

CAPÍTULO 3

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Agua residual es el término genérico utilizado para designar el residuo líquido recogido mediante la red de alcantarillado para su envío a una planta de depuración (Mujeriego, 1990). Definiciones más específicas que distinguen entre los diferentes tipos de agua residual, se presentan en la bibliografía generalmente en función de su origen. De esta manera, se consideran **aguas residuales domésticas** (ARD) las aguas provenientes de las zonas habitacionales y que son generadas principalmente por el metabolismo humano y por las actividades comerciales o domésticas de limpieza y alimentación. Las **aguas residuales urbanas** (ARU) son generadas cuando dentro de la misma red de alcantarillado que transporta el ARD se vierten aguas residuales de origen industrial. El agua residual de origen industrial proviene de las instalaciones de manufacturado y elaboración de alimentos. Asimismo, las ARU pueden contener agua de escorrentía que accede a la red de alcantarillado a través de los pozos de registro y agua subterránea que se infiltra en la red a través de uniones deterioradas o de grietas en las conducciones.

La presente revisión bibliográfica se divide en dos partes principales, la primera parte tiene como objetivo principal presentar el desarrollo y estado actual de la depuración de las ARU en materia de eliminación biológica de nutrientes. Se divide en 7 subapartados, en el primero de ellos se expone una caracterización típica de la composición de las ARU, en el segundo se presenta con detalle la problemática del vertido de nutrientes en las zonas denominadas sensibles. Posteriormente, se da un resumen sobre los aspectos más sobresalientes de la legislación de las ARU en materia del vertido de nutrientes. La información de este tercer subapartado se recoge en tres niveles: Comunidad Europea, Estado español y Cataluña. El cuarto y quinto subapartados describen principalmente el comportamiento biológico de los procesos de eliminación de nitrógeno (N) y fósforo (P), así como las configuraciones diseñadas para su eliminación simultánea.

De especial interés para esta tesis es el sexto subapartado el cual presenta, entre otros aspectos, una caracterización más detallada de los componentes de la materia orgánica (MO) de un ARU. Asimismo, describe los métodos desarrollados para determinarlos. Como se explicará posteriormente, la necesidad de una caracterización más específica del substrato orgánico de los microorganismos depuradores responde a los nuevos requerimientos en la calidad del efluente, específicamente en materia de eliminación de nutrientes, y a los requerimientos en el control, optimización y desarrollo de nuevos procesos de tratamiento.

El séptimo subapartado revisa los aspectos generales de la microbiología de los fangos activados, en especial la composición biótica del fango activado, y los factores de proceso que pueden afectar la dinámica temporal de los microorganismos (mo), con repercusión directa en la eficiencia del tratamiento aplicado.

Finalmente, en la segunda parte de la presente revisión bibliográfica se introduce al conocimiento de los RBS describiendo sus componentes y funcionamiento. Se realiza también una reseña histórica sobre las aplicaciones de la tecnología RBS en la

depuración de las ARU. Finalmente, se presentan diferentes ejemplos de configuraciones de tratamiento ideadas para la eliminación de MES, MO, N y P, y se analizan los resultados obtenidos en cada una de ellas. De especial interés, es el análisis de los resultados obtenidos por Escaler (1997) en sus diferentes ciclos estudiados.

3.1. CARACTERIZACIÓN TÍPICA DE LAS AGUAS RESIDUALES URBANAS

La composición de un ARU muestra con frecuencia un amplio margen de variación entre diferentes poblaciones ya que, además de las influencias de origen industrial, comercial y pluvial, los usos públicos del agua varían en función de la naturaleza de la población residente. Por lo tanto, la composición de un agua residual urbana se define por las cantidades reales de sus componentes físicos, químicos y biológicos resultantes de los factores influyentes antes mencionados (Mujeriego, 1990).

En términos generales, la mayor parte de los componentes presentes en un ARU son materia orgánica, nutrientes, metales, materia inorgánica y microorganismos. Una considerable parte de estos componentes se encuentra en forma particulada y, comúnmente, se valora mediante la concentración de MES (Christensson, 1997).

3.1.1. Constituyentes orgánicos

Los compuestos orgánicos están formados normalmente por combinaciones de carbono, hidrógeno y oxígeno, con la presencia, en determinados casos, de nitrógeno. La composición del residuo orgánico de un agua residual depende de su naturaleza y origen, no obstante se puede afirmar que típicamente el material orgánico de un agua residual está compuesto por proteínas (40-60 %), hidratos de carbono (25-50%), grasas y aceites (10%) Otro compuesto orgánico con importante presencia en las aguas residuales urbanas es la urea, principal constituyente de la orina. Sin embargo, debido a su velocidad de descomposición, la urea raramente está presente en aguas residuales que no sean muy recientes (Metcalf y Eddy, 1995).

Las más importantes consecuencias de la contaminación orgánica se ven reflejadas en sus efectos sobre la concentración de oxígeno disuelto (OD) en las aguas receptoras. Cuando la velocidad de consumo de oxígeno excede la velocidad de aireación atmosférica del agua, la concentración de oxígeno cae hasta provocar la muerte de algunas especies acuáticas que serán remplazadas por otras cuyos requerimientos de oxígeno son menores (Abel, 1996).

Los ensayos más empleados mundialmente para la determinación del contenido orgánico de las aguas residuales en concentraciones mayores de 1mg/l, son los siguientes: 1) demanda bioquímica de oxígeno (DBO), 2) demanda química de oxígeno (DQO), y 3) carbono orgánico total (TOC). Como complemento de estos ensayos de laboratorio se emplea la demanda teórica de oxígeno (DTeO), parámetro que se determina a partir de la fórmula química de la materia orgánica (Metcalf y Eddy, 1995).

3.1.2. Constituyentes inorgánicos

Las concentraciones de los diferentes constituyentes inorgánicos pueden afectar mucho a los usos del agua, por ello conviene examinar la naturaleza de algunos de ellos, especialmente aquellos que han sido incorporados al agua superficial durante su ciclo de uso. Dentro de la materia inorgánica de un agua residual sin tratar, el

contenido de sustancias minerales disueltas viene determinado por el contenido correspondiente del agua de abastecimiento público y por el aumento producido durante la utilización del agua para usos domésticos (Mujeriego, 1990). Dentro de los componentes inorgánicos que tienen más importancia para el control de la calidad de las aguas residuales se mencionan los siguientes:

pH. La concentración del ion hidrógeno es un parámetro de gran importancia tanto para el caso de aguas naturales como residuales. Para la adecuada proliferación y desarrollo de la mayor parte de la vida biológica existe un intervalo idóneo que es bastante estrecho y crítico. El agua residual con concentraciones inadecuadas de pH presenta dificultades de tratamiento con procesos biológicos, y el efluente puede modificar la concentración del ion hidrógeno en las aguas naturales.

Cloruros. Otro parámetro de calidad importante es la concentración de cloruros, las heces humanas, por ejemplo, suponen unos 6 g de cloruros por persona y día. En lugares donde la dureza del agua es elevada, los compuestos utilizados para reducir la dureza también son fuentes importantes de cloruros. La infiltración de agua subterránea en las alcantarillas constituye también una considerable fuente de cloruros y sulfatos.

Azufre. El ion sulfato se encuentra de forma natural en las aguas residuales. Para la síntesis de proteínas es necesario disponer de azufre, elemento que posteriormente será liberado en el proceso de degradación de las mismas. Los sulfatos se reducen químicamente a sulfuros y a sulfuros de hidrógeno (H_2S) bajo la acción bacteriana en condiciones anaerobias.

Compuestos tóxicos. Dentro de estos se encuentran pesticidas, insecticidas y metales pesados comúnmente usados en agricultura e industria (Horan, 1991). El cobre, el plomo, la plata, el cromo, el arsénico y el boro son tóxicos en mayor o menor grado para los microorganismos. Por ejemplo, el cobre es tóxico a concentraciones de 100 mg/l en los digestores de fango, y el níquel y el cromo lo son al alcanzar valores de 500 mg/l (Metcalf y Eddy, 1995).

Alcalinidad. La alcalinidad de un agua residual esta provocada por la presencia de hidróxidos, carbonatos y bicarbonatos de elementos como el calcio, el magnesio, el sodio, el potasio o el amoníaco. De entre ellos los más comunes son el bicarbonato de calcio y el bicarbonato de magnesio. La alcalinidad ayuda a regular los cambios de pH producidos por la adición de ácidos.

Gases. Los gases que con mayor frecuencia se encuentran en las aguas residuales brutas son el nitrógeno (N_2), el oxígeno (O_2), el dióxido de carbono (CO_2), el sulfuro de hidrógeno (H_2S), el amoníaco (NH_3) y el metano (CH_4). Los tres primeros gases son de común presencia en la atmósfera y se encuentran en todas las aguas en contacto con la misma. Los tres últimos proceden de la descomposición de la MO presente en las aguas residuales.

3.1.3. Contenido sólido de las aguas residuales

Los componentes orgánicos e inorgánicos están presentes en el agua residual en forma soluble e insoluble. En la bibliografía se definen principalmente tres tipos de sólidos: la MES, la materia disuelta total (MDT) y la materia en suspensión volátil (MESV). A la suma de MES y MDT se le conoce como sólidos totales (ST). El límite entre los sólidos suspendidos y los sólidos disueltos se determina basándose en el tamaño de las partículas que les constituyen. De manera específica, la bibliografía menciona los siguientes cuatro tipos de fracciones de sólidos basándose en el tamaño de sus partículas: sedimentables (> de 100µm), supracoloidales (1-100µm), coloidales (1nm-1µm) y solubles (< 1nm) (Horan, 1991).

Usando este sistema de clasificación, se observa que los sólidos solubles en el agua residual comprenden gran parte del material inorgánico, mientras que el material suspendido es predominantemente orgánico. Los sólidos suspendidos llegan a representar más del 60% de la DBO de un agua residual.

3.1.4. Nutrientes

Los nutrientes como el nitrógeno y el fósforo son, en la mayoría de los casos, los principales elementos nutritivos. Son esenciales para el crecimiento de protistas y plantas, razón por la cual también reciben el nombre de bioestimuladores. Debido a lo anterior, cuando el contenido de nutrientes es insuficiente para realizar las funciones metabólicas básicas de los microorganismos, es necesario añadirlos. Por el contrario, cuando se requiere el control de algas en la masa de agua receptora para preservar los usos a los que se destina, puede ser necesaria la eliminación o reducción del nitrógeno y del fósforo.

3.1.5. Microorganismos

Los organismos que integran el ecosistema del agua residual urbana son principalmente: virus, bacterias, hongos, protozoarios y nemátodos. El principal objetivo que tiene el examen biológico de un agua residual es determinar la presencia de microorganismos patógenos que representen un peligro para la salud humana (Horan, 1991).

Los microorganismos patógenos encontrados rutinariamente en un ARU pueden proceder de desechos humanos que estén infectados y sean portadores de enfermedades intestinales como la fiebre tifoidea, la disentería, la diarrea y el cólera. Los organismos patógenos se presentan en las aguas residuales en cantidades muy pequeñas y, además, resultan difíciles de aislar e identificar. Por ello se emplean los coliformes fecales como organismos indicadores, puesto que su presencia es más numerosa y fácil de comprobar. Las bacterias coliformes incluyen los géneros *Escherichia* y *Aerobacter* y, a parte de otras clases de bacterias, cada ser humano evacua de 100,000 a 400,000 millones de organismos coliformes al día. Podemos mencionar a otros géneros de bacterias comúnmente presentes en el agua residual bruta como *Salmonella*, *Shigella* y *Vibrio cholerae*.

Entre los virus más comúnmente encontrados en el agua residual están los siguientes géneros: *Adenovirus*, *Enterovirus*, *Reovirus* y el virus de la Hepatitis A. Por otro lado, podemos mencionar a *Balantidium coli*, *Cryptosporidium*, *Entamoeba histolytica* y *Giardia lamblia* como los agentes infecciosos más comunes entre los protozoarios.

3.2. IMPACTO AMBIENTAL DE LOS VERTIDOS DE N Y P

Para analizar el problema de la acumulación de nitrógeno y fósforo en el medio ambiente es necesario un buen conocimiento de sus posibles fuentes.

3.2.1. Fuentes de nitrógeno

Las principales fuentes directas de nitrógeno causantes de su acumulación en el medio acuático aparecen listadas en la Tabla 3.1.

Tabla 3. 1. Principales fuentes directas de nitrógeno según la EPA (1993).

Fuente	Mecanismo de transporte
Aguas residuales sin tratar	Descarga directa.
Efluentes EDAR ¹	Descarga directa, aplicación al suelo.
Lodos de EDAR	Descarga directa, aplicación al suelo.
Fuentes industriales	Descarga directa, precipitación, movimientos de aguas subterráneas.
Emisiones de volcanes	Precipitación, viento y deposición gravitacional.
Granjas	Movimientos de aguas subterráneas, escorrentía superficial.
Residuos animales	Volatilización/precipitación, escorrentía superficial y subterránea.
Descomposición de tejidos animales y vegetales	Escorrentía superficial y subterránea.
Fosas sépticas y lixiviados	Aguas subterráneas.
Fuentes urbanas	Descarga directa, escorrentía subterránea.
Combustibles fósiles	Precipitación, viento y deposición gravitacional.
Organismos fijadores de nitrógeno	<i>In situ</i>
Lixiviados de vertederos	Movimientos aguas subterráneas.

¹ Estación depuradora de aguas residuales

Las fuentes de aporte de nitrógeno al medio acuático pueden agruparse en dos grandes grupos con base a su forma de llegar al medio (García, 1997):

Fuentes puntuales. Principalmente constituidas por vertidos de aguas residuales de núcleos urbanos y vertidos industriales.

Fuentes difusas. Aquellas que no tienen su incidencia en un punto determinado, sino que lo tienen sobre grandes áreas. Destaca el drenaje de terrenos cultivados mediante abonos constituidos por compuestos nitrogenados, las aguas de escorrentía rural, la sedimentación de masas de polvo, la precipitación atmosférica y la fijación microbiológica de algunos tipos de microorganismos acuáticos.

El nitrógeno producido por estas fuentes puede estar en forma soluble o particulada, pudiéndose transformar durante el transporte hacia su destino final. Las principales formas nitrogenadas que aparecen en la naturaleza son:

- Nitrógeno gas: N_2
- Nitrógeno orgánico: N-org
- Nitrógeno amoniacal: $N-NH_4^+$
- Nitrógeno nitroso (o nitrógeno en forma de nitrito): $N-NO_2^-$
- Nitrógeno nítrico (o nitrógeno en forma de nitrato): $N-NO_3^-$

La transformación de unos compuestos a otros se lleva a cabo por diferentes microorganismos a través de mecanismos como la fijación, la amonificación, la síntesis, la nitrificación y la desnitrificación. Asimismo, la actividad humana es la principal causa de la alteración del ciclo del nitrógeno que da lugar a una excesiva acumulación del mismo en el medio acuático. De las fuentes directas de nitrógeno que aparecen en la Tabla 3.1, las que se pueden considerar como originadas por la actividad humana son:

Aguas residuales urbanas. Según, EPA, (1993), la carga unitaria de N por habitante y día puede oscilar entre 13 y 15 g N/(hab.d). En Barcelona, el contenido de nitrógeno total (NT) en las ARU, puede variar entre 40 y 60 mg N/l, con una producción específica de 7 a 13 g N/(hab.d). En el apartado 3.5 se hablara de la composición específica y de los valores típicos del NT y de sus compuestos en las ARU sin tratar.

En cuanto a las ARU tratadas, su contenido de nitrógeno depende del tipo de tratamiento al que se hayan sometido (García, 1997). El tratamiento más extendido para la eliminación de nitrógeno, y que se tratará con detalle en este apartado, es el tratamiento biológico de fangos activados con nitrificación-desnitrificación, que da lugar a efluentes con una calidad de entre 2 y 10 mg N/l (EPA, 1993).

Aguas residuales industriales. El nitrógeno está presente en las aguas de proceso de algunas industrias tales como *productoras de fertilizantes nitrogenados, papeleras, minería, metalurgia, alimentarias, textiles, etc.* (García, 1997).

Lixiviados de vertederos. Aunque los vertederos de residuos sólidos no generan grandes volúmenes de lixiviado, éstos presentan una carga contaminante elevada. Según Christensen *et al.* (1989), podemos hablar de los siguientes valores característicos:

$N-NH_4^+$	30-3000 mg/l
N-org	10-4250 mg/l
$N-NO_3^-$	0,1-50 mg/l

Deposición atmosférica. El nitrógeno atmosférico que entra a formar parte del medio acuático lo puede hacer en dos estados o formas: nitrógeno inorgánico solubilizado en el agua de lluvia o partículas orgánicas y mineralizadas de nitrógeno que se depositan por gravedad o bien son arrastradas por la lluvia (García, 1997).

Escorrentía superficial. En la superficie de la Tierra, los microorganismos transforman el nitrógeno aportado a ella. Al aumentar las superficies construidas, el proceso se ve interrumpido por el aumento de zonas impermeables. Cuando esto ocurre, se genera una conducción rápida y directa de los compuestos nitrogenados hacia el medio acuático sin pasar antes por el proceso natural de asimilación.

Otras. La aplicación de *fertilizantes* a la agricultura da lugar a importantes aportaciones de nitrógeno tanto a las aguas superficiales como a las subterráneas. Otras fuentes importantes de nitrógeno son las granjas donde se crían animales con el objetivo de producir leche, huevos y carne (García, 1997).

3.2.2. Fuentes de fósforo

Las fuentes del P se pueden dividir en **fuentes no puntuales** y **fuentes puntuales**. Dentro de las fuentes no puntuales tenemos las siguientes:

Fuentes naturales. Aquí encontramos a los depósitos de fosfatos y a las rocas ricas en fosfato, que liberan P por desgaste, escorrentía y lixiviación. Asimismo, el P puede ser liberado también naturalmente cuando los sedimentos del fondo de las masas de agua son removidos hacia la parte superior de las mismas, a consecuencia de los cambios climáticos estacionales.

Fuentes antropogénicas. Las fuentes primarias no puntuales de carácter antropogénico incluyen:

- Áreas de terreno, que han sido explotadas por sus depósitos de fosfato
- Áreas agrícolas
- Áreas residenciales y urbanas

Debido a que el P tiene una fuerte afinidad por el suelo, el agua de escorrentía suele transportar poca cantidad de P disuelto. En su lugar, la mayor parte del P que llega a los cuerpos de agua viene de los sedimentos erosionados en las zonas agrícolas cargadas de fosfatos. Una fuente adicional es la descarga de agua residual, por los barcos.

Dentro de las fuentes puntuales, tenemos sobre todo a las EDAR que carecen de un tratamiento adecuado de nutrientes. En estas plantas, un tratamiento primario remueve sólo el 10 % del P contenido en las corrientes residuales y un tratamiento secundario sólo el 30%. El resto se descarga a las masas de agua.

Las plantas de tratamiento de agua residual son la principal fuente de fosfatos de las masas de agua superficial (cabe hacer notar que un adulto normal excreta entre 1,3 y 1,5 g de P por día) y, por lo tanto, han sido el principal foco de acción en la lucha por controlar la *eutrofización*. El fósforo adicional se origina del uso de productos

industriales como detergentes, pastas de dientes, compuestos aditivos para el tratamiento de alimentos y productos farmacéuticos.

3.2.3. Proceso de eutrofización

Las aguas continentales tanto superficiales (ríos, lagos y embalses) como subterráneas, ven alterada su calidad debido a la contaminación creciente y a los problemas de *eutrofización* (Margalef, 1983). El término **eutrofización** es el sinónimo técnico de fertilización producido por la acumulación de sustancias nutrientes (nitrógeno y fósforo principalmente) en las aguas, y por tanto también designa el impacto ambiental producido por el vertido de nutrientes al medio acuático.

Es necesario diferenciar la eutrofización natural de una masa de agua de la eutrofización “cultural”, que es realmente la que va a producir un impacto ambiental (García, 1997). La eutrofización natural en un lago o embalse se produce por el aporte de agua de su cuenca de drenaje y de materiales superficiales del terreno arrastrados por la misma, por ejemplo después de una tormenta o por el arrastre de los regadíos. También pueden llegar materiales arrastrados por la lluvia, la nieve o el viento, y por las aguas que fluyen por el subsuelo. A lo largo del tiempo, el lago o embalse acumula todos estos aportes de agua y materiales y el crecimiento de algas y plantas acuáticas estará en equilibrio con la entrada de nutrientes minerales.

Sin embargo, la acción humana cambia el proceso natural de eutrofización de forma drástica y por eso, comúnmente el término **eutrofización** se refiere al proceso de eutrofización cultural que se manifiesta en una intensa proliferación de algas y plantas superiores acuáticas y su acumulación en cantidades excesivas. Esta acumulación puede producir cambios perniciosos en la calidad del agua y en sus poblaciones biológicas, lo cual puede interferir con la utilización de dicha fuente por parte del hombre.

El concepto de eutrofización también está relacionado con el estado trófico de una masa de agua. Se dice que unas determinadas aguas son **oligotróficas** cuando contienen bajas concentraciones de nutrientes. Estas aguas se caracterizan por ser muy transparentes, con poco placton, y por estar muy bien oxigenadas a lo largo de todo el año. Por el contrario, las aguas **eutróficas** son aguas ricas en materia soluble y nutrientes, poco transparentes, verdosas, ricas en plancton y con problemas de falta de oxígeno en las zonas profundas durante los meses de verano, (Margalef, 1983).

Los problemas de eutrofización están directamente relacionados con el aporte de nutrientes y con los gradientes de temperatura de la masa de agua a la que se viertan. En las zonas templadas, la temperatura de las masas de agua continentales se uniformiza a lo largo del eje vertical durante los meses de invierno; en esta época se produce la mezcla vertical, ya que el efecto del viento encuentra poca resistencia al no oponérsele una estratificación por densidades. De esta manera se consigue la uniformidad de todas las propiedades, incluidas la concentración de oxígeno, de nitrógeno y de fósforo y de la temperatura (Margalef, 1983).

En las estaciones de primavera y verano, el agua se calienta en la superficie y se crea un gradiente térmico; las capas superficiales están muy mezcladas y tienen una temperatura uniforme mientras que la temperatura desciende de manera brusca conforme las zonas son más profundas. Durante esta época, la columna de agua se divide en tres zonas:

- **Epilimnion:** estratos de la masa de agua que reciben iluminación suficiente para hacer posible la fotosíntesis por los organismos del placton.
- **Termoclina:** capa que separa la zona superficial calentada por el sol de la zona profunda fría.
- **Hipolimnion:** estratos de masa de agua que quedan por debajo de la termoclina y a los que no llega la luz solar.

En primavera y verano, el aumento de la radiación solar y de la actividad fotosintética hacen que se desarrolle el fitoplacton y se acumule en el epilimnion. La cantidad de fitoplacton que se produce es proporcional a la cantidad de nutrientes disponibles, es decir, los que existen en la masa de agua más los que llegan con los afluentes y con las aguas residuales. A mayor cantidad de nutrientes mayor cantidad de materia vegetal producida, dando lugar a una sobresaturación de oxígeno en las capas superficiales del agua; parte del oxígeno que resulta de la fotosíntesis se difundirá hacia la atmósfera siguiendo un gradiente de concentración.

Llega un momento en que la materia orgánica producida durante esta época se deposita en el fondo (*bentos*) donde se oxidará. Por lo tanto, se puede decir que el epilimnion es la zona de producción de materia orgánica y que el hipolimnion es la zona de descomposición y retorno de los elementos al medio en forma inorgánica. De esta manera, las altas concentraciones de materia orgánica en los sedimentos de los fondos acuáticos provocan una gran demanda de oxígeno y un consecuente decaimiento de éste en los niveles más bajos de las masas de agua, particularmente cuando estos están bien estratificados y las temperaturas son altas. Las condiciones anaeróbicas resultantes producen la resolubilización del fósforo y en menor escala del amonio. La subsecuente mezcla de la columna de agua hace a los nutrientes liberados, disponibles para el consumo y crecimiento de las algas (Randall *et al.*, 1992).

La cantidad de materia orgánica que se puede oxidar en profundidad guarda relación con la reserva de oxígeno allí presente. El oxígeno almacenado en el hipolimnion procede de la estación fría, cuando hubo mezcla vertical del agua. Si durante el período de estratificación de las aguas se transporta gran cantidad de materia orgánica desde el epilimnion al hipolimnion, parte de ella no se podrá oxidar por falta de reservas de oxígeno y quedará sedimentada en el fondo confiriéndole un color oscuro característico. Cuando se produce este hecho es cuando se puede afirmar que existe el fenómeno de eutrofización en un agua continental: existe un déficit de oxígeno y un exceso de materia orgánica en el hipolimnion.

Si la materia orgánica que no se puede oxidar queda retenida en forma de sedimento en el fondo, también quedarán retenidos los nutrientes que la forman. Esto significa que si se eliminan los aportes de nutrientes provenientes de la actividad humana, estos materiales quedarían retirados por el momento del ciclo y poco a poco el grado de eutrofización de las aguas iría disminuyendo. Al cabo de un año, cuando comience de nuevo el ciclo, lo hará con una concentración de nutrientes más baja; al haber menos cantidad de nutrientes, se produciría menor cantidad de materia orgánica, que podrá ser oxidada por la reserva de oxígeno acumulada en el hipolimnion (García, 1997).

Aparte del cese de vertidos con exceso de nutrientes, hay otros factores que también ayudan a la disminución del grado de eutrofización de las aguas. En ambientes pobres de oxígeno, como lo es el hipolimnion, se desarrollan las llamadas bacterias desnitrificantes que transforman el nitrógeno de los compuestos inorgánicos (principalmente nitratos), a nitrógeno molecular que estará en equilibrio con el N_2 disuelto en el agua y con el existente en la atmósfera. Otro hecho que favorece la fijación de nutrientes en el sedimento es el aumento del pH en el epilimnion como consecuencia de la asimilación de CO_2 por las algas durante la fotosíntesis; este aumento de pH contribuye a la precipitación de minerales que contienen principalmente fósforo.

La disminución de la cantidad disponible de los dos principales nutrientes, N y P, junto a la entrada de nuevos aportes, haría esperar que el problema de la eutrofización fuera paulatinamente desapareciendo. Sin embargo, esto no es suficiente para suprimir totalmente la eutrofización ya que es casi imposible eliminar de forma total y absoluta el aporte de nutrientes y por tanto, las aguas continúan recibiendo procedentes de la erosión del suelo, los desagües y otras fuentes. Se puede afirmar que la evolución normal de un agua continental aislada llevaría de una situación eutrófica a una oligotrófica con el único inconveniente de la reducción del volumen del hipolimnion debido a la acumulación de sedimentos. Sin embargo, la acción humana hace que no sólo el proceso de eutrofización no desaparezca, sino que se acelere. La única medida factible para contrarrestarlo, que no para eliminar el problema, es evitar al máximo los vertidos de nutrientes, principalmente de nitrógeno y fósforo (García, 1997).

El problema de la eutrofización afecta principalmente a las aguas continentales detenidas (lagos y estanques). Sin embargo, la contaminación de las aguas corrientes o ríos también es importante desde el punto de vista que puede dar lugar a la eutrofización del propio río o de las aguas detenidas donde desemboca. Es decir, los ríos conducen materia orgánica a lagos, embalses y marismas y, en cierto modo, transmiten la tensión de unos ecosistemas a otros (Margalef, 1983). El factor de tensión más importante en un río es principalmente la carga de MO, que se mineraliza a lo largo de su curso, de tal forma que éste queda enriquecido con minerales y nutrientes. Cuando este río desemboca en un embalse o en un lago supondrá un aporte de nitrógeno importante que ayudará al aumento de la eutrofización. Por el contrario, si el río desemboca directamente en el mar, no se producirán problemas de eutrofización tan intensos ya que el exceso de mineral orgánico con un alto contenido de nutrientes se diluye en un ecosistema caracterizado por un déficit de nutrientes

Como conclusión se puede afirmar que los efectos de la eutrofización se consideran negativos desde dos puntos de vista. Por una parte, el excesivo crecimiento de algas y plantas acuáticas puede interferir significativamente con los usos y la calidad estética de una masa de agua. Por otra parte, también se producen efectos ecológicos significativos ya que, como se ha explicado anteriormente, cuando la población de algas muere y se sedimenta en el fondo, su descomposición por bacterias puede reducir las concentraciones de oxígeno en las aguas del fondo hasta niveles demasiado bajos como para mantener la vida de los organismos, provocando su muerte.

3.3. LEGISLACIÓN SOBRE LOS VERTIDOS DE NUTRIENTES

Como hemos visto, la política de control de la eutrofización se enfoca básicamente hacia la correcta gestión de las fuentes puntuales de nitrógeno y de fósforo en su

conjunto. Dentro de estas fuentes puntuales, merecen especial atención las EDAR. El principal criterio para el diseño de un sistema de tratamiento eficaz, ya sea por la construcción de una nueva instalación o por la modificación de una ya existente, son los límites establecidos para el vertido de contaminantes en los efluentes de las plantas depuradoras. A continuación se presenta la legislación vigente en materia de vertido de nutrientes en la Unión Europea, España y Cataluña.

3.3.1. Legislación en España y la Unión Europea

La legislación española en materia de vertidos de aguas residuales se plasma en la **Ley de aguas 29/1985**, de 2 de Agosto. En esta Ley se establecen las medidas para conseguir una mejor calidad de las aguas continentales. A efecto de la Ley de aguas, se consideran vertidos los que se realizan directa o indirectamente en los cauces, cualquiera que sea su naturaleza, así como los que se llevan a cabo en el subsuelo o sobre el terreno.

La vía reglamentaria por la que quedan concretadas las autorizaciones de vertido, las instalaciones de depuración necesarias, los elementos de control, los límites exigidos en la composición del efluente y el importe del canon de vertido, a las que hace referencia la Ley de aguas, queda recogida en el **Real Decreto 849/1986**, de 11 de Abril, por el que se aprueba el *Reglamento del Dominio Público Hidráulico* que desarrolla los Títulos I, IV, V, VI y VII de la Ley de Aguas.

En el anexo al Título IV de dicho Reglamento se establecen los valores límite de los parámetros característicos que se deben considerar, como mínimo, en la estima del tratamiento de vertido. Entre estos parámetros, aparecen los que interesan en este trabajo y que se presentan en la Tabla 3.2.

Como puede observarse en la Tabla 3.2, cuando el vertido se produce sobre medios sensibles a la eutrofización, como lagos o embalses, el límite se reduce significativamente para ambos nutrientes. Asimismo, cabe mencionar que en este *Real Decreto* se fijan los valores máximos para el vertido de nutrientes sin hacer referencia al número de habitantes equivalentes (hab-eq) tratados.

Las disposiciones legales que han aparecido con posterioridad a este Real Decreto 849/1986 se refieren a normas y medidas a tomar en relación con la autorización, la regulación y el control de los vertidos, pero no modifican los valores límite de los vertidos referenciados en la Tabla 3.2.

Tabla 3.2. Valores máximos admitidos para el vertido de nutrientes. Real Decreto 849/1986.

PARÁMETRO	Tabla 1	Tabla 2	Tabla 3
Amoníaco (mg N/l)	50	50	15
N-NO ₃ ⁻ (mg N/l)	20	12	10
NT en vertidos a lagos o embalses (mg N/l)	10	10	10
PT (mg P/l)	20	20	10
PT en vertidos a lagos o embalses (mg P/l)	0,5	0,5	0,5

En 1995, el **Real Decreto-Ley 11/1995**, de 28 de Diciembre, por el que se transpone al derecho interno español la Directiva 91/271/CEE, haciendo aparecer nuevos valores límites referentes al vertido de aguas residuales con presencia de nutrientes. Con la aprobación de este Real Decreto-Ley se asumen a escala nacional los límites de vertido para nutrientes establecidos por la Comunidad Europea.

La **Directiva 91/271/CEE** tiene por objeto presentar las medidas necesarias en el ámbito comunitario para la recogida, el tratamiento y el vertido de las aguas residuales urbanas, y de las aguas residuales procedentes de determinados sectores industriales. Todo esto con el único objetivo de proteger al medio ambiente de los efectos negativos de los vertidos incontrolados.

Esta Directiva, considera que el número de hab-eq tratados será un indicador de la urgencia del tratamiento. Asimismo, se considera que el medio ambiente, donde se verterán los efluentes de las plantas depuradoras, tienen unas zonas más susceptibles que otras a la presencia de nutrientes. Por lo tanto, hace necesaria la definición de esas zonas que califica como sensibles y, en su artículo 2, define una serie de conceptos entre los que destacan, para el objetivo que se persigue en este estudio, los siguientes:

-Aguas residuales urbanas: las aguas residuales domésticas o mezcla de las mismas con aguas residuales industriales y/o aguas de corriente pluvial.

-1 hab-eq (habitante-equivalente): la carga orgánica biodegradable correspondiente a una demanda bioquímica de oxígeno de cinco días (DBO₅) de 60 g de oxígeno por día.

-Tratamiento secundario: el tratamiento de aguas residuales urbanas mediante un proceso que incluya, por lo general, un tratamiento biológico con sedimentación secundaria, u otro proceso en el que se respeten los requisitos del cuadro 1 Anexo 1.

-Eutrofización: el aumento de nutrientes en el agua, especialmente de los compuestos de nitrógeno y fósforo, que provoca un crecimiento acelerado de algas y especies vegetales superiores, con el resultado de trastornos no deseados en el equilibrio entre organismos presentes en el agua y en la calidad del agua a la que afecta.

La Directiva Europea establece sus criterios de tratamiento y calidad teniendo en cuenta sobre todo dos conceptos: el *número de habitantes-equivalentes* que se tenga que tratar y la *sensibilidad de la zona* de vertido. Basándose en esto, establece fechas límite para que los estados miembros de la Comunidad sometan sus aguas residuales urbanas, antes de ser vertidas, a un tratamiento secundario o a un proceso semejante, según el número de habitantes equivalentes a tratar. La Tabla 3.3 presenta el Cuadro II de la Directiva del Consejo.

Asimismo, la Directiva establece los criterios por los que los Estados miembros debieron haber definido sus zonas sensibles a más tardar el 31 de diciembre de 1993. Estos criterios se establecen en el Anexo II de dicha Directiva, en el cual se considera como **zona sensible** al medio acuático que se encuentra dentro de los siguientes grupos:

- a) Lagos de agua dulce naturales, otros medios de agua dulce, estuarios y aguas costeras que sean eutróficos o que podrían llegar a serlo en un futuro próximo sino se adoptan medidas de protección. Entre estos se consideran los siguientes elementos a tener en cuenta, a la hora de decidir el nutriente que será reducido con un tratamiento adicional:
- i) Lagos y arroyos que desemboquen en lagos, embalses o bahías cerradas que tengan un intercambio de aguas escaso y en lo que, por lo tanto, pueden producirse una acumulación.
 - ii) Estuarios, bahías y otras aguas costeras que tengan un intercambio escaso o que reciban gran cantidad de nutrientes.
- b) Aguas dulces de superficie destinadas a la obtención de agua potable que podrían contener una concentración de nitratos superior a la que establecen las disposiciones pertinentes de la Directiva 75/440/CEE del Consejo, de 16 de junio de 1975, relativa a la calidad requerida para las aguas superficiales destinadas a la producción de agua potable en los Estados miembros, sí no se toman medidas de protección.
- c) Zonas en las que sea necesario un tratamiento adicional al establecido en el artículo 4 para cumplir las directivas del Consejo.

