

se alimentan de sólo una fracción de la materia orgánica disponible. Los herbívoros utilizan parte de la energía química contenida en su ingesta para su respiración celular; el resto es eliminado en sus excrementos. Una porción de la energía utilizada para la respiración es disipada hacia el medio como calor. Sólo la energía química almacenada por los herbívoros como *biomasa*, a través de los procesos de *crecimiento*, aumento del número de sus células, y *reproducción*, generación de nuevos individuos, está disponible como alimento para el siguiente nivel trófico; esto es, constituye la *producción secundaria neta*. La energía química contenida en los excrementos estará disponible para los detritívoros.

En consecuencia, resulta posible medir la eficiencia de un nivel de consumidores, denominada *eficiencia productiva*, como transformadores de energía mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Eficiencia productiva} = \frac{\text{Producción secundaria neta}}{\text{Asimilación de la producción primaria neta}} \quad 4.14$$

La *producción secundaria neta* es la cantidad de energía química que es convertida a nueva biomasa por los consumidores secundarios por unidad de tiempo; esto es, la energía utilizada para su crecimiento y reproducción, como mencionamos antes. La *asimilación* consiste en la energía total utilizada para su crecimiento, reproducción y respiración.

En consecuencia, la *eficiencia productiva* de un determinado nivel de consumidores es la fracción de energía almacenada que *no* es utilizada para la respiración. Esta eficiencia productiva es variable entre los diferentes grupos de organismos y entre los distintos ambientes. Así, los peces suelen tener eficiencias productivas del orden del 10%, mientras que los insectos son más eficientes, con valores en el orden del 40%.

Siguiendo este razonamiento, es posible estimar la *eficiencia trófica* de un determinado nivel trófico, esto es, el porcentaje de producción efectivamente transferida desde un nivel trófico hasta el siguiente. El valor de la *eficiencia trófica* resulta ser menor a la *eficiencia productiva* de ese nivel, ya que tiene en cuenta no sólo la energía consumida en la respiración y eliminada con los excrementos, sino la energía química de un nivel que no es consumida por el siguiente nivel trófico.

Dependiendo de las características del ecosistema, esta *eficiencia trófica* oscila en valores entre el 5% y el 20%. Entre el 80% y el 95% de la energía química disponible en un nivel trófico no es transferida al siguiente. Así, si sólo el 10%, en promedio, de la energía disponible como *producción primaria neta* es efectivamente transferida al nivel de los consumidores primarios y sucesivamente, el 10% de esa producción secundaria neta es transferida al siguiente nivel trófico, resulta que sólo el 1% de la producción primaria neta inicial está disponible para los consumidores secundarios.



# Ciclo de la materia y los ciclos biogeoquímicos

4.7.3

Si bien, los ecosistemas acuáticos reciben un casi inextinguible aporte de energía solar, la materia sólo está disponible en cantidades limitadas. En consecuencia, la dinámica de los ecosistemas depende del reciclado de los elementos químicos esenciales. Dado que el reciclado de estos elementos químicos involucra los componentes bióticos y abióticos del ecosistema, reciben el nombre de *ciclos biogeoquímicos*.

Analizaremos algunos de estos *ciclos biogeoquímicos* de importancia en los cuerpos de agua naturales.

Los *ciclos biogeoquímicos* describen el movimiento y la conversión de materiales por medio de la actividad bioquímica que se producen en la atmósfera, la hidrósfera y la litósfera. Comprenden transformaciones físicas, como la disolución, precipitación, volatilización y fijación, transformaciones bioquímicas que involucran la presencia de organismos vivos, como la síntesis, biodegradación y reacciones de óxido-reducción, y combinaciones de estos procesos.

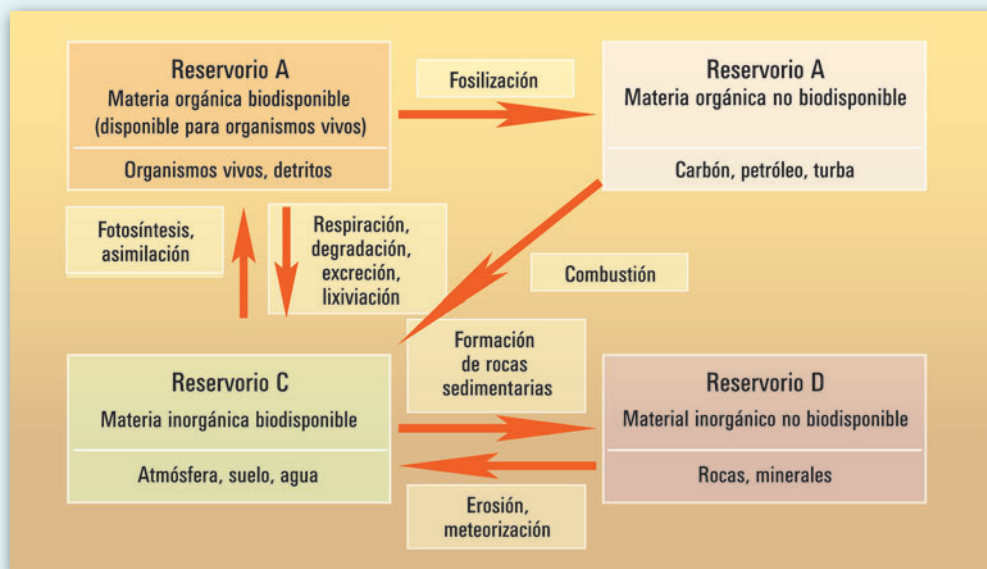
Estas transformaciones físicas y químicas pueden causar *translocaciones* espaciales de materiales, por ejemplo desde la columna de agua hacia el sedimento o desde el agua hacia la atmósfera.

De hecho todos los organismos vivos participan de estos procesos, pero los microorganismos, en particular, las bacterias, debido a su ubicuidad y a la diversidad de sus modelos metabólicos, desempeñan un rol fundamental en ellos (Atlas y Bartha, 2005).

Directa o indirectamente, los ciclos biogeoquímicos requieren de la energía solar o de la energía de la materia inorgánica reducida para su funcionamiento. Mientras la energía fluye a través del ecosistema, la materia experimenta transformaciones cíclicas. Estos procesos cíclicos permiten que se alcance un equilibrio dinámico entre las diversas especies químicas involucradas en el proceso y la actividad metabólica de los organismos que las requieren.

Sin embargo, no todos estos procesos biogeoquímicos involucran necesariamente la existencia de ciclos cerrados. La materia puede ser exportada o importada hacia y desde otros ecosistemas. Del mismo modo, puede permanecer no disponible para los organismos vivos durante millones de años, como ocurre con los depósitos de petróleo fósil o los de piedra caliza.

La *velocidad* del ciclo biogeoquímico para un determinado elemento químico suele ser proporcional a la cantidad del elemento presente en la biomasa. Así, el carbono, hidrógeno, oxígeno, nitrógeno, fósforo y azufre, principales componentes elementales de los organismos, se reciclan proporcionalmente más rápido y, en algunos casos, como el carbono y el oxígeno, a escala global. Mientras que los *elementos traza*, presentes en concentraciones inferiores al 0,01% en los organismos, como el magnesio, potasio, cobalto, cromo, cobre, níquel, selenio, entre otros, se reciclan más lentamente. El hierro, manganeso, calcio y sílice constituyen una excepción; aunque están presentes en concentraciones traza en los organismos, son reciclados relativamente en forma rápida y a escala global (Atlas y Bartha, 2005).



**Figura 25:** Modelo general de ciclo biogeoquímico indicando los distintos reservorios, sus características y los procesos de transferencia de materiales (flechas).

La ruta seguida por cada elemento químico específico a través del ciclo biogeoquímico varía para cada elemento particular y con la estructura trófica del ecosistema analizado. Para cada ciclo biogeoquímico es posible definir distintos *reservorios* o *depósitos* del elemento y procesos de transferencia del elemento entre ellos.

Cada *reservorio* es definido por el material orgánico o inorgánico que contiene y por la biodisponibilidad o no de ese material. En la FIGURA 25 se muestra un modelo general de ciclo biogeoquímico, sus reservorios y los procesos de transferencia entre ellos.

En este *ciclo biogeoquímico genérico*, el elemento químico está presente en los organismos vivos y en los detritos; se encuentra disponible para otros organismos que consuman esa materia orgánica y para los detritívoros (*Reservorio A*, FIGURA 25). Parte de esa materia orgánica podrá sufrir un proceso de fosilización y será transferida al *Reservorio B*, como materia orgánica no biodisponible, en el que puede permanecer por períodos prolongados (millones de años).

El elemento químico en su forma inorgánica, presente en la atmósfera, suelo o agua, está disponible para los organismos vivos (*Reservorio C*) y, mediante los procesos de fotosíntesis y asimilación, podrá ser transferido al *Reservorio A*. Desde este reservorio podrá ser reciclado al *Reservorio C* mediante los procesos de respiración celular, excreción y descomposición por detritívoros.

Si bien los organismos no pueden utilizar el elemento químico en su forma inorgánica retenido en la estructura de las rocas (*Reservorio D*), estos materiales pueden hacerse biodisponibles a través de los lentos procesos de erosión y meteorización, por exposición a las fenómenos climáticos. Del mismo modo, la materia orgánica retenida en el *Reservorio B* será translocada hacia el *Reservorio C* cuando los combustibles fósiles sean extraídos y utilizados, liberando gases a la atmósfera.

