UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE MADRID

**ESCUELA TECNICA SUPERIOR DE INGENIEROS
DE CAMINOS, CANALES Y PUERTOS**

**ELIMINACIÓN DE NUTRIENTES
MEDIANTE TRATAMIENTOS BIOPELÍCULA
CORRIENTES ACTUALES Y
NECESIDADES DE INVESTIGACIÓN**

TESIS DOCTORAL

Gustavo Adolfo Sagrario Castillo

Ingeniero Agrónomo (UPM)

MADRID, 2015

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE MADRID

**ESCUELA TÉCNICA SUPERIOR DE INGENIEROS
DE CAMINOS, CANALES Y PUERTOS**

**ELIMINACIÓN DE NUTRIENTES
MEDIANTE TRATAMIENTOS BIOPELÍCULA
CORRIENTES ACTUALES Y
NECESIDADES DE INVESTIGACIÓN**

TESIS DOCTORAL

Gustavo Adolfo Sagrario Castillo
Ingeniero Agrónomo (UPM)

DIRECTOR
Profesor Dr. Ingeniero D. Juan Antonio Cortacans
Profesora Dr. Dña. Isabel del Castillo

MADRID, 2015

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE MADRID

Tribunal nombrado por el Mgfco. Y Excmo. Sr. Rector de la Universidad Politécnica de Madrid, el día.....de.....de 2015

Presidente D. _____

Secretario D. _____

Vocal D. _____

Vocal D. _____

Vocal D. _____

Realizado el acto de defensa y lectura de la Te4sis el día ____ de _____ de 2016 en la E.T.S. de Ingenieros de Caminos, Canales y Puertos de la U.P.M.

Calificación: _____

EL PRESIDENTE:

VOCAL:

VOCAL:

VOCAL:

EL SECRETARIO:

INDICE DE MATERIAS

CAPÍTULO I. ANTECEDENTES.....	5
I.1.1 Antecedentes Personales	6
I.1.2 Formación para el doctorado	6
I.1.3 Título propuesto para la Tesis Doctoral.	7
I.1.4 Interés por el tema.....	8
CAPÍTULO II. GENERALIDADES.....	9
II.1 DEFINICIÓN.....	10
II.2 CLASIFICACIÓN.....	11
II.3 VENTAJAS Y LIMITACIONES.....	17
II.3.1 Ventajas	17
II.3.2 Limitaciones.....	19
CAPÍTULO III. INVESTIGACIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	23
III.1 SIGLO XIX.....	24
III.2 SIGLO XX.....	30
III.3 SISTEMAS MBBR e IFAS.....	35
III.4 FANGOS GRANULARES	37
CAPÍTULO IV. OBJETIVOS	41
IV.1.1 Objetivo General	42
IV.1.2 Objetivos Específicos	42
CAPÍTULO V. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN	44

V.1.1 Metodología de Estudio.....	45
V.1.2 Planificación en el Tiempo	47
CAPÍTULO VI. DESARROLLO INVESTIGACIÓN Y RESULTADOS OBTENIDOS.....	50
VI.1 ANÁLISIS CRÍTICO TRATAMIENTOS Y MODELIZACIONES	51
VI.1.1 ANÁLISIS DE LOS TRATAMIENTOS.....	51
VI.1.2 ANÁLISIS DE LA MODELIZACIÓN.....	105
VI.2 DEFINICIÓN CRITERIOS CLASIFICACIÓN	178
VI.2.1 CRITERIOS CLASIFICACIÓN.....	178
VI.2.2 CLASIFICACIÓN.....	187
VI.3 APTITUD DE LOS TRATAMIENTOS A LA MODELIZACIÓN.....	189
VI.3.1 Incertidumbre de la modelización	191
VI.3.2 Clasificación y descripción de los tratamientos de acuerdo a su aptitud a la simulación.....	195
VI.4 ESTADO ACTUAL - AREAS QUE REQUIEREN DESARROLLO.....	200
VI.4.1 TENDENCIAS ACTUALES	200
VI.4.2 DISEÑO SISTEMAS BIOPELÍCULA	233
VI.5 DESARROLLO DE MODELOS	235
VI.5.1 FANGOS GRANULARES AEROBIOS – MODELO DE CRECIMIENTO	235
VI.5.2 FANGOS GRANULARES AEROBIOS – COMPETENCIA AUTÓTROFAS/HETERÓTROFAS.....	255
CAPÍTULO VII. CONCLUSIONES	269
VII.1.1 Estudio de los Tratamientos Biopelícula	271
VII.1.2 Estudio de la Modelización de los Cultivos Biopelícula	273

VII.1.3 Estado Actual de los Tratamientos Eliminación de Nutrientes con Biopelículas	278
VII.1.4 Desarrollo de un Modelo Específico.....	279
CAPÍTULO VIII. FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN.....	281
CAPÍTULO IX. BIBLIOGRAFIA.....	283

INDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración II-1: Clasificación de los Tratamientos Biológicos. Las líneas rojas son compartidas por Cultivo Mixto y Cultivo en Biopelícula.	11
Ilustración II-2: Representación conceptual de los diferentes tipos de Cultivo.	13
Ilustración II-3: Soportes Móviles Extruidos de diferentes formas (Archivo particular)	14
Ilustración II-4: Soportes Móviles Expandidos de diferentes formas (Archivo particular).	14
Ilustración II-5: Soportes Fijos Ordenados. Arriba Izquierda: Medio nuevo Arriba Derecha: Medio atascado. Abajo: Vista de una reactor. (Archivo particular).	15
Ilustración II-6 ; Soportes Fijos de Tejido0.	16
Ilustración III-1: Diseño de Construcción de un Tanque Imhoff para la plante de Hagen (Archivo particular).	27
Ilustración III-2: Vista de Tanques Imhoff en Brochum-Lagendreer (Archivo particular). ..	28
Ilustración III-3: Vista de la Planta de Essen-Rellinghausen (Archivo particular).	28
Ilustración V-1 - Esquema Metodológico	46
Ilustración VI-1: Soportes Captor (Archivo particular).	54
Ilustración VI-2: Reactor Biológico de la Planta de Freehold. (Cooper, 1989)	57
Ilustración VI-3; Rendimiento Planta Piloto de Stevenage. (Cooper, 1989)	59
Ilustración VI-4; Modificaciones de la Planta de Freehold (Cooper, 1989).	61
Ilustración VI-5: Soportes Linpor (Archivo particular).	66
Ilustración VI-6: Instalación de Linpor en Freising (Archivo particular)	67
Ilustración VI-7: Planta Subterránea en Noruega (Archivo particular).	68

Ilustración VI-8: Dr. Hallvard Ødegaard(Archivo particular).....	69
Ilustración VI-9: Características de los Soportes Anox-Kaldnes	71
Ilustración VI-10: Soportes de Anox-Kaldnes. (Archivo particular)	72
Ilustración VI-11: Soporte K1 con biopelícula. Obsérvese la reducción del tamaño de paso. (Archivo particular).....	73
Ilustración VI-12: Evolución de la Superficie Específica en los Soportes Anox-Kaldnes	75
Ilustración VI-13: Rejas de Salida en Cámaras Anóxicas (Archivo particular).	77
Ilustración VI-14: Rejas de Salida en Cámaras Aerobias (Archivo particular).	78
Ilustración VI-15: Sistema de Aireación mediante burbuja gruesa (Archivo particular).....	78
Ilustración VI-16: Llenado de reactor con Soportes (Archivo particular).....	79
Ilustración VI-17: Soportes de Hydroxyl-Headwroks (Archivo particular).....	82
Ilustración VI-18: MBBR Inland Empire Paper Co. Millwood WA (USA) 1400 GPM COD = 1600 mg/l. Planta de Headworx.(Entex, 2011)	83
Ilustración VI-19: Soportes Hydroxyl mostrando la biopelícula protegida en el interior del soporte(Entex, 2011)	84
Ilustración VI-20: Soportes Biowater (Biowater, 2011)	84
Ilustración VI-21: Soportes Aqwise(Aqwise, 2011).....	85
Ilustración VI-22 : Comportamiento de los soportes Aqwise en EDAR Sevilla la Nueva (Madrid).	86
Ilustración VI-23: Soportes Fijos Bioweb ((Brentwood, 2011)	87
Ilustración VI-24: Soportes de Entex Technologies.(Brentwood, 2011).....	88
Ilustración VI-25: Portadoes <i>Rauschert GmbH</i> .(RVT, 2011)	89
Ilustración VI-26: Proceso Floobed de Valmet	90
Ilustración VI-27: Planta con proceso Floobed de Valmet.....	91

Ilustración VI-28: Planta Holmen Paper (Madrid). Proceso Floobed de Valmet construido por Ondeo Instrial Solutions (Degremont).(Archivo particular).....	92
Ilustración VI-29 - Plantas Fangos Granulares Aerobio en Tratamiento Sidestream (Lackner et al. 2014).....	102
Ilustración VI-30 - Esquema alterativas Tratamientos Mainstream	103
Ilustración VI-31 Ajuste de la ecuación de Monod a los datos experimentales (Monod 1949; Monod 1942).....	106
Ilustración VI-32-Comparación modelos crecimiento (Bader 1978).....	107
Ilustración VI-33 Asíntotas en el modelo de Atkinson.....	112
Ilustración VI-34 Elemento diferencial de biopelícula en filtro poroso.(Harremoës 1976).	122
Ilustración VI-35 Variación del perfil de concentración con el valor de Beta. (Harremoës 1976).....	123
Ilustración VI-36 Cinética de primer orden y de onder $\frac{1}{2}$ -(Harremoës 1976).....	124
Ilustración VI-37 Transición de cinética $\frac{1}{2}$ orden a cinética de primer orden.(Harremoës 1976).....	124
Ilustración VI-38 - Variación de la relación β_{O2}/β_{N2} .(Riemer & Harremoës 1978);.....	127
Ilustración VI-39 Presencia de la Capa límite. $L_1 + L_2$ es la capa límite en donde L_2 varía según condiciones hidrodinámicas. (Williamson & McCarty 1976a).....	128
Ilustración VI-40 Normalized loading Curve para $S^*_{min} = 0.1$. (Rittmann, Heath, 1990, Simplified design of biofilm processes using normalized loading curves).....	141
Ilustración VI-41 Clasificación de los casos de comportamiento de las biopelículas. Abcisas representan los valores de $Sb.mín *$. Las ordenadas representan los valores de $S^*/Sb.mín *$. (Sáez & Rittmann 1990).....	142
Ilustración VI-42 - Tiempos característicos.....	144
Ilustración VI-43 - Condiciones de coexistencia bacterias Heterótrofas y Autótrofas según Wanner- Gujer.....	152

Ilustración VI-44 - Criterio de transferencia de biomasa.....	156
Ilustración VI-45 - Primeras conceptualizaciones morfología biopelícula.....	157
Ilustración VI-46 - Esquema morfología biopelículas (Costerton et al. 1994).....	158
Ilustración VI-47 - Validación modelo PLH.....	162
Ilustración VI-48 - Modelo PLH - Dominios.....	163
Ilustración VI-49 Formas originadas por modelo PLH (Picioreanu 1999).....	166
Ilustración VI-50 - Velocidad nitrificación vs C/N (Odegaard 1997).....	170
Ilustración VI-51 - Valor del coeficient K (Odegaard 1997)	172
Ilustración VI-52 - Esquema IFAS de acuerdo con (McQuarrie et al. 2010)	173
Ilustración VI-53 - Criterios diseño IFAS según (McQuarrie et al. 2010).....	173
Ilustración VI-54 - Velocidad de desnitrificación. Superio: (Rusten & Paulsrud 2009). Inferior:(Rusten et al. 1994).....	174
Ilustración VI-55 - Diagrama conceptual morfología biopelícula (Costerton et al. 1994)	178
Ilustración VI-56 - Izquierda: Modelización 2D basado en el modelo PLH (Kagawa et al. 2015) Derecha: Criterio avance biomasa en el modelo WG (Wanner & Gujer 1986).....	180
Ilustración VI-57 - Modelización biopelícula discreta (Alpkvist et al. 2004).....	180
Ilustración VI-58 - Evolución capacidad de computación. Arriba. Evolución eficiencia debido a mejora algoritmos resolución. Abajo: Evolución eficiencia debido a mejora procesadores. (Beyond 2009).....	182
Ilustración VI-59 - Tiempos característicos procesos (Kissel et al. 1984)	184
Ilustración VI-60 - Validación modelo PLH. La “validación” del modelo se ha realizado por comparación del resultado del modelo 4a y 4b con las colonias reales 4c a 4e (Picioreanu et al. 1997).....	186
Ilustración VI-61 - Tiempos característicos procesos (Kissel et al. 1984)	192

Ilustración VI-62 - Posiciones relativas del carrier en ralción a la corriente principal (Herrling et al. 2015).....	197
Ilustración VI-63 - Imágenes obtenidas por Multi-Slice, Multi-Echo Imaging de las condiciones hidrodinámicas en el interior del carrier (Herrling et al. 2015).....	197
Ilustración VI-64 - Tipos sistemas MBBR - IFAS.....	201
Ilustración VI-65 - Velocidad nitrificación MBBR vs Cultivo en Suspensión (McQuarrie et al. 2010).....	202
Ilustración VI-66 - Actividad MBBR vs Cultivo en Suspensión (Thomas et al. 2009).....	203
Ilustración VI-67 - Efecto de la variación de la concentración de oxígeno sobre la velocidad nitrificación en la biopelícula en un sistema IFAS (Thomas et al. 2009).....	203
Ilustración VI-68 - Efecto de la variación de la concentración de oxígeno sobre la velocidad nitrificación en la biopelícula en un sistema IFAS (Thomas et al. 2009).	204
Ilustración VI-69 - Eficiencia de la transferencia de oxígeno disuelto (Piculell et al. n.d.)	204
Ilustración VI-70 - Aumento de la nitrificación en el carrier cuando éste se encuentra en un cultivo en suspensión.....	205
Ilustración VI-71 - Efecto de la recirculación sobre la eliminación de nitrógeno (Rusten et al. 1995).....	207
Ilustración VI-72 - Variación de los coeficientes de saturación (Stinson et al. 2009).....	211
Ilustración VI-73 - Mejora Índice Volumétrico del Fango en Sistemas IFAS - MBBR. Izquierda: (Briggs 2009). Derecha : (Wilson et al. 2012).....	214
Ilustración VI-74 - Planta Piloto Annamox MBBR en dos Etapas de Himmerfjärden (Gut 2006).....	220
Ilustración VI-75 - Plantas Fangos Granulares Aerobio en Tratamiento Sidestream (Lackner et al. 2014)	230
Ilustración VI-76 - Esquema alterativas Tratamientos Mainstream	231
Ilustración VI-77 - Esquema Mainstream Demon. (Wett 2007)	232

Ilustración VI-78 - Variación de la densidad del Fango Granular	244
Ilustración VI-79 - Esquema configuración del modelo SBR	245
Ilustración VI-80 - Evolución del consumo DQO y OD en una ciclo operación SBR	252
Ilustración VI-81 - Evolución del radio medio del fango granular	252
Ilustración VI-82 - Perfil concentración oxígeno	253
Ilustración VI-83 - Evolución de la concentración en el Reactor.	254
Ilustración VI-84 - Distribución de Consumo Oxígeno (OUR) - Modelo competencia	262
Ilustración VI-85 - Velocidad de consumo de oxígeno (OUR) - Modelo competencia	263
Ilustración VI-86 - Derecha: Velocidad de eliminación de $N-NH_4$ - Modelo competencia.	263
Ilustración VI-87 - Velocidad consumo Nitratos (NUR) - Modelo competencia	264
Ilustración VI-88 - Efecto de la concentración DQO y $N-NH_4$ en el Agua Bruta sobre la fracción de B. Heterótrofas y B. Autótrofas	265

INDICE DE TABLAS

Tabla II-1: Parámetros normales de operación de diferentes tecnologías	17
Tabla II-2: Espesores normales de las biopelículas según el proceso biopelícula(Henze,van Loosdrecht, G.Ekama, Brdjanovic, 2008).....	21
Tabla III-1: Características de los diferentes tipos de Biofiltros	34
Tabla VI-1: Comparación comportamiento Fangos Activos.....	60
Tabla VI-2: Características de los Soportes Comerciales (elaboración propia).	96
Tabla VI-3 Lista no exhaustiva de modelos de crecimiento.....	108
Tabla VI-4 Resumen soluciones Modelo Homogéneo de Williamson-McCarty	116
Tabla VI-5 Resumen soluciones simplificadas del Modelo Homogéneo de Williamson-McCarty	119
Tabla VI-6 Coeficientes para la determinación del sustrato limitante	127
Tabla VI-7 - Matriz Petersen - Modelo Wanner - Gujer.....	147
Tabla VI-8 - Clasificación modelos biopelícula.....	188
Tabla VI-9 - Clasificación de los tratamientos de acuerdo a su aptitud a la simulación. Elaboración propia.....	195
Tabla VI-10 - Plantas MBBR en Pre-Desnitrificación.....	208
Tabla VI-11 - MBBR en Post-Desnitrificación - Adición DQO externo	210
Tabla VI-12 - Plantas MBBR en Post-Desnitrificación	211
Tabla VI-13 - Plantas IFAS en Post- Desnitrificación	212
Tabla VI-14 - Plantas MBBR en Pre y Post-Desnitrificación combinada.....	212

Tabla VI-15-Inhibición de las bacterias Anammox en función del tipo de cultivo (Rc Jin 2012).....	216
Tabla VI-16 - Puesta en marcha de sistemas Anammox.....	218
Tabla VI-17- Plantas MBBR con procesos Anammox.....	221
Tabla VI-18 - Índice Volumétrico de Fangos en Fangos Granulares. Adaptado de (De Kreuk et al. 2006) (Stowa 2010)	225
Tabla VI-19 - Fangos Granulares Aerobio - Tratamientos convencionales. Fuente : Nereda web page.....	227
Tabla VI-20 - Parámetros operación Fangos Granulares Aerobios - Tratamientos Convencionales.. Adaptado de (Beun et al. 1999)(De Kreuk et al. 2006)	228
Tabla VI-21 - Resultado Planta Piloto de Epe, Holanda (Stowa 2010).....	228
Tabla VI-22 - Fangos Granulares Aerobio -Tratamientos Sidestream.....	229
Tabla VI-23 - Modelos comerciales simulación biopelículas.....	234
Tabla VI-24 - Evolución del tamaño medio de los fangos granulares de acuerdo con la expresión de Tessier.....	237
Tabla VI-25 - Matriz de Petersen - Modelo de crecimiento	240
Tabla VI-26 - -Ciclo de operación SBR - Modelo de crecimiento.....	246
Tabla VI-27 - Parámetros diseño SBR modelo - Modelo de crecimiento.....	247
Tabla VI-28 - Calidad del agua de entrada previa dilución.....	248
Tabla VI-29 - Calidad agua de entrada tras la dilución - Primera fase.....	249
Tabla VI-30 - Parámetros cinéticos - Modelo de crecimiento	250
Tabla VI-31 - Análisis de sensibilidad - Modelo de crecimiento	251
Tabla VI-32 – Matriz Petersen - Modelo Competencia.....	257
Tabla VI-33-Ciclos operación SBR	259

Tabla VI-34 - Parámetros diseño SBR modelo.....	260
Tabla VI-35 – Calidad Agua Bruta	261
Tabla VI-36 - Parámetros cinéticos - Modelo Competencia.....	261
Tabla VI-37 - Efecto de las B. Autótrofas en la fracción activa en SBR operados a $SRT = 20$ y $SRT = 50$ d.....	267

RESUMEN

Los tratamientos biopelícula fueron unos de los primeros tratamientos biológicos que se aplicaron en las aguas residuales. Los tratamientos biopelícula presentan importantes ventajas frente a los cultivos en suspensión, sin embargo, el control de los tratamientos biopelícula es complicado y su modelización también.

Las bases teóricas del comportamiento de las biopelículas empezaron a desarrollarse fundamentalmente a partir de los años 80. Dado que el proceso es complejo con ecuaciones de difícil resolución, estas conceptualizaciones han sido consideradas durante años como ejercicios matemáticos más que como herramientas de diseño y simulación.

Los diseños de los reactores estaban basados en experiencias de plantas piloto o en comportamientos empíricos de determinadas plantas. Las ecuaciones de diseño eran regresiones de los datos empíricos. La aplicabilidad de las ecuaciones se reducía a las condiciones particulares de la planta de la que provenían los datos empíricos. De tal forma que existía una gran variedad y diversidad de ecuaciones empíricas para cada tipo de reactor.

La investigación médica durante los años 90 centró su atención en la formación y eliminación de las biopelículas. Gracias al desarrollo de nuevas prácticas de laboratorio que permitían estudiar el interior de las biopelículas y gracias también al aumento de la capacidad de los ordenadores, la simulación del comportamiento de las biopelículas tomó un nuevo impulso en esta década.

El desarrollo de un tipo de biopelículas, fangos granulares, en condiciones aerobias realizando simultáneamente procesos de eliminación de nutrientes ha sido recientemente patentado. Esta patente ha recibido numerosos premios y reconocimientos internacionales tales como la European Invention Award (2012).

En 1995 se descubrió que determinadas bacterias podían realizar un nuevo proceso de eliminación de nitrógeno denominado Anammox. Este nuevo tipo de proceso de eliminación de nitrógeno tiene el potencial de ofrecer importantes mejoras en el rendimiento de eliminación y en el consumo de energía. En los últimos 10 años, se han desarrollado una serie de tratamientos denominados “innovadores” de eliminación de nutrientes. Dado que no resulta posible el establecimiento de estas bacterias Anammox en fangos activos convencionales, normalmente se recurre al uso de cultivos biopelícula.

La investigación se ha centrado en el desarrollo de estos procesos innovadores en cultivos biopelícula, en particular en los fangos granulares y MBBR e IFAs, con el objeto de establecer las condiciones bajo las cuales estos procesos se pueden desarrollar de forma estable. Muchas empresas y organizaciones buscan una segunda patente.

Una cuestión principal en el desarrollo de estos procesos se encuentra la correcta selección de las condiciones ambientales y de operación para que unas bacterias desplacen a otras en el interior de las biopelículas. El diseño de plantas basado en cultivos biopelícula con procesos convencionales se ha realizado normalmente mediante el uso de métodos empíricos y semi-empíricos. Sin embargo, los criterios de selección avanzados

aplicados en los Tratamientos Innovadores de Eliminación de Nitrógeno unido a la complejidad de los mecanismos de transporte de sustratos y crecimiento de la biomasa en las biopelículas, hace necesario el uso de herramientas de modelización para poder conclusiones no evidentes.

SUMMARY

Biofilms were one of the first biological treatments used in the wastewater treatment. Biofilms exhibit important advantages over suspended growth activated sludge. However, controlling biofilms growth is complicated and likewise its simulation.

The theoretical underpinnings of biofilms performance began to be developed during 80s. As the equations that govern the growth of biofilms are complex and its resolution is challenging, these conceptualisations have been considered for years as mathematical exercises instead of practical design and simulation tools.

The design of biofilm reactors has been based on performance information of pilot plants and specific plants. Most of the times, the designing equations were simple regressions of empirical data. The applicability of these equations were confined to the particular conditions of the plant from where the data came from. Consequently, there were a wide range of design equations for each type of reactor

During 90s medical research focused its efforts on how biofilm's growth with the ultimate goal of avoiding it. Thanks to the development of new laboratory techniques that allowed the study the interior of the biofilms and thanks as well to the development of the computers, simulation of biofilms' performance had a considerable evolution during this decade.

In 1995 it was discovered that certain bacteria can carry out a new sort of nutrient removal process named Anammox. This new type of nutrient removal process potentially can enhance considerably the removal performance and the energy consumption. In the last decade, it has been developed a range of treatments based on the Anammox generally named "Innovative Nutrient Removal Treatments". As it is not possible to cultivate Anammox bacteria in activated sludge, normally scientists and designers resort to the use of biofilms.

A critical issue in the development of these innovative processes is the correct selection of environment and operation conditions so as to certain bacterial population displace to others bacteria within the biofilm. The design of biofilm technology plants is normally based on the use of empirical and semi-empirical methods. However, the advanced control strategies used in the Innovative Nutrient Removal Processes together with the complexity of the mass transfer and biomass growth in biofilms, require the use of modeling tools to be able to set non evident conclusions.

INTRODUCCIÓN

En una encuesta realizada en 2007 por una publicación médica (BMJ, 2007), la mayoría de los 11000 profesionales médicos que participaron en ella, opinó que el saneamiento ambiental ha sido el mayor avance logrado en materia de salud pública desde 1840.

Los Tratamientos de Biopelícula juegan un papel importante en la historia de la evolución del saneamiento ya que representaron los primeros tratamientos biológicos. Inicialmente los tratamientos biológicos estaban asociados a soportes fijos: lechos bacterianos, lechos de grava y filtros intermitentes. El intento por mejorar la capacidad de depuración de estos tratamientos dio lugar a otros nuevos como aquellos en los que la biomasa no está adherida a un soporte, sino que la biomasa crece en suspensión en el seno del fluido o como aquellos en los que la biomasa se mantiene unida a un soporte y este es el que se mantiene en suspensión. Los primeros son los tratamientos de Fangos Activos y los segundos son los Tratamientos de Biomasa Fija sobre Soporte Móvil. Estos últimos tratamientos pueden ser de Cultivo Puro cuando la única biomasa presente en el reactor es la que está unida al soporte, o bien de Cultivo Mixto cuando coexiste la biomasa adherida al soporte con biomasa en suspensión en el fluido.

Desde los años 70 se han desarrollado modelos para entender las estructuras y el comportamiento de las biopelículas. Actualmente existe un amplio repertorio de modelos a disposición de los diseñadores e investigadores. Este amplio abanico de modelos abarca modelos simples constituidos por una serie de criterios de diseño hasta los modelos hidrodinámicos de elevada complejidad. Los modelos no sólo determinan el consumo de sustrato sino que también deben calcular el transporte por difusión en el seno de la película. Los primeros modelos consistían únicamente relaciones empíricas aplicables únicamente a los reactores en los que se habían desarrollado las pruebas. Gracias al desarrollo teórico de la cinética de Monod, los modelos de biopelículas ganaron en universalidad. Estos primeros consideraban a las biopelículas como una masa homogénea constituida por una sola especie bacteriana y de espesor constante (Harremoës 1978), (Williamson McCarty 1976). A mediados de los años 80, gracias al desarrollo de nuevas técnicas de laboratorio como las microsondas o la microscopía laser confocal, se confirmaron las suposiciones de la existencia de una estructura compleja y heterogénea (Bishop 1995). La siguiente generación de modelos introdujeron una descripción mas exacta de cómo las especies bacterianas se distribuyen en el espesor de la biopelícula. Estas nuevas técnicas de laboratorio se refinaron y permitieron confirmar que las

estructuras complejas que mostraban la biopelículas afectaban a cómo el sustrato era transportado en el seno de la misma (De Beer et al. 1996). Esto condujo a una revisión de los modelo de cultivo mixto (Wanner & Reichert 1996)(Wanner-Reichert 1996). En los último años, también precedido por el desarrollo de nuevas técnicas de laboratorio que permiten determinar con más precisión estas estructuras, los modelos han evolucionado en hacia modelos 3D con intento de reproducir estas estructuras (Piciooreanu 1999).

La variedad de modelos disponibles es muy amplia, así como también lo son las capacidades de cada uno de ellos. De tal forma, que a día de hoy se plantea la cuestión de qué modelos son los más óptimos para un uso u otro. (D. R. Noguera et al. 1999) clasificó los modelos en doas grandes grupos. En primer grupo los constituyen todos aquellos modelos cuyo objeto es la investigación de la estructura de las biopelículas. Estos modelos fueron también denominados “cualitativos” (Wanner & Morgenroth 2004)(Morgenroth 2000). Un segundo grupo de modelos está constituido por aquellos modelos que son herramientas para el diseño. Estos últimos normalmente modelizan en régimen dinámico, aunque hay una creciente demanda para modelizar también las condiciones dinámicas a las que estará expuesta la planta a diseñar u operar. Se prevé que en horizonte no muy lejano la mayoría de las plantas incorporen modelos que en tiempo real puedan predecir y optimizar el comportamiento de las plantas.

La utilización de modelos matemáticos es bastante limitado en la mayoría de las aplicaciones prácticas (Wanner & Morgenroth 2004)(Morgenroth 2000). Sin embargo, a pesar de esta escasa utilización, los modelos matemáticos no son únicamente una herramienta para el investigador. Es de esperar que estos modelos se conviertan en una herramienta indispensable en el diseño y optimización de plantas para hacer frente a las exigencias que los nuevos tratamientos requieren. En no pocas ocasiones, los modelos de simulación no proporcionan una información fiable o su poder de modelización es pobre en determinadas áreas, requiriéndose llevar a cabo plantas piloto específicas o utilizar modelos empíricos del comportamiento de plantas existentes. Los modelos empíricos, los cuales incorporan un enfoque estadístico del comportamiento de las plantas, pueden ser desarrollados o bien, si el conocimiento del sistema lo permite, se pueden formular modelos deterministas.

Es claro que cuando un modelo matemático es seleccionado, el criterio de selección debe enfocarse en la óptima modelización del objeto de estudio. Se puede argumentar que los modelos deterministas nunca pueden modelizar perfectamente la realidad que pretenden representar. Por este motivo, los diseñadores de los modelos matemáticos tienden a

incorporar todos los procesos tienen lugar en la realidad. Este hecho es contraproducente porque la incorporación de muchos “micro-procesos” en el modelo tiende a añadir aquellos procesos que no son comprendidos perfectamente por el usuario e incluso por el propio diseñador del modelo. El esfuerzo de computación incrementa y la dinámica de uso del modelo se vuelve tediosa y farragosa. Por otro lado, modelos matemáticos excesivamente complejos, tienden a ser considerados por los ingenieros como entelequias matemáticas, con unas variables y parámetros de difícil interpretación práctica y validación. Aunque paradójicamente en muchas ocasiones se elija el modelo matemático sofisticado no por su capacidad de definición sino por su capacidad de automatización y simplificación del proceso de diseño.

Por ello, los modelos sencillos debieran ser utilizados más frecuentemente, que los modelos complejos siempre que la complejidad del fenómeno a estudiar lo permita. Es innegable que un modelo sencillo nunca podrá describir todos los procesos dinámicos del sistema precisamente por las simplificaciones que incorpora. Sin embargo, en la situación actual, donde la instrumentación requerida para medir muchos de los parámetros que se modelizan está aún en fase de desarrollo, resulta poco previsible que los modelos dinámicos complejos sean de utilidad práctica en la mayoría de las utilidades prácticas. Es también necesario remarcar que ciertos modelos que han sido desarrollados con el objeto de ser “simples”, y los son respecto a su método de resolución, han incorporado muchos “micro-procesos” perdiendo así su inicial objetivo de practicidad.

CAPÍTULO I.

ANTECEDENTES

I.1.1 Antecedentes Personales

El autor de la tesis, Gustavo Adolfo Sagrario Castillo con DNI 2647931x, nace en Madrid, España el 8 de Enero de 1974. Gustavo Sagrario es Ingeniero Agrónomo por la Escuela Politécnica de Madrid, habiendo terminado la carrera en el año 2000.

I.1.2 Formación para el doctorado

Gustavo Adolfo Sagrario Castillo inicia la formación de Doctorado en la E.T.S de Ingenieros de Caminos, Canales y Puertos en el Plan Territorio y Medio Ambiente en el año 2003-04.

Asignatura	Duración	Créditos	Año	Convocatoria	Calificación
Bases de la Ingeniería Química aplicada a la Depuración y Tratamientos de Agua	Anual	3	2003-04	Junio	Aprobado (5)
Desinfección en la Reutilización de las Aguas y Lodos	Anual	5	2003-04	Junio	Sobresaliente (9)
Dirección Integrada de Proyectos de Ingeniería	Anual	3	2003-04	Junio	No presentado
Dirección Integrada de Proyectos de Ingeniería	Anual	3	2003-04	Septiembre	No presentado
Procesos de Depuración a Aguas Residuales Industriales	Anual	4	2003-04	Junio	No presentado
Procesos de Depuración a Aguas Residuales Industriales	Anual	4	2003-04	Septiembre	No presentado
Procesos de Eliminación de Nutrientes	Anual	3	2003-04	Junio	No cualificado
Procesos de Eliminación de Nutrientes	Anual	3	2003-04	Septiembre	No presentado
Procesos de Tratamiento de Agua Potable	Anual	3	2003-04	Junio	Aprobado (6)
Metodología para Obras Marítimas	Anual	5	2008-09	Junio	Notable (7)
Procesos de Eliminación de Nutrientes por Procesos Biológicos	Anual	12	2010-11	Septiembre	Sobresaliente (9)

Superados los créditos exigidos en la etapa de docencia se procedió a la fase de investigación, considerando el tema: “Desarrollo de nuevos “Carriers” para su aplicación en Procesos de Biomasa Fija sobre Lecho Móvil (MBBR) en en Procesos Mixtos con Fangos Activos (IFAS)”:

Asignatura	Año	Convocatoria	Calificación
Investigación para el desarrollo de nuevos “Carriers” para su aplicación en Procesos de Biomasa Fija sobre Lecho Móvil (MBBR) o Mixtos con Fangos Activos (IFAS)	2010-11	Septiembre	Sobresaliente (9)

En Septiembre de 2011 recibe el reconocimiento de suficiencia investigadora por parte de la Comisión de Doctorado del Departamento de Ordenación del Territorio, Urbanismo y Medio Ambiente.

I.1.3 Título propuesto para la Tesis Doctoral.

Los trabajos de investigación para la tesis doctoral se han desarrollado en el curso de 2014- 2015. La solicitud para realizar la tesis doctoral titulada “Eliminación de nutrientes mediante tratamiento por biopelículas: Corrientes actuales y necesidades de investigación” fue presentada el 23 de mayo de 2012. La Comisión de Doctorado de la Universidad Politécnica de Madrid nombró al Profesor Doctor Ingeniero D. Juan Antonio Cortacans y a la Profesora Doctora Dña. Isabel del Castillo directores de la misma. Dicha solicitud fue aceptada el 25 de mayo de 2012 por la Comisión del Departamento de Ordenación del Territorio, Urbanismo y Medio Ambiente.

I.1.4 Interés por el tema

Los tratamientos biopelícula fueron unos de los primeros tratamientos biológicos que se aplicaron en las aguas residuales. Se ha reconocido las ventajas de los tratamientos biopelícula frente a los cultivos en suspensión, sin embargo el control de los tratamientos biopelícula es complicado y su modelización también. Las bases teóricas del comportamiento de las biopelículas empezaron a desarrollarse fundamentalmente a partir de los años 80. Dado que el proceso es complejo con ecuaciones de difícil resolución, estas conceptualizaciones han sido consideradas durante años como ejercicios matemáticos más que como herramientas de diseño y simulación. Los diseños de los reactores eran basados en experiencias de plantas piloto o en comportamientos empíricos de determinadas plantas. Las ecuaciones de diseño eran regresiones de los datos empíricos. La aplicabilidad de las ecuaciones se reducía a las condiciones particulares de la planta de las que provenían los datos empíricos. De tal forma que existía una gran variedad y diversidad de ecuaciones empíricas para cada tipo de reactor. La investigación médica durante los años 90 centró su atención en la formación y eliminación de las biopelículas. Gracias al desarrollo de nuevas prácticas de laboratorio que permitían estudiar el interior de las biopelículas y gracias también al aumento de la capacidad de los ordenadores, la simulación del comportamiento de las biopelículas tomó un nuevo impulso en esta década. En 1995 se descubrió que determinadas bacterias podían realizar un nuevo proceso de eliminación de nitrógeno denominado Anammox. Este nuevo tipo de proceso de eliminación de nitrógeno tiene el potencial de ofrecer importantes mejoras en el rendimiento y en el consumo de energía. En los últimos 10 años, se han desarrollado una serie de tratamientos denominados “innovadores” de eliminación de nutrientes. La mayoría de ellos utilizan diferentes variantes de biopelículas. Una cuestión principal en el desarrollo de estos procesos es la selección de las condiciones para que unas bacterias desplacen a otras en el interior de las biopelículas. Mientras que los métodos empíricos y semi-empíricos han sido utilizados hasta la fecha para el diseño de plantas, la complejidad de la asociación de los Tratamientos Innovadores con las Biopelículas hace necesario el uso de herramientas de modelización.

CAPÍTULO II.

GENERALIDADES

II.1 DEFINICIÓN

Las biopelículas se pueden definir como agregados de microorganismos junto con sus compuestos extracelulares que se mantienen adheridos a una superficie o en casos muy particulares se auto-inmovilizan no requiriendo una superficie (Rittmann, 2004). El descubrimiento de las bacterias data del siglo XVII y aunque las bacterias crecen fundamentalmente en colonias adheridas a superficies, las primeras investigaciones que hablaban de microorganismos “adheridos por capas” no fueron hechas hasta 1940. Durante 1960 y 1970 se aceleró la investigación sobre “limos de microorganismos” (Bryers, 2000).

Este tipo de asociación ofrece a los microorganismos ciertas ventajas específicas en su crecimiento y desarrollo. Estas propiedades específicas de las biopelículas son muy atractivas para su aplicación en tratamientos biológicos, sin embargo los tratamientos biopelícula no están exentos de limitaciones.

II.2 CLASIFICACIÓN

Los tratamientos biológicos se pueden según la Ilustración II-1:

Ilustración II-1: Clasificación de los Tratamientos Biológicos. Las líneas rojas son compartidas por Cultivo Mixto y Cultivo en Biopelícula.

Se pueden clasificar en función del donador de electrones:

- Aerobio
- Anóxico
- Anaerobio

En función del tipo de cultivo de los microorganismos:

Cultivo en Suspensión: Los microorganismos forman colonias que se mantienen en suspensión en el seno del fluido. Este tipo de cultivo es característico de los Fangos Activos.

Cultivo en Biopelícula: Los microorganismos forman colonias laminares que se mantienen adheridos a un soporte.

Cultivo Mixto: En el reactor existen colonias en suspensión en el fluido, y biopelículas adheridas a soportes que se introducen en el fluido.

Fangos Granulares: Los microorganismos se auto-inmovilizan formando biopelículas con formas esféricas. La diferencia con el Cultivo en Biopelícula es que los Fangos Granulares no se adhieren a un soporte.

Ilustración II-2: Representación conceptual de los diferentes tipos de Cultivo.

Superior Izquierda: Fangos Activos. Superior Centro: Cultivo en Biopelícula con Soportes en Suspensión. Superior Derecha: Cultivo Mixto con Soportes en Suspensión. Inferior Izquierda: Fangos Granulares Inferior centro: Cultivo en Biopelícula con Soportes Fijos. Cultivo Mixto con Soportes Fijos.

Los soportes a los que se adhieren las biopelículas se clasifican en;

Soportes en Suspensión: El conjunto soporte-biomasa se mantiene en suspensión mediante agitación. El soporte suele tener una densidad próxima a la del agua para facilitar su suspensión en el seno del fluido. Si la densidad es demasiado baja el soporte tiende a flotar y si es demasiado alta la agitación debe intensificarse para evitar que se deposite en el fondo. Según se verá lo largo de este texto, estos soportes se pueden construir con espuma de poliuretano (soportes expandidos, Ilustración II-4) o se pueden construir por extrusión con termoplásticos (soportes extruidos, Ilustración II-4).

Soportes Fijos: Se concibe mejor que se explica. Son soportes que no tienen libertad de movimiento. Se fabrican de diversos materiales y configuraciones. En la Ilustración II-5 y en Ilustración II-6 se muestran algunos ejemplos

Medios Filtrantes: Los soportes son de material granular de diversa naturaleza según el tipo de proceso: fluidizado, no fluidizado, cocontralavado, grado de expansión etc. En la

Tabla III-1: Características de los diferentes tipos de Biofiltros se muestran algunos ejemplos.

Ilustración II-3: Soportes Móviles Extruidos de diferentes formas (Archivo particular)

Ilustración II-4: Soportes Móviles Expandidos de diferentes formas (Archivo particular).

Ilustración II-5: Soportes Fijos Ordenados. Arriba Izquierda: Medio nuevo Arriba Derecha: Medio atascado. Abajo: Vista de una reactor.(Archivo particular).

AccuWeb

Ringlace

Cleartec

Biomatrix

Ilustración II-6 ; Soportes Fijos de Tejido0.

(WEF, Biofilm Reactors-Manual of Practice No.35, 2010)

A lo largo de este documento se describirán los Tratamientos con Biopelículas y los Tratamientos de Cultivo Mixto con Soportes en Suspensión de material tanto expandido como extruido.

II.3 VENTAJAS Y LIMITACIONES

II.3.1 Ventajas

El crecimiento de los microorganismos en el seno de las biopelículas no está limitado por la cinética del crecimiento de las bacterias sino por la difusión del donador de electrones (O_2/NO_3) y la difusión de los nutrientes a través de la biopelícula. La limitación del crecimiento debido a la difusión de los sustratos tiene consecuencias importantes:

Menor sensibilidad frente a las bajas temperaturas. Los primeros estudios de nitrificación en MBBR reportaban unos valores del coeficiente de Arrhenius $\theta = 1.09$ (Rusten, 1994), (Salveti & Azzellino, 2006), valor inferior al utilizado en los fangos activos $\theta = 1.22$ (WPCF, 1983) (WEF, 2010) (Cortacans J., 2010) a $\theta = 1.123$ (Ekama, Marais, Pitman. et al., 1984). La difusión de los nutrientes y del donador de electrones (O_2/NO_3) no es tan dependiente de la temperatura como los procesos cinéticos. En los rangos normales de temperatura, la difusión limita el crecimiento y no así la cinética. En los procesos aerobios cuando la actividad de la biopelícula se ve afectada por las bajas temperatura, se puede reactivar la biopelícula mediante un aumento del oxígeno disuelto (Rusten, 1994).

Proceso compacto. El rendimiento de eliminación de los sustratos está determinado por la carga superficial específica (kg sustrato/m² biopelícula). Aumentando la superficie de biopelícula, se consigue aumentar el rendimiento de eliminación del sustrato. Para incrementar la superficie de la biopelícula, basta con aumentar los m² de superficie de soporte por m³ de reactor.

CONCEPTO	UNIDADES	AIREACIÓN EXTENDIDA	FANGOS ACTIVOS CONVENCIONALES	SBR	MBBR
Carga Volúmica	Kg DBO5/m3/d	0,15-0,4	0,3-0,4	0,08-0,27	0,9
Tiempo de Retención	d	18-36	4-8	8-36	1-2
Requerimientos de Aire	Nm3/Kg DBO5 elim	90-125	45-90	45-90	60

Tabla II-1: Parámetros normales de operación de diferentes tecnologías

Mayor capacidad de eliminación de compuestos específicos. Se debe por una parte a la capacidad de aumento del rendimiento de eliminación al aumentar la superficie de biopelícula y debido, por otro lado, a la creación de micronichos en el seno de la biopelícula que facilitan el crecimiento de comunidades de bacterias específicas. Particularmente, en procesos MBBR e IFAS, existen casos prácticos de utilización de esta capacidad de eliminación de compuesto específicos, como son la eliminación de compuesto fenólicos (Lin, 2009)(Nikhita, 2009), compuestos derivados de la desinfección (Xie, 2006), tiocianato (Bio, 2008) entre otros

Se independiza la retención hidráulica de la retención celular.

Los procesos MBBR e IFAS, tienen la ventaja añadida de ofrecer resistencia frente a elevadas cargas puntuales de caudal debido a que la biopelícula se encuentra en el interior de un soporte que lo envuelve y lo protege (Larrea Urcola, 2004).

Los microorganismos que crecen en biopelículas presentan mayor resistencia frente a la presencia de tóxicos e inhibidores.

Con todo, los procesos biopelícula presentan las siguientes ventajas:

- Procesos compactos
- Resistencia a bajas temperaturas
- Resistencias a presencia de inhibidores y tóxicos
- Posibilidad de eliminación compuestos específicos.

Los procesos biopelículas son por tanto tratamientos compactos y estables que soportan bien condiciones ambientales no favorables (Cortacans J. , 2008).

Particularmente, en los procesos MBBR e IFAS, puede utilizarse difusión de aire mediante burbuja gruesa en lugar de burbuja fina La burbuja gruesa al chocar con los soportes se rompe y el rendimiento se hace equiparable a un sistema de difusión de aire mediante burbuja fina (Cortacans J. , 2008).

II.3.2 Limitaciones

Los procesos biopelícula, como todos los tratamientos no están exentos de limitaciones que reducen su aplicabilidad práctica. De forma general, los procesos biopelícula presentan las siguientes limitaciones;

1-Difícil predicción del comportamiento de los procesos biopelícula (Picioreanu C. N., 1999). Aunque existen modelos de simulación numérica que ya han sido validados experimentalmente (Rittmann B.E, 1991) su aplicación práctica a la ingeniería aún presenta dificultades. Los motivos son los siguientes:

- Existencia de muchos fenómenos no considerados en las simulaciones.
- Modelos matemáticos complejos de difícil comprensión. Existe la sensación por parte de los ingenieros de que las simulaciones consideran a las biopelículas como entidades matemáticas y se percibe un peligro de que no exista una vinculación con la realidad.
- Dificultad de reproducir las mismas condiciones que en la simulación (Phillips, 2007)
- Los modelos son muy sensibles a ciertos parámetros de muy difícil estimación y con mucha variabilidad (Riefler, 2003).

2-El proceso está limitado por la difusión de los sustratos a través de la biopelícula. Esta difusión aumenta con la concentración del sustrato en el seno del fluido a tratar y con la superficie de biopelícula. Para conseguir elevados rendimientos de eliminación de sustratos, se siguen diferentes estrategias según el caso:

En procesos de eliminación de materia carbonosa, el proceso está únicamente limitado por la difusión del oxígeno. En estos casos para obtener altos rendimientos de eliminación de la DQO hay que mantener un nivel de oxígeno disuelto en el agua muy elevados para así incrementar la difusión del oxígeno. El consumo energético asociado puede ser prohibitivo si la concentración de DQO es elevada.

En procesos de nitrificación, el proceso puede estar limitado bien por la difusión del oxígeno, bien por la difusión del amoníaco o bien por la difusión de la DQO.

Cuando la relación $OD/NH_3 < 2$, el proceso está limitado por la difusión del oxígeno disuelto. Esta situación ocurre cuando la concentración de nitrógeno es elevada, esto es, en las primeras cámaras del reactor biológico. Para obtener una adecuada nitrificación es necesario aumentar la aireación (Odegaard, 2009)(Wanner, 2009).

Sin embargo, cuando la relación $OD/NH_3 > 5$, el proceso está limitado por la difusión del nitrógeno. Esta situación ocurre cuando la concentración de nitrógeno es baja, esto es, en las últimas cámaras del reactor biológico. Para obtener una adecuada nitrificación, es necesario aumentar la difusión del nitrógeno. Pero dado que la concentración de nitrógeno en el líquido es dada, la única forma de aumentar la difusión de nitrógeno es aumentando la superficie disponible de biopelícula. En determinadas ocasiones, la carga superficial ($g\ NH_3/m^2\ biopelícula/d$) es tan baja, que pierde la ventaja de ser un proceso compacto.

Cuando la relación se encuentra en la transición $2 < OD/NH_3 < 5$, la estimación del comportamiento de la biopelícula presenta dificultades.

3-En los procesos de eliminación de la DQO, cuando el oxígeno no es limitante, el crecimiento de la biopelícula puede ser excesivo, pudiendo producir los siguientes efectos;

Creación de zonas anaerobias en las zonas próximas al soporte, donde el oxígeno no llega a penetrar (hipoxia celular). En estas condiciones, se pueden producir desprendimientos de la biopelícula y pérdida de calidad del efluente.

Atascamiento y obturaciones del soporte. Estas obturaciones favorecen por una lado la hipoxia celular, los desprendimientos de biopelícula y por otro, la creación de nichos dentro de la biopelícula adecuados para el crecimiento de bacterias no deseadas. La biopelícula pierde efectividad.

El grosor óptimo de la biopelícula debe ser tal que permita al sustrato limitante penetrar totalmente la biopelícula. El grosor ideal de la biopelícula depende del sustrato limitante. Para controlar el grosor de la biopelícula se adoptan dos estrategias;

Realización de lavados periódicos. Los lavados eliminan la biomasa excedente y parte de la biomasa necesaria. Posterior al lavado puede ser necesario dar un tiempo para la reconstitución de la biomasa perdida. Esta estrategia se aplica en el caso de los Biofiltros Aireados

Mantenimiento de unas condiciones hidrodinámicas adecuadas que fomente la creación de una biopelícula más compacta y menos voluminosa. Esta estrategia ofrece dificultades ya

que la relación entre las condiciones hidrodinámicas y la compactación de la biopelícula ni es fácilmente estimable ni fácilmente reproducible en todas las situaciones y para todos los soportes. Esta estrategia se utiliza en los Biodiscos, en los MBBR y en los IFAS (Randall, 2007).

PROCESO	ESPESOR BIOPELÍCULA (μM)
Lechos Bacterianos	200-10.000
Biodiscos	200-10.000
Biofiltros	200-300
MBBR e IFAS	20-150

Tabla II-2: Espesores normales de las biopelículas según el proceso biopelícula(Henze,van Loosdrecht, G.Ekama, Brdjanovic, 2008)

A continuación se describen las limitaciones y dificultades de las diferentes tecnologías de tratamiento biopelícula;

1-Los Lechos Bacterianos, es un tipo de tratamiento biopelícula que se caracteriza por rociar con agua residual un soporte fijo. La principal limitación de este tratamiento es el mantenimiento de condiciones aerobias. Las condiciones aerobias se mantienen por medio de una ventilación natural. El tamaño del lecho bacteriano así como la cantidad de agua residual que se puede aplicar viene impuesto por la cantidad de oxígeno que la ventilación natural puede aportar. Otra limitación de este proceso es la imposibilidad de controlar el oxígeno que se aplicada y por tanto la imposibilidad de controlar las condiciones de crecimiento de la biopelícula. Este tipo de tratamiento se aplica a poblaciones de pequeño a mediano tamaño.

2-En los Biodiscos el medio soporte está en rotación para favorecer la aplicación homogénea del agua a tratar sobre el soporte y para favorecer unas condiciones hidrodinámicas que reduzcan el riesgo de obturación del soporte. El proceso está limitado por razones constructivas. Llegados a ciertos tamaños de Biodiscos, el diámetro del eje requerido para evitar una flexión excesiva es tan elevado que lo hacen poco práctico para poblaciones medias.

3-En los Biofiltros, a diferencia de los Lechos Bacterianos, el soporte está inundado y las condiciones aerobias se mantienen por medio de una aireación aplicada en el fondo del reactor. Una de las principales limitaciones es el crecimiento de la biomasa. Llega un punto

en el que la acumulación de biomasa es tal que llega a producir obturaciones en el medio y esta situación, a su vez, provoca que ciertas zonas del reactor entren en condiciones anaerobias. Para evitar esta situación, es necesario realizar contralavados para extraer el exceso de biomasa. El contralavado no es tan preciso como para extraer únicamente la biomasa en exceso. Tras el lavado de los biofiltros, es necesario crear de nuevo una biopelícula homogénea en toda la superficie del lecho. Para que el proceso sea continuo es necesario que existan varios reactores y tanto más fiable será el proceso cuanto más reactores existan. Este tipo de tratamiento tiene su mejor aplicación en poblaciones de tamaño medio a grande.

4-Los Reactores de Lecho Fluidizado se diferencian de los biofiltros en que el medio soporte, granular y de pequeño tamaño, se mantiene en fluidización para minimizar la posibilidad de obturaciones y creación de condiciones anaerobias en el seno del reactor. Este proceso permite la aplicación de altas tasas específicas de DBO_5 y/o NH_3 dado que el reactor es capaz de mantener alta cantidad de biomasa sin obstruirse. Sin embargo, el proceso requiere un aporte de oxígeno proporcional a la biomasa acumulada en el reactor. En aplicaciones de laboratorio estas condiciones se pueden mantener, pero existen limitaciones prácticas en plantas reales. Los reactores de lecho fluidizado se utilizan más en tratamientos anaerobios para los que no existe esta limitación de aporte de oxígeno. Este tipo de tratamiento se aplica fundamentalmente a pequeños caudales con alta carga contaminante.

5-Los procesos de MBBR e IFAS intentan superar las limitaciones de los procesos anteriores mediante un adecuado diseño de los soportes y de las condiciones en la que estos operan como posteriormente se verá. Muchas de las limitaciones de las tecnologías anteriormente citadas están solventados en los procesos MBBR e IFAS, sin embargo el alto coste de los soportes limita mucho la aplicabilidad de esta tecnología.

5-Los Fangos Granulares es un caso particular de biopelículas. Su aplicación a la eliminación de nutrientes es bastante reciente. Ante determinadas condiciones, las bacterias no se agregan en bioflóculos sino que se agregan formando esferas de un radio de hasta 1-2 mm. Sus ventajas estriban en su alta velocidad de sedimentación, y por tanto, no necesitan de decantación secundario o bien es muy reducida. Los fangos granules albergan una gran diversidad de poblaciones bacterianas pudiendo realizar múltiples procesos simultáneamente si las condiciones son las adecuadas. Normalmente los Fangos Granulares muestran una muy lenta puesta en marcha. El proceso de inmovilización no está completamente comprendido.

CAPÍTULO III.

INVESTIGACIÓN BIBLIOGRÁFICA

III.1 SIGLO XIX

Hasta 1900 prácticamente todos los tratamientos de aguas residuales eran realizados mediante infiltración en el terreno. A medida que la población fue creciendo fue cada vez más difícil encontrar terrenos en las inmediaciones de las ciudades. Durante la segunda mitad del siglo XIX, Inglaterra organizó una serie de *Royal Committess* encargados de estudiar los problemas asociados a los vertidos de las aguas residuales y sus posibles tratamientos. En 1868, Sir Edward Frankland, miembro de un *Royal Committess*, utilizando agua residual de Londres estudió la optimización de la aplicación al terreno mediante filtración intermitente. Aplicaciones de 0.045 m³/día/m³ con periodos de reposo producían un efluente correctamente nitrificado y los filtros no mostraban signos de colmatación tras cuatro meses de operación. Frankland atribuía estos resultados únicamente a mecanismos físico-químicos (P.F.Cooper, 2001).

Basándose en los resultados de Frankland, la *Royal Commission* empezó construir plantas que utilizaban el concepto de filtración intermitente. Sin embargo, tras un número considerable de plantas con un comportamiento deficiente, debido fundamentalmente a la mala aplicación de la filtración intermitente (dosis altas, tiempos de reposo no adecuado, suelos no aptos para filtración), el interés inicial que despertó la filtración intermitente desapareció.

Hubo investigaciones dispersas y sin continuidad que apuntaban la posibilidad de un tratamiento biológico del agua residual. En 1865 el Dr. Alexander Mueller, prestigioso químico de la ciudad de Berlín (Alleman J. , 2004) demostró que el agua residual podía ser purificada por organismos vivos en una columna de filtración. Patentó su sistema de purificación biológica pero ni su concepto ni su patente despertaron mucha atención. Schloesing y Müntz en 1877, retomando los estudios de Mueller, demostraron la capacidad nitrificante de suelo. En 1882 Warrington sugería “*sewage contains the organism for its own destruction, and these may be so cultivated as to effect the purpose*”. En 1892 confirmó que un agua residual esterilizada perdía su capacidad de nitrificación hasta que se vertía en el terreno y apuntó la posibilidad de utilizar otro medio filtrante “*a greater oxidising power that would possessed by an ordinary soil*”. En 1890, Winogradsky logró identificar las bacterias nitrosomas responsables de la conversión de amoníaco a nitritos. Sin embargo todas estas investigaciones carecían de una aplicación pragmática clara con vistas a un tratamiento eficiente.

En Estados Unidos en 1886 se creó la *Massachusetts State Board of Health* (MSBH) con el mismo propósito con el que habían creado las *Royal Commission* en UK. Uno de los proyectos de investigación fue la creación de la *Lawrence Experimental Station*. Bajo la dirección de Allen Hazen, en 1887 la Planta de Investigación de Lawrence comenzó una serie de investigaciones de filtración comparable a los experimentos llevados a cabo por Sir Edward Frankland. Inicialmente el objetivo de esta planta era el tratamiento químico pero debido a un brote tifoideo la planta experimental se centró en el tratamiento bacteriológico. En 1890 el grupo de investigación de Lawrence publicó un estudio exhaustivo sobre la actividad microbiana. Este estudio demostraba la capacidad de los microorganismos presentes en el medio filtrante de purificar el agua residual siempre y cuando se mantuvieran condiciones aerobias. Por ello se planteó la dosificación intermitente al medio soporte.

Conocidas las bases de los mecanismos de purificación del agua residual, los científicos en UK y en USA se centraron en mejorar la capacidad de filtración del medio filtrante y la aplicación del agua residual al medio filtrante. En 1893, J. Corbett, basándose en los estudios del Centro de Investigación de Lawrence, utilizó canaletas de madera para distribuir uniformemente el agua residual. En el mismo año, F. Wallis Stoddart, basándose en los principios de Frankland, utilizó un sistema de aspersión para dosificar el agua residual en el filtro. Los principios de los lechos bacterianos habían sido concebidos. En 1896 Carfield mejoró el sistema de distribución mediante la incorporación de un tanque de dosificación intermitente que actuaba por medio de un sifón. De esta forma se evitaba la inundación localizada del medio filtrante. Ese mismo año Whittaker and Bryant incorporaron un pulsómetro que no sólo producía un flujo intermitente sino que calentaba el agua residual.

De tal forma que en los inicios de 1900 las investigaciones y avances realizados por Frankland, Allen, Dibdin, Corbett, Stoddart, Carfield, Whittaker and Bryant habían sentado las bases para los tratamientos biopelícula de soporte fijo (filtración intermitente, lechos bacterianos y lechos de turba). En los años se caracterizaron por la construcción de plantas nuevas utilizando estas tecnologías.

En UK se construyeron varias plantas de lechos de turba basados en las investigaciones de Dibdin. En USA esta tecnología no tuvo mucha profusión. El problema principal de los lechos de turba era doble. Por una parte los lechos de turba tendían a obstruirse por la presencia de fangos y por el otro, debido al sistema de inundación, los lechos no drenaban adecuadamente y se alcanzaban condiciones anaerobias lo cual empeoraba la calidad del

agua tratada. En 1904 Dibdin decidió investigar la mejora de los lechos de turba. Para ello sustituyó el material filtrante más grosero situado en la superficie de los lechos de turba, por unas baldosas de pizarra apiladas unas encima de otras. En 1905, tras un año de estudios de laboratorio, se construyó una planta real en Devizes en la que se incorporaron las modificaciones propuestas de Dibdin. Sin embargo la *Royal Commision* indicó que los lechos de turba con las modificaciones propuestas por Dibdin sólo podían considerarse como tratamiento primario. En USA sin embargo, la tecnología de la “cama de pizarra” tuvo más desarrollo. En 1905 se construyó una planta de investigación en Plainfield, New Jersey. En el Centro Experimental de Lawrence, bajo la dirección de H.W. Clark y S.Gage, también se investigó en el comportamiento de la cama de pizarra. En este centro para estudiar el efecto de la aireación producido por la ventilación a través de la cama de pizarra se comparó con unas muestras aireadas en botellas que contenían algas en suspensión. Estas botellas se llenaban y vaciaban con el mismo patrón que los Lechos de Turba. En 1913 H.W Clarck y S.Gage informaron los altos rendimientos que se obtenían con las muestras aireadas(Alleman).

Poco después Gilbert John Fowler, profesor británico de química de la Universidad de Victoria Manchester, visitó el Centro Experimental de Lawrence y pudo ver los experimentos que Clarck y Gage estaban desarrollando. A su vuelta a Inglaterra, dos estudiantes de Fowler, Edward Arden y William Locket, comenzaron a desarrollar el mismo estudio de aireación que en Lawrence pero con la diferencia de que las botellas se cubrían con papel marrón para evitar el crecimiento de algas y de que a pesar de que se mantenían los mismos patrones de llenado y vaciado que Dibdin recomendaba, se mantenían en la botella los sólidos que habían sedimentado. Durante 1913 y 1914 airearon muestras durante semanas y alcanzaron una completa nitrificación en las muestras. Los resultados fueron publicados por primera vez ante la *Society of Chemistry Industry* en el Grand Hotel de Manchester el 3 de Abril de 1914. Los Fangos Activos habían sido desarrollados.

El proceso de cultivos en suspensión, fangos activos, tuvo una rápida aplicación tanto en UK como internacionalmente. En 1914 se construyo una planta piloto de fangos activos en Salford (UK) utilizando un patrón de llenado y vaciado, esto es, trabajando por tandas. A esta planta la siguieron otras muchas en UK; en 1915 Davylhulme, en 1916 se construyó la primera planta de flujo continuo (no de funcionamiento por tandas) en Worcester (UK), en 1916 Sheffield (UK) fue la primera ciudad en aplicar completamente el proceso de fangos activos y se construyeron tres plantas en 1916,1917 y 1920. En 1917 Stamford (UK), en 1920 Tunstall (UK), en 1921 Davylhulme (UK) y Bury (UK).

Nahmensache

Königl. Hof:

Märkische Hagen. (in weiterung.)