Tabla 3. 3. Requisitos para los vertidos procedentes de instalaciones de tratamiento de ARU realizados en zonas sensibles propensas a eutrofización y definidas en la Directiva 91/271.

Parámetro	Concentración	Porcentaje mínimo de reducción ⁽¹⁾
Fósforo total (de 10 000 a 100 000 hab-eq)	2 mg P/l	80
Fósforo total (> 100,000 hab-eq)	1 mg P/l	80
Nitrógeno Total ⁽²⁾ (de 10 000 a 100 000 hab-eq)	15 mg N/l	70-80
Nitrógeno Total ⁽²⁾ (> 100,000 hab-eq)	10 mg N/l	70-80

(1) Reducción relacionada con la carga de caudal de entrada

(2) Nitrógeno Total equivale a la suma de Nitrógeno Kjeldahl total (N-org + N-NH₄⁺), nitrógeno en forma de nitrato (N-NO₃⁻) y nitrógeno en forma de nitrito (N-NO₂⁻).

Una vez determinadas las zonas sensibles en cada Estado miembro, la Directiva establece que, a más tardar el 31 de diciembre de 1998, los Estados miembros debieron haber resuelto un tratamiento más riguroso de sus ARU que el descrito en su artículo 4, siempre y cuando se trate de vertidos procedentes de aglomeraciones urbanas que representen **más de 10,000 hab-eq**.

Los vertidos realizados en zonas sensibles tienen asimismo que cumplir con los requisitos presentados en el Cuadro II (Anexo I) de la Directiva, que hacen referencia a la concentración máxima y al porcentaje mínimo de reducción admitidos para los parámetros de PT y NT. Además de cumplir con los requisitos presentados en el Cuadro I, del mismo Anexo, referentes a la DBO₅, la DQO y la MES.

Cabe hacer notar, que la Directiva considera que los vertidos procedentes de aglomeraciones urbanas pequeñas (menores de 10,000 hab-eq) tienen normalmente poca importancia en dichas zonas sensibles, por lo que sólo habla de tratamiento riguroso para las grandes aglomeraciones.

• 3.3.2. Legislación en Cataluña

La administración hidráulica catalana establece un marco de protección de las aguas continentales (superficiales, subterráneas y litorales) con el fin de garantizar una gestión equilibrada e integradora del dominio público hidráulico, paliar déficits y desequilibrios y prevenir el deterioro de las aguas promoviendo un uso sostenible de los recursos hídricos y respetuoso con el medio ambiente. Las competencias en materia hidráulica de la Generalidad de Cataluña las ejerce la Agencia Catalana del Agua (ACA, 2001), una entidad de derecho público adscrita al Departamento de Medio Ambiente cuyo objetivo es la gestión integral del ciclo del agua. La Agencia Catalana del Agua (ACA) fue creada por la Ley catalana 25/1998, de 31 de diciembre.

Las competencias del ACA son:

- En el ámbito de las cuencas internas de Cataluña, corresponde a esta entidad elaborar y revisar los planes, los programas y los proyectos hidrológicos y realizar un seguimiento, administrar y controlar los aprovechamientos hidráulicos y los aspectos cualitativos y cuantitativos de las aguas y del dominio público hidráulico en general, incluido el otorgamiento de las autorizaciones y de las concesiones.
- En relación con las partes del territorio que corresponden a cuencas hidrográficas compartidas con otras comunidades autónomas, administrar y controlar los aprovechamientos hidráulicos, ejercer la función ejecutiva de policía del dominio público hidráulico y tramitar los expedientes que se refieren a este dominio, salvo el otorgamiento de concesiones de agua.
- La promoción, la construcción, la explotación y el mantenimiento de las obras hidráulicas de competencia de la Generalidad de Cataluña.
- El control, la vigilancia y la inspección de la red básica Ter-Llobregat y de otras instalaciones hidráulicas que se le encarguen.
- La intervención administrativa y el censo de los aprovechamientos de las aguas superficiales y subterráneas existentes y de los vertidos que puedan afectar a las aguas superficiales, subterráneas y marítimas.
- El control de la calidad de las playas y de las aguas en general.
- El control de la contaminación de las aguas mediante la aplicación de un enfoque combinado, utilizando un control de la contaminación en la fuente basado en la fijación de valores límite de emisión y de objetivos de calidad del medio receptor.
- La gestión, recaudación, administración y distribución de los recursos económicos que le atribuye dicha ley y la elaboración de su presupuesto.

- La acción concertada y, si procede, la coordinación de las actuaciones de las administraciones competentes en materia de abastecimiento y saneamiento en el territorio de Cataluña.
- La promoción de entidades y de asociaciones vinculadas al agua y el fomento de sus actividades.
- La obtención de la información necesaria sobre las personas físicas y jurídicas, públicas o privadas, para el ejercicio de las competencias que se le atribuyen.
- La ordenación de los servicios de abastecimiento en alta y de saneamiento.
- La propuesta al Gobierno de establecer limitaciones en el uso de las zonas inundables que se estiman necesarias para garantizar la seguridad de las personas y de los bienes.
- Las funciones y las atribuciones que la legislación general otorga a los organismos de cuenca en los términos que establece la Ley.

La **Ley 6/1999**, de 12 de julio, tiene por objeto ordenar las competencias de la Generalidad y las de los entes locales en materia de aguas y obras hidráulicas. Asimismo, regula en el ámbito de dichas competencias, la organización y el funcionamiento de la Administración hidráulica en Cataluña, a través de una actuación descentralizadora, coordinadora e integradora que debe comprender la preservación, la protección y la mejora del medio, y establecer un nuevo régimen de planificación del ciclo hidrológico.

Los límites que deben cumplir los vertidos procedentes de Instalaciones de tratamiento de ARU, son regulados por el ACA a través del **Real Decreto Ley 11/95** que se basa en la Directiva del Consejo 91/271.

3.4. CARACTERIZACIÓN ESPECÍFICA DE LA MATERIA ORGÁNICA EN LAS ARU PARA LA OPTIMIZACIÓN DE LOS PROCESOS DE ELIMINACIÓN BIOLÓGICA DE NUTRIENTES

El desarrollo significativo de los procesos de fangos activados para el tratamiento del agua residual urbana comenzó a principios de 1970. Los sistemas biológicos enfocados a la eliminación de la materia orgánica carbónica, se extendieron hasta incluir los procesos de nitrificación, desnitrificación y eliminación biológica incrementada de fósforo (EBIF). Esos nuevos objetivos de depuración impulsaron el desarrollo de ampliaciones y modificaciones en la configuración de los sistemas de tratamiento. En los nuevos requerimientos de depuración, no sólo la configuración y la operación de los sistemas aumentaron en complejidad sino que también se incrementó el número de procesos biológicos y parámetros de diseño involucrados (Wentzel *et al.*, 1992). Asimismo, se necesita una caracterización más profunda del agua residual afluyente con el fin de determinar su idoneidad para obtener la calidad buscada en el efluente y como exigencia para el control, optimización y desarrollo de nuevos procesos de tratamiento.

La calidad de un efluente se define basándose en los límites de vertido que deben cumplir los diferentes parámetros de control de un proceso de tratamiento. Para conseguir la calidad efluente deseada, en materia 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 en las cinéticas de desnitrificación (DN) y de liberación de fósforo (LP). Más aún, en la investigación se han logrado avances en el fraccionamiento de la MO y en la identificación de la función de cada uno de sus componentes.

En esta revisión bibliográfica se describen los componentes más importantes que forman parte de la caracterización de la materia orgánica y algunos de los métodos que se han desarrollado para determinarlos.

3.4.1. Componentes de la DQO fraccionada

Los procesos de depuración biológica de aguas residuales, y en particular de eliminación biológica de nutrientes dependen de los diferentes componentes de la MO. Así, la DQO fácilmente biodegradable se utiliza como fuente de carbono en la DN; los AGV se requieren 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. Éstas son algunas muestras de la importancia de las fracciones de la DQO en el tratamiento biológico y de la necesidad creciente de la caracterización de estas fracciones.

La MO puede ser caracterizada en sus diferentes fracciones en función de sus diferentes velocidades de biodegradación. El fraccionamiento de la DQO se incorpora por primera vez en el modelo general para procesos de fangos activados presentado por Dold *et al.* (1980), llamado el **modelo del biosubstrato**. Según este modelo, la DQO quedaba dividida como se muestra en la Figura 3.1.

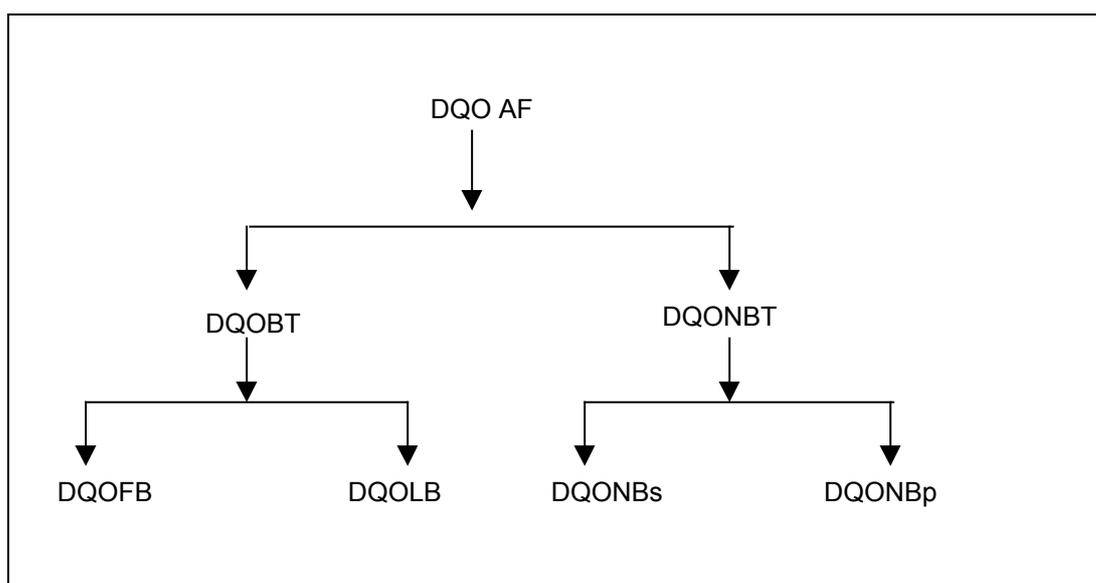


Figura 3.1. Fraccionamiento de la DQO afluente según Dold *et al.* (1980).

Esta figura muestra que la DQO afluente (DQO AF) tiene dos componentes principales: la DQO biodegradable total (DQOBT) y la DQO no biodegradable total

(DQONBT). La fracción inerte se puede dividir a su vez en DQO no biodegradable soluble (DQONBs) y en DQO no biodegradable particulada (DQONBp). La fracción soluble inerte puede salir del sistema sin tomar parte en las reacciones bioquímicas del reactor, mientras que la DQO particulada inerte queda atrapada y acumulada en el fango activado, y sale del sistema a través de la purga de fangos (Orhon y Artan, 1994).

La parte más útil de la DQO para el diseño, control y modelización de los procesos de fangos activados con eliminación de nutrientes ha sido por tradición la DQOBT. En el modelo de Dold *et al.* (1980), ésta parte queda subdividida en dos componentes o substratos principales que son la DQO fácilmente biodegradable (DQOFB) y la DQO lentamente biodegradable (DQOLB). Esta subdivisión se hizo basándose en observaciones experimentales que mostraban una diferencia clara y significativa, de aproximadamente un orden de magnitud, entre las velocidades de biodegradación de las dos fracciones. No obstante, en este primer intento de caracterización de la DQO AF se aceptaba que cada una de las dos subdivisiones de la DQOBT podría a su vez contener fracciones con distintas velocidades de biodegradación, pero no se consideraron como significativas en comparación con las fracciones principales (Orhon y Artan, 1994).

En el modelo de fangos activados No. 1 (ASM1) presentado por el grupo de trabajo de modelización de la IAWQ (Henze *et al.*, 1987), el fraccionamiento del ARU tiene en cuenta la existencia de estas velocidades de biodegradación menores dentro de la DQOBT. De esta manera, el esquema anterior se modifica para la DQOBT, quedando dividida en tres componentes en vez de dos, como aparece en la Figura 3.2. La principal diferencia entre los tres componentes de la DQOLB es la velocidad a la cual se degradan. Estas velocidades se han podido determinar por diferentes métodos que se describirán posteriormente.

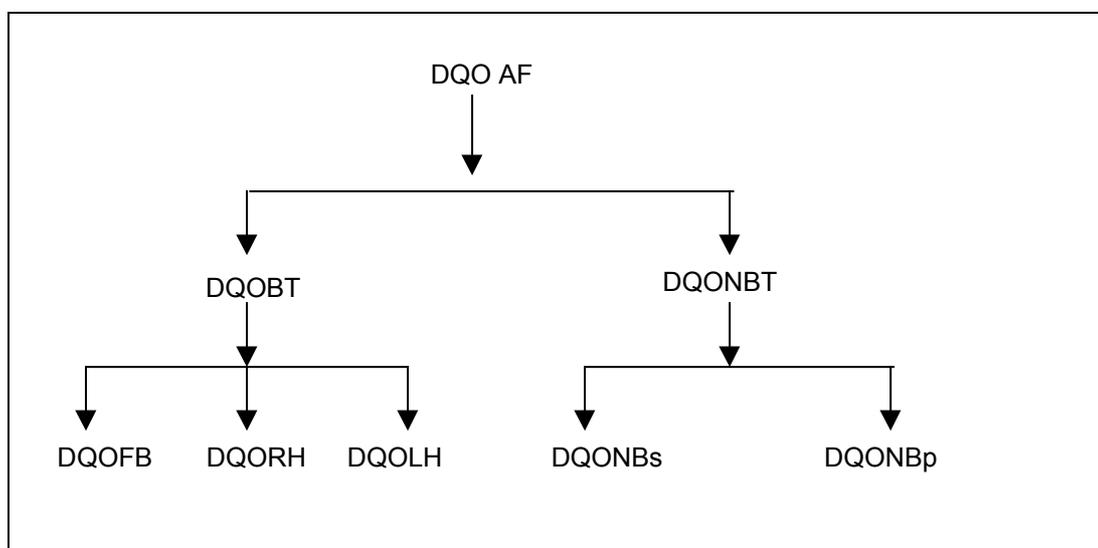


Figura 3. 2. Fraccionamiento de la DQO AF según Henze *et al.* (1992).

La fracción de DQOLB, originalmente definida como materia orgánica particulada en el modelo propuesto por Dold *et al.* (1980), cubre ahora un amplio rango de tamaños de partículas, desde solubles hasta coloidales, y partículas orgánicas de estructura compleja. Por lo tanto, cabe esperar que la hidrólisis sea el paso limitante para 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 pasar a través de la pared celular ya que necesitan sufrir una hidrólisis antes de su absorción (Orhon y Artan, 1994).

La DQOLB representa generalmente un 40-60% de la DQO de un ARU bruta. Los porcentajes de la DQOBT de un ARU bruta varían entre 75-85% y los de un ARU sedimentada varían entre 80-95% (Ekama y Marais *et al.*, 1984). Por lo tanto, esta fracción tendrá, teóricamente, diferentes velocidades de hidrólisis que deberían ser consideradas para que su caracterización se ajuste a la realidad. Todas estas observaciones contribuyeron al nuevo fraccionamiento de la DQOLB en dos componentes: la DQO rápidamente hidrolizable (DQORH) y la DQO lentamente hidrolizable (DQOLH).

Los compuestos orgánicos rápidamente hidrolizables son solubles y forman un 15-25% de la DQO total (DQOT) en el ARU bruta. Su hidrólisis bajo condiciones aeróbicas es rápida y se finaliza generalmente en 5 horas; por ello, el sistema de alcantarillado puede influir considerablemente en esta fracción (Henze *et al.*, 1992). El resto de la fracción lentamente biodegradable es particulado y tiene una hidrólisis más lenta.

A pesar de las consideraciones anteriores, no existen aún suficientes datos experimentales que permitan establecer métodos de caracterización fiables de las velocidades de hidrólisis de cada uno de los componentes de la DQOLB (Orhon y Artan, 1994). Por lo tanto, los investigadores han decidido seguir considerando a esta fracción de la DQOBT como un solo componente por lo que el fraccionamiento de la DQO más aceptado es finalmente el que se indicó en la Figura 3.1.

La DQOFB esta formada por compuestos solubles, tales como AGV, carbohidratos simples, alcoholes y aminoácidos, los cuales pueden directamente absorberse por síntesis. Los AGV, en especial el ácido acético, son responsables de la mayor parte de esta fracción. La fracción fácilmente biodegradable es básicamente del 8 al 25% del total de la DQO en el ARU bruta y del 10 al 35% del total de un ARU sedimentada (Ekama y Marais *et al.*, 1984). La Tabla 3.4 muestra una estimación hecha por Henze *et al.* (1992) para las concentraciones típicas de los componentes de la DQOFB en un agua residual bruta con una DQO AF de 400 mg/l.

Tabla 3.4. Composición típica de la DQOFB en un ARU bruta (Henze *et al.*, 1992).

Componente	DQO (mg/l)
Ácido acético	25
AGV de cadena más larga	10
Alcoholes (metanol, etanol)	5
Aminoácidos	10
Carbohidratos simples	10

3.4.2. Metodologías para la determinación de la DQOFB

Esta fracción de la materia orgánica puede ser metabolizada a alta velocidad en condiciones aeróbicas y anóxicas (Henze *et al.*, 1992). Esta consideración es importante a la hora de evaluar lo que esta fracción puede disminuir durante su transporte aeróbico por las alcantarillas (Sollfrank y Gujer, 1991).

La DQOFB ha sido considerada de importancia fundamental en el diseño y operación de sistemas de eliminación de N y P (Siebritz *et al.*, 1983; Wentzel *et al.*, 1990; Pitman, 1991; Tasli *et al.*, 1999). El grado de eliminación de estos dos nutrientes depende altamente del grado de concentración de la fracción fácilmente biodegradable. Los métodos propuestos para la determinación de la DQOFB se pueden dividir en dos tipos, los *métodos físicos* y los *métodos biológicos*.

Métodos físicos

Los métodos físicos se basan en considerar que la diferente respuesta biocinética del fango activado a la DQOFB y a la DQOLB, se debe al **tamaño de las moléculas**. De esta manera, la DQOFB estará formada por moléculas relativamente pequeñas que serán fácilmente transportadas dentro de las células microbianas, mientras que la DQOLB comprenderá 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 separación física de las dos fracciones de la DQOBT, se han propuesto y aplicado 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.*, 1994). En la evaluación que hizo Dold *et al.* (1980) sobre el uso de distintos tamaños de poro, encontró que los **filtros de 0,45 µm** dejan pasar una porción de material coloidal, ocasionando una sobreestimación de la concentración de DQOFB en el ARU estudiada. Para solucionar este problema, Mamais *et al.* (1993) investigó la floculación del material coloidal de la DQOLB, antes de filtrar el agua residual a través de los filtros de 0,45 µm. En este método, una muestra de ARU es floculada con una solución de sulfato de zinc a pH 10,5, y el sobrenadante es filtrado a través de membranas de 0,45 µm. Esta operación producirá un afluente filtrado, caracterizado por la ausencia de material coloidal, en el que se encontrará material orgánico *verdaderamente soluble*. Ekama *et al.* (1984) propusieron que la DQOFB de un afluente estuviera relacionada con su DQO verdaderamente soluble (DQOvs) por la siguiente ecuación:

$$DQOFB = DQOvs - DQONBs \quad (3-1)$$

Todos los métodos de filtración aplicados a las ARU permiten que tanto el material biodegradable soluble como el no biodegradable soluble pasen a través del filtro. Por lo tanto, la fracción no biodegradable tiene que ser cuantificada por separado y sustraída de la DQO del filtrado para obtener la fracción correspondiente a la fácilmente biodegradable. En los métodos de Mamais *et al.* (1993) y de Ekama *et al.* (1984), se supone que la DQONBs del afluente es igual a la DQOvs (es decir no coloidal) del efluente de una planta de ARU con una edad de fango **mayor a 3 días**. Por lo tanto, cuando el agua residual estudiada está siendo ya tratada en una planta de fango activado (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 del efluente de un sistema de fango

activado se puede obtener tras 24 horas de aireación de un reactor alimentado con el afluente estudiado. En este caso, el fango activado deberá estar aclimatado 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 hacer notar que la edad del fango requerida habrá de asegurar la presencia de microorganismos autótrofos encargados de la eliminación de N-NH_4^+ del agua residual.

Por otro lado, Torrijos *et al.* (1994) hicieron un amplio estudio acerca de las características del agua residual domestica y encontraron que filtros con tamaño de poro de $0,1 \mu\text{m}$ dan una estimación real de la DQOFB sin necesidad de aplicar la prefloculación (Wentzel *et al.*, 1995).

Métodos biológicos

La distinción entre la DQOFB y la DQOLB obtenida con estos métodos se basa en una respuesta biológica más que en separación física. Los métodos biológicos miden la velocidad de utilización de oxígeno (OUR) o la velocidad de utilización de nitrato (NUR). La fracción fácilmente biodegradable del afluente está relacionada con el oxígeno utilizado en el consumo de esta DQO. La medida de la OUR fue descrita originalmente por Ekama y Marais (1977) y desarrollada por Sollfrank y Gujer (1991), Kappeler y Gujer (1992) y por Wentzel *et al.* (1995). 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 reportadas en Nicholls *et al.* (1985) y Ekama *et al.* (1986). Dos de estas configuraciones básicas permiten además la determinación de la velocidad máxima de crecimiento específico ($\hat{\mu}_H$) de los microorganismos heterótrofos (Tabla 3.5).

Tabla 3.5. Configuraciones básicas de los métodos biológicos para la determinación de la DQOFB y la $\hat{\mu}_H$ (Ekama *et al.*, 1986).

Método	Estimación de DQOFB	Estimación de $\hat{\mu}_H$
Aeróbico Continuo	Sí	No
Aeróbico Discontinuo	Sí	Sí
Anóxico Discontinuo	Sí	Sí

El **método aeróbico continuo** requiere la determinación de la OUR en una planta piloto que contenga un fango activado con una corta edad (2 ó 3 días) completamente mezclado en condiciones aeróbicas y con recirculación de fango. El fango es sometido a 12 horas de alimentación continua y 12 horas sin alimentación; la velocidad de utilización de oxígeno es medida a lo largo de todo este tiempo. En el momento en que la alimentación se interrumpe, la OUR baja en picado para después permanecer casi constante durante un período de tiempo corto, antes de decrecer hasta la velocidad asociada con la respiración endógena. La caída en picado de la OUR es proporcional a la concentración de la DQOFB.

La constante de velocidad de crecimiento específico heterótrofo obtenida en esta prueba es muy alta debido al contenido de DQOFB aportado por el afluente y el obtenido también por la hidrólisis rápida de una parte de la DQOLB. En consecuencia la DQOFB del efluente es cercana a cero y la OUR es fijada por la velocidad de suministro de DQOFB del afluente. Cuando cesa la alimentación la OUR cae inmediatamente al valor fijado por la velocidad de hidrólisis de la DQOLH.

El **método aeróbico discontinuo** es el método más utilizado por los investigadores. En este método el reactor es más simple y sólo hay que realizar la mezcla entre un volumen seleccionado de agua residual urbana (V_{ARU}), con concentración de DQO conocida y un volumen de líquido mezcla (V_{LM}), con 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 que tarda la DQOFB en consumirse en esta prueba (Ekama *et al.*, 1986).

Entre las diferentes fuentes de procedencia del fango activado indicadas en la bibliografía, tenemos principalmente las siguientes:

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

Para llevar a cabo una estimación correcta de la DQOFB (e incluso de la \hat{u}_H) hay varias consideraciones que deben tenerse en cuenta. La importancia relativa de cada consideración variará con la fuente de procedencia del fango utilizado en la prueba. Estas consideraciones son las siguientes:

a) Cálculo de la carga másica

El contenido entre la masa de DQO y la masa de MESV (mg DQO/mg MESV) de un sistema de fangos activados, se conoce como carga másica (F/M) y su magnitud es 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 aquí, la OUR decrecerá rápidamente hasta alcanzar un segundo nivel constante y más bajo. 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 3.3, muestra el comportamiento de la OUR cuando se ha hecho una correcta elección de la F/M. La magnitud del *área 1* de esta curva es una función de la masa de DQOFB de la muestra.

Si, por el contrario, la F/M elegida es demasiado pequeña, se obtendrá una forma del gráfico 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 poder establecer con claridad el momento en que la DQOFB es completamente consumida (Figura 3.4).

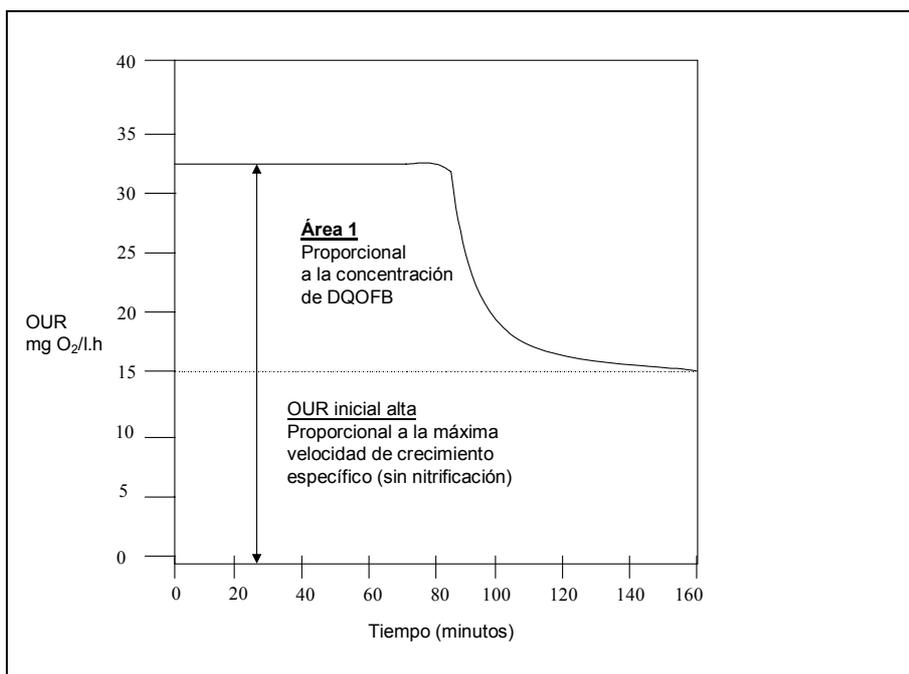


Figura 3.3. Ejemplo de la respuesta de la OUR en un ensayo discontinuo aeróbico utilizado en la determinación de la DQOFB, Ekama *et al.* (1986).

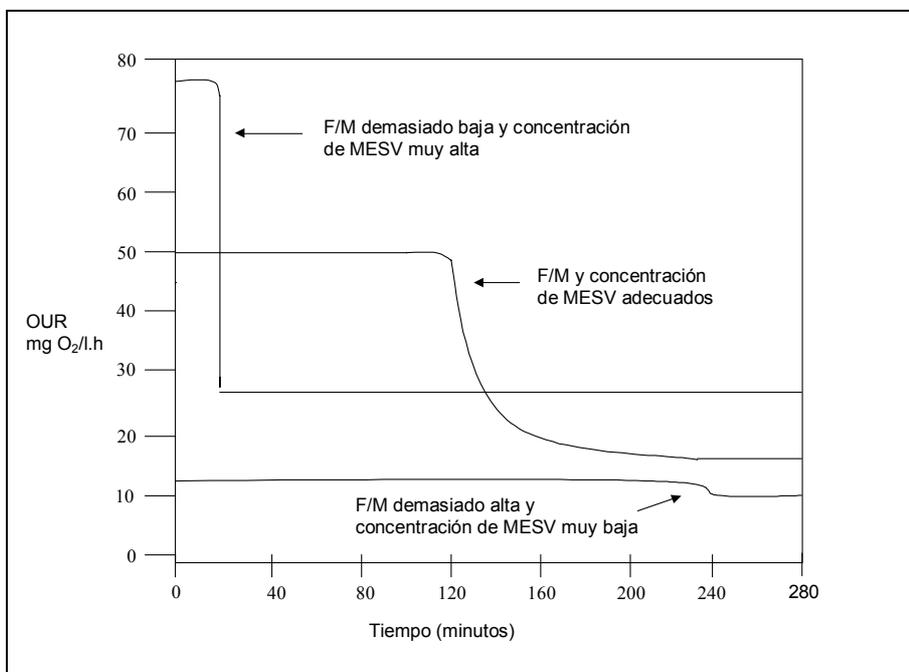


Figura 3.4. Efecto de diferentes selecciones de F/M en la OUR, Ekama *et al.* (1986).

Como se menciona anteriormente, el cambio en la OUR se manifiesta, idealmente, hacia el segundo nivel entre 1 y 3 horas 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).

Es decir:

$$F/M = (1,0 \text{ a } 1,5)(f_{av}) \quad (\text{mg DQO/mg MESV}) \quad (3-2)$$

La fracción activa de la MESV es una función de la edad celular del fango activado (θc) del LM utilizado en esta prueba y puede ser estimada aproximadamente de la manera siguiente:

$$f_{av} = 1.41(\theta c)^{-0.53} \quad \text{para un ARU no sedimentada y}$$

$$f_{av} = 1.57(\theta c)^{-0.43} \quad \text{para un ARU sedimentada}$$

Observando las ecuaciones anteriores se podría considerar, 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 de 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 (Wentzel *et al.*, 1995). 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 oxígeno consumido por los microorganismos que utilizan efectivamente el carbono orgánico del medio para crecer. Si la fuente del LM para el ensayo discontinuo proviene de un sistema con capacidad nitrificante, entonces la OUR reflejara la suma de los requerimientos de OD en 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 su valor 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{u}_H , ya que incrementará la altura inicial de la OUR del ensayo discontinuo. Hay que recordar que la velocidad máxima de crecimiento específico heterótrofo se calcula a partir de la altura inicial de la OUR (ver Figura 3.3). En cualquier caso, evitar el proceso de nitrificación es la mejor medida a tomar para que el ensayo discontinuo aeróbico se realice sin contratiempos.

El proceso de nitrificación puede evitarse de dos maneras:

- I. Añadiendo en el LM 20 mg de thio-urea por litro final de mezcla en el ensayo discontinuo; el LM con el inhibidor se agita durante 5 minutos antes de agregarle el agua residual.
- II. Utilizando un fango aclimatado y con un tiempo de retención celular tal que no contenga microorganismos autótrofos.

c) **Aclimatación del fango activado utilizado**

El fango activado obtenido para la prueba debe ser 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 optima para estimar correctamente la DQOFB del agua. Por ejemplo, se ha observado que a menos que el fango haya sido inoculado con acetato y glucosa por varios días, este no podrá metabolizarlo. Más aún, si se requiere estimar la \hat{u}_H se necesitara aclimatar el fango a los patrones de alimentación y de configuración de la planta precedente. Esta última aclimatación lleva más tiempo que la aclimatación del fango al tipo de alimentación. Asimismo, se recomienda un tiempo de aclimatación de dos veces la edad del fango utilizado en el ensayo.

El **método anóxico discontinuo** tiene la misma base experimental que el ensayo discontinuo aeróbico descrita anteriormente. La única diferencia es que, en vez de airear y registrar la OUR al inicio de la prueba, se le agrega una concentración de nitrato que será evaluada durante un período de 4 ó 5 horas. En ausencia de OD, el nitrato hará la función de aceptor de electrones. Por lo tanto, en la prueba discontinuo anóxica, la concentración de nitrato decrecerá rápidamente a una velocidad constante, reflejando la velocidad de asimilación de la DQOFB, así como la velocidad de hidrólisis de la DQOLB. Esta rápida velocidad de desnitrificación es análoga a la OUR inicial alta que muestra el primer nivel de la Figura 3.3. La disminución del nitrato es lineal, es decir, la velocidad de desnitrificación es constante, debido a que la concentración de DQOFB es tan alta que la velocidad de crecimiento de los heterótrofos esta en el máximo (\hat{u}_H), en concordancia con la cinética de Monod. Una vez que la DQOFB del afluente ha disminuido, la velocidad de desnitrificación se reduce a la velocidad de utilización de la DQOFB generada por hidrólisis de la DQO biodegradable particulada. Aquí la velocidad de desnitrificación es más lenta y análoga al segundo nivel mostrado en la Figura 3.3 del ensayo aeróbico discontinuo.

La respuesta de la concentración de nitrato en el ensayo anóxico discontinuo se muestra en la Figura 3.5. En esta figura se pueden observar 3 diferentes velocidades de desnitrificación en el proceso de fangos activados que fueron propuestas por Stern y Marais (1974). La primera esta relacionado con la DQOFB, la segunda con la DQOLB y la tercera con la DQO generada por la vía de la respiración endógena. Nicholls *et al.* (1985) y Ekama *et al.* (1986) explican con detalle el cálculo de la DQOFB a partir de la extrapolación de la segunda velocidad de desnitrificación hasta su intersección en el eje Y.

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

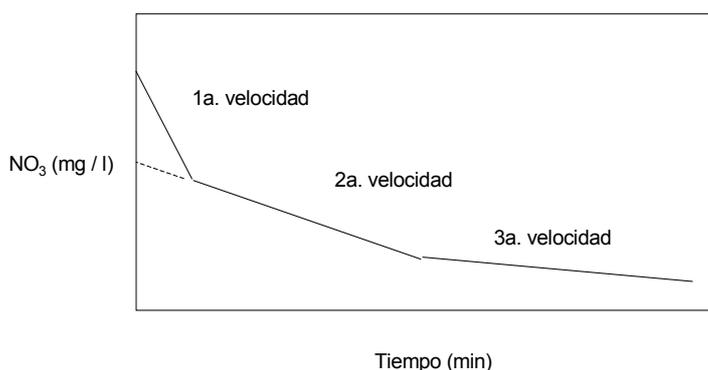


Figura 3.5. Velocidades de desnitrificación en el ensayo anóxico discontinuo.

