

**ESTUDIO DE LA EVOLUCIÓN DE PARÁMETROS DE CONTROL DE
UNA EDAR PARA EVALUAR SU MODO DE OPERAR**



Autor: Pablo Ayanz Capitán

Orihuela, 2020



ESCUELA POLITECNICA SUPERIOR DE ORIHUELA

**Máster Universitario de Investigación en
Gestión, Tratamiento y Valorización de Residuos Orgánicos**



**ESTUDIO DE LA EVOLUCIÓN DE PARÁMETROS DE CONTROL DE
UNA EDAR PARA EVALUAR SU MODO DE OPERAR**



Vº Bº DIRECTOR

Aurelia Pérez Espinosa

ALUMNO

Pablo Ayanz Capitán

Curso 2019/2020



UNIVERSIDAD MIGUEL HERNÁNDEZ DE ELCHE

Se autoriza al alumno **D. Pablo Ayanz Capitán**, a realizar el Trabajo Fin de Máster titulado: “Estudio de la evolución de parámetros de control de una EDAR para evaluar su modo de operar”, bajo la dirección de D^a. Aurelia Pérez Espinosa, debiendo cumplir las normas establecidas para la redacción del mismo que están a su disposición en la página Web específica del Master.

Orihuela, 25 de septiembre de 2020

La Directora del Máster Universitario de Investigación en Gestión, Tratamiento y Valoración de Residuos Orgánicos

CONCEPCION PAREDES|GIL
Firmado digitalmente por
CONCEPCION|PAREDES|GIL
Fecha: 2020.09.25 19:50:43
+02'00'

Fdo.: Concepción Paredes Gil

TRIBUNAL	
FECHA:	
PRESIDENTE:	FIRMA:
VOCAL:	FIRMA:
VOCAL:	FIRMA:

REFERENCIAS DEL TRABAJO FIN DE MÁSTER

IDENTIFICACIONES

Autor: Pablo Ayanz Capitán

Título: Estudio de la evolución de parámetros de control de una edar para evaluar su modo de operar

Title: Study of the evolution of the control parameters of a farm in order to evaluate its mode of operation

Director/es del TFM: Aurelia Pérez Espinosa

Año: 2020

Titulación: Máster Universitario de Investigación en Gestión, Tratamiento y Valorización de Residuos Orgánicos

Tipo de proyecto: Trabajo Experimental

Palabras clave: Bulking, foaming, bacterias filamentosas, floculación, decantación.

Keywords: Bulking, foaming, filamentous bacteria, flocculation, decantation

Nº citas bibliográficas: 18

Nº de planos:0

Nº de tablas: 9

Nº de figuras: 17

Nº de gráficas:4

Resumen

Las estaciones depuradoras de agua residual (EDAR) urbana disminuyen la carga de materia orgánica y otras sustancias inorgánicas que contienen estas aguas, hasta los niveles exigibles por la normativa establecida, para verterlas de nuevo al medio natural con calidad suficiente para no dañarlo. El tratamiento adecuado de las aguas residuales es esencial para prevenir la degradación y contaminación del medio ambiente y preservar la buena calidad de las aguas de la hidrosfera, pues afectan de forma directa a todos los ecosistemas relacionados con ellas. Es un modo eficaz de conservar nuestro entorno y hacerlo más sostenible y seguro.

El trabajo ha consistido en realizar un seguimiento de la calidad del agua efluente de una EDAR biológica urbana, mediante los parámetros de control establecidos por el ordenamiento jurídico interno español que traspone una Directiva de la Unión Europea sobre aguas residuales urbanas. Con ello, se pretende conocer si la EDAR operó de modo eficiente y los tratamientos que se realizaron a las aguas residuales urbanas consiguieron obtener vertidos de acuerdo con la normativa que los regula.

El resultado de los datos analizados ha puesto de manifiesto que la EDAR opera con elevada eficiencia, reduciendo los parámetros de control a concentraciones bajas en las aguas efluentes en relación con las que presentan las aguas influentes. Asimismo, las concentraciones de los parámetros de control de los vertidos al medio natural son inferiores a las concentraciones máximas establecidas por la normativa vigente.

La calidad del agua efluente puede deteriorarse cuando se presentan problemas operativos y/o técnicos en la EDAR. Los más graves se producen por la merma, o interrupción, del proceso de decantación de los flóculos de microorganismos y materia orgánica biooxidada (bulking); o por la formación de espumas que también pueden dificultar la sedimentación de la materia orgánica debido a su baja densidad (foaming). Ambos problemas están relacionados con los desequilibrios que pueden sufrir las complejas poblaciones de microorganismos que se interrelacionan formando los lodos activos.

En el futuro, las EDAR posiblemente evolucionen modernizando su tecnología y controlando de forma más avanzada los tratamientos de lodos activos, lo que redundará en una mejora de la calidad del agua vertida y mayores garantías que eviten problemas de contaminación del medio ambiente.



Abstract

It is essential for preventing the degradation and environmental contamination and to preserve the good quality of hydrosphere waters the treatment and an adequate spill of sewage waters in the EDAR, because these Waters affect in a direct way to all ecosystems that are in relationship with them. This is an efficient way to maintain our environment and to make it more sustainable and safer.

A monitoring of quality of the effluent Waters from a biological urban EDAR has to be carried out by means of control criteria stablished by current regulations that are ruling at this moment. The idea was to know if the EDAR was working in a efficient way and the treatments that were doing to the sewage Waters got Good quality spilled results. The result brought to light that the EDAR has reduced the control criteria of sewage effluent Waters to low concentrations regarding to influent waters. In the same way, the concentration of these criteria in the sewage waters to preserve the environment is following the stablished regulations.

The quality of effluent water can be damaged when operational and /or technical problems are introduced in the EDAR. The most serious problems are produced by the reductions in the process of decantation of microorganisms in the flocculos and bulking or by the formation of foaming that can make difficult the sedimentation of organic materia due to its low density (foaming). Both are in relationship with an imbalance that can occur in the complex populations of microorganisms in active sludges.

ÍNDICE

1	Introducción.....	1
1.1	<i>Tratamiento secundario. Procesos de desarrollo de microorganismos en suspensión bajo condiciones aerobias</i>	<i>2</i>
1.2	<i>Microorganismos presentes en los procesos de lodos activos</i>	<i>5</i>
1.3	<i>Reproducción, crecimiento y desarrollo de microorganismos en lodos activos</i>	<i>9</i>
1.4	<i>Morfología del flóculo.....</i>	<i>11</i>
1.5	<i>Principales problemas para operar una EDAR biológica.....</i>	<i>14</i>
1.6	<i>Normativa sobre aguas residuales.....</i>	<i>16</i>
1.6.1	<i>Métodos de referencia</i>	<i>20</i>
2	Objetivos	22
3	Metodología	23
3.1	<i>Cronograma de actividades</i>	<i>23</i>
3.2	<i>Metodología de la toma de muestras de agua</i>	<i>23</i>
	<i>Muestreo (I) agua influente o agua bruta, (II) agua efluente o tratada</i>	<i>24</i>
3.2.1	<i>Muestreo del reactor biológico (licor mezcla)</i>	<i>24</i>
3.3	<i>Metodología de análisis de agua. SST, DBO₅, DQO.....</i>	<i>25</i>
3.3.1	<i>Metodología para determinar sólidos en suspensión totales (SST)</i>	<i>25</i>
3.3.2	<i>Metodología para determinar demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅).....</i>	<i>28</i>
3.3.3	<i>Metodología para determinar demanda química oxígeno (DQO)</i>	<i>34</i>
4	Resultados	38
4.1	<i>Datos volumétricos y analíticos del agua operada en la EDAR.....</i>	<i>38</i>
4.2	<i>Análisis de los parámetros de control del agua operada en la EDAR</i>	<i>39</i>
4.2.1	<i>Análisis del volumen de agua tratada</i>	<i>39</i>
4.2.2	<i>Análisis de sólidos en suspensión totales (SST)</i>	<i>40</i>
4.2.3	<i>Análisis de la demanda bioquímica de oxígeno, (DBO₅).....</i>	<i>42</i>
4.2.4	<i>Análisis de la demanda química de oxígeno (DQO).....</i>	<i>43</i>
5	Discusión.....	46

6	Conclusiones.....	50
7	Bibliografía	52



ÍNDICE DE FIGURAS

Figura. 1. Esquema de los tratamientos de la línea de agua de una EDAR biológica.....	2
Figura. 2. Esquema de la reacción de oxidación biológica originada por lodos activos	3
Figura. 3. Esquema de recirculación de lodos desde el decantador secundario al reactor biológico.....	4
Figura. 4. Bacterias habituales en la formación de flóculos.	6
Figura. 5. Bacterias filamentosas habituales en lodos activos.	7
Figura. 6. Crecimiento de microorganismos durante la estabilización de desechos orgánicos en un ambiente líquido.	10
Figura. 7. Curva característica de crecimiento bacteriano.	10
Figura. 8. Flóculos esféricos y regulares.....	14
Figura. 9. Flóculo irregular.....	12
Figura. 10. Flóculo bien formado.....	12
Figura. 11. Flóculo abierto.....	12
Figura. 12. Niveles de dispersión de los flóculos en un lodo activo.....	13
Figura. 13. Visibilidad de los filamentos de las bacterias filamentosas en los flóculos.....	14
Figura. 14. Volumen real de agua tratada por tamaño de municipios.....	47
Figura. 15. Usos del agua reutilizada en España.....	48
Figura. 16. Relación porcentual del uso de agua regenerada por regiones.	48
Figura. 17. Aprovechamiento de lodos de EDAR en España.	49

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 7. Requisitos para los vertidos procedentes de instalaciones de tratamiento de aguas residuales urbanas. Se aplicará el valor de concentración o el porcentaje de reducción.....	19
Tabla 8. Número máximo de muestra no conformes en función de las series de muestras tomadas en un año.	21
Tabla 1. Cronograma de actividades	23
Tabla 2. Adición de inóculo (agua siembra).....	30
Tabla 3. Preparación de las soluciones patrón de trabajo.....	31
Tabla 4. Apertura de biómetros DBO ₅	32
Tabla 5. Factor multiplicador.	33
Tabla 6. Rango de trabajo/test.	34
Tabla 9. Datos analíticos de agua tratada en la EDAR. AÑO 2018	39

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Agua residual tratada en la EDAR.	40
Gráfica 2. Sólidos en suspensión totales del agua influentes y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.	41
Gráfica 3. DBO ₅ del agua influentes y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.	43
Gráfica 4. DQO del agua influente y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.	44



1 Introducción

Las estaciones depuradoras de aguas residuales (EDAR) son plantas industriales destinadas a la depuración de aguas residuales, procedentes tanto de núcleos urbanos como industriales, mediante tratamientos y procesos complejos de diversa índole, con objeto de devolverlas a la naturaleza con el menor impacto medio ambiental posible.

Dependiendo del tipo de tratamiento se diferencian dos tipos de EDARs fisicoquímicas y biológicas. Las primeras depuran las aguas mediante tratamientos en los que se añade al agua influente reactivos químicos que favorecen la decantación de los sólidos en suspensión que contienen. Las plantas biológicas depuran mediante microorganismos que actúan sobre la materia orgánica e inorgánica en suspensión del agua influente, transformándola en sólidos sedimentables fáciles de separar por decantación.

Los tratamientos que tienen lugar en una EDAR se pueden agrupar en dos etapas diferentes denominadas línea de agua y línea de fangos. Este trabajo se centra en determinados procesos microbiológicos que se realizan en la línea de agua de las EDAR biológicas. Los tratamientos en dicha línea son:

- **Pretratamiento.** En él se eliminan los sólidos de mayor tamaño (arenas y gravas) y grasas de las aguas influentes, mediante pozos de gruesos, desbaste de gruesos, desbaste de finos y desarenado-desengrasado.
- **Tratamiento primario.** En él se eliminan determinados sólidos en suspensión mediante un decantador primario.
- **Tratamiento secundario.** Consiste en un tratamiento biológico que transforma la materia orgánica del agua influente en materia celular, gases, energía y agua. Este tratamiento se puede realizar mediante procesos biológicos de una etapa, o por procesos de cultivo de microorganismos (lodos activos) en suspensión bajo condiciones aerobias.
- **Decantación secundaria.** Consiste en la separación del agua tratada y el fango generado en el proceso biológico.

- **Tratamiento terciario.** Este tratamiento únicamente se realiza en EDAR que vierten a zonas protegidas o de especial incidencia a la población. Pretende eliminar los nutrientes y desinfectar el agua efluente de microorganismos patógenos.

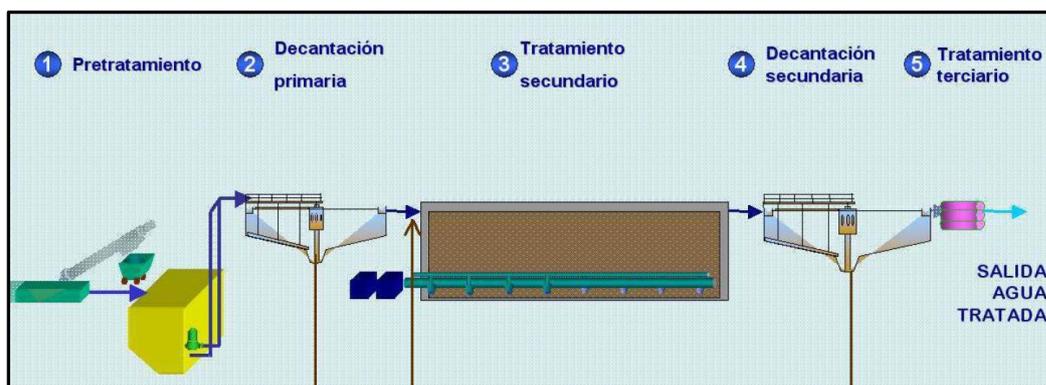


Figura. 1. Esquema de los tratamientos de la línea de agua de una EDAR biológica (<http://augasdegalicia.xunta.es>)



1.1 Tratamiento secundario. Procesos de desarrollo de microorganismos en suspensión bajo condiciones aerobias

Los procesos que tienen lugar en un reactor biológico se clasifican atendiendo a la disponibilidad de oxígeno y, por tanto, al tipo de microorganismos que intervienen, siendo estos los siguientes:

- **Tratamiento anaerobio:** La descomposición de la materia orgánica e inorgánica tiene lugar por bacterias en ausencia de oxígeno molecular (O_2), obteniéndose además gases como metano (CH_4) y dióxido de carbono (CO_2).
- **Tratamiento aerobio:** Mediante la acción de bacterias y otros microorganismos en presencia de oxígeno, la materia orgánica se oxida y transforma en dióxido

de carbono, amoníaco y materia celular sedimentable, que se elimina por decantación.

Los tratamientos y procesos a los que se refiere este trabajo corresponden al tratamiento aerobio, también denominado tratamiento de lodos activos. Consiste en un cultivo biológico controlado de diferentes bacterias, que se cría en las aguas residuales que se pretenden tratar por oxidación biológica en la EDAR. Al conjunto de bacterias y agua residual se le denomina Licor mezcla. El proceso esquemático por el cual los microorganismos oxidan y degradan la materia orgánica que contiene el agua que recibe la planta se muestra en la figura 2.

