

## CAPÍTULO 3

# DEPURACIÓN BIOLÓGICA DE LAS AGUAS RESIDUALES URBANAS

### 3.1 EL AGUA RESIDUAL URBANA Y SUS EFECTOS SOBRE EL MEDIO RECEPTOR

Un agua residual puede definirse como un *residuo líquido recogido mediante la red de alcantarillado para su envío a una planta depuradora* (Mujeriego, 1990). El tipo y la cantidad de agua residual afluyente a una estación depuradora reflejan la naturaleza del área a la que sirve, el uso que se le ha dado y las condiciones del medio de conducción.

El factor que más influye sobre el proceso de depuración del agua residual es, sin duda, su composición. La procedencia de un agua residual es un aspecto determinante de gran parte de sus características físicas, químicas y biológicas. La Tabla 3.1 resume los principales contaminantes que se pueden encontrar en un agua residual y sus posibles efectos sobre el medio receptor.

Según su origen, las aguas residuales pueden ser clasificadas en: 1) domésticas o urbanas, 2) industriales, 3) agropecuarias, 4) de origen incontrolado (vertidos ilegales, infiltraciones) y 5) pluviales. Sin embargo, ciñéndonos a los objetivos de esta investigación, al hablar de aguas residuales nos referiremos a aguas de origen doméstico o urbano (ARU), con alguna posible aportación de pluviales y/o de procedencia incontrolada.

Las aguas residuales de origen doméstico tienen una composición muy variada debido a la diversidad de factores que la afectan y a la naturaleza de la población residente (Mujeriego, 1990). La mayor fuente de contaminación que fluye por las alcantarillas domésticas tiene su origen en los excrementos humanos y animales (heces y orina) y en menor proporción en las aguas resultantes del lavado de ropa, preparación de alimentos y duchas. Por otra parte, las aguas pluviales o de lavado de calles que drenan desde las zonas urbanas aportan también una carga importante de contaminación (arrastre de materia sólida inorgánica en suspensión y materia orgánica soluble e insoluble).

El consumo medio de agua por persona y por día (entre 100 y 400 L/hab.día) determina su concentración (cantidad), mientras que la dieta y los usos de la población tributaria caracterizan apreciablemente su composición química (calidad). Las sustancias contaminantes presentes en un agua residual pueden estar en forma disuelta, de partículas decantables o en un estado físico intermedio denominado coloidal o en suspensión. En cualquier caso, la mayor parte de los compuestos presentes en un ARU están constituidos por materia orgánica e inorgánica, nutrientes y microorganismos. Una considerable parte de estos componentes se encuentra en forma particulada y, comúnmente, se valora mediante la concentración de materia en suspensión (MES) (Christensson, 1997).

Tabla 3.1. Contaminantes presentes en un agua residual y sus posibles efectos sobre las aguas receptoras (Dewisme, 1997; Matia et. al., 1999).

Contaminantes del agua	Impactos más significativos
Materia en suspensión	Aumento de la turbidez del agua (alteración de la fotosíntesis y reducción de la producción de oxígeno). Sedimentación, obstruyendo y cubriendo el lecho de los ríos.
Compuestos inorgánicos	Ecotoxicidad de algunos compuestos, como las sales de metales pesados. Reacciones con sustancias disueltas en el agua pasando a formar compuestos peligrosos.
Conductividad	Concentraciones elevadas de sales impiden la supervivencia de diversas especies vegetales y animales.
Nutrientes	Crecimiento anormal de algas y bacterias (aumento de la turbidez del agua). Eutrofización del agua.
Materia orgánica	Su descomposición puede provocar la disminución de la concentración del oxígeno disuelto en el agua hasta alcanzar condiciones sépticas. Eutrofización del agua. Emisión de metano en caso de aparición de procesos anaerobios.
Compuestos orgánicos tóxicos	Toxicidad para la vida acuática. Disminución de la concentración de oxígeno debido a los procesos de biodegradación. Producción, en el caso de líquidos no miscibles, de una película superficial que impide la aireación del agua.
Organismos patógenos (bacteria, virus y parásitos)	Inutilización del agua para uso humano. Contaminación de los organismos acuáticos que pueden llegar al hombre con la cadena alimenticia. Enfermedades de transmisión hídrica asociadas a la contaminación microbiológica del agua.
Contaminación térmica por descarga de aguas de refrigeración	Modificación de la solubilidad del oxígeno en el agua. Aceleración del metabolismo de la flora y la fauna acuáticas (eutrofización). Alteración de los ecosistemas acuáticos.

En general, el ARU contiene un 99,9% de agua. La materia sólida está constituida en un 70% por sustancias orgánicas como proteínas, grasas y carbohidratos; mientras que el 30% restante es materia mineral insoluble (sustancias inorgánicas) como la arena, la arcilla y las gravas.

Las sustancias orgánicas de un ARU están constituidas mayoritariamente por materia fecal, siendo la contribución diaria de  $DBO_5$ , por parte de un adulto, de 39 a 42 g; de los cuales 10,3 g corresponden a orina, entre 24,7 y 30,6 g a materia fecal y de 2,0 a 3,5 g a material de limpieza anal (Droste, 1997). Además, también contienen hidratos de carbono (celulosa, almidón y azúcares), grasas y jabones (sales metálicas de los ácidos grasos), detergentes sintéticos, proteínas y sus productos de descomposición (urea, glicina y cisteína) así como hidróxido de amonio y sales amoniacaes procedentes de la descomposición de complejos orgánicos nitrogenados (Rivas Mijares, 1978).

La gran diversidad que presentan las aguas residuales hace necesario realizar un estudio concreto de caracterización, en especial cuando se desean definir estrategias de

tratamiento y de aplicación de tecnologías adecuadas que aseguren la conformidad con la normativa de vertido a cauces receptores vigente en la zona de estudio. La Tabla 3.2 indica los principales parámetros empleados para la caracterización de un ARU.

Tabla 3.2. Parámetros comúnmente empleados para la caracterización de un ARU (Directiva 91/271; Escaler, 1997).

Físicos	Químicos	Biológicos
Sólidos totales (ST), mg/l	Materia orgánica, mg O <sub>2</sub> /l	Organismos patógenos
• Suspendidos	• Demanda bioquímica de oxígeno (DBO <sub>5</sub> )	• Coliformes, número/100 ml
• Volátiles	• Demanda química de oxígeno (DQO)	• Virus, ufc/100 ml <sup>(b)</sup>
Temperatura, °C	pH	
Turbiedad, UNT <sup>(a)</sup>	Alcalinidad, mg CaCO <sub>3</sub> /l	
	Nitrógeno, mg N/l	
	• Orgánico	
	• Amoniacal (NH <sub>3</sub> -N, NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N)	
	• Nitritos (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N)	
	• Nitratos (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N)	
	Fósforo, mg P/l	
	• Orgánico	
	• Reactivo soluble (PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup> -P)	

<sup>(a)</sup> unidades nefelométricas de turbiedad

<sup>(b)</sup> unidades formadoras de colonias

### 3.1.1 Materia Sólida del Agua Residual

La materia sólida del agua residual está presente tanto en forma disuelta como particulada (suspensión). Se distinguen tres tipos de sólidos en el agua: totales, fijos y volátiles. La materia sólida permite valorar la concentración y el estado físico de los constituyentes del ARU. Es importante determinar la presencia de aquellos sólidos que por su naturaleza le comunican propiedades indeseables al agua. Su concentración permite predecir el mayor o menor grado de depuración que puede obtenerse de acuerdo con la eficiencia de las distintas etapas de tratamiento. La Figura 3.1 muestra los distintos tipos de sólidos presentes en una muestra de ARU.

Las sustancias obtenidas por decantación, filtración o centrifugación de una muestra de agua corresponden a la materia en suspensión (MES), mientras que aquellas que no pueden separarse por estos métodos y pasan a través del papel de filtro (0,45 µm) se denominan materia disuelta. La materia en suspensión constituye la contaminación más fácil de eliminar del agua, siendo la sedimentación el principal mecanismo de eliminación (Mujeriego *et al.*, 1984).

Tanto la materia disuelta como la particulada están compuestas por materia orgánica e inorgánica. La incineración a 550°C permite diferenciarlas, pues la pérdida de materia por incineración representa el contenido orgánico de la muestra, mientras que las cenizas residuales representan el contenido inorgánico o mineral. La materia soluble de un agua residual está compuesta mayoritariamente por materia inorgánica, mientras que la materia en suspensión es predominantemente de naturaleza orgánica (Horan, 1993).

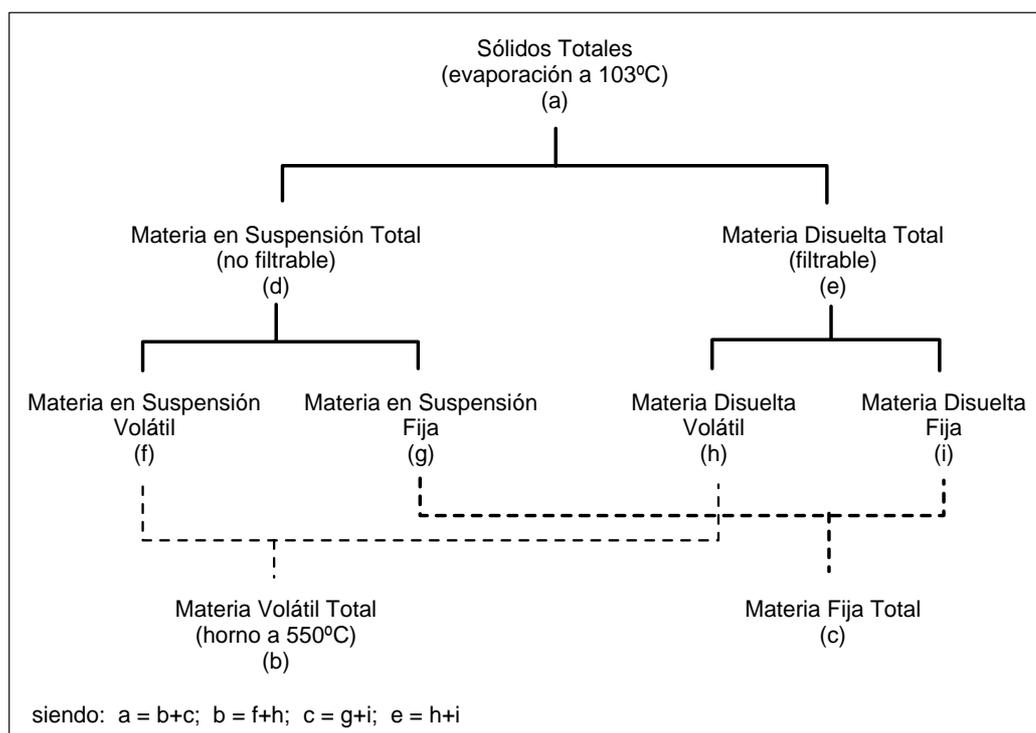


Figura 3.1 Clasificación de los diferentes tipos de materia contenida en un agua residual (adaptado de Droste, 1997).

Aún cuando los resultados de los residuos (total, fijo y volátil) están sujetos a errores apreciables a causa de la pérdida de compuestos volátiles durante la evaporación (dióxido de carbono y minerales volátiles en la incineración y óxido de calcio en las cenizas), son los más representativos, junto con la demanda química y bioquímica de oxígeno, para estimar el contenido de materia mineral y orgánica de los vertidos líquidos (Rivas Mijares, 1978).

### 3.1.2 Compuestos Orgánicos del Agua Residual

La materia orgánica está constituida por una fracción particulada (MESV) y una fracción disuelta. La materia volátil ofrece una estimación del contenido de materia orgánica de un agua residual. Sin embargo, para obtener una información más precisa es necesario evaluarla mediante el oxígeno requerido para oxidar completamente la materia orgánica a  $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$  y  $\text{NH}_3$ .

La presencia de oxígeno disuelto en las aguas naturales es vital para mantener las distintas formas de vida. La mayoría de los compuestos orgánicos pueden servir de alimento para las bacterias y otros microorganismos, que obtienen la energía necesaria para sus funciones vitales y para la síntesis celular a partir de la oxidación de la materia orgánica. Sin embargo, el vertido de aguas residuales no tratadas a un curso de aguas ejerce un consumo de oxígeno, debido a la estabilización biológica de la materia orgánica, que puede llegar a agotarlo, produciendo un efecto negativo sobre la vida acuática y propiciando condiciones sépticas (Droste, 1997).

Los compuestos orgánicos del agua residual tienen al menos un átomo de carbono en su estructura, por lo que también se les conoce como compuestos carbonosos. Estos átomos pueden ser oxidados tanto química como biológicamente para producir dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>). El método de determinación de la materia orgánica mediante su oxidación biológica se denomina *demanda bioquímica de oxígeno* (DBO); mientras que el método basado en una oxidación química se denomina *demanda química de oxígeno* (DQO) o *demanda total de oxígeno* (DTO), dependiendo del agente químico empleado y de la naturaleza de las condiciones de oxidación (Horan, 1993).

Para valorar la carga orgánica de una estación depuradora de aguas residuales convencional (EDAR), así como su capacidad de eliminación de la materia orgánica, se utiliza generalmente el ensayo de la DBO<sub>5</sub> (DBO ejercida al cabo de 5 días de incubación en la oscuridad y a 20°C). Sin embargo, la DQO se ha utilizado durante el desarrollo de esta investigación como parámetro de control del contenido de materia orgánica del agua residual que llega a la planta piloto, así como para valorar la eficacia del proceso de tratamiento llevado a cabo. La DBO<sub>5</sub> se ha utilizado ocasionalmente a fin de verificar la relación existente entre este parámetro y la medida de la DQO.

### 3.1.3 Compuestos Inorgánicos del Agua Residual

Los compuestos inorgánicos capaces de representar una amenaza seria de contaminación son pocos y además es factible realizar ensayos sencillos para detectar aquellos que resultan ser probablemente los más molestos. El nitrógeno y el fósforo son los compuestos inorgánicos más importantes para el control de la calidad de las aguas residuales. La mayor parte del nitrógeno y del fósforo total de un ARU se encuentra en su fracción soluble (nitratos, amonio, polifosfatos y ortofosfatos).

El nitrógeno y el fósforo presentes en los cursos de agua provienen de diferentes fuentes, como por ejemplo los fertilizantes artificiales y los desechos ganaderos aplicados en la agricultura, los efluentes industriales y en particular los efluentes de los sistemas de tratamiento de las aguas residuales. El nitrógeno de los efluentes de las EDAR proviene principalmente de las conversiones metabólicas de los compuestos derivados de los excrementos (urea y proteínas), mientras que el 50% o más del fósforo procede de los detergentes sintéticos (Horan, 1993).

El nitrógeno y el fósforo son nutrientes esenciales para el crecimiento biológico. El fósforo se asimila en forma de fosfatos, mientras que el nitrógeno puede ser asimilado tanto en forma de amoníaco como de nitrato según el organismo de que se trate (Winkler, 1998). Los organismos que se ocupan de la purificación de las corrientes de agua forman un sistema ecológicamente equilibrado. La descomposición de la materia orgánica produce anhídrido carbónico y consume oxígeno, mientras que el crecimiento de los organismos fotosintéticos utiliza el anhídrido carbónico y produce oxígeno (Winkler, 1998).

Posiblemente, la consecuencia más relevante de la contaminación por parte de estos compuestos sea su capacidad de promover el crecimiento algal. La presencia de nitrógeno y de fósforo en un agua propicia normalmente su eutrofización y una proliferación de algas indeseable. La eliminación del nitrógeno y del fósforo de un agua residual o la conversión del amoníaco a nitratos reduce el efecto adverso de su vertido (Neethling, 1995).

## **Eutrofización**

La eutrofización es la respuesta del ecosistema al aumento de la disponibilidad de nutrientes, especialmente de nitrógeno y de fósforo, y puede ocurrir bajo condiciones naturales o provocada por el hombre (antropogénico). La eutrofización antropogénica avanza más rápidamente que el fenómeno natural y es una de las principales formas de contaminación del agua, causando un crecimiento exponencial de algas y el desarrollo incontrolado de una especie, en detrimento de las demás. Todo ello ocasiona una mala apariencia de las aguas, problemas de olores por descomposición de plantas y un escaso nivel bajo de oxígeno disuelto que afecta negativamente a la respiración de los peces, los animales acuáticos y las plantas adheridas en el lecho de los cursos de agua (EPA, 1993; Winkler, 1998; Salgot y Tapias, 1999; SWCS, 2000).

Para alcanzar el crecimiento de plantas y algas es necesario que existan cantidades adecuadas de macronutrientes en forma de nitrógeno y de fósforo, una concentración suficiente de dióxido de carbono y un cierto nivel de energía solar, pues la ausencia de uno de ellos limita el crecimiento. El dióxido de carbono no suele ser un factor limitante. La luz solar se convierte en limitante en aguas profundas porque es absorbida en las capas superiores. Así mismo, en aguas tranquilas o estratificadas, el excesivo crecimiento de algas en la superficie forma una capa protectora evitando el paso de la luz a zonas inferiores. Puesto que el contenido de dióxido de carbono y la luz solar son difícilmente controlables, su manipulación no se considera una forma práctica para limitar la fotosíntesis (EPA, 1993).

Durante el día, cuando ocurre la fotosíntesis, las algas producen grandes cantidades de oxígeno que ayudan a airear la masa de agua; para ello utilizan carbonatos y bicarbonatos como fuentes de carbono celular, lo que puede producir un aumento del pH del agua hasta 10,5. Por otra parte, durante la noche ocurre la reacción inversa, las algas al respirar consumen oxígeno y liberan CO<sub>2</sub>. Debido a esta dinámica, el agua experimenta grandes fluctuaciones de pH y, además, si la concentración de algas es elevada, el agua puede alcanzar un completo estado de anaerobiosis durante la noche (Horan, 1993).

