



UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA
DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA QUÍMICA Y
TECNOLOGÍA FARMACÉUTICA

EVOLUCIÓN DE AGUAS RESIDUALES DEPURADAS
ALMACENADAS EN BALSAS

La presente investigación se ha realizado en el *Dpto. de Ingeniería Química y Tecnología Farmacéutica* de la Facultad de Química de la Universidad de La Laguna bajo la dirección de los Profesores Drs. D. Sebastián Delgado Díaz, D. Fernando Díaz González y D. Juan Rodríguez Sevilla, a los que quiero expresar mi más sincero agradecimiento por la confianza que depositaron en mí, a la hora de comenzar este trabajo y durante el desarrollo del mismo.

Quisiera agradecer al *Organismo Autónomo Local de Balsas de Tenerife (BALTEN)* la colaboración que ha venido y viene prestando, personalizado en D. Escolástico Aguiar González, por sus sugerencias y por haber puesto las instalaciones de la infraestructura de reutilización sur y operarios a nuestro servicio. De la misma forma doy las gracias a todo el personal de *BALTEN*, en especial a D. Emilio Álvarez Hernández, D. Damián Dorta Pérez y D. Antonio Contreras Barroso por su colaboración en la toma de muestra.

Asimismo, quiero dar las gracias al *Consejo Insular de Aguas*, personalizado en D. José Fernández Bethencourt por la colaboración prestada en todo momento.

También quiero agradecer la ayuda prestada por la Consejería de *Economía y Hacienda del Gobierno de Canarias*, a través del Proyecto de Innovación Tecnológica "Reutilización Agrícola de Aguas Residuales Depuradas. Obtención de Datos y Establecimiento de Modelos de Comportamiento en el Transporte y en el Almacenamiento de las Aguas Depuradas", cofinanciado por *BALTEN* y el *Consejo Insular de Aguas*, que permitió la adquisición de parte del equipo analítico en este trabajo. A la *Dirección General de Salud Pública de Santa Cruz de Tenerife*, por la realización de análisis bacteriológico de diferentes muestras.

También quiero hacer extensivo mi agradecimiento al profesor D. Samuel Elmaleh, de la Universidad de Montpellier II, por los consejos y la ayuda prestada.

Finalmente, quiero expresar mi gratitud a todos los compañeros del *Dpto. de Ingeniería Química* por el apoyo que me han mostrado siempre y en especial a los componentes del Grupo de Investigación de Tratamiento y Reutilización de Aguas Residuales, por el apoyo y la colaboración que me han brindado en todo momento, asimismo a D. Eduardo Prieto Aramburu, D. Iñigo Oramas González-Moro y a D. Nicolás Pérez Núñez por la construcción del equipo de muestreo y a todas aquellas personas que de una forma u otra han hecho posible la culminación de este trabajo.

Es difícil expresar en pocas palabras la gratitud que una persona siente hacia otras, por lo que espero que en éstas haya expresado lo que siento.

*A José Luis y
a mi madre.*

RESUMEN	1
1. INTRODUCCIÓN	4
1.1. Reutilización de aguas residuales	5
1.2. Características de calidad del agua para riego	6
1.2.1. Requisitos sanitarios y normativos.....	8
1.3. Composición típica de las aguas residuales	14
1.4. Tratamiento de las aguas residuales	15
1.4.1. Tratamiento previo o pretratamiento.....	15
1.4.2. Tratamiento primario.....	15
1.4.3. Tratamiento secundario.....	16
1.4.4. Tratamiento terciario.....	17
1.4.5. Desinfección.....	17
1.5. Balsas o lagunas de estabilización	18
1.6. Ventajas e inconvenientes del tratamiento de agua residual por lagunaje	21
1.7. Tipos de lagunas de estabilización	21
1.7.1. Lagunas aerobias.....	22
1.7.2. Lagunas anaerobias.....	23
1.7.3. Lagunas facultativas.....	25
1.7.4. Lagunas de maduración.....	28
1.7.5. Lagunas profundas.....	29
1.8. Factores que afectan a la depuración en lagunas facultativas	29
1.8.1. Factores climáticos.....	30
1.8.2. Factores físicos.....	31
1.8.3. Factores químicos y bioquímicos.....	34
1.9. Ciclos de nutrientes en balsas facultativas	35
1.9.1. Ciclo del nitrógeno.....	35
1.9.2. Ciclo del fósforo.....	39
1.9.3. Ciclo del azufre.....	40

1.10. Grupos microbiológicos mayoritarios en lagunas facultativas.....	42
1.11. Eliminación de patógenos en balsas de maduración.....	43
1.12. Objetivos de la presente investigación.....	44
2. TÉCNICA EXPERIMENTAL.....	45
2.1. Descripción del sistema.....	46
2.1.1. Estación depuradora de aguas residuales de S/C de Tenerife.....	50
2.1.2. Depósito regulador del bombeo-estación de bombeo.....	52
2.1.3. Conducción de impulsión.....	53
2.1.4. Depósito regulador del transporte en El Tablero.....	53
2.1.5. Conducción de transporte.....	54
2.1.6. Inyección de agua blanca.....	55
2.1.7. Balsa del Valle de San Lorenzo.....	56
2.2. Metodología.....	58
2.2.1. Toma de muestra.....	59
2.2.2.1. Características de los equipos empleados.....	61
2.2.2. Medida de factores climáticos.....	63
2.2.3. Medidas realizadas.....	64
2.2.3.1. Medidas "in situ".....	64
2.2.3.2. Medidas en laboratorio.....	64
2.3. Métodos analíticos	65
3. RESULTADOS E INTERPRETACIÓN.....	70
3.1. PERÍODO 1: diciembre 1995-febrero 1996.....	72
3.1.1. Resultados del período 1.....	75
3.1.2. Estudio preliminar.....	75
3.1.3. Perfiles verticales de medidas "in situ" del Período 1.....	82
3.1.4. Medidas de laboratorio.....	104

3.2 . PERÍODO 2: mayo-julio 1996	119
3.2.1. Resultados del Período 2.....	119
3.2.2. Perfiles verticales de medidas "in situ" del Período 2.....	121
3.2.3. Medidas de laboratorio.....	142
3.3. PERÍODO 3: enero-abril 1997	157
3.3.1. Resultados del Período 3.....	157
3.3.2. Perfiles verticales de medidas "in situ" del Período 3.....	160
3.3.3. Medidas en continuo.....	185
3.3.4. Medidas de laboratorio.....	197
3.4. Eliminación de nitrógeno amoniacal	218
3.5. Generación de sulfuro	225
3.6. Reducción de la concentración de coliformes fecales	227
4. CONCLUSIONES	232
5. BIBLIOGRAFÍA	236
6. ANEXO I	247
7. ANEXO II	275
8. ANEXO III	295

RESUMEN

RESUMEN

Este trabajo se enmarca dentro de la línea de Investigación sobre "*Tratamiento y Reutilización de Aguas Residuales*" del *Departamento de Ingeniería Química y Tecnología Farmacéutica* de la Universidad de La Laguna. En esta investigación se lleva a cabo un estudio de la evolución del agua residual depurada, procedente de la Estación Depuradora de Aguas Residuales de S/C de Tenerife, en la Balsa de San Isidro, de 10 m de profundidad y con 50.000 m³ de capacidad, situada en el municipio de Granadilla al sur de la isla de Tenerife.

En la Balsa de San Isidro se ha realizado una campaña de muestreo en el período comprendido entre diciembre de 1995 y abril de 1997, separado en tres etapas. Durante este período se han hecho medidas "in situ" de temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad. Asimismo, se han tomado muestras a diferentes profundidades para su posterior análisis en el laboratorio donde se determinan los siguientes parámetros: clorofila-a, materia en suspensión (MES), demanda química de oxígeno (DQO), amonio, nitrato, nitrito, fosfato, sulfato, sulfuro y coliformes fecales.

El estudio comprende el seguimiento de la evolución del agua almacenada en la Balsa de San Isidro, en régimen discontinuo, después de un llenado en condiciones controladas, en diferentes estaciones del año.

Se ha realizado un estudio de la disminución de la concentración de amonio que tiene lugar en la balsa con el tiempo de almacenamiento. Se ha estudiado la generación de sulfuro que se origina en el fondo de la balsa como consecuencia del descenso de la concentración del oxígeno disuelto con la profundidad que da lugar a la aparición de procesos anóxicos y anaerobios.

También se ha analizado el grado de autodepuración del agua a través de la medida de concentración de coliformes fecales, después de tiempo de retención del agua en la balsa y se ha realizado un estudio cinético de la reducción de coliformes.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Reutilización de aguas residuales.

Como consecuencia del continuo crecimiento de la población, de la contaminación tanto de las aguas superficiales como de las subterráneas, de la desigual distribución de los recursos hídricos, y de las sequías periódicas, los responsables de la gestión del agua se han visto obligados a buscar nuevas fuentes de recursos hídricos. El uso de aguas residuales depuradas está recibiendo una atención creciente como fuente fiable de recursos hídricos.

Los primeros pasos en el campo de la reutilización del agua residual están identificados con la práctica histórica de la evacuación y aplicación del agua residual al terreno. Con la llegada de las redes de alcantarillado en el siglo XIX, las aguas residuales fueron vertidas al terreno, constituyendo la denominada *Asewage farms*, de las que en 1900 ya existían numerosas tanto en Europa como en Estados Unidos. A pesar de que en principio se utilizaban principalmente para la evacuación de los vertidos, en ocasiones, se utilizaba el agua para la producción de cultivos y otros usos beneficiosos.

Más recientemente, como consecuencia de la necesidad de hacer frente a una mayor demanda, se han desarrollado varios proyectos de recuperación y reutilización de aguas residuales. En 1926, en el Grand Canyon National Park de Arizona se utilizó por primera vez el agua residual en un sistema de abastecimiento doble para su uso en lavabos, sistemas de aspersión

de espacios verdes, y como agua de refrigeración y de calefacción. En 1929, la ciudad de Pomona, California, puso en marcha un proyecto en el que se utilizaba el agua residual recuperada para el riego de jardines y espacios verdes. En 1912, en el Golden Gate Park de San Francisco, el agua residual ya se utilizaba para riego de espacios verdes y para la creación de lagos ornamentales. En 1932 se construyó una planta de tratamiento convencional en las proximidades del parque, y la reutilización del efluente continuó hasta 1985.

Las principales categorías de reutilización del agua residual son:

- Riego agrícola y de espacios verdes
- Aplicaciones industriales
- Recarga de acuíferos
- Reutilización para abastecimientos de agua

Hoy en día existe un sin número de programas de uso de aguas residuales en pequeñas parcelas y grandes extensiones, como es el caso de Canarias. En Tenerife ya existe una importante infraestructura de reutilización de aguas residuales depuradas de Santa Cruz en zonas agrícolas del sur de la isla. Según el Plan Hidrológico Insular se prevé cubrir la demanda del año 2000 mediante la reutilización de unos 25 hm³/año de aguas residuales urbanas depuradas.

1.2. Características de calidad del agua para riego.

A pesar de que los sistemas de riego se han empleado en todo el mundo durante milenios, la importancia de la calidad del agua para riego sólo ha sido reconocida durante el presente siglo. En la Tabla 1.1 se recogen diversos indicadores de la calidad de un agua para riego. Estos indicadores son los desarrollados por el Committee of Consultants de la Universidad de California, posteriormente ampliados por Ayers y Westcot (*Metcalfe & Eddy, 1995*).

Tabla 1.1. Valores indicativos de la calidad de agua para riego. (Metcalf & Eddy, 1995)

Problemas potenciales en el riego	Unidades	Grado de restricción en el uso		
		Ninguno	Ligero a moderado	Estricto
Salinidad (afecta a la disponibilidad de agua para los cultivos)				
CE	mS/cm	<0,7	0,7-3,0	>3,0
SDT	mg/l	<450	450-2.000	>2.000
Permeabilidad (afecta a la velocidad de infiltración del agua en el suelo. Evaluar utilizando CE y SAR o adj R_{Na} juntos)				
SAR = 0-3				
3-6		≥ 1,2	1,2-0,3	<0,3
6-12		≥ 1,9	1,9-0,5	<0,5
12-20		≥ 2,9	2,9-1,3	<1,3
20-40		≥ 5,0	5,0-2,9	<2,9
Toxicidad de iones específicos (afecta a los cultivos sensibles)				
Sodio (Na)	SAR	<3	3-9	>9
Riego superficial	mg/l	<70	>70	
Riego con aspersores				
Cloro (Cl)	mg/l	<140	140-350	>350
Riego superficial	mg/l	<100	>100	
Riego con aspersores	mg/l	<0,7	0,7-3,0	>3,0
Boro (B)				
Elementos trazas				
Efectos varios (afectan a los cultivos susceptibles)				
Nitrógeno (N-total)	mg/l	<5	5-30	>30
Bicarbonato (HCO_3) (sólo en el caso de aspersores elevados)	mg/l	<90	90-500	>500
PH	unidad		6,5-8,4	
Cloro residual (sólo en el caso de aspersores elevados)	mg/l	<1,0	1,0-5,0	>5,0

En la Tabla 1.2 se indican las concentraciones máximas de elementos trazas recomendadas para aguas de riego. En casos graves en los que el agua que se utiliza contiene concentraciones de elementos superiores a los niveles indicados, los elementos se pueden acumular en las plantas y en el terreno y pueden suponer riesgos para la salud para hombres y animales, y provocar problemas de fitotoxicidad en las plantas.

1.2.1. Requisitos sanitarios y normativos.

En los casos en los que el agua residual recuperada se emplea para riego, los principales riesgos sanitarios están provocados por la presencia de agentes biológicos como bacterias patógenas, helmintos, protozoos y virus.

A pesar de que en los Estados Unidos no existe un conjunto de normas federales que regule la recuperación y reutilización del agua residual, algunos estados han desarrollado normas particulares, habitualmente integradas en el desarrollo de normas que regulan el tratamiento y evacuación del agua residual al terreno. *Las normas aplicables a aguas residuales recuperadas para usos específicos de riego se basan en la estimación del grado de contacto del hombre con el agua residual recuperada y en el destino previsto de los cultivos.* En las Tabla 1.3 a 1.6 se incluyen los resúmenes de las normas de los estados de California, Florida, de la Agencia de Protección Ambiental de los EE.UU. (USEPA) y de la Organización Mundial de la Salud (OMS) aplicables a las aguas residuales recuperadas utilizadas para riego.

En España existe un Proyecto de Real Decreto (*Secretaría General Técnica, Ministerio de Obras Públicas, Transportes y Medio Ambiente, 1995*) por el que se establecen las condiciones básicas para la reutilización directa de las aguas residuales depuradas, en función de los procesos de depuración, su calidad y los usos previstos. Este Proyecto está sin terminar desde 1995, por lo que en la actualidad no existe norma alguna que regule la reutilización de aguas residuales depuradas. El borrador presenta condiciones similares a las de los diferentes estados y organizaciones ya mencionados.

Tabla 1.2. Concentraciones máximas de los elementos trazas recomendadas para las aguas de riego (Metcalf & Eddy, 1995)

Elemento	Concentración máxima recomendada, mg/l	Comentario
Al (aluminio)	5,0	Puede causar la improductividad en suelos ácidos (pH<5,5), a pH>5,5 el ion precipita desapareciendo toda posible toxicidad.
As (arsénico)	0,10	La toxicidad para las plantas varía ampliamente, entre los 12 mg/l para la especie Sudan grass y los 0,05 mg/l para el arroz.
Be (berilio)	0,10	La toxicidad para las plantas varía ampliamente, entre los 5 mg/l para la col rizada y los 0,05 mg/l para algunas clases de judías.
Cd (cadmio)	0,010	Tóxico para las judías, remolachas y nabos a concentraciones bajas de hasta 0,1 mg/l en soluciones de nutrientes.
Co (cobalto)	0,050	Tóxico para los tomates a concentraciones de 0,1 mg/l en solución de nutrientes. Su efecto tiende a quedar anulado en suelos neutros y alcalinos.
Cr (cromo)	0,10	No está generalmente reconocido como elemento esencial de crecimiento.
Cu (cobre)	0,20	Tóxico para varias plantas a concentraciones entre 0,1 y 1,0 mg/l en soluciones de nutrientes.
F (flúor)	1,0	Sus efectos quedan neutralizados en suelos neutros y alcalinos.
Fe (hierro)	5,0	En suelos aireados no es tóxico para las plantas, pero puede contribuir a la acidificación del suelo y a la pérdida de la escasa disponibilidad del fósforo y del molibdeno necesarios.
Li (litio)	2,5	Tolerado por la mayoría de los cultivos a concentraciones inferiores a 5 mg/l, inmóvil en el interior del suelo. Tóxico para los cítricos a niveles bajos (> 0,0075 mg/l).
Mn (manganeso)	0,20	Tóxico para varios cultivos a concentraciones entre décimas de mg y varios mg/l, pero normalmente sólo en suelos ácidos.
Mo (molibdeno)	0,010	A concentraciones normales, tanto en el suelo como en el agua, no es tóxico para las plantas.
Ni (níquel)	0,20	Tóxico para varias plantas a concentraciones entre 0,5 y 1,0 mg/l, a pHs neutros o alcalinos se reduce su toxicidad.
Pb (plomo)	5,00	A concentraciones muy elevadas, puede inhibir el crecimiento celular de las plantas.
Se (selenio)	0,020	A concentraciones tan bajas como 0,025 mg/l ya resulta tóxico para las plantas.
Sn (estaño)	-	Las plantas lo excluyen de forma muy efectiva; la tolerancia específica es desconocida.
Ti (titanio)	-	Como el caso del estaño.
W (tungsteno)	-	Como el caso del estaño.
V (vanadio)	0,10	Tóxico para muchas plantas a concentraciones relativamente bajas.
Zn (cinc)	2,0	Tóxico para muchas plantas a concentraciones muy variables.

Tabla 1.3. Criterios del Estado de California para la aplicación de agua residual recuperada en usos recreativos y de riego.

Uso del agua residual Recuperada	Descripción del tratamiento mínimo exigido			Mediana de la presencia de coliformes, NMP/100 ml (muestreo diario)
	Primario	Secundario y desinfección	Secundario, coagulación, filtración y desinfección	
<i>Riego</i>				
Cultivos de forraje	x			No se exige valor alguno
Fibras	x			No se exige valor alguno
Cultivos de siembra	x			No se exige valor alguno
Productos de consumo directo; riego superficial		x		2,2
Productos de consumo directo; riego con rociadores			x	2,2
Productos procesados; riego superficial	x			No se exige valor alguno
Productos procesados; riego con rociadores		x		23
<i>Espacios verdes; campos de golf, cementeros, medianas</i>				
		x		23
<i>Espacios verdes; parques, jardines, patios de colegios</i>				
			x	2,2
<i>Embalses recreacionales</i>				
Sin contacto con el público		x		23
Exclusivamente navegación y pesca		x		2,2
De contacto directo (baño)			x	2,2

Tabla 1.4. Criterios del Estado de Florida para la aplicación de agua residual recuperada en usos recreativos y de riego. (1995)

Uso del agua residual recuperada	Límites de calidad del agua	Tratamiento exigido
Zonas ¹ restringidas al acceso público, usos industriales	200 CF/100 ml 20 mg/l SST 20 mg/l DBO	Secundario y desinfección
Zonas ² de acceso público, riego de cultivo de alimentos de consumo después de procesados, usos sanitarios ³ , lagos y estanques ⁴ , protección de incendios	No detectable CF/100 ml 5 mg/l SST 20 mg/l DBO	Secundario, filtración y desinfección

¹ Zonas verdes, bosques, tierras de pastos, zona para crecimiento de árboles y forraje, fibra, y cereales.

² Zonas verdes residenciales, campos de golf, cementerios, parques, jardines y medianas de autopistas.

³ Permitido sólo donde los residentes no tienen acceso a los sistemas de tuberías. No está permitido en residencias unifamiliares.

⁴ Si existe contacto con humanos, el agua residual debe cumplir los criterios bacteriológicos del agua potable si constituye más del 50% del aporte al lago o estanque.

Tabla 1.5. Criterios para reutilización de agua por la USEPA (Agencia de Protección Ambiental de los EE.UU.). (1992)

Uso del agua residual recuperada	Calidad del agua depurada	Tratamiento
Usos urbanos, riego de cultivos de alimentos de consumo directo, lagos o estanques	pH = 6-9 ≤10 mg DBO/l ≤2 NTU ¹ CF/100 ml no detectable ² ≥1 mg/l Cl ₂ residual ³	Secundario, filtración y desinfección
Riego de zonas de acceso restringido y cultivos de alimentos de consumo después de procesado, refrigeración industrial ⁴ , reutilización medioambiental	pH = 6-9 ≤30 mg DBO/l ≤30 mg SS/l ≤200 CF/100 ml ⁵ ≥1 mg/l Cl ₂ residual ³	Secundario y desinfección
Recarga de acuíferos no potables por inundación	Depende del uso y del lugar	Depende del uso y del lugar, primario (mínimo)
Recarga de acuíferos no potables por inyección	Depende del uso y del lugar	Depende del uso y del lugar, secundario (mínimo)
Recarga de acuíferos potables por inundación	Depende del lugar. al menos debe cumplir los criterios del agua potable por percolación	Depende del sitio, secundario y desinfección (mínimo)
Recarga de acuíferos potables por inyección, aumento de suministro superficial	pH = 6.5-8.5 ≤2 NTU ¹ CF/100 ml no detectable ² ≥1 mg/l Cl ₂ residual ³ Debe cumplir los criterios de agua potable	Secundario, filtración, desinfección, tratamiento avanzado (terciario)

¹ Valor medio de 24 h. No debe exceder en ningún caso de 5 NTU. Este valor se debe alcanzar antes de la desinfección.

² Media de 7 días. Ninguna muestra puede exceder de 14 col. fec./100 ml.

³ Tiempo mínimo de contacto 30 min.

⁴ Recirculación en torres de refrigeración.

⁵ Media de 7 días. Ninguna muestra puede exceder de 800 col.fec./100 ml.

Tabla 1.6. Criterios de calidad microbiológica de agua para riego (OMS). (1989)

Uso del agua residual recuperada	Grupo expuesto	Nemátodos intestinales ¹ (media aritmética n° huevos/l ²)	Coliformes fecales (media geométrica n°/100 ml ²)	Tratamiento necesario
Riego de cultivos que comúnmente se consumen crudos, campos de deporte, parques públicos ³	Trabajadores, consumidores público	≤ 1	≤ 1000 ³	Serie de estanques de estabilización que permiten lograr la calidad microbiológica indicada o tratamiento equivalente
Riego de cultivos de cereales industriales y forrajes, praderas y árboles ⁴	Trabajadores	≤ 1	No se recomienda ninguna norma	Retención en estanques de estabilización por 8 a 10 días o eliminación equivalente de helmintos y CF
Riego localizado de cultivos de cereales industriales y forrajes, praderas y árboles cuando ni los trabajadores ni el público están expuestos	Ninguno	No es aplicable	No es aplicable	Tratamiento previo según lo exija la tecnología de riego por no menos que sedimentación primaria

¹ Especies *Ascaris* y *Trichuris* y anquilostomas.

² Durante el período de riego.

³ Conviene establecer una directriz más estricta (≤200 CF/100 ml) para prados públicos, como los de los hoteles, con los que el público puede entrar en contacto directo.

⁴ En el caso de los árboles frutales, el riego debe cesar dos semanas antes de cosechar la fruta y ésta no se debe recoger del suelo. No es conveniente regar por aspersión.

1.3. Composición típica de las aguas residuales.

Los intervalos típicos de concentración de los principales constituyentes de las aguas residuales urbanas se presentan en la Tabla 1.7.

Tabla 1.7. Composición típica de las aguas residuales urbanas.

COMPONENTE	INTERVALO TÍPICO
Sólidos totales (mg/l):	350-1200
Disueltos totales	250-850
Inorgánicos	145-525
Orgánicos	105-325
Sólidos en suspensión (mg/l):	100-350
Inorgánicos	20-75
Orgánicos	80-275
Nitrógeno total (mg/l):	20-85
Orgánico	8-35
Amoniacal	12-50
Nitratos	0-10
Fósforo total (mg/l):	4-15
Orgánico	1-5
Ortofosfatos	3-10
Conductividad (Φ S/cm)	1000-2000
Oxígeno disuelto (mg/l)	1-3
pH	6-9
Temperatura (1C)	10-20
Coliformes (col/100ml):	
Totales	10^6 - 10^9
Fecales	10^5 - 10^8
Estreptococos fecales (col/100ml)	10^4 - 10^7

1.4. Tratamiento de las aguas residuales.

El tratamiento de las aguas residuales presupone la aplicación de unos procesos básicos cuya utilización y secuencia vienen definidas por las características del agua a tratar y el grado de depuración que se deba conseguir.

Los diferentes tratamientos existentes pueden dividirse en: previo, primario, secundario o biológico, terciario y desinfección. Cuyo objetivo es eliminar los contaminantes físicos, químicos y biológicos que adquiere el agua potable debido a la actividad humana.

1.4.1. Tratamiento previo o pretratamiento.

Este tratamiento consiste en la eliminación de todos aquellos cuerpos de gran tamaño para proteger los diferentes equipos posteriores y las líneas de conducción dentro de la planta de tratamiento. Dentro del grupo de operaciones del tratamiento previo, se incluye, también la eliminación de sólidos de alta densidad y tamaño, que son o pueden ser arrastrados por el agua, produciendo en los equipos un desgaste excesivo por abrasión, así como posibles sedimentaciones en las líneas. Los equipos normalmente utilizados en el tratamiento previo son rejillas, desarenadores y dilaceradores.

1.4.2. Tratamiento primario.

Tiene como misión la separación por medios físicos de los sólidos en suspensión, no retenidos en el tratamiento previo, así como de las grasas y aceites. La diferenciación entre las diversas operaciones incluidas en el tratamiento primario no es totalmente clara ya que, por ejemplo, para la separación de sólidos coloidales se requiere la utilización de productos químicos o coagulantes que aceleren la decantación. Las operaciones normalmente utilizadas en el tratamiento primario son: separación de grasas y aceites, sedimentación, floculación, flotación y filtración. Con el tratamiento primario se elimina aproximadamente un 65% del total de sólidos en suspensión. Se reduce también la carga contaminante de sustancias orgánicas.

1.4.3. Tratamiento secundario.

Este tratamiento es el encargado de eliminar la materia orgánica biodegradable presente en las aguas residuales y que no ha sido eliminada en el tratamiento primario. Consiste en provocar el desarrollo de microorganismos capaces de asimilar la materia orgánica a la que transforman en nuevos microorganismos insolubles y fáciles de retirar del agua por decantación.

Las reacciones bioquímicas que tienen lugar de forma natural en los cauces receptores, o bajo condiciones controladas en las plantas de tratamiento, se clasifican en tres grandes grupos, de acuerdo con los microorganismos que las llevan a cabo.

Las reacciones aerobias se producen en presencia de oxígeno y los microorganismos utilizan el oxígeno disuelto en el agua para convertir la DBO presente en el vertido en nuevos microorganismos, energía y productos finales fundamentalmente CO_2 y H_2O .

Las reacciones anaerobias se producen en ausencia de oxígeno molecular, tomando los microorganismos el oxígeno preciso de los compuestos orgánicos que lo contienen (ácidos, alcoholes, aldehídos, etc.) o bien de sales inorgánicas, como nitratos o sulfatos. En condiciones anaerobias, actúan en primer lugar bacterias saprofíticas que transforman la materia orgánica en compuestos intermedios, como ácidos y alcoholes, y, posteriormente, un segundo tipo de microorganismos convierte estos productos intermedios en productos finales, tales como CH_4 y CO_2 .

Los organismos responsables de los procesos bioquímicos son las bacterias, hongos, algas, protozoos, rotíferos, crustáceos y nemátodos.

Las reacciones bioquímicas, que tienen lugar en los procesos de eliminación de DBO, se ven afectadas por una serie de factores que influyen en el mecanismo. Dichos factores son: variaciones de la DBO, concentración de oxígeno, presencia de nutrientes, temperatura, pH y contenido de sales y sustancias tóxicas del cultivo.

Los procesos de oxidación biológica pueden llevarse a cabo en cualquiera de los sistemas siguientes:

- Balsas de estabilización
- Lagunas aireadas
- Filtros percoladores
- Lodos activos
- Digestores anaerobios

1.4.4. Tratamiento terciario.

Este tratamiento se lleva a cabo para eliminar fundamentalmente la materia orgánica que no ha sido retenida en el tratamiento biológico, o bien que no es biodegradable, los sólidos en suspensión y las sales inorgánicas disueltas, entre las que destacan las de nitrógeno y fósforo.

Una de las características del tratamiento terciario es la posibilidad de reutilización del agua tratada.

Los principales procesos utilizados son: adsorción, intercambio iónico, micro y ultrafiltración, ósmosis inversa, electrodiálisis y precipitación química.

1.4.5. Desinfección.

Es el proceso por el que se destruyen los gérmenes patógenos que pueden estar presentes en un agua residual. Se realiza por medios físicos, como son elevación de la temperatura, radiación ultravioleta, etc., o mediante la adición de ciertos productos químicos, como son cloro, bromo, yodo, ozono, etc.

1.5. Balsas o lagunas de estabilización.

En el campo del tratamiento de aguas residuales se han desarrollado nuevas tecnologías de depuración que permiten aunar una buena calidad de los efluentes y unos costes razonables de tratamiento. Entre las técnicas de bajo coste utilizadas, las que han conseguido mayor implantación es el lagunaje.