Las diferentes fuentes de procedencia del fango activado presentan diversos inconvenientes de operación y mantenimiento de las plantas piloto construidas expresamente para aclimatar el fango (Nicholls *et al.*, 1985; Xu y Hasselblad, 1996, Goel *et al.*, 1998) o generarlo (Mino *et al.*, 1995). Además, el fango obtenido de una planta a escala real (Nicholls *et al.*, 1985, Kappelar y Gujer, 1992; Sanpedro, *et al.*, 1994; Spanjers *et al.*, 1995) tiene el inconveniente de que necesita una evaluación extensiva con el fin de saber que tipo de aclimatación necesita en cuanto al tipo de alimentación, el TRS, la carga másica utilizada y los patrones de configuración de la planta de procedencia.

Debido a todos los inconvenientes que plantea el uso del líquido mezcla proveniente de una planta de tratamiento (real o piloto), otros investigadores han ideado soluciones para prescindir del uso de fango activado aclimatado en la prueba OUR. Se han ideado métodos en donde la MESV de la propia agua residual bruta sirven de inóculo para llevar a cabo las funciones de asimilación de oxígeno (Wentzel *et al.*, 1995). Otros autores han publicado la medida directa de las velocidades de respiración en planta real (Witteborg *et al.*, 1996).

3.4.3. Metodologías para la determinación de la DQOLB

Los métodos experimentales para la determinación de 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 el de la NUR (Ekama *et al.*, 1986), aunque este último es de más difícil aplicación. Las descripciones detalladas de estos métodos biológicos aplicados a la fracción lentamente biodegradable se encuentran en las referencias mencionadas en esta redacción.

Más recientemente, algunos otros investigadores han utilizado estos métodos y los han desarrollado para determinar la DQOLB en aguas residuales sintéticas o reales (Sanpedro *et al.*, 1994; Spanjers *et al.*, 1994; Mino *et al.*, 1995 y Goel *et al.*, 1998). Entre estos avances podemos encontrar un método de determinación anaerobia de la hidrólisis de la DQOLB (Mino *et al.*, 1995).

Tabla 3.6. Métodos de estimación de las fracciones integrantes de la DQO AF (actualizado a partir de Henze *et al.*, 1992).

Fracción Orgánica	Métodos aplicados	Referencia
DQOBT	Discontinuo OUR	Park <i>et al.</i> (1997)
DQOFB	Continuo OUR	Ekama y Marais, (1977) Nicholls <i>et al.</i> (1985) Sollfrank y Gujer, (1991) Kappeler y Gujer, (1992)
	Discontinuo OUR	Ekama <i>et al.</i> (1986) Kappeler y Gujer, (1992) Kristensen <i>et al.</i> (1992) Goel <i>et al.</i> (1998)
	Discontinuo NUR	Ekama <i>et al.</i> (1986) Kristensen <i>et al.</i> (1992)
	Compuestos específicos + MW	Henze <i>et al.</i> 1992
	Single-OUR (discontinuo)	Xu <i>et al.</i> (1996)
DQOLB	Medida directa en planta real	Witteborg <i>et al.</i> (1996)
Rápidamente hidrolizable	Discontinuo OUR	Dold <i>et al.</i> (1980) Sanpedro <i>et al.</i> (1995) Goel <i>et al.</i> (1998)
	Continuo OUR	Sollfrank y Gunjer, (1991)
	Discontinuo NUR	Henze <i>et al.</i> (1992)
Lentamente hidrolizable	Discontinuo anóxico, aeróbico y anaeróbico	Mino <i>et al.</i> (1995)
	Continuo OUR	Ekama <i>et al.</i> (1986)
	Discontinuo OUR	Kappeler y Gujer, (1992) Sanpedro <i>et al.</i> (1995) Goel <i>et al.</i> (1998)
	Discontinuo NUR	Henze <i>et al.</i> (1992)
	Calculado de balance másico	Henze <i>et al.</i> (1987)
	Cálculo por diferencia	Park <i>et al.</i> (1997)
	Discontinuo anóxico, aeróbico y anaeróbico	Mino <i>et al.</i> (1995)
Soluble inerte	Discontinuo	Henze <i>et al.</i> (1987)
	Discontinuo/Continuo	Germirli <i>et al.</i> (1991)
	Discontinuo/Continuo	Sollfrank <i>et al.</i> (1992)
	Discontinuo	Boero <i>et al.</i> (1991)
	Discontinuo	Chudoba, (1985)
	Continuo	Ekama <i>et al.</i> (1986)
Suspendidos inertes	Discontinuo	Lesouf <i>et al.</i> (1992)
	Calibrado con lodo producido	Henze <i>et al.</i> (1987)
	Discontinuo	Kappeler y Gujer, (1992) Lesouef <i>et al.</i> (1992)
	Continuo + modelo de cálculo	Ekama <i>et al.</i> (1986)

La mayoría de las metodologías utilizadas por estos autores tienen en común los siguientes aspectos:

1. Prueba discontinua con determinación de la OUR
2. Fango activado obtenido de una planta de tratamiento de ARU real
3. Fango aclimatado al tipo de alimentación en una planta piloto
4. TRC = 10 días
5. El almidón es utilizado como el substrato característico de la DQOLB

Por su parte Mino *et al.*, (1995) investigaron las velocidades de hidrólisis de la DQOLB en condiciones aeróbicas, anóxicas y anaeróbicas y en diferentes actividades biológicas: un tipo de enzima pura, dos cultivos puros de bacterias y el 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 tiene 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, en muchos trabajos se tiende 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 entre las fracciones experimentales correspondientes a la DQOBT y a la DQOFB (Park *et al.*, 1997).

La Tabla 3.6 presenta un resumen de las técnicas indicadas en la bibliografía para determinar cada una de las fracciones de la DQO AF y que, en su mayoría, han sido ya mencionadas.

3.4.4. Metodología para la obtención de la DQOBT.

La DQOBT se puede determinar usando el concepto desarrollado por Mullis y Shroeder (1971) y que se refiere a la demanda de oxígeno total (T_bOD). Este concepto considera que los materiales orgánicos particulados se hidrolizan cuando el proceso de oxidación biológica se completa (generalmente después de 24 h). Por lo tanto, la T_bOD es conceptualmente igual a la DQOBT, que incluye a la DQOFB y a la DQOLB. De acuerdo a Park *et al.* (1997), la T_bOD puede ser determinada en pruebas en discontinuo. Esta prueba puede llevarse a cabo bajo 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; la prueba para cada muestra consistió en mezclar un volumen de ARU con un volumen de fango activado aclimatado. Los volúmenes de agua residual y de fango de la mezcla realizada se calcularon de acuerdo a la F/M correspondiente a cada planta de tratamiento; la mezcla se colocó en un reactor y se mantuvo aireada a 2 mg O_2/l durante 24 horas.

Los ensayos de DQO que es necesario llevar a cabo para realizar la estimación de la T_bOD son los siguientes:

- a) DQO AF
- b) DQOs del afluente
- c) DQO de la mezcla inicial (al inicio del ensayo)

- d) DQOs de la mezcla inicial (al inicio del ensayo)
- e) DQOs de la mezcla final (al finalizar las 24 horas que dura el ensayo)

La estimación de la DQOBT permite hallar la DQOLB del agua residual estudiada (Ecuación 3.3), aunque primero hay que realizar la estimación de la DQOFB. Park *et al.* (1997) utilizan el método de Mamais *et al.* (1993) para determinar esta fracción.

$$DQOBT = DQOFB + DQOLB \quad (3-3)$$

Asimismo, utilizando los datos dados de estos ensayos es posible estimar también los valores de la DQONBs y la DQONBp. Los cálculos relacionados con cada una de estas estimaciones se pueden encontrar en la referencia de Park *et al.* (1997), mencionada anteriormente.

3.4.5. Potencial de ácidos grasos volátiles

La mayoría de las fuentes de carbono fácilmente biodegradable en el ARU son AGV, de los cuales el ácido acético es el que se encuentra en mayor proporción. Los AGV han sido calificados como el principal sustrato de los organismos acumuladores de fósforo (OAF) (Fuhs y Chen, 1975; Wentzel *et al.*, 1991). Asimismo, la cantidad de AGV presentes en estado anaerobio es un parámetro crítico del proceso de EBIF (Abu-ghararah y Randall, 1991).

Normalmente, la concentración de AGV presente en un ARU no sedimentada es una pequeña fracción de la DQO, aproximadamente un 5-10% (Henze *et al.*, 1995b). Sin embargo, hay por lo menos un 10-15% adicional de DQOFB que puede ser fermentada en el afluente para generar AGV y otros productos de fermentación (Christensson *et al.*, 1997). La cantidad real de AGV que estará 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 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).

Durante el transporte del ARU por las alcantarillas, las bacterias que crecen adheridas a las paredes del sistema de drenaje pueden llevar a cabo la fermentación ácida del ARU. 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 por gravedad, el consumo de compuestos orgánicos disueltos puede ser considerable (Raunkjær *et al.*, 1995). En colectores de flujo a presión se observa normalmente una producción neta de AGV. Sin embargo, Hviteved-Jacobsen *et al.*, (1995) han observado una disminución considerable de esta producción durante las horas de baja carga de materia orgánica soluble, en períodos de bajas temperaturas y a entrada del ARU, donde la concentración de OD es mas elevada.

Además de los AGV del ARU, producidos por fermentación durante su transporte, 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 esté entre 1 y 2 horas (Lie y Welander, 1997).

La cantidad de sustrato disponible para los OAF en un proceso de EBIF ha sido determinada a través de diferentes procedimientos. Entre ellos se han descrito

anteriormente los utilizados en la estimación de la DQOFB. Asimismo, dado que la magnitud de la asimilación biológica de fósforo está estrechamente relacionada con la magnitud de su 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). Ambos ensayos, tienen la característica de que son métodos indirectos de estimación de 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 OUR y la NUR. Sin embargo, no todos los compuestos fácilmente biodegradables bajo condiciones aeróbicas son fácilmente fermentados a AGV en condiciones anaeróbicas (Lie y Welander, 1997). De esta manera, la fracción orgánica determinada por respirometría aerobia puede ser el resultado de una sobreestimación del contenido real de sustrato para los OAF en la zona anaeróbica de un proceso de EBIF. Debido a estas consideraciones, Lie y Welander (1997) idearon un método más directo de determinación de la fracción orgánica realmente utilizada en el estado anaeróbico por los OAF y que denominaron *potencial de ácidos grasos volátiles* (potencial de AGV).

El método original propuesto para la determinación del potencial de AGV fue utilizado para estimar la capacidad del sustrato de dos afluentes correspondientes a dos plantas continuas con EBIF, en Suecia. El método experimental fue el siguiente, para cada planta se realizaron en el afluente análisis de DQO, fósforo total y ortofosfato, después de los cuales, se recogieron 100 ml de cada afluente y se introdujeron en botellas de suero de 115 ml de volumen. El OD presente en el espacio de cabeza de cada botella fue purgado con N₂. Las dos botellas así preparadas fueron selladas con tapones de caucho butírico e incubadas a 20 ° C hasta su análisis. La fermentación espontánea de la materia orgánica de las muestras se llevó a cabo por los propios microorganismos del ARU. A medida que avanzaba el tiempo de incubación, se recogían muestras de las botellas con una jeringuilla a través de los tapones de caucho. Las muestras se filtraban a través de membranas de 0,45 µm, antes de ser analizadas para su determinación de AGV por cromatografía de gases.

Según Lie y Welander (1997), la correspondencia entre el potencial de AGV y la cantidad de AGV realmente presentes en el estado anaeróbico de un proceso con EBIF necesita ser investigada con más detalle. Esto se debe a que las desigualdades que pueden encontrarse entre la composición de la microflora del ARU y la del estado anaeróbico del proceso pueden 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 del estado anaeróbico de uno de sus procesos con EBIF. Encontraron que aproximadamente un 20 % del potencial de AGV del afluente no había sido utilizado en este estado. Cabría pensar que estos resultados podrían ser erróneos, dado que la concentración de biomasa del afluente es mucho menor que la que se puede encontrar en el estado anaeróbico de un proceso de tratamiento de ARU. Sin embargo, las curvas del potencial de AGV en el afluente realizadas por Lie y Welander (1997) y Christensson (1997) muestran que el crecimiento de la curva de AGV se realiza hasta que su producción por fermentación ha cesado, aproximadamente al cabo de 120 h de incubación (Figura 3.6). El tiempo de incubación que se necesita para desarrollar el potencial de AGV en su totalidad dependerá de las características propias de la muestra analizada.

El comportamiento de la cinética de producción de los AGV en la prueba de potencial se debe, según Lie y Welander (1997), a que las ARU contienen una cantidad significativa de biomasa de diferentes tipos. En este sentido del 10 al 20% de la

materia orgánica de un ARU cruda puede considerarse como biomasa heterótrofa según Kappeler y Gujer (1992). Asimismo, esta biomasa se puede encontrar dentro del rango de 10-80% de la MESV (Henze, 1986,1989). En algunos modelos de fangos activados, la biomasa del ARU queda incluida dentro de la fracción lentamente hidrolizable. Una caracterización de esta biomasa presentaría a los heterótrofos como los microorganismos con mayor presencia en el ARU cruda debido a sus características facultativas y de corto tiempo de crecimiento. Por otro lado, probablemente el TRH en el estado anaeróbico (1-2 horas) no llega en muchos casos a ser suficiente para garantizar que la fermentación de la DQOFB sea completa. Más aún, en un sistema abierto con agitación continua es muy probable la influencia del oxígeno atmosférico dentro del reactor.

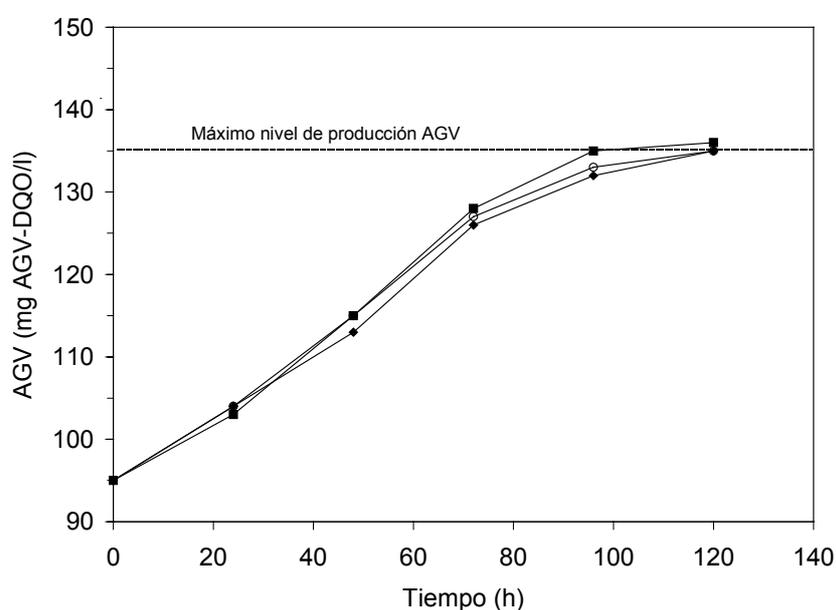


Figura 3.6. Máxima cantidad de AGV producida en una prueba (por triplicado) del potencial de AGV, adaptado de Christensson (1997).

Investigaciones posteriores han permitido desarrollar modificaciones de esta prueba con el fin de simplificarla, eliminando el uso de nitrógeno gas, y se ha ampliado la investigación de las fracciones orgánicas implicadas en la producción de AGV (Barajas *et al.*, 2000a).

3.4.6. Relaciones de interés en la optimización de procesos con EBIF

La eficiencia de un proceso de tratamiento con EBIF depende no sólo del tiempo o tamaño de los estados anaeróbicos, sino también de las características intrínsecas del ARU, que no siempre son las adecuadas. Por lo tanto, a partir de la caracterización típica del ARU y de la caracterización específica de su MO, se pueden definir diversas relaciones entre los parámetros determinados, con la finalidad de conseguir un diseño óptimo del proceso de tratamiento. La Tabla 3.7 recopila los valores de las relaciones mencionadas a lo largo de este apartado.

Tabla 3.7. Recopilación bibliográfica de algunas de las relaciones de mayor importancia en la EBIF.

Relación	Valores indicados en la bibliografía (mg/mg)							
DBO/P	20-30 ¹	15:1 ⁵	16 ⁶	-	-	-	-	-
DBO/NKT	> 3,9 ⁶	7,4 ⁷	-	-	-	-	-	-
DBO/NO ₃ ⁻	3,4 ¹	-	-	-	-	-	-	-
DQO/DBO	1,65 ⁷	-	-	-	-	-	-	-
DQO/P	> 35 ²	50-59 ³	55 ⁷	70 ⁸	64.3 ⁹	>50 ¹³	76,5 ¹⁴	40 ¹⁴
DQO/NKT	12,2 ⁷	12 ⁸	11,9 ¹⁴	-	-	-	-	-
DQO/NO ₃ ⁻	3,4-5 ¹	8,6 ³	-	-	-	-	-	-
NT/PT	4,5 ⁷	5,5 ⁸	-	-	-	-	-	-
NKT/DQO	< 0,08 ³	-	-	-	-	-	-	-
P/DQO	< 0,02 ⁴	-	-	-	-	-	-	-
P-asimilado/AGV	Tabla 3,9	-	-	-	-	-	-	-
P-liberado/AGV	Tabla 3,9	0,4 ⁸	-	-	-	-	-	-
P-asimilado/P-liberado	1,15-1,20 ¹⁰	1,15 ⁷	-	-	-	-	-	-
AGV-DQO/ PO ₄ -P	20:1 ⁷	20:1 ⁹	6 - 9 ¹⁴	6,4:1 ¹¹	6,7:1 ¹²	-	-	-
PO ₄ -P/AGV	1:25 ¹	1-8,9 ¹⁰	-	-	-	-	-	-
potencial AGV/DQO	0,21-0,24 ¹⁵	-	-	-	-	-	-	-
potencial AGV/P	9,9-18,4 ¹⁵	-	-	-	-	-	-	-
potencial AGV/PO ₄ -P	21,4-36,2 ¹⁵	-	-	-	-	-	-	-
AGV-DQO/PHA	1:1,5 ⁹	-	-	-	-	-	-	-

1. Sedlak et al. (1991)	6. Brinch et al. (1994)	11. Comeau et al. (1989)
2. Randall et al. (1992)	7. Abu-gharah y Randall, (1991)	12. Oldham y Stevens, (1985)
3. Ekama y Marais (1984)	8. Carlsson H et al. (1996)	13. Bundgaard y Pedersen (1990)
4. Pitman et al. (1991)	9. Christensson, (1997)	14. Danesh y Oleszkiewicz (1997)
5. Hong et al. (1982)	10. Wentzel et al. (1985)	15. Lie y Welander (1997)

Las relaciones tradicionalmente utilizadas para evaluar la disponibilidad de un ARU en un proceso con eliminación simultánea de nutrientes son: DBO/P, DQO/P y NKT/DQO (Park *et al.*, 1997). Las dos primeras indican que la cantidad de sustrato orgánico es importante en el proceso de EBIF. En la mayoría de las referencias revisadas se utiliza el valor del ortofosfato para calcularlas.

Los investigadores han indicado que, en sistemas con edades de fango cortas, una relación DBO/P en el rango de 20 a 30 puede favorecer concentraciones de fósforo soluble menores que 1 mg P/l en el efluente. Respecto a la relación DQO/P, valores mayores de 35 darán también concentraciones efluentes menores de 1 mg P/l (Randall *et al.*, 1992). Más específicamente, Ekama y Marais *et al.* (1984) indican que se necesitan entre 50 y 59 mg de DQO para eliminar 1 mg de P soluble. Por otro lado, las investigaciones de Pitman *et al.* (1991) demuestran que cuando la relación P/DQO se encuentra por encima de 0,020, la EBIF es difícil de aplicar con éxito en el ARU estudiada.

Por otro lado, la relación NKT/DQO indica el efecto inhibitor del nitrato y del nitrito en el proceso de EBIF. El nitrato es un producto de la nitrificación; si esta especie está presente en la zona anaeróbica de un sistema con EBIF, la cantidad de sustrato fácilmente biodegradable estará menos disponible para los OAF. Por lo tanto, será

importante controlar la concentración de nitrato durante la fase anaeróbica a partir del proceso de desnitrificación. La desnitrificación completa de un ARU sólo puede llevarse a cabo cuando existen relaciones NKT/DQO menores que 0,08, sin adición de una fuente de energía externa (Ekama y Marais, 1984). Con relaciones NKT/DQO mayores que 0,14 es improbable conseguir eliminación de fósforo debido a la incapacidad del sistema para realizar una desnitrificación suficiente. Otros indicadores de la eficiencia de la desnitrificación en el proceso de EBIF son las relaciones de DQO y DBO por masa de nitrato eliminado. A este respecto, Ekama y Marais (1984) indican que se necesitan 8,6 mg DQO / mg NO_3^- mientras que Sedlak *et al.* (1991) encontró relaciones entre 3,4 y 5,0 mg DQO / mg NO_3^- añadido al estado anaeróbico. Por lo tanto, en un ARU con alto contenido orgánico fácilmente asimilable, el efecto del nitrato no será significativo ya que habrá suficiente sustrato para llevar a cabo simultáneamente la reducción del nitrato y la liberación de fósforo.

El principal problema cuando se usan relaciones como las anteriores para evaluar un proceso de EBIF es que se presenta el valor total de la DQO o la DBO sin tener en cuenta que sólo una parte de estos parámetros (el sustrato fácilmente biodegradable) es la que realmente se encuentra disponible para los microorganismos en la zona anaeróbica del proceso. Un segundo problema a la hora de utilizar este tipo de relaciones es que no reflejan el efecto de las recirculaciones internas en un proceso con EBIF. El grado de nitrificación en una planta puede hacer fluctuar las concentraciones de nitratos en la zona anaeróbica y, como se mencionó anteriormente, el nitrato inhibe significativamente el proceso de EBIF (Park *et al.*, 1997).

Por lo tanto, estas relaciones a veces no son suficientemente adecuadas para mostrar la viabilidad de un proceso con EBIF en condiciones variables. La bibliografía indica otros métodos de evaluación para determinar si la EBIF puede ser adaptada o no al agua residual de interés. Estos métodos incluyen pruebas especiales como la propuesta por Kang *et al.* (1991), donde la idea básica es la comparación de las velocidades de liberación de fósforo de diferentes aguas residuales con o sin adición de acetato. Si la liberación de fósforo en un ensayo discontinuo con LM de la fase anaeróbica del sistema es mayor con adición de acetato que sin adición de acetato, entonces el ARU carece de AGV suficientes. Comparando las diferentes velocidades de liberación de fósforo de las aguas residuales analizadas se podrá valorar la viabilidad del ARU de interés.

Otra forma de evaluar esta viabilidad es analizar la asimilación de fósforo en una prueba similar en condiciones aeróbicas. Observaciones experimentales hechas por Wentzel *et al.* (1985) y Abu-ghararah y Randall (1991) indican que la magnitud de la asimilación incrementada de fósforo está fuertemente relacionada con la magnitud de su liberación en la zona anaeróbica. La relación entre el fósforo asimilado y el fósforo liberado es relativamente constante en los informes de estos autores. En los experimentos a escala piloto realizados por Wentzel *et al.* (1985) en ARU con un afluente de 500 mg DQO/l, las relaciones obtenidas para el cociente P-asimilado / P-liberado se sitúan en el intervalo de 1,15 – 1,20. La magnitud del fósforo liberado en estas pruebas es fuertemente dependiente de las características del ARU de interés.

Por su parte, Abu-ghararah y Randall (1991) llevaron a cabo estudios a escala piloto usando procesos UCT para evaluar la variabilidad de los procesos cinéticos de la EBIF en función de los AGV específicos y disponibles en la zona anaeróbica. Estos investigadores estudiaron la liberación y la asimilación de fósforo en función de siete

AGV diferentes. Se añadió cada uno de estos AGV por separado a un volumen del ARU estudiado, y se estudió su efecto en la cinética del fósforo. El TRH fue de 2,1 h y la MESV del LM fue de 1300 mg/l. Los promedios para la DQO, el P y los AGV en el ARU fueron de 330, 6 y 0 mg/l respectivamente. Los resultados muestran que los diferentes AGV provocan diferentes velocidades de liberación de fósforo. El ácido acético causó la mayor liberación de fósforo y el ácido propiónico causó la menor. Sorprendentemente el ácido isovalérico causó una liberación de fósforo significativa, aún mayor que la provocada por el ácido valérico; desafortunadamente el ácido isovalérico no es un subproducto abundante en la fermentación del ARU.

Respecto a la asimilación de fósforo en función del tipo de AGV añadido, el ácido acético provoca la mayor asimilación de fósforo y el propiónico la menor. Asimismo, se obtuvo una muy buena correlación directa entre el fósforo liberado en el estado anaerobio y el asimilado en el aeróbico con una pendiente de 1,2. La Tabla 3.8, muestra las relaciones de P-liberado por AGV añadido en condiciones anaeróbicas, las relaciones de P-asimilado por AGV añadido en condiciones aeróbicas, y los mg de AGV requeridos como DQO por cada mg de fósforo eliminado. Respecto a los valores de esta última relación observados en esta tabla, se puede decir que los valores más altos corresponden a los ácidos orgánicos menos disponibles en el ARU para el proceso de EBIF (Randall *et al.*, 1992).

En general, cuando el contenido de AGV en el ARU es alto (por encima de 100 mg AGV-DQO/l) el proceso de EBIF se puede realizar sin problemas, pero si es bajo (menor de 50 mg AGV-DQO/l) deberá ponerse un cuidado especial en el diseño del proceso (Pitman *et al.*, 1991). De ahí que el cociente entre los mg de AGV (como DQO) y los mg de fósforo soluble eliminado sea también una relación muy adecuada para evaluar la disponibilidad de un ARU respecto al proceso de EBIF. La mayoría de los artículos indican el valor de los AGV suponiendo que la principal aportación la hace el ácido acético. Carlsson *et al.* (1996) indican unos porcentajes del 70, 25 y 5 % para los ácidos acético, propiónico y butírico respectivamente.

La cantidad de fósforo que puede ser eliminada por unidad de ácido graso volátil generado o añadido a la zona anaeróbica es una función de la producción celular y de la cantidad neta de fósforo almacenado en la masa celular purgada. Según Sedlak (1991) la producción celular de *Acinetobacter* es de 0,40 g de MESV / g ácido acético. Suponiendo un contenido de fósforo celular del 10%, es posible eliminar 0,04 g de fósforo por g de ácido acético usado o, de otra manera, la eliminación de 1 g de fósforo requiere 25 g de ácido acético. Esto equivale a una relación de DBO/P de 17 a 1. En contraste con este trabajo, Wentzel *et al.* (1988) encontraron que 1 g de fósforo puede ser eliminado con la adición de 8,9 g de ácido acético. Este resultado sugiere un contenido de fósforo celular del 28% para los OAF, superior al 10 % mencionado anteriormente.

Los resultados de otras investigaciones llevadas a cabo por Comeau (1989) y Oldham y Stevens (1985) sugirieron que los OAF se estimulan favorablemente con la adición de AGV en un rango de 7 a 9 mg de ácido acético por mg de fósforo eliminado. Por su parte, Christensson (1997) indica en sus experimentos que se necesitan 20 mg AGV-DQO/mg P eliminado; esta relación está de acuerdo con Abu-ghararah y Randall (1991).

Finalmente, las investigaciones más recientes han llevado a encontrar la utilidad del potencial de AGV para estimar la capacidad de un ARU en el proceso de EBIF. Sin embargo, antes de obtener una relación potencial de AGV/P-eliminado, es importante

considerar que no todo el potencial de AGV de un ARU es utilizado por los OAF en el estado anaeróbico de un proceso (Christensson, 1997).

Tabla 3.8. Relaciones obtenidas para metabolismo del fósforo en función del tipo de AGV utilizado en el estudio (Abu-ghararah y Randall, 1991).

ÁGV	<u>mg P-liberado</u> mg AGV-DQO	<u>mg P-asimilado</u> mg AGV-DQO	<u>mg AGV-DQO utilizado</u> mg P eliminado
Ácido acético	0,37	0,37	18,8
Acido propiónico	0,12	0,10	31,5
Acido butírico	0,15	0,12	39,0
Acido Isobutírico	0,16	0,14	36,1
Acido valérico	0,19	0,15	94,0
Ácido isovalérico	0,25	0,24	23,5

Una parte de este potencial es comúnmente usado en otras reacciones, además de las de asimilación de fósforo por los OAF. Estas reacciones pueden ser de oxidación o de desnitrificación. Lie y Welander *et al.* (1997) indican que una pequeña parte de este potencial de AGV se queda como material lentamente biodegradable, que no puede ser fermentado y convertido en AGV en el estado anaeróbico y por lo tanto no puede ser asimilado para formar PHA. En consecuencia, habría que obtenerse una nueva relación, la relativa a los mg AGV necesarios por mg PHA formado. De esta manera, Christensson (1997) encontró que por cada mg de AGV añadido, y expresado en términos de DQO, se forman 1,5 mg de PHA expresados en términos de DQO. El valor de esta relación también es indicado en los estudios de los modelos bioquímicos de Mino *et al.* (1987) y de Smolders *et al.* (1994a).

3.5 ELIMINACIÓN BIOLÓGICA DE NITRÓGENO

El nitrógeno presente en las aguas residuales urbanas se encuentra en su gran mayoría en forma de nitrógeno amoniacal y orgánico, en proporciones de un 60 y 40 % respectivamente, mientras que la presencia de las formas nítricas y nitrosas es inferior a un 1 % (EPA, 1993). Cabe mencionar que a la suma de $N-NH_4^+$ y N-org se llama NKT. La Tabla 3.9 presenta los valores típicos que se pueden encontrar en un ARU de cada uno de estos componentes (Metcalf y Eddy, 1995).

El $N-NH_4^+$ y N-org de un ARU provienen principalmente de las heces humanas (urea y aminoácidos), mientras que las formas oxidadas, $N-NO_2^-$ y $N-NO_3^-$, que son minoritarias, provienen básicamente de los procesos industriales.

En un principio, los tratamientos biológicos tuvieron como objeto la eliminación de MO de las aguas residuales. Posteriormente se les fue dando otros usos como la oxidación del nitrógeno amoniacal (nitrificación), la eliminación del nitrógeno de las aguas residuales mediante conversión de las formas oxidadas en N_2 (desnitrificación), la eliminación de fósforo y la de organismos patógenos.

Tabla 3.9. Valores típicos de los compuestos de N en un ARU sin tratar (Metcalf y Eddy, 1995).

Forma del nitrógeno	Unidades	Concentración Débil	Concentración Media	Concentración Fuerte
N	mg N/l	20	40	85
N-org	mg N/l	8	15	35
N-NH ₄ ⁺	mg N/l	12	25	50
N-NO ₂ ⁻	mg N/l	0	0	0
N-NO ₃ ⁻	mg N/l	0	0	0

Los procesos biológicos de depuración de las aguas residuales utilizan reacciones asociadas con los organismos vivos. La MO y los compuestos de N y P son eliminados del agua residual por acción de los seres vivos que los utilizan como fuente de alimento, tanto para producir material celular como para obtener la energía necesaria para su respiración (García, 1997). Las transformaciones del N durante el tratamiento biológico se pueden resumir en el esquema de la Figura 3.7.

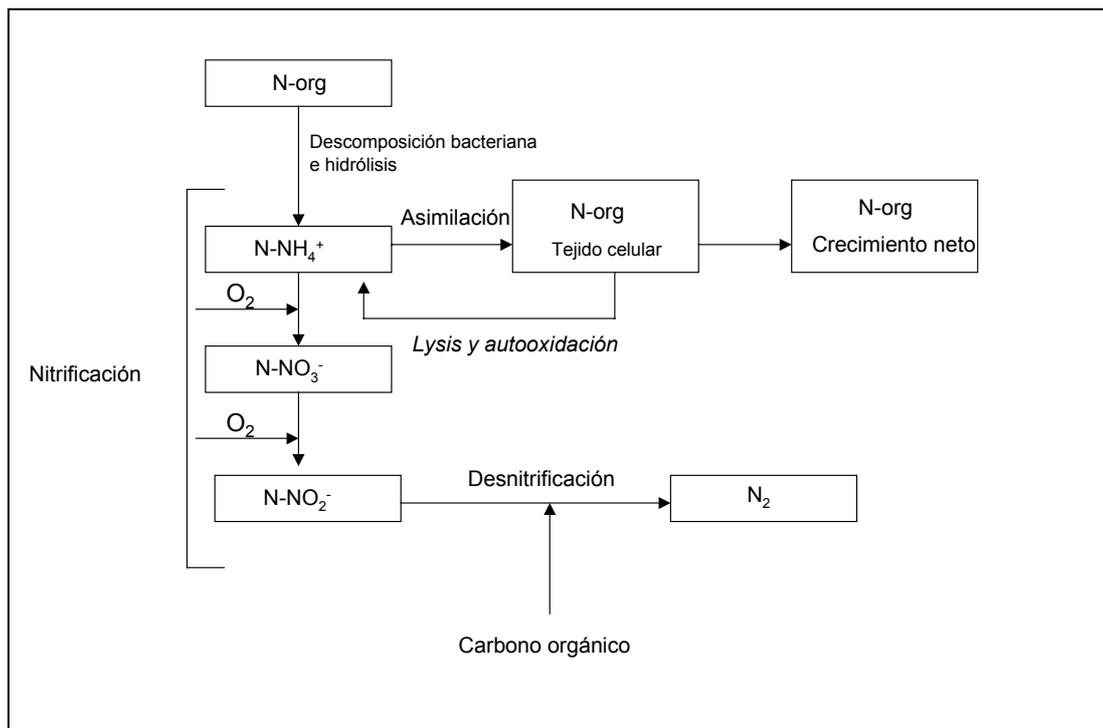


Figura 3.7. Transformaciones del nitrógeno durante el tratamiento biológico (Metcalf y Eddy, 1991)

Los organismos que intervienen en estos procesos se pueden clasificar desde diferentes puntos de vista; por ejemplo, en función de la fuente de carbono utilizada se clasifican en **autótrofos** y **heterótrofos**. Son autótrofos aquellos organismos capaces de sintetizar materia orgánica a partir de sustancias minerales. Los

organismos heterótrofos son aquellos que precisan de MO para su desarrollo y mantenimiento. Las reacciones que tienen lugar en los procesos biológicos difieren según el tipo de organismos que intervengan.

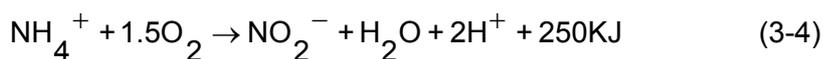
Como se puede apreciar, el proceso de transformación de los compuestos de N durante el tratamiento biológico se puede dividir en una serie de fases:

- *Amonificación*: transformación de nitrógeno orgánico en amoniacal.
- *Nitrificación*: transformación del amonio en nitratos, o sea el paso de NH_4^+ a NO_2^- y después a NO_3^- .
- *Desnitrificación*: reducción química de los nitratos a nitrógeno gas, que escapa del medio acuoso.