Otra característica de un agua eutrófica es la escasa diversidad de especies. Mientras que en un agua oligotrófica (baja concentración de nutrientes) las algas son escasas en número de individuos, pero muy diversas en especie, en las aguas eutróficas las algas alcanzan grandes concentraciones, pero tan sólo dominan ciertas especies. Esta observación permite evaluar rápidamente al microscopio la presencia de nutrientes en una masa de agua mediante la valoración de su diversidad algal (Horan, 1993).

La eutrofización causa una mayor inquietud en los lagos, ya que los nutrientes que entran a la masa de agua tienden a ser reciclados en el lago y a acumularse con el tiempo. Por el contrario, un río es un sistema que fluye y en el cual los nutrientes siempre entran y salen de cualquier sección; las acumulaciones tienden a ocurrir solamente en los sedimentos o en aguas de flujo muy lento, y los efectos de estas acumulaciones son normalmente moderados por la acción periódica del lavado por avenidas (EPA, 1993).

En estuarios y océanos, las concentraciones de los compuestos del nitrógeno suelen ser muy bajas y pueden limitar la biomasa total y los tipos de especies presentes. Los vertidos de las EDAR en algunos estuarios pueden aumentar la concentración de nitrógeno hasta niveles capaces de favorecer las floraciones de algas. Sin embargo, la alta dilución provocada en un vertido directo de agua residual al mar probablemente elimina el daño causado por las floraciones de algas (EPA, 1993).

El nitrógeno y el fósforo son los factores considerados típicamente como claves para el control de los problemas de eutrofización. Después de determinar cuál de los dos nutrientes es el limitante del crecimiento, se debe determinar si la concentración de sustancia limitante que se vierte al agua puede ser controlada y de qué manera. En ciertas circunstancias, la eliminación del nitrógeno y del fósforo se puede considerar como limitante del crecimiento de algas (EPA, 1993).

### 3.1.4 Caracterización de los Componentes Microbianos del Agua Residual

Las aguas residuales contienen una gran variedad de microorganismos: virus, bacterias, hongos, protozoos y nematodos. Se estima que hay alrededor de 5 millones de especies de microorganismos en el medio ambiente, de los cuales menos del 5% han sido catalogadas, de los cuales 3500 son bacterias, 90.000 son hongos, 100.000 son protistas y 4.000 son virus (Cloete, 1997). Los microorganismos transforman los compuestos orgánicos, contribuyendo a la depuración de los desechos en ambientes acuáticos y terrestres.

Los sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales se basan en la interacción y el metabolismo de los microorganismos. Estos procesos dependen de la capacidad de la comunidad microbiana para utilizar los compuestos del agua. No existe un único organismo capaz de utilizar todos los compuestos orgánicos presentes en las aguas residuales; por tanto, un proceso biológico constituye un ecosistema diverso que se alimenta directamente del agua cruda que entra al sistema y que depende de la disponibilidad de O<sub>2</sub>, del pH y de las condiciones de mezcla.

El proceso biológico de fangos activados está constituido por bacterias, protozoos, hongos, algas y organismos filamentosos. Los hongos y las algas generalmente no tienen una gran importancia dentro del proceso, mientras que los protozoos, los organismos filamentosos y las bacterias participan activamente en el tratamiento biológico del agua residual (Muyima *et al.*, 1997). Cada una de estas poblaciones desempeña un papel determinado en el proceso y en conjunto forman la comunidad biológica característica de los fangos activados.

Las bacterias constituyen la mayor parte de la biomasa del proceso (3-16 millones/ml) siendo, por tanto, el grupo dominante dentro de la comunidad biótica de los fangos activados. Su pequeño tamaño y su elevada relación superficie/volumen favorecen el intercambio de nutrientes y catabolitos con el medio que los rodea. Las bacterias predominantes son saprofitas, responsables de la degradación y mineralización de los compuestos orgánicos, y pertenecen en su mayoría a géneros aerobios gram-negativos; también las hay quimilitótrofas, capaces de oxidar el amoníaco y los nitritos (Fernández-Galiano *et al.*, 1996).

La presencia de ciertas bacterias también puede tener efectos desfavorables sobre los fangos activados. El desarrollo incontrolado de muchas bacterias de tipo filamentoso impide una sedimentación eficaz de los fangos y produce el fenómeno de *bulking* o fangos voluminosos o esponjosos.

Los hongos también son eficaces para la eliminación de la materia orgánica de las aguas residuales. No obstante, estos microorganismos son poco abundantes en los fangos activados, a no ser que se inhiba el crecimiento bacteriano. En general, la aparición de los hongos suele estar asociada a afluentes con gran cantidad de vertidos industriales (Fernández-Galiano *et al.*, 1996).

Los protozoos son, junto con las bacterias, los grupos de microorganismos más abundantes e importantes dentro de la comunidad de los fangos activados. Alcanzan concentraciones medias de 50.000 individuos/ml en el tanque de aireación de una EDAR y constituyen aproximadamente el 5% del peso seco de la materia en suspensión del líquido de mezcla (Fernández-Galiano *et al.*, 1996).

Los nematodos que aparecen en los fangos activados son en su mayor parte depredadores de bacterias dispersas y protozoos, pero también se encuentran formas saprozoicas capaces de alimentarse de la materia orgánica en descomposición del agua residual. Su papel dentro de los fangos activados no es significativo, aunque guarda relación con la edad del fango en el tratamiento biológico (tiempo de retención celular (TRS)).

Los rotíferos eliminan bacterias dispersas y protozoos y contribuyen a la formación del flóculo por la secreción de mucus. Se les considera indicadores de un buen funcionamiento del proceso de depuración, siempre y cuando no alcancen densidades excesivas. Una gran concentración de rotíferos indica un elevado tiempo de retención del fango (Fernández-Galiano *et al.*, 1996).

### 3.2 MECANISMOS DE DEPURACIÓN BIOLÓGICA

El principio del tratamiento biológico de las aguas residuales es el mismo que el de la purificación espontánea en aguas naturales. Se realiza en reactores diseñados especialmente para mantener los microorganismos bajo condiciones controladas, acelerando el proceso natural de descomposición y neutralización de los residuos, antes de que las aguas sean finalmente vertidas a las masas de agua receptoras. En el proceso participan distintas reacciones microbiológicas para eliminar o transformar diferentes tipos de materia orgánica, nutrientes y muchos otros elementos químicos tales como el sulfuro y los metales. Estas reacciones pueden ser realizadas bajo condiciones aerobias (presencia de oxígeno disuelto), anóxicas (ausencia de OD, presencia de nitratos) o anaerobias (ausencia de OD y nitratos), dependiendo de la vía de degradación empleada. Asimismo, la biomasa empleada en el tratamiento se puede mantener en suspensión o adherida a un material de soporte (Lee, 1996; Droste, 1997).

Los tratamientos biológicos se basan en la utilización de microorganismos capaces de asimilar las sustancias en suspensión o disueltas presentes en el agua residual, a fin de incorporarlas al metabolismo celular y de obtener energía para sus funciones vitales y promover el desarrollo somático. Con un control adecuado de las condiciones ambientales (presencia o ausencia de oxígeno, pH óptimo, temperatura y mezcla) es posible conseguir el desarrollo de una biomasa capaz de depurar el agua residual hasta alcanzar el grado de tratamiento deseado. Los principales procesos biológicos utilizados en el tratamiento de un agua residual se resumen en la Tabla 3.3.

Aunque se han desarrollado diferentes tipos de procesos biológicos, los más empleados en el tratamiento de aguas residuales urbanas son el proceso de fangos activados y la tecnología biopelícula. Este estudio está dedicado únicamente a los procesos de fangos activados y más concretamente a los sistemas de flujo continuo.

Tabla 3.3. Principales procesos biológicos empleados en la depuración del agua residual (Metcalf y Eddy, 1995).

Procesos Aerobios	Cultivo en suspensión	Fangos Activados	Continuos	Flujo en pistón Mezcla completa
		Lagunas aireadas	Discontinuos	Aireación prolongada Canales de oxidación Nitrificación
Procesos Anóxicos	Cultivo fijo	Biodiscos rotativos		
		Filtros percoladores	Alta carga Baja carga	
Procesos Anaerobios	Cultivo en suspensión	Digestión anaerobia	Alta carga Baja carga Doble etapa	
	Cultivo fijo	Filtro anaerobio Lecho expandido		
Procesos combinados (anaerobios-anóxicos-aerobios)		Nitrificación-desnitrificación Nitrificación-desnitrificación-eliminación de fósforo		

### 3.2.1 Proceso de Fangos Activados - Reseña Histórica

El proceso de fangos activados es el sistema de tratamiento biológico más habitual en el tratamiento de las aguas residuales. Fue desarrollado en Inglaterra en 1914 por Ardern y Lockett, quienes realizaron experimentos con un cultivo biológico en suspensión en un tanque aireado e introdujeron la idea de recircular la biomasa suspendida formada durante la aireación. Esta suspensión fue llamada *fangos activados* y correspondía a la biomasa activa responsable del proceso de depuración. Inmediatamente después de la publicación de su primer trabajo, comenzaron a desarrollarse instalaciones a gran escala en Inglaterra y en Estados Unidos, algunas de las cuales aparecen en la Tabla 3.4. Alleman y Prakasam (1983), Albertson (1987) y Wanner (1998) describen con más detalles el proceso de los fangos activados desde sus comienzos.

La Figura 3.2 muestra la configuración básica del proceso de fangos activados. Normalmente, consta de un reactor donde se mantiene en suspensión un cultivo microbiano capaz de asimilar la materia orgánica presente en el agua residual a depurar. El proceso requiere un sistema de aireación y de agitación que suministre el oxígeno requerido por las bacterias encargadas de la depuración, evite la sedimentación de los flóculos en el reactor y permita la homogeneización de los fangos activados. Al cabo de

un período de tiempo determinado, y una vez que la materia orgánica ha sido suficientemente oxidada, el líquido de mezcla se envía a un tanque de sedimentación (decantador secundario) donde se separa el fango biológico del agua. Una parte de la biomasa decantada se recircula al reactor para mantener una concentración de microorganismos adecuada, mientras que el resto del fango se extrae del sistema para evitar una acumulación excesiva de biomasa y controlar el tiempo medio de estancia celular. Los fangos activados están constituidos por la biomasa formada y la materia particulada aportada por el agua residual (Winkler, 1998; Lee, 1996).

Tabla 3.4. Instalaciones de fangos activados construidas a principios de siglo en Inglaterra y Estados Unidos (Alleman y Prakasam, 1983).

Inglaterra					Estados Unidos				
Año	Ciudad	Caudal (m <sup>3</sup> /d)	Operación	Aireación	Año	Ciudad	Caudal (m <sup>3</sup> /d)	Operación	Aireación
1914	Salford	303	Discontinuo	Aire difuso	1916	San Marcos	454	Continuo	Aire difuso
		45	Continuo						
1915	Davyhulme	378	Discontinuo	Aire difuso		Milwaukee	7570	Continuo <sup>a</sup>	Aire difuso
1916	Worcester	7570	Continuo	Aire difuso		Cleveland	3875	Continuo <sup>a</sup>	Aire difuso
	Sheffield	3028	Discontinuo	Mecánica	1917	Houston	20817	Continuo	Aire difuso
1917	Withington	946	Continuo	Aire difuso	1918	Houston	18925	Continuo	Aire difuso
	Stamford	378	Continuo	Aire difuso	1922	Des Plaines	20817	Continuo	Aire difuso
1920	Tunstall	3104	Continuo	Mecánica		Calumet	5677	Continuo	Mecánica
	Sheffield	1340	Continuo	Mecánica	1925	Milwaukee	170325	Continuo	Aire difuso
1921	Davyhulme	2509	Continuo	Aire difuso		Indianapolis	189250	Continuo	Aire difuso
	Bury	1363	Continuo	Mecánica	1927	Chicago	662375	Continuo	Aire difuso

<sup>a</sup> instalaciones experimentales

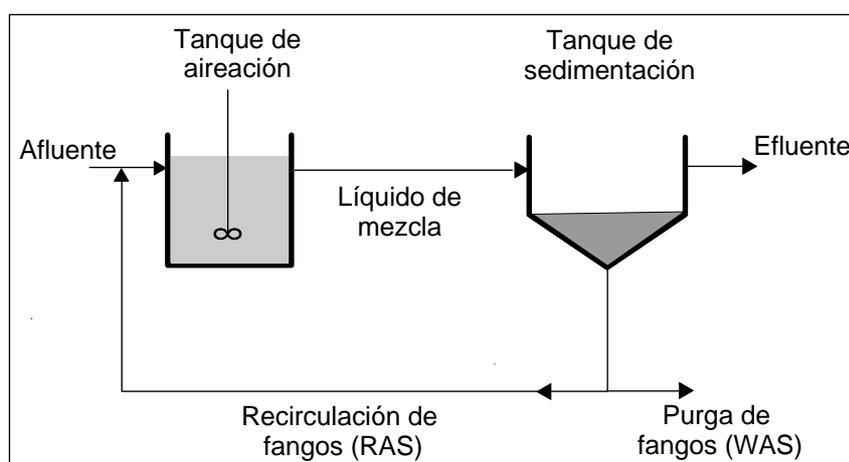


Figura 3.2 Esquema básico de un proceso de fangos activados.

### 3.2.2 Variaciones de los Procesos de Fangos Activados

El sistema básico ha experimentado notables variaciones a lo largo de los años a fin de adaptarse a los distintos requerimientos del tratamiento. La Figura 3.3 muestra algunas de las distintas alternativas adoptadas en el proceso de fangos activados.

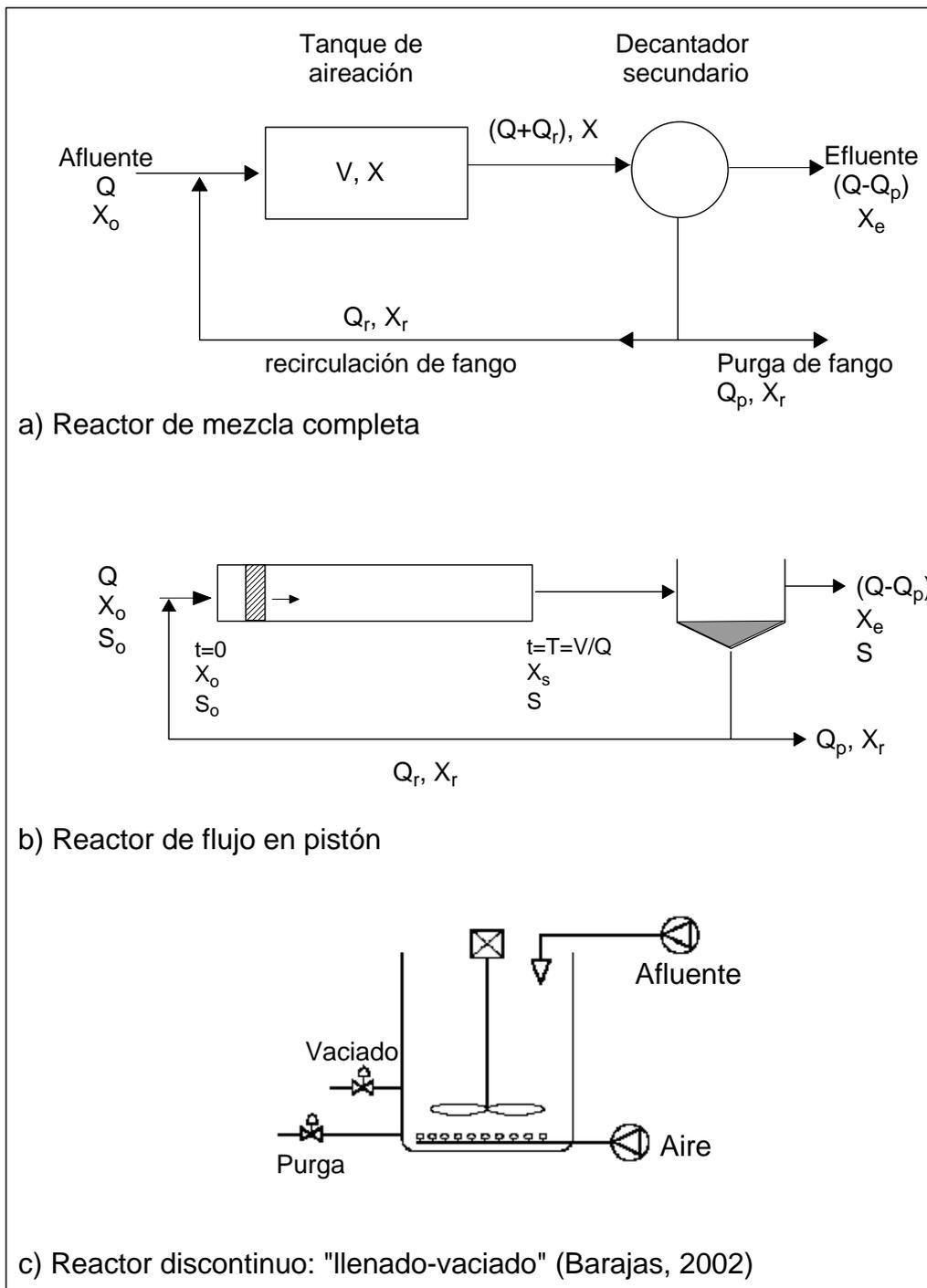


Figura 3.3 Esquema de diferentes procesos de fangos activados.

Los primeros reactores de fangos activados fueron operados en régimen discontinuo, como una unidad de "llenado-vaciado". Sin embargo, la necesidad de tratar grandes caudales de aguas residuales y los problemas de control de estas unidades (grandes descargas de caudal frente al caudal afluente, obstrucción de los difusores de aireación durante la sedimentación, operación manual del ciclo cuando no se disponía de automatización), obligaron rápidamente a su transformación en reactores de flujo continuo, abandonándose el uso de estos durante cerca de 50 años (Droste, 1997).