Las primeras lagunas de estabilización fueron en realidad embalses construidos como sistemas reguladores de agua para riegos. Se almacenaban los excedentes de agua residual utilizada en riegos directos, sin tratamiento previo. En el curso de este almacenamiento se observó que la calidad del agua mejoraba sustancialmente, por lo que empezó a estudiarse la posibilidad de utilizar las lagunas como método de tratamiento de aguas residuales.

El empleo de efluentes de las balsas de estabilización en riego agrícola se desarrolló en Israel en los años 70 y en 1987 existían más de 100 construidas cuyas capacidades y profundidades iban de 50.000 a 1.500.000 m³ y de 6 a 12 m respectivamente (*Shelef y col., 1987*). En 1982, en EE.UU. existían más de 1500 plantas de tratamiento de aguas residuales por lagunaje (*Middlebrooks y col., 1982*). En la actualidad existen plantas de tratamiento por lagunaje en todas las condiciones climáticas, desde los trópicos hasta Alaska.

La eficacia de la depuración del agua residual en balsas de estabilización depende ampliamente de las condiciones climáticas de la zona: temperatura, radiación solar, frecuencia y fuerza de los vientos locales, etc., factores que afectan directamente a la biología del sistema (*Mara y Pearson, 1987*).

En la depuración por lagunaje no interviene la acción del hombre, quién se limita a proporcionar un emplazamiento adecuado para las balsas, comportándose la balsa como un sistema biológico natural de tratamiento, basado en los mismos principios por los que tiene lugar la autodepuración en ríos y lagos.

Las lagunas de estabilización operan con concentraciones reducidas de biomasa que ejerce su acción a lo largo de períodos prolongados. La eliminación de la materia orgánica en las lagunas de estabilización es el resultado de una serie compleja de procesos físicos, químicos y biológicos, entre los cuales se pueden destacar dos grandes grupos:

- Sedimentación de los sólidos en suspensión, que suelen representar una parte importante (40-60% como DBO₅) de la materia orgánica contenida en el agua residual, produciendo una eliminación del 75-80% de la DBO₅ del influente (*Juanico, 1994*).
- Conjunto de transformaciones biológicas que determinan la oxidación de la materia orgánica contenida en el agua residual. Los procesos biológicos más importantes que tienen lugar en una laguna son:

1.- *Oxidación de la materia orgánica por bacterias aerobias*. La respiración bacteriana provoca la degradación de la DBO₅ del agua residual hasta CO₂ y H₂O produciendo energía y nuevas células (*Henze y col., 1995*):



2.- *Producción fotosintética de oxígeno*. La fotosíntesis algal produce, a partir de CO₂, nuevas algas y O₂, que es utilizado en la respiración bacteriana (*Henze y col., 1995*):



3.- *Digestión anaerobia de la materia orgánica con producción de CH₄*. En la Figura 1.1 se recoge una representación secuencial de la digestión anaerobia de la materia orgánica.

Según el diseño de la laguna y las condiciones ambientales y de funcionamiento, predominarán unas u otras de las reacciones anteriores.

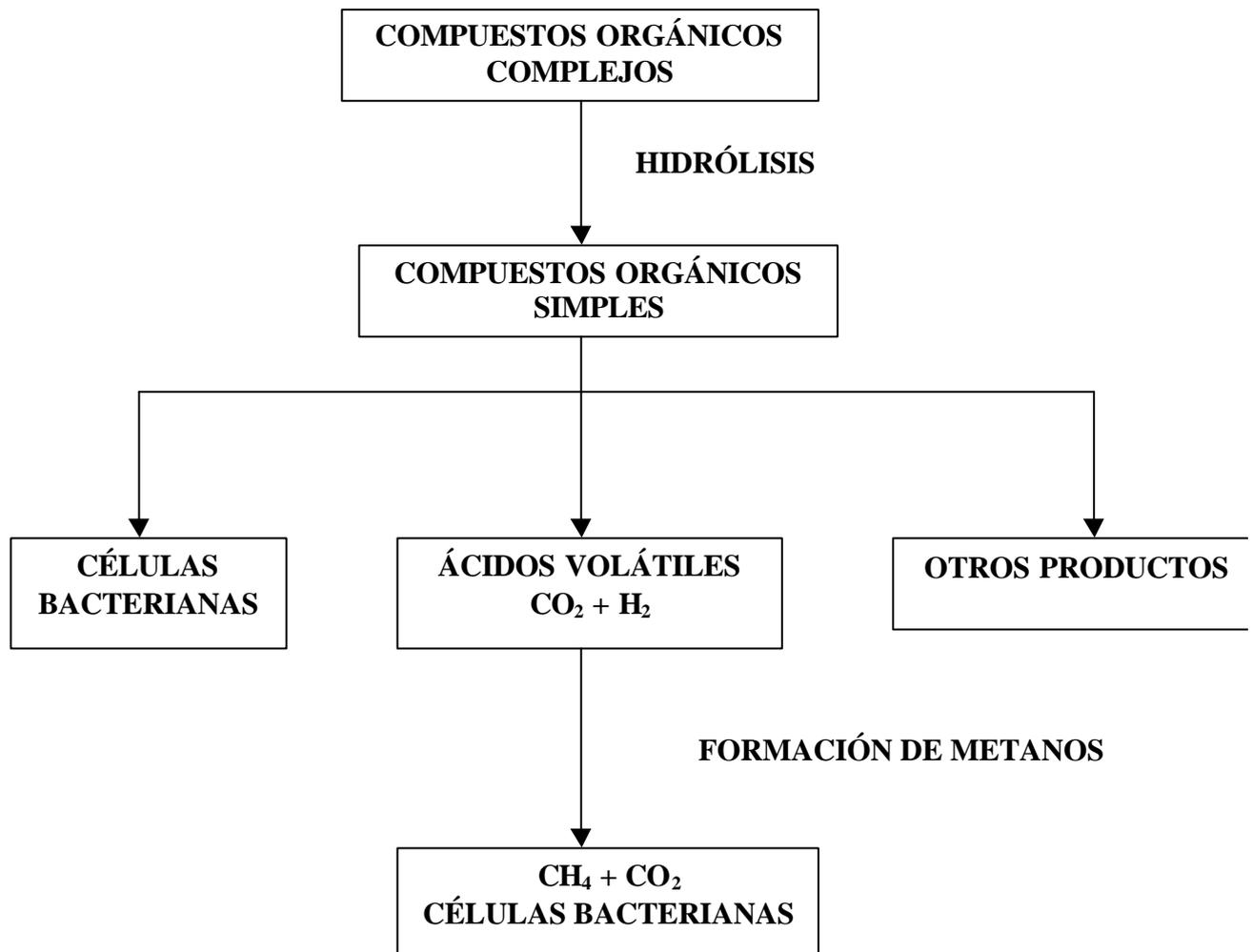


Figura 1.1. Secuencia de procesos en la degradación anaerobia de la materia orgánica.

1.6. Ventajas e inconvenientes del tratamiento del agua residual por lagunaje.

El lagunaje presenta una serie de ventajas respecto a otros procedimientos, entre las que destacan las siguientes:

- La estabilización de la materia orgánica alcanzada es muy elevada.
- La eliminación de microorganismos patógenos es muy superior a la alcanzada mediante otros métodos de tratamiento.
- Presentan una gran flexibilidad en el tratamiento de puntas de carga y caudal.
- Pueden emplearse para el tratamiento de aguas residuales industriales con altos contenidos en materias biodegradables.
- Desde el punto de vista económico, el lagunaje es mucho más barato que los métodos convencionales, con bajos costes de instalación y mantenimiento.
- El consumo energético de las lagunas de estabilización es nulo.
- Se generan una baja cantidad de fangos.
- En el proceso de lagunaje se generan biomasas potencialmente valorizables una vez separadas del efluente.

Los principales inconvenientes de las lagunas de estabilización son:

- La presencia de materia en suspensión en el efluente, debida a las altas concentraciones de fitoplancton.
- Ocupación de terreno, que es superior a la de otros métodos de tratamiento.
- Las pérdidas considerables de agua por evaporación en verano.

1.7. Tipos de lagunas estabilización.

Según *Metcalf & Eddy (1995)* y dado que la presencia de oxígeno disuelto en las lagunas de estabilización determina qué tipos de mecanismos van a ser responsables de la depuración, las lagunas de estabilización suelen clasificarse en:

- Aerobias
- Anaerobias
- Facultativas y
- Maduración

También se emplean otras clasificaciones relacionadas con sus características físicas, tales como la profundidad.

Otra clasificación utilizada en lagunas de estabilización considera la forma en que se produce la alimentación y descarga del agua residual en la instalación (*Middlebrooks, 1982*) teniendo así:

- Lagunas continuas, aquellas en las que se produce la entrada y salida continua del agua residual y efluente.
- Lagunas semicontinuas o de descarga controlada, en este caso se llenan con agua residual, que se almacena durante un período prolongado de tiempo, hasta que se inicia su vaciado.
- Lagunas de retención total, este tipo de laguna se diseña de forma que el agua tratada se pierda por evaporación o infiltración en el terreno, con lo que no se produce su vertido final a un cauce público. Normalmente son de poca profundidad y gran extensión.

1.7.1. Lagunas aerobias.

Reciben aguas residuales que han sido sometidas a un tratamiento previo y que contienen relativamente pocos sólidos en suspensión. En ellas se produce la degradación de la materia orgánica mediante la actividad de bacterias aerobias que consumen el oxígeno producido fotosintéticamente por las algas.

Son lagunas poco profundas, de 1-1,5 metros de profundidad, y suelen tener tiempos de residencia elevados, 20-30 días.

Las lagunas aerobias se pueden clasificar, según el método de aireación sea natural o mecánico, en aerobias y aireadas.

a) *Lagunas aerobias*: la aireación es natural, siendo el oxígeno suministrado por intercambio a través de la interfase aire-agua y fundamentalmente por la actividad fotosintética de las algas.

b) *Lagunas aireadas*: en ellas la cantidad de oxígeno suministrada por medios naturales es insuficiente para llevar a cabo la oxidación de la materia orgánica, necesiéndose un suministro adicional de oxígeno por medios mecánicos.

El grupo específico de algas, animales o especies bacterianas presentes en cualquier zona de una laguna aerobia depende de factores tales como la carga orgánica, el grado de mezcla de la laguna, el pH, los nutrientes, la luz solar y la temperatura.

1.7.2. Lagunas anaerobias.

La depuración en estas lagunas ocurre por la acción de bacterias anaerobias. Como consecuencia de la elevada carga orgánica y el corto período de retención del agua residual, el contenido en oxígeno disuelto se mantiene muy bajo o nulo durante todo el año. El objetivo perseguido es retener la mayor parte posible de los sólidos en suspensión, que pasan a incorporarse a la capa de fangos acumulados en el fondo, y eliminar parte de la carga orgánica.

La estabilización en estas lagunas tiene lugar mediante las etapas siguientes, Figura 1.1 (*Middlebrooks y col., 1982*):

- Hidrólisis: por medio de la cual se convierten compuestos orgánicos complejos e insolubles en otros compuestos más sencillos y solubles en agua.

- Formación de ácidos: los compuestos orgánicos sencillos generados en la etapa anterior son utilizados por las bacterias generadoras de ácidos. Produciéndose su conversión en ácidos orgánicos volátiles.
- Formación de metano: una vez que se han formado los ácidos orgánicos, una nueva categoría de bacterias actúa y los utiliza para convertirlos finalmente en metano y dióxido de carbono.

Las bacterias metanógenas son anaerobias estrictas, es decir, mueren en presencia de oxígeno disuelto y son muy sensibles al pH. Como en la segunda etapa de la digestión anaerobia se están produciendo ácidos, si no existe en el medio un número adecuado de bacterias metanógenas que transformen estos productos, se produce su acumulación, y el pH disminuye.

Las lagunas anaerobias suelen tener una profundidad entre 2 y 5 metros (*Alamancos y col., 1993; Mara y Pearson, 1986*), no existiendo ninguna limitación, salvo por razones constructivas, en el valor máximo permitido.

Debido a la escasa influencia de la superficie de las lagunas anaerobias sobre los procesos que tienen lugar en ellas, es más importante conocer la carga volumétrica que reciben que la carga superficial, siendo diseñadas para tratar cargas volumétricas elevadas, 100-400 g DBO₅/m³d (*Mara y Pearson, 1986*) que equivale a cargas superficiales comprendidas entre 4000 y 16000 kgDBO₅/ha día asumiendo una profundidad de 2,5 y 5 metros para la laguna (*Alamancos y col., 1993*), siendo usuales cargas de 7000-9000 kgDBO₅/Ha día a temperaturas entre 12 y 15°C.

El parámetro más utilizado para el diseño de lagunas anaerobias es la carga volumétrica, que por su alto valor lleva a que sean habituales tiempos de retención con valores comprendidos entre 2-5 días, dependiendo de la naturaleza del vertido y del clima del lugar de emplazamiento. Se ha demostrado en numerosos estudios que tiempos de residencia superiores provocan un rápido deterioro de la calidad del efluente (*Alamancos y col., 1993; Middlebrooks y col., 1982*).

Las lagunas anaerobias están particularmente indicadas para aguas residuales con alto contenido en materia orgánica. Su empleo está muy extendido en Australia, Estados Unidos, Sudáfrica, Canadá, India e Israel (*Midlebrooks y col., 1982*). En España están en operación unas 50 instalaciones que cuentan con lagunas anaerobias, en las que se ha alcanzado una reducción media del 50-60% en materia orgánica (como DBO_5) y sólidos en suspensión.

1.7.3. Lagunas facultativas.

Son aquellas que poseen una zona aerobia y una zona anaerobia, situadas respectivamente en superficie y fondo. La finalidad de estas lagunas es la estabilización de la materia orgánica en un medio oxigenado proporcionado principalmente por las algas presentes.

En este tipo de lagunas se puede encontrar cualquier tipo de microorganismo, desde anaerobios estrictos, en el fango del fondo, hasta aerobios estrictos en la zona inmediatamente adyacente a la superficie. Además de las bacterias y protozoos, en las lagunas facultativas es esencial la presencia de algas, que son las principales suministradoras de oxígeno disuelto.

El objetivo perseguido en las lagunas facultativas es obtener un efluente de la mayor calidad posible, en el que se haya alcanzado una elevada estabilización de la materia orgánica, y una reducción en el contenido en nutrientes y bacterias coliformes.

La degradación de la materia orgánica en lagunas facultativas tiene lugar fundamentalmente, por la actividad metabólica de bacterias heterótrofas facultativas, que pueden desarrollarse tanto en presencia como en ausencia de oxígeno disuelto.

Las dos fuentes de oxígeno en lagunas facultativas son la actividad fotosintética de las algas y la reaireación a través de la superficie.

La profundidad de las lagunas facultativas suele estar comprendida entre 1 y 2 metros para facilitar así un ambiente oxigenado en la mayor parte del perfil vertical.

Las bacterias y algas actúan en forma simbiótica, con el resultado global de la degradación de la materia orgánica. Las bacterias utilizan el oxígeno suministrado por las algas para metabolizar en forma aeróbica los compuestos orgánicos. En este proceso se liberan nutrientes solubles (nitratos, fosfatos) y dióxido de carbono en grandes cantidades. Estos son utilizados por las algas en su crecimiento. De esta forma, la actividad de ambas es mutuamente beneficiosa.

En la Figura 1.2 se representa un diagrama de la actividad coordinada entre algas y bacterias (Mara, 1976).

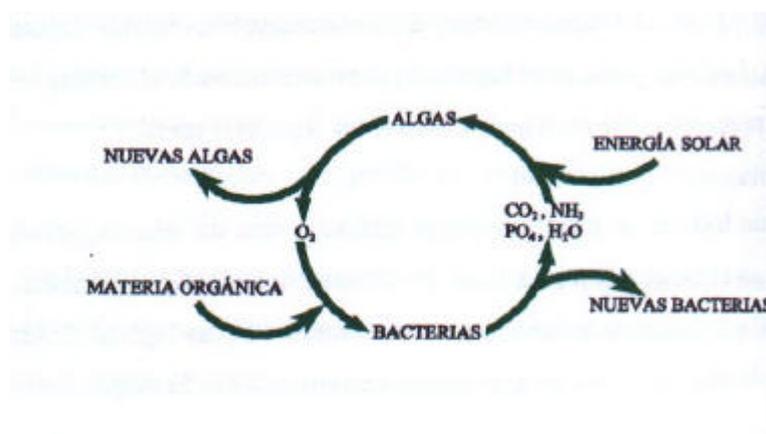


Figura 1.2. Representación esquemática de la actividad de algas y bacterias en lagunas facultativas.

Como se puede ver en la Figura 1.3 en una laguna facultativa existen tres zonas: 1) una zona superficial en la que existen bacterias aerobias y algas en una relación simbiótica, como se ha descrito anteriormente; 2) una zona inferior anaerobia en la que se descomponen activamente los sólidos acumulados por acción de las bacterias anaerobias y 3) una zona intermedia, que es parcialmente aerobia y anaerobia, en la que la descomposición de los residuos orgánicos la llevan a cabo las bacterias facultativas. Los sólidos de gran tamaño sedimentan para formar una capa de fango anaerobio. Los materiales orgánicos sólidos y coloidales se oxidan por la acción de las bacterias aerobias y facultativas empleando el oxígeno generado por las algas presentes cerca de la superficie. El dióxido de carbono, que se produce en el proceso de oxidación orgánica, sirve

como fuente de carbono para las algas. La descomposición anaerobia de los sólidos de la capa de fango implica la producción de compuestos orgánicos disueltos y de gases tales como el CO_2 , H_2S y el CH_4 , que o bien se oxidan por las bacterias aerobias, o se liberan a la atmósfera.

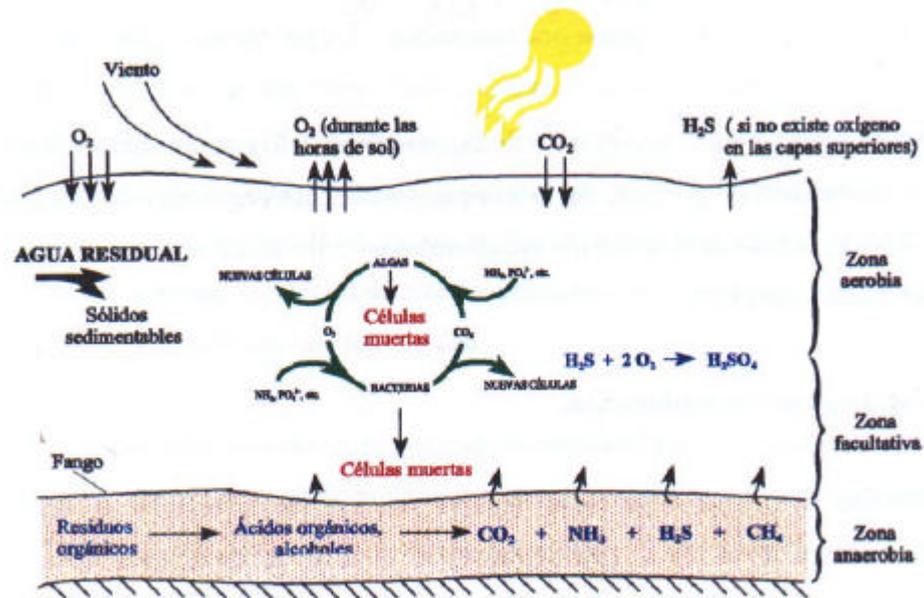


Figura 1.3. Esquema de los mecanismos en lagunas facultativas.

Microbiología del proceso

Los microorganismos de la zona inferior de la laguna son bacterias facultativas y anaerobias. La respiración también se produce en presencia de luz solar, sin embargo, la reacción neta es la producción de oxígeno. Las ecuaciones 1.1 y 1.2 representan reacciones bioquímicas simplificadas de la fotosíntesis y de la respiración:

Fotosíntesis:



Respiración:



Debido a que las algas usan dióxido de carbono en su actividad fotosintética, ello puede dar lugar a condiciones de pH altos. En muchos casos las algas presentes obtienen el carbono necesario para la síntesis celular del ion bicarbonato, en estos casos se pueden producir altas variaciones diurnas del pH.

1.7.4. Lagunas de maduración.

Este tipo de laguna tiene como objetivo fundamental la eliminación de bacterias patógenas. Además de su efecto desinfectante, las lagunas de maduración cumplen otros objetivos, como son la nitrificación del nitrógeno amoniacal, cierta eliminación de nutrientes, clarificación del efluente y consecución de un efluente bien oxigenado.

El influente que reciben ha sido sometido previamente a un tratamiento secundario, pero nunca agua residual bruta o el efluente de una laguna anaerobia.

En estas lagunas tiene lugar una eliminación de nutrientes, siendo poco efectivas en la reducción de DBO_5 , ya que reciben un influente con poca DBO_5 soluble (WHO, 1989; Juanico, 1991). Son diseñadas para trabajar con tiempos de retención elevados, superiores a 20 días.

Las lagunas de maduración suelen constituir la última etapa del tratamiento, siendo fundamentales, debido a la eliminación de agentes patógenos, si se reutiliza el agua depurada.

1.7.5. Lagunas profundas.

Un tipo particular de lagunas facultativas son aquellas con profundidad superior a 2 metros. Estas lagunas profundas, cuyo estudio y desarrollo es relativamente reciente (*Abeliovich, 1983; Moreno y col., 1984, 1987; Soler y col., 1988, 1991; Llorens y col., 1992; Ortuño, 1993*), suelen ser construidas con una doble finalidad, la de servir como sistema de depuración y de regulación para riegos (*Moreno, 1991; Juanico y Shelef, 1994*). Una laguna profunda puede ser descrita como un sistema de lagunas de estabilización en el que se combina laguna anaerobia, facultativa y de maduración en una sola unidad.

La zona anaerobia en una laguna profunda es considerablemente mayor que en una laguna facultativa tradicional, presentando junto a esta característica dos fenómenos diferenciadores respecto al lagunaje convencional, una amplia zona no fótica y la presencia de estratificación térmica (*Llorens y col., 1992*).

En cuanto a la eficacia depuradora de las lagunas profundas, la eliminación de materia orgánica es alta, con reducciones del 83-97% en la DBO₅ y del 71-92% en la DQO, mientras que los nutrientes son reducidos durante el tratamiento en un 40-99% -ortofosfato- y 38,8-99,9% -nitrógeno amoniacal- (*Llorens y col., 1992*).

1.8. Factores que afectan a la depuración en lagunas facultativas.

Dado que la actividad de algas y bacterias es el fundamento de la depuración del agua residual almacenada, cualquier variable que afecte esta actividad repercutirá en el tratamiento. Los factores más importantes son los siguientes:

1.8.1. Factores climáticos.

Temperatura: los valores y distribución de temperatura en una masa de agua juegan un papel fundamental en el comportamiento de estos sistemas, debido a los siguientes factores:

- 1.- Los procesos fisicoquímicos dependen mucho de los valores de la temperatura.
- 2.- El fenómeno de mezcla está íntimamente relacionado con la termoclina, porque esta limita el transporte de calor y materia entre las diferentes capas definidas en la columna de agua como consecuencia de la estratificación termal.

En general, y para los intervalos de temperatura normales en las lagunas, se puede decir que la velocidad de la depuración aumenta con la temperatura, en especial en lo que concierne a la actividad de las bacterias.

Sin embargo, y en lo que respecta a las algas, se han detectado retardos importantes en la actividad fotosintética a temperaturas elevadas ($> 28^{\circ}\text{C}$), relacionadas con la estimulación del crecimiento de algas verdiazules menos productivas que las algas verdes a las que sustituyen (WHO, 1989).

La depuración en lagunas facultativas es más lenta durante los meses de invierno.

Radiación solar: la luz es fundamental para la actividad fotosintética, esta depende no sólo de la luz que alcanza la superficie del agua, sino de la que penetra en profundidad.

Como la intensidad de la luz varía a lo largo del día y a lo largo del año, la velocidad de crecimiento de las algas cambia de la misma forma. Este fenómeno da lugar a dos efectos: el oxígeno disuelto y el pH del agua presentan valores mínimos al final de la noche, y aumentan durante las horas de luz solar hasta alcanzar valores máximos a media tarde (Moreno y col., 1991). A partir de éste punto los valores decrecen de nuevo a lo largo de la noche. Esta evolución se observa mejor durante la primavera y verano, cuando la actividad fotosintética es más intensa.

Viento: el viento tiene un efecto importante en el comportamiento de las balsas facultativas, ya que induce a la mezcla vertical del líquido de la balsa. Una buena mezcla asegura una distribución más uniforme de DBO, oxígeno disuelto, bacterias y algas y por lo tanto un mejor grado de estabilización del agua residual. En ausencia de mezcla inducida por el viento, la población de algas tiende a estratificarse en una banda estrecha, de unos 20 cm de ancho, durante las horas de luz del día. Esta banda concentrada de algas se mueve hacia arriba o hacia abajo en la capa superior, de 50 cm de espesor, de la balsa en respuesta a los cambios en la incidencia de la intensidad de la luz, y causa grandes fluctuaciones en la calidad del efluente si el punto de salida del efluente está en esta zona (*Mara y Pearson, 1986*).

La acción del viento en las lagunas facultativas es importante por dos razones (*WHO, 1989*):

- 1.- La reaireación a través de la interfase aire-agua depende de la velocidad del viento.
- 2.- El efecto de mezcla del viento puede evitar el desarrollo de estratificación térmica.

Evaporación: la repercusión principal de la evaporación es la concentración de los sólidos que contiene el agua almacenada. El consiguiente aumento de la salinidad puede resultar perjudicial si el efluente se va a emplear en riegos.

Precipitación: el oxígeno disuelto suele bajar después de las tormentas debido a la demanda adicional de oxígeno provocada por los sólidos arrastrados por el agua de lluvia y los sedimentos de las lagunas que se mezclan con la columna de agua. Otro efecto de la lluvia es una cierta oxigenación en la zona superficial de las lagunas, debida tanto al propio contenido en oxígeno de la lluvia como a la turbulencia que provoca con su caída.

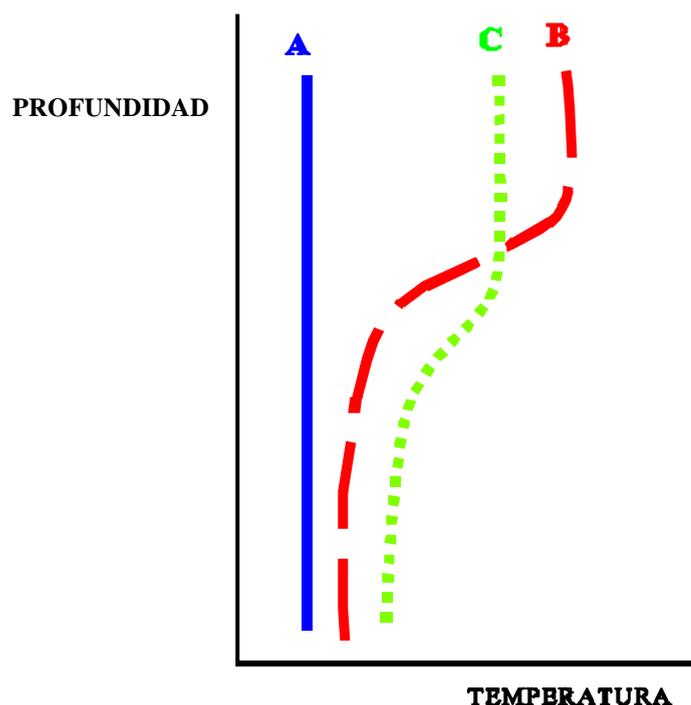
1.8.2. Factores físicos.

Estratificación (epilimnion, termoclina, hipolimnion) : la densidad del agua cambia con la temperatura, es mínima a 4°C y aumenta para temperaturas mayores o menores, el agua más cálida es más ligera y tiende a “flotar” sobre las capas más frías. Durante los meses de primavera y verano el calentamiento tiene lugar desde la superficie, las capas superiores están más calientes

que las inferiores, son menos densas y flotan sobre ellas sin que se produzca la mezcla entre unas y otras. Este fenómeno es lo que se conoce como estratificación.

Durante la primavera, la mayoría de las balsas tienen una temperatura casi uniforme y, por tanto se mezclan con facilidad gracias a las corrientes inducidas por los vientos. Cuando se aproxima el verano, las aguas de las capas superiores se calientan y su densidad disminuye produciéndose una estratificación estable.

En la Figura 1.4 se representa el perfil de temperaturas en una laguna o balsa estratificada. La zona próxima a la superficie, más cálida y con una temperatura casi uniforme, es el *epilimnion*. La zona central, en la que la temperatura desciende bruscamente al aumentar la profundidad, es la *termoclina*. La zona del fondo, que presenta una temperatura más baja, es el



hipolimnion.

Figura 1.4. Perfiles verticales de temperatura en distintas épocas del año en una masa de agua estratificada: A) homotermicidad vertical en invierno, B) estratificación térmica a comienzos del verano y C) profundización de la termoclina a finales de verano.

Flujo a través de las lagunas: la circulación del agua a través de la laguna viene afectada por la forma y tamaño de ésta, la situación de entradas y salidas, velocidad y dirección de los vientos dominantes y la aparición de diferencias de densidad dentro de la balsa (*Middlebrooks y col. 1982; Moreno y col. 1984*). Las anomalías de flujo más frecuentes se manifiestan en la aparición de zonas muertas, es decir, partes de la laguna en las que el agua permanece estancada durante largos períodos de tiempo.