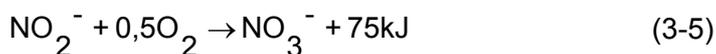
De esta manera, una parte del N se convertirá en biomasa heterótrofa y autótrofa, mediante los procesos de catabolismo explicados anteriormente y, el NKT no convertido en biomasa se transformará en N-NH_4^+ mediante los procesos de amonificación. Este nitrógeno amoniacal es el potencial nitrificante durante el proceso de nitrificación. La fracción de N-NH_4^+ que no se transforme en nitratos abandonará el efluente de la estación de tratamiento sin haber sido eliminado (Guardino, 1996).

3.5.1 Nitrificación

El proceso de la nitrificación es llevado a cabo por un grupo muy limitado de microorganismos autótrofos (bacterias nitrificantes). La nitrificación se produce en dos pasos, cada uno de ellos realizado por un tipo específico de bacterias. El primer paso se conoce como *nitritación* y consiste en la oxidación del amonio a nitrito. El grupo de bacterias que lleva a cabo esta oxidación es conocido como **Nitrosomonas** (Teira, 1996). El proceso puede formalmente describirse mediante la Ecuación 3.4.



El segundo paso consiste en la oxidación de nitrito a nitrato y se conoce como *nitratación*. Las bacterias que participan en este proceso son las del género **Nitrobacter**. Esta reacción de oxidación se representada en la Ecuación 3.5.



Estas reacciones desprenden energía, que es utilizada por las bacterias para su crecimiento y mantenimiento celular. Las reacciones generan una demanda de oxígeno teórica neta de 4,3 mg $\text{O}_2/\text{mgN-NH}_4^+\text{-N}$ adicional a la necesaria para la oxidación de la materia orgánica carbonosa. Asimismo, las reacciones generan una demanda de alcalinidad de 7,14 mg $\text{CaCO}_3/\text{mg NH}_4^+\text{-N}$ eliminado.

Las bacterias nitrificantes se caracterizan por una baja tasa de crecimiento. Esto es debido a la poca energía obtenida con las oxidaciones del ion amonio y nitrito. Este lento crecimiento es un problema considerable para la nitrificación en las plantas de tratamiento biológico de aguas residuales (Teira, 1996).

Tanto las Nitrosomonas como las Nitrobacter son bacterias autótrofas quimiosintéticas. Esto significa que obtienen la energía necesaria para sintetizar tejido celular mediante reacciones de oxidación-reducción, y que la fuente de carbono que utilizan para este fin es CO₂ (inorgánico) que tiene que ser reducido antes de pasar a formar parte de la biomasa celular.

La eficiencia de los organismos para aprovechar la energía liberada para producir biomasa se mide en términos de **rendimiento**, expresado como biomasa producida por masa de sustrato utilizada. Este rendimiento se expresa mediante el **coeficiente de producción de biomasa** y se indica por la Ecuación 3.6.

Las Ecuaciones 3.4 y 3.5 indican la energía que se libera en cada uno de los procesos; se observa que el proceso de nitrificación libera más energía que el proceso de nitratación.

$$Y = \frac{\text{masa MESV producidos}}{\text{masa de amonio o nitrito oxidados}} \quad (3-6)$$

Si se supone que la cantidad de biomasa producida es proporcional a la energía liberada, se puede esperar que el crecimiento de las bacterias Nitrosomonas será mayor que el de las Nitrobacter. Es decir, que cada mol de nitrógeno oxidado producirá una mayor cantidad de Nitrosomonas que de Nitrobacter. Así los coeficientes de producción observados experimentalmente para ambos procesos y para el proceso de nitrificación considerado como un sólo paso son (EPA, 1993):

- Coeficiente de producción para las Nitrosomonas: $Y = 0,04 - 0,13$ g MESV / g N-NH₄⁺ oxidado.
- Coeficiente de producción para las Nitrobacter: $Y = 0,02 - 0,07$ g MESV / g N-NO₂⁻ oxidado.
- Coeficiente de producción de las bacterias nitrificantes en los procesos de Nitrificación: $Y = 0,06-0,20$ g MESV/g N-NH₄⁺ oxidado.

Tomando valores promedio del coeficiente de producción para los dos procesos se llega a los siguientes valores:

Nitrosomonas: $Y = 0,08$ g MESV/g N-NH₄⁺ oxidado

Nitrobacter: $Y = 0,05$ g MESV/g N-NO₂⁻ oxidado

Una vez conocido el proceso de nitrificación mediante el cual se consigue la transformación del amonio en nitrato, conviene describir, aunque sea brevemente, la cinética de las reacciones que conforman este proceso. En general se ha comprobado que las expresiones cinéticas que describen un proceso de fangos activados convencional son aplicables también a los procesos de nitrificación (Metcalf-Eddy, 1995). Las reacciones que fundamentalmente intervienen en los procesos biológicos son dos: el crecimiento celular y la eliminación o degradación de sustrato.

Cinética del crecimiento biológico.

Como puede observarse en la Figura 3.8, pueden distinguirse cuatro fases en el crecimiento biológico de las bacterias.

1) Fase de retardo. En esta fase los microorganismos necesitan un período de tiempo para adaptarse a las características del agua residual.

2) Fase de crecimiento exponencial. Siempre tiene lugar en un medio en el cual las bacterias se encuentran ante un exceso de alimento. En esta fase, la tasa de crecimiento depende casi exclusivamente de las bacterias disponibles para asimilar el sustrato.

3) Fase estacionaria. En esta fase, la población permanece constante, ya que las células han agotado el sustrato o los nutrientes necesarios para el crecimiento y, además, la generación de células nuevas se compensa con la muerte de las células viejas.

4) Fase de muerte (fase endógena). Durante esta fase, la tasa de mortalidad de bacterias excede a la de generación de células nuevas ya que, ante la falta de sustrato, las bacterias metabolizan su propia materia celular (*lysis*). La tasa de mortalidad suele ser función de la población viable y de las características ambientales. En algunos casos, la fase exponencial se corresponde con la inversa de la fase de crecimiento exponencial.

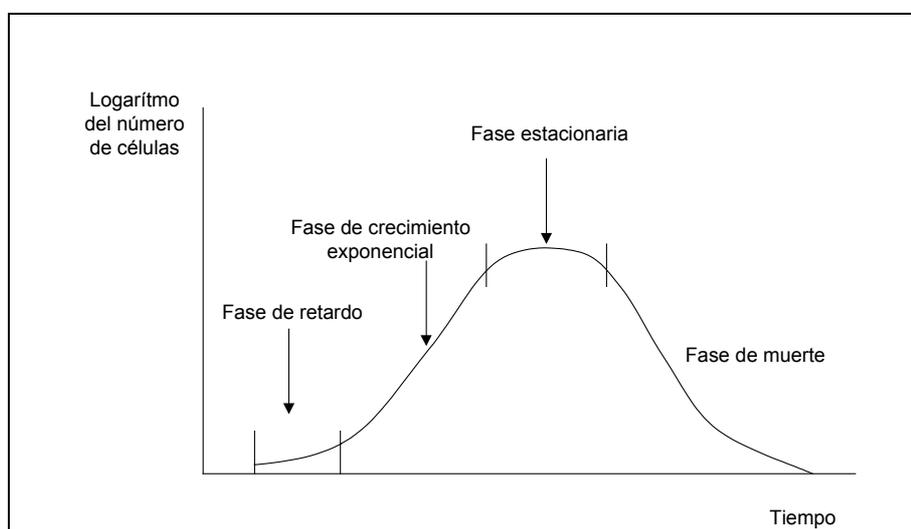


Figura 3.8. Curva típica de crecimiento bacteriano (Metcalf y Eddy, 1991).

La fase de crecimiento logarítmico es la que mayor importancia tiene si lo que se desea es la eliminación de un sustrato del agua residual, en este caso del nitrógeno, ya que es en esta etapa donde las bacterias utilizan el amonio para su crecimiento.

La cinética del crecimiento bacteriano puede describirse de una manera general mediante la ecuación de Monod (1942):

$$\mu = \mu_{\max} \frac{S}{K_s + S} \quad (3-7)$$

donde

μ_{\max} = tasa de crecimiento máxima de los microorganismos (d^{-1})

- K_s = constante de afinidad o de saturación del sustrato; concentración de sustrato que produce una tasa de crecimiento mitad de la tasa máxima de crecimiento (mg/l)
- S = concentración de sustrato limitante del crecimiento (mg/l)

La Ecuación 3.7 muestra como al aumentar la concentración de sustrato también aumenta la tasa de crecimiento. Sin embargo, a concentraciones de sustrato elevadas el término $S/(K_s+S)$ tiende a la unidad y, entonces, la tasa de crecimiento se hace constante e igual a su valor máximo μ_{max} . Esta cinética se usa para el crecimiento de los microorganismos heterótrofos o autótrofos, de manera que también se utiliza para describir la cinética de la nitrificación.

La velocidad de crecimiento r_x se obtiene como el producto de la tasa de crecimiento por la concentración de microorganismos (Ecuación 3.8):

$$r_x = \mu X \quad (3-8)$$

donde

- r_x = tasa de crecimiento de los microorganismos (mg/l/d)
- X = concentración de microorganismos (mg/l)
- μ = tasa de crecimiento específico

Si sustituimos la Ecuación 3.8 en la Ecuación 3.7 se obtiene una expresión que describe la tasa de crecimiento celular y que tiene la siguiente expresión:

$$r_x = \mu_{max} \frac{S}{K_s + S} X \quad (3-9)$$

La nitrificación se produce en dos etapas: la nitritación y la nitratación. Sin embargo, la etapa limitante de la nitrificación es la nitritación o formación de nitrito, por lo que la cinética de la nitrificación puede describirse mediante la cinética de la nitritación (Ecuación 3.10). Esto explica que normalmente el nitrito no se acumule en grandes cantidades durante el proceso de nitrificación, pues la tasa de crecimiento máximo de las bacterias Nitrobacter es considerablemente superior a las de las Nitrosomonas. Por lo tanto, todo el nitrito que produzcan las Nitrosomonas es rápidamente oxidado por las Nitrobacter.

La Ecuación 3.10 expresa la tasa de crecimiento de los nitrificantes utilizando la expresión de Monod, y tomando como paso limitante la transformación de amonio a nitrito:

$$r_x = \mu_{Nmax} \frac{N}{K_N + N} X \quad (3-10)$$

donde

- r_x = tasa de crecimiento de las bacterias Nitrosomonas (mg/l.d)

- μ_{Nmax} = tasa de crecimiento máxima para las Nitrosomonas (d^{-1})
 X = concentración de Nitrosomonas (mg/l)
 K_N = constante de velocidad mitad para las Nitrosomonas (mg/l)
 N = $N-NH_4^+$ (mg N/l)

Cinética de la eliminación de sustrato

Una vez explicada la velocidad de crecimiento de los microorganismos que participan en el proceso, es necesario encontrar una expresión para la **tasa de utilización del sustrato**, en este caso el amonio. La tasa de utilización del sustrato durante la fase del crecimiento logarítmico viene relacionada con la tasa de crecimiento de los microorganismos mediante la Ecuación 3.11:

$$r_N = -\frac{1}{Y_N} r_X \quad (3-11)$$

donde

- r_N = tasa de oxidación de amonio (g $N-NH_4^+$ oxidado / g MESV.d)
 Y_N = coeficiente de producción para las Nitrosomonas (g Nitrosomonas producidas (MESV)/g $N-NH_4^+$ oxidado)

Si se sustituye la Ecuación 3.10 en la Ecuación 3.11, se obtiene a la Ecuación 3.12:

$$r_N = -\frac{\mu_{Nmax} X N}{Y_N (K_N + N)} = -\frac{K N X}{K_N + N} \quad (3-12)$$

donde: $-K = \mu_{Nmax} / Y_N$

Un parámetro importante y que afecta considerablemente al rendimiento conseguido en un proceso de depuración es el **tiempo de retención celular** o **edad del fango** (θ_C). Este parámetro viene a representar el tiempo medio que una célula permanece en el sistema.

Este parámetro se define mediante la siguiente expresión:

$$\theta_C = \frac{\text{masa total de microorganismos en el sistema}}{\text{masa de microorganismos que abandonan el sistema por día}} \quad 3-13$$

La lenta velocidad de crecimiento de las bacterias nitrificantes hace que sea muy importante conseguir un tiempo de retención suficiente para que se pueda llevar a cabo la oxidación de amonio y para mantener en el sistema una población suficiente de microorganismos. En condiciones estacionarias, la cantidad de sólidos que abandonan el sistema es igual a la cantidad de sólidos producida. Por tanto, el porcentaje de crecimiento y el tiempo de retención de los organismos en el sistema están relacionados según la siguiente ecuación (EPA, 1993):

$$\frac{1}{\theta_C} = \mu'_N - b_N = \mu'_N \quad (3-14)$$

Donde

μ'_N = tasa de crecimiento específico neta de los microorganismos
 b_N = fracción de materia celular que se consume por respiración endógena y muerte
 (d^{-1}).

La Ecuación 3.14. no es más que el balance de los microorganismos expresado en los siguientes términos:

$$\text{Salida} - \text{Entrada} = \text{Síntesis} - \text{Respiración Endógena}$$

Es decir, los microorganismos presentes en el LM serán la diferencia entre los microorganismos que se producen por crecimiento menos los microorganismos que desaparecen por muerte.

Factores que controlan la nitrificación

Diferentes factores ambientales influyen sobre el proceso de nitrificación. Estos pueden afectar significativamente a la tasa de crecimiento de los microorganismos, que a su vez afectará al rendimiento de eliminación del amonio. Entre los principales factores que controlan la nitrificación se pueden destacar los siguientes:

- *Temperatura*

La nitrificación es un proceso que depende fuertemente de la temperatura. El proceso tiene lugar en un rango de temperaturas comprendido entre los 4 y 45°C, con un óptimo alrededor de 35°C para las Nitrosomonas, y de 35 a 42°C para las Nitrobacter (EPA, 1993). Los microorganismos nitrificantes son muy sensibles a cambios bruscos en la temperatura. En general, a mayor temperatura mayor grado de nitrificación.

- *Concentración de oxígeno disuelto*

Las bacterias nitrificantes son aeróbicas y necesitan oxígeno para sus funciones vitales. En un tratamiento de fangos activados hay que garantizar una concentración mínima de OD en el LM, que normalmente será mayor que la concentración de OD para un proceso de fangos activados, donde únicamente se trata de oxidar materia orgánica. Por lo tanto, las bacterias nitrificantes, al ser autótrofas, son más sensibles que las bacterias heterótrofas a bajas concentraciones de oxígeno (García y Fernández-Polanco, 1996).

El proceso de nitrificación puede llevarse a cabo teóricamente sin problemas con valores de OD de 1mg/l. Sin embargo, la práctica aconseja que los niveles de OD se encuentren por encima de 2 mg/l, ya que de este modo hay garantías de que el oxígeno llegue al interior de los flóculos formados por las bacterias (EPA, 1993).

- *pH*

El efecto del pH sobre el proceso biológico de la nitrificación es triple:

1. activación y desactivación de las bacterias nitrificantes
2. nutricional, ligado a la alcalinidad del medio

3. inhibición por sustancias cuya concentración esta en función del pH: amoníaco libre, ácido nitroso libre y metales pesados.

La mayor tasa de nitrificación se produce en el intervalo $7,2 \leq \text{pH} \leq 9,0$. Si la alcalinidad presente en el medio no es suficiente para mantener este nivel, habrá que corregirla para asegurar la demanda requerida. El proceso de nitrificación supone un consumo de alcalinidad; teóricamente se consumen 7,1 mg alcalinidad/mg amonio oxidado (alcalinidad expresada como mg CaCO_3). El equilibrio del pH en el reactor donde se lleva a cabo el tratamiento depende de la cantidad de CO_2 presente en el sistema. Sin embargo, es importante mencionar que las bacterias nitrificantes pueden llegar a aclimatarse a determinados valores de pH y conseguir rendimientos aceptables de eliminación de amonio a valores de pH que no están dentro del rango óptimo (EPA, 1993).

- *Efecto de las especies inhibidoras.*

El proceso de nitrificación es susceptible de ser inhibido por un elevado número de sustancias. Entre ellas se encuentran la acetona, el cloroformo, el etanol, el fenol y la etilendiamina, entre otras. Este efecto inhibitorio puede hacer que las bacterias sigan creciendo y oxidando amonio, pero a menor velocidad, o incluso, puede llegar a producir la muerte de los microorganismos y detener totalmente la actividad. Sin embargo ciertos microorganismos nitrificantes pueden llegar a adaptarse a ciertos compuestos inhibidores, si éstos se encuentran constantemente en el agua residual afluente.

- *Relación $\text{DBO}_5 / \text{NKT}$*

La mayor parte de los sistemas de tratamiento aeróbico contienen microorganismos nitrificantes, siempre que las condiciones ambientales y de funcionamiento sean adecuadas, es decir, cuando el tiempo de retención celular y la temperatura sean elevados y cuando haya suficiente concentración de oxígeno disuelto en el reactor. Sin embargo, cuando se pretende someter un agua residual a un proceso de nitrificación, hay que conseguir que la biomasa nitrificante sea la fracción dominante del sistema (EPA, 1993).

Se ha observado experimentalmente que existe una correlación entre la capacidad nitrificadora de los procesos de fangos activados y el cociente $\text{DBO}_5 / \text{NKT}$, de forma que a medida que aumenta esta relación disminuye la fracción de bacterias nitrificantes del medio y el proceso de nitrificación va perdiendo eficacia. A relaciones elevadas de $\text{DBO}_5 / \text{NKT}$, hay un exceso de materia orgánica y un descenso de compuestos nitrogenados, lo que favorece a los microorganismos heterótrofos, produciéndose un crecimiento elevado de estos en detrimento de los autótrofos. La Tabla 3.10, presenta la fracción de microorganismos nitrificantes para distintos valores de dicha relación.

Como se puede observar en la Tabla 3.10 la fracción de bacterias nitrificantes presente en el sistema aumenta a valores bajos de la relación DBO_5/NKT . Por tanto, cuando el cociente es mayor de 5, el proceso puede considerarse como una combinación de procesos de oxidación de carbono y de nitrificación. Cuando el cociente es inferior de 0,5, el proceso puede considerarse como dedicado exclusivamente a la eliminación de nitrógeno.

Tabla 3.10. Influencia de la relación DBO₅/NKT en la nitrificación (García, 1997).

DBO ₅ /NKT	0,5	1	2	3	4	6	8
Fracción de nitrificantes	0,35	0,21	0,12	0,083	0,064	0,043	0,033

Concentración de amonio y nitrato

Anteriormente se ha indicado la existencia de una serie de compuestos que inhiben el proceso de nitrificación. Entre estos compuestos no se ha comentado que los microorganismos nitrificantes también son sensibles a ciertas formas nitrogenadas. El amoníaco libre (NH₃) y el ácido nitroso (HNO₂) pueden inhibir tanto a los Nitrosomonas como a los Nitrobacter (EPA, 1993). Las concentraciones a partir de las cuales se produce la inhibición son las siguientes:

Amonio libre (NH₃):

- Nitrosomonas: 10-150 mg/l
- Nitrobacter: 0,1-1,0 mg/l

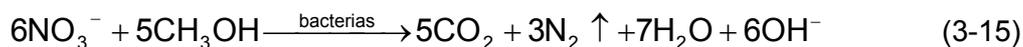
Ácido nitroso (HNO₂)

- Nitrosomonas y Nitrobacter 0,22-2,8 mg/l

3.5.2. Desnitrificación

El proceso de desnitrificación biológica consiste en la reducción del nitrato a nitrito y, posteriormente, la reducción del nitrito a nitrógeno gas. Esta transformación es llevada a cabo por un conjunto de bacterias que son capaces de utilizar los nitratos como aceptor final de electrones en lugar de oxígeno para su respiración. Por tanto, para que se produzca el proceso de desnitrificación debe haber ausencia de oxígeno libre, pero no de nitratos; a este medio se le denomina anóxico.

Al contrario de lo que ocurre en la nitrificación, existe un gran número de bacterias capaces de llevar a cabo el proceso de desnitrificación, ya que muchas bacterias aerobias pueden utilizar los nitratos para su respiración en condiciones anaeróbicas. Se trata por tanto de bacterias heterótrofas (utilizan el C de la materia orgánica para la síntesis celular y como fuente de energía) y anaerobias facultativas (utilizan el oxígeno y el nitrato como aceptor de electrones). Los típicos géneros desnitrificantes organotróficos de los sistemas de fangos activados son: Achromobacter, Alcaligenes, Arthrobacter, Bacillus, Flavobacterium, Hypomicrobium, Moraxella y Pseudomonas (Wanner, 1994). Los pasos que tienen lugar en la desnitrificación pueden resumirse de la siguiente forma:



La Ecuación 3.15 muestra como la DN es un proceso de una enorme importancia ecológica. Sin este proceso, todo el nitrógeno acabaría acumulándose en el medio acuático en forma de nitrato, dejando de ser disponible para la vida sobre los continentes.

La DN mantiene también la potabilidad de las aguas dulces, ya que elevadas concentraciones de los iones nitrato pueden resultar tóxicas (García, 1997). La desnitrificación libera alcalinidad, tal como se aprecia en la Ecuación 3.15, lo que consigue recuperar una parte de la alcalinidad consumida por la nitrificación: 3,5 mg CaCO₃/mg N-NO₃⁻.

Aspectos cinéticos de la desnitrificación

La cinética de las reacciones que tienen lugar durante la DN se puede describir mediante las mismas ecuaciones que describen a los procesos de nitrificación y de eliminación de MO (EPA, 1993). La expresión cinética de Monod sirve para describir e ilustrar los conceptos generales de la DN. El crecimiento de las bacterias desnitrificantes es función de la concentración de sustrato, en este caso de nitrato. La Ecuación 3.16 representa la expresión de Monod para este caso particular:

$$\mu_D = \mu_{Dmax} \frac{D}{K_D + D} \quad (3-16)$$

donde

- μ_D = tasa de crecimiento específico de las bacterias desnitrificantes (d⁻¹)
- μ_{Dmax} = tasa de crecimiento máxima de las bacterias desnitrificantes (d⁻¹)
- D = concentración de nitrato, N-NO₃⁻ (mg/l)
- K_D = constante de afinidad del sustrato (mg/l)

Al igual que cualquier proceso biológico, las principales reacciones que intervienen son las de crecimiento celular y de eliminación del sustrato. La Ecuación 3.16 es la expresión cinética para el crecimiento biológico. Por lo tanto, falta describir la expresión cinética para la eliminación del sustrato de la desnitrificación que es el nitrato. El porcentaje de eliminación de nitrato puede expresarse utilizando el coeficiente de producción para las bacterias desnitrificantes (Ecuación 3.17):

$$r_D = \frac{\mu_D}{Y_D} = r_{Dmax} \frac{D}{K_D + D} \quad (3-17)$$

donde

- r_D = tasa de eliminación de nitrato (g NO₃⁻-N/g MESV.d)
- Y_D = coeficiente de producción de las bacterias desnitrificantes (g MESV/g N-NO₃⁻)
- r_{Dmax} = tasa máxima de eliminación de nitrato (g NO₃⁻-N/g MESV.d).

Según la Ecuación 3.17, la eliminación de nitrato del medio depende de su concentración y de la eficacia de las bacterias para asimilarlo (esta eficacia se expresa mediante el coeficiente de producción). Sin embargo, la concentración de sustrato carbonoso (dador de electrones) también afecta al proceso como se puede comprobar en la Ecuación 3.18. Por lo tanto, la expresión de Monod que describe la eliminación de nitrato tiene dos factores, que expresan la dependencia de la concentración de nitrato y de la concentración de sustrato carbonoso:

$$r_D = r_{Dmax} \frac{S}{K_S + S} * \frac{D}{K_D + D} \quad (3-18)$$

donde

S = concentración de sustrato carbonoso
 K_D = constante de afinidad del sustrato (mg/l)

Los valores típicos para la constante K_D son bastante bajos, entre 0,1 y 0,2 mg NO_3^- -N /l (EPA, 1993). Considerando estos valores tan bajos y observando la Ecuación 3.18, podemos llegar a la conclusión de que, para concentraciones de nitrato (D) en el afluente mayores que 1 ó 2 mg NO_3^- -N /l, el término correspondiente se anula y, por lo tanto, la concentración de nitrato deja de afectar al proceso (EPA, 1993). De esta forma, la eliminación del nitrato dependerá casi exclusivamente de la concentración de sustrato carbonoso presente en el medio. La cinética del proceso de desnitrificación puede expresarse en términos de la eliminación de este sustrato.

Por otro lado, al contrario de lo que pasa con las bacterias nitrificantes, las cuales tienen una velocidad de crecimiento muy lenta, las bacterias desnitrificantes tienen una velocidad de crecimiento mayor, muy similar a la del resto de organismos heterótrofos. Esto significa que el tiempo de retención necesario para que se pueda llevar a cabo la desnitrificación es mucho menor que en el caso de la nitrificación.

Factores que controlan la desnitrificación

Son varios los factores que afectan al proceso de desnitrificación biológica o alguna de sus etapas. Pueden inhibir o potenciar etapas en igual o distinta medida. Entre los factores que afectan los procesos de desnitrificación cabe destacar los siguientes:

- *Oxígeno disuelto*

El oxígeno puede considerarse como el regulador más importante de la actividad desnitrificante, ya que los gradientes de oxígeno, de nitrato y de carbono utilizable van a definir las zonas de desnitrificación dentro de un hábitat global (García, 1997). Una concentración de oxígeno superior a 0,3-1,5 mg O_2 /l inhibe el mecanismo de desnitrificación. Este hecho se debe a que el oxígeno impide la formación de la nitrato reductasa, una enzima que cataliza el paso de nitrato a nitrito, bloqueando así el proceso.

- *Fuente de carbono orgánico*

Diversos grupos de bacterias compiten con las desnitrificantes para utilizar el nitrato y transformarlo en otros productos que no son N_2 ; ejemplos de estos son *Escherichia coli* y algunos clostridios. Por esta razón es muy importante la existencia de una relación adecuada de C/N, y una fuente de carbono fácilmente biodegradable para que el proceso de desnitrificación se lleve a cabo con eficacia. A medida que la relación C/N es menor, los microorganismos requieren un mayor tiempo para transformar la materia orgánica que no se degrada fácilmente.

Las fuentes de materia orgánica propuestas para llevar a cabo la desnitrificación son muy variadas: metanol, ácido acético, etanol, acetona, azúcar, así como fuentes de

carbono interno: la propia materia orgánica del agua residual, el carbono endógeno e incluso el metano que se produce en el proceso anaeróbico (García, 1997). Dependiendo de cual sea la fuente de carbono, se conseguirá una determinada velocidad de desnitrificación. García y Fernández-Polanco (1996) indican estudios en los que las mayores velocidades de desnitrificación se consiguen con ácido acético.

La utilización de fuentes externas de carbono ha sido muy común durante muchos años e incluso en la actualidad se considera como una medida para aumentar los rendimientos de la desnitrificación en épocas de invierno o situaciones episódicas (Henze, 1991). Sin embargo, el uso del carbono interno está cada vez más extendido en la práctica, entre otras razones debido a su escaso coste y también a que los rendimientos de eliminación de nitrato conseguidos son comparables a los obtenidos con la utilización de fuentes externas.

Actualmente, se está intentando avanzar en el estudio de la fuente de carbono óptima para el proceso de desnitrificación. Una de las posibilidades que se han estudiado es la utilización de **fango hidrolizado**. La hidrólisis de este fango, dentro del proceso de tratamiento, da lugar a una fuente de carbono fácilmente biodegradable que puede favorecer el proceso de desnitrificación en los casos en los que la relación C/N no sea la óptima o cuando no se alcancen rendimientos de desnitrificación aceptables (Henze, 1991).

- *Concentración de nitrato.*

La Ecuación 3.18 representa la cinética de la eliminación de nitrato. En ella se puede observar la intervención de dos factores: la concentración de nitrato y la concentración de materia orgánica. Sin embargo, y debido al bajo valor de la constante de afinidad K_D (0,1 mg N-NO₃⁻/l), el proceso de desnitrificación puede ser considerado una reacción de orden cero con respecto a la concentración de N-NO₃⁻. Es decir, una concentración de nitrato superior a 1 ó 2 mg N-NO₃⁻ /l no afecta la cinética del proceso de desnitrificación (EPA, 1993).

- *Temperatura*

Henze (1991) encontró que a medida que la temperatura aumenta el rendimiento de la desnitrificación también aumenta, y de forma considerable, con las diferentes fuentes de carbono utilizadas: metanol, materia orgánica presente en el agua residual y carbono endógeno. El óptimo de temperatura se encuentra entre 65-75°C, y el mínimo esta dentro del intervalo 2-5 °C (García y Fernández-Polanco, 1996).

- *pH*

El efecto de la desnitrificación sobre el pH del sistema es el contrario del que produce la nitrificación. La desnitrificación aumenta el pH del medio mientras que la nitrificación lo disminuye. En aguas con baja alcalinidad, el aumento del pH causado por la desnitrificación puede suponer un beneficio a la hora del vertido del efluente. Durante el proceso de desnitrificación se produce un aumento de la alcalinidad en forma de iones bicarbonato y una disminución de la concentración de ácido carbónico.

El proceso de desnitrificación tiene, asimismo, un intervalo de pH óptimo de funcionamiento a pesar de que el proceso es menos sensible a las variaciones de pH que el proceso de nitrificación. A pH bajos (pH<7,0) el producto final de la degradación es N₂O en lugar de N₂. El pH óptimo para el proceso se encuentra en el

intervalo de 7,0-9,0; si el pH es superior a 7,3, el producto final es N_2 . El hecho de que el proceso de desnitrificación necesite pH alcalinos para su efectividad, y el hecho de que el propio proceso aumente la alcalinidad del medio hacen que no se registren problemas graves de inhibición del proceso por pH ácidos.

- *Sustancias tóxicas*

Las bacterias desnitrificantes son mucho menos sensibles a los compuestos inhibidores que las bacterias nitrificantes. Normalmente, estas bacterias se inhiben ante las mismas sustancias que los microorganismos heterótrofos aeróbios (EPA, 1993). Entre estas sustancias encontramos, el amonio, el nitrito, el metanol, los compuestos sulfurados, el acetileno y unas elevadas concentraciones de metales pesados (García y Fernández-Polanco, 1996).

3.6. ELIMINACIÓN BIOLÓGICA DE FÓSFORO

La concentración de fósforo total es comúnmente de 4-15 mg/l en aguas residuales urbanas (Metcalf-Eddy, 1991), siendo en su mayor parte fósforo inorgánico soluble, es decir, fosfatos solubles (Tabla 3.11). De acuerdo con una recopilación de la Organización Mundial de la Salud (Economopoulos, 1993), las aguas residuales industriales contienen en general bajas concentraciones de fósforo, excepto las de la industria del ácido fosfórico y los fertilizantes, que alcanzan hasta 25 mg/l de fósforo total. La industria alimentaria produce efluentes de concentraciones muy variadas, que superan, en algunos casos, los 100 mg/l de fósforo total (como la producción de queso). Los efluentes ganaderos presentan concentraciones todavía más elevadas.

Tabla 3.11. Valores típicos de fósforo en un agua residual urbana sin tratar (Metcalf y Eddy, 1995).

Forma del fósforo	Unidades	Concentración débil	Concentración media	Concentración fuerte
PT	mg P/l	4	8	15
Orgánico	mg P/l	1	3	5
Inorgánico	mg P/l	3	5	10

La eliminación biológica de fósforo se basa en concentrar el fósforo en el interior de los microorganismos y eliminarlo con la purga de fango en exceso. Para la mayor parte de los microorganismos, el fósforo representa una pequeña fracción de su peso, 1,5-2,0 % en peso seco, (Sedlak, 1991). En consecuencia, el crecimiento de la biomasa en un proceso biológico produce un consumo natural del fósforo del agua residual. De esta manera, la cantidad de fósforo eliminado dependerá de la producción neta de sólidos. El contenido de fósforo en el tejido celular es del orden de una quinta parte del contenido de nitrógeno, pero puede variar en función de las condiciones ambientales específicas (Metcalf y Eddy, 1995). El porcentaje de fósforo eliminado durante un tratamiento secundario de estas características oscila entre el 10 y 30 % de la cantidad total inicial.

Para aumentar estos rendimientos de eliminación natural y provocar lo que en inglés suele llamarse Enhanced Biological Phosphorus Removal (EBPR), y que aquí llamamos Eliminación Biológica Incrementada de Fósforo (EBIF), se han introducido modificaciones en el diseño y operación de los procesos de tratamiento convencional. Esas modificaciones han sido aplicadas en el estudio de procesos con eliminación

biológica exclusiva de fósforo y, sobre todo, en la reducción simultánea del nitrógeno y fósforo. (Sedlak, 1991).

El factor básico de los procesos diseñados para la EBIF es hacer que en los microorganismos responsables realicen un consumo de este nutriente superior a los niveles de asimilación normal (*luxury uptake*, asimilación incrementada). Esto se ha conseguido tradicionalmente por la exposición del fango a secuencias aeróbicas-anaeróbicas alternadas. De esta manera, el fósforo no sólo se emplea para el mantenimiento celular, síntesis y transporte de energía, sino también para almacenarlo como reserva para su uso posterior.

3.6.1. Evolución de las investigaciones sobre la eliminación biológica de fósforo

Los estudios de Levin y Shapiro (1965) fueron los primeros en desvelar las posibles condiciones necesarias para la eliminación de fósforo. Asimismo, sentaron las bases para el desarrollo del primer proceso comercial con EBIF, llamado proceso *Phostrip*. Todo esto gracias a los siguientes hechos:

1. Levin y Shapiro observaron detenidamente el fenómeno de asimilación adicional de fósforo, para el cual acuñaron el término de "**Luxury Uptake**". Esta investigación se llevó a cabo en el fango de una planta del Distrito de Columbia.

2. En sus estudios mostraron que unas condiciones ambientales aeróbicas y anaeróbicas favorecían el proceso resultaba favorecido. Se obtuvo más del 80% de eliminación de fósforo después de someter el lodo a una aireación vigorosa. Cuando ese mismo lodo se colocaba en condiciones anaeróbicas ocurría una liberación del fósforo, que no pudieron explicar.

3.- Fueron los primeros en sugerir que la eliminación adicional de fósforo tenía un origen de tipo biológico, por dos razones:

- a) observaron que cuando se añadió 2-4 di-nitrofenol (tóxico para los microorganismos) al reactor, la asimilación de fósforo resultaba inhibida y,
- b) observaron la presencia de gránulos de polifosfato llamados *volutina* en el interior de las células de los microorganismos. La función primaria de la *volutina* parece que es la de constituir la reserva intracelular de fosfato, formada en diversas condiciones cuando se impide la síntesis de ácidos nucleicos (Teira, 1996).