Los procesos de los ciclos biogeoquímicos mediados por organismos vivos son esenciales para el crecimiento y supervivencia de las poblaciones y el mantenimiento de la comunidad biótica en el ecosistema. Estos procesos biológicos determinan en gran medida la eficiencia del reciclado.

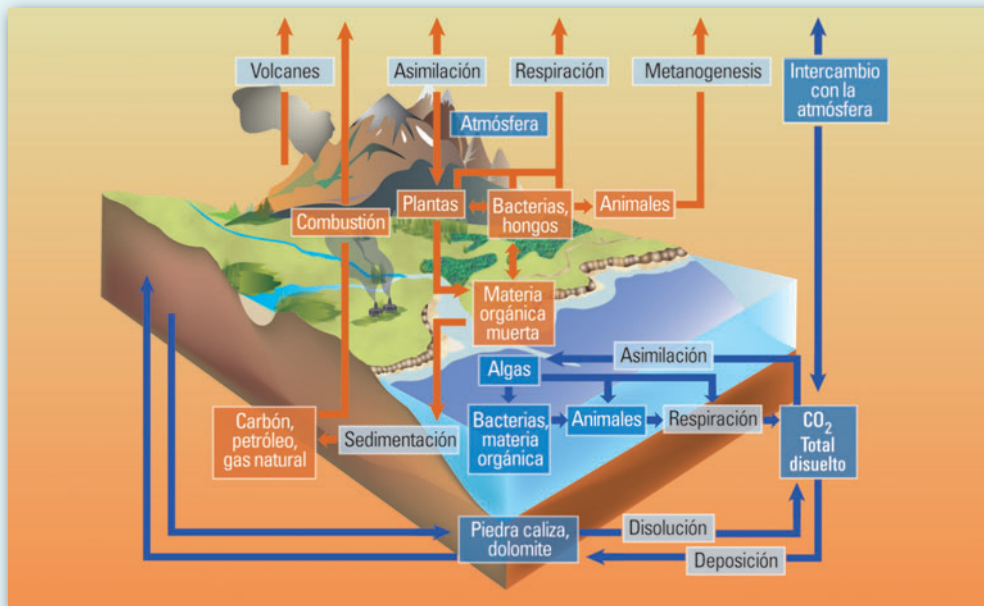
Las actividades humanas pueden alterar la actividad biológica y, en consecuencia, impactar en el desarrollo y la velocidad de los ciclos biogeoquímicos, como analizaremos posteriormente. Así, se generan variaciones significativas en el tamaño de los reservorios para un dado ciclo y en la tasa de transferencia de los elementos entre los reservorios.

Los ciclos biogeoquímicos están fuertemente interrelacionados y, en algunos casos, no resulta posible separarlos entre sí. Esto se aplica especialmente a los ciclos del carbono, el oxígeno y el hidrógeno, que se reciclan mediante los procesos de fotosíntesis y respiración celular (Krumbein and Swart, 1983).

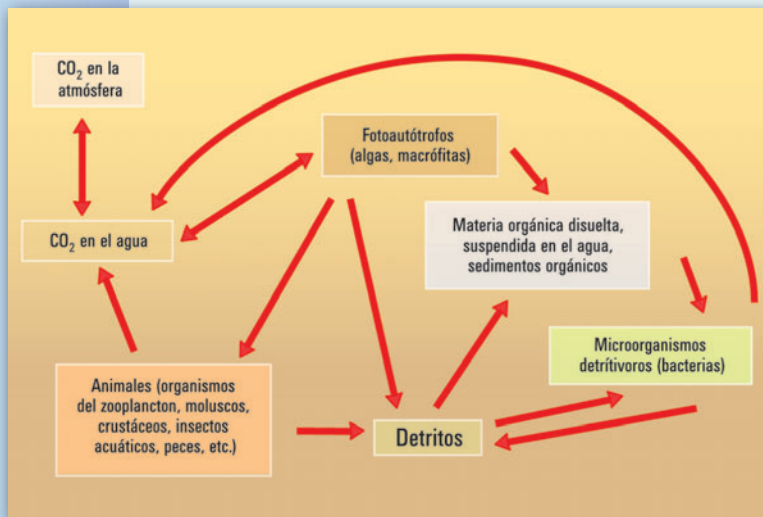
En la FIGURA 26 se esquematiza el **ciclo del carbono** en la naturaleza. Se trata de un ciclo biogeoquímico a escala global; las moléculas de  $\text{CO}_2$  que utiliza un organismo fotosintetizador para construir su materia orgánica pueden haber sido liberadas a la atmósfera en un sitio muy distante.

El reservorio de carbono atmosférico se recicla activamente. Las especies químicas de carbono presentes en el agua ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{CO}_3$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{CO}_3^{2-}$ ), a las que ya nos hemos referido, se encuentran en equilibrio con el  $\text{CO}_2$  presente en la atmósfera.

La biomasa viva presente en los ambientes terrestres y acuáticos, y la materia orgánica muerta, no fósil, como el **humus** del suelo y los sedimentos orgánicos de los cuerpos de agua naturales, pueden ser considerados como reservorios de rápido reciclado y renovación. El carbono existente en los reservorios de combustibles fósiles, como petróleo, gas y carbón, presentan una muy baja tasa de renovación.



**Figura 26:** Ciclo del carbono en la naturaleza



**Figura 27:** Diagrama de flujo mostrando las transferencias de carbono en un ecosistema acuático (Modificado de Atlas y Bartha, 2005).

Las rocas y la piedra caliza pueden disolverse muy lentamente por acción de los fenómenos climáticos y por actividad biológica.

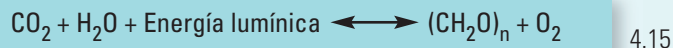
En la actualidad, el reciclado global del carbono es afectado sensiblemente por la actividad humana. Así, la emisión de  $\text{CO}_2$  y de  $\text{CH}_4$  a la atmósfera, como resultado de la actividad industrial, la utilización de combustibles fósiles y el incremento de la producción de residuos sólidos, ha elevado sensiblemente sus concentraciones y, en consecuencia, el equilibrio atmósfera – agua al que nos hemos referido puede resultar ser modificado.

Del mismo modo, el incremento del  $\text{CO}_2$  atmosférico está asociado a una disminución de la radiación infrarroja desde la tierra hacia el espacio, determinando un incremento de las temperaturas medias en el planeta. Este fenómeno es conocido como “*efecto invernadero*” y afectará al clima de todo el planeta, en particular, el movimiento del aire y las precipitaciones. Este aumento variará en las distintas regiones del planeta y se prevé que será máximo en los polos (4 a 6°C entre los 40° y 60° de latitud) y menor en los trópicos. Este incremento de la temperatura podrá determinar la disminución de la densidad de los hielos polares, aumentando sensiblemente el nivel del mar y afectando las regiones costeras.

Los organismos vivos están fuertemente involucrados en el ciclo del carbono, tanto en los ambientes terrestres como acuáticos. Analizaremos su rol con especial atención en los procesos que se llevan a cabo en los ambientes dulceacuícolas. En la **FIGURA 27** se muestra un diagrama de flujo simplificado, mostrando las transferencias de carbono en un cuerpo de agua natural.

En los ríos y arroyos, los organismos fotoautótrofos, representados en forma dominante por algas clorofíceas del fitoplancton y las macrófitas acuáticas, llevan a cabo el proceso de fotosíntesis, utilizando la energía lumínica para fijar el  $\text{CO}_2$  construyendo moléculas orgánicas y liberando  $\text{O}_2$ .

Es posible resumir el proceso de **fotosíntesis** mediante la siguiente ecuación:



Donde:  $(\text{CH}_2\text{O})_n$  representa la materia orgánica sintetizada como resultado del proceso.

La fotosíntesis involucra la generación de reacciones de óxido-reducción, donde la molécula de agua es escindida, los electrones son transferidos al  $\text{CO}_2$ , determinando su

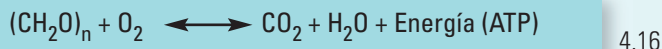


reducción, y el  $O_2$  es liberado. La energía requerida para el proceso es provista por la luz.

Este proceso se produce en dos etapas. Una primera etapa *dependiente de la luz*, conocida como la etapa de *captura de energía*, como resultado de la cual la energía lumínica es transformada en energía química, y una segunda etapa, *independiente de la luz*, denominada *fijación del carbono*, en la que el carbono inorgánico es incorporado (“fijado”) a moléculas orgánicas.

En los ecosistemas dulceacuícolas, a medida que los fotoautótrofos consumen el  $CO_2$ , el pH del agua se eleva permitiendo la precipitación de  $CaCO_3$  y otras sales.

Los productores primarios, consumidores y detritívoros aeróbicos oxidan la materia orgánica, a través de la *respiración celular aeróbica*, en presencia de oxígeno, para generar energía química disponible, bajo la forma de ATP, para otros procesos metabólicos de síntesis de nuevas moléculas orgánicas, crecimiento y reproducción. El proceso de *respiración celular aeróbica* puede ser representado por la siguiente ecuación simplificada:



Como la fotosíntesis, la respiración celular aeróbica es un proceso de óxido-reducción. El carbono orgánico es oxidado completamente, generando  $CO_2$  y  $H_2O$ . La oxidación de la materia orgánica libera energía química que es utilizada para la síntesis de ATP.