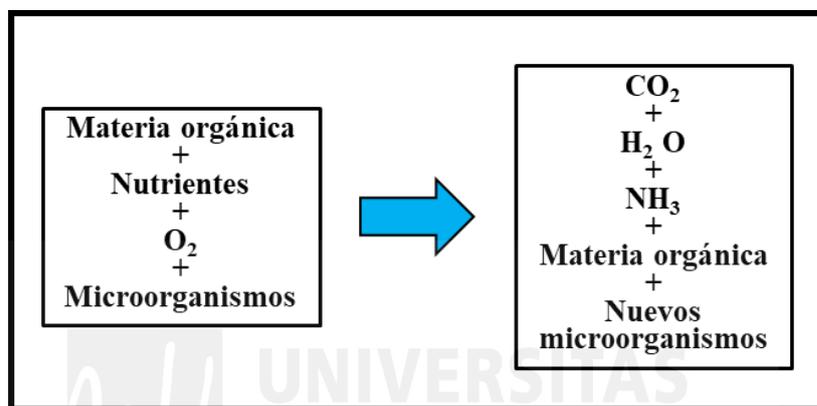


Figura. 2. Esquema de la reacción de oxidación biológica originada por lodos activos

El agua incidente se airea mediante soplantes en el reactor biológico, suministrando oxígeno a las bacterias aerobias que, como resultado de su proceso metabólico, se agrupan en flóculos sedimentables que finalmente decantan. Con este proceso se elimina la materia orgánica e inorgánica que contienen las aguas residuales.

El agua efluente del reactor biológico contiene más lodos activados de los que se pueden generar durante el tiempo de tránsito de estas aguas por él, por tanto, es necesario compensar la pérdida de estos microorganismos del biorreactor, mediante recirculación desde el decantador secundario de una parte de los lodos que han sedimentado.

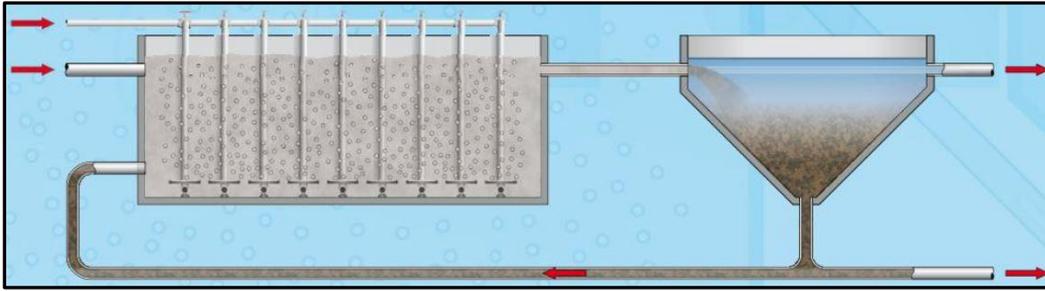


Figura. 3. Esquema de recirculación de lodos desde el decantador secundario al reactor biológico (Jiménez, 2014).

Los factores más importantes que influyen en la cinética del proceso de lodos activos son los siguientes:

- **Temperatura.** Afecta de dos modos diferentes: Uno, de acuerdo con la ley de Arrhenius, la velocidad de un proceso biológico depende de la temperatura a la que éste se encuentra. Por otro lado, afecta a la velocidad de transferencia de los gases, a la viscosidad del agua y a la concentración máxima de oxígeno disuelto en agua y, por tanto, a la velocidad de sedimentación.
- **Concentración de oxígeno disuelto.** Al tratarse de microorganismos aerobios, es necesario garantizar una concentración mínima de 2 mg/l para que el proceso tenga una dinámica adecuada. En el caso de que los sólidos en suspensión sean muy elevados es conveniente subir esta concentración.
- **Disponibilidad de nutrientes.** La composición del agua residual afecta a la actividad biológica que en ella se desarrolla. En sistemas convencionales de lodos activos se necesita como mínimo una tasa de DBO₅:N:P de 100:5:1 para mantener la actividad heterotrófica de los microorganismos en niveles óptimos.
- **pH.** Los lodos activos tienen su máximo desarrollo a pH entre 6,5 y 8,5.

El control del tratamiento se consigue regulando de forma adecuada tanto los caudales de recirculación de los lodos, como su purga. Para vigilar el tratamiento de modo adecuado se deben mantener dentro de ciertos límites los parámetros de control siguientes:

- **Edad del lodo activo.** Influye de modo directo en el crecimiento de las bacterias.
- **Sólidos en suspensión (SS).** Es una manera sencilla de evaluar la biomasa activa en el reactor biológico. Como parte de los sólidos en suspensión son inorgánicos

(SS_{LM}), se expresa la biomasa a través de la fracción orgánica, también denominados sólidos en suspensión volátiles (SSV_{LM}).

- **Factor de carga.** Hay dos modos de evaluarla. La materia orgánica biodegradable se mide a través de la Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO), mientras que la materia orgánica total se determina mediante la Demanda Química de Oxígeno (DQO).
 - **Demanda bioquímica de oxígeno (DBO).** Es un modo indirecto de determinar el contenido de sustancias orgánicas que tiene el agua. Es la cantidad de oxígeno que necesitan los microorganismos para oxidar la materia orgánica en condiciones aeróbicas. Se considera que en un período de tiempo de 5 días de tratamiento se ha oxidado el 70 – 80% de la materia orgánica que contiene el agua, por lo que se acepta como parámetro de control el denominado DBO_5 , que se expresa en mgO_2/l .
 - **Demanda química de oxígeno (DQO).** En condiciones muy ácidas y usando un agente oxidante adecuado, todos los compuestos orgánicos se pueden oxidar. La ventaja que tiene este parámetro sobre la DBO_5 es que el análisis se realiza en mucho menos tiempo. El inconveniente es que no diferencia entre materia orgánica oxidable por biodegradación y la no oxidable biológicamente. Sus unidades también son mgO_2/l .
- **Factor de carga másica (F/M).** Es la relación entre la materia orgánica que entra en el reactor biológico por unidad de tiempo y la masa de microorganismos que éste contiene. Su valor se expresa en $kgDBO_5/KgSSV_{LM}^{-d}$ (kilogramos de DBO_5 por kilogramo de biomasa por día).

1.2 Microorganismos presentes en los procesos de lodos activos

Los microorganismos que dan lugar a los lodos activos se dividen en dos grandes grupos:

- **Descomponedores.** Son los responsables de degradar las sustancias sucias de las aguas residuales. Está compuesto por bacterias, hongos y protozoos flagelados.

- **Consumidores.** Son protozoos y metazoos que utilizan como sustrato a bacterias y otros organismos microbianos incrementando la carga másica.

Los protozoos son organismos unicelulares que pueden metabolizar tanto nutrientes solubles como insolubles en el agua, colaborando de este modo a que el efluente sea más claro y de mejor calidad. Constituyen aproximadamente el 5% del peso seco de los sólidos en suspensión del licor mezcla. Actúan eliminando el exceso de bacterias no floculadas, es decir, bacterias dispersas. También se utilizan como bioindicadores del funcionamiento de la planta, por su sensibilidad a las sustancias tóxicas y a las variaciones de oxígeno que pueden producirse en los lodos activos. Los grupos más frecuentes que contienen los lodos activos y que se utilizan para desempeñar funciones concretas en el sistema como bioindicadores son los siguientes: Flagelados, Amebas, Ciliados nadadores libres y Ciliados pedunculados

Las bacterias son los microorganismos que en mayor proporción constituyen la biomasa de los lodos activados (95%), su tamaño ronda entre 0.5-10 μm . Estos organismos unicelulares crecen en el agua residual consumiendo la materia orgánica biodegradable, como pueden ser las proteínas, carbohidratos, lípidos y otros compuestos. Las que se observan frecuentemente en la formación de flóculos se muestran en la figura 4.

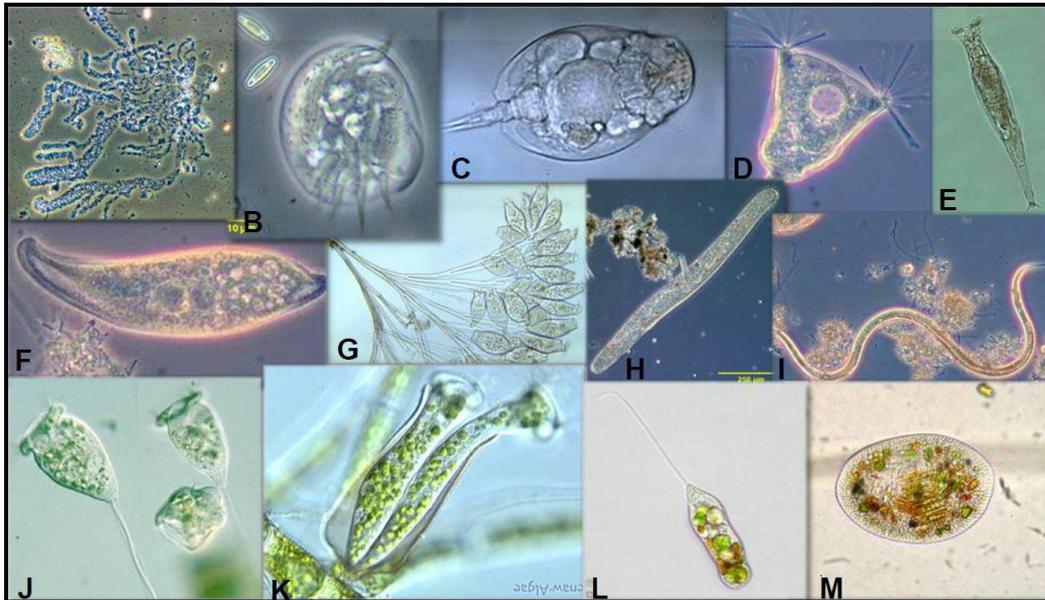


Figura. 4. Bacterias habituales en la formación de flóculos (Silva, 2013).

Su denominación es las siguientes:

- | | | |
|---------------|-----------------|---------------|
| A. Zooglea | F. Litonotus | J. Vorticella |
| B. Aspidisca | G. Opercularia | K. Vaginícola |
| C. Euchlanis | H. Spirostormum | L. Peranema |
| D. Suctor | I. Nematodo | M. Prorodón |
| E. Phillodina | | |

Además de las indicadas, es necesario mencionar también, y de modo específico, a las bacterias filamentosas por la importancia que tienen en los procesos de lodos activos, bien favoreciendo la estructura y consolidación de los agregados, bien dificultando la sedimentación, que en ocasiones puede llegar a generar procesos de bulking filamentoso y/o foaming. La denominación de estos organismos se hace por medio del género y en otros casos por la especie, además, en otras ocasiones también se identifican alfanuméricamente. En la figura 5 se muestran las más habituales, cuya denominación es la siguiente:

- | | | |
|------------------------|---------------|--------------|
| A. Sphaerotilus natans | C. Microthrix | E. Beggiatoa |
| B. Tipo 1701 | D. Nocardia | F. Tipo 0041 |

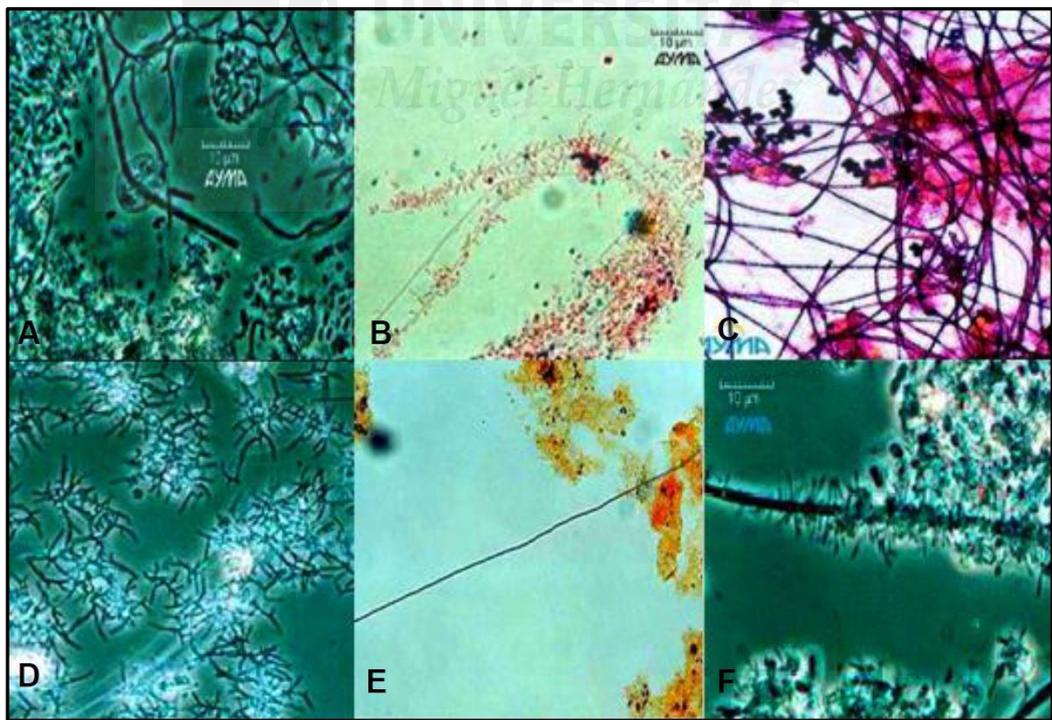


Figura. 5. Bacterias filamentosas habituales en lodos activos. (Silva, 2013).

Los microorganismos filamentosos se identifican rutinariamente sobre la base de sus características morfológicas y reacciones de varios procedimientos de tinción, siguiendo los métodos detallados en los “Manuales de las causas y control de los lodos activos, bulking y foaming” (Jenkins *et al.*, 2003) y “Microorganismos filamentosos observados en actividades industriales en plantas de lodos activos” (Eikelboom y Van Buijsen, 1983). Más recientemente se usan métodos biológicos moleculares empleando su secuencia de rDNA 16S para determinar sus relaciones filogenéticas (Bradford *et al.*, 1998). Sin embargo, diversas bacterias filamentosas completamente desconocidas no pueden ser identificadas mediante esta técnica (Eikelboom y Geurkink, 2002). Por otro lado, la identificación mediante métodos de cultivo resulta también inadecuada pues los lodos activados forman una biocenosis compleja y la mayoría de las bacterias filamentosas no se pueden cultivar, y en los casos que es posible hacerlo, es extremadamente difícil y requiere semanas de cultivo.

Actualmente, el uso de sondas genéticas como tecnología de biología molecular, un método simple y útil que puede utilizarse directamente en una muestra de agua residual, permite la identificación rápida y específica de una bacteria.

Las sondas genéticas son trozos cortos de ADN sintéticos que se acoplan a su ADN complementario con un colorante fluorescente. Están diseñadas para reconocer únicamente una especie específica, género o grupo de bacterias. Para entenderlo, se puede utilizar como símil el concepto llave/cerradura; las sondas genéticas (llaves) están diseñadas para unirse en el interior de las bacterias únicamente en el sitio indicado (cerradura). El sitio de destino o sitio indicado es la información genética de las bacterias pertinentes, que no ha cambiado durante millones de años y es, por lo tanto, una característica de esa bacteria específica y única. Las sondas genéticas se añaden en forma de una solución a la muestra seca de lodo activo problema, penetran en las células de las bacterias y se unen en el interior a sus sitios de destino. Cualquier sonda genética que no quede unida a alguna bacteria se deshecha en los siguientes lavados.