Profundidad: la profundidad de las lagunas facultativas es normalmente 1,5 m, aunque se pueden usar profundidades entre 1 y 2 m. El límite inferior viene condicionado a la posibilidad de crecimiento de vegetación emergente para profundidades menores, lo cual se desaconseja normalmente para evitar el desarrollo de mosquitos.

Recientemente se ha construido un número creciente de lagunas profundas, en las que se han obtenido buenos resultados de eficacia de depuración. Normalmente sirven de sistema de depuración y al mismo tiempo de sistema regulador para riegos.

Existen varias razones por las que en estos sistemas profundos se obtiene mayor eficacia depuradora como es la mayor productividad de las algas en un medio en el que tienden a sedimentar en la zona profunda y morir, bien por ausencia de luz o por el efecto tóxico de sulfuros solubles, lo que da lugar a que las poblaciones en superficie sean más jóvenes y, por tanto, productivas. La zona profunda tiende a estar en condiciones anaerobias, y en ella se produce la degradación lenta de compuestos orgánicos y microorganismos sedimentados desde la superficie. De esta forma se generan nutrientes solubles que se reincorporan a la capa superficial y contribuyen a la actividad biológica en ésta (*Abeliovich, 1982*).

En zonas de climas cálidos la mayor profundidad repercute en una disminución de la evaporación relativa, lo que es beneficioso tanto desde el punto de vista de almacenamiento para riegos como para evitar aumentos de salinidad en el efluente (*Moreno y col., 1984*).

1.8.3. Factores químicos y bioquímicos.

pH: el valor de pH en las lagunas facultativas viene determinado fundamentalmente por la actividad fotosintética del fitoplancton y la degradación de la materia orgánica por las bacterias. Las algas consumen anhídrido carbónico en la fotosíntesis, lo que desplaza el equilibrio de los carbonatos y da lugar a un aumento del pH. Por otra parte, la degradación de la materia orgánica conduce a la formación de dióxido de carbono como producto final, lo que acusa una disminución del pH.

Como la fotosíntesis depende de la radiación solar, el pH de las lagunas facultativas presenta variaciones durante el día y el año. Cuanto mayor es la intensidad luminosa, los valores del pH son más altos. Estas variaciones diarias son muy marcadas en verano, cuando pueden alcanzarse valores de pH en torno a 9 o mayores, partiendo de valores del orden de 7-7,5 al final de la noche.

Oxígeno disuelto: el contenido en oxígeno disuelto es uno de los mejores indicadores sobre el funcionamiento de las lagunas facultativas. La principal fuente de oxígeno disuelto es la fotosíntesis, seguida por la reaireación superficial. La concentración de oxígeno disuelto presenta una variación sinusoidal a lo largo del día. El contenido en oxígeno es mínimo al amanecer y máximo por la tarde, y puede oscilar entre un valor nulo hasta la sobresaturación. Durante el verano es posible encontrar que las capas superficiales de las lagunas están sobresaturadas de oxígeno disuelto.

El oxígeno disuelto presenta también variaciones importantes en profundidad. La concentración de oxígeno disuelto es máxima en superficie, y a medida que aumenta la profundidad va disminuyendo hasta anularse. La profundidad a la que se anula el oxígeno disuelto se llama oxipausa, y su posición depende de la actividad fotosintética, el consumo de oxígeno por las bacterias y el grado de mezcla inducido por el viento. En invierno la capa oxigenada tiende a ser mucho más reducida que en verano.

Nutrientes: los nutrientes son fundamentales para la buena marcha de la depuración en lagunas. A medida que progresa la depuración se va produciendo una eliminación de nutrientes que puede dar lugar a que uno o varios alcancen concentraciones limitantes para el desarrollo subsiguiente de algas o bacterias. En lagunas de estabilización el agotamiento de nutrientes sólo ocurre en épocas de intensa actividad biológica, y suele venir precedido de la eliminación de materia orgánica hasta los niveles máximos en este tipo de tratamiento.

1.9. Ciclos de nutrientes en balsas facultativas.

1.9.1. Ciclo del nitrógeno.

El nitrógeno entra en las lagunas facultativas en forma orgánica y amoniacal. El agua residual urbana a veces contiene nitrógeno en forma oxidada (nitritos y nitratos), pero durante su tratamiento en lagunas anaerobias estas formas desaparecen. En la Figura 1.5 aparece un esquema del ciclo del nitrógeno, con sus partes aerobia y anaerobia.

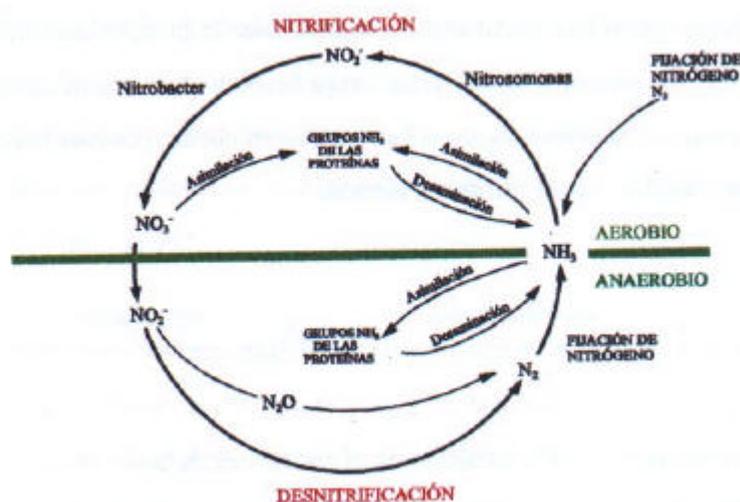


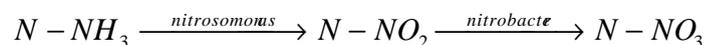
Figura 1.5. Ciclo del nitrógeno en ambientes acuáticos.

Los procesos que afectan a las distintas formas de nitrógeno en las lagunas facultativas son las siguientes (Pano y Middlebrooks, 1982; Ferrara y Avci, 1982, Abeliovich, 1983, Reddy, 1987):

Mineralización o amonificación: consiste en la transformación de nitrógeno orgánico en nitrógeno amoniacal. Los mecanismos responsables de esta transformación son la hidrólisis de la materia orgánica y la desaminación subsiguiente de los aminoácidos resultantes.

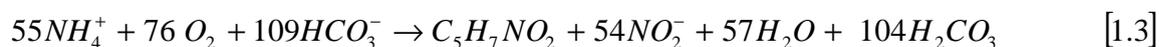
Nitrificación: es la oxidación del nitrógeno amoniacal hasta nitritos y nitratos, llevada a cabo por las bacterias nitrificantes. Este proceso tiene lugar únicamente en medio aerobio y el nitrato sirve como nutriente en el desarrollo de las algas. La nitrificación tiene lugar en dos etapas: en la primera se generan nitritos, y en la segunda los nitritos se oxidan a nitratos. La primera etapa es mucho más lenta que la segunda, y limita la velocidad del proceso global. La concentración de nitritos se mantiene siempre baja en relación con la de nitratos. Los nitritos son poco estables y tienden a evolucionar hasta el producto final nitrato o bien ser reducidos de nuevo para producir óxido nitroso o nitrógeno molecular (Metcalf & Eddy, 1995).

El proceso de nitrificación se puede describir de la siguiente forma (Metcalf & Eddy, 1995): son dos los géneros de bacterias responsables de la nitrificación, **Nitrosomonas** y **Nitrobacter**. Las Nitrosomonas oxidan el amoníaco en nitrito, producto intermedio, mientras que los Nitrobacter transforman el nitrito en nitrato.



La falta de acumulación de nitrito en el sistema evidencia que la conversión de amoníaco a nitrito tiene lugar por medio de una serie de complejas reacciones que gobiernan el proceso de conversión global. Las reacciones que tienen lugar se pueden expresar de la siguiente manera:

Para las Nitrosomonas, la ecuación es la siguiente:



Para las Nitrobacter, la ecuación es:

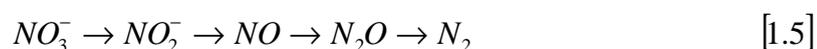


Es necesario tener presente que la transformación de nitrógeno amoniacal en nitrógeno en forma de nitrato no supone la eliminación del nitrógeno, aunque sí permite eliminar su demanda de oxígeno.

Las bacterias nitrificantes son organismos extremadamente sensibles a gran cantidad de sustancias inhibidoras, agentes tanto orgánicos como inorgánicos, que pueden impedir el crecimiento y la actividad de estos organismos. Las altas concentraciones de amoníaco y de ácido nitroso pueden resultar inhibidoras, siendo también importante el efecto del pH. Para que se produzca la nitrificación, es fundamental que existan concentraciones de oxígeno disuelto por encima de 1 mg/l. Si el nivel de oxígeno disuelto es inferior a este valor, el oxígeno se convierte en el nutriente limitante del proceso, y puede producirse el cese o la ralentización de la nitrificación (*Metcalf & Eddy, 1995*).

Desnitrificación: en condiciones anaerobias, las formas oxidadas de nitrógeno, es decir, los nitritos y nitratos, son reducidas a óxido nitroso y nitrógeno molecular por las bacterias desnitrificantes. Como los productos finales de la desnitrificación son gaseosos y muy poco solubles, tienden a escapar de la laguna e incorporarse a la atmósfera, por lo que este proceso se traduce en una pérdida neta de nitrógeno (*Metcalf & Eddy, 1995*).

El proceso de desnitrificación podría resumirse como la eliminación de nitrógeno en forma de nitrato por conversión en nitrógeno gas, que se puede conseguir biológicamente bajo condiciones anóxicas (sin oxígeno). La conversión del nitrógeno, en forma de nitratos, a formas más rápidamente eliminables se puede llevar a cabo gracias a la acción de diversos géneros de bacterias. Estas bacterias son heterótrofas capaces de la reducción disimilatoria del nitrato, que es un proceso en dos etapas. El primer paso consiste en la conversión de nitrato en nitrito, y a continuación se producen óxido nítrico, óxido nitroso y nitrógeno gas. Las reacciones de reducción del nitrógeno son las siguientes:



Los tres últimos compuestos son gaseosos y se pueden liberar a la atmósfera.

En los sistemas de desnitrificación, el parámetro crítico es la concentración de oxígeno disuelto. La presencia de oxígeno disuelto suprime el sistema enzimático necesario para el desarrollo del proceso de desnitrificación. La alcalinidad se produce durante la conversión de nitrato en nitrógeno gas, lo cual provoca un aumento del pH. El pH óptimo se sitúa entre 7 y 8, con diferentes valores óptimos que dependen de las diferentes poblaciones bacterianas posibles.

Asimilación por los microorganismos: tanto el nitrógeno amoniacal como los nitratos pueden ser utilizados por los microorganismos como nutrientes. De esta forma se incorporan al tejido celular y vuelven a formar parte del nitrógeno orgánico presente en el medio.

Teniendo en cuenta los sedimentos, el nitrógeno viene afectado por los dos procesos siguientes:

Sedimentación: una parte de la materia orgánica y los microorganismos sedimentan y forman parte de la capa de fangos acumulada en el fondo. Esto se traduce en un almacenamiento temporal de nitrógeno en forma orgánica.

Regeneración: el nitrógeno orgánico de los sedimentos sufre los fenómenos de hidrólisis y desaminación, con lo que se genera nitrógeno amoniacal que se reincorpora como nutriente a la capa líquida.

1.9.2. Ciclo del fósforo.

En los procesos de depuración normalmente el fósforo es el nutriente limitante, es decir, el que se presenta en concentraciones inferiores y regula así la posibilidad de crecimiento de microorganismos. En la Figura 1.6 aparece el esquema del ciclo del fósforo, en el que se han recogido los distintos procesos de transformación a los que se encuentra sometido. Estos procesos son los siguientes (*Ferrara y Harleman, 1980; Moreno y col., 1987*):

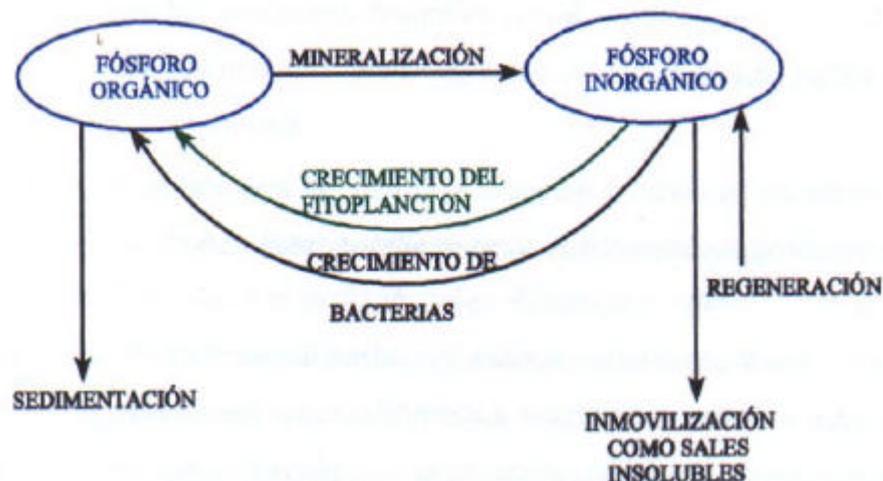


Figura 1.6. Ciclo del fósforo en lagunas de estabilización.

Mineralización del fósforo orgánico, que resulta en la liberación de fósforo soluble directamente asimilable por los microorganismos. El fósforo orgánico está en forma de ésteres fosfóricos y resulta fácilmente hidrolizable, por lo que la reincorporación al medio como nutriente tras la muerte de los microorganismos es rápida y uniforme.

Precipitación del fósforo como sales insolubles, que quedan inmovilizadas a efectos de la actividad biológica en los sedimentos del fondo. La fracción más importante de este fósforo precipita en forma de fosfato cálcico y fosfato férrico, que tienen productos de solubilidad muy bajos (K_{ps} (fosfato cálcico) = 10^{-25} ; el fosfato férrico es también muy poco soluble).

Asimilación de fósforo soluble en el crecimiento de algas y bacterias, con lo que queda incorporado a su tejido celular y convertido, por tanto en fósforo orgánico.

Los sedimentos participan en el ciclo del fósforo en la forma siguiente:

- Sedimentación de materia orgánica y microorganismos, lo que da lugar al almacenamiento temporal de fósforo orgánico en el fango del fondo.
- Regeneración del fósforo soluble durante la degradación anaerobia de los fangos, por hidrólisis de los compuestos orgánicos de fósforo almacenados.

1.9.3. Ciclo del azufre.

El azufre no es, como el nitrógeno y fósforo, un macronutriente en las lagunas de estabilización, sino que es considerado como un nutriente secundario.

El azufre puede existir en la naturaleza en distintas formas. Entre ellas están los sulfuros, azufre elemental y sulfatos. Los sulfatos son normalmente la única forma presente en el agua residual bruta, excepto cuando ésta presenta condiciones sépticas, en cuyo caso hay tanto sulfatos como sulfuros. En la Figura 1.7 se representa una forma simplificada del ciclo del azufre. Los procesos que afectan a la concentración de estas formas de azufre en las lagunas facultativas son los siguientes:



Figura 1.7. Ciclo del azufre en ambientes acuáticos.

- *Reducción bacteriana de los sulfatos a sulfuros.* Esta transformación tiene lugar cuando hay condiciones favorables para el crecimiento de bacterias anaerobias (medio anaerobio), y preferentemente cuando la concentración de materia orgánica es elevada.
- *Oxidación de sulfuros a azufre elemental.* Este proceso se puede llevar a cabo en medio aerobio y en medio anaerobio. Puesto que el sulfuro de hidrógeno se oxida espontáneamente en presencia de oxígeno para dar azufre elemental y agua, las bacterias oxidantes que realizan este mismo proceso suelen vivir en la zona donde entran en contacto el sulfhídrico procedente del fondo y el oxígeno procedente de la superficie. Esta reacción química depende de varios factores y es mucho más lenta que la oxidación biológica del sulfuro.
- *Oxidación de los sulfuros a sulfatos.* También puede llevarse a cabo por bacterias aerobias o por bacterias fotosintéticas en medio anaerobio.
- *Asimilación del sulfato por parte de los microorganismos,* con lo que se incorpora al tejido celular en los grupos “tioI” de las proteínas.

- *Degradación de la materia orgánica*, que da lugar a la aparición de sulfuros solubles. Los compuestos orgánicos que contienen azufre pueden ser descompuestos por una variedad de microorganismos heterotróficos. Cuando se descomponen éstos compuestos, una porción del azufre se usa para la síntesis celular.

1.10. Grupos microbiológicos mayoritarios en lagunas facultativas.

- *Bacterias*: la mayoría de los grupos de bacterias acuáticas están implicadas directa o indirectamente en los procesos que tienen lugar en las lagunas de estabilización. Así el nitrógeno orgánico es hidrolizado hasta nitrógeno amoniacal en las lagunas por las enzimas liberados por algunas bacterias. La desnitrificación, por otra parte, puede ocurrir en medio anaerobio por la acción de distintos grupos de bacterias anaerobias y facultativas.
- *Algas*: aunque generalmente se considera que el papel clave de la población de algas en balsas facultativas y de maduración es la generación de oxígeno, esto favorece su tendencia a aumentar el pH de las balsas de maduración por encima de 9 durante las horas de luz del día, como consecuencia de su actividad fotosintética, es un mecanismo importante en destrucción de bacterias fecales.

La población de algas verdes predominan en las lagunas durante el otoño, invierno y primavera, mientras que las algas verdiazules pueden hacerlo durante los meses de verano. Las algas verdiazules parecen empezar a predominar durante el principio del verano cuando aumenta la duración del día y la temperatura, y disminuye la concentración de nitrógeno inorgánico (NO_3^- , NH_4^+) y dióxido de carbono libre.

El conocimiento de los tipos de especies de algas presentes y su concentración de biomasa proporciona una indicación del estado de la balsa y la eficacia del tratamiento del agua residual. El género predominante de alga es normalmente miembro de la Chlorophyta y Euglenophyta y, en menor grado el Chrysophyta y Cyanophyta. En general, la diversidad de especies disminuye

en las balsas cuando disminuye la carga orgánica. La especie cambiará, sin embargo, en respuesta a cambios en las condiciones medioambientales y calidad del agua residual.

El nivel de producción de algas en balsas facultativas operando eficazmente está normalmente en el rango de 1000-3000 µg/l de clorofila a (*Mara y Pearson, 1987*), pero esto depende de la carga superficial de DBO₅ y las fluctuaciones con cambios medioambientales asociados con las estaciones y también debido a factores tales como el consumo del zooplancton, toxicidad química transitoria y el ataque por microorganismos patógenos.

1.11. Eliminación de patógenos en balsas de maduración.

La eliminación de bacterias coliformes en las lagunas de maduración se debe a la acción combinada de varios factores, que en conjunto crean unas condiciones muy desfavorables para su supervivencia (*Bowles y col., 1979*). Los factores que afectan a la desaparición de microorganismos patógenos en las lagunas de este tipo pueden dividirse en las categorías siguientes:

- *Físicos*: la temperatura y sedimentación son los dos factores más importantes. La sedimentación consiste en la incorporación al fondo de la laguna de agregados de microorganismos. Una vez que se produce su depósito en el fondo, estos agregados son atacados por bacterias que se desarrollan en la capa del fango, y finalmente desaparecen. La temperatura juega un papel importante en la velocidad de desaparición de microorganismos patógenos. La velocidad de eliminación de patógenos aumenta con la temperatura (*Moreno y col., 1991*). Por lo que durante los meses de verano la eficacia en la reducción de patógenos es máxima.
- *Físico-químicos*: dentro de los más influyentes están la salinidad del agua, el pH, la concentración de oxígeno disuelto e intensidad de luz solar. La eliminación de patógenos aumenta con el pH de la laguna. La actividad del fitoplancton da lugar a un aumento del pH, mientras que la actividad metabólica de las bacterias genera dióxido de carbono que provoca un descenso en el pH. Uno de los principales

factores es la intensidad de la luz (*Kay, D. y McDonald, A., 1980*). La eliminación de patógenos es mucho más rápida en presencia de luz, es decir, en días despejados, especialmente al comienzo del verano, cuando la duración del día es máxima.

- *Bioquímicos*: la limitación de nutrientes es un factor muy importante, no sólo por su efecto directo sobre la posibilidad de crecimiento de los microorganismos patógenos, sino por la competencia con otros microorganismos mejor adaptados que aquellos al medio (*Moreno y col., 1991*).

Las algas secretan sustancias tóxicas que afectan a los microorganismos patógenos, algunas de ellas muy activas en presencia de luz (*Pearson, H. y col., 1987*).

1.12. Objetivos de la presente investigación.

El objetivo de la presente investigación es el estudio de la evolución del agua residual depurada en una balsa de almacenamiento. Este objetivo se resume en los siguientes puntos:

1º) Identificar las variables más significativas que afectan a la mejora de la calidad del agua residual depurada procedente de la EDAR de S/C de Tenerife, especialmente en lo que se refiere a la calidad sanitaria de la misma.

2º) Cuantificar la capacidad de autodepuración de la balsa, en función de las condiciones de operación de la misma, de las características del agua almacenada y de las condiciones climatológicas y estacionales.

2. TÉCNICA EXPERIMENTAL

Durante la presente investigación se ha realizado el estudio de la evolución, en una balsa profunda, del efluente del secundario de la Estación Depuradora de Aguas Residuales de Santa Cruz de Tenerife.

2.1. Descripción del sistema.

El estudio se ha realizado en una balsa situada al este del núcleo de San Isidro (término municipal de Granadilla, sur de la Isla de Tenerife) en una depresión abierta hacia el sur a la cota 212 (Figura 2.1).

La balsa de San Isidro tiene una capacidad de 50.000 m³ y una altura máxima de agua de 10 m. Se trata de un embalse de forma tronco piramidal de planta cuadrada, ver Figura 2.2, en las paredes interiores de la misma se ha dispuesto una berma de 1,5 m de ancho a la cota 209 con el fin de anclar, mediante lastrado con piezas prismáticas de hormigón, una geomembrana de impermeabilización, de policloruro de vinilo plastificado de 1,2 mm de espesor, colocada sobre un fieltro antipunzonamiento y anticontaminante de 350 g/m² de peso superficial.

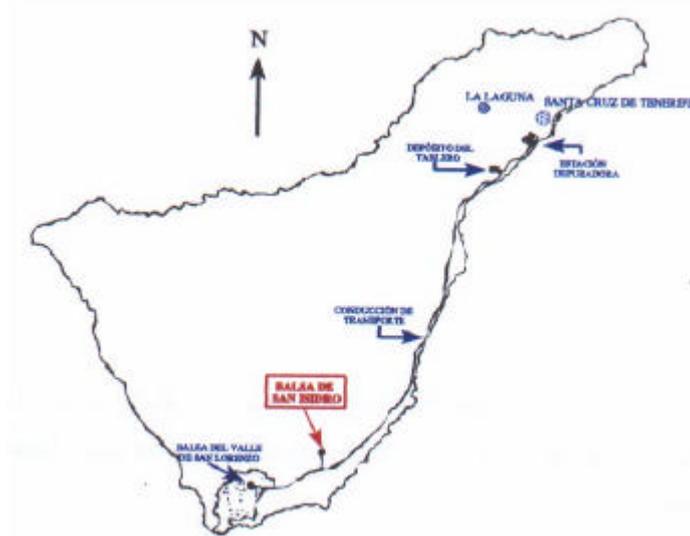


Figura 2.1. Mapa de la isla de Tenerife con los elementos del sistema de reutilización del agua residual depurada.

La balsa está conectada con la conducción de transporte de Santa Cruz al Valle de San Lorenzo en el km 49,5 mediante dos tuberías de F.D.C. de 200 y 250 mm de diámetro y de 1.550 m de longitud. Las dos se pueden emplear para entrada o salida de agua de la balsa.

La toma de agua y el desagüe del fondo se sitúan en un macizo de hormigón disponiéndose para ello de dos alcachofas de tipo tambor con ranuras verticales a las cotas 202,5 y 203,5 m y de una embocadura de fundición a la cota 201,5 m. Desde aquí parten dos tuberías de fundición dúctil centrifugada, una de 200 mm de diámetro y 97,75 m de longitud que termina en la caseta de válvulas de las tuberías de desagüe y distribución y la otra tubería de 250 mm de diámetro y 90,16 m de longitud asciende hasta el punto de entrada de agua por un lateral en superficie.

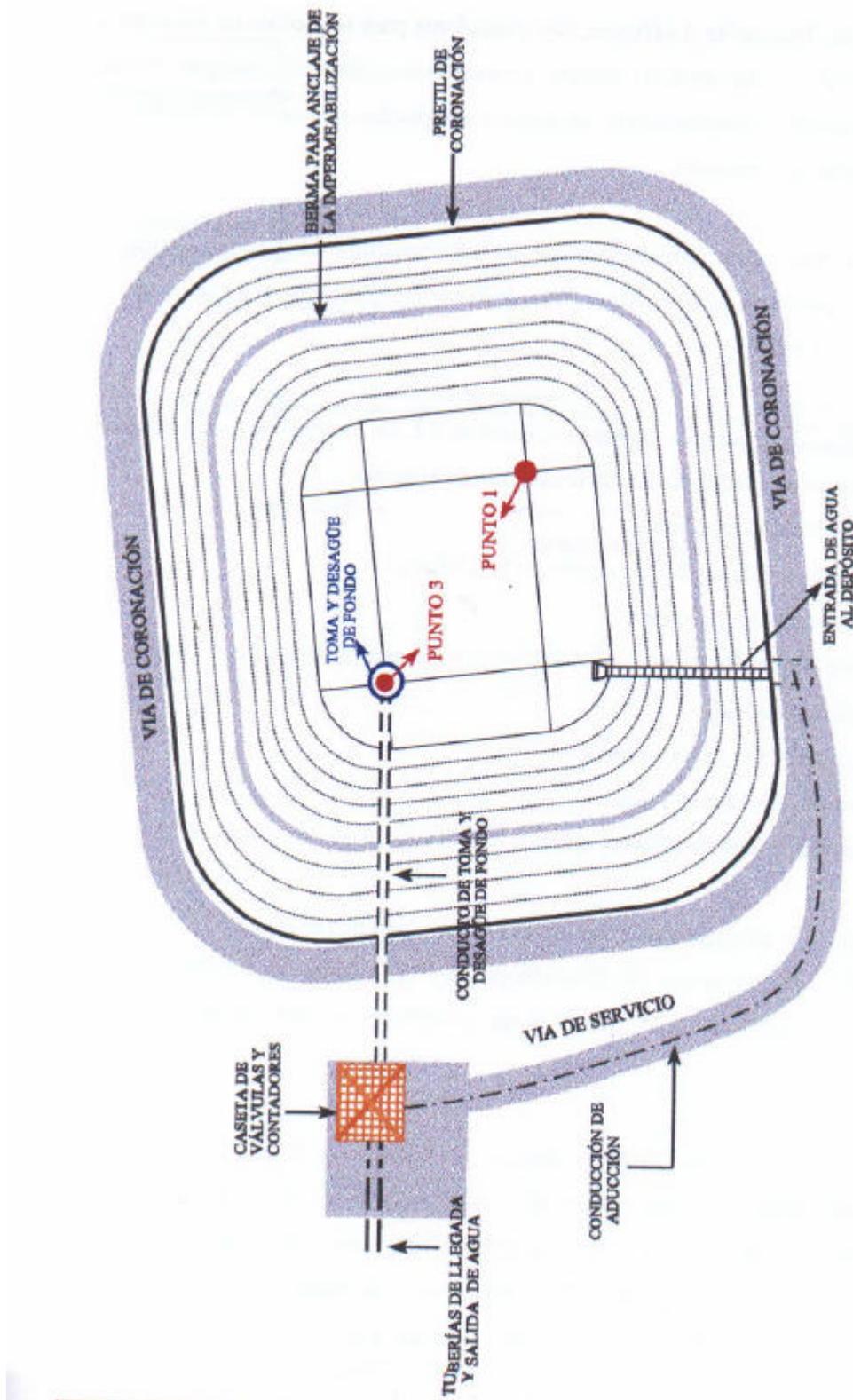


Figura 2.2. Puntos de muestreo en la Balsa de San Isidro.

En la caseta se dispone de 6 válvulas, dos contadores para la medida de volumen de agua de entrada y salida y todas aquellas uniones y piezas especiales necesarias para permitir las operaciones de desagüe y distribución de tal manera que puedan realizarse indistintamente a través de las dos tuberías anteriores.

La balsa de San Isidro forma parte de la infraestructura básica del sistema de reutilización de las aguas depuradas de Santa Cruz de Tenerife. Los elementos que integran el sistema de depuración y reutilización son:

- Estación depuradora de aguas residuales de S/C de Tenerife .
- Depósito regulador del bombeo-estación de bombeo.
- Conducción de impulsión.
- Depósito regulador del transporte en El Tablero.
- Conducción de transporte.
- Inyección de agua blanca.
- Balsa de San Isidro.
- Balsa del Valle de San Lorenzo.
- Estación de electrodiálisis.
- Estación de filtrado y distribución.