Si consideramos, por ejemplo, la oxidación de una molécula de *glucosa*, un hidrato de carbono simple ( $C_6H_{12}O_6$ ), la respiración celular aeróbica implica cuatro series de reacciones:

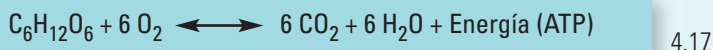
- ❖ *Glucólisis*, a través de la cual la glucosa es escindida en dos moléculas de tres carbonos cada una, el *ácido pirúvico* ( $CH_3COCOOH$ ); en esta etapa se inicia el proceso de oxidación del carbono orgánico contenido en la materia orgánica;

- ❖ La *oxidación del ácido pirúvico*, generando una molécula de dos carbonos y liberando  $CO_2$ ;

- ❖ El *ciclo de Krebs*, o *ciclo del ácido cítrico*, donde se completa la oxidación del carbono orgánico; al finalizar esta etapa, los seis átomos de carbono de la glucosa han sido completamente oxidados a seis moléculas de  $CO_2$ .

- ❖ La *cadena de transporte de electrones y fosforilación oxidativa*, donde la energía química liberada como consecuencia de la oxidación de la glucosa es utilizada para la síntesis de moléculas de ATP. En esta etapa interviene el  $O_2$ , que es utilizado como último aceptor de electrones.

- ❖ La reacción general de la respiración celular aeróbica, considerando la oxidación de una molécula de glucosa, resulta ser:



En ausencia de  $O_2$ , la oxidación de la materia orgánica a fin de generar ATP es llevada a cabo por los procariontes anaeróbicos y facultativos, a través del proceso de **respiración celular anaeróbica**, también denominado **fermentación**. Existen muchos tipos diferentes de procesos de fermentación, pero, en todos ellos, la primera etapa está constituida por la **glucólisis**, similar a lo que ocurre en la respiración aeróbica. Bajo condiciones anaeróbicas, la molécula orgánica (**sustrato**) utilizada como fuente de carbono, o alguno de sus intermediarios, es a la vez dadora y aceptora de electrones; el ATP es producido por fosforilación a nivel del sustrato.

Como resultado de los distintos caminos fermentativos posibles en la naturaleza, se produce la oxidación incompleta de las moléculas orgánicas utilizadas como sustrato, generándose alcoholes y ácidos orgánicos de bajo peso molecular que son liberados al medio.

Así, los detritívoros aeróbicos y facultativos son capaces de biodegradar la materia orgánica en condiciones aeróbicas, mediante respiración celular aeróbica, reciclando el  $CO_2$  al medio. En condiciones anaeróbicas, los detritívoros anaeróbicos y facultativos oxidan la materia orgánica, liberando al medio compuestos orgánicos de menor peso molecular.

La respiración celular aeróbica es más eficiente en términos energéticos que la fermentación, en cualquiera de sus formas. En consecuencia, para mantener la misma biomasa, la fermentación requiere consumir mayor cantidad de materia orgánica que la respiración aeróbica. De allí que en los ambientes acuáticos aeróbicos, predomina la primera sobre la segunda.

En los sedimentos anaeróbicos y anóxicos, con una baja concentración de  $O_2$ , las **bacterias formadoras de metano**, tales como *Methanobacterium* y *Methanosarcina* sp., producen metano a partir de materia orgánica de bajo peso molecular, generada por procesos de fermentación, o a partir de  $CO_2$  presente en el medio. En este último caso, el  $CO_2$ , generalmente disponible como bicarbonato o carbonato, constituye la única fuente de carbono de estos microorganismos. En la formación de metano, el  $H_2$ , producido como resultado de la fermentación, es la molécula dadora de electrones. La producción microbiana de metano es un proceso particular de fermentación.

La reacción simplificada de este proceso resulta:



Las bacterias formadoras de metano requieren de los productos de fermentación de otros microorganismos, los que les sirven de sustrato. Juegan un rol clave en el ciclo del carbono ya que son las responsables del paso final en la descomposición anaeróbica de la materia orgánica, generando alrededor del 80% del metano que ingresa en la atmósfera.

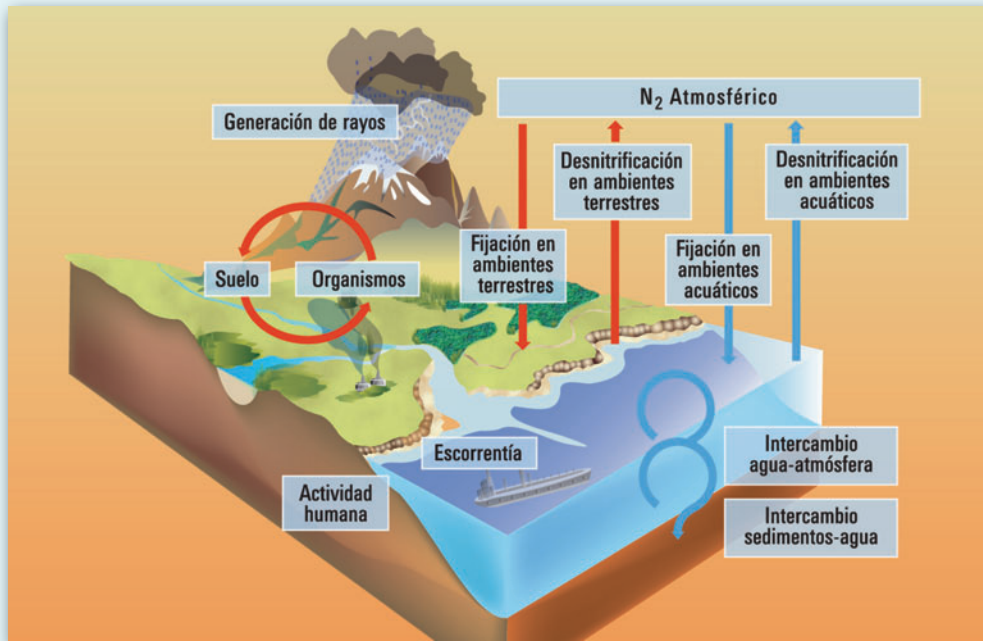
La capacidad metabólica de los organismos vivos para oxidar la materia orgánica es teóricamente ilimitada. Sin embargo, en la naturaleza resulta ser limitada por condiciones ambientales adversas, como la elevada **acidez** del medio y altas concentraciones de compuestos químicos inhibidores, tal como los fenoles. La acumulación de materia orgánica, derivada de organismos muertos y detritos no degradados, forma, con el tiempo, depósitos de combustibles fósiles, retirando el carbono del ciclo durante periodos prolongados.

La formación de materiales húmicos y *turba*, a partir de materia orgánica parcialmente degradada, representa una situación intermedia entre el reciclado inmediato del carbono y el almacenamiento de combustible fósil. El carbono orgánico retenido en estos materiales permanece disponible, aunque con una menor tasa de reciclado.

En los ecosistemas acuáticos, la complejidad y cantidad de materia orgánica presente en la columna de agua suele ser menor a la que existe en los ambientes terrestres. La concentración de materia orgánica en las aguas naturales es, generalmente, relativamente más baja en relación con los ambientes terrestres; raramente excede de 1 mg de carbono por litro de agua (Atlas y Bartha, 2005).

El **ciclo biogeoquímico del nitrógeno** está asociado a la actividad de los microorganismos presentes en el medio. La **FIGURA 28** muestra la asociación de los procesos vinculados al ciclo del nitrógeno en ambientes terrestres y acuáticos.

Los diferentes procesos de transformación del nitrógeno permiten la circulación del nitrógeno a través de los ecosistemas terrestres y acuáticos, lo que determina en gran medida la producción de estos ambientes.



**Figura 28:** Ciclo del nitrógeno en la naturaleza.

El crecimiento de todos los organismos depende de la disponibilidad de nitrógeno, que es requerido como un componente esencial de los aminoácidos y sus polímeros, las proteínas, ácidos nucleicos y otros constituyentes celulares.

En consecuencia, todos los seres vivos requieren la incorporación de nitrógeno, en alguna de sus especies químicas, a su biomasa celular. Sin embargo, la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico está restringida a un número limitado de bacterias, *Archaea* y asociaciones *simbióticas* entre microorganismos y plantas. La actividad volcánica, la radiación ionizante y las descargas eléctricas atmosféricas contribuyen a la transformación del N<sub>2</sub>



atmosférico en otras formas químicas que, arrastradas por la precipitación, alcanzan la superficie terrestre y las aguas superficiales; este aporte constituye apenas entre el 10% al 20% del asociado a la fijación biológica del nitrógeno.

La actividad microbiana es responsable, además, del retorno del  $N_2$  a la atmósfera a través del proceso de **desnitrificación**, así como las transformaciones químicas que afectan la movilidad y biodisponibilidad del nitrógeno fijado (FIGURA 29).