La diferencia entre un reactor de flujo continuo y uno de flujo discontinuo (llenado-vaciado) es que el funcionamiento del primero obedece a una secuencia espacial, mientras que el del segundo sigue una secuencia temporal. Es decir, un tratamiento de tipo continuo consta de diferentes depósitos, cada uno con características particulares, por los que fluye el agua y en los cuales tiene lugar una fase determinada del tratamiento. El volumen de cada zona determina el tiempo medio en que el agua estará sometida a unas condiciones ambientales determinadas. Por otro lado, el agua de un reactor de flujo discontinuo permanece todo el tiempo en el mismo tanque y las diferentes fases del tratamiento se suceden en el tiempo, en función de los objetivos de depuración que se desea conseguir (Barajas, 2002).

El proceso de fangos activados ha sido desarrollado principalmente para la eliminación de materia orgánica y de nutrientes (nitrógeno y fósforo). Los microorganismos convierten la materia orgánica y los nutrientes en compuestos más simples como dióxido de carbono y agua, así como en nueva biomasa.

Un proceso de fangos activados de flujo continuo consta de diferentes etapas, cada una de las cuales efectúa una fase determinada del tratamiento. En un proceso de eliminación biológica de nutrientes (EBN), ciertas bacterias del líquido de mezcla asimilan materia orgánica a la vez que liberan fosfatos bajo condiciones anaerobias. Bajo condiciones anóxicas (ausencia de oxígeno disuelto pero en presencia de nitratos) o aerobias, la materia orgánica es utilizada por las bacterias para su crecimiento y la asimilación de fósforo.

La eliminación biológica del nitrógeno se consigue por dos procesos sucesivos, la nitrificación y la desnitrificación. En la nitrificación, el amoníaco es oxidado a nitritos y nitratos bajo condiciones aerobias. Durante la desnitrificación y bajo condiciones anóxicas, los nitratos y los nitritos son utilizados por bacterias heterótrofas facultativas como aceptores finales de electrones para la respiración celular; como resultado de ello se produce nitrógeno gas que escapa a la atmósfera, así como un consumo de carbono orgánico biodegradable (Aravinthan *et al.*, 2000; Drysdale *et al.*, 2000). Para permitir la desnitrificación y establecer una población de bacterias capaz de realizar la eliminación biológica de fósforo el agua residual afluente debe contener suficiente carbono orgánico (Brinch *et al.*, 1994).

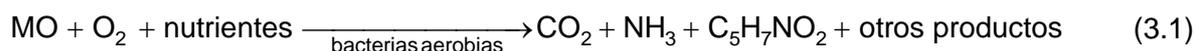
El fósforo puede ser eliminado por precipitación química usando sales metálicas de aluminio o de hierro; aunque este proceso es sencillo y bien conocido, la adición de reactivos químicos al agua es costosa y origina notables cantidades de fango residual, cada vez más difíciles de gestionar en vertederos controlados. Los procesos biológicos de eliminación de fósforo despiertan un interés creciente, debido a su menor producción de fangos y a la posibilidad de conjugarlos con la eliminación de nitrógeno.

### 3.2.3 Eliminación Biológica de Materia Orgánica

La materia orgánica presente en el agua residual afluyente a un sistema de fangos activados sirve como sustrato a las bacterias heterótrofas del líquido de mezcla. La eliminación de la materia orgánica presente en el agua residual que ha entrado en contacto con los fangos activados se produce a través de las siguientes etapas (Rivas Mijares, 1978; Wanner, 1997):

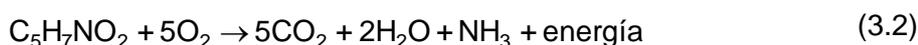
1. Atrapamiento de las partículas en la estructura del flóculo de los fangos activados.
2. Adsorción del material coloidal.
3. Biosorción, es decir, eliminación rápida e inicial por absorción y almacenamiento celular de compuestos orgánicos solubles de elevado peso molecular.
4. Asimilación y acumulación intracelular de sustancias fácilmente biodegradables.
5. Autodigestión (respiración endógena) de la biomasa cuando existan limitaciones de sustrato biodegradable.

Las bacterias heterótrofas utilizan la materia orgánica presente en el agua residual como fuente de carbono para la síntesis celular. Las reacciones de oxidación y de síntesis celular se pueden expresar de forma genérica así:



donde MO indica la materia orgánica y  $\text{C}_5\text{H}_7\text{NO}_2$  representa la nueva materia celular formada. Como se observa, este proceso implica la producción de nitrógeno amoniacal, lo que contribuye a aumentar la concentración de esta sustancia en el agua residual.

Por otro lado, las bacterias aerobias utilizan el oxígeno disuelto para la oxidación bioquímica de su contenido de materia orgánica a dióxido de carbono, generando energía. La reacción correspondiente es la siguiente:



donde se observa una producción de nitrógeno amoniacal y un consumo de oxígeno disuelto en el líquido de mezcla.

### 3.2.4 Eliminación Biológica de Nitrógeno

La presencia de nitrógeno en las descargas de aguas residuales puede ser indeseable por varias razones: 1) el amoníaco libre es tóxico para los peces y muchos otros organismos acuáticos y 2) el nitrógeno amoniacal ejerce una demanda de oxígeno muy elevada (4,57 mg  $\text{O}_2$ /mg  $\text{NH}_4^+\text{-N}$  oxidado) pudiendo agotar el oxígeno disuelto de la masa de agua ( $\approx 9$  mg  $\text{O}_2$ /L a 20°C). La toxicidad del amoníaco en solución es directamente atribuible a la especie  $\text{NH}_3$ , cuya concentración aumenta con el pH y la temperatura del agua (Horan, 1993; Sedlak, 1991).

Las ARU contienen nitrógeno orgánico, en forma de proteínas, ácidos nucleicos y urea, o bien en forma de nitrógeno amoniacal. Alrededor del 60% del nitrógeno presente en un agua residual bruta está en forma orgánica y el resto en forma amoniacal. La Tabla 3.5 indica diferentes compuestos de nitrógeno según su estado de oxidación.

Tabla 3.5. Formas del nitrógeno según su estado de oxidación (EPA, 1993).

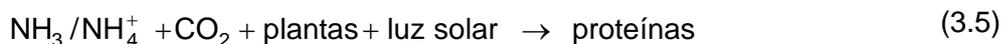
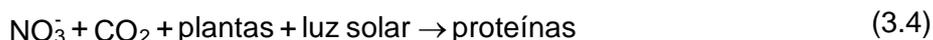
Compuestos de Nitrógeno	Fórmula	Estado de oxidación
Amoniaco	NH <sub>3</sub>	-3
Amonio	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	-3
Nitrógeno gas	N <sub>2</sub>	0
Nitrito	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	+3
Nitrato	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	+5

La transformación de estos compuestos puede ocurrir por diferentes mecanismos: fijación, amonificación, síntesis, nitrificación y desnitrificación (EPA, 1993). La *fijación* de nitrógeno indica la incorporación de nitrógeno gaseoso en un compuesto químico (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) que pueda ser utilizado por plantas y animales.

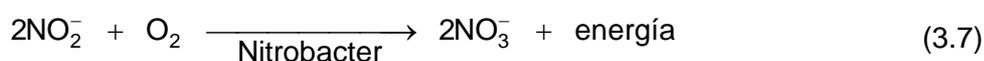
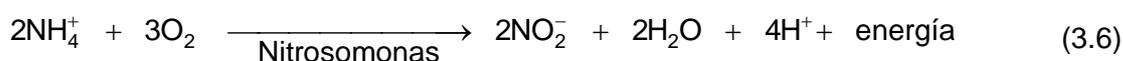


La *amonificación* es el proceso de cambio del nitrógeno orgánico a formas amoniacales y ocurre normalmente durante la descomposición de tejidos animales y vegetales y de la materia fecal animal.

La *síntesis* es un proceso bioquímico que usa el amonio o el nitrato para formar proteínas vegetales y otros compuestos que contienen nitrógeno:



La *nitrificación* es la oxidación biológica del nitrógeno amoniacal. Este proceso se realiza en dos etapas, en la primera el ion amonio se oxida a nitritos y luego éstos son oxidados a nitratos. Las reacciones de transformación las realizan principalmente dos géneros de bacterias autótrofas aerobias llamadas nitrificantes, que utilizan el carbono inorgánico como fuente de carbono celular:

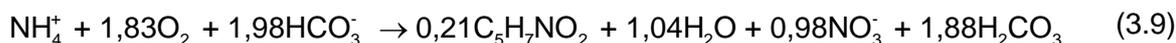


En resumen:



La velocidad de la reacción global (Ecuación 3.8) está controlada por la actividad de las nitrosomonas, es decir, por la velocidad de oxidación del nitrógeno amoniacal a nitritos. La energía liberada durante la oxidación del amonio es del orden de 54 a 84 Kcal/mol  $\text{NH}_4^+$ , mientras que la liberada durante la oxidación del nitrito es tan sólo de 15 a 21 Kcal/mol de  $\text{NO}_2^-$ . La energía que obtienen las bacterias nitrificantes con estas reacciones es muy escasa, por lo que su velocidad de crecimiento es muy lenta. Si la síntesis celular por unidad de energía producida fuera la misma en ambos casos, debería producirse más masa de nitrosomonas que de nitrobacter por mol de N oxidado.

Teniendo en cuenta los procesos de obtención de energía y de síntesis celular, y usando un coeficiente de producción de 0,15 g/g  $\text{NH}_4^+$ -N oxidado y de 0,02 g/g  $\text{NO}_2^-$ -N oxidado, la ecuación global de nitrificación se puede escribir como sigue (Randall *et al.*, 1992):



La Ecuación 3.9 muestra que la producción de bacterias nitrificantes es muy pequeña en comparación con la de las bacterias heterótrofas (Ecuación 3.1), es decir, 0,021 mol células/mol  $\text{NH}_4^+$  -N oxidado (0,17 g células producidas/g  $\text{NH}_4^+$  -N). Por otro lado, el oxígeno consumido en la reacción de oxidación y de síntesis es de 4,18 g  $\text{O}_2$ /g  $\text{NH}_4^+$  -N oxidado.

Las bacterias nitrificantes son autótrofas y utilizan el  $\text{CO}_2$  como fuente de carbono durante el proceso de síntesis celular. De la Ecuación 3.9 se deduce que la alcalinidad consumida durante el proceso es de 7,1 g  $\text{CaCO}_3$ /g  $\text{NH}_4^+$ -N oxidado, lo que puede reducir significativamente el pH del sistema. Muchas aguas residuales no tienen capacidad tampón suficiente y la disminución de pH (pH < 7,0) propicia a una rápida disminución de la tasa de nitrificación.

La *desnitrificación* es un proceso de reducción biológica del nitrato a nitrógeno gas. Durante el proceso de reducción, el nitrato se transforma inicialmente en nitrito y éste en óxido nítrico, óxido nitroso y finalmente en nitrógeno gas que se libera a la atmósfera. Los organismos responsables de esta reacción son principalmente heterótrofos aerobios facultativos, que pueden adaptarse a las condiciones del medio en que se encuentran. En condiciones anóxicas estas bacterias son capaces de utilizar los nitratos y los nitritos como aceptores de electrones en lugar del oxígeno disuelto (EPA, 1993).

El proceso de desnitrificación implica la transferencia de electrones entre un dador de electrones reducido (materia orgánica) a un aceptor de electrones oxidado (oxígeno, nitrato, nitrito o sulfato). El uso del nitrato o del nitrito, en lugar del oxígeno disuelto conlleva una producción ligeramente inferior de energía durante la síntesis celular. Por otra parte, la utilización de los nitratos genera más energía que la utilización de los sulfatos.

El proceso de reducción de nitritos y de nitratos lo realizan varios tipos de bacterias, siendo el género más importante las pseudomonas. Los nitritos y los nitratos

actúan como aceptores de electrones, mientras que el sustrato es el carbono contenido en la materia orgánica. La reacción global de oxidación y de síntesis del proceso, utilizando una fuente orgánica genérica, es la siguiente:



Esta reacción estequiométrica permite comprobar que el proceso de desnitrificación conlleva una producción de alcalinidad de 3,57 mg CaCO<sub>3</sub>/mg NO<sub>3</sub><sup>-</sup>-N, lo que representa aproximadamente la mitad de la alcalinidad consumida en el proceso de nitrificación (7,1 g CaCO<sub>3</sub>/g NH<sub>4</sub><sup>+</sup>-N oxidado). Por otra parte, el ahorro de oxígeno que se consigue mediante la oxidación de la materia orgánica por desnitrificación es de 2,86 g O<sub>2</sub>/g NO<sub>3</sub><sup>-</sup>-N reducido, valor obtenido suponiendo que se requiere 1 mol de O<sub>2</sub> para oxidar 1 mol de materia orgánica (Randall *et al.*, 1992).

Para llevar a cabo la desnitrificación, los microorganismos requieren una fuente de carbono orgánico a la que poder oxidar. Ésta puede ser la materia orgánica presente en el agua residual a tratar o un sustrato externo (metanol, etanol, ácido acético). Si el carbono lo aporta la propia agua residual, el consumo de oxígeno en las fases aerobias disminuirá, ya que gran parte de la materia orgánica se habrá oxidado durante el proceso de desnitrificación. Sin embargo, si la materia orgánica se agota previamente, será necesario agregar una fuente externa de carbono. Una de las sustancias más utilizadas para ello es el metanol, debido a su bajo costo y a su gran eficacia como dador de electrones.

### 3.2.5 Eliminación Biológica de Fósforo

La incorporación de fósforo en las masas de agua ha aumentado de forma notable en los últimos tiempos como consecuencia de su uso en abonos agrícolas, en actividades industriales y en detergentes y productos de uso doméstico. El fósforo es esencial para la vida, siendo imprescindible para la síntesis de los ácidos nucleicos y de los fosfolípidos. Una baja concentración de fósforo en el medio limitará el crecimiento biológico e impedirá la eliminación del sustrato orgánico (Grady y Lim, 1980).

El fósforo presente en las aguas residuales urbanas proviene principalmente de la materia fecal humana (50-65%), de los vertidos de residuos alimenticios y de los compuestos de fosfato inorgánico contenidos en los detergentes y los productos de limpieza (30-50%). Su concentración típica es del orden de 10-30 mg P/l. El fósforo se puede encontrar en tres formas distintas: fósforo orgánico (especies particuladas), ortofosfatos y polifosfatos (especies disueltas).

El fósforo en forma de ortofosfatos es un factor limitante del crecimiento de muchos de los microorganismos presentes en los fangos activados, que lo incorporan en su tejido celular en forma de compuestos orgánicos fosfatados. La biomasa de los fangos activados contiene entre 1,5 y 2,0% de fósforo (referido a materia seca). Sin embargo, existen ciertos microorganismos capaces de asimilar fósforo en proporciones superiores a las correspondientes a los requisitos nutritivos normales bajo condiciones aerobias, almacenándolo en forma de gránulos de polifosfatos denominados volutina (Neethling, 1995; Teira, 1996). Las primeras observaciones del fenómeno se registraron en el año 1955, pero no fue hasta finales de 1965 cuando se confirmó que el fenómeno es de tipo biológico, puesto que alrededor del 80% de la eliminación de fósforo se produjo sin

adición de sustancias químicas. Este fenómeno fue denominado inicialmente como *Luxury Uptake* por Levin y Shapiro en 1965 (Neethling, 1995).

A principios de los años 1970, este fenómeno se relacionó con una liberación de fósforo en condiciones anaerobias y en presencia de sustrato fácilmente biodegradable. El proceso de fangos activados fue diseñado originalmente para la eliminación de carbono y nitrógeno; en 1976 Barnard propuso un sistema de eliminación biológica simultánea de nitrógeno y fósforo, conocido como proceso Phoredox en Suráfrica y Banderpho en los Estados Unidos. La eliminación biológica de fósforo en exceso se basa en el enriquecimiento de los fangos activados con bacterias capaces de acumular ortofosfato en cantidades superiores a los requisitos metabólicos normales (Muyima *et al.*, 1997).

Los sistemas convencionales de fangos activados utilizan el fósforo del agua residual únicamente para la síntesis de nuevas células. Sin embargo, cuando los fangos activados se exponen alternativamente a condiciones anaerobias y aerobias, las células asimilan más fósforo del requerido para la síntesis celular. Este fenómeno es conocido como *Enhanced Biological Phosphorus Removal* (EBPR), y que llamaremos Eliminación Biológica Incrementada de Fósforo (EBIF) (Barajas, 2002).

El proceso de eliminación biológica de fósforo consta de dos fases. La primera fase requiere condiciones anaerobias y la disponibilidad de compuestos orgánicos de bajo peso molecular como los ácidos grasos volátiles de cadena corta (Short Chain Volatile Fatty Acids, SCVFA), que son fácilmente almacenables por los microorganismos encargados del proceso, principalmente en forma de acetato y propionato. En esta fase, los microorganismos acumuladores de fósforo (OAF) almacenan estos compuestos orgánicos en forma de poli- $\beta$ -hidroxibutirato (PHB) o polihidroxivalerato (PHV), que pueden llegar a constituir el 50% del peso seco de la célula. La energía necesaria para esta síntesis la proporcionan los polifosfatos acumulados, que liberan ortofosfatos al líquido de mezcla durante su descomposición. Esto hace que, en condiciones anaerobias, la concentración de ortofosfatos en el reactor aumente (Sedlak, 1991).

En una segunda fase, en condiciones aerobias, las células consumen los compuestos orgánicos almacenados en la fase anterior, utilizándolos como fuentes de energía y carbono para el crecimiento celular y para la acumulación, en forma de polifosfatos, de los ortofosfatos disponibles en el líquido de mezcla. La concentración de los fosfatos incorporados a las células durante esta fase aerobia sobrepasa la cantidad de fosfatos disueltos durante la fase anaerobia. El contenido de fósforo acumulado en el interior de las OAF oscila entre 2,5 y 5,0%, referidos a materia seca (Sedlak, 1991). La purga de fangos elimina el fósforo acumulado en las células del reactor.