Además de los trabajos de Levin y Shapiro se observaron en esa época altos niveles de eliminación de fósforo ($\geq 88\%$) en tres plantas a escala real de los Estados Unidos, que fueron:

- a) Rillings Road en San Antonio Texas
- b) Hyperion en los Angeles
- c) Back River en Baltimore

Estas plantas tenían una configuración de flujo en pistón y trabajaban con concentraciones de oxígeno disuelto superiores a 2 mg O₂/l. La aireación se realizaba desde la mitad del reactor hasta su extremo final. Sin embargo, a finales de los años

60 aún seguía la duda sobre si el mecanismo de eliminación del fósforo era debido a la precipitación química o a un mecanismo de eliminación biológica.

Barnard (1974 a y b) terminó por establecer las condiciones de operación determinantes de la eliminación biológica del fósforo: anaerobiosis intensa (libre de nitratos) seguida de una fase de operación aeróbica. Sus observaciones condujeron al proceso *Phoredox* (Barnard, 1976). Hacia finales de los años 1970 se construyeron las primeras plantas con fases anaeróbicas y anóxicas en los Estados Unidos.

Por otro lado, Fuhs y Chen (1975) identificaron a *Acinetobacter spp.* como el organismo responsable de la acumulación del exceso de fosfatos. Aún más, se dieron cuenta que estos microorganismos, en especial la cepa Lwoffii, eran capaces de realizar dicha acumulación en sus células cuando existía la presencia de AGV, y especialmente de acetatos.

Con todos estos datos, Nicholls y Osborn (1979) propusieron un modelo bioquímico con el que se daban las directrices necesarias para el entendimiento y modificación de los mecanismos de la EBIF. Su modelo proponía que el estado anaerobio libre de nitratos, propuesto por Barnard, era necesario para inducir a *Acinetobacter* a tomar selectivamente acetatos en sus células, usando los polifosfatos almacenados en una fase anterior como fuente de energía y liberando ortofosfatos al LM como consecuencia. Los acetatos tomados en esta fase anaeróbica serían almacenados en forma de poli- β -hidroxibutirato (PHB) hasta que se alcanzara el estado aeróbico, donde el PHB sería metabolizado para proporcionar la energía necesaria para el almacenamiento de todo el ortofosfato disponible en el medio.

Las explicaciones iniciales sobre los posibles mecanismos de la EBIF consideraban al *Acinetobacter* como el género responsable del proceso. Y, además, consideraban que el estrés provocado en *Acinetobacter*, cuando se les sometía a condiciones anaeróbicas, era un prerrequisito básico para la EBIF. Nicholls y Osborn (1979) proponían al respecto que cuando las bacterias normalmente encontradas en los fangos activados eran temporalmente privadas de sus necesidades esenciales como el oxígeno, se les provocaba una situación de estrés ante la que algunas sucumbían mientras que otras harían uso de un mecanismo metabólico alternativo, que conduciría a la EBIF. El mecanismo descrito queda esquematizado en la Figura 3.9.

Sin embargo, conforme se fueron obteniendo más datos se fue comprobando que en realidad las bacterias del género *Acinetobacter* no son las únicas capaces de realizar la EBIF. Incluso más fundamental, se descubrió que en realidad existen organismos acumuladores de fósforo (OAF) por vía natural. Es decir, el estado anaeróbico no era un factor de estrés causante de un metabolismo desviado en los OAF, sino que estos microorganismos especializados existen efectivamente.

Lo importante ahora era promover la presencia de estos organismos en la comunidad biológica de los fangos activados. Es decir, promover la selección de estos OAF en el medio, para ganar así la competencia frente a otros organismos. La fase anaeróbica se convertía entonces en un "selector biológico" que proporcionaba esa ventaja competitiva a los OAF (Sedlak, 1991), ya que les permitía asimilar el substrato antes que los organismos no acumuladores de fósforo (OnAF). De esta manera, se producía una gran población de OAF y, por lo tanto, una buena eliminación de fósforo en la purga. Un importante beneficio de esta selección de microorganismos capaces de la EBIF es la supresión de la presencia de bacterias filamentosas causantes de una mala

decantación del fango. Los OAF, junto con las bacterias fermentativas, son capaces de formar flóculos densos, que resultan en un bajo índice volumétrico del fango (IVF).

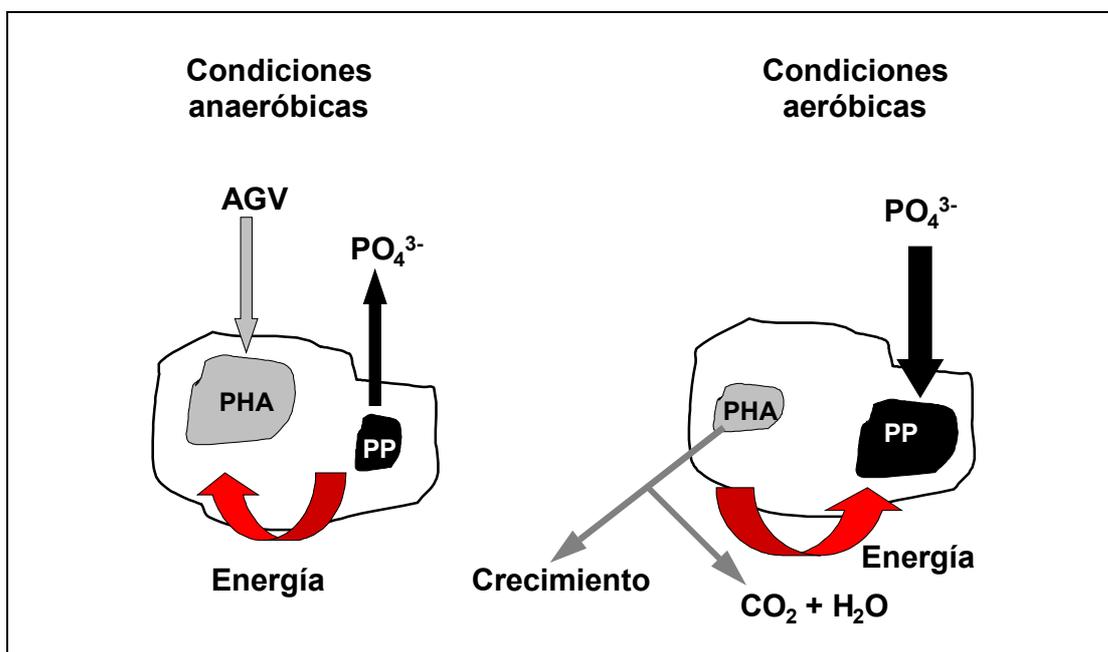


Figura 3.9. Mecanismo básico para explicar la EBIF, en condiciones anaeróbicas y aeróbicas.

Con esta nueva propuesta, los investigadores comenzaron a dirigir su búsqueda hacia los elementos metabólicos integrantes de este mecanismo de presión selectiva de los lodos activados que son las fases anaeróbicas.

3.6.2. Mecanismos bioquímicos de la eliminación de fósforo

Marais *et al.* (1983) intentaron explicar los aspectos menos conocidos de las transformaciones metabólicas que tienen lugar en un proceso de EBIF. Sin embargo, el primer modelo bioquímico más comprensible del mecanismo de selección metabólica de los OAF, en los procesos de EBIF, fue el propuesto por Comeau *et al.* (1986). En este modelo, *Acinetobacter* fue nuevamente el microorganismo representativo de los OAF. Las observaciones hechas por estos investigadores fueron analizadas y ampliadas por Wentzel *et al.* (1991). El resultado de ambos estudios fue el modelo bioquímico Comeau-Wentzel de la EBIF presentado en la Figura 3.10.

El principio de selección metabólica es la transferencia de energía que ocurre entre las condiciones anaeróbicas y aeróbicas. En ambos casos, los sustratos fácilmente biodegradables (AGV) son secuestrados bajo condiciones anaeróbicas, para ser metabolizados en las condiciones aeróbicas subsecuentes, cuando el LM no dispone de sustratos fácilmente biodegradables.

El papel del polifosfato (PP), como forma de reserva de energía intracelular, es decisivo tanto para el mecanismo de la EBIF como para la selección metabólica en la fase anaeróbica. El PP va ligado al metabolismo de energía que tiene lugar vía ATP/ADP y NAD⁺/NADH₂. Estas reacciones son catalizadas por enzimas específicas, la polifosfatoquinasa y la polifosfatoquinasa dependiente del NAD⁺, respectivamente.

En condiciones anaeróbicas, los sustratos biodegradables se convierten en productos orgánicos almacenados como PHB, PHV y glucógeno. El agente reductor (NADH) necesario para la formación de PHB proviene del ciclo de los ácidos tricarbóxicos (TCA), en el cual parte del acetato es oxidado. Debido a la carencia de aceptores de electrones como el O_2 o el NO_3^- , se produce un incremento en la relación $NADH/NAD^+$ que inhibe el ciclo TCA. No obstante, esa inhibición lleva a un incremento del AcetilCoA que estimula la producción de PHB con lo cual el cociente $NADH/NAD^+$ decrece hasta valores que permiten la reactivación del ciclo TCA (Christensson, 1997).

La energía del sustrato asimilado en forma de PHB es transferida con las células al estado aeróbico. En presencia de aceptores de electrones y en ausencia de sustrato exógeno, el PHB es oxidado produciendo ATP. El alto nivel de ATP en la célula (más del necesario para el metabolismo energético) estimula su conversión a PP. Otros aspectos de este modelo presentado en la Figura 3.10 y que son interesantes de tratar son los siguientes:

- a) El acetato se difunde dentro de la célula como una molécula neutra de ácido acético, el protón transportado junto con el acetato hace decrecer el gradiente de pH normalmente presente en la membrana celular (expresado con protones (+) en su exterior e hidroxilos (-) en su interior). Este gradiente de estado energético en la membrana es denominado *fuerza motriz protónica* (fmp). Para restablecer ese gradiente de fmp, el polifosfato debe hidrolizarse para producir ATP (Comeau, *et al.* 1986).
- b) Una vez dentro de la célula, el ácido acético es disociado a causa del pH relativamente alto (aproximadamente $pH = 7,6$), y el PHB se produce vía acetyl CoA. Este es el primer paso que demanda el ATP producido por los polifosfatos. Dos acetyl CoA son entonces condensados para formar acetoacetyl CoA el cual será reducido por el $NADH_2$ para formar β -hidroxibutiril-CoA que será polimerizado a PHB. El fosfato liberado al exterior de la célula será transportado por metales.
- c) En condiciones aeróbicas, el PHB será conducido al ciclo de Krebs junto con el acetyl CoA y en presencia de oxígeno como aceptor de electrones de la cadena respiratoria, se generará la fmp esencial para la formación de ATP. Ese ATP podrá ser entonces usado para la asimilación de fosfato (co-transportado por metales) y para el crecimiento celular.

Mino *et al.* (1987) expresaron diversas objeciones sobre el mecanismo de regeneración en el modelo Comeau-Wentzel. Hicieron ver que una de las enzimas del ciclo TCA, la *succinato deshidrogenasa* no puede mantener su actividad bajo condiciones anaeróbicas y por tanto el ciclo TCA no puede ser el mecanismo responsable porque quedaría inhibido debido a la inactivación de esta enzima (Christensson, 1997). Por lo tanto, propusieron un mecanismo alternativo en el que el NADH podría regenerarse anaeróbicamente gracias a la degradación de carbohidratos (y no del acetyl CoA) intracelulares como el **glucógeno**, vía el mecanismo de Emden-Meyerhof-Parnas (EMP). Este nuevo mecanismo propuesto se presenta en la Figura 3.11.

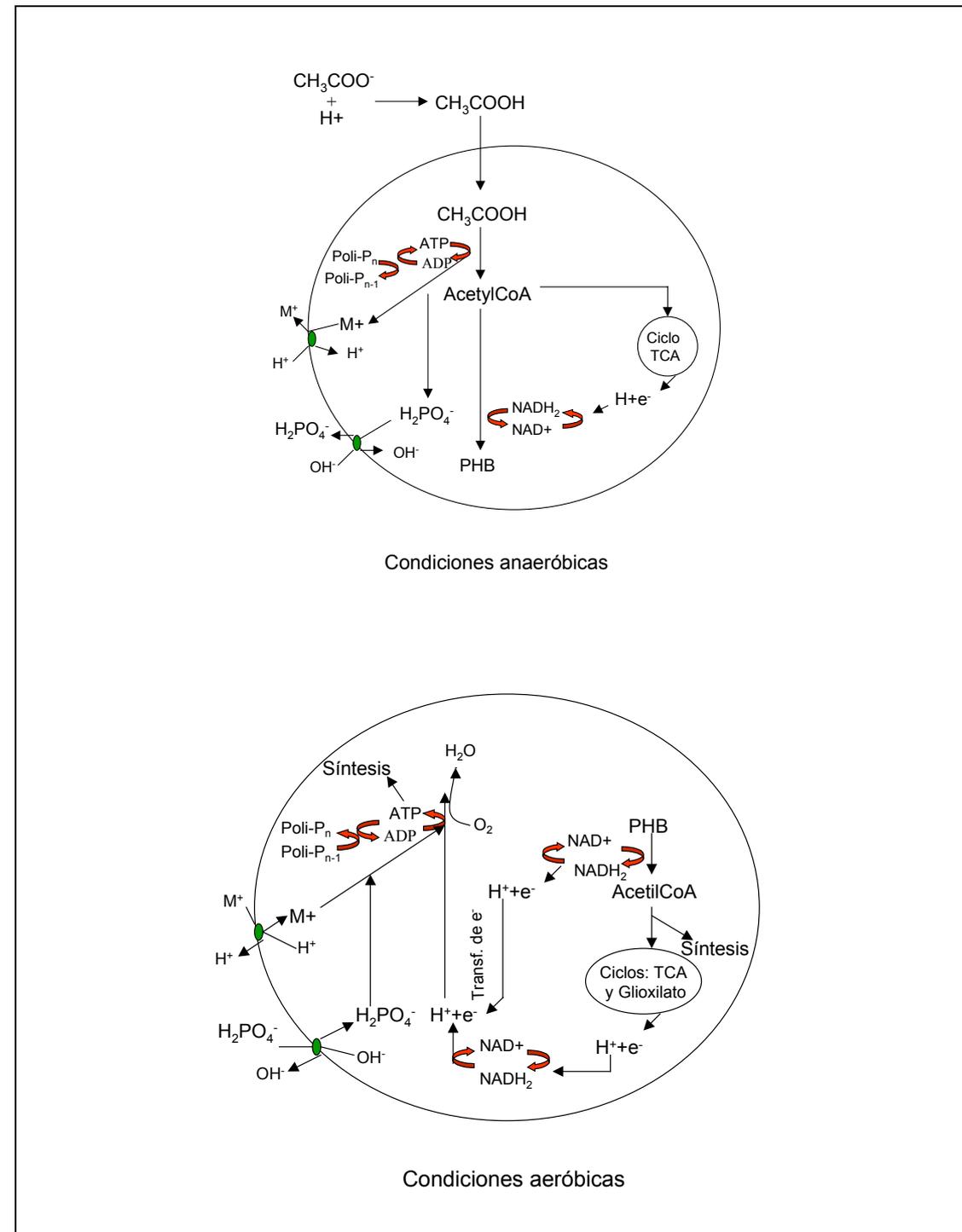


Figura 3.10. Modelo propuesto por Comeau y Wentzel para explicar el mecanismo bioquímico de la EBIF (adaptado de Christensson, 1997).

De esta manera, el glucógeno es oxidado a piruvato que tras su descarboxilación oxidativa resulta en la generación de NADH . Otros investigadores como Smolders *et al.* (1994a) realizaron experimentos en RBS y comprobaron la presencia efectiva del metabolismo del glucógeno en la fase anaeróbica de los procesos EBIF.

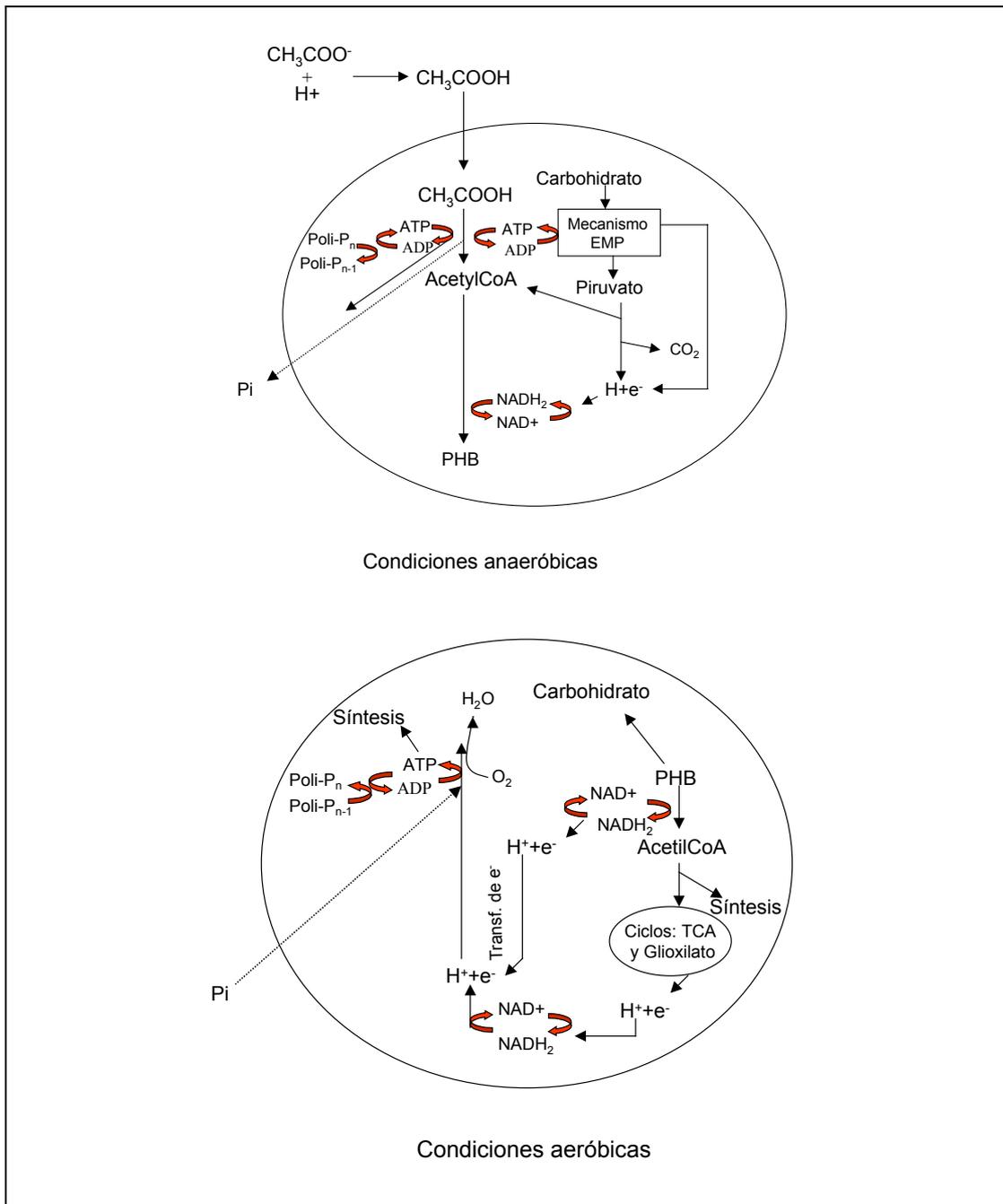


Figura 3.11. Modelo alternativo propuesto por Mino *et al.* (1987), para substituir el modelo de Comeau y Wentzel (adaptado de Christensson, 1997).

Este modelo de Mino fue adaptado posteriormente por Wentzel *et al.* (1991) para la degradación del glucógeno a través de un nuevo mecanismo denominado Entner-Doudoroff (ED) que sustituía al EMP. Este nuevo mecanismo genera menos energía para el consumo de carbohidratos, lo que necesita ser compensado con la hidrólisis de PP. Asimismo, este nuevo mecanismo logra obtener nuevos valores de la relación acetato/fósforo liberado.

Los mecanismos descritos hasta ahora (Comeau-Wentzel y Mino) consideran que, la fuente de carbono almacenado intracelularmente está representada por el PHB. Sin embargo, el PHB es uno de los muchos polímeros que forman los ácidos poli- β -hidroxialcanoicos (PHA) (Christensson, 1997). La acumulación de PHA fue primeramente documentada por Wallen y Davis (1972) y por Wallen y Rohwedder (1974). Estos investigadores encontraron que cuando el acetato era usado como única fuente de carbono, el PHB era el polímero dominante, mientras que cuando la fuente de carbono contenía un número impar de carbonos (como el propionato), el producto final dominante era el ácido poli- β -hidroxivalérico (PHV).

3.6.3. Factores que afectan el proceso de EBIF

- Disponibilidad de sustrato

La disponibilidad de sustrato en forma de material fácilmente biodegradable, principalmente AGV, es fundamental para el desarrollo del proceso de EBIF (Escaler, 1997). En un apartado anterior se explicó cómo el contenido de estos compuestos en el ARU depende de la composición orgánica de ésta (calidad del afluente) y del proceso de fermentación al que se haya sometido antes de llegar a la planta de tratamiento.

La necesidad de sustrato fácilmente biodegradable fue observada primeramente por Fuhs y Chen (1975), propusieron que los productos derivados de la fermentación tales como el etanol, el acetato y el succinato podrían servir como fuentes de carbono para los OAF. Más tarde otros investigadores (Osborn y Nicholls, 1978; Venter *et al.*, 1978 y Siebritz *et al.*; 1983) también observaron la importancia de los ácidos grasos volátiles (AGV) en la fase anaeróbica de los procesos de eliminación biológica de fósforo.

Entre los sustratos disponibles en el agua residual o generados a través de la hidrólisis y fermentación del material orgánico complejo, los ácidos acético y propiónico son los AGV más abundantes (Christensson, 1997).

- Nitratos

Los afluentes municipales suelen contener bajas concentraciones de nitratos. En algunos casos, el afluente puede llevar nitratos en cantidad suficiente para inhibir la fase anaeróbica de los procesos de EBIF. Normalmente, los nitratos aparecen en los procesos de eliminación conjunta de nitrógeno y fósforo, ya que la eliminación de nitrógeno pasa por una etapa de nitrificación. El papel de los nitratos en estos procesos puede considerarse desde dos puntos de vista:

- El nitrato puede inhibir la liberación anaeróbica de fósforo (Chuang *et al.*, 1996), perjudicando todo el proceso de EBIF.
- El nitrato es un aceptor de electrones que en condiciones apropiadas puede contribuir a la asimilación incrementada de fósforo en condiciones anóxicas. Este proceso se lleva a cabo por los organismos acumuladores de fósforo con capacidad desnitrificadora (OAFDN) (Kern-Jespersen y Henze, 1992; Ostgaard *et al.*, 1997).

Diversos autores han detectado la disminución de la liberación anaeróbica de fósforo en presencia de nitratos (EPA, 1987). Una vez conocidos mejor los mecanismos de la EBIF, se atribuye esta inhibición a dos factores. Por una parte, la presencia de nitratos en reactores o etapas no aireadas provoca la **competición** por el sustrato orgánico entre los OAFDN y los OAF. Aunque los desnitrificadores pueden consumir diferentes

substratos fácilmente biodegradables, también compiten con los OAF por los AGV necesarios para la liberación anaerobia de fósforo. Por otra parte, los OAFDN son muy sensibles a la presencia de nitratos y AGV. En exceso de AGV actúan como otros OAF, liberando fosfato en condiciones anóxicas y acumulando AGV en forma de PHA.

En presencia de concentraciones de AGV, los OAFDN dejan de liberar fosfato y empiezan a actuar de desnitrificadores (Chuang *et al.*, 1996) para asimilar fosfato y consumir el PHA. En estas condiciones el rendimiento de liberación de fosfato disminuye rápidamente.

En definitiva, la presencia de suficiente sustrato para la desnitrificación y la liberación anaerobia de fósforo, así como, la obtención de estados realmente anaeróbicos dentro del proceso de EBIF, son condiciones necesarias para la eliminación biológica conjunta de nitrógeno y fósforo en condiciones óptimas.

Otras posibles explicaciones para el efecto inhibitorio del nitrato durante la liberación de fosfato son: el aumento del potencial redox, la inhibición de enzimas y la precipitación de fosfatos al aumentar el pH debido a la desnitrificación (Christensson, 1997).

La capacidad desnitrificadora de algunos microorganismos acumuladores de fósforo no siempre es un inconveniente. En condiciones postanóxicas (estado anóxico después de una fase de reacción aeróbica larga) puede resultar favorable la activación de estos microorganismos. Esto se debe a que, en estas condiciones, se desnitrificarán los nitratos producidos durante la fase aeróbica anterior y, a su vez, se realizará una acumulación extra de fósforo. De esta manera, se impedirá el incremento de P por posibles procesos de solubilización dentro del estado postanóxico.

Christensson (1997) califica la asimilación anóxica de fósforo como un proceso energéticamente favorable frente a la asimilación aeróbica, ya que los costos de agitación son menores que los de aireación. También afirma que el consumo anóxico de PHA debería llevar a una menor producción de fango biológico. Por otra parte, Ostgaard *et al.* (1997) valoran los PHA como una fuente adicional de carbono para la desnitrificación.

- *Potencial de oxidación-reducción (ORP).*

Este parámetro es un indicador del carácter oxidante o reductor del medio. Está directamente relacionado con las concentraciones de OD y nitratos en el medio. La fermentación acidogénica tiene lugar a partir de - 300 mV, mientras la metanogénesis se presenta por debajo de los - 550 mV (Randall, 1992). En condiciones anóxicas, el ORP puede oscilar entre valores positivos y negativos, según la concentración de nitratos. En reactores aeróbicos, el ORP pasa rápidamente a valores positivos, hasta 160 mV (Imura *et al.*, 1996). El ORP se emplea como parámetro de control y optimización en plantas de eliminación de nutrientes (Hamamoto *et al.*, 1997).

- Oxígeno Disuelto

El oxígeno disuelto es necesario en la fase aeróbica de los procesos de EBIF para provocar la asimilación del ortofosfato del LM por los OAF. La bibliografía (Sedlak, 1991) indica que una concentración de OD entre 1,5 -3,0 mg/l puede ser óptima para la asimilación del ortofosfato en la fase aeróbica, sin afectar a los estados anóxicos o anaerobios de un proceso de eliminación conjunta.

Se ha afirmado que más concentraciones altas de OD pueden incrementar la velocidad, pero no la magnitud de la asimilación (EPA, 1987). Sin embargo, hay evidencia (Brdjanovic *et al.*, 1998) de que niveles de OD superiores al rango propuesto como el óptimo, pueden reducir o inhibir el proceso de DN, sobre todo en reactores biológicos secuenciales, ya que la aireación excesiva provocará que parte de este OD quede atrapado en el interior de los flóculos del LM. En estas condiciones, el nitrato aumenta y la fase anaeróbica es afectada. Asimismo, la capacidad de los OAF para liberar ortofosfatos es inhibida, sobre todo si en el sistema no hay suficiente DQOFB. Por otro lado, concentraciones de OD inferiores al intervalo propuesto pueden hacer que la nitrificación quede también inhibida, con lo cual se reduce la eficiencia de eliminación de fósforo y también se causan problemas de bulking en el fango.

- *pH*

El pH debe mantenerse en el intervalo de 6,5-8,0 para una buena asimilación por parte de los OAF (Deinema y Loosdrechht, 1985). Smolders *et al.* (1994a), indican que el pH es un factor clave en el proceso de EBIF. Sus experimentos realizados en RBS muestran que, en condiciones anaeróbicas, la cantidad de PP hidrolizada para generar la energía aprovechada en la asimilación del sustrato, aumenta a medida que lo hace el pH.

- *Temperatura*

Los investigadores han observado que los OAF no son tan sensibles a las bajas temperaturas como las bacterias nitrificantes. Se han obtenido altas tasas de eliminación de fósforo a temperaturas inferiores a 6 °C (Christensson, 1997).

- *Iones metálicos*

El potasio y el magnesio se usan como iones contadores durante la liberación y la asimilación de fósforo, respectivamente. Las relaciones molares típicas de K^+/P y Mg^{3+}/P se encuentran dentro del rango de 0,20 a 0,40 y de 0,25 a 0,30 respectivamente (EPA, 1987). El calcio puede jugar un papel importante en la estabilización del PP; sin embargo la concentración de calcio ha sido observada como constante durante la liberación anaeróbica y la asimilación aeróbica de fosfato.

3.7. FERMENTACIÓN DE SÓLIDOS PRIMARIOS (PREFERMENTACIÓN)

La biodegradación anaeróbica de la materia orgánica compleja genera productos finales como el metano y el CO_2 . Los nombres que reciben cada uno de los pasos de este proceso son: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis (Figura 3.12).

La *hidrólisis* de macromoléculas como proteínas, carbohidratos y lípidos la realizan enzimas extracelulares que las convierte en unidades más pequeñas tales como aminoácidos y azúcares. Estos elementos pueden ser asimilados por las células microbianas. Durante la *acidogénesis*, estas unidades más pequeñas son fermentadas a productos intermedios tales como acetato, propionato, butirato y H_2 . (Christensson, 1997). El acetato es el compuesto cuantitativamente predominante en la fermentación de compuestos orgánicos por poblaciones bacterianas, siendo el propionato el siguiente producto en abundancia. Durante la, *acetogénesis*, los productos intermedios, diferentes del acetato y del H_2 , se transforman en acetato y H_2 a través de la oxidación anaeróbica llevada a cabo por bacterias acetogénicas reductoras de protones, y a través de la β -oxidación de cadenas largas de ácidos grasos. La *metanogénesis* genera

metano como producto final, a partir de la descarboxilación del acetato o mediante la oxidación del hidrógeno por bacterias metanogénicas y anaerobias estrictas que pertenecen al grupo de las arqueobacterias.

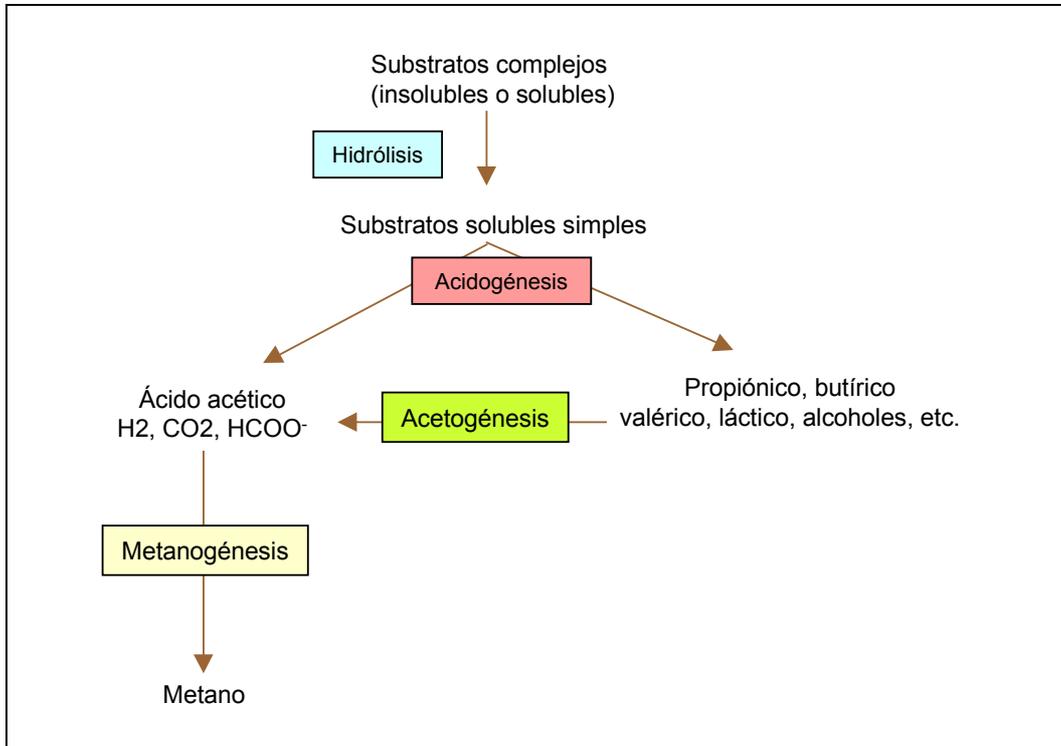


Figura 3.12. Esquema del proceso de degradación anaeróbica (adaptado de Münch 1998).

Teniendo en cuenta que los productos de la acidogénesis son los más importantes para la optimización del proceso de EBIF, los investigadores han enfocado sus estudios hacia la optimización y control del proceso de producción de AGV (principalmente ácido acético y propiónico) a partir de la MO del ARU sometiéndola a condiciones anaeróbicas durante períodos de tiempo largos. A este proceso de producción de AGV se le llama *prefermentación* (Münch, 1999).

3.7.1. Desarrollo histórico de la prefermentación

Hasta la década de los años 70, cuando el tratamiento del agua residual estaba básicamente dedicado a la eliminación de carbono, la producción de AGV no era de particular interés. Cuando la EBIF se estudio por primera vez en Sudáfrica, a mediados de los años 1970, se observó que las condiciones anaeróbicas eran beneficiosas para lograr el incremento de la EBIF. Se necesitaron 5 años más antes de que la comunidad científica se diera cuenta de que una de las razones por las que las condiciones anaeróbicas promueven la EBIF es que el ARU fermenta y genera nuevos substratos preferidos por los OAF (Fuhs y Chen, 1975).

Durante las siguientes décadas, la investigación se enfocó hacia dos áreas principales:

- 1) Demostrar que los productos del prefermentador mejoran los procesos de EBIF y DN.
- 2) Optimizar el proceso de prefermentación.

Los estudios se llevaron a cabo principalmente en fango primario (Osborn y Nicholls, 1978; Venter, *et al.*, 1978; Pitman *et al.*, 1983; Barnard, 1983 y 1984 y Nicholls *et al.*, 1985), fermentado en digestores anaeróbicos o en tanques de sedimentación primaria. Sin embargo, la generación *in situ* por acción de los organismos facultativos del estado anaeróbico y la fermentación de lodo secundario fueron también estudiadas como posibles fuentes de acidogénesis. El fango secundario de los procesos de EBIF no resultó ser adecuado para la producción de AGV, debido a que el fósforo puede liberarse de los OAF contenidos en el lodo secundario (Christensson, 1997). Sin embargo, Andreasen *et al.* (1997) aplicaron con éxito la fermentación de fango secundario en una planta a escala real con EBIF, en Dinamarca.

El fango primario, por el contrario, si puede ser fermentado o hidrolizado en sistemas externos al reactor como son los espesadores o los decantadores primarios. Otros autores, como Pitman *et al.* (1983), obtuvieron un incremento en la EBIF añadiendo *líquido sobrenadante obtenido de un digestor anaeróbico*, donde se había fermentado fango primario. Según Nicholls *et al.* (1985), la implantación de esta técnica puede provocar un incremento de AGV en el afluente de 0 a 73 mg/l.