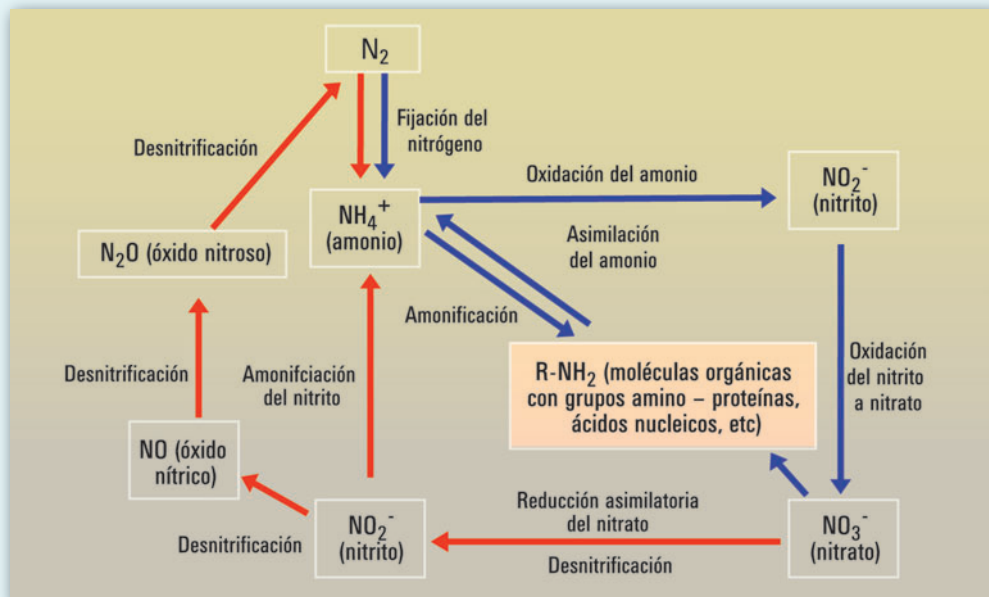
La **fijación biológica del  $N_2$**  atmosférico implica la producción de amonio ( $NH_4^+$ ), el cual es asimilado para formar parte de los aminoácidos, que, posteriormente, se polimerizan formando proteínas.

La reacción simplificada del proceso resulta ser:



Donde:  $(CH_2O)_n$  representa la materia orgánica oxidada en el proceso.

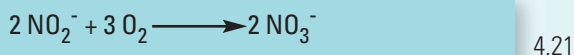
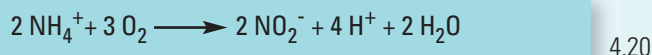
La **fijación biológica del  $N_2$**  es llevada a cabo por distintos grupos bacterianos que forman **asociaciones simbióticas (mutualismo)** con plantas leguminosas, como *Rhizobium*, *Azorhizobium* y *Bradyrhizobium*, y de vida libre. En los ambientes acuáticos, predominan los representantes del primer grupo, siendo las cianobacterias los principales organismos fijadores de  $N_2$ , incluyendo los géneros *Anabaena*, *Nostoc*, *Gleotrichia*, *Cylindrospermum*, *Calothrix*, *Scytonema*, *Tolypothrix*, *Oscillatoria*, *Microcoleus*, *Trichodesmium* y *Lyngbya*. Como se ha mencionado previamente, se trata de organismos procariontes fotoautótrofos aeróbicos. La tasa de fijación de nitrógeno de estos organismos supera a la tasa de fijación de las bacterias de vida libre presentes en los ambientes terrestres.



**Figura 29:** Formas químicas y procesos fundamentales involucrados en el ciclo biogeoquímico de nitrógeno en ecosistemas acuáticos (Modificado de Atlas y Bartha, 2005). Las flechas rojas indican procesos anaeróbicos; las flechas azules indican procesos aeróbicos

En los sedimentos anóxicos de algunos cuerpos de agua naturales, la  *fijación biológica de nitrógeno* se debe a la actividad metabólica de bacterias anaeróbicas fotoautótrofas, como *Chromatium* (bacteria púrpura del azufre), *Rhodospseudomonas* (bacteria no púrpura del azufre), *Rhodospirillum* (bacteria no púrpura del azufre), *Rhodomicrobium* y *Chlorobium*, y de bacterias anaeróbicas quimioheterótrofas, como *Clostridium*, *Desulfovibrio* y *Desulfotomaculum*. Al igual que en la fijación aeróbica del nitrógeno, el proceso anaeróbico está favorecido en sustratos donde existe una alta concentración de materia orgánica y una baja concentración de nitrógeno.

El proceso de oxidación del amoníaco ( $\text{NH}_3$ ) y el ión amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) a iones nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ), y de éstos a iones nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) se denomina *nitrificación*. Las reacciones químicas involucradas son las siguientes:



Cada una de las etapas del proceso de nitrificación es llevada a cabo por poblaciones de bacterias autótrofas diferentes, denominadas genéricamente como *bacterias nitrificantes*. Se trata de bacterias quimioautótrofas aeróbicas, que utilizan la energía derivada de la nitrificación para fijar el  $\text{CO}_2$  a la materia orgánica.

En los ecosistemas acuáticos, las bacterias nitrificantes dominantes incluyen los géneros *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrosospira*, *Nitrosovibrio* y *Nitrosolobus*, entre las que transforman el amonio a nitrito, y *Nitrobacter*, *Nitrospira* y *Nitrococcus*, entre las que oxidan el nitrito a nitrato.

Debido a la actividad de las bacterias nitrificantes, los cuerpos de agua dulceacuícolas son reservorios naturales de nitrato más que de amonio. El fitoplancton puede utilizar ambas especies químicas ( $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NO}_3^-$ ) como fuente de nitrógeno, aunque es posible verificar una significativa preferencia por este último compuesto. El amonio tiende a acumularse, en condiciones anóxicas, y el proceso de *nitrificación* resulta poco eficiente o no se produce.

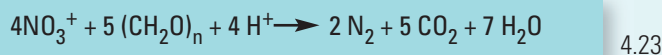
En condiciones aeróbicas, los iones nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) pueden ser incorporados a la materia orgánica mediante un proceso conocido como *reducción asimilatoria del nitrato*, llevado a cabo por bacterias, hongos y algunas algas.

En ausencia de oxígeno, los iones nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) pueden actuar como aceptores finales de electrones en los procesos de respiración celular anaeróbica. Así, las *bacterias desnitrificantes* son capaces de reducir el nitrato a nitrito y, sucesivamente, éste a óxido nítrico (NO), óxido nitroso ( $\text{N}_2\text{O}$ ) y, finalmente, a nitrógeno molecular ( $\text{N}_2$ ). Este proceso es conocido como *desnitrificación*. Al mismo tiempo que se produce la desnitrificación, la materia orgánica se oxida. La *desnitrificación* es el mecanismo por el cual el nitrógeno fijado en la materia orgánica es retornado a la atmósfera por la actividad bacteriana.

La secuencia de reacciones en el proceso de *desnitrificación* es la siguiente:



La reacción química simplificada resulta ser:



Las *bacterias desnitrificantes* presentes en los cuerpos de agua naturales incluyen representantes de los géneros *Paracoccus*, *Thiobacillus*, *Pseudomonas*, *Azospirillum*, entre otras (Ward, 1996).

El proceso de *desnitrificación* es menos frecuente en aguas superficiales, pero se produce habitualmente en aguas estancadas y en sedimentos anóxicos.

La mayoría de las plantas, animales y microorganismos pueden realizar el proceso de *amonificación* o *reducción del nitrato*. Es el proceso de conversión del nitrógeno fijado en compuestos orgánicos a amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) o amoníaco ( $\text{NH}_3$ ); implica la oxidación asociada de la materia orgánica. Así, los seres vivos llevan a cabo reacciones metabólicas de degradación de las proteínas recibidas en la ingesta o sintetizadas por su propio organismo, tendientes a eliminar los grupos amino ( $\text{NH}_2^+$ ) presentes en ellas, a fin de utilizar la estructura carbonada como fuente de energía para la producción de ATP. Como resultado de este proceso, los animales eliminan al medio, por ejemplo, desechos metabólicos nitrogenados, como *urea* o *ácido úrico*. Los detritívoros oxidan la porción carbonada de estos desechos nitrogenados, generando  $\text{CO}_2$ , y reducen los grupos amino a amoníaco ( $\text{NH}_3$ ) o amonio ( $\text{NH}_4^+$ ), que son liberados al medio.

La liberación de amoníaco u amonio desde un compuesto orgánico nitrogenado simple, como la *urea*, puede ser descrita como:



En los ambientes acuáticos ácidos o neutros, el amoníaco se encuentra en forma de iones amonio ( $\text{NH}_4^+$ ). Parte de este amoníaco producido por *amonificación* se libera a la atmósfera, desde es relativamente inaccesible para los organismos vivos. Desde allí puede ser arrastrado por las precipitaciones retornando hacia la superficie terrestre y hacia las aguas superficiales.

Los iones amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) pueden ser incorporados por las plantas y numerosos microorganismos a sus aminoácidos y a otros constituyentes celulares que contienen nitrógeno, mediante un proceso metabólico complejo conocido como *asimilación del amonio*.

Los compuestos orgánicos nitrogenados sintetizados por un organismo, tales como proteínas y ácidos nucleicos, pueden ser transferidos, a través de la ingesta, y asimilados por otros organismos.

El **fósforo** es un elemento esencial para los seres vivos, requerido para la síntesis de ácidos nucleicos, ATP, **fosfolípidos** y otros constituyentes celulares. Sin embargo, no es un componente abundante en el planeta y a menudo llega a ser limitante para el crecimiento de los organismos.