1.3 Reproducción, crecimiento y desarrollo de microorganismos en lodos activos

El control efectivo del desarrollo del tratamiento biológico del agua residual se basa en la comprensión de los principios fundamentales que rigen el crecimiento de los microorganismos (González, 2007). Estos utilizan moléculas de materia fácilmente biodegradable, pequeña y simple, como pueden ser ácido acético, etanol, metanol, glucosa y otras similares que conforman el sustrato, gracias a las cuales crecen los organismos.

Los microorganismos filamentosos no se desarrollan ni crecen en lodos jóvenes, a medida que la edad del lodo se incrementa, estos organismos empiezan a desarrollarse dentro de los flóculos. Las bacterias formadoras del flóculo sedimentan junto con los microorganismos filamentosos, estos últimos dificultan y se oponen a la decantación y, de este modo, favorecen el crecimiento de las bacterias formadoras de flóculos.

Los lodos activos se componen de complejas poblaciones microbiológicas mezcladas e interrelacionadas en las que cada organismo del sistema tiene su propia curva de crecimiento. Aunque las bacterias son las más numerosas y de mayor importancia, existen muchos otros microorganismos que participan en la estabilización de los desechos orgánicos (Aznar, 2011). Un patrón de crecimiento es el que se muestra en la figura 6.

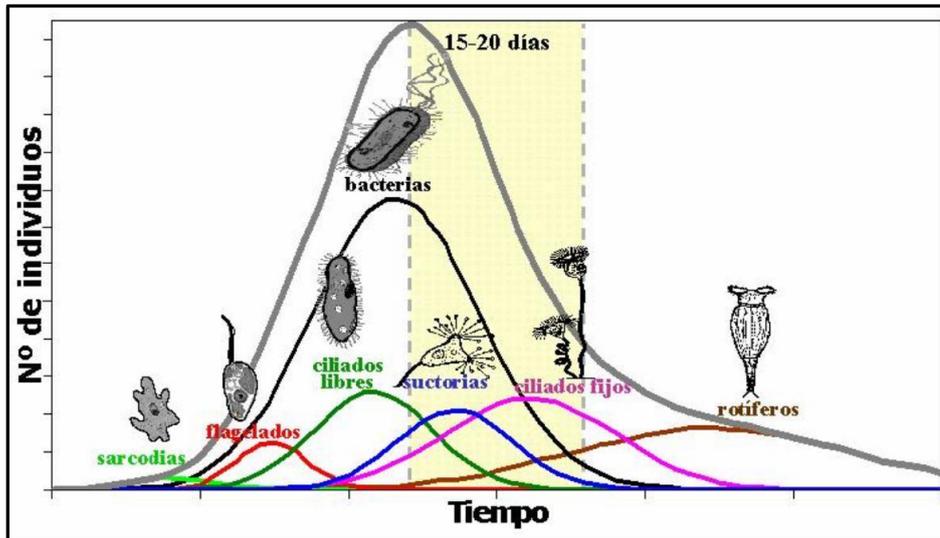


Figura. 6. Crecimiento de microorganismos durante la estabilización de desechos orgánicos en un ambiente líquido (Aznar, 2011).

La manera más común para la reproducción de las bacterias es por fisión binaria, donde la célula original se convierte en dos organismos nuevos. Existen limitaciones que frenan la duplicación como pueden ser baja disponibilidad del sustrato, escasa concentración de nutrientes, o incluso tamaño del sistema, entre otras (Moeller y Tomasini, 2001). El crecimiento de las bacterias en términos de números se muestra en la figura 7.

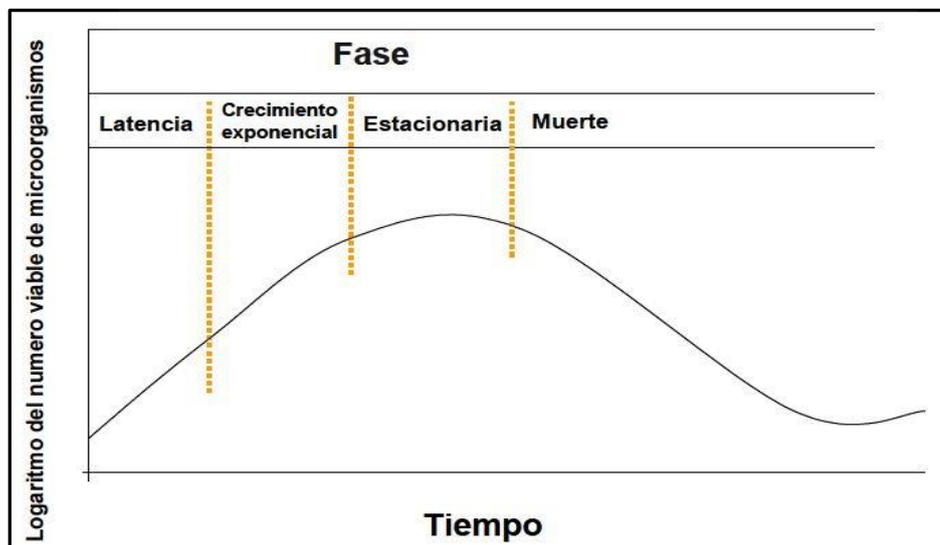


Figura. 7. Curva característica de crecimiento bacteriano (Moeller y Tomasini, 2001).

El patrón de crecimiento de células tiene cuatro fases (Moeller y Tomasini, 2001):

- **Fase de latencia.** Se inicia al agregar un inóculo a un medio de cultivo, y representa el tiempo que requieren los organismos para aclimatarse a su nuevo ambiente y empezar a dividirse.
- **Fase exponencial.** Durante este periodo las células se dividen a cierta tasa determinada en función de su tiempo de generación y su habilidad para procesar el alimento.
- **Fase estacionaria.** Aquí la población permanece estacionaria. Las causas que explican este fenómeno son:
 - Las células agotaron el sustrato o los nutrientes necesarios para su crecimiento.
 - El crecimiento de células nuevas se compensa con el número de células muertas.
- **Fase de muerte exponencial.** Durante esta fase, la tasa de mortalidad de las bacterias excede la producción de células nuevas. La tasa de mortalidad generalmente es una función de la población inversa a la fase de crecimiento exponencial.

1.4 Morfología del flóculo

La calidad de un lodo activo está determinada por la correcta formación y morfología de sus flóculos. La observación de su aspecto al microscopio puede indicar si el sistema está bien equilibrado o existe alguna disfunción. La correcta formación de los flóculos, en numerosas ocasiones determina la calidad de los lodos activos, pues está relacionada con la sedimentabilidad, el bulking, el espesamiento del lodo y, evidentemente, la calidad final del efluente.

Los flóculos inmaduros tienen una morfología esférica, regular y bien definida, lo que sugiere que los procesos son incipientes, o están en recuperación de algún problema que inhibió la biomasa. Por el contrario, cuando presentan una morfología irregular, indican la presencia de organismos filamentosos que les permiten desarrollar bien su cometido (figuras 8 y 9).

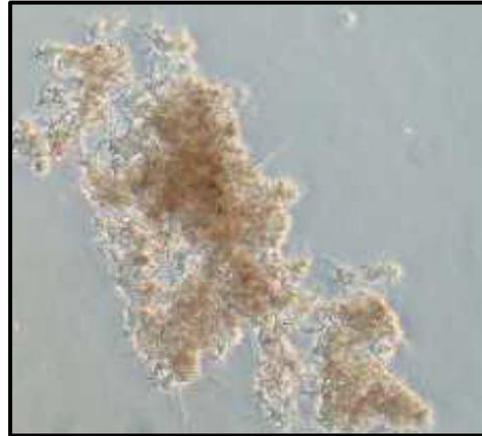


Figura. 8. Flóculos esféricos y regulares (Barcarcel et al., 2012) Figura. 9. Flóculo irregular (Barcarcel et al., 2012)

La estructura de los flóculos es otro parámetro que hay que considerar. Cuando es compacta y estable indica que existe una cohesión entre bacterias filamentosas y bacterias formadoras de flóculos y los filamentos añaden estabilidad a la estructura del agregado evitando que se rompa. Sin embargo, cuando el crecimiento de los organismos filamentosos es desmesurado, los flóculos tienden a ser huecos, abiertos en su núcleo, deshilachados y de baja densidad, lo que produce un lodo esponjoso denominado bulking filamentoso, que favorece la captura de gases y por tanto aumenta su flotabilidad (Barcarcel *et al.*, 2012). figuras 10 y 11.

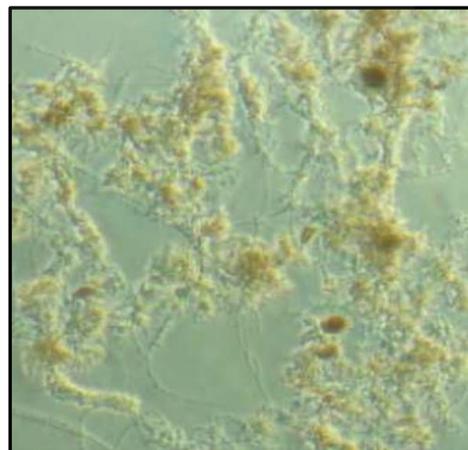
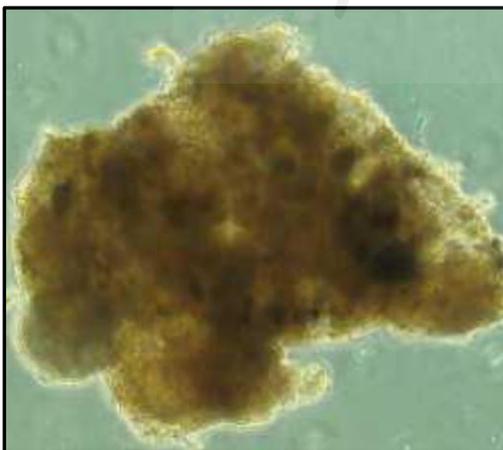


Figura. 10. Flóculo bien formado (Barcarcel et al., 2012) Figura. 11. Flóculo abierto. (Barcarcel et al., 2012)

El grado de dispersión de los flóculos es otro factor que también proporciona información acerca del estado de los lodos. Se clasifica en tres niveles: Normal, Alta y Exceso. Una dispersión normal (Figura 12, A) indica un lodo en buenas condiciones que puede proporcionar un buen efluente, por el contrario, una

dispersión alta o en exceso puede ser sintomática de alguno de los siguientes problemas: un lodo demasiado joven, la presencia de material tóxico, excesiva aireación mecánica, o un periodo muy largo de niveles bajos de oxígeno disuelto (Figura 12, B y C).

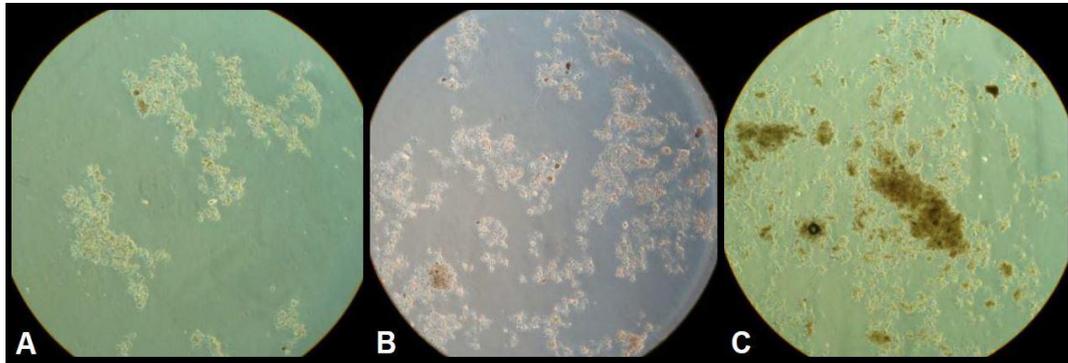


Figura. 12. Niveles de dispersión de los flóculos en un lodo activo (Salinas, 2013).

La abundancia y/o proliferación de los filamentos de las bacterias que hay en los flóculos de los lodos activos están clasificados en seis niveles o grados por Jenkins y Col (1948), relacionando estas características con la capacidad para incidir en la sedimentación de estos agregados, tal y como se muestra en la figura 13. En ella se puede apreciar que hasta el grado 4 definido como “Muy común”, no hay una incidencia clara de los filamentos de las bacterias filamentosas en los flóculos, ni en el proceso de sedimentación de los lodos activos.

Sin embargo, conviene recordar que, a menudo, la distinción visual es muy difícil y algunos filamentos sólo pueden ser identificados con dificultad usando métodos de tinción. Muchos de ellos comienzan a crecer a partir de insignificantes células individuales que no pueden ser detectadas ópticamente, por su tamaño o por estar insertas en el flóculo. En consecuencia, estos métodos no pueden ser considerados como una herramienta de detección temprana ni como un sistema de alerta rápida de las alteraciones microbiológicas en una planta de tratamiento.



Figura. 13. Visibilidad de los filamentos de las bacterias filamentosas en los flóculos (Jenkins y Col, 1948).

1.5 Principales problemas para operar una EDAR biológica

El fenómeno de la floculación es la base del proceso de lodos activos y, por tanto, es el que se debe vigilar y mantener operativo de forma óptima en todo momento. Los flóculos están compuestos por bacterias formadoras de flóculos y bacterias filamentosas que interactúan dando como resultado la degradación de la materia orgánica. El proceso de fangos activos es un proceso biológico que depende de un delicado equilibrio entre microorganismos formadores de flóculos y filamentosos (Tsang, *et al.*, 2007). Las bacterias filamentosas son microorganismos habituales, junto con protistas y metazoos, de la microbiota de las EDAR, relacionados con la degradación de la materia orgánica y desempeñando un papel esencial en la estructura flocular (Madoni *et al.*, 2000).

Una presencia moderada de filamentos contribuye a la buena consistencia del flóculo, así como a la captura y atrapamiento de partículas pequeñas durante la sedimentación del fango activo, generando así un efluente de buena calidad. Por el contrario, Uno de los problemas más relevantes que se presentan en una EDAR es el bulking filamentoso o lodo expandido y abultado. Este fenómeno causa problemas en el 40% de las plantas de depuración.

En los procesos que se desarrollan en condiciones de equilibrio entre los microorganismos y sus nutrientes, con concentraciones elevadas de oxígeno disuelto en agua, las bacterias filamentosas se sitúan generalmente en el núcleo de los flóculos, proporcionándoles una estructura compacta que imprime una velocidad de sedimentación adecuada de los sólidos en suspensión que contienen estas aguas tratadas.

Sin embargo, bajo determinadas condiciones adversas para el desarrollo de estos organismos, como pueden ser aguas residuales de baja relación sustrato/microorganismos (F/M) y escasas concentraciones de oxígeno disuelto (DO), estas bacterias tienden a prolongar sus filamentos con objeto de aumentar su capacidad de obtener alimento y nutrientes. De este modo, se rompe la proporción flocular entre bacterias floculantes y filamentosas, dominando estas últimas, lo que genera problemas de escasa decantación debidos a una velocidad insuficiente de sedimentación de los flóculos, originado por su expansión y abultamiento como resultado del exceso de fibras filamentosas, lo que se denomina bulking. De igual modo, también se produce bulking con relaciones F/M elevadas, entre 0.6 y 1.0 Kg DBO/Kg SST/d (Ramalho, 1996). Se considera una planta de fangos activados está en bulking cuando el índice volumétrico de fangos supera los 200 cm³/g. Los reactores biológicos secuenciales (SBR) pueden controlar los fenómenos de bulking (Tsang *et al.*, 2007).