Brennen - Querschiff. N.N.

Maßstab 1:20.

Dessen der Stadt 1892

Fürstlich

Hof

27

Ilustración III-2: Vista de Tanques Imhoff en Brochum-Lagendreer(Archivo particular).

Ilustración III-3: Vista de la Planta de Essen-Rellinghausen(Archivo particular).

En USA la construcción de plantas basadas en la tecnología de fangos activos tuvo un crecimiento vertiginoso: En 1916 se construyeron las plantas de San Mateo (Texas), Milwaukee (Wisconsin), Cleveland (Ohio). En Houston (Texas) se construyeron dos plantas una en 1916 y otra en 1917. Des Plaines (Illinois) en 1922, Calumet (Indiana) en 1922, Milwaukee (Wisconsin) en 1925 e Indianápolis (Indiana) en 1927.

El primer libro de fangos activos fue publicado en 1927 por Arthur J. Martin "The activated sludge process" y en él se citan plantas en US, Dinamarca, Alemania, Holanda e incluso en la India (el profesor Fowler se había ido a trabajar al *Indian Institute of Technology*).

III.2 SIGLO XX

A pesar del impetuoso desarrollo inicial de los fangos activos en los años posteriores a 1914, hubo en esta época una serie de ideas e investigaciones en materia de tratamiento biopelícula. Estas concepciones sirvieron posteriormente de base, en los años 80-90, para el desarrollo de los procesos biopelículas en suspensión de cultivo puro (MBBR) y de cultivo mixto (IFAS).

En 1900 Weigand patentó un soporte rotativo de madera similar a un molino de agua. Poujoulat patentó en 1916 un sistema rotativo constituido por ladrillos porosos que giraban alrededor de un eje horizontal el cual servía como distribuidor del influente. En 1930 Maltby patentó la “biological wheel” que consistía en una rueda con palas que se sumergía parcialmente en una canal por el que fluía el agua residual. Las condiciones aerobias se conseguían ya al girar la rueda, la biopelícula pasaba alternativamente de estar en contacto con la atmósfera a sumergirse en el agua residual. Esta línea de investigación ha dado lugar a los actuales biodiscos.

Los medios ordenados se concibieron en esta época. El Dr. William Owen Travis, ingeniero a cargo de una planta de lechos de turba en Hampton (UK) ideó un sistema para evitar su atascamiento. Su solución la introdujo en 1904 denominándola el *Colloider Tank* (tanque separador de coloides). Consistía en tres tanques sépticos colocados en serie; detritus, hidrolítico y de afino. En los dos últimos tanques se colocaban unos baffles de madera con el objeto de atraer a las partículas más finas, los coloides. Se construyó una única planta con esta tecnología en Norwich (UK) en 1909. En Emscher Alemania, se aprobó la construcción de un *Colloider Tank* pero el proyecto se paralizó debido al repentino fallecimiento del ingeniero que lo diseñaba. Lo reemplazó el ingeniero Karl Imhoff el cual convenció al municipio para que construyeran su propio diseño, conocido a partir de entonces como el Tanque Imhoff o el Tanque Emscher. Siguiendo la línea de investigación de Travis, Clifford Hays desarrolló en Texas en 1930 el Proceso Hays o también conocido como el *Submerged Contact Aeration Process*. Consistía en unas planchas de fibrocemento dispuestas en vertical y separadas unas de otras unos 25-20 mm. Este diseño era análogo al de la “Cama de Pizarra” de Dibdin pero colocadas las planchas verticalmente en lugar de horizontalmente y se añadía un sistema de difusión de aire. Este proceso se utilizó mucho en instalaciones militares en USA, sin embargo se abandonó por la fragilidad de las

planchas de fibrocemento y por la facilidad de atascamiento en invierno. Estas investigaciones y desarrollos fueron los precursores de los Biofiltros.

La construcción de nuevas plantas de fangos activos tuvo una parada repentina durante 1925 hasta 1945 debido a diversos factores;

- Muchas ciudades ya habían hecho, no hace mucho, un esfuerzo económico al dotar a la ciudad de un sistema de saneamiento y también muchas ya habían construido depuradoras basadas en procesos de biopelículas, lechos bacterianos fundamentalmente.
- El elevado coste eléctrico que se requería para airear los fangos activos.
- Existía un problema de patentes. Si bien es cierto que Clark en USA y Fowler, Locket y Arden en UK fueron los padres del proceso de fangos activos, la aplicación práctica de los mismos se debe mucho a Jones y Attwood. Sus aplicaciones prácticas de los fangos activos, entre ellas la recirculación externa de los fangos, quedaron recogidas en cuatro patentes inscritas en registro de patentes británico durante los años 1913 y 1914. Crearon una compañía "Jones & Attwood Ltd." que construía plantas de fangos activos aplicando sus patentes. En particular construyeron las plantas de Worcester y Stamford. En Uk y en USA, Jones & Attwood Ltd reclamaron los derechos sobre muchas de las plantas construidas. En una de ellas, la planta de Milwaukee, un juzgado sentenció a favor de Jones & Attwood Ltd. El Supremo ratificó la sentencia. El pago de las tasas supuso cantidades millonarias. Muchos de los municipios cerraron las plantas construidas para evitar el pago de las tasas legales. Otros municipios simplemente esperaron a que las patentes caducaran.
- La Segunda Guerra Mundial paralizó toda inversión en saneamiento.

Así durante el periodo de 1915-1950 los tratamientos predominantes eran lechos bacterianos y los fangos activos.

Es curioso el caso de Francia. La red de saneamiento de Paris se inició en 1856. En Clichy se creó una planta experimental y gracias a los pruebas que allí se hicieron se decidió que el mejor medio de disponer del agua residual era mediante la aplicación al terreno. Se crearon cuatro granjas de aguas residuales. La primera de ellas se construyó en Gennevilliers en 1872 y contaba con 900 ha. Posteriormente, entre 1875 y 1895, se

construyeron las plantas de Achères Plain con 1400 ha, la planta de Pierrelaye con 2010 ha y la planta de Triel con 950 ha. Las tres últimas plantas eran abastecidas por medio de la estación de bombeo de Colombes. La primera planta con la tecnología de fangos activos se aprobó en 1927 en Acheres y entró en operación en 1940 con un caudal de 220.000 m³/d (Worldwaterforum4, 2006).

Sin embargo a partir de 1950, ya sin los problemas de derechos de patentes y con poblaciones elevadas a las que dar servicio, los tratamientos de cultivos en suspensión, fangos activos, predominaron sobre los tratamiento biopelícula. Esta supremacía de los fangos activos no impidió que se continuara investigando en la mejora de los tratamientos biopelícula.

Durante 1950-1970 se realizaron avances significativos en los rudimentarios Biodiscos de primeros del siglo XIX. Durante 1950 la universidad de Stuttgart (Alemania) experimentó con la utilización de medios rotativos. En 1957 J. Conrad Stengelin construyó un biodisco de 2 y 3 m de diámetro de poliestireno. El primer modelo fue comercializado en 1960 pero el proceso, para poblaciones superiores de 1000 habitantes, no era competitivo frente a los fangos activos. Durante 1960 se construyeron en Alemania muchas plantas para estas poblaciones con el objeto de reducir los costes energéticos de los fangos activos (J.Cowee, 1980). Durante 1960 y 1970 la empresa Allis-Chalmers desarrollo los Biodiscos en US sin embargo el coste de los discos de poliestireno eran muy caros y pocas plantas fueron construidas con esta tecnología. En 1970, Allis-Chalmers vendió su biodisco a Autotrol Corp. En 1972 desarrollaron unos discos de poliestireno más compactos que permitió abaratar los costes y que así se construyeron más plantas en USA.

A finales de 1970 y principios de 1980 se desarrolló la aplicación práctica de los filtros biológicos aireados, esto es, los biofiltros. La concepción teórica de los biofiltros como tecnología, había sido planteada desde mismos inicios de los tratamientos biológicos, en el momento en el que se planteó el paso del agua residual a través de un medio filtrante aireado. A mediados de siglo H.Heukelikian trabajó en los mecanismos de depuración de las bacterias asociadas a soportes fijos,(Heukelekian, Similarities and differences between a biofilter and a standard filter, 1948) y estableció las diferencias entre un Filtro Convencional y un Biofiltro (Heukelekian, The relationship between accumulation, biochemical and biological characteristics of film and purification capacity of a biofilter and a standar filter, 1945). En 1972 se publicaron los resultados de las investigaciones sobre nitrificación en filtros sumergidos realizadas por el Departamento de Ingeniería Civil de la Universidad de Stanford (Roger T. Haug, Perry L. McCarty, 1972). Un año más

tarde la U.S.EPA publicó un informe basándose en los trabajos realizados en la Universidad de Stanford (Donald D. McHarness, 1973). Similares estudios e investigaciones se llevaron a cabo en Europa y Japón durante la década de los 70. Fruto de estos estudios fueron las diversas patentes que se registraron, fundamentalmente en Japón, relativas a artefactos similares a filtros biológicos y que habían servido como plantas piloto durante las pruebas e investigaciones. Sin embargo, las patentes de Biofiltros con contralavado para evitar la colmatación del medio soporte, tal y como los concebimos hoy en día, fueron registradas por *Omnium de Traitements et de Valorisation (OTV)* en Francia y datan de 1979 (Condren, 1990). La primera planta real fue construida en Soisson (Francia) con una capacidad de 3460 m³/d fue comisionada en 1982. Fue construida como un reactor en corona circular con un clarificador en el centro del reactor. La corona circular estaba dividida en sectores y cada sector constituía un Biofiltro. A esta primera planta rápidamente la siguieron otras muchas. En Europa se construyeron más de 20 plantas durante los años 80. En USA, EIMCO tenía los derechos de construcción. Sin embargo, en USA no se construyeron tantas plantas como en Europa. A principios de 1990 tan solo 5 plantas se habían construido en USA (Condren, 1990).

Previo al auge de la biofiltración durante la década de los 80, los tratamientos biopelícula se habían aplicado principalmente a poblaciones de tamaño medio a pequeño debido fundamentalmente a limitaciones constructivas. Sin embargo, con los biofiltros este patrón cambió. La biofiltración es un tratamiento fiable si se opera adecuadamente, no requiere de decantación secundaria, es compacto puesto que ocupa aproximadamente un cuarto del espacio que requiere un fango activo, y es muy modular ya que una repetición de módulos permite alcanzar el tamaño deseado. Estas características hicieron de la biofiltración no solo una alternativa a los fangos activos incluso para poblaciones grandes, sino que también hicieron de la biofiltración una de las opciones más viables en ampliaciones de fangos activos, mediante nitrificación terciaria o mediante post-desnitrificación, en plantas de tamaño medio a grande.

Este potencial de la biofiltración ha sido percibido así por determinadas empresas privadas, las cuales han patentado diferentes versiones del biofiltro de OTV.

PROCESO	FABRICANTE	FLUJO INFLUENTE	MEDIO SOPORTE	TIPO DE MEDIO	DIRECCIÓN AIRE
Biocarbón	OTV / Veolia	Descendente	Esquisto Expandido	Sumergido	Contracorriente
Biofor	Degrémont	Ascendente	Biolita (Arcilla Expandida)	Sumergido	Cocorriente
Biopur	Wabag/Aker Kvaerner	Descendente	Polietileno	Flotante	Contracorriente
Biostyr	Kruger/Veolia	Ascendente	Poliestireno	Flotante	Cocorriente
ColOX	Tetra	Ascendente	Arena	Sumergido	Contracorriente
Stereau	Purac	Descendente	Pumice	Sumergido	Contracorriente

Tabla III-1: Características de los diferentes tipos de Biofiltros

III.3 SISTEMAS MBBR E IFAS

La tecnología de inmovilización de microorganismos ha sido aplicada en los laboratorios farmacéuticos y médicos desde la década de los años 60 para la obtención de cultivos puros de microorganismos y la obtención de enzimas. Japón ha sido pionera en la aplicación de esta tecnología. En 1969 Tanabe Company fue la primera empresa en construir una planta para la inmovilización de enzimas a escala industrial. La primera planta de inmovilización de microorganismos fue construida por Bayer en USA en los años 80 (Wijffels, 1996)

La inmovilización de los microorganismos mediante su inclusión en un polímero orgánico está limitada por la baja viabilidad de los microorganismos en el seno del polímero. Los estudios realizados no han dejado de tener una aplicación a escala de laboratorio. Los polímeros naturales utilizados han sido el alginato (la matriz se vuelve frágil en contactos con el agua), el citosan (es degradado por los microorganismos), agar, colágenos, etc. Se ha buscado la utilización de Polímeros Sintéticos para mejorar el comportamiento mecánico o la biodegradabilidad de los Polímeros Naturales. Recientemente se han utilizado geles de PAM/PVA/PEG/PCS e incluso Polímeros Plásticos (PP/PE/PAN/PUR) o Polímeros Plásticos con propiedades añadidas (PU+Carbón Activo, PUR+SiO_x, PU modificado)(Cassedy, 1996)(Zhou & Li, 2008).

Existe controversia en la atribución de la idea original de crear un reactor biológico constituido por unos soportes móviles flotantes (soportes o carriers) en una agua residual pre-tratada (Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Puro) o en unos fangos activos(Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Mixto) con la finalidad de permitir el desarrollo de biopelículas en los biosoportes (A. Warakomski, M.Morper, 2005). Simon-Hartley junto con UMIST (University of Manchester Institute of Science Technology) en UK por un lado y Linde AG Corporation en Alemania Oriental por el otro, se disputan la idea original.

En Noruega es particularmente importante el diseño de un proceso biológico compacto y que sea capaz de soportar bajas temperaturas. Muchas de las plantas de depuración se construyen enterradas o en cuevas para proteger al reactor biológico de las bajas temperaturas. Una reducción en el volumen del reactor biológico implica reducciones

importantes en excavación y en el sistema de ventilación, y consecuentemente, reducciones importantes en el coste de inversión y operación (Rasmussen, 2011).

En 1989 se construye en Trondheim (Noruega) la primera planta portátil. Ese mismo año se construye la primera planta con este proceso para tratar los efluentes de la Papelera Sande (Noruega)(Anox-Kaldnes, <http://www.kaldnes.com/about.htm>). El 23 de Enero de 1990 s Kaldnes Miljøteknologi AS registra la primera patente del soporte (modelo K1) desarrollado por el equipo de trabajo liderado por el profesor Hallvard Ødegaard. La patente es concedida el 25 de Agosto de 1993. Esta patente cubre los procesos MBBR en los que el soporte tenga una densidad comprendida entre 0.9-1.2 kg/dm³ y el porcentaje de llenado del reactor esté comprendida entre el 30% y el 70% del volumen total. Durante 1990 a 1995 se construyen en Noruega un número significativo de plantas urbanas e industriales, siendo estas últimas fundamentalmente plantas de tratamiento de efluentes de papeleras.

El primer soporte desarrollado por Kaldnes es el modelo K1. El 23 de Enero de 1990 s Kaldnes Miljøteknologi AS registra la primera patente del soporte (NO 172687) desarrollado por el equipo de trabajo liderado por el profesor Hallvard Ødegaard. La patente es concedida el 25 de Agosto de 1993 y expira el 21 de Enero de 2011(Odegaard H. , 1993). El ámbito de aplicación de esta patente es el siguiente;

III.4 FANGOS GRANULARES

La tecnología de la granulación anaerobia es conocida desde 1980 bien en forma de *Upflow Anaerobic Sludge Blanket* (UASB) (GAFM Lettinga et al. 1980) o bien en forma de *Expanded Granular Sludge Bed* (EGSB) (Van de Last & Lettinga 1992). En estos sistemas, la carga hidráulica y la producción de gas son los parámetros fundamentales para obtener la granulación del fango (Van de Last & Lettinga 1992; Pol et al. 1983). El uso de fangos granulares en tratamientos anaerobios permite el uso de altas cargas de hasta 40 kg COD/m³/d, y se reduce el consumo energético dado que la mezcla se realiza por el caudal circulante. Sin embargo, también se conocen inconvenientes como son una lenta puesta en marcha, una relativamente elevada temperatura de operación, y más importante, la tecnología de fangos granulares no permite la eliminación de nitrógeno y fósforo. Para superar estos inconvenientes de los fangos granulares anaerobios, la investigación se centró en el desarrollo de fangos granulares aerobios (Aerobic Granular Sludge = AGS). (Mishima & Nakamura 1991) fueron los primeros en reportar el crecimiento de fangos granulares en condiciones continuas de operación con inyección de oxígeno puro en reactores tipo *Biofilms Airlift Suspension Reactor* (BASR) (Shin et al. 1992) (Tijhuis 1994). En condiciones continuas de operación únicamente se pudo obtener fangos granulares de forma estable cuando se utilizaba sustratos difícilmente biodegradables (metanol o amonio). Cuando se utilizaba sustrato fácilmente biodegradable era necesario añadir basalto particulado para que funcionara como soporte (Kwok et al. 1998). Investigaciones relativas a la formación de polímeros almacenados en el interior de la bacteria condujeron a la posibilidad de formar fangos granulares sin adición de “microsoportes” utilizando sustratos fácilmente biodegradables cuando se utilizaban condiciones alternantes de abundancia y carestía de nutrientes. A finales de los años 90 se sentaron las bases para el desarrollo de fangos granulares aerobios en condiciones alternantes de operación en reactores tipo *Sequencing Batch Airlift Reactors* (SBAR) (Beun et al. 1999) (Beun et al. 1999) (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). En 1998 se aprobó una patente internacional para la formación de fangos granulares bajo condiciones aerobias (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). Asimismo se pudo demostrar la posibilidad de producir fangos granulares bajo condiciones aerobias con eliminación de DQO y nitrógeno e incluso fósforo (De Kreuk & Van Loosdrecht 2004) (Dulekgurgen et al. 2003). En 2004 se extendió la patente original en el que se incluía una descripción de la fase anaerobia. La tecnología de formación de fangos granulares aerobios en reactores secuenciales por tandas SBR

desarrollando procesos convencionales de eliminación de nutrientes recibe el nombre registrado de Nereda®.

En 1995, fue descubierto la oxidación de amonio junto con la reducción de nitrito simultáneo en un reactor de lecho fluidizado desnitrificante (Van de Graaf et al. 1995). Se observó asimismo la formación de fangos granulares. Seguidamente se demostró que este proceso se debía a una reacción bioquímica y que el nitrito era el aceptor de electrones (Van de Graaf et al. 1995; Mulder et al. 1995). Hasta la fecha se han identificado cinco bacterias que pueden desarrollar este proceso, denominado Anammox (*Anaerobic Ammonia Oxidation*) todas ellas pertenecientes a la familia planctomicetos (Jetten et al. 2009). La desnitrificación Anammox ofrece importantes ventajas (Peng & Zhu 2006):

- Reducción del orden de un 25% la demanda de oxígeno en la nitrificación lo que se traduce en una reducción del 60% en el consumo energéticos.
- No tienen requerimientos de DQO
- Una reducción de la producción de fango del orden del 33%-55% en la nitrificación y del 55% en la desnitrificación.
- Los ratios de desnitrificación sobre nitrito son 1.5 o 2 veces mayores que los ratios de desnitrificación sobre nitratos.

Para poder aplicar el proceso Anammox es necesario realizar una nitrificación parcial para obtener nitritos. Esto es, las bacterias que oxidan los nitritos (NOB) deben reducir su actividad en favor de las bacterias que oxidan el amonio (AOB). Para conseguir este objetivo, se han desarrollado diversas variantes del proceso convencional de nitrificación-desnitrificación:

- Nitrificación - Desnitrificación (SHARON)
- Nitrificación parcial seguida de la desnitrificación anaerobia autótrofa u oxidación anaerobia del amonio ANAMMOX en dos reactores separados. Este proceso tecnológico en dos reactores separados se denomina ANAMMOX.
- La combinación de la nitrificación parcial y la desnitrificación anaerobia autótrofa en un único reactor. Este proceso adopta diversos nombres "Deamonification", CANON (Completely autotrophic nitrogen removal over nitrite), SNAP (Single-stage nitrogen removal using ANAMMOX and Partial Nitrification) o DEMON,

- La combinación de Desnitrificación Convencional y Desnitrificación Anaerobia Autótrofa. Este proceso se denomina DENAMMOX o DEAMOX.

Para competir con la tecnología Nereda® diversas empresas en el sector del tratamiento de aguas están investigando en el desarrollo de nuevos diseños que puedan ofrecer una alternativa a la granulación aerobia patentada. Muchos investigadores se han centrado en la determinación de las condiciones bajo las cuales se desarrollan las bacterias Anammox (Anaerobic Ammonia Oxidation) en fangos granulares.

CAPÍTULO IV.

OBJETIVOS

IV.1.1 Objetivo General

El objetivo general del presente trabajo es facilitar la selección, diseño y aplicación de modelos de simulación de procesos de eliminación de nutrientes utilizando cultivos de biomasa fija, esto es biopelículas, con el fin último de obtener tratamientos más eficientes que los fangos activos convencionales.

IV.1.2 Objetivos Específicos

Para desarrollar el objetivo general se proponen los siguientes objetivos específicos;

Objetivo 1: Definición de un método de clasificación de los modelos de simulación de biopelículas.

En los últimos diez años se han desarrollado diferentes procesos innovadores de eliminación de nutrientes. Los procesos innovadores pueden ser aplicados en otras tantas variantes de tecnologías biopelícula entre las que se puede incluir los fangos granulares. Se han sofisticado los mecanismos para el establecimiento y control de estos procesos innovadores, haciéndose cada vez más necesario el uso de modelos de simulación. Durante los últimos diez años también se ha producido un desarrollo importante de los modelos de simulación. No pocos modelos actualmente publicados, tan solo presentan ligeras variaciones o interpretaciones particulares de modelos anteriores. Los modelos varían en alcance y capacidades de simulación. No existe un modelo que sea universalmente válido para todos los casos.

Objetivo 2: Evaluación crítica de la aplicabilidad de los modelos de simulación de biopelículas.

No todos los procesos y tecnologías son igualmente aptos para la modelización. El grado de incertidumbre asociada a la simulación es variable. Es necesario evaluar la aplicabilidad de los modelos a las tecnologías de biomasa fija, esto es, las biopelículas, para obtener una correcta aplicación de los diferentes modelos de simulación.

Objetivo 3: Evaluación del estado de aplicación de los Tratamientos Biopelícula asociados a los Tratamiento Innovadores de Eliminación de Nutrientes.

El objeto es determinar el grado de aplicación y desarrollo que tienen los Tratamientos de Eliminación de Nutrientes por los diferentes cultivos biopelícula así como cuales son las cuestiones críticas en su desarrollo y modelización.

La teoría biocinética está muy desarrollada en los cultivos en suspensión. La *International Water Association*, IWA, ha desarrollado tres modelos cinéticos para fangos activos (Henze 2000). Los Procesos Innovadores de Eliminación de Nutrientes, no incluidos en estos modelos publicados aunque fácilmente incorporables, se aplican fundamentalmente en tecnologías biopelículas y no en cultivos en suspensión. Los modelos de fangos activos con procesos complejos de eliminación de nutrientes están siendo cada día más utilizados como herramientas de diseño y optimización por su aceptable grado de predicción. Los modelos biopelícula ofrecen un aceptable grado de predicción en procesos sencillos, eliminación de materia orgánica por ejemplo, pero cuando los procesos son complejos, los modelos biopelícula no ofrecen ese mismo grado de predicción que los fangos activos. Las plantas piloto y plantas demostración están constando estas desviaciones.

Objetivo 4. Selección y desarrollo de modelos de simulación para resolver alguna de las cuestiones críticas identificadas de los tratamientos de eliminación de nutrientes con fangos granulares.

El objetivo es lograr la selección óptima y posterior desarrollo del modelo de simulación que pueda resolver unos de los puntos críticos en el desarrollo de los Tratamientos de Eliminación de Nutrientes por Biopelículas.

CAPÍTULO V.

METODOLOGÍA DE LA

INVESTIGACIÓN

V.1.1 Metodología de Estudio

Para responder a los objetivos planteados en el CAPÍTULO IV, se siguió el siguiente esquema metodológico:

Análisis crítico de los tratamientos y las modelizaciones.

Esta fase analiza críticamente la evolución de los tratamientos biopelícula para poder extraer conclusiones sobre su futuro desarrollo. Se analizarán críticamente cada tratamiento con vistas a su modelización. Se analiza asimismo los métodos y modelos de simulación disponibles.

El análisis se efectúa en dos líneas:

- Análisis de los Tratamientos
- Análisis de los Modelización

El **Análisis de los Tratamientos** pretende identificar los precedentes y la evolución de las soluciones por biomasa fija, biopelículas, con especial atención a las razones aducidas para su empleo y las especiales circunstancias que facilitan su aparición.

El **Análisis de la Modelización** examina la evolución particular de los elementos, aspectos y procesos más esenciales de los procesos de eliminación de nutrientes por tecnologías biopelícula. Se analiza la evolución del conocimiento y conceptualización del comportamiento de las biopelículas.

Definición de criterios de clasificación.

Existe una gran variedad de modelos, sub-modelos y variantes. El criterio en uso por la IWA clasifica los modelos únicamente en base a su método de resolución (Wanner et al. 2006) englobando bajo un mismo grupo modelos y capacidades diversas. Resulta por tanto necesario establecer unos criterios objetivos para agrupar y clasificar adecuadamente los modelos en función de sus capacidades.

Se establecen, así mismo, criterios para la determinación de la aplicabilidad de los modelos a los tratamientos.

Evaluación crítica de las tendencias actuales y de las áreas que requieren desarrollo.

En esta fase se analizan qué áreas de los tratamientos y procesos biopelícula requieren del desarrollo de una modelización de cara a poder esclarecer su funcionamiento o mejorar su implementación. Se describirán el estado de desarrollo de los tratamientos en base al estado actual del arte:

- Número de plantas ejecutadas
- Estado del arte del diseño de las plantas ejecutadas
- Problemas asociados a la implementación

Selección y desarrollo de modelos de simulación para resolver alguna de las cuestiones críticas identificadas de los Tratamientos de Eliminación de Nutrientes por Biopelícula incluidos los Fangos Granulares.

Ilustración V-1 - Esquema Metodológico

V.1.2 Planificación en el Tiempo

Las actividades se han dividido en las siguientes fases:

- Trámites administrativos necesarios tanto para presentar el tema de tesis como su aceptación y designación de asesor de tesis.
- Búsqueda bibliográfica en bancos de datos de información y la concentración de la misma para su análisis y discusión.
- Análisis de los Tratamientos y de los Modelos
- Evaluación del Estado de Aplicación Tratamientos Nutrientes por cultivos biopelícula.
- Desarrollo de modelos específicos.

En la siguiente tabla se describe con más detalle las actividades en cada fase, así como la duración de cada una de ellas:

Fase	Fase	Duración (meses)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
I	Aceptación del tema de tesis	1	■																							
	Asignación del director de tesis	1		■																						
	Presentación del índice general de la tesis	1			■																					
	Presentación del cronograma de las actividades	1				■																				
II	Búsqueda bibliográfica	3				■	■	■																		
	Análisis y Selección de la información bibliográfica	4					■	■	■	■																
	Elaboración de Fichas Bibliográficas	2							■	■																
	Determinación de los Objetivos definitivos de la Tesis	1									■															
III	Análisis de los Tratamientos	3										■	■	■												
	Identificación de Modelos	1												■												
	Selección de Modelos	2													■											
	Análisis de los Modelos	4														■	■	■	■							
	Clasificación Modelos	1																		■						
	Evaluación Aplicabilidad Modelos	1																			■					
IV	Evaluación del Estado del Arte Aplicación Tratamientos Nutrientes	4																				■	■	■	■	
V	Desarrollo de Modelos Específicos	3																						■	■	■

CAPÍTULO VI.

DESARROLLO INVESTIGACIÓN Y RESULTADOS OBTENIDOS

VI.1

ANÁLISIS CRÍTICO TRATAMIENTOS Y MODELIZACIONES

VI.1.1 ANÁLISIS DE LOS TRATAMIENTOS

VI.1.1.1 MBBR E IFAS

La tecnología de inmovilización de microorganismos ha sido aplicada en los laboratorios farmacéuticos y médicos desde la década de los años 60 para la obtención de cultivos puros de microorganismos y la obtención de enzimas. Japón ha sido pionera en la aplicación de esta tecnología. En 1969 Tanabe Company fue la primera empresa en construir una planta para la inmovilización de enzimas a escala industrial. La primera planta de inmovilización de microorganismos fue construida por Bayer en USA en los años 80 (Wijffels, 1996). Mientras que esta tecnología es ampliamente utilizada en los laboratorios farmacéuticos y médicos, la utilización de estas técnicas en plantas de tratamiento de agua presenta dificultades.

La inmovilización de microorganismos se puede realizar mediante la adsorción de los microorganismos a un soporte inorgánico o bien mediante la inclusión de los microorganismos en el seno de un polímero.

La inmovilización de los microorganismos mediante su inclusión en un polímero orgánico está limitada por la baja viabilidad de los microorganismos en el seno del polímero. Los estudios realizados no han dejado de tener una aplicación a escala de laboratorio. Los polímeros naturales utilizados han sido el alginato (la matriz se vuelve frágil en contactos con el agua), el citosan (es degradado por los microorganismos), agar, colágenos, etc. Se ha buscado la utilización de Polímeros Sintéticos para mejorar el comportamiento mecánico o la biodegradabilidad de los Polímeros Naturales. Recientemente se han utilizado geles de PAM/PVA/PEG/PCS e incluso Polímeros Plásticos (PP/PE/PAN/PUR) o Polímeros Plásticos con propiedades añadidas (PU+Carbón Activo, PUR+SiO_x, PU modificado)(Cassedy, 1996)(Zhou & Li, 2008).

La inmovilización de microorganismos vivos a un soporte inorgánico si ha tenido una aplicación práctica en la depuración de aguas residuales. Durante los años 70 y 80, se llevaron a cabo, fundamentalmente en Japón, números estudios del comportamiento de los microorganismos cuando estos se inmovilizaban a un soporte. Los soportes utilizados han sido de muy diversa naturaleza; cristal poroso, material cerámico, arcillas, antracitas, zeolitas etc. Muchas de estas plantas piloto fluidizaban el medio soporte. Como se verá más adelante, la aplicación práctica de estas técnicas fue realizada en Europa utilizando fundamentalmente soportes inorgánicos de unos 10-20 mm que se mantenían en suspensión gracias a la baja densidad del material. Recientemente se han utilizado soportes inorgánicos modificados para mejorar la adsorción de los microorganismos al soporte. Así Maekawa utiliza material cerámico + CVA y Zhou utiliza materiales cerámicos con grupos funcionales(Zhou & Li, 2008).

Existe controversia en la atribución de la idea original de crear un reactor biológico constituido por unos soportes móviles flotantes (soportes o carriers) en una agua residual pretratada (Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Puro) o en unos fangos activos(Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Mixto) con la finalidad de permitir el desarrollo de biopelículas en los biosoportes (A. Warakomski, M.Morper, 2005). Simon-Hartley junto con UMIST (University of Manchester Institute of Science Technology) en UK por un lado y Linde AG Corporation en Alemania Oriental por el otro, se disputan la idea original.

A) SISTEMA CAPTOR.

a) **Orígenes**

El proceso CAPTOR fue originado a raíz de unos trabajos de investigación realizados en el Departamento de Ingeniería Química de la *University of Manchester Institute of Science Technology* (UMIST). El trabajo estudiaba la intensificación de los procesos de fermentación en reactores de lecho Fluidizado. Para ello inmovilizaba los microorganismos mediante adsorción de los mismos a soportes especialmente diseñados para este propósito(Atkinson & al, Biological Particles of given size, shape, density for use in biological Reactors, 1979),(Atkinson & al., Process Intensification using cell support, 1980).

En estos trabajos, Bernard Atkinson estudiaba las propiedades que debían poseer los soportes para favorecer la adsorción de los microorganismos y así intensificar los procesos biológicos. Algunas de las características de los soportes deseables por Atkinson eran los siguientes;

- Material no tóxico.
- Alta capacidad de retención de microorganismos.
- Alta capacidad de carga de microorganismos.
- Estable a la esterilización por calor.
- Estable a las condiciones adecuadas de pH de operación.
- Resistente a la degradación biológica.
- Disponible en diferentes formas y tamaños.
- Coste adecuado a la aplicación.
- Densidad adecuada al tipo de reactor.
- Reutilizable.

También Atkinson estudió cual debía ser la forma de los soportes más adecuada; forma granular o forma laminar. Según Atkinson, los soportes de formas granulares ofrecían la ventaja de poder crear un medio poroso en su interior que resguardara a los microorganismos de la tracción hidráulica, mientras que el fluido exterior podía moverse a una velocidad adecuada para la transferencia de los nutrientes. Atkinson también citaba las siguientes ventajas;

Cuando los microorganismos a retener eran hongos filamentosos, gracias a la abrasión entre los biosoportes, se evitaba la obstrucción de los biosoportes por el crecimiento de películas de hifas su exterior.

La biomasa podía extraerse fácilmente de los biosoportes y de esta forma podían ser reutilizados.

Seleccionando un tamaño y porosidad adecuada de los biosoportes granulares, se podía controlar la cantidad máxima de biomasa retenida en los biosoporte.

Controlando la cantidad de biosoportes en el interior del reactor se podía controlar la cantidad de biomasa en el mismo.

La densidad del material podía seleccionar según las características propias del tipo de proceso.

Inicialmente Atkinson utilizaban unas madejas de lana de acero de unos 6 mm de diámetro que ofrecían una porosidad del 80%. Posteriormente los estudios incluyeron la utilización de unos toroides de Polipropileno (PP) expandido con un 92% de porosidad y unos cubos de espumas de poliuretano (PUR) de 25 mm x 25 mm x 12 mm con un diámetro nominal de los poros de 0.7 a 0.9 mm, con 30 poros por pulgada y un 97% de espacio libre (Atkinson & al., Process Intensification using cell support, 1980) (W. C. Boyle, A. T. Wallace, 1986).

Fruto de estos trabajos, surgió la idea de utilizar un medio poroso para retener los microorganismos responsables de los procesos de depuración biológica y así intensificar los reactores biológicos. La idea fue desarrollada y patentada por la UMIST y su socio industrial Simon- Hartley (Atkinsons & al., 1979). El proceso se denominó CAPTOR, acrónimo de Captivated Sludge Process.

Ilustración VI-1: Soportes Captor (Archivo particular).

En Febrero de 1981, se realizaron unas jornadas sobre Reactores Biológicos de Lecho Fluidizado organizadas por la WRC (*Water Research Center*) y la UMIST. Uno de los

directores de las jornadas fue Atkinson. En una de las ponencia se expuso los resultados de una planta piloto en la que utilizando una agua residual decantada, alimentaban a una columna de 0.6 m^3 y en la que se mantenían en su interior los dos tipos de soportes anteriormente citados; los soportes reticulados tóricos de PP y las cubos de espuma de PUR expandido. La columna se aireaba con único difusor(Walker, I. Austin, E.P., 1981). Tras cuatro meses de operación se comprobó que los soportes de PP de forma tórica mantenían en su interior una biomasa más mineralizada que los soportes en forma cúbica. Por facilidad de fabricación, los soportes tóricos eran de tamaño mayor que los cubos de espuma. La mineralización de la biomasa se atribuía a que se desarrollaban condiciones anaerobias en su interior. Los soportes tóricos requerían ser alimentados con una baja carga másica para poder alcanzar unos rendimientos de eliminación de la DBO_5 o nitrificación adecuados. Por otro lado, los soportes de espuma ofrecían la ventaja añadida de poder extraer la biomasa contenida en su interior mediante compresión. El fango obtenido tenía una concentración de 4% a 6%. Estas fueron las razones por las que se desestimó el uso de los soportes tóricos en favor de los cubos de espuma de PUR expandido.

Durante un mes de operación, trabajando en tandas de 70 minutos de retención hidráulica y con los cubos de espuma como soportes, se obtuvieron unos rendimientos de eliminación del 85% y del 92% para la DBO_5 Total y la DBO_5 soluble respectivamente.

Se observó que los cubos de PUR favorecían la transferencia de oxígeno disuelto tanto cuando se utilizaba un difusor de burbuja fina como cuando se utilizaba un difusor de burbuja gruesa. La eficiencia de la transferencia de oxígeno (OTE) aumentaba del orden de 4 a 6 veces cuando se utilizaban los soportes.

Se alimentó a la planta piloto con un agua industrial con una DBO_5 de 6000 mg/l y SST de 6000 mg/l. Se reportaron unos rendimientos de eliminación de la DBO_5 del 96% cuando el tiempo de retención era de 24h.

A finales de 1981, Simon-Hartley promocionaba el proceso CAPTOR como tratamiento ideal de efluentes industriales altamente cargados, previo a la descarga a la red de saneamiento urbano. La instalación consistía en un reactor aireado sin decantación secundaria ni recirculación de fangos (MBBR), a la salida del reactor biológico se utilizaba un tamiz especialmente diseñado para limpiar y retener los soportes(Austin, 1982) y un tanque de almacenamiento de fangos. El rendimiento de eliminación de la DBO_5 seguía la siguiente relación(Cooper, 1989);

$$\eta = 98 * e^{-0.67 * F/M}$$

η = Rendimiento de eliminación de la DBO₅ en tanto por uno.

F/M = Carga Másica (Kg DBO₅/Kg MLSST/d)

No se hacía mención que estos rendimientos se habían obtenido con aguas residuales decantadas durante 1 hora de tiempo de retención (Cooper, 1989);.

Como la concentración de los fangos en exceso que se esperaba era del orden del 4%-6%. Existía la ventaja añadida de no necesitar el espesador de fangos.

b) Planta de Freehold, UK

En 1982 *Severn Trent Water Authority* autorizó probar el proceso CAPTOR en la planta de *Freehold Sewage Treatment Works*, UK. En Febrero de 1983 tuvo lugar una reunión entre la WRC británica y la U.S. EPA. Uno de los temas tratados fue el prometedor Proceso CAPTOR. La WRC solicitó apoyo financiero a la U.S.EPA y a Environment Canada. En Septiembre de 1983 la U.S.EPA autorizó financiar parte de los costos de la remodelación de la Planta de Freehold y así tener acceso a los datos de operación de la planta. Se decidió así mismo, crear una planta piloto en Cincinnati OHIO (USA) para evaluar el Proceso CAPTOR.

La planta de Freehold estaba constituida por cinco reactores biológicos de fangos activos totalmente aireados y dos decantadores secundarios. La planta no nitrificaba en invierno y parcialmente nitrificaba en verano. El objetivo que se impuso al proceso CAPTOR fue conseguir una nitrificación completa (NH_3 efluente $< 5\text{mg/l}$) y continua a lo largo del todo el año.

Ilustración VI-2: Reactor Biológico de la Planta de Freehold.(Cooper, 1989)

Para lograrlo se dejaron dos reactores intactos, un tercero se anuló y se hicieron modificaciones sobre los otros dos reactores restantes. Las modificaciones consistieron en acortar los dos reactores convencionales y colocar en cabeza de ambos reactores una cámara aireada con el soporte.

Como la recirculación se introducía en los reactores convencionales acortados y no en la cámara aireada, esta última cámara no producía bioflóculos en suspensión en el agua residual (fangos activos), sino que únicamente se desarrollaban biopelículas en los cubos

de poliuretano expandido. Esta cámara funcionaba, por tanto, como un reactor de biopelícula con el soporte en suspensión. Este tipo de reactores se denominan actualmente Moving Bed Biofilm Reactor (MBBR) ó Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Puro. El propósito de la cámara era eliminar el 75% de la DBO_5 de entrada, con el objeto de que los reactores convencionales trabajaran a una carga másica inferior a 0.08 Kg DBO_5 /Kg MLSST/d y así se aseguraba una nitrificación completa y estable. Para lograr un 75% de eliminación de DBO_5 se introdujeron 40 cubos de poliuretano expandido por litro de cámara aireada. El criterio que subyacía era el siguiente; la adición de 40 cubos/l suponía rellenar un 30% del volumen del reactor. Como el porcentaje de huecos era del 97%, con ese 30% de relleno del reactor, el volumen que no era agua no era mayor del 1%. La adición de los soportes no reducía el volumen efectivo del reactor. Esperando una biomasa retenida por cubo de 180 mg, la concentración equivalente de biomasa que se podía mantener en el reactor era de unos 7200 mg/l. Con un caudal de entrada de 9350 m³/d a una concentración de DBO_5 de 144 mg/l y con un reactor CAPTOR de 327 m³, esta concentración suponía una carga másica equivalente de 0.57 kg DBO_5 /Kg SS/d en los soportes. Lo cual suponía, según la expresión anteriormente citada, un rendimiento de eliminación de la DBO_5 del 70% en invierno y del 80% en verano.

Los resultados sin embargo no fueron los esperados. Se consiguieron rendimientos de eliminación de la DBO_5 del orden del 40%-50%. Los principales problemas observados fueron los siguientes;

Existía una incorrecta distribución de los cubos en la vertical del reactor. Para lograr una elevada eliminación de DBO_5 había que aumentar consecuentemente la aireación. El empuje del aire provocaba que los cubos quedaran en la superficie del líquido, en lugar de distribuirse homogéneamente en toda la masa líquida.

Existía una incorrecta distribución de los cubos en la horizontal del reactor. Los cubos tendían acumularse en el sistema de limpieza. En las proximidades del sistema de limpieza se alcanzaban unos 50-60 cubos/l mientras que a la entrada de la cámara aireada tan solo se alcanzaban unos 10-20 cubos/l.

Se podían alcanzar altas concentraciones de biomasa en los cubos, unos 200 mg por cubo, pero cuando la concentración excedía de unos 180 mg por cubo, la calidad en el efluente empeoraba. Se atribuía este hecho a que se alcanzaban condiciones anaerobias en el centro de los cubos. El sistema de limpieza se atascaba frecuentemente y se escapan

bastante sólidos a la siguiente cámara. Esto agravaba el bajo rendimiento de eliminación de la DBO₅.

c) Planta Piloto de Stevenage, UK

Recibidos por parte de la U.S. EPA los datos de operación de la Planta de Freehold y tras comprobar los insatisfactorios resultados, se decidió evaluar el Proceso CAPTOR en una planta piloto en Stevenage, UK. Las conclusiones de las investigaciones realizadas en la planta piloto de Stevenage se resumen a continuación (Cooper, 1989);

Se redefinió el rendimiento de eliminación de la DBO₅ (total y soluble) cuando la configuración del reactor era tipo MBBR.

Ilustración VI-3; Rendimiento Planta Piloto de Stevenage.(Cooper, 1989)

Por la época en la que se realizaron las pruebas, la empresa Linde AG en Alemania Oriental (como se verá más adelante) utilizaba un soporte similar al CAPTOR denominado LINPOR. A diferencia del primero, Linde AG lo introducía dentro de un reactor biológico con fangos activos. Actualmente este proceso se denomina Integrated Fixed Film Activated Sludge (IFAS). WRC y Simon-Hartley decidieron probar este proceso con los biosoportes de CAPTOR. A esta variación la denominaron CAST (CAPTOR in Activated Sludge). Los resultados fueron los siguientes;

Parameter	System			
	CAST	Activated Sludge		
Volumetric loading (lb BOD ₅ /day/1,000 ft ³)*	148	148		
HRT (hr)	1.8	1.8		
Pads/L	34	—		
Biomass/pad (mg)	116	—		
Equivalent MLSS in pads (mg/L)	3,930	—		
MLSS in suspension (mg/L)	3,720	6,030		
Total MLSS (mg/L)	7,650	6,030		
F/M loading (kg BOD ₅ /day/kg total MLSS)	0.31	0.39		
SRT, based on total MLSS (days)	3.6	3.0		
DO (mg/L)	2.5	3.0		
	<u>In</u>	<u>Out</u>	<u>In</u>	<u>Out</u>
Total BOD ₅ (mg/L)	178	12	178	20
Soluble BOD ₅ (mg/L)	101	5	101	4
SS (mg/L)	121	15	121	23
Total BOD ₅ removal (%)	93		89	
Soluble BOD ₅ removal (%)	95		96	
SS removal (%)	88		81	

*1 lb/day/1,000 ft³ = 0.016 kg/day/m³

Tabla VI-1: Comparación comportamiento Fangos Activos

Dado que, para igual carga volúmica (148 lb DBO₅/día/1000 ft³), se obtenía un rendimiento de eliminación de la DBO₅ Total mayor en el proceso CAST (93%) que en el proceso CAPTOR (65%), se decidió probar el proceso CAST en la planta de Freehold. Se modificó la recirculación externa para que se pudiera recircular o bien a las Cámaras Captor o bien a las Cámaras de Nitrificación.

Para solventar el problema de la incorrecta distribución de los soportes en la vertical del reactor, se adoptó un flujo en espiral mediante la aireación en un lado del reactor.

Para solventar el problema de la incorrecta distribución de los soportes en la horizontal del reactor, se introdujeron mejoras en el Sistema de Limpieza de los soportes.

Se estudió la posibilidad de utilizar el proceso CAPTOR en una nitrificación terciaria. Se utilizó un efluente de fangos activos sin decantar como agua de aporte a la planta piloto.

d) Modificaciones de la Planta de Freehold.

Las conclusiones de la planta piloto de Stevenage fueron utilizadas para la reforma de la planta de Freehold.

Se resolvieron los problemas de la incorrecta distribución de los soportes mediante la adopción de las siguientes medidas;

- Aporte homogéneo del influente a lo largo de las Cámaras CAPTOR.
- Compartimentalización de las “Cámaras CAPTOR”.
- Creación de un Flujo en Espiral.
- Instalación de los nuevos Sistemas de Limpieza y incremento del número de los mismos.

Ilustración VI-4; Modificaciones de la Planta de Freehold(Cooper, 1989)

El Sistema de Limpieza continuaba atascándose y no era totalmente eficiente ya que se escapan cantidades importantes de sólidos a las Cámaras de Nitrificación, lo cual provocaba un empeoramiento del rendimiento de eliminación de la DBO₅ en las “Cámaras CAPTOR”.

El comportamiento biológico de las Cámaras CAPTOR no fue el esperado, ni cuando las cámaras trabajaban como MBBR (biopelícula pura) ni cuando las cámaras como IFAS

(sistema mixto de cultivo en suspensión y biopelícula). En este último caso, el rendimiento de eliminación de la DBO_5 de las Cámaras CAPTOR era inferior al rendimiento de las Cámaras CAPTOR sin los biosoportes, esto es, funcionando como un fango activo puro. Se atribuía este hecho a la incapacidad de suministrar el oxígeno requerido cuando se trabajaba a elevadas concentraciones equivalentes (concentración de la biomasa en suspensión y de la biomasa en la biopelícula).

Solventados los problemas de distribución de los soportes en el reactor y solventados, en mayor o menor medida, los problemas mecánicos, quedó de manifiesto que el proceso biológico debía mejorarse. Las siguientes investigaciones de Simon-Hartley se centraron en la mejora del soporte y en fijar las condiciones adecuadas para favorecer el crecimiento de una biopelícula más eficiente.

e) Plantas Pilotos es USA.

La primera planta piloto se operó a mediados de 1984 en Downingtown, Pennsylvania, Fue financiada por iniciativa municipal dada la necesidad de ampliar su planta de depuración para conseguir nitrificación. La planta piloto trabajó con una carga másica de $0.84 \text{ kg } DBO_5/\text{día/kg SS}$ y una concentración de soportes 72 mg/cubo . Se consiguieron unos rendimientos de eliminación de la DBO_5 Total del 25%. Los datos de operación mostraban que se escapaban unos 75 mg/l por el efluente y junto con la purga de fangos, de 10.700 mg/l de concentración, los sólidos extraídos diariamente del reactor constituían un 78% de los sólidos del influente y del crecimiento diario de la biomasa. Este resultado era independiente de la intensificación de la limpieza de los soportes. Basado en estos resultados se decidió no utilizar el Proceso CAPTOR en la ampliación de la depuradora.

La planta piloto de Cincinnati fue operada y evaluada por el Departamento de Ingeniería Civil y Medioambiental de la Universidad de Cincinnati durante Noviembre de 1987 a Abril de 1988(Tharp, E.C.;Bhattacharya,S., 1990). Tras los resultados de las modificaciones de la Planta de Freehold, Simon-Hartley había centrado su investigación en la selección de un soporte que favoreciera el crecimiento y la retención de la biomasa. Por la época en la que se construyó la planta pilotó, Simon-Hartley anunciaba la utilización unos soportes de PUR expandido de tamaño idéntico a los iniciales pero con un mayor tamaño de los poros. Se pasaba de unos 30 poros por pulgada a los 10 poros por pulgada manteniendo el mismo porcentaje de huecos. Se argumentaba que un mayor tamaño de poro reduciría las tracciones hidráulicas sobre la biopelícula, permitiría un mayor paso de nutrientes y en definitiva mejoraría el crecimiento de la biomasa. Para contrastar el comportamiento de

cada soporte, se utilizaron dos reactores cada uno de ellos cargado con un tipo de soporte; el de poro abierto y el de poro cerrado. En ambos reactores se instalaron unos 70 cubos/l. Las conclusiones más importantes fueron las siguientes;

El comportamiento de los soportes de poro abierto fue insatisfactorio. Los soportes flotaban porque el aire de aporte al reactor se quedaba atrapado dentro de los huecos. Se decidió abandonar este tipo de soporte a favor del soporte de poro cerrado.

El soporte de poro cerrado, debido a la elevada agitación en el reactor y a las fricciones entre soportes, difícilmente alcanzaba un contenido de 50-70 mg/cubo (4000-5000 MLSS equivalente/l). Sin embargo cuando se impedía el movimiento libre de los soportes, se podían alcanzar fácilmente contenidos de sólidos de hasta 300-350 mg/cubo (21.000-24.000 MLSS equivalente/l).

La forma de controlar el contenido de biomasa en el reactor es mediante el aumento de las horas de funcionamiento del sistema de limpieza.

La concentración de los fangos extraídos dependía de la cantidad de biomasa en los soportes. Cuando se permitía que los soportes estuvieran en suspensión, con un contenido de biomasa de 70 mg/cubo, la concentración de fango extraído era de un 1%. Sin embargo, cuando se impedía el flujo libre de los soportes, se alcanzaba un contenido de biomasa de 300 mg/cubo, y se extraía el fango a 4%-5%.

El sistema de limpieza de Simon-Hartley seguía siendo ineficiente. Se probaron varios sistemas alternativos de limpieza. Se probó la extracción de la biomasa mediante una aireación intensa al final del reactor. Este sistema de limpieza no bajaba el contenido de biomasa por debajo de 250 mg/cubo. Se probó la utilización de bombas centrífugas dado que permitían la compresión del soporte y así la extracción de la biomasa. Los soportes capturados por las bombas eran limpiados correctamente sin embargo se capturaban muy pocos soportes. Para facilitar la introducción de los soportes en el chorro de succión de la bomba, se combinó el sistema de limpieza por aireación y el bombeo. El sistema de funcionaba correctamente.

Para homogenizar los soportes limpios con los soportes con biopelícula desarrollada, se instaló una bomba airlift la cual recirculaba los soportes de final de reactor a cabeza del mismo.

Estas mejoras y modificaciones se introdujeron en dos plantas reales: la Planta de Moundsvilee, Virginia y la planta de Opelousas, Luisiana.

B) SISTEMA LINPOR.

Linde AG Corporation es una empresa que se fundó en 1875 con una patente para comprimir NH_3 en la fabricación de hielo. En los años posteriores Linde AG desarrolló su actividad en la producción de gases y en la fabricación de camiones refrigerantes. Durante los años 80 desarrollaron el área de la medioambiental para dar servicio a sus clientes industriales. Se registraron patentes de tratamiento húmedo (Scrubbers) de los gases de escape de los procesos industriales así como tratamientos anaerobios para la descomposición de fangos (Lara Process). Enmarcado en esta área de investigación se desarrolló el Proceso Linpor.

Según indica (Warakomski, Morper, 2005) el proceso Linpor™ fue inventado por Uwe Fuchs a finales de 1970. La invención fue fruto de un accidente ocurrido a Uwe Fuchs al que se le cayeron unos cubos de polietileno expandido dentro de un reactor biológico de fangos a activos. Cuando posteriormente se vació el reactor biológico para limpiarlo, encontraron que se había desarrollado biomasa sobre los cubos de polietileno. Dos ingenieros de Linde AG ,Hans Reimann y Alfred Wildmoser, desarrollaron la aplicación práctica de la idea Uwe Fuchs (Warakomski, Morper, 2005) en el centro de I+D que Linde tenía en Hollreiglskreuth, Baviera

Mientras que en el proceso Captor inicial los soportes se añadían a una cuba de aireación sin retorno de fangos, en el proceso Linpor™ los soportes se añadían a un reactor biológico con fangos activos y en el que se recirculaban fangos. En el proceso Captor inicial la única biomasa existente en el reactor era la que estaba adherida a los soportes. El proceso Captor inicial era un tratamiento biopelícula puro con los soportes en suspensión. A este proceso actualmente se le denomina MBBR (Moving Bed Biofilm Reactor). En el proceso Linpor™ se desarrolla por un lado una biomasa adherida al soporte en suspensión y por otro, una biomasa floculada en suspensión con el fluido. A este proceso híbrido de una biopelícula y unos fangos activos, se le denomina actualmente IFAS (Integrated Fixed Film in Activated Sludge).

El primer registro de patente del Sistema Captor se realizó en UK en 1979 (Atkinsons & al., 1979). El primer registro de patente del Sistema Linpor™ se realizó Alemania en 1983 (Hans Reimann, 1983).

La primera planta piloto se construyó en Wolfratshausen, Alemania. De ella se obtuvieron las primeras relaciones empíricas del rendimiento de eliminación de la DQO.

a) **Depuradora de Freising**

En 1984 se decide remodelar la Planta de Freising (Alemania) con el Proceso Linpor™. La planta había sido construida en 1970 con un proceso MLE y sufría importante problemas de bulking alcanzándose IVF superiores a 500 ml/g (Randall C., Rusten B., Jones R., Phago D., 2000). La planta trataba un caudal de 5.3 MGD con dos líneas de tratamiento. Un importante porcentaje del agua de entrada era industrial. Para favorecer la eliminación de la DQO se rellenó el 25% del volumen de uno de los reactores con unos cubos de polietileno expandido de las siguientes características (W C. Boyle, A T. Wallace, 1986);

- Dimensiones; 15 mm x 15 mm x 12 mm
- Porosidad; 97%
- Diámetro medio de los poros; 0.6 - 0.8 mm
- Cobertura poros; 30-40 poros/pulgada

No fue necesario subir la concentración de oxígeno disuelto por encima de los 2.8 mg/l para lograr una adecuada eliminación de la DQO. Se observó también que en determinadas situaciones, se producía una nitrificación y una desnitrificación simultánea no esperada. Se diferenció entre un proceso Linpor C cuyo único objetivo era la eliminación de la DQO y un proceso Linpor CN cuyo objetivo era la nitrificación.

En 1992 se decide ampliar la planta para aceptar un caudal de 16.5 MGD. Se recrecieron los dos reactores existentes y se construyó una nueva línea. Se rellenó con Linpor CN los dos reactores antiguos. El objetivo era alcanzar una concentración de Nitrógeno Total < 18 mg/l a $T \geq 12^{\circ}\text{C}$ en el 80% de las muestras. Inicialmente se consideró rellenar un 22% del volumen aireado de los reactores, pero viendo que la concentración en el reactor subía fácilmente por encima de los 7000 mg/l, se mantuvo un 18% de relleno. Las soluciones que se diseñaron para la planta de Freising para mantener una correcta distribución de los soportes y para sistema de limpieza del relleno fueron muy similares a las conclusiones que se obtuvieron en la Planta Piloto del Sistema Captor en Cincinnati.

La planta de Freising ha sido operada en continuo desde 1992 hasta la actualidad. Durante 1993 a 1994 la planta mantuvo una concentración en el efluente inferior a los 18 mg/l.

b) Desarrollo y Evolución del Sistema Linpor.

Tras comprobar la nitrificación y la desnitrificación en la planta de Freising, Linpor™ AG encargó al Dr. Manfred Morper el estudio del proceso Linpor™ aplicado a la nitrificación y a la desnitrificación. En la Planta Piloto de Ping (Alemania) usando efluente secundario con una concentración de DBO5 entre 20-30 mg/l se consiguió una nitrificación estable siempre y cuando la concentración de oxígeno disuelto no bajara de 5 mg/l (W C. Boyle, A T.Wallace, 1986). Fruto estos estudios del Dr. Manfred Morper, en 1988 Linde Ag patentó el proceso Linpor N diseñado como nitrificación terciaria. Ese mismo año instaló en Stad Wyk auf Fohr (Alemania) el primer proceso Linpor™ N.

El proceso Linpor™ saltó al mercado norteamericano por medio de la empresa Lotepro (NY, USA). Desde sus orígenes hasta la fecha, el Proceso Linpor™ tiene más referencias de plantas construidas que el Proceso Captop y su variante CAST. La mayoría de las plantas han sido construidas en Alemania(Warakomski, Morper, 2005).

Ilustración VI-5: Soportes Linpor(Archivo particular).

Ilustración VI-6: Instalación de Linpor en Freising (Archivo particular)

C) SOPORTES KALDNES

a) **Historia de Kaldnes**

En Noruega es particularmente importante el diseño de un proceso biológico compacto y que sea capaz de soportar bajas temperaturas. Muchas de las plantas de depuración se construyen enterradas o en cuevas para proteger al reactor biológico de las bajas temperaturas. Una reducción en el volumen del reactor biológico implica reducciones importantes en excavación y en el sistema de ventilación, y consecuentemente, reducciones importantes en el coste de inversión y operación (Rasmussen, 2011).

Ilustración VI-7: Planta Subterránea en Noruega(Archivo particular).

Por ello en Noruega durante el inicio de los años ochenta se realizaron investigaciones sobre la intensificación de los procesos biológicos. Una de las líneas de investigación fue llevada a cabo en 1985 en Trondheim (Noruega) por el Dr. Hallvard Ødegaard, profesor del Departamento de Hidráulica e Ingeniería Sanitaria de la NTNU (Norwegian University of Science and Technology). Inicialmente este trabajo estaba financiado por SINTEF (Foundation for Scientific and Industrial Research) en base a una línea de financiación sobre la reducción de las descargas contaminantes en el Mar del Norte. En 1989 se unió la empresa Kaldnes Miljøteknologi AS (Kaldnes medioambiente) la cual fue creada en ese mismo año por Kaldnes para la fabricación de depuradoras compactas.

Ilustración VI-8: Dr. Hallvard Ødegaard(Archivo particular).

Durante la década de los años 70 Kaldnes había sido de los astilleros más grandes de Noruega. A inicios de los años 80 los astilleros sufren una restructuración y tienen la necesidad de buscar nuevas líneas de negocios; se realizan nuevos trabajos en estructuras de acero en general, pipelines, plataformas petrolíferas etc. Con la firma del nuevo convenio OSPAR de Protección del Atlántico Norte (1988/1989), se vuelven más estrictos los vertidos al mar del norte. Kaldnes tiene la necesidad de reducir sus vertidos pero también ve en esta tarea una nueva línea de negocio. Por ello encuentra atractivo la fabricación de plantas compactas, crea en 1989 una empresa dedicada únicamente a este propósito, Kaldnes Miljøteknologi AS (Kaldnes Medioambiente), y decide participar en la financiación de la línea de investigación de la NTNU para así formar parte del equipo de trabajo.

En 1989 se construye en Trondheim (Noruega) la primera planta portátil. Ese mismo año se construye la primera planta con este proceso para tratar los efluentes de la Papelera Sande (Noruega)(Anox-Kaldnes, <http://www.kaldnes.com/about.htm>). El 23 de Enero de 1990 s Kaldnes Miljøteknologi AS registra la primera patente del soporte (modelo K1) desarrollado por el equipo de trabajo liderado por el profesor Hallvard Ødegaard. La patente es concedida el 25 de Agosto de 1993. Esta patente cubre los procesos MBBR en los que el soporte tenga una densidad comprendida entre 0.9-1.2 kg/dm³ y el porcentaje de llenado del reactor esté comprendida entre el 30% y el 70% del volumen total. Durante 1990 a 1995 se construyen en Noruega un número significativo de plantas urbanas e industriales, siendo estas últimas fundamentalmente plantas de tratamiento de efluentes de papeleras.

Tras los buenos resultados obtenidos, empresas de tratamiento de aguas empiezan a interesarse por los soportes de Kaldnes. Varias empresas comercializan soportes con licencias concedidas por Kaldnes. Purac en Alemania (empresa participada por sociedad británica Anglian Water) comercializa los soportes K/NTX bajo licencia de Kaldnes. Igualmente lo hace la empresa sueca Anox AB comercializando los soportes NATRIX.

En 1995 la empresa Kaldnes Miljøteknologi AS es comprada por Anglian Water PLC. En el año 2000 Anox AB compra el 15% de Kaldnes Miljøteknologi AS y en el 2002 Anox AB compra el resto de las acciones a Anglian Water PLC. En 2004 Kaldnes cambia su nombre y pasa a denominarse Anox-Kaldnes.