La eliminación biológica de fósforo se atribuye generalmente al género *Acinetobacter* (Fuhs y Chen, 1975; Hart y Melmed, 1982; Lötter y Murphy, 1985; Cloete y Steyn, 1988). Estas bacterias tienen un crecimiento lento y en la fase anaerobia utilizan normalmente los sustratos más simples de la fermentación, como el acetato. También se han identificado otros tipos de microorganismos (*Aeromonas*, *Arthrobacter*, *Klebsiella*, *Moraxella* y *Pseudomonas*) que pueden contener gránulos de polifosfatos y contribuir a el proceso de EBPR (Wanner, 1997).

### 3.3 ELIMINACIÓN BIOLÓGICA SIMULTÁNEA DE NUTRIENTES

La eliminación biológica de nutrientes comenzó con la nitrificación. Sin embargo, los trabajos pioneros de Barnard en 1976 permitieron desarrollar procesos que combinan la nitrificación, la desnitrificación y la defosfatación, mediante la implantación de condiciones de cultivo diferentes en ambientes separados. Todos estos sistemas se basan en los siguientes procesos:

1. Nitrificación: oxidación prolongada, en condiciones aerobias, del líquido de mezcla después de la eliminación de la materia orgánica. La realizan las bacterias autótrofas.
2. Desnitrificación: eliminación del nitrógeno en forma de gas en presencia de materia carbonosa (agua residual) y en condiciones anóxicas.
3. Acumulación potenciada de fósforo (luxury uptake, enhanced biological phosphorus removal): acumulación de fósforo en el interior de las células en condiciones aerobias.
4. Redisolución de fósforo: liberación de fósforo soluble en el líquido de mezcla a partir de fósforo polimérico acumulado en el interior de las células. Asimilación celular de compuestos orgánicos fácilmente asimilables para almacenarlos como sustancias de reserva. Se realiza en condiciones anaerobias.

Los apartados 1 y 2 son necesarios para la eliminación del nitrógeno, mientras que los 3 y 4 lo son para la eliminación de fósforo. La eliminación biológica simultánea de nutrientes se consigue modificando el proceso de fangos activados de modo que incluya zonas con o sin aireación para crear una secuencia de zonas aerobias, anóxicas y anaerobias. Estos procesos son conocidos normalmente por el nombre de la patente correspondiente. Sin embargo, una misma configuración puede tener diferentes nombres, tal es el caso del proceso UCT y el proceso VIP. La Tabla 3.6 resume la nomenclatura empleada en la bibliografía. La Figura 3.4 indica algunos de los sistemas de eliminación biológica de nutrientes desarrollados hasta la fecha.

Tabla 3.6. Sistemas biológicos de eliminación de nutrientes.

Nombre	Configuración	Nutrientes	Otros nombres
AO <sub>N</sub>	AX-AE	N	Ludzack-Ettinger modificado Anoxico-Oxico
AO <sub>P</sub>	AN-AE	P	Ludzack-Ettinger Anaerobio-Oxico
Bardenpho	AX-AE-AX-AE	N	Bardenpho 4-etapas
Bardenpho 5-etapas	AN-AX-AE-AX-AE	N y P	Bardenpho modificado Phoredox
A2/O	AN-AX-AE <sup>a</sup>	N y P	Bardenpho 3-etapas Phoredox 3-etapas
UCT	AN-AX-AE <sup>a</sup>	N y P	VIP (Virginia Initiative Process) UCT (University of Cape Town)
UCT modificado	AN-AX-AE <sup>a</sup>	N y P	

(a) misma secuencia de reactor pero diferentes puntos de recirculación.  
AN: anaerobio; AX: anóxico; AE: aerobio

El proceso AO es un proceso de alta carga diseñado inicialmente para la eliminación exclusiva de fósforo. La zona aerobia está diseñada para la oxidación de la materia orgánica y la zona anaerobia para la eliminación de fósforo. La modificación de este proceso para la eliminación de nitrógeno consiste en el cambio de la zona anaerobia por una zona anóxica y la inclusión de un flujo de recirculación interna. El proceso  $AO_N$  no permite alcanzar la desnitrificación completa y requiere altas tasas de recirculación para alcanzar un grado significativo de eliminación de nitrato.

El proceso A2/O está diseñado para la eliminación de nitrógeno y de fósforo, aunque la desnitrificación completa no es posible. Básicamente, el proceso A2/O es una modificación del proceso AO, ya que añade una zona anóxica entre las zonas anaerobia y aerobia. La zona anóxica se incluye solamente para reducir las cargas de nitrato sobre la zona anaerobia mediante el caudal de recirculación de fangos, lo que afectaría a la eliminación de fósforo.

El proceso Bardenpho alcanza una eliminación completa de nitrógeno mediante el uso de dos zonas de desnitrificación, lo que resulta en TRH muy elevados. Se emplea una zona aerobia final a fin de limitar la desnitrificación y la flotación de fango en el decantador secundario. El proceso Bardenpho de 5-etapas es una extensión del proceso anterior para incluir la eliminación de fósforo. Se consiguen altas tasas de desnitrificación, a la vez que se recirculan muy pocos nitratos a la zona anaerobia mediante la recirculación de fangos del decantador secundario.

El proceso UCT fue desarrollado por la Universidad de Ciudad del Cabo para la eliminación de fósforo. Este proceso incluye tres zonas básicas (anaerobia, anóxica y aerobia) y dos flujos de recirculación interna, por lo que es muy parecido al proceso A<sup>2</sup>/O salvo que los fangos activados de retorno no se recirculan a la zona anaerobia sino a la anóxica. De esta manera se elimina todo el oxígeno disuelto y el nitrato contenidos en el flujo de recirculación a la zona anaerobia. La recirculación interna mejora la utilización de la materia orgánica en la etapa anaerobia, proporcionando condiciones óptimas para la fermentación en la fase anaerobia.

El proceso UCT modificado incluye una fase anóxica dividida en dos zonas. La primera recibe la recirculación de los fangos del decantador y proporciona la recirculación a la zona anaerobia. La segunda zona anóxica recibe la recirculación de la zona aerobia, y es donde ocurre la desnitrificación.

El proceso VIP (Virginia Initiative Plant) es en esencia idéntico al proceso UCT. Fue desarrollado y patentado como una patente de dominio público por la Hampton Roads Sanitation District (HRSD) en Norfolk, Virginia, Estados Unidos (Daigger *et al.*, 1987; HRSD, 1988).

Al igual que otros procesos de EBN, el proceso VIP incluye una secuencia de zonas anaerobia, anóxica y aerobia seguidas de un decantador secundario. Sin embargo, el fango recirculado desde el decantador (RF) se vierte al reactor anóxico y no directamente a la zona anaerobia, a fin de evitar la entrada de oxígeno a éste último, como ocurre en los procesos A2/O o Bardenpho. Por otro lado, el líquido de mezcla nitrificado (Rae) se recircula al reactor anóxico, mientras que el líquido de mezcla desnitrificado (Rax) se recircula a razón de 1Q-2Q desde la zona anóxica hasta el inicio del reactor anaerobio. Las recirculaciones Rae y RF utilizadas se sitúan en los intervalos 1Q-2Q y 0,5Q-1Q, respectivamente, siendo Q el caudal afluente. Esta estrategia operacional tiene como objeto mejorar las condiciones de funcionamiento de la zona anaerobia, reduciendo la aportación de nitratos a la misma, ya que el Rax contiene una concentración de nitratos menor que el RF.

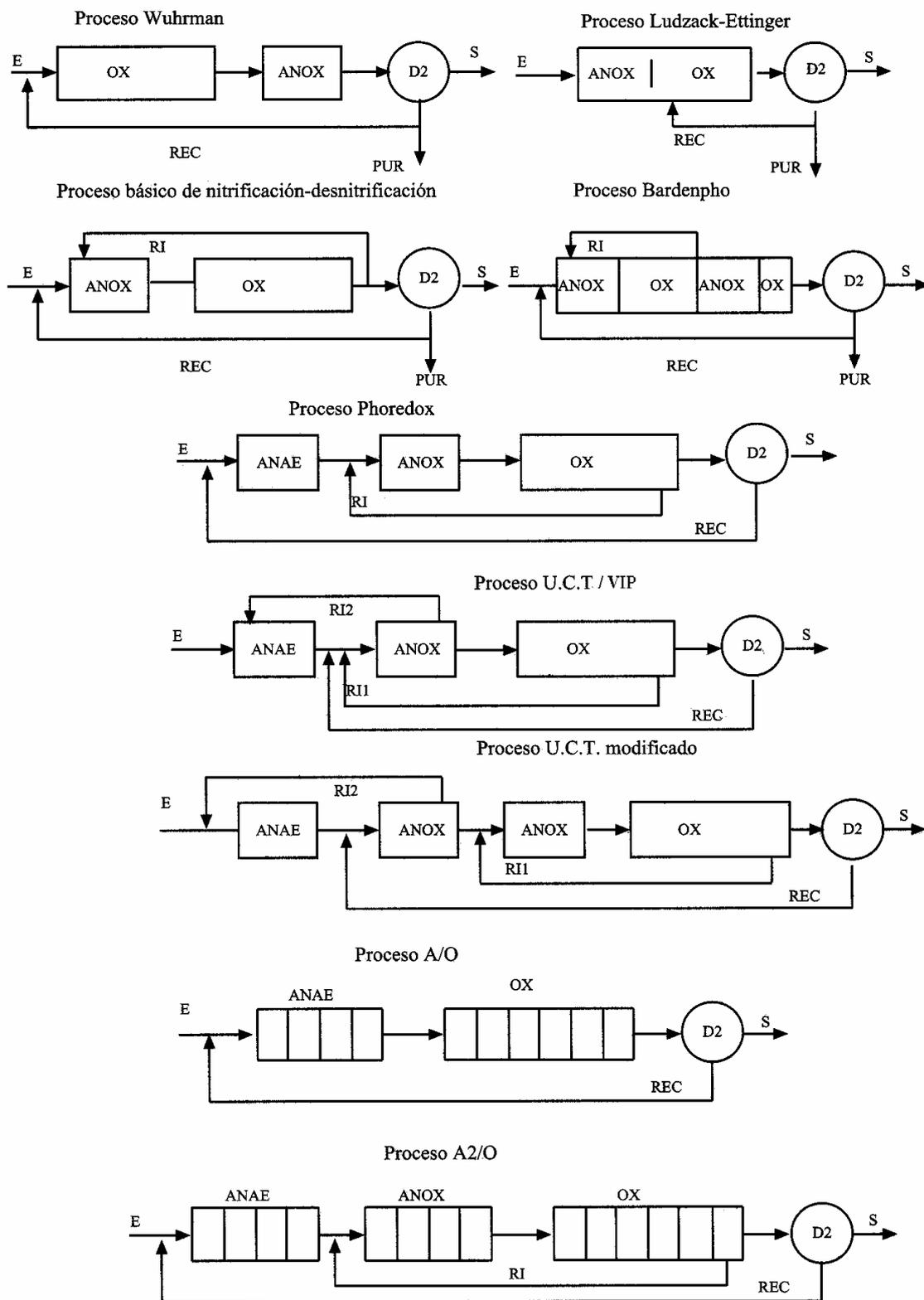


Figura 3.4 Algunos sistemas de flujo continuo empleados para la eliminación biológica de nutrientes (modificado de Suárez, 1997).

El conjunto de las zonas anaerobias y anóxicas constituyen entre un 30 y un 50% del volumen total del reactor. La zona anaerobia se diseña normalmente con un tiempo de contacto entre 0,9 y 2,0 horas respecto al caudal afluente. El valor inferior es aconsejable para aguas sépticas con un alto contenido en DQO soluble. Por otro lado, el valor superior se emplea con aguas de bajo contenido en DQO soluble, permitiendo que parte de la materia orgánica particulada se transforme en soluble por fermentación (Sedlak, 1991). Los reactores anóxico y aerobio se diseñan con un TRH entre 1-2 y entre 4-8 horas, respectivamente (Neethling, 1995).

La eliminación de fósforo en un proceso VIP se consigue mediante la selección natural de bacterias especializadas en cada tanque. En la zona anaerobia se desarrollan bacterias capaces de liberar ciertas cantidades de fosfatos (15 a 30 mg P/L) de la biomasa (HRSD, 1991), a la vez que de consumir una porción de materia orgánica soluble fácilmente biodegradable (Sedlak, 1991; Muyima *et al.*, 1997). En la zona aerobia se metabolizan los compuestos orgánicos almacenados en el interior de la célula durante la fase anterior, utilizándolos como fuentes de energía y carbono para el crecimiento celular, y se acumulan polifosfatos a partir de los ortofosfatos disponibles en el líquido de mezcla. La cantidad de fosfatos incorporados en las células (8% en peso del líquido de mezcla) durante esta etapa sobrepasa la cantidad de fosfatos disueltos durante la anaerobiosis (HRSD, 1991). La purga de fangos elimina el fósforo acumulado en las células del reactor aerobio.

El nitrógeno es eliminado en la zona anóxica, a partir del nitrato introducido por recirculación del líquido de mezcla de la zona aerobia. El nitrato se reduce a nitrógeno gas por el proceso de desnitrificación. Por otra parte, una porción de la materia orgánica se estabiliza en la zona anóxica por la acción de bacterias capaces de utilizar las formas oxidadas de nitrógeno como aceptor de electrones en lugar del oxígeno. Esto resulta en un ahorro del oxígeno necesario, ya que la DQO mineralizada por desnitrificación no consumirá oxígeno durante el metabolismo aerobio (HRSD, 1991). Además, el proceso ofrece un beneficio adicional en relación con el coste de la aireación. Como el líquido de mezcla que pasa por la zona anóxica y entra en la zona aerobia posee una concentración de oxígeno disuelto muy próxima a cero, la transferencia de oxígeno es mayor y la potencia necesaria para el sistema de aireación será menor. La literatura indica un ahorro energético mínimo del orden de 10%, que se podría tener en cuenta (Randall *et al.*, 1992). Sin embargo, este ahorro energético habría que compararlo con la elevada recirculación interna requerida, que aumenta las necesidades energéticas del bombeo y de las labores de mantenimiento.

Un beneficio adicional de la configuración VIP es el funcionamiento de las zonas anaerobias y/o anóxicas como selectores biológicos, reduciendo así el crecimiento de organismos filamentosos, responsables principales del efecto indeseable provocado por el fango voluminoso o bulking (Randall *et al.*, 1992).

Los objetivos iniciales del proceso VIP fueron: 1) eliminar al menos dos tercios de la concentración de fósforo total afluente, referida a la media anual, es decir alcanzar un rendimiento de eliminación de 67% (Sedlak, 1991) y 2) alcanzar una eliminación estacional de un 70% del nitrógeno cuando la temperatura fuera igual o superior a 20°C, y porcentajes menores para temperaturas inferiores (Daigger *et al.*, 1988).

### 3.4 CARACTERIZACIÓN ESPECÍFICA DE LA MATERIA ORGÁNICA PARA LA OPTIMIZACIÓN DE PROCESOS EBIF

La capacidad de un ARU para la eliminación biológica de nutrientes se evalúa tradicionalmente mediante la determinación de la DQO, la DBO<sub>5</sub> y de sus fracciones relativas al nitrógeno y al fósforo (DQO/P, DBO/P o respecto al N). Sin embargo, este conjunto de parámetros no permite estimar con precisión el potencial de un sistema de tratamiento biológico, puesto que sólo consideran el valor total de la DQO o la DBO, sin tener en cuenta que sólo una parte de ellos (el sustrato fácilmente biodegradable) es la que realmente está disponible para ser asimilada por los microorganismos en la fase anaerobia del proceso.

La calidad de un efluente se define a partir de los límites que deben cumplir los diferentes parámetros de control del vertido final del proceso de tratamiento. Para conseguir la calidad efluente deseada, en relación con el contenido de nutrientes, ha sido necesario investigar los mecanismos biológicos de la eliminación de N y de P. Los avances en estas investigaciones han coincidido en identificar la materia orgánica de un agua residual como el principal impulsor de las cinéticas de desnitrificación (DN) y de liberación de fósforo (LP). Más aún, la investigación ha logrado avances notables en el fraccionamiento de la MO y en la identificación de la función de cada uno de sus componentes (Barajas, 2002).

El desarrollo de modelos de fangos activados (ASM) ha permitido entender mejor los procesos de tratamiento, aunque requiriendo a la vez una caracterización más específica del agua residual. La composición de la materia orgánica de un agua residual cambia durante su transporte por la red de alcantarillado y su fraccionamiento depende de la tasa de degradación (Lie, 1996). Dold *et al.* (1980) establecieron que el agua residual contenía dos fracciones biodegradables de DQO: la fracción soluble fácilmente biodegradable (DQOFB) y la fracción particulada lentamente biodegradable (DQOLB). Existen varias publicaciones referentes a la caracterización del agua residual (Roeleveld y van Loosdrecht, 2002; Ginestet *et al.*, 2002; Rössle y Pretorius 2001a; Rössle y Pretorius 2001b; Wentzel *et al.*, 1985; Dold *et al.*, 1980; Henze *et al.*, 1987; Gujer *et al.*, 1999). Algunos autores se centran en la determinación de la fracción biodegradable de la DQO, mientras que otros lo hacen de la fracción inerte.

El principal objetivo de la caracterización del agua residual a tratar es identificar las fracciones orgánicas con diferentes tasas de biodegradabilidad. La materia orgánica fácilmente biodegradable es necesaria para la producción anaeróbica de ácidos grasos volátiles (AGV). Los AGV constituyen el principal sustrato de los OAF y por tanto la eficiencia de un tratamiento de EBIF depende no sólo de las características de diseño del proceso, sino también de las propiedades intrínsecas del agua residual afluente relativas a su concentración de AGV y a su capacidad de generación de DQOFB (Barajas, 2002).