El foaming es otro de los principales problemas que se presenta en una EDAR. Algunos de estos microorganismos filamentosos pueden dar lugar a la formación de espumas (foaming). En estos casos, los microorganismos tienden a acumularse por flotación en la superficie del reactor biológico, empujados por las burbujas de aire y favorecidos también por la presencia de materias grasas en el reactor, dando lugar a espumas densas, de color marrón, que pueden llegar a tener una gran consistencia, constituyendo en ocasiones un gran problema para eliminarlas. Así mismo, en otros casos, también pueden escapar del decantador secundario originando pérdidas de sólidos en suspensión, lo que conlleva a efluentes con un elevado contenido de materia orgánica que deteriora de modo considerable el resultado último del proceso. Otro problema de la formación de foaming es que pueden ser el origen de malos olores que deterioran el medio ambiente próximo a

la EDAR, por la descomposición de la capa superior de la espuma. No todas las espumas están producidas por las bacterias filamentosas. Cuando se procede a la puesta en marcha de un reactor biológico, o cuando viene una alta carga orgánica, o un aporte de detergentes o tensoactivos, pueden formarse también espumas que en estos casos son normalmente de color blanco. En algunos casos, también aparecen espumas tan sólo en los decantadores secundarios como consecuencia de los procesos de desnitrificación (Carceller, 1998).

Durante la respiración endógena producida por organismos en los procesos biológicos, tiene lugar una autooxidación después del agotamiento de las reservas de alimento; los microorganismos metabolizan su propio material celular sin reposición, lo que da lugar a una destrucción de sus células. En los lodos activos, cuando se producen procesos de respiración endógena, se metaboliza un material citoplasmático rico en proteínas y ácido ribonucleico (ARN). El residuo que se genera está constituido principalmente por cápsulas celulares muy ligeras que se resisten a la sedimentación. Esta es otra razón por la cual las relaciones extremadamente bajas de F/M hacen que el lodo tenga características muy pobres de decantación por la formación de flóculos pequeños y dispersos, denominados pin-point floc (Carceller, 1998).

Con el crecimiento del tamaño de los flóculos, cuando la aireación del lodo activo es insuficiente, se puede producir un descenso del número de bacterias aerobias por la dificultad del oxígeno en penetrar en las zonas interiores del flóculo, lo que favorece la presencia de bacterias metanogénicas o reductoras de sulfatos.

1.6 Normativa sobre aguas residuales

Con el fin de garantizar la protección del medio ambiente, la Unión Europea aprobó la Directiva 91/271/CEE, del Consejo de 21 de mayo de 1991, sobre el tratamiento de las aguas residuales urbanas, en la cual se establece que los Estados miembros adoptarán las medidas necesarias para garantizar que dichas aguas son tratadas correctamente antes de su vertido. Para ello, la normativa comunitaria impone la obligación de someter dichas aguas residuales a tratamientos, más o menos rigurosos atendiendo a diferentes criterios. Los criterios que utiliza la Directiva para fijar estas obligaciones son:

- **Habitantes-equivalentes.** Concepto definido en función de la carga contaminante tanto de personas, como de animales e industrias.
- **Aglomeraciones urbanas.** Son las zonas que presentan una concentración suficiente para la recogida y conducción de las aguas residuales;
- **Sensibilidad** de la zona en la que van a realizarse los vertidos.

Con carácter general, la Directiva establece dos obligaciones claramente diferenciadas:

- Las aglomeraciones urbanas deberán disponer, según los casos, de sistemas colectores para la recogida y conducción de las aguas residuales.
- Se prevén distintos tratamientos a los que deberán someterse dichas aguas antes de su vertido a las aguas continentales o marítimas.

En la determinación de los tratamientos a que deberán ser sometidas las aguas residuales urbanas antes de su vertido, se tiene en cuenta si dichos vertidos se efectúan en zonas sensibles o zonas menos sensibles, lo cual determinará un tratamiento más o menos riguroso.

El Real Decreto-ley 11/1995, de 28 de diciembre (BOE-A-1995-27963), por el que se establecen las normas aplicables al tratamiento de las aguas residuales urbanas, tiene por objeto la transposición al ordenamiento jurídico interno español de la Directiva 91/271/CEE, correspondiendo su ejecución a las Comunidades Autónomas, en virtud de las competencias estatutarias atribuidas a éstas, en el marco del artículo 148.1.9.^a de la Constitución. En las cuencas hidrográficas, que exceden el ámbito territorial de una Comunidad Autónoma, las competencias corresponden a la Administración General del Estado, en virtud de lo dispuesto en el artículo 149.1.22.^a de la Constitución.

El Real Decreto 509/1996, de 15 de marzo (BOE-A-1996-7159), desarrolla el Real Decreto-ley 11/1995 ya citado, completando la incorporación de la citada Directiva, desarrolla lo dispuesto en el Real Decreto-ley, fijando los requisitos técnicos que deberán cumplir los sistemas colectores y las instalaciones de tratamiento de las aguas residuales, los requisitos de los vertidos procedentes de instalaciones secundarias o de aquellos que vayan a realizarse en zonas sensibles y regula el

tratamiento previo de los vertidos de las aguas residuales industriales cuando éstos se realicen a sistemas colectores o a instalaciones de depuración de aguas residuales urbanas. De igual modo, determinan los criterios que deberán tomarse en consideración para la declaración de las «zonas sensibles» y «zonas menos sensibles», que corresponderá efectuar bien a la Administración General del Estado o a las Comunidades Autónomas, determinan los criterios que deberán tomarse en consideración para la declaración de las «zonas sensibles» y «zonas menos sensibles», que corresponderá efectuar bien a la Administración General del Estado o a las Comunidades Autónomas.

Por último, también establece el Real Decreto que las Administraciones públicas, en el ámbito de sus respectivas competencias, deberán efectuar el seguimiento y los controles precisos para garantizar el cumplimiento de las obligaciones contempladas tanto en el Real Decreto-ley como en este Real Decreto y se fijan los métodos de referencia para el seguimiento y evaluación de los resultados de dichos controles.

En el artículo 5 del Real Decreto se establece que los vertidos procedentes de las instalaciones de tratamiento secundario deberán cumplir los requisitos de la tabla 7.

Parámetros	Concentración	Porcentaje mínimo de reducción (1)	Método de medida de referencia
Demanda bioquímica de oxígeno (DBO 5 a 20 °C) sin nitrificación (2).	25 mg/l O ₂	70-90 40 de conformidad con el apartado 3 del artículo 5 R.D.L. (3).	Muestra homogeneizada, sin filtrar ni decantar. Determinación antes y después de cinco días de incubación a 20 °C ± 1 °C, en completa oscuridad. Aplicación de un inhibidor de la nitrificación.

Demanda química de oxígeno (DQO).	125 mg/l O ₂	75	Muestra homogeneizada, sin filtrar ni decantar. Dicromato potásico.
Total de sólidos en suspensión.	35 mg/l (4) 35 de conformidad con el apartado 3 del art. 5 R.D.L. (más de 10.000 h-e) (3). 60 de conformidad con el apartado 3 del art. 5 R.D.L. (de 2.000 a 10.000 h-e) (3).	90 (4) 90 de conformidad con el apartado 3 del art. 5 R.D.L. (más de 10.000 h-e) (3). 70 de conformidad con el apartado 3 del art. 5 R.D.L. (de 2.000 a 10.000 h-e) (3).	Filtración de una muestra representativa a través de una membrana de filtración de 0,45 micras. Secado a 105 °C y pesaje. Centrifugación de una muestra representativa (durante cinco minutos como mínimo, con una aceleración media de 2.800 a 3.200 g), secado a 105 °C y pesaje.

Tabla 1. Requisitos para los vertidos procedentes de instalaciones de tratamiento de aguas residuales urbanas. Se aplicará el valor de concentración o el porcentaje de reducción.

- (1) Reducción relacionada con la carga del caudal de entrada.
- (2) Este parámetro puede sustituirse por otro: carbono orgánico total (COT) o demanda total de oxígeno (DTO), si puede establecerse una correlación entre DBO 5 y el parámetro sustituto.
- (3) Se refiere a los supuestos en regiones consideradas de alta montaña contemplada en el apartado 3 del artículo 5 del Real Decreto-ley 11/1995, de 28 de diciembre.
- (4) Este requisito es optativo.

Los análisis de vertidos procedentes de sistemas de depuración por lagunaje se llevarán a cabo sobre muestras filtradas; no obstante, la concentración de sólidos

totales en suspensión en las muestras de aguas sin filtrar no deberá superar los 150 mg/l.

En el artículo 9.2, del Real Decreto se establece que el control del cumplimiento de los requisitos establecidos respecto de los vertidos de las instalaciones de tratamiento de aguas residuales urbanas se efectuará con arreglo a los métodos siguientes:

1. Se aplicará un método de control que corresponda al menos al nivel de los requisitos que se indican en el punto 2, teniendo en cuenta que no se computarán los valores extremos para la calidad del agua cuando éstos sean consecuencia de situaciones inusuales, como las ocasionadas por las lluvias intensas.
2. Se considerará que las aguas residuales tratadas se ajustan a los parámetros correspondientes cuando, para cada uno de los parámetros pertinentes, las muestras de dichas aguas indiquen que éstas respetan los valores paramétricos de que se trate, de la siguiente forma:
 - 2.1. El número máximo de muestras que pueden no cumplir los requisitos expresados en reducciones de porcentajes y/o concentraciones de la tabla 7 y del tratamiento primario regulado en el artículo 2.g) del Real Decreto-ley 11/1995, es el que se especifica en la tabla 8.
 - 2.2. Respecto de los parámetros de la tabla 7, expresados en concentración, las muestras no conformes tomadas en condiciones normales de funcionamiento no deberán desviarse de los valores paramétricos en más del 100 por 100. Por lo que se refiere a los valores paramétricos de concentración relativos al total de sólidos en suspensión, se podrán aceptar desviaciones de hasta un 150 por 100.
 - 2.3. Por lo que se refiere a los parámetros fijados en el cuadro 2 del anexo I, la media anual de las muestras deberá respetar los valores correspondientes para cada uno de los parámetros.

1.6.1 MÉTODOS DE REFERENCIA

1. Se tomarán muestras durante un período de veinticuatro horas, proporcionalmente al caudal o a intervalos regulares, en el mismo punto claramente definido de la salida de la instalación de tratamiento, y de ser

necesario en su entrada, para vigilar el cumplimiento de los requisitos aplicables a los vertidos de aguas residuales.

Se aplicarán prácticas internacionales de laboratorio correctas con objeto de que se reduzca al mínimo el deterioro de las muestras en el período que media entre la recogida y el análisis.

2. El número mínimo anual de muestras se establecerá según el tamaño de la instalación de tratamiento y se recogerá a intervalos regulares durante el año:
 - a. De 2.000 a 9.999 h-e: 12 muestras durante el primer año, cuatro muestras los siguientes años, siempre que pueda demostrarse que el agua del primer año cumple las disposiciones del presente Real Decreto; si una de las cuatro muestras no resultara conforme, se tomarán 12 muestras el año siguiente.
 - b. De 10.000 a 49.999 h-e: 12 muestras.
 - c. De 50.000 h-e o más: 24 muestras.

Muestras tomadas en un año	Muestras no conformes permitidas	Muestras tomadas en un año	Muestras no conformes permitidas	Muestras tomadas en un año	Muestras no conformes permitidas	Muestras tomadas en un año	Muestras no conformes permitidas
4-7	1	82-95	8	172-187	14	269-284	20
8-16	2	96-110	9	188-203	15	285-300	21
17-28	3	111-125	10	204-219	16	301-317	22
29-40	4	126-140	11	220-235	17	318-334	23
41-53	5	141-155	12	236-251	18	335-350	24
54-67	6	156-171	13	252-268	19	351-365	25
68-81	7						

Tabla 2. Número máximo de muestra no conformes en función de las series de muestras tomadas en un año.

2 Objetivos

Los objetivos que se pretenden desarrollar en este trabajo son:

- Hacer un seguimiento de los controles de demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅), demanda química de oxígeno (DQO) y sólidos en suspensión totales (SST) de las aguas influentes y efluentes de una EDAR biológica urbana durante el año 2018 para determinar su rendimiento.
- Correlacionar los volúmenes mensuales de agua influente de una EDAR biológica urbana con los controles de demanda bioquímica de oxígeno, demanda química de oxígeno y sólidos en suspensión totales del agua efluente, para determinar si el volumen de agua tratada afecta a la calidad del agua efluente.
- Determinar si las aguas residuales de la EDAR estudiada cumplen con la Directiva 91/271/CEE de la Unión Europea y el Real Decreto 509/1996 que establece el tratamiento y control de las aguas residuales urbanas, garantizando que son adecuadas para verterlas al medio natural.



3 Metodología

3.1 Cronograma de actividades

En el cronograma (Tabla 1) se muestran las actividades realizadas en este trabajo, así como el momento en que se llevaron a cabo y los tiempos empleados. En él se observa que los trabajos comenzaron en noviembre del año 2018 y finalizaron en septiembre de 2019.

ACTIVIDAD	AÑO 2018		AÑO 2019									
	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	
Selección temas y objetivos	■											
Recopilación bibliografía		■	■	■								
Selección artículos			■	■	■							
Trabajos de laboratorio	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Recopilación datos		■										
Revisión datos			■									
Elaboración memoria					■	■	■	■	■	■	■	■
Revisión memoria						■	■	■	■	■	■	■
Entrega memoria											■	
Exposición												■

Tabla 3. Cronograma de actividades

3.2 Metodología de la toma de muestras de agua

La metodología para tomar muestras de agua difiere de acuerdo con el método de recogida de la muestra y el proceso que se precise controlar. De acuerdo con el método de recogida de la muestra se diferencian tres tipos:

- A. Muestra integrada. Suelen utilizarse sistemas automáticos de muestreo. La muestra está compuesta por pequeñas muestras recogidas a intervalos de tiempo regulares. Los volúmenes parciales son proporcionales al caudal que fluye en el momento de la toma.
- B. Muestra compuesta. Similar a la anterior, pero la recogida se realiza a intervalos irregulares de tiempo y los volúmenes parciales no son proporcionales al caudal.

C. Muestra puntual. Se recogen un volumen determinado en el momento necesario.

El control de los procesos de la EDAR biológica en la que se llevó a cabo el trabajo, requiere recoger muestras de agua en lugares precisos, siendo estos los siguientes: Agua influente, agua decantada, agua decantada del secundario, agua tratada, licor mezcla (reactor biológico), recirculación, fango primario, fango primario espesado, fango biológico flotante, fango mixto, fango digerido, fango a deshidratación, fango deshidratado, escurrido de centrífuga.

En el presente trabajo únicamente se describirá con detalle el método de toma de muestras de los procesos que tienen interés para los objetivos propuestos.

MUESTREO (I) AGUA INFLUENTE O AGUA BRUTA, (II) AGUA EFLUENTE O TRATADA

- Punto de muestreo (I): Punto previo al tamiz de entrada.
- Punto de muestreo (II): Arqueta de salida de la planta.
- Útil de muestreo. Toma muestras automático.
- Tipo de muestra: Integrada, sistema automático. Recogida de muestra cada hora.
- Frecuencia de muestreo: Todos los días.
- Procedimiento. Vaciado del contenido completo de todas las botellas que contiene la toma muestras en la bombona de mezcla. Agitado enérgico de la bombona de mezcla y vertido inmediato del agua en la botella de muestreo hasta su borde. La botella de muestreo está previamente identificada.