Los primeros estudios e intentos para llevar a cabo la fermentación del lodo primario en sistemas continuos consistieron en incrementar el tiempo de retención celular del fango contenido en los *decantadores primarios* (Barnard *et al.*, 1984). Otros estudios se enfocaron hacia el uso de los *espesadores primarios de fango*, ya que cuentan con un mayor tiempo de retención celular. Uno de los aspectos más importantes aspectos que los investigadores tuvieron que tener en cuenta, fue que los AGV generados en un lodo fermentado tienden a quedar confinados en el lecho del fango fermentado. Por lo tanto, la recirculación del fango desde el espesador hasta el decantador primario o en el propio decantador primario, fue una de las estrategias consideradas para provocar la elutriación de los AGV con el afluente del reactor biológico (Barnard, 1984 y Randall *et al.*, 1992). Christensson, (1997) aplicó la recirculación de fango dentro del propio decantador primario rectangular. Para ello instaló una bomba en el pozo de fangos del decantador y bombeó fango primario hacia el extremo opuesto del mismo. Esta estrategia de recirculación provocó también un incremento considerable de MES en el efluente del decantador.

En muchas partes del mundo, los proyectistas de plantas de tratamiento de ARU no esperaron a que los investigadores hubieran resuelto todas las preguntas acerca del proceso de prefermentación y comenzaron a construir prefermentadores a gran escala. La primer planta con eliminación biológica de nutrientes y un prefermentador estático añadido en línea fue la planta de Kelowna en British Columbia, Canadá (1982). Desde entonces, se han construido muchas otras plantas principalmente en Sudáfrica y Canadá, así como en Australia, Reino Unido y Escandinavia (Münch, 1998).

3.7.2. Configuraciones de los procesos diseñados para la prefermentación

En general, la fermentación del lodo primario puede llevarse a cabo en decantadores primarios o en unidades separadas diseñadas exclusivamente para recibir el fango primario y fermentarlo. De acuerdo con Münch y Koch (1999) las diferentes configuraciones de los prefermentadores pueden clasificarse en función del número de tanques necesarios. Las configuraciones más comúnmente estudiadas y utilizadas son:

1. **Tanque activado primario (TPA).** Es básicamente un decantador primario con una capa de fango mayor que la normal en este tipo de decantador. El fango primario es recirculado hacia el afluente del TPA para llevar a cabo la elutriación de los AGV del fango fermentado. Esta configuración es una de las más simples para producir AGV (Randall *et al.*, 1992), ya que no se requieren tanques adicionales en la planta de tratamiento (Figura 3.13).

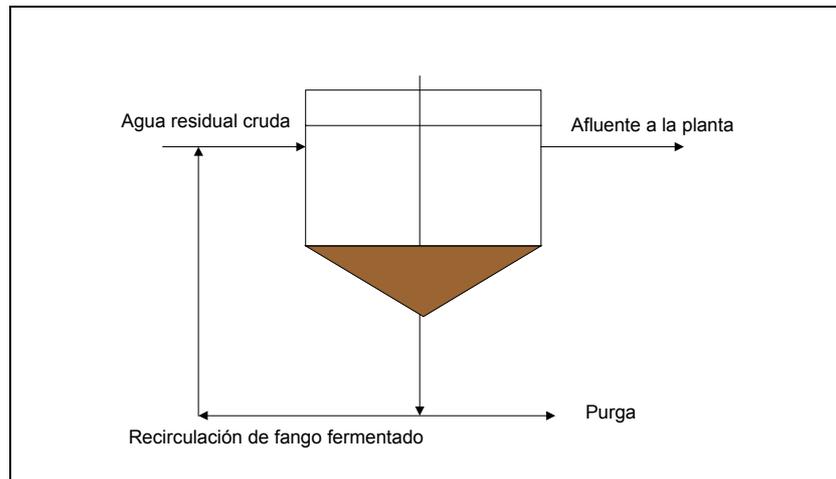


Figura 3.13. Prefermentación en decantador primario (proceso TPA).

2. **Prefermentador de mezcla completa.** Este prefermentador de fango primario está completamente mezclado y el TRS es igual a su tiempo de retención hidráulico (TRH). La Figura 3.14, presenta un esquema de este proceso.

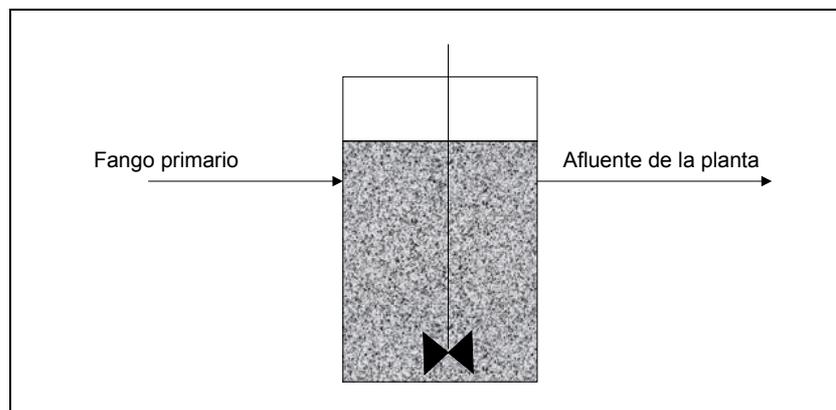


Figura 3.14. Prefermentador de mezcla completa.

3. **Prefermentador estático.** Es muy similar a un espesador convencional y no está mezclado. Los AGV son elutriados del lodo primario fermentado por rebose del ARU. Los prefermentadores estáticos, y los mezclados, son denominados prefermentadores de una etapa. La Figura 3.15 presenta el esquema de un prefermentador estático, según Münch (1998).

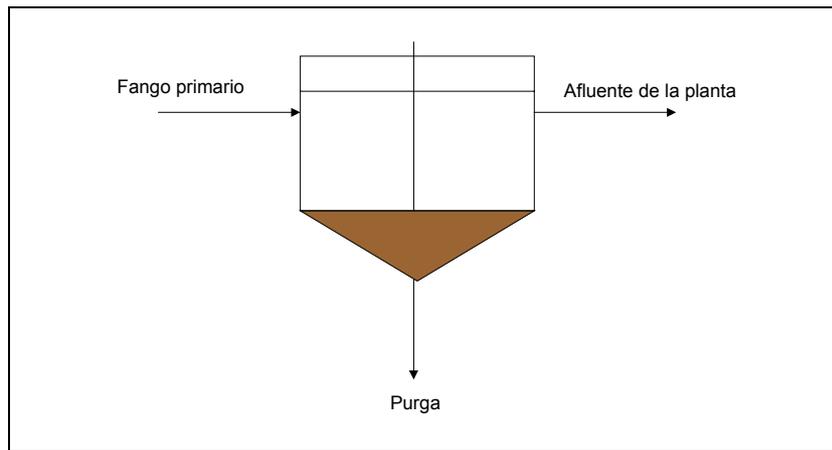


Figura 3.15. Prefermentador en estado estático.

4. **Prefermentador de dos etapas.** Es un tanque de mezcla completa que va seguido de un espesador propio. Esta disposición permite controlar el TRS independientemente del TRH. En este diseño, el tanque de mezcla completa se alimenta con fango primario, de esta manera el tanque toma el papel de prefermentador. Los sólidos primarios fermentados son entonces enviados a un espesador en el cual se produce un sobrenadante rico en AGV. Una variante menos costosa de este diseño, consiste en utilizar el decantador primario de la planta de tratamiento en vez del espesador. Este proceso ha dado buenos resultados según Rabinowitz *et al.* (1987). La Figura 3.16 presenta un esquema de este proceso.

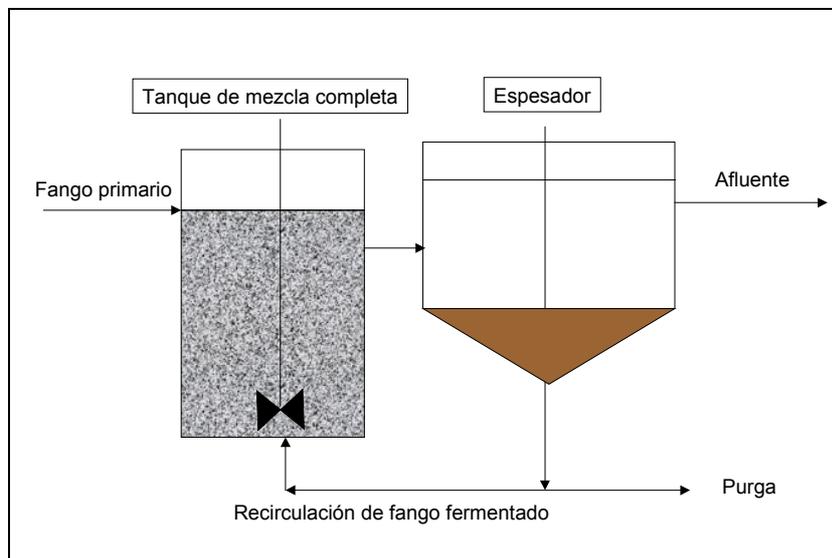


Figura 3.16. Prefermentación en dos etapas.

En general, los fermentadores que mejores resultados han dado han sido los fermentadores de mezcla completa, pero con un incremento en el número de reactores y en la complejidad de operación. Los estudios más recientes introducen ideas como la hidrólisis del fango biológico pre-precipitado (Kristensen *et al.*, 1992) y el flujo ascendente del afluente a través del manto de fango anaeróbico contenido dentro un prefermentador (configuración UASB) (Gonçalves *et al.*, 1994).

3.7.3. Factores de diseño de los prefermentadores.

La decantación primaria es el mecanismo físico de retención de los sólidos de un afluente. La modificación de algunos de sus parámetros de proceso, permite favorecer la fermentación ácida de los sólidos decantados. Según Münch (1998), un proceso óptimo de prefermentación es aquel capaz de cumplir con los siguientes aspectos:

- a) Producción de la cantidad deseada de AGV para el proceso de EBIF
- b) Bajo coste de construcción y operación
- c) Pocos problemas operacionales

Los factores básicos que deben ser considerados en el diseño óptimo de un prefermentador, son los siguientes:

- TRS
- TRH
- Temperatura
- Equipo de rascado
- Sistema de elutriación del fango primario

En general, el TRS propuesto como más eficiente para la fermentación acidogénica es de 3 días como máximo (Eastman y Ferguson 1981, Andreasen *et al.*, 1997). Aunque otros autores han conseguido resultados favorables con TRS de 5 y 6 días (Skalsky, *et al.*, 1995; Banister, 1996 y 1998). Por lo tanto, si el prefermentador elegido es un decantador primario, debe tener una capacidad de almacenamiento de sólidos de entre 2 y 6 días. No obstante, Rabinowitz *et al.* (1987), observaron que la concentración de AGV se incrementaban con TRS de entre 6 y 10 días (Rössle y Pretorius, 2001). El TRS óptimo será función de las características propias del proceso de fermentación aplicado y de las características fermentativas de los sólidos primarios del ARU. Es muy importante un buen control del TRS, ya que de esta manera se evitan las pérdidas de DQOFB que podrían ocurrir debido a la conversión de los AGV en metano (Pitman, 1991).

Los TRH propuestos oscilan entre 2,3 –3,2 horas, obteniéndose los mejores rendimientos de producción de AGV y de DQO soluble con un TRH de 2,8 horas (Gonçalves *et al.*, 1994). La temperatura de mayor producción de AGV oscila entre 21 y 24 °C según Skalsky y Daigger (1995), que corresponde al intervalo que se puede alcanzar en verano dentro de un fango con fermentación ácida.

El equipo rascador es el mismo que se utiliza en los decantadores primarios y en algunos espesadores. Sin embargo, en la prefermentación es importante que el rascador tenga una potencia elevada, mayor que la utilizada comúnmente en los decantadores primarios típicos. Es aconsejable un rascador robusto que pueda arrastrar capas delgadas de fango de las paredes del decantador.

Existen diferentes formas para lixiviar los AGV del fango primario (elutriación), tal como se ha ilustrado en el apartado anterior. Si la elutriación del fango se realiza por recirculación del fango fermentado hacia el afluente del prefermentador, es importante tener en cuenta la potencia de la bomba de recirculación y el tiempo que el afluente del prefermentador permanece en contacto con los sólidos fermentados. Finalmente, el pH con el que se alcanza la mayor producción de AGV oscila entre 5,0-6,0 según Eastman y Ferguson (1981) y entre 4,3 y 7,0 según Skalsky y Daigger (1995).

3.8. SISTEMAS DE TRATAMIENTO BIOLÓGICO DE FANGOS ACTIVADOS DE FLUJO DISCONTINUO

En este apartado se describen la evolución y características de los reactores biológicos secuenciales, así como su aplicación a la eliminación de materia orgánica, nitrógeno y fósforo.

3.8.1. Historia y evolución

Irvine *et al.* (1997) describe los orígenes de los reactores biológicos secuenciales. Los primeros sistemas de tratamiento de aguas residuales urbanas se basaban en operaciones físicas o físico-químicas. En 1893 Wardle utilizó un reactor biológico discontinuo, que fue ignorado por la comunidad científica. Más adelante, en 1914 y 1915, Arden y Lockett estudiaron en Manchester un proceso biológico secuencial, con llenado, aireación, decantación y vaciado, en una planta piloto. Estos autores acuñaron el término de fango activado, para designar el lodo obtenido en la decantación de su proceso discontinuo.

Entre 1914 y 1920 se instalaron muchos sistemas discontinuos a escala real. Posteriormente, estos sistemas fueron convertidos en procesos continuos, por tres razones: el consumo energético excesivo para el vaciado rápido (por bombeo), el atascamiento de difusores y la atención excesiva requerida de los operarios (operación manual). Estos tres inconvenientes se pueden considerar superados actualmente. El siguiente intento serio de utilizar reactores discontinuos en el tratamiento de aguas residuales urbanas se realizó a finales de los años cincuenta y en los primeros sesenta en Dinamarca (Pasveer). Este proceso consistía en: un llenado aireado, una etapa sin reacción, un llenado estático (con decantación) y un vaciado. La decantación era pobre, al coincidir con el llenado, porque el vaciado interceptaba el lecho de fango. Hacia 1980 existían unos 250 reactores de este tipo en Dinamarca, pero su funcionamiento había sido modificado substancialmente: se pusieron dos reactores en paralelo, con alimentación alternativa a uno y a otro reactor, y con aireación y mezcla anóxica también alternativas.

Otros reactores similares se construyeron en Australia a partir de 1965 (EPA, 1992), la mayor parte con llenado continuo y vaciado discontinuo.

Al final de los años sesenta y en los primeros setenta, Irvine desarrolló los principios de funcionamiento de los reactores biológicos secuenciales modernos (Irvine y Busch 1979; Irvine *et al.*, 1997). Durante los años setenta y ochenta se hicieron estudios en planta piloto en EEUU y, posteriormente, a escala real. En la segunda mitad de los años ochenta la EPA había adoptado el RBS como una tecnología para el tratamiento de aguas residuales urbanas, sin límite en cuanto a caudal máximo tratable. En 1989 había en EEUU 150 plantas en fase de diseño o funcionamiento, con 90 como mínimo funcionando.

3.8.2. Esquema y funcionamiento básico de un Reactor Biológico Secuencial

Un reactor biológico secuencial (RBS) es básicamente un tanque dotado de agitación y aireación, que contiene un fango biológico para el tratamiento de aguas residuales. Las diferentes entradas y salidas del reactor deben estar controladas o temporizadas, así como los mecanismos de aireación y agitación, que deben poder ser adaptados a los requerimientos del proceso. En la Figura 3.17 se representa un esquema de un

RBS. En ella no se indican los dispositivos de operación y control comentados más adelante.

El funcionamiento de un RBS es cíclico, siguiendo un proceso con diferentes *etapas*. El perfil del ciclo de un RBS depende de las características del afluente y de los objetivos de depuración. Un ciclo simple se puede definir de la manera siguiente (Figura 3.18).

Las diferentes etapas de tratamiento de un ARU en un RBS tienen lugar a lo largo de un cierto período de tiempo, denominado *ciclo*, (Escaler, 1997). Una vez finalizado un ciclo o secuencia de tratamiento, éste se vuelve a repetir nuevamente. Las etapas que comprende un ciclo son: *llenado*, *reacción*, *decantación*, *vaciado* e *inactividad*. Dentro de cada etapa, los diferentes estados ambientales y físicos programados (estados aeróbicos, anóxicos o anaeróbicos) serán denominados *fases*.

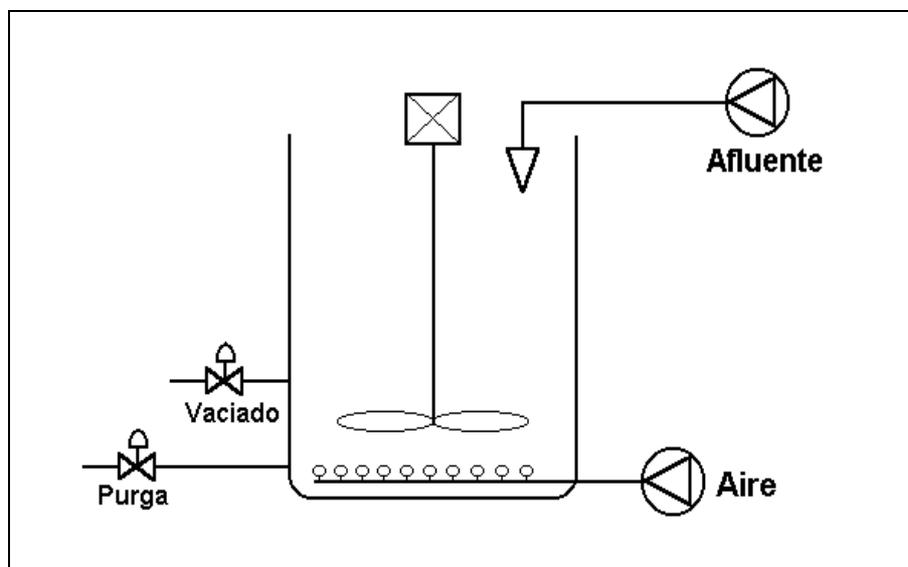


Figura 3.17. Esquema básico de un Reactor Biológico Secuencial.

Etapas de llenado

El ciclo se inicia con el reactor parcialmente lleno, con el fango activado decantado del ciclo anterior. Típicamente el volumen inicial es un 25% del total (Metcalf-Eddy, 1995). El llenado consiste en introducir afluente en el reactor hasta completar el 100% del volumen. El llenado suele combinar etapas agitadas anóxicas y aeróbicas. También es posible realizar el llenado o una parte de él sin agitación ni aireación. La duración del llenado suele ser un 25% de la del ciclo.

En la fase de llenado se producen procesos importantes para la eliminación biológica de nutrientes. También se elimina una parte de la materia orgánica biodegradable, si es que se dan las condiciones para la desnitrificación. Las condiciones de mezcla y aireación así como la duración del llenado influyen sobre los procesos de eliminación de nutrientes y sobre la decantabilidad del fango, tal como se expone posteriormente.

Etapa de reacción

Ésta es una etapa aireada y con buena mezcla, en la que se produce la eliminación biológica de la materia orgánica biodegradable. Si se dan las condiciones necesarias se producen la nitrificación y la eliminación incrementada de fósforo. La duración de este periodo suele ser de un 35% del ciclo (Metcalf-Eddy, 1995).

Etapa de decantación

La fase de reacción viene seguida por una fase de decantación (no agitada, no aireada), en la que se separa el fango del agua tratada.

Etapa de vaciado

A continuación se descarga el efluente hasta dejar el volumen inicial en el reactor.

Etapa inactiva

A continuación puede producirse una fase de espera, en la que el reactor permanece parado, hasta el inicio del ciclo siguiente. Durante esta fase se produce normalmente la purga (EPA, 1992), cuando es necesaria. La función de esta fase es permitir la sincronización de dos reactores en paralelo. El RBS está en espera hasta que termina el llenado de otro de los reactores. Esta fase no existe siempre. La mayor parte de los RBS que tratan ARU lo hacen mediante una configuración de dos o más reactores en paralelo (EPA, 1992). Mientras uno está en etapa de llenado, el otro se encuentra en etapa de reacción o inactivo.

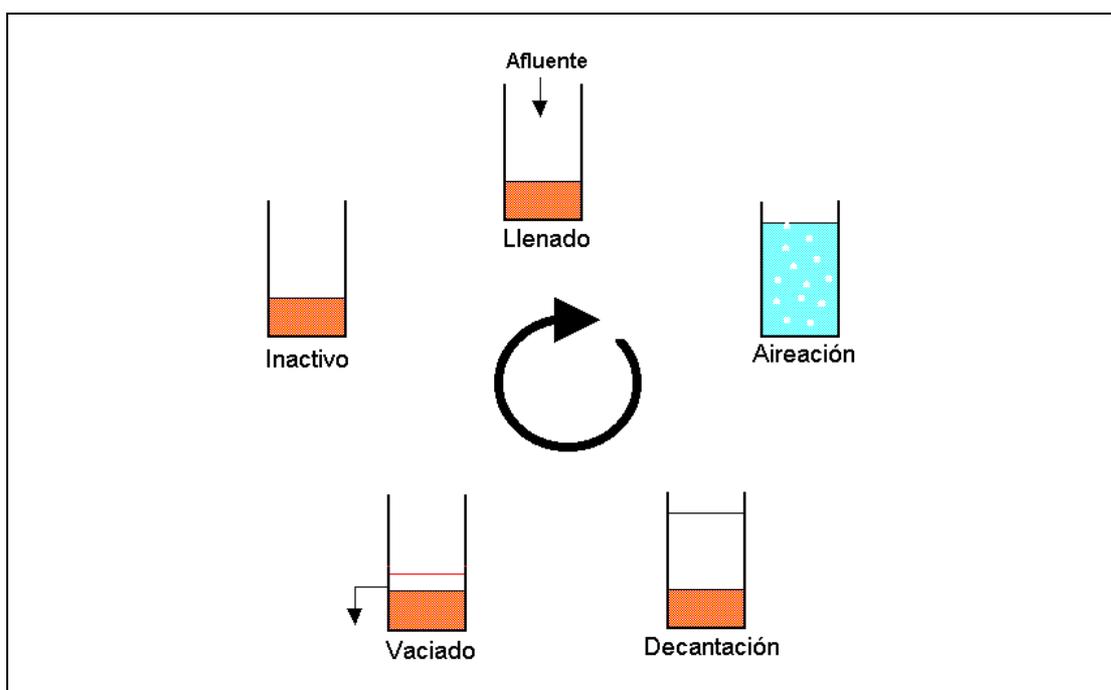


Figura 3.18. Esquema básico de un Reactor Biológico Secuencial.

En la Figura 3.19. se representa una estación depuradora de aguas residuales urbanas, basada en esta configuración. Cabe destacar que normalmente no se aplica decantación primaria en las plantas basadas en RBS (EPA, 1992).

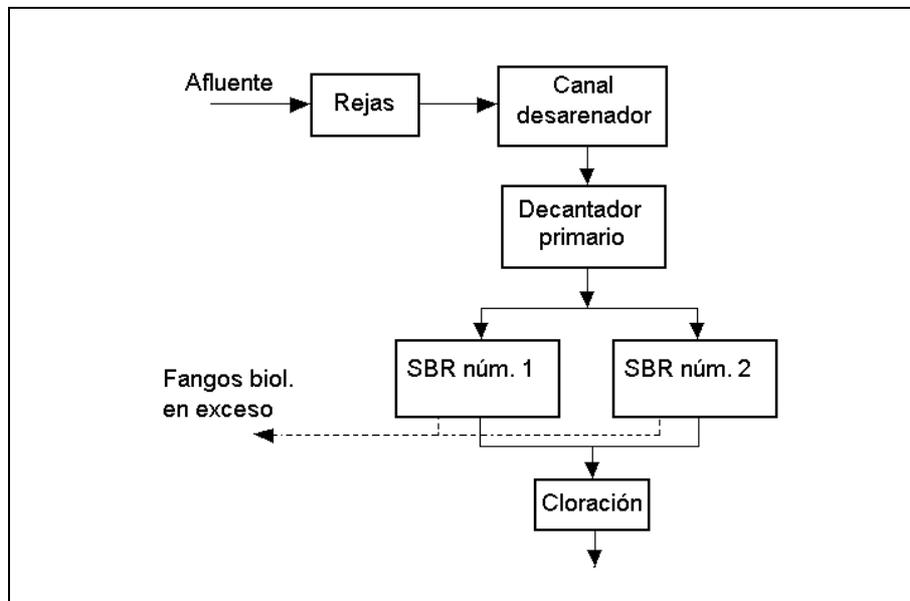


Figura 3.19. EDAR con dos RBS en paralelo, adaptado de EPA (1992).

3.8.3. Fundamentos de la eliminación biológica de nitrógeno en RBS

Al igual que en un proceso continuo, la eliminación de nitrógeno en un RBS se puede conseguir mediante nitrificación y desnitrificación biológicas. Los rendimientos de eliminación de nitrógeno suelen ser superiores a los de los procesos continuos (EPA, 1993).

La nitrificación puede conseguirse durante las fases de reacción aeróbicas, si se dan las condiciones adecuadas (ver apartado dedicado a: Factores que controlan la nitrificación). Diversos autores han documentado la nitrificación total o casi total en la fase aeróbica de reacción de los RBS de laboratorio o en planta piloto (Irvine *et al.*, 1979; Alleman y Irvine, 1980a; Münch *et al.*, 1996; Bernades y Klapwijk, 1996). Una recopilación de 13 plantas RBS a escala real (EPA, 1993) muestra rendimientos de nitrificación muy elevados (96% de promedio), siempre superiores al 89%.

La concentración de OD utilizada en las fases aeróbicas de los RBS ha sido a menudo omitida en la literatura. Arora *et al.* (1985) aseguran que 2 mg O₂/l es una concentración adecuada para la nitrificación. Este valor está en concordancia con el valor mínimo recomendado de 2 mg O₂/l para los procesos continuos de nitrificación (EPA, 1993).

No obstante, es posible nitrificar a concentraciones de OD inferiores. Münch *et al.* (1996) consiguieron la nitrificación y la desnitrificación simultáneas en un RBS, trabajando a concentraciones de 1 mg O₂/l. Estas condiciones inhiben parcialmente la

actividad de los Nitrobacter (EPA, 1993), de manera que la especie de nitrógeno oxidado que predomina es el nitrito (Münch *et al.*, 1996).

Al igual que en los procesos continuos, es necesario un tiempo de retención celular elevado para permitir el crecimiento de los organismos nitrificantes. Mientras que EPA (1993) recoge 15-40 días como valores típicos, Arora *et al.* (1985) proponen valores mínimos inferiores de 5-10 días.

Argaman, (1986) estableció el concepto de tiempo aeróbico de retención de sólidos (TRSa), que se obtiene multiplicando el TRS por la fracción aireada del ciclo (tiempo con aireación / tiempo total del ciclo). Este parámetro se basa en que el crecimiento de los nitrificantes se produce sólo durante las fases aeróbicas. El estudio de Argaman con TRSa superiores a 15 días consiguió una nitrificación superior al 95%. El reactor de Argaman era una planta de laboratorio con alimentación continua y aireación y decantación intermitentes. Randall (1992) describe un método de diseño de los RBS para conseguir la nitrificación, basado en el concepto de TRS efectivo, equivalente al TRSa de Argaman.

Desnitrificación preanóxica

La desnitrificación se produce en la fase anóxica de llenado de un ciclo convencional, durante la cual el afluente actúa como fuente de carbono para la desnitrificación. Esta estrategia recibe el nombre de desnitrificación preanóxica (Randall, 1992).

Con esta estrategia, sólo se podrán eliminar los nitratos que no hayan sido vertidos al final del ciclo anterior. Si V_o es el volumen del reactor al inicio del ciclo y V_T es el volumen del reactor lleno, la fracción de nitratos eliminada es V_o/V_T . Como el volumen inicial es normalmente próximo al 25% del total (Metcalf-Eddy, 1995), la eliminación máxima de nitratos en esta configuración es próxima al 25%. Con relaciones mayores V_o/V_T (Irvine *et al.*, 1979; Hamamoto *et al.*, 1997; Escaler, 1997) el rendimiento máximo permitido aumenta, pero todavía es bajo.

Desnitrificación postanóxica

La adición de una fase anóxica entre la fase de reacción aeróbica y la decantación permite aumentar el rendimiento de la desnitrificación y, por lo tanto, de la eliminación de nitrógeno en su conjunto (Randall, 1992). La concentración de carbono orgánico es muy baja, por lo que la desnitrificación postanóxica se produce a costa de las reservas celulares de los heterótrofos desnitrificantes al final de la etapa de reacción, mediante la respiración endógena.

Esta estrategia alternativa fue descrita por Alleman y Irvine (1980 a y b) y ha sido recogida por EPA (1993). Randall (1992) describe un método de diseño de los RBS con pre y postdesnitrificación. Durante la etapa postanóxica se produce liberación de amonio (Irvine *et al.*, 1979), procedente de la respiración endógena anóxica. Este fenómeno se produce también en la decantación y en la etapa inactiva.

Nitrificación-desnitrificación durante el llenado

Otra alternativa para aumentar el rendimiento de eliminación del nitrógeno consiste en la inserción de fases aeróbicas durante la etapa anóxica de llenado. De esta manera se consigue nitrificar y desnitrificar una parte del amonio antes de la fase de reacción. Esta técnica ha sido aplicada por Palis y Irvine (1985), Hayakawa *et al.* (1986), Hamamoto *et al.* (1997), Escaler, (1997). Palis y Irvine encontraron este sistema como

el más efectivo en cuanto a la capacidad de eliminación de nitrógeno, la claridad del efluente y el ahorro energético.

Nitrificación y desnitrificación simultáneas

Otra estrategia para aumentar el rendimiento de eliminación del nitrógeno consiste en obtener una desnitrificación al menos parcial en la fase aeróbica de reacción.

Este fenómeno está documentado en procesos continuos de nitrificación-desnitrificación. En dichos procesos se registra un 30% de pérdida de nitrógeno, atribuible a la desnitrificación en el reactor de nitrificación (EPA, 1993). Tradicionalmente, este fenómeno se atribuye a irregularidades en el OD en el reactor y a la dificultad para que el oxígeno se difunda hacia el interior de los flóculos biológicos (EPA, 1993; Münch *et al.*, 1996). Alleman y Irvine (1980) observaron que en un RBS que sólo pretendía nitrificar se produjo una importante desnitrificación en las etapas de decantación e inactividad.

Münch *et al.* (1996) han comprobado que un RBS que nitrifique a 1 mg O₂/l inhibe la actividad de los Nitrobacter, que convierten el nitrito en nitrato. En estas condiciones, la especie dominante en la fase aerobia de reacción es el nitrito en vez del nitrato. Además, han comprobado que en estas condiciones la desnitrificación se produce a concentraciones de OD más elevadas de lo normal.

3.8.4. Fundamentos de la eliminación biológica de fósforo en un RBS

Como se ha expuesto anteriormente, si se somete un fango biológico a condiciones anaeróbicas y aeróbicas alternantes se consigue desarrollar una población de microorganismos acumuladores de fósforo, que son capaces de eliminar fosfatos del afluente de la planta.

Las condiciones alternantes que se registran en un RBS propician estos procesos biológicos de eliminación de fósforo, como se ha podido comprobar (Hayakawa *et al.*, 1986; Bernades y Klapwijk, 1996; Danesh y Oleskiewicz, 1997; Hamamoto, 1997). El llenado no aireado inicial puede conseguir las condiciones anaeróbicas necesarias para la liberación de fosfatos, simultáneamente al consumo de AGV, que son acumulados como PHB. La fase aeróbica de reacción, u otras fases aireadas, producen la acumulación incrementada de fosfatos en forma de PP, mientras se consumen los PHA para obtener energía y producir biomasa.

Para que éstos procesos sean posibles, deben darse las siguientes condiciones en las fases no aireadas:

1. Presencia de productos de la fermentación (AGV) en concentraciones suficientes para permitir que OAF acumulen PHA, al tiempo que liberan fosfatos (Lie y Welander, 1997).
2. Baja concentración de nitratos. De acuerdo con el modelo de fangos activados número 2, ASM2 (Henze *et al.* 1995a), los nitratos no inhiben por sí mismos el proceso de acumulación de PHA. Sin embargo, al haber nitratos en el medio, los heterótrofos responsables de la desnitrificación compiten por los AGV con los OAF. De esta manera, queda limitada la acumulación de PHA. Además, y también de acuerdo con el ASM2, los nitratos pueden inhibir los procesos de fermentación, reduciendo o anulando la producción de AGV. Por otra parte, Manning y Irvine

(1985) observaron que la eliminación previa de los nitratos era una condición necesaria para la liberación de fósforo en las fases no aireadas.

3. Ausencia de oxígeno. El oxígeno inhibe también los procesos de fermentación (Henze *et al.*, 1995b), limitando la generación de AGV. Por otra parte, las fases aireadas deben tener una concentración de OD relativamente elevada.

Un RBS diseñado para la eliminación de nitrógeno y de fósforo puede tener dificultades para conseguir alguna de las condiciones citadas. A continuación se discuten las implicaciones de cada una de ellas.

Presencia de AGV durante las fases no aireadas

Dependiendo de las características del afluente, el aporte de AGV para la acumulación de PHA y la desnitrificación puede ser insuficiente para realizar los dos procesos. En tal caso, el proceso que queda más limitado es el de consumo de AGV (Chuang *et al.* 1996). Hay diferentes estrategias para mejorar la disponibilidad de AGV para los OAF:

1. Llenados rápidos o estáticos
2. Adición de una fuente externa de carbono
3. Fermentación del fango primario o secundario
4. Fase postanóxica con desnitrificación endógena

Los llenados rápidos permiten iniciar una fase anóxica con una elevada concentración de sustrato y, en particular, de AGV. Los llenados estáticos (sin agitar) evitan la mezcla de afluente y fango. Si a continuación se realiza una fase agitada anóxica/anaerobia, ésta dispondrá de una concentración inicial elevada de AGV (Manning y Irvine, 1985). En cambio, el llenado lento mantiene bajas las concentraciones de AGV durante todo el llenado. Chuang *et al.* (1996) han comprobado que con escasez de AGV se produce la desnitrificación, pero no la liberación de fosfato/acumulación de PHA.

La adición de una fuente externa de carbono se ha utilizado en los procesos de desnitrificación, siendo el metanol la fuente externa más empleada (Sedlak, 1991). Para la acumulación de PHA se requiere acetato u otros AGV. Sedlak cita dos experiencias de adición de AGV a plantas continuas de EBN, con resultados positivos. Una de las plantas era piloto y la otra a escala real. Sin embargo, al igual que ocurre en la desnitrificación, se intenta evitar los costes que representan la adición externa, aprovechando el potencial generador de AGV que tiene el propio afluente de la planta, mediante prefermentación. No se han hallado referencias de RBS a escala real con adición de fuente externa de AGV como forma de favorecer la liberación anaeróbica de fosfato.