La cantidad de AGV-DQO necesaria para conseguir que la concentración de fósforo en el efluente sea menor o igual a la exigida por la legislación es muy variable. Sin embargo, los estudios de diferentes investigadores (Oldham y Stevens, 1985; Pitman, 1991; Abu-ghararah y Randall, 1991; Danesh y Oleszkiewicz, 1997; Christensson, 1997) indican que se requieren aproximadamente 20 mg AGV-DQO para eliminar 1 mg de fósforo. De acuerdo con estos estudios, la aptitud de un ARU para la EBIF se puede definir como su capacidad para contener en si misma (o generar) una cantidad de AGV-DQO suficiente para favorecer la eliminación biológica de fósforo. Es decir, para facilitar el cumplimiento de los límites de P exigidos en la legislación correspondiente.

No todas las ARU son aptas para promover una EBIF óptima. Según Henze *et al.* (1995b), la concentración de AGV normalmente presente en un ARU sedimentada es una pequeña fracción de la DQO total, en un intervalo aproximado de 2-10%. La concentración varía de un lugar a otro, principalmente como resultado de los cambios sufridos por el agua durante su transporte. Sin embargo, un afluente contiene por lo menos entre un 10 y un 15% adicional de DQOFB, que puede ser fermentada para generar AGV y otros productos de fermentación (Christensson, 1997). La cantidad real de AGV disponible para los OAF dependerá de las características orgánicas del ARU, del tipo de sistema de alcantarillado que la transporta, de la actividad microbiana y del TRH dentro de este sistema, así como de la temperatura ambiente y del TRH dentro de la zona anaeróbica de la planta de tratamiento.

Existen diferentes métodos para determinar la fracción orgánica de un agua residual. La literatura técnica propone diversos métodos físico-químicos (Dold *et al.*, 1986; Henze, 1991; Mamais *et al.*, 1993) y métodos biológicos (Ekama *et al.*, 1986; Spérandio y Paul, 2000) para la caracterización de un agua residual. Las técnicas empleadas tradicionalmente para la determinación de dicha fracción han sido las respirométricas. Por ejemplo, la mayoría de los métodos utilizados para estimar la DQOFB están basados en la determinación de la velocidad de asimilación de oxígeno (OUR) y de nitrato (NUR). Sin embargo, no todos los compuestos fácilmente biodegradables en condiciones aeróbicas son fácilmente fermentados a AGV en condiciones anaeróbicas (Lie y Welander, 1997).

Según Lie y Welander (1997), ambos ensayos constituyen técnicas indirectas de estimación. La fracción orgánica determinada por respirometría aerobia puede sobreestimar el contenido real de sustrato para los OAF en la fase anaerobia de un proceso de EBIF. Por estas razones, Lie y Welander (1997) idearon un método más directo para determinar la fracción orgánica realmente utilizada por los OAF en el estado anaeróbico y la denominaron *potencial de ácidos grasos volátiles* (potencial de AGV).

### 3.4.1 Fraccionamiento de la DQO

Los diferentes componentes de la MO condicionan los procesos de depuración biológica de las aguas residuales y en particular de eliminación biológica de nutrientes. Así, la DQO fácilmente biodegradable se utiliza como fuente de carbono en la DN; los ácidos grasos volátiles (AGV) son necesarios en las etapas anaeróbicas de la eliminación biológica de fósforo; la DQO lentamente biodegradable se hidroliza y fermenta para producir DQO soluble (DQOs) de diferentes clases, entre ellas los AGV. Todo ello muestra la importancia que las fracciones de la DQO tienen en el tratamiento biológico y la necesidad creciente de caracterizar estas fracciones. La Figura 3.5 muestra un esquema de las fracciones integrantes de la DQO.

La Figura 3.5 muestra que la DQO afluente (DQO) tiene dos componentes principales: la DQO biodegradable total (DQOBT) y la DQO no biodegradable total (DQOnBT). El porcentaje de la DQOBT de un ARU bruta varía entre un 75 y un 85% y los de un ARU sedimentada entre el 80 y el 95% (Ekama y Marais, 1984).

Los sustratos fácilmente biodegradables o asimilables (DQOFB) son compuestos de pequeño peso molecular que pueden ser absorbidos directamente por la célula para ser metabolizados posteriormente. Son típicamente hidratos de carbono monoméricos, ácidos grasos volátiles (AGV), aminoácidos y alcoholes, que pueden representar hasta un 15% de la DQO del agua residual. Su distribución relativa influye decisivamente en la eliminación de la materia orgánica y en la composición de la biocenosis (López, 1997).

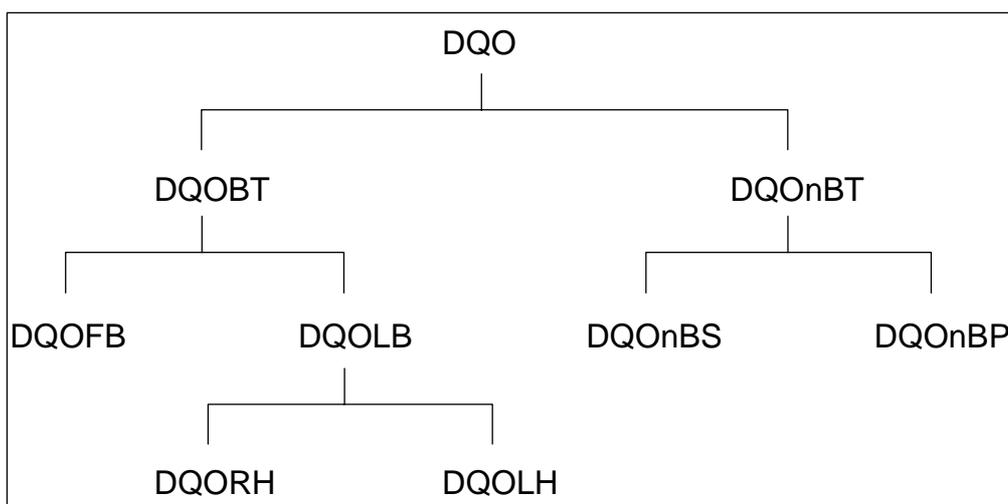


Figura 3.5 Fraccionamiento de la DQO afluyente (adaptado de López, 1997 y Barajas, 2002).

Los AGV, y en especial el ácido acético, representan la mayor parte de la fracción fácilmente biodegradable. Esta fracción es básicamente un 8-25% de la DQOT en el ARU bruta y un 10-35% del total de un ARU sedimentada (Ekama y Marais, 1984). La Tabla 3.7 muestra una estimación hecha por Henze *et al.* (1992) para los valores típicos de los componentes de la DQOFB en un agua residual bruta con una DQO afluyente de 400 mg O<sub>2</sub>/L.

Tabla 3.7. Composición típica de la DQOFB en un ARU bruta con una DQO total de 400 mg O<sub>2</sub>/L (Henze *et al.*, 1992).

Componente	DQO, mg O <sub>2</sub> /L
Ácido acético	25
AGV de cadena más larga	10
Alcoholes (metanol, etanol)	5
Aminoácidos	10
Carbohidratos simples	10

La fracción de la DQOLB, definida originalmente en el modelo propuesto por Dold *et al.* (1980) como materia orgánica particulada, cubre un amplio rango de tamaños de partículas, desde solubles hasta coloidales, y de partículas orgánicas de estructura compleja. Por lo tanto, cabe esperar que la hidrólisis sea el proceso limitante de la velocidad de utilización de cada componente de la materia orgánica lentamente biodegradable. Una característica común a todas las partículas de esta fracción es que no pueden atravesar la pared celular, ya que necesitan sufrir una hidrólisis antes de su absorción (Orhon y Artan, 1999). Representan generalmente un 40-60% de la DQO de un ARU bruta. Debido a sus distintas velocidades de hidrólisis, se clasifican en DQO rápidamente hidrolizable (DQORH) y DQO lentamente hidrolizable (DQOLH).

Los compuestos orgánicos rápidamente hidrolizables (DQORH) son solubles y representan de un 15 a un 25% de la DQO del agua residual. La hidrólisis de estos compuestos requiere varias horas, por lo que el transporte del agua residual en el

sistema de alcantarillado, si es muy largo, puede influir considerablemente en esta fracción; en condiciones aeróbicas, su hidrólisis es rápida y finaliza generalmente en 5 horas (Henze *et al.*, 1992). La hidrólisis extracelular genera compuestos que pueden pasar al interior de la célula, gracias a mecanismos de transporte a través de la membrana celular (López, 1997).

A pesar de las consideraciones anteriores, no se dispone aún de datos experimentales suficientes para establecer métodos fiables de caracterización de las velocidades de hidrólisis de cada uno de los componentes de la DQOLB (Orhon y Artan, 1999). Por lo tanto, los investigadores han decidido seguir considerando esta fracción de la DQOBT como un solo componente, durante su diseño y modelización.

La fracción inerte se puede dividir a su vez en DQO no biodegradable soluble (DQOnBS) y en DQO no biodegradable particulada (DQOnBP). La fracción inerte soluble puede salir del sistema sin participar en las reacciones bioquímicas del reactor, mientras que la DQO particulada inerte queda atrapada y acumulada en los fangos activados, saliendo del sistema a través de la purga (Orhon y Artan, 1999).

La Tabla 3.8 presenta una recopilación de los porcentajes indicados en distintos estudios bibliográficos (Ekama y Marais, 1984; Rösle y Pretorius, 2001) para la relación entre la DQO y sus distintas fracciones, tal como se encuentran comúnmente presentes en las aguas residuales urbanas. Asimismo, la Tabla 3.9 resume las concentraciones y los porcentajes indicados por Park *et al.* (1997) para cada fracción de la DQO en muestras de ARU con diferentes DQO.

Tabla 3.8. Valores porcentuales de las diferentes fracciones de la DQO, adaptado de Ekama y Marais (1984) y Rösle y Pretorius (2001).

Parámetro	ARU con sólidos (bruta)	ARU sedimentada
	%	%
DQOBT	75-85	80-95
DQOFB	8-25	10-35
AGV	8-10	1-14
DQOFB-F*	5-22	6-31
DQOLB	40-77	45-85
DQOnBT	15-25	5-20
DQOnBS	4-10	5-20
DQOnBP	7-20	0-10

\*DQOFB-fermentable

### 3.4.2 Metodología para la obtención de la DQOBT

La DQOBT puede determinarse usando el concepto desarrollado por Mullis y Shroeder (1971) y designado como la demanda de oxígeno total ( $T_bOD$ ). Este concepto considera que los materiales orgánicos particulados se hidrolizan cuando el proceso de oxidación biológica de la materia disuelta ha terminado (generalmente después de 24 h). Por lo tanto, la  $T_bOD$  es conceptualmente igual a DQOBT e incluye la DQOFB y la DQOLB. De acuerdo con Park *et al.* (1997), la  $T_bOD$  puede determinarse en pruebas discontinuas. Estas pruebas pueden llevarse a cabo en las mismas condiciones de operación que las de la planta de tratamiento del agua residual de interés, tales como, la edad del fango, la carga másica y la concentración de sólidos suspendidos volátiles.

Estos autores determinaron la  $T_bOD$  de diferentes plantas de tratamiento de agua residual, mezclando un volumen de ARU con un volumen de fangos activados aclimatado. Los volúmenes de agua residual y de fango de la mezcla realizada se calcularon de acuerdo con la F/M correspondiente a cada planta de tratamiento. La mezcla se introdujo en un reactor y se mantuvo aireada a 2 mg  $O_2/l$  durante 24 horas.

Tabla 3.9. Concentraciones y porcentajes de cada fracción de la DQO con diferentes cargas orgánicas en la planta de tratamiento de Ashland, Wisconsin, EEUU (Park *et al.*, 1997).

DQO (mg/L):	283	345	488	565
DQOBT	220 (78%)	302 (88%)	438 (89%)	463 (82%)
DQOFB	85 (30%)	71 (21%)	137 (28%)	107 (19%)
DQOLB	136 (48%)	231 (67%)	298 (61%)	356 (63%)
DQOnBT	63 (22%)	43 (12%)	50 (11%)	102 (18%)
DQOnBS	20 (7%)	14 (4%)	19 (4%)	29 (5%)
DQOnBP	42 (15%)	29 (8%)	34 (7%)	73 (13%)

Los ensayos de la DQO necesarios para estimar la  $T_bOD$  son los siguientes:

1. DQO total del afluente.
2. DQO soluble del afluente.
3. DQO total de la mezcla inicial (al inicio del ensayo).
4. DQO soluble de la mezcla inicial (al inicio del ensayo).

La estimación de la DQOBT permite determinar por diferencia la DQOLB del agua residual estudiada, aunque requiere estimar previamente la DQOFB. Park *et al.* (1997) utilizaron el método de Mamais *et al.* (1993) para determinar esta fracción (Ecuación 3.11). Asimismo, los datos obtenidos en estos ensayos permiten estimar también los valores de la DQOnBS y la DQOnBP. Los cálculos correspondientes a cada una de estas estimaciones se pueden encontrar en la referencia de Park *et al.* (1997), mencionada anteriormente.

$$DQOBT = DQOFB + DQOLB \quad (3.11)$$

### 3.4.3 Determinación de la fracción biodegradable de la DQO (DQOFB)

La DQOFB puede ser metabolizada a una velocidad elevada en condiciones aerobias y anóxicas. Esta consideración es importante a la hora de evaluar la pérdida que puede experimentar esta fracción durante su transporte aeróbico por la red de alcantarillado (Sollfrank y Gujer, 1991; Henze *et al.*, 1992).

Diferentes investigadores han indicado que esta fracción es fundamental para el diseño y la operación de los sistemas de eliminación de N y P (Siebritz *et al.*, 1983; Wentzel *et al.*, 1990; Pitman, 1991). El grado de eliminación de ambos nutrientes depende en gran medida de la concentración de DQOFB afluente. Se han propuesto varios métodos físicos o biológicos para la determinación de la DQOFB.

**Métodos físicos:** Estos métodos se basan en que la respuesta biocinética de los fangos activados a la DQOFB y a la DQOLB guarda relación con el tamaño de las

moléculas. De esta manera, la DQOFB estará formada por moléculas relativamente pequeñas que serán fácilmente transportadas al interior de las células microbianas, mientras que la DQOLB incluirá moléculas más complejas y de mayor tamaño que requerirán una hidrólisis extracelular antes de poder ser asimiladas y utilizadas (Wentzel *et al.*, 1995).

De acuerdo con esta conceptualización física de las dos fracciones de la DQOBT, se han propuesto y aplicado diversos métodos de filtración utilizando filtros con varios tamaños de poro (Dold *et al.*, 1986; Lesouef *et al.*, 1992; Mamais *et al.*, 1993; Bortone *et al.*, 1993 y Torrijos *et al.*, 1993). Dold *et al.* (1980) observó que los filtros de 0,45  $\mu\text{m}$  dejan pasar una porción del material coloidal, ocasionando una sobreestimación de la concentración de DQOFB en el ARU estudiada. Para solucionar este problema, Mamais *et al.* (1993) propusieron la floculación del material coloidal de la DQOLB antes de filtrar el agua residual a través de los filtros de 0,45  $\mu\text{m}$ . Según este método, la muestra de ARU es floculada con una solución de sulfato de zinc a pH 10,5 y el sobrenadante es posteriormente filtrado a través de una membrana de 0,45  $\mu\text{m}$ . Esta operación producirá un afluente filtrado, caracterizado por la ausencia de material coloidal, en el que se encontrará el material orgánico *verdaderamente soluble*. Ekama *et al.* (1986) propusieron la siguiente relación entre la DQOFB de un afluente y su DQO verdaderamente soluble (DQOvs):

$$\text{DQOFB} = \text{DQOvs} - \text{DQOnBS} \quad (3.12)$$

Todos los métodos de filtración permiten el paso a través del filtro de las fracciones solubles de la DQO, ya sea biodegradable o no. Por lo tanto, la fracción no biodegradable tiene que ser cuantificada por separado y sustraída de la DQO del líquido filtrado, a fin de obtener la fracción correspondiente a la DQO fácilmente biodegradable. Los métodos de Mamais *et al.* (1993) y de Ekama *et al.* (1986), suponen que la DQOnBS del afluente es igual a la DQOvs (es decir no coloidal) del efluente de una planta tratamiento de ARU con una edad de fango superior a 3 días.

Por lo tanto, cuando el agua residual estudiada está siendo tratada en una planta de fangos activados (a escala laboratorio o piloto), la DQOnBS del afluente se puede determinar realizando un ensayo de floculación y filtración del efluente de la planta. Si la planta de tratamiento no existe, la DQOvs se puede obtener mediante la utilización del efluente de un sistema de fangos activados que se mantiene aireado durante 24 horas, después de alimentarlo con el afluente estudiado. En este caso, los fangos activados deberán estar aclimatados al tipo de ARU estudiada. Dold *et al.* (1986), Mamais *et al.* (1993) y Bortone *et al.* (1993) utilizaron sistemas de flujo continuo mientras que Torrijos *et al.* (1993), utilizaron un sistema de flujo discontinuo. Cabe resaltar, que la edad del fango requerida deberá ser suficiente para asegurar la presencia de microorganismos autótrofos encargados de la eliminación del  $\text{N-NH}_4^+$  del agua residual.

Por otro lado, Torrijos *et al.* (1993) hicieron un amplio estudio acerca de las características del agua residual doméstica y encontraron que los filtros con tamaño de poro de 0,1  $\mu\text{m}$  proporcionan una estimación adecuada de la DQOFB sin necesidad de aplicar la prefloculación (Wentzel *et al.*, 1995).

**Métodos biológicos:** Estos métodos determinan la división entre la DQOFB y la DQOLB mediante una respuesta biológica más que por una separación física. Miden la velocidad de utilización de oxígeno (OUR) o la velocidad de utilización de nitrato (NUR).