3.2.1 MUESTREO DEL REACTOR BIOLÓGICO (LICOR MEZCLA)

- Punto de muestreo: Salida tanque aeración.
- Útil de muestreo: Cubo de muestreo.
- Tipo de muestra: Muestra puntual.
- Frecuencia de muestreo: Todos los días laborables.

- Procedimiento: Introducir el cubo de muestreo en el tanque de aeración varias veces hasta que se enjuague, evitando recoger una muestra no representativa. Posteriormente se introduce de nuevo el cubo de muestreo en el tanque de aeración y se recoge aproximadamente ½ cubo. Vertido inmediato del agua a la botella de muestreo hasta el borde. La botella de muestreo está previamente identificada.

3.3 Metodología de análisis de agua. SST, DBO₅, DQO

Al igual que en el punto anterior, únicamente se describirán los métodos analíticos relacionados con este estudio, es decir, los parámetros de control que establece el Real Decreto 509/1996 para el control de las aguas residuales tratadas y sus vertidos al medio natural.

3.3.1 METODOLOGÍA PARA DETERMINAR SÓLIDOS EN SUSPENSIÓN TOTALES (SST)

Este procedimiento tiene por objeto describir las operaciones que hay que realizar para determinar el contenido de sólidos en suspensión de una muestra de agua residual. El rango de determinación está comprendido entre 1 y 100.000 mg/l.

3.3.1.1 Referencias

UNE-EN 872. Determinación de los sólidos en suspensión. Método de filtración por filtro de fibra de vidrio.

LAA-PG-0006. Recepción, distribución, análisis y almacenamiento de muestras

PG-0013. Validación y cálculo de las incertidumbres de métodos analíticos

PG-0014. Evaluación de la calidad de los resultados

3.3.1.2 Principio

El método de determinación se basa en la separación de los sólidos en suspensión contenidos en una muestra líquida por filtración sobre un filtro, previamente desecado a $105\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ y tarado. Tras la filtración, el filtro que contiene el residuo de la filtración se seca de nuevo a $105\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$, y por diferencia de peso se cuantifica el contenido en materias en suspensión.

3.3.1.3 Equipos y material

Equipo de filtración al vacío, bomba de vacío, embudo de filtración, filtros de fibra de vidrio de tamaño de poro inferior a 1 micra (47 mm), vidrios de reloj, balanza analítica con resolución de 0.1 mg, estufa de desecación con una temperatura de $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$, desecador, material general de laboratorio.

3.3.1.4 Reactivos

- Celulosa microcristalina. Previamente a su utilización hay que realizar un pretratamiento consistente en el secado a una temperatura de $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante al menos 2 horas. Una vez seco se dejará enfriar en el desecador, permaneciendo en éste hasta su utilización para evitar la hidratación.
- Patrón de 10 mg/l de celulosa. Pesar $0.0100\text{ gr} \pm 0.0005\text{ gr}$ de celulosa secado previamente y enrasar a 1000 ml en matraz aforado con agua Milli Q. Este patrón se debe preparar el día que se realiza el análisis.
- Patrón de 500 mg/l de celulosa. Pesar $0.1250\text{ gr} \pm 0.0005\text{ gr}$ de celulosa secada previamente y enrasar a 250 ml en matraz aforado con agua Milli Q. Este patrón se debe preparar el día que se realiza el análisis.

3.3.1.5 Preparación del ensayo

- Introducir los filtros de fibra de vidrio en la mufla durante 20 minutos seleccionando una temperatura de $550\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 50\text{ }^{\circ}\text{C}$ para eliminar las impurezas que acompañan a los filtros.
- Dejar enfriar a temperatura ambiente en un desecador.
- Comprobar que la pérdida de masa, tras el tratamiento previo, en un ensayo en blanco nunca debe superar los 0.3 mg sobre la masa del filtro. Comprobar cada lote de filtros.
- Pesar el filtro con una resolución de 0.1 mg, depositarlo sobre un vidrio de reloj.
- Introducir los vidrios de reloj conteniendo los filtros en la estufa de desecación a $105\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante al menos una hora. Sacarlos y dejar enfriar en el desecador a temperatura ambiente. Repetir la pesada del filtro. Repetir la operación de desecación en la estufa y pesaje de filtro hasta alcanzar peso un constante. Se entenderá como peso constante que la variación de peso de cada filtro entre dos pesadas no sea superior al 1 %.

- Situar el filtro en el dispositivo de filtración colocando encima el embudo.

3.3.1.6 Preparación de las muestras

Agitar las muestras para homogenizarlas.

3.3.1.7 Realización del ensayo

Medir un volumen V de muestra comprendido entre 5 y 1.000 ml. Este volumen se seleccionará en función de los sólidos que presente la muestra, de forma que podamos obtener una diferencia de peso entre el filtro, antes y después del proceso de filtración, que no sea inferior a $0.0010 \text{ gr} \pm 0.0002 \text{ gr}$ ni superior a $0.5000 \text{ gr} \pm 0.0002 \text{ gr}$.

Los volúmenes de muestra inferiores a 25 ml deben determinarse por pesada (considerar que 1 gr de muestra es equivalente a 1 ml).

Accionar el equipo de filtración y filtrar el volumen de muestra a través del filtro.

Cuando se haya completado la filtración desmontar el equipo de filtración, colocar el filtro sobre un vidrio de reloj y secar en la estufa a $105 \text{ }^\circ\text{C} \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ durante al menos 2 horas. Una vez seco dejarlo enfriar a temperatura ambiente en un desecador.

Pesar el filtro con una resolución de 0.1 mg.

Introducir nuevamente los filtros en la estufa de desecación a $105^\circ\text{C} \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ durante al menos una hora. Sacarlos y dejar enfriar en el desecador a temperatura ambiente. Repetir la pesada del filtro. Repetir la operación de desecación en la estufa y pesaje de filtro hasta alcanzar peso constante. Se entenderá como peso constante que la variación de peso de cada filtro entre dos pesadas no sea superior al 1 %.

3.3.1.8 Tratamiento de los resultados

$$\text{Sólidos en suspensión } \left(\frac{\text{mg}}{\text{l}} \right) = \frac{(R_1b - P_0b)}{V} \times 1000000$$

Siendo:

V: volumen de muestra (ml)

P₁b: última pesada (peso constante) del filtro con muestra (gr)

P₀b: última pesada (peso constante) del filtro sin muestra (gr)

3.3.2 METODOLOGÍA PARA DETERMINAR DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO (DBO₅)

Este procedimiento tiene por objeto describir las operaciones que hay que realizar para determinar la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅) de una muestra de agua residual. El rango de medida está comprendido entre 5 y 800 mgO₂/l, en función del volumen empleado.

Para las muestras cuya concentración supere el límite máximo se procederá a su dilución hasta incluir su medida por debajo del límite indicado. La dilución máxima será de 1/50, luego el rango de trabajo será de 5 a 40.000 mgO₂/l.

3.3.2.1 Referencias

- Standard Methods for the examination of water and wastewater. 5210 D Respirometric Method.
- UNE-EN 1899-2. Calidad del agua. Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno después de n días (DBOn).
- LAA-R-PIT-0022. Utilización de los medidores de DBO₅ OxiTop.
- LAA-PG-0006. Recepción, distribución, análisis y almacenamiento de muestras.
- PG-0013. Validación y cálculo de las incertidumbres de métodos analíticos.
- PG-0014. Evaluación de la calidad de los resultados.
- LAA-R-PE-003. Determinación del pH.
- LAA-R-PE-004. Determinación de la conductividad.
- A-F-PE-0001. Determinación del carbono orgánico.
- LAA-R-PE-0010. Determinación de la DQO.
- LAA-R-PCV-0022. Verificación de Biómetros.

3.3.2.2 Principio

La demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅) se define como la cantidad de oxígeno consumida por la materia orgánica presente en una muestra, capaz de oxidarse por vía biológica, tras un periodo de incubación de 5 días a 20 °C ± 1 °C.

3.3.2.3 Equipos de medida y ensayos

Biómetros Oxi-Top, incubador termostaticado a 20 °C ± 1 °C, pHmetro, conductivímetro, analizador de Carbono Orgánico Total, digestor para DQO,

fotómetro, balanza analítica con resolución de 0.1mg, material general de laboratorio.

3.3.2.4 Reactivos

- **Ácido sulfúrico concentrado**
- Hidróxido sódico 10%
- Hidróxido potásico
- Dihidrogeno fosfato sódico
- Cloruro amónico
- Cloruro cálcico
- Sulfato magnésico
- Cloruro férrico
- Alil tiourea
- Glucosa
- Ácido glutámico
- Material de referencia DBO₅ (trazabilidad NIST)
- Tiras indicadoras de cloruros

3.3.2.5 Preparación de reactivos

- Ácido sulfúrico al 10%. Añadir 10ml de H₂SO₄ concentrado a 100ml de agua destilada. Realizar la mezcla bajo campana extractora. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Hidróxido potásico 6N. Disolver 33.6 g ± 0.1 gr de KOH en 100ml de agua destilada. Adicionar poco a poco las lentejas de KOH agitando constantemente para evitar el calentamiento excesivo. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Inhibidor de nitrificación. El inhibidor de nitrificación se puede adquirir comercialmente o se puede preparar una solución de 5 gr/l de NAlil Tiourea. Para ello pesar 0.50 gr ± 0.01 gr de N-Alil Tiourea, disolver en aproximadamente 80 ml de agua destilada y enrasar a 100 ml. Esta solución es estable durante 6 meses en un envase protegido de la luz.

- Tampón fosfato 1.5N. Disolver 41.4 gr \pm 0.1 gr de NaH₂PO₄ H₂O en 200ml de agua destilada. Neutralizar a pH 7.2 \pm 0.1 UpH con KOH 6N. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Cloruro amónico 0.7N. Disolver 3.8 gr \pm 0.1 gr de NH₄Cl en 100ml de agua destilada. Neutralizar a pH 7.0 \pm 0.1 UpH con KOH 6N. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Cloruro cálcico 0.25N. Disolver 2.8 gr \pm 0.1 gr de CaCl₂ en 100ml de agua destilada. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Sulfato magnésico 0.41N. Disolver 10.1 gr \pm 0.1 gr de MgSO₄ 7H₂O en 100ml de agua destilada. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Cloruro férrico 0.018N. Disolver 0.48gr \pm 0.05 gr de FeCl₃ 6H₂O en 100ml de agua destilada. Esta solución es estable durante 6 meses.
- Agua de dilución. Adicionar en un matraz aforado 6 ml de tampón fosfato, 2ml de las soluciones de NH₄Cl, CaCl₂, MgSO₄ y FeCl₃ y enrasar a 1 litro con agua destilada. Esta disolución se preparará diariamente.
- Agua de siembra. Dejar decantar agua residual de colector urbano durante al menos 1 hora. Tomar el volumen de sobrenadante necesario en función del volumen de muestra tal como se indica en la tabla 2.

Volumen muestra (ml)	432	365	250	164	97
Vinóculo (ml)	1	1	0.5	0.5	0.5

Tabla 4. Adición de inóculo (agua siembra).

- Solución madre de glucosa / ácido glutámico de 20g/l. Secar la glucosa y el ácido glutámico en estufa a 105 °C \pm 5 °C durante al menos 1 hora. Mantener en desecador hasta temperatura ambiente. Disolver 1.500 gr \pm 0.005 gr de glucosa y 1.500 gr \pm 0.005 gr de ácido glutámico en 100 ml de agua destilada. Neutralizar a pH 7.0 \pm 0.1 UpH con KOH 6N. Esta solución es estable durante 30 días refrigerada a una temperatura inferior a 10 °C.
- Soluciones de trabajo de glucosa / ácido glutámico. Se prepararán a partir de la solución madre de glucosa / ácido glutámico, observando las siguientes proporciones para conseguir las concentraciones expresadas en la tabla 3.

Concentración (mgO₂/l)	Volumen solución madre (ml)	Volumen a ensayar (ml)	Volumen final agua dilución (ml)
400	2	97	100
200	2.5	164	250
100	1.25	250	250
40	1	365	500
20	0.50	432	500
5	0.125	432	500

Tabla 5. Preparación de las soluciones patrón de trabajo.

3.3.2.6 Preparación de las muestras

Homogeneizar perfectamente las muestras mediante agitación.

Ajustar el pH de las mismas con ácido sulfúrico 10% o hidróxido sódico 10% entre 6.1 ± 0.1 UpH y 8.1 ± 0.1 UpH con ayuda del pH-metro.

3.3.2.7 Realización del ensayo

- 1) Realizar la medida de COT o DQO de la muestra y una vez conocido su valor estimar que su DBO₅, la cual será aproximadamente el doble del COT o estará comprendida entre el 50% y el 80% de la DQO. Basándose en este valor esperado seleccionar el volumen de muestra a ensayar.
- 2) Cuando el valor de COT o DQO empleado en la estimación de la DBO₅ no esté incluido en un boletín de trabajo, debe quedar registrado en la hoja de datos primarios.
- 3) Medir el volumen de muestra adecuado e introducirlo en una botella de incubación junto con un agitador magnético.
- 4) Adicionar 2 gotas de inhibidor de nitrificación

- 5) Introducir unas lentejas de KOH en el carcaj de goma que acompaña a los biómetros y situarlo en el cuello de las botellas de incubación.
- 6) Cerrar perfectamente los cabezales OXITOP.
- 7) Ajustar a cero el biómetro OXITOP.
- 8) Registrar todos los datos requeridos (nº de muestra, volumen, factor multiplicador, factor de dilución, fecha de incubación y equipo utilizado) en las hojas de datos primarios.

En aquellas muestras cuya DBO₅ estimada supere los 800 mg/l se efectuará la dilución conveniente con agua de dilución para que se ajuste a este rango de medida.

Para controlar la evolución del ensayo, en la tabla 4 se detalla la apertura de los biómetros en función del día y la lectura obtenida, de forma que la lectura no supere 37 unidades antes de cumplirse los 5 días de incubación.

Día de incubación	Lectura Biómetro
1	≥ 20
2	≥ 25
3	≥ 30

Tabla 6. Apertura de biómetros DBO₅.

Se debe anotar esta lectura parcial en el día correspondiente de la hoja de datos primarios seguida del signo +. Se abrirá el cabezal OXITOP y se repetirán los pasos 5 al 7. Al cumplirse los cinco días de incubación se anotará una segunda lectura parcial. La lectura total será la suma de las lecturas parciales anotadas.

En aquellas muestras con condiciones extremas, pH (pH<5 ó pH>9), o Conductividad (superior a 4000 µS/cm), se puede suponer un origen industrial de la muestra y, por tanto, la ausencia de microorganismos adecuados que inicien la reacción de oxidación biológica. Estas muestras serán inoculadas con agua de siembra. El volumen de inóculo a añadir estará en función del volumen de muestra empleado en el ensayo según lo indicado en la tabla 2.

Cuando la conductividad de la muestra sea superior a 4000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ se diluirá con agua de dilución hasta que sea inferior a este valor. Cuando los valores de pH de la muestra estén fuera del rango indicado (6-8 UpH) estos deberán ajustarse y quedar recogidos en la hoja de datos primarios.