En 2007 Anox-Kaldnes es comprada por Veolia Water Solutions and Technologies.(Anox-Kaldnes, <http://www.anoxkaldnes.com>, 2011).

b) Desarrollo de los Soportes

El profesor Hallvard Ødegaard trabajaba en el diseño de unos soportes que favorecieran el desarrollo de unas biopelículas más eficientes. El resultado de estos trabajos fue un medio soporte fabricado en Polietileno de Alta Densidad con forma cilíndrica tal y como se indica en la Ilustración VI-9. El primero en ser desarrollado fue el soporte K1. A continuación se muestran las características de otros soportes de Anox-Kaldnes (orden cronológico de desarrollo de izquierda a derecha);

Carrier	K1	K2	K3	Biochip
Design				
Diam/Length (mm)	9/7	15/15	25/12	48/2,2
Specific biofilm area	(m ² /m ³)	(m ² /m ³)	(m ² /m ³)	(m ² /m ³)
- Effective in bulk	500	350	500	(1200)
- Effective at 67 % filling fraction	335	235	335	-

Ilustración VI-9: Características de los Soportes Anox-Kaldnes

(Anox-Kaldnes, <http://www.anoxkaldnes.com>, 2011)

Ilustración VI-10: Soportes de Anox-Kaldnes. (Archivo particular)

Las características más reseñables de estos soportes son;

Nervaduras externas: En la información comercial de Kaldnes, se indica que las nervaduras cumplen una doble función. En primer lugar favorecen el movimiento de los soportes en el medio líquido al favorecer ser impulsados por el fluido en movimiento y por la aireación. En segundo lugar, disminuyen el impacto producido cuando dos soportes chocan entre sí reduciendo los desprendimientos de las biopelículas. Sin embargo estas aletas solo aparecen en el primero modelo de Kaldnes (K1) y no aparecen en modelos posteriores por lo que el efecto de propulsión al que aludía Kaldnes no debía ser tan importante.

Tamaño de paso y % de Aperturas: En los soportes de Kaldnes, las oquedades se abren para favorecer el paso del fluido, mejorar la renovación del oxígeno disuelto en el líquido y crear unas condiciones hidrodinámicas adecuadas para producir una biopelícula más uniforme y de menor grosor. Un menor grosor de biopelícula implica una mejor difusión de aire en su interior. El objetivo es crear una biopelícula “totalmente penetrada” por el oxígeno disuelto, y que de esta forma todo el grosor de la biopelícula funcione en condiciones aerobias. Por otro lado, un mayor tamaño de poro implica un menor riesgo de obturación por el propio crecimiento de la biomasa, por los sólidos en suspensión, por fibras etc. y un menor riesgo de retención de espuma en el interior de los soportes.

En el modelo K1 el tamaño de paso es de unos 9 mm. En el modelo Natrix el porcentaje de aperturas es superior al modelo K1 y el tamaño de paso aumenta considerablemente. En el

soporte Biochip el porcentaje de aperturas también aumenta respecto al modelo K1, sin embargo el tamaño de paso se reduce.

Ilustración VI-11: Soporte K1 con biopelícula. Obsérvese la reducción del tamaño de paso. (Archivo particular)

El objetivo es distinto en uno y otro caso. El modelo Natrix está específicamente diseñado para su utilización en tratamientos industriales, fundamentalmente en vertidos de papeleras. En las plantas de tratamiento de vertidos de papeleras se busca fundamentalmente la eliminación de la DQO. El objetivo es evitar obstrucciones por fibras, sólidos, precipitaciones etc. Se abren aperturas en las paredes laterales del soporte K1, y se elimina la unión central de la cruz interior del modelo K1. Para no perder superficie útil, se incorporan nervaduras internas. El modelo Biochip por contra, diseñado para procesos de nitrificación en los que se requiere más superficie útil, el aumento del % de aperturas es una consecuencia y no un objetivo. En este modelo se busca un incremento de la relación S/V mediante un aumento de la superficie y una disminución del volumen. Ello da origen una forma tipo moneda. El aumento de la superficie se consigue reticulando el interior del soporte lo cual, a su vez, reduce el tamaño de paso.

Relación Superficie Total, Superficie útil y Volumen Ocupado: En los soportes de material expandido (Captor y Linpor) el tamaño del soporte no excede de 1.5 cm. En estos soportes, el reducido tamaño de los poros hace que la transferencia de oxígeno disuelto en la zona interior de los cubos esté limitada. Soportes de tamaños superiores a los 1.5 cm, tenían en su interior material mineralizado, indicando condiciones no aerobias y por lo tanto biopelícula poco activa en la eliminación de la DBO₅ o en la nitrificación. En estos soportes la relación superficie útil/superficie total es baja. En soportes de material expandido, con igual % de llenado del reactor, para aumentar la superficie útil total en el reactor se tendía a reducir el tamaño de los soportes. Esto es, se tendía a reducir el tamaño de los soportes para así aumentar la relación superficie útil /volumen ocupado por los soportes.

Los soportes de Kaldnes intentan aumentar la relación superficie útil por volumen ocupado en el reactor. Se abren los huecos interiores del soporte para que se permita una buena circulación de agua en su interior y de esta forma se renueve el oxígeno disuelto en esta zona. El movimiento continuo de los soportes también favorece la renovación del agua contenida en interior de los soportes. Pero por otro lado, al estar los soportes en continuo movimiento existen colisiones entre ellos. Las aletas reducen el impacto pero no evitan que en el exterior de los soportes prácticamente no exista biopelícula adherida. La biopelícula adherida al soporte se encuentra en el interior del mismo, protegido por las paredes externas más gruesas. De tal forma, al no estar impedida la transferencia de oxígeno en el interior, para una misma Superficie Total, el mejor soporte es aquel que tiene la mayor superficie interna no expuesta a los impactos (superficie útil) con una menor superficie externa. Por ello se intenta aumentar lo más posible la relación Superficie útil/Superficie Total para así aumentar la relación superficie útil/volumen ocupado. En los sucesivos modelos desarrollados por el equipo de trabajo del Profesor Ødegaard, los soportes irán aumentando la relación Superficie útil/volumen ocupado (A/V);

Ilustración VI-12: Evolución de la Superficie Específica en los Soportes Anox-Kaldnes

Material: Se fabrican en polietileno de alta densidad con una densidad específica comprendida entre 0.92 y 1.2 kg/dm³. La densidad concreta del material se selecciona para que la densidad del conjunto soporte-biopelícula adherida sea la adecuada para una correcta agitación y mezcla en el seno del fluido. Si la densidad del conjunto soporte-biopelícula es excesivamente baja, existe riesgo de flotación, los soportes se concentran en la superficie del líquido y se reduce el consumo de sustrato. Si la densidad del conjunto soporte-biopelícula es elevada, aumenta la dificultad de mantener los soportes uniformemente repartidos en el seno del fluido. Para los procesos de nitrificación, en los que la biopelícula formada por las bacterias autótrofas suelen tener menor grosor, se buscan densidades del material altas para evitar flotaciones. En los procesos de eliminación de la materia carbonosa en los que el grosor de la biopelícula es mayor, se seleccionan densidades bajas. En la primera patente N0172687 se indica la preferencia por densidades en el rango de 0.92 kg/dm³ a 0.95 kg/dm³ mientras que en la segunda patente GB314255 se indica la preferencia por densidades entre 1.2 kg/dm³ a 1.4 kg/dm³.

Coste de Fabricación: La fabricación de los soportes se realiza fácilmente por extrusión gracias a la selección de un material adecuado y a unas formas no complejas. La longitud de corte se realiza a la longitud deseada.

Ingeniería del proceso: En los soportes expandidos (Linpor, Captor) el crecimiento de la biomasa puede llegar a obturar los pequeños poros y crearse condiciones anaerobias. Según se vio en el proceso Captor, cuando la acumulación de biomasa en los soportes excedía de 150mg/cubo, se obtenían condiciones anaerobias en el interior de los cubos y se reducía el rendimiento del reactor. El control de la biomasa dentro de los cubos regulaba aumentando o disminuyendo la frecuencia de operación del Sistema de Limpieza. Sin embargo, según se vio, el Sistema de Limpieza no era totalmente eficiente y parte de la biomasa salía con el efluente.

Los soportes Kaldnes no necesitan un Sistema de Limpieza. El diseño de los soportes favorece la presencia de unas condiciones hidrodinámicas en su interior que impiden el desarrollo excesivo de las biopelículas. Por otro lado, el mayor tamaño de los huecos internos evita su obturación.

Los soportes Kaldnes permiten una más fácil distribución, tanto longitudinal como verticalmente, dentro del reactor.

Longitudinalmente, al no necesitarse un Sistema de Limpieza, los soportes no tienden a acumularse en sus proximidades y, por tanto, no es necesaria la recirculación de los soportes a cabeza del reactor. Sin embargo el reactor se compartimentaliza para favorecer una distribución uniforme y para favorecer una especialización de los microorganismos presentes en cada cámara. Se simplifica la modelización y simulación de los procesos biopelícula cuando se reduce el número de tipos de microorganismo que compiten por el sustrato. A la salida de cada cámara se instalan unas rejillas, al igual que en el Sistema Captor y Linpor, pero en este caso, al ser los soporte de mayor tamaño, permite hacer la rejillas de salida con mayor tamaño de paso con consiguiente ahorro en acero.

Verticalmente, la correcta selección de la densidad del conjunto soporte-biopelícula adherida favorece la mezcla en este plano, no necesitando una aireación en espiral sino una aireación uniforme. Para que la aireación en espiral produzca una agitación adecuada, la relación Anchura/Altura no debe ser elevada, .Los reactores con este tipo de aireación tienden a ser alargados. Cuando se remodela una planta utilizando soportes tipo Captor o Linpor, se deben hacer las modificaciones oportunas para obtener esa configuración del reactor. Sin embargo, una aireación unifome, se adapta a cualquier tipo de forma del reactor y por ello la remodelación de plantas con soportes Kaldnes se favorece.

En las cámaras anóxicas normalmente se instalan rejas planas dispuestas en vertical, mientras que en las cámaras aireadas normalmente se instalan rejas cilíndricas dispuestas en horizontal.

Ilustración VI-13: Rejas de Salida en Cámaras Anóxicas (Archivo particular).

Ilustración VI-14: Rejas de Salida en Cámaras Aerobias (Archivo particular).

Ilustración VI-15: Sistema de Aireación mediante burbuja gruesa (Archivo particular)

Porcentaje de llenado del reactor: El porcentaje de llenado oscila entre el 30% y el 70% del volumen total del reactor. El grado máximo de llenado máximo se fija en un 67% para que los soportes tengan libertad de movimiento. Sin embargo este valor normalmente se reduce al 45% por consideraciones prácticas. Cuando hay dos líneas, cuando existe la necesidad unos de los reactores, el relleno se puede introducir en el otro reactor .

La superficie total útil en el reactor es

$$STU = V \times GL \times S/V$$

STU = superficie total útil

V = volumen del reactor

GL = Grado de Llenado del Reactor en tanto por uno volumen/volumen

S/V = Relación superficie útil/Volumen total

Ilustración VI-16: Llenado de reactor con Soportes (Archivo particular).

Controlando el grado de llenado se dota al sistema de una gran flexibilidad. Pasar de un 30% de llenado a un 70% de llenado, significa duplicar la biomasa presente en el reactor y por tanto duplicar su capacidad de depuración. Seleccionando un tipo de soporte con mayor o menos relación A/S, y controlando el grado de llenado del reactor, se tiene un rango de tratamiento de 1 a 8 en procesos MBBR. En procesos IFAs este rango se amplía porque la concentración de la biomasa en suspensión también puede controlarse.

c) Evolución de las Patentes

El primer soporte desarrollado por Kaldnes es el modelo K1. El 23 de Enero de 1990 s Kaldnes Miljøteknologi AS registra la primera patente del soporte (NO 172687) desarrollado por el equipo de trabajo liderado por el profesor Hallvard Ødegaard. La patente es concedida el 25 de Agosto de 1993 y expira el 21 de Enero de 2011 (Ødegaard H., 1993). El ámbito de aplicación de esta patente es el siguiente;

- Proceso: MBBR
- Densidad del Material: 0.92 – 1.2 kg/dm³
- Relación S /V: Mayor de 100 m²/m³
- Dimensiones: Altura y/o longitud ente 0.2 cm a 3 cm, preferentemente entre 0.5 cm y 1.5 cm.

Los modelos K1, K2 y K3 quedaron cubiertos bajo esta patente, pero únicamente cuando se aplicaba a cultivos puros de biopelícula (MBBR). Empresas como Onde-Degremont (soporte METEOR) y Valmet (soporte RF 438) aplican soportes parecidos pero en cultivos mixtos (IFAS). Este caso no está cubierto por la patente NO 172687.

En el 2002, cuando Anox AB y Kaldnes se fusionan, se presenta la patente GB 314255 la cual es concedida el 24 de Febrero de 2003 y expira el 15 de Marzo de 2015. El ámbito de aplicación de esta segunda patente es el siguiente;

- Procesos: MBBR e IFAS
- Densidad de Material: 0.92 kg/dm³ a 1.40 kg/dm³.
- Relación S/V > 100 m²/m³

- Porcentaje de Aperturas: Mayor del 35% (Superficie externa abierta/Superficie externa total)

Los modelos Natrix F3, Natrix C2, Natrix O, Biochip P y Biochip M quedan cubiertos bajo esta patente cuando se aplica tanto a procesos MBBR como a procesos IFAS.

D) OTROS SOPORTES

Con las oportunas modificaciones de densidad, porcentaje de aperturas, tamaño y proceso al que se aplica, muchas empresas han fabricado y utilizados soportes propios que no están incluidos en el ámbito de aplicación de las patentes de Kaldnes. Por otro lado, otras empresas integradoras llegan a acuerdos comerciales para la comercialización y/o aplicación práctica de los soportes de las empresas fabricantes. En muchos de estos casos, la empresa integradora o bien utiliza un nombre comercial distinto del nombre del soporte del fabricante o bien pone un nombre comercial al proceso. Todo ello da lugar a que en el mercado se encuentre una gran variedad de nombres comerciales tanto para soportes como para los procesos que los utilizan. Normalmente estas empresas son reacias a publicar las características específicas de los soportes, por lo que resulta difícil realizar una comparativa técnica de cada uno de ellos.

A continuación se hace una revisión de los soportes más extendidos.

a) **Hydroxyl-Headworks**

Hydroxyl (USA) fue una de las primeras empresas en fabricar y utilizar soportes para tratamientos de depuración. Durante 1993 a 1995 desarrolla sus soportes Activecell Carrier y la aplicación práctica de los mismos en un proceso MBBR denominándolo Activecell Process. Disponen de tres soportes;

AC 450

AC 920

AC 515

Ilustración VI-17: Soportes de Hydroxyl-Headwroks (Archivo particular)

Durante 1994-1997 desarrollan la aplicación práctica de los soportes en procesos IFAS con un acuerdo con la EPA Canadiense para estudio de tratamientos de depuración a bajas temperaturas.

En el año 2005, Infilco-degremont e Hydroxyl firman un acuerdo comercial por el cual Hydroxyl autoriza a Degremont a comercializar y utilizar los soportes Activecell.

En el año 2009 Headworks (USA), empresa suministradora de equipos de depuración, adquiere Hydroxyl . Se mantiene el acuerdo comercial con Infilco-Degremont .

**Ilustración VI-18: MBBR Inland Empire Paper Co. Millwood WA (USA) 1400 GPM COD = 1600 mg/l.
Planta de Headworx.(Entex, 2011)**

Ilustración VI-19: Soportes Hydroxyl mostrando la biopelícula protegida en el interior del soporte (Entex, 2011)

b) Biowater

En el 2007, antes de la fusión de AnoxKaldnes con Veolia, ex trabajadores de Kaldnes forman Biowater. Ese mismo año, Biowater empieza a comercializa su soporte bajo procesos MBBR e IFAS. Durante 2008 y 2009 Kaldnes demanda reiteradamente a Biowater por violación de la patente de Kaldness. En abril de 2011 un juzgado Noruego sentencia a favor de Biowater y obliga a Kaldnes a pagar a Biowater una indemnización de 900.000 euros.

Ilustración VI-20: Soportes Biowater (Biowater, 2011)

c) **Aqwise**

Es una empresa Israelí fundada en el año 2000 por empresas Israelíes Polar Investment y Israel Chemicals. Según una entrevista al Director General(IncrementalAdvantage, 2007) tardaron tres años en desarrollar el soporte y dos años más en tenerlo completamente implementado en un proceso IFAS. A dicho proceso con los soportes de Aqwise lo denominan AGAR (Attached Growth Airlift Reactor). En 2002 firman un acuerdo comercial con USFilter (USA) para la comercialización del proceso AGAR en USA y Canada. Posteriormente Usfilter es comprada por Siemens (Alemania) continuándose el acuerdo comercial con Aqwise. En 2009 Aqwise es premiada por ser la empresa tecnológica israelí con mayor desarrollo. En 2008 a 2009 el proceso AGAR es probado sin mucho éxito por el CYII en la EDAR de Sevilla la Nueva.

Ilustración VI-21: Soportes Aqwise(Aqwise, 2011)

Effluent Total Nitrogen, November 2008 - March 2009

Ilustración VI-22 : Comportamiento de los soportes Aqwise en EDAR Sevilla la Nueva (Madrid).

d) **Plantiff Brentwood Industries y Entex Technologies**

Plantiff Brentwood Industries es una empresa fundada en 1965 en USA especializada en la fabricación de productos de materiales plásticos para diferentes sectores(Brentwood, 2011). En el sector del tratamiento de agua, actualmente comercializa soportes fijos ordenadas de material plástico y es el fabricante de unos soportes fijos de tejido entrelazado conocido como Bioweb. Firmó un acuerdo con la empresa Apex (USA) para la comercialización en exclusiva de este último soporte (USCourt, 2005). En 2004 Plaintiff Brentwood Industries rescinde el contrato con Apex y firma un nuevo acuerdo comercial con la empresa recién fundada Entex (USA) para la comercialización en exclusiva de Bioweb(Entex, 2011). Este soporte se convierte en el producto estrella de Entex. En abril de 2006 Entex construye una planta piloto South Durham WWTP para probar su nuevo soporte móvil Bioportz. No se han encontrado referencias de este soporte móvil.

Ilustración VI-23: Soportes Fijos Bioweb ((Brentwood, 2011)

Ilustración VI-24: Soportes de Entex Technologies.(Brentwood, 2011)

e) Valmet-Metso

Los procesos de IFAS y MBBR han sido una aplicación clásica en el tratamiento de efluentes de fábricas pasta de papel. Estos efluentes tienen una elevada concentración de DQO, con bajo contenido en nutrientes y con alto contenido de sólidos en suspensión, constituidos fundamentalmente por fibras de celulosa. El tratamiento de estos vertidos tiene por objeto la eliminación parcial de la materia carbonosa para así para poder descargar a la red de saneamiento y sin necesidad de realizar una nitrificación. Se requiere el desarrollo de una película constituida por bacterias heterótrofas que eliminen la DQO, sin necesidad de que la biopelícula esté también constituida también por bacterias nitrificantes (autótrofas). Es un proceso de eliminación de un único sustrato por una única especie, esto es, sin competencia entre especies por el mismo sustrato. Este tipo de proceso, la eliminación de la DQO está limitada fundamentalmente por la difusión de oxígeno disuelto en la membrana. Controlando el oxígeno disuelto en la cuba de aireación, se controla el espesor de la biopelícula y la eliminación de materia carbonosa. Sin embargo el alto contenido en sólidos en suspensión y la alta alcalinidad del efluente (precipitación de carbonatos) hace que exista riesgo de obturación de los soportes. Para el tratamiento de este tipo de efluentes, se buscan soportes con relaciones S/V moderadas y con % aperturas y Tamaños de paso elevados.

Una de las primeras aplicaciones de los soportes Kaldnes fueron aplicados al tratamiento de este tipo de efluentes (ejemplo Papelera Sande) dada la relativa facilidad de proceso y la reducción de volumen de reactor comparado con un proceso de fangos activos convencional.

Proveedores de servicios y equipos de la industria de la fabricación de papel se interesaron por este proceso al comprobar la idoneidad del tratamiento. Así ocurrió con

Valmet Flootek Oy (en 2002 cambió el nombre a Metso PaperChem) el cual empezó a realizar plantas piloto con rellenos típicos de torres utilizados en la industria química y petroquímica. El proveedor de dichos soportes era *Rauschert GmbH*, actualmente *RVT GmbH* (RVT, 2011). Se comprobó que se obtenían buenos resultados con estos soportes. Una vez seleccionado el soporte que obtuvo los mejores resultados (BioloX RF 438), realizaron la ingeniería del proceso IFAS y se registró en 1998 con el nombre comercial de FLOOBED.

Bioflow 9

RF-438 Bioflow 40

Bioflow 30

Ilustración VI-25: Portadoes *Rauschert GmbH*.(RVT, 2011)

En 2004 la división de aguas de Metso PaperChem es comprada parcialmente por Dorr-Olivier –EIMCO Water Technologies (USA), la cual a su vez había sido adquirida por GLV Corporation (Canada) en 1999. En 2009 GLV decide agrupar bajo el nombre de Ovivo todas las empresas de suministro de equipos de aguas que había ido adquiriendo. Hoy en día, Ovivo, subsidiaria de GLV Corporation, es la suministradora del proceso Floobed (Ovivo, 2011).

Ilustración VI-26: Proceso Floobed de Valmet

Ilustración VI-27: Planta con proceso Floobed de Valmet

f) Degremont

Desde la formación de Degrémont en 1939 por Gilbert Degrémont, la empresa se ha caracterizado por ser una empresa pionera en la utilización de nuevas tecnologías en el tratamiento de agua. Constatando Degrémont los resultados de Kaldnes y Valmet Flootek Oy, construye una planta piloto en la Planta Papelera de Seine en Nanterre (Francia). Utiliza el mismo soporte que Valmet, esto es, el Bioflow 40 RF-438 y lo aplica igualmente a un proceso IFAS. Inicialmente denominan al proceso PEGAZUR, probablemente por analogía con un proceso de inmovilización con el mismo nombre sobre el que tenía los derechos comerciales en Europa. Este proceso era el PEGASUS y había sido desarrollado por HITACHI (Ohtake, 1986) (Stowa, 2011). Al poco tiempo el proceso PEGAZUR pasó a denominarse METEOR tal vez para evitar confusiones.

Degremont firmó un acuerdo comercial con Valmet para el suministro del Proceso Floobed.

En el año 2005, Infilco-Degremont e Hydroxyl firman un acuerdo comercial por el cual Hydroxyl autoriza a Degremont a comercializar y utilizar los soportes Activecell. A partir de este momento Degrémont utilizará estos soportes en lugar de los soportes de *Rauschert GmbH* (Wateronline, 2005).

Ilustración VI-28: Planta Holmen Paper (Madrid). Proceso Floobed de Valmet construido por Ondeo Instrial Solutions (Degremont).(Archivo particular).

E) RESUMEN DE SOPORTES COMERCIALES

FABRICANTE	SOPORTE	TIPO	MATERIAL	A/V (m ² /m ³)	DIMENSIONES (DXL)	FOTO
Anox Kaldnes	K1	Extruido	HDPE	500	7x9 mm	
	K2	Extruido	HDPE	350	15x15 mm	
	K3	Extruido	HDPE	350	12x25 mm	
	Natrix 0	Extruido	HDPE	310	50x60 mm	

	Biochip M	Extruido	HDPE ó PP	1200	2x48 mm	
	Biochip P	Extruido	HDPE ó PP	900	2x48 mm	
Hydroxyl	ActiveCell 450	Extruido		450	15x22	
	ActiveCell 515	Extruido		515	15x22	
	ActiveCell 920	Extruido		920		

Aqwise	ABC4	Extruido		600	12x12 mm	
	ABC5	Extruido		660	14x14 mm	
Rauscher	Bioflow 40	Extruido				
	Bioflow 30	Extruido				
Entex	Bioportz	Extruido	¿???	589	14x18	

Captor	Expandido	PUR		
Linpor	Expandido	PUR	15X15X12 MM	

Tabla VI-2: Características de los Soportes Comerciales (elaboración propia).

VI.1.1.2 **FANGOS GRANULARES**

La tecnología de la granulación anaerobia es conocida desde 1980 bien en forma de *Upflow Anaerobic Sludge Blanket* (UASB) (G. Lettinga et al. 1980) o bien en forma de *Expanded Granular Sludge Bed* (EGSB) (Van de Last & Lettinga 1992). En estos sistemas la carga hidráulica y la producción de gas son los parámetros fundamentales para obtener la granulación del fango (Pol et al. 1983). El uso de fangos granulares en tratamientos anaerobios permite el uso de altas cargas de hasta 40 kg COD/m³/d, reduce el consumo energético porque la mezcla se realiza por el caudal circulante. Sin embargo, también se conocen sus inconvenientes como son una lenta puesta en marcha, una relativamente elevada temperatura de operación, y más importante, la tecnología de fangos granulares no permite la eliminación de nitrógeno y fósforo. Para superar estos inconvenientes de los fangos granulares anaerobios, la investigación se centró en el desarrollo de fangos granulares aerobios (Aerobic Granular Sludge = AGS). (Mishima & Nakamura 1991) fueron los primeros en reportar el crecimiento de fangos granulares en condiciones continuas de operación con inyección de oxígeno puro en reactores tipo *Biofilms Airlift Suspension Reactor* (BASR (Shin et al. 1992) (Tijhuis 1994). En condiciones continuas de operación únicamente se pudo obtener fangos granulares de forma estable cuando se utilizaba sustratos difícilmente biodegradables (metanol o amonio). Cuando se utilizaba sustrato fácilmente biodegradable era necesario añadir basalto particulado para que funcionara como soporte (Kwok 1998 et al). Investigaciones relativas a la formación de polímeros almacenados en el interior de la bacteria condujeron a la posibilidad de formar fangos granulares sin adición de “micro-soportes” utilizando sustratos fácilmente biodegradables y cuando el cultivo se realizaba en condiciones alternantes de abundancia y carestía de nutrientes. A finales de los años 90 se sentaron las bases del desarrollo de fangos granulares aerobios en condiciones alternantes de operación en reactores tipo *Sequencing Batch Airlift Reactors* (SBAR) (Morgenroth et al. 1997) (Beun et al. 1999) (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). En 1998 se aprobó una patente internacional para la formación de fangos granulares bajo condiciones aerobias (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). Se pudo demostrar también la posibilidad de producir fangos granulares bajo condiciones aerobias con eliminación de DQO y nitrógeno e incluso fósforo (Kreuk et al. 2004) (Dulekgurgen et al. 2003). En 2004 se extendió la patente original en el que se incluía una descripción de la fase anaerobia (Kreuk et al. 2004).

La ventaja principal de los fangos granulares es su elevada velocidad de sedimentación. Debido a esta elevada velocidad de sedimentación en comparación con los fangos activos convencionales, el decantador secundario convencional puede reducirse considerablemente o bien incluso eliminarse. Como el reactor funciona como SQR, la fase de sedimentación es muy breve. El reactor consecuentemente no necesita de recirculación de fangos por lo que se ahorra energía.

Los fangos granulares permiten alcanzar altas concentraciones en el reactor (10 – 18 g/l) sin presentar problemas de crecimiento de bacterias filamentosas (“bulking”). El reactor es por tanto más compacto. El proceso es más estable a cargas de choque, permite aplicar mayores cargas másicas y lograr rendimientos elevados de eliminación de DQO y Nitrógeno (> 95%) (Inocencio et al. 2013)(de Kreuk et al. 2005)(Stowa 2010).

La estabilidad de los fangos granulares también proviene de la diversidad biológica que albergan. Esta misma diversidad ofrece la flexibilidad de realizar diferentes procesos simultáneamente.

Los fangos granulares aerobios no están exentos de plantear retos que deben ser resueltos:

- La puesta en marcha es en general muy lenta.
- Los procesos de granulación no están completamente comprendidos.
- Ausencia de validación del comportamiento reportado.
- Falta de experiencia en el tratamiento de efluentes complejos.
- Desconocimiento de la estabilidad a largo plazo de los fangos granulares en la fase de carestía de nutrientes.

Los fangos granules pueden desarrollar Tratamientos Convencionales de Eliminación de Nutrientes (TCEN) así como Tratamientos Innovadores de Eliminación de Nutrientes (TIEN) estos últimos basados en procesos Anammox.

A) PROCESOS CONVENCIONALES

El tipo suministro del caudal influente afecta a la morfología de la biomasa, así como la eliminación de la DQO y el nitrógeno (Beun et al. 1999). En aporte constante conduce a bajas concentraciones de sustrato en el reactor. En estos sistemas, el acetato es oxidado por las bacterias heterótrofas en la capa externa de la biopelícula, mientras que las bacterias autótrofas oxidan el amonio en el interior de la biopelícula en donde el acetato o bien es muy bajo o bien es ausente. Dependiendo de las condiciones de penetración de los sustratos, se pueden dar situaciones en la que se produce eliminación de DQO y nitrificación simultánea, cuando el acetato no penetra completamente la biopelícula, o condiciones en las que la nitrificación es inhibida, cuando el acetato penetra completamente la biopelícula, en incluso desnitrificación cuando el oxígeno no penetra completamente la biopelícula. Los Reactores Secuenciales por Tandas (*Sequencing Batch Reactors SBR*) pueden dar lugar a la formación de fangos granulares (Beun 2001; Beun et al. 1999), y también se pueden aplicar en biopelículas convencionales cuando se incorporan carriers (Arnold et al. 2000) o fangos activos convencionales (Pochana & Keller 1999) con nitrificación y/o desnitrificación simultánea si las condiciones de operación son adecuadas. En el caso de las biopelículas y los fangos granulares, si una elevada concentración de sustrato es suministrado en un corto periodo de tiempo, este sustrato penetrará más profundamente en la biopelícula que el oxígeno. El oxígeno es consumido rápidamente principalmente en las capas superficiales de la biopelícula. Durante esta fase, se produce el almacenamiento de PHB (poli- β -hidroxibutirato). Durante la fase en la que no se adiciona sustrato (fase de carestía de nutrientes), el crecimiento tiene lugar a expensas del PHB almacenado a una menor velocidad de crecimiento (Beun 2001). En esta fase, la penetración de oxígeno será mayor, pero aun así su concentración es baja debido a la actividad de las bacterias nitrificantes (Third et al. 2003). El nitrato producido puede ser simultáneamente desnitrificado en el interior del gránulo utilizando como donador de electrones el PHB almacenado. El oxígeno suministrado junto con el tamaño del gránulo o biopelícula determina la zona bajo condiciones anóxicas.

La primera planta piloto basada en fangos granulares aerobio (Aerobic Granular Sludge=AGS) tratando aguas residuales convencionales, inició su puesta en marcha en octubre de 2003 (De Bruin et al. 2004). Esta planta piloto fue financiada por la consultora DHV, por la Universidad de Delft y por la *Dutch Foundation for Applied Water Research* (STOWA) y seis organismos holandeses de agua integrados por el Ministerio de Economía

holandés (van Hanndel & van der Lubbe 2012). Dados los buenos resultados de la planta piloto, se decidió ampliar la patente internacional registrada en 1998 y se asignó el nombre registrado de Nereda®. A esta primera planta piloto le sucedieron otras tantas en Holanda (Ede, Aalsmeer, Epe, Hoensbroek y Dinxperlo. Desde 2005 se han construido más de 10 plantas basadas en la tecnología de AGS (*Aerobic Granular Sludge*) y se están construyendo más de 20 nuevas plantas en diferentes países como Australia, China, Brasil, India, Bélgica, Reino Unido, Polonia, Irlanda y Estados Unidos.

Diversas empresas en el sector del tratamiento de aguas están investigando en el desarrollo de nuevos diseños que puedan ofrecer una alternativa para el establecimiento de la granulación aerobia para así competir con la tecnología Nereda®.

B) PROCESOS INNOVADORES

En 1995, la oxidación de amonio junto con la reducción simultánea de nitrito fue descubierto en un reactor de lecho fluidizado desnitrificante (Van de Graaf et al. 1995). Se observó asimismo la formación de fangos granulares. Seguidamente se demostró que este proceso se debía a una reacción bioquímica y que el nitrito era el aceptor de electrones (Van Loosdrecht, Eikelboom, et al. 1995; Van de Graaf et al. 1995). Hasta la fecha se han identificado cinco bacterias que pueden desarrollar este proceso denominado Anammox (*Anaerobic Ammonia Oxidation*) todas ellas pertenecientes a familia planctomicetos (Jetten et al. 2009). La desnitrificación Anammox ofrece importantes ventajas (Peng & Zhu 2006):

- Reducción del orden de un 25% la demanda de oxígeno en la nitrificación lo que se traduce en una reducción del 60% en el consumo energéticos.
- No tienen requerimientos de DQO
- Una reducción de la producción de fango del orden del 33%-55% en la nitrificación y del 55% en la desnitrificación.
- Los ratios de desnitrificación sobre nitrito son 1.5 o 2 veces mayores que los ratios de desnitrificación sobre nitratos.

Para poder aplicar el proceso Anammox es necesario realizar una nitrificación parcial para obtener nitritos. Esto es, las bacterias que oxidan los nitritos (NOB) deben reducir su actividad en favor de las bacterias que oxidan el amonio (AOB). Para conseguir este

objetivo, se han desarrollado diversas variantes del proceso convencional de nitrificación-desnitrificación:

- Nitrificación - Desnitrificación (SHARON)
- Nitrificación parcial seguido de la desnitrificación anaerobia autótrofa u oxidación anaerobia del amonio. Este proceso tecnológico con dos reactores independientes se denomina ANAMMOX.
- La combinación de la nitrificación parcial y la desnitrificación anaerobia autótrofa en un único reactor. Este proceso adopta diversos nombres “Deamonification”, CANON (Completely autotrophic nitrogen removal over nitrite), SNAP (Single-stage nitrogen removal using ANAMMOX and Partial Nitrification) o DEMON,
- La combinación de Desnitrificación Convencional y Desnitrificación Anaerobia Autótrofa. A este proceso se le denomina DENAMMOX o DEAMOX.

Para competir con la tecnología Nereda® , diversas empresas en el sector del tratamiento de aguas están investigando en el desarrollo de nuevos diseños que puedan ofrecer una alternativa para el establecimiento de la granulación aerobia. Muchos investigadores se han centrado en la determinación de las condiciones bajo las cuales se desarrollan las bacterias Anammox (Anaerobic Ammonia Oxidation) en fangos granulares.

Tratamientos “Sidestream”

En los últimos años, la digestión anaerobia de los fangos ha recibido bastante atención por su capacidad para reducir el consumo de energía de las plantas depuradoras y para reducir la producción de fangos. En las plantas depuradoras el problema principal de la digestión anaerobia de los fangos es el retorno de sus rechazos dado que contienen una elevada concentración de nitrógeno. Esta alta concentración de nitrógeno representa alrededor del 20%-30% del nitrógeno total de entrada. La eliminación de este nitrógeno tiene el potencial de reducir la capacidad del reactor y del sistema de aireación. Un problema en el tratamiento de los rechazos de la digestión anaerobia es su bajo contenido en DQO, esto es, la baja relación C/N. La desnitrificación convencional de estos rechazos requiere la adición de carbono adicional lo cual no es económicamente viable. En la última década, se han desarrollado diversos tratamientos de eliminación de nitrógeno que son aptos para el tratamiento de estos rechazos antes de su incorporación a la cabecera de planta. Estos tratamientos no requieren de adición de carbono adicional para realizar la

desnitrificación y la alta temperatura de los rechazos se utiliza para provocar la nitrificación parcial

A día de hoy hay entorno a una veintena de plantas que utilizan cualquiera de las variantes de los procesos innovadores de eliminación de nutrientes;

Ilustración VI-29 - Plantas Fangos Granulares Aerobio en Tratamiento Sidestream (Lackner et al. 2014)

Tratamientos “Mainstream”

El dominio del crecimiento de las bacterias NOB (*Nitrate Oxidizing Bacteria*) a bajas temperaturas, hace que la selección de AOB (*Ammonia Oxidizing Bacteria*) sobre NOB no sea siempre posible. Por otra parte, la inhibición de NOB por la concentración del nitrógeno amoniacal no es posible por la baja concentración de este último. Si las NOB predominan sobre las AOB, se produce acumulación de nitrato y esto reduce de forma significativa la eficiencia de eliminación de nitrógeno. Este es el reto principal para conseguir un adecuado rendimiento de eliminación de nitrógeno cuando los Tratamientos Innovadores de Eliminación de Nitrógeno se aplican a la corriente principal de la depuradora. La posible solución se encontraría en la optimización de los parámetros de operación (Oxígeno disuelto, duración de la fase de aireación, pH, concentración carbono externo) mediante simulación del crecimiento de las AOB y de las NOB con el objeto de buscar una combinación de condiciones en las que predominen las AOB..

Las bacterias Anammox muestran un bajo crecimiento, por lo que se requiere una elevada edad del fango en el reactor para mantener las bacterias en el sistema. Al bajo crecimiento de las bacterias Anammox se añade el hecho de que la concentración de nitrógeno amoniacal. Ambos factores dan lugar a una baja producción de biomasa de las

bacterias Anammox. Efectivamente, al operar a temperatura ambiente (15-20°C) en lugar de los 30-35°C cuando se tratan los rechazos de la digestión anaerobia, la mayoría de los procesos cinéticos son del orden de un 60% - 80% menores. Por otro lado, debido a las bajas concentraciones de nitrógeno amoniacal y nitrato, las velocidades de transformación del nitrógeno son aún menores. Una posible solución se encontraría en la utilización de sistemas MBBR.

En la Ilustración VI-30, los sistemas de la izquierda no pueden utilizar la edad del fango como selector de las bacterias Anammox, AOB y NOB, salvo en el caso del sistema Fangos Activos + AGS (Fangos Granulares Aerobios). En este caso se puede utilizar un mecanismo de separación (decantación interna (SBR), decantación externa, tamices o ciclones) para separar los fangos activos de los Fangos Granulares. En este caso particular, si la separación es adecuada, se puede mantener diferentes edades del fango en los fangos activos y en los fangos granulares.

Los sistemas AGS Puros y MBBR deben lograr la nitrificación parcial y posterior proceso Anammox mediante la creación de nichos en el interior de la biomasa.

Ilustración VI-30 - Esquema alternativas Tratamientos Mainstream

3 = DEMON 2004 (Wett, Nyhuis, et al. 2013)

2 = DEMON 2007 (Wett, Nyhuis, et al. 2013; Wett 2007)

4 = CANON - Anammox,

5 = ANITA™ Mox (Anox-Kaldnes), DeAmmon (Purac)

El proceso que actualmente se está considerando es el (2) en Ilustración VI-30. Este proceso normalmente incorpora un tratamiento “Sidestream” junto a un tratamiento “Mainstream”. El tratamiento “Sidestream” opera con nitrificación parcial-Anammox combinado (DEMON) con fangos granulares aerobios en reactor SBR. Separadores tipo vórtex toman el licor mixto y separan los fangos granulares de los fangos activos. Los fangos activos están constituidos esencialmente por bacterias AOB. Estos fangos decantados son inoculados en el reactor “Mainstream”. Los Fangos Granulares extraídos con los separadores vórtex son devueltos al tratamiento “Sidestream”. Parte del licor mixto del tratamiento “Sidestream” es incorporado al tratamiento “Mainstream” de tal forma que este último es inoculado con fangos granulares. El tratamiento “Mainstream” funciona hidráulicamente de forma continua pero con aireación intermitente para limitar la actividad de las bacterias NOB. La extracción de los fangos en exceso se realiza por medio de separadores vórtex instalados en esta cámara. Los sólidos decantados (fangos granulares) son devueltos al reactor y el sobrenadante (fangos activos) son los fangos en exceso. De esta forma se obtiene una separación de la edad del fango de los fangos activos (AOB/NOB) con la edad del fango de los fangos granulares. (Wett, Nyhuis, et al. 2013; Wett 2007).

VI.1.2 ANÁLISIS DE LA MODELIZACIÓN

VI.1.2.1 PRIMEROS MODELOS DE CONSUMO DE SUSTRATO

Desde principios de 1930 hasta principios de 1970, la comunidad científica se esforzó en encontrar una relación adecuada entre el crecimiento de los microorganismos y la concentración de sustrato. Estos esfuerzos se centraron en los cultivos en suspensión.

En 1905 Blackman propone un modelo de crecimiento de cinética doble. A concentraciones bajas de sustrato, la tasa de crecimiento es proporcional a la concentración de sustrato y a altas concentraciones de sustrato, el crecimiento se hace independiente de éste.

$$\mu = \mu_m \frac{S_1}{2K_1} \quad \text{cuando } S_1 < 2K_1 \quad (1)$$

$$\mu = \mu_m \quad \text{cuando } S_1 > 2K_1 \quad (2)$$

En 1942 Tessier propuso un modelo con una única expresión algebraica [Ec. 3]. Esta expresión era la que mejor se adaptaba a los datos experimentales que disponía.

$$\mu = \mu_m (1 - e^{-S/K_s}) \quad (3)$$

En 1942 (Monod 1942) Monod presenta su tesis doctoral sobre crecimiento bacteriano y en 1949 (Monod 1949; Monod 1942) publica los resultados de ésta y propone la expresión que posteriormente ha sido universalmente aceptada por la comunidad científica. La expresión algebraica [Ec. 4] fue propuesta, al igual que la de Tessier, porque su gráfica representaba un buen ajuste con datos experimentales;

Ilustración VI-31 Ajuste de la ecuación de Monod a los datos experimentales (Monod 1949; Monod 1942).

$$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K_s + S} \quad (4)$$

En donde μ es la *Tasa Específica de Crecimiento* [T] definida como $\frac{dX}{dt}/X$, $\mu_{\max}$ es la *Máxima Tasa Específica de Crecimiento*, K_s es la *Constante de Saturación* definida como aquella $\mu = \mu_{\max}/2$ y S es la concentración del sustrato que limita el crecimiento [ML^{-3}].

Monod también mostró que existe una relación entre el ratio de crecimiento, definido como el incremento de la concentración de microorganismos en un tiempo dado ($\frac{\Delta X}{\Delta t} = \frac{dX}{dt}$) y el consumo de sustrato ($\frac{\Delta S}{\Delta t} = \frac{dS}{dt}$);

$$\frac{dX}{dt} = Y \frac{dS}{dt} \quad (5)$$

En donde X es la concentración de biomasa [ML^{-3}], Y es el *Coefficiente de Producción* (dX/dS) [adim].

De entre las ecuaciones de crecimiento propuestas hasta esa fecha, la expresión de Monod era la que peor se ajustaba a los datos experimentales. El mejor ajuste era obtenido con el modelo de Blackman. Este modelo, sin embargo, adolecía de la simplicidad de tener una sola expresión algebraica;

Ilustración VI-32-Comparación modelos crecimiento (Bader 1978).

A pesar de esta limitación, la comunidad científica adoptó la expresión de Monod porque representaba la expresión más útil y conveniente para establecer una base teórica del crecimiento de poblaciones bacterianas cuando hay un único sustrato limitante del crecimiento y en ausencia de condiciones de inhibición.

Monod propuso esta expresión no solo porque representaba un buen ajuste a los datos experimentales sino por similitud con la expresión de Michaelis-Menten expuesta en 1913 relativa a la velocidad de reacción de sustratos catalizados por enzimas [Ec. 6]. Esta última expresión, a diferencia de la de Monod, fue deducida matemáticamente.

$$v = \frac{V_{m\acute{a}x}[S]}{K_M + [S]} \quad (6)$$

La expresión de Monod resultaba ventajosa no solo porque el crecimiento de los microorganismos se expresaba igual que las velocidades de ciertas reacciones metabólicas implicadas en el crecimiento, sino porque la segunda aportaba a la primera una base matemática para poder desarrollar una base teórica. En el texto publicado en 1949 antes referido, Monod remarca esta relación y en base a ella justifica la conveniencia de utilizar esta expresión. En 1950, Monod, tal y como había predicho, desarrolla las bases teóricas sobre el crecimiento bacteriano en sistemas de flujo continuo.

Algunos autores también llegaron a ciertas de las ecuaciones propuestas por Monod, sin embargo no siempre los fundamentos, sutilezas e implicaciones de la teoría de Monod

fueron perfectamente entendidas. Como se verá más adelante, este hecho hizo que ciertos modelos desarrollados a biopelículas mostraran determinadas carencias.

Reservas en cuanto a la universalidad de la ecuación de Monod y el intento de buscar una ecuación que obtuvieran mejores ajustes con los datos experimentales, condujeron a diversos autores a proponer otras expresiones alternativas. Un resumen de estas expresiones quedan resumidas en la tabla:

Autor	Expresión	Geometría	Fundamento	Número Organismos
Tessier (1942)	$\mu = \mu_m (1 - e^{-S/K_s})$	Flóculo	Empírico	Cualquier número
Monod(1949)	$\mu = \mu_{m\acute{a}x} \frac{S}{K_s + S}$	Flóculo	Empírico	Cualquier número
Stack(1957)	$N = B_2 C^*$	Película	Empírico	Cualquier número
Moser(1958)	$\mu = \mu_{m\acute{a}x} \frac{(K_3 C^*)^{B_3}}{1 + K_3 C^*}$	Flóculo	Empírico	1
Contois(1959)	$\mu = \mu_{m\acute{a}x} \frac{K_3 C^*}{g(M) + K_3 C^*}$	Flóculo	Empírico	1
Powell(1967)	$\mu = \frac{\mu_{m\acute{a}x}}{2(K_2')^2} \left\ \left[1 + (K_2')^2 + K_3 C^* \right] - \left\{ \left[1 + (K_2')^2 - K_3 C^* \right]^2 + 4k_3 C^* \right\}^{\frac{1}{2}} \right\ $	Flóculo	Difusión con reacción Michaelis-Menten	1

Tabla VI-3 Lista no exhaustiva de modelos de crecimiento

Moser (1958) incluyó un parámetro adicional para obtener una mayor universalidad y mejor ajuste cuando la alta concentración de sustrato produce inhibición. Esta ecuación hace que la expresión de Monod sea un caso particular de la de Moser cuando $n = 1$.

Contois (1959) incorporó la concentración de microorganismos en la expresión de Monod. El crecimiento no solo queda limitado cuando existe una elevada concentración de sustrato sino también cuando existe una elevada población de microorganismos.

La ecuación de Powell (1967) fue deducida matemáticamente considerando un único microorganismo esférico rodeado de un fluido en régimen estacionario, esto es considerando una distribución uniforme del sustrato alrededor del microorganismo, considerando que el sustrato llega al microorganismo por difusión y considerando que la reacción bioquímica sigue la expresión de Michaelis-Menten. Esta expresión obtiene

mejores ajustes que la ecuación de Monod, sin embargo su complejidad la hace poco útil para desarrollos teóricos.

VI.1.2.2 MODELOS MONOSUSTRATO DE DIFUSIÓN-REACCIÓN

El desarrollo de un modelo de crecimiento aplicado a las biopelículas en lugar de a cultivos en suspensión, siguió el camino marcado por el desarrollo este último. Anteriormente a la expresión de Monod, los modelos de biopelículas eran normalmente expresiones empíricas que relacionaban el sustrato consumido con los parámetros de operación de los reactores. Con la base teórica desarrollada tras el modelo de Monod, diversos investigadores intentaron aplicar a las biopelículas alguna de las cinéticas que se habían estudiado en los cultivos en suspensión. Tal es el caso de Stack (1957);

$$N = B_2 C^* \quad (7)$$

En 1967 Atkinson propone igualmente una cinética de primer orden para biopelículas, sin embargo a diferencia de Stack, Atkinson limita esta cinética a concentraciones bajas de sustrato:

$$N = \frac{K_1}{K_3} C^* \quad (8)$$

A finales de los años 50, se aceptaba que existía una región límite de carácter gelatinoso alrededor de la bacteria. El mecanismo de transporte de una bacteria se especulaba obedecía a la ley de Fick de difusión. Muchos autores mantenían que un segundo proceso de transporte se llevaba a cabo por proteínas transportadoras. Cohen y Monod (Cohen & Monod 1957) establecieron que este último mecanismo de transporte obedecía a la ecuación

$$N_p = \frac{\alpha_p C}{\beta_p + C} \quad (9)$$

En donde N_p es la velocidad de consumo de sustrato, α_p y β_p son coeficientes con dimensiones $[ML^{-2}T^{-1}]$ y $[ML^{-3}]$ respectivamente y C es la concentración de sustrato.

(Atkinson & Daoud 1970) considera que los microorganismos de una biopelícula se encuentran rodeados de un material gelatinoso al igual que los flóculos en suspensión.

El sustrato atraviesa este material gelatinoso por un mecanismo de difusión y la bacteria consume este sustrato de acuerdo con la [Ec. 9]. Deduce que habiendo o no limitación por transporte por difusión, el proceso global de consumo de sustrato obedece a la expresión:

$$D_e \left(\frac{d^2 C}{dx^2} \right) = a_1 \left(\frac{\alpha C}{\beta + C} \right) \quad (10)$$

En 1970 Atkinson, realizando un balance de masas, propone la siguiente expresión para el flujo de sustrato hacia una biopelículas (Atkinson & Daoud 1970):

$$N = -D_c \frac{dC}{dx} \quad (11)$$

En donde N es la velocidad de consumo de sustrato (dC/dt), D_c es el coeficiente de difusión, x son las coordenados a lo largo del espesor de la biopelícula.

Como se verá más adelante Perry. L. McCarty publica ese mismo año un artículo proponiendo la misma expresión. Sin embargo, Atkinson, a diferencia de P. L. McCarty, propone añadir un Factor de Efectividad, $\lambda < 1$, a la anterior expresión, para así tener en cuenta el efecto de la biopelícula sobre el transporte por difusión;

$$N = -D_c \frac{dC}{dx} = \lambda N^* \quad (12)$$

Sustituyendo la expresión [Ec.10] en la [Ec. 9] y trabajando en el dominio adimensional llega a la expresión

$$\frac{d^2 f}{dx^2} = \frac{(K_2 L)^2 f}{1 + (K_3 C^*) f} \quad (13)$$

En donde $K_2 = \sqrt{\frac{\alpha a}{\beta D_e}}$ con dimensiones $[L^{-1}]$, $K_3 = \frac{1}{\beta}$ con dimensiones $[M^{-1}L^3]$, $f = C/C^*$ y $X = (L - x)/L$, L es el espesor total de la biopelícula y x son las coordenados a lo largo del espesor de la biopelícula. Imponiendo las condiciones frontera para $X = L$ $\frac{dC}{dx} = 0$, esto es, no hay flujo en la interfase soporte-biopelícula y para $X = 0$ $C = C^*$, esto es, en la interfase biopelícula-líquido la concentración en la masa líquida es igual a la concentración en la biopelícula, resuelve y obtiene las siguientes expresiones:

$$N = \frac{tgh\phi}{\phi} \frac{k_1 LC^*}{1+k_3 C^*} \quad \text{para } K_3 C^* < 1 \quad (14)$$

$$N = \frac{K_1 LC^*}{1+K_3 C^*} \quad \text{para } K_3 C^* > 50 \text{ y } \phi < 1 \quad (15)$$

$$N = \frac{1}{\phi} \frac{K_1 LC^*}{1+K_3 C^*} \quad \text{para } K_3 C^* > 50 \text{ y } \phi \geq 1 \quad (16)$$

$$\text{Siendo } \phi = \frac{K_2 L}{(1+K_3 C^*)^{0.576}}$$

Cuando en lugar de utilizar la ecuación [Ec.10] para obtener la [Ec.13], se utiliza la [Ec.11] que incorpora el Factor de Actividad λ , las expresiones que obtiene son;

$$N = \lambda \frac{K_1 LC^*}{1 + K_3 C^*} \quad (17)$$

$$\lambda = 1 - \frac{tghk_2 L}{k_2 L} \left(\frac{\phi_p}{tgh\phi_p} - 1 \right) \quad \text{para } \phi_p \leq 1 \quad (18)$$

$$\lambda = \frac{1}{\phi_p} - \frac{tghk_2 L}{k_2 L} \left(\frac{1}{tgh\phi_p} - 1 \right) \quad \text{para } \phi_p > 1 \quad (19)$$

$$\theta_p = \frac{(k_2 L)(k_3 C^*)}{\sqrt{2(1 + k_2 C^*)}} [k_3 C^* - \ln(1 + k_3 C^*)]^{-\frac{1}{2}} \quad (20)$$

Dependiendo del valor que tomen los parámetros $K_2 L$ y la agrupación de parámetros ϕ_R , llega a las siguientes ecuaciones simplificadas;

$$N = \frac{tgh\phi_R}{\phi_R} \frac{k_1 LC^*}{1+k_3 C^*} \quad \text{si } k_2 L < 1 \text{ o si } k_3 C^* < 0.1 \quad (21)$$

$$N = \frac{K_1 LC^*}{1+k_3 C^*} \quad \text{para } \phi_R \leq 1 \quad (22)$$

$$N = \frac{\sqrt{1+2k_3 C^*} k_1 L}{(1+k_3 C^*) K_2} \frac{k_1 C^*}{k_2} \quad \text{para } \theta_R > 1 \quad (23)$$

Las dos últimas expresiones son válidas si $k_2 L > 20$ para cualquier valor de $k_3 C^*$, o si $k_3 C^* > 100$, para cualquier valor de $k_2 L$. En donde $\phi_R = \frac{k_2 L}{\sqrt{1+2k_3 C^*}}$.

La representación gráfica de las ecuaciones simplificadas muestra la existencia de dos asíntotas.

En ausencia de cualquier limitación por difusión, esto es L suficientemente pequeño, el consumo de sustrato obedece a una cinética de Monod :

$$N = \frac{k_1 L C^*}{1 + k_3 C^*} = N_{m\acute{a}x} \frac{k_3 C^*}{1 + k_3 C^*} \text{ donde } N_{m\acute{a}x} = \frac{k_1 L}{K_3} \quad (24)$$

En presencia de limitación por difusión, esto es L suficientemente grande, el consumo de sustrato obedece a una cinética de orden 1:

$$N = \frac{k_1}{k_3} C^* \text{ para } C^* \text{ pequeña.} \quad (25)$$

$$N = \frac{k_1}{k_3} L = N_{m\acute{a}x} \text{ para } C^* \text{ grande.} \quad (26)$$

Datos experimentales corroboraron la existencia de dichas asíntotas.

Ilustración VI-33 Asíntotas en el modelo de Atkinson

Los estudios desarrollados por B. Atkinson adolecían de una clara interpretación biológica, dado que muchos de los parámetros en los que se basaban sus expresiones eran de difícil obtención experimental. Más adelante se aclararán las principales deficiencias del modelo de Atkinson. El trabajo posterior de varios investigadores, y en particular al trabajo del Prof. Perry. L McCarty, en el área del metabolismo y cinética microbiana, permitieron ampliar el trabajo iniciado por B. Atkinson y dotarle del carácter biológico que este adolecía.

Perry. L. McCarty, ingeniero civil por la Massachusetts Institute of Technology (MIT), se doctoró en ingeniería sanitaria por la misma universidad en 1959.

Desde 1959 hasta 1962 trabajó como profesor asociado en la MIT. A partir de 1962 hasta la fecha, trabaja para la University of Standford. El currículo del Prof. L. McCarty es uno de los más impresionantes del sector, siendo autor y coautor de más de 350 publicaciones, y con una lista de premios y reconocimientos internacionales cuyo listado ocupa más de dos páginas. Entre 1964 a 1972, Perry. L.

.McCarty es también autor y coautor de varias de las investigaciones y publicaciones más influyentes en la ingeniería ambiental, las cuales han sentado en gran medida las bases de la teoría cinética microbiana:

- Anaerobic Waste treatment fundamentals, McCart, 1964)(McCarty 1964)
- Thermodynamics of biological synthesis and growth, McCarty,1964 (McCarty 1964b)
- Chemistry for Sanitary Engineers" (Sawyer, McCarty 1967)
- A kinetic approach to biological wastewater treatment design and operation (Lawrence & McCarty, 1969)
- Unified basis for biological treatment and design (Lawrence & McCarty 1970)
- Energetics and bacterial growth (McCarty 1971)
- Stoichiometry of biological reactions (McCarty 1972)

Todos y cada uno de estos textos tienen implicaciones importantes en el desarrollo de la modelización de los cultivos en suspensión, y por ende, en la modelización de películas microbianas puesto que la segunda basa su cinética y metabolismo en la primera. Abordar el desarrollo de la modelización de los cultivos en suspensión, significaría pretender fútilmente abordar el desarrollo de la casi globalidad de la ingeniería bioquímica. Este estudio se centrará en las particularidades de la modelización de biopelículas y nos referiremos a la cinética de los cultivos en suspensión cuando sea necesario.

Desde mediados de 1960 el departamento del Prof. McCarty inicia unos de proyectos para el estudio de los filtros sumergidos. En 1969 publica los resultados de comportamiento de un filtro anaerobio (Young et al 1969). El desarrollo de un tratamiento anaerobio mediante biopelículas en lugar de cultivo en suspensión supuso una revolución del tratamiento anaerobio. Los modelos de simulación del comportamiento de biopelículas, todos ellos aerobios, asumían la biopelícula compuesto por un mismo tipo de microorganismo, esto es, consideraban a la biopelícula como homogénea. Este estudio puso de manifiesto la existencia de diferentes poblaciones bacterianas en las biopelícula anaerobia, esto es, las biopelículas pueden ser también heterogéneas. Se ampliaba la posibilidad de que existieran diferentes poblaciones bacterianas consumiendo sustratos diferentes que compiten por el espacio en la biopelícula, o bien diferentes poblaciones bacterianas compitiendo por el consumo de un sustrato. Una de las conclusiones del estudio indica la necesidad de profundizar el conocimiento de la cinética y comportamiento de las biopelícula.

En 1972 McCarty publica los resultados del comportamiento de unos filtros aireados nitrificadores (Haug & McCarty 1972) (McHarness, McCarty, EPA, 1975). El ajuste de los datos experimentales de este estudio indica una cinética de eliminación de NH_3 de orden entre 0.9 a 1.5 [Ec. 27]. Esta variación del orden de la cinética se muestra dependiente de la temperatura de operación;

$$-\frac{dS}{dt} = aS^b \quad (27)$$

En la conferencia anual de la Water Pollution Control Federation (WPCF) de 1973 (40th annual conference), Williamson y McCarty presentan un modelo de consumo de sustrato por biopelículas. Este modelo se duplica en 1974 (Williamson McCarty 1974). Esta publicación presenta dos aportaciones importantes. En primer lugar plantea una resolución de la expresión [Ec. 13] más comprensible y en segundo lugar incorpora el efecto del transporte de masa en el líquido en contacto con la superficie de la biopelícula. Por ahora nos concentraremos en el primer aporte.

En efecto, la Ecuación General que propone Williamson y McCarty para la Variación de Concentración en régimen permanente tomó la forma

$$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K S_c X_c}{D_e (S_c + K_s)} \quad (28a)$$

En donde $-dS_c/dt$ es la velocidad de consumo de sustrato (mg/l/day), K es la máxima tasa de utilización del sustrato limitante (mg/dia/mg), K_s es el coeficiente de saturación de Monod (mg/l), S_c es la concentración del sustrato limitante, X_c es la concentración bacteriana en la biopelícula asumiendo que es constante a lo largo de la profundidad de la biopelícula (mg/l). Las condiciones frontera e iniciales de la ecuación [28] son;

$$\frac{dS_c}{dz} = 0 \text{ en } x = L_F \quad (28b)$$

$$S_c = S_{LF} \text{ en } x = 0 \quad (28c)$$

El origen de coordenadas está situado en el soporte.

Esta expresión es idéntica a la ecuación [Ec.13] de Atkinson. La ecuación que rige el consumo de sustrato en la biopelícula, expresada como [Ec.13] o [Ec.28], es una ecuación diferencial ordinaria (ODE) no lineal, y por ende no tiene una solución explícita. Tanto Atkinson como Williamson-McCarty, resuelven esta ecuación, para dos casos límites distintos. Esto casos límite son definidos en función de los valores que tomen la constante de saturación y la concentración de sustrato. Mientras que Atkinson resuelve la expresión en función de si $K_3 C$ es igual o menor que la unidad, Williamson-McCarty lo resuelven en función de si K_s es mayor o menor que S . Tal y como se aprecia en la tabla siguiente, las expresiones a las que llegan Williamson-McCarty son más comprensibles.

La Ecuación General de Flujo Másico toma la forma;

$$J_F = -\frac{D_F dS_c}{dz} \quad (29d)$$

La condición frontera es

$$J_{LF} = -D_F \cdot \frac{dS_F}{dx} \text{ en } x = 0 \quad (28e)$$

Integrando las ecuaciones (28^a) y (28d) en el caso en el que $S_c \gg K_s$ o en $S_c \ll K_s$;

Criterio	Ecuación diferencial	Flujo de sustrato	Concentración de sustrato en la biopelícula	Ecuación
$S_c \sim K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K S_c X_c}{D_e (K_s + S_c)}$	Sin solución explícita	Sin solución explícita	(30)
$S_c \gg K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K_o X_c}{D_e}$	$J_o = A_c K_o X_c L_c$	$S_f = S_s - \frac{K_o X_c}{D_e} (L_f z - z^2/2)$	(31a,b,c)
$S_c \ll K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K_1 X_c S_c}{D_e K_s}$	$J_1 = A_c \left(\frac{D_e K_1 X_c}{K_s} \right)^{\frac{1}{2}} S_c$	$S_f = S_s \frac{\cosh \left[(K_1 X_c / D_e K_s)^{\frac{1}{2}} (L_f - z) \right]}{\cosh \left[(K_1 X_c / D_e K_s)^{\frac{1}{2}} L_f \right]}$	(32a,b,c)

Tabla VI-4 Resumen soluciones Modelo Homogéneo de Williamson-McCarty

Los casos límite definidos por Williamson-McCarty, corresponden a las asíntotas que Atkinson asocia a las ecuaciones [Ec. 25] y [Ec. 26]. Curiosamente Atkinson no resolvió para estos casos.