Un esquema de la infraestructura del sistema se muestra en la Figura 2.3.

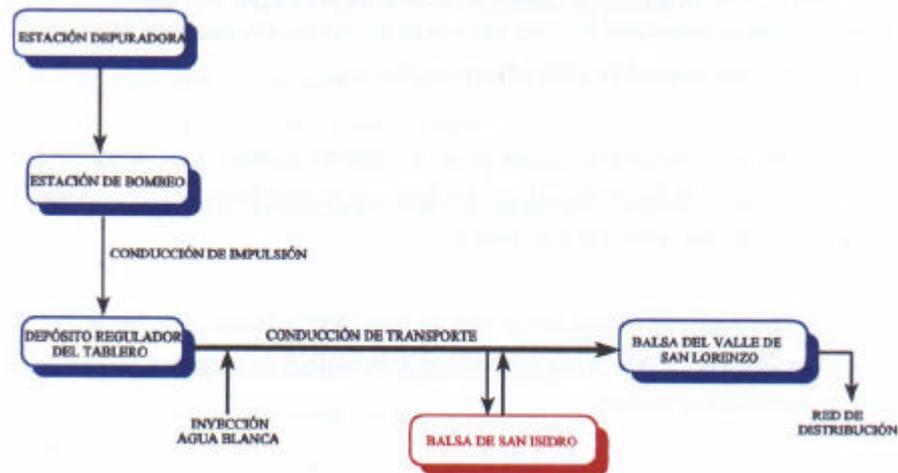


Figura 2.3. Esquema de la infraestructura del sistema de depuración y reutilización.

2.1.1. Estación Depuradora de Aguas Residuales de Santa Cruz de Tenerife (EDAR).

La EDAR de Santa Cruz de Tenerife trata las aguas negras y pluviales del núcleo urbano y distintos barrios periféricos, de la ciudad de La Laguna y del municipio de El Rosario.

La estación de pretratamiento, situada en Los Llanos (cota 5), recibe un caudal aproximado de 22.000 m³/día, procedente de ciertas zonas de Santa Cruz. Dispone de un sistema de desbaste de gruesos y otro de finos, constituidos por rejillas de limpieza automática, y de un desarenador, además de un aliviadero de crecidas y “bypass” general de la planta, con envío del agua al mar mediante emisario submarino.

Una parte del agua residual, ya pretratada, se envía a la estación depuradora, situada en el barrio de Buenos Aires (cota 105), por una tubería de impulsión de fundición dúctil de 1,10 m de diámetro y una longitud de 2.500 m, aproximadamente.

Esta estación depuradora dispone de un tratamiento primario y de un tratamiento secundario biológico, de fangos activos, con tres líneas en paralelo idénticas con capacidad de 30.000 m³/día cada una, interconectadas entre sí.

La estación depuradora trata actualmente un caudal medio de unos 16.000 m³/día de los que, aproximadamente, 2.000 m³/día son utilizados en el riego de parques y jardines en la ciudad de Santa Cruz de Tenerife.



Vista aérea de la EDAR de Santa Cruz de Tenerife y de la estación de bombeo

2.1.2. Depósito Regulador del Bombeo-Estación de bombeo.

Bajo la estación depuradora, a 80 m sobre el nivel del mar y a 130 m de la misma, se sitúa el Depósito Regulador del Bombeo, de hormigón armado y dos vasos descubiertos con capacidades de 6.900 y 8.100 m³ para una altura de agua de 5 m. Su función es regular los caudales efluentes de la depuradora con el fin de que el bombeo pueda realizarse en horas de valle.

La cámara de bombas adosada al depósito regulador, aloja 4 grupos motobombas de 800 Kw de potencia nominal a 6.000 V y capaces de bombear a una altura manométrica de 233 m.c.a., 233,3 l/s con un rendimiento del 81%.



Detalle del depósito regulador del bombeo

2.1.3. Conducción de Impulsión.

Parte desde la cámara de bombas y discurre paralelamente a la autopista TF-1 hasta pasado el enlace de Santa María del Mar, derivándose, a través de un barranco, hasta El Tablero, donde descarga en el Depósito Regulador del Transporte. La cota de fondo del depósito es de 300 m.

2.1.4. Depósito Regulador del Transporte en El Tablero.

Este depósito regulador está formado por dos vasos, de hormigón armado, de 7.500 m³ de capacidad, cada uno, para una altura de agua de 4,85 m, dotados de cubierta. Su función es permitir un caudal continuo en la conducción de transporte hasta el Sur de la Isla.



Vista aérea del depósito regulador del transporte

2.1.5. Conducción de Transporte.

La conducción de transporte es una tubería de F.D.C. de 600 mm de diámetro revestida con mortero de cemento que, con una longitud de 60 km parte desde el depósito de El Tablero y termina en la Balsa del Valle de San Lorenzo, discurriendo paralelamente a la autopista TF-1. El caudal nominal de transporte es de 300 l/s ($v = 1,06$ m/s), lo que supone un tiempo de residencia en el interior de esta conducción, para este caudal, de unas 16 horas.



Vista parcial de la conducción de transporte

A lo largo de la conducción de transporte existen varias derivaciones. Finalmente, la conducción cuenta con un total de 13 desagües en todos los puntos bajos de su perfil longitudinal y otras tantas ventosas en los máximos relativos de aquél. Se han dispuesto 4 válvulas de seguridad para producir un cierre frente a una sobreelevación de la velocidad del flujo, combinados con dos válvulas de retención que impidan el retroceso de la vena líquida en esas circunstancias.

2.1.6. Inyección de agua blanca.

A partir del 4 de julio de 1995 se comenzó a introducir en la conducción de transporte agua blanca procedente del pozo Chacorche, situado en Igueste, en el término municipal de Candelaria, a una cota de 372 m, y con un caudal constante de 122 m³/h. La inyección se realizó en un punto de la conducción de transporte situado a 10 km del depósito regulador de El Tablero. La mezcla del agua blanca y el agua depurada da lugar a un agua mixta con una conductividad inferior a la depurada. El agua blanca es transportada desde el pozo hasta la conducción de transporte a través de una conducción de fundición y acero negro de las siguientes características: 2800 m de longitud, 150 mm de diámetro.



Vista parcial del pozo y conducción de agua blanca

2.1.7. Balsa del Valle de San Lorenzo.

Esta balsa tiene una capacidad de 250.000 m³ y está ubicada junto a la autopista TF-1, en el Valle de San Lorenzo. Se trata de un embalse troncopiramidal de planta hexagonal regular y e características análogas a la balsa de San Isidro y altura de agua sobre el fondo de 15-16 m.



Vista aérea de la Balsa del Valle de San Lorenzo

El embalse está dotado del correspondiente aliviadero y de una galería de servicio, donde se alojan las tuberías de toma y desagüe de fondo, desde la que parte una red primaria de distribución situada paralelamente a la autopista TF-1.

Dentro de las instalaciones de la Balsa de San Lorenzo existe una estación de electrodiálisis y una estación de filtrado y distribución.

Estación de electrodiálisis

La estación de electrodiálisis consiste en una desaladora IONICS-AQUAMITE 100, capaz de tratar 4.500 m³/h, compuesta por dos módulos independientes, cada uno con 9 pilas dispuestas de tres líneas en paralelo, cada una de ellas con tres etapas en serie. La disminución de la salinidad se efectúa gradualmente desde las primeras etapas a las terceras, reduciéndose la conductividad en cada paso de una pila a la otra, aproximadamente a la mitad.

Estación de filtrado y distribución.

Dentro de las instalaciones de la Balsa del Valle de San Lorenzo, en cabecera, se dispone de una estación de filtrado constituida por 15 unidades de filtros de lecho de arena, con una capacidad máxima de filtración estimada en unos 1840 m³/h.

Cada uno de los filtros tiene unas dimensiones de 2,5 m de diámetro y 2,5 m de altura, con 1,5 m de altura útil de arena. Con una superficie de filtración estimada en 4,9 m², operan a una velocidad comprendida entre 15 y 25 m³/m².h, a una presión máxima de 4 kg/cm².

El sistema de lavado se realiza con recirculación de agua filtrada en contracorriente, con aire, de forma que mientras un filtro está en fase de lavado, los 14 restantes están en operación de filtrado.

También existe una red de distribución de las aguas depuradas y filtradas, que abarca una gran zona del Valle de San Lorenzo comprendida entre la balsa y la costa.

2.2. Metodología.

El estudio se ha llevado a cabo entre diciembre de 1995 y abril de 1997, en tres períodos:

Período 1: desde diciembre de 1995 hasta febrero de 1996.

Período 2: desde mayo hasta julio de 1996.

Período 3: desde enero hasta abril de 1997.

En el Período 1 el agua almacenada fue agua residual depurada mezclada con agua blanca, mientras que en los otros dos períodos fue agua residual depurada exclusivamente.

El ciclo habitual de un período, partiendo de la balsa vacía, estaba formado por las siguientes etapas:

- Llenado
- Almacenamiento, y
- Vaciado

Durante la etapa de llenado, que se procuraba que fuera lo más corta posible, se tomaban muestras diarias del agua de entrada (para su análisis) y se calculaba el volumen de entrada por diferencia de lecturas en el contador situado en la tubería de alimentación a la balsa. Terminado el llenado comenzaba la etapa de almacenamiento que tenía duración variable en función de la evolución de las características del agua. Finalmente alcanzada la estabilización se vaciaba la balsa hacia la balsa del Valle de San Lorenzo para su posterior utilización como agua de riego.

El tiempo de retención del agua en la balsa en cada período de estudio fue de 63, 75 y 92 días respectivamente.

En todos los períodos se considera el día cero como el último día de llenado. Los valores de los diferentes parámetros para dicho día se obtienen a partir de la ecuación siguiente:

$$X_m = \frac{\sum V_i * X_i}{\sum V_i} \quad [2.1]$$

donde:

X_m : valor medio de cada parámetro el día cero.

V_i : volumen que entra cada día de llenado, m³.

X_i : valor medio de los diferentes parámetros en el volumen V_i .

2.2.1. Toma de muestra.

Los puntos elegidos, inicialmente, para la toma de muestras, se indican con las referencias 1 y 3 en la Figura 2.2. Estos puntos corresponden a la vertical sobre la entrada de agua en la balsa por el fondo, Punto 3, y al simétrico respecto al centro de la misma, Punto 1.

Para efectuar el muestreo se eligió siempre la misma hora del día, que correspondía a dos horas después perigeo. Para acceder a los puntos de muestreo, se utilizó, durante el primer período, un bote neumático guiado por una cuerda unida a dos puntos opuestos en la muralla de la balsa y que pasaba sobre el punto de medida. Una vez situados en el punto de muestreo se introducía, en primer lugar, una sonda multiparamétrica, Hydrolab H20, con objeto de determinar los perfiles en profundidad de temperatura (°C), oxígeno disuelto (mg/l), pH y conductividad eléctrica (μS/cm). A continuación, y previa determinación sobre el perfil de oxígeno de la profundidad correspondiente epilimnion e hipolimnion, se tomaban cuatro muestras (empleando un muestreador tipo Van Dorn), correspondientes a la superficie, epilimnion, hipolimnion y fondo. Estas muestras se almacenaban en recipientes adecuados para su refrigeración, transporte y análisis posterior en el laboratorio.

En los Períodos 2 y 3 la toma de muestras se realizó de forma distinta. Para evitar entrar en la balsa, se instaló un sistema mecánico, Figura 2.4, con dos postes anclados en puntos opuestos de la muralla exterior unidos por un cable de acero que pasaba sobre el punto de muestreo. Por medio de dos personas colocadas en los postes P1 y P2 se situaba la polea R1 sobre el punto de muestreo y se sumergía la sonda multiparamétrica a distintas profundidades por medio del cable C2 desde la muralla. Unida a la sonda iba una manguera, de 8 mm de diámetro, que permitía extraer agua con la ayuda de una bomba, situada en la muralla de la balsa. Para evitar que la manguera se fuera al fondo de la balsa se le unían unas boyas cada 3-4 m y así mantenerla en la superficie del agua.

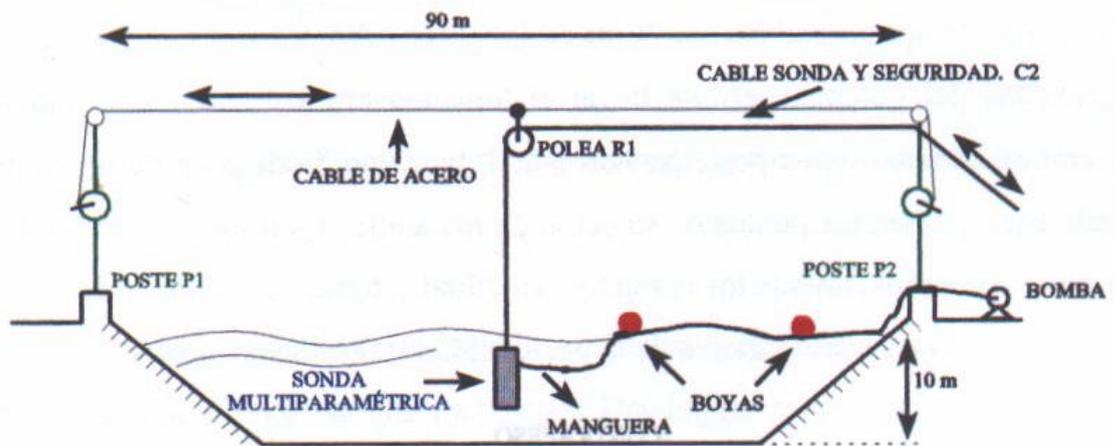


Figura 2.4. Esquema de toma de muestra.

Con la ayuda de la bomba y después de haber dejado circular el volumen muerto correspondiente a la manguera, se tomaban dos litros de agua que se refrigeraban y se transportaban al laboratorio para su posterior análisis.

2.2.1.1. Características de los equipos de muestreo utilizados.

A) Muestreador tipo Van Dorn.

Este muestreador, Figura 2.5, consiste en un tubo cilíndrico de metacrilato, con capacidad de 1 litro, provisto de dos conos huecos de goma, los cuales actúan de cierre del cilindro por acción de la tensión de un tubo elástico que les une entre sí por el interior del tubo muestreador. La parte central y exterior del cilindro dispone de un dispositivo, que incluye un lastrado con láminas de plomo, en el cual existe un sistema (contrapeso y gatillos) que permite retener levemente las anillas extremas de los alambres unidos a los conos de goma anteriormente citados, de forma que el cilindro queda completamente abierto por ambos extremos.

Una cuerda de aproximadamente 20 m de longitud calibrada metro a metro, unida al centro de gravedad del sistema, permite llevar el tomamuestra a diferentes profundidades, abierto por ambos extremos y en posición horizontal. Esta cuerda dispone de un contrapeso que, al dejarlo caer, golpea los puntos de sujeción de los anillos (gatillos), libera las anillas y conos de goma cierran rápidamente los extremos del cilindro tomamuestra, conservando en su interior la muestra de agua representativa de la profundidad en que se encuentra.

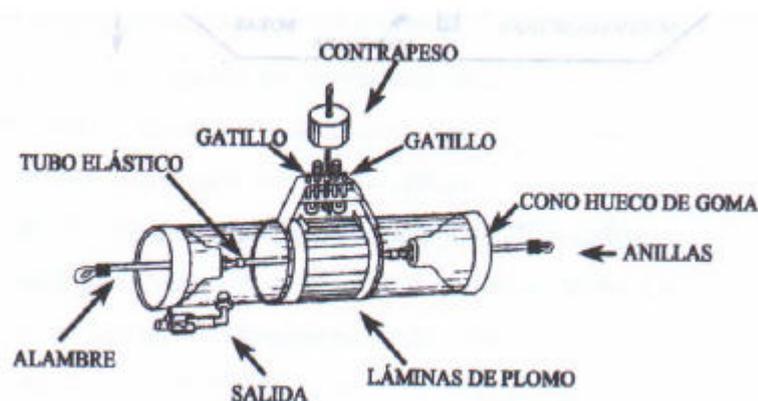
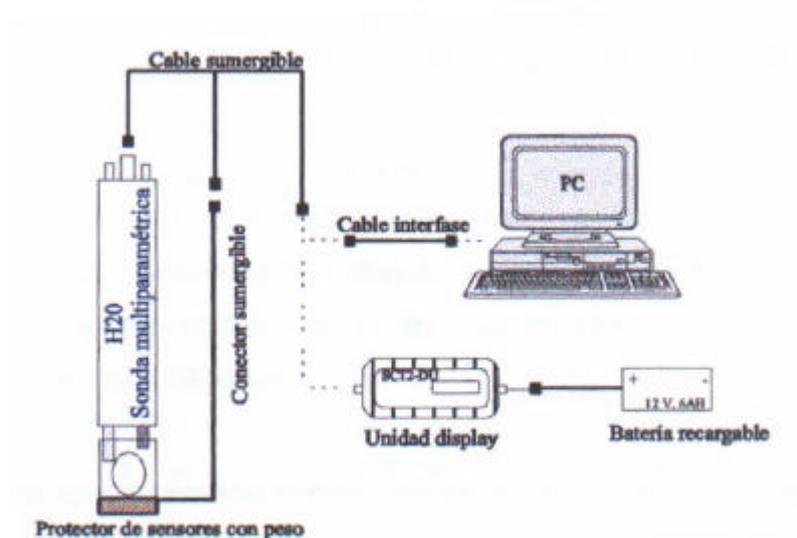


Figura 2.5. Muestreador tipo Van Dorn.

B) Sonda multiparamétrica Hydrolab H200.

En la Figura 2.6 se representa un esquema de dicha sonda.



La sonda va conectada a través de un cable sumergible de 25 m a un receptor de datos, Surveyor 3 Display Logger® que incluye un Datalogger programable, con memoria interna RAM para almacenamiento de lecturas de la sonda. En el display se presentan seis parámetros simultáneamente y mediante pulsación de una tecla se presentan parámetros adicionales, la hora y el voltaje de la batería.

Las lecturas y los comentarios de cada muestreo se almacenan en memoria en forma manual (durante el trabajo) o automáticamente a intervalos seleccionados. Los datos almacenados se pueden ser volcados a un PC para su tratamiento.

Las características de los sensores de la sonda Hydrolab H20® empleados para realizar las medidas “in situ” se dan en la Tabla 2.1.

Tabla 2.1. Características de los sensores de la sonda Hydrolab H20®

PARÁMETRO	RANGO	PRECISIÓN	SENSOR	RESOLUCIÓN
TEMPERATURA	-5 a 50°C	±0,15°C	resistencia térmica	0,01°C
CONDUCTIVIDAD	0 a 100 mS/cm	±1% de rango	sensor de 6 electrodos	4 dígitos
ph	0 a 14 unid.	±0,2 unid.	pH de vidrio	0,01 unid.
OXIGENO DISUELTO	0 a 20 mg/l	±0,2 mg/l	sensor tipo celda de Clark	0,01 mg/l
REDOX	-999 a 999 mV	±20 mV	electrodo de Pt	1 mV
PROFUNDIDAD	0 a 100 m	±0,45 m	transductor de presión	0,1 m
SALINIDAD	0 a 70 ppt	±0,2 ppt	calculado a partir de conductividad	0,1 ppt
TURBIDEZ	0 a 100 NTU	±5% (25°C)	ISO 7027	0,1 NTU

2.2.2. Medida de factores climáticos.

Al no existir una estación meteorológica instalada en la Balsa de San Isidro, los datos de los que se pudo disponer correspondían a la estación meteorológica del Aeropuerto Tenerife Sur, situada aproximadamente a unos 10 km del núcleo de San isidro.

Los datos disponibles se recogían en el Instituto Nacional de Meteorología, situado en Santa Cruz de Tenerife, en resúmenes climatológicos decenales.

En estos resúmenes se disponía de los siguientes datos:

- Temperatura del aire a las 0-7-13-18 horas.

- Temperaturas extremas.
- Precipitación en intervalos de 6 horas.
- Intensidad máxima de precipitación.
- Nubosidad: clase y cantidad de octavos de cielo cubierto.
- Horas de sol.
- Dirección y velocidad del viento.
- Frecuencia del viento.
- Presión atmosférica al nivel de la estación.

Los parámetros que se han considerado más representativos son la temperatura ambiente y horas de sol.

No se han tenido en cuenta los datos relacionados con el viento (dirección, velocidad y frecuencia) porque la estación meteorológica del aeropuerto Tenerife Sur se encuentra a una cota de 64 m próxima a la costa y la balsa se encuentra a una cota de 212 m con lo que la influencia de los vientos es diferente.

2.2.3. Medidas realizadas.

Durante los tres períodos de muestreo, y con una frecuencia semanal se realizaron dos tipos de medidas.

2.2.3.1. Medidas “in situ”.

Según se dijo anteriormente, con objeto de determinar los perfiles en profundidad se midieron los siguientes parámetros empleando la sonda multiparamétrica: profundidad, pH, temperatura (°C), conductividad eléctrica (mS/cm, μ S/cm), oxígeno disuelto (mg/l).

2.2.3.2. Medidas en laboratorio.

Al mismo tiempo que se median “in situ” los parámetros indicados, se tomaron muestras que se trasladaban refrigeradas al laboratorio para su análisis al día siguiente. A cada una de las muestras se le determinaron los siguientes parámetros:

- Clorofila-a
- Sólidos totales en suspensión secados a 103-105°C
- Demanda Química de Oxígeno (DQO)
- Nitrógeno amoniacal
- Nitrito
- Nitrato
- Fosfato
- Sulfato
- Sulfuro
- Coliformes fecales

2.3. Métodos analíticos

Clorofila-a.

El método empleado para su determinación es el método espectrofotométrico propuesto por Hansmann (1973).

Después de centrifugar la muestra durante 2 minutos a 4000 rpm, se resuspende la biomasa en acetona al 90%. Se agita vigorosamente y se deja reposar en la oscuridad a 4°C durante 24 horas. Transcurrido este tiempo se lleva a temperatura ambiente, se repone el disolvente que puede haberse evaporado y se centrifuga a 4000 rpm durante 5 minutos.

La cuantificación se obtiene por la ecuación propuesta por Parsons y Strickland (1965):

$$\text{Clorof. } a \text{ (mg/l)} = 11,6 \text{ DO}_{665} - 1,31 \text{ DO}_{645} - 0,14 \text{ DO}_{630}$$

donde:

DO = absorbancia del sobrenadante a 665, 645 y 630 nm

Como blanco se utiliza el propio disolvente.

Sólidos totales en suspensión.

Se ha hecho uso del método standar SM 2540 D. Un volumen de muestra, bien homogeneizada, se filtra a través de un filtro de fibra de vidrio Millipore tipo AP40, previamente seco y pesado. El residuo retenido en el filtro, se seca en la estufa a 105°C hasta peso constante. El aumento de peso del filtro representa los sólidos totales en suspensión de la muestra.

Demanda química de oxígeno (DQO).

Para la determinación de la DQO se utilizó el método colorimétrico de reflujo cerrado, SM 5220D. Se ponen 2,5 ml de muestra en un vial, al que se le añade 1,5 ml de disolución de digestión que contiene $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$, H_2SO_4 y HgSO_4 y 3,5 ml de reactivo ácido sulfúrico que contiene Ag_2SO_4 y H_2SO_4 . Se realiza la misma operación para el blanco de agua destilada, se tapan, se agitan con cuidado los viales y se colocan en un digestor de bloque, a 150°C durante 2 horas. Se dejan enfriar a temperatura ambiente y se agitan varias veces, dejando depositar los sólidos antes de medir la absorbancia. Se determina la DQO midiendo en un espectrofotómetro (HACH DR-3000) a una longitud de onda de 600 nm.

Nitrógeno amoniacal.

Para su determinación se empleó el método colorimétrico de nesslerización haciendo uso del espectrofotómetro HACH DR-3000 con reactivos preparados (Sal de Rochelle-alcohol polivinílico y reactivo de Nessler).

La sal de Rochelle inhibe la precipitación de los iones residuales de calcio y magnesio, en presencia del reactivo de Nessler alcalino. El método está basado en la medida de la

absorbancia de la coloración gradual de amarillo a pardo, producida por la reacción amoníaco-Nessler , al añadir 1 ml de cada uno de los reactivos a un volumen de muestra, a una longitud de onda de 425 nm. La medida se hace frente a un blanco que es agua destilada con los mismos reactivos.

Nitrito.

El nitrógeno nitrito se ha determinado por medio de un método colorimétrico con un espectrofotómetro HACH DR-3000.

La concentración de nitrito se determinó por la formación de un colorante azo púrpura rojizo, producido a pH 2-2,5 por la adición de un reactivo preparado (Nitruver 3 de HACH). El método utiliza sulfato ferroso en medio ácido para reducir el nitrito a óxido nitroso, los iones ferrosos forman un complejo pardo cuya absorbancia se mide a una longitud de onda de 507 nm.

La medida se hace frente a un blanco que es la misma muestra pero sin añadirle el reactivo.

Nitrato.

Se emplea el método de reducción de cadmio utilizando reactivos preparados (Nitruver 5 de HACH) y el espectrofotómetro HACH DR-3000.

El nitrato presente en el agua se reduce casi cuantitativamente a nitrito en presencia de cadmio. El método se basa en la medida de la absorbancia del compuesto azo de color muy intenso que se forma al reaccionar el reactivo con el nitrito presente en un volumen conocido de muestra. La medida de la absorbancia es a una longitud de onda de 400 nm, como blanco se utiliza agua destilada.

Fosfato.

Para la determinación del fosfato se emplea el método colorimétrico del ácido vanadomolibdofosfórico con reactivos preparados de HACH (molibdovanadato) y el espectrofotómetro HACH DR-3000.

El molibdato amónico reacciona en condiciones ácidas para formar un heteropoliácido, ácido molibdofosfórico. En presencia de vanadio, se forma ácido vanadomolibdofosfórico amarillo. La intensidad del color amarillo es proporcional a la concentración de fosfato presente en un volumen conocido de muestra.

La medida de la absorbancia es a una longitud de onda de 400 nm, la medida se hace frente a un blanco que consiste en agua destilada a la que se le ha añadido el reactivo.

Sulfato.

Para su determinación se utilizaron reactivos preparados (Sulfaver 4 de HACH). El método se basa en la medida de la absorbancia luminosa de la suspensión de los cristales de BaSO_4 (que se han formado al añadir a un volumen conocido de muestra una cantidad determinada de BaCl_2), con un espectrofotómetro a una longitud de onda de 450 nm. La medida se hace frente a un blanco que consiste en la muestra sin añadirle el reactivo.

Sulfuro disuelto.

El sulfuro disuelto es el que ha permanecido tras haber eliminado los sólidos suspendidos por floculación y depósito. Para su determinación se utiliza el método yodométrico (SM, 4500-S²⁻E), con una sensibilidad de 0,2 mg/l.

Este método sufre interferencias de las sustancias reductoras que reaccionan con el yodo, incluidos tiosulfato, sulfuro y varios compuestos orgánicos, tanto en estado sólido como disueltos.

Para eliminar las interferencias debidas al sulfito, tiosulfato, yoduro y muchas otras sustancias solubles, excepto el ferrocianuro, se precipita previamente ZnS , eliminando el sobrenadante y sustituyéndolo por agua destilada.

Para ello se introducen tres gotas de disolución de acetato de zinc en un frasco de vidrio, se coloca la muestra, y a continuación se añaden dos gotas de disolución de NaOH 6N. Se agita y se deja depositar durante 30 min. o más. A continuación se filtra y el filtro con el precipitado, se resuspende y se le añade 2 ml HCl 6N y una cantidad conocida de disolución de yodo de concentración conocida. Se valora por retroceso con disolución de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$, añadiendo unas gotas de disolución de almidón al acercarse al punto final, y se continúa hasta desaparición del color azul.

Cálculo:

$$S^{2-} \text{ (mg/l)} = 160 (V_{I_2} N_{I_2} - V_{S_2O_3^{2-}} N_{S_2O_3^{2-}})$$

donde:

$V(I_2)$ = volumen de I_2 , ml

$V(S_2O_3^{2-})$ = volumen de $S_2O_3^{2-}$, ml

$N(I_2)$ = normalidad de I_2

$N(S_2O_3^{2-})$ = normalidad del $S_2O_3^{2-}$

Coliformes fecales.

La contaminación bacteriana se cuantificaba por la concentración de coliformes fecales. La Organización Mundial de la Salud recomienda, como directriz sobre la calidad bacteriológica de un agua residual depurada para riego, una media geométrica de 1000 coliformes fecales por cada 100 ml para riego sin restricciones de todos los cultivos.

Para la determinación de coliformes fecales se empleó el método de filtración de membrana (SM 9222B). Se filtra un volumen de muestra adecuado a través de un filtro de membrana Millipore, de tamaño de poro 0,45 μm HAWG 047 AO. El filtro se coloca en placas de Petri desechables con una almohadilla absorbente, donde previamente se ha colocado el medio de cultivo líquido para coliformes fecales (MB000000F). Las placas de cultivo son incubadas en

una estufa a 44° C durante 24 horas. Transcurrido este tiempo se procede al conteo de las colonias de color azul. El resultado final del conteo de colonias encontradas ha de referirse a 100 ml de muestra.

Para llevar a cabo este tipo de análisis, todo el material empleado en la siembra es adecuadamente esterilizado por la acción de la llama directa. Por su parte, el material de vidrio y el agua destilada empleada en las diluciones es esterilizado en autoclave.