3.3.2.8 Tratamiento de los resultados

$$DBO_5 (mgO_2 / L) = A \times f \times d$$

A= Lectura manómetro (mgO_2/l)

f= Factor de multiplicación dependiente del volumen de muestra utilizado (tabla 5).

d= Factor de dilución de la muestra.

Volumen muestra (ml)	Factor (f)
432	1
365	2
250	5
164	10
97	20

Tabla 7. Factor multiplicador.

La lectura registrada en la incubación del inóculo (blanco) debe ser inferior a 5 unidades (límite de cuantificación de la técnica). Cuando se obtenga un valor superior a este se invalidará la serie de trabajo, debiendo repetirse ésta.

Si al realizar la comprobación diaria se observa que el inóculo sube en exceso se repetirá la serie ese mismo día.

Si la lectura del blanco es inferior a 2 unidades (1/3 de límite de cuantificación), dicho valor se considerará 0. Si la lectura del biómetro está comprendida entre 3 y

4 unidades se restarán en el boletín a los resultados totales de las muestras y de los patrones.

3.3.2.9 Control de calidad

Con cada serie diaria de muestras se introducirá como control un patrón de solución de trabajo de glucosa / ácido glutámico siguiendo los pasos 3 a 7 del apartado 7.2.2.7 y una muestra de agua de dilución inoculada (blanco) en las mismas condiciones que el patrón, pero siempre el volumen de incubación será de 432 ml.

El volumen ensayado de patrón se adecuará al plan de verificación de biómetros.

3.3.3 METODOLOGÍA PARA DETERMINAR DEMANDA QUÍMICA OXÍGENO (DQO)

El objeto de este procedimiento es especificar los pasos a seguir para la determinación de la demanda química de oxígeno (DQO) mediante kit de reactivos. En este procedimiento se explicará cómo determinar la DQO total, la DQO disuelta o soluble y la DQO decantada.

El rango de trabajo está en función del test utilizado (tabla 6).

Test	Rango comercial	Rango de medida
1.14560	4-40 mgO ₂ /l	10*-40 mgO ₂ /l
1.14540	10-150 mgO ₂ /l	40-150 mgO ₂ /l
1.14541	25-1500 mgO ₂ /l	150-1500 mgO ₂ /l

Tabla 8. Rango de trabajo/test.

En muestras cuya concentración supere los 1500 mgO₂/l se procederá a su dilución hasta incluirla en el rango de medida, siendo admitida una dilución máxima 1/100, por lo que el rango de trabajo total será de 10 a 150.000 mgO₂/l.

3.3.3.1 Referencias

- Standard Methods for the examination of water and wastewater. 5220 D Closed Reflux. Colorimetric Method.

- UNE 77004. Calidad del agua. Determinación de la demanda química de oxígeno (DQO). Método del dicromato.
- Instrucciones adjuntas a los viales comerciales para la determinación de DQO.
- LAA-PG-0006. Recepción, distribución, análisis y almacenamiento de muestras.
- PG-0013. Validación y cálculo de las incertidumbres de métodos analíticos.
- PG-0014. Evaluación de la calidad de los resultados.
- LAA-R-PE-004. Determinación de la conductividad.
- DEM-X-XXX. “DQO. Test en cubetas. 1.14541, 1.14555 y 1.14691. Merck”.

3.3.3.2 Principio

La Demanda Química de Oxígeno (DQO) se define como la cantidad de oxígeno equivalente al contenido de materia orgánica de una muestra susceptible de ser oxidado por un oxidante químico fuerte (dicromato potásico) en medio ácido fuerte (ácido sulfúrico), y en presencia de un catalizador (sulfato de plata), bajo la acción del calor $148\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$.

3.3.3.3 Interferencias y limitaciones

Los aniones cloruro (Cl^-), bromuro (Br^-) e ioduro (I^-) presentes en la muestra pueden ser oxidados por el dicromato potásico, causando interferencias positivas. En estos casos, se procede a la dilución de las muestras. Como medida indirecta de la concentración de haluros se determinará la conductividad de la muestra. En el caso que ésta sea superior a 4 mS/cm , se comprobará la concentración de cloruros mediante el uso de tiras indicadoras de éstos. Si la concentración de cloruros es superior a 2000 mg/l se procederá a dilución. Cuando la dilución para eliminar estas interferencias imposibilita la cuantificación de la muestra, no podrá realizarse la determinación de DQO.

3.3.3.4 Equipos y material

Digestor para DQO, conductivímetro, fotómetro Spectroquant Pharo 100, filtro de tamaño de poro de $0.45\text{ }\mu\text{m}$, Material general de laboratorio.

3.3.3.5 Reactivos

- Viales DQO MERCK. Rango de medida de 4 a 40 mgO₂/l (TEST 1.14560).
- Viales DQO MERCK. Rango de medida de 10 a 150 mg₂/l (TEST 1.14540).
- Viales DQO MERCK. Rango de medida de 100 a 1500 mg O₂/l (TEST 1.14541).
- Material de referencia de DQO con trazabilidad NIST. Dependiendo del material de referencia y del lote puede variar su concentración. Normalmente suele estar cercana a 50000 mgO₂/l).
- Solución A (alta concentración). Según la concentración certificada del material de referencia en vigor, deberá estar entre 800 y 1200 mgO₂/l. Se prepara mediante dilución del material de referencia. Tiene una caducidad de un mes refrigerada.
- Solución B (baja concentración). La preparación es igual que la solución A descrita anteriormente y su concentración tiene que estar entre 400 y 600 mgO₂/l. Solución estable durante 1 mes refrigerada.
- Varillas analíticas de cloruros.

3.3.3.6 Realización del ensayo

- 1) Para evaluar la interferencia por haluros comentada en el apartado 7.2.3.3 se debe verificar y registrar la conductividad en la muestra. Si esta es superior a 4 mS/cm se comprobará si es debida a cloruros mediante varillas analíticas de cloruros, considerando que no interfieren cuando su concentración es inferior a 2000 mg/l. En caso contrario se realizará la dilución correspondiente.
- 2) En primer lugar, en función de la DQO que queramos determinar debemos hacer o no un pretratamiento de la muestra. Si la DQO que interesa determinar es la total, directamente nos vamos al apartado 3 de este punto ya que la muestra no necesita ningún tipo de preparación.
- 3) Observar el aspecto de la muestra para ver que rango de medida vamos a utilizar para cuantificarla. Por ejemplo, si la muestra es un agua bruta, esperaremos que el valor de DQO esté entre 100 y 1500 mg/l, por ello utilizaremos el Test 1.14541. Si, por el contrario, la muestra tiene una apariencia de agua limpia,

utilizaremos el test 1.14560 o el 1.14540, según pensemos que la muestra pueda tener una DQO inferior o superior a 40 mg/l respectivamente. Una vez que tengamos claro el test a utilizar, los pasos a seguir son los siguientes:

- a) Introducir 3000 µl de muestra, o de una dilución de la misma, en el vial del test seleccionado. Repetir el proceso con todas las muestras que se quieran analizar.
 - b) En otro vial, introducir el volumen de patrón que corresponda.
 - c) Introducir los viales en el digestor y seleccionar el programa del digestor según las instrucciones técnicas del mismo a $148\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$ durante 2 horas ± 5 minutos. El equipo se parará automáticamente transcurrido este tiempo.
- 4) Si la DQO de interés es la decantada, debemos dejar la muestra en reposo al menos dos horas con el fin de que los sólidos decantables de la muestra se vayan al fondo. Transcurrido este tiempo es del sobrenadante de donde debemos tomar la muestra para esta determinación. A continuación, seguimos los pasos descritos en el punto 3 de este apartado.
- 5) En el caso de estar interesados en determinar la DQO disuelta o soluble, debemos filtrar la muestra a través de un filtro que tenga un tamaño de poro de 0.45 µm. Del filtrado obtenido es de donde tomaríamos la muestra para la realización de este análisis. Una vez preparada la muestra de esta manera, seguimos los pasos descritos en el punto 3 de este apartado.

4 resultados

4.1 Datos volumétricos y analíticos del agua operada en la EDAR

Los datos que se muestran en la tabla 9 corresponden al agua tratada en una EDAR durante el año 2018. Los correspondientes al período enero - octubre me han sido facilitados por la empresa responsable de la EDAR, mientras que los referidos a los meses de noviembre y diciembre los he obtenido directamente durante las prácticas que he realizado en el laboratorio de esa planta en el período noviembre 2018 – abril 2019.

Aunque la tabla 9 muestra el volumen de agua tratada con una periodicidad mensual por cuestiones prácticas, este dato se ha cuantificado y registrado diariamente. Por la misma razón, también se muestran en ella la media mensual de los valores diarios correspondientes a sólidos en suspensión totales (SST), demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅) y demanda química de oxígeno (DQO), tanto de las aguas de entrada a la EDAR (influentes), como las de salida de la misma (efluentes), cuando se han determinado y registrados diariamente de acuerdo con lo establecido en el Real Decreto 509/1996. Se ha optado por utilizar este dato estadístico, al no haberse producido ninguna “no conformidad” en ninguno de los parámetros de control durante todo el año 2018 y, por ello, no ha sido necesario referenciarlo.

DATOS ANALÍTICO DEL AGUA OPERADA EN LA EDAR. AÑO 2018								
MESES	DATOS AGUA ENTRADA EDAR					DATOS AGUA SALIDA EDAR		
	VOLUMEN MENSUAL TRATADO	VOLUMEN DIARIO MEDIO MENSUAL	SST	DBO ₅	DQO	SST	DBO ₅	DQO
	m ³	m ³	mg/l	mgO ₂ /l	mgO ₂ /l	mg/l	mgO ₂ /l	mgO ₂ /l
Enero	708.109	22.842	318	458	867	14	4	47
Febrero	641.514	22.911	308	500	956	13	5	48
Marzo	701.436	22.627	315	558	875	13	4	49
Abril	659.261	21.975	311	459	875	12	6	62
Mayo	683.262	22.041	316	501	847	13	7	59
Junio	653.780	21.793	310	451	885	11	6	54
Julio	618.282	19.945	289	447	777	15	6	56
Agosto	599.663	19.344	282	451	747	13	7	48
Septiembre	649.633	21.654	407	616	998	13	8	47
Octubre	691.748	22.314	354	625	1059	11	9	43
Noviembre	693.171	23.106	307	530	942	12	8	39
Diciembre	683.118	22.036	362	586	947	16	8	50
Total anual	7.982.977	21.882						

Tabla 9. Datos analíticos de agua tratada en la EDAR. AÑO 2018

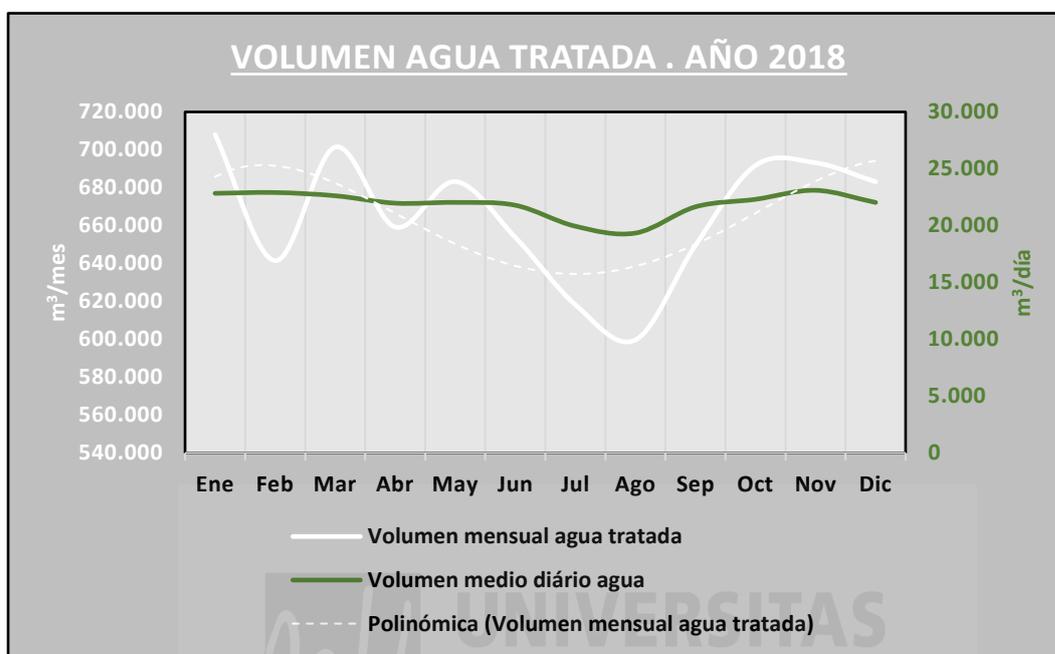
4.2 Análisis de los parámetros de control del agua operada en la EDAR

Los parámetros que se estudian en este apartado son tanto de índole hidráulica, como fisicoquímica. Se han seleccionado por ser los que utiliza el Real Decreto 509/1996 que desarrolla el Real Decreto-ley 11/1995 cuyo objeto es la transición de la Directiva 91/271/CEE de la Unión Europea al ordenamiento jurídico español, para llevar a cabo el control de la calidad del agua residual urbana que reciben las EDAR y vierten tratadas al dominio público.

4.2.1 ANÁLISIS DEL VOLUMEN DE AGUA TRATADA

El volumen total de agua residual tratada en la EDAR ha sido 7.982.977 m³ en el año 2018, de los cuales, corresponden a los meses de invierno (enero-marzo) 2.051.059 m³, a los meses de primavera (abril-junio) 1.996.3003 m³, a los meses de verano (julio-septiembre) 1.867.578 m³ y al período otoñal (octubre-diciembre) 2.068.037 m³. El mes de agosto ha sido el que ha tenido menor afluencia de agua residual a la planta con un volumen de 599.663 m³ y, por el contrario, el mes de

enero fue el que recibió mayor cantidad con 708.109 m³, lo que supone un incremento de 18,1%. El volumen diario medio mensual ha sido bastante estable durante todo el año 2018, oscilando sus valores entre 19.344 m³ en el mes de agosto y 23.106 m³ en el mes de noviembre, lo que supone un crecimiento de 19,4%. El volumen diario medio mensual anual fue 21.882 m³.



Gráfica 1. Agua residual tratada en la EDAR.

La evolución de los volúmenes de agua tratada durante el año 2018 en la EDAR tiene una tendencia descendente hasta mediados de agosto, donde alcanza su valor mínimo, a partir del cual, inicia una rápida recuperación alcanzando un valor máximo relativo a finales del mes de octubre, que no llega a superar los volúmenes de agua de los meses de enero y marzo.