En la naturaleza, el fósforo se presenta como parte de una molécula del ión fosfato ( $\text{PO}_4^{3-}$ ). En los ambientes acuáticos, se presenta bajo la forma de fosfato orgánico, asociado a moléculas orgánicas, y como sales inorgánicas de fosfato. Ambas formas pueden estar disueltas en el agua o asociadas a partículas en suspensión en el medio. En ambientes acuáticos a pH neutro o alcalino, el fosfato tiende a precipitar, formando sales inorgánicas de calcio [ $(\text{PO}_4)_2\text{Ca}_3$ ], fosfato de magnesio [ $(\text{PO}_4)_2\text{Mg}_3$ ] y fosfato férrico ( $\text{PO}_4\text{Fe}$ ). Así, en los sedimentos acuáticos suelen encontrarse grandes reservorios de fosfato de reciclado lento. Las rocas fosfatadas constituyen también un importante reservorio de fosfato, lentamente meteorizado por exposición a las condiciones climáticas. En la FIGURA 30 se esquematiza el ciclo del fósforo en ambientes acuáticos y terrestres.

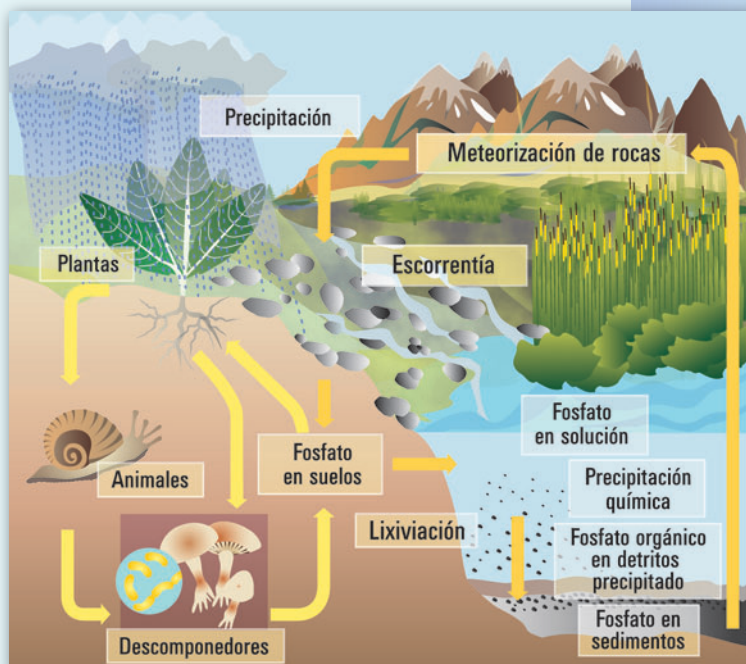
El fosfato disuelto en el agua y el contenido en la materia orgánica viva o muerta constituye una reserva de fosfato de rápido reciclado. Bajo su forma inorgánica, está biodisponible para plantas y microorganismos. Los animales pueden utilizar tanto el fosfato orgánico como inorgánico. En la FIGURA 31 (ver página 68) se muestra el ciclo del fósforo mediado por organismos dulceacuícolas.

Durante la mayor parte del ciclo del fósforo, su estado de oxidación no es alterado. Las transformaciones del fósforo mediadas por organismos vivos pueden considerarse como una transferencia de fosfato inorgánico a fosfato orgánico, o de especies químicas de fosfato insolubles e inmobilizadas a formas solubles.

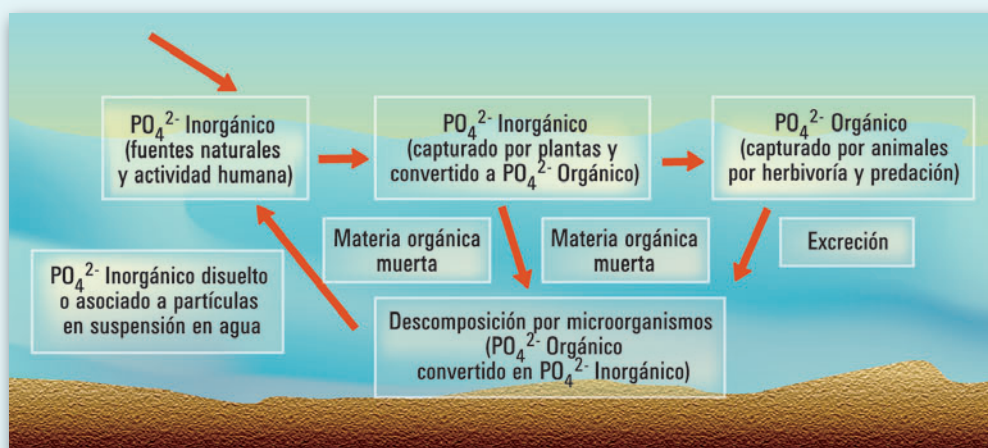
En los ambientes dulceacuícolas, las macrófitas acuáticas y algas capturan los fosfatos inorgánicos particulados o disueltos en el agua y lo incorporan a su materia orgánica. Los consumidores obtienen fosfato orgánico por ingesta de otros organismos.

El fosfato orgánico contenido en la materia orgánica muerta y en los excrementos es degradada, en los sedimentos acuáticos, por microorganismos, que lo convierten en fosfato inorgánico, tanto disuelto como asociado a partículas suspendidas en el agua. Así, el fosfato inorgánico es retornado hacia la columna de agua reiniciando el ciclo.

El **azufre** es uno de los diez ele-



**Figura 30:** Ciclo del fósforo e interacciones entre los ambientes acuáticos y terrestres.



**Figura 31:** Ciclo del fósforo en ambientes acuáticos (Modificado de U.S.EPA, 1997).

mentos más abundantes en el planeta. El *ciclo biogeoquímico del azufre* es especialmente complejo debido a las características químicas del elemento, con estados de oxidación entre -2 y +6. En la FIGURA 32 se representan las transformaciones biogeoquímicas entre las formas oxidadas y reducidas de este elemento.

La actividad antropogénica por combustión de combustibles fósiles, la producción de *dimetil sulfoxidos* (DMS) [ $S(CH_3)_2$ ] por parte de los organismos vivos y, en menor grado, las erupciones volcánicas constituyen las fuentes principales de emisión de *dióxido de azufre* ( $SO_2$ ) a la atmósfera.

A través de procesos de *fotooxidación*, el dióxido de azufre ( $SO_2$ ) atmosférico es rápidamente oxidado a *trióxido de azufre* ( $SO_3$ ) e *iones sulfato* ( $SO_4^{2-}$ ). Estos iones se combinan con el

hidrógeno atmosférico generando *ácido sulfúrico* ( $SO_4H_2$ ), que es arrastrado por las precipitaciones hacia la superficie terrestre y las aguas superficiales.

Los organismos vivos tanto aeróbicos como anaeróbicos, asimilan el azufre en forma de sulfato ( $SO_4^{2-}$ ), asociándolo a la materia orgánica. Así, el sulfato es reducido e incorporado como *sulfhidrilo* ( $SH^-$ ) en compuestos orgánicos, mediante un proceso denominado *reducción asimilatoria del sulfato*.

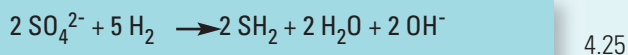
En condiciones anaeróbicas o anóxicas, la degradación bacteriana de la materia orgánica muerta y los excrementos de



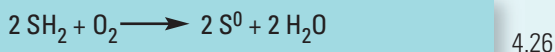
**Figura 32:** Transformaciones biogeoquímicas entre las formas oxidadas y reducidas del azufre. R-SH representa los grupos sulfhidrilo de las macromoléculas celulares. Las flechas rojas indican procesos anaeróbicos. Las flechas azules indican procesos aeróbicos (Modificado de Atlas y Bartha, 2005). U.S.EPA, 1997).



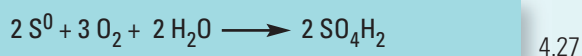
positados en los sedimentos produce mercaptanos volátiles y *sulfuro de hidrógeno* ( $\text{SH}_2$ ). Este proceso se denomina *desulfuración* y es llevado a cabo por las *bacterias reductoras del sulfato*, pertenecientes a los géneros *Desulfovibrio*, *Desulfotomaculum*, *Desulfobacter*, *Desulfobulbus*, *Desulfococcus*, entre otras, usualmente presentes en los sedimentos acuáticos o en aguas con una elevada carga orgánica. Se trata de bacterias anaeróbicas aerotolerantes que utilizan sulfato como último aceptor de electrones en la respiración anaeróbica. La reducción de sulfato genera sulfuro de hidrógeno, según la siguiente ecuación:



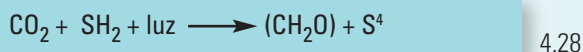
En presencia de oxígeno, el sulfuro de hidrógeno es oxidado a *azufre elemental* ( $\text{S}^0$ ), como resultado de la actividad metabólica de organismos quimioautótrofos pertenecientes a los géneros de bacterias filamentosas *Beggiatoa*, *Thioploca* y *Thiothrix*, y algunas especies del género *Thiobacillus*, habitualmente presentes en los cuerpos de agua dulceacuícolas. Se trata de bacterias facultativas que sintetizan su materia orgánica a partir de  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$ , utilizando como fuente de energía la oxidación del sulfuro de hidrógeno, mediante la siguiente reacción simplificada:



Otras especies quimioautotróficas aeróbicas del género *Thiobacillus* son capaces de oxidar el azufre elemental a sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ). De manera similar a las anteriores, utilizan la oxidación del azufre elemental como fuente de energía para la síntesis de compuestos orgánicos a partir de  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$ , mediante la reacción siguiente:



En condiciones anóxicas, el sulfuro de hidrógeno puede ser oxidado a azufre elemental ( $\text{S}^0$ ) debido a la actividad de bacterias fotosintéticas anaeróbicas de los géneros *Chromatium* (bacterias púrpuras del azufre) y *Chlorobium* (bacterias verdes del azufre). Estas bacterias utilizan la oxidación del  $\text{SH}_2$  como fuente de energía para la fotorreducción y fijación del  $\text{CO}_2$ ; mediante la reacción:



Donde:  $(\text{CH}_2\text{O})$  es la materia orgánica generada a partir de la reducción del  $\text{CO}_2$ .