3. RESULTADOS E INTERPRETACIÓN

Tal como se ha mencionado en el Apartado 2, el estudio de la evolución de la calidad del agua almacenada en la balsa de San Isidro comprende desde diciembre de 1995 hasta abril de 1997, dividido en tres períodos de lagunaje discontinuo:

Período 1: diciembre 1995-febrero 1996 (invierno)

Período 2: mayo-julio 1996 (primavera-verano)

Período 3: enero-abril 1997 (invierno-primavera)

A continuación se hace un estudio de cada período por separado, comenzando por los parámetros medidos “in situ” (temperatura, oxígeno disuelto (OD), pH y conductividad eléctrica (CE)) y después los parámetros obtenidos, mediante análisis de las muestras correspondientes, en el laboratorio (clorofila-a, MES, DQO, nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato, fosfato, sulfato, sulfuro y coliformes fecales).

Finalmente, también se realiza un estudio cinético de la eliminación de amonio, sulfuros y coliformes fecales que tiene lugar en la balsa durante el tiempo de retención para cada período.

3.1. PERÍODO 1: diciembre 1995-febrero 1996

En este período el agua almacenada en la balsa de San Isidro fue una mezcla de agua residual depurada (efluente del tratamiento secundario de la EDAR de S/C de Tenerife) y agua blanca procedente del pozo de Chacorche. El punto de inyección de agua blanca procedente del citado pozo, en la conducción de transporte de aguas residuales hacia la balsa del Valle de San Lorenzo, está situado en el punto kilométrico 10, en el municipio de Candelaria. La proporción de agua depurada a agua blanca durante el llenado de la balsa fue de 3/1.

En la Tabla 3.I.1 se presentan los valores de los diferentes parámetros en el agua de entrada a la balsa cada día de llenado, junto con los valores medios obtenidos utilizando la ecuación 2.1 y que hemos considerado como representativos del agua total almacenada al comienzo del período. La evolución del volumen de agua en la balsa, desde que comenzó a llenarse hasta el final del período, se representa en la Figura 3.I.1. La disminución del volumen de agua almacenada a lo largo del mismo fue debida a pérdidas por filtración y evaporación.

La duración del período de estudio fue de 63 días. Aproximadamente cada 7 días se tomaron muestras en dos puntos diferentes, Punto 1 y Punto 3, indicados con las referencias 1 y 3 en la Figura 2.2. La correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento se indica en la Tabla 3.I.2

Tabla 3.1.1. Período 1. Características del agua de entrada.

FECHA	Q _{ent} m ³ /día	V _{alm} m ³	pH	CE μS/cm	MES mg/l	DQO mg/l	N-NH ₃ mg/l	N-NO ₂ mg/l	N-NO ₃ mg/l	PO ₄ ³⁻ mg/l	S ²⁻ mg/l	log CF col/100 ml
21/11/95	0	0	7,75	1480	19	72	27,4	0,03	0,17	34	4,8	3,4
22/11/95	975	975	7,86	1480	13	54	31,0	0,02	0,08	29	4,0	3,4
23/11/95	1125	2100	7,66	1500	14	55	32,8	0,04	0,06	32	6,4	3,4
24/11/95	791	2891	7,83	1510	15	60	32,0	0,04	0,16	30	8,0	3,6
27/11/95	2532	5423	7,71	1530	13	47	33,6	0,04	0,00	31	7,2	3,4
28/11/95	974	6397	7,7	1420	21	64	31,4	0,01	0,00	33	4,0	3,9
29/11/95	5316	11713	7,58	1230	6	46	25,0	0,03	0,17	27	4,8	3,7
30/11/95	7634	19347	7,7	1290	4	65	27,2	0,06	0,00	28	3,2	4,0
01/12/95	7249	26596	7,73	1250	6	43	27,2	0,02	0,00	25	-	5,0
04/12/95	22662	49258	7,86	1220	5	38	24,2	0,05	0,05	25	2,4	3,7
VALOR MEDIO	-	-	7,74	1288	8	48	26,3	0,04	0,06	27	2,71	4,1

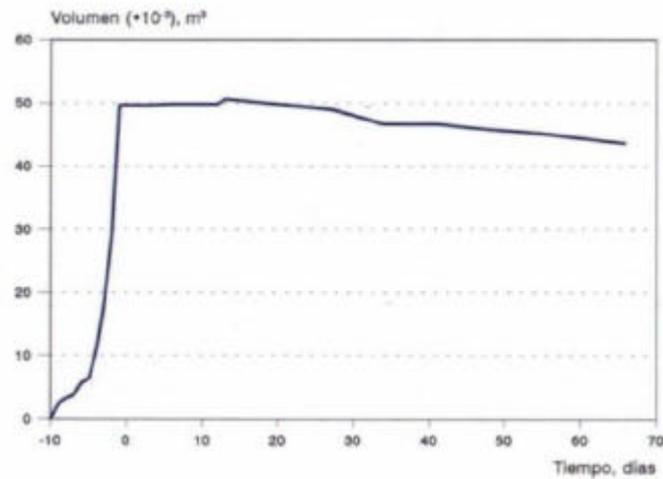


Figura 3.I.1. Período 1. Volumen de agua almacenada en la Balsa de San isidro

Tabla 3.I.2. Correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento.

FECHA	DÍAS DE ALMACENAMIENTO
04/12/95	0
07/12/95	3
14/12/95	10
21/12/95	17
28/12/95	24
04/01/96	31
11/01/96	38
17/01/96	44
25/01/96	52
05/02/96	63

3.1.1. Resultados del Período 1.

Los valores de los parámetros obtenidos “in situ”, mediante la sonda multiparamétrica, se muestran en las Tablas AI.1 a AI.18 del Anexo I. Los resultados obtenidos mediante análisis en el laboratorio para las muestras tomadas en el Punto 1 y Punto 3, a diferentes profundidades, se presentan en las Tablas AI.19 a AI.27 del Anexo I.

3.1.2. Estudio preliminar.

Como estudio previo y con objeto de comprobar la homogeneidad de la balsa, se comparan los resultados obtenidos para los parámetros medidos “in situ” y en el laboratorio en los Puntos 1 y 3. En las Figuras 3.I.2 a 3.I.15 se representan los resultados del Punto 1 frente al Punto 3, para cada uno de los parámetros analizados, a diferentes profundidades. Como se puede observar, considerando que se trata de datos experimentales de sistemas reales, los valores se agrupan razonablemente bien en torno a las diagonales, lo que indica una homogeneidad horizontal aceptable del agua en toda la balsa.

El resultado de este estudio preliminar llevó a que en los siguientes períodos se tomaran muestras en un sólo punto, el Punto 3, que se corresponde con la vertical de la entrada-salida del agua en la balsa por el fondo, y es el punto de más fácil accesibilidad.

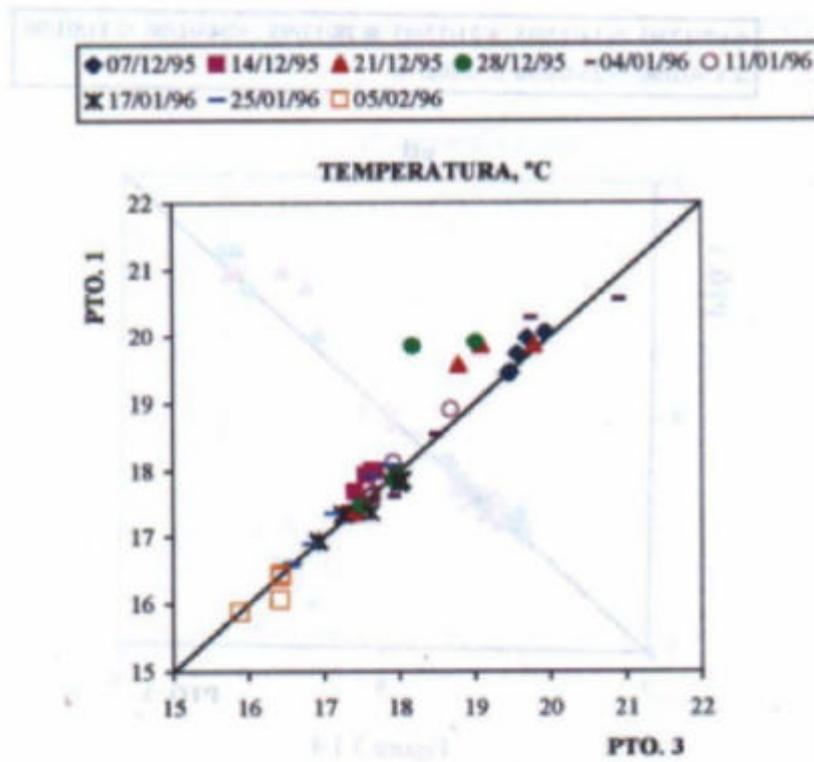


Figura 3.1.2

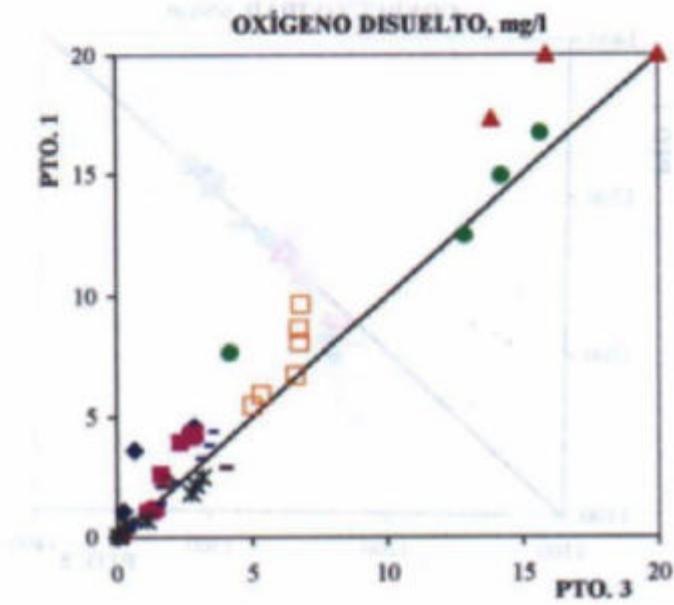


Figura 3.1.3

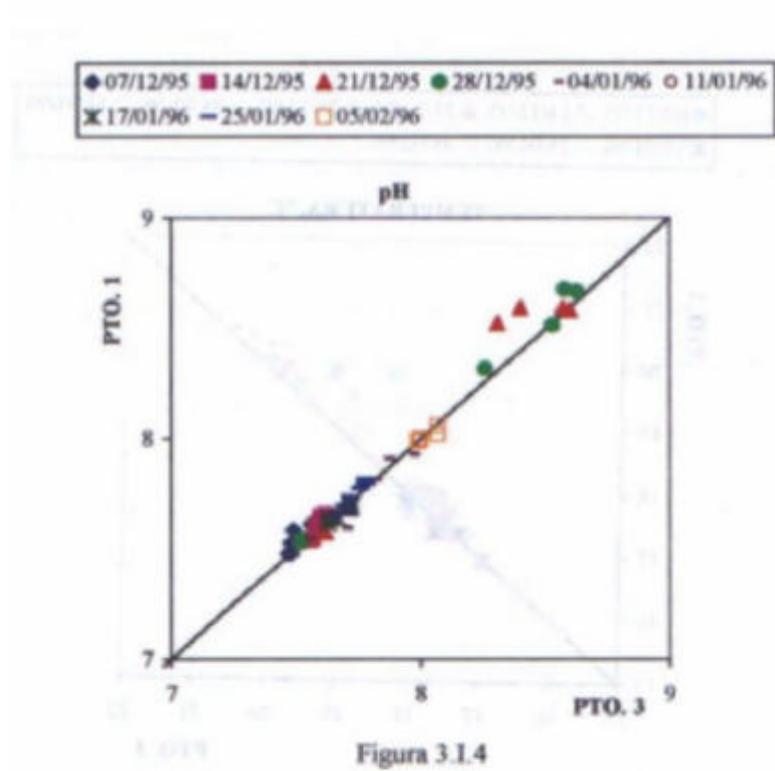


Figura 3.1.4

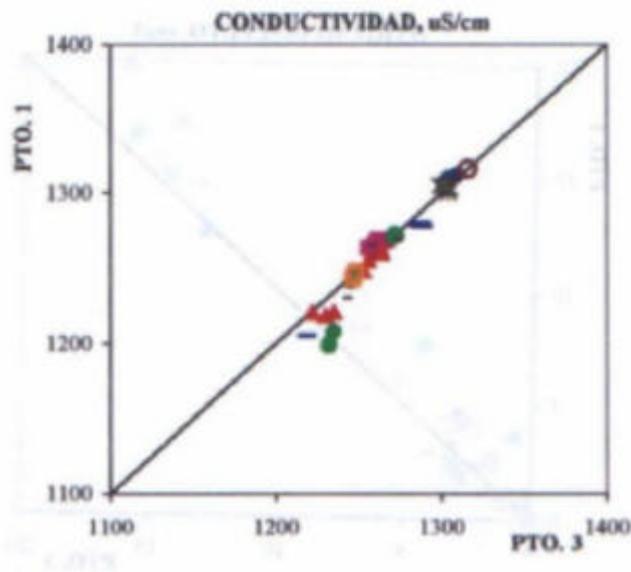


Figura 3.1.5

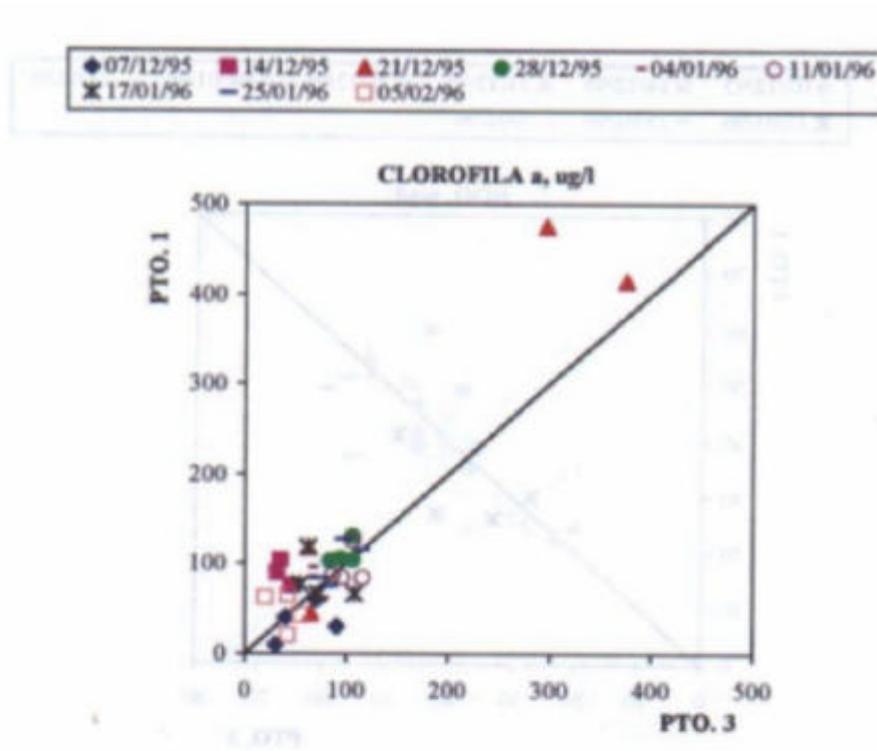


Figura 3.I.6

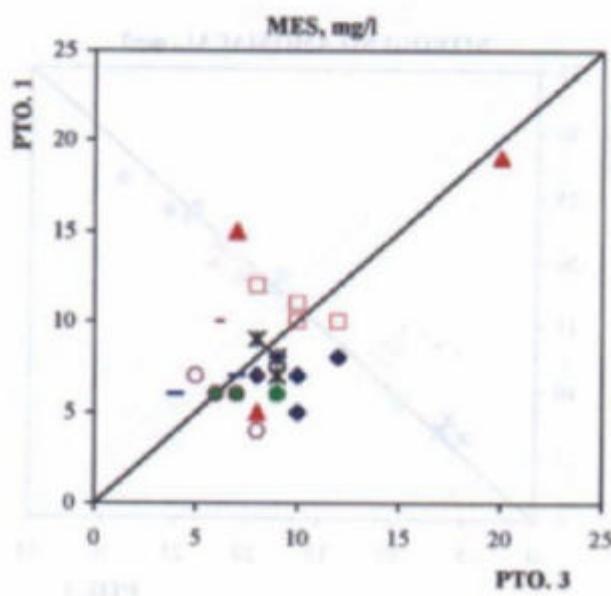


Figura 3.I.7

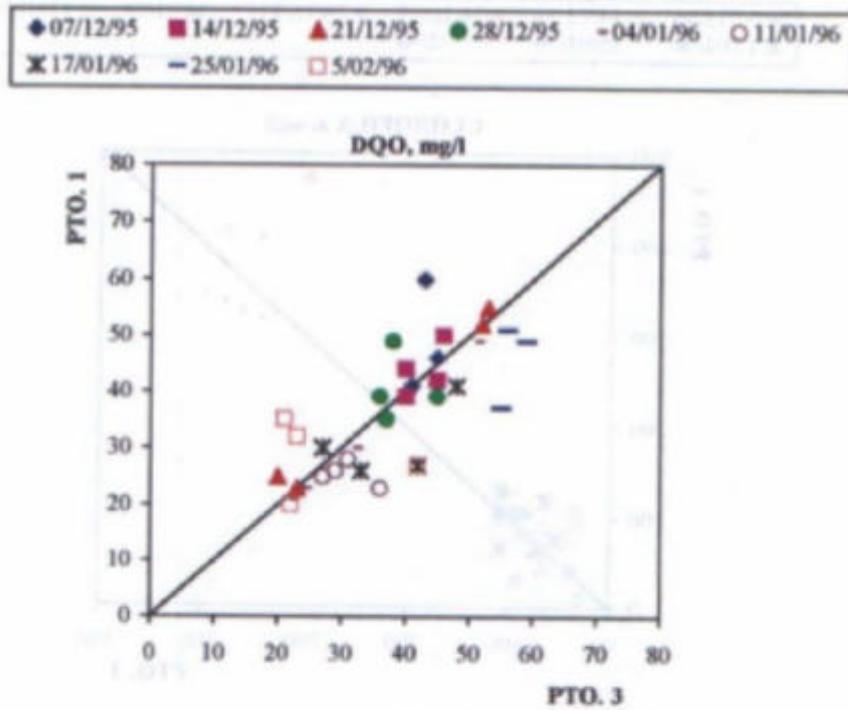


Figura 3.1.8

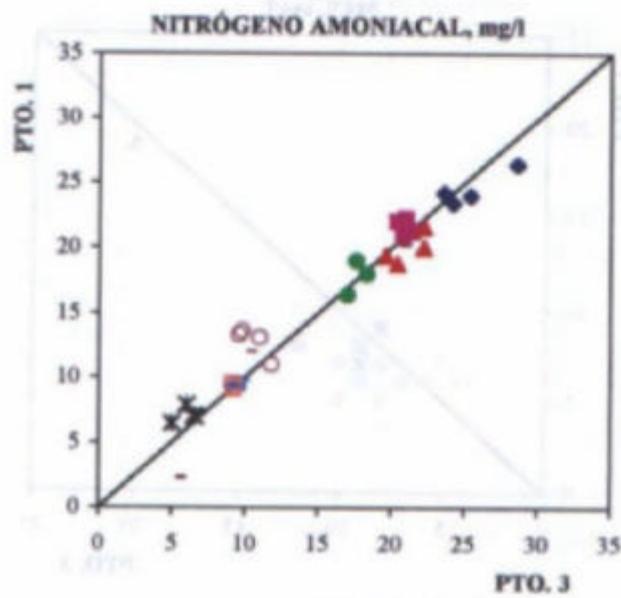


Figura 3.1.9

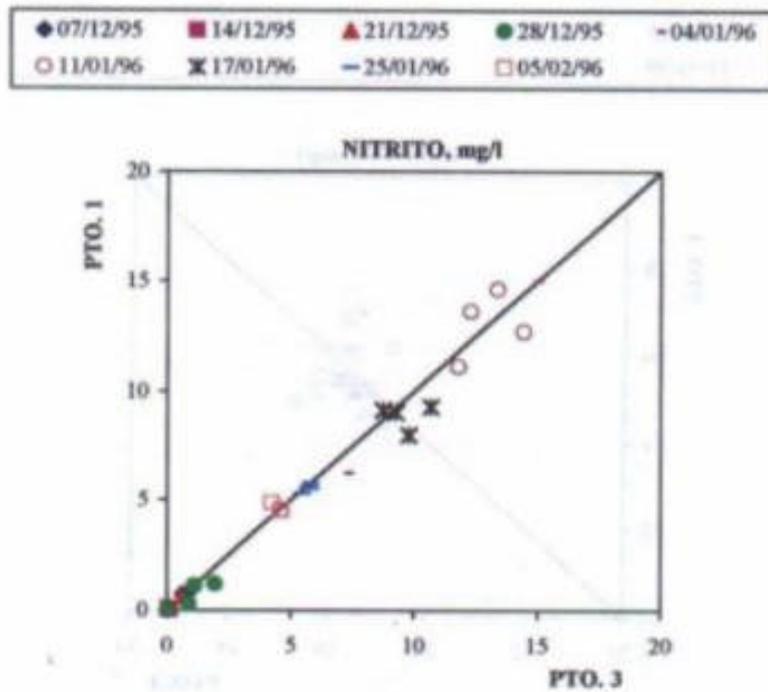


Figura 3.I.10

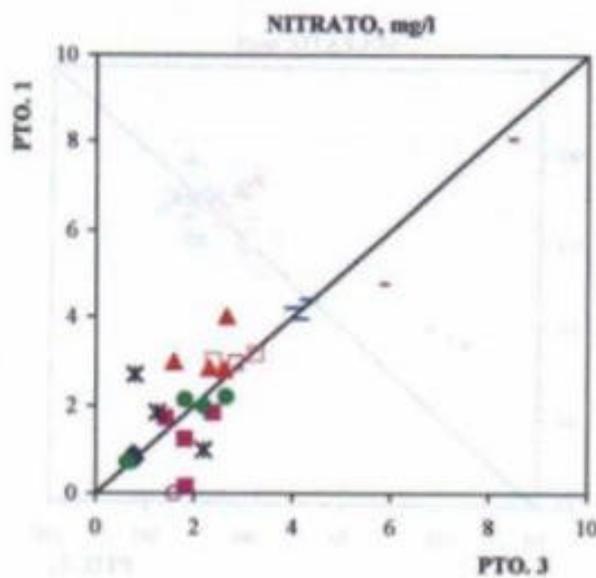


Figura 3.I.11

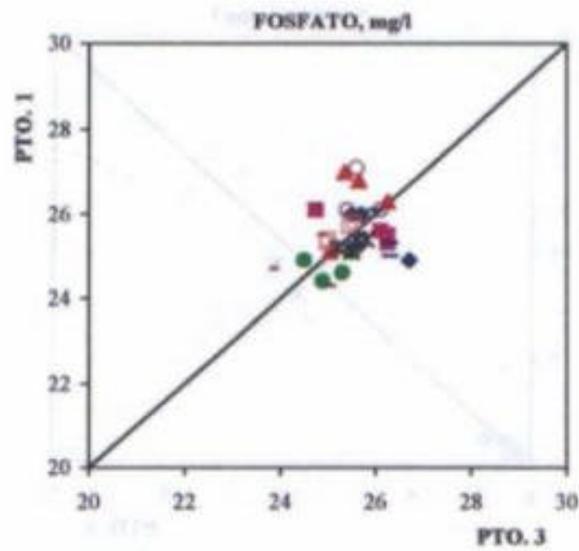


Figura 3.I.12

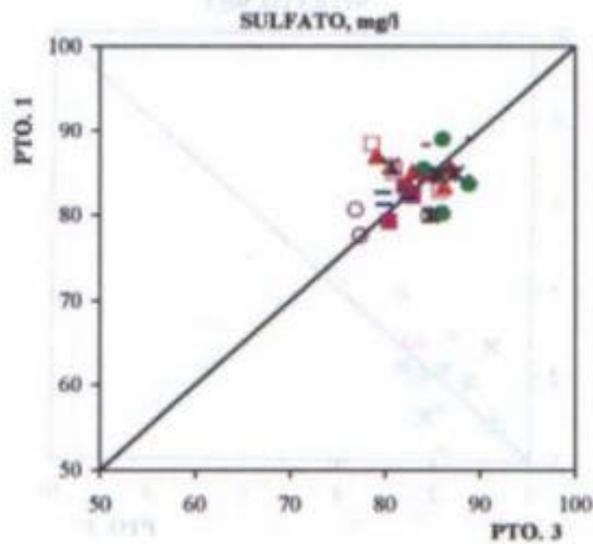


Figura 3.I.13

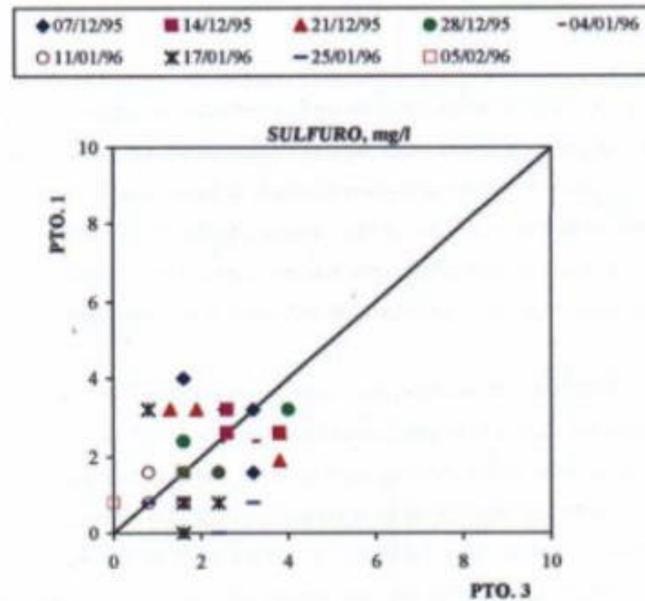


Figura 3.1.14

3.1.3. Perfiles verticales de medidas “in situ” del Período 1.

Como se indicó anteriormente se realizaron medidas “in situ” de: temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad eléctrica, cuyos resultados se indican en las Tablas AI.1 a AI.18 del Anexo 1. Como consecuencia del resultado obtenido anteriormente en este apartado se hace uso, solamente, de los datos del Punto 3.

a) Temperatura

En las Figuras 3.I.15a, b y c, se presentan los perfiles verticales de temperatura a lo largo de este período, en cada perfil aparece la fecha del día de muestreo y entre paréntesis el día de almacenamiento. Como puede observarse la máxima diferencia de temperatura entre la superficie y el fondo de la balsa es inferior a 3° C (04/01/96), estando esta diferencia concentrada en la superficie con termoclinas que se desarrollan como máximo entre 1-2 m de profundidad. Estos pequeños gradientes térmicos pueden ser debidos a la influencia de la temperatura ambiente.

Para analizar la influencia de la temperatura ambiente en la del agua, a lo largo de todo el período, se estimaron los valores de la temperatura ambiente, a la hora del muestreo, a partir de los datos suministrados por la Estación Meteorológica del Aeropuerto Tenerife Sur y se calcularon los valores medios de temperatura en el epilimnion e hipolimnion para cada día de muestreo. Estos valores se indican en la Tabla 3.I.3 y se representan en la Figura 3.I.16. Se observa una buena correspondencia entre las temperaturas del epilimnion y la temperatura ambiente, lo que explica la aparición temporal de los gradientes térmicos en los días más cálidos (21/12/95, 28/12/95 y 04/01/96), que se corresponden con los días de almacenamiento: 17, 24 y 31.

Por tanto, dada la hora de muestreo, no parece que estos gradientes sean suficientes para mantener una estratificación permanente del agua embalsada y que el epilimnion e hipolimnion son temporales, desarrollándose principalmente los días más cálidos a las horas de mayor temperatura ambiente. Por ello, inicialmente puede considerarse que, durante este período, correspondiente a la estación invernal, existe un aceptable grado de mezcla en toda la columna de agua (*Moreno y col.; 1991*).