Para el caso general en el que no hay una solución explícita, Williamson-McCarty proponen utilizar el método de diferencias finitas de Runge-Kutta y para lo cual incluyen un apéndice con el algoritmo en lenguaje de programación Basic. El citado texto (Williamson, McCarty, 1974) menciona que se incluyeron soluciones aproximadas obtenidas por este método en la publicación (Haug & McCarty 1972), sin embargo estas soluciones no se han encontrado en las versiones de este documento que se disponen.

Estas expresiones fueron más tarde simplificadas (Rittman, McCarty 1978) (Rittmann & McCarty 1980) como se verá más adelante.

A) CINÉTICA DE PRIMER ORDEN

En primer lugar se definió la agrupación de variables ϕ con dimensiones $[L^{-1}]$, denominándolo “*parámetro cinético característico de la biopelícula*” (Rittmann & McCarty 2001):

$$\phi = \sqrt{\frac{KX_f}{D_f}} \quad (33)$$

Su inversa, τ , con dimensiones $[L]$, se le denominó “*first-order, standard biofilm depth dimensión*” (Rittmann & McCarty 2001). A este parámetro también se le denomina “longitud crítica” L_{crit} (Morgenroth, 2000):

$$\tau_1 = L_{crit} = \frac{1}{\phi} = \sqrt{\frac{D_f}{KX_f}} \quad (34)$$

Ambos parámetros, ϕ y $\tau_1 = L_{crit}$, comparan la tasa de difusión en la biopelícula con la tasa de biodegradación. Cuando el espesor de la biopelícula L_f es mucho mayor que $\tau_1 = L_{crit}$, la biopelícula está limitada por la difusión, y cuando es menor, el consumo de sustrato está limitado por la cinética. La relación adimensional L_f/τ_1 es denominada “*dimensionless biofilm thickness*”. Cuando $L_f/\tau_1 > 1$ la biopelícula se denomina “*Profunda*”, y cuando $L_f/\tau_1 \ll 1$, se denomina “*Totalmente Penetrada*” (Rittmann & McCarty 2001). Esta clasificación de las biopelículas se desarrollará más adelante.

Sustituyendo el parámetro τ_1 en [Ec. 30c], la concentración de sustrato, S_f , resulta:

$$S_f = S_s \frac{\cosh((L_f - z)/\tau_1)}{\cosh(L_f/\tau_1)} \quad (35)$$

Dado que el flujo hacia la superficie de la biopelícula se rige por la primera ley de Fick $J = -D_f dS_f/dz$, derivando la [Ec. 34], y sustituyendo en la expresión anterior resulta:

$$J_1 = \frac{D_f S_s \tanh(L_f/\tau_1)}{\tau_1} \quad (36)$$

B) CINÉTICA DE ORDEN CERO

Dado que el tercer término del segundo miembro de la [Ec.30c] representa una concentración de sustrato, igualando este término a S_s y despejando z , se obtiene $z = \sqrt{\frac{2S_s D_f}{K_o X_f}}$. Definiendo $\frac{z}{L_f} = \beta$. Este nuevo factor β representa la relación de la penetración de sustrato z en relación con el espesor de la biopelícula L_f . La agrupación de parámetros adimensional β toma la forma (Harremoës 1976) (Morgenroth 2000);

$$\beta = \sqrt{\frac{2S_s D_f}{L_f^2 K_o X_f}} \quad (37)$$

Resolviendo la ecuación [Ec. 30a] con las condiciones de contorno $dS_c/dz = 0$ en $z = \beta L_f$, esto es la biopelícula es parcialmente penetrada, $S_f = 0$ en $z = \beta L_f$ y $S_f = S_s$ en $z = 0$, produce la [Ec.37].y esta a su vez da lugar a la [Ec.38] (Morgenroth 2000);

$$S_f = S_s \left[1 - \left(\frac{2z}{L_f \beta} - \frac{z^2}{L_f^2 \beta^2} \right) \right] \quad (38)$$

$$J_o = \beta L_f K_o X_f \quad (39)$$

Resolviendo la ecuación [Ec. 30a] con las condiciones de contorno $dS_c/dz = 0$ en $z = L_f$, esto es la biopelícula es totalmente penetrada, $S_f = 0$ en $z = L_f$ y $S_f = S_s$ en $z = 0$, produce la [Ec.37].y esta a su vez da lugar a la [Ec.38] (Morgenroth 2000);

$$S_f = S_s \left[1 - \left(\frac{2z}{L_f \beta^2} - \frac{z^2}{L_f^2 \beta^2} \right) \right] \quad (40)$$

$$J_o = L_f K_o X_f \quad (41)$$

Las soluciones de la [Ec.28] se resumen en la tabla siguiente:

Criterio	Ecuación diferencial	Flujo de sustrato	Concentración de sustrato en la biopelícula	Ecuación
$S_c \sim K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K S_c X_c}{D_e (K_s + S_c)}$	Sin solución explícita	Sin solución explícita	(42)
$S_c \gg K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K_o X_c}{D_e}$	Biopelícula parcialmente penetrada $\beta \leq 1$ $J_o = \beta L_f K_o X_f$ Biopelícula totalmente penetrada $\beta > 1$ $J_o = L_f K_o X_f$	Biopelícula parcialmente penetrada $\beta \leq 1$ $S_f = S_s \left[1 - \left(\frac{2z}{L_f \beta} - \frac{z^2}{L_f^2 \beta^2} \right) \right]$ Biopelícula totalmente penetrada $\beta > 1$ $S_f = S_s \left[1 - \left(\frac{2z}{L_f \beta^2} - \frac{z^2}{L_f^2 \beta^2} \right) \right]$	(43a,b,c, d,e)
$S_c \ll K_s$	$\frac{d^2 S_c}{dz^2} = \frac{K_1 X_c S_c}{D_e K_s}$	$J_1 = \frac{D_f S_s \tanh(L_f / \tau_1)}{\tau_1}$	$S_f = S_s \frac{\cosh((L_f - z) / \tau_1)}{\cosh(L_f / \tau_1)}$	(44a,b,c)

Tabla VI-5 Resumen soluciones simplificadas del Modelo Homogéneo de Williamson-McCarty

Se logra una simplificación adicional expresando las ecuaciones en el dominio adimensional. Las ecuaciones así expresadas tienen menos variable y las relaciones entre los parámetros son más sencillas que las expresiones expresadas en el dominio físico (Rittman, McCarty 1978) (Rittmann & McCarty 1980).

VI.1.2.3 CRITERIOS DEL SUSTRATO LIMITANTE

Los modelos de consumo de sustrato por biopelículas implícitamente asumían que el sustrato considerado en el modelo era el sustrato que limitaba el proceso. Williamson-McCarty establecieron criterios para determinar si el donador de electrones o el aceptor de los mismos eran el sustrato limitante. Paul Harremöes, desarrollaron estos criterios.

A) CRITERIO DEL FLUJO LIMITANTE

Frank-Kamenetskii (Frank-Kamenetskii 1955) estableció que en una reacción de transferencia de masa que responde a la fórmula $v_d D + v_a A \rightarrow \text{Producto Final}$ en la que un donador de electrones (D) los cede a un aceptor de electrones (A), se cumple la siguiente relación;

$$\frac{J_{od}}{v_d MW_d} = \frac{J_{oa}}{v_a MW_a} \quad (45)$$

En donde J_{oa} , J_{od} son los flujos de electrones del aceptor y donador respectivamente, v_a , v_d son las relaciones estequiometrias entre el aceptor y el donador, MW_a , MW_d son las masas moleculares del aceptor y donador respectivamente.

En la superficie de la biopelícula, el flujo de electrones debe cumplir con la ley de Fick, por tanto, $J = A_c \cdot D_c \cdot \left(\frac{\partial S}{\partial z}\right) = A_c \cdot D_c \cdot (S_s - S_c)$ y en consecuencia (Williamson & McCarty 1976a) (Williamson & McCarty 1976b):

$$\frac{S_{sd} - S_{cd}}{S_{sa} - S_{ca}} = \frac{D_{ca} v_d MW_d}{D_{cd} v_a MW_a} \quad (46)$$

En donde S_{sd} , S_{sa} son las concentraciones en la superficie de la biopelícula del donador y del aceptor respectivamente, y D_{cd} , D_{ca} son coeficientes de difusión del donador y de aceptor de electrones dentro de la biopelícula. El sustrato limitante es aquel cuya concentración dentro de la biopelícula llega primero a cero. Para que esto ocurra para el aceptor de electrones, se cumple cumplir la siguiente expresión;

$$S_{sa} < \frac{D_{ca} v_a MW_a}{D_{cd} v_d MW_d} S_{sd} \quad (47)$$

Al Criterio del Flujo Limitante también se le denominó Limitación por Velocidad de Difusión dado que los coeficientes de difusión son los únicos parámetros de la biopelícula incluidos en la expresión anterior (Williamson & McCarty 1976b) (Riemer & Harremoës 1978). Paul Harremoës et al. (Riemer & Harremoës 1978) llegaron a la expresión anterior por un procedimiento diferente, el cual ha sido utilizado posteriormente.

B) CRITERIO DEL CONSUMO DE SUSTRATO LIMITANTE

En caso en el que tanto la concentración del donador como del aceptor del electrones no lleguen a cero en ningún punto del espesor de la biopelícula, Williamson & McCarty añaden un segundo criterio adicional. La velocidad del consumo de sustrato es $r_o = \frac{1}{Y} \cdot \mu_{mx} \cdot X_f \cdot \frac{S_c}{S_c + K_s}$ siendo $0 \leq S_c / (S_c + K_s) \leq 1$ la función M que determinan la variación de consumo de sustrato. Por tanto, para que el aceptor sea el sustrato limitante, debe cumplirse que $\frac{r_{oa}}{r_{od}} > 1 \rightarrow \frac{M_a}{M_d} > 1$ resultando en

$$S_{ca} < \left(\frac{K_{sa}}{K_{sd}} \right) S_{cd} \quad (48)$$

En donde K_{sa}, K_{sd} son los coeficientes de saturación de la cinética de Monod para el aceptor y donador respectivamente, y S_{ca}, S_{cd} son las concentraciones en un punto determinado de la biopelícula del aceptor y donador de electrones.

Poul Harremoës fue desde 1972 el catedrático del departamento de ingeniería medioambiental de la Universidad Técnica de Dinamarca. Una de sus primeras líneas de investigación fue en el campo de la desnitrificación en biofiltros y filtros fluidizados.

En (Harremoës 1976) considerando la biopelícula localizada en los poros del medio filtrante, idealiza la forma biopelícula como un cilindro y a lo largo de éste integra la ecuación general de consumo de sustrato en la biopelícula con transporte por difusión [Ec. 28] en coordenadas cilíndricas.

Ilustración VI-34 Elemento diferencial de biopelícula en filtro poroso.(Harremoës 1976).

Para el caso en el que la cinética sea de primer orden, la solución que propone es la misma que la de Williamson-McCarty [Ec.31b]. El flujo de sustrato hacia la biopelícula sigue también una cinética de primer orden. Por tanto, una cinética de primer orden en la biopelícula, es “visto” desde el líquido que rodea la biopelícula como una cinética de primer orden. Para el caso en el que la cinética sea de orden cero, la situación es diferente. En este caso, la ecuación general se reduce a:

$$\frac{\partial^2 C}{\partial X^2} = \frac{2K_o}{RD} \quad (49)$$

Siendo R el radio del cilindro y D el coeficiente de difusión. Trabajando adimensionalmente $c = \frac{C}{C_o}$, $\xi = \frac{X}{L}$ e imponiendo las condiciones a la entrada $\xi = 0, c = 1$ y al final del poro $\xi = 1, \frac{\partial c}{\partial \xi} = 0$, obtienen la concentración de sustrato a lo largo de la biopelícula;

$$c = \frac{\xi^2}{\beta^2} - \frac{2\xi}{\beta^2} + 1 \quad (50)$$

En donde la agrupación de parámetros $\beta = \sqrt{\frac{R DC_o}{L K_o}}$. Este parámetro representa la profundidad efectiva de penetración de sustrato en la biopelícula,

$$\beta = \frac{\text{Profundidad penetración sustrato}}{L_F}$$

Y cuando no se calcula por medio de coordenadas cilíndricas, la profundidad de penetración de sustrato, βL_F , se expresa como (Morgenroth 2000);

$$\beta L_F = \sqrt{\frac{2C_{L,F}D_F}{K_0X_F}} \quad (51)$$

En donde $C_{L,F}$ es la concentración de sustrato en la superficie de la biopelícula, D_F es el coeficiente de difusión en la biopelícula, K_0 es el coeficiente cinético de orden cero y X_F es la densidad de la biopelícula.

P. Harremoës, estableció que cuando $\beta < 1$, esto es cuando el sustrato parcialmente penetra la biopelícula en un filtro poroso, el flujo de sustrato hacia la biopelícula se puede simplificar como una cinética de orden $\frac{1}{2}$. De tal forma, que una cinética de orden cero en la biopelícula, se transforma en una cinética de orden $\frac{1}{2}$ “visto” desde líquido que rodea la biopelícula. Y cuando $\beta = 1$, esto es cuando el sustrato penetra completamente la profundidad de la biopelícula en un filtro poroso, el flujo de sustrato hacia la biopelícula también sigue una cinética de orden cero. Consecuentemente se puede afirmar que cuando $\beta = 1$, una cinética de orden cero en la biopelícula, es “visto” desde el líquido como una cinética de orden también cero (Harremoës 1976).

Ilustración VI-35 Variación del perfil de concentración con el valor de Beta. (Harremoës 1976).

Unos valores bajos de β se consiguen cuando, o bien la difusión de sustrato es baja o bien cuando el consumo de sustrato es elevado y análogamente para valores elevados de β .

Una biopelícula de puede ser “parcialmente penetrada” por el sustrato, tanto en una cinética de consumo de sustrato en la biopelícula primer orden como en un cinética de orden cero. Para una cinética de primer orden, la biopelícula es parcialmente penetrada cuando $L_f/\tau_1 < 1$ según definió Williamson-McCarty. Cuando la cinética de consumo de sustrato en la biopelícula es de orden cero, esto ocurre cuando $\beta < 1$ según se acaba de estudiar., y la cinética “vista” desde el líquido se puede aproximar a orden $1/2$.

Análogamente ocurre para biopelículas totalmente penetradas. De esta forma existen diferentes combinaciones de cinéticas y grados de penetración de los sustratos en la biopelícula. Morton-Harremoës evaluaron las condiciones de transición de una cinética a otra. Estas condiciones fueron posteriormente desarrolladas y mejoradas por (Sáez & Rittmann 1990) mediante el uso de cálculos numéricos. Este punto se desarrollará más adelante.

Ilustración VI-36 Cinética de primer orden y de orden $\frac{1}{2}$ -(Harremoës 1976).

Según P. Harremoës, los filtros de flujo descendente desnitrificadores, funcionan normalmente parcialmente penetrados. A bajas concentraciones de sustrato, el filtro funciona bajo una cinética de primer orden, mientras que a medias y altas concentraciones de sustrato lo hace según una cinética aproximada de orden $\frac{1}{2}$ (Harremoës 1976).

Ilustración VI-37 Transición de cinética $\frac{1}{2}$ orden a cinética de primer orden.(Harremoës 1976).

Una cinética de orden $\frac{1}{2}$ representaba en biopelículas una aproximación razonable a la cinética de Monod cuando la concentración de sustrato es de cuatro a cinco veces la constante de saturación de Monod.(Harremoës 1977; Harremoës 1976) (Riemer & Harremoës 1978). Dado que la constante de saturación de Monod para el nitrato es del orden de 0.05 a 0.72 mg N-NO₃/mg VSS y del donador variable entre 0.5 a 4 mg/L (Ekama, Wentzel, 2000), esta aproximación es válida para la mayoría de aplicaciones de desnitrificación (Riemer & Harremoës 1978).

En base a estas aproximaciones, Morton-Harremoës ampliaron los criterios para determinar si el donador o el aceptor de electrones es el sustrato limitante. Cuando tanto el donador como el aceptor de electrones penetran totalmente la biopelícula, $\beta_A = \beta_D = 1$, el proceso global está limitado por la velocidad a la que se consumen los sustratos. El sustrato limitante viene definido por [Ec. 47], de acuerdo con Williamson-McCarty. Cuando alguno de los sustratos no penetra totalmente la biopelícula el proceso global está limitado por la velocidad de difusión de los sustratos, esto es por la penetración de los sustratos en la biopelícula. El parámetro β sirve de criterio para definir qué sustrato es el limitante. Si el donador de electrones es el sustrato limitante, la profundidad efectiva de éste es menor que la del aceptor, esto es $\beta_D < \beta_A$.

Adicionalmente, Morton-Harremoës tomando el caso de la desnitrificación, compararon las velocidades en la que se consumen los sustratos.

Para el caso en el que $\beta_A < \beta_D$, la velocidad de consumo de nitrato cuando el nitrato el sustrato limitante se puede aproximar a una cinética de orden $\frac{1}{2}$;

$$r_N = -D_N \left(\frac{\partial C_N}{\partial X} \right)_{X=0} = \sqrt{2D_N K_{ON} C_N}^{\frac{1}{2}} \quad (52)$$

La velocidad de consumo del donador de electrones, cuando el nitrato es el sustrato limitante, se expresa en función del aceptor

$$r_M^* = \frac{K_{OM}}{K_{ON}} \cdot r_N = M_M \cdot r_N = K_{OM} \sqrt{\frac{2D_N C_N}{K_{ON}}} \quad (53)$$

Y análogamente cuando $\beta_D < \beta_A$. Las velocidades de consumo del donador y del nitrato cuando el donador es el sustrato limitante, son

$$r_M = \sqrt{2D_M K_{OM} C_M}^{\frac{1}{2}} \quad (54)$$

$$r_N^* = \frac{K_{ON}}{K_{OM}} \cdot r_N = M_N \cdot r_M = K_{ON} \sqrt{\frac{2D_M C_M}{K_{OM}}} \quad (55)$$

Si se comparan la velocidades de consumo de nitratos cuando es el donador de electrones el sustrato limitante, r_N^* , con la velocidad de consumo de nitratos cuando son los mismos nitratos el sustrato limitante, r_N , se obtiene;

$$\frac{r_N^*}{r_N} = \frac{K_{ON} \sqrt{\frac{2D_M C_M}{K_{OM}}}}{\sqrt{2D_M K_{ON} C_N}} = \frac{\beta_M}{\beta_N} = \sqrt{\frac{D_M}{D_N M_N}} \sqrt{\frac{C_M}{C_N}} \text{ válido mientras } \beta_D < \beta_N \quad (56)$$

La velocidad de consumo de sustrato cuando es el donador de electrones el sustrato limitante, r_N^* , aumenta con el aumento de la relación $\sqrt{\frac{C_M}{C_N}}$, hasta llegar el punto en el que los nitratos se vuelven el sustrato limitante. Este punto de transición ocurre cuando;

$$\frac{D_M}{D_N} \cdot \frac{1}{M_{MN}} \cdot \frac{C_M}{C_N} = 1 \quad (57)$$

Las ecuaciones [Ec.37] y [Ec.47] son análogas, sin embargo el desarrollo realizado por Morton-Harremões es más sistemático y les permitirá ampliar el estudio al caso en el que el oxígeno penetra parcialmente la biopelícula y compite con el nitrato por ser el aceptor de electrones. En este caso, comparando la velocidad de consumo de nitratos con penetración parcial de oxígeno con la velocidad de consumo de sustrato sin el efecto del oxígeno, obtienen (Riemer & Harremoës 1978);

$$\frac{r_{aN}}{K \frac{1}{2aN} \cdot C_N^{\frac{1}{2}}} = \sqrt{1 + \frac{\beta_O^2}{\beta_N^2}} - \sqrt{\frac{\beta_O^2}{\beta_N^2}} \quad \text{siendo} \quad \frac{\beta_O^2}{\beta_N^2} = \frac{K_{ON} D_O}{K_{OO} D_N} \frac{C_O}{C_N} \quad (58)$$

La figura muestra cómo varía esta relación en función del valor que tome la relación β_O^2/β_N^2 .

Ilustración VI-38 - Variación de la relación β_O^2/β_N^2 . (Riemer & Harremoës 1978);

Esta expresión indica que la relación de velocidades no cambia considerablemente con una elevada concentración de oxígeno, C_o , en la masa líquida. Para $C_o = 4$ mg/L, $\beta_O^2/\beta_N^2 \sim 0.1$, y la velocidad de consumo de nitratos en presencia de oxígeno se estima no disminuya más de un 25% en comparación con la velocidad de consumo de nitratos en ausencia de oxígeno. Mientras Morton-Harremoës corroboran con datos experimentales el modelo propuesto para el caso de dos sustratos, no así lo hacen para el caso anterior con tres componentes.

Las ecuaciones [Ec.37] y [Ec.47] fueron mejoradas al descontar del parámetro estequiométrico M_N la concentración de donador o aceptor de electrones que es consumido por crecimiento de la biomasa:

$$\frac{D_M}{D_N} \cdot \frac{1}{\alpha - y} \cdot \frac{C_M}{C_N} = 1 \quad (59)$$

En donde α es la relación estequiométrica entre aceptor y donador, e Y es la Tasa de Producción del sustrato limitante.

Sustrato	D (m ² /d)	α	Y
O ₂	210·10 ⁻⁶	1 gO ₂ /gCOD	0.4 g COD/g COD
NH ₃	180·10 ⁻⁶	4.57 gO ₂ /gN	0.22 g COD/ gN
NO ₃	160·10 ⁻⁶		
BOD o COD	60·10 ⁻⁶		

Tabla VI-6 Coeficientes para la determinación del sustrato limitante

A) TRANSPORTE DE MASA

Asimismo, Williamson-McCarty toman determinados principios desarrollados para el transporte de masa en celdas electrolíticas y los adaptan a las biopelículas. Esto les permite establecer criterios para determinar cuándo es el aceptor o el donador de electrones el sustrato limitante a aplicar al modelo de las biopelículas (Williamson & McCarty 1976a).

Williamson y McCarty establecen que existe una variación de concentración de sustrato en la interface líquido-biopelícula. La concentración de sustrato disminuye a medida que nos aproximamos a la superficie de la biopelícula. La capa límite (diffusion layer, boundary layer) es definida como la región del líquido que presenta una concentración inferior a la concentración del líquido S_o . Los autores consideran que en las proximidades de la biopelícula, la velocidad es prácticamente nula, por lo que el transporte es meramente difusional y no por advección. Es por lo que a esta capa también la denominan “*Capa Límite*” (*stagnant layer*). Realizando un balance de masas en la capa límite:

Ilustración VI-39 Presencia de la Capa límite. $L_1 + L_2$ es la capa límite en donde L_2 varía según condiciones hidrodinámicas. (Williamson & McCarty 1976a)

$$L_1 + L_2 = A_c D_w (S_o - S_s) / J_o \quad (60)$$

La concentración a utilizar en el modelo de biopelículas, se obtiene de despejar S_s en la expresión anterior. Conocido $L_1 + L_2$, se obtiene, por tanto, la concentración de sustrato $S_s = S_f$ en la superficie de la biopelícula. Esta concentración de sustrato, la cual puede que sea inferior a la concentración de sustrato en el seno del líquido, es la que se debe utilizar en el modelo de consumo de sustrato por biopelículas.

El espesor de la capa límite, $L_1 + L_2$, es estimado por medio del coeficiente de transferencia de masa K_m [MT^{-1}], el cual relaciona el flujo con la variación de concentración según la expresión $J = K_m \cdot (S - S_s)$. El coeficiente de transferencia de masa también se puede expresar en términos de la difusividad del sustrato en agua (Frank-Kamenetskii 1955):

$$K_m = D_w / L_c \quad (61)$$

En donde L_c , es la longitud característica de la transferencia [L], y D_w es el coeficiente de difusión en agua [L^2T^{-1}]. De tal forma que conocidos D_w y K_m , el valor de $L_c = L_1 + L_2$ es conocido utilizando esta expresión. El problema radica en la correcta determinación de K_m . Existen muchas relaciones empíricas que permiten estimar el valor de K_m en base a relaciones de números dimensionales (número de Reynolds, número de Schmidt, número de Froude etc). La relación más frecuente se realiza con el número de Sherwood:

$$Sh = \frac{K_m d_p}{D_w}$$

Para partículas individuales expuestas a un flujo de velocidad v , el número de Sherwood es:

$$Sh = 2 + 0.6 \cdot Re_p^{\frac{1}{2}} \cdot Sc^{\frac{1}{3}}$$

$$K_m \cdot \frac{d_p}{D_w} = \frac{d_p}{L_c} = 2 + 0.6 \cdot \left(\frac{d_p u}{\nu} \right)^{\frac{1}{2}} \cdot \left(\frac{\nu}{D_w} \right)^{\frac{1}{3}}$$

Para la mayoría de transferencias de masa externa, el valor del coeficiente de transporte de masa K_m toma la forma (Gantzer et al. 1986):

$$K_m = Cte \cdot Re^m S_c^n D_w / L_c \quad (62)$$

En donde Re es el número adimensional de Reynolds calculado en función de L_c , D_w es el coeficiente de difusión [L^2T^{-1}], Sc es el número adimensional de Schmidt, el coeficiente n normalmente varía entre 0.4 y 0.67 y el coeficiente m normalmente es 1/3. (Gantzer et al. 1986).

En la literatura química hay diversas variantes de la expresión anterior en función de las condiciones en que se desarrollaron las pruebas. La expresión que normalmente B. Rittmann refiere es la desarrollada por Jennings en 1975 para medios poros formados por partículas esféricas (Gantzer et al. 1986), (Rittmann & McCarty 2001; Gantzer et al. 1986):

$$K_m = 5.7 \cdot V_s Re_m^{-\frac{3}{4}} S_c^{-\frac{2}{3}} \quad (63)$$

Donde $Re_m = 2\rho d_p v / (1 - \epsilon)\mu$ es el número de Reynolds modificado el cual incorpora la porosidad ϵ del medio filtrante. Esta expresión es válida para $1 \leq Re_m \leq 30$ y lógicamente para el tipo de reactor en el que se realizaron las pruebas.

B) REACTOR DE MEZCLA COMPLETA

La principal limitación que presentaban todos los modelos de biopelículas hasta ahora estudiados, era ignorar el efecto recíproco que tiene el crecimiento de las bacterias sobre la concentración de sustrato y a la inversa. El crecimiento de los microorganismos cambia el medio en el que estos se desarrollan y a su vez esto afecta el crecimiento de los microorganismos mismos, tal y como Monod lo expuso [Ec.5]. La ecuación [Ec.28] implícitamente supone que hay una masa bacteriana constante que consume el sustrato que le llega por difusión a una velocidad que varía según la cinética de Monod. Estos modelos de biopelículas, no consideraban el cambio de la masa bacteriana de la biopelícula en función del sustrato consumido y el efecto que tiene este cambio en la velocidad de consumo de sustrato. Esto es, estos modelos no incorporaban el crecimiento de la biopelícula ni el efecto del metabolismo endógeno.

Implícitamente se tiende a asumir que los principios de cinética bacteriana fueron firmemente establecidos en los años 40 por Monod. Sin embargo, los años 50 y 60 representaron la época dorada del desarrollo de la cinética bacteriana. No es de extrañar que no pocos científicos durante esa época presentaran inconsistencias en sus desarrollos (Herbert et al. 1956). Tampoco es de extrañar que ni B. Atkinson ni P. McCarty consideraran los desarrollos de Herbert, los cuales a continuación se verán, en sus modelos de biopelículas, a pesar de ser considerados por ambos en los cultivos en suspensión.

La teoría de cultivos bacterianos en régimen permanente de Monod (Monod 1950) , fue publicado poco después de proponer su modelo de crecimiento (Monod 1949). En 1956 Herbert-Elsworth-Telling publican su clásico estudio en el que se reevalúa el modelo de Monod y se estudian determinadas sutilezas e implicaciones del modelo (Herbert et al. 1956). En este estudio, los autores llegan a las mismas expresiones que Monod expusiera en 1950, pero lo hacen por medio de razonamientos más estructurados y claros. Las ecuaciones generales que gobiernan la modelización de cultivos en suspensión en régimen hidráulico de mezcla completa y en régimen de variación de la concentración de la biomasa permanente, son:

Cambios en la concentración de los microorganismos:

$$\frac{dx}{dt} = \mu x - Dx \quad \text{siendo } D = \text{Caudal/Volumen reactor} \quad (64)$$

Cambios en la concentración del sustrato

$$\frac{dS}{dt} = DS_r - DS - \frac{\mu x}{Y} \quad (65)$$

Ecuaciones fundamentales de cultivos continuos

Como $\mu = \mu_{mx} \cdot \frac{S}{K_s + S}$, las ecuaciones anteriores resultan;

$$\frac{dx}{dt} = x \left[\mu_{mx} \cdot \frac{S}{K_s + S} - D \right] \quad (66)$$

$$\frac{dS}{dt} = D(S_r - S) - \frac{\mu_{mx}}{Y} \left(\frac{S}{K_s + S} \right) \quad (67)$$

Si S_r y D se mantienen constantes, y D no excede μ , porque en tal caso se produciría pérdida de biomasa, existen unos determinados valores de X y S que hacen $dx/dt = ds/dt = 0$:

$$S^* = K_s \left(\frac{D}{\mu_m - D} \right) \quad (68)$$

$$X^* = Y(S_r - S^*) = Y \left\{ S_r - K_s \left(\frac{D}{\mu_m - D} \right) \right\} \quad (69)$$

Estas expresiones coinciden con las de Monod, sin embargo, la deducción es ligeramente diferente. La ecuación clásica de Monod [Ec.4], no consideraba el hecho de que las bacterias podrían consumir sustrato, o producir productos metabólicos, en ausencia de crecimiento. En el citado texto, Herbert et al. destacan la diferencia entre la tasa de producción de Monod Y , que representa la biomasa producida por sustrato introducido en el reactor, frente a una tasa de producción real, Y_r , que relaciona la biomasa producida con el sustrato consumido, o bien, sustrato que realmente produce biomasa.

Herbert, fue el primero en incluir la concentración de sustrato mínimo $S_{\min}$ que permitía este mantenimiento (Herbert 1958). La expresión [Ec.67] se transforma en:

$$S^* = K_s \left(\frac{D}{\mu_m - D} \right) + S_{\min} \quad (70)$$

Y añaden un término de mantenimiento, m , al crecimiento específico μ ;

$$\mu = (\mu_{\max} + m) \cdot \frac{S}{K_s + S} - m \quad (71)$$

N. van Uden (Van Uden 1967) simplificó la expresión anterior y asignó al “mantenimiento”, más conocido como mantenimiento endógeno o respiración endógena, la letra b , como es actualmente representado;

$$\mu = \mu_{\max} \cdot \frac{S}{K_s + S} - b = Yk \frac{S}{K_s + S} - b \quad (72)$$

Siendo K la tasa de utilización de sustrato ($\text{mg S/m}^3/\text{h}$) e Y el coeficiente de producción real (mg biomasa/mg S).

La concentración mínima de sustrato, $S_{\min}$, es la concentración de sustrato que hace $\mu = 0$ en la expresión anterior:

$$S_{\min} = \frac{bK_s}{YK - b} \quad (73)$$

Con todo, la ecuación general de crecimiento bacteriano en régimen permanente para un reactor de mezcla completa cuando se incluye el mantenimiento endógeno, toma la forma siguiente:

$$\frac{dX}{dt} = Y \frac{KS}{K_s + S} X - bX \quad (74)$$

Bruce E. Rittmann finalizó Ph.D en Ingeniería Medioambiental en la Universidad de Stanford en 1979. Entre 1978 a mediados de 1980 publica importantes estudios y desarrollos sobre biopelículas, muchos de ellos en colaboración con P. McCarty.

Su carrera profesional está centrada fundamentalmente en el estudio de las biopelículas. Ha sido profesor en varias universidades, es autor y coautor de centenas de publicaciones,

tiene decenas de premios y reconocimiento, y es en definitiva una de las figuras más relevantes en el estudio de las biopelículas. Actualmente es el director del *Swette Center for Environmental Biotechnology* en el *Biodesign Institute* del estado de Arizona.

B. Rittmann considerando la biopelícula como un reactor de flujo continuo en régimen de mezcla completa, aplica la ecuación fundamental de cultivos continuos de Herbert et al. con la modificación de Van Uden [Ec.71] a una biopelícula de profundidad dz (Odencrantz et al. 1990) (Rittmann 1980):

$$\frac{\partial AX_f dz}{\partial t} = Y \frac{KS_f}{K_s + S_f} AX_f dz - bAX_f dz \quad (75)$$

En donde A es el área superficial de la biopelícula, X_f es la densidad de la biopelícula, K es la tasa de utilización de sustrato y K_s es el coeficiente de saturación de Monod.

Como puede observarse, el crecimiento de bacterias depende de la concentración de sustrato y este último es consumido de acuerdo con la ecuación general de consumo de sustratos por biopelículas [Ec.9].

De acuerdo con la expresión anterior, cada punto de la biopelícula tiene una tasa de crecimiento instantánea diferente. En unos puntos habrá crecimiento y en otros decrecimiento. Sin embargo, si la biopelícula se encuentra en régimen permanente, siguiendo el mismo razonamiento de Herbert para cultivos en suspensión, no habrá efecto de lavado o pérdida de biomasa, esto es, no habrá ni crecimiento ni decrecimiento de la biomasa total que forma la biopelícula. La suma de las tasas de crecimiento en todos y cada uno de los puntos de la biopelícula debe ser cero (Rittmann & McCarty 2001; Odencrantz et al. 1990);

$$0 = \int_0^{L_f} \frac{\partial (AX_f dz)}{\partial t} = \int_0^{L_f} Y \frac{KS_f}{K_s + S_f} AX_f dz - \int_0^{L_f} bAX_f dz \quad (76)$$

En donde b es coeficiente de respiración endógena global para toda la biopelícula. Si se consideran constantes A, X_f, b, k, K_s , resulta:

El primer término;

$$\int_0^{L_f} \frac{\partial (AX_f dz)}{\partial t} = \frac{d(X_f L_f)}{dt} = 0$$

El segundo término;

$$\int_0^{L_f} Y \frac{KS_f}{K_s + S_f} AX_f dz = Y \int_0^{L_f} \frac{KS_f}{K_s + S_f} AX_f dz = y \int_0^{L_f} (-r_u) dz = YJ$$

Dado que la integral de $(-r_u)dz$, esto es, la integral de las tasas de consumo de sustrato por unidad de área, debe ser igual al flujo de sustrato.

El tercer término;

$$\int_0^{L_f} bAX_f dz = bX_f L_f$$

Por tanto, la ecuación [Ec.75] resulta;

$$0 = YJ - bX_f L_f \quad (77)$$

Esta ecuación es la ecuación fundamental de crecimiento biomasa en una biopelícula en régimen permanente. El espesor de la biopelícula puede ahora deducirse;

$$L_f = \frac{YJ}{X_f b} \quad (78)$$

En régimen permanente, el espesor de la biopelícula, dada por la ecuación [Ec.77], se mantiene constante. Es por ello por lo que a estos modelos también se les denominan “*de biomasa fija*”.

Con todo, un modelo de biopelículas en régimen permanente es definido por tres ecuaciones (Rittmann & McCarty 2001; Odencrantz et al. 1990);

1. Ecuación fundamental de consumo sustrato en la biopelícula

$$0 = D_f \frac{d^2 S_f}{dz^2} - \frac{K X_f S_f}{K_s + S_f} \quad (79)$$

2. Ecuación de transporte de sustrato en la interfase líquido-biopelícula

$$J = \frac{D}{L} (S - S_s) = D_f \frac{dS_f}{dz} \Big|_{z=0} \quad (80)$$

3. Condición fundamental de régimen permanente de la biomasa

$$0 = YJ - b X_f L_f \quad (81)$$

Y trabajando con parámetros adimensionales (Rittmann & McCarty 2001; Odencrantz et al. 1990; Rittmann & McCarty 1982);

$$\frac{d^2 S_f^*}{dz^{*2}} = 2 \frac{S_f^*}{1 + S_f^*} \quad (82)$$

$$J^* = - \frac{dS^*}{dz^*} = \frac{S^* - S_s^*}{L^*} \quad (83)$$

$$\frac{dz^*}{dt^*} = 2 \frac{S_f^*}{1 + S_f^*} - b^* \quad (84)$$

Siendo $b^* = b\theta$, $D_f^* = \frac{D_f}{D}$, $J^* = J \left(\frac{\tau}{DK_s} \right)$, $L^* = \frac{L}{\tau}$, $L_f^* = \frac{L_f}{\tau}$, $S^* = \frac{S}{K_s}$, $S_f^* = \frac{S_f}{K_s}$, $S_s^* = \frac{S_s}{K_s}$, $t^* = \frac{t}{\tau}$, $Z^* = z/\tau$ en donde θ es el coeficiente de tiempo estándar para biopelículas $[T] = 2/YK$, y τ es el coeficiente de profundidad estándar para biopelículas $[L] = \sqrt{2K_s D_f / k X_f}$.

Tomando la ecuación [Ec.83], haciendo $dz^*/dt^* = 0$ y resolviendo para S_f^* se obtiene el sustrato mínimo en el dominio adimensional que mantiene la biopelícula $S_{min}^* = b^*/(2 - b^*)$ y el campo dimensional:

$$S_{min} = bK_s/(Yk - b) \quad (85)$$

Esta expresión coincide con la ecuación [Ec.67] para cultivos en suspensión. Un nuevo parámetro $S_{b,min}^*$ es definido haciendo (Heath et al. 1990):

$$S_{b,min}^* = \frac{S_{min}}{K_s} = \frac{b}{Yk - b} = \frac{b}{\mu - b} \quad (86)$$

Este parámetro $S_{b,min}^*$ es importante porque tiene un significado cinético. Si $S_{b,min}^* > 1$, indica que el máximo crecimiento específico, no es mucho mayor que la pérdida de biomasa, sugiriendo, por tanto, que la biopelícula es difícil de mantener. Sin embargo si $S_{b,min}^* < 1$, indica un crecimiento superior a las pérdidas y por tanto, la biopelícula es fácil de mantener (Heath et al. 1990). Como se verá más adelante, el coeficiente b es definido más globalmente y representará las pérdidas de biomasa por respiración endógena b_h más las pérdidas de biomasa debidas a los desprendimientos b_d . De tal forma que el parámetro $S_{b,min}^*$ alcanza también mayor globalidad.

El motivo de expresar las ecuaciones [Ec.68], [Ec.69], [Ec.70] en el dominio adimensional era porque las soluciones analíticas de los casos particulares eran más sencillas. En (Rittmann, McCarty 1978) se definieron los siguientes casos de comportamiento de las biopelículas:

Biopelículas “Profundas” (Deep Biofilm): Aquella biopelícula en la que la concentración de sustrato en la interfase sólido-biopelícula es igual a cero. El modelo propuesto se denominó “*de orden variable*” (Rittmann, McCarty 1978). En este caso el flujo toma la forma

$$J_{s,deep}^* = C^*(S^*)^q \quad (87)$$

En donde q varía entre 0.5 y 1.

$$J_{s,deep}^* = \sqrt{2 \left(S_f^* - \ln(1 + S_f^*) \right)} \quad (88)$$

Posteriormente, esta expresión fue modificada (Rittmann & McCarty 2001; Rittmann & McCarty 1982):

$$J_{s,deep} = \frac{KD}{\tau} C^*(S^*)^q \quad (89)$$

$$C^* = \frac{\sqrt{s}D_f(\sqrt{2} + \sqrt{2}L^*D_f^*)^{1-2q}}{1 + 0.54[1 + 0.0121\ln(1 + \sqrt{2}L^*)] \left[1 - 8.325 \left(\ln\left(\frac{q}{0.707}\right) \right)^2 \right]} \quad (90)$$

$$\Lambda = (\ln S^*) - \ln(2 + (\ln D_f^*)/2.303) - 1.8\ln(1 + \sqrt{2}L^*D_f^*) + 0.353 \quad (91)$$

$$q = 0.75 - 0.25\tanh(0.477 \Lambda) \quad (92)$$

Biopelículas “Totalmente Penetradas” (Fully Penetrated Biofilm): Aquella biopelícula en la que la concentración de sustrato en cualquiera de los puntos de la biopelícula no difiere mucho de la concentración de sustrato en la masa líquida. En este caso el flujo es:

$$J_{s,FP}^* = \left(\frac{S_f^*}{1+S_f^*} \right) L_f^* \text{ donde } L_f^* = L \left(\frac{KX_f}{DK_s} \right) \quad (93)$$

Biopelículas “de Primer Orden”: Aquella biopelícula en la que la concentración de sustrato en todos los puntos de la biopelícula es siempre inferior al coeficiente de saturación. En este caso el flujo es:

$$J_{s,1}^* = S_f^* \tanh \left[\left(\frac{1 + S_{b,min}^*}{S_{b,min}^*} \right) J_{s,1st}^* \right] \quad (94)$$

Biopelículas “de Orden Zero”: Aquella biopelícula en la que la concentración de sustrato en todos los puntos de la biopelícula es siempre mucho mayor que el coeficiente de saturación de Monod. En este caso el flujo es:

$$J_{s,o}^* = L_f^* \quad (95)$$

Cualquier biopelícula con otra cinética que no sea de cero o primer orden se denomina biopelícula de Monod. Una biopelícula que no sea ni *Profunda (Deep)* ni *Totalmente Penetrada (Fully Penetrated)* será *Superficial* o *Parcialmente Penetrada (Shallow o Partially Penetrated)*. Una biopelícula de orden cero puede ser *Totalmente Penetrada, Profunda* o *Parcialmente Penetrada*. En el caso de ser de “Orden Cero” y *Profunda*, el flujo cumplirá simultáneamente las ecuaciones [Ec.73] y [Ec.94].

Orden cero + Superficial (Rittmann & McCarty 2001)

$$J_{s,o,PP} = KX_f L_f \quad (96)$$

$$S_f = S_s - \frac{KX_f}{D_f} \left(L_f - \frac{Z}{2} \right) Z \quad (97)$$

Este caso, aunque teóricamente posible, en la práctica nunca ocurre.

Orden cero + Profunda= Orden ½ (Rittmann & McCarty 2001)

$$J_{s,o,deep} = \sqrt{2D_f KX_f S_s} \quad (98)$$

$$S_f = S_s - 2 \sqrt{\frac{KX_f S_s}{2D_f}} + \frac{KX_f}{2D_f} Z^2 \quad (99)$$

Expresar las ecuaciones en el dominio adimensional también permitió a (Rittmann & McCarty 1980) (Heath et al. 1990) expresar el flujo de sustrato en cualquier situación en función del flujo de una biopelícula profunda :

$$J_s^* = \xi J_{s,deep}^* \quad (100)$$

Saez y Rittmann resolvieron las ecuaciones (78), (79) y (80) por métodos numéricos considerando más de 500 condiciones iniciales diferentes. Los resultados fueron estudios y obtuvieron la siguiente regresión para la determinación de ξ ;

$$\xi = \tanh \left[\alpha' \left(\frac{S_f^*}{S_{b.min}^*} - 1 \right)^{\beta'} \right] \quad (101)$$

$$\alpha' = 1.557 - 0.4117 \tanh(\log_{10} S_{b.min}^*) \quad (102)$$

$$\beta' = 0.5035 - 0.0257 \tanh(\log_{10} S_{b.min}^*) \quad (103)$$

El valor de ξ depende de la concentración de sustrato en la interfase líquido-biopelícula S_f^* , sin embargo el valor que se conoce es la concentración de sustrato en la masa líquida S_s^* y por tanto se requiere una expresión que las relacione:

$$S_s^* = S_f^* + \frac{\tanh \left[\alpha' \left(\frac{S_f^*}{S_{b.min}^*} - 1 \right)^{\beta'} \right] \sqrt{2(S_f^* - \ln(1 + S_f^*))}}{K_1^*} \quad (104)$$

En donde $K_1^* = k_1 \left[\frac{K_s}{K X_f D} \right]^{0.5}$

A este método de cálculo se le denominó *Pseudoanalítico*. Este método permite calcular sistemas de biopelículas en régimen hidráulico de flujo pistón con tan solo considerar al flujo pistón como una serie de reactores de mezcla completa en serie, normalmente mayor que seis.

(Heath et al. 1990) graficaron los resultados obtenidos y propusieron un método gráfico para el cálculo del flujo de sustrato al que denominaron *Normalized Loading Curves* porque el flujo hacia la biopelícula es aproximadamente igual a la carga de sustrato por

unidad de área de biopelícula. Las gráficas propuestas dependen del flujo de referencia J_R que se define como aquel que resulta cuando $\xi = 0.99$ en la ecuación [Ec.99].

Ilustración VI-40 Normalized loading Curve para $S^*_{min} = 0.1$. (Rittmann, Heath, 1990, Simplified design of biofilm processes using normalized loading curves)

Asimismo mediante cálculos numéricos Saez-Rittmann evaluaron bajo qué condiciones se producían los diferentes casos de comportamiento de las biopelículas (Sáez & Rittmann 1990):

Ilustración VI-41 Clasificación de los casos de comportamiento de las biopelículas. Abcisas representan los valores de $S_{b,min}^*$. Las ordenadas representan los valores de $S^*/S_{b,min}^*$. (Sáez & Rittmann 1990)

Como se puede apreciar en la gráfica, biopelículas con una cinética de orden cero son muy difíciles de producirse dado que requieren un valor de $S_{b,min}^*$ superior a 100, lo cual significa que el crecimiento específico es extremadamente bajo en comparación con la pérdida de biomasa. La biopelícula es muy difícil de mantener. En base a análisis detallados (Rittmann & McCarty 2001) también concluyen que esta situación se da muy poco en la práctica.

VI.1.2.5 MODELO DE KISSEL – MCCARTY

En este modelo, el esfuerzo principal se centra en la simulación del consumo de la materia de orgánica la cual sólo puede ocurrir en presencia de oxígeno. El crecimiento de la biomasa, eliminación de la materia orgánica y consumo de oxígeno fueron formulados utilizando una doble cinética de Monod;

$$\frac{\partial X}{\partial t} = \tau \cdot X^* k_Y \left(\frac{S_s}{K_s + S_s} \right) \left(\frac{S_o}{K_{so} + S_o} \right) - \tau \cdot b X^* \left(\frac{S_s}{K_s + S_s} \right) \quad (105)$$

$$\frac{\partial X_I}{\partial t} = \tau \cdot (1 - f_d) b X^* \left(\frac{S_s}{K_s + S_s} \right) \quad (106)$$

En donde Y es la Tasa de Producción (g biomasa/g Ss), X^* es la concentración de biomasa expresada como X^*/X_{Tot} , X_I es la concentración de biomasa inerte expresado como X_I^*/X_{Tot} , K es la velocidad máxima de consumo de sustrato (g Ss /g biomasa/d), f_d es la fracción de biomasa que es biodegradable, τ es el tiempo característico del sistema (d). Este par de ecuaciones es aplicado a las bacterias heterótrofas, bacterias facultativas heterótrofas, a las bacterias autótrofas Nitrosomas . las bacterias autótrofas Nitrobacter. El transporte de tanto el donador de electrones como del aceptor de electrones es gobernado por la ecuación de difusión:

$$\frac{\partial S}{\partial t} = D_h \cdot \frac{\partial^2 S}{\partial x^2} \quad (106)a$$

Al igual que Rittmann, el balance de masas sobre n reactor de mezcla completa es:

$$\frac{dS_R^*}{dt^*} = \left[\tau \cdot \frac{Q}{V} \right] \cdot (S_F^* - S_S^*) - \left[\tau \cdot \frac{K_L A}{V} \right] (S_F^* - S_S^*) \quad (107)b$$

El sistema se compone de dos grupos de ecuaciones de balance de masas. El primer grupo (ecuaciones 104, 105 y 106b) está formado por Ecuaciones Diferenciales Ordinarias (ODE) y el segundo grupo (ecuaciones 106a) de Ecuaciones Diferenciales Parciales (PDE). Ambos grupos deben ser resueltos simultáneamente. Kissel remarca la dificultad de resolver un sistema de ecuaciones no lineales, PDE de segundo orden y ODE de primer orden. Es sistema no es susceptible de resolverse fácilmente porque el sistema es rígido. Esto es, los tiempos característicos de los diferentes procesos varían considerablemente. Los pasos de tiempo requeridos para una integración numérica estable son tan pequeños que los errores por truncamiento y el tiempo de simulación se vuelven inaceptables

durante la integración de los procesos lentos. El uso de pasos de tiempo mayores para evitar el truncamiento resulta en inestabilidad numérica. Los tiempos característicos varían en más de 7 órdenes de magnitud indicando una severa rigidez.

Ilustración VI-42 - Tiempos característicos.

Kissel (Kissel et al. 1984) fue el primero en resolver el sistema de ecuaciones considerando en primer lugar constante los procesos lentos y una vez alcanzado el régimen permanente en los parámetros rápidos, pasar a determinar los procesos lentos. Este procedimiento de resolver el sistema de ecuaciones se denominó Pseudo-Permanente.

VI.1.2.6 MODELO DE WANNER - GUJER:

Gilli Gujer es ingeniero civil por la Universidad Politécnica ETHZ de Zurich. Se doctoró en 1974 en Ingeniería Mediambiental por la Universidad de Berkeley. Fue el Director del Departamento de Ingeniería de la EAWAG hasta 1994. A partir de 1992 es profesor en el Departamento de Urban Water Management en la Universidad Politécnica ETHZ. Es miembro del grupo de modelización de la IAWQ así como miembro del comité técnico de la ATV alemana. Tiene una centena de publicaciones y su contribución más importante es en el desarrollo deñ ASM N°1 (*Activated Sludge Model*) de la IAWQ.

Oskar Wanner es ingeniero mecánico. Trabajó varios años en el *Institute for Molecular Biology and Biophysics* en la Universidad Politécnica ETHZ de Zurich donde recibió el doctorado en *Natural Sciences*. Desde 1979 trabaja en la EAWAG como onvestigador. Sus primeros trabajos se centraron en la modelización de rios, en el transporte de químicos en aguas subterráneas y en modelización de biopelículas. Su contribución más importante es el desarrollo del modelo multi-especie para biopelículas que a continuación se analizará.

El modelo WG basa su modelo cinético en los trabajos que desde 1983 las IAWQ estaba realizando sobre modelización de fangos activos y que culminarían en 1987 con la publicación del ASM N° 1. W.Gujer formaba parte del Task Group que desarrolló este modelo. No es de extrañar por tanto, que el modelo de Wanner-Gujer adoptara la simbología matricial de Petersen al igual que hiciera el ASM1. El modelo cinético incorporado en el primer modelo de biopelículas de Wanner-Gujer es más sencillo que el ASM1 (Tabla VI-7 - Matriz Petersen - Modelo Wanner - Gujer). Consideran dos tipos de bacterias (heterótrofas que oxidan materia orgánica, y autótrofas nitrificantes) desarrollando cada tipo de bacteria tres procesos distintos (crecimiento, respiración endógena e inactivación). El modelo evalúa la concentración de siete componentes (las propias bacterias heterótrofas, las propias bacterias autótrofas, la materia biológica inerte, la materia orgánica, $N-NH_3$, $N-NO_3$ y O_2). El modelo no considera bacterias heterótrofas desnitrificantes. Bajo el proceso de inactivación consideran la muerte y la producción de

materia inerte. Este proceso es modelizado como una cinética de primer orden. El crecimiento es modelizado con una doble cinética de Monod con la concentración de sustrato y oxígeno como “funciones switch”. La respiración endógena es modelizado con una cinética de Monod asociada a la concentración de oxígeno.

En cualquier caso, el modelo no se limita a este modelo cinético propuesto, sino permite incorporar cualquier tipo de cinética

PROCESOS J	COMPUESTOS i							R_J
	BIOMASA			SUSTRATOS Y PRODUCTOS				
	Heterótrofas	Autótrofas	Mat. Inerte	COD	N-NH3	N-NO3	O2	
HETERÓTROF								
Crecimiento	+1			$-1/Y_H$			$-\frac{\alpha_H - Y_H}{Y_H}$	$\overline{u}_H f_H \rho_H \frac{S_o}{K_{oH} + S_o} \frac{S_H}{K_H + S_H}$
Resp. Endóg.	-1						-1	$b_H f_H \rho_H \frac{S_o}{K_{oH} + S_o}$
Inactivación	-1		+1					$K_H f_H \rho_H$
AUTÓTROFAS								
Crecimiento		+1			$-1/Y_A$	$+1/Y_A$	$\frac{\alpha_A - Y_A}{Y_A}$	$\overline{u}_A f_A \rho_A \frac{S_o}{K_{oA} + S_o} \frac{S_A}{K_A + S_A}$
Resp. Endóg.		-1					-1	$b_A f_A \rho_A \frac{S_o}{K_{oA} + S_o}$
Inactivación		-1	+1					$K_A f_A \rho_A$
Ratio conversión	$u_{oi} = \sum_j \frac{R_j v_{ij}}{f_i \rho_i}$			$r_i = \sum_j R_j v_{ij}$				

Tabla VI-7 - Matriz Petersen - Modelo Wanner - Gujer

El balance de masas de los sustratos se expresa en función de la tasa de específica de consumo de sustrato r_i para así poder utilizar la simbología matricial de Petersen, la ecuación fundamental de consumo de sustrato en la biopelícula [Ec.65] es expresada

$$\frac{dS_i}{dt} = D_F \frac{d^2 S_i}{dx^2} - r_i \quad (108)$$

Para el caso de una simulación, permanente, $dS/dt = 0$.

El balance de masa de la biomasa se realiza teniendo en cuenta las siguientes consideraciones:

La concentración de bacterias heterótrofas es expresado como producto de $X_H = f_H \rho_H$ siendo f_H la fracción del volumen de bacterias heterótrofas sobre el volumen de biomasa de tal forma que $f_H + f_A + f_I = 1$, ρ_H es la densidad de las bacterias heterótrofas el cual permanece constante en el modelo. Análogamente ocurre para las bacterias autótrofas y para el residuo inorgánico de las bacterias.

El flujo de un componente i es siempre perpendicular a la biopelícula. Para el caso particular de las bacterias, el flujo es expresado como producto de $J_i = u_i X_i = u_i \rho_i f_i$ siendo u_i la velocidad con la que la biomasa se mueve en relación al soporte [kg Biomasa crec net/Kg Biomasa/m/d]. En condiciones reales, en régimen dinámico, el espesor de la biopelícula varía con el crecimiento de la biomasa. Este hecho crea conflictos en las modelizaciones porque el dominio sobre el que se aplican las ecuaciones del modelo es variable. El modelo de Wanner-Gujer mantiene el espesor de la biopelícula fija, y por tanto el dominio y discretización dz sobre el que se aplican sus ecuaciones, así como también mantiene fijo la densidad de la biopelícula. El balance de masas es asegurado permitiendo que el flujo de biomasa, esto es el incremento de biomasa por unidad de tiempo, se mueva de un dz a otro en el sentido siempre de soporte a líquido. En el último dz del espesor de la biopelícula, el flujo de biomasa “sale” fuera del dominio y es “balanceado” por los desprendimientos de biopelícula.

El balance de masas de cada componente de la biomasa se realiza en función de la masa en el área A de la biopelícula. El flujo de biomasa de la especie i en un dz [ML⁻²T⁻¹] es igual al crecimiento neto de la especie i en ese dz más el incremento del flujo que viene de capas anteriores de la especie i en ese dz :

$$\left(\frac{\partial M_i}{\partial t} \right)_{z=dz} = (\text{Crecimiento Neto } i|_{z=dz}) + (\text{Variación Flujo } i|_{z=dz}) \quad (109)$$

- Masa especie i en dz sobre $A = Adz\rho_i f_i(t, z)$ $[\text{m}^2 \text{ B}_T] * [\text{m B}_T] * [\text{kg B}_i/\text{m}^3 \text{ B}_i] * [\text{m}^3 \text{ B}_i/\text{m}^3 \text{ B}_T]/d = [\text{kg B}_i/d]$.
- Crecimiento neto especie i en $dz = M_i u_{o,i}(t, z)$ $[\text{kg B}_i/d]$ en donde $u_{o,i}(z, t)$ es la tasa de crecimiento neta de la especie i a una profundidad z en el tiempo $t = u_i(z) - b_i - K_i$ $[\text{kg B}_i \text{ crec. neto}/\text{kg B}_i/d]$.
- Variación de Flujo especie i en $dz = \frac{\partial g(t, z)}{\partial z} dz A = [[\text{kg B}_i/\text{m}^2/d] * [\text{m}] * [\text{m}^2]/[\text{m}]$ en donde g es el flujo másico específico en dz $[\text{kg B}_i/\text{m}^2/d]$.

Dividiendo por $Adz\rho_i$ y considerando $\overline{u_{o,i}} = \frac{\partial u}{\partial z}$ y $g(t, z) = u\rho_i f_i$ llega a la siguiente expresión:

$$\frac{\partial f_i(z, t)}{\partial t} = [u_{o,i}(z, t) - \overline{u_{o,i}}(z, t)] f_i(z, t) - u(t) \frac{df_i(z, t)}{dz} \quad i=1...nx \quad (110)$$

En régimen permanente $\frac{\partial f_i(z, t)}{\partial t} = 0$ y por tanto;

$$[u_{o,i}(z, t) - \overline{u_{o,i}}(z, t)] f_i(z, t) - u(t) \frac{df_i(z, t)}{dz} = 0 \quad i=1...nx \quad (111)$$

En dónde;

nx es el número de especies bacterianas

$u_{o,i}(z, t)$ es la tasa de crecimiento neta de la especie i a una profundidad z en el tiempo $t = u_i(z) - b_i - K_i$.

$\overline{u_{o,i}}(z, t)$ es la tasa de crecimiento neta ponderada de las especies $i=1...nx$ a una profundidad z en el tiempo $t = \sum_{i=1}^{i=nx} u_{o,i}(z, t) f_i(z, t)$

$u(z, t)$ es la velocidad de crecimiento acumulada de la biomasa en la profundidad z en el tiempo $t \int_0^z \overline{u_{o,i}}(z, t) dz$

u_L es la velocidad neta de avance de la interfase Líquido-Biopelícula

$$de \quad u_L = \frac{dL}{dt} = \int_0^L \overline{u_o(z,t)} dz - \sigma(t) \quad (112)$$

$\sigma(t)$ es la función de desprendimiento de la biopelícula. Esta función puede tomar diferentes formas:

- Crecimiento no restringido $\sigma = 0$
- Desprendimiento proporcional a la tracción de corte: $\sigma = \gamma L^2$
- Desprendimientos periódicos $\sigma = f(t)$

El sistema queda definido por la ecuación [Ec.107] aplicado a cada sustrato, esto es ns ecuaciones, y a las [Ec. 109] y [Ec. 111] aplicado a todo menos un componente bacteriano, esto es a $nx-1$ ecuaciones. Este último componente es determinado mediante:

$$f_{nx} = 1 - \sum_{i=1}^{i=nx-1} f_i$$

Las condiciones iniciales y de contorno son:

Interfase soporte-biopelícula

- BC1: $\frac{df_i}{dt} = (u_{o,i} - \overline{u_{o,i}})f_i \quad i=1....nx$
- BC2: $\frac{\partial S_i}{\partial z} = 0 \quad i=1....ns$

Interfase biopelícula-líquido

- IC: $S_i = S_L \quad i=1....ns$

El modelo permite incorporar el fenómeno de resistencia a la transferencia de masa externa sin más que incorporar otra condición de contorno en la interfase líquido-biopelícula:

- BC3: $\frac{(\partial S_i)}{\partial z} = \frac{LD_{ii}}{L_t D_i} [S_L(t) - S_i(t, L)] \quad i=1....ns$

El sistema forma, por tanto, un sistema de $nx + ns$ ecuaciones diferenciales parciales parabólicas – elípticas (PDE) de segundo y primen orden acopladas. Si se modeliza en régimen Permanente se trata de un sistema de ecuaciones diferenciales ordinarias (ODE).

La estrategia de resolución del modelo varía en función de los objetivos del estudio a realizar. El modelo puede evaluar el comportamiento de las biopelículas en régimen dinámico, permanente o pseudo-permanente. El modelo es flexible en el sentido que permite aumentar el número de especies, n_x , y el número de sustratos, n_s , que puede modelizar. Dado que el sistema es rígido (Kissel et al. 1984), el criterio de estabilidad $\Delta t \leq \frac{1}{2}(\Delta x)^2$ es muy restrictivo en el caso de utilizar una resolución por diferencias finitas. Se requieren muchos pasos para obtener un intervalo temporal razonable. Por otro lado, si hay que reducir Δx para obtener una mayor precisión, Δt debe reducirse también por estabilidad. Para evitar este problema, si se opta por un esquema de diferencias hacia atrás, en lugar de hacia adelante, el sistema es *Incondicionalmente Estable*, pero es necesario resolver un sistema lineal de ecuaciones simultáneamente.