La prefermentación del fango primario permite producir AGV para mejorar la EBIF. Se ha aplicado ampliamente en plantas continuas con EBIF, especialmente en Canadá y Sudáfrica (Sedlak, 1991). Aunque hay pocos estudios sobre la aplicación de la prefermentación en la línea de un proceso RBS, se han encontrado dos referencias, Danesh y Oleszkiewicz, (1997) y Cuevas *et al.* (1998). Hay que tener en cuenta, que la mayoría de RBS no tienen decantador primario, lo que representa una dificultad, tanto económica como de otros tipos para la aplicación de la prefermentación en los RBS.

Andreasen *et al.* (1997) han aplicado la fermentación de fango secundario en una planta danesa con EBIF, en continuo y a escala real, con resultados satisfactorios. Cabe considerar la viabilidad de la fermentación de fango purgado como forma de mejorar la disponibilidad de AGV en RBS con EBIF.

Otra estrategia para aumentar la disponibilidad de AGV en la fase de llenado consiste en provocar la desnitrificación endógena después de la fase de reacción aeróbica (fase postanóxica). De esa manera, se evita el consumo de AGV por el nitrato en el llenado del ciclo siguiente (Randall *et al.* 1997). No obstante, hay que tener en cuenta que la cinética de la desnitrificación endógena es mucho más lenta que la desnitrificación con una fuente externa de carbono (Sedlak, 1991).

Concentración de nitratos durante el llenado

La concentración de nitratos durante el llenado anóxico puede ser elevada, debido a la nitrificación de la fase aireada del ciclo anterior. Como se ha mencionado en el apartado anterior, los nitratos no son necesariamente incompatibles con la liberación de fosfatos, siempre que existan suficientes AGV en disolución. Si no es así, predominará la desnitrificación.

Otro factor a tener en cuenta es la capacidad observada de algunos microorganismos acumuladores de fósforo para desnitrificar en condiciones anóxicas, a costa de los PHA (Christensson, 1997). En presencia de nitratos y a baja concentración de acetato, algunos OAF consumen PHA en vez de liberarlos.

Control del oxígeno disuelto

La concentración de OD es muy importante durante el proceso de la eliminación de fósforo. Una aireación excesiva en la fase aeróbica puede frenar la desnitrificación y la liberación de fosfato durante el llenado no aireado. Hayakawa *et al.* (1986) comprobaron que el control del OD era determinante para la eliminación de fosfato y la desnitrificación en un RBS.

Formación y características de un fango activado con capacidad para la EBIF en RBS

Cuando un RBS satisface las condiciones requeridas para la eliminación biológica de fósforo, se produce un crecimiento lento de los microorganismos. En un RBS de laboratorio, Manning y Irvine (1985) observaron unos tiempos de 1-2 semanas sin eliminación incrementada de fósforo, 2-4 semanas para conseguir una eliminación del 50% del fósforo y 5-8 semanas para conseguir una eliminación de fósforo superior al 90%. Por tanto, los periodos de crecimiento o de aclimatación de los OAF son considerables.

La decantabilidad del fango activado es otro factor importante que debe ser tenido en cuenta. La literatura contiene pocas referencias concretas sobre la influencia del tipo de ciclo en la decantabilidad del fango en un RBS. Diversos autores resaltan a la excelente decantación que se consigue en un RBS debido a la quietud del líquido en el tanque durante la fase de decantación (EPA, 1992; EPA, 1993), en comparación con los fenómenos de flujo que existen en un decantador secundario convencional (Irvine *et al.*, 1983). Según Ketchum (1997), el manto de un fango en un RBS decanta a más de 6 m/h.

Otro factor determinante en la buena decantabilidad, en general, de los RBS es el efecto de selector biológico. Este efecto se produce en la fase de llenado, especialmente con llenados rápidos. En estas condiciones, la abundancia de materia orgánica fácilmente biodegradable favorece el crecimiento de las bacterias formadoras de flóculos frente a la de los organismos filamentosos (Sedlak, 1991). Wanner (1994) ha revisado diferentes estudios de los años sesenta, comprobando la menor tendencia a producir fango voluminoso de los RBS frente a los reactores continuos de mezcla completa.

Según Irvine *et al.* (1997), la mejor manera de evitar el fango voluminoso es someter la biomasa a periodos alternativos de alta carga (llenado) y baja carga, como ocurre en los reactores continuos de flujo en pistón o en los RBS adecuadamente gestionados. Sedlak (1991) revisa los trabajos de diversos autores que establecieron los rangos de cargas orgánicas sobre la masa de flóculo (*floc loading*, mg DQO/ mg MESV) óptima para llenados rápidos, observando una gran dispersión de valores entre los diferentes trabajos.

Manning y Irvine (1985) estudiaron ciclos con diferentes etapas de llenado y comprobaron que un llenado muy rápido, seguido de 2 horas de mezcla no aireada, presentaba unos índices volumétricos de fango (IVF) muy inferiores (60 ml/g) a los de un llenado de 2 horas (100-500 ml/g). Asimismo, según estos autores, un llenado de 1 hora presentaba un IVF en torno a 100 ml/g. En el mismo estudio se observó un aumento del IVF (de 100 a 500 ml/g en una semana) al alcanzarse un alto rendimiento en la EBIF. Otra consecuencia de este estudio es que en ciertos casos, las condiciones que favorecen la EBIF (presencia de AGV en el afluente) pueden favorecer el fango voluminoso en un RBS. De acuerdo a Manning e Irvine, la decantación en un RBS puede funcionar bien con un IVF de hasta 300 ml/g.

El estudio de Escaler (1997), con eliminación de carbono, nitrógeno y fósforo en un RBS, indica un IVF entre 86 y 230 ml/g, con un llenado largo (3 h) parcialmente aireado. Aunque se presentaron situaciones de fango moderadamente voluminoso la MES promedio del efluente fue de 8 mg/l.

3.8.5. Ciclos aplicados en los RBS

La flexibilidad del RBS permite numerosas modificaciones de la duración del ciclo y de sus etapas, así como de las características de las mismas (agitación, aireación). Los diferentes ciclos de operación de los RBS responden a distintos objetivos de depuración y también a diferentes condicionantes de caudal y características del afluente. De esta manera, se puede distinguir entre:

- Plantas que reciben un caudal discontinuo
- Plantas que reciben un caudal continuo de afluente

Entre los objetivos de depuración pueden mencionarse principalmente:

- Eliminación de carbono orgánico y MES
- Eliminación de carbono orgánico, MES y nitrificación.
- Eliminación de carbono orgánico, MES y N (nitrificación-desnitrificación).
- Eliminación de carbono orgánico, N, P y MES

Los RBS instalados en pequeñas poblaciones rurales (Irvine y Busch, 1979), y con redes separativas de alcantarillado reciben un caudal nocturno prácticamente nulo.

En este caso, es obvio que un reactor sin tanque de homogeneización no puede tener fases nocturnas de llenado. La solución adoptada en estos casos es un ciclo de 24 horas. Durante las horas de afluencia significativa de caudal se produce el llenado, mientras que durante las horas sin afluencia de caudal se producen las fases de reacción, decantación, vaciado e inactividad.

En un reactor de este tipo, Irvine y Busch (1979) recomiendan un llenado anóxico y una reacción aireada, para conseguir la eliminación de carbono orgánico, de MES y la nitrificación. Para conseguir además desnitrificación recomiendan alternar fases aireadas y no aireadas, tanto durante el llenado como durante la reacción.

Palis y Irvine (1985) aplicaron también ciclos de 24 horas en una planta piloto. Consiguieron la nitrificación mediante un ciclo con llenado y reacción completamente aireados. Mediante llenados alternativos anóxicos/aeróbicos consiguieron rendimientos de eliminación de nitrógeno entre 86 y 94%. Un ciclo con llenado alternativo y reacción anóxica presentó una mala decantación de fangos.

Schleypen *et al.* (1997) estudiaron dos plantas RBS de llenado continuo en pequeñas poblaciones rurales de Baviera (Alemania). Los ciclos eran de 24 horas pero con varios periodos de llenado, decantación y descarga al día. Las fases aireadas y anóxicas se alternaban tanto durante las fases de llenado como las de reacción. En una de las plantas se eliminó biológicamente un 90% del nitrógeno y en una de ellas se bajó de 9,4 a 3,4 mg/l de P.

Cuando los RBS reciben un caudal continuo es necesario disponer de un tanque de homogeneización o bien de dos o más reactores en paralelo. En estas condiciones, los reactores siguen ciclos normalmente iguales pero desfasados un cierto tiempo. De esta manera, uno de ellos, como mínimo, se está llenando siempre. Este tipo de plantas no requiere ciclos tan largos, por lo que se dispone de una mayor flexibilidad a la hora de programar el ciclo del reactor. La primera planta RBS a escala real en Culver (EEUU), constaba de dos RBS en paralelo y empleaba ciclos de 6 horas (Irvine *et al.*, 1983).

Estrategias de operación para los RBS según objetivos de depuración

Arora *et al.* (1985) evaluaron los RBS desde el punto de vista tecnológico y analizaron 8 plantas municipales de Canadá, Estados Unidos y Australia. El análisis de sus diferentes ciclos de operación les permitió llegar a la conclusión de que las combinaciones posibles para conseguir unos mismos objetivos eran muy diversas.

Arora *et al.* (1985) proponen diferentes estrategias para diferentes objetivos de depuración, según el esquema de la Figura 3.20. En todas las formas de operación se recomienda que la mitad del llenado se realice en condiciones estáticas (LLE), sin agitar, y que se complete con un periodo agitado (LLA) y otro aireado (LAA). Con esto se pretende conseguir una concentración elevada de sustrato al comienzo del llenado agitado, y así poder controlar el crecimiento de filamentos y favorecer la desnitrificación o la liberación anaeróbica de fósforo.

El llenado aireado y el periodo de reacción sirven para la eliminación de DBO y la nitrificación. Ketchum (1997) propone estrategias muy similares, aunque sin especificar duraciones de las etapas. En todos los casos propone llenados iguales que los anteriores (LLE, LLA, LAA). Al mismo tiempo especifica periodos de reacción aireados, excepto para el caso de la nitrificación-desnitrificación, en que propone una

reacción aireada-anóxica-aireada. En este caso, la fase de reacción anóxica se utiliza para la desnitrificación. La última fase aireada sirve para evitar una mala decantación del fango debido a las purgas de nitrógeno.

Los ciclos evaluados en la literatura muestran muchas variantes respecto a este esquema. A la hora de discutir en detalle los ciclos aplicados hay que resaltar que los RBS dedicados exclusivamente a la eliminación de DBO y MES son minoritarios. Hoy en día la mayoría incorporan al menos una nitrificación. Ésta se produce a menudo aunque no sea objetivo del proceso (Arora *et al.*, 1985). Por otra parte, los procesos que nitrifican producen una desnitrificación al menos parcial.

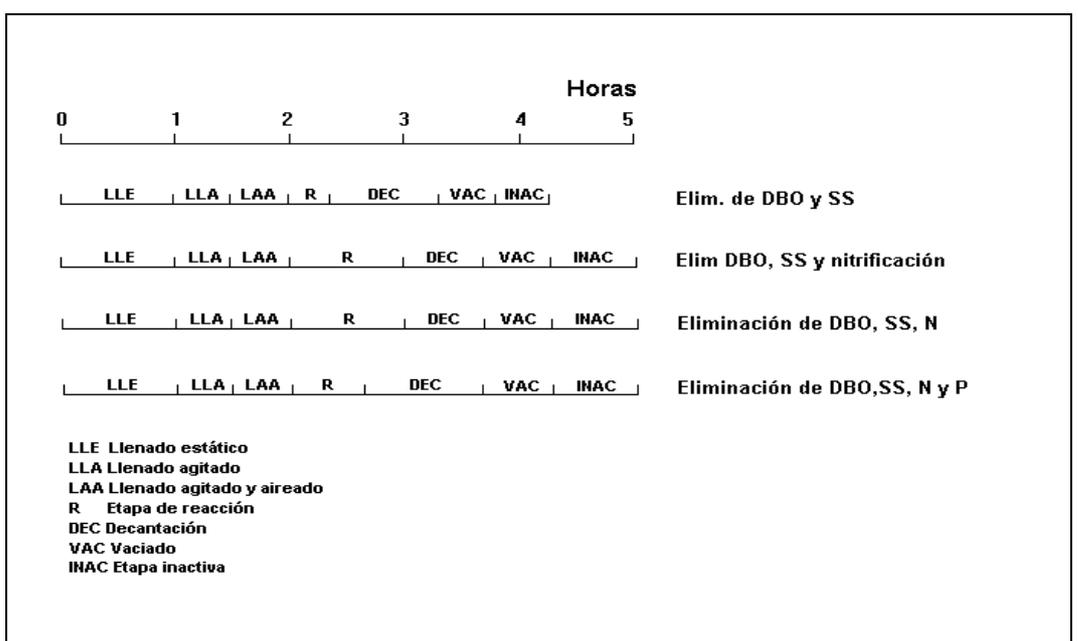


Figura 3.20. Estrategias de operación de un RBS en función de los objetivos de depuración (Arora *et al.*, 1985).

Ciclos para la eliminación de DBO y MES

Dada la facilidad para adaptar un RBS a la eliminación de nitrógeno, son muy pocas las referencias sobre ciclos diseñados con el objetivo único de eliminar DBO y MES. Escaler (1997) revisó 13 RBS a escala real o en planta piloto, diseñados para eliminar DBO₅ o DQO. En todos ellos había eliminación simultánea de nitrógeno y, en algunos casos, de fósforo. Las propuestas de Arora *et al.* (1985) y Ketchum (1997), ya mencionadas, coinciden en el caso de eliminación de DBO y MES.

Como se expone más adelante, los dos RBS municipales instalados en Cataluña en la actualidad fueron diseñados sólo para eliminación de DBO y MES. El ciclo aplicado actualmente en Santa Pau y en Cercs consta de 3 h de llenado aireado, 1 h de decantación y 2 h de vaciado.

- **Reactores Biológicos Secuenciales en Cataluña**

Existen dos EDAR con RBS en Cataluña, ubicados en Cercs (Barcelona) y Santa Pau (Girona). Ambas comenzaron en diciembre de 1997 y las dos constan de dos reactores en paralelo. Las características generales de las dos plantas se recogen en

la Tabla 3.12. Como se observa, los RBS no tenían como objetivos de eliminación de nutrientes. La mayor parte de la información adicional se ha conseguido a través de Palmero (1998).

Tabla 3.12. Características de diseño de las plantas RBS municipales existentes en Cataluña hasta 1997 (Junta de Sanejament, 1997a, 1997b).

Parámetro	EDAR de Cercs (Barcelona)	EDAR de Santa Pau (Girona)
Caudal, m ³ /d	500 ^(a)	300
hab-eq	2500	1900
DBO ₅ afluente, mg/l	300	380
DBO ₅ efluente, mg/l	≤ 25	≤ 25
SS afluente, mg/l	250	240
SS efluente, mg/l	< 35	≤ 35

^(a) 700 m³/d debido a infiltraciones (Palmero, 1998).

- Estación depuradora de Cercs

Esta planta comenzó con un ciclo diseñado para eliminar de DBO₅ y MES. Las características del ciclo se describen en la Tabla 3.13.

Obsérvese que el llenado no tiene ninguna fase anóxica. No se han citado problemas de filamentosas a pesar de ello. Aunque no estaba previsto, se ha observado nitrificación en la planta. Tampoco hay una etapa de reacción a reactor lleno. La sincronización de los dos reactores se consigue alternando el llenado con decantación y vaciado.

Las variaciones en el caudal se compensan parcialmente aprovechando el volumen disponible en las cámaras de bombeo, que hacen también la función de depósito de regulación de caudales. Estaba previsto probar un segundo ciclo para eliminación de nitrógeno después del verano de 1998. Esto es posible porque los reactores de estas plantas están equipados con agitadores para las fases anóxicas. La desnitrificación se produciría básicamente en las fases anóxicas del llenado.

Tabla 3.13. Ciclo de la planta RBS de Cercs diseñado para la eliminación de DBO y MES.

Fase	horas
Duración del llenado	4
Llenado aireado	2
Decantación	1
Vaciado	1

- Estación depuradora de Santa Pau

Cuando se realizó la encuesta sobre las características de esta planta, no se disponía de agitación en los reactores de la EDAR de Santa Pau, por lo que no era posible programar fases anóxicas. Esta planta comenzó con un solo reactor en el que se programó un ciclo con alimentación continua. El régimen continuo era necesario porque no había un segundo reactor en funcionamiento ni una balsa de almacenamiento. Existía también un deflector en la entrada del reactor, que dirigía el afluente hacia la parte baja del reactor. Esto evitaba que el afluente se mezclara con el líquido decantado y se extrajera durante el vaciado simultáneo.

En la fecha en que se recopiló esta información, la planta ya funcionaba con dos reactores en paralelo, como la planta de Cercs, y se aplicaba un ciclo similar al utilizado en esa planta para la eliminación de DBO y MES. No era difícil adaptar la planta para que realice los procesos de nitrificación y desnitrificación, cuando se requiera, bastando para ello con añadir agitadores para las fases anóxicas y programar un ciclo de 6 horas como el de la Tabla 3.14.

Tabla 3.14. Ciclo de la planta RBS de Santa Pau diseñado para eliminar nitrógeno.

Fase	horas
Llenado 15 min anóxico + 15 min aeróbico	3
Decantación	1
Vaciado	2

En ninguna de las dos plantas antes mencionadas se habían diseñado ciclos y estrategias para llevar a cabo la eliminación biológica de fósforo. Finalmente, se tenía planeado construir plantas RBS en 3 estaciones de esquí del Pirineo Catalán: *La Molina*, *Supermolina* y *La Masella*.

Ciclos para eliminación de DBO y nitrógeno

En los primeros estudios en planta piloto y a escala real (finales de los setenta y primeros ochenta) ya se propusieron ciclos para la nitrificación y la nitrificación-desnitrificación. Alleman y Irvine (1980a) aplicaron un ciclo de 8,5 horas para la eliminación de DBO, de MES y la obtención de una nitrificación total (Tabla 3.15).

Tabla 3.15. Ciclo de operación de un RBS según Alleman e Irvine (1980a).

Fases	horas
Llenado anóxico	2,0
Reacción	4,0
Decantación	1,0
Vaciado	0,5
Inactivo	1,0

Los datos experimentales sugirieron que con un período de reacción de 1-2 horas era suficiente para la eliminación de la DBO. Sin embargo, fue necesario un periodo de

reacción de 4 horas para conseguir la nitrificación total. Sin ellos pretenderlo, Alleman e Irvine consiguieron la desnitrificación prácticamente total en las fases de decantación y vaciado.

Irvine *et al.* (1983) consiguieron buenos rendimientos de eliminación de nitrógeno con el ciclo de la Tabla 3.16 en la planta a escala real de Culver. Cuando controlaron bien el oxígeno y consiguieron nitrificar, el rendimiento fue superior al 90%. La desnitrificación fue simultánea con la nitrificación, según los autores. Según Irvine *et al.* (1983), el llenado no puede ser completamente anóxico, ya que entonces se alarga excesivamente el periodo de reacción, que debe eliminar DBO y nitrificar. Alleman y Irvine (1980b) aplicaron un proceso de desnitrificación endógena mediante una etapa de reacción aeróbica-anóxica-aeróbica.

Tabla 3.16. Ciclo de operación de un RBS según Irvine *et al.*, (1983).

Fase	horas
Llenado anóxico-aeróbico	2,9-3,1
Reacción	0,4-0,7
Decantación	0,7
Vaciado	0,7
Inactivo	1,0-1,1

Ciclos para la eliminación de DBO, MES y fósforo

No es común la eliminación biológica de fósforo si no va acompañada de una eliminación biológica de nitrógeno. En primer lugar porque los efluentes municipales sobrecargados de fósforo suelen estarlo también de nitrógeno. En segundo lugar porque en presencia de amonio la nitrificación se produce con relativa facilidad en un RBS y el nitrato formado puede interferir negativamente con la liberación anaeróbica de fosfato, a no ser que se realice la eliminación conjunta de N y P. En tercer lugar, la eliminación biológica de fósforo se ha desarrollado posteriormente a la eliminación biológica de nitrógeno, por lo que aunque es frecuente encontrar plantas que eliminan N sin eliminar P, lo contrario no es común. La única referencia a un ciclo para la eliminación de DBO, MES y fósforo es la de Ketchum *et al.* (1987), recogida por Ketchum (1997).

Ciclos para la eliminación conjunta de DBO, MES, N y P

La literatura contiene ciclos muy diferentes de RBS para la eliminación conjunta de DBO, MES, N y P. Unos corresponden a plantas de laboratorio o piloto y otros a plantas de escala real. Unos son reactores con ciclos muy largos (24 h), pensados para pequeñas plantas de llenado continuo, mientras que otros presentan ciclos de 4 a 8 horas para plantas multirreactor. También hay diferencias importantes en el modo de llenado, en la duración de las etapas del ciclo y en el carácter aeróbico o anóxico/anaerobio de las fases, así como en los rendimientos obtenidos para cada uno de los parámetros. Otro aspecto a considerar es el tipo de afluente real o sintético utilizado, así como de la concentración de los diferentes parámetros (DQO, DBO, MES, N y P).

Se ha llevado a cabo una revisión de los ciclos con eliminación biológica de fósforo publicados en la literatura. Esta incluye 38 configuraciones diferentes, propuestas en

15 referencias. La Tabla 3.19 muestra un resumen de los datos obtenidos. La simbología empleada para la tabla es la siguiente:

AFLUENTE

ARU	ARU cruda (no se indica si el agua ha sufrido pretratamiento)
Sint	Agua sintética

PLANTA

Lab	Planta de laboratorio
Piloto	Planta piloto
Real	Planta a escala real

N reac Número de reactores. Si no se indica lo contrario en OBSERVACIONES, los reactores están en paralelo.

Vol1 reac Volumen unitario (en m³) al final del llenado

Vmin 1 reac Volumen unitario al inicio del llenado

Caudal Caudal diario tratado por el reactor, en m³/d

Const	El caudal diario se mantiene constante
Medio	Valor promedio en plantas a escala real

T_{cic} Duración total del ciclo del RBS en horas

Etapas/fases del ciclo Se indican las etapas/fases que se suceden y, debajo, su duración en minutos

Nomenclatura

LLE	Llenado estático (sin agitar ni airear)
LLA	Llenado agitado (sin airear)
LOX	Llenado aireado
LXI	Llenado con aireación intermitente
RAN	Reacción anóxica/anaerobia (sin llenado)
ROX	Reacción aerobia (sin llenado)
DEC	Decantación
VAC	Vaciado
INAC	Etapas inactiva

Las concentraciones de afluente y efluente, se expresan en mg/l.

Notas:

- En DBO, d83 indica una DBO de la muestra decantada igual a 83 mg/l.
- En DQO, s167 indica una DQO soluble igual a 167 mg/l.
- En NT, s30 indica un N soluble igual a 30 mg/l.
- En DQO, P100 indica una oxidabilidad al permanganato igual a 100 mg/l.
- Cuando hay numerosos datos se dan promedios.
- El fósforo soluble se ha asimilado a fosfato en ausencia de más datos.

Los datos de la Tabla 3.19, permiten concluir que todos los afluentes contenían concentraciones de nitrógeno total o amoniacal entre 22 y 99 mg/l, con concentraciones de fósforo total o soluble entre 3,9 y 14,1. Se trataba por tanto de una eliminación de fósforo en presencia de nitrógeno.

Todos los estudios indican unas eliminaciones de nitrógeno total o amonio superiores al 50%, por lo que en todos ellos se produjo un cierto grado de nitrificación-desnitrificación o tan sólo nitrificación. Por tanto, la eliminación de fósforo conseguida en cada caso tuvo que afrontar el efecto negativo de los nitratos sobre la liberación anaeróbica de fosfato.

Aunque la tabla muestra tipos muy diferentes de ciclos, estos se pueden clasificar en dos grupos, según su manera de afrontar la cuestión de los nitratos, que llamaremos *ciclos simples de desnitrificación limitada* y *ciclos complejos de desnitrificación extendida*.

- Ciclos simples

Descontando la decantación y el vaciado, etapas comunes a todos los ciclos, los ciclos simples sólo constan de dos etapas: 1) Etapa anóxica/anaerobia (incluyendo llenado), 2) Etapa de reacción aeróbica. Existe otra variante de ciclo simple, que consta de 1) Llenado estático, 2) Reacción anóxica/anaerobia, 3) Reacción aeróbica

Estos ciclos se caracterizan porque sólo se nitrifica en la única etapa aeróbica disponible, de modo que una fracción importante de los nitratos se vierte con el efluente. Responden a este esquema los estudios de Carucci *et al.* (1994, 1997), Danesh y Oleskiewicz (1997), Imura *et al.* (1996), Manning y Irvine (1985), Rim *et al.* (1997) y Umble y Ketchum (1997). La Figura 3.21 presenta un ejemplo, a manera de esquema, de un ciclo simple según Carucci *et al.* (1994).

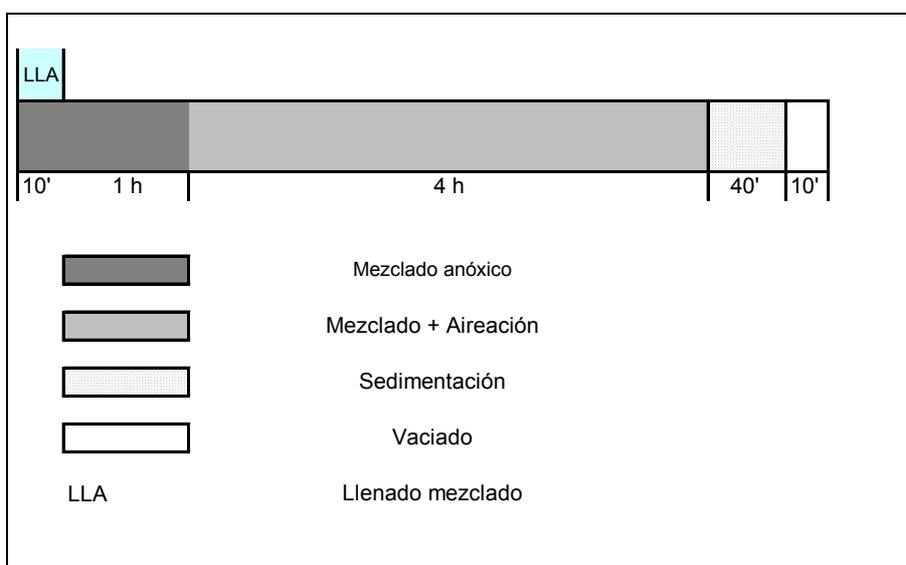


Figura 3.21. Esquema operativo de un ciclo simple de RBS (Carucci *et al.*, 1994).

La ventaja de estos ciclos para eliminar fósforo es que evitan que la fase anóxica/anaeróbica reciba una carga de nitratos importante. Los nitratos vertidos ya

no deben ser desnitrificados en el ciclo siguiente. Así, la competencia entre desnitrificadores y OAF por el acetato disminuye, resultando favorecidos estos últimos, lo que puede ser una ventaja cuando el afluente es pobre en AGV.

El inconveniente de estos ciclos es que el contenido de nitratos del efluente puede resultar demasiado elevado. Efectivamente, Manning y Irvine (1985) pasaron de 44 mg/l de nitrógeno total en el afluente a 27-39 mg/l de nitrato en el efluente, aunque en algunos experimentos llegaron a eliminar fósforo. Rim *et al.* (1997) consiguieron rendimientos sólo del 56-65% en la eliminación de nitrógeno total (90-92% de amonio). Estos resultados serían inaceptables según la normativa europea para zonas sensibles.

Como se ha mencionado anteriormente en esta revisión, una fracción de los nitratos se elimina, o puede eliminarse, por desnitrificación simultánea en la etapa de reacción aireada, por lo que la concentración de nitratos suele ser algo inferior a la esperada. Imura *et al.* (1996) consiguieron pasar, en promedio, de 41 a 9 mg/l de nitrógeno total y de 4 a 0,7 mg/l de fósforo total, en una planta a escala real con un ciclo simple. Se produjo desnitrificación simultánea en la etapa de reacción aireada. Si hubiese desnitrificación endógena en la fase inactiva sería importante, pues sólo un 29% del volumen del reactor se vertía en el vaciado.

Por último, algunos autores aplicaron el llenado estático o el llenado instantáneo inicial para aumentar el substrato disponible para los desnitrificadores y los OAF en la etapa de reacción anóxica/anaerobia (Manning y Irvine, 1985), Rim *et al.* (1997), Umble y Ketchum (1997).

- Ciclos complejos

Estos ciclos se caracterizan por insertar etapas aeróbicas durante la fase de llenado anóxico/anaeróbico o durante una etapa de reacción anóxica/anaerobia posterior al llenado (por ejemplo, una fase posanóxica). El objetivo es nitrificar y desnitrificar durante las fases iniciales o medias del ciclo, con el fin de rebajar considerablemente la concentración de nitratos al final de la etapa de reacción aeróbica, es decir, en lo que será el efluente de la planta.

La ventaja de estos ciclos es que mejoran la calidad del efluente en cuanto a su contenido de nitratos. El inconveniente es que, en plantas con afluentes pobres en AGV, se pueden sobrecargar con nitratos las fases anóxicas, lo que puede perjudicar la liberación anaerobia de fósforo.

Hamamoto *et al.* (1997) aplicaron un ciclo con tres horas de llenado, compuesto por 3 fases anóxicas/anaeróbicas y 3 fases aeróbicas (Figura 3.22). No aplicaron una etapa de reacción aireada final, sino que directamente decantaron y vaciaron. Mediante ciclos de este tipo, con fases anóxicas/anaerobias de 45 minutos y fases aerobias de 15 minutos, Hamamoto *et al.* consiguieron los mejores resultados en una planta de laboratorio: 85% NT y 97% PT. Hay que destacar que la DBO₅ del afluente sintético era relativamente baja (169 mg/l). Este valor y el llenado lento no impidieron la correcta eliminación de N y de P.

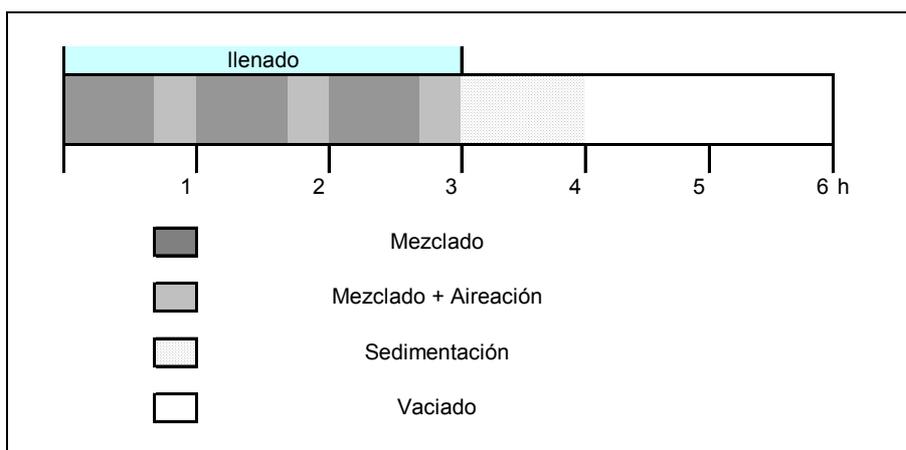


Figura 3.22. Diseño operacional de un ciclo complejo (Hamamoto *et al.*, 1997).

En una planta real con un ciclo muy parecido (40 min en fases anóxicas y 20 min de fases aireadas) Hamamoto *et al.* (1997) consiguieron rendimientos de eliminación de NT y de PT de 90% y 83%, respectivamente. Hay que destacar que el afluente utilizado tenía una DBO_5 entre 85-410 mg/l aunque no se dispone del valor medio. A pesar de los rendimientos elevados, el contenido de fósforo en el efluente de un 80% de las muestras osciló entre 1-2 mg/l. Es interesante mencionar que los autores establecieron un control difuso del sistema (*fuzzy control*), permitiendo que el controlador regulara la duración real de las etapas (Experimento 3-3), consiguiendo aún mejores resultados 96% NT, 93% PT.

Hayakawa *et al.* (1986) aplicaron un ciclo con llenado de 3 horas con aireación intermitente, sin especificar, a un agua residual urbana. Añadieron 2 horas de reacción aeróbica. Este ciclo permitió rebajar el NT de 35 a 5,3 mg/l y el PT de 4,5 a 0,8 mg/l. La DBO_5 fue de 220 mg/l.

Escaler (1997) aplicó ciclos complejos a un agua residual procedente de las alcantarillas del Campus Nord de la UPC. Los ciclos son semejantes a los de Hamamoto *et al.* (1997). Sin embargo, Escaler (1997) añadió una etapa de reacción normalmente aeróbica al final del llenado, en torno a las 2 horas de duración (Tabla 3.17). En la Tabla 3.18 se pueden observar algunas otras características importantes de sus ciclos. La Tabla 3.19 recoge las medias aritméticas e intervalos de variación de los rendimientos globales de MES, DQO, NT y PRS conseguidos en el estudio de Escaler (1997).

Como se puede observar en la Tabla 3.19 los rendimientos de eliminación de MES oscilaron entre 69 y 98 %, con una media de 88%. Los valores de la MES del efluente fluctuaron entre 4 y 19 mg/l, con una media de 8 mg/l. Cabe destacar que los altos rendimientos de eliminación de MES se debieron, en gran parte, al hecho de que el afluente llegaba a la planta muy diluido debido al proceso de decantación primaria que previamente sufría el ARU. Este hecho también favoreció los rendimientos de eliminación de la DQO conseguidos en los 6 ciclos estudiados por Escaler, que fluctuaron entre el 56 y 99%, con una media del 83 %. La DQO en el efluente varió de 4 a 100 mg O_2 /l, con una media de 42 mg O_2 /l.

Tabla 3.17. Características operacionales de todos los ciclos de tratamientos estudiados en RBS por Escaler (1997).

Característica operacional	Ciclo 1	Ciclo 2	Ciclo 3	Ciclo 4	Ciclo 5	Ciclo 6
Tiempo total del ciclo con aireación (h)	4,25	4,25	3,0	2,25	2,75	2,5
Tiempo total de aireación durante la fase de reacción (h)	2,0	2,0	2,25	1,75	1,75	1,75
TRS	12	8-12	12	12	12	12
OD, mg O ₂ /l	1,5	1,5	2,5	2,5	2,5	2,5
MESVLM (mg/l)	600	690	1000	1600	760	1100

Tabla 3.18. Medias e intervalos de los resultados obtenidos en RBS por Escaler (1997).