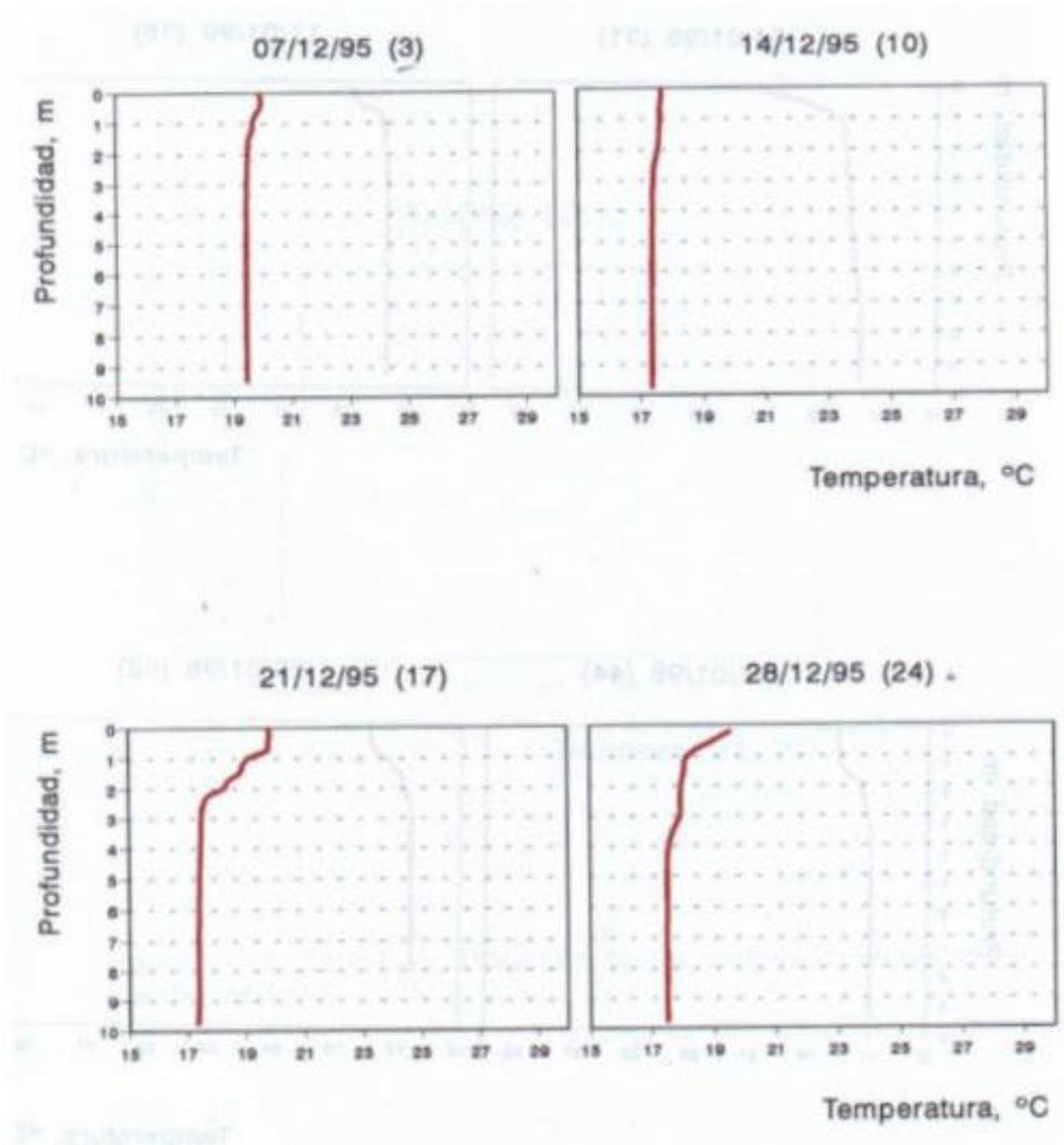


Figura 3.I.15 a. Período 1. Evolución de los perfiles de temperatura

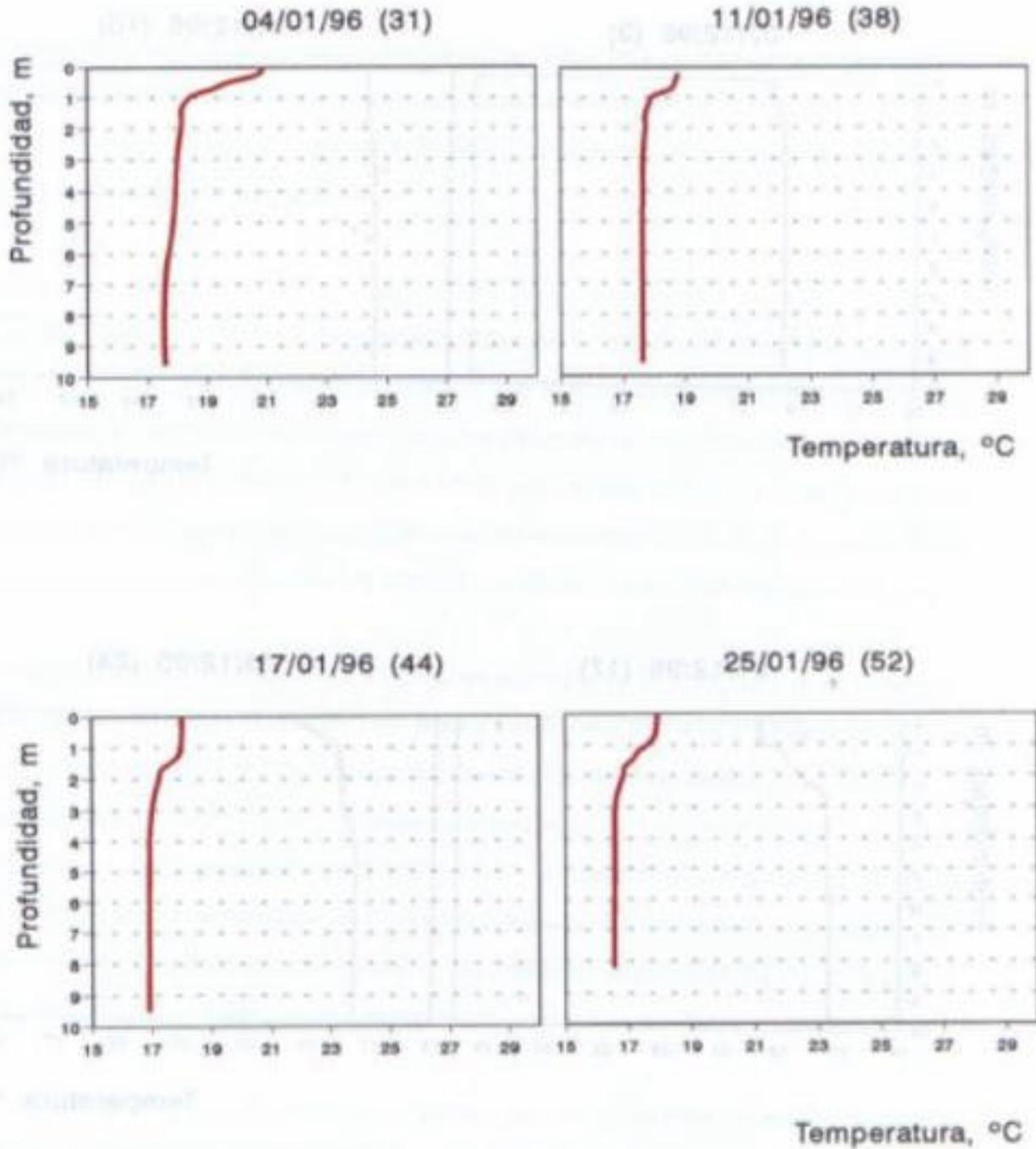


Figura 3.I.15 b. Período 1. Evolución de los perfiles de temperatura. (Continuación)

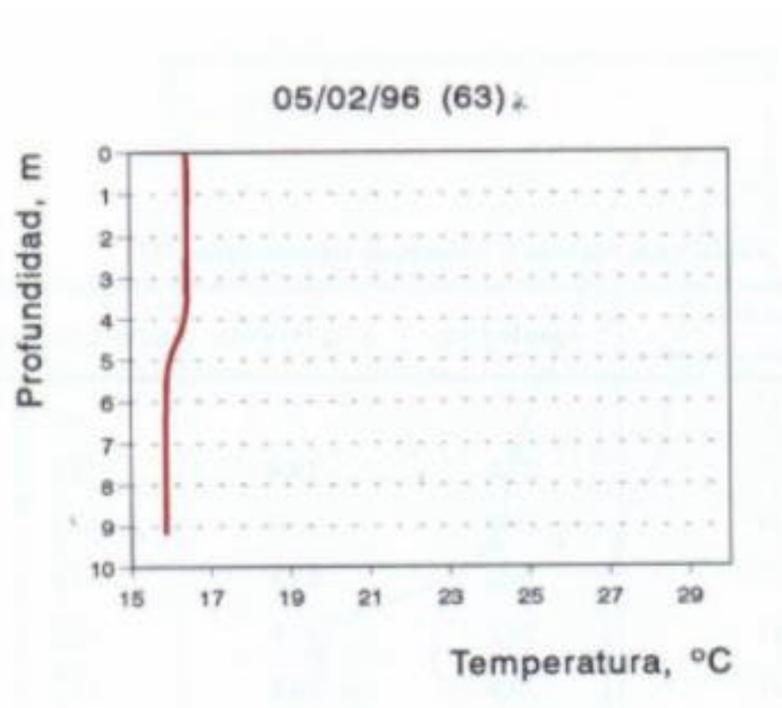


Figura 3.I.15 c. Período 1. Evolución de los perfiles de temperatura. (Continuación).

Tabla 3.I.3. Período 1. Valores de temperaturas, °C

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	AMBIENTE	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-	-
3	21,6	19,8	19,5
10	19,7	17,6	17,4
17	21,6	19,7	17,4
24	21,2	19,6	17,7
31	22,8	20,8	17,9
38	19,8	18,7	17,7
44	19,4	18,0	17,0
52	18,5	17,8	16,6
63	17,4	16,4	15,9

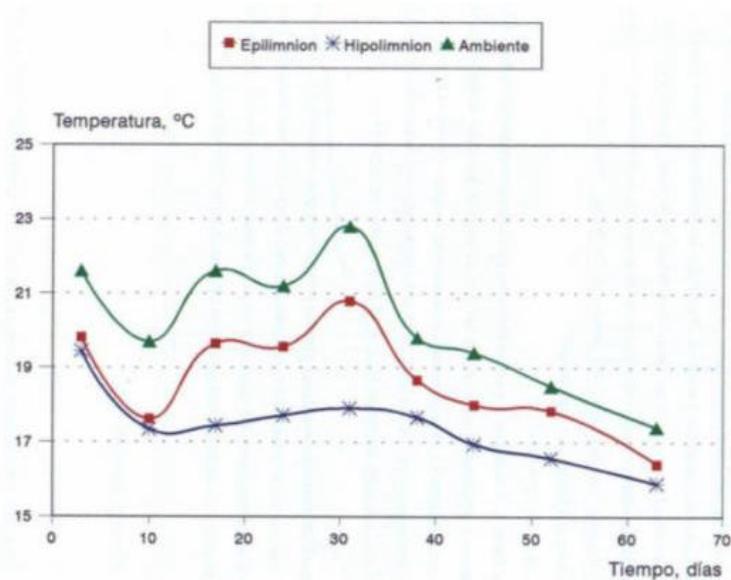


Figura 3.I.16. Período 1. Valores de temperatura en epilimnion, hipolimnion y temperatura ambiente.

b) Oxígeno disuelto

En las Figuras 3.I.17a, b y c se han representado los perfiles verticales de oxígeno disuelto obtenidos en la balsa de San Isidro para cada día de muestreo. Como puede observarse la concentración de oxígeno disuelto es máxima en la capa superficial y a medida que aumenta la profundidad va disminuyendo hasta anularse. Puesto que la concentración de oxígeno disuelto es función, entre otros factores, de la actividad fotosintética en la balsa (*Moreno y col., 1991*), y ésta se realiza principalmente en las capas superficiales se decidió, para calcular la concentración de oxígeno disuelto representativo del estado de la balsa, dividir ésta en dos zonas correspondientes al epilimnion e hipolimnion.

En la Tabla 3.I.4 se dan los resultados obtenidos para la concentración de oxígeno disuelto en el epilimnion e hipolimnion cada uno de los días de medida, así como la profundidad del epilimnion, y en la Figura 3.I.18 se presenta la evolución del oxígeno disuelto a lo largo de todo el tiempo de almacenamiento. En la Figura 3.I.19 se ha representado la concentración de oxígeno disuelto, a 4 profundidades diferentes (1, 2, 4 y 8 m) a lo largo del período.

Se puede observar que el oxígeno disuelto presenta una gran variación a lo largo de todo el período, alcanzando en la zona del epilimnion concentraciones de sobresaturación entre los días 17-24 de almacenamiento del agua, para luego disminuir a valores entre 2 y 7 mg/l. En el hipolimnion se ven reflejadas las variaciones de oxígeno disuelto del epilimnion.

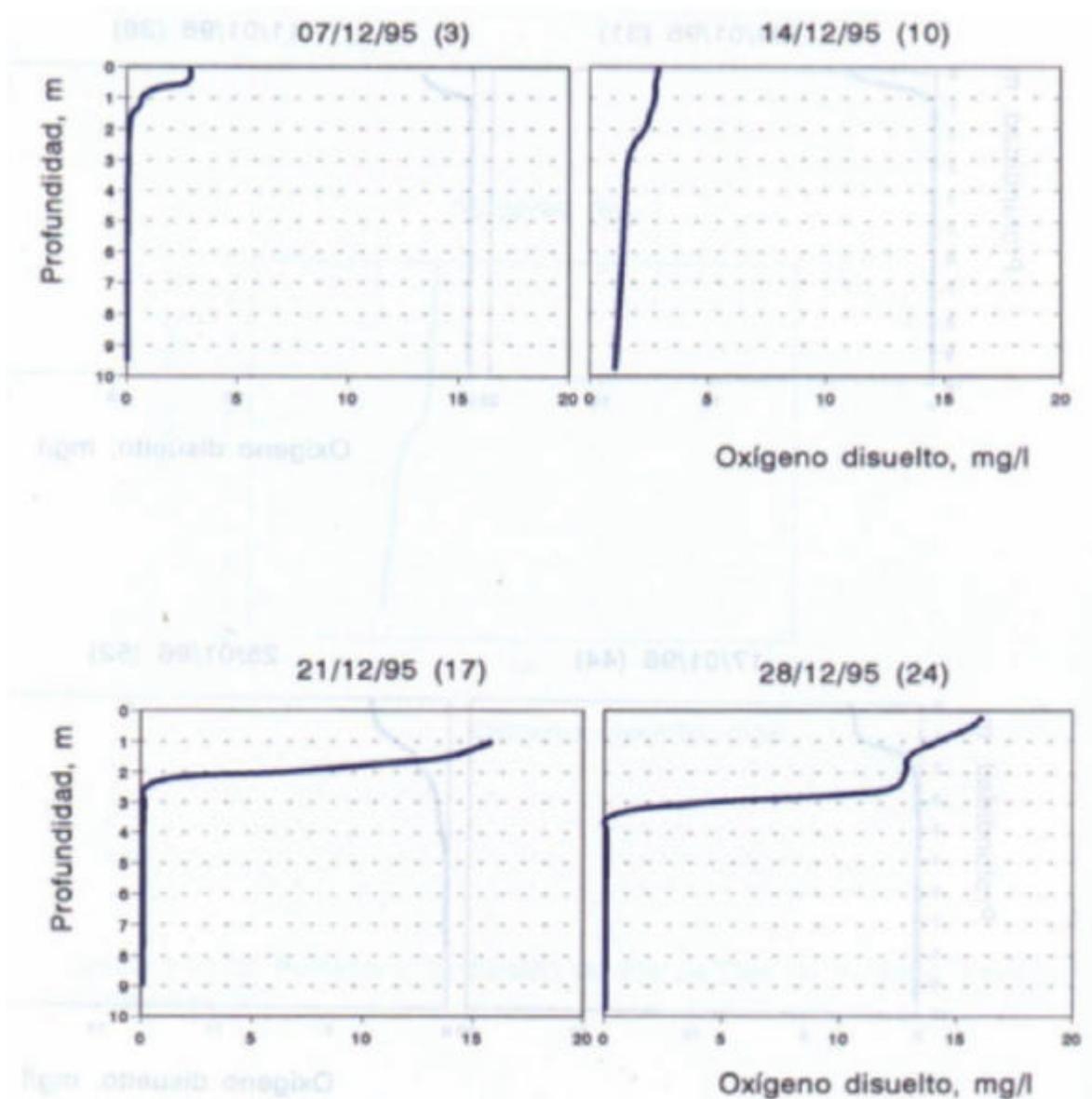


Figura 3.I.17 a. Período 1. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.

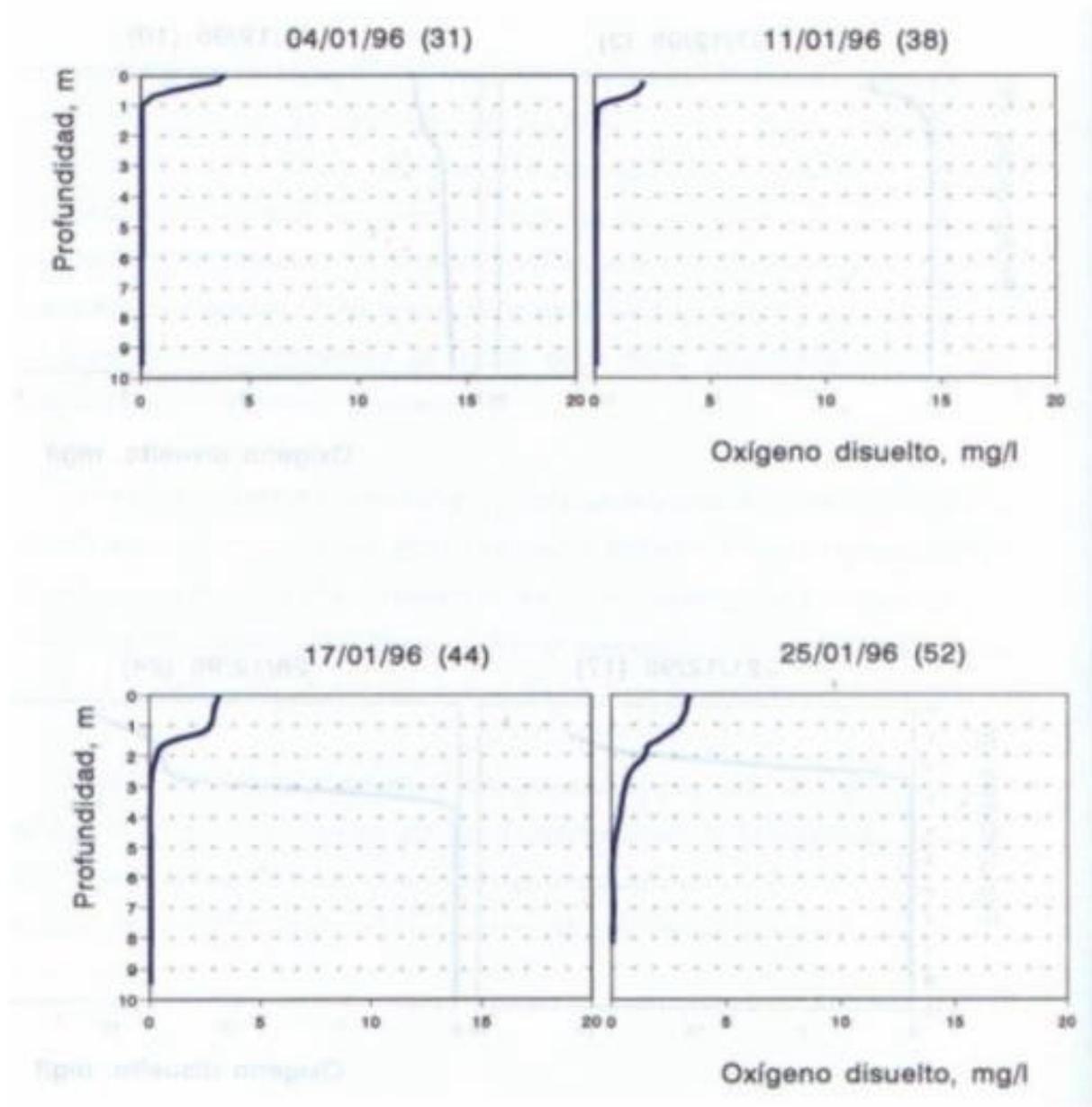


Figura 3.I.17 b. Período 1. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto. (Continuación).

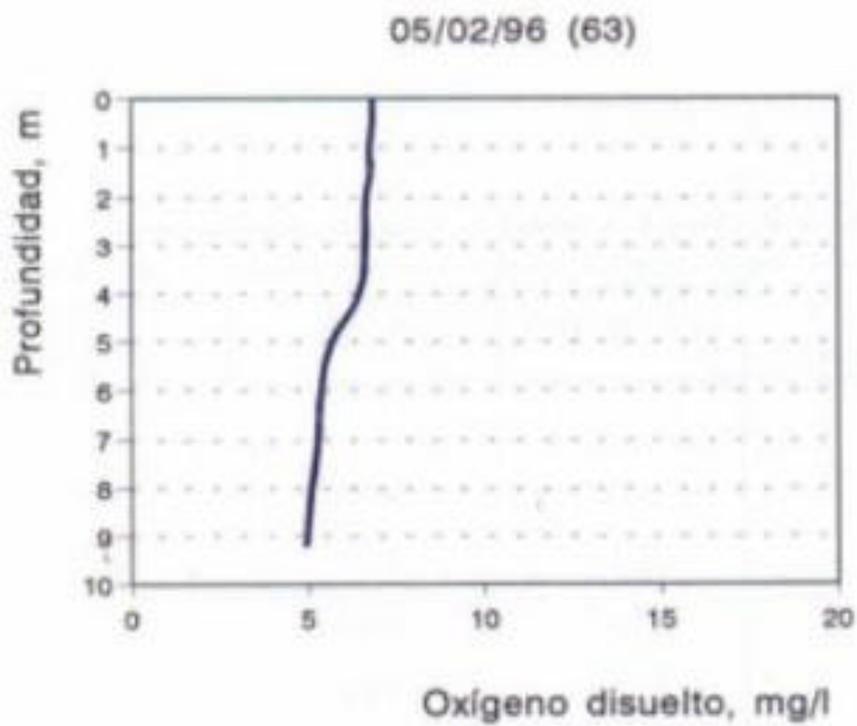


Figura 3.I.17 c. Período 1. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

Tabla 3.I.4. Período 1. Valores de Oxígeno disuelto, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION	PROF. EPIL., m
0	-	-	-
3	3,38	0,08	0,5
10	2,71	1,34	2,0
17	15,87	0,12	1,0
24	15,89	4,84	1,0
31	3,67	0,05	0,2
38	1,80	0,07	0,7
44	2,87	0,06	1,2
52	3,23	0,37	1,0
63	6,69	5,24	4,0

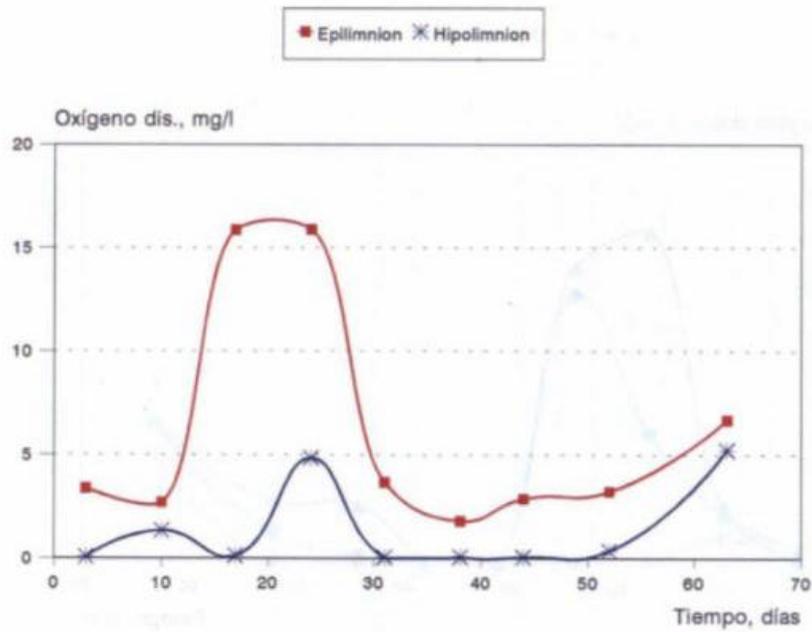


Figura 3.I.18. Período 1. Evolución del oxígeno disuelto en epilimnion e hipolimnion

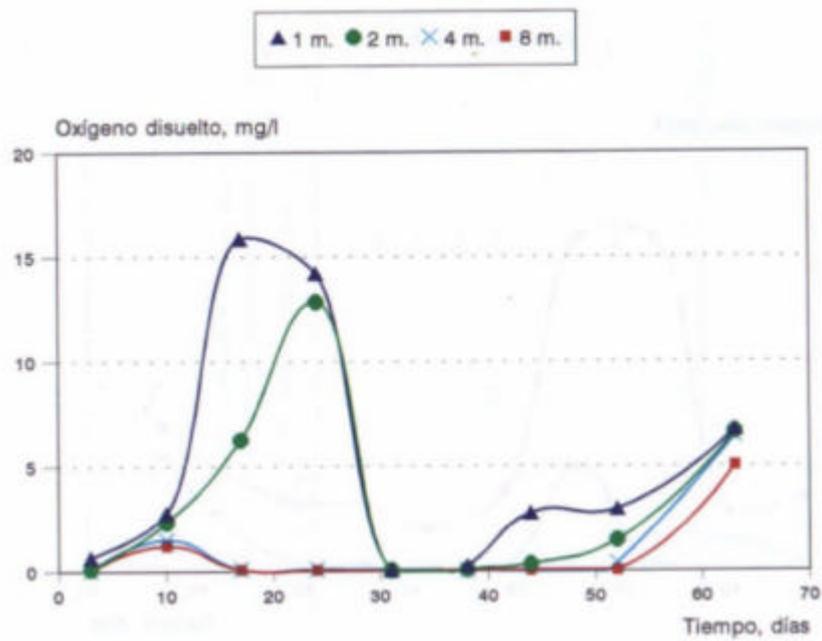


Figura 3.I.19. Evolución del oxígeno disuelto a diferentes profundidades.

c) pH y conductividad eléctrica

En las Figuras 3.I.20a, b y c y 3.I.21a, b y c se muestran los perfiles de pH y conductividad eléctrica de cada uno de los días de muestreo. De la misma manera que para el oxígeno disuelto, para el pH y la conductividad se han calculado los valores en el epilimnion e hipolimnion. Los resultados obtenidos para cada día de muestreo se indican en las Tablas 3.I.5 y 3.I.6 y se representan en las Figuras 3.I.22 y 3.I.23.

En la Figura 3.I.21 se puede observar que los días 17 y 24 aparecen los valores máximos de pH (8,55 y 8,64) que al comparar con la Figura 3.I.18 se ve que coinciden con los máximos de oxígeno disuelto. Este hecho ya había sido observado anteriormente por *Llorens y col. (1992)* que lo atribuye a la acción fotosintética del fitoplancton. Por otra parte, los valores se mantienen en la zona alcalina (7,47-8,64) lo que indica el buen funcionamiento de la balsa (*Moreno y col., 1991*).

En cuanto a la conductividad eléctrica se observa, al comparar las Figuras 3.I.23 con la Figura 3.I.22 y con 3.I.18, que los máximos de oxígeno disuelto y pH coinciden con mínimos en la conductividad eléctrica.

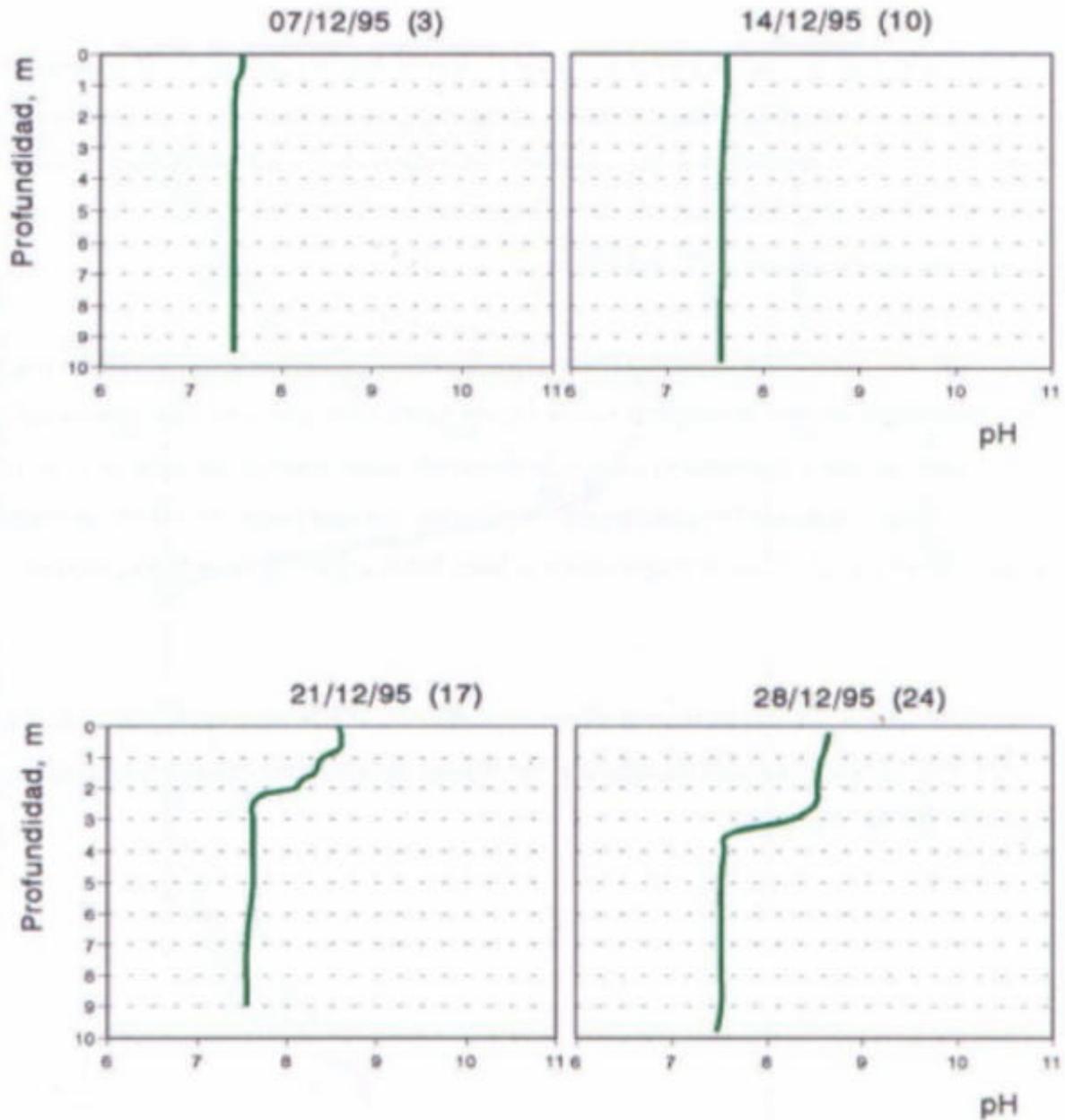


Figura 3.I.20 a. Período 1. Evolución de los perfiles de pH.