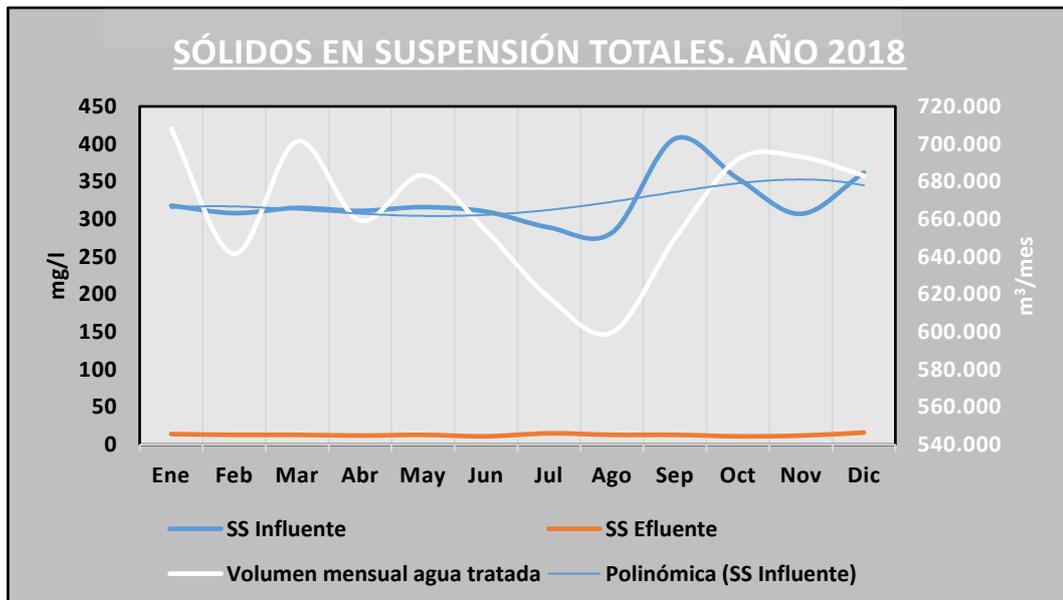
4.2.2 ANÁLISIS DE SÓLIDOS EN SUSPENSIÓN TOTALES (SST)

La concentración media diaria mensual de sólidos en suspensión totales de las aguas influentes de la EDAR en el año 2018 ha evolucionado entre 282 mg/l, correspondientes al mes de agosto, y 407 mg/l correspondientes al mes de septiembre, lo que supone un incremento de 44,3%. Durante los meses de invierno y primavera dicha concentración ha tenido valores del orden de 310 mg/l con una desviación de 2,6%, alcanzando en este período de tiempo un valor máximo de 318 mg/l en el mes de enero. Durante los últimos cinco meses del año el contenido de

sólidos en suspensión ha experimentado las mayores variaciones, entre las que se encuentran los valores máximos y mínimos del año.

Los valores diarios de este parámetro de control siempre han sido inferiores al rango máximo establecido por el artículo 5 del Real Decreto 509/1996, de aplicación al vertido de agua tratada en esta estación depuradora. Éste establece que la concentración máxima diaria de sólidos en suspensión totales es de 35 mg/l en las aguas efluentes para las condiciones en las que ésta opera. No obstante, dicha concentración puede superarse de modo puntual en la cuantía que indica el artículo 9.2 de este Real Decreto hasta alcanzar concentraciones de 52,5 mg/l (no conformidades). Las concentraciones medias diarias mensuales de sólidos en suspensión totales de las aguas efluentes de la EDAR estudiada han evolucionado entre 14 y 16 mg/l de modo estable durante el año 2018.

De igual modo, el mencionado Real Decreto también establece como parámetro de control diario de las aguas vertidas por una EDAR al medio natural los porcentajes mínimos de reducción de las aguas influentes, que para el caso que nos ocupa son del 70%. Del estudio de los datos medios diarios mensuales de sólidos en suspensión totales de estas aguas en la EDAR durante todo el año 2018 se desprende que la reducción porcentual ha estado comprendida entre 95% y 97%.



Gráfica 2. Sólidos en suspensión totales del agua influentes y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.

Comparando a la entrada de la EDAR el contenido medio diario mensual de sólidos en suspensión totales con los volúmenes mensuales de agua residual incidente, no se observa que exista ninguna relación entre ellos. Únicamente, en el período otoñal parece que pueda existir cierta relación en la evolución de ambos parámetros, sin embargo, la evolución del resto del año pone de manifiesto que es mera coincidencia. De igual modo, tampoco se aprecia ninguna relación entre estos volúmenes de agua residual incidente con los valores medios diarios mensuales de los sólidos en suspensión totales del agua efluente.

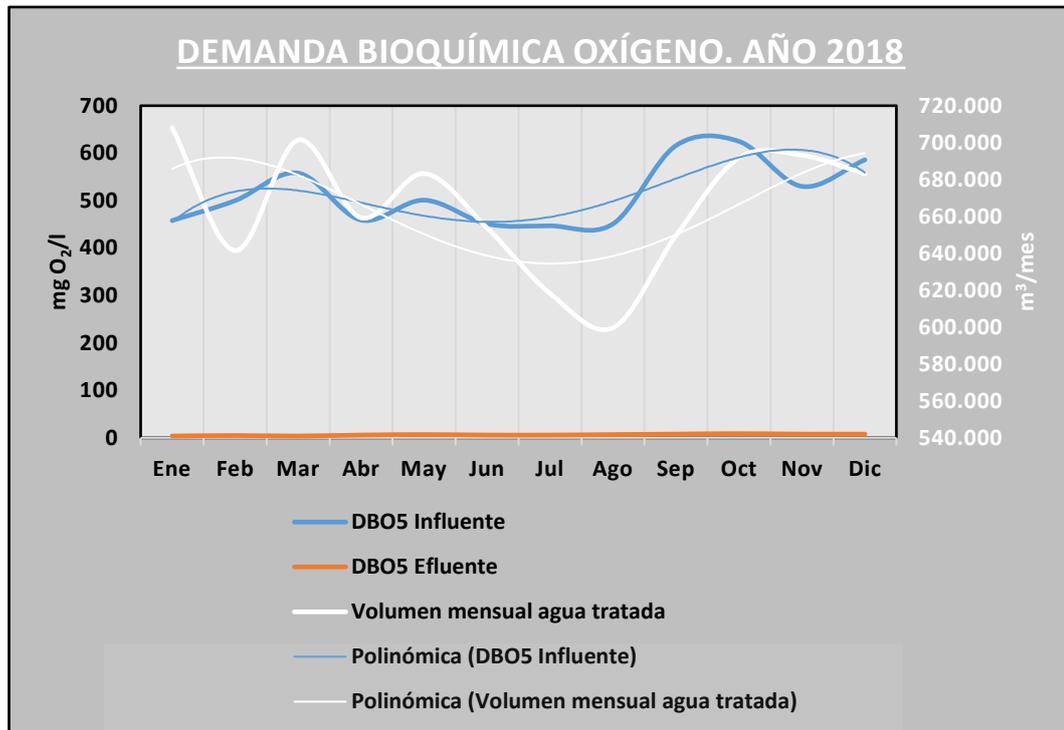
4.2.3 ANÁLISIS DE LA DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO, (DBO₅)

La concentración media diaria mensual de DBO₅ del agua residual que entró en la EDAR durante el año 2018 evolucionó entre 447 mgO₂/l y 625 mgO₂/l, correspondientes a los meses de julio y octubre respectivamente, lo que supone un incremento de 39,8%. Entre los meses de enero y agosto, si exceptuamos el mes de marzo con 558 mgO₂/l, las concentraciones de DBO₅ están comprendidas entre 447 mgO₂/l y 501 mgO₂/l (incremento 12,1%), con un valor medio de 478,1 mgO₂/l. En los meses de septiembre y octubre el contenido de este parámetro en estas aguas supera 600 mgO₂/l, alcanzando los dos valores más elevados de toda la serie anual (616 y 625 mgO₂/l). Finalmente, en el último bimestre del año descienden a 530 y 586 mgO₂/l respectivamente.

Las concentraciones de DBO₅ obtenidas en todos los análisis fisicoquímicos realizados diariamente a las aguas efluentes de la EDAR, han sido inferiores a los límites máximos que establece la normativa vigente para este parámetro en el control de vertidos con tratamiento secundario. El valor medio diario mensual que se ha obtenido como máximo en estas aguas en todo el año ha sido 9 mgO₂/l, correspondiente al mes de octubre, mientras que en otros 6 meses no se ha superado 6 mgO₂/l. La concentración máxima diaria permitida por la norma para este parámetro es de 25 mgO₂/l y de modo puntual puede alcanzar como máximo a 50 mgO₂/l.

El porcentaje de reducción de los valores medios diarios mensuales de DBO₅ obtenidos en las aguas residuales tratadas en la EDAR están comprendidos entre 98,4% en el mes de agosto y 99,3% correspondiente al mes de marzo. El valor

mínimo de referencia establecido por la normativa vigente para este parámetro es 40%.



Gráfica 3. DBO₅ del agua influentes y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.

El estudio comparativo de las concentraciones de DBO₅ a la entrada de la EDAR respecto de los volúmenes de agua tratada en ésta, puede poner de manifiesto una posible relación entre estos dos parámetros, dado que parece existir una cierta coincidencia en la evolución de los valores y sus tendencias. Por el contrario, no se aprecia ninguna relación entre los volúmenes de agua incidente y la evolución de los valores medios diarios mensuales de DBO₅ del agua efluente.

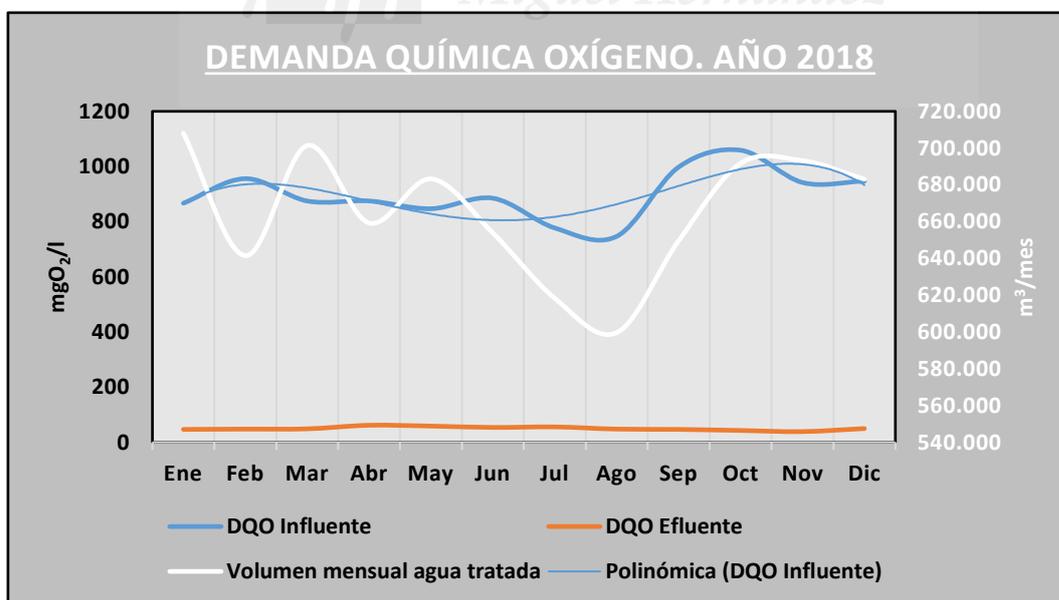
4.2.4 ANÁLISIS DE LA DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO (DQO)

Los valores medios diarios mensuales de DQO del agua influente de la EDAR en el año 2018 son los más elevados de todos los parámetros fisicoquímicos estudiados. Están comprendidos entre 747 mgO₂/l y 1.059 mgO₂/l (incremento 41,8%), correspondiendo respectivamente a los meses de agosto y octubre. Su evolución general durante el tiempo que ha durado el trabajo sigue pautas similares a las de los otros dos analitos estudiados. Así, mantiene una concentración de 850 mgO₂/l, ± 4,1% (35 mgO₂/l), durante el primer semestre del año, con la excepción

del mes de febrero que se incrementa hasta 956 mgO₂/l (12,5%). En la segunda mitad del año los valores de DQO se pueden agrupar por bimestres dada su similitud, evolucionando sus concentraciones medias del modo siguiente: 762 mgO₂/l, 1.028,5 mgO₂/l y 944,5 mgO₂/l respectivamente en los 3 últimos bimestres de 2018.

La concentración diaria de DQO del agua efluente de la EDAR fue conforme durante todo el año con la norma establecida por Real Decreto que regula la calidad de estas aguas. Asimismo, la concentración de DQO media diaria mensual del agua vertida por la planta de tratamiento evolucionó entre 39 mgO₂/l y 62 mgO₂/l, correspondientes a los meses de noviembre y abril respectivamente, siendo el valor medio anual 50,2 mgO₂/l. El valor de referencia diario establecido para estas aguas por la legislación vigente es de 125 mgO₂/l y de forma excepcional 250 mgO₂/l.

El parámetro de control que establece la reducción porcentual mínima diaria que debe tener el agua influente de la EDAR es 75%. La reducción de los valores medios diarios mensuales que se han obtenido operando la planta están comprendidos entre 92,8% y 95,9%, correspondientes a los meses de julio y noviembre respectivamente.



Gráfica 4. DQO del agua influente y efluente y volumen mensual del agua tratada en la EDAR.

No se aprecia que exista ninguna relación entre los parámetros del volumen de agua residual entrante a la EDAR y la concentración de DQO del agua incidente, dado

que en la primera mitad del año los valores de estos dos parámetros evolucionan de modo inverso y en la segunda mitad lo hacen de modo coincidente. De igual modo, tampoco hay relación alguna entre el volumen de agua residual que entra en la EDAR y los valores medios diarios mensuales de DQO del agua efluente.



5 Discusión

En septiembre de 2015 la ONU planteó un marco de objetivos a favor de las personas, el planeta y la prosperidad. El objetivo número 6 es el de garantizar la disponibilidad de agua y su gestión sostenible y el saneamiento para todos los habitantes del planeta, entendiendo como saneamiento el conjunto de actividades de evacuación de las aguas residuales mediante sistemas de alcantarillado y drenaje urbano, así como la depuración de estas aguas para su correcta integración en los cauces naturales. Las cifras proporcionadas por esta Organización a nivel mundial merecen una reflexión: 2.400 millones de personas carecen de acceso a servicios básicos de saneamiento (inodoros o letrinas), esto supone más del 34% de los 7.000 millones de habitantes del planeta. Más del 80% de las aguas residuales resultantes de la actividad humana se vierten a la naturaleza sin eliminar sus contaminantes. Por último, cada día, cerca de 1.000 niños mueren a causa de enfermedades diarreicas relacionadas con el agua y el saneamiento (AEAS, 2017).

La determinación de la Unión Europea de depurar el agua residual de origen urbano y actividades industriales de toda índole no solo tiene beneficios para el medio ambiente al librarlo de unos residuos con inevitables consecuencias negativas para la salud de la fauna y flora de los ecosistemas y, por supuesto, de las propias personas que los generan, sino que pone a disposición del ciclo hídrico otros recursos no convencionales que pueden ser imprescindibles en las zonas donde éstos escasean. De este modo, se produce un doble beneficio con esta iniciativa que justifica plenamente la decisión adoptada.

El Plan nacional de saneamiento y depuración de aguas residuales, vigente en la actualidad, pretende garantizar la calidad de la depuración y vertido de estas aguas urbanas. Acorde con los criterios de la Unión Europea, es un pilar esencial para llevar a cabo la política de gestión integral del dominio público hidráulico español. La normativa que le precedía en esta materia, si bien era coherente con la gravedad del problema, carecía de una visión global de referencia que relacionara las diferentes perspectivas y responsabilidades necesarias para darle solución al problema, como puede ser, entre otros, el financiero, primordial para llevar a buen término el objetivo pretendido.