## Actividades: La química del agua

4.1. Teniendo en cuenta las propiedades de la molécula de agua. ¿Qué características particulares de la misma son responsables de su propiedad como solvente y su tensión superficial?. Justifique su respuesta.

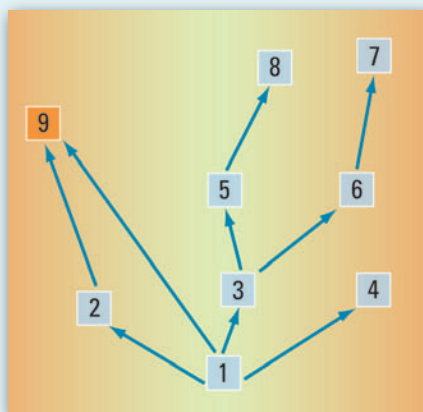
4.2. ¿Qué es el calor de vaporización?. ¿Por qué el agua tiene un calor de vaporización excepcionalmente elevado?.

4.3. Generalmente, las zonas costeras y ribereñas presentan temperaturas más moderadas (no demasiado frías en invierno ni demasiado cálidas en verano) que las áreas continentales, alejadas de cursos de agua superficiales de caudal significativo. ¿Qué explicación puede proporcionar para este fenómeno?.

4.4. Defina los términos ligando, complejo y agente quelante. ¿Por qué un quelato puede ser un compuesto químico muy estable? ¿Qué es un ligando unidentado?. Explique en qué sentido la especie  $[\text{Fe}(\text{H}_2\text{O})_6]^{3+}$  es un complejo metálico y por qué funciona como una especie química ácida en el sistema. Explique algunas de las implicaciones ambientales de la complejación y quelación.

4.5. ¿En qué sentido difiere un compuesto organometálico de un complejo metálico?

4.6. Considere la cadena trófica hipotética representada en el esquema correspondiente a un ecosistema acuático. Indique a qué nivel trófico corresponde el organismo 9. ¿Cuántos niveles tróficos posee la cadena trófica representada?.



4.7. Una muestra de fitoplancton extraída de un arroyo y mantenida en oscuridad, en condiciones de laboratorio a temperatura constante, utiliza 0,02 mL de  $\text{O}_2$  por minuto. La misma muestra mantenida en similares condiciones de temperatura, en presencia de luz blanca de intensidad constante, libera 0,14 mL de  $\text{O}_2$  por minuto. ¿Cuál es la tasa de producción primaria bruta de la muestra?.

4.8 Asumiendo un 10% de **eficiencia trófica** (transferencia de energía al siguiente nivel trófico), aproximadamente, ¿qué proporción de la energía química producida a nivel de los productores primarios en un ecosistema acuático estaría disponible para un consumidor terciario?.

#### 4.9. Determinación de la producción primaria neta de una muestra extraída de un arroyo mediante el método de las botellas clara y oscura (Gaarder y Gran, 1927).

En el mismo arroyo considerado en la actividad 3.1. se recolectará una muestra de agua a fin de estimar la producción primaria neta del fitoplancton.

Mediante el método desarrollado por Gaarder y Gran (1927) es posible estimar la producción primaria neta sobre la base de la determinación de la concentración de oxígeno disuelto en muestras de aguas naturales mantenidas en botellas de vidrio.

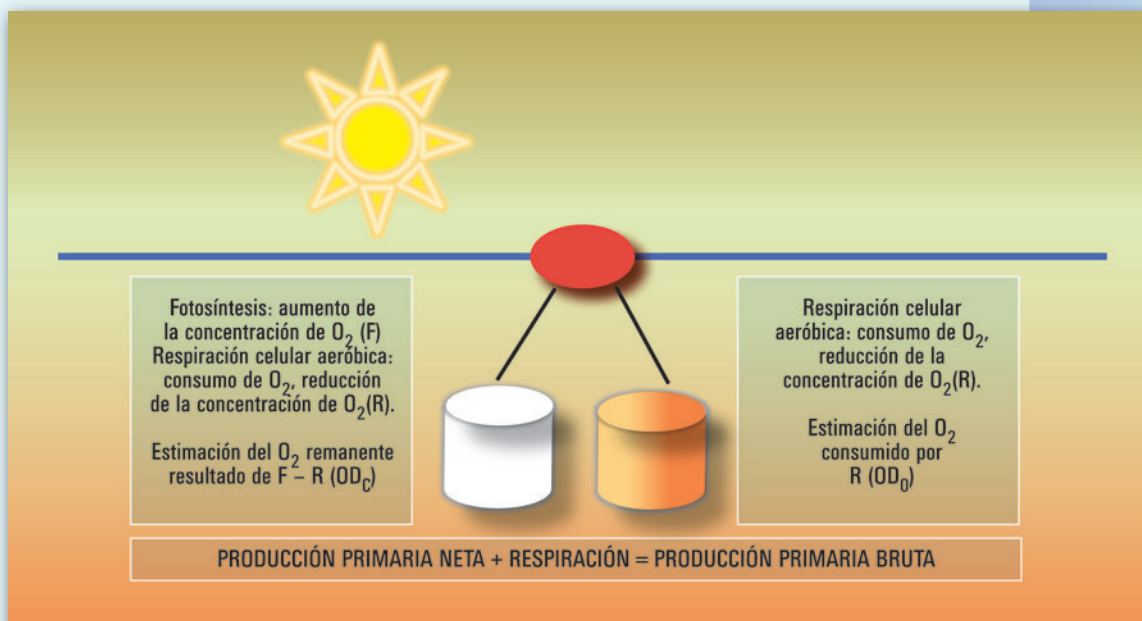
El método implica la utilización de dos botellas de vidrio, una clara, de vidrio transparente, expuesta a la luz, y una oscura, de vidrio oscuro o cubierta completamente con papel metálico, no expuesta a la luz, suspendidas en la columna de agua que se desea analizar a una determinada profundidad utilizando una cuerda. Luego de un periodo de incubación determinado, las botellas se sacan a la superficie y se mide la concentración de oxígeno en cada botella, utilizando el método iodométrico (Winkler) o un electrodo de oxígeno.

En esta práctica se utilizará el método de Winkler, que se explicará posteriormente.

En las botellas claras, *expuestas a la luz*, se llevará a cabo el proceso de fotosíntesis, generándose una cantidad de oxígeno proporcional a la cantidad de materia orgánica fijada. Al mismo tiempo en éstas, los organismos fotoautotróficos consumirán una porción del oxígeno producido para llevar a cabo el proceso de respiración celular aeróbica. La cantidad de oxígeno residual es proporcional a la concentración de materia orgánica generada remanente, la cual constituye la **producción primaria neta**.

En las botellas oscuras, *no expuestas a la luz*, los organismos fotoautótrofos consumirán oxígeno, pero no lo producirán.

Es posible calcular la tasa respiratoria de los organismos fotoautótrofos restando el valor de oxígeno disuelto registrado en la botella oscura, al cabo de un tiempo de incubación, del valor de oxígeno disuelto inicial, como se observa en la siguiente figura:



El concepto de producción primaria está basado en la asunción de que la respiración registrada en las botellas oscuras es causada por los organismos fotoautótrofos que están oxidando su propia materia orgánica. El método también asume que la tasa respiratoria de los fotoautótrofos es igual en ambas botellas.

Se determinará la concentración de  $O_2$  disuelto inicial ( $OD_i$ , mg  $O_2/L$ ) presente en las botellas, concentración de  $O_2$  disuelto en botella clara ( $OD_c$ , mg  $O_2/L$ ) al cabo del tiempo de incubación y la concentración de  $O_2$  disuelto en la botella oscura ( $OD_o$ , mg  $O_2/L$ ) al cabo del tiempo de incubación.

La concentración de  $O_2$  disuelto en la botella clara ( $OD_c$ ) al cabo del tiempo de incubación será resultado del  $O_2$  generado por fotosíntesis y el  $O_2$  consumido por la respiración. Restando este valor de la concentración de  $O_2$  inicial ( $OD_i$ ) en la botella, se establecerá la concentración de  $O_2$  remanente, esto es, la concentración de  $O_2$  neta resultado de ambos procesos ( $OD_N$ ).

La concentración de  $O_2$  disuelto en la botella oscura ( $OD_o$ ) será resultado de la diferencia entre la concentración de  $O_2$  inicial ( $OD_i$ ) y el  $O_2$  consumido por la respiración ( $OD_R$ ).