En desarrollos posteriores del modelo, Wanner-Reichert ampliaron el modelo inicial incorporando sofisticaciones tales como el efecto de la porosidad de la biopelícula y el flujo advectivo de los componentes particulados (Wanner & Reichert 1996) (Reichert 1998) (Wanner & Morgenroth 2004). Asimismo desarrollaron un software, Aquasim, bajo los auspicios de la EAWAG, que permite incorporar libremente cualquier número de componentes y procesos cinéticos. Este software resuelve el sistema de ecuación mediante diferencias finitas, siguiendo un esquema de diferencias hacia adelante, mediante el método DASLL (Reichert 1996).

La International Water Association (IWA) clasificó a todos los modelos basados en el modelo de Wanner-Gujer como N1, por ser modelos que se resuelven por métodos numéricos en una dimensión.

Estudiando la variación de la concentración de sustrato con el valor que tome u_{oa} y u_{oH} Wanner-Gujer estudiaron el campo de existencia de cada especie. Cuando la concentración de sustrato es muy baja ($S < 5$ mg/L) $u_{oa} > u_{oH}$ y las bacterias autótrofas desplazan a las heterótrofas. A concentraciones bajas y medias de sustrato ($5 \text{ mg/l} < S < 27 \text{ mg/L}$) las bacterias heterótrofas y autótrofas coexisten. A valores superiores aproximadamente de $S > 27 \text{ mg/L}$ las bacterias heterótrofas desplazan a las autótrofas.

Ilustración VI-43 - Condiciones de coexistencia bacterias Heterótrofas y Autótrofas según Wanner-Gujer.

Estudiando la variación de f_i con la profundidad de la biopelícula, se observa que las bacterias autótrofas se posicionan junto al soporte mientras que las bacterias heterótrofas se posicionan más superficialmente. Las bacterias al tener una u_{oH} considerablemente mayor que u_{oA} , desplazan a las bacterias autótrofas cuando la concentración de sustrato es elevada y esto ocurre en la parte más superficial de la biopelícula. Las bacterias autótrofas desplazan a las heterótrofas a bajas concentraciones de sustrato.

El modelo también permite evaluar cómo responde la biopelícula en régimen permanente ante un determinado cambio de un sustrato. Por ejemplo, si la concentración de COD baja repentinamente, el modelo permite observar que se produce una reducción de la concentración de oxígeno, menos consumo por parte de las bacterias heterótrofas, lo cual a su vez produce un incremento del flujo de amonio dado que más oxígeno se encuentra disponible para las bacterias autótrofas. La actividad de las bacterias autótrofas aumenta.

Asimismo, el modelo permite estudiar como la biopelícula restaura las condiciones de régimen permanente cuando se produce una pérdida importante de biomasa después del lavado del reactor.⁹

VI.1.2.7 **MODELO DE MANEM - RITTMANN**

El modelo de Manem-Rittmann (Rittmann & Manem 1992) aplica el mismo balance de masas [Ec.106] y el mismo criterio de mantener el espesor y densidad de la biomasa constante mientras el flujo de biomasa es contrarrestado por los desprendimientos de la biomasa. El modelo de Manem-Rittmann presenta las siguientes particularidades;

El modelo es aplicable únicamente a dos especies bacterianas (bacterias heterótrofas que oxidan materia orgánica y bacterias autótrofas nitrificantes) que compiten por un mismo sustrato, el aceptor de electrones O_2 .

La producción de materia inerte por parte de la especie i responde a una ecuación de orden cero $R_i = b_i f_d \rho_i$ en donde f_d es la fracción de la respiración endógena que produce materia inerte. La tasa de crecimiento neto para la especie i es $u_i - b_i(1 + f_d)$.

Manem-Rittman añaden una condición adicional para asegurar el régimen permanente y el cálculo de los flujos de sustratos:

$$\sum_{i=1}^{i=n} (J_i Y_i) = X_f \left(b_{det} L_f + \sum_{i=1}^{i=n} \int_0^{L_f} (f_i b_i f_d) dz \right) \quad (113)$$

Si $u_1 > u_2$, la especie 1 es la especie dominante, y la concentración de sustrato, por el cual compiten las dos especies, por debajo del cual la especie 2 no puede coexistir con la especie 1 es;

$$S_{min} = \frac{K_2(b_2 + b_c)}{u_2 Y_2 - (b_2 + b_c)} \quad (114)$$

En donde $b_c = f_1(u_1 - f_d b_1)$.

VI.1.2.8 MODELO NOGUERA – PIZARRO - RITTMANN

Este modelo de biopelículas se aplicó a una cinética anaerobia. Modeliza dos componentes bacterianos y cuatro sustratos o productos. Las bacterias compiten por dos de estos sustratos (Daniel R Noguera et al. 1999).

Para el balance de masas de los sustratos y productos, el modelo utiliza la [Ec.104] aplicada a las tres dimensiones. Se trata, por tanto, de un modelo dinámico.

El balance de masas de la biomasa se realiza en base al número de bacterias de acuerdo con la siguiente expresión:

$$N_x^{t+\Delta t} = N_x^t \cdot 10^{Y_x(\sum r_s - bx)\Delta t}$$

La distribución de biomasa se produce cuando el número de bacterias asociadas a una celda N_x supera las 1500. El número de células sobrantes se distribuye aleatoriamente entre las celdas más próximas no ocupadas.

VI.1.2.9 MODELO DE RITTMANN STILWELL - OHASHI

El modelo Rittmann-Stilwell-Ohashi (RSO) (Rittmann et al. 2002) es un modelo dinámico multi-especie (3), multi-sustrato.

El modelo cinético sigue la ASM1 con simplificaciones. Para el crecimiento de las especies bacterianas (heterótrofas oxidantes de materia orgánica, autótrofas oxidantes NH_3 , autótrofas oxidantes NO_2) adopta una doble cinética de Monod con el aceptor y donador de electrones. Evalúa la concentración de los componentes habituales en la oxidación de materia orgánica y nitrificación (materia orgánica, O_2 , N-NH_3 , N-NO_2). El modelo tiene la particularidad de incorporar como componente los, SMP (soluble microbial products) los cuales incluyen los BAP (biomass associated products) producidos por hidrólisis de los EPS (extracellular polymeric substance) y los UAP (utilization associated products).

Para el balance de masa de los sustratos y productos, el modelo utiliza la ecuación [Ec.107].

Para el balance de masa de los componentes de la biomasa el modelo RSO sigue los mismos criterios que el modelos de WG, sin embargo el balance lo realiza en función de la concentración X_i en lugar de la masa total M_i . Este hecho provoca que las ecuaciones resulten más comprensibles:

$$\frac{\partial X_i}{\partial t} = \frac{\partial (X_i v_f)}{\partial z} + r_i$$

En donde r_i es la tasa de conversión de los componentes de la biomasa de acuerdo con la matriz de Petersen $=r_i = \sum_j^{nx} R_j v_{ij}$ (R_j es y v_{ij} es).

El modelo RSO, al igual que el de WG, permite un movimiento del flujo de un dz a otro. Sin embargo, en el modelo RSO el espesor L de la biopelícula no permanece constante sino que el volumen aumenta con el incremento de la biomasa para así mantener una densidad de biomasa constante a lo largo de todo el espesor de la biopelícula. En el modelo RSO el flujo externo de biomasa no es balanceado con desprendimientos, sino que crea un volumen adicional de biopelícula para mantener una densidad de biopelícula constante. El número de celdas en las que se subdivide el espesor, Δz , permanece constante con el aumento del volumen. Lo que es el valor de la longitud, Δz .

Como es tradicional en los modelos de Rittmann, los desprendimientos continuos b_d son contabilizados como un tipo de respiración endógena b_i y, por tanto, incluidos en r_i de la [Ec 104]. Los desprendimientos continuos son incluidos en todos los flujos internos de biomasa. El modelo de WG por el contrario incorporan la función de desprendimientos continuos y periódicos, lavados, únicamente en la capa dz más externa del espesor de la biopelícula. El modelo RSO incorpora los desprendimientos periódicos, lavados, b_w en la capa más externa de la biopelícula, pero estos desprendimientos no “balancean” el flujo de biomasa. Si el flujo neto es negativo, el volumen de la biopelícula se reduce para mantener una densidad constante. La redistribución de f_i , en este caso definido como x_i/x_T , se mantiene igual a la situación de prelavado. Si el flujo neto es positivo, se incrementa volumen tal y como se comentó anteriormente.

Otra particularidad del modelo RSO es que el movimiento de biomasa no es siempre hacia el exterior de la biopelícula, sino que permite movimientos hacia el interior si la concentración de la celda adjunta es inferior a la de origen.

Ilustración VI-44 - Criterio de transferencia de biomasa.

El sistema se compone, por tanto, de $nx + ns$ ecuaciones diferenciales ordinarias acopladas.

VI.1.2.10 MODELO DE PICIOREANU-LOOSDRECHT-HEIJNEN:

Dr. Mark Van Loosdrecht es ingeniero Mediambiental por la universidad de Wageningen, Holanda (1985). Obtuvo el doctorado en Microbiología en la misma universidad en 1988. Entre 1988 a 1999 fue profesor asociado en Biotecnología Medioambiental en la universidad de Tecnológica de Delft, Holanda. Desde 1999 hasta la fecha, es el líder del grupo de Biotecnología Medioambiental del Departamento de Biotecnología de la Universidad Tecnológica de Delft (Holanda). Desde mediados de los años 90, el Dr. Van Loosdrecht es uno de los investigadores con más documentaciones técnicas, la mayoría de las cuales son relativas a biopelículas. Es una de las mayores autoridades en este campo.

Dr. C. Picioreanu es Profesor en el Departamento de Biotecnología de la Universidad Tecnológica de Delft. Dr. Picioreanu es el autor y coautor de muchas publicaciones junto con el Prof. Van Loosdrecht en materia de simulación del comportamiento de biopelículas siendo el autor principal del modelo de simulación de biopelículas por medio del autómatas celular. Este modelo se tratará a continuación.

Las primeras observaciones del efecto de la estructura de la biopelícula sobre el rendimiento de eliminación de materia orgánica fueron realizadas a mediados de los años 50 (Heukelekian 1945). Atkinson hipotizó la existencia de una morfología homogénea o de una morfología pseudo-homogénea (Atkinson & Atkinson 1974).

Ilustración VI-45 - Primeras conceptualizaciones morfología biopelícula

Las nuevas técnicas de laboratorio han permitido determinar la morfología de las biopelículas (Costerton et al. 1994). Las bacterias se distribuyen uniforme y aparentemente al azar dentro del seno de una matriz bio polimérica extracelular. Las biopelículas están constituidas por micro colonias de diferentes especies bacterianas. Las biopelículas son porosas, con canales y tortuosidades que llegan hasta las zonas más profundas de las biopelículas.

Ilustración VI-46 - Esquema morfología biopelículas (Costerton et al. 1994)

La *Microscopía laser confocal* ha mostrado la existencia externa de formaciones tipo seta (Costerton et al. 1994) (Stewart et al. 1995).

Los *Microelectrodos* junto con la *Hibridación fluorescente in situ* (FISH) han permitido mostrar la diversidad biológica en las biopelículas (Anon n.d.; Lewandowski & Beyenal 2013). Las conclusiones de los modelos de competencia bacteriana de WG, MR y RSO han sido validadas gracias a estas nuevas técnicas de laboratorio (Tijhuis et al. 1994) (Van Loosdrecht, Tijhuis, et al. 1995).

Particularmente los *Microelectrodos* han permitido mostrar que la transferencia de masa al seno de la biopelícula se realiza externa e internamente (Beyenal & Lewandowski 2001). La transferencia de masa en el seno de la biopelícula no sólo se produce por difusión molecular, como se acostumbra a modelizar, sino también por convección. En los canales internos el transporte por convección, velocidad escasamente ronda los cm/s, es más importante que el transporte por difusión, con una velocidad de $\mu\text{m/s}$ (Beyenal & Lewandowski 2001) (Beyenal et al. 1997). La cuantificación de la dinámica del transporte de masa en biopelículas con estructura heterogénea plantea retos importantes porque debe considerarse la transferencia de masa de la masa líquida a la biopelícula, el transporte y transferencia de masa dentro de los canales internos así como la

transferencia por difusión dentro de las micro colonias. Las condiciones hidrodinámicas externas afectan a la morfología de la biopelícula y por ende a la transferencia de masa.

Un objetivo importante en la ingeniería de la modelización del comportamiento de las biopelículas, es la elaboración de modelos de biopelículas que permitan caracterizar los comportamientos de la biopelícula en una escala micro (poros, micro-colonias, etc) y macro (comportamiento del reactor) así como procedimientos que permitan la verificación de estos modelos.

A finales de los años 90, se desarrolló una nueva clase de modelos con el propósito de intentar modelizar esta estructura heterogénea de las biopelículas. Una característica común de estos modelos es la modelización discreta de las bacterias a diferencia de los modelos anteriores que consideran a la biomasa como un *contínuum*. Estos modelos permiten reproducir una gran diversidad de morfologías.

Anterior a la primera publicación de este modelo, ya se habían desarrollados otros modelos que producían formas geométricas de determinadas comunidades biológicas (Wimpenny & Colasanti 1996) (Fujikawa 1994). El primer modelo que utilizó los algoritmos del autómata celular y los aplicó al crecimiento de biopelículas fue desarrollado por Wimpenny en 1996 (Wimpenny & Colasanti 1996). Sin embargo, ninguno de estos modelos anteriores incorporaban explícitamente la cinética de consumo de sustrato y una característica común a todos ellos era que utilizaban parámetros matemáticos abstractos que no tenían ninguna relación con algún parámetro biológico normalmente utilizado en la ingeniería biológica.

El primer modelo formal de biopelículas basado en la teoría del autómata celular es el modelo PLH-1 (Picioreanu et al. 1997).

El modelo PLH es un modelo dinámico mono-especie y mono-sustrato en 3D.

El modelo cinética es mínimo. Modeliza una única especie bacteriana, autótrofas nitrificantes, y un único sustrato limitante, oxígeno disuelto, mediante una única reacción de Monod. El modelo no utiliza el concepto de respiración endógena b (Van Uden 1967) sino el concepto inicial de mantenimiento, m , (Herbert 1958).

$$r_g = \left(\frac{\mu_m}{Y} + m \right) X \frac{S_o}{K_s + S_o} \quad (115)$$

El balance de masas del sustrato, oxígeno, se realiza con la habitual ecuación de reacción-difusión aunque con la particularidad de ser aplicado en las tres dimensiones.

$$\frac{\partial S}{\partial t} = D_s \left(\frac{\partial^2 S}{\partial x^2} + \frac{\partial^2 S}{\partial y^2} + \frac{\partial^2 S}{\partial z^2} \right) - r_s \quad (116)$$

El balance de masas de la biomasa, bacterias autótrofas, utiliza la fórmula tradicional aunque formulada con m [Ec.111].

$$\frac{\partial X}{\partial t} = r_g = \left(\frac{\mu_m}{Y} + m \right) X \frac{S_o}{K_s + S_o} \quad (117)$$

La distribución de biomasa se realiza en función de criterios basados en el autómata celular. El primer modelo PLH mantiene un dominio fijo al igual que el modelo de WG y a diferencia de los modelos de MR o RSO. En el primer modelo PLH, el dominio es una esfera de gel donde el sustrato es difundido por difusión de acuerdo con el primer término del segundo miembro de la [Ec.112]. Este dominio, esfera, es dividido en un número finito de celdas. La razón de modelizar el crecimiento de bacterias autótrofas inmovilizadas en el seno de una esfera de gel al ser sumergida ésta en un de fluido con oxígeno disuelto, era para así poder comparar los resultados de la modelización con los resultados de laboratorio obtenidos por (Van Loosdrecht, Tijhuis, et al. 1995) (Wijffels 1991). El proceso de distribución de biomasa sigue la siguiente secuencia;

Primera fase- Inoculación de Biomasa: En $t = 0$, sólo cierto número de celdas es inoculado con biomasa. Se adopta el siguiente criterio para realización de la inoculación;

$$M_{Biom,o} = X_{Biom,o}/V_T$$

$$M_{cell} = M_{Biom,o}/N_{cells}$$

$$\rho_{cell} = M_{cell}/V_{cell}$$

$$f_{cell} = \rho_{cell}/\rho_{m\acute{a}x}$$

En donde $X_{Biom,o}$ es la concentración total de biomasa a inocular, $M_{Biom,o}$ es la biomasa inicial a inocular, M_{cell} es la biomasa introducida por celda, N_{cell} es el número de celdas que se inoculan, ρ_{cell} es la densidad de la célula inoculada, f_{cell} es la relación entre la densidad de la celda y la densidad máxima de la biomasa.

En esta primera fase, todas las celdas inoculadas tienen la misma densidad y concentración. Se puede seleccionar específicamente qué celdas pueden ser inoculadas, sin embargo, el primer modelo PLH prefirió inocular celdas siguiendo una función aleatoria en 3D no descrita. En los modelos con dominios rectangulares se restringió la inoculación a las celdas del fondo del cubo siguiendo también un patrón aleatorio. En este caso en patrón aleatorio es en 2D.

Segunda fase – Cálculo Sustrato. Solo aquellas celdas que han sido inoculadas consumirán sustrato. Estas celdas añadirán un valor al ratio de consumo de sustrato r_s de la ecuación [Ec.112]. El sustrato en cada celda es calculado para un intervalo de tiempo Δt . El algoritmo de resolución se describirá posteriormente.

Tercera fase- Cálculo Biomasa. En cada celda en la que hay presencia de biomasa, se calcula el crecimiento de biomasa de acuerdo con la [Ec.113]. La concentración de sustrato utilizada es la ecuación anterior, es la concentración de sustrato asignado a esa celda $S_{x=i,y=j,z=k}$. El resultado es una nueva fracción de concentración $f_{x=i,y=j,z=k}$ para cada celda en la que hay biomasa.

Cuarta fase - Distribución Biomasa. Esta distribución se realiza de acuerdo con algoritmos de celular automático. Si $f_{(i,j,k),t} > 1$, la concentración de biomasa en esa celda ha excedido la concentración máxima. En este caso, el valor de f en esa celda pasa a ser $f_{(i,j,k),t+\Delta t} = \frac{f_{(i,j,k),t}}{2}$. La otra mitad se asigna una de las nueve celdas adyacentes ($n+1$) con una $f_{ady\ n+1,t} = 0$, y en el caso de que existan varias con celdas en esta situación, se selecciona al azar una de ellas. Si todas las celdas adyacentes tienen $0 < f_{ady\ n+1,t} < 1$, el $\frac{f_{(i,j,k),t}}{2}$ es asignado a la celda que tenga un menor valor. Si todas las celdas adyacentes tienen $f_{ady\ n+1,t} = 1$, se busca en las celdas adyacentes $n+2$ y se sigue el criterio anterior.

La distribución de biomasa depende de la primera celda que se elija para iniciar la secuencia y en que orden se realiza la secuencia. (de izquierda a derecha, de arriba abajo, etc) y del azar.

Para facilitar la resolución numérica del sistema, las ecuaciones se expresan en coordenadas esféricas y se trabaja en el dominio adimensional. Para el caso de resolución en 2D, se subdivide el dominio en $M \times N$ celdas. El modelo cuatro matrices;

- Matriz S de dimensión $M \times N$ con los valores de $S_{(x,y,z),t}$.

- Matriz C de dimensión $M \times N$ con los valores de $f_{(i,j,k),t}$
- Matriz c de dimensión $M \times N$ con valores 0 si no hay biomasa en la celda, 1 si hay biomasa o 2 si hay soporte.

La resolución de la matriz S se realiza por métodos numéricos en dos pasos. La condición frontera es que en las superficies externas de la esfera la concentración es $S = 1 - \frac{1}{B_i} \frac{dS}{dX}$ en donde $B_i = K_s d / D_s$. El primer paso implica la resolución de M simultáneas ecuaciones lineales y el segundo la resolución de N simultáneas ecuaciones lineales.

La validación se realizó en función de la semejanza del gráfico de crecimiento de la biomasa dentro de la esfera de gel con las fotografías tomadas en la prueba de laboratorio realizado por (Van Loosdrecht, Tijhuis, et al. 1995) (Wijffels 1991)

Ilustración VI-47 - Validación modelo PLH.

La "validación" del modelo se ha realizado por comparación del resultado del modelo 4a y 4b con las colonias reales 4c a 4e (Picioreanu et al. 1997)

En desarrollos posteriores del modelo, el dominio es trapezoidal para así modelizar el crecimiento de una biopelícula sobre una superficie plana. En este caso, el modelo es dividido en dos dominios. El dominio de la biopelícula y el dominio de la masa líquida siguiendo el mismo criterio que el indicado para la Ilustración VI-48. La cara superior del cubo Z_{bulk} está muy por encima del frente de la biopelícula $Z_{máx}$. A medida que aumenta

$Z_{m\acute{a}x}$ con el crecimiento de la biomasa, tambi3n lo hace Z_{bulk} manteniendo una distancia constante entre ambos (Picioreanu et al. 1998).

Ilustraci3n VI-48 - Modelo PLH - Dominios

Esta variante del modelo (PLH-2) (Picioreanu et al. 1998), incorpora la resistencia de transferencia de masa en la condici3n frontera z_{bulk} . A las caras laterales se les asigna una condici3n frontera peri3dica, esto es, las condiciones de las celdas frontera son replicadas m3s all3 del dominio para que no exista efecto sobre estas celdas. Al fondo se le asigna la condici3n de contorno de flujo nulo $\frac{dS}{dz} = 0$.

Otra sofisticaci3n incorporada al modelo (PLH-3) fu3 la modelizaci3n en r3gimen permanente del fluido en el que se encuentra sumergido la biopel3cula con el objeto de calcular la transferencia de masa y las condiciones din3micas aplicadas a la biopel3cula (Picioreanu 1999)(Eberl et al. 2000). Dado que los tiempos en los que se producen los cambios hidrodin3micos y los cambios de concentraci3n de los sustratos son mucho menores que los tiempos de crecimiento de las bacterias (Kissel et al. 1984), el modelo se aprovecha de esta diferencia de escala de tiempo. El modelo resuelve en primer lugar la ecuaci3n de Navier-Stokes manteniendo la concentraci3n de sustrato y biomasa constante, en segundo lugar resuelve la ecuaci3n de conservaci3n del sustrato manteniendo la velocidad y la concentraci3n de biomasa constante y por 3ltimo resuelve la ecuaci3n de conservaci3n de la biomasa manteniendo la velocidad y la concentraci3n de sustrato constante;

Ecuaci3n de Navier-Stokes en r3gimen permanente y fluido incompresible

$$\mathbf{u}\nabla\mathbf{u} = -\frac{1}{\rho}\nabla p + \nu\nabla^2\mathbf{u} \quad (118)$$

En la interfase de los dos dominios $u_x = u_y = 0$

En la entrada y salida del dominio líquido
 $u_x(0, y) = u_x(L_x, y)$ and $u_y(0, y) = u_y(L_x, y)$

En la cara superior $u_x(x, L_y) = u_{x,máx}$ and $u_y(x, L_y) = 0$

Ecuación conservación del sustrato limitante. Se añade un término de convección:

$$\frac{\partial S}{\partial t} + \mathbf{u}\nabla S = D_s\nabla^2 S - r_s \quad (119)$$

Ecuación conservación de la biomasa:

$$\frac{dX}{dt} = r_g \quad (120)$$

La resistencia al transporte de masa externo se determina por medio de la [Ec.33]. Manteniendo constante un valor de K_m y una vez conocidas las condiciones hidrodinámicas, el valor de L_c se puede determinan.

Los modelos PLH (PLH-1, PLH-2, PLH-3) permiten establecer conclusiones en relación a la morfología que el modelo desarrolla. En primer lugar el modelo permite parametrizar diferentes aspectos de la morfología creada (densidad media en el seno de la biopelícula, densidad media en el frente de la biopelícula, ancho medio y longitud media del frente de la biopelícula, coeficiente de aumento de la superficie, coeficiente de rugosidad superficial, dimensión fractal etc (Picioreanu 1999) (Eberl et al. 2000). En segundo lugar, el modelo tiene el potencial de permitir establecer relaciones entre parámetros adimensionales que definen las condiciones de modelización (número de Reynolds, número de Sherwood, número de Schidmit, número de Froude, número de Biot, módulo de Thiele etc) con las parametrizaciones de la morfología creada por el modelo (Picioreanu 1999) (Eberl et al. 2000). Con este fin, Picioreanu et al. desarrollaron un parámetro adimensional adicional al que denominó *Relación crecimiento biomasa a transporte*.

$$G = \frac{\text{max. crecimiento biomasa}}{\text{max. transporte sustrato}} = \Phi^2 Y = L_z^2 \frac{\mu_m \rho_{\text{máx}}}{D S_b} \quad (121)$$

En donde Φ es el módulo de Thiele, L es el espesor de la biomasa, S_b es la concentración de sustrato en la masa líquida, D es el coeficiente de difusión y $\rho_{\text{máx}}$ es la densidad máxima de biomasa.

Picioreano et al. concluyeron que el modelo produce morfologías desarrolladas e irregulares con valores de G superiores a 5, mientras que con valores de G de entre 1 y 2, la morfología es uniforme y lisa.

Estudios realizados con este modelo arrojan luz sobre las correlaciones entre las condiciones hidrodinámicas del líquido en el modelo y el coeficiente de transferencia de masa calculado (Picioreanu et al. 2000; Eberl et al. 2000) (Eberl et al. 2000).

Ilustración VI-49 Formas originadas por modelo PLH (Picioreanu 1999)

Siguiendo el camino marcado por C.Picioreanu et al. Lapidou y Rittmann propusieron un modelo basado en el autómata celular incorporando las siguientes sofisticaciones y modificaciones reseñables (Lapidou & Rittmann 2004):

- Modelización de tres componentes de biomasa (biomasa activa, biomasa inerte, Polisacáridos Externos a la bacteria (EPS)) y tres sustratos y productos (el sustrato limitante, y dos productos solubles microbianos (SMP= *Utilization Associated Products* (UAP)+ *Biomass Associated Products* (BAP)). El modelo cinético fue publicado en (Lapidou & Rittmann 2002). La biomasa de cada celda podrá tener, por tanto, tres componentes de biomasa.
- Cálculo de la densidad media de la biopelícula al incorporar la densidad de cada componente de la biomasa (biomasa activa, biomasa inerte y EPS).
- $\rho_{biom} = \rho_{act} \cdot f_{act} + \rho_{EPS} \cdot f_{EPS} + \rho_{res} \cdot f_{res}$
- La condición contorno en las caras laterales del trapecioide es del tipo “wall”, esto es, $\partial S / \partial X = \partial S / \partial Y = 0$.
- Seguimiento de la “*edad de la biomasa*”. Para cada celda del dominio se crea una variable “Bioage”. Cada celda en la que hay biomasa sumará el valor de tiempo de cada iteración Δt .
- Modelización del efecto de “*consolidación*” o efecto del incremento de la densidad de la biopelícula por compactación. La densidad de consolidación (U_c) es función de la edad de la biomasa en la celda correspondiente. Cuando la densidad media de la celda sobrepasa la densidad de consolidación, se produce la distribución de biomasa. En esta situación, el 50% de la biomasa de la celda es distribuido entre las celdas que no tengan biomasa.

VI.1.2.11 **MODELO DE KREFT - IBM**

El modelo de Kreft está basado en el modelo de PLH aunque con un algoritmo diferente para la distribución de biomasa (Kreft et al. 2001). La cinética del modelo de Kreft considera una doble cinética de Monod para el aceptor de electrones, oxígeno, y para el donador de electrones, nitrógeno amoniacal. La función “switch” para el nitrógeno incorpora un factor de inhibición para altas concentraciones de nitrógeno. El ratio de consumo de oxígeno r_o es proporcional al ratio de consumo de nitrógeno, r_N :

$$r_N = \mu_{\max} X \left[\frac{S_N}{K_{S,N} + S_N + S_N^2 / K_{i,N}} \right] \left[\frac{S_o}{K_{S,o} + S_o} \right] \quad \text{y} \quad r_o = r_N \frac{Y_o}{Y_N} \quad (122)$$

El balance de masas para los sustratos y para la biomasa es idéntico al modelo de PLH no ocurriendo así con la distribución de biomasa. El modelo de Kreft establece una relación entre el crecimiento específico de la bacteria y el volumen que ocupa con un límite inferior y superior:

$$V_d = V_{d,\min} 2^{\mu(\ln 2)}$$

$$V_{d,\min} = V_{d,\max} / 2^{\frac{\mu_{\max}}{\ln 2}}$$

El sustrato es distribuido en un mallado fino para que su distribución sea lo más uniforme posible.

Al igual que el modelo PLH el dominio es inoculado con un determinado número de bacterias con una densidad, masa e incluso constantes cinéticas seleccionadas al azar. Las bacterias inoculadas se posicionan sobre el soporte ($z=0$, $X=Y = \text{random}$).

El crecimiento de biomasa es discreto para cada bacteria siguiendo la ecuación [Ec.116]. Mientras que en el modelo PLH, la biomasa ocupa las mismas celdas que el sustrato, en el modelo lbm, la bacteria puede ocupar parcialmente varias celdas de sustrato. Dado que las celdas de sustrato son lo suficientemente pequeñas, la asignación de la concentración total de sustrato a aplicar en la [Ec.116] es calculado teniendo en cuenta esta ocupación de la bacteria.

Las bacterias son representadas como esferas, de tal forma que cada bacteria tiene asociada un radio. Las bacterias aumentan su volumen, y consecuentemente su radio. El criterio de desplazamiento de la biomasa se basa en mantener una distancia entre las bacterias constante, de tal forma que cuando una bacteria, esfera, aumenta su volumen, desplaza a las otras bacterias, esferas, que la rodean. El modelo calcula las direcciones de desplazamiento de todas las bacterias mediante dos iteraciones antes de realizar el desplazamiento de una de ellas. Cuando la bacteria alcanza un volumen máximo, su biomasa se divide. El volumen de la célula madre se reduce al volumen mínimo y se crean tantas células hijas de volumen mínimo como permita la conservación de la masa original de la bacteria madre. Si por consecuencia de una reducción de sustrato, el crecimiento de la bacteria disminuye por debajo del volumen mínimo, la bacteria es eliminada de la simulación. Este volumen mínimo es seleccionado lo suficientemente pequeño para no crear problemas en el balance de masa (Kreft et al. 2001).

El modelo produce morfologías similares a las del modelo PLH aunque más redondeadas y menos prominentes. Este modelo, al igual que el modelo PLH permite parametrizar la morfología y establecer relaciones con las condiciones de simulación.

El modelo ha sido actualizado incorporando varias sofisticaciones como la modelización de *Extracellular Polymeric Substances* (EPS) basándose en el modelo cinético de (Lapidou & Rittmann 2004), modelización de las condiciones hidrodinámicas dominio líquido, modelización de acumulación de biomasa inerte etc. (Lardon et al. 2011).

VI.1.2.12 MODELO CRITERIOS ODEGAARD - RUSTEN

A) ELIMINACIÓN DE MATERIA ORGÁNICA

La oxidación de la DQO responde al caso de consumo de un único sustrato. (Odegaard 1999) estableció criterios sencillos para el diseño en este caso.

- 8.0 g DBO₅/m²/d a T= 10°C para dos o más MBBR en serie sin post coagulación
- 11.5 DBO₅/m²/d a T=10°C para dos o más MBBR en serie con post coagulación

Se utiliza la expresión $A_T = A_{10} \cdot 1.08^{T-10}$ para adaptar las cargas anteriores a otra temperatura diferente de 10°C.

B) NITRIFICACIÓN

La mayoría de los diseños MBBR-IFAS se centran en el diseño para asegurar la nitrificación, ya que la eliminación de DBO₅, desnitrificación y eliminación de fósforo es normalmente llevado a cabo en reactores sin soportes.

El procedimiento normal consiste en determinar la cantidad de biomasa que es necesaria para asegurar la nitrificación. En función del volumen de reactor disponible y la máxima concentración del licor mixto MLSS que el decantador secundario puede tratar, se determina la velocidad de nitrificación específica (g N-NH₄/kg MLSS/d) que el cultivo en suspensión puede tratar.

Ilustración VI-50 - Velocidad nitrificación vs C/N (Odegaard 1997)

El N-NH₃ a nitrificar por el MBBR puro es determinado teniendo en cuenta el N-NH₃ nitrificado por el cultivo en suspensión y el N-NH₃ requerido en el efluente. La determinación de la superficie de biomasa requerida para conseguir nitrificar este N-NH₃

es determinado por medio de la velocidad de nitrificación de un MBBR puro. Para la determinación de esta velocidad se utiliza el criterio de (Hem et al. 1994) (Rusten et al. 1995) ;

$$r_N = k \cdot (S_n)^n$$

- En donde
- r_N = velocidad específica de nitrificación (g N-NH₄/m²/d)
- k = coeficiente de reacción
- n = orden de reacción. Se puede estimar su valor en 0.7 (Hem et al. 1994)
- S_n = Nitrificación bajo la restricción de amonio (mg N-NH₄/l) = $(DO_{bulk} - 0.5)/3.2$.

La velocidad de oxidación del nitrógeno amoniacal depende del sustrato limitante. El valor de S_n será el menor valor de los dos siguientes:

En función de la concentración de oxígeno

$$S_n = \frac{OD_{Dim} - OD_{Dep}}{\left(\frac{OD}{TAN}\right)_{Trans}}$$

$$S_n = TAN$$

OD_{Dim} = mg/l de oxígeno disuelto en el reactor

OD_{Dep} = concentración de oxígeno en la superficie de la biopelícula. Normalmente es 0.5 mg/L para bajos valores de DBO₅ y cerca de 1.5 mg/l para altos valores de DBO₅ de acuerdo con

$\left(\frac{OD}{TAN}\right)_{Trans}$. = es la transición entre la nitrificación limitada por el oxígeno y la limitada por el amonio. Su valor oscila entre 2.5 y 4 de acuerdo con (Hem et al. 1994). (Szwedinski et al. 1986) lo establece en 3.4.

El parámetro k depende de la relación C/N del agua de entrada y puede ser estimado teniendo en cuenta el gráfico propuesto por (Odegaard 2008).

Ilustración VI-51 - Valor del coeficiente K (Odegaard 1997)

Si hay más de una cámara de MBBR, el valor de la concentración de N-NH₃ en la segunda cámara disminuye, y por tanto la relación C/N aumenta. Teniendo en cuenta el gráfico anterior, se puede adoptar el valor máximo de $k = 0.75$.

La variación de K con la temperatura es $K_{T2} = K_{T1} \cdot \theta^{T2-T1}$ siendo $\theta = 1.06$ por (Odegaard 1994) y $\theta = 1.09$ por (Rusten et al. 1995).

Se ha constatado que cuando la edad del fango en el cultivo en suspensión aumenta, la actividad nitrificante en la biomasa disminuye. Se han propuesto diferentes coeficientes que reducen el factor K en función de la edad del fango del cultivo en suspensión. Según (Odegaard 2008) este valor disminuye linealmente de 1 a 0.2 cuando la edad del fango aumenta de 2 a 8d. (McQuarrie et al. 2010) propone la introducción de un coeficiente de seguridad para la nitrificación ($SF_{\text{Nitrificación}}$) que relaciona la edad del fango alcanzada con el cultivo en suspensión en relación a la edad del fango mínima para conseguir la nitrificación. Si la edad del fango a la que opera un cultivo en suspensión tiene un $SF_{\text{Nitrificación}} > 2$, el sistema no se beneficia de la inclusión de carriers en el reactor. Sin embargo cuando es inferior a 2, el proceso a proponer y el N-NH₃ en el efluente dependen de este valor.

Ilustración VI-52 - Esquema IFAS de acuerdo con (McQuarrie et al. 2010)

Design Approach	$SF_{Nitrification}$	Effluent Ammonia Target, mg-N/L	Install Media in Reactor?		Parameter for Determining $J_{F,NH3-N}$	
			R-2	R-3	R-2	R-3
A	0.5 to 1.0	< 2.0	Yes	No	S_{O_2}	-
B	0.5 to 1.0	< 1.0	Yes	Yes	S_{O_2}	S_N
C	1.0 to 1.5	< 1.0	Yes	Option ⁽¹⁾	S_{O_2}	S_N
D	1.5 to 2.0	< 1.0	Option ⁽¹⁾	No	S_{O_2}	-

Ilustración VI-53 - Criterios diseño IFAS según (McQuarrie et al. 2010)

C) DESNITRIFICACIÓN

La velocidad de degradación del nitrato es, en principio, afectado por dos parámetros:

- La concentración de oxígeno disuelto
- La concentración de N-NO₃ en el efluente
- La cantidad de DBO₅ fácilmente biodegradable

Es importante distinguir entre Pre-DN con uso de carbono interno y Post-DN con uso de carbono externo.

El diseño normalmente se realiza utilizando datos empíricos del tipo:

Ilustración VI-54 - Velocidad de desnitrificación. Superio: (Rusten & Paulsrud 2009). Inferior: (Rusten et al. 1994)

VI.1.2.13 **MODELO SEN - RANDALL**

Mientras que el de Odegaard-Rusten se basa en MBBR puros, y por extensión se puede aplicar a IFAS, el modelo Sen - Randall (Sen & Randall 2008) se aplica se base en sistemas IFAS y se puede adaptar a sistemas MBBR.

El modelo de Odegaard-Rusten es fundamentalmente gráfico. La única fórmula importante que incorpora, ratio de nitrificación r_N , es una regresión de datos experimentales. Los datos de comportamiento presentados son globales. La velocidad de nitrificación depende de parámetros globales como la relación C/N del agua de entrada. El modelo Sen-Randall se aleja de esta simplificación y deduce ecuaciones cinéticas a partir de datos de comportamiento. Este modelo se basa en gran medida en los datos publicados por Odegaard y Rusten. El modelo presenta fundamentalmente cuatro ecuaciones empíricas;

Velocidad de nitrificación en la biopelícula.

Presenta tres alternativas. La primera alternativa es una ecuación de doble monod para el oxígeno y $N-NH_3$. Los valores de las velocidades específicas máximas y de los coeficientes de saturación son deducidos de los datos de Odegaard-Rusten. La segunda alternativa es una ecuación empírica de primer orden para el oxígeno obtenida por (Weiss et al. 2005). Esta segunda alternativa carece de suficiente generalidad. La tercera alternativa es una ecuación empírica obtenida por los autores en una planta piloto en la que incorpora inhibición cuando la concentración de DQO fácilmente biodegradable es superior a 10 mg/L.

Velocidad de nitrificación en el cultivo en suspensión

Se trata de una ecuación de doble Monod para el oxígeno y el $N-NH_3$. Esta ecuación incluye un coeficiente constante para transformar los MLVSS en fracción activa de las bacterias nitrificantes.

Velocidad de consumo DQO en la biopelícula

Velocidad de consumoDQO en el cultivo en suspensión

El resto de las ecuaciones sigue una cinética similar al ASM1.

Los autores indican que el modelo ha sido validado en una planta real IFAS(Broomfield, US).

VI.1.2.14 MODELO RAUCH - VANHOORES

Este modelo simplificado (Rauch et al. 1999) utiliza el concepto de la fracciones activa de la biomasa. El criterio utilizado por Harremoes es que cuando la concentración de sustrato es lo suficientemente grande en comparación con la constante de saturación, se puede utilizar una cinética de orden 0. En este caso, se puede calcular la profundidad de la penetración Z . El parámetro β representa la relación entre la profundida de penetración de sustrato (Z) y la profundidad de la biopelícula (L).

Rauch-Vanhoores utilizan el mismo razonamiento que Harremoes, pero lo expresan en función de la velocidad de reacción. Efectivamente, para una cinética de orden cero la ecuación [Ec 48] se simplifica;

$$\frac{\partial^2 S}{\partial L^2} = \frac{r}{D}$$

Siendo $r = \mu X v$, μ =velocidad específica (máxima) de crecimiento, v es el coeficiente estequiométrico.

Con las condiciones iniciales $S=S_0$ en $L=0$ y $\frac{dS}{dL} = 0$ en $L=Z$, se obtiene el perfil de concentraciones expresado en función de r :

$$s = \frac{1}{2} \cdot \frac{r}{D} \cdot L^2 - \frac{r}{D} \cdot Z^2 + S_0$$

Y como $S=0$ en $L=Z$, resulta

$$Z = \sqrt{\frac{2D_f S_0}{r}}$$

Siguiendo el mismo razonamiento que Harremoes, la fracción activa de la biomasa ϕ es el parámetro β , y por tanto, el flujo resulta;

$$J = -\mu X v \phi L$$

La relación $\phi = \beta(s_{Limitante})$ únicamente es válida para sistemas muy sencillos. El problema aparece cuando el concepto de fracción activa es aplicado a sistemas más complejos. Efectivamente, en la mayoría de los casos hay varias especies bacterianas (X_j)

presentes en la biopelícula, las cuales pueden competir por el mismo sustrato. El parámetro adimensional de profundidad puede ser calculado para cada sustrato β_i , mientras que, por otro lado, la fracción activa de cada especie ϕ_j requiere ser calculado de forma más precisa.

$$z_i = \sqrt{\frac{(2D_{f,i} \cdot S_{i,o})}{r_i}}$$

$$\beta_i = \sqrt{\frac{(2D_{f,i} \cdot S_{i,o})}{r_i L^2}}$$

En donde $r_i = \sum_j -\mu_j X_j v_{ij}$.

En el caso de que el sistema sea un IFAS en lugar de un MBBR puro, en la ecuación anterior también hay que considerar el ratio de reacción para el sustrato considerado i por la especie j en el cultivo en suspensión.

Este procedimiento ha sido sofisticado por (Boltz et al. 2009) al incorporar el modelo ASM2d tanto en el cultivo en suspensión como en la biopelícula. Otra sofisticación del modelo es la utilización del flujo medio calculado como media ponderada entre el flujo según cinética de orden cero y el flujo según una cinética de primer orden:

$$J^{avg} = J^0 \left(\frac{S}{S + K_i} \right) + J^1 \left(1 - \frac{S}{S + K_i} \right)$$

VI.2

DEFINICIÓN CRITERIOS CLASIFICACIÓN

VI.2.1 CRITERIOS CLASIFICACIÓN

VI.2.1.1 MORFOLOGÍA Y ESTRUCTURA DE LA BIOPELÍCULAS

Las primeras observaciones del efecto de la estructura de la biopelícula sobre el rendimiento de eliminación de materia orgánica fueron realizadas a mediados de los años 50 (Heukelekian 1945).

Las nuevas técnicas de laboratorio han permitido determinar la morfología de las biopelículas (Costerton et al. 1994). Las bacterias se distribuyen uniforme y aparentemente al azar dentro del seno de una matriz biopolimérica extracelular. Las biopelículas están constituidas por micro colonias de diferentes especies bacterianas. Las biopelículas son porosas, con canales y tortuosidades que llegan hasta las zonas más profundas de las biopelículas.

Ilustración VI-55 - Diagrama conceptual morfología biopelícula (Costerton et al. 1994)

La *Microscopía Laser Confocal* ha mostrado la existencia externa de formaciones tipo seta (Costerton et al. 1994) (De Beer et al. 1996) (Stewart et al. 1995).

Los *Microelectrodos* junto con la *Hibridación fluorescente in situ* (FISH) han permitido mostrar la diversidad biológica en las biopelículas (Lewandowski & Beyenal 2013). Las

conclusiones de los modelos de competencia bacteriana de WG, MR y RSO han sido validadas gracias a estas nuevas técnicas de laboratorio (Tijhuis et al. 1994) (Van Loosdrecht, Tijhuis, et al. 1995).

Particularmente los *Microelectrodos* han permitido mostrar que la transferencia de masa al seno de la biopelícula se realiza externa e internamente (Beyenal & Lewandowski 2001). La transferencia de masa en el seno de la biopelícula no sólo se produce por difusión molecular, como se acostumbra a modelizar, sino también por convección. En los canales internos el transporte por convección, velocidad escasamente ronda los cm/s, es más importante que el transporte por difusión, con una velocidad de $\mu\text{m/s}$ (Beyenal & Lewandowski 2001) (Beyenal et al. 1997). La cuantificación de la dinámica del transporte de masa en biopelículas con estructura heterogénea plantea retos importantes porque debe considerarse la transferencia de masa desde la masa líquida a la biopelícula, el transporte y transferencia de masa dentro de los canales internos así como la transferencia por difusión dentro de las micro-colonias. Las condiciones hidrodinámicas externas afectan a la morfología de la biopelícula y por ende a la transferencia de masa.

Un objetivo importante en la ingeniería de la modelización del comportamiento de las biopelículas, es la elaboración de modelos de biopelículas que permitan caracterizar los comportamientos de la biopelícula en una escala micro (poros, micro-colonias, etc) y macro (espesor biopelícula a escalas mayores) así como procedimientos que permitan la verificación de estos modelos. Para poder caracterizar la morfología en una u otra escala, el modelo debe ser definido para este fin. El crecimiento y distribución de la biomasa debe ser coherente con la escala espacial de modelización. Por otro lado, el modelo debe adaptarse a los recursos de computación normalmente disponibles. Los modelos tienen que hacer concesiones y simplificaciones. Un modelo con una escala espacial micro (celdas menores de $5\ \mu\text{m}$) difícilmente puede modelizar un dominio espacial de metros junto con en una escala temporal de días e incluso semanas para todos los sustratos y especies. La primera clasificación, por tanto, es la escala espacial.

Los modelos también se pueden clasificar en función de la geometría y forma con las han sido concebidos. La mayoría de los modelos han sido concebidos para biopelículas planas, como por el ejemplo el modelo de Wanner – Gujer. El avance del frente de la biomasa se realiza siempre paralelamente a la superficie del sustrato. La discretización de la biopelícula se realiza en capas, y no en celdas, paralelas. El modelo se puede adaptar opcionalmente, realizando las conversiones adecuadas, a otras formas geométricas como

la esfera. El modelo de Picioreanu-Loosdrecht-Heijnen tiene la flexibilidad de adaptarse a cualquier soporte.

Ilustración VI-56 - Izquierda: Modelización 2D basado en el modelo PLH (Kagawa et al. 2015)

Derecha: Criterio avance biomasa en el modelo WG (Wanner & Gujer 1986).

Otro criterio de clasificación es la continuidad espacial de la biopelícula. Ciertos modelos permiten inocular una cualquier tipo de soporte y el crecimiento de la biopelícula se realizará discretamente en aquellas colonias en las que la disponibilidad de sustratos lo permita. En estos modelos el crecimiento puede ser espacialmente discreto en lugar de continuo.

Ilustración VI-57 - Modelización biopelícula discreta (Alpkvist et al. 2004)

VI.2.1.2 REQUERIMIENTOS DE COMPUTACIÓN

Un dominio de $1000 \times 1000 \times 1000$ celdas con 1000 pasos de tiempo, significa resolver 10^{12} incógnitas para determinar una sola variable. Normalmente se requiere determinar un mínimo de tres variables; presión, velocidad y la concentración de un único sustrato. Para resolver un sistema de N incógnitas, los esfuerzos de computación incrementan N^3 . La simulación de todo un reactor en una escala de tiempo y espacial muy fina no es practicable con los recursos de computación normalmente disponibles.

Los modelos dinámicos tienen unos recursos de computación medios o altos. El resto normalmente tienen unos recursos de computación bajos.

Muchos modelos teóricamente permiten la incorporación de cualquier tipo de proceso, sin embargo, en la práctica esto no es posible debido al incremento exponencial de los recursos de computación. El modelo PLH, por ejemplo, al modelizar discretamente cada celda, al utilizar una escala espacial muy fina y requerir un acoplamiento con la modelización hidrodinámica del medio líquido, tiene unos altos requerimientos de computación. Aunque existe un incremento exponencial de los recursos de computación y de la capacidad de los algoritmos de resolución de las ecuaciones, dadas las enormes variaciones en las escalas de tiempo y de espacio, es necesario realizar simplificaciones en el modelo, y esto normalmente implica limitar los procesos cinéticos.

Ilustración VI-58 - Evolución capacidad de computación. Arriba. Evolución eficiencia debido a mejora algoritmos resolución. Abajo: Evolución eficiencia debido a mejora procesadores. (Beyond 2009)

VI.2.1.3 ESCALAS DE TIEMPO Y ESPACIO

Un dominio de $1000 \times 1000 \times 1000$ celdas con 1000 pasos de tiempo, significa resolver 10^{12} incógnitas para determinar una sola variable. Normalmente se requiere determinar un mínimo de tres variables; presión, velocidad y la concentración de un único sustrato. Para resolver un sistema de N incógnitas, los esfuerzos de computación incrementan N^3 . La simulación de todo un reactor en una escala de tiempo y espacial muy fina no es practicable con los recursos de computación normalmente disponibles.

De tal forma que los modelos se pueden clasificar en función de la escala de tiempo y espacio.

La escala espacial debe seleccionarse adecuadamente. El espesor de las biopelículas es del orden de las 100 μm . Normalmente se discretiza el espesor en láminas de 10 μm . La selección de celdas muy grandes no permitiría simular adecuadamente el crecimiento de la biopelícula. Debe también seleccionarse, por tanto, un dominio de simulación compatible con recursos de computación. Los modelos se pueden clasificar en función del dominio espacial. No hay límites precisos que definan una clase u otra:

Macroescala:

El dominio se discretiza en celdas de un tamaño $\geq 10 \mu\text{m}$. El modelo puede simular la distribución de las poblaciones bacterianas en la biopelícula, el modelo simula el aumento del espesor de la biopelícula, pero su objeto no es la definición de las estructuras morfológicas de la biopelícula.

Microescala:

El dominio se discretiza en celdas de un tamaño del orden de 5 μm o menor. El modelo pretende determinar la morfología interna y externa de la biopelícula. El dominio total de simulación es de cientos de micras.

En relación a la escala de tiempo, esto es en los modelos dinámicos, los procesos de crecimiento de la biomasa son alrededor de 8 órdenes de magnitud menores que los procesos de transporte por difusión o convección (Kissel et al. 1984).

Ilustración VI-59 - Tiempos característicos procesos (Kissel et al. 1984)

De tal forma que hay que realizar 10^8 pasos de tiempo para que se produzca algún cambio en la biomasa. Dado que esto no es practicable, se establecen simplicaciones para el tratamiento del tiempo. Normalmente se consideran que los procesos rápidos (caudal, convección, difusión y reacción) se encuentran en régimen permanente De tal forma que los parámetros asociados a estos procesos rápidos se consideran constantes en las ecuaciones de crecimiento de la biomasa, procesos lentos. Este tipo de modelización se denomina pseudo-variable (Kissel et al. 1984). Aunque este método proporciona buenos resultados, no es satisfactorio desde el punto de vista de la modelización.

El criterio de Courant establece la relación entre Δt y Δx como criterio de estabilidad en la resolución de las ecuaciones;

$$\frac{v \cdot \Delta x}{\Delta t} \leq 1$$

VI.2.1.4 **VALIDACIÓN**

El tipo validación puede ser explícito, cuando el modelo en cuestión ha sido validado mediante corroboración con datos experimentales. Si la validación se ha realizado en base a unos determinados datos experimentales, el grado de validación explícita es débil. Si además de la corroboración con determinados datos experimentales, el modelo ha sido aplicado a varias plantas reales y el comportamiento del modelo ha sido razonablemente correcto, el grado de validación explícita es fuerte.

Cuando el modelo en cuestión es una variante no fundamental de un modelo validado explícitamente, el tipo de validación es implícita.

La validación de las morfologías producidas por los modelos es muy cuestionable porque el vínculo con los datos de laboratorio es muy débil o inexistente por los siguientes motivos:

Es necesario disponer de un método de cuantificación y caracterización matemáticas de las biopelículas reales. Las nuevas técnicas de laboratorio, microscopía laser confocal, FISH etc, permiten tomar imágenes a diferentes profundidades. Estas imágenes pueden ser procesadas en el ordenador y pueden obtenerse conclusiones. Esta técnica no está desarrollada pero se está investigando en su desarrollo (Lewandowski & Beyenal 2013).

El análisis de las biopelículas es muy localizado y puntual (se puede analizar áreas de 100 μm) pero la variabilidad de la biopelícula en superficie y en profundidad es enorme, cambiando drásticamente en unos milímetros de distancia (Lewandowski & Beyenal 2013).

Las técnicas de laboratorio, como los microelectrodos, no pueden ser aplicados con velocidades altas (varios cm/s) por lo que poca información existe en biopelículas expuestas a estas condiciones hidrodinámicas (Beyenal & Lewandowski 2001).

En la validación de la morfología de las biopelículas debe considerarse la escala que se valida. El modelo PLH, ha sido “validado” por los autores del mismo, en base a la similitud de la distribución de las colonias y su tamaño en el seno de una esfera de gel. Lógicamente, esto no implica que la micro-escala que estos modelos proporcionan sean correctos.

Ilustración VI-60 - Validación modelo PLH. La “validación” del modelo se ha realizado por comparación del resultado del modelo 4a y 4b con las colonias reales 4c a 4e (Picioreanu et al. 1997).

VI.2.2 CLASIFICACIÓN

DESCRIPCIÓN	RM	KM	WGR	MR	NPR	RSO	PLH	K	OR	SR	RV
PROCESOS MODELIZACIÓN											
Transformación											
Biológica											
Componentes											
Sustratos											
Monosustrato											
Múltiples sustrato											
Biomasa											
Mono-especie											
Múltiples especies											
Cinética General											
Elim. MO											
Nitrificación					Opc.		Opc.	Opc.			
Desnitrificación					Opc.		Opc.	Opc.			
Eliminación Fósforo			Opc.			Opc.	Opc.	Opc.			
STO			Opc.			Opc.	Opc.	Opc.			Opc.
SMP			Opc.			Opc.	Opc.	Opc.			Opc.
Químicos											
A-B											
Precipitación											
Redox											
Transferencia											
Gas- Líquido											
Líquido-Biomasa											
Desprendimientos											
Continuos / Esporádicos	C	C	C & E	C	C & E	C	C	C			C
Tipos (Volumétrico / Espacial etc)			Cualquiera	E	Cualquiera	E					
Adhesión											
Biomasa -Gas											
Transporte											
Sustratos y Productos											
Advección Externa Biomasa											
Régimen Hidráulico – Mezcla completa			Opc.								
Régimen Hidráulico – Flujo Pistón											
Advección Interna Biomasa											
Difusión											
Biomasa											
Biomasa Fija (sin mecanismo de incremento biomasa)											
Biomasa Variable (con mecanismo de incremento biom)											
Continuum											
Discreta											
Sectorizada											
Individual											
Geometría											
Plana											
Esférica			Opc.	Opc.							

ÁREAS MODELIZACIÓN									
Dominios									
Gas									
Líquido									
Biomasa									
Procesos Biopelícula (MBBR, BAF, RBC etc)									
IFAS		Opc.		Opc.					
Fangos Granulados		Opc.		Opc.	Opc.	Opc.	Opc.		
Morfología									
Distribución Especies Bacterianas									
Morfología externa biopelícula									
Escala Temporal									
Régimen Permanente									
Régimen Pseudo-Permanente		Opc.				Opc.	Opc.		
Régimen Dinámico									
Escala Espacial									
Microescala									
Macroescala						Opc.	Opc.		
Dimensión Espacial									
1D									
2D-3D		Opc.		Opc.	Opc.	Opc.	Opc.		
RESOLUCIÓN									
Tipos									
Analítica									
Pseudo-Analítica	Opc.								
Numérica									
Requerimientos Computación									
Alta									
Media									
Baja									
ESTADO VALIDACIÓN									
Explicitamente									
Fuerte	Validado		Validado					Validado	
Débil									Validado
Indirectamente		Validado		Validado	Validado	Validado			
FAMILIA									
MONOESPECIE									
MULTIESPECIE DINÁMICO									
MORFOLÓGICOS									
SEMI-EMPÍRICOS									
SIMPLIFICADOS									

Tabla VI-8 - Clasificación modelos biopelícula

VI.3 APTITUD DE LOS TRATAMIENTOS A LA MODELIZACIÓN

La modelización del comportamiento de las biopelículas está bastante avanzado y hay un adecuado conocimiento de la cinética, estequiometría y transformaciones bioquímicas que ocurren en el interior de la biopelícula a pesar de que hay determinadas áreas,. Este tipo de conocimiento es suficiente para el diseño de procesos biológicos y de reactores biológicos convencionales. Sin embargo, en el caso de las biopelículas, es necesario implementar en el diseño las condiciones hidrodinámicas del reactor así como la dinámica de las biopelículas, y particularmente el efecto de la resistencia a la transferencia externa de masa. Existe un amplio cuerpo de conocimiento sobre esta resistencia externa de masa y de la capa límite de transferencia de masa. La mayoría de los estudios empíricos sobre el espesor de la capa límite y del coeficiente de transferencia de masa han sido obtenidos en condiciones de laboratorio con condiciones hidrodinámicas controladas. Pocos esfuerzos se han dedicado a la vinculación de las condiciones hidrodinámicas del reactor biológico con la resistencia de transferencia de masa externa.

Las condiciones hidrodinámicas afectan de una forma importante el comportamiento de las biopelículas. La transferencia de masa externa varía sustancialmente en función de las condiciones hidrodinámicas. Los parámetros adimensionales que más influyen en la determinación de la resistencia es el número de Sherwood tal y como se describe en [1];

$$Sh = \frac{d_p}{R_L D_w}$$

$$Sh = A + B \cdot Re^m Sc^n$$

En donde Re es el número de Reynolds y $Sc = \nu/D_t$ es el número de Schmidt. El número de Reynolds depende del caudal y de la geometría mientras que el número de Schmidt únicamente depende de las propiedades del fluido. Los parámetros A , B , m y n son en la mayoría de los casos determinados empíricamente a partir de datos experimentales.

Esta transferencia de masa afecta también a la propia cinética dentro de la biopelícula. Si la concentración del sustrato limitante en contacto con la superficie de la biopelícula es suficientemente elevada, el sustrato puede penetrar ampliamente la biopelícula y

probablemente una población bacteriana predomine en la biopelícula. Por el contrario, si concentración del sustrato en la superficie de la biopelícula no es muy elevada, probablemente existan dos o más poblaciones bacterianas desarrollando procesos diferentes.

Se ha demostrado que las condiciones hidrodinámicas externas condicionan la morfología de las biopelículas así como la densidad de las mismas. Velocidades de escasos cm/s producen biopelículas abiertas mientras que velocidades próximas a los m/s producen biopelículas más compactas.

En los apartados anteriores se analizó la simulación del comportamiento de la biopelículas. En este apartado se evaluará las limitaciones que existen en su aplicación, particularmente referidos a las condiciones hidrodinámicas del reactor y de la dinámica de la biopelícula.

VI.3.1 Incertidumbre de la modelización

VI.3.1.1 CONDICIONES HIDRODINÁMICAS

La determinación de las condiciones hidrodinámicas es la fuente principal de incertidumbre. En primer lugar se encuentra la complejidad del fenómeno a modelizar. Este fenómeno cambia sustancialmente de un tipo de reactor a otro. En la mayoría de los reactores intervienen tres fases (fase líquida, fase sólida y fase gaseosa). En los filtros fluidizados, RBC, MBBR, IFAS y Fangos Granulares la fase líquida es el medio continuo. La fase sólida y la fase gaseosa son medios dispersos en el medio continuo. En los biofiltros y lechos bacterianos, el soporte, fase sólida, se considera medio continuo al que se le asigna un porcentaje de “huecos” por el que transita la fase sólida y/o líquida. En este caso, son la fase líquida y fase gaseosa los medios dispersos en el medio continuo (ANSYS 2015). Alternativamente se puede incorporar la geometría del soporte, sólido, considerado como parte de la geometría física del reactor y transitar la fase líquida y/o gaseosa entre las oquedades de este dominio. Aunque esta modelización es más precisa que la anterior, el dominio de modelización es normalmente menor.

La forma y dimensiones del reactor afectan a las condiciones hidrodinámicas. Elementos que afectan el flujo tales como agitadores, mamparos distribuidores etc, deberían también ser incluidos en el modelo. El régimen de operación del reactor tales como las fases alternantes de los RBC, Biodiscos o Lechos Bacterianos deben ser consideradas. Es importante considerar la frecuencia e intensidad de los lavados y el efecto de la asistencia del lavado con aire. Si la fase dispersa son carriers, estos elementos deben también incorporarse al modelo. El grado de llenado de los carriers afecta al modelo. El crecimiento de las biopelículas en el carrier afecta a la densidad y por tanto a la flotabilidad del carrier. Con todo, es claro que las condiciones hidrodinámicas a las que la biopelícula estará expuesta es un fenómeno sumamente complejo y de muy difícil modelización. Por tanto, deben establecerse premisas y simplificaciones que en la mayoría de la ocasiones caen lejos de la realidad. Esta una de las principales fuentes de incertidumbre en las modelizaciones que incorporan las condiciones hidrodinámicas alrededor de la biopelícula. Dentro de los diferentes tipos de reactores, los Lechos Fluidizados y los Fangos Granulares son los sistemas que ofrecen menos incertidumbres en relación a sus condiciones hidrodinámicas. La incertidumbre es media en los sistemas MBBR/IFAS. El carrier ofrece un medio interno de protección de la biopelícula en donde las condiciones hidrodinámicas son menos variables. En el otro extremo se encuentran los biofiltros, y los

lechos bacterianos en los que la biopelícula está expuesta directamente a las condiciones de flujo del reactor agravado por la variabilidad del flujo en su pasar a través de los intersticios que dejan los soportes.