La velocidad de consumo de oxígeno ofrece una valoración de la calidad de los fangos, ya que representa la cantidad de oxígeno que es necesario suministrar al sistema por unidad de tiempo. Es decir, la velocidad a la cual los microorganismos utilizan el oxígeno del líquido de mezcla es un indicador de la actividad biológica del sistema. Varios investigadores han sugerido que la medida de la OUR podría ser utilizada como un parámetro de control primario del proceso de fangos activados (Baeza *et al.*, 2002; Quintela y Ro, 2003). De acuerdo con Sharman (1998), valores elevados de la OUR (> 200 mg/L.h, para concentraciones de MES en el reactor aerobio entre 2500 y 3500 mg/L) indicarían una elevada carga orgánica afluente, lo que podría requerir una alimentación escalonada. Valores inferiores a 36 mg/L.h, para las mismas concentraciones de MESLM, indicarían una baja carga orgánica afluente y/o una concentración demasiado elevada de MESLM, o tal vez que la alimentación al sistema no es fácilmente biodegradable por los microorganismos o que se trate de un residuo tóxico que inhibe el crecimiento de las bacterias. Por otro lado, Ekama *et al.* (1986) y Orhon y Artan (1994) indican que la máxima OUR de los ensayos de respirometría debe permitir la rápida recuperación de los niveles de OD, siendo el valor más adecuado entre 30 y 40 mg/L.h. Wentzel *et al.* (1989) obtienen valores de OUR del orden de 10 a 20 mg/L.h para concentraciones de MESVLM entre 1000 y 3000 mg/L.

Si el valor de la OUR se divide por la concentración de biomasa del tanque aerobio (MESVLM), se obtiene la velocidad específica de consumo de oxígeno (SOUR), que representa la cantidad de oxígeno consumido por unidad de biomasa y por unidad de tiempo. Con ello se elimina la variabilidad producida por los cambios de la concentración de MESLM, haciendo posible la comparación entre sistemas (Sharman, 1998).

La fracción fácilmente biodegradable del afluente está relacionada con el oxígeno consumido por esta DQO. La medida de la OUR fue descrita originalmente por Ekama y Marais (1977) y posteriormente desarrollada por varios investigadores (Sollfrank y Gujer, 1991; Kappeler y Gujer, 1992; Wentzel *et al.*, 1995; Spérandio, 1998; Orhon *et al.*, 2002). Los métodos biológicos que utilizan la NUR fueron desarrollados por Ekama *et al.* (1986) y Kristensen *et al.* (1992).

Los sistemas continuos y discontinuos han sido ampliamente investigados y desarrollados a partir de las configuraciones básicas propuestas por Nicholls *et al.* (1985) y Ekama *et al.* (1986). La Tabla 3.10 muestra algunas de las configuraciones básicas empleadas para estimar de DQOFB y la velocidad máxima de crecimiento específico ( $\hat{\mu}_H$ ) de los microorganismos heterótrofos.

Tabla 3.10. Capacidad de las configuraciones básicas de los métodos biológicos para determinar la DQOFB y la  $\hat{\mu}_H$  (Ekama *et al.*, 1986).

Método	Estimación de DQOFB	Estimación $\hat{\mu}_H$
Aerobio continuo	sí	no
Aerobio discontinuo	sí	sí
Anóxico discontinuo	sí	sí

Los apartados siguientes describen los métodos aerobios de flujo continuo y discontinuo utilizados para estimar la DQOFB. Nicholls *et al.* (1985) y Ekama *et al.* (1986) explican con detalle el cálculo de la DQOFB mediante el método anóxico de flujo discontinuo.

El método aerobio de flujo continuo requiere la determinación de la OUR en un reactor de fangos activados a escala piloto operado con una edad de fango de 2 a 3 días en condiciones de mezcla completa, aireación continua y con recirculación de fangos. El fango se somete a 12 horas de alimentación continua y a 12 horas sin alimentación. La velocidad de utilización de oxígeno se mide a lo largo de todo este tiempo. La interrupción de la alimentación hace que la OUR descienda rápidamente, permanezca casi constante durante un corto período de tiempo, y después decrezca hasta alcanzar la velocidad asociada con la respiración endógena. La caída brusca de la OUR es proporcional a la concentración de la DQOFB (Ziglio *et al.*, 2001).

La constante de la velocidad de crecimiento específico heterótrofo obtenida con este ensayo es muy alta, debido al contenido de DQOFB del afluente y de materia orgánica obtenida también por la hidrólisis rápida de una parte de la DQOLB. En consecuencia, la DQOFB del efluente es cercana a cero y la OUR viene fijada por el flujo de DQOFB afluente. Cuando cesa la alimentación, la OUR disminuye inmediatamente hasta el valor fijado por la velocidad de hidrólisis de la DQOLH.

La Figura 3.6 muestra un ejemplo de la respuesta de la OUR durante un ensayo de flujo continuo aerobio utilizado para la determinación de la DQOFB.

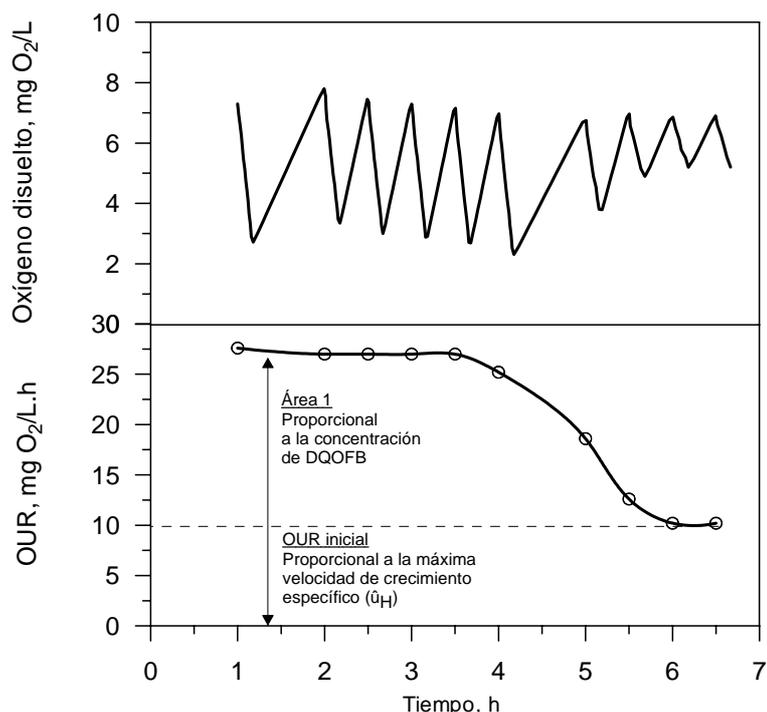


Figura 3.6 Ejemplo de la respuesta de la OUR durante un ensayo aerobio de flujo continuo utilizado para la determinación de la DQOFB (Ziglio *et al.*, 2001).

El método aerobio de flujo discontinuo es el método más utilizado por los investigadores. El reactor utilizado en este método es más simple y sólo requiere realizar la mezcla de un volumen seleccionado de agua residual urbana ( $V_{ARU}$ ), con una concentración de DQO conocida, y un volumen de líquido mezcla ( $V_{LM}$ ) con una concentración de MESV (en el líquido mezcla) también conocida. La mezcla se realiza en un reactor discontinuo con agitación y difusión de aire. Una vez realizada la mezcla, la

OUR se registra cada 5 ó 10 minutos durante 4 ó 5 horas, tiempo necesario para que la DQOFB se consuma en esta prueba (Ekama *et al.*, 1986; Ziglio *et al.*, 2001).

La estimación correcta de la DQOFB (e incluso de la  $\hat{\mu}_H$ ) requiere tener en cuenta varias consideraciones. Algunas de ellas tendrán mayor importancia de acuerdo con la fuente de procedencia del fango utilizado en la prueba:

1. Planta real o planta piloto en donde se trata un ARU diferente a la estudiada.
2. Planta real o planta piloto en donde se trata el ARU estudiada.
3. Cultivo formado a partir de la misma ARU y destinado sólo para inóculo de la mezcla.

Estas consideraciones son las siguientes:

#### a) Cálculo de la carga másica

La relación entre la masa de DQO y la masa de MESV (mg DQO/mg MESV) de un sistema de fangos activados se designa carga másica (F/M) y es un parámetro importante para estimar adecuadamente la concentración de la DQOFB. Con una selección correcta de la F/M, la OUR permanecerá constante durante un período de 1 a 3 horas, dependiendo de la magnitud de la DQOFB. A partir de ahí, la OUR decrecerá rápidamente hasta alcanzar un segundo nivel inferior constante. Este segundo nivel es el resultado de la OUR asociada al consumo de la DQOLB, que se ha hidrolizado en el medio durante las primeras horas de la prueba. La Figura 3.7a muestra el comportamiento bien definido de la OUR cuando se ha hecho una correcta elección de la F/M. La magnitud del área 1 delimitada por esta curva es una función de la masa de DQOFB contenida en la muestra.

Cuando la F/M elegida es demasiado pequeña, el gráfico resultante será alto y estrecho como resultado de la rápida utilización de la DQOFB, lo que permitirá sólo unos pocos registros de OUR. Por otro lado, si se suministra demasiado alimento para la cantidad de microorganismos presentes en el líquido mezcla (LM), la F/M será demasiado grande. En este caso, la forma del área de interés puede resultar demasiado baja y ancha como para establecer el momento en que la DQOFB ha sido completamente consumida (Figura 3.7b).

El cambio en la OUR hacia el segundo nivel se manifiesta, idealmente, entre 1 y 3 horas después de empezada la prueba. Para lograr este comportamiento se puede establecer una F/M alrededor de 1,2 veces la fracción activa estimada de la MESV ( $f_{av}$ ) del ARU (Ekama *et al.*, 1986).

$$\frac{F}{M} \text{ (mg DQO/mgMESV)} = (1,0 \text{ a } 1,5)(f_{av}) \quad (3.13)$$

La  $f_{av}$  puede considerarse una función del TRS del reactor discontinuo utilizado para preparar el LM de la prueba. Los valores adoptados dependen del tipo de agua estudiada (Ekama *et al.*, 1986).

$$\begin{array}{ll} f_{av} = 1,41 (\text{TRS})^{-0,53} & \text{para ARU no sedimentada} \\ f_{av} = 1,57 (\text{TRS})^{-0,43} & \text{para un ARU sedimentada} \end{array}$$

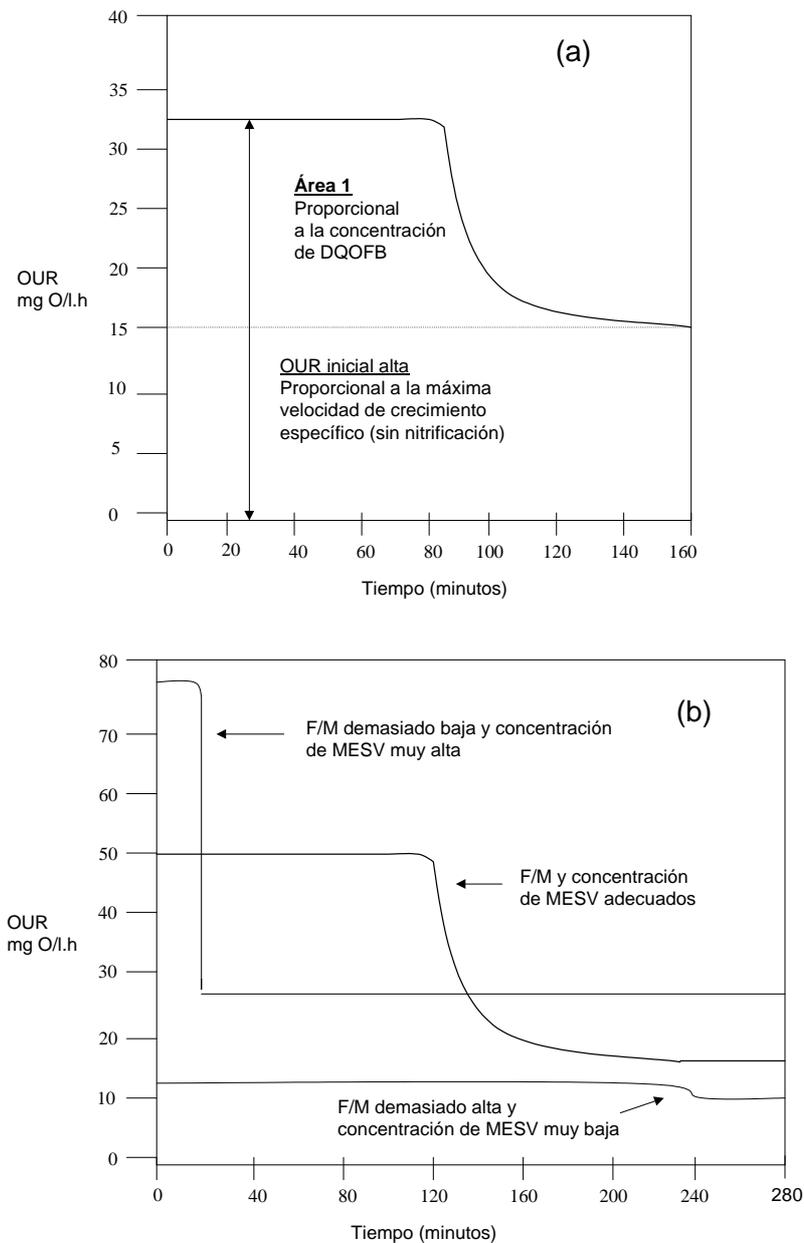


Figura 3.7 (a) Respuesta ilustrativa de la OUR en un ensayo aerobio de flujo discontinuo utilizado para la determinación de la DOFB. (b) Efecto de diferentes selecciones de F/M en la OUR, Ekama *et al.*, 1986.

Las ecuaciones anteriores podrían llevar a pensar, erróneamente, que el cálculo de la  $f_{av}$  y, por lo tanto, del valor de la F/M elegida depende sólo del tipo de agua residual caracterizada. Sin embargo, estos valores son función también del fango utilizado en la prueba del OUR y del tipo de planta de la que se obtiene. Se ha comprobado que sistemas con patrones de carga diferentes, alimentados con la misma agua residual, conteniendo la misma carga másica y una edad de fango igual, producen curvas de respuesta de la OUR distintas (Still *et al.*, 1985). Por esta razón, es difícil establecer una regla fija para la elección adecuada de la F/M y de la MESV utilizadas en el ensayo discontinuo.

### b) Interferencias en la determinación de la OUR (Nitrificación)

La determinación de la OUR se realiza midiendo el consumo de oxígeno heterótrofo, es decir, el realizado por los microorganismos que utilizan efectivamente el carbono orgánico del medio para crecer. Si la fuente del LM utilizado para el ensayo discontinuo es un sistema con capacidad nitrificante, la OUR reflejará la suma de los consumos de OD para la utilización de carbono orgánico y la nitrificación. No obstante, se han publicado estudios en donde se sugiere que la nitrificación no afecta a la determinación de la DQOFB, debido a que la OUR de la nitrificación es constante durante las horas que dura la asimilación completa de la DQOFB y por tanto su presencia no influye en el cálculo del área correspondiente a la OUR de ésta DQO.

Sin embargo, la nitrificación sí influirá en la determinación de la  $\hat{\mu}_H$ , ya que incrementará la altura inicial de la OUR en el ensayo discontinuo. Hay que recordar que la máxima velocidad de crecimiento específico heterótrofo se calcula a partir de esta altura inicial de la OUR (ver Figura 3.6). En cualquier caso, la mejor estrategia para que el ensayo discontinuo aeróbico se realice sin contratiempos, es evitar el proceso de nitrificación. El proceso de nitrificación puede evitarse de dos maneras:

1. Añadiendo 20 mg de thio-urea por litro final de líquido mezcla (LM) en el ensayo discontinuo. El LM con el inhibidor se agita durante 5 minutos antes de agregarle el agua residual.
2. Utilizando un fango aclimatado, con un tiempo de retención celular (TRS) tal que no contenga microorganismos autótrofos.

### c) Aclimatación del fangos activados utilizado

El fango activado obtenido para la prueba debe estar aclimatado al ARU que se quiere caracterizar, ya que si el ARU contiene compuestos a los cuales el fango no ha sido aclimatado, éste no podrá utilizarlos de forma óptima y perturbará la estimación correcta de la DQOFB del agua. Se ha observado que a menos que el fango haya sido inoculado con acetato y glucosa durante varios días, éste no podrá metabolizarlos. Más aún, si se requiere estimar la  $\hat{\mu}_H$ , se necesitará aclimatar el fango a los patrones de alimentación y de configuración de la planta del que proviene. Esta última aclimatación lleva más tiempo que la aclimatación del fango al tipo de alimentación. Asimismo, se recomienda un tiempo de aclimatación dos veces mayor que la edad del fango utilizado en el ensayo.

En resumen, los sistemas aerobios de flujo continuo han sido categorizados como métodos capaces de producir buenas estimaciones de la DQOFB y en ocasiones de la  $\hat{\mu}_H$ , pero también han sido criticados por su coste de construcción y tedioso mantenimiento. Respecto a los experimentos en flujo discontinuo, aeróbicos y anóxicos, la dificultad se centra en la obtención de un fango activado que satisfaga los requisitos de la determinación (Wentzel *et al.*, 1995).

Las posibles fuentes de procedencia del fangos activados presentan diversos inconvenientes de operación y de mantenimiento de las plantas piloto construidas expresamente con el fin de aclimatar el fango (Nicholls *et al.*, 1985; Shulan *et al.*, 1996, Goel *et al.*, 1998) o generarlo (Mino *et al.*, 1995). Además, el fango obtenido de una planta a escala real tiene el inconveniente de que necesita una evaluación extensiva con el fin de saber que tipo de aclimatación necesita en cuanto a: 1) tipo de alimentación, 2) TRS, 3) carga másica utilizada y 4) patrones de configuración de la planta de procedencia (Nicholls *et al.*, 1985, Kappeler y Gujer, 1992; Spanjers y Vanrolleghem, 1995).