Luego:

$$OD_N \text{ (mg } O_2/L) = OD_c - OD_i$$

y,

$$OD_R \text{ (mg } O_2/L) = OD_i - OD_o$$

En consecuencia, la cantidad de  $O_2$  generada como resultado de la producción primaria bruta de los organismos fotoautótrofos será:

$$OD_B \text{ (mg } O_2/L) = OD_N + OD_R$$

A fin de calcular la producción primaria neta y bruta será necesario convertir el  $O_2$  liberado a carbono fijado. Asumiendo que 1 mol de  $O_2$  (12 g) es liberado por cada mol de carbono fijado (12 g), de acuerdo con la ecuación 4.16, se utiliza un factor de 12/32 para llevar a cabo la conversión.

Si expresamos la producción primaria bruta y neta en g  $m^3/h$ , será necesario aplicar un factor de 1.000 para convertir litros a metros cúbicos.

En consecuencia, la concentración de carbono fijado por unidad de volumen será calculada mediante la fórmula:

$$\begin{aligned} \text{mg de C fijado}/m^3 &= \text{mg de } O_2/L \times (12/32) \times 1.000 \\ &= \text{mg } O_2/L \times 0,375 \times 1.000 \\ &= \text{mg } O_2/L \times 375,0 \end{aligned}$$

Algunos investigadores señalan que, en el caso del fitoplancton dulceacuícola, el cociente fotosintético (moles de oxígeno liberado a moles de carbono fijado) no corresponde a la relación 1:1 indicada, sino que es cercana a 1:1.2, dado que una parte de la materia orgánica producida por fotosíntesis es rápidamente convertida a otros compuestos orgánicos (Brower et al., 1990). En consecuencia, para nuestros cálculos utilizaremos la ecuación:

$$\text{mg de C fijado/m}^3 = \text{mg de O}_2/\text{L} \times 375,0/1,2 \\ = \text{mg O}_2/\text{L} \times 312,5$$

La **producción primaria bruta** y **neta** será calculada dividiendo el carbono fijado por el lapso de tiempo durante el cual fueron incubadas las botellas claras y oscuras.

$$\text{PRODUCCIÓN PRIMARIA NETA} = (\text{OD}_N (\text{mg O}_2/\text{L}) \times 312,5)/t$$

Donde, t: tiempo de incubación

$$\text{PRODUCCIÓN PRIMARIA BRUTA} = [(\text{OD}_N + \text{OD}_R) \times 312,5]/t$$

Donde, t: tiempo de incubación

**El método asume que:**

**a.** La respiración es llevada a cabo únicamente por los organismos fotoautótrofos que están oxidando su propia materia orgánica. Se asume, entonces, que la respiración de los organismos heterótrofos presentes en la muestra no es significativa a los fines del estudio. Esto resulta ser un acercamiento idealizado, dado que una parte substancial de la materia orgánica que se produce en las botellas claras durante el periodo de incubación puede ser transferida a los heterótrofos presentes en el medio. Esa porción de materia orgánica removida por los consumidores no es registrada en el análisis realizado. Por consiguiente, es posible suponer que la estimación de la producción primaria propuesta es inferior al valor real.

Es posible llevar a cabo un filtrado previo de las muestras, utilizando redes con un tamaño de malla adecuado, antes de inocular las botellas claras y oscuras (Cole, 1983). El propósito de la filtración es la remoción de los organismos zooplancónicos, que serán retenidos por la red, a fin de reducir la presencia de consumidores en la muestra. Sin embargo, otros investigadores consideran que el proceso de filtración puede determinar alteraciones en la densidad y composición de la comunidad de fitoplancton (Wetzel y Likens, 1979).

**b.** Las tasas de respiración son iguales en las botellas claras y oscuras. El desarrollo del fenómeno de **fotorespiración** en las botellas claras puede determinar la subestimación de la producción primaria de un cuerpo de agua. Estudios realizados por Harris y Piccinin (1977) muestran que el fenómeno de **fotorespiración** es frecuente en la comunidad fitoplanctónica.

El proceso de fotorespiración consiste en la oxidación de materia orgánica en presencia de luz, cuando la concentración de CO<sub>2</sub> disminuye y resulta limitante para la fotosíntesis. Como consecuencia de este proceso, se consume O<sub>2</sub> y se libera CO<sub>2</sub> al medio, aunque, a diferencia de la respiración celular aeróbica, no se produce ATP. Como consecuencia,



la fotorespiración disminuye la eficiencia de la fotosíntesis (Campbel and Reece, 2007).

Dado que la fotorespiración es favorecida por altas intensidades de luz y bajas concentraciones de  $\text{CO}_2$ , es posible esperar que afecte a las muestras incubadas en botellas claras localizadas cerca de la superficie del agua (Cole, 1983).

En consecuencia, es posible que exista una diferencia significativa en la tasa de respiración entre el fitoplancton mantenido en las botellas claras y el contenido en las botellas oscuras.

Algunos autores utilizan períodos de incubación prolongados (24 h), a fin de minimizar el error causado por la fotorespiración (Cole, 1983).

En la actividad propuesta, no se considerará el efecto potencial del proceso de fotorespiración sobre los resultados.

c. La densidad de la comunidad fitoplanctónica es similar en ambas botellas. Sin embargo, es posible que, cuando se seleccionan períodos de incubación prolongados (entre 24 y 48 h, se produzcan variaciones significativas en la densidad del fitoplancton contenido en las botellas claras. La densidad de la comunidad puede aumentar como consecuencia de un reciclado acelerado de nutrientes por parte de bacterias adheridas a las paredes de las botellas.

La proliferación de bacterias en las botellas claras y oscuras durante períodos de incubación prolongados implica un aumento en la tasa respiratoria, que a su vez contribuye a la subestimación de la producción primaria neta.

Este fenómeno se hace más evidente en los cuerpos de agua *eutróficos*, con una elevada concentración de nitratos y fosfatos en el medio.

Es posible disminuir la incidencia de este proceso realizando la incubación de las botellas por la mañana o en las últimas horas de la tarde y seleccionando un tiempo de incubación adecuado a las condiciones del cuerpo de agua analizado.

Así:

❖ En los cuerpos de agua *eutróficos*, con elevadas concentraciones de nitratos y fosfatos y alta densidad fitoplanctónica, se prefiere un corto tiempo de incubación, inferior a 2 h, limitando la sobresaturación de  $\text{O}_2$  en las muestras de las botellas claras.

❖ En los cuerpos de agua *mesotróficos*, con valores medios de concentración de nutrientes y densidad fitoplanctónica, se emplean tiempos de incubación variables entre 2 y 4 h.

❖ En los cuerpos de agua *oligotróficos*, con reducida concentración de nutrientes y baja densidad fitoplanctónica, se prefieren períodos de incubación prolongados, superiores a 12 h, de manera de generar variaciones detectables en la concentración de  $\text{O}_2$ .

En esta actividad, se ha seleccionado un tiempo de incubación medio de 6 h.

#### ***Materiales requeridos:***

❖ Guantes de látex

❖ Recipiente de muestreo opaco, no-metálico, ya que la exposición de las muestras de agua a metales, aún por breves períodos de tiempo, afecta la actividad fotosintética.

❖ Soga para recoger el recipiente de muestreo.

- ❖ Cuerda y boya de flotación para suspender las botellas en la columna de agua.
- ❖ Marcador indeleble.
- ❖ Cinta adhesiva.
- ❖ Cinta métrica para calibrar la cuerda y marcar la profundidad a la que se localizarán las botellas.
- ❖ Cronómetro para medir tiempo de incubación de las botellas.
- ❖ 4 botellas de vidrio claras y 2 botellas de vidrio oscuras (o cubiertas con papel metalizado) de 300 mL de capacidad, aptas para la medición de oxígeno disuelto mediante un electrodo (si es que se utiliza ese método de determinación), con tapa de vidrio esmerilado. Deben limpiarse previamente con ácido clorhídrico diluido (HCl) y enjuagarse en repetidas ocasiones con agua destilada, para eliminar residuos de yodo, ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) y nutrientes. Pueden usarse recipientes para determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno ( $\text{DBO}_5$ ).
- ❖ Envase para proteger muestras de la exposición a la luz solar previo al período de incubación.
- ❖ Pipetas de vidrio de 1 mL.
- ❖ Buretas o jeringas de 10 mL de capacidad.
- ❖ Erlenmeyers de 250 mL de capacidad.
- ❖ Reactivos para determinación iodométrica de  $\text{O}_2$  disuelto (Winkler)

#### **Reactivos:**

##### **❖ A. Solución de sulfato de manganeso ( $\text{MnSO}_4$ ), 1 L**

Disolver 480 g de  $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$  ó 400 g  $\text{MnSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$  ó 364 g  $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$  en 1 L de agua destilada.

##### **❖ B. Solución alcalina de yodo y azida sódica, 1 L**

Disolver 500 g de hidróxido de sodio (NaOH) y 135 g de yoduro de sodio, o 700 g de hidróxido de potasio (KOH) y 150 g de yoduro de potasio, en 1 L de agua destilada.

Disolver 10 g de azida sódica ( $\text{NaN}_3$ ) en 40 mL de agua destilada y adicionar a 1 L de la solución alcalina de yodo.

##### **❖ C. Ácido sulfúrico concentrado**

##### **❖ D. Solución de almidón, 0,1L**

Disolver 2 g de almidón de papa soluble en 100 mL de agua destilada caliente, agitar hasta disolución total.