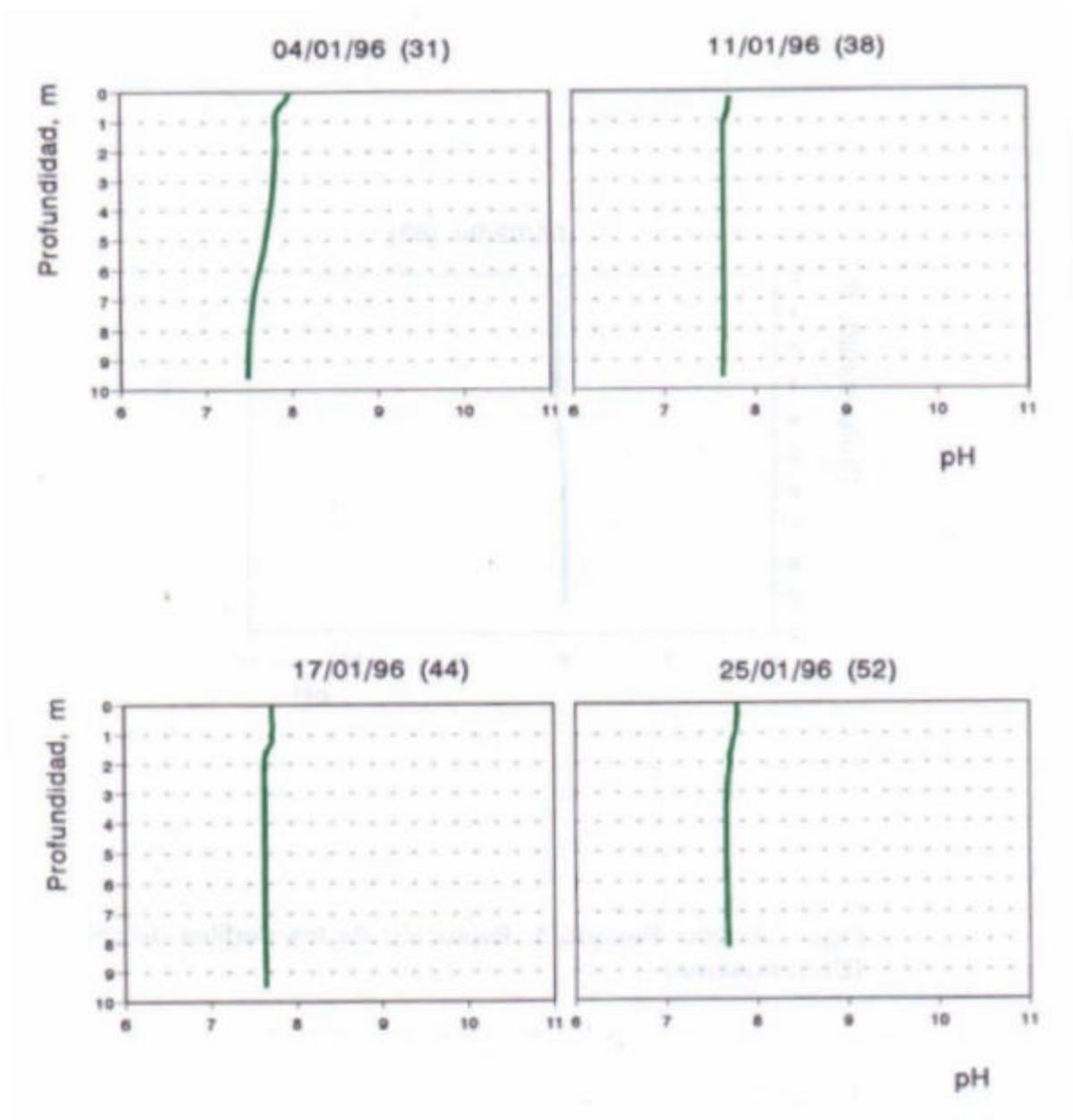


Figura 3.I.20 b. Período1. Evolución de los perfiles de pH. (Continuación).

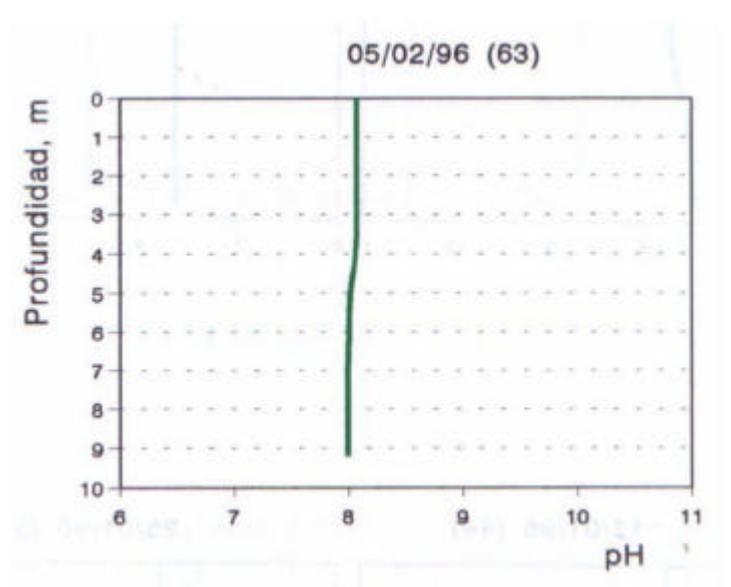


Figura 3.I.20 c. Período 1. Evolución de los perfiles de pH. (Continuación).

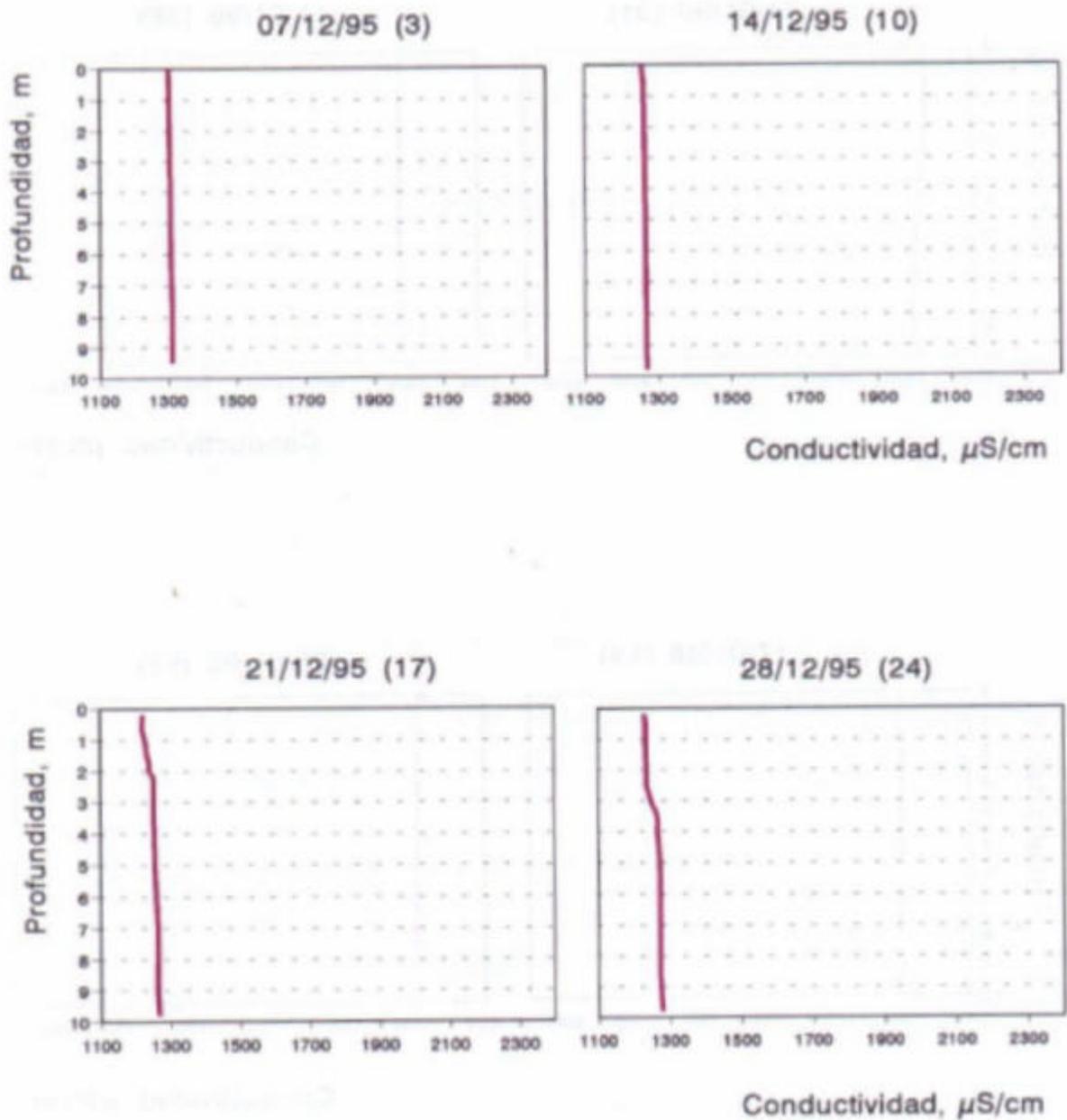


Figura 3.I.21 a. Período 1. Evolución de los perfiles de conductividad.

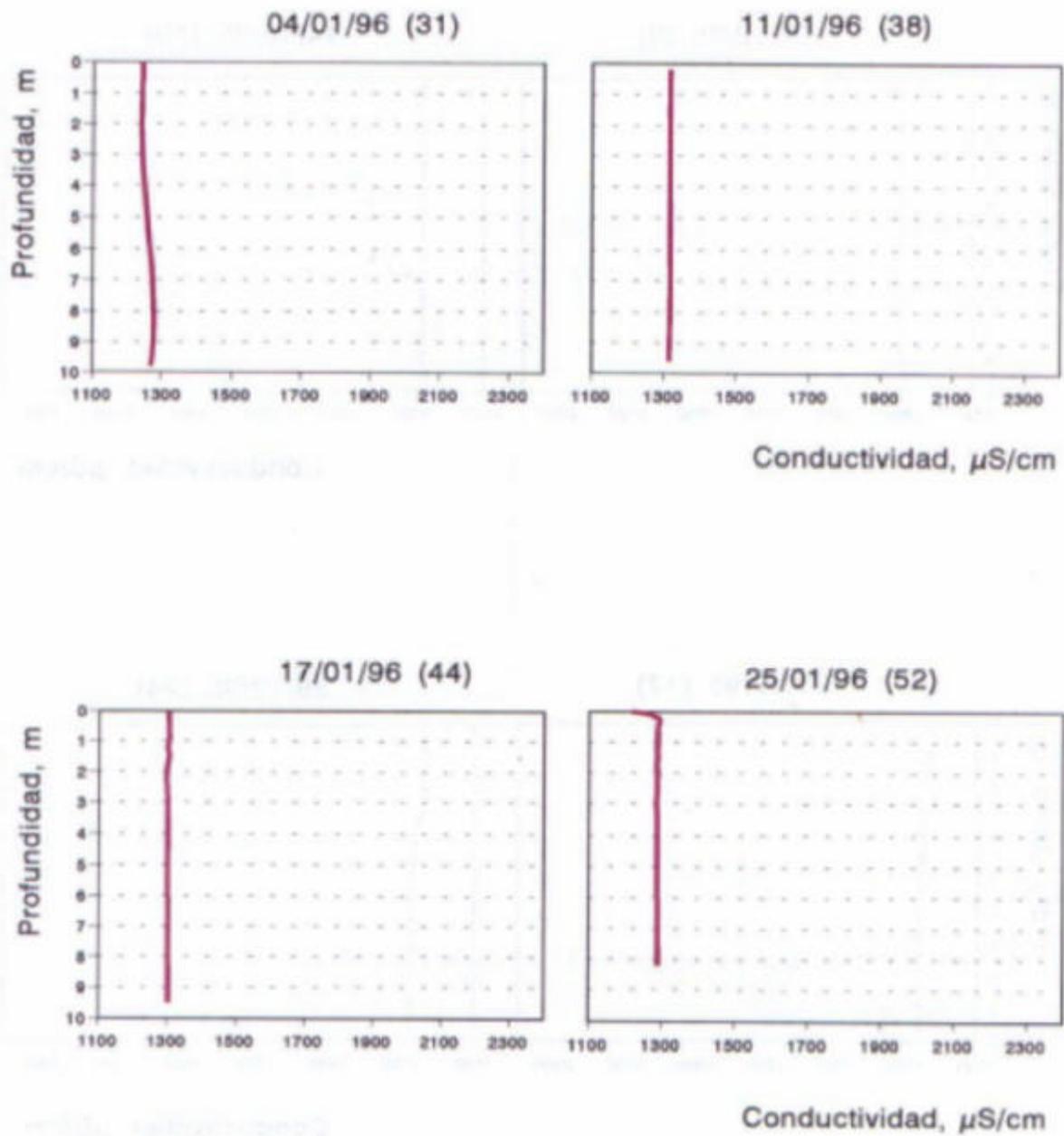


Figura 3.I.21 b. Período 1. Evolución de los perfiles de conductividad. (Continuación).

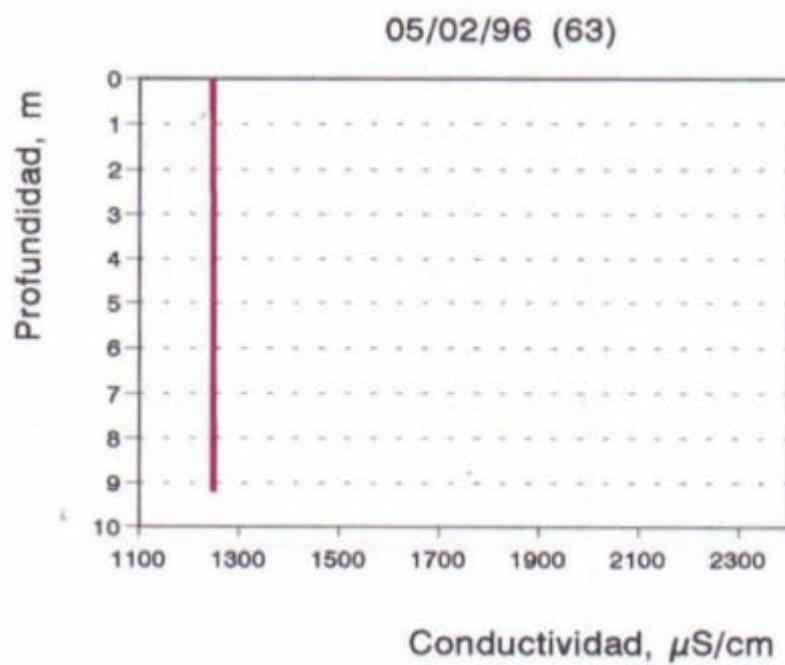


Figura 3.I.21 c. Período 1. Evolución de los perfiles de conductividad (Continuación).

Tabla 3.I.5. Período 1. Valores de pH.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
3	7,58	7,47
10	7,62	7,57
17	8,55	7,59
24	8,64	7,93
31	7,96	7,67
38	7,71	7,65
44	7,72	7,63
52	7,77	7,67
63	8,07	7,99

Tabla 3.I.6. Período 1. Valores de conductividad, mS/cm.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
3	1303	1306
10	1260	1266
17	1224	1258
24	1230	1256
31	1242	1258
38	1316	1316
44	1304	1302
52	1274	1288
63	1247	1248

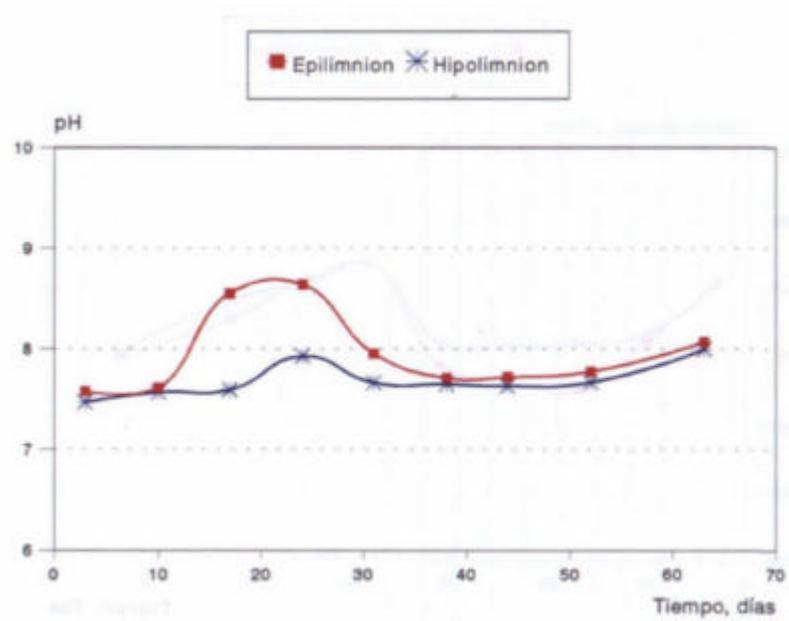


Figura 3.I.22. Evolución del pH en epilimnion e hipolimnion durante el Período 1.

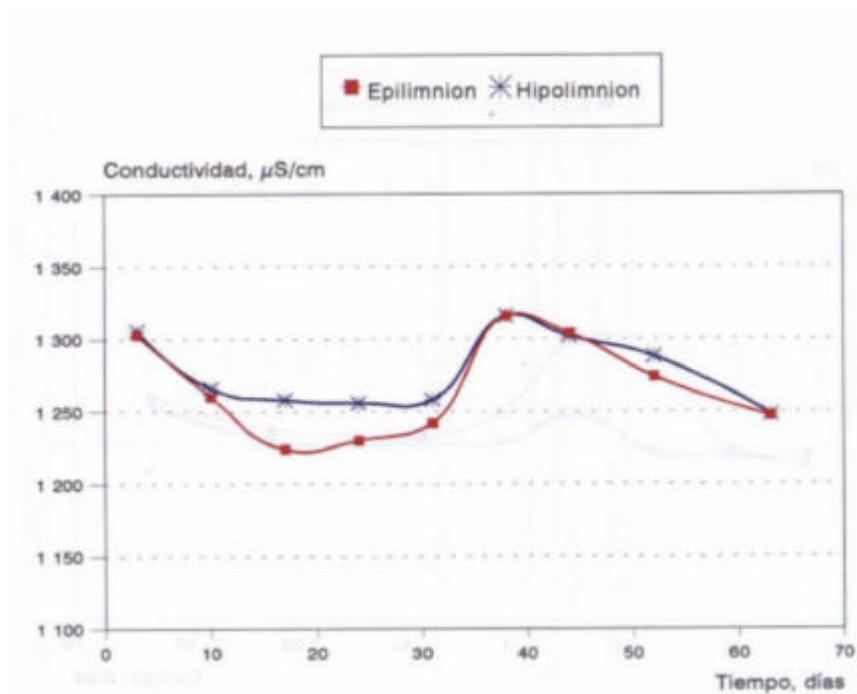


Figura 3.I.23. Evolución de la conductividad en epilimnion e hipolimnion durante el Período 1

3.1.4. Medidas de laboratorio.

A continuación se presentan los resultados obtenidos para cada uno de los parámetros analizados en el laboratorio: clorofila-a, materia en suspensión (MES), demanda química de oxígeno (DQO), amonio, nitrito, nitrato, fosfato, sulfato, sulfuro y coliformes fecales, así como su variación a lo largo de todo el período. Estos resultados son los obtenidos a partir de la media aritmética entre el Punto 1 y Punto 3. Dada la relación de la clorofila-a y la MES con la presencia de algas en la superficie, se decidió, para el estudio de estos parámetros, calcular la concentración media en el epilimnion e hipolimnion. Estos datos se han obtenido a partir del análisis de laboratorio de las muestras tomadas cada día de muestreo, como valor medio (media aritmética) de los puntos correspondientes al epilimnion o hipolimnion (en su caso). Para el resto de los parámetros, DQO, nitrógeno, fosfato, sulfato, sulfuro y coliformes fecales se ha calculado el valor medio en toda la columna de agua ya que al comparar los resultados obtenidos para cada día de muestreo, a diferentes profundidades, no se apreciaron variaciones importantes, Tablas AI.21 a AI.27 del Anexo I. Para el cálculo de la concentración media a lo largo de toda la columna se empleó un método de integración numérica, donde la concentración media viene dada por la expresión siguiente:

$$C_m = \frac{1}{L_2 - L_1} \int_{L_1}^{L_2} C dl \quad [3.1]$$

donde:

C_m : concentración media, mg/l

C : concentración de los diferentes parámetros, mg/l

L : profundidad de toma de muestra, m

En las Tablas 3.I.7 a 3.I.13 se presentan los resultados de los parámetros analizados obtenidos como media aritmética de los valores del Punto 1 y Punto 3.

Tabla 3.I.7. Período 1. Valores de Clorofila-a, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
3	65	30
10	61	38
17	395	64
24	100	99
31	77	71
38	103	93
44	91	67
52	79	114
63	45	42

Tabla 3.I.8. Período 1. Valores de MES, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	8	8
3	10	8
10	-	-
17	20	6
24	8	6
31	8	8
38	6	6
44	9	8
52	9	5
63	11	10

Tabla 3.I.9. Período 1. Concentración media de DQO

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	mg/l
0	48
3	43
10	42
17	34
24	37
31	25
38	28
44	34
52	48
63	26

Tabla 3.I.10. Período 1. Concentración media de N-NH₃, N-NO₂ y N-NO₃

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	N-NH₃, mg/l	N-NO₂, mg/l	N-NO₃, mg/l
0	26,3	0,04	0,06
3	24,1	0,73	0,79
10	20,9	0,07	1,43
17	20,5	0,26	2,89
24	17,7	0,89	1,71
31	11,0	7,47	5,41
38	11,4	12,27	5,50
44	6,4	9,40	1,45
52	9,4	5,63	4,14
63	9,1	4,50	2,88

Tabla 3.I.11. Período 1. Concentración media de fosfato.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	mg/l
0	27
3	26
10	25
17	26
24	25
31	25
38	25
44	25
52	26
63	25

Tabla 3.I.12. Período 1. Concentración media de sulfato y sulfuro.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	SO ₄ ²⁻ , mg/l	S ²⁻ , mg/l
0	-	2,71
3	84	2,78
10	82	2,87
17	84	2,73
24	83	2,43
31	81	2,66
38	77	1,00
44	84	1,50
52	82	1,73
63	83	1,60

Tabla 3.I.13. Período 1. Valores de coliformes fecales, log col/100 ml

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	4.1	4.1
3	-	2,4
10	-	3,2
17	-	-
24	1,0	1,4
31	-	-
38	2,5	1,7
44	1,1	0,0
52	-	-
63	1,5	1,5

a) Clorofila-a

Los resultados obtenidos para la clorofila-a se representan en la Figura 3.I.24. Se puede observar valores casi constantes de la clorofila-a a lo largo de todo el período en estudio excepto en torno al día 17 de almacenamiento en el que aparece un máximo de concentración en el epilimnion. Este valor es relativamente pequeño 395 $\mu\text{g/l}$ comparado con las concentraciones medias citadas en la bibliografía, en torno a un rango de 1000-3000 $\mu\text{g/l}$ (Mara, D. y Pearson, H., 1986) y responde a un máximo en el crecimiento de microalgas durante el período y que incluso se puede observar visualmente en la balsa. Este crecimiento explica las variaciones de oxígeno

disuelto, pH y conductividad eléctrica que se han mostrado en las Figuras 3.I.18, 3.I.22 y 3.I.23 analizadas anteriormente, coincidiendo el máximo de clorofila-a con los obtenidos de pH y oxígeno disuelto. Los valores del hipolimnion son debidos a la mezcla y sedimentación que se produce en la balsa.

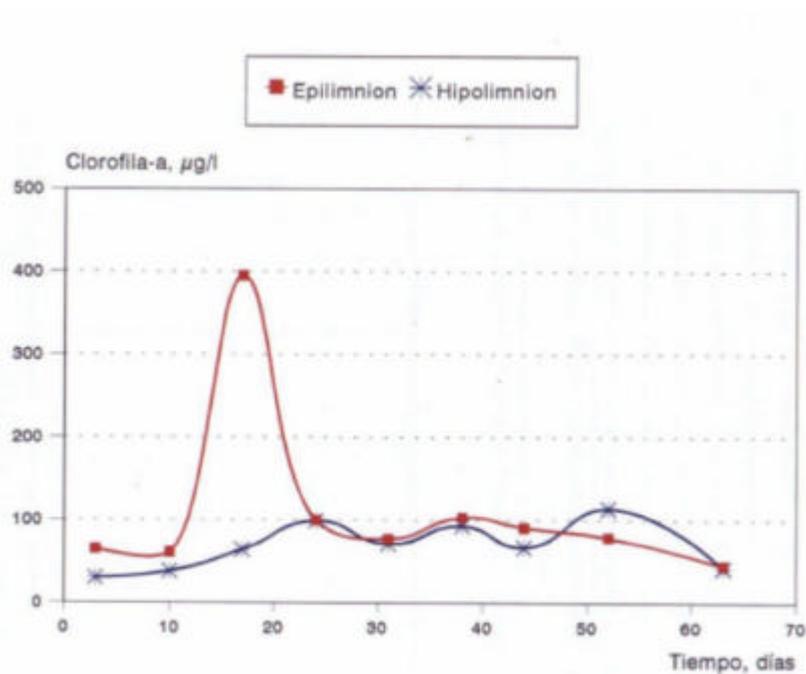


Figura 3.I.24. Período 1. Evolución de clorofila-a en epilimnion e hipolimnion.

b) Materia en Suspensión (MES)

Al igual que para la clorofila-a se ha representado la variación de la materia en suspensión como valor medio en el epilimnion e hipolimnion. En la Figura 3.I.25 se representa la variación de la concentración de la materia en suspensión para el período en estudio en la balsa.

La concentración de materia en suspensión se mantiene casi constante salvo un máximo que aparece el día 17 que se corresponde con los máximos de clorofila-a, como consecuencia de un aumento de la concentración de algas. Lo que parece indicar que las variaciones de la MES

son debidas fundamentalmente a la variación de la concentración de microalgas, siendo por otra parte valores relativamente pequeños. No se observa variación importante respecto al valor inicial.

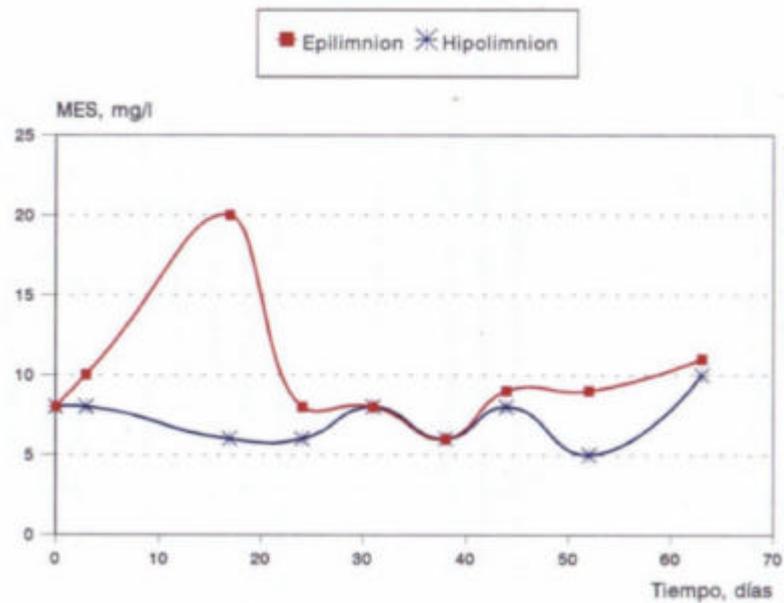


Figura 3.I.25. Período 1. Evolución de MES en epilimnion e hipolimnion.

c) Demanda Química de Oxígeno (DQO)

La evolución de la DQO en este período se presenta en la Figura 3.I.26. Como puede observarse son valores relativamente pequeños y se produce una disminución de la DQO en la balsa en un 54%. Un factor importante en el descenso de éste parámetro es la sedimentación al lodo del fondo.