El número considerable de inconvenientes que plantea el uso del líquido mezcla proveniente de una planta de tratamiento (real o piloto) ha hecho que otros investigadores hayan ideado soluciones para prescindir del uso de fangos activados aclimatado para la determinación de la OUR. Se han propuesto métodos en donde la MESV de la propia agua residual bruta sirve de inóculo para llevar a cabo las funciones de asimilación de oxígeno (Wentzel *et al.*, 1995). Otros autores han indicado la medida directa de las velocidades de respiración en planta real (Witteborg *et al.*, 1996).

#### 3.4.4 Metodologías para la determinación de la DQOLB

Los métodos experimentales para determinar la DQOLB se basan principalmente en los métodos discontinuos aeróbicos y anóxicos desarrollados para la determinación de la DQOFB. Es decir, se basan también en el registro de la OUR (Dold *et al.*, 1980; Sollfrank y Gujer, 1991; Kappeler y Gujer, 1992) o de la NUR (Ekama *et al.*, 1986), aunque este último es de más difícil aplicación. La descripción detallada de la aplicación de estos métodos biológicos a la fracción lentamente biodegradable se encuentra en las referencias mencionadas.

Recientemente, diversos investigadores han utilizado estos métodos y los han desarrollado para determinar la DQOLB en aguas residuales sintéticas o reales (Sanpedro *et al.*, 1995; Spanjers y Vanrolleghem, 1995; Mino *et al.*, 1995 y Rajeev *et al.*, 1998). Entre estos avances podemos encontrar un método para la determinación anaerobia de la hidrólisis de la DQOLB (Mino *et al.*, 1995).

La mayoría de los métodos propuestos por estos autores tienen los siguientes aspectos comunes:

1. Prueba discontinua con determinación de la OUR.
2. Fangos activados obtenidos de una planta real de tratamiento de ARU.
3. Fango aclimatado al tipo de alimentación en una planta piloto.
4. TRS =10 días.
5. El almidón es utilizado como sustrato característico de la DQOLB.

Por su parte Mino *et al.*, (1995) investigaron la velocidad de hidrólisis de la DQOLB en condiciones aeróbicas, anóxicas y anaerobias, en función de diferentes actividades biológicas: 1) un tipo de enzima pura, 2) dos cultivos puros de bacterias y 3) un fango activado cultivado expresamente para este experimento.

Al igual que para la DQOFB, los métodos propuestos para la DQOLB son de difícil reproducibilidad y, por lo tanto, no existe un método estandarizado para determinarla. Sin embargo, la DQOLB conlleva mayores dificultades de caracterización ya que, además de la subdivisión mencionada en el apartado 3.4.1, se ha encontrado una gran variedad de compuestos con diferentes velocidades de hidrólisis (Henze *et al.*, 1992). Por ejemplo, la fracción lentamente hidrolizable cuenta con diferentes velocidades de hidrólisis, lo cual podría influir en otra división de esta fracción en dos o tres fracciones nuevas. Por esta razón, muchos trabajos tienden a incluir la biomasa y los compuestos orgánicos rápidamente hidrolizables dentro de la fracción lentamente hidrolizable. Asimismo, algunos investigadores tienden a estimar el valor total de la DQOLB como la diferencia hallada después de encontrar experimentalmente las fracciones correspondientes a la DQOBT y a la DQOFB (Park *et al.*, 1997).

### 3.4.5 Potencial de ácidos grasos volátiles

Los AGV constituyen la principal fuente de carbono fácilmente biodegradable de un ARU, siendo el ácido acético el compuesto predominante. Los AGV han sido considerados como el principal sustrato de los organismos acumuladores de fósforo (OAF) (Fuhs y Chen, 1975; Wentzel *et al.*, 1991). Por otra parte, la cantidad de AGV presente en la fase anaerobia del proceso de EBIF es un parámetro crítico de su funcionamiento (Abu-ghararah y Randall, 1991).

Normalmente, los AGV presentes en un ARU afluyente no sedimentada constituyen una pequeña fracción de su DQO, aproximadamente entre un 5% y un 10% (Henze *et al.*, 1995b). Sin embargo, al menos un 10-15% adicional de la DQOFB del afluyente puede ser fermentada para generar AGV y otros productos de fermentación (Christensson *et al.*, 1997). La cantidad real de AGV disponible para los OAF dependerá de las características del ARU, de la actividad microbiana, del tipo de sistema de alcantarillado que la transporta, del tiempo de retención dentro de este sistema, de la temperatura del agua, del tipo de clarificador primario y del tiempo de retención del agua dentro de la zona anóxica de la planta de tratamiento (Christensson *et al.*, 1997).

Las bacterias que crecen adheridas a las paredes del sistema de alcantarillado pueden llevar a cabo la fermentación ácida del ARU durante su transporte. Sin embargo, la cantidad de AGV generada podría quedar disminuida, y su producción inhibida, a causa de los microorganismos que usan el oxígeno, el nitrato o el sulfato como aceptores de electrones. En alcantarillas de flujo en lámina libre, el consumo de compuestos orgánicos disueltos puede ser considerable (Raunkjær *et al.*, 1995). Los colectores de flujo a presión tienen normalmente una producción neta de AGV. Sin embargo, Hviteved-Jacobsen *et al.* (1995) observaron una disminución considerable de esta producción durante las horas con baja carga de materia orgánica soluble, durante períodos de baja temperatura y a la entrada del ARU, donde la concentración de OD es más elevada.

Además de los AGV generados por fermentación durante el transporte del ARU, la hidrólisis y la fermentación del ARU también puede tener lugar dentro de la zona anaeróbica del proceso de eliminación de nutrientes, siempre que el TRH de esta zona sea entre 1 y 2 horas (Lie y Welander, 1997).

La cantidad de sustrato disponible para los OAF en un proceso de EBIF se puede determinar mediante diferentes métodos, entre los que figuran los descritos anteriormente para estimar la DQOFB. Asimismo, dado que el grado de asimilación biológica de fósforo está estrechamente relacionado con su grado de liberación, se han realizado ensayos comparativos con acetato de sodio para estimar la cantidad de sustrato necesaria para producir una óptima liberación biológica de fósforo (Wentzel *et al.*, 1985). Todos estos ensayos se caracterizan por ser métodos indirectos de estimar la cantidad de sustrato realmente disponible por los OAF. Por ejemplo, la mayoría de los métodos para determinar la DQOFB están basados en determinaciones de la velocidad de asimilación de oxígeno (OUR) y de nitrato (NUR).

Sin embargo, no todos los compuestos fácilmente biodegradables en condiciones aerobias son fácilmente fermentados a AGV en condiciones anaeróbicas (Lie y Welander, 1997). Esto hace que la fracción orgánica determinada por respirometría aerobia pueda sobreestimar el contenido real de sustrato para los OAF en la zona anaeróbica de un proceso de EBIF. Por estos motivos, Lie y Welander (1997) idearon un método más directo para determinar la fracción orgánica realmente utilizada en condiciones

anaeróbicas por los OAF, que denominaron *potencial de ácidos grasos volátiles (potencial AGV)*.

El método propuesto originalmente para la determinación del potencial de AGV fue utilizado para estimar la capacidad de los sustratos de dos afluentes correspondientes a dos plantas de flujo continuo con EBIF, en Suecia. El método experimental consiste en realizar análisis de DQO, de fósforo total y de ortofosfato en el afluente, después de lo cual se recogen 100 ml de cada afluente y se introducen en botellas de suero de 115 ml de volumen. El OD presente en el espacio superior de cada botella se purga con N<sub>2</sub>. Las dos botellas así preparadas son selladas con tapones de caucho butírico e incubadas a 20°C para su análisis posterior. La fermentación espontánea de la materia orgánica de las muestras la realizan los propios microorganismos del ARU. Tras determinados tiempos de incubación, se recogen muestras de las botellas con una jeringuilla a través de los tapones de caucho. Las muestras se filtran a través de membranas de 0,45 µm, antes de ser analizadas para su determinación de AGV por cromatografía de gases.

De acuerdo con Lie y Welander (1997), la correspondencia entre el *potencial AGV* y la cantidad de AGV realmente presentes en la fase anaeróbica de un proceso con EBIF necesita una investigación más detallada. Entre otras razones, la diferencia entre la composición de la microflora del ARU y la de la fase anaeróbica del proceso puede causar diferencias en la capacidad de fermentación de los compuestos de la DQOFB y, en consecuencia, en la cantidad de AGV formados. Por ejemplo, estos autores determinaron el potencial de AGV al final de la fase anaerobia de uno de sus procesos con EBIF, encontrando que aproximadamente un 20% del potencial de AGV del afluente no había sido utilizado en esta fase. Cabría pensar que estos resultados fueran erróneos, dado que la concentración de biomasa del afluente es mucho menor que la presente en la fase anaerobia de un proceso de tratamiento de ARU. Sin embargo, las curvas del potencial de AGV en el afluente obtenidas por Lie y Welander (1997) y Christensson (1997) muestran un aumento de AGV hasta que su producción por fermentación cesa, aproximadamente al cabo de 120 h de incubación (Figura 3.8). El tiempo de incubación necesario para desarrollar por completo el potencial de AGV dependerá de las características propias de la muestra analizada.

Este comportamiento de la cinética de la producción de los AGV se debe, según Lie y Welander (1997), a que las ARU contienen una cantidad significativa de biomasa de diferentes tipos. En concreto, del 10 al 20% de la materia orgánica de un ARU bruta se puede contabilizar como biomasa según Kappeler y Gujer (1992). Así mismo, esta biomasa puede variar en el intervalo del 10 al 80% de la MESV (Henze, 1986). Algunos modelos de fangos activados consideran que la biomasa del ARU queda incluida dentro de su fracción lentamente hidrolizable. Una caracterización de esta biomasa pondría de manifiesto que los heterótrofos son los microorganismos con mayor presencia en el ARU cruda debido a sus características facultativas y de corto tiempo de crecimiento. Por otro lado, es muy probable que el TRH en la fase anaeróbica (1-2 horas) no sea en muchos casos suficiente para garantizar la fermentación completa de la DQOFB. Más aún, un sistema abierto con agitación continua ofrece la posibilidad que el oxígeno atmosférico influya en el reactor.

Investigaciones posteriores han introducido modificaciones en el método del potencial de AGV con el fin de simplificarlo, mediante la eliminación del uso de nitrógeno gas, y han ampliado las valoraciones de las fracciones orgánicas responsables de la producción de AGV (Barajas *et al.*, 2000).

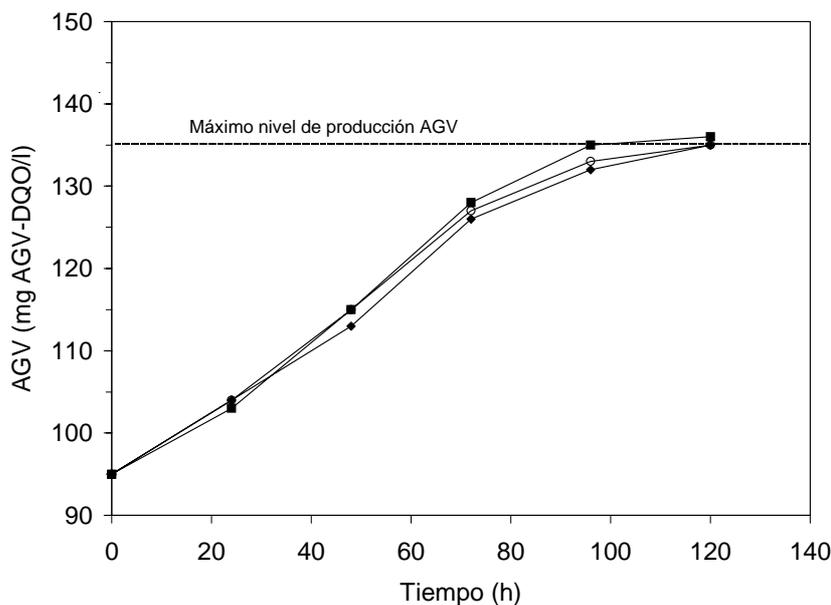


Figura 3.8 Máxima cantidad de AGV producida en una prueba (por triplicado) del potencial de AGV, adaptado de Barajas (2002).

### 3.5 SEDIMENTABILIDAD DE LOS FANGOS

La calidad de un efluente puede verse alterada por la pérdida de materia en suspensión del decantador final, causada por la mala sedimentación del fango. La calidad del efluente final está normalmente condicionada por el buen funcionamiento del decantador secundario. Sin embargo, las propiedades de sedimentación del fango dependen de las condiciones existentes en el tanque de aireación.

Las propiedades de sedimentación de un fango activado se determinan mediante el índice volumétrico de fangos (IVF), que representa el volumen medido en ml, que ocupa 1 g de materia en suspensión del líquido de mezcla después de 30 min de decantación. La Tabla 3.11 muestra la clasificación general de un fango de acuerdo con su IVF.

Tabla 3.11. Decantabilidad de un fango activado de acuerdo con su IVF (Wanner, 1997).

Tipo de Fango	IVF (ml/g)
Buena decantabilidad	< 100
Ligero	100-200
Bulking	>200

El problema más habitual de los procesos de depuración biológica es la separación deficiente del fango contenido en el líquido de mezcla. La sedimentación de los fangos es el resultado directo de la capacidad de los microorganismos y del material coloidal para aglomerarse en grandes flóculos con elevada velocidad de sedimentación.

La Tabla 3.12 resume los diferentes problemas que afectan al proceso de separación líquido-sólido que tiene lugar durante la decantación de los fangos. Todos estos problemas influyen negativamente en la calidad del efluente y son difíciles de tratar cuando se presentan en una EDAR.

Tabla 3.12. Causas y efectos de los diferentes problemas registrados durante la decantación de fangos (Jenkins *et al.*, 1993).

Problema	Causas	Efectos
Crecimiento disperso	No hay biofloculación	Efluente turbio. Sedimentación difusa
Bulking viscoso	Producción excesiva de polímeros extracelulares	Baja velocidad de decantación y compactación. Formación de espumas. Salida de fangos con el efluente.
Pin-floc o Pinpoint floc	Ausencia de filamentos. Flóculos pequeños, compactos, débiles y esféricos	IVF < 70 ml/g. Efluente turbio
Bulking filamentoso	Exceso de filamentos	IVF > 150 ml/g. Sobrenadante claro
Ascensión de fangos	Desnitrificación en el decantador con formación de N <sub>2</sub>	Salida de fangos con el efluente
Formación de espumas	Presencia de organismos filamentosos que forman espumas	Salida de fango con las espumas junto con el efluente

### 3.6 FORMACIÓN Y ESTRUCTURA DE FLÓCULOS

Los microorganismos de un fango activado se agrupan, formando estructuras mixtas con la materia coloidal orgánica e inorgánica y la materia particulada de mayor tamaño, adoptando una matriz orgánica compacta llamada flóculo.

Un flóculo está formado por dos componentes básicos: el biológico y el no biológico. El componente biológico es el más importante y está integrado principalmente por bacterias, protozoos y metazoos. El componente no biológico lo constituyen partículas orgánicas o inorgánicas presentes en el agua residual, así como los polímeros extracelulares (mayoritariamente carbohidratos) generados por los microorganismos. La naturaleza del flóculo está determinada por dos niveles estructurales denominados micro y macro estructura (Jenkins *et al.*, 1993).

La microestructura constituye la base de la formación del flóculo y está determinada por los procesos de agregación microbiana y de biofloculación. Este último fenómeno es el resultado de la interacción entre los microorganismos y los polímeros extracelulares generados por ellos mismos, que actúan como polielectrolitos. La macroestructura la forman los microorganismos filamentosos, que aportan la red o microesqueleto del interior del flóculo a la que se adhieren las bacterias.

Cuando sólo se dispone de microestructura, los flóculos resultantes son esféricos y compactos, pequeños ( $\leq 75 \mu\text{m}$ ) y muy débiles, que se rompan fácilmente en un medio turbulento. La sedimentabilidad de estos flóculos es deficiente, obteniéndose un efluente con una turbidez elevada. En cambio, la macroestructura permite formar flóculos de mayor tamaño, de forma más irregular y menos compactos, que pueden resistir mejor las

turbulencias producidas por la agitación o la recirculación propia del reactor, consiguiéndose una buena sedimentación y por lo tanto un efluente con una turbidez baja.

La presencia excesiva de filamentos puede ocasionar problemas en la decantación del fango. Cuando los organismos filamentosos crecen más allá de los límites del flóculo, se generan estructuras propicias para la interacción entre flóculos, lo que favorece el puente o *bridging* entre ellos y dificulta su decantación (bulking filamentosos). Esto hace que el IVF sea muy elevado ( $> 150$  ml/g) y el fango muy voluminoso y poco compacto, lo que propicia escapes incontrolados de fango del decantador y deteriora la calidad del efluente, así como la imposibilidad de controlar el tiempo medio de retención celular. Sin embargo, la presencia moderada de microorganismos filamentosos contribuye a capturar y mantener atrapadas pequeñas partículas durante la sedimentación del fango, proporcionando así un efluente de mayor calidad.

Un crecimiento equilibrado de bacterias filamentosas y de bacterias formadoras de flóculos permite obtener el llamado Flóculo Ideal, en el que los filamentos se desarrollan en el interior del flóculo, proporcionándole estructura y resistencia. Un fango activado con este tipo de flóculos tendrá un IVF entre 75-125 ml/g y producirá un efluente de escasa turbidez y con escaso contenido de sólidos en suspensión (Parody, 1997).

### 3.7 MICROBIOLOGÍA DE LOS FANGOS ACTIVADOS

Los fangos activados constituyen un ecosistema artificial donde se desarrollan y proliferan los microorganismos en condiciones controladas y limitadas. Esta situación conduce a una competencia continua entre especies, que favorece el predominio de unas sobre otras, según las condiciones ambientales prevalentes. Los parámetros ambientales (pH, temperatura, carga orgánica y oxígeno) varían de un lugar a otro, haciendo que la población microbiana de un fango activado no sea constante y refleje las condiciones a las cuales ha estado expuesto durante el sistema de tratamiento.