Si la solución de almidón es usada después de 24 h de su preparación, adicionar 0,2 g de ácido salicílico, como preservativo, hasta disolución total.

##### **❖ E. Solución de tiosulfato de sodio, 1L**

Disolver 6,25 g de tiosulfato de sodio pentahidratado ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ ) en 1 L de agua destilada. La solución no puede ser usada después de 24 h de su preparación.

***Procedimiento:***

1. Lavar el recipiente de muestreo con muestras de agua del sitio seleccionado, repetir el procedimiento tres veces. Desechar el agua de lavado sin verterla nuevamente en el cuerpo de agua, para evitar potencial contaminación. Efectuar el procedimiento sin perturbar el sedimento del fondo. No utilizar agua destilada para lavar el recipiente. Utilizar el recipiente sólo para la toma de muestras del sitio.

2. Atar el recipiente de muestreo a la soga de muestreo. Si el sitio de muestreo es un arroyo, tomar la soga para lanzar el recipiente hacia una zona cercana a la costa donde el agua fluya libremente, en sentido opuesto a la corriente.

3. Si el recipiente flota, mueva la soga hasta que el agua ingrese en él. Tomar la muestra cerca de la superficie del agua. Evitar que el recipiente se hunda y perturbe el sedimento.

4. Permitir que el recipiente se llene hasta alcanzar entre los 2/3 y 3/4 de su capacidad. Atraerlo hacia la orilla con la soga y retirarlo.

5. Inmediatamente llenar dos botellas claras y una botella oscura de 300 mL de capacidad. Permitir que el agua desborde de la botella para asegurar la ausencia de espacios vacíos en ellas.

6. En el caso de utilizar una bomba de succión para tomar las muestras de agua, colocar el conducto de transferencia de la muestra en el fondo de las botellas claras y oscura. Proceder a llenarlas hasta que se desborden. Evite la formación de burbujas de aire durante la transferencia manteniendo la línea de transferencia en el fondo de cada botella.

7. Tapar rápidamente cada recipiente evitando atrapar burbujas de aire en el cuello de la botella. Cubrir el cuello de cada botella oscura con papel de aluminio para evitar la exposición a la luz solar. Evitar que las botellas se expongan a la luz solar colocándolas en el interior de un envase o caja a prueba de luz.

8. Utilizar dos de las botellas claras para medir el oxígeno disuelto inicial, siguiendo el procedimiento descrito a partir del punto 13.

9. Atar las otras dos botellas claras y las botellas oscuras a la cuerda que usará para suspenderlas en la columna de agua. La cuerda estará previamente unida a una boya de flotación y habrá sido calibrada con la cinta métrica para asegurar la profundidad de inmersión de las botellas.

10. Sumergir las botellas hasta una profundidad de 0,30 m (variable entre 0,30 y 1,20 m, dependiendo de las condiciones del cuerpo de agua). Evitar que la boya de flotación interfiera con la exposición de las botellas claras a la radiación solar.

11. Incubar todas las botellas por un mismo período de tiempo. El tiempo seleccionado para esta actividad puede variar entre 2 y 6 h. El tiempo cero de incubación se anotará tan pronto como la mitad de las botellas hallan sido sumergidas.

12. Al cumplirse el tiempo de incubación, retirar las botellas y proceder a determinar inmediatamente el oxígeno disuelto en cada una de ellas utilizando el Método Winkler.

***13. Método de Winkler (APHA, 2005):***

a. Agregar a la muestra, 1 mL de solución de sulfato de manganeso (*Solución A*) y 1 mL de solución alcalina de yodo (*Solución B*). El agregado debe realizarse introduciendo la pipeta por debajo del nivel de agua para que las soluciones descendan fácilmente.

b. Tapar la botella cuidando que no queden burbujas en su interior. Agitar por inversión. Se observará la formación de un precipitado blanco que, en presencia de oxígeno, toma color ocre. Agitar nuevamente la botella hasta que el precipitado se disuelva.

c. Agregar 1 mL de ácido sulfúrico concentrado ( $\text{SO}_4\text{H}_2$ ) (*Solución C*), dejándolo resbalar por las paredes de la botella. Tapar cuidadosamente y agitar por inversión. La muestra tomará color amarillo. Se debe tener especial cuidado con el uso del ácido sulfúrico, ya que es altamente corrosivo. Mediante este procedimiento se ha fijado la concentración de  $\text{O}_2$  disuelto de la muestra, con lo que puede ser trasladada al laboratorio para continuar allí el procedimiento.

d. Con la muestra en estas condiciones, se procede a realizar el procedimiento de titulación:

i. Colocar en una bureta la solución de tiosulfato de sodio (*Solución E*).

ii. Transferir 50 mL. de muestra a un erlenmeyer.

iii. Agregar con la bureta gota a gota (titular) la *solución E* en el erlenmeyer, agitando continuamente hasta que se observe la aparición de color amarillo pálido.

iv. Agregar unas gotas de solución de almidón (*Solución D*) y observar que el color del líquido vira al azul.

v. Continuar agregando la *solución E*, gota a gota, hasta que el color azul desaparezca totalmente.

e. Registrar la cantidad de *solución E*, en mL, utilizada y calcular la concentración de  $\text{O}_2$  disuelto, en mg/L, de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$\text{mg O}_2/\text{L} = \text{mL tiosulfato de sodio utilizado (solución D)} \times 4$$

Registrar:

- ❖ concentración de  $\text{O}_2$  disuelto inicial, como promedio de las determinaciones realizadas;
- ❖ concentración de  $\text{O}_2$  disuelto en botella clara, como promedio de las determinaciones realizadas;
- ❖ concentración de  $\text{O}_2$  disuelto en botella oscura como promedio de las determinaciones realizadas; tiempo de incubación de las botellas.

Calcular:  $\text{OD}_\text{N}$ ,  $\text{OD}_\text{R}$  y  $\text{OD}_\text{R}$

Calcular la producción primaria bruta y neta.

**4.10.** Determinar la producción primaria bruta y neta de un cuerpo de agua, sobre la base del método de las botellas clara y oscura, indicado en el ítem 4.9, de acuerdo a los siguientes resultados obtenidos:

- ❖ concentración de  $O_2$  disuelto inicial :4,2 mL  $O_2$ /L
- ❖ concentración de  $O_2$  disuelto en botella clara : 6,8 mL  $O_2$ /L
- ❖ concentración de  $O_2$  disuelto en botella oscura : 1,8 mL  $O_2$ /L
- ❖ tiempo de incubación de las botellas :6 h

**4.11.** Se aplicó el método de la botella clara y oscura en un arroyo, utilizando muestras de agua tomadas a distintas profundidades y sumergiendo las botellas correspondientes a la misma profundidad. Los resultados obtenidos se indican en la TABLA siguiente:

Profundidad	Tiempo de Incubación (h)	Producción Primaria Neta (mg C cm <sup>3</sup> /h)	Respiración (mg C cm <sup>3</sup> /h)	Producción Primaria bruta (mg C cm <sup>3</sup> /h)
Superficie(0,20 m)	4	234,4	156,25	390,65
1,20 m	4	156,2	156,25	312,50
2,20 m	4	39,1	156,25	195,30
2,40 m	4	0	156,25	156,25

Discuta los resultados obtenidos. Observe y explique las causas que determinan la disminución de los valores de la producción primaria neta y bruta con el aumento de la profundidad. Explique por qué no muestran diferencias los resultados registrados para la respiración.

**4.12.** Considere un escenario donde se están analizando muestras de agua de un arroyo sometido al ingreso de nutrientes (nitratos y fosfatos) provenientes de la escorrentía de una zona ribereña intensamente sometida a explotación agrícola. En las muestras se detectan elevados niveles de fosfato, pero no de nitratos. Se diseña un experimento en el que se enriquecen las muestras de agua con nitratos y se utilizan las muestras así tratadas como medio de cultivo para algas clorofilas dulceacuícolas habitualmente presentes en el arroyo estudiado. Se compara el crecimiento de las algas en ese medio con el obtenido utilizando una muestra de agua no enriquecida con nitrato (muestra control). Se observa que el crecimiento de la población algal es mucho mayor en presencia del agua enriquecida con nitrato que en la muestra control. Un ensayo similar realizado con una muestra de agua enriquecida con fosfato no muestra diferencias significativas en el crecimiento algal obtenido respecto de la muestra control. Discuta cuál de los dos nutrientes, nitrato o fosfato, resulta ser limitante para la producción primaria en el arroyo estudiado.

**4.13.** La mayoría de las plantas asimila nitrógeno bajo la forma de ión nitrato. Sin em-



bargo, el fertilizante habitualmente utilizado en las prácticas agrícolas es el amonio ( $\text{NH}_4^+$ ), dado su menor valor económico. ¿Cuál es el rol que juegan las bacterias cuando el amonio es utilizado como fertilizante?.

**4.14.** Asocie cada género bacteriano listado en la columna de la izquierda con su función, indicada en la columna derecha.

*a. Anabaena* sp.

*b. Nitrosomonas* sp.

*c. Azospirillum* sp.

*d. Desulfovibrio* sp.

*e. Thiobacillus* sp.

1. Desnitrificación

2. Desulfuración

3. Fijación del  $\text{N}_2$

4. Oxidación de  $\text{S}^0$  a  $\text{SO}_4^{2-}$

5. Nitrificación