La solidez y visión global de este Plan constituye por sí mismo una herramienta de gestión hídrica, sin embargo, puede mejorar su eficacia si se acompaña por actuaciones periféricas que no están contempladas en éste, en gran medida hoy muy desarrolladas, que favorecen la reducción en origen de la carga contaminante y el correcto control de la calidad del agua en el medio natural. El desarrollo, actualización, ampliación y mejora de programas existentes ya experimentados, como pueden ser el de vigilancia de la calidad de las aguas (SAICA), deslinde del dominio público (LINDE) y restauración hidrológico ambiental de las cuencas (PICHRA), son un apoyo esencial para el seguimiento y control de las aguas residuales vertidas al dominio público y los objetivos pretendidos.

Se considera que España tiene una capacidad de depuración de 8.130 hm³/año, y un volumen de agua residual realmente tratada de 4.097 hm³/año (figura 14), lo que supone una media de 102 m³/habitante de agua residual tratada al año, (AEAS, 2017).

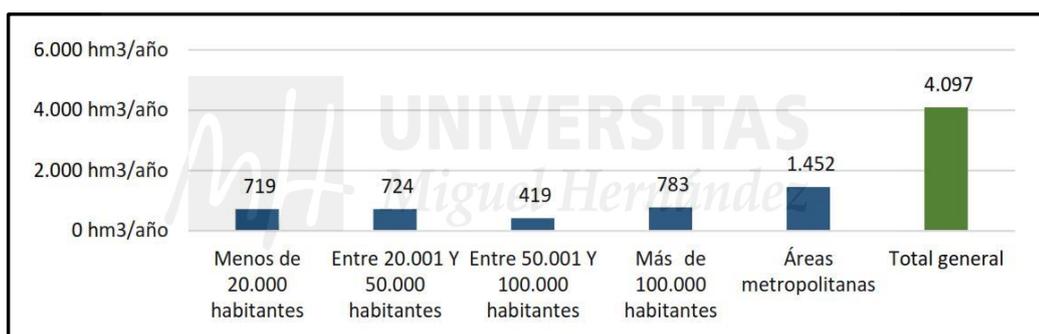
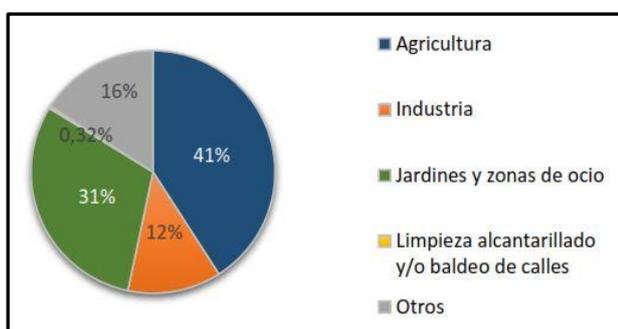


Figura. 14. Volumen real de agua tratada por tamaño de municipios (AEAS, 2017).

El régimen pluviométrico escaso e irregular que presentan determinadas regiones españolas condiciona y reduce sus recursos hídricos naturales disponibles. Esta limitación afecta de forma directa y negativa a diferentes actividades productivas y en consecuencia a los resultados económica tanto del propio territorio donde escasean como al conjunto del país, dado que es un área de elevado producto interior bruto. Por ello, la reutilización del



agua residual una vez que se ha regenerado de forma adecuada (depuración con tratamientos terciarios), con suficiente calidad para ser usada en algunas de estas actividades demandantes de considerables recursos hídricos, supone un bien muy valorado. Su aprovechamiento se lleva a cabo en actividades tan desiguales como son, entre otras, la agricultura, industria, riego de jardines urbanos, zonas de ocio, etc. (figura 15).

Su uso está regulado por el Real Decreto 1620/2007 que asegura la calidad del agua para todos los aprovechamientos que está permitido emplearla. En

Figura. 15. Usos del agua reutilizada en España (AEAS, 2017).

la figura 16 se muestra su utilización porcentual por comunidades, donde la región de Murcia y Comunidad Valenciana destacan de modo significativo, evidenciando la escasez de recursos naturales y la adopción de medidas efectivas no convencionales.

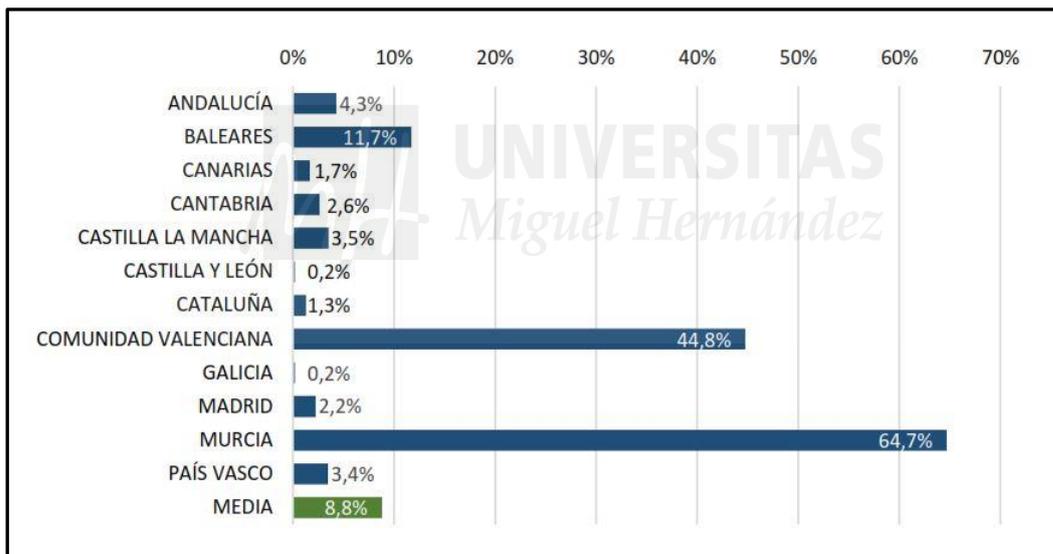


Figura. 16. Relación porcentual del uso de agua regenerada por regiones (AEAS, 2017).

En las zonas y demarcaciones donde los acuíferos están sobreexplotados debido a la doble realidad que tienen: escasez de otros recursos hídricos tradicionales; y la necesidad de continuar y mantener actividades productivas demandantes de agua que generan una riqueza de la que no se puede prescindir, la reutilización de las aguas regeneradas supone una solución a esta encrucijada. Los organismos responsables de la gestión hídrica en estas cuencas (Confederaciones Hidrográficas) han establecido en sus planificaciones y Planes de cuenca la obligación de sustituir,

en determinadas circunstancias y para los usos que lo permitan, parte de sus derechos de aprovechamiento de agua por derechos de aprovechamiento de aguas regeneradas. De este modo se consigue, por un lado, recuperar las reservas de las masas de agua subterráneas perdidas por la sobreexplotación a la que están siendo sometidas, reparando de esta forma el daño causado hasta ahora al medio ambiente, y por otro, mantener las dotaciones de agua con suficiente calidad que permitan continuar con la actividad y generación de riqueza que hasta ahora se desarrolla.

Otro producto de la actividad que se desarrolla en las EDAR biológicas urbanas son los lodos provenientes de las purgas de los decantadores primario y secundario. Estos residuos con código LER 190805

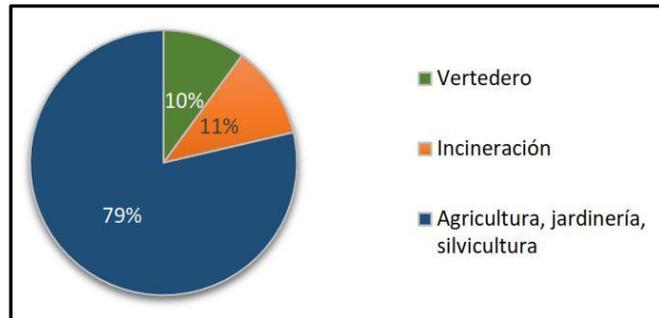


Figura. 17. Aprovechamiento de lodos de EDAR en España (AEAS, 2017).

(lodos del tratamiento de aguas residuales urbanas), convenientemente estabilizados y deshidratados (20%), con una densidad media de 1.000 kg/m³, también pueden ser aprovechados y valorizados en agricultura en forma de abono orgánico aplicado directamente sobre el terreno (o secados térmicamente), o bien en forma de compostaje. Esta práctica genera 1.135.000 toneladas al año (Plan nacional de lodos 2008-2015) y se viene desarrollando desde hace décadas en España; alinea estos servicios con la nueva estrategia económica favorecida por la Unión Europea relativa a la economía circular. En la figura 17 se muestran los diferentes usos de los lodos procedentes de EDAR en España.

Los beneficios que tiene tratar y depurar las aguas residuales, tanto para la adecuada conservación del medio ambiente, como para facilitar materia prima a determinadas actividades necesarias para el bienestar y salud de la sociedad, son irrenunciables. Por ello, es previsible que en el futuro continúen las actuales líneas de investigación, e incluso se abran otras nuevas, con objeto de continuar mejorando los tratamientos actuales de las EDAR y de la calidad del agua vertida. Así, la Unión Europea facilita ayudas económicas y contempla en sus presupuestos partidas encaminadas a este fin.

6 Conclusiones

La conclusión más reseñable del presente trabajo es el elevado rendimiento que tiene la EDAR biológica y su capacidad y eficacia para minimizar las concentraciones de los parámetros fisicoquímicos que sirven de control en las aguas residuales procedentes de núcleos urbanos. Esto se pone de manifiesto comparando la evolución de las concentraciones de las aguas residuales de entrada a la EDAR y sus correspondientes efluentes vertidos al medio natural. Dicha reducción se aprecia en todos los parámetros de control que se han seleccionado en este trabajo, como son: sólidos en suspensión totales, demanda bioquímica de oxígeno y demanda química de oxígeno.

Se considera que la EDAR biológica puede tener un dimensionamiento adecuado para cumplir con su objetivo de limpiar y depurar las aguas residuales urbanas que trata. A esta conclusión se ha llegado por el procedimiento de relacionar el volumen de agua influente con las correspondientes evoluciones de las concentraciones de los tres parámetros de control del agua efluente. Se aprecia que la variación del volumen de entrada a la estación de tratamiento biológica, incluso en los momentos en los que son cuantiosos, no afectan en modo alguno a las concentraciones de los parámetros de control de sus aguas efluentes. Así, todos ellos permanecen estables y con valores bajos durante todo el tiempo de estudio.

Los problemas operativos y técnicos de mayor envergadura que pueden afectar de forma considerable al rendimiento de las estaciones depuradoras biológicas tienen su origen en la interrupción, total o parcial, del proceso de floculación y sedimentación de microorganismos y materia orgánica biooxidada, denominado bulking. Otro problema grave en los procesos operativos de las EDARs es el foaming, o formación de espuma cuya consecuencia última también puede interferir en la decantación de la materia orgánica debido a su elevada flotabilidad. Ambos están relacionados por las interferencias que sufren las complejas poblaciones microbiológicas que conviven mezcladas e interrelacionadas y que dan lugar a los lodos activos.

Habitualmente estas interferencias se producen por desequilibrios biológicos, físicos, o químicos, durante alguna de las etapas de reproducción, crecimiento, o desarrollo

de estos organismos aerobios. El origen de estos desequilibrios puede estar motivado por factores tanto de operación de la planta, como sobrevenidos por razones externas.

Los problemas operativos pueden derivar en tratamientos deficientes de las aguas residuales incidentes en la EDAR y como consecuencia de ello, en la mala calidad del agua vertida al medio natural con riesgo de afectarlo, o tener que desecharla como recurso reutilizable alternativo. Para tratar de evitar estas situaciones adversas, la Unión Europea ha elaborado Directivas sobre el tratamiento de las aguas residuales, que han sido traspuestas al ordenamiento jurídico interno español.

Dicha normativa interna contempla el seguimiento y control analítico de tres parámetros del agua como son los sólidos en suspensión totales, la demanda bioquímica de oxígeno y la demanda química de oxígeno, tanto en los límites máximos de concentración del agua efluente, como en la reducción mínima que debe tener esta concentración del agua efluente respecto de la influente. De los datos del control analítico que se ha realizado durante el presente trabajo se desprende que el agua tratada en la EDAR cumplió con los dos controles paramétricos indicados en todo momento.

La sociedad se ha concienciado de los beneficios que tiene depurar las aguas residuales antes de verterlas al medio ambiente y cada vez es más consciente de la necesidad de ser respetuosa con él para conseguir la sostenibilidad del planeta. Por ello, es previsible que en el futuro se continúe investigando para mejorar esta tecnología que también tiene el respaldo medio ambiental, económico y científico de la Unión Europea y sus países miembros, continuando con los trabajos que permitan mejorar los tratamientos actuales. Además, los procesos de depuración también tienen otros beneficios indirectos para la actividad productiva como son la generación de fertilizantes agrícolas y el aprovechamiento de nuevos recursos hídricos no convencionales en zonas donde son escasos los naturales.

7 Bibliografía

AEAS, Asociación Española de Abastecimiento de Agua y Saneamiento (2017). Informe sobre aguas residuales en España.

Aznar, A. (2011). Apuntes de tratamientos secundarios. Universidad Carlos III de Madrid.

Barcarcel, L., Erazo, P., Vides, A., Ramírez, A. (2012). Physicochemical parameters associated with the proliferation of filamentous bacteria (filamentous bulking) in wastewater treatment plants using activated sludge: a systematic review.

BOE-A-1995-27963 (1995).

BOE-A-1996-7159 (1996).

Bradford, D., Christensson, C., Jakab, N., Blackall, L. (1998). Molecular biological methods to detect *Microthrix parvicella* and to determine its abundance in activated sludge. *Water Sci. Technol* 37, 37-45.

Carceller, J. (1998). Los fenómenos del bulking y foaming en las estaciones depuradoras de aguas residuales. *Miguel Hernández*

Eikelboom, D. y Geurkink, B. (2002). Filamentous micro-organisms observed in industrial activated in industrial activated sludge plants. *Water Science and Technology*. Num 46, págs. 535-542

Eikelboom, D. y Van Buijsen, H. (1983). *Microscopic Sludge Investigation Manual*. TNO Delft, The Netherlands.

González, L. (2007). Estudio comparativo de un Proceso biológico convencional y un proceso mediante biomenbranas para el tratamiento de agua residual urbanas. Proyecto fin de Carrera de la Universidad de Cádiz.

<http://augasdeg Galicia.xunta.es>

Jenkins, D., Richard, M., Daigger, G. (2003). *Manual on the causes and control of activated sludge bulking and foaming*. 3ª ed. Chelsea: Lewis Publisher, 2003. 193 p.

Jiménez, N. (2014). Diseño de un reactor biológico de fangos activos.

Madoni, P., Davoli, D., Gibin, G. (2000). Survey of filamentous microorganisms from bulking and foaming activated-sludge plants in Italy. *Water Res.* 34: 1767–1772.

Moeller, G. y Tomasini, M. (2001). *Microbiología de lodos activos*.

Ramalho, R., (1996). *Caracterización aguas residuales*.

Salinas, G, (2013). Control preventivo y correctivo del bulking filamentoso y espuma superficiales en el tratamiento biológico de las aguas servidas.

Tsang, J., Lamm, W., Neradilek, B. (2007). Endothelin receptor blockade does not improve hypoxemia following acute pulmonary thromboembolism. *J. Appl. Physiol.*, 102:762–71.