VI.3.1.2 RESOLUCIÓN DE LAS CONDICIONES HIDRODINÁMICAS

Otra fuente de incertidumbre en la determinación las condiciones hidrodinámicas proviene de la necesidad de establecer simplificaciones en la resolución de la ecuaciones que definen el sistema. Las discretizaciones en el tiempo y en el espacio deben ser compatibles con la carga de computación disponible. Un dominio de $1000 \times 1000 \times 1000$ celdas con 1000 pasos de tiempo, significa resolver 10^{12} incógnitas para determinar una sola variable. Normalmente se requiere determinar un mínimo de tres variables; presión, velocidad y la concentración de un único sustrato. Deben realizarse simplificaciones puesto que para resolver un sistema de N incógnitas, los esfuerzos de computación incrementan N^3 .

La escala espacial debe seleccionarse adecuadamente. El espesor de las biopelículas es del orden de las 100 μm . Normalmente se discretiza el espesor en láminas de 10 μm . La selección de celdas muy grandes no permitiría simular adecuadamente el crecimiento de la biopelícula. Debe también seleccionarse un dominio de simulación compatible con recursos de computación.

En relación a la escala de tiempo, los procesos de crecimiento de la biomasa son alrededor de 8 órdenes de magnitud menores que los procesos de transporte por difusión o convección (Kissel et al. 1984).

Ilustración VI-61 - Tiempos característicos procesos (Kissel et al. 1984)

De tal forma que hay que realizar 10^8 pasos de tiempo para que se produzca algún cambio en la biomasa. Normalmente se consideran que los procesos rápidos (caudal, convección, difusión y reacción) se encuentran en régimen permanente. De tal forma que los parámetros asociados a estos procesos rápidos se consideran constantes en las ecuaciones de crecimiento de la biomasa, procesos lentos. Este tipo de modelización se denomina pseudo-permanente (Kissel et al. 1984). Aunque este método proporciona buenos resultados, no es satisfactorio desde el punto de vista de la modelización. Se ha propuesto el establecimiento de un esquema de homogenización respecto al tiempo con el fin de promediar e integrar la influencia de los procesos rápidos en el cálculo de los procesos lentos. Este requerimiento requiere de un esfuerzo de modelización adicional. (Bungartz & Mehl 2001).

El criterio de Courant establece la relación entre Δt y Δx como criterio de estabilidad en la resolución de las ecuaciones;

$$\frac{v \cdot \Delta X}{\Delta t} \leq 1$$

Otra de las simplificaciones en la resolución de las ecuaciones proviene de la necesidad de seleccionar un algoritmo de cálculo para sistemas de ecuaciones lineales dispersos y extensos. Los algoritmos de resolución más rápidos y eficientes no son aptos para sistemas dispersos, por lo que hay que recurrir a algoritmos de cálculo no tan eficientes, con lo que la carga de computación aumenta (Bungartz & Mehl 2001).

La Ilustración VI-58 indica el increíble progreso de las capacidades de computación por mejoras del “hardware” y por mejoras en los algoritmos de resolución de ecuaciones. Es de esperar un aumento de las capacidades de computación en el futuro. Sin embargo, modelizar las condiciones hidrodinámicas de un reactor completo teniendo en cuenta todos los parámetros anteriormente descritos parece poco probable que pueda realizarse en un futuro próximo (< 5 años).

VI.3.1.3 **DETERMINACIÓN DE LA SUPERFICIE TOTAL DE LA BIOPELÍCULA**

Otra fuente de incertidumbre es la determinación de la superficie total de la biopelícula. Este parámetro afecta en gran medida el comportamiento general del reactor. En los carriers extruidos la superficie disponible (m^2/m^3) no es fuente importante de indeterminación. En estos soportes el crecimiento de las biopelículas modifica la superficie de la biopelícula. En los carriers, el crecimiento de la biopelícula disminuye la superficie disponible reportada por el fabricante (m^2/m^3), sin embargo, este efecto es despreciable si se considera que se formará algo de biopelícula en las paredes externas del carrier las cuales no han sido tenidas en cuenta en la determinación de la superficie disponible. En los carriers expandidos y en los soportes porosos e irregulares, como en los biofiltros, la superficie útil que pueden ocupar las biopelículas no está sujeta a incertidumbre por la propia naturaleza del soporte.

VI.3.2 Clasificación y descripción de los tratamientos de acuerdo a su aptitud a la simulación

En base a los criterios se pueden establecer qué tratamientos son más aptos para aplicar modelos de simulación del comportamiento de las biopelículas;

Proceso	SIMULACIÓN BIOPELÍCULA					SIMULACIÓN HIDRODINÁMICA							VALORACIÓN GLOBAL	
	SOPORTE/ CARRIER				Aptitud Simulación Biopelícula	Fases	FASES			REGIMEN				Aptitud Simulación Hidrodinámica
	Superficie	Estacionario	Sumergido	Control crecimiento			F. Continua	F. Dispersa	Dominio	Régimen Fase Continua	Régimen Fase Dispersa	Régimen Dominio		
Lecho Bacteriano	Regular	SI	No	Pobre	C	(Aire), Agua, Bioepelícula	Agua	(Aire)	Soporte Fijo	Variable	Fijo	Fijo	C	ELEVADA INCERTIDUMBRE
Lecho Fluidizado	Regular	SI	SI	Buena	A	(Aire), Agua, Bioepelícula	Agua	Carrier	Reactor	Constante	Constante	Fijo	A	BAJA INCERTIDUMBRE
Biofiltro	Irregular	SI	SI	Pobre	C	(Aire), Agua, Bioepelícula	Agua	(Aire)	Carriers	Constante	Constante	Fijo	C	ELEVADA INCERTIDUMBRE
MBBR & IFAS aerobio, nitrificación	Regular	NO	SI	Media	A	(Aire), Agua, Bioepelícula	Agua	Carrier	Reactor	Constante	Constante	Fijo	A	BAJA INCERTIDUMBRE
MBBR & IFAS desnitrificación	Regular	NO	SI	Media	B	Agua, Biopelícula	Agua	Carrier	Reactor	Constante	Constante	Fijo	B	INCERTIDUMBRE MEDIA
RBC	Regular	NO	SI	Buena	B	Agua, Biopelícula	Agua	(Aire)	Reactor - Soporte	Constante	Constante	Variable	B	INCERTIDUMBRE MEDIA
MMBBR	Regular	SI	SI	Buena	A	Aire, Agua, Bioepelícula	Agua	Aire	Reactor - Soporte	Constante	Constante	Fijo	B	INCERTIDUMBRE MEDIA
Fangos Granulares	Regular	NO	SI	Media	B	(Aire), Agua, Bioepelícula	Agua	Flóculo	Reactor	Constante	Constante	Fio	A	INCERTIDUMBRE MEDIA

Tabla VI-9 - Clasificación de los tratamientos de acuerdo a su aptitud a la simulación. Elaboración propia.

Lechos Bacterianos: La simulación de la biomasa ofrece complicaciones porque el sostenimiento de una biopelícula uniforme a lo largo de toda la superficie es difícilmente controlable. La aspersión del caudal influente sobre el soporte fijo y su efecto sobre la biopelícula es de muy difícil modelización. La biopelícula no está permanentemente sumergida sino que una delgada lámina de agua se desliza sobre la biopelícula. El camino es muy tortuoso y de difícil modelización. La transferencia de oxígeno se realiza por difusión de la corriente de aire directamente sobre la biopelícula. El control del crecimiento excesivo de la biopelícula se realiza mediante un aumento del caudal y velocidad de rotación del brazo aspersor. El establecimiento de la frecuencia e intensidad de estos parámetros es completamente empírico.

Lechos Fluidizados: Este es el tratamiento más apto para ser modelizado. Los soportes normalmente tienen superficies regulares. La biopelícula está expuesta a condiciones hidrodinámicas constantes y reproducibles. El crecimiento de la biomasa es mantenido con las condiciones hidrodinámicas y los desprendimientos son suaves. Esta es la razón por la que este tipo de reactores son populares en los laboratorios. Sin embargo, su aplicabilidad práctica es limitada para tratamientos municipales por el alto coste energético asociado al caudal requerido para la fluidización o expansión del lecho

Biofiltro: Los soportes utilizados son normalmente porosos. La superficie útil para el crecimiento de la biopelícula presenta incertidumbre. La biopelícula crece en el interior del soporte de forma no uniforme pudiéndose producir atascamientos. La transferencia de sustratos, por tanto, no es uniforme. El control del crecimiento excesivo se realiza por contralavado con agua y/o aireación. En la mayoría de las ocasiones hay una pérdida importante de biomasa. Esta pérdida de biomasa “slaughtering” afecta intensamente el comportamiento en régimen permanente de la biopelícula. Las condiciones hidrodinámicas, aunque modelizables, presentan incertidumbres por la tortuosidad de los espacios entre los soportes.

MBBR e IFAS: La mayoría de los soportes utilizados hoy en día son soportes de superficie regular. El soporte está sumergido permanentemente. Los carriers se mantienen en movimiento dentro de la masa líquida. Las condiciones hidrodinámicas de la masa líquida se pueden considerar no afectada por el movimiento de los carriers. (Herrling et al. 2015) evaluaron las condiciones hidrodinámicas en el interior de un carrier mediante técnicas no invasivas permitiendo así determinar estas condiciones con presencia y ausencia de

biopelículas. Se evaluaron tres escenarios A, B y C en función de la orientación del carrier frente a la corriente principal tal y como se indica en la siguiente figura:

Ilustración VI-62 - Posiciones relativas del carrier en relación a la corriente principal (Herrling et al. 2015).

En la posición C, el flujo en el interior del soporte es mínimo. En esta posición, la difusión en el mecanismo de transporte principal.

En la posición A, produce una disminución de velocidad media del orden de 20% -30%. La presencia de biopelícula en el interior del carrier produce un aumento de la velocidad máxima en las caras internas de alrededor 2 veces su velocidad en ausencia de biopelícula. En la posición B, una rotación de 20° respecto a la corriente principal produce una disminución de velocidad media del orden del 30%. La presencia de biopelícula en el interior del carrier produce un aumento de la velocidad máxima en las caras internas de alrededor 2 veces su velocidad en ausencia de biopelícula (Herrling et al. 2015).

Ilustración VI-63 - Imágenes obtenidas por Multi-Slice, Multi-Echo Imaging de las condiciones hidrodinámicas en el interior del carrier (Herrling et al. 2015).

En ninguno de los casos se produjeron desprendimientos importantes de la biomasa. El crecimiento de la biomasa se produce en las superficies internas del carrier. Las condiciones hidrodinámicas en las caras internas del carrier aunque variable, como acabamos de ver, se mantienen dentro de determinados órdenes de magnitud. La biomasa está protegida frente a desprendimientos producidos por fricciones y golpes (Odegaard 1994).

MBBR e IFAS con desnitrificación: En este caso particular, la acumulación de NO_3 producido en la desnitrificación puede producir desprendimientos. Se producen condiciones de sobresaturación cuando la concentración de N-NO_3 en la biopelícula es > 6 mg/l.

Se producen condiciones de sobresaturación cuando la concentración de N-NO_3 en la biopelícula es > 6 mg/l (Henze & Harremoës 1983).

Este efecto debería considerarse en la modelización de la biopelícula pero el fenómeno es complejo.

Biodiscos: Las superficie de los soportes de los biodiscos no ofrece incertidumbre. El efecto de la rotación del soporte (alternancia aire – agua) debe incorporarse en las ecuaciones que describen el proceso (Gujer 2008). Las condiciones hidrodinámicas son reproducibles y plantean poca incertidumbre. El control del crecimiento excesivo de la biomasa se realiza mediante modificación de la aireación y velocidad de rotación del biodisco.

Fangos Granulares: Existe un amplio conocimiento de las condiciones ambientales y de operación que producen fangos granulares en lugar de bioflóculos. La formación de fangos granulares durante la puesta en marcha de este tipo de plantas es una de las partes críticas de su implementación. Los mecanismos de auto-inmovilización y de “quorum sensing” no están completamente comprendidos. Los modelos 3D cuyo objeto es determinar la morfología de las biopelículas no incorporan estos mecanismos. Una vez que se acepta que el fango granular ya está formado, el crecimiento sigue los mismos mecanismos que las biopelículas convencionales. Los Fangos Granulares Aerobios únicamente se han podido producir en reactores SBR. El funcionamiento del reactor por tandas facilita la simulación hidrodinámica dado que se puede simular únicamente para la fase de aireación cuando el reactor se encuentra en condiciones quiescentes. Por tanto, la simulación hidrodinámica presenta menos incertidumbres.

VI.4

ESTADO ACTUAL - AREAS QUE REQUIEREN DESARROLLO

VI.4.1 TENDENCIAS ACTUALES

Como se revisó en la Evolución de los Tratamientos, los Lechos Bacterianos, Biodiscos y Biofiltros han sido desarrollados tiempo atrás y se pueden considerar tratamientos establecidos a pesar de tener sus particularidades de aplicación y diseño.

Los Lechos Fluidizados permiten mantener unas condiciones hidrodinámicas muy estables y adaptables a los requerimientos del proceso. Esta característica hace a este tipo de tratamiento útil en plantas de laboratorio, piloto e industriales pequeñas. Sin embargo el alto consumo energético asociado al caudal de fluidización no permite ser aplicable a escala mayor

Los Biodiscos y los Lechos Bacterianos se aplican fundamentalmente en plantas depuradoras pequeñas y aisladas, porque no son muy intensivos en requerimientos de operación y mantenimiento. Aunque existen desarrollos para procesos de nitrificación e incluso desnitrificación, su aplicación es muy marginal. Su aplicación requiere de un control mayor y para ello ya existen procesos más eficientes.

Los biofiltros son tratamientos compactos que se han aplicado incluso en plantas depuradoras de gran tamaño. Los biofiltros igualmente permiten procesos nitrificación y desnitrificación. La década de los 90 fue la época dorada de los Biofiltros (Espinosa 1999). Hoy en día son menos populares debido a las ventajas comparativas que ofrecen los MBBR/IFAS y los Fangos Granulares.

Los tratamientos MBBR/IFAS se han utilizado extensamente en la eliminación de DQO, inicialmente en la industria de fabricación de papel y posteriormente en plantas municipales. Puede ser aplicado en procesos de nitrificación, desnitrificación y eliminación de fósforo. Su principal aplicación es la mejora de la nitrificación en plantas depuradoras de fangos activos y normalmente para permitir una nitrificación completa con menor

biomasa en suspensión en el reactor. La conversión de una planta de fangos activos convencionales a IFAS es muy sencilla requiriendo tan sólo obras menores en el reactor y la adición de los carriers.

Se pueden dar diferentes configuraciones en la integración del MBBR o IFAS en el reactor biológico convencional:

Ilustración VI-64 - Tipos sistemas MBBR - IFAS

Esta sección se centra en los sistemas de MBBR-IFAS y en los Fangos Granulares. Otras tratamientos biopelícula se pueden considerar como tecnologías asentadas.

VI.4.1.1 **MBBR & IFAS**

Los sistemas de MBBR & IFAS se pueden utilizar en procesos eliminación de materia orgánica, de nitrificación, de desnitrificación convencional, de desnitrificación anaerobia y de eliminación de fósforo. El objetivo más común es la mejora de la nitrificación en plantas de fangos activos convencionales.

A) **NITRIFICACIÓN**

Los factores que más afectan a la nitrificación en tratamientos de MBBR-IFAS es la edad del fango, la carga orgánica y de nitrógeno por superficie de carrier, la proporción relativa de la carga de nitrógeno a la carga orgánica, la concentración de oxígeno disuelto y la temperatura. Varios estudios indican que las plantas en las que se ha incluido MBBR IFAS consiguen un comportamiento general mejor que los fangos activos convencionales (Rusten et al. 2003) (Germain et al. 2007) (Di Trapani et al. 2011).

Se han utilizado diferentes modelos para explicar esta mejora de la nitrificación en sistemas IFAS (Odegard 2004);

- Aumento de la biomasa autótrofa por unidad de volumen.
- Aumento de la edad del fango de la biomasa asociada a la biopelícula.
- Aumento de la actividad de las bacterias autótrofas nitrificantes.
- Las biopelícula proporciona biomasa autótrofa a la biomasa en suspensión.

Cuestiones críticas en el diseño de sistemas MBBR-IFAS que requieren desarrollo;

(Macquarrie 2009) estudió la actividad nitrificante de la biomasa en suspensión y de la biomasa en la biopelícula basándose en los datos proporcionados por (Thomas et al. 2009). Los resultados de este estudio indican que la actividad nitrificante, medida como $\text{mg N-NH}_4/\text{g SS/h}$, es mayor en la biopelícula que en la biomasa en suspensión:

Ilustración VI-65 - Velocidad nitrificación MBBR vs Cultivo en Suspensión (McQuarrie et al. 2010)

Se ha atribuido esta diferencia de comportamiento a que la biomasa nitrificante de la biopelícula está expuesta siempre a una baja relación de la concentración de materia orgánica difícilmente biodegradable a la concentración de nitrógeno.

La fracción de la actividad de nitrificación que tiene lugar en la biopelícula, aumenta con la disminución de la nitrificación mientras que la fracción en la biomasa en suspensión disminuye con la disminución de la temperatura (McQuarrie 2009).

Ilustración VI-66 - Actividad MBBR vs Cultivo en Suspensión (Thomas et al. 2009)

Normalmente se acepta que la cinética de las biopelículas sigue en gran medida la misma cinética de los cultivo en suspensión y consecuentemente se acepta que los parámetros cinéticos fundamentales en uno u otro caso, son o bien muy similares o bien idénticos. Recientemente se ha constatado que existen importantes diferencias entre el coeficiente de saturación del oxígeno para cultivos en suspensión y el de las biopelículas (McQuarrie et al. 2010). Las Ilustración VI-67 y Ilustración VI-68 muestra como la velocidad de nitrificación de la biomasa en suspensión de un sistema IFAS varía poco con la concentración de oxígeno disuelto. El coeficiente de saturación es del orden de 0.25. En la la variación de nitrificación en una biopelícula es mucho más pronunciada, indicando un coeficiente de saturación del aproximadamente 0.9 (McQuarrie et al. 2010).

Ilustración VI-67 - Efecto de la variación de la concentración de oxígeno sobre la velocidad nitrificación en la biopelícula en un sistema IFAS (Thomas et al. 2009).

Ilustración VI-68 - Efecto de la variación de la concentración de oxígeno sobre la velocidad nitrificación en la biopelícula en un sistema IFAS (Thomas et al. 2009).

Hay muy pocos estudios sobre los efectos de la carriers sobre la eficiencia de la transferencia de oxígeno. La mayoría de los sistemas IFAS-MBBR utilizan difusores de burbuja gruesa. Normalmente se considera que los carriers fragmentan la burbuja gruesa e incrementan la eficiencia de la transferencia en el medio líquido (Piculell et al. n.d.).

Ilustración VI-69 - Eficiencia de la transferencia de oxígeno disuelto (Piculell et al. n.d.)

También se argumenta que puede existir aglomeración de burbujas gruesas dependiendo de la turbulencia dentro del sistema lo que provoca una reducción de la eficiencia de la transferencia de oxígeno (Johnson & Boltz 2013). Dado que los sistemas IFAS-MBBR en nitrificación deben trabajar con altas concentraciones de oxígeno disuelto, un adecuado estudio de las condiciones de transferencia de oxígeno disuelto puede conducir a ahorros importantes de energía pudiendo hacer los sistemas IFAS-MBBR más atractivos frente a los Fangos Activos.

Se especula que el ratio de nitrificación de la biopelícula en un IFAS es mayor que el esperado en un MBBR puro. La Ilustración VI-70 muestra el incremento de nitrificación en

el carrier cuando éste se encuentra en una cultivo en suspensión. Se especula que este efecto se debe a la hidrólisis producida por el cultivo en suspensión sobre la DQO particulada.

Ilustración VI-70 - Aumento de la nitrificación en el carrier cuando éste se encuentra en un cultivo en suspensión.

El tamaño de los círculos indican el ratio de proporción entre la biopelícula y el cultivo en suspensión (McQuarrie et al. 2010).

Los modelos de biopelículas se centran fundamentalmente en la transferencia de sustratos solubles en la biopelícula y como estos sustratos son consumidos. El tratamiento de determinados efluentes, como el caso de las aguas negras domésticas, con alto contenido de partículas, plantea incertidumbres. Se ha realizado un esfuerzo en comprender los mecanismos que controlan la adsorción de partículas en la superficie de la biopelícula para su posterior asimilación, así como los procesos de desprendimiento de las biopelículas (Choi & Morgenroth 2003).

Por otro lado, la determinación del porcentaje de inertes en el interior de la biopelícula es un tarea bastante tediosa y no se realiza normalmente en plantas (Lewandowski & Beyenal 2013). La verificación de la distribución de inertes, y por tanto la distribución de especies dentro de la biopelícula, es una tare difícil. La correcta simulación de la distribución de especies en la biopelícula es esencial para asegurar una adecuada fidelidad del modelo. La calibración del modelo en plantas reales requiere de un método de laboratorio sencillo que permita la determinación de la fracción de inertes.

Plantas:

El número de plantas en Europa con sistemas MBBR-IFAS oscila las 800 simplemente en Europa (Odegaard 2004).

B) DESNITRIFICACIÓN

En esta aplicación, la ventaja principal de los sistemas de MBBR - IFAS frente a los fangos activos convencionales es su mayor velocidad de desnitrificación, expresado como $\text{g N/m}^3/\text{d}$ o como g N/g MLSS/d . Otros tratamientos biopelícula ofrecen mayores velocidades desnitrificación, sin embargo estos últimos tienen limitaciones en su aplicación (Rusten et al. 2003). La desnitrificación utilizando sistemas MBBR-IFAS puede ser en Pre-Desnitrificación (Pre-DN), en Post-Desnitrificación (Post-DN) o una combinación de ambos (Pre & Post -DN).

Pre-Desnitrificación (Pre-DN)

La mayoría de las plantas de fangos activos con desnitrificación utilizan la configuración MLE (Modified Ludzack-Ettinger) con la cámara anóxica a la entrada del reactor. Para aumentar la capacidad de desnitrificación de una planta existente, normalmente se incorpora un tratamiento de pulido al final de reactor bien pudiendo tomar la forma de MBBR o IFAS. En plantas nuevas, se opta por una configuración mixta de reactores anóxicos, porque la desnitrificación en Pre-DN está limitada por la recirculación. Por lo tanto, no es común utilizar únicamente MBBR-IFAS en Pre-Desnitrificación aunque existen estudios que indican esta potencial utilización con IFAS (Choi et al. 2007) así como con MBBR (Odegaard 1994). (Rusten et al. 2003) encontró que la velocidad de desnitrificación en IFAS con Pre-DN es más de un 50% mayor que la comparada con la Pre-Desnitrificación en Fangos Activos Convencionales ($3.15 \text{ mg N-NO}_3/\text{g MLSS/h}$ frente a $2.00 \text{ mg N-NO}_3/\text{g MLSS/h}$). Se especula que la baja edad del fango de los procesos híbridos proporciona mayores velocidades de desnitrificación. Se consume mucha materia orgánica en sistemas con elevada concentración de sólidos en el licor mixto y con elevadas edades del fango, reduciendo así la DQO disponible para la desnitrificación.

Cuestiones críticas en el diseño de sistemas MBBR-IFAS que requieren desarrollo:

La aplicación de sistemas MBBR-IFAS en Pre-Desnitrificación está limitada por la concentración de oxígeno disuelto en la recirculación. Estequiométricamente se deduce que por cada mg de oxígeno disuelto que es introducido en la cámara anóxica, 1/2.86 mg de NO_3 no son utilizados como aceptor de electrones, esto es, no son desnitrificados. En las biopelículas, esta relación es igualmente cierta, sin embargo la concentración de oxígeno y de nitratos en la biopelícula debe ser evaluada. Se ha observado en plantas piloto con MBBR puros en Pre-Desnitrificación (Pre-DN), que concentraciones de oxígeno disuelto en la recirculación de 0.6 mg/l reducen en más de un 50% la máxima velocidad de desnitrificación en la biopelícula (Rusten et al. 2003; Rusten et al. 2000). El efecto del oxígeno disuelto introducido por la recirculación en MBBR puros fue evaluado por (Rusten et al. 1995) concluyendo que la recirculación debe mantenerse entre un 100% - 200%. En la figura se observa como el porcentaje de eliminación de nitrógeno se reduce considerablemente cuando la recirculación es superior al 200% (Rusten et al. 1995).

Ilustración VI-71 - Efecto de la recirculación sobre la eliminación de nitrógeno (Rusten et al. 1995)

En sistemas IFAS, se considera que el oxígeno disuelto introducido por la recirculación reduce el nitrógeno que puede ser desnitrificado, mientras que la desnitrificación de la biopelícula no se ve afectada. El efecto del oxígeno disuelto en la desnitrificación producida por biomasa en suspensión y por la biopelícula requiere ser esclarecido.

Otro aspecto importante en los MBBR en Pre-Desnitrificación es el consumo de DQO particulado por la biopelícula. Se ha observado que la proporción de DQO soluble/N consumida (6.6) cuando la concentración de DQO soluble es elevada (50 mg/l) es mayor que la DQO soluble/N consumida (3.9) cuando la DQO soluble es baja (15 mg/l). Este hecho parece indicar que cuando la concentración de DQO soluble es baja, la biopelícula aumenta capacidad de hidrolizar la materia orgánica particulada (Rusten et al. 2000).

(Rusten et al. 2000).

Plantas:

Pre-DN-MBBR

TIPO	NOMBRE	AÑO	CAPACIDAD	PROCESO	RENDIM.	DISEÑO	REF
Pre-DN-MBBR	Brandholmens, Suecia	1998	50.000 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR]	N _{ef} = 2.7 mg/L Rend = 91.1%	Semi-Empírico	(1) ¹
Pre-DN-MBBR	Ulricehamms, Suecia	2007	12.500 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR]	N _{ef} = 13.8 mg/L Rend = 51.1%	Semi-Empírico	(2)
Pre-DN-MBBR	Amals, Suecia	2008	13.500 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR]	N _{ef} = 15.5 mg/L Rend = 42.6%	Semi-Empírico	(3)

Tabla VI-10 - Plantas MBBR en Pre-Desnitrificación

(1) = (2) = (3) = (Lustig & Dahlberg n.d.)

Pre-DN IFAS.

No se han encontrado referencias de plantas que integren únicamente IFAS en Pre-Desnitrificación.

Post-Desnitrificación (Post-DN)

En Post-Desnitrificación, los tratamientos biopelícula son preferidos a los fangos activos por la dificultad del control en estos últimos debido a la baja producción de fangos (Andersson, 1990). En Post-Desnitrificación, se han venido utilizando diversos tratamientos biopelículas. Los más comunes han sido los lechos fluidizados y diferentes tipos de filtros sumergidos. Los procesos biopelícula normalmente presentan una mayor velocidad de desnitrificación. Los filtros sumergidos muestran una velocidad de desnitrificación de entre 1000 a 7000 g N/m³/d con un valor medio de 2000 g N/m³/d (Aspegren 1998). Los lechos fluidizados muestran una velocidad de desnitrificación de entre 3000 a 7000 gN/m³/d con un valor medio de 4000 g N/m³/d. Los cultivos en suspensión muestran por el contrario una velocidad de desnitrificación de 200 g N/m³/d cuando se utiliza metanol y de 700 g N/m³/d cuando se utiliza etanol. Las velocidades de desnitrificación en los MBBR oscilan entre 0.8 - 1.5 g N/m²/d con adición de metanol. Las velocidades volumétricas calculadas son menores que las de los lechos fluidizados y los filtros sumergidos, ya que estos tratamientos tienen una mayor superficie específica que los MBBR puros. A pesar de esta menor velocidad de desnitrificación comparado con otros procesos biopelícula, los MBBR-IFAS ofrecen ventajas comparativas como una fácil integración en los reactores de fangos activos, un uniforme crecimiento de la biopelícula, bajo consumo energético, ausencia de contralavado etc (Taljemark et al. 10AD).

Cuestiones críticas en el diseño de sistemas MBBR-IFAS que requieren desarrollo:

En Post-Desnitrificación es necesario añadir una fuente externa de carbono para que el aceptor de electrones, nitratos, sea el sustrato limitante en lugar de que lo sea el donador de electrones y así lograr bajas concentraciones de nitrato. Se ha utilizado Metanol, Etanol y Propilenglicol. El etanol proporcional velocidades de desnitrificación superiores al metanol y al Propilenglicol. El metanol tarda más en ser asimilado y la puesta en marcha es más lenta (Rusten et al., 1996). Las tres fuentes externas de carbono muestran la misma variación de la velocidad de desnitrificación cuando la temperatura varía ($\theta = 1.07$ en los tres casos) (Rusten et al., 1996). No así ocurre con el consumo de carbono, en donde la relación C/N es menor en el caso del etanol (3.9 g DQO añadido/ g N-NO₃ a 10°C) y mayor para Propilenglicol (5.6 g DQO añadido/ g N-NO₃ a 10°C) (Rusten et al., 1996).

Planta	Temp. °C	% Relleno	Fuente Carbono	C/N g COD / g N-NO ₃ elim	Vel. Desnitrificac ión g N- NO ₃ /m ² /d	Referencia
Nordre Follo (Piloto)	7-10	40- 50%	Acetato Sódico	4.0	2.2	(1)
Jessheim (Piloto)	10	50%	Metanol Etanol Propilengli col	4.6 4.3 5.6	1.4 3.0 1.3	(2)
Sjolunda (Piloto)	16	50%	Metanol Etanol	4-5 4-5	2.0 2.5	(3)
Sjolunda	10- 20	50%	Metanol	4.4	1.1	(4)
Klasgshamn	10- 20	36%	Etanol	5.4	1.1	(4)
Lillehammer	11	40- 50%	Etanol	3.4	3.5	(5)
Gardermoem	13- 14	40- 50%	Etanol	3.8	-0.8	(6)
Noman Cole	18- 20	30%	Metanol	5.0	2.5 – 3.0	(7)

Tabla VI-11 - MBBR en Post-Desnitrificación - Adición DQO externo

1=(Rusten et al. 1995), 2=(Rusten et al. 1996), 3= (Aspegren et al. 1998), 4= (Aspegren et al. 2004), 5=(Odegaard et al. 2006), 6=(Rusten & \Odegaard 2007), 8= (Motsch et al. 2007)

El sistema MBBR no es un sistema de flujo pistón sino de mezcla completa que requiere de una adecuada mezcla, por medio de la aireación o por medios mecánicos, para así mantener una correcta distribución de los carriers en el reactor. De tal forma que para obtener valores de nitrógeno bajos, es necesario disponer varias cámaras en serie para conseguir un funcionamiento hidráulico de mezcla completa. El grado de agitación y gradación de concentración de sustrato en cada cámara afecta al crecimiento de la biomasa. Las primeras cámaras muestran una mayor densidad que las última cámaras MBBR así como unos menores ratios de desnitrificación (3-4 mg NO_x/m²/día en las primeras cámaras frente a 1.8–2.4 mg NO_x/m²/día) (Peric et al. 2009).

De acuerdo con la ecuación de Monod, cuando la concentración de sustrato es considerablemente mayor que su constante de saturación, la velocidad específica de crecimiento es muy próxima a la velocidad específica máxima de crecimiento. De tal forma

que es deseable una fuente externa de materia orgánica que tenga un μ_{max} elevado con un coeficiente de saturación K_s bajo. (Peric et al. 2009) encontró que la máxima velocidad de desnitrificación y los coeficientes de saturación eran de 3.1 g N/m²/d y 2.5 mg/l. Estos valores se mantenían constantes con la temperatura y con el espesor de la biopelícula. Sin embargo (Stinson et al. 2009) reporta variaciones en el coeficiente de saturación que no son despreciables en la Post-Desnitrificación en donde los MBBR funcionan como unidades de afino.

Ilustración VI-72 - Variación de los coeficientes de saturación (Stinson et al. 2009)

Los parámetros cinéticos que normalmente se adoptan por defecto son los mismos que aquellos asociados a fangos activos. En los fangos activos los coeficientes de saturación no están afectados por el fenómeno de transporte, por lo que normalmente sus valores son menores que el caso de biopelículas. En las biopelículas debe considerarse el coeficiente de saturación efectivo que no sólo tiene en cuenta la afinidad hacia el sustrato sino también el transporte hacia la biomasa. De tal forma que las constantes de saturación en nitrificación y en mayor medida en desnitrificación, puesto que su efecto es más notable, deben revisarse.

Plantas:

Post-DN MBBR

TIPO	NOMBRE	AÑO	CAPACIDAD	PROCESO	DISEÑO	REF
Post-DN-MBBR	Sjölunda, Suecia	1999	550.000 PE	[AS Alta carga] + [TF Nitrif] + [Post-DN -MBBR (Acetato)]	Semi-Empírico	(1) ¹

Tabla VI-12 - Plantas MBBR en Post-Desnitrificación

(1) = (LustiG & DahLberG n.d.)

Post-DN IFAS es el sistema utilizado en lugar de MBBR. En esta alternativa hay dos plantas instaladas:

TIPO	NOMBRE	AÑO	CAPACIDAD	PROCESO	DISEÑO
Post-DN IFAS	Mamaroneck NY, USA	2003	98.420 m ³ /d	[MLE (IFAS AEROBIC)] + [Post-DN IFAS (methanol)]	Multisustrato Dinámico
Post-DN IFAS	Lundtofte, Dinamarca	2001	135.000 PE	[MBR] + [Post-DN-IFAS] (methanol)]	Semi-Empírico

Tabla VI-13 - Plantas IFAS en Post- Desnitrificación

Sistemas Combinados Pre & Pro -DN

Plantas:

Pre-DN + Post DN MBBR

TIPO	NOMBRE	AÑO	CAPACIDAD	PROCESO	DISEÑO	REF
Pre-DN + Post DN MBBR	Margretulund Suecia	1999	40.000 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR+Post-MBBR]	Semi-Empírico	(1)
Pre-DN + Post DN MBBR	Visby Suecia	2007	60.000 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR+Post-MBBR]	Semi-Empírico	(2)
Pre-DN + Post DN MBBR	Lillehammer Noruega	2003	110.000 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR+Post-MBBR (etanol)]	Semi-Empírico	(3)
Pre-DN + Post DN MBBR	Nordre follo Rensealegg (NFR), Noruega	1998	40.000 PE	[Pre-DN MBBR (2)] + [N-MBBR(3)] + [Post-MBBR (glicol)] + [A-MBBR]	Semi-Empírico	(4)
Pre-DN + Post DN MBBR	Gardermoen Noruega	2001	85.000 PE	[Pre-DN MBBR] + [N-MBBR] + [Post-MBBR (glicol)]	Semi-Empírico	(5)
Pre-DN + Post DN MBBR	Nedre Romerike Avlopssellkap (NRA) Noruega	1998	210.000 PE	[Pre-DN MBBR + N-MBBR+Post-MBBR]	Semi-Empírico	(5)

Tabla VI-14 - Plantas MBBR en Pre y Post-Desnitrificación combinada

(1) = (2) = (LustiG & DahLberG n.d.)

Pre-DN + Post DN IFAS

No se han encontrado referencias de plantas que integren únicamente IFAS en Pre-DN y en Post-DN.

C) ELIMINACIÓN DE FÓSFORO.

Es bastante raro que las plantas de Fangos Activos Convencionales sean ampliadas con MBBR o IFAS para mejorar la eliminación de fósforo. Las plantas mejoradas con MBBR-IFAS trabajan con bajas concentraciones en el licor de mezcla y con bajas edades del fango, por lo que es fácil que las bacterias acumuladoras de fosfato sean lavadas del reactor.

(Sriwiriyarat & Randall 2005) consiguieron eliminar fósforo en una planta piloto con tres etapas IFAS. Se encontró que la liberación de fósforo en la etapa anóxica era superior en el IFAS que en los Fangos Activos Convencionales. Se observó que la variación de la relación de DQO/P tiene más efecto sobre la eliminación de fósforo que la variación de la edad del fango.

Sin embargo (Onnis-Hayden et al. 2011) estudiaron la eliminación de fósforo en la planta de Broomfield, US y encontraron que la actividad de las bacterias acumuladoras de fósforo estaba asociado fundamentalmente a la biomasa en suspensión y no a la biomasa en la biopelícula. El porcentaje de bacterias acumuladoras de fósforo representaban entre un 20-30% en el licor de mezcla frente a un 3%-8% en la biopelícula.

Estos estudios demuestran que en plantas IFAS, la eliminación de nitrógeno, que se beneficia de edades del fango altas (> 15 d), y la eliminación de fósforo, que se beneficia de edades del fango altas (< 5 d), pueden ser desacopladas, y de esta forma se puede lograr una optimización independiente de la edad del fango de cada proceso (Onnis-Hayden et al. 2011).

D) MEJORA DE LA SEDIMENTABILIDAD DEL FANGO

Numerosas investigaciones indican la mejora de las características de sedimentación del licor de mezcla tras la implementación de un sistema IFAS (Fouad & Bhargava 2005) (Wilson et al. 2012). La ilustración VI-73 muestra la mejora en el Índice Volumétrico del Fango (IVF) tras la implementación de un sistema IFAS:

Ilustración VI-73 - Mejora Índice Volumétrico del Fango en Sistemas IFAS - MBBR. Izquierda: (Briggs 2009). Derecha : (Wilson et al. 2012)

Plantas:

No se han encontrado plantas en los que se haya incorporado un sistema MBBR-IFAS para este único propósito.

E) NUEVAS APLICACIONES

Una nueva aplicación es la integración de los procesos de desnitrificación anaerobia autótrofa, o también conocidos como tratamientos innovadores de eliminación de nitrógeno, en los reactores de biopelícula MBBR (Zhao et al. 2013). En 1995, la oxidación de amonio junto con la reducción de nitrato fue descubierta en un reactor de lecho fluidizado desnitrificante (Van de Graaf et al. 1995; Mulder et al. 1995). Seguidamente se demostró que este proceso se debía a una reacción bioquímica y que el nitrito era el aceptor de electrones (Van de Graaf et al. 1995). Al proceso así como las bacterias que lo producen se les denominó Anammox (*Anaerobic Ammonium Oxidation*). La desnitrificación Anammox ofrece importantes ventajas (Peng & Zhu 2006):

- Reducción del orden de un 25% la demanda de oxígeno en la nitrificación lo que se traduce en una reducción del 60% en el consumo energéticos.
- No tienen requerimientos de DQO
- Una reducción de la producción de fango del orden del 33%-55% en la nitrificación y del 55% en la desnitrificación.
- Los ratios de desnitrificación sobre nitrito son 1.5 o 2 veces mayores que los ratios de desnitrificación sobre nitratos.

Para poder aplicar el proceso Anammox es necesario realizar una nitrificación parcial para obtener nitritos. Esto es, las bacterias que oxidan los nitritos (NOB) deben reducir su actividad en favor de las bacterias que oxidan el amonio (AOB). Para conseguir este objetivo, se han desarrollado diversas variantes del proceso convencional de nitrificación-desnitrificación:

- Nitrificación - Desnitrificación (SHARON)
- Nitrificación parcial seguido de la desnitrificación anaerobia autótrofa o oxidación anaerobia del amonio (Anaerobic Ammonium Oxidation = ANAMMOX) en dos reactores separados.
- La combinación de la nitrificación parcial y la desnitrificación anaerobia autótrofa en un único reactor. Este proceso adopta diversos nombres "Deamonification",

CANON (Completely autotrophic nitrogen removal over nitrite), SNAP (Single-stage nitrogen removal using ANAMMOX and Partial Nitrification) o DEMON,

- La combinación de Desnitrificación Convencional y Desnitrificación Anaerobia Autótrofa. A este proceso se le denomina DENAMMOX o DEAMOX.

Los parámetros de operación de las diferentes alternativas son:

Parámetro	Unidades	Cultivo en Suspensión SBR	Biopelícula MBBR	Fango Granular
Tipo Proceso		DEMON®	ANITA™ Mox	ANAMMOX®
Reactores		1	1	1
Carga Volumétrica de Nitrógeno	Kg N/m ³ /d	0.7-1.2	0.7-1.2	1.7+2
Rendimiento Eliminación Nitrógeno	%	~90% N-NH ₃ ~85% Nitrog.Tot	~90% N-NH ₃ ~80% Nitrog.Tot	~90% N-NH ₃ ~75% Nitrog.Tot
Consumo Energético Específico	kWh/kg N-NH ₃ elim	1.0-1.3	1.45-1.75	-
Duración Puesta en MArcha	meses	2 - 5 meses con inóculo	4-5 meses con inóculo (5%-10%)	< 6 meses con inóculo
Sensibilidad		NO ₂ < 5 mg/L	NO ₂ < 50 mg/L	NO ₂ < 50 mg/L

En los tratamientos de desnitrificación anaerobia autótrofa, el crecimiento específico de las bacterias Anammox es muy bajo, por lo que se requieren de edades del fango elevados., los procesos biopelícula permiten mantener elevadas edades del fango. Por otro lado, la bacterias Anammox en biopelículas son menos sensibles a la inhibición por oxígeno disuelto y por elevada concentración de de nitritos.

Bacterias Anammox	Oxígeno Disuelto	N-NO ₂
Cultivo en Suspensión	0.3 mg/L	5 mg/L
Biopelícula	3 mg/L	50 mg/L

Tabla VI-15-Inhibición de las bacterias Anammox en función del tipo de cultivo (Rc Jin 2012).

Por estas dos razones, requerimientos de altas edades del fango y resistencia a las inhibiciones, la mayoría de los tratamientos innovadores de eliminación de nitrógeno utilizan biopelículas con o sin la incorporación de un soporte. Los tratamientos biopelícula utilizados a día de hoy en los tratamientos innovadores son:

- Sistemas en dos etapas con el primer reactor realizando una nitrificación parcial con Fangos Activos convencionales y el segundo reactor realizando la desnitrificación autótrofa en Fangos Granulares. Este sistema es el adoptado en configuración Sharon/Annamox.
- Fangos granulares en una etapa (nitrificación parcial y desnitrificación autótrofa simultánea) en reactores SBRs.
- MBBR puros en una etapa (nitrificación parcial y desnitrificación autótrofa simultánea).

Se ha buscado en los MBBR una alternativa a los fangos granulares ya que estos últimos presentan determinados problemas. Se han reportado problemas de acoplamiento del proceso de nitrificación parcial en cultivos en suspensión con la actividad de las bacterias Anammox en Fangos Granulares (Wett et al. 2010)(Wett, 2009); (Vlaeminck et al. 2008). Se han reportado asimismo problemas de flotación en bacterias Anammox en crecimiento tipo Fango Granular trabajando en alta carga. Este hecho produce un lavado de la biomasa y una reducción general del rendimiento (Chen et al. 2010). Los mecanismos de granulación no están plenamente comprendidos. Algunas de las puestas en marcha de fangos granulares son largas.

Location	Etapas	Tipo de Reactor	Start- Up (months)	Steps	Volume (m ³)	Kg N day ⁻¹	Reference
Rotterdam, Holanda	Anammox	Fango Granular	36	2	70	500	(1)
Lichtenvoorde, Holanda	Anammox	Fango Granular	12	2	100	325	(1)
Olburgen, Holanda	Nitrificación-Anammox simultánea	Air Lift	6	1	600	1.200	(2)
Prefectura Mie Japón	Anammox	Fango Granular	2	2	58	220	(3)
Zurich, Suiza	Anammox	SBR	6	1	1400	625	(4)
St. Gallen, Suiza	Anammox	SBR	7	1	300	108	(4)
Niederglatt, Suiza			3	1	160	56	(4)
Strass, Austria	Nitrificación-Anammox simultánea	SBR	30	1	500	250	(5)
Glarnerland, Suiza	Nitrificación-Anammox simultánea	SBR	1.7	1	400	250	(5)
Shanghai, China				1	14000	11.000	(6)
Pitsea, UK	Nitrificación-Anammox simultánea	SBR		1	240	400	(7)
Hattingen, Alemania	Nitrificación-Anammox simultánea	MBBR		1	102	120	(8)

Tabla VI-16 - Puesta en marcha de sistemas Anammox.

(1) = (WR Abma et al. 2007), (2) = (Abma et al. 2010), (3) = (Wiebe Abma et al. 2007), (4) = (Joss et al. 2009). (5) = (Wett 2007), (6) = Paques webpage, (7) = (Schmid et al. 2003), (8) = (Hippen et al. 1997).

El principal problema en el establecimiento de los sistemas Anammox MBBR, en una etapa o en dos, es el largo tiempo de puesta en marcha característico de los procesos de nitrificación parcial y desnitrificación anaerobia (Tabla VI-16 - Puesta en marcha de sistemas Anammox.) y el control del crecimiento de las bacterias Anammox. Para reducir la fase de puesta en marcha normalmente se recurre a la inoculación del reactor con carriers que contienen bacterias Anammox. Esta técnica reduce los tiempos de puesta en marcha de cerca de un año a 2-3 meses dependiendo de la cantidad de inoculo (Lemaire et al. 2013; Zhao et al. 2013). Sin embargo, existen cierta contradicción con otros estudios en los que la inoculación no resultó ser eficiente en sistemas MBBR (Schneider et al. 2009). Los

parámetros fundamentales que controlan el proceso son el perfil de concentración de oxígeno en la biopelícula y la concentración de nitritos.

Tratamientos "Sidestream"

En los últimos años, la digestión anaerobios de los fangos ha recibido bastante atención para reducir el consumo de energía de las plantas depuradoras y para reducir la producción de fangos. En las plantas depuradoras el problema principal de la digestión anaerobia de los fangos es el retorno de sus rechazos que contienen una muy elevada concentración de nitrógeno. Esta alta concentración de nitrógeno representa alrededor del 20%-30% del nitrógeno total de entrada. Este nitrógeno produce un aumento de la capacidad del reactor y del sistema de aireación. Un problema en el tratamiento de los rechazos de la digestión anaerobia es su bajo contenido en DQO, esto es con baja relación C/N. La desnitrificación convencional de estos rechazos requiere la adición de carbono adicional lo cual no es económicamente viable. En la última década, se han desarrollado diversos tratamientos de eliminación de nitrógeno que son aptos para el tratamiento de estos rechazos antes de su incorporación a la cabecera de planta. Estos tratamientos no requieren de adición de carbono adicional para realizar la desnitrificación y la alta temperatura de los rechazos se utiliza para provocar la nitrificación parcial.

Anammox MBBR en dos etapas

La primera planta piloto de estas características fue construida en 2002 por PURAC Company en la depuradora de Himmerfjärden, Suecia (Trela et al. 2004). Ambos reactores tenían un volumen de 2.1 m³. El tiempo de retención era de 2 y 3 días en el reactor de nitrificación parcial y en el reactor Anammox respectivamente. La velocidad de desnitrificación alcanzados osciló entre 0.3-0.7 kg N/m³/d.

Ilustración VI-74 - Planta Piloto Annamox MBBR en dos Etapas de Himmerfjärden (Gut 2006).

Anammox MBBR en una etapa

La mayoría de las plantas en operación utilizan una sola etapa. Las bacterias nitrificantes se localizan en la parte externa de la biopelícula mientras que las bacterias Anammox se localizan en el interior. Las bacterias nitrificantes realizan una nitrificación parcial convirtiendo el amonio (NH_4) en nitrito (NO_2). Las bacterias Anammox consumen los nitritos junto con el exceso de amonio. La oxidación de los nitritos a nitratos (NO_3) debe ser evitado. Por tanto, la limitación de la oxidación de nitritos por las bacterias nitrificantes del nitrito (NOB) es un factor clave en el desarrollo de las bacterias Anammox (Trela et al. 2004)(Manterola et al. n.d.).

Cuestiones críticas en el diseño sistemas Anammox MBBR

El principal problema en el establecimiento de los sistemas Anammox MBBR, como en todos los procesos en los innovadores de eliminación de nitrógeno es el largo tiempo de puesta en marcha de este tipo de reactores. La velocidad de crecimiento de las bacterias Anammox, el perfil de concentración de oxígeno en la biopelícula y la concentración de nitritos son los parámetros fundamentales que controlan el proceso. Cualquier factor que afecte los parámetros anteriores afectará al control del proceso.

Los procesos MBBR requieren una adecuada mezcla en la masa líquida en la vertical o a lo largo del reactor. La mezcla se puede realizar por aireación o por medios mecánicos. La agitación afecta la transferencia de los sustratos en el interior de la biopelícula y los desprendimientos de la biopelícula.

Plantas:

TIPO	NOMBRE	AÑO	CAPACIDAD	VOLUMEN REACTOR	DISEÑO	REF
MBBR 1 Etapa	South Durham, USA	2012	940 kg N/day	640 m ³	Multiespecie Dinámico	(1)
MBBR 1 Etapa	Sjölunda(Malmö) Suecia	2010	550.000 H-e 200 kg N/d	200 m ³	Semi-Empírico	(2)
MBBR 1 Etapa	Sundet, Suecia	2011	80.000 H-e 320 kg N/d	300 m ³	Semi-Empírico	(2)
MBBR 1 Etapa	Grindsted, Dinamarca		70.000 H-e 100 kg N/d	140 m ³	Semi-Empírico	(1)
MBBR 1 Etapa	James River, USA		250 kg N/d	380 m ³	Multiespecie Dinámico	(2)
MBBR 1 Etapa	Hattingen, Alemania	2000	120 kg N/d	238 m ³	Multiespecie Dinámico	(3)
MBBR 1 Etapa	Locarno, suiza		300 kg N/d		Multiespecie Dinámico	(1)
MBBR 1 Etapa	Holbaek, Dinamarca		120 kg N/d		Semi-Empírico	(1)
MBBR 1 Etapa	Egan, USA		250 kg N/d		Semi-Empírico	(1)

Tabla VI-17- Plantas MBBR con procesos Anammox

(1) = Veolia Anita™ Mox Sustainably treating highly concentrated ammonia-loaded, (2) = (Manterola et al. 2014.)

Tratamientos MainStream

(Wett et al. 2010) presenta una planta piloto en Glanerland que incorpora un sistema Anammox en la línea principal de la depuradora. El inóculo se realizó tomando bacterias Anammox del tratamiento de los rechazos de la digestión anaerobia con Anammox. (O'Shaughnessy et al. 2011) presentó una planta Strass, Austria así como Hampton Roads, US en los que incorporan procesos Anammox en la corriente principal de la depuradora. Esta aplicación es emergente y presenta los retos de tener una baja temperatura de operación, tener una menor relación C/N y porque existe competencia por el nitrato por parte de las bacterias NOB y las Heterótrofas.

El dominio del crecimiento de las bacterias NOB (*Nitrate Oxidizing Bacteria*) a bajas temperaturas hace que la selección de AOB (*Ammonia Oxidizing Bacteria*) sobre NOB no sea siempre posible. Por otra parte, la inhibición de NOB por la concentración del nitrógeno amoniacal no es posible por la baja concentración de este último. Si NOB predomina sobre AOB, se produce acumulación de nitrato lo cual reduce de forma significativa la eficiencia de eliminación de nitrógeno. Esta es el reto principal para conseguir un adecuado rendimiento de eliminación de nitrógeno cuando se aplica a la corriente principal de la depuradora. La posible solución se encontraría en la optimización de los parámetros de operación (oxígeno disuelto, duración de la fase de aireación, pH, concentración carbono externo) mediante simulación del crecimiento de las AOB y de las NOB para que predominen las primeras.

Se requiere una elevada edad del fango de las bacterias Anammox en el reactor. Al bajo crecimiento de las bacterias Anammox se añade el hecho de que la concentración de nitrógeno amoniacal. Ambos factores dan lugar a una baja producción de biomasa de las bacterias Anammox. Efectivamente, al operar a temperatura ambiente (15-20°C) en lugar de los 30-35°C cuando se tratan los rechazos de la digestión anaerobia, la mayoría de los procesos cinéticos son del orden de unos 60%-80% menores. Por otro lado, debido a las bajas concentraciones de nitrógeno amoniacal y nitrato, las velocidades de transformación del nitrógeno son aún menores. Los sistemas MBBR/IFAS ofrecen la capacidad de inmovilizar la biomasa.

Las técnicas que se están investigando para provocar la nitrificación parcial, esto es predominio de AOB sobre NOB son:

Elevado NH_4 residual

- Asegura altos ratios de oxidación del amonio.
- AOB compite con NOB por el oxígeno.

Elevada Aireación intermitente

- A alta concentración de oxígeno disuelto, las AOB crecen más rápidamente que las NOB

Rápida transición a condiciones anóxicas

- El oxígeno es consumido rápidamente cuando se detiene la aireación.

Edad del Fango

- Bajas edades del fango resultan en un lavado de las bacterias NOB.

Desnitrificación Heterótrofa Anóxica

- La presencia de bacterias heterótrofas desnitrificantes compiten con las NOB por el consumo de NO_2 .
- Inoculación de AOB y Anammox proveniente de los tratamientos de los rechazos de digestión
- La inoculación con bacterias AOB produce un desequilibrio en la población bacteriana
- La inoculación con bacterias Anammox aumenta la competencia con las bacterias NOB sobre el consumo de nitrato.

Plantas

A día de hoy solo hay una planta demostración (Strass, Austria) y varias plantas piloto operando con MBBR con desnitrificación anaerobia autótrofa trabajando en “Mainstream”.

VI.4.1.2 **FANGOS GRANULARES**

La tecnología de la granulación anaerobia es conocida desde 1980 bien en forma de *Upflow Anaerobic Sludge Blanket* (UASB) (GAFM Lettinga et al. 1980) o bien en forma de *Expanded Granular Sludge Bed* (EGSB) (Van de Last & Lettinga 1992). En estos sistemas la carga hidráulica y la producción de gas son los parámetros fundamentales para obtener la granulación del fango (Pol et al. 1983). El uso de fangos granulares en tratamientos anaerobios permite el uso de altas cargas de hasta 40 kg COD/m³/d, reduce el consumo energético porque la mezcla se realiza por el caudal circulante. Sin embargo, también se conocen sus inconvenientes como son una lenta puesta en marcha, una relativamente elevada temperatura de operación, y más importante, la tecnología de fangos granulares no permite la eliminación de nitrógeno y fósforo. Para superar estos inconvenientes de los fangos granulares anaerobios, la investigación se centró en el desarrollo de fangos granulares aerobios (Aerobic Granular Sludge = AGS). (Mishima & Nakamura 1991) fueron los primeros en reportar el crecimiento de fangos granulares en condiciones continuas de operación con inyección de oxígeno puro en reactores tipo *Biofilms Airlift Suspension Reactor* (BASR (Shin et al. 1992) (Tijhuis 1994). En condiciones continuas de operación únicamente se pudo obtener fangos granulares de forma estable cuando se utilizaba sustratos difícilmente biodegradables (metanol o amonio). Cuando se utilizaba sustrato fácilmente biodegradable era necesario añadir basalto particulado para que funcionara como soporte (Kwok 1998 et al.). Investigaciones relativas a la formación de polímeros almacenados en el interior de la bacteria condujeron a la posibilidad de formar fangos granulares sin adición de “micro-soportes” utilizando sustratos fácilmente biodegradables cuando se utilizaban condiciones alternantes de abundancia y carestía de nutrientes. A finales de los años 90 se sentaron las bases para el desarrollo de fangos granulares aerobios en condiciones alternantes de operación en reactores tipo *Sequencing Batch Airlift Reactors* (SBAR) (Morgenroth 1997), (Beun et al. 1999), (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). En 1998 se aprobó una patente internacional para la formación de fangos granulares bajo condiciones aerobias (Heijnen & Van Loosdrecht 1998). Se pudo demostrar también la posibilidad de producir fangos granulares bajo condiciones aerobias con eliminación de DQO y nitrógeno e incluso fósforo (De Kreuk & Van Loosdrecht 2004) (Dulekgurgen et al. 2003). En 2004 se extendió la patente original en el que se incluía una descripción de la fase anaerobia (Van Loosdrecht & De Kreuk 2004).

La ventaja principal de los fangos granulares es su elevada velocidad de sedimentación. Debido a esta elevada velocidad de sedimentación en comparación con los fangos activos convencionales, el decantador secundario convencional puede reducirse considerablemente o bien incluso eliminarse. Como el reactor funciona como SQR, la fase de sedimentación es muy breve. El reactor consecuentemente no necesita de recirculación de fangos por lo que se ahorra energía.

Parámetro	Unidades	Planta Piloto Ede , Holanda		Planta Piloto Ede , Holanda	
		Fangos Activos	AGS	Fangos Activos	AGS
Agua Bruta	-	Pre- Decantado		Agua Bruta	
Pre-tratamiento	-	Desbaste Fino / Decantación Primaria		Desbaste Fino	
DSVI ₅	mg /l	160 – 180	70 – 80	200 – 240	40 – 80
DSVI ₃₀	mg / l	100 – 120	55 – 60	100 – 120	30 - 40

Tabla VI-18 - Índice Volumétrico de Fangos en Fangos Granulares. Adaptado de (De Kreuk et al. 2006) (Stowa 2010)

Los fangos granulares permiten alcanzar altas concentraciones en el reactor (10 – 18 g/l) sin presentar problemas de crecimiento de bacterias filamentosas (bulking). El reactor es por tanto más compacto. El proceso es más estable a cargas de choque y permite aplicar mayores cargas másicas y lograr rendimientos elevados de eliminación de DQO y Nitrógeno (> 95%) (Inocencio et al. 2013)(Stowa 2010).

La estabilidad de los fangos granulares también proviene de la diversidad biológica que albergan. Esta misma diversidad ofrece la flexibilidad de realizar diferentes procesos simultáneamente.

Sin embargo, los fangos granulares aerobios no están exentos de retos que deben ser resueltos:

- La puesta en marcha es en general muy lenta.
- Los procesos de granulación no están completamente comprendidos.
- Ausencia de validación del comportamiento reportado.
- Falta de experiencia de aplicación en efluentes complejos.
- Desconocimiento de la estabilidad a largo plazo de los fangos granulares en la fase de carestía de nutrientes.

A) PROCESOS CONVENCIONALES

El tipo suministro del caudal influente afecta a la morfología de la biomasa, la formación de fangos granulares así como la eliminación de la DQO y el nitrógeno (Beun et al. 1999). En aporte constante conduce a bajas concentraciones de sustrato en el reactor. En estos sistemas, el acetato es oxidado por las bacterias heterótrofas en la capa externa de la biopelícula, mientras que las bacterias autótrofas oxidan el amonio en el interior de la biopelícula en donde el acetato o bien es muy bajo o bien es ausente. Dependiendo de las condiciones de penetración de los sustratos, se pueden dar situaciones en la que se produce eliminación de DQO y nitrificación simultánea, cuando el acetato no penetra completamente la biopelícula, condiciones en las que la nitrificación es inhibida, cuando el acetato penetra completamente la biopelícula, en incluso desnitrificación cuando el oxígeno no penetra completamente la biopelícula. Los reactores *Sequencing Batch Reactors (SBR)* pueden dar lugar a la formación de fangos granulares (Beun 2001; Beun et al. 1999), biopelículas convencionales cuando se incorporan carriers (Arnold et al. 2000) o fangos activos convencionales (Pochana & Keller 1999) con nitrificación y/o desnitrificación simultánea si las condiciones de operación son adecuadas. En el caso de las biopelículas y fangos granulares, si una elevada concentración de sustrato es suministrado en un corto periodo de tiempo, este sustrato penetrará más profundamente en la biopelícula que el oxígeno. El oxígeno es consumido rápidamente principalmente en las capas superficiales de la biopelícula. Durante esta fase, se produce el almacenamiento de PHB (poli- β -hidroxibutirato). Durante la fase en la que no se adiciona sustrato (fase de carestía de nutrientes), el crecimiento tiene lugar a expensas del PHB almacenado a una menor velocidad de crecimiento (Beun 2001). En esta fase, la penetración de oxígeno será mayor, pero aún así su concentración es baja debido a la actividad de las bacterias nitrificantes (Third et al. 2003). El nitrato producido puede ser simultáneamente desnitrificado en el interior del gránulo utilizando como donador de electrones el PHB almacenado. El oxígeno suministrado junto con el tamaño del gránulo o biopelícula determina la zona bajo condiciones anóxicas.

La primera planta piloto basada en fangos granulares aerobios (Aerobic Granular Sludge=AGS) tratando aguas residuales convencionales inició su puesta en marcha en octubre de 2003 (De Bruin et al. 2004). Esta planta piloto fue financiada por la consultora DHV, por la Universidad de Delft y por la *Dutch Foundation for Applied Water Research (STOWA)* y seis organismos holandeses de agua integrados por el Ministerio de Economía

holandés (van Hanndel & van der Lubbe 2012). Dados los buenos resultados de la planta piloto, se decidió ampliar la patente internacional registrada en 1998 y se asignó el nombre registrado de Nereda®. Desde 2005 se han construido más de 10 plantas basados en la tecnología de AGS y se están construyendo más de 20 nuevas plantas en diferentes países como Australia, China, Brasil, India, Bélgica, Reino Unido, Polonia, Irlanda y Estados Unidos.