Parámetros	Afluente		Efluente		Rendimiento	
	media	rango	media	rango	media	rango
MES (mg/l)	87	16-224	8	4-19	88	69-98
DQO (mg/l)	260	16-400	42	4-100	83	56-99
NT (mg N/l)	30	6-45	14	3-22	53	22-82
PRS (mg P/l)	6,8	1,8-11	5,4	1,9-9,2	20	5-67

Por lo que respecta a los rendimientos globales de eliminación de nutrientes, el NT osciló entre 22 y 82 %, con una media del 53 %. Las concentraciones de NT en el efluente variaron entre 3 y 22 mg N/l, con una media de 14 mg N/l. Según Escaler, el contenido de nitrógeno en el efluente no cumplió en muchos de los casos estudiados con la normativa europea para vertidos en zonas sensibles, que fija los límites en 15 y 10 mg N/l, según la magnitud de la población. Las formas de N, que en el afluente fueron básicamente nitrógeno orgánico y amoniacal, pasaron a convertirse en su mayor parte en nitratos en el efluente, a causa de las dificultades observadas para completar el proceso de desnitrificación.

Estos ciclos consiguieron rendimientos elevados de nitrificación (88% de promedio) pero más pobres en desnitrificación, con un 65% de promedio. Un factor determinante de la menor velocidad de desnitrificación fue el exceso de aireación, ya sea por la longitud de la fase aeróbica final o por la concentración de OD demasiado elevada en algún experimento. Cabe resaltar que el tiempo total de aireación programado varió entre 2,25 y 4,25 horas y que se establecieron puntos de consigna de OD entre 1,5 y 2,5 mg O₂/l. Sólo los ciclos 4, 5 y 6, en los que se acortó la reacción aeróbica final se consiguieron mejores eliminaciones de nitrato.

La desnitrificación insuficiente pudo inhibir la eliminación biológica de fósforo. Los rendimientos de eliminación de fósforo conseguidos fluctuaron entre 5 y 67 %, con una media del 20%. Las concentraciones de PT en el efluente oscilaron entre 1,9 y 9,2 mg P/l, con una media de 5,4 mg P/l.

Como se mencionó anteriormente la fracción de tiempo de aireación en la etapa de reacción, fue reducida en el trabajo de Escaler de 2,25 h a 1,75 h en los ciclos 4, 5 y 6. De esta manera se consiguió reducir la presencia de nitratos durante la etapa de llenado y activar el proceso de eliminación biológica de fósforo. Los mejores rendimientos de EBIF se obtuvieron en los ciclos 5 y 6, cuyos efluentes contenían valores levemente mayores o iguales a 2 mg P/l.

Por otro lado, es posible argumentar que otro factor determinante del desarrollo no óptimo del proceso de EBIF estudiado por Escaler, fue la calidad orgánica del afluente. Como se ha descrito en los capítulos anteriores, los compuestos orgánicos solubles son necesarios para la eliminación biológica de nutrientes. Mientras que la DN requiere DQOFB como fuente de carbono, la EBIF necesita AGV para los OAF (Abu-ghararah y Randall, 1991). Cabe recordar que se requieren 20 mg AGV-DQO para eliminar 1 mg P. La revisión bibliográfica realizada en la presente tesis revela que el transporte del ARU por la red de alcantarillado hasta la planta puede producir un cierto grado de fermentación, gracias a los microorganismos adheridos a las tuberías. Sin embargo, la producción de AGV puede ser inhibida por factores como el caudal de entrada a la planta o la presencia de microorganismos que usan oxígeno, nitratos o sulfatos como aceptores de electrones.

Por otro lado, el ARU utilizada en el estudio de Escaler (1997) tenía un potencial AGV suficiente para satisfacer los requerimientos de substrato exigidos para el desarrollo óptimo del proceso de EBIF. Parte de ese potencial AGV fue posible obtenerlo mediante los dos mecanismos siguientes:

- 1) Por hidrólisis y fermentación de la materia orgánica soluble y particulada durante las fases anaeróbicas del proceso de tratamiento.
- 2) Por hidrólisis y fermentación de la materia orgánica soluble y particulada en un fermentador primario diseñado con este fin.

Probablemente, la aireación del ARU en el depósito de decantación primaria hizo que el ARU perdiera los AGV conseguidos durante su transporte. Asimismo, la decantación de sólidos del afluente impidió la presencia de gran parte de su substrato particulado y su posterior hidrólisis y utilización en los procesos de DN y EBIF. Por lo tanto, la calidad orgánica del afluente utilizado durante el estudio de Escaler no era idónea para el proceso biológico de eliminación simultánea de nutrientes. Por lo tanto, la cantidad de AGV disponibles para la liberación anaerobia de fósforo también pudo ser determinante del rendimiento de eliminación de fósforo en cada ciclo. En el estudio de Escaler (1997) no se determinó el contenido de AGV del afluente.

Por último, es importante resaltar las bajas concentraciones de MESVLM que se mantuvieron durante todo este estudio (600-1600 mg/l), debido principalmente a la decantación primaria de los sólidos del afluente y a los TRS relativamente cortos (8-12 d). El mismo estudio recomienda elevar estos niveles de MESVLM, con el fin de reducir el tiempo de aireación y favorecer así los procesos de desnitrificación y eliminación de fósforo.

Tabla 3.19. Revisión de las configuraciones para la eliminación de nutrientes en RBS (1/4)

REFERENCIA	OBSERVACIONES	AFL.	PLANTA	N reac	Vol 1 reac m ³	Vmin 1 reac m ³	Caudal m ³ /d	T cic h	Etapas/fases del ciclo											Concentraciones en mg/l. Rendimientos %											
									Duración en minutos											SS	DBO ₅	DQO	NT	N-		PT	Psol.				
									1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11					NH4	NO3						
Bernades y Klapwijk (1995)	2 reac intercamb. agua y fangos	ARU	Piloto	2	0,35/1,3	0,1/1,1	3	4	2 ciclos entrelazados											Afl.		443	71					7			
							Const.																Efl.			12.5			<1		
																							Rend.								
Carucci et al. (1994)	Experimento 1 Efecto varios sustratos	Sint.	Lab.	1	0.008	0.004	0.016	6	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.		427	46	0		8.6		
							Const.	10	60	240	40	10										Efl.		38	18.3	16.3		3.3			
																							Rend.								
Carucci et al. (1994)	Experimento 2 Varios sustratos Nitr-DN simultán.	Sint.	Lab.	1	0.008	0.004	0.016	6	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.		426	26.3	0		8.6		
							Const.	10	75	240	28	7										Efl.		32	5	3.6		0.6			
																							Rend.								
Carucci et al. (1997)	Experimento I	Sint.	Lab.	1	0.008	0.004	0.016	6	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.		432		21.2		14.1		
							Const.	3	82	240	28	7										Efl.		32		3.8	0.5	0.3			
																							Rend.								
Carucci et al. (1997)	Experimento II	Sint.	Lab.	1	0.008	0.004	0.016	6	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.		421		22		13		
							Const.	3	82	240	28	7										Efl.		31		4.6	0.4	6			
																							Rend.								
Carucci et al. (1997)	Experimento III	Sint.	Lab.	1	0.008	0.004	0.016	6	LOX	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.		394		22		13		
							Const.	60	25	240	28	7										Efl.		24		3.5	0.7	8.8			
																							Rend.								
Cech et al. (1993)	Competición entre bact. G y poliP	Sint.	Lab.	1	5E-04			12	LLE	RAN	ROX	DEC										Afl.		475				22			
								0	120	540	60											Efl.		20		1	2	1.2			
																							Rend.								
Danesh y Oleskiewicz (1997)	Sin fermentación	ARU	Lab.	1	0.003	0.001	0.006	8	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.	207	s117	s30		5.9			
							Const.	20	120	240	80	20										Efl.					1.5				
																							Rend.								
Danesh y Oleskiewicz (1997)	Con fermentación	ARU	Lab.	1	0.003	0.001	0.006	8	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC										Afl.	83	s167	s30		5.4			
							Const.	20	120	240	80	20										Efl.					<0,5				
																							Rend.								
Escaler (1997)	Ciclo 1	ARU	Lab.	1	24	6	0.072	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	ROX	DEC	VAC								Afl.	170	320	33	26	0	8.1
							Const.	15	45	15	45	15	45	120	55	5								Efl.	21	38	18	11	0	6.8	
																							Rend.	88	88	40	57		24		
Escaler (1997)	Ciclo 2	ARU	Lab.	1	24	12	0.048	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	ROX	DEC	VAC								Afl.	74	210	29	25	0	8.2
							Const.	15	45	15	45	15	45	120	55	5								Efl.	10	34	14	2.6	1.2	6.5	
																							Rend.	82	83	50	90		20		

Tabla 3.19. Revisión de las configuraciones para la eliminación de nutrientes en RBS (2/4)

REFERENCIA	OBSERVACIONES	AFL.	PLANTA	N 1 reac m ³	Vol 1 reac m ³	Vmin 1 reac m ³	Caudal m ³ /d	T h	Etapas/fases del ciclo											Concentraciones en mg/l. Rendimientos %							
									Duración en minutos											SS	DBO ₅	DQO	NT	N-		PT	Psol.
									1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11					NH4	NO3		
Escaler (1997)	Ciclo 3	ARU	Lab.	1	24	6/12	0.048 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	ROX	DEC	VAC	Ciclo 3	Afl.	100	280	31	24	0	5.8		
									45	15	45	15	45	15	135	40	5		Efl.	6	35	13	1.4	8.9	4.8		
														0.46					Rend.	90	86	55	96		18		
Escaler (1997)	Ciclo 4	ARU	Lab.	1	24	12	0.048 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC	Ciclo 4	Afl.	53	270	37	37	0	8.1		
									45	15	60	15	45	30	105	40	5		Efl.	4	50	21	10	8.6	6.2		
														0.38					Rend.	92	82	43	73		24		
Escaler (1997)	Ciclo 5	ARU	Lab.	1	24	16	0.032 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	ROX	DEC	VAC		Ciclo 5	Afl.	46	280	29	28	0	7.5		
									45	15	60	15	45	135	40	5			Efl.	7	40	10	0.01	8.2	2.5		
														0.46					Rend.	85	86	66	100		67		
Escaler (1997)	Ciclo 6	ARU	Lab.	1	24	12	0.048 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	ROX	RAN	ROX	DEC	VAC	Afl.	44	230	24	19	0	6.2	
									45	15	45	15	45	15	105	30	15	40	5	Efl.	5	90	7.1	6.4	2.5	3.6	
														0.46					Rend.	89	60	59	69		45		
Fernández Polanco et al (1996)	2 reactores serie Biosorción. Nitr. y DN react. separados	ARU	Lab.	2	0.006	0.002	0.008 Const.	12	Ciclo complejo Ver artículo											Afl.	450	743	99	48	3	14	
																				Efl.	55	110	34	20	0	11	
																				Rend.							
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 1-2 No hay periodo de "reacción"	Sint.	Lab.	1	0.02	0.015	0.02 Const.	6	LOX	DEC	VAC								Afl.	169	36			4.5			
									180	60	120								Efl.			50		8			
																			Rend.								
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 1-3 No hay periodo de "reacción"	Sint.	Lab.	1	0.02	0.015	0.02 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC			Afl.	169	36			4.5			
									15	45	15	45	15	45	60	120			Efl.			64		17			
																			Rend.								
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 1-4 No hay periodo de "reacción"	Sint.	Lab.	1	0.02	0.015	0.02 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC			Afl.	169	36			4.5			
									30	30	30	30	30	30	60	120			Efl.			85		58			
																			Rend.								
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 1-5 No hay periodo de "reacción"	Sint.	Lab.	1	0.02	0.015	0.02 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC			Afl.	169	36			4.5			
									45	15	45	15	45	15	60	120			Efl.			85		97			
																			Rend.								
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 2-1 No hay periodo de "reacción"	ARU	Piloto	1	18	12	18 Const.	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC			Afl.	170-290	30-42			4-5			
									45	15	45	15	45	15	60	120			Efl.	8.1	5			0.8			
																			Rend.		86			82			

Tabla 3.19. Revisión de las configuraciones para la eliminación de nutrientes en RBS (3/4).

REFERENCIA	OBSERVACIONES	AFL.	PLANTA	N 1 reac m ³	Vol 1 reac m ³	Vmin 1 reac m ³	Caudal m ³ /d	T cic h	Etapas/fases del ciclo											Concentraciones en mg/l. Rendimientos %							
									Duración en minutos											SS	DBO ₅	DQO	NT	N-			Psol.
									1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11					NH4	NO3	PT	
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 3-1 No hay periodo de "reacción"	ARU	Real	1	325	247	367	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC	Afl.	85-410	46			7.3					
							Medio	30	30	30	30	30	30	60	120		Efl.	2.3		74		71					
																	Rend.										
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 3-2 No hay periodo de "reacción"	ARU	Real	1	325	247	408	6	LLA	LOX	LLA	LOX	LLA	LOX	DEC	VAC	Afl.	85-410	46			7.3					
							Medio	40	20	40	20	40	20	60	120		Efl.	2.3									
																	Rend.			90		83					
Hamamoto et al. (1997)	Experimento 3-3 Control difuso. Etapas variables	ARU	Real	1	325	247	452	6	Etapas variables debido a control difuso						DEC	VAC	Afl.	85-410	46			7.3					
							Medio										Efl.	2.3									
																	Rend.			96		93					
Hayakawa et al. (1986)	El ciclo nocturno, sin alimentación	ARU	Piloto	1	18	12	18	6	LXI	ROX	DEC	VAC					Afl.	188	220	35		4.5					
							Const.	180	60	60	60						Efl.	7.3	8.6	5.3		0.8					
																	Rend.										
Imura et al. (1996)	1 reactor con tanque almacen. Ciclo muy simple	ARU	Real	1	17.4	12.1	20	6	LLA	RAN	ROX	DEC	VAC				Afl.	210	d83	P100	41	27	0	4			
								30	60	120	120	30					Efl.	9	d4	P9	9	0.4	0.2	0.7			
																	Rend.										
Kolarski (1996)	Proceso Aqua SBR Afl y efl. son del conjunto EDAR	ARU	Real	2	3500	?	5400	?	Ciclo no especificado									Afl.	134	133	23		5				
							Medio										Efl.	2.6	2.4	2.6		1.4	1.2				
																	Atención: Datos efluente trat. terciario										
Manning y Irvine (1985)	Estrategia I No hay DN ni EBF	Sint.	Lab.	1	4E-03	0.0012	0.0072	8	LLE	ROX	DEC	VAC					Afl.	255	330	44	27	0	13				
							Const.	120	240	60	60						Efl.					39	10.5				
																	Rend.										
Manning y Irvine (1985)	Estrategia II No hay DN ni EBF	Sint.	Lab.	1	0.0036	0.0012	0.0072	8	INAC	LLE	ROX	DEC	VAC				Afl.	255	330	44	27	0	13				
							Const.	120	0	240	60	60					Efl.					39	10.5				
																	Rend.										
Manning y Irvine (1985)	Estrategia III No hay DN ni EBF	Sint.	Lab.	1	0.0036	0.0012	0.0072	8	LLA	RAN	LLA	ROX	DEC	VAC			Afl.	255	330	44	27	0	13				
							Const.	20	100	0	240	60	60				Efl.					27	10.5				
																	Rend.										
Manning y Irvine (1985)	Estrategia IV DN y EBF	Sint.	Lab.	1	0.0036	0.0012	0.0072	8	LLE	RAN	ROX	DEC	VAC				Afl.	255	330	44	27	0	13				
							Const.	0	120	240	60	60					Efl.					27	0.5				
																	Rend.										

Tabla 3.19. Revisión de las configuraciones para la eliminación de nutrientes en RBS (4/4).

REFERENCIA	OBSERVACIONES	AFL.	PLANTA	N react	Vol 1 reac m ³	Vmin 1 reac m ³	Caudal m ³ /d	T cic h	Etapas/fases del ciclo											Concentraciones en mg/l. Rendimientos %										
									Duración en minutos											SS	DBO ₅	DQO	NT	N-		PT	Psol.			
									1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11					NH ₄	NO ₃					
Manning y Irvine (1985)	Estrategia V DN y EBF	Sint.	Lab.	1	0.0036	0.0012	0.0072 Const.	8	LLE	LLA	ROX	DEC	VAC											Afl.	255	330	44	27	0	13
									60	60	240	60	60										Efl.					27	0.5	
																							Rend.							
Manning y Irvine (1985)	Estrategia VI DN y EBF	Sint.	Lab.	1	0.0036	0.0012	0.0072 Const.	8	LLA	ROX	DEC	VAC											Afl.	255	330	44	27	0	13	
									120	240	60	60											Efl.					27	0.5	
																							Rend.							
Rim et al. (1997)	Ciclo 6 h	ARU	Real	1	18	8	52.8 Medio	6	LLE	RAN	ROX	DEC	VAC	INAC									Afl.	180	139	45			3.9	
									20	140	120	60	10	10									Efl.							
																							Rend.	80	95	63	91	67	87	
Rim et al. (1997)	Ciclo 8 h	ARU	Real	1	18	8	52.8 Medio	8	LLE	RAN	ROX	DEC	VAC	INAC									Afl.	180	139	45			3.9	
									20	220	170	50	10	10									Efl.							
																							Rend.	85	94	65	90	73	89	
Rim et al. (1997)	Ciclo 12 h	ARU	Real	1	18	8	52.8 Medio	12	LLE	RAN	ROX	DEC	VAC	INAC									Afl.	180	139	45			3.9	
									20	340	240	60	30	30									Efl.							
																							Rend.	76	93	56	92	61	76	
Scheleypen et al. (1997)	2 reactores	ARU	Real	2	470	140	160 Medio	24	Ciclo de 24 h											Afl.	240	490	45				9.4			
																							Efl.	2.2	20	4.5			3.4	
																							Rend.							
Umble y Ketchum (1997)	No hay fases anóx./anaer.	ARU	Piloto	1	4E+00	3	1.9 Const.	12	LLE	ROX	DEC	VAC	INAC										Afl.	122	240	501	41		4.4	
									0.5	8.5	1	0.5	1.5										Efl.							
																							Rend.	90	98.5	90	88.9	75		

3.9. MICROBIOLOGÍA DE LOS FANGOS ACTIVADOS

La eliminación de la DBO carbonosa, la coagulación de los sólidos coloidales no sedimentables, y la estabilización de la materia orgánica se consiguen, biológicamente, gracias a la acción de una variedad de microorganismos, principalmente bacterias. Los microorganismos se utilizan sobre todo para convertir la materia orgánica carbonosa coloidal y disuelta en gases y tejido celular. El tejido celular tiene un peso específico ligeramente superior al agua y se puede eliminar por decantación (Metcalf y Eddy, 1995).

3.9.1. Composición biótica del fango activado

El fango activado puede entenderse como un ecosistema viviente artificial, sometido a la influencia continua de factores bióticos y abióticos. Este ecosistema es una masa activa de microorganismos capaz de estabilizar un residuo por vía aerobia. Debido a la necesidad de compuestos de carbono y de nutrientes, el fango activado se cultiva en condiciones limitantes. Esto provoca una situación de competencia entre los microorganismos que sólo los mejor adaptados ganaran. Dado que el medio de cultivo no siempre es el mismo, la composición microbiológica de un fango activado no será tampoco constante. De esta manera, la composición de la población microbiana de un fango activado reflejara todas las situaciones a las cuales el sistema ha sido expuesto (Wanner, 1994).

Los microorganismos que componen el sistema biótico de un fango activado, pueden dividirse en dos grandes grupos, atendiendo al papel que juegan dentro del proceso:

Grupo 1. Los que se encargan de la *descomposición* de las sustancias contaminantes del agua residual por degradación bioquímica. En este grupo se encuentran principalmente bacterias, hongos y cianófitas incoloras. Ciertos protozoarios osmotróficos (que se alimentan a través de su membrana celular) pueden también ingerir substratos orgánicos solubles, aunque estos protozoarios no pueden competir eficientemente con las bacterias a bajas concentraciones de substrato.

Grupo 2. Los que *utilizan* las células bacterianas, y otras células microbianas, como substrato alimenticio. A este grupo pertenece la microfauna del fango activado, compuesta por los protozoarios fagotróficos (los que se alimentan fagocitando) y los metazoarios microscópicos.

Clasificación de los microorganismos del grupo 1 en los fangos activados

Según Wanner (1994), cerca del 95 % de la población microbiana está formada por los organismos del primer grupo, especialmente por bacterias. La población bacteriana es en su inmensa mayoría aerobia y heterótrofa, y puede clasificarse de diferentes maneras. Aquí presentaremos dos formas de clasificación, la primera atiende a su *forma de crecimiento* y la segunda a sus *propiedades metabólicas*.

Dentro de la clasificación que atiende a su forma de crecimiento, podemos encontrar tres grandes grupos: dispersas, formadoras de flóculo y filamentosas (EMASESA, 1997). Las *bacterias de crecimiento disperso*, son aquellas que no son formadoras de flóculos y que por lo tanto están presentes dentro del sistema en forma de pequeñas agrupaciones y/o células individuales. Las *bacterias formadoras de flóculo* son las

más importantes dentro de un fango activado para la depuración del agua residual, y por lo tanto ampliaremos más la explicación sobre ellas.

Las bacterias pertenecientes a este grupo son predominantemente heterótrofas y no tienden a crecer separadamente, sino que lo hacen en agregados llamados **flóculos**. Asimismo, este mecanismo puede ser considerado como un mecanismo de selección, ya que los microorganismos en flóculos pueden ser retenidos dentro del sistema, mientras que las células individuales no adheridas se pierden con el flujo de agua depurada. Por otro lado, el crecimiento en flóculos protege más a las células microbianas de sus depredadores. Jenkins *et al.* (1993) mencionan los siguientes géneros de microorganismos como los más habituales formadores de flóculo: *Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Flavobacterium* y *Zoogloea*, entre otros. Sin embargo también se puede encontrar dentro de un flóculo microorganismos autótrofos y otros organismos vivos en menor proporción.

La estructura de un flóculo de fango activado puede clasificarse en dos niveles: microestructura y macroestructura:

La *microestructura* es la base de la formación del flóculo y se puede definir como la capacidad que tiene los microorganismos de adherirse a otro (Escaler, 1997). Esta asociación entre bacterias (agregación microbiana y biofloculación) es el resultado de la interacción entre polímeros extracelulares microbianos que actúan a modo de polielectrolitos.

La *macroestructura* la proporcionan los microorganismos filamentosos, formando una red o microesqueleto en el interior del flóculo, donde, se adhieren las bacterias formadoras de flóculo (EMASESA, 1997). De esta manera, la macroestructura permite formar flóculos de mayor tamaño que pueden resistir mejor las turbulencias producidas dentro reactor por los mecanismos de agitación o recirculación (Jenkins *et al.*, 1993).

Prácticamente todos los fangos activados contienen *microorganismos filamentosos* y por lo tanto se puede afirmar que éstos son componentes normales de los fangos activados, No obstante, en determinadas condiciones pueden entrar en competencia con las bacterias formadoras de flóculo. Por otra parte, su ausencia puede dar lugar a flóculos pequeños y sin cohesión, produciéndose un efluente final turbio. En conclusión, la presencia de microorganismos filamentosos en el fango es necesaria y puede contribuir incluso a una mayor calidad del fango, siempre que su abundancia relativa se encuentre dentro de unos límites razonables.

La clasificación de las bacterias en cuanto a sus propiedades metabólicas se presenta en la Tabla 3.20. Esta clasificación se realiza teniendo en cuenta las formas de carbono requeridas, las reacciones que proporcionan energía y los aceptores de electrones.

Bacterias organotróficas aerobias

Estas bacterias son responsables de la eliminación completa de las sustancias orgánicas de las aguas residuales. Los géneros de este grupo son degradadores de substratos orgánicos complejos mediante exo- y endoenzimas e incluyen *Baccillus*, *Pseudomonas*, *Micrococcus*, *Alcaligenes*, *Moraxella* y *Flavobacterium*. El aparato enzimático de estos microorganismos es especial, de tal manera que les permite eliminar no sólo sustancias fácilmente biodegradables.

Dentro de este mismo grupo se pueden encontrar también bacterias más especializadas como el género *Proteus sp* (que degradan material proteínico) o el género *Achromobacter sp*. (que se encarga de lípidos, ácidos y alcoholes). Asimismo, las condiciones de cultivo permitirán la presencia de microorganismos capaces de degradar incluso sustratos tan poco degradados como los ácidos grasos de cadena larga, los hidrocarburos aromáticos, los fenoles y los compuestos orgánicos heterocíclicos.

Tabla 3.20. Clasificación de los microorganismos presentes en un fango activado, basándose en sus propiedades metabólicas (según Wanner, 1994).

Grupo metabólico	Requerimientos de carbono	Fuente de energía	Aceptor de electrones	Forma de crecimiento
Organotróficos	Orgánico	Oxidación aerobia	O ₂	FF, FIL
Fermentadores anaerobios	Orgánico	Fermentación	Carbono Orgánico	FF
Desnitrificantes	Orgánico	Oxidación anóxica	NO ₃ -N	FF, FIL
Nitrificantes	Inorgánico	Oxidación aeróbica, NH ₄	O ₂	Cultivo fijo
Poli-P	Orgánico	PP y OSP	- / O	Clusters, FIL
Oxidantes de S	Inorgánico	Oxidación aeróbica	O ₂	FIL y FF
Reductores de SO ₄	Orgánico	Oxidación anaeróbica	SO ₄ -S	FF

(FF) Formadores de flóculo.

(FIL) Microorganismos filamentosos.

Las bacterias organotróficas no son los únicos microorganismos capaces de degradar los sustratos orgánicos en condiciones aerobias. También los hongos microscópicos llamados micromicetos y las cianobacterias (incolores) están especialmente involucrados en la degradación de los polisacáridos.

Entre las bacterias organotróficas se pueden encontrar tanto filamentosas como formadoras de flóculo. Por ejemplo, el género *Zoogloea sp*. están considerado como el grupo típico de organismos formadores de flóculo en los fangos activados. Cerca de 30 tipos diferentes de bacterias y cianobacterias incolores son filamentosas.

Bacterias fermentativas

De todos los procesos fermentativos, la conversión de compuestos orgánicos en ácidos grasos volátiles (especialmente ácido acético) es extremadamente importante

en los sistemas de fangos activados que tratan de incrementar la eficiencia de los procesos de eliminación biológica de fósforo. La bibliografía indica los siguientes géneros y especies como prerrequisitos forzosos: *Aeromonas punctata*, *Pasteurella* y *Alcaligenes* (Wanner, 1994). Otros microorganismos fermentativos importantes que producen AGV y alcoholes de bajo peso molecular son *Acetobacter sp*, *Clostridium sp*, los micromicetos y las bacterias sulfato-reductoras (*Desulfovibrio sp*).

Los procesos fermentativos son anaerobios, lo que significa que ocurren únicamente en ausencia de oxígeno molecular y nitrógeno en forma de nitrato. En los procesos de EBIF, la fermentación ocurre en las zonas anaeróbicas de los procesos continuos o en las fases anaeróbicas de los discontinuos. Sin embargo, los microorganismos fermentativos pueden ser anaerobios obligados (sólo pueden existir en un medio en ausencia de oxígeno) o anaerobios facultativos (pueden crecer tanto en presencia como en ausencia de oxígeno molecular). Asimismo, los organismos fermentativos son principalmente filamentosos (Wanner, 1994).

Bacterias nitrificantes

En general las bacterias nitrificantes son principalmente microorganismos del suelo, pero en los sistemas acuosos los géneros predominantes son:

- *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrosospira* y *Nitrosocystis* para la oxidación de amonio y

- *Nitrobacter*, *Nitrospina* y *Nitrococcus* para la oxidación final de nitrito a nitrato.

Las bacterias quimiotróficas *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* son los principales nitrificantes considerados en los procesos de fangos activados. Según Wanner (1994), los micromicetos realizan también nitrificación a escala heterotrófica, pero éstos no son tan importantes en los sistemas de fangos activados.

Bacterias desnitrificantes

Los desnitrificantes, son microorganismos organotróficos anóxicos que utilizan el nitrato como aceptor final de electrones. Hay por lo menos 40 especies desnitrificantes en los sistemas acuosos. El hecho de que exista un gran número de bacterias capaces de llevar a cabo el proceso de desnitrificación se debe a que muchas bacterias aeróbicas pueden utilizar los nitratos para su respiración en condiciones anaeróbicas. Se trata por lo tanto de bacterias facultativas. Los géneros *Achromobacter*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Bacillus*, *Flavobacterium*, *Hypomicrobium*, *Moraxella* y *Pseudomonas* son los típicos desnitrificantes organotróficos de los sistemas de fangos activados. Asimismo se sabe que los hongos presentes en los fangos activados pueden respirar únicamente utilizando nitrato, es decir, el primer paso de la desnitrificación.

Microorganismos acumuladores de polifosfato (Poli-P)

Estos microorganismos comenzaron a ser estudiados a finales de la década de los 70 y desde entonces se empezaron a considerar como responsables de la eliminación de fósforo en los procesos de fangos activados. La mayoría de estos microorganismos han sido considerados (Ubukata y Takii, 1994; Okada *et al.*, 1992) como pertenecientes al género *Acinetobacter*. El único inconveniente con *Acinetobacter* es que no se ha logrado demostrar en cultivos puros su capacidad para la asimilación anaeróbica de sustratos biodegradables, tal como se presenta en los modelos

bioquímicos del proceso de EBIF (Jenkins y Tandoi, 1991; Tandoi y Ramadori, 1991). Otros microorganismos en los cuales se puede encontrar gránulos de polifosfato y que, por lo tanto, pueden llegar a contribuir en la EBIF, pertenecen a los géneros *Aeromonas*, *Arthrobacter*, *Klebsiella*, *Moraxella* y *Pseudomonas* (Wanner, 1994).

Microorganismos oxidantes sulfuro-sulfito

La oxidación fototrófica de compuestos de sulfuro inorgánico reducido, es realizada por las bacterias verdes *Chlorobacteriaceae* o por las bacterias púrpuras *Thiorhodacea*. Sin embargo, en los sistemas de fangos activados, la mayoría de los sulfuros son oxidados por bacterias quimiolitotróficas incoloras, principalmente del género *Tiobacillus* ssp. Además hay bacterias incoloras encargadas de la oxidación de sulfuro que son filamentosas y que pueden causar problemas de bulking, ejemplos de estas son los géneros *Beggiatoa*, *Thioploca* y especialmente las del género *Thriothrix*.

Bacterias reductoras de sulfato

Las bacterias más representativas en la reducción de sulfato en los fangos activados son las que pertenecen a los géneros: *Desulfovibrio* sp. y *Desulfobacter* sp. Estas bacterias son estrictamente anaeróbicas, por lo que su aparición dentro de procesos que contienen condiciones alternantes de tratamiento (anaeróbicas-aeróbicas), sugiere la presencia de núcleos anaerobios dentro de los flóculos del fango activado de esos procesos (Wanner, *et al.* 1987).

Clasificación de los microorganismos del grupo 2 en los fangos activados

La microfauna representa el 5-10 % restante del componente biológico de los fangos activados, e incluye los siguientes grupos de protozoarios y metazoarios:

- 1) **Protozoarios:** flagelados, rizópodos y ciliados.
- 2) **Metazoarios:** nemátodos, rotíferos y microfauna superior.

El interés principal del estudio de los protozoarios y los metazoarios en los fangos activados se centra en determinar el papel que estos desempeñan como indicadores de la marcha y la eficiencia de estos procesos (Al-Shahwani y Horan, 1991).

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, en los sistemas de fangos activados contienen también protozoarios anaerobios o que se alimentan *osmotróficamente*, como es el caso de los flagelados, los protozoarios más pequeños encontrados en los fangos activados, y de los rizopodos. Ambos tipos utilizan las bacterias como sustrato.

La presencia de flagelados y rizopodos es típica de los inicios de los procesos 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 fango activado. 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 éstas son reemplazadas a causa de los fenómenos de escorrentía durante los periodos lluviosos.

A la microfauna de los fangos activados se le atribuyen varias funciones importantes en el tratamiento biológico, principalmente las siguientes (Sudo y Aiba, 1984):

Incremento de la floculación de bacterias.

Eliminación de bacterias dispersas mediante su adsorción en los metabolitos de los protozoarios y por depredación.

Incremento de la carga másica (F/M) mediante reducción del número de bacterias.

Asimilación directa de substratos.

3.9.2. Uso del análisis de la microfauna como bioindicador en los procesos de tratamiento de ARU

Cuando una planta de tratamiento de ARU opera en estado estacionario, la cadena trófica también se mantiene en un estado estacionario, con las proporciones de cada especie relativamente constantes. Si se registran alteraciones del sistema, 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 alimenticia se ajustara por sí misma a las nuevas condiciones.

Asimismo, el tipo de flujo existente en la planta hace que el medio sea más homogéneo o heterogéneo (Salvadó, 1999). En un proceso de mezcla completa el sistema es más homogéneo, mientras que el medio va cambiando a lo largo de un reactor de flujo en pistón. Asimismo, la heterogeniedad aumenta si hay tanques complementarios. Las variaciones diarias o estacionales también se deben tener en cuenta. Todo esto condiciona la microfauna existente en una biomasa y dificulta la formulación de generalizaciones. En cualquier caso, el sistema microbiológico tendrá unas características propias según el diseño de la planta.

La evolución temporal suele ser la siguiente. Al principio, cuando el fango del sistema es joven y la DBO máxima, las bacterias se encuentran en su proporción más baja y algunos tipos de protozoarios, tales como la *Sarcodina*, se observan mayoritariamente. Este tipo de protozoario sólo se podrá observar durante la puesta en marcha de la planta, cuando el número de bacterias se incrementa. La *Sarcodina* es posteriormente remplazada por los protozoarios *flagelados* que tienen un alto grado de movilidad y son capaces de competir por la disponibilidad del alimento disponible más efectivamente que la *Sarcodina*.

La notable actividad de los flagelados, gracias a su movilidad, hace que necesiten mucha energía para mantener su población estable. Los flagelados son característicos de sistemas de fango activado de alta carga, donde el alimento es abundante (Horan, 1990). 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 reemplaza a los flagelados, ya que estos organismos son capaces de sobrevivir con bajos suministros de comida. Cuando estos microorganismos aparecen, nos encontramos en el momento de máxima presencia bacteriana y de muy poca DBO residual. Cuando el alimento ya prácticamente se ha 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.

Siguiendo el esquema evolutivo anterior, se pueden realizar numerosas determinaciones complementarias en los diferentes 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 requerirá de técnicas y de entrenamiento especiales antes de poder llevarse a cabo con fiabilidad (Horan, 1990). Entre otros parámetros de proceso de los que los protozoarios pueden ser indicadores están la calidad del afluente, la calidad del efluente y la concentración de oxígeno disuelto