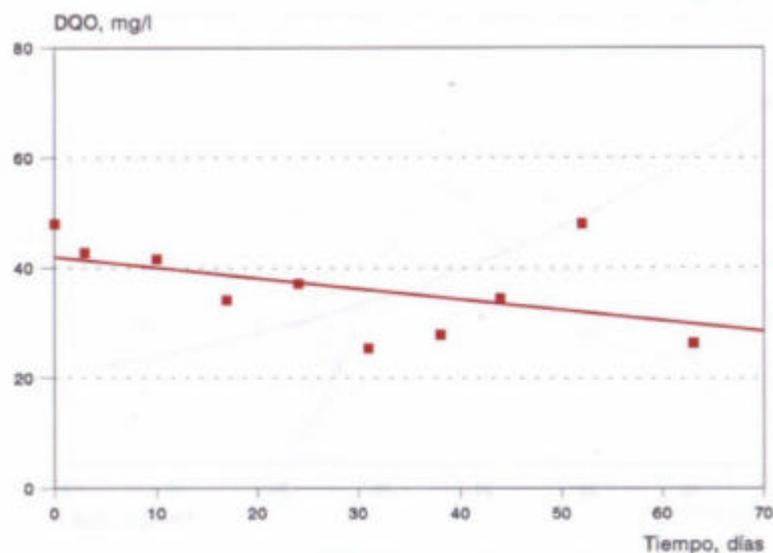


Figura 3.I.26. Período 1. Evolución de DQO.

d) Nutrientes:

d.1) Grupo del Nitrógeno

En las Figuras 3.I.27, 3.I.28 y 3.I.29 se ha representado la variación de las concentraciones medias de las diferentes especies nitrogenadas: nitrógeno amoniacal, nitrito y nitrato. Se puede observar que durante el período de almacenamiento la concentración de nitrógeno amoniacal sufre una disminución continua, alcanzándose una reducción superior al 70-80%. Esta reducción de concentración nitrógeno amoniacal es debida, probablemente, a un proceso de nitrificación. En una primera etapa (oxidación de amoníaco a nitrito) la concentración de nitrito aumenta alcanzándose un valor máximo alrededor del día 38 de almacenamiento. Durante la segunda etapa se produce un ligero aumento de la concentración de nitrato debido a la oxidación de nitrito, si bien a lo largo del período esta etapa se ve afectada por diversos factores que parecen inhibirla parcialmente. Entre ellos están:

- La disminución de temperatura al final del período; se alcanzan valores inferiores a 18°C (Azov y col., 1995).
- El efecto de mezcla del agua en la balsa (Azov y col., 1995).
- El rápido consumo de nitrato por parte del fitoplancton.
- La desnitrificación inducida por las oscilaciones diarias de la concentración de oxígeno disuelto.

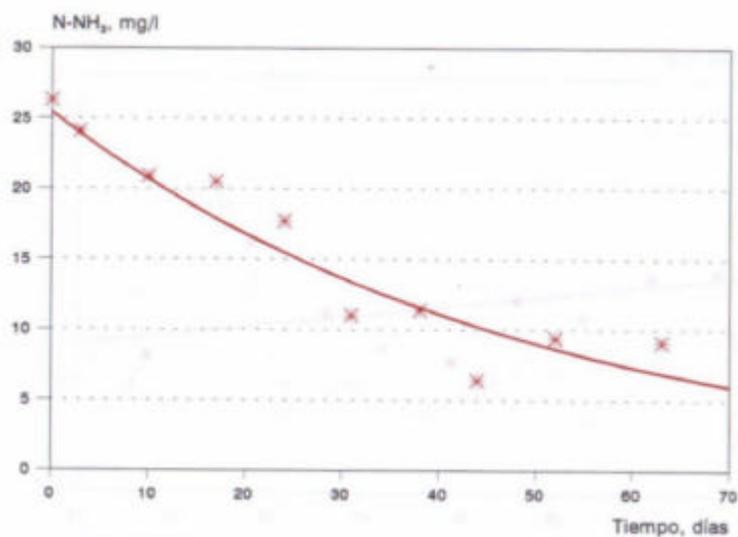


Figura 3.I.27. Período 1. Evolución de nitrógeno amoniacal.

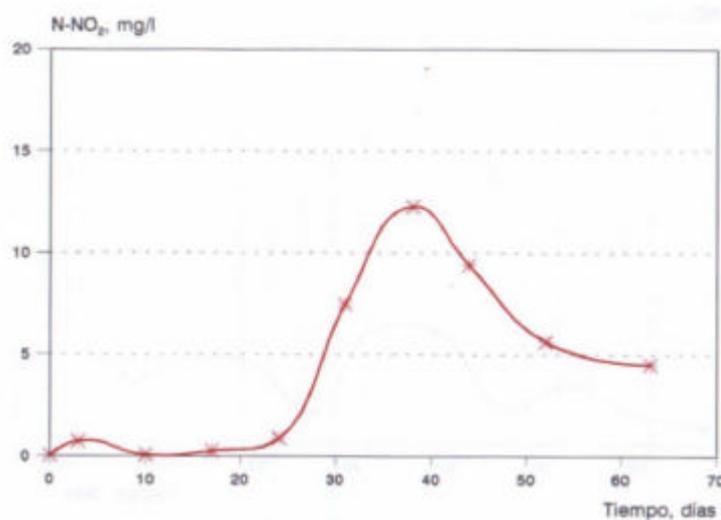


Figura 3.I.28. Período 1. Evolución de nitrato.

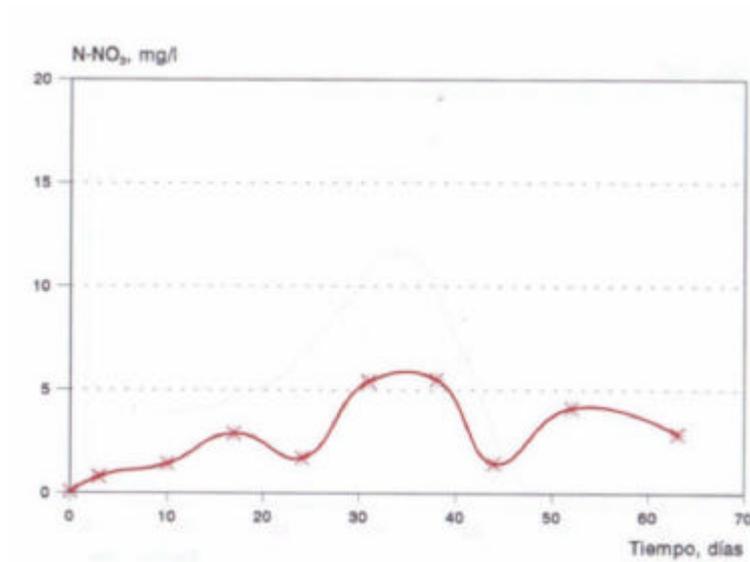


Figura 3.I.29. Período 1. Evolución de nitrato.

d.2) Fosfato

En la Figura 3.I.30 se ha representado la variación de la concentración de fosfato en este período de estudio. Estos valores representan la concentración media en toda la balsa. Como se puede observar no hay variación apreciable en todo el tiempo, manteniéndose una concentración de fosfato media de 25 mg/l. Teniendo en cuenta el producto de solubilidad del fosfato cálcico este dato parece confirmar la idea de que no se produce precipitación.

Figura 3.I.30. Período 1. Evolución de la concentración de fosfato.

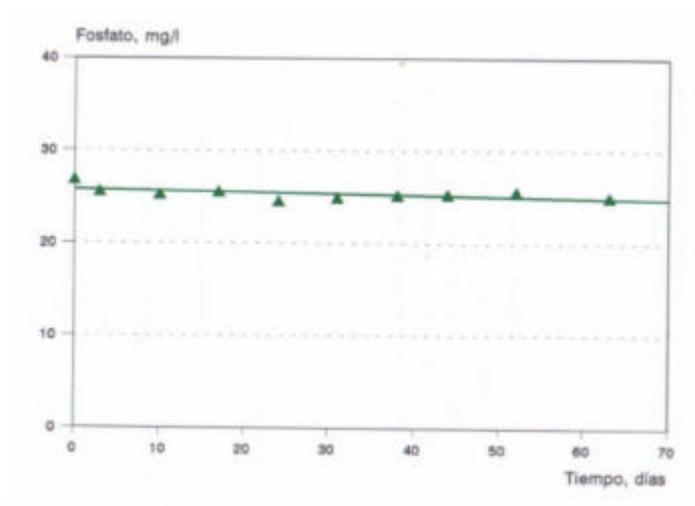


Figura 3.I.30. período 1. Evolución de la concentración de fosfato.

e) Sulfato-Sulfuro

Como se puede apreciar en la Figura 3.I.31 no hay una variación importante en la concentración de sulfatos del agua residual depurada almacenada en la balsa de San Isidro.

En la Figura 3.I.32 se ha representado la variación de la concentración de sulfuro a lo largo de este período como valor medio en toda la columna de agua; dicha concentración disminuye hasta valores próximos a 1 mg/l alcanzándose una reducción del 60%.

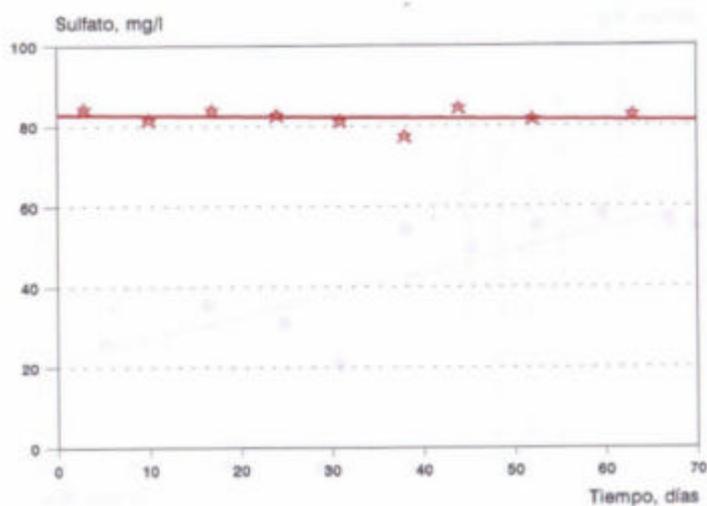


Figura 3.I.31. Período 1. Evolución de la concentración de sulfato.

Si comparamos el perfil de oxígeno disuelto (Figura 3.I.18) se observa como en torno al día 20 (máxima concentración de oxígeno disuelto) la concentración de sulfuro se sitúa próximo a 2-2,5 mg/l conservándose el sulfuro a las concentraciones medias del agua de entrada. Las variaciones de sulfuro en esta zona, pueden ser debidas al transporte por convección procedente del fondo.

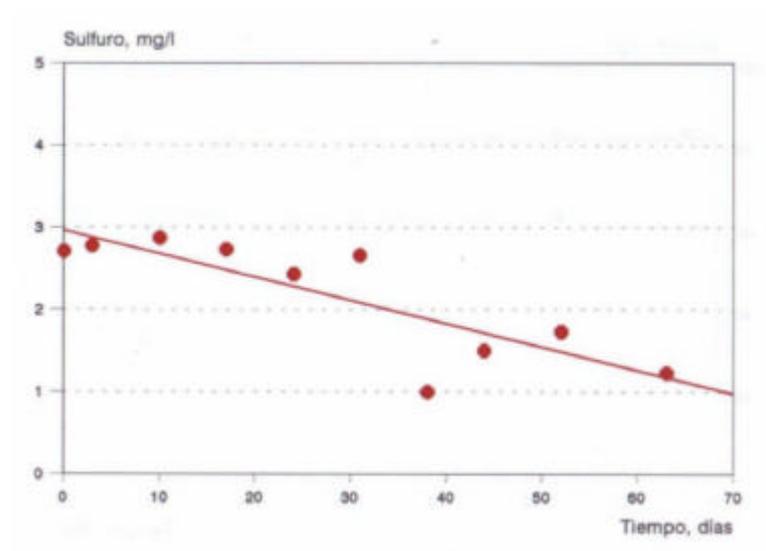


Figura 3.I.32. Período 1. Evolución de la concentración de sulfuro.

g) Parámetros microbiológicos

Aunque los datos de los que se disponen para este período son escasos, se puede observar que al cabo de 24 días de almacenamiento se consigue una autodepuración de las capas superficiales, llegándose a concentraciones inferiores a 10 col/100ml con una reducción superior al 99%. En las capas del fondo (hipolimnion) esta disminución es más lenta.

3.2. PERÍODO 2: mayo-julio 1966.

Como se ha indicado en el Apartado 3.1.2, en este período y el siguiente la toma de muestra se llevó a cabo en un sólo punto de la balsa, Punto 3. Las características del agua de entrada, los volúmenes de entrada cada día de llenado y los valores medios de los distintos parámetros del agua almacenada se presentan en la Tabla 3.II.1. estos valores se consideran como los representativos del agua al comienzo del período.

En esta ocasión el agua almacenada en la balsa era, exclusivamente, agua residual depurada. El tiempo de llenado de la balsa con agua residual depurada fue de cinco días, y la duración de éste período fue de 75 días.

La evolución del volumen de agua en la balsa durante este período se muestra en la Figura 3.II.1. Al igual que en el período anterior la disminución del volumen de agua en la balsa se debe a pérdidas por filtración y evaporación. La correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento se indica en la Tabla 3.II.2.

3.2.1. Resultados del Período 2.

Los resultados obtenidos de las medidas “in situ” se muestran en las Tablas AII.1 a AII.9 del Anexo II.

Los resultados obtenidos en el laboratorio para cada uno de los parámetros analizados en las diferentes muestras se presentan en las Tablas AII.10 a AII.19 del Anexo II.

Tabla 3.II.1. Período 2. Características del agua de entrada.

FECHA	Q _{ent} m ³ /día	V _{alm} m ³	pH	CE μS/cm	MES mg/l	DQO mg/l	N-NH ₃ mg/l	N-NO ₂ mg/l	N-NO ₃ mg/l	PO ₄ ³⁻ mg/l	SO ₄ ²⁻ mg/l	S ²⁻ mg/l	log CF col/100 ml
06/05/96	0	0	7,78	1223	-	72	17,4	0,02	0,08	32	81	-	2,3
07/05/96	7759	7759	7,89	1632	7	71	39,2	0,00	0,70	38	93	4,9	4,4
08/05/96	11698	19457	7,96	1640	5	54	40,6	0,00	0,40	43	130	3,3	4,1
09/05/96	11677	31134	7,96	1660	5	57	44,2	0,07	0,43	39	123	4,9	4,3
10/05/96	11743	42877	8,09	1694	3	59	44,0	0,00	0,40	42	121	3,3	4,2
VALOR MEDIO	-	-	7,98	1659	5	59	42,3	0,02	0,46	41	119	4,0	4,2

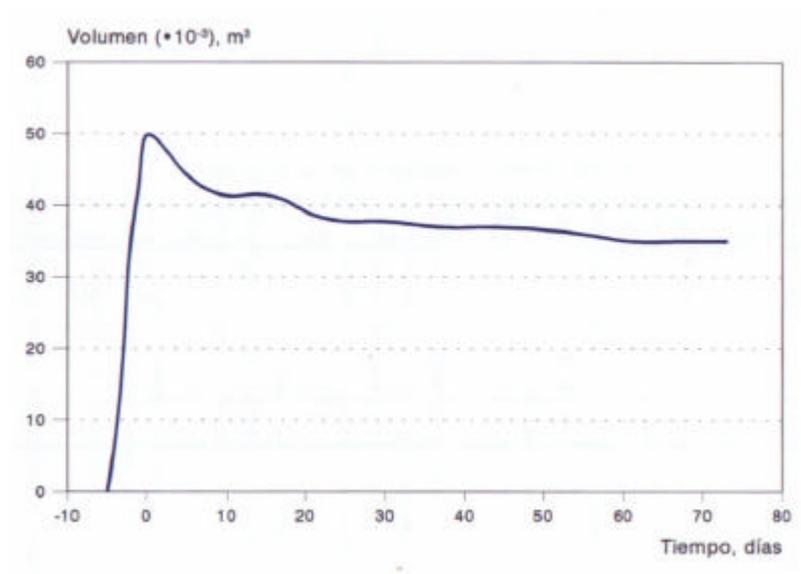


Figura 3.II.1. Período 2. Volumen de agua almacenada en la Balsa de San Isidro.

Tabla 3.II.2. Correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento.

FECHA	DÍAS DE ALMACENAMIENTO
10/05/96	0
20/05/96	10
28/05/96	18
03/06/96	24
12/06/96	33
18/06/96	39
25/06/96	46
08/07/96	59
12/07/96	63
18/07/96	69
24/07/96	75

3.2.2. Perfiles verticales de medidas “in situ” del Período 2.

A partir de los resultados presentados en la Tablas AII.1 a AII.9 se han obtenido los perfiles verticales para la temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad.

a) Temperatura

Los perfiles de temperaturas correspondientes a éste segundo período se muestran en las

Figuras 3.II.2a, b y c. Como se puede apreciar en éstos meses se produce una marcada estratificación en el agua de la balsa, alcanzándose unas temperaturas máximas en la capa superficial en torno a 25-28°C, la termoclina empieza a localizarse entre 1 y 3 m para más tarde ir profundizando, llegando en los últimos muestreos del período hasta los 7 m. Las diferencias de temperatura entre la superficie y el fondo de la balsa pueden superar incluso los 7°C.

La estratificación es tan grande que se mantiene prácticamente durante todo el período, lo que está de acuerdo con lo encontrado en la bibliografía (Llorens, M. y col., 1992; Moreno-Grau y col., 1984; Metcalf & Eddy, 1995) para primavera-verano.

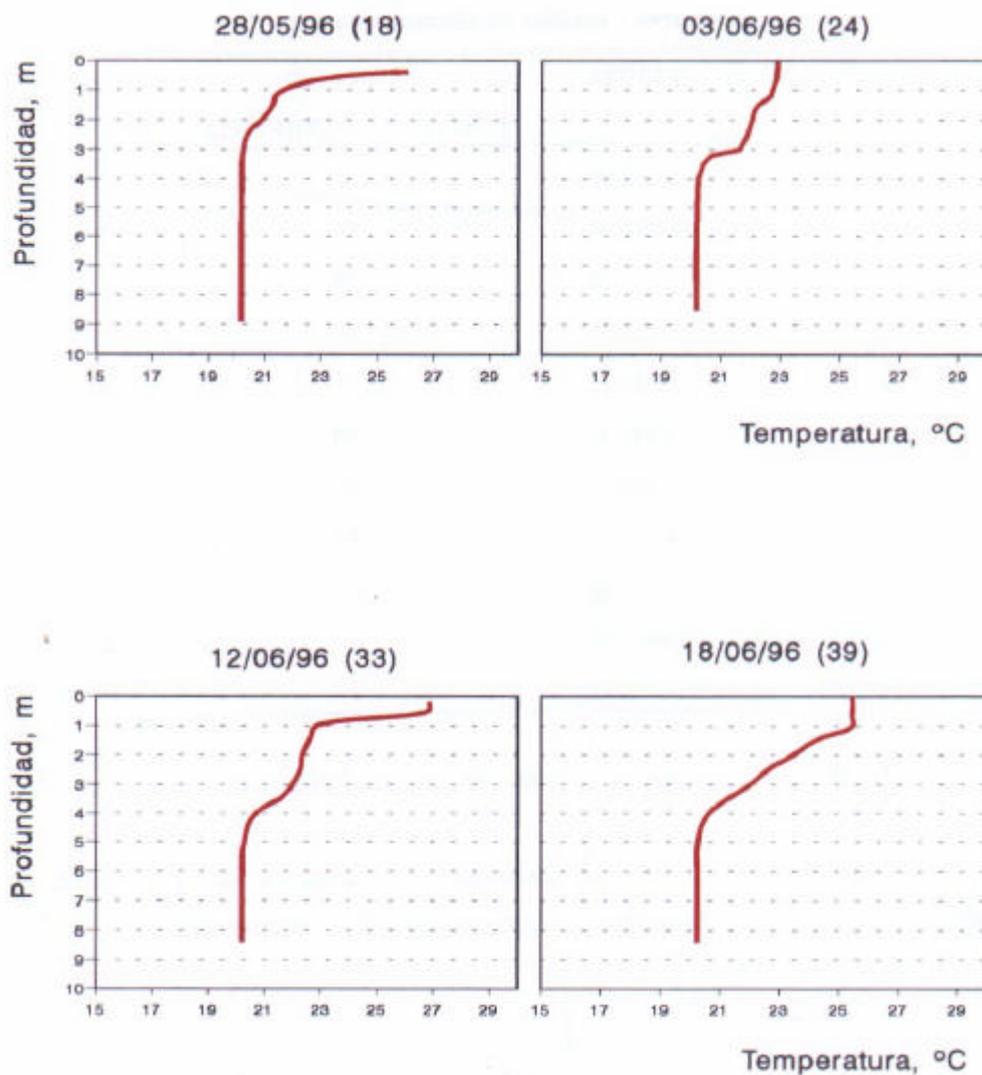


Figura 3.II.2 a. Período 2. Evolución de los perfiles de temperatura.

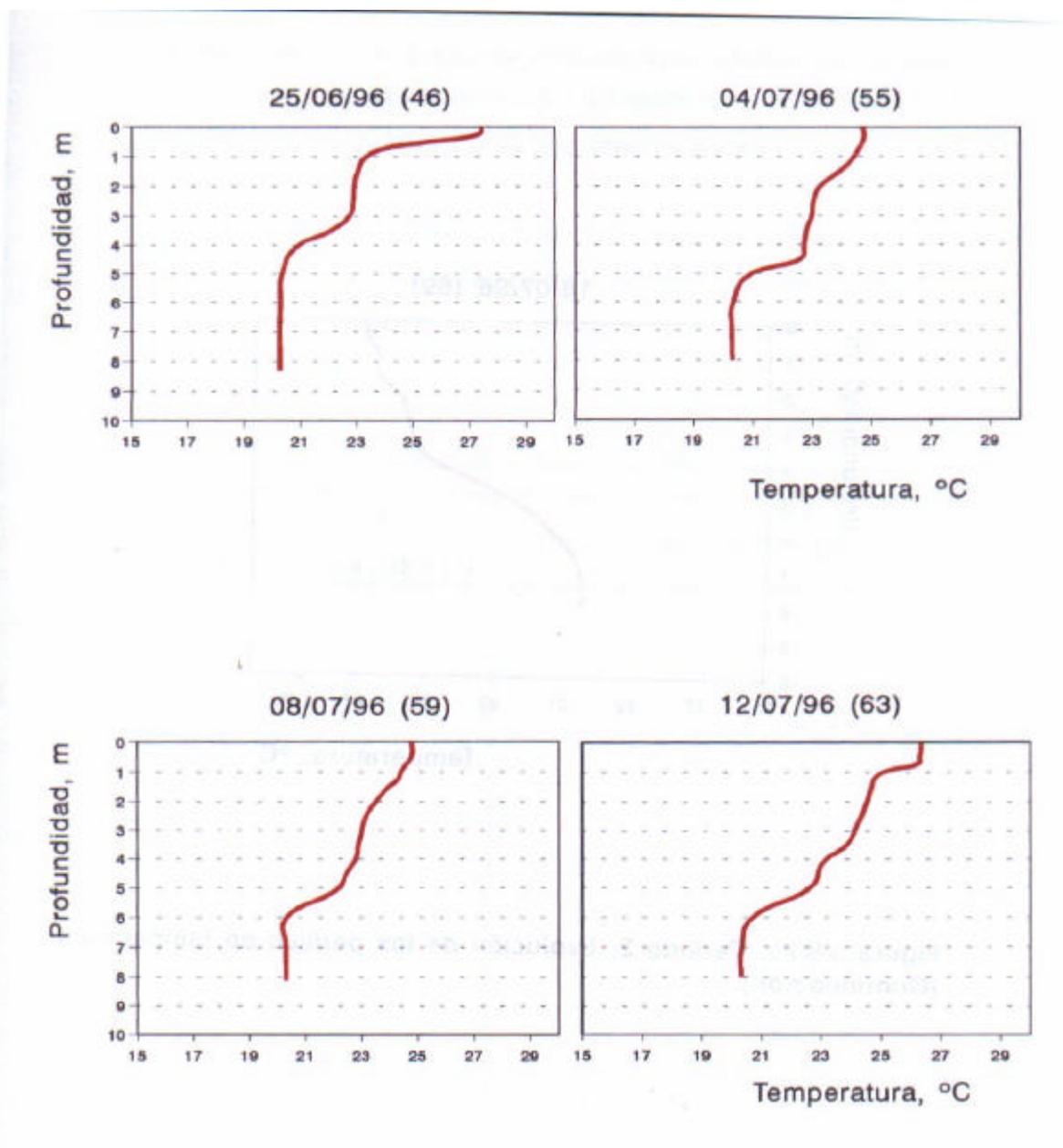


Figura 3.II.2 b. Período 2. Evolución de los perfiles de temperatura. (Continuación).

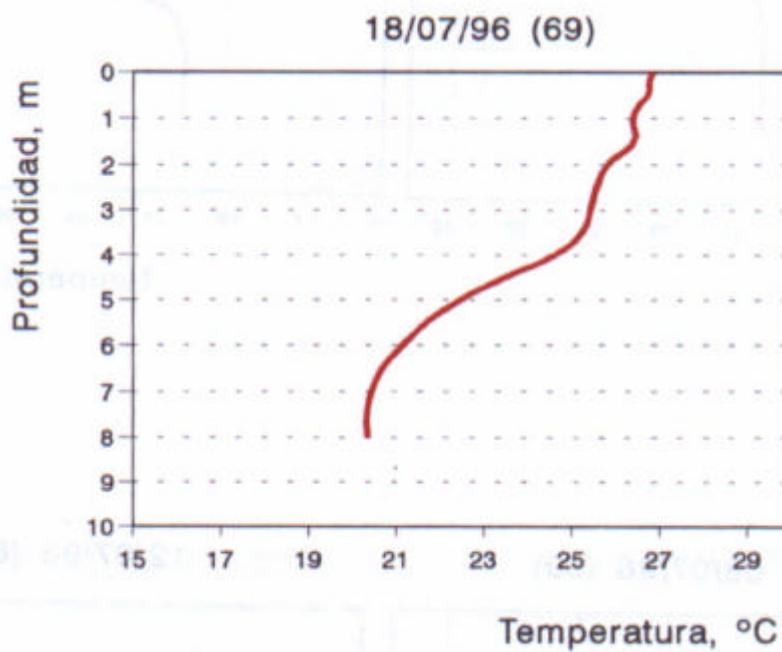


Figura 3.II.2 c. Período 2. Evolución de los perfiles de temperatura.
(Continuación).

En la Tabla 3.II.3. aparecen los valores de temperatura obtenidos en epilimnion e hipolimnion y en la Figura 3.II.3 se representa la evolución de la temperatura a lo largo del período en el epilimnion e hipolimnion.

Tabla 3.II.3. Período 2. Valores de Temperatura, °C.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
10	-	-
18	26,1	20,2
24	22,3	20,2
33	22,6	20,3
39	25,5	20,3
46	23,3	20,3
55	24,4	20,6
59	23,7	21,4
63	24,7	20,3
69	25,9	20,4
75	-	-

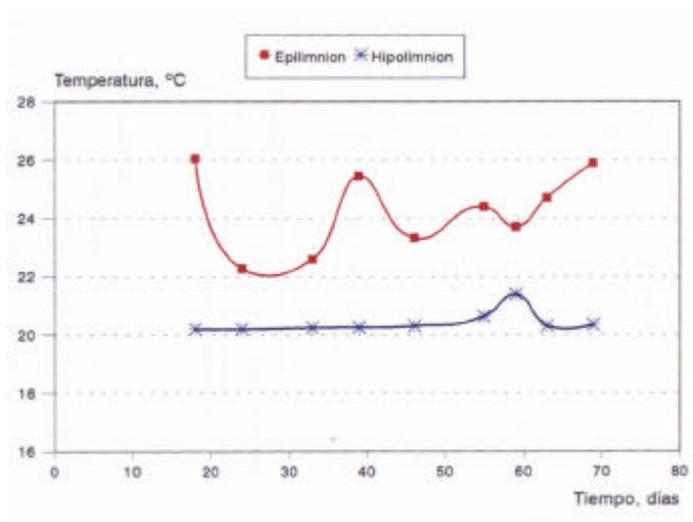


Figura 3.II.3. Período 2. Valores de temperatura en epilimnion e hipolimnion.

b) Oxígeno disuelto

En las Figuras 3.II.4a, b y c se han representado los perfiles verticales de oxígeno disuelto obtenidos durante este período. Los valores medios de oxígeno disuelto en el epilimnion e hipolimnion junto con la profundidad del epilimnion a lo largo del período se dan en la Tabla 3.II.4 y se representan en la Figura 3.II.5.

Los perfiles muestran un comportamiento muy diferente respecto al período anterior. La concentración de oxígeno disuelto en las capas superficiales alcanza sus valores máximos al cabo de 18 días, para después descender a los 45-50 días (principios de julio) a valores en torno a los 5 mg/l. En época estival es común observar este fenómeno en el que las capas superficiales de la balsa están sobresaturadas de oxígeno disuelto (*Moreno y col., 1991*). Este efecto es debido al aporte de oxígeno