Planta	Ano	Tipo	Volumen Reactor (m ³)	Habitantes Equivalentes (H-e)	Retención Hidráulica (d)	Agua Bruta (mg COD/L)	OLR (kg COD/m ³ /d)
Ede, Holanda	2005	Industrial	100	1.500 - 5.000	0.4 -2	4.000	2 – 10
Gansbaal, Sudáfrica	2006	Municipal+ Industrial	3 x 1600	63.000	0.96	1.200	1.25
Rotterdam, Holanda	2006	Industrial	2 x 1600	10.000 - 30.000	4.6	5.000 – 10.000	1.1 – 2.2
Oosterwolde, Holanda	2009	Industrial	300	5000	0.6	3.600	6
Epe, Holanda	2012	Municipal+ Industrial	3 x 4500	59.000	0.375	680	1.8
Frielas, Portugal	2012	Municipal+ Industrial	1000	10.000	3.3	500	0.15
Wemmershoek, Sudáfrica	2013	Municipal	2 x 1800	40.000	7.2	870	0.121
Dinxperlo, Holanda	2013	Municipal	2 x 1250	15.730	0.27	570	2.1
Garmerwolde, Holanda	2013	Municipal	2 x 9500	140.000	0.19	525	2.76
Vroomshoop, Holanda	2013	Municipal	2400	25.000	0.08	800	10

Tabla VI-19 - Fangos Granulares Aerobio - Tratamientos convencionales. Fuente : Nereda web page

Los parámetros de operación de las primeras plantas piloto son las siguientes:

Parámetro	Unidades	Valor
Secuencia de Operación		
Llenado Anaerobio	min	60
Drenaje	min	5
Proceso Aerobio	min	165
Proceso Anóxico	min	0
Sedimentación	min	10
Descarga Efluente ⁽¹⁾	min	0
Extracción Fango ⁽¹⁾	min	0
Proceso Total ⁽²⁾	Min	240
Velocidad Ascensional		
Valor Medio ⁽³⁾	m/h	2 -3
Máximo ⁽³⁾	m/h	5
Velocidad de Sedimentación	m/h	10 – 50
Concentración Reactor	g TSS/L	8 – 12
Volumen Influyente	% Volumen Reactor	5 – 70%
Carga másica	g COD / g SST / d	0.1 – 0.3
DSVI5	ml / g	40 – 80
DSVI30	ml / g	30 - 60
Oxígeno Disuelto	mg O ₂ / l	2 – 2.5
Altura Reactor	m	4 - 12
Tipo Aireación	-	Burbuja fina
SST Efluente	mg SST / l	10 - 20

Tabla VI-20 - Parámetros operación Fangos Granulares Aerobios - Tratamientos Convencionales..

Adaptado de (Beun et al. 1999)(De Kreuk et al. 2006)

Nota 1 : El llenado y la descarga de efluente se realizan simultáneamente mientras que la extracción de fangos se realiza durante la fase de procesos aerobia.

Nota 2: En este caso el ciclo total dura 4 h, pero puede variar entre 2h y 9h.

Nota 3: Este parámetro únicamente es relevante cuando el llenado y la descarga de efluente son simultáneos.

Los rendimientos obtenidos tratando efluentes municipales son:

Parámetro	Agua Bruta (mg/l)	Agua Producto (mg/l)	Rendimiento
DQO	879	27	96.9%
DBO ₅	333	<2.0	>99.4%
NTK	77	1.4	98.1%
N-NH ₄	54	0.1	99.8%
N-Total		<4.0	>94.7%
P- Total	9.3	0.3	97.2%
SST	341	<5.0	>98.5%

Tabla VI-21 - Resultado Planta Piloto de Epe, Holanda (Stowa 2010)

B) PROCESOS INNOVADORES

En 1995, la oxidación de amonio junto con la reducción de nitrato fue descubierto en un reactor de lecho fluidizado desnitrificante (Mulder et al. 1995). Se observó asimismo la formación de fangos granulares. Seguidamente se demostró que este proceso se debía a una reacción bioquímica y que el nitrito era el aceptor de electrones (Van de Graaf et al. 1995). Hasta la fecha se han identificado cinco bacterias que pueden desarrollar el proceso Anammox y todas ellas pertenecientes a familia planctomicetos (Jetten et al. 2009). A partir de este momento, muchos investigadores se centraron en la determinación de las condiciones bajo las cuales se desarrollan las bacterias Anammox (*Anaerobic Ammonia Oxidation*) en fangos granulares.

Tratamientos “Sidestream”

Los tratamientos de desnitrificación anaerobia autótrofa, Anammox, se empezaron a aplicar en los rechazos de la digestión anaerobia.

En la tabla siguiente se resumen las primeras plantas piloto que permitieron constatar la posibilidad de desarrollar bacterias Anammox en fangos granulares bajo condiciones alternantes de aireación:

Tipo de Reactor	Inoculo	Retención hidráulica	Carga de nitrógeno (Eliminación nitrógeno) Kg N/m ³ /d	Referencias
SBR	Gránulos Anammox	1d	(0.3)	(1)
EGSB	Gránulos Anammox	1.5h	18.6	(2)
EGSB	Gránulos Anaerobios	6-0.3h	57.1	(3)
UASB	Gránulos Anammox	-	1.0	(4)
UASB	Fangos Activos	0.28h	2.28	(5)
UASB	Gránulos Anaerobios	0.2h	(74-76)	(6)

Tabla VI-22 - Fangos Granulares Aerobio -Tratamientos Sidestream

(1)= (Arrojo et al. 2006). (2) = (Chen et al. 2011), (3) = (Chen et al. 2011; Tang et al. 2011), (4) = (Ni et al. 2011), (5) = (Ma et al. 2013), (6) = (Tang et al. 2011)

A día de hoy hay entorno a una veintena de plantas que utilizan cualquiera de las variantes de los procesos innovadores de eliminación de nutrientes;

Ilustración VI-75 - Plantas Fangos Granulares Aerobio en Tratamiento Sidestream (Lackner et al. 2014)

Tratamientos “Mainstream”

Los sistemas Mainstream-“Anammox”-AGS comparten los mismos criterios que los sistemas Mainstream-“Anammox”-MBBR y por tanto es también válido para sistemas AGS.

En la Ilustración VI-76 - Esquema alternativas Tratamientos Mainstream los sistemas de la izquierda no pueden utilizar la edad del fango como selector de las bacterias Anammox, AOB y NOB, salvo en el caso del sistema Fangos Activos + AGS. En este caso se puede utilizar un mecanismo de separación (decantación interna (SBR), decantación externa, tamices o ciclones) para separar los fangos activos de los fangos Granulares. En este caso particular, si la separación es adecuada se puede mantener diferentes edades del fango en los fangos activos y en los fangos granulares.

Los sistemas AGS Puros y MBBR deben lograr la nitrificación parcial y posterior proceso Anammox mediante la creación de nichos en el interior de la biomasa.

Ilustración VI-76 - Esquema alterativas Tratamientos Mainstream

3 = DEMON 2004 (Wett, Nyhuis, et al. 2013)

2 = DEMON 2007 (Wett 2007)

4 = CANON - Anammox,

5 = ANITA™ Mox (Anox-Kaldnes), DeAmmon (Purac)

El proceso que actualmente se está considerando es el (2) en la Ilustración VI-76 - Esquema alterativas Tratamientos Mainstream. Este proceso normalmente incorpora un tratamiento “Sidestream” junto a un tratamiento “Mainstream”. El tratamiento “Sidestream” opera con nitrificación parcial-Anammox combinado (DEMON) con fangos granulares aerobios en reactor SBR. Separadores tipo vórtex toman el licor mixto y separan los fangos granulares de los fangos en floculados. Los fangos floculados son esencialmente bacterias AOB que son inoculados en el reactor de fangos activos “Mainstream”. Los Fangos Granulares extraídos con los separadores vórtex son devueltos al tratamiento “Sidestream”. Parte del licor mixto del tratamiento “Sidestream” es incorporado al tratamiento “Mainstream” de tal forma que este último es inoculado con fangos granulares. El tratamiento “Mainstream” funciona hidráulicamente de forma continua pero con aireación intermitente para limitar la actividad de las bacterias NOB. La extracción de los fangos en exceso se realiza por medio de separadores vórtex instalados en esta cámara. Los sólidos decantados (fangos granulares) son devueltos al reactor y el sobrenadante (fangos activos) constituyen los fangos en exceso. De esta forma se obtiene una separación de la edad del fango de los fangos activos (AOB/NOB) de la edad del fango de los fangos granulares. (Wett 2007).

Ilustración VI-77 - Esquema Mainstream Demon. (Wett 2007)

Cuestiones críticas:

Para la correcta selección de las bacterias AOB frente a las NOB en el tratamiento “Mainstream” se recurre a la aireación intermitente. A bajas concentraciones de oxígeno se favorece la actividad de las bacterias NOB (Wiesmann 1994). Sin embargo los valores reportados del coeficiente de saturación para las bacterias AOB y las bacterias NOB son dispares (Wett, Omari, et al. 2013). Este coeficiente cinético juega un papel fundamental en la selección de las bacterias AOB frente a las NOB.

Por otro lado, la competición por nitritos entre las bacterias Anammox y NOB depende de sus respectivos coeficientes de saturación para el nitrito. Este parámetro debe ser cuidadosamente determinado (Wett et al. 2010).

Plantas:

Actualmente hay tres proyectos que evalúan este tratamiento (Wett, Omari, et al. 2013):

- DC Water, USA. Planta Piloto.
- Hampton Roads Sanitation District (HRSD), USA. Planta Piloto.
- Strass, Austria. Planta Demonstración.

VI.4.2 DISEÑO SISTEMAS BIOPELÍCULA

Existen fundamentalmente tres procedimientos para el diseño de sistemas MBBR e IFAS:

- **Método Empírico.** Se basa en datos experimentales obtenidos de plantas piloto y plantas de demostración. Se utilizan normalmente cargas orgánicas, velocidades específicas y edad del fango equivalente.
- **Método Semi-empírico:** Se basa en expresiones de régimen permanente desarrolladas para los fangos activos y los MBBR puros. Normalmente cada uno de estos procesos es evaluado por separado para luego combinarse y permitir el diseño de sistemas IFAS.
- **Métodos de Simulación:** Se basa en la resolución de la ecuación de difusión-reacción combinada con procesos cinéticos y con diferentes procedimientos de integración con fangos activos. Los modelos de simulación utilizados son

Actualmente predominan los métodos semi-empíricos tal y como se muestra en la Tabla VI-14 y Tabla VI-11. El modelo utilizado en todos los casos salvo en uno es el de Odegaard-Rusten (OR). Este modelo se aplica fundamentalmente para casos de Nitrificación de sistemas MBBR-IFAS. El modelo de Sen-Randall (Aquifas) se ha utilizado en una planta con un proceso de Nitrificación IFAS.

La Denitrificación así como los procesos de Anammox en sistemas MBBR-IFAS utilizan fundamentalmente métodos empíricos de datos experimentales de plantas piloto o plantas de demostración. En algunos casos se han utilizado modelos tipo Multi-sustrato Dinámico (WG) en el diseño de procesos Anammox. Los fangos granulares se diseñan todos por métodos empíricos.

Sin embargo, los procesos tienden a ser más complejos, particularmente con la llegada de los sistemas innovadores de eliminación de nutrientes, requiriéndose optimizaciones del proceso por lo que se hace más necesario el uso de métodos avanzados de simulación. Los modelos comerciales actualmente disponibles son;

Programa	Empresa	Tipo Modelo	Plantas Diseñadas	Referencia
Aquasim ^{TM}	EAWAG	Multisustrato Dinámico (WG)	Anammox Sidestream MBBR (Locarno, Suiza), (Hattingen, Alemania)	Wanner Reichert 1996
Aquifas ^{TM}	Aquaregen	Semi-Empírico (SR)	Nitrificación IFAS (Broomfield, USA)	Send, Randall 2008
Biowin ^{TM}	EnviroSim Associates LTd	Multisustrato Dinámico (WG)	Post DN MBBR (Mamaroneck, USA) Anammox Sidestream MBBR (South Darham, USA) (James River USA)	Wanner Reichert 1996 Takács 2007
GPS-X	Hydromantis	Multisustrato Dinámico (WG)		Hydromantis 2006
Pro2D ^{TM}	CH2M HILL	Simplificado		Boltz 2009
Simba ^{TM}	Ifak GmbH	Multisustrato Dinámico (WG)		Wanner Reichert 1996
STOAT ^{TM}	WRc	Multisustrato Dinámico (WG)		Wanner Reichert 1996
WEST ^{TM}	MOST for WATER	Multisustrato Dinámico (WG)		Wanner Reichert 1996

Tabla VI-23 - Modelos comerciales simulación biopelículas.

VI.5

DESARROLLO DE MODELOS

VI.5.1 FANGOS GRANULARES AEROBIOS – MODELO DE CRECIMIENTO

Este estudio tiene por objetivo formular un modelo que pueda ser implementado en uno de los modelos biopelículas que describa el proceso de crecimiento de fangos granulares en SBR con el propósito último de establecer conclusiones que permitan un desarrollo más simples

Uno de los parámetros que más afectan al comportamiento de los Fangos Granulares es el tamaño de los mismos.

Durante la fase de formación de los fangos granulares, estos son seleccionados frente a los bioflóculos por sedimentación. La selección de cortos periodos de sedimentación en la operación del SBR da lugar a gránulos de mayor tamaño. La densidad de gránulo disminuye ligeramente con el aumento del diámetro, pero aun así su densidad es mayor que la de los bioflóculos, lo que se evidencia en unos valores de SVI menores en los primeros. A pesar de esta disminución de la densidad con la evolución del diámetro del gránulo, el parámetro que más afecta a su velocidad de sedimentación es el diámetro.

La cantidad de sustrato que se difunde en el interior de la biopelícula es proporcional a la superficie expuesta al medio líquido.

El establecimiento de procesos de nitrificación, desnitrificación y defosfatación depende de la penetración de sustratos (O_2 , $N-NH_3$ etc) en el interior del floculo y este hecho depende del tamaño del floculo.

Siendo el tamaño del gránulo un parámetro que influye tanto en el comportamiento del floculo, el establecimiento de un método que permite determinar la evolución del tamaño del gránulo facilitaría los objetivos de este estudio.

VI.5.1.1 INTRODUCCIÓN

Durante los últimos años, se han realizado numerosas plantas piloto para evaluar el crecimiento de Fangos Granulares Aerobios (Beun et al. 1999), (Tay et al. 2001), (Su & Yu 2005), (Val del Río 2012). Se ha constatado que los Fangos Activos Granules pueden ser aplicados en depuradoras con altas cargas, para eliminación simultánea de materia orgánica nitrógeno y fósforo (De Kreuk et al. 2005). Los Fangos Granulares Aerobios únicamente se han cultivado bajo condiciones alternantes de carestía de nutrientes y abundancia de ellas en *Reactores por Tandas Secuenciales*, más conocidos como reactores tipo SBR (*Sequential Batch Reactor*) (Mogenroth 1997), (Tay et al. 2001), (Beun et al. 1999). Las observaciones microscópicas sobre la formación de los gránulos indican que es un proceso gradual partiendo de los fangos inoculados hasta llegar a gránulos maduros. Los primeros estudios sobre la formación de Fangos Granulares, se centraron fundamentalmente en el estudio de las condiciones en las que se producen los gránulos. Sin embargo, existe poca información cuantitativa sobre el proceso de crecimiento. Uno de los pocos estudios que existen en este respecto son los elaborados por (Li et al. 2011) (Su & Yu 2005).

Los datos en los que se presentan los resultados en este estudio, son particularmente interesantes porque permiten un desarrollo analítico del crecimiento del diámetro del Fango Granular de acuerdo con (Gaudy & Gaudy 1988). Si los gránulos se consideran esferas perfectas de densidad constante y el proceso de crecimiento del gránulo fuera únicamente resultado del crecimiento de la biomasa, a partir de la velocidad específica de crecimiento del gránulo u_g [kg COD/kg COD/d] se podría obtener la velocidad específica de crecimiento del diámetro u_D [mm/mm/d];

$$u_g = \frac{1}{X} \cdot \frac{dx}{dt} = \frac{1}{\frac{\pi}{6} D^3 \rho} \cdot \frac{d\left(\frac{\pi}{6} D^3 \rho\right)}{dt} = 3 \cdot \frac{1}{D} \cdot \frac{dD}{dt} = 3 \cdot u_D$$

Dado que $\frac{dD}{D} = u_D$, incorporando una Fase de Latencia ("lag phase") de duración t_0 hasta que se aprecia el primer gránulo D_0 , e integrando se obtiene:

$$D_t - D_0 = (D_M - D_0) \cdot [1 - e^{u_D(t-t_0)}]$$

En donde

- t_o = Tiempo desde inoculación hasta que se aprecian primeros indicios de gránulos
- t = Tiempo desde que se aprecian indicios de gránulos hasta que se estabiliza crecimiento diámetro del gránulo.
- D_o = Diámetro medio inicial del gránulo en t_o .
- D_M = Diámetro medio final del gránulo en t .

La expresión anterior toma la misma forma que la expresión de Tessier [Ec 3];

$$\Delta D_t = \Delta D_{m\acute{a}x} [1 - e^{u_D \cdot \Delta t}]$$

Tabla VI-24 - Evolución del tamaño medio de los fangos granulares de acuerdo con la expresión de Tessier.

Los datos experimentales obtenidos por (Su & Yu 2005) y (Yang et al. 2004) se ajustan a esta expresión. La distribución de diámetros obtuvieron sigue una distribución log normal que tiende a concentrarse en el diámetro medio a medida que éste aumenta.

Se va a estudiar si estas conclusiones son reproducibles y en qué medida se satisfacen. De confirmarse, podría servir para incorporar a los modelos una “supra capa” de modelización de la macroescala del fango granular, esto es, de la evolución del diámetro, mientras que el

modelo convencional se encarga de la micro-modelización del crecimiento y distribución de la biomasa. La modelización de la macroescala incorporaría empirismo y al utilizar expresiones analíticas sencillas podría permitir realizar un análisis teórico-matemático.

Recientemente se han desarrollado diversos modelos matemáticos que evalúan el crecimiento de los Fangos Granular (Kagawa et al. 2015). El primer modelo utiliza el modelo de Wanner-Gujer y el segundo modelo está basado en el Autómata Celular Sin embargo, estos modelos evalúan el régimen permanente y por tanto, sólo consideran gránulos de un tamaño constante. De tal forma que el proceso de granulación no son modelizado con estos modelos. Los Fangos Granulares, se forman por procesos complejos de auto inmovilización. Las biopelículas convencionales se producen por fenómenos de adhesión a superficies. A pesar de esta diferencia, en ambos casos, el crecimiento de la biomasa aumenta el espesor, en el caso de las biopelículas, o del diámetro en el caso del fango granular.

El espesor de la biopelícula ha sido utilizado como índice principal que describe el crecimiento de la biopelícula sobre el “carrier”. De igual forma, el diámetro de los gránulos son un índice del crecimiento del Fango Granular.

Se ha elegido un modelo de cultura mixta en régimen dinámico para evaluar el crecimiento del tamaño de los fangos granulares con el crecimiento de la biomasa. Se ha seleccionado el modelo AQUASIM V2.0 (Reichert 1998) que incorpora el modelo de WG (Wanner & Gujer 1986; Wanner & Gujer 1985) (Wanner & Reichert 1996) y que permite la implementación de otros procesos.

VI.5.1.2 MODELO CINÉTICO

Existen diversas diferencias entre el primer modelo de fangos activos (ASM1) de la IWA (*International Water Association*) y las siguientes versiones del mismo ASM2 ASM2d y ASM3. El último de los modelos publicados, ASM3 (Gujer et al. 1999) considera el almacenamiento de sustrato en el interior de las bacterias heterótrofas y su posterior transformación en procesos de fangos activos. El modelo ASM3 introduce el concepto de respiración endógena a diferencia del modelo ASM1 que utilizaba el concepto de decaimiento. El concepto de la respiración endógena nació de la observación que las bacterias consumían sus reservas de sustrato en ausencia de un suministro externo de sustrato. En el modelo ASM3 considera el almacenamiento de *Sustrato Fácilmente Biodegradables* (S_s) en la en el interior de las bacterias al cual denomina “*Internal Storage Products*” (X_{STO}). Estos productos almacenados serán consumidos posteriormente y

producirán biomasa. El proceso de almacenamiento de X_{STO} consume oxígeno. El modelo ASM3 considera que todo el S_s es consumido y almacenado en primer lugar por las bacterias heterótrofas. En (Gujer et al. 1999) se afirma que no está plenamente comprendido todo el proceso de almacenamiento y degradación de los productos almacenados. Las simulaciones del modelo ASM3 indican que bajo condiciones alternantes de suministro de sustrato, el crecimiento también experimenta bruscas oscilaciones tanto más importante cuanto más tiempo se deja sin suministrar el sustrato. Sin embargo, las plantas piloto operando en modo SBR no presentan una discontinuidad en el crecimiento tan pronunciada como el modelo ASM3 predice lo cual queda reflejado en los perfiles de consumo de oxígeno OUR (*Oxygen Uptake Rate*) (Karahan et al. 2008). Por este motivo, se han propuesto otras cinéticas alternativas de almacenamiento y consumo del sustrato almacenado que intentan implementar el modelo ASM3. Este el caso del modelo propuesto por (Beun et al. 2000) (Karahan et al. 2008) (Winkler et al. 2001). Todos estos estudios consideran el almacenamiento y crecimiento simultáneo durante la fase de suministro de sustrato ("feast phase") a diferencia del modelo ASM3 que primero almacena y luego consume. En este estudio se considera la variante del modelo ASM3 propuesta por (Karahan et al. 2008). Este modelo tiene la particularidad de considerar la adición simultánea de dos sustratos fácilmente biodegradables (ácido acético y almidón) para así evaluar el almacenamiento de PHA y/o glicógeno respectivamente. El presente estudio sigue la línea del ASM3 y aglutina bajo un mismo sustrato S_s todos los sustratos fácilmente biodegradables y análogamente hace con los productos almacenados X_{STO} .

Con el objeto de reducir la carga de computación y poder simular a las más bajas Δt posibles durante todo el intervalo real de modelización, 60 d, se ha seleccionado modelizar una única especie bacteriana, las heterótrofas aerobias. Este hecho no reduce la precisión del modelo porque en las primeras fases del crecimiento, son estas bacterias las responsables en mayor medida de la formación del gránulo.

Otra simplificación que se ha considerado es la no modelización del sustrato particulado y los procesos asociados de adsorción e hidrólisis. La simulación se realiza en un plazo temporal largo de 50d a 60d. Los procesos de crecimiento de la biomasa son órdenes de magnitud más lentos que las variaciones de la concentración del sustrato. Si se seleccionan Δt para discretizar razonablemente este horizonte temporal, los fenómenos de adsorción e hidrólisis quedan incluidos dentro de este Δt . Por otro lado, la planta piloto objeto de estudio, utilizó un efluente proveniente de una planta de tratamiento de soja con un alto contenido de carbohidratos y proteínas. Esta simplificación reduce también la carga de computación, sin comprometer las conclusiones que puedan derivarse del estudio.

Procesos j	S_o	S_s	X_i	X_H	X_{STO}	Rj
HETERÓT.	O_2	COD	COD	COD	COD	
Almac. Aerobio	$-\frac{1 - Y_{STO}}{Y_{STO}}$	-1			Y_{STO}	$K_{STO}M_sM_oX_H$
Crecimiento sobre S_s	$-\frac{1 - Y_{H,S}}{Y_{H,S}}$	$\frac{1}{Y_{H,S}}$		1		$\mu_{H,S}M_sM_oX_H$
Crecimiento sobre X_{STO}	$-\frac{1 - Y_{H,STO}}{Y_{H,STO}}$			1	$-1/Y_{H,STO}$	$\mu_{H,STO}I_sM_oM_{STO}X_H$
Resp.Endógena sobre X_h	$-(1 - f_i)$	-1	f_i	-1		$b_{H,S}M_oX_H$
Resp.Endógena sobre X_{sto}	-1				-1	$b_{H,STO}M_oX_{STO}$

Tabla VI-25 - Matriz de Petersen - Modelo de crecimiento

En donde M_{STO} , I_s , M_s , M_o quedan definidas en la página siguiente.

A) CRECIMIENTO BIOMASA

Como se puede observar en la tabla anterior, el modelo de almacenamiento y crecimiento simultáneo considera el crecimiento de bacterias heterótrofas utilizando S_s , crecimiento sobre X_{STO} , almacenamiento de sustrato en el interior de las bacterias heterótrofas, crecimiento de las bacterias heterótrofas utilizando X_{STO} , respiración endógena y respiración endógena utilizando X_{STO} .

$$\frac{dX_H(t)}{dt} = \mu_{H,S}M_S(t)M_O(t)X_H(t) + \mu_{H,STO}M_{STO}(t)I_S(t)M_O(t)X_H(t) - b_HM_O(t)X_H(t) \quad (123)$$

En donde M_S, M_{STO}, M_O, I_S son funciones "Monod":

$$M_{STO}(t) = \frac{\frac{X_{STO}}{X_H(t)}}{K_{STO} + \frac{X_{STO}}{X_H(t)}}$$

$$M_S(t) = \frac{S_s(t)}{K_s + S_s(t)}$$

$$M_O(t) = \frac{S_o(t)}{K_o + S_o(t)}$$

$$I_S(t) = \frac{K_s}{K_s + S_s(t)}$$

Durante la fase de abundancia de nutrientes, la biomasa utiliza el sustrato S_s (primer término de la expresión [Ec.119]. y se producen las reservas de nutrientes:

$$r_{STO} = k_{STO}M_S(t)M_O(t)X_H$$

Durante la fase de carestía de nutrientes, el crecimiento se realiza a expensas de las reservas almacenadas pero únicamente cuando la concentración de sustrato es tan baja como la constante de saturación del sustrato, función de inhibición $I_S(t)$. El consumo de X_{STO} únicamente se produce bajo condiciones de carestía de nutrientes (segundo término de la [Ec.119]).

Por último, el tercer término incorpora el fenómeno de respiración endógena. La producción de materia orgánica inerte es resultado de la respiración endógena;

$$\frac{dX_i}{dt} = f_i b_h M_s(t) M_{STO}(t) X_H$$

B) TRANSFERENCIA Y CONSUMO DE OXÍGENO

El modelo considera una transferencia de oxígeno Gas-Líquido proporcional a la diferencia de concentración entre ambas fases;

$$\frac{dS_o(t)}{dt} = K_L a (S_o^* - S_o(t))$$

El oxígeno transferido a la fase líquida es igual al oxígeno que se transfiere por difusión dentro del gránulo y tal como se indicó en [Ec 104].

$$\frac{dS_o(t)}{dt} = D_F \frac{d^2 S_o(t)}{dx^2} - r_o(t)$$

En donde $r_o(t)$ sigue la cinética indicada en la matriz de Petersen anteriormente indicada;

$$\begin{aligned} r_o(t) = & \frac{(1 - Y_{H,S})}{Y_{H,S}} \mu_{H,S} M_S(t) M_o(t) X_H(t) + \frac{1 - Y_{H,STO}}{Y_{H,STO}} \mu_{H,STO} M_{STO}(t) I_s(t) M_o(t) X_H(t) \\ & + (1 - f_i) b_H M_o(t) X_H(t) + \frac{1 - Y_{STO}}{Y_{STO}} K_{STO} M_S(t) M_o(t) X_H(t) \\ & + b_{STO} M_o(t) X_{STO}(t) \end{aligned}$$

Los cinco términos en la ecuación anterior son: crecimiento por consumo de sustrato S_s , crecimiento por consumo de X_{STO} , respiración endógena por consumo de X_H , consumo de oxígeno por almacenamiento de X_{STO} , respiración endógena de X_{STO} .

El oxígeno es utilizado principalmente para el consumo del sustrato y en menor medida para la formación de las reservas.

VI.5.1.3 MODELIZACIÓN DE LA BIOPELÍCULA

A) TIPO DE MODELO

El modelo utilizado es el establecido por (Wanner & Reichert 1996). En este modelo, la integración de todos los crecimientos específicos proporciona la velocidad de avance del frente de la biopelícula u_L el cual produce el aumento de su espesor. El modelo implícitamente considera una superficie plana. En la versión del modelo de (Wanner & Reichert 1996), se incorporó una condición de contorno móvil en el frente de la biopelícula, y por tanto, el avance de la biopelícula crea espesor el de la biopelícula.

La velocidad neta de avance del frente de la biopelícula;

$$u_{L,net} = u_{L,crec} + u_{L,desp}$$

En el presente estudio, el aumento del espesor produce un aumento del radio de acuerdo;

$$u_{L,c} \cdot S_{gránulo} \cdot N_{gránulos} dt = \Delta M_{Biomasa}$$

$$u_{L,c} \cdot 4\pi R^2 \cdot N_{gránulos} \cdot \rho \cdot dt = d[N_{gránulos} \cdot V_{gránulo} \cdot \rho]$$

$$u_L \cdot 4\pi R^2 N \rho dt = d \left[\frac{N^4}{3} \pi R^3 \rho \right]$$

$$\frac{dR}{dt} = u_{L,c}$$

La densidad del Fango Granular varía ligeramente con el diámetro. A medida que el fango granular aumenta su diámetro La densidad es $1003 \pm 1.5 \text{ kg/m}^3$ si los gránulos se toman en la parte inferior del reactor y $1008 \pm 2.8 \text{ kg/m}^3$ si los fangos se toman en la parte de arriba del reactor (Winkler et al. 2012):

Ilustración VI-78 - Variación de la densidad del Fango Granular

Aunque se puede establecer una relación entre el diámetro y la densidad, por ejemplo por medio de una simple interpolación lineal, se ha preferido mantener un densidad constante para simplificar la ecuación de desprendimientos. La densidad del gránulo afecta principalmente a la velocidad de sedimentación y en menor medida a su comportamiento cinético más aún cuando el cambio de densidad no es muy pronunciado cuando el diámetro se va estabilizando. Por ello no se considera que adoptar una densidad constante produzca desviaciones importantes en el comportamiento de la biopelícula.

La función desprendimientos se hace proporcional a $u_{L,c}$;

$$\sigma = u_{L,c} \cdot K_d$$

Las observaciones del estudio de (Yang et al. 2004) indican que la distribución del tamaño del gránulo sigue razonablemente una distribución log normal que tiende a concentrarse en el diámetro medio, a medida que el gránulo alcanza su tamaño final estabilizado. En este momento la distribución de tamaños es de 0.41mm a 3.5mm siendo el valor medio de 1.2mm. Aunque sería posible considerar esta distribución de diámetros, se ha decidido no hacerlo para reducir la complejidad del modelo. No se espera que este refinamiento del modelo contribuya considerablemente a un mejor entendimiento del sistema.

B) CONFIGURACIÓN DEL MODELO

Para la aplicación del modelo de Wanner-Reichert, se ha seleccionado la utilización del programa Aquasim 2.0 de la EAWAG (Reichert 1998). Es configurable en el número de componentes y procesos que se pueden incluir. Estos componentes y procesos son los indicados en el apartado VI.1.2.6. El software discretiza la biopelícula en un número de capas consignable por el usuario. Las ecuaciones son resueltas en régimen dinámico por métodos dinámicos mediante el algoritmo para ecuaciones diferenciales implícitas DASSL.

El programa Aquasim no permite simular un reactor SBR de una forma directa. Para poder simular en Aquasim las mismas condiciones que se producen en este tipo de reactores secuenciales, se ha recurrido a la utilización de cuatro reactores; el reactor de biomasa, el reactor de hidráulico, el reactor de aireación y el reactor del efluente. Se han creado vínculos tipos “advectivo” y “difusivo” tal y como indica la siguiente ilustración;

Ilustración VI-79 - Esquema configuración del modelo SBR

El volumen total del reactor de SBR es de 2L. Se ha seleccionado este volumen y no el volumen del reactor en el que se realizaron las pruebas de 6L para reducir carga de computación (Su & Yu 2005). En el modelo de simulación se han incrementando

ligeramente el volúmenes del Reactor Hidráulico para evitar problemas numéricos cuando éste se vacía durante la fase de extracción.

Reactor de Biomasa:

Este reactor contiene la biomasa y una fracción líquida. Se selecciona un elevado caudal de recirculación para mezclar el sustrato en la fase líquida de este reactor en el volumen del reactor.

Reactor de Mezcla Completa Hidráulico:

Este reactor simula las condiciones alternantes de introducción del influente y de extracción del efluente típicas de un reactor tipo SBR.

Reactor de Mezcla Completa del Efluente:

Reactor de Mezcla Completa de Aireación

Los ciclos de operación del SBR es el siguiente:

Parámetro	Unidades	Valor
Fase de Llenado (sin aireación)	min	4
Fase de Aireación	min	230
Fase de Sedimentación	min	2
Fase de Extracción efluente	min	4
Ciclo Total	h	4

Tabla VI-26 - -Ciclo de operación SBR - Modelo de crecimiento

La definición de cada reactor es la siguiente;

Parámetro	Unidades	Valor
REACTOR BIOMASA		
Volumen Total Reactor	L	1
Concentración inicial en el Reactor	mg MLVSS/L	3000
	MLTSS /L	5000
Densidad inicial gránulos (húmeda)	kg/m ³	1008
Concentración materia seca en gránulos	kg TSS /m ³	38.4
Fracción Másica X_H	%	60%
Fracción Másica X_I	%	20%
Fracción Másica X_{STO}	%	20%
Concentración X_H	Kg COD/m ³	23
Concentración X_I	Kg COD/m ³	9.6
Concentración X_{STO}	Kg COD/m ³	12.8
Fracción volumétrica sólidos en gránulo	%	3
Fracción volumétrica agua atrapada en gránulo	%	97
Radio medio gránulos después Fase de Latencia	mm	0.3
Masa inicial biomasa	Kg VSS	6
Superficie inicial biomasa	m ²	0.119
Número de gránulos	u	421045
Volumen inicial gránulo	mm ³	0.056549
Superficie inicial gránulo	mm ²	0.2827
REACTOR HIDRÁULICO		
	L	
Volumen del reactor	L/h	1.2
Caudal de Recirculación	L/h	6
Caudal Instantáneo Influyente	L/h	15
Caudal Continuo Influyente	L/h	0.25
Caudal Instantáneo Efluente	L/h	15
Caudal Continuo Efluente	L/h	0.25
Carga volumétrica COD (instantánea)	Kg COD/m ³ /d	144
Carga volumétrica COD (continuo)	Kg COD/m ³ /d	2.4
Tiempo medio de retención hidráulica	h	8
REACTOR EFLUENTE		
Volumen del Reactor	L	0.2
REACTOR AIREACIÓN		
Volumen del Reactor	L	0.2

Tabla VI-27 - Parámetros diseño SBR modelo - Modelo de crecimiento

La simulación se realizó en un PC con un procesador Intel Core (TM2) Duo CPU P8600 ambos con una velocidad de 2.4 GHz y una memoria RAM de 4 GB. La convergencia se alcanza a los 40d -50d como término medio dependiendo de las parámetros iniciales. La duración de cada simulación dura 5-6 horas.

VI.5.1.4 **CALIDAD DEL AGUA DE ENTRADA**

Se utilizará la misma calidad de agua que la utilizada en la planta piloto. El agua es procedente de una factoría de tratamiento de soja al cual se le han añadido micronutrientes para asegurar la tratabilidad del vertido (Su & Yu 2005).

Parámetro	Unidades	Valor
pH	-	7
DQO	mg/L	2100
Total N	mg/L	974
Carbohidratos	g/L (mg DQO/L)	7.4(8250)
Proteínas	g/L (mg DQO/L)	5.5(7920)
Total P	mg/L	15
VSS	mg/L	303
N/DQO	-	0.04

Tabla VI-28 - Calidad del agua de entrada previa dilución.

La concentración expresada en mg DQO/L se calcula de la siguiente forma (Rittmann & McCarty 2001);

Para los carbohidratos;

Lo que representa 1.07 g O₂/g Carbohidratos.

Para las proteínas;

Lo que representa 1.5 g O₂/g proteínas.

Esta agua bruta fue diluida con agua potable para ir incrementando la carga de DQO lentamente:

Primera Fase: Hasta el quinto día de operación. La DQO de entrada fue de 450 mg/L.

Segunda Fase: Hasta el décimo día de operación. La DQO de entrada fue de 800 mg/L. Esta es la fase que se ha utilizado para estudiar en régimen dinámico la variación de COD y OUR (*Oxygen Uptake Ratio*) por ser la fase en la que el fango granular inicia su actividad.

Parámetro	Unidades	Valor
pH	-	7
DQO	mg/L	800
Total N	mg/L	37
Total P	mg/L	0.6
VSS	mg/L	11.6
N/DQO	-	0.04

Tabla VI-29 - Calidad agua de entrada tras la dilución - Primera fase.

Tercera Fase: Hasta el vigésimo día de operación. La DQO de entrada fue 1,400 mg/L.

Cuarta Fase: A partir del vigésimo día de operación. La DQO de entrada fue de 2,000 mg/L.

La concentración de sustratos en la fase líquida del reactor es inferior que la concentración en el agua de alimentación.

VI.5.1.5 PARÁMETROS CINÉTICOS

Se han estimado unos parámetros cinéticos para realizar la modelización.

La tabla siguiente muestra los parámetros cinéticos utilizados en la simulación:

Parámetro	Unidades	Valor	Referencia
Y_{STO}	$g\ STO\ g^{-1}\ S$	0.8	Sin et al. (2005)
$Y_{H,S}$	$g\ X\ g^{-1}\ S$	0.6	Sin et al. (2005)
$Y_{H,STO}$	$g\ X\ g^{-1}\ STO$	0.2	Sin et al. (2005)
f_i	$g\ X\ g^{-1}\ X$	0.2	Gujer et al.(1999)
K_{STO}	d^{-1}	4.56	Adaptado
$\mu_{H,S}$	d^{-1}	1.65	Adaptado
$\mu_{H,STO}$	d^{-1}	3.6	Adaptado
b_H	d^{-1}	0.38	Adaptado
b_{STO}	d^{-1}	0.38	Sin et al. (2005)
K_S	$g\ S\ m^{-3}$	11.38	Sin et al. (2005)
K_{STO}	$g\ STO\ g^{-1}\ X$	3.5	
K_{O_2}	$g\ STO\ m^{-3}$	0.2	Gujer et al.(1999)
D_S	$cm\ h^{-1}$	0.021	
D_{O_2}	$cm\ h^{-1}$	0.087	
K_F	-	0.25	

Tabla VI-30 - Parámetros cinéticos - Modelo de crecimiento

VI.5.1.6 OXÍGENO DISUELTO

La planta piloto fue operada manteniendo una concentración de oxígeno disuelto de 6 mg/l. En estas condiciones el oxígeno penetra completamente y se minimizan las condiciones para que se desarrollen condiciones anóxicas y anaerobias..

VI.5.1.7 RESULTADOS MODELIZACIÓN

A) ANÁLISIS DE SENSIBILIDAD

La evaluación del modelo se ha realizado comparando los valores que reporta (Su & Yu 2005) con los valores obtenidos en la simulación.

Parámetro	Sens AR So (mg/L)	Sens AR Ss (mg/L)	Sens AR Xsto (mg/L)	Sens AR Xh (mg/L)	Sens AR Xi (mg/L)
Y_{STO}	0.5513	203	387.4	314.1	92.18
$Y_{H,S}$	0.2319	80.14	225.4	131.8	67.4
$Y_{H,STO}$	0.3756	86.17	208	173.2	57.57
K_{STO}	0.2073	10.85	479.5	168.8	117.6
$\mu_{H,S}$	0.5358	32.62	530.9	388.9	288.6
$\mu_{H,STO}$	0.04471	6.286	79.55	27.44	26.91
b_H	0.1441	6.206	109.6	172.2	125.9
b_{STO}	0.03084	0.4107	44.52	7.691	13.54
K_S	25.29	19.850	18.440	15.060	13.760
K_{STO}	0.7943	406.1	529.6	571.2	636
K_{O_2}	0.1545	18.18	85.77	87.77	146.7
D_S	0.0004167	0.0099	0.2586	0.2614	0.2949
D_{O_2}	0.003769	0.1423	0.782	0.7237	1.086
K_F	5.961	5.961	51.92	52.49	38.09

Tabla VI-31 - Análisis de sensibilidad - Modelo de crecimiento

B) COMPORTAMIENTO EN UN CICLO DE OPERACIÓN

La evolución del consumo de DQO y oxígeno en un ciclo de operación una vez alcanzado el régimen permanente se muestran en la Ilustración VI-80. El consumo de sustrato se mantiene elevado durante la primera hora de operación. A partir de este momento la actividad decae considerablemente. Como se puede apreciar en el perfil de concentración en el gránulo, el oxígeno disuelto baja considerablemente durante la fase de abundancia de nutrientes (*"feast phase"*). Tras una hora de operación, el fango granular es totalmente penetrado por el oxígeno. Este hecho indica que decaimiento en el consumo de sustrato no se debe a la ausencia del aceptor de electrones sino a la baja concentración de sustrato.

Ilustración VI-80 - Evolución del consumo DQO y OD en una ciclo operación SBR

C) CRECIMIENTO DE LA BIOMASA

El radio incrementa gradualmente de 0.1 a 1.25 mm durante el proceso de granulación. El modelo es capaz de caracterizar cuantitativamente el proceso de granulación aerobia en un reactor SBR.

Ilustración VI-81 - Evolución del radio medio del fango granular

Se pueden distinguir claramente tres fases durante el proceso de granulación. El crecimiento del radio presenta una fase de crecimiento suave hasta el 5-7d de simulación (Fase I). Después de esta fase de latencia el crecimiento del radio es exponencial. En esta fase (Fase II), no hay limitación de sustrato porque los gránulos son pequeños. El crecimiento bacteriano se produce en toda la profundidad del fango granular a una velocidad próxima a la máxima velocidad de crecimiento. El crecimiento del radio del gránulo sufre una estabilización a partir del 20 a 25d de simulación (Fase III).

Los perfiles de penetración del oxígeno en el fango granular se muestran en la Ilustración VI-82. Durante la fase de abundancia de nutrientes, la penetración de oxígeno es muy somera. A medida que el sustrato es consumido, la concentración de oxígeno aumenta. En esta situación el crecimiento únicamente ocurre en una capa activa próxima a la interfase gránulo-líquido. En esta fase de transferencia de masa es limitada, el crecimiento de la biomasa es lineal (Fase II). En la Fase III, la velocidad de crecimiento se ralentiza por el decaimiento de la biomasa en las capas inferiores a la capa activa. Cuando se produce el balance entre el crecimiento y los desprendimientos externos, el radio que se alcanza es el radio de equilibrio del gránulo.

Ilustración VI-82 - Perfil concentración oxígeno

Ilustración VI-83 - Evolución de la concentración en el Reactor.

VI.5.2 FANGOS GRANULARES AEROBIOS – COMPETENCIA AUTÓTROFAS/HETERÓTROFAS

VI.5.2.1 INTRODUCCIÓN

Se ha desarrollado un modelo matemático para describir el crecimiento simultáneo de bacterias autótrofas y heterótrofas.

La estructura de los fangos granulares afecta a la distribución de las bacterias en su interior. Cuando la concentración de oxígeno en el medio líquido es el adecuado, las bacterias heterótrofas y autótrofas pueden coexistir simultáneamente. La dinámica, composición y fracción de las bacterias heterótrofas y autótrofas está gobernada en gran medida por la edad del fango (Grady Jr et al. 2011). El control de la edad del fango en el reactor biológico, por tanto, es un parámetro importante en la operación de las depuradores. Normalmente los fangos aerobios granulares son más heterogéneos en relación a las bacterias que coexisten en su interior y a las micro-características morfológicas de la biopelícula (De Beer et al. 1996) (Okabe et al. 1996).

El oxígeno disuelto juega también un papel importante también en la existencia, distribución y comportamiento de las especies bacterianas. Cuando la concentración de oxígeno es suficientemente elevada en todo el interior del gránulo, ambas especies bacterianas pueden coexistir y competirán por tener al oxígeno por ser su aceptor de electrones. El crecimiento de las bacterias heterótrofas es mucho mayor que el de las bacterias autótrofas. Cuando la concentración de materia orgánica y oxígeno es elevada, las bacterias heterótrofas desplazan a las bacterias autótrofas. Sin embargo, cuando las concentraciones son limitadas, son las bacterias autótrofas las que se adaptan mejor a estas condiciones y desplazan a las heterótrofas (Wanner & Reichert 1996) (Okabe et al. 1996). Cuando los fangos granulares aumentan en tamaño, la concentración en el interior del gránulo disminuye favoreciendo el crecimiento de bacterias autótrofas y por tanto, favoreciendo la nitrificación e incluso desnitrificación. Cuando las condiciones favorecen a las bacterias heterótrofas, la actividad de la nitrificación disminuye (Okabe et al. 1996). Por tanto, para asegurar una nitrificación estable de los fangos granulares, es necesario conocer en profundidad las condiciones bajo las que las bacterias autótrofas pueden coexistir con las bacterias heterótrofas.

La competencia entre bacterias autótrofas y heterótrofas por los sustratos (oxígeno y nitrógeno amoniacal) y por el espacio en la biopelícula ha sido estudiado con anterioridad (Wanner & Reichert 1996) (Tijhuis et al. 1994) (Nogueira et al. 2002). (Nogueira et al. 2002) por ejemplo evaluó dos reactores de biopelícula trabajando con tiempos de residencia diferentes, 0.8h y 5 h para estudiar la relación entre la competencia de las bacterias con las condiciones de operación del reactor biopelícula. Nogueira et al. concluyeron que un incremento del tiempo de residencia produce una reducción de la actividad de nitrificación y este hecho no estaba de acuerdo con otros estudios como el de (Van Benthum et al. 1997).

En el caso de los fangos granulares, existe poca información acerca de la relación entre las condiciones de operación del SBR, como por ejemplo la concentración de oxígeno disuelto y la edad del fango, con la distribución de las bacterias autótrofas y heterótrofas.

Por tanto, resulta de utilidad un modelo de simulación que permita estudiar estas relaciones. El objeto principal de este estudio es el desarrollo de un modelo de simulación que permita estudiar la competición de las bacterias autótrofas y heterótrofas en reactores SBR con fangos granulares con vistas a poder establecer criterios de diseño sencillos. Se estudia el efecto la edad del fango y la concentración de los sustratos sobre la distribución y actividad de estas dos poblaciones bacterianas.

VI.5.2.2 MODELO CINÉTICO

Como se indicó en el modelo anterior, los Fangos Granulares Aerobios se producen en condiciones alternantes de carestía y abundancia de nutrientes. Estas condiciones se producen en reactores tipo SBR (Krishna & Van Loosdrecht 1999) (Arrojo et al. 2004) (Beun et al. 2001). El modelo ASM3 no es perfectamente aplicable en este caso, puesto que el almacenamiento y consumo de las reservas almacenadas (STO) en el interior de la bacteria, se produce de forma secuencial. Al igual que en el caso del estudio de la evolución del tamaño medio del Fango Granular, se modifica el modelo cinético ASM3 para incluir el efecto del almacenamiento y consumo simultáneo de STO (Krishna & Van Loosdrecht 1999). Lógicamente en este caso hay que incorporar las bacterias autótrofas y los procesos de almacenamiento y consumo de STO en condiciones anóxicas.

El modelo propuesto cinético estudiado se resume en forma matricial en la tabla siguiente;

Procesos j	S_o	S_s	S_{NH4}	S_{NO3}	S_{N2}	X_A	X_H	X_{STO}	X_i	Rj
HETERÓTROFAS.	O_2	COD	N	COD	N	COD	COD	COD	COD	
Almac. Aerobio	$-\frac{1-Y_{STO}}{Y_{STO}}$	$-\frac{1}{Y_{STO}}$								$K_{STO}M_sM_oX_H$
Almac. Anóxico		$-\frac{1}{Y_{STO}}$		$-\frac{1-Y_{STO}}{2.86Y_{STO}}$	$\frac{1-Y_{STO}}{2.86Y_{STO}}$			1		$K_{STO}n_{NOx}M_sI_oM_{NO3}X_H$
Crec. Aerobio sobre Ss	$-\frac{1-Y_{H,S}}{Y_{H,S}}$	$-\frac{1}{Y_{H,S}}$	i_{NBM}				1	1		$\mu_{H,S}M_sM_oM_{NH4}X_H$
Crec. Anóxico sobre Ss		$-\frac{1}{Y_{H,S}}$	$-i_{NBM}$	$-\frac{1-Y_{H,S}}{2.86Y_{H,S}}$	$\frac{1-Y_{H,S}}{2.86Y_{H,S}}$					$\mu_{H,S}n_{NOx}M_sM_oM_{NO3}M_{NH4}X_H$
Crec. Aerobio sobre X_{STO}	$-\frac{1-Y_{H,STO}}{Y_{H,STO}}$		$-i_{NBM}$				1	$-\frac{1}{Y_{H,STO}}$		$\mu_{H,STO}Z_{STO}M_sM_oM_{NH4}X_H$
Crec. Anóxico sobre X_{STO}			$-i_{NBM}$	$-\frac{1-Y_{H,STO}}{2.86Y_{H,STO}}$	$\frac{1-Y_{H,STO}}{2.86Y_{H,STO}}$			$-\frac{1}{Y_{H,STO}}$		$\mu_{H,STO}n_{NOx}M_{STO}M_sM_oM_{NO3}M_{NH4}X_H$
Resp. Endóg. Aerobia	$-(1-f_I)$		$i_{NBM} - f_I i_{NXI}$				-1		f_I	$b_H M_o X_H$
Resp. Endóg. Anóxica			$i_{NBM} - f_I i_{NXI}$	$-\frac{1-f_I}{2.86}$	$\frac{1-f_I}{2.86}$		-1		f_I	$b_H n_{NOx} M_o M_{NO3} X_H$
Resp. Aerobia sobre X_{STO}	-1							-1		$b_{H,STO} M_o X_{STO}$
Resp. Anóxica sobre X_{STO}				-1/2.86	1/2.86			-1		$b_{H,STO} n_{NOx} M_o M_{NO3} X_{STO}$
AUTÓTROFAS										
Crec. Aerobio	$-\frac{4.57-Y_A}{Y_A}$			$\frac{1}{Y_A}$		1				$\mu_A M_o M_{NH4} X_A$
Resp. Endóg. Aerobia	$-(1-f_I)$					-1			f_I	$b_A M_o X_A$
Resp. Endóg. Anóxica				$-\frac{1-f_I}{2.86}$	$\frac{1-f_I}{2.86}$	-1			f_I	$b_A n_{NOx} M_o M_{NO3} X_A$

Tabla VI-32 – Matriz Petersen - Modelo Competencia

Durante la Fase de Abundancia de Nutrientes (*Feast Phase*), las bacterias heterótrofas tras haber pasado previamente por una Fase de Carestía de Nutrientes (*Famine Phase*), utilizarán en primer lugar el sustrato disuelto S_s provenientes tanto de influente como del STO soluble. Las bacterias autótrofas utilizarán el S_{NH_3} del influente como donador de electrones. La modelización de los procesos de hidrólisis y adsorción del sustrato particulado no se ha incorporado en el modelo. Al igual que en el modelo anterior, no se han considerado estos procesos para reducir carga de computación y porque su incorporación no incrementa considerablemente la comprensión del fenómeno de estudio.

$$OUR_{grow,S_s} = \mu_{H,S_s} \cdot X_H \cdot \frac{1 - Y_{H,S_s}}{Y_{H,S_s}} \cdot M_s \cdot M_o \cdot M_{NH_4}$$

$$OUR_{STO} = k_{STO} \cdot X_H \cdot \frac{1 - Y_{STO}}{Y_{STO}} \cdot M_s \cdot M_o$$

La utilización de oxígeno por las bacterias autótrofas nitrificantes sigue la siguiente expresión;

$$OUR_{growX_A} = \mu_A \cdot X_A \cdot \frac{1 - Y_A}{Y_A} \cdot M_{NH_4} \cdot M_{O,A}$$

La utilización de nitrato en la zona anóxica se produce por las bacterias heterótrofas desnitrificantes cuando utilizan el nitrato como aceptor de electrones, y en segundo lugar por las bacterias heterótrofas cuando almacenan X_{STO} ;

$$NUR_{grow,S_s} = \mu_H \cdot \eta_{NO_x} \cdot X_H \cdot \frac{1 - Y_{H,S}}{2.86 Y_{H,S}} \cdot M_s \cdot M_o \cdot M_{NO_3} \cdot M_{NH_4}$$

$$NUR_{STO} = K_{STO} \cdot \eta_{NO_x} \cdot X_H \cdot \frac{1 - Y_{H,S}}{2.86 Y_{H,S}} \cdot M_s \cdot M_o \cdot M_{NO_3}$$

Durante la Fase de Carestía de Nutrientes (*Famine Phase*) las bacterias heterótrofas aerobias crecen a expensas de las reservas almacenadas. Por cada mg/L de X_{STO} consumido para crecimiento, Y_{STO} es convertido en biomasa y el resto, $1 - Y_H$, es utilizado para consumir una cantidad equivalente de oxígeno bajo condiciones aerobia o nitrato bajo condiciones anóxicas;

$$OUR_{growSTO} = \mu_H \cdot \frac{1 - Y_{H,STO}}{Y_{H,STO}} \cdot X_H \cdot I_s \cdot M_{STO} \cdot M_{NH_4} \cdot M_o$$

$$NUR_{growSTO} = \mu_{H,STO} \cdot \eta_{NO_x} \cdot X_H \cdot \frac{1 - Y_{H,STO}}{2.86Y_{H,STO}} \cdot I_S \cdot M_{STO} \cdot M_{NH_4} \cdot I_O \cdot S_{NO_3}$$

VI.5.2.3 MODELIZACIÓN DE LA BIOPELÍCULA

El modelo de comportamiento de la biopelícula es el mismo que en el caso anterior y configurado de la misma forma en términos de crecimiento de la biomasa y modelización de la función de desprendimientos. Se realiza igualmente el programa Aquasim V.2 desarrollado por la EAWAG y se configura de la misma forma con cuatros reactores.

Los ciclos de operación inicialmente son iguales al caso anterior, esto es;

arámetro	Unidades	Valor
Fase de Llenado (sin aireación)	min	4
Fase de Aireación	min	230
Fase de Sedimentación	min	2
Fase de Extracción efluente	min	4
Ciclo Total	h	4

Tabla VI-33-Ciclos operación SBR

Las características que definen el reactor biológico cambian ligeramente al tener en consideración la presencia de bacterias autótrofas nitrificantes.

Parámetro	Unidades	Valor
REACTOR BIOMASA		
Volumen Total Reactor	L	1
Concentración inicial en el Reactor	mg MLVSS/L	3000
	MLTSS /L	5000
Densidad inicial gránulos (húmeda)	kg/m ³	1008
Concentración materia seca en gránulos	kg TSS /m ³	38.4
Fracción Másica X_H	%	40%
Fracción Másica X_A	%	20%
Fracción Másica X_I	%	20%
Fracción Másica X_{STO}	%	20%
Concentración X_H	Kg COD/m ³	15.33
Concentración X_A	Kg COD/m ³	7.67
Concentración X_i	Kg COD/m ³	9.6
Concentración X_{STO}	Kg COD/m ³	12.8
Fracción volumétrica sólidos en gránulo	%	3
Fracción volumétrica agua atrapada en gránulo	%	97
Radio medio gránulos después Fase de Latencia	mm	0.3
Masa inicial biomasa	Kg VSS	6
Superficie inicial biomasa	m ²	0.119
Número de gránulos	u	421045
Volumen inicial gránulo	mm ³	0.056549
Superficie inicial gránulo	mm ²	0.2827
REACTOR HIDRÁULICO		
	L	
Volumen del reactor	L/h	1.2
Caudal de recirculación	L/h	6
Caudal Instantáneo Influyente	L/h	15
Caudal Continuo Influyente	L/h	0.25
Caudal Instantáneo Efluente	L/h	15
Caudal Continuo Efluente	L/h	0.25
Carga volumétrica COD (instantánea)	Kg COD/m ³ /d	144
Carga volumétrica COD (continuous)	Kg COD/m ³ /d	2.4
Tiempo medio de retención hidráulica	h	8
REACTOR EFLUENTE		
Volumen del Reactor	L	0.2
REACTOR AIREACIÓN		
Volumen del Reactor	L	0.2

Tabla VI-34 - Parámetros diseño SBR modelo

VI.5.2.4 CALIDAD DEL AGUA DE ENTRADA

La calidad del agua de entrada es la utilizada es la misma que en el caso anterior.

Parámetro	Unidades	Valor
pH	-	7
DQO	mg/L	800
Total N	mg/L	37
Total P	mg/L	0.6
VSS	mg/L	11.6
N/DQO	-	0.04

Tabla VI-35 – Calidad Agua Bruta

VI.5.2.5 PARÁMETROS CINÉTICOS

La tabla siguiente muestra los parámetros cinéticos utilizados en la simulación:

Parámetro	Unidades	Valor	Referencia
Y_{STO}	$g\ STO\ g^{-1}\ S$	0.8	Sin et al. (2005)
$Y_{H,S}$	$g\ X\ g^{-1}\ S$	0.6	Sin et al. (2005)
$Y_{H,STO}$	$g\ X\ g^{-1}\ STO$	0.2 (0.68)	Sin et al. (2005)
Y_A	$g\ COD\ X\ g^{-1}\ COD\ S$	0.24	Gujer et al.(1999)
η_{NO_x}	-	0.55	Adaptado
f_i	$g\ COD\ g^{-1}\ COD$	0.2	Gujer et al.(1999)
i_{NBM}	$g\ N\ g^{-1}\ COD$	0.07	Gujer et al.(1999)
i_{NXI}	$g\ N\ g^{-1}\ COD$	0.02	Gujer et al.(1999)
K_{STO}	d^{-1}	4.56	Adaptado
$\mu_{H,STO}$	d^{-1}	3.6	Adaptado
$\mu_{H,S}$	d^{-1}	1.68	Adaptado
K_s	$g\ S\ m^{-3}$	11.38	Adapado
K_{STO}	$g\ STO\ g^{-1}\ X$	3.5	
K_{O_2}	$g\ STO\ m^{-3}$	0.2	Gujer et al.(1999)
b_H	d^{-1}	0.38	Sin et al. (2005)
b_{STO}	d^{-1}	0.38	Sin et al. (2005)
μ_A	d^{-1}	1.2	Gujer et al.(1999)
b_A	d^{-1}	0.15	Gujer et al.(1999)
$K_{A,O}$	$g\ O_2\ m^{-3}$	0.5	Gujer et al.(1999)
K_{A,NH_4}	$g\ N\ m^{-3}$	1.0	Gujer et al.(1999)
K_{A,NO_3}	$g\ N\ m^{-3}$	0.5	Gujer et al.(1999)
D_s	$cm\ h^{-1}$	0.021	
D_{O_2}	$cm\ h^{-1}$	0.087	
K_F	-	0.25	

Tabla VI-36 - Parámetros cinéticos - Modelo Competencia

VI.5.2.6 ANÁLISIS DE RESULTADOS

A) ACTIVIDAD DE AUTÓTROFAS Y HETERÓTROFAS

Las fracciones de las bacterias heterótrofas y autótrofas en un ciclo de operación del reactor SBR se muestran en la Ilustración VI-84. La máxima utilización de oxígeno (OUR) es de 250 mg O₂/l/h valor que está controlado por el consumo de oxígeno de las bacterias autótrofas y las bacterias heterótrofas. El valor máximo de utilización de oxígeno (OUR) es de 200 y 50 mg O₂/l/h para las bacterias heterótrofas y autótrofas respectivamente. Por tanto, el OUR de las bacterias heterótrofas representa el 61% y el de las bacterias autótrofas representa el 39%.

Ilustración VI-84 - Distribución de Consumo Oxígeno (OUR) - Modelo competencia

Ilustración VI-85 - Velocidad de consumo de oxígeno (OUR) - Modelo competencia

Ilustración VI-86 - Derecha: Velocidad de eliminación de N-NH₄ - Modelo competencia

Los ratios de consumo de nitrógeno (NUR) para cada proceso durante un ciclo de operación del SBR se muestran en la Ilustración VI-86. Como se puede apreciar el principal consumo de nitrógeno se debe al crecimiento anóxico, desnitrificación. Una pequeña cantidad de nitrógeno es utilizado en proceso de almacenamiento anóxico. Ambos procesos compiten por el donador de electrones (materia orgánica) y por el aceptor de electrones (nitrato). Durante la fase de carestía de nutrientes, la respiración endógena anóxica de las bacterias heterótrofas es el proceso que más contribuye al consumo total de nitrógeno.

Ilustración VI-87 - Velocidad consumo Nitratos (NUR) - Modelo competencia

La materia orgánica almacenada en las bacterias heterótrofas puede ser utilizada como sustrato orgánico, donador de electrones, cuando no hay suficiente cantidad disponible de materia orgánica externa. (Arrojo et al. 2006) concluyeron que la materia orgánica almacenada es degradada más lentamente que la materia orgánica soluble y que la primera puede ser utilizada en ausencia de sustrato orgánico externo. También concluyeron que estas reservas orgánicas (STO) tienden a concentrarse en bacterias localizadas en zonas internas del gránulo donde el sustrato externo tiene dificultad en penetrar.