Los microorganismos capaces de agruparse y formar flóculos, o los que se adhieren a éstos, son retenidos en el sistema de fangos activados; por el contrario, los que crecen libremente y de forma dispersa escapan del sistema con el efluente. Además, los que crecen formando flóculos protegen las células microbianas ante los depredadores (Wanner, 1997).

Desde un punto de vista metabólico, los microorganismos pueden dividirse en dos grandes grupos:

1. Descomponedores, responsables de la degradación bioquímica de los contaminantes del agua residual. En este grupo se encuentran principalmente las bacterias, los hongos y las cianofitas incoloras.
2. Consumidores, utilizan las bacterias y otras células microbianas como sustrato. A este grupo pertenecen los protozoos fagotróficos y los metazoos microscópicos.

Alrededor del 95% de la población microbiana de los fangos activados está formada por organismos descomponedores, especialmente bacterias. Toda la biomasa es heterótrofa, a excepción de los nitrificantes que son autótrofos (Horan, 1993). La Figura 3.9 ilustra la composición biótica de los fangos activados (Parody, 1997).

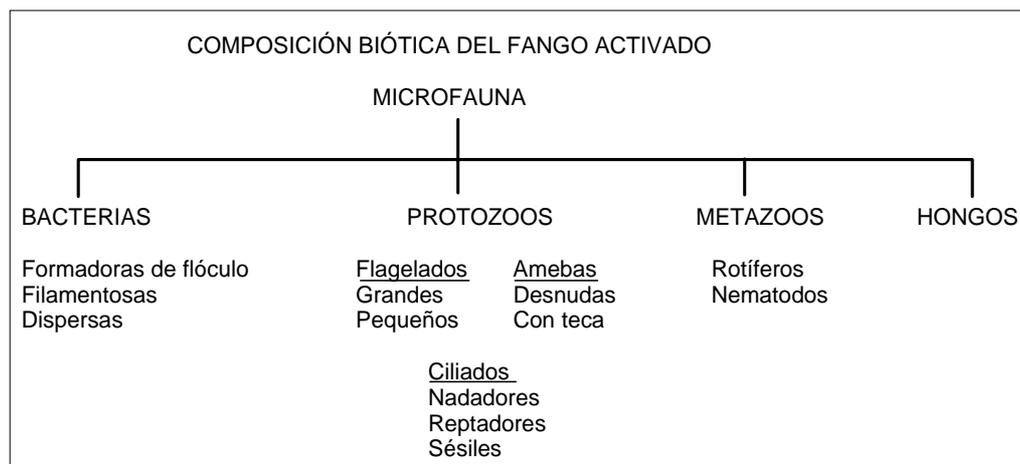


Figura 3.9 Composición biótica de los fangos activados (Parody, 1997).

Cada especie de microorganismos requiere un intervalo de condiciones físico-químicas específicas para su crecimiento, y posee un tipo de metabolismo y de catabolismo. En una comunidad tan compleja como la de los fangos activados, los microorganismos compiten entre ellos para obtener el sustrato necesario para su desarrollo. La población bacteriana que degrada los compuestos orgánicos del agua residual es consumida por los protozoos, que son a su vez el alimento de rotíferos y de otros organismos de mayor tamaño, estableciendo de esta manera una cadena trófica. La base de esta cadena alimenticia está constituida por las bacterias y los hongos. Los ciliados, como la *Vorticella*, se adhieren a los flóculos y filtran el agua que está a su alrededor consumiendo bacterias suspendidas. Por otro lado, los protozoos flagelados se alimentan de materia orgánica particulada y de bacterias (Cloete y Muyima, 1997).

Según su morfología y su distribución podemos diferenciar tres tipos de bacterias: 1) dispersas, 2) formadoras de flóculo y 3) filamentosas. Las bacterias dispersas se encuentran libres en el reactor, pudiendo ser consumidas por los protozoos o escaparse por el efluente. Las bacterias formadoras de flóculos son predominantemente heterótrofas y no tienden a crecer separadamente, sino que lo hacen en agregados llamados flóculos. Los flóculos constituyen una formación estable del proceso de fangos activados, ya que decantan y pueden ser recirculados sin ser evacuados con el efluente (Rius, 2003). Por otro lado, las bacterias filamentosas están presentes en prácticamente todos los fangos activados y son principalmente heterótrofas.

La clasificación de las bacterias en función de sus propiedades metabólicas permite comprender mejor las presiones selectivas que existen en los fangos activados. Estas se clasifican en (Rius, 2003):

1. Bacterias heterótrofas aerobias. Son las responsables de la degradación y la mineralización de las sustancias orgánicas de las aguas residuales. Algunos de los géneros más comunes presentes en los fangos activados son *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Alcaligenes*, *Zoogloea*, *Bacillus* y *Moraxella*.
2. Bacterias fermentativas. Pueden llevar a cabo reacciones en ausencia de oxígeno molecular y de nitrógeno en forma de nitrato. Dentro de este grupo se incluyen las bacterias formadoras de ácidos y las bacterias metanogénicas. En sistemas de EBIF la fermentación ocurre en la fase anaerobia de los procesos. Como géneros significativos destacan *Aeromonas* y *Pasteurella*.

3. Bacterias nitrificantes. Son bacterias aerobias autótrofas quimiosintéticas. Los géneros predominantes en los fangos activados son *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, que oxidan respectivamente el amonio y el nitrito. Estas bacterias se caracterizan por presentar una tasa de crecimiento muy lenta.
4. Bacterias desnitrificantes. Son microorganismos heterótrofos anóxicos que utilizan el nitrato como aceptor final de electrones, convirtiendo el nitrato en nitrógeno atmosférico. Los géneros presentes en los fangos activados son: *Achromobacter*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Bacillus*, *Flavobacterium*, *Moraxella* y *Pseudomonas*.
5. Bacterias acumuladoras de polifosfatos. Son microorganismos capaces de acumular grandes cantidades de fosfato. Este fosfato es utilizado por las bacterias como reserva de energía que, en condiciones anaerobias, pueden utilizarlo para asimilar el carbono orgánico que almacenan en forma de gránulos de poli-hidroxibutirato. Estas bacterias están representadas básicamente por el género *Acinetobacter*.
6. Bacterias oxidantes de sulfuros. En los procesos de fangos activados, la mayoría de los sulfuros son oxidados por la bacteria quimiolitotrofa *Thiobacillus*, junto con las bacterias filamentosas *Thiothrix* y *Beggiatoa*.
7. Bacterias reductoras de sulfatos. Son bacterias anaerobias estrictas que están representadas por los géneros *Desulfovibrio* y *Desulfobacter*.

Como resultado de la depredación y la competencia entre especies, los fangos activados registran oscilaciones y sucesiones de sus poblaciones, hasta alcanzar un determinado equilibrio dinámico, por el tipo de reactor y su explotación (Masdeu, 1997). La Tabla 3.13 resume el grupo de bacterias presentes normalmente en un proceso de fangos activados.

Tabla 3.13. Géneros bacterianos presentes generalmente en un proceso de fangos activados (Horan, 1993).

Género de bacteria	Función
<i>Pseudomonas</i>	Eliminación de carbohidratos, producción de fango, desnitrificación
<i>Zooglea</i>	Producción de fango, formación de flóculos
<i>Bacillus</i>	Degradación de proteínas
<i>Arthrobacter</i>	Degradación de carbohidratos
<i>Microthrix</i>	Degradación de grasa, crecimiento de filamentos
<i>Nocardia</i>	Crecimiento de filamentos, formación de espumas
<i>Acinetobacter</i>	Eliminación de fósforo
<i>Nitrosomonas</i>	Nitrificación
<i>Nitrobacter</i>	Nitrificación
<i>Achromobacter</i>	Desnitrificación

Los protozoos y los metazoos representan entre un 5 y un 10% de la biomasa de un fango activado. Los protozoos constituyen un grupo sumamente diverso de protistas eucarióticos unicelulares no fotosintéticos. Un protozoo típico es un organismo aerobio unicelular que carece de una verdadera pared celular y que obtiene su alimento *fagotróficamente*. Sin embargo, los sistemas de fangos activados contienen también protozoarios anaerobios, y otros que se alimentan *osmotróficamente*, como es el caso de

los flagelados, los protozoarios más pequeños encontrados en los fangos activados, y de los rizópodos. Ambos protozoos utilizan las bacterias como sustrato.

La presencia de flagelados y rizopodos es típica de las fases iniciales de un proceso de fangos activados, cuando aún no se han alcanzado condiciones estables. A éstos les sigue la presencia de flagelados fagotróficos, los cuales se alimentan de sustratos particulados o macromoleculares, que son pronto reemplazados por los ciliados, representativos de un desarrollo organizado del fangos activados. Los ciliados son los protozoarios característicos de los fangos estabilizados, y pueden crecer solos o en colonias.

Los metazoarios, a semejanza de los ciliados, también se encuentran mayoritariamente en los fangos activados bien estabilizados y con buena floculación (Wanner, 1994). Asimismo, los rotíferos son capaces de consumir bacterias enteras presentes en forma dispersa. Las poblaciones de nematodos de los sistemas de fangos activados no son constantes, debido a que son reemplazadas durante los episodios de escorrentía intensa de los periodos lluviosos.

### 3.8 BACTERIAS FILAMENTOSAS

Las bacterias filamentosas se originan por división celular de ciertas especies bacterianas en condiciones específicas del medio de cultivo. La células resultantes de la división celular no se separan, quedando asociadas entre sí y formando largos filamentos que en ocasiones pueden llegar a medir varios milímetros (Parody, 1997).

Una presencia moderada de filamentos contribuye a una buena formación de flóculos, así como a la captura y al atropamiento de partículas pequeñas durante la sedimentación del fango, generando así un efluente de mayor calidad. Jenkins *et al.* (1993) describen varias técnicas para identificar las distintas especies de organismos filamentosos y determinar de forma aproximada su mayor o menor presencia en el líquido de mezcla. También indican los problemas que pueden derivarse de una presencia excesiva de cada una de estas especies y las condiciones ambientales en que éstas se desarrollan con más facilidad.

Se han descrito más de 30 tipos diferentes de organismos filamentosos entre los componentes bióticos de los procesos de fangos activados (Eikelboom, 1975; Jenkins *et al.*, 1986). La mayor parte de ellos fueron identificados y descritos por Eikelboom (1975), quien los clasificó utilizando una clave numérica, debido a la dificultad de identificarlos taxonómicamente. Actualmente, la mayoría de los tipos identificados por Eikelboom se conocen por su numeración (Type 0041, Type 021N) o por un nombre taxonómico como por ejemplo *Microthrix parvicella* (Wanner, 1997).

Los aspectos estructurales y morfológicos considerados principalmente para la caracterización de los filamentosos son los siguientes (Salvadó, 1990; EMASESA, 1997):

*Ramificaciones.* Tiene en cuenta la presencia o ausencia de ramificaciones en los filamentos y, en caso de que existan, se distingue además entre ramificaciones verdaderas o falsas. Una ramificación es verdadera cuando existe continuidad citoplasmática entre los tricomas ramificados. Este es el caso de los hongos o del género *Nocardia*.

**Motilidad.** Son muy pocos los microorganismos que presentan movilidad propia. Es importante tener en cuenta que la evaporación progresiva de la muestra produce flujos de agua que hacen parecer que los microorganismos se mueven. En caso de existir movilidad, hay que diferenciar dos tipos de movimientos: por deslizamiento (*Beggiatoa*, *Cyanophyceae*) y por flexión (*Flexibacter*).

**Localización del filamento.** La ubicación de un filamento se determina siempre en relación con el flóculo, pudiendo distinguirse entre: 1) extensión o proyección desde la superficie del flóculo hacia el exterior, 2) intrafloculares (dentro del flóculo) y 3) libres en los espacios interfloculares (fuera del flóculo o exterior).

**Forma del filamento.** Los filamentos presentan una morfología variada que puede agruparse en las siguientes categorías (Figura 3.10):

1. Rectos. El tricoma presenta una forma recta en su mayor parte.
2. Ligeramente curvos. El filamento tiene tramos curvos de amplio radio.
3. Torcidos. Son filamentos aparentemente rectos o ligeramente curvados, pero con puntos de inflexión pronunciados que provocan un cambio de dirección.
4. Cadenas irregulares de células. Se trata de una sucesión de células individuales (cocos, bacilos o cocobacilos) dispuestas de forma aleatoria.
5. Enrollados. Los filamentos tienen formas muy curvas y suelen enrollarse entre sí.
6. Micelial. Se observa en filamentos con ramificaciones verdaderas y dispuestas en forma aleatoria.

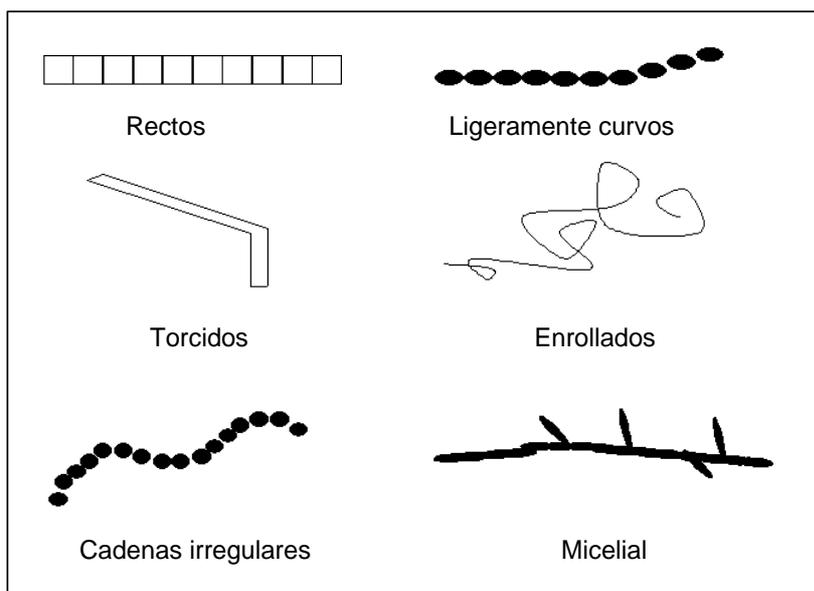


Figura 3.10 Morfología de los filamentos presentes en un fango activado (Parody, 1997).

**Forma celular.** Las células individuales de cada filamento pueden clasificarse en las siguientes categorías: cuadradas, rectangulares, discoidales, ovales, bacilares (con extremos redondeados) y redondas (cocos).

**Dimensiones del filamento.** La longitud y el ancho de los filamentos se miden con ayuda de un micrómetro ocular calibrado y se expresan en micrómetros ( $\mu\text{m}$ ). La anchura de los filamentos es una característica importante, ya que su clave dicotómica dependerá de si ésta es superior o inferior a  $1 \mu\text{m}$ .

*Dimensiones celulares.* La longitud media y el ancho de las células de un filamento se pueden determinar mediante mediciones sucesivas, expresándolas también en  $\mu\text{m}$ .

Cuando una planta de tratamiento de ARU funciona en estado estacionario, la cadena trófica también se mantiene en un estado estacionario, con unas proporciones relativamente constantes de cada especie. Si el sistema registra alteraciones, tales como incrementos o disminuciones repentinas de la concentración de DBO del afluente, o repentinos cambios en la edad del lodo causados por una elevada purga de sólidos, la cadena trófica tenderá a ajustarse por sí misma a las nuevas condiciones.

Asimismo, el tipo de flujo hidráulico propio de la EDAR hace que el medio sea más homogéneo o heterogéneo (Salvadó, 1999). Un proceso de mezcla completa propicia un sistema más homogéneo, mientras que un reactor de flujo en pistón favorece el cambio a medida que el líquido de mezcla avanza. Asimismo, la heterogeneidad aumenta si hay tanques complementarios. Las variaciones diarias o estacionales también se deben tener en cuenta. Todos estos factores condicionan la microfauna existente en un fango activado y dificulta la formulación de generalizaciones. En cualquier caso, el sistema microbiológico tendrá unas características propias determinadas por el diseño de la planta.

La evolución temporal suele ser la siguiente. Al principio, cuando el fango activado es joven y la DBO máxima, las bacterias se encuentran en su menor proporción y se observa la presencia mayoritaria de algunos tipos de protozoarios como la *Sarcodina*. Este tipo de protozoario sólo se podrá observar durante la puesta en marcha de la planta, cuando el número de bacterias está aumentando. La *Sarcodina* es posteriormente remplazada por los protozoarios flagelados que tienen un alto grado de movilidad y son capaces de competir por el alimento disponible, de forma más efectiva que la *Sarcodina*.

La notable actividad de los flagelados, gracias a su movilidad, hace que necesiten mucha energía para mantener una población estable. Los flagelados son característicos de sistemas de fangos activados de alta carga, donde el alimento es abundante (Horan, 1993). Por otro lado, su gran movilidad también hace que no sedimenten bien y, por lo tanto, el efluente de los sistemas de alta carga es generalmente turbio.

Los ciliados libres son el grupo de protozoarios que siguen y remplazan a los flagelados, ya que estos organismos son capaces de sobrevivir con bajos suministros de sustrato. Cuando estos microorganismos aparecen, nos encontramos en el momento de máxima presencia bacteriana y de muy escasa DBO residual. Cuando el alimento se ha prácticamente terminado y nos encontramos con una edad de fango elevada, las bacterias empiezan a ser fagocitadas por los protozoarios predominantes. En este momento, los ciliados pedunculados y los rotíferos comienzan a predominar.

El esquema evolutivo anterior permite realizar numerosas determinaciones complementarias en los sistemas de fangos activados, en especial en los procesos de EBIF. Los protozoarios pueden así servir como indicadores del estado de depuración de una determinada ARU, sobre todo si se trabaja a nivel de género y de especie. Este tipo de determinaciones requiere de unas técnicas y de un entrenamiento especial para poder llevarlo a cabo con fiabilidad (Horan, 1993).

Los protozoarios pueden ser indicadores de diversos parámetros de proceso, entre los que cabe mencionar la calidad del afluente, la calidad del efluente y la concentración de oxígeno disuelto del líquido de mezcla.