B) FRACCIÓN MÁSCA DE BACTERIAS HETERÓTROFAS Y AUTÓTROFAS

La Ilustración VI-88 muestra la relación entre la concentración de DQO y N-NH_4 de entrada y la edad del fango de operación de operación del SBR, con la formación de bacterias autótrofas y heterótrofas.

Ilustración VI-88 - Efecto de la concentración DQO y N-NH₄ en el Agua Bruta sobre la fracción de B. Heterótrofas y B. Autótrofas.

La concentración de DQO de entrada tiene un efecto importante en la producción de biomasa en ambos tipo de bacterias, heterótrofas y autótrofas.

Las bacterias heterótrofas aumentan considerablemente con el aumento de la DQO de entrada. El aumento del nitrógeno amoniacal (N-NH₄) de entrada produce también un aumento de la biomasa de las bacterias heterótrofas. El ritmo de crecimiento de la biomasa con el aumento de la DQO, manteniendo constante el N-NH₄, comparado con el aumento del N-NH₃, manteniendo constante la DQO, es similar. Esto hecho confirma la importancia que tiene la concentración de DQO y N-NH₄ sobre el crecimiento de las bacterias heterótrofas, y por ende en el tamaño final del gránulo.

En el caso de las bacterias autótrofas el comportamiento es diferente. La biomasa de las bacterias autótrofas disminuye cuando las bacterias heterótrofas aumentan, esto es, con el aumento de la DQO del agua de entrada y con la edad del fango. Sin embargo, esto no ocurre así con el aumento del nitrógeno de entrada. En este caso, el aumento del nitrógeno

de entrada produce un fuerte incremento de la biomasa de las bacterias autótrofas. Este incremento es mucho mayor que el producido en las bacterias heterótrofas.

La relación de la biomasa de bacterias autótrofas a la biomasa de bacterias heterótrofas, aumenta con el aumento de la concentración del nitrógeno de entrada. Este estudio coincide con las conclusiones de (Lin et al. 2003). La abundancia relativa de las bacterias autótrofas sobre las bacterias heterótrofas aumenta con la relación N/DQO. Este estudio confirma que valores altos de la relación N/DQO favorece la selección de las bacterias autótrofas en los fangos granulares.

C) APORTE DE LAS B. AUTÓTROFAS AL CRECIMIENTO DE LA BIOMASA

El papel que desempeñan las bacterias autótrofas en el crecimiento del fango granular es determinado bajando la velocidad de crecimiento de estas bacterias hasta valores extremadamente bajos, para así inactivar su actividad, y comparar el resultado cuando su crecimiento no está limitado.

Como se aprecia en la Tabla VI-37, el porcentaje de las bacterias autótrofas no representa una cantidad significativa. No se muestran cambios ni en la concentración del licor mixto (MLVSS) ni en la fracción de la biomasa de las bacterias autótrofas tanto cuando hay presencia o ausencia de estas bacterias. Las bacterias autótrofas presentan una velocidad específica de crecimiento ($\sim 0.8 \text{ d}^{-1}$) mucho menor que el de las bacterias heterótrofas ($\sim 2 \text{ d}^{-1}$). Las conclusiones de (Xavier et al. 2005) coinciden con las conclusiones de este estudio.

Es interesante como la fracción de materia inerte aumenta con las edad del fango hasta alcanzar una fracción superior a la de las bacterias heterótrofas.

Parámetros	Unidades	SRT = 20 d		SRT = 50 d	
		Ausencia	Presencia	Ausencia	Presencia
MLVSS	mg COD/L	5491	5637	10365	10686
X_H	mg COD/L	3051	3051	3477	3477
	%	55.56	54.12	33.55	32.54
X_A	mg COD/L	100	158	100	187
	%	1.82	2.81	0.96	1.75
X_I	mg COD/L	2340	2428	6788	7022
	%	42.62	43.07	65.49	65.71
Biomasa Activa	%	55.56	56.93	33.55	34.29
Fracción Inerte	%	44.44	43.07	66.45	65.71

Tabla VI-37 - Efecto de las B. Autótrofas en la fracción activa en SBR operados a SRT = 20 y SRT = 50 d.

CAPÍTULO VII.

CONCLUSIONES

En este capítulo se repasan los principales aspectos tratados así como las conclusiones que se han derivado del estudio. Es el deseo del autor que este trabajo sea útil para futuras investigaciones y proyectos. Su aportación se concreta en el análisis de la evolución de la tecnología y de la conceptualización del comportamiento de los tratamientos de eliminación de nutrientes mediante tratamientos biopelícula así como en la correcta aplicabilidad y desarrollo de acuerdo a objetivos de estos tratamientos.

- Las conclusiones del trabajo se presentan en los siguientes apartados:
- Evolución de los tratamientos biopelícula.
- Evolución de la modelización de los tratamientos.
- Estado de aplicación, tendencias y posibilidades futuras.
- Desarrollo de un modelo de simulación específico.

VII.1.1 Estudio de los Tratamientos Biopelícula.

Las bases teóricas de la biotecnología se establecieron durante la segunda mitad del S. XX. Este hecho no impidió que durante la primera mitad del S. XX se desarrollaran un buen número de tratamientos biopelícula (Biodiscos, Biofiltros, Lechos Bacterianos). El desarrollo de estos tratamientos biopelícula fue eminentemente empírico y aplicado a la eliminación de materia orgánica, sin embargo, la implementación de procesos de eliminación de nutrientes en estas tecnologías biopelícula se llevó a cabo cuando las bases teóricas estaban desarrolladas.

Previo al auge de la biofiltración durante la década de los 80, los tratamientos biopelícula se habían aplicado principalmente a poblaciones de tamaño medio a pequeño debido fundamentalmente a limitaciones constructivas. Sin embargo, con los biofiltros este patrón cambió. La biofiltración es un tratamiento fiable si se opera adecuadamente, no requiere de decantación secundaria, es compacto puesto que ocupa aproximadamente un cuarto del espacio que requiere un fango activo, y es muy modular ya que una repetición de módulos permite alcanzar el tamaño deseado. Estas características hicieron de la biofiltración no solo una alternativa a los fangos activos incluso para poblaciones grandes, sino que también hicieron de la biofiltración una de las opciones más viables en ampliaciones de fangos activos, mediante nitrificación terciaria o mediante post-desnitrificación, en plantas de tamaño medio a grande. Sin embargo, este patrón cambió con el desarrollo de los sistemas IFAS y MBBR.

Los sistemas IFAS se desarrollaron durante los años 70. Existe controversia en la atribución de la idea original de crear un reactor biológico constituido por unos soportes móviles flotantes (soportes o carriers) en una agua residual pre-tratada (Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Puro) o en unos fangos activos (Tecnología de Biopelícula en Suspensión de Cultivo Mixto) con la finalidad de permitir el desarrollo de biopelículas en los biosoportes Simon-Hartley junto con UMIST (*University of Manchester Institute of Science Technology*) en UK (Sistema Captor) por un lado y Linde AG Corporation en Alemania Oriental por el otro (Sistema Linde), se disputan la idea original.

Durante el inicio de los años ochenta se realizaron investigaciones sobre la intensificación de los procesos biológicos. Una de las líneas de investigación fue llevada a cabo en 1985 en

Trondheim (Noruega) por el Dr. Hallvard Ødegaard. Gracias a estas investigaciones se desarrollaron los carrier extruidos y por ende los sistemas MBBR.

Los sistemas MBBR fueron idealizados una década posterior a los sistemas IFAS. Sin embargo, son los primeros lo que ahora sirven para explicar los segundos. El diseño de los sistemas IFAS se realiza en la mayoría de los casos mediante la suma de los efectos de un sistema MBBR puro y de un fango activo con escasas interacciones entre ambos sistemas.

Los Fangos Granulares se conocían desde los años 80. El desarrollo de los Fangos Granulares Aerobio y su aplicación en procesos de eliminación de nutrientes, convencionales o innovadores, se ha iniciado a finales de los años 90 e inicios del S. XXI. A pesar de que existe un amplio cuerpo de conocimiento sobre el comportamiento de las biopelículas, poco se conoce sobre los mecanismos de inmovilización que dan lugar a los fangos granulares. Los modelos deterministas, aún con su alto grado de complejidad y sofisticación, no son resueltos correctamente cuando y como se producen los fangos granulares.

VII.1.2 Estudio de la Modelización de los Cultivos Biopelícula

El establecimiento de ecuaciones empíricas que faciliten un desarrollo teórico ha dado buenos resultados:

Uno de los mayores avances en la teoría biotecnológica fue realizada por Jaques Monod al proponer su famosa ecuación de crecimiento. El éxito de la expresión de Monod radicó en encontrar la ecuación que mejor reprodujera los datos experimentales que se disponían, sino aquella que permitía un desarrollo teórico. El posterior desarrollo teórico que el mismo Jacques Monod realizó, permitió llegar a conclusiones que probablemente no pudieran haberse alcanzado con un estudio únicamente empírico.

Los modelos puramente deterministas, “modelos matemáticos”, deben realizar simplificaciones:

El sistema de ecuaciones que describe el comportamiento de las biopelículas es complejo. El tipo y número de ecuaciones depende del modelo específico seleccionado, de los componentes a modelizar y del régimen de estudio (dinámico, permanente o pseudo-permanente).

El sistema se compone de dos grupos de ecuaciones de balance de masas. El primer grupo normalmente está formado por Ecuaciones Diferenciales Ordinarias (ODE) y el segundo se compone de Ecuaciones Diferenciales Parciales (PDE) normalmente elípticas de segundo y primer orden. Ambos grupos deben ser resueltos simultáneamente. El sistema debe resolverse por métodos numéricos lo cual presenta la dificultad de resolver un sistema de ecuaciones no lineales, PDE de segundo orden y ODE de primer orden. El sistema no es fácilmente resoluble numéricamente porque el sistema es rígido. Esto es, los tiempos característicos de los diferentes procesos varían considerablemente. Los pasos de tiempo requeridos para una integración numérica estable son tan pequeños que los errores por truncamiento y el tiempo de simulación se vuelven inaceptables durante la integración de los procesos lentos. El uso de pasos de tiempo mayores para evitar el error por truncamiento resulta en inestabilidad numérica. Los tiempos característicos varían en más de 7 órdenes de magnitud indicando una severa rigidez. Los procesos que implican cambios de concentración de los sustratos son procesos rápidos, mientras que los

procesos que implican crecimiento de la biomasa son procesos lentos. La escala temporal debe adaptarse al objeto de estudio que se pretende evaluar.

La escala espacial también varía en órdenes de magnitud de un extremo a otro. En el extremo inferior, la escala varía en escasas micras. En el extremo superior, la escala varía en metros. La escala espacial también debe adaptarse al objeto de estudio que se pretende evaluar.

Un dominio de $1000 \times 1000 \times 1000$ celdas con 1000 pasos de tiempo, significa resolver 10^{12} incógnitas para determinar una sola variable. Normalmente se requiere determinar un mínimo de tres variables; presión, velocidad y la concentración de un único sustrato. Para resolver un sistema de N incógnitas, los esfuerzos de computación incrementan N^3 . La simulación de todo un reactor en una escala de tiempo y espacial adecuada no es practicable con los recursos de computación normalmente disponibles.

El grado de incertidumbre de los modelos depende en gran medida de las condiciones hidrodinámicas del tipo de cultivo biopelícula a modelizar:

Los procesos cinéticos que se realizan en el interior de la biopelícula, dependen de la concentración de sustrato el cual depende a su vez de los mecanismos de transporte. En la macro-escala espacial, la difusión en el interior de la biopelícula depende de las condiciones hidrodinámicas en las que se encuentra la biopelícula. La morfología de la biopelícula es muy sensible a las condiciones hidrodinámicas y estas condiciones en las proximidades de la biopelícula se ven afectada por la morfología de la biopelícula. La determinación de las condiciones hidrodinámicas ofrece muchas incertidumbres en los Lechos Bacterianos y en los Biofiltros. La incertidumbre es menor en los Lechos Fluidizados y en los Fangos Granulares. La incertidumbre es media en los MBBR e IFAS.

El estado de desarrollo de las técnicas de laboratorio no permite la validación adecuada de los Modelos Morfológicos:

Para poder realizar la validación de los modelos de simulación, es necesario disponer de un método de cuantificación y caracterización matemática de la morfología de las biopelículas reales. Las nuevas técnicas de laboratorio, microscopía laser confocal, FISH etc, permiten tomar imágenes a diferentes profundidades. Estas imágenes pueden ser procesadas en el ordenador y pueden obtenerse conclusiones. Esta técnica no está desarrollada pero se está investigando en su desarrollo.

- El análisis de las biopelículas es muy localizado y puntual (se puede analizar áreas de 100 μm) pero la variabilidad de la biopelícula en superficie y en profundidad es enorme, cambiando drásticamente en unos milímetros de distancia
- Las técnicas de laboratorio, como los microelectrodos, no pueden ser aplicados con velocidades altas (varios cm/s) por lo que poca información existe en biopelículas expuestas a estas condiciones hidrodinámicas.
- En la validación de la morfología de las biopelículas debe considerarse la escala que se valida.

No existe un estado del arte normalizado de diseño de plantas con cultivos biopelícula:

La mayoría de las plantas reales incluidas en este estudio han basado su diseño en modelos y criterios empíricos. Para los procesos convencionales principales, los criterios son comúnmente aceptados pero no así en tratamientos específicos e innovadores.

Los modelos de simulación son escasamente utilizados en la práctica real pesar de la disponibilidad de modelos de simulación. La escasa utilización de los modelos de simulación se debe a:

- Un mayor grado de determinismo en los modelos no necesariamente redundan en una mayor fiabilidad de los modelos. Los diseñadores de los modelos matemáticos tienden a incorporar todos los procesos que tienen lugar en la realidad. Este hecho es contraproducente porque la incorporación de muchos “micro-procesos” en el modelo tiende a añadir aquellos procesos que no son comprendidos perfectamente por el usuario e incluso por el propio diseñador del modelo.
- Los modelos matemáticos excesivamente complejos, tienden a ser considerados por los ingenieros como entelequias matemáticas, con unas variables y parámetros de difícil interpretación práctica y validación
- Escasa validación de algunos modelos de simulación.
- El esfuerzo de computación incremental y la dinámica de uso del modelo se vuelve tediosa y farragosa.

Los modelos sencillos debieran ser utilizados más frecuentemente, que los modelos complejos siempre que la complejidad del fenómeno a estudiar lo permita. Es innegable

que un modelo sencillo nunca podrá describir todos los procesos dinámicos del sistema precisamente por las simplificaciones que incorpora. Sin embargo, en la situación actual, donde la instrumentación requerida para medir muchos de los parámetros que se modelizan está aún en fase de desarrollo, resulta poco previsible que los modelos dinámicos complejos sean de utilidad práctica en la mayoría de las utilidades prácticas. Es también necesario remarcar que ciertos modelos que han sido desarrollados con el objeto de ser “simples”, y los son respecto a su método de resolución, han incorporado muchos “micro-procesos” perdiendo así su inicial objetivo de practicidad.

Los Tratamientos Innovadores de Eliminación de Nutrientes requieren de Modelos de Simulación;

Los Procesos Innovadores de Eliminación de Nutrientes se basan en el comportamiento de las bacterias Anammox, las cuales muestran una baja velocidad de crecimiento. Para retener a estas bacterias, se recurre a cultivos de biomasa fija, biopelículas. La incorporación de los Tratamiento Innovadores de Eliminación de Nutrientes a los cultivos biopelícula no es tan directa como su incorporación en los cultivos en suspensión. En las biopelículas, los procesos cinéticos están afectados por mecanismos de transferencia de masa y distribución de la biomasa. Los procesos innovadores de eliminación de nutrientes requieren de controles delicados y sofisticados de las condiciones de operación para favorecer la competencia selectiva de unas poblaciones bacterianas y no de otras. Los Tratamientos Innovadores de Eliminación requieren, por tanto, del desarrollo de modelos de simulación para llegar a conclusiones que son de compleja deducción.

La variedad de modelos disponibles es muy amplia, así como también lo son las capacidades de cada uno de ellos. De tal forma, que a día de hoy se plantea la cuestión de qué modelos son los más óptimos para un uso u otro. La IWA (*International Water Association*) realiza una clasificación en función de su método de resolución, pero no en función de sus capacidades y estado de validación. Se han seleccionado 13 modelos de referencia a partir de los cuales se basan otros muchos. Estos modelos se pueden integrar en 5 familias:

- Modelos Semi-Empíricos
- Modelos Mono-especie
- Modelos Multi-especie dinámicos

- Modelos Morfológicos
- Modelos Simplificados

En esta lista el grado de validación es decreciente.

VII.1.3 Estado Actual de los Tratamientos Eliminación de Nutrientes con Biopelículas

El grado de desarrollo de las diferentes tecnologías se ha evaluado considerando el número de plantas construidas:

- Los sistemas MBBR & IFAS con nitrificación se pueden considerar como tecnología asentada.
- Los sistemas MBBR & IFAS con desnitrificación convencional se pueden considera como una tecnología asentada. El hecho de que únicamente existan dos plantas construidas no se debe a la dificultad de implantación y desarrollo sino a que el sistema no ofrece grandes ventajas comparativas frente a los fangos activos.
- Los sistemas MBBR & IFAS con deamonificaciones en “Sidestream” es una tecnología en desarrollo.
- Los sistemas MBBR & IFAS con deamonificaciones en “Mainstream” es una tecnología incipiente
- Los sistemas de Fangos Granulares con deamonificaciones en “Sidestream” es una tecnología en desarrollo.
- Los sistemas de Fangos Granulares con deamonificaciones en “Mainstream” es una tecnología incipiente
- Los tratamientos innovadores de eliminación de nutrientes aplicados en “sidestream” son utilizados con sistemas MBBR y con fangos granulares. Los tratamientos de innovadores de eliminación de nutrientes aplicados en “mainstream”, a pesar de estar en la infancia de su desarrollo. El resultado de las plantas piloto parece indicar que se basarán en cultivos tipo fangos granulares.

VII.1.4 Desarrollo de un Modelo Específico

A un modelo Multiespecie Dinámico (modelo WG) se le ha incorporado una “supra capa” de modelización de la macroescala del fango granular, esto es, de la evolución del diámetro basada en una regresión de datos experimentales cuya expresión permite un análisis analítico. Mientras que el modelo convencional se encarga de la micro-modelización del crecimiento y distribución de la biomasa, la modelización de la macroescala por medio de esta expresión analítica permite reducir considerablemente los requerimientos de computación a la par que, una vez confirmada su validez, permitir un desarrollo analítico más sencillo.

- El modelo permite modelizar razonablemente bien el crecimiento del fango aerobio granular bajo las condiciones en las que estos se producen, esto es, bajo la alternancia de una fase de abundancia de nutrientes seguido por una fase de carestía de nutrientes.
- Se ha incorporado el almacenamiento de reservas en el interior de la bacteria y su posterior consumo bajo condiciones de carestía de nutrientes. El modelo es capaz de predecir el comportamiento de las bacterias heterótrofas y autótrofas bajo estas condiciones.
- El modelo predice que el crecimiento del diámetro se debe fundamentalmente al crecimiento de las bacterias heterótrofas. En la evolución del crecimiento del diámetro del fango granular, el modelo podría simplificarse si se modeliza únicamente las bacterias heterótrofas.
- La difusión del oxígeno en el interior del fango granular depende en gran medida del tamaño de fango granular. La zona bajo condiciones anóxicas, y por ende, la capacidad de desnitrificación, aumenta con el aumento del tamaño del fango granular.

CAPÍTULO VIII.

FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN

Todo trabajo que abre una línea de investigación o estudio, siempre puede ser corregido e completado. En el caso de la presente tesis esperamos que sea así.

El apartado VI.4.1 es en sí mismo una colección de propuestas de líneas de investigación. Sin embargo, durante la realización del trabajo se han identificado tres temas muy atractivos y directamente relacionados con el objeto de la investigación que suscitan el máximo interés entre profesionales y proyectistas:

- Elaboración de un modelo simplificado para el estudio del comportamiento de las biopelículas mediante el uso de ecuaciones analíticas.
- Evaluación de los constantes cinéticas de los sistemas IFAS y estudio de la interacción del par cultivo en suspensión-biopelícula.
- Arranque de un Proceso Anammox mediante la inoculación de Fangos Granulares Aerobios

CAPÍTULO IX.

BIBLIOGRAFIA

Abma, W. et al., 2007. Full-scale granular sludge Anammox process. *Water science and technology*, 55(8-9), pp.27–33.

Abma, W. et al., 2007. The advance of Anammox. *Water* 21, 36(2), pp.36–37.

Abma, W. et al., 2010. Upgrading of sewage treatment plant by sustainable and cost-effective separate treatment of industrial wastewater. *Water science and technology*, 61(7), p.1715.

Alpkvist, E. et al., 2004. A new mathematical model for chemotactic bacterial colony growth. *Water science and technology : a journal of the International Association on Water Pollution Research*, 49(11-12), pp.187–92.

Alleman. *The Genesis and Evolution of Activated Sludge Technology*.

Alleman, J. (2004). *The History of Fixed-Film Wastewater Treatment Systems*.

Anon, *A Multi-Component, Multi-Species Biofilm Model*.

Arnold, E., Bhm, B. & Wilderer, P., 2000. Application of activated sludge and biofilm sequencing batch reactor technology to treat reject water from sludge dewatering systems: a comparison. *Water Science and Technology*, 41(1), pp.115–122.

Arrojo, B. et al., 2004. Aerobic granulation with industrial wastewater in sequencing batch reactors. *Water Research*, 38(14), pp.3389–3399.

Arrojo, B. et al., 2006. Effects of mechanical stress on Anammox granules in a sequencing batch reactor (SBR). *Journal of Biotechnology*, 123(4), pp.453–463.

Aspegren, H. et al., 2004. 10 YEARS OF EXPERIENCES OF AN MBBR PROCESS FOR POST-DENITRIFICATION. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2004(16), pp.355–366.

Aspegren, H. et al., 1998. Post denitrification in a moving bed biofilm reactor process. *Water science and technology*, 38(1), pp.31–38.

Atkinson, B. & Atkinson, B., 1974. *Biochemical reactors*, Pion London.

Atkinson, B. & Daoud, I., 1970. Diffusion effects within microbial films. Transactions of the Institution of Chemical engineers and the Chemical Engineer, 48(7-10), p.T245.

Atkinson, B., & al., e. (1980). Process Intensification using cell support. 4 (15).

Atkinsons, B., & al., e. (1979). *Patente nº GB 2006181A*. UK.

A. Warakowski, M.Morper. (2005). Process modeling IFAS and MBBR systems using Linpor.

Anox-Kaldnes. (2011). <http://www.anoxkaldnes.com>. Obtenido de <http://www.anoxkaldnes.com/Eng/c0companyc0/history.htm>.

Anox-Kaldnes. (s.f.). <http://www.kaldnes.com/about.htm>.

Aqwise. (2011). Obtenido de www.aqwise.com.

Atkinson, B., & al, e. (1979). Biological Particles of given size, shape, density for use in biological Reactors. *Biotechnology and Bioengineering*, 21 (193).

Austin, E. P. (1982). *Patente nº EP0077654 A1*. Europe.

Bader, F., 1978. Analysis of double-substrate limited growth. *Biotechnology and bioengineering*, 20(2), pp.183–202.

De Beer, D., Stoodley, P. & Lewandowski, Z., 1996. Liquid flow and mass transport in heterogeneous biofilms. *Water Research*, 30(11), pp.2761–2765.

Van Benthum, W., Van Loosdrecht, M. & Heijnen, J., 1997. Control of heterotrophic layer formation on nitrifying biofilms in a biofilm airlift suspension reactor. *Biotechnology and bioengineering*, 53(4), pp.397–405.

Beun, J. et al., 1999. Aerobic granulation in a sequencing batch reactor. *Water Research*, 33(10), pp.2283–2290.

Beun, J. et al., 2000. Stoichiometry and kinetics of poly- β -hydroxybutyrate metabolism in aerobic, slow growing, activated sludge cultures. *Biotechnology and Bioengineering*, 67(4), pp.379–389.

Beun, J., Heijnen, J. & Van Loosdrecht, M., 2001. N-Removal in a granular sludge sequencing batch airlift reactor. *Biotechnology and Bioengineering*, 75(1), pp.82–92.

Beun, J.J., 2001. PHB metabolism and N-removal in sequencing batch granular sludge reactors.

Beyenal, H. et al., 1997. Diffusion coefficients of phenol and oxygen in a biofilm of *Pseudomonas putida*. *AIChE journal*, 43(1), pp.243–250.

Beyenal, H. & Lewandowski, Z., 2001. Mass-transport dynamics, activity, and structure of sulfate-reducing biofilms. *AIChE journal*, 47(7), pp.1689–1697.

Bird, R.B., 2002. Transport phenomena. *Applied Mechanics Reviews*, 55(1), pp.R1–R4.

Boltz, J.P. et al., 2009. Modeling integrated fixed-film activated sludge and moving-bed biofilm reactor systems I: mathematical treatment and model development. *Water Environment Research*, 81(6), pp.555–575.

De Bruin, L. et al., 2004. Aerobic granular sludge technology: an alternative to activated sludge? *Water Science & Technology*, 49(11-12), pp.1–7.

Bungartz, H. & Mehl, M., 2001. Beyond models: requirements and chances of computational biofilms, *Biofilms in wastewater treatment: An interdisciplinary approach*, Technomic Publishing. In Druck.

Bio, H. (2008). Activecell Case Study: Agnico-Eagle Leronde Mine.

Biowater. (2011). *www.biowater.com*.

BMJ. (January de 2007). Medical Milestones. *British Medical Journal*, págs. 334 S1-22.

Brentwood. (2011). *http://www.brentwood-ind.com*.

Bryers, J. (2000). Biofilm: an introduction. En J. Bryers, & Wiley-Liss (Ed.), *Biofilm II: process analysis and application*.

Cassidy. (1996). Environmental applications of immobilized microbial cells; A review. En R. Wijffles, *Immobilized Cells: Basics and Applications*.

CEE. (1991). Directiva del Consejo 91/271/CEE sobre Tratamiento de Aguas Residuales.

CEE. (2000). *Directiva del Consejo UE 2000/60/CE por la que se establece el Marco Comunitario de actuación en materia de Política de Aguas*.

Chen, J. et al., 2010. Flootation and control of granular sludge in a high-rate anammox reactor. *water research*, 44(11), pp.3321–3328.

Chen, T. et al., 2011. Kinetic characteristics and microbial community of Anammox-EGSB reactor. *Journal of hazardous materials*, 190(1), pp.28–35.

Choi, N. et al., 2007. Pilot Testing of MBBR and IFAS Treatment Processes for Nitrification and Denitrification at the Mamaroneck WWTP. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2007(19), pp.229–252.

Choi, Y. & Morgenroth, E., 2003. Monitoring biofilm detachment under dynamic changes in shear stress using laser-based particle size analysis and mass fractionation. *Water Science & Technology*, 47(5), pp.69–76.

Cohen, G.N. & Monod, J., 1957. Bacterial permeases. *Bacteriological reviews*, 21(3), p.169.

Costerton, J. et al., 1994. Biofilms, the customized microniche. *Journal of bacteriology*, 176(8), p.2137.

Chu, M., Kitanidis, P., & McCarty, P. (2003). Effects of biomass accumulation on microbially enhanced dissolution of a PCE pool: a numerical simulation. *Journal of Contaminant Hydrology*, 65(1), 79--100.

Condren, A. (1990). *Technology Assessment of the Biological Aerated Filter*.

Cooper, P. F. (1989). *Demonstration and evaluation of the CAPTOR process for Sewage treatment*. USAEPA/600/S2-88/060.

Cortacans, J. (2010). *Fangos Activos: Eliminación Biológica de Nutrientes* (Tercera ed.). Madrid: Colegio de Ingenieros de Caminos, Canales y Puertos.

Cortacans, J. (2008). Procesos de Biofilm no tradicionales. *Curso Cedex*. Madrid.

Dulekgurgen, E. et al., 2003. Enhanced biological phosphate removal by granular sludge in a sequencing batch reactor. *Biotechnology letters*, 25(9), pp.687–693.

Davey, M.E., O. (2000). Microbial Biofilms: from Ecology to Molecular Genetics. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*.

Donald D. McHarness, P. L. (1973). *Field study of Nitrification with the Submerged Filter*.

Eberl, H. et al., 2000. A three-dimensional numerical study on the correlation of spatial structure, hydrodynamic conditions, and mass transfer and conversion in biofilms. *Chemical Engineering Science*, 55(24), pp.6209–6222.

Ekama, Marais, Pitman. et al. (1984). *Theory, Design and Operation of Nutrient Removal Activated Sludge pocesses*. Johannesburg: WRC.

Entex. (2011). *Entexinc.com*. Obtenido de <http://www.entexinc.com/entex-history>.

Fouad, M. & Bhargava, R., 2005. Sludge production and settleability in biofilm-activated sludge process. *Journal of environmental engineering*, 131(3), pp.417–424.

Frank-Kamenetskii, D.A., 1955. *Diffusion and heat transfer in chemical kinetics*, Princeton University Press.

Fujikawa, H., 1994. Diversity of the growth patterns of *Bacillus subtilis* colonies on agar plates. *FEMS microbiology ecology*, 13(3), pp.159–168.

Gantzer, C.J., Rittmann, B.E. & Herricks, E.E., 1986. The role of streambed biofilms in the removal of biodegradable contaminants from shallow streams, Un. of Illinois, Department of Civil Engineering.

Gaudy, A.F. & Gaudy, E.T., 1988. *Elements of bioenvironmental engineering*, Engineering Press.

Germain, E. et al., 2007. Evaluation of hybrid processes for nitrification by comparing MBBR/AS and IFAS configurations. *Water Science \& Technology*, 55(8-9), pp.43–49.

Van de Graaf, A.A. et al., 1995. Anaerobic oxidation of ammonium is a biologically mediated process. *Applied and environmental microbiology*, 61(4), pp.1246–1251.

Grady Jr, C.L. et al., 2011. *Biological wastewater treatment*, CRC Press.

Gujer, W. et al., 1999. Activated sludge model no. 3. *Water Science \& Technology*, pp.183–193.

Gujer, W., 2008. *Systems analysis for water technology*, Springer Science \& Business Media.

Gut, L., 2006. Assessment of a partial nitrification/Anammox system for nitrogen removal.

Van Hanndel, A. & van der Lubbe, J., 2012. Handbook of biological wastewater treatment, IWA Publishing, London.

Harremoës, P., 1977. Half-order reactions in biofilm and filter kinetics. *Vatten*, 2, pp.122–143.

Harremoës, P., 1976. The significance of pore diffusion to filter denitrification. *Journal (Water Pollution Control Federation)*, pp.377–388.

Heath, M.S., Wirtel, S.A. & Rittmann, B.E., 1990. Simplified design of biofilm processes using normalized loading curves. *Research Journal of the Water Pollution Control Federation*, pp.185–192.

Heijnen, J. & Van Loosdrecht, M., 1998. Method for acquiring grain-shaped growth of a microorganism in a reactor,

Hem, L.J., Rusten, B. & Ødegaard, H., 1994. Nitrification in a moving bed biofilm reactor. *Water Research*, 28(6), pp.1425–1433.

Henze, M., 2000. Activated sludge models ASM1, ASM2, ASM2d and ASM3, IWA publishing.

Henze, M. & Harremoës, P., 1983. Anaerobic treatment of wastewater in fixed film reactors—a literature review. *Water Science & Technology*, 15(8-9), pp.1–101.

Herbert, D., 1958. Some principles of continuous culture. *Recent progress in microbiology*, 3, pp.381–396.

Herbert, D., Elsworth, R. & Telling, R., 1956. The continuous culture of bacteria; a theoretical and experimental study. *Journal of General Microbiology*, 14(3), pp.601–622.

Herrling, M.P. et al., 2015. Determining the flow regime in a biofilm carrier by means of magnetic resonance imaging. *Biotechnology and bioengineering*, 112(5), pp.1023–1032.

Heukelekian, H., 1945. The Relationship between Accumulation, Biochemical Characteristics of Film and Purification Capacity of a Biofilter and Standard Filter: Part IV. Purification Capacity. *Sewage Works Journal*, pp.743–769.

Hippen, A. et al., 1997. Aerobic deammonification: a new experience in the treatment of waste waters. *Water Science and Technology*, 35(10), pp.111–120.

Hans Reimann, A. F. (1983). *Patente n° DE 3213074*. Alemania.

Henze, & Harremoes. (2002). *Wastewater Treatment Biological and Chemical Processes*. Springer.

Henze, van Loosdrecht, G. Ekama, Brdjanovic. (2008). *Biological Wastewater Treatment: Principles, Modelling and Design*. IWA Publishing.

Heukelekian, H. (1948). Similarities and differences between a biofilter and a standard filter.

Heukelekian, H. (1945). The relationship between accumulation, biochemical and biological characteristics of film and purification capacity of a biofilter and a standard filter. *Sewage Works Journal*.

Inocencio, P. et al., 2013. The future of sewage treatment: Nereda technology exceeds high expectations. future.

I. Lasa, J. d. (2005). Biofilms bacterianos e infección.

Incremental Advantage. (2007). www.incrementaladvantage.com.

Jetten, M.S. et al., 2009. Biochemistry and molecular biology of anammox bacteria. *Critical Reviews in Biochemistry and Molecular Biology*, 44(2-3), pp.65–84.

Johnson, C. & Boltz, J.P., 2013. Aeration system design in integrated fixed-film activated sludge (IFAS) and moving bed biofilm reactors (MBBR) using stainless steel pipe diffusers, manifold, and down pipes. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2013(13), pp.3781–3808.

Joss, A. et al., 2009. Full-scale nitrogen removal from digester liquid with partial nitrification and anammox in one SBR. *Environmental Science & Technology*, 43(14), pp.5301–5306.

J. Cowee, R. (1980). Current Developments and Process Applications. *First Symposium on Rotating Biological Contactor Technology*. Pennsylvania.

J. Perez, C. v. (2005). Modelling biofilm and floc diffusion process based on analytical solution of reaction-diffusion equations. *Water Research*.

Kagawa, Y. et al., 2015. Modeling the nutrient removal process in aerobic granular sludge system by coupling the reactor- and granule-scale models. *Biotechnology and Bioengineering*, 112(1), pp.53–64.

Karahan, O. et al., 2008. Simultaneous storage and utilization of polyhydroxyalkanoates and glycogen under aerobic conditions. *Water science and technology*, 58(4), p.945.

Kissel, J.C., McCarty, P.L. & Street, R.L., 1984. Numerical simulation of mixed-culture biofilm. *Journal of Environmental Engineering*, 110(2), pp.393–411.

Kreft, J.U. et al., 2001. Individual-based modelling of biofilms. *Microbiology*, 147(11), pp.2897–2912.

De Kreuk, M. et al., 2005. Simultaneous COD, nitrogen, and phosphate removal by aerobic granular sludge. *Biotechnology and Bioengineering*, 90(6), pp.761–769.

De Kreuk, M., Klshida, N. & Van Loosdrecht, M., 2006. Aerobic granular sludge- state of the art. *Biofilm Systems VI*, 55(8), pp.8–9.

De Kreuk, M. & Van Loosdrecht, M., 2004. Selection of slow growing organisms as a means for improving aerobic granular sludge stability. *Water Science \& Technology*, 49(11-12), pp.9–17.

Krishna, C. & Van Loosdrecht, M.C., 1999. Substrate flux into storage and growth in relation to activated sludge modeling. *Water Research*, 33(14), pp.3149–3161.

Kissel, J., McCarty, P., & Street, R. (1984). Numerical simulation of mixed-culture biofilm. *Journal of Environmental Engineering*, 110(2), 393--411.

Lackner, S. et al., 2014. Full-scale partial nitrification/anammox experiences-an application survey. *water research*, 55, pp.292–303.

Lardon, L.A. et al., 2011. iDynoMiCS: next-generation individual-based modelling of biofilms. *Environmental Microbiology*, 13(9), pp.2416–2434.

Laspidou, C. & Rittmann, B., 2004. Modeling biofilm complexity by including active and inert biomass and extracellular polymeric substances. *Biofilms*, 1(04), pp.285–291.

Laspidou, C.S. & Rittmann, B.E., 2002. A unified theory for extracellular polymeric substances, soluble microbial products, and active and inert biomass. *Water Research*, 36(11), pp.2711–2720.

Van de Last, A. & Lettinga, G., 1992. Anaerobic treatment of domestic sewage under moderate climatic(dutch) conditions using upflow reactors at increased superficial velocities. *Water Science \& Technology*, 25(7), pp.167–178.

Lemaire, R. et al., 2013. Experience from start-up and operation of deammonification MBBR plants, and testing of a new deammonification IFAS configuration. Proceedings of the Water Environment Federation, 2013(16), pp.1926–1947.

Lettinga, G. et al., 1980. Use of the upflow sludge blanket (USB) reactor concept for biological wastewater treatment, especially for anaerobic treatment. Biotechnology and bioengineering, 22(4), pp.699–734.

Lettinga, G. et al., 1980. Use of the upflow sludge blanket (USB) reactor concept for biological wastewater treatment, especially for anaerobic treatment. Biotechnology and Bioengineering, 22(4), pp.699–734.

Lewandowski, Z. & Beyenal, H., 2013. Fundamentals of biofilm research, CRC press.

Li, A., Li, X. & Yu, H., 2011. Effect of the food-to-microorganism (F/M) ratio on the formation and size of aerobic sludge granules. Process Biochemistry, 46(12), pp.2269–2276.

Lin, Y.-M., Liu, Y. & Tay, J.-H., 2003. Development and characteristics of phosphorus-accumulating microbial granules in sequencing batch reactors. Applied Microbiology and Biotechnology, 62(4), pp.430–435.

Van Loosdrecht, M., Eikelboom, D., et al., 1995. Biofilm structures. Water Science and Technology, 32(8), pp.35–43.

Van Loosdrecht, M., Tijhuis, L., et al., 1995. Population distribution in aerobic biofilms on small suspended particles. Water Science and Technology, 31(1), pp.163–171.

Van Loosdrecht, M. & De Kreuk, M., 2004. Method for the treatment of waste water with sludge granules,

Larrea Urcola, A. (2004). Ventajas y aplicaciones de la tecnología de lecho móvil en aguas residuales urbanas e industriales. *Tecnología del Agua*.

Lawrence K. Wang, Norman C. Pereira, Yung-Tse Hung. (2009). *Handbook of Environmental Engineering; Biological Treatment Processes* (Vol. VIII). Humana Press.

Lazarova, V., O. (1999). Methods to extract the exopolymeric matrix from biofilms: a comparative study. *Wat.Sci.Tech*.

Lin, Y. H. (2009). Kinetics of biodegradation of phenolic wastewater in a biofilm reactor. *Water Science & Technology*.

M.C.M van Loosdrecht, J. H. (2002). Mathematical modelling of biofilm structures. *Kluwer Academic*.

LustiG, G. & DahlberG, C., Nitrogen reduction at five Swedish municipal wastewater treatment plants configured in a multi-reactor Moving Bed Biofilm reactor process.

Ma, B. et al., 2013. Performance of anammox UASB reactor treating low strength wastewater under moderate and low temperatures. *Bioresource technology*, 129, pp.606–611.

Manterola, G. et al., Procesos avanzados de eliminación de nitrógeno: soluciones ANITATM MOX de AnoxKaldnes.

McCarty, P.L., 1964. Anaerobic waste treatment fundamentals. *Public works*, 95(9), pp.107–112.

McCarty, P.L., 1971. Energetics and bacterial growth. *Organic compounds in aquatic environments*, 7, pp.157–172.

McCarty, P.L., 1972. Stoichiometry of biological reactions,

McQuarrie, J.P., Boltz, J.P. & Daigger, G.T., 2010. Interactions Between Suspended Biomass and Biofilm in Integrated Fixed-Film Activated Sludge (IFAS) Bioreactors: Process Design Implications for IFAS Systems. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2010(7), pp.197–211.

Mishima, K. & Nakamura, M., 1991. Self-immobilization of aerobic activated sludge—a pilot study of the aerobic upflow sludge blanket process in municipal sewage treatment. *Water science & technology*, 23(4-6), pp.981–990.

Monod, J., 1942. *Recherches sur la croissance des cultures bacteriennes*.

Monod, J., 1949. The growth of bacterial cultures. *Annual Reviews in Microbiology*, 3(1), pp.371–394.

Morgenroth, E. et al., 1997. Aerobic granular sludge in a sequencing batch reactor. *Water Research*, 31(12), pp.3191–3194.

Motsch, S. et al., 2007. MBBR and IFAS Pilot Program for Denitrification at Fairfax County's Noman Cole Pollution Control Plant. *Water Practice*, 1(5), pp.1–11.

Mulder, A. et al., 1995. Anaerobic ammonium oxidation discovered in a denitrifying fluidized bed reactor. *FEMS Microbiology Ecology*, 16(3), pp.177–183.

MacDonald, T., Kitanidis, P., McCarty, P., & Roberts, P. (1999). Mass-Transfer Limitations for Macroscale Bioremediation Modeling and Implications on Aquifer Clogging. *Groundwater*, 37(4), 523--531.

Madigan MT, M. J. (2003). *Brock Biología de Microorganismos*. Pearson Educación.

McCarty, P. (1971). Energetics and bacterial growth. *Organic compounds in aquatic environments*, 7, 157--172.

McCarty, P. (1972). *Stoichiometry of biological reactions*.

McCarty, Perry L. SAGRARIO, G. (1964). Anaerobic waste treatment fundamentals. *Public works*, 95(9), 107--112.

McHarness, D., & McCarty, P. (1973). Field study of nitrification with the submerged filter.

MH Castonguay, e. a. (2005). Biofilm formation by *Scherichia coli* is stimulated by synergistic interactions and co-adhesion mechanisms with adherence-proficient bacteria. *Research in microbiology*.

Ni, S.-Q. et al., 2011. Fast start-up, performance and microbial community in a pilot-scale anammox reactor seeded with exotic mature granules. *Bioresource technology*, 102(3), pp.2448–2454.

Nogueira, R. et al., 2002. Nitrifying and heterotrophic population dynamics in biofilm reactors: effects of hydraulic retention time and the presence of organic carbon. *Water research*, 36(2), pp.469–481.

Noguera, D.R. et al., 1999. Simulation of multispecies biofilm development in three dimensions. *Water Science and Technology*, 39(7), pp.123–130.

Noguera, D.R., Okabe, S. & Picioreanu, C., 1999. Biofilm modeling: present status and future directions. *Water science and technology*, 39(7), pp.273–278.

Nikhita, P. S. (2009). Removal of Phenol from Wastewater using Moving Bed Biofilm Reactor. *10th National Conference on Technical Trends*.

O'Shaughnessy, M. et al., 2011. Full-plant deammonification for low-energy, low-carbon nitrogen removal. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2011(13), pp.3715–3720.

Odenchantz, J.E., Valocchi, A.J. & Rittmann, B.E., 1990. Modeling two-dimensional solute transport with different biodegradation kinetics. In *Proceedings of Petroleum Hydrocarbons and Organic Chemicals in Ground Water: Prevention, Detection, and Restoration*, Houston, TX (October-November). Dublin, OH: National Water Well Association (NWWA).

Okabe, S. et al., 1996. Spatial microbial distributions of nitrifiers and heterotrophs in mixed-population biofilms. *Biotechnology and bioengineering*, 50(1), pp.24–35.

Onnis-Hayden, A. et al., 2011. Process optimization by decoupled control of key microbial populations: Distribution of activity and abundance of polyphosphate-accumulating organisms and nitrifying populations in a full-scale IFAS-EBPR plant. *Water research*, 45(13), pp.3845–3854.

Odegaard. (2009). Application of MBBR processes for Nutrient Removal. *IWA-Nutrient Management in Wastewater Treatment Processes*. Cracovia: IWA Publishing.

Odegaard. (2006). Investigating the effect of colloids on the performance of a biofilm membrane reactor for treatment of municipal wastewater.

Odegaard, H. (1993). *Patente n° NO172687*. Noruega.

Odegaard, H. (1999). The influence of wastewater characteristics on the choice of wastewater treatment method.

Odegaard, H. (1999). The Moving Bed biofilm Reactor. En I. W. Igarashi, *Water Engineering and Reuse of Water*. Hokkaido Press.

Ohtake, Y. (1986). *Patente n° JPA1988054995*. Japan.

Ovivo. (2011). <http://www.ovivowater.com/>.

Peng, Y. & Zhu, G., 2006. Biological nitrogen removal with nitrification and denitrification via nitrite pathway. *Applied microbiology and biotechnology*, 73(1), pp.15–26.

Peric, M. et al., 2009. Kinetic/Half-saturation Coefficient Considerations for Post Denitrification MBBR. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2009(4), pp.136–152.

Picioreanu, C. et al., 2000. A theoretical study on the effect of surface roughness on mass transport and transformation in biofilms. *Biotechnology and bioengineering*, 68(4), pp.355–369.

Picioreanu, C. et al., 1998. Mathematical modeling of biofilm structure with a hybrid differential-discrete cellular automaton approach. *Biotechnology and Bioengineering*, 58(1), pp.101–116.

Picioreanu, C., 1999. Multidimensional modeling of biofilm structure, Delft University of Technology.

Picioreanu, C., Van Loosdrecht, M.C.M. & Heijnen, J.J., 1997. A new combined differential-discrete cellular automaton approach for biofilm modeling: Application for growth in gel beads. *Biotechnology and Bioengineering*, 57(6), pp.718 – 731.

Piculell, M. et al., The Influence of Biofilm Carriers on Oxygen Transfer Efficiency in Wastewater Treatment.

Pochana, K. & Keller, J., 1999. Study of factors affecting simultaneous nitrification and denitrification (SND). *Water Science and Technology*, 39(6), pp.61–68.

Pol, L.H. et al., 1983. Granulation in UASB-reactors. *Water Science & Technology*, 15(8-9), pp.291–304.

P.F.Cooper. (2001). Historical aspect of wastewater treatment. En G. G. P. Lens, *Decentralised Sanitation and Reuse; Concepts, Systems and Implementation*. IWA Publishing.

Phillips, H. S. (2007). Modeling Fixed Film processes: practical considerations and current limitations from consulting viewpoint. *WEFTEC*.

Picioreanu, C. N. (1999). Biofilm modeling: Present status and future directions. *Water Science Technology*, 273-278.

Piciooreanu, L. (2002). Use of mathematical modelling to study biofilm development and morphology.

Rauch, W., Vanhooren, H. & Vanrolleghem, P.A., 1999. A simplified mixed-culture biofilm model. *Water Research*, 33(9), pp.2148–2162.

Reichert, P., 1998. AQUASIM 2.0 Tutorial. Swiss Federal Institute for Environmental Science and Technology (EAWAG).

Riemer, M. & Harremoës, P., 1978. Multi-component diffusion in denitrifying biofilms.

Rittmann, B.E. & Manem, J.A., 1992. Development and experimental evaluation of a steady-state, multispecies biofilm model. *Biotechnology and bioengineering*, 39(9), pp.914–922.

Rittmann, B.E. & McCarty, P.L., 2001. *Environmental biotechnology*, McGraw-Hill Boston.

Rittmann, B.E. & McCarty, P.L., 1980. Model of steady-state-biofilm kinetics. *Biotechnology and Bioengineering*, 22(11), pp.2343–2357.

Rittmann, B.E. & McCarty, P.L., 1982. Model of steady-state-biofilm kinetics. *Biotechnology and bioengineering*, 24(10), p.2291.

Rittmann, B.E., Stilwell, D. & Ohashi, A., 2002. The transient-state, multiple-species biofilm model for biofiltration processes. *Water Research*, 36(9), pp.2342–2356.

Rusten, B. et al., 2003. Increasing the capacity of activated sludge plants by using AS/MBBRTM hybrid process with Kaldnes biofilm carriers. 5th IWA Conference on Biofilms Systems Cape Town, South Africa.

Rusten, B. et al., 2000. Pilot testing and preliminary design of moving bed biofilm reactors for nitrogen removal at the FREVAR wastewater treatment plant. *Water science and technology*, 41(4-5), pp.13–20.

Rusten, B. & Odegaard, H., 2007. Design and Operation of Moving Bed Biofilm Reactor Plants for Very Low Effluent Nitrogen and Phosphorus Concentrations. *Water Practice*, 1(5), pp.1–13.

Rusten, B., Hem, L.J. & Odegaard, H., 1995. Nitrification of municipal wastewater in moving-bed biofilm reactors. *Water Environment Research*, 67(1), pp.75–86.

Rusten, B. & Paulsrud, B., 2009. Environmental Technology Verification of a Biofilm Process for High Efficiency Nitrogen Removal From Wastewater. Proceedings of the Water Environment Federation, 2009(12), pp.4378–4391.

Rusten, B., Siljudalen, J. & Nordeidet, B., 1994. Upgrading to nitrogen removal with the KMT moving bed biofilm process. Water Science and Technology, 29(12), pp.185–195.

Randall C., Rusten B., Jones R., Phago D. (2000). *Investigating Hybrid Design for Enhanced Nutrient Removal*. WERF.

Randall, W. e. (2007). Understanding the importance of aerobic mixing, biofilm thickness control and modeling on the success or failure of IFAS systems for biological nutrient removal. *Nutrient Removal*.

Rasmussen. (2011). The Kaldnes Moving Bed biofil process- an innovative solution to biological waste water treatment.

Rauch, W. V. (1999). A simplified mixed-culture biofilm model. *Water Research*.

Riefler, R. S. (2003). Comparasion of a type curbe and a least-squared errors method to estimate biofilm kinetic parameters. *Water Research*.

Rittmann B.E, M. J. (1991). *Development and Experimental Evaluation of a steady-state, Multispecies Biofilm Model*.

Rittmann. (2004). Biofilm Technology used to improve Water Quality. *Journal of Shanghai Normal University*.

Rittmann, B. V. (1991). *Modeling two-Dimensional solute transport with different biodegradation kinetics*.

Rittmann, B., & McCarty, P. (2001). *Environmental biotechnology*. McGraw-Hill Boston.

Rittmann, B., & McCarty, P. (1980). Evaluation of steady-state-biofilm kinetics. *Biotechnology and Bioengineering*, 22 (11), 2359--2373.

Rittmann, B., & McCarty, P. (1982). Model of steady-state-biofilm kinetics. *Biotechnology and bioengineering*, 24 (10), 2291.

Rittmann, B., & McCarty, P. (1981). Substrate flux into biofilms of any thickness. *Journal of the Environmental Engineering Division*, 107(4), 831--849.

Roger T. Haug, Perry L. McCarty. (1972). Nitrification with the submerged filter. *Water Pollution Control federation*.

Rusten, B. e. (1994). Upgrading to nitrogen removal with the KMT Moving Bed Biofilm Process. *Water Scientist Technology*.

RVT. (2011). Obtenido de <http://www.rvtpe.net/>.

Sáez, P.B. & Rittmann, B.E., 1990. Error analysis of limiting-case solutions to the steady-state-biofilm model. *Water Research*, 24(10), pp.1181–1185.

Schmid, M. et al., 2003. Candidatus “Scalindua brodae”, sp. nov., Candidatus “Scalindua wagneri”, sp. nov., two new species of anaerobic ammonium oxidizing bacteria. *Systematic and Applied Microbiology*, 26(4), pp.529–538.

Sen, D. & Randall, C.W., 2008. Improved computational model (AQUIFAS) for activated sludge, integrated fixed-film activated sludge, and moving-bed biofilm reactor systems, Part I: semi-empirical model development. *Water environment research*, 80(5), pp.439–453.

Shin, H.-S., Lim, K.-H. & Park, H.-S., 1992. Effect of shear stress on granulation in oxygen aerobic upflow sludge bed reactors. *Water Science & Technology*, 26(3-4), pp.601–605.

Sriwiriyarat, T. & Randall, C., 2005. Performance of IFAS wastewater treatment processes for biological phosphorus removal. *Water Research*, 39(16), pp.3873–3884.

Stewart, P.S. et al., 1995. Biofilm structural heterogeneity visualized by three microscopic methods. *Water Research*, 29(8), pp.2006–2009.

Stinson, B. et al., 2009. Design and Operating Considerations for a Post Denitrification MBBR to achieve Limit of Technology Effluent $\text{NO}_x < 1 \text{ mg/l}$ and effluent $\text{TP} < 0.18 \text{ mg/l}$. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2009(4), pp.1225–1254.

Su, K.-Z. & Yu, H.-Q., 2005. Formation and characterization of aerobic granules in a sequencing batch reactor treating soybean-processing wastewater. *Environmental science & technology*, 39(8), pp.2818–2827.

Szwerinski, H., Arvin, E. & Harremoës, P., 1986. pH-decrease in nitrifying biofilms. *Water Research*, 20(8), pp.971–976.

Salter, G. J., & Kell, D. B. (1991). New materials and technology for cell immobilization. *Current opinion in Biotechnology*.

Salveti, R., & Azzellino, A. (2006). Effects of Temperature on tertiary nitrification in moving-bed biofilm reactors. *Water Research*, 2981-2993.

Seeger. (1999). The History of German waste water treatment. En *European Water Management*.

Stowa. (2011). <http://www.stowa-selectedtechnologies.nl/Sheets/Sheets/Pegasus...Pegazur...Bio.Tube.Process.html>.
Obtenido de www.stowa.nl.

Taljemark, K. et al., 10AD. 10 years of experiences of an MBBR process for post-denitrification. Proceedings of the 77 th Annual Water Environment Federation Technical Exhibition and Conference (WEFTEC-National Conference of the Water Environment Federation).

Tang, C.-J. et al., 2011. Performance of high-loaded ANAMMOX UASB reactors containing granular sludge. *Water research*, 45(1), pp.135-144.

Tay, J.-H., Liu, Q.-S. & Liu, Y., 2001. The role of cellular polysaccharides in the formation and stability of aerobic granules. *Letters in Applied Microbiology*, 33(3), pp.222-226.

Third, K.A., Burnett, N. & Cord-Ruwisch, R., 2003. Simultaneous nitrification and denitrification using stored substrate (PHB) as the electron donor in an SBR. *Biotechnology and Bioengineering*, 83(6), pp.706-720.

Thomas, W.A. et al., 2009. Evaluation of nitrification kinetics for a 2.0 MGD IFAS process demonstration. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2009(4), pp.97-116.

Tijhuis, L. et al., 1994. Dynamics of population and biofilm structure in the biofilm airlift suspension reactor for carbon and nitrogen removal. *Stellingen behorende bij het proefschrift The Biofilm Airlift Suspension Reactor; biofilm formation, detachment and heterogeneity* door Luc Tijhuis., p.235.

Tijhuis, L., 1994. The biofilm airlift suspension reactor: biofilm formation, detachment and heterogeneity.

Di Trapani, D., Christensso, M. & Odegaard, H., 2011. Hybrid activated sludge/biofilm process for the treatment of municipal wastewater in a cold climate region: a case study. *Water Science & Technology*, 63(6), pp.1121–1129.

Tharp, E.C.;Bhattacharya,S. (1990). CAPTOR Design considerations-Carbonaceous BOD applications. *44th Purdue Industrial Waste Conference Proceedings*. London: Lewis.

Trela, J. et al., 2004. Pilot-plant experiments with combined nitrification and anaerobic ammonium oxidation (Anammox) in biofilm system. In *The 4th IWA World Water Congress and Exhibition 19-24 September 2004, Marrakech, Morocco*. p. CD-ROM.

Van Uden, N., 1967. Transport-limited growth in the chemostat and its competitive inhibition; a theoretical treatment. *Archiv für Mikrobiologie*, 58(2), pp.145–154.

USCourt. (2005). *Juzgados del Estado de Pennsylvania*. Obtenido de www.paed.uscourts.gov/documents/opinions/05D0422P.pdf.

Vlaeminck, S. et al., 2008. Granular biomass capable of partial nitrification and anammox. *Water Science and Technology*, 58(5), p.1113.

Wanner, O. & Gujer, W., 1986. A multispecies biofilm model. *Biotechnology and bioengineering*, 28(3), pp.314–28.

Wanner, O. & Gujer, W., 1985. Competition in biofilms. *Water Science and Technology*, 17(2-3 -3 pt 1), pp.27 – 44.

Wanner, O. & Morgenroth, E., 2004. Biofilm modeling with AQUASIM. *Water science & technology*, 49(11), pp.137–144.

Wanner, O. & Reichert, P., 1996. Mathematical modeling of mixed-culture biofilms. *Biotechnology and Bioengineering*, 49(2), pp.172–184.

Weiss, J.S. et al., 2005. Evaluation of Moving Bed Biofilm Reactor technology for enhancing nitrogen removal in a stabilization pond treatment plant. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2005(14), pp.2085–2102.

Wett, B., 2007. Development and implementation of a robust deammonification process. *Water Science and Technology*, 56(7), pp.81–88.

Wett, B., Omari, A., et al., 2013. Going for mainstream deammonification from bench-to full-scale for maximized resource efficiency.

Wett, B., Nyhuis, G., et al., 2013. Population dynamics at the limits of DEMON plant operations.

Wett, B. et al., 2010. Syntrophy of aerobic and anaerobic ammonia oxidisers. *Water science and technology*, 61(8), p.1915.

Wiesmann, U., 1994. Biological nitrogen removal from wastewater. *Biotechnics/wastewater*, pp.113–154.

Williamson, K. & McCarty, P.L., 1976a. A model of substrate utilization by bacterial films. *Journal (Water Pollution Control Federation)*, pp.9–24.

Williamson, K. & McCarty, P.L., 1976b. Verification studies of the biofilm model for bacterial substrate utilization. *Journal (Water Pollution Control Federation)*, pp.281–296.

Wilson, M. et al., 2012. Design and Operational Insights of the World's Largest Integrated Fixed Film Activated Sludge (IFAS) Process for Low Nitrogen Limits. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2012(12), pp.3970–3988.

Wimpenny, J.W. & Colasanti, R., 1996. A unifying hypothesis for the structure of microbial biofilms based on cellular automaton models. *FEMS Microbiology Ecology*, 22(1), pp.1–16.

Winkler, M.-K., Kleerebezem, R. & Van Loosdrecht, M., 2012. Integration of anammox into the aerobic granular sludge process for main stream wastewater treatment at ambient temperatures. *Water research*, 46(1), pp.136–144.

Winkler, S. et al., 2001. A new approach towards modelling of the carbon degradation cycle attwo-stage activated sludge plants. *Water Science & Technology*, 43(7), pp.19–27.

W C. Boyle, A T.Wallace. (1986). *Status of porous biomass support systems for wastewater treatment: An innovative/alternative technology assessment*. USAEPA /800/s2-86/019.

Walker, I. Austin, E.P. (1981). The use of Plastic, Porous Biomass Supports in a Pseudofluidised Bed for effluent treatment. *Biological Fluidised Bed Treatment of Water and Wastewater*. Manchester: Cooper, P.Fr. Atkinson, B. Horwood, E.

Wanner, E. P. (2009). *Mathematical Modeling of Biofilms*. IWA.

Warakomski, Morper. (2005). Process Modeling IFAS and MBBR System using Linpor. *Rocky Mountain Water Environment Association: O&M*. Albuquerque, Nuevo Méjico.

Wateronline. (2005). <http://www.wateronline.com/article.mvc/Infilco-Degremont-Partners-With-Hydroxyl-Syst-0001>. Obtenido de www.wateronline.com.

WEF. (2010). *Biofilm Reactors-Manual of Practice No.35*.

WEF. (2010). *Biofilm Reactors-Manual of Practice No.35*.

WEF. (2010). *Nutrient Removal Manual of Practice No.34*. Alexandria.

Wijffels, B. (1996). *Immobilized Cells: Basics and Applications*. Elsevier.

Williamson, K., & McCarty, P. (1976). A model of substrate utilization by bacterial films. *Journal (Water Pollution Control Federation)*, 9--24.

Williamson, K., & McCarty, P. (1976). Verification studies of the biofilm model for bacterial substrate utilization. *Journal (Water Pollution Control Federation)*, 281--296.

Worldwaterforum4. (2006). Sewage treatment in the greater Paris area: from an indispensable hygienist approach to an environmental protection approach. *Worldwaterforum4*. Mejico.

WPCF. (1983). *Wastewater Treatment Plant Design-MOP 8*.

Xavier, J.B., Picioreanu, C. & Van Loosdrecht, M., 2005. A general description of detachment for multidimensional modelling of biofilms. *Biotechnology and bioengineering*, 91(6), pp.651–669.

Xie, S. W. (2006). Reduction of Precursor of Chlorination By-products in Drinking Water using Fluidized-bed Biofilm Reactor at Low Temperature. *Biomedical and Environmental Science*, 360-366.

Yang, S.-F. et al., 2004. Growth kinetics of aerobic granules developed in sequencing batch reactors. *Letters in applied microbiology*, 38(2), pp.106–12.

Zhao, H. et al., 2013. Single-Stage Deammonification Process Performance-MBBR Versus IFAS Configurations. *Proceedings of the Water Environment Federation*, 2013(4), pp.1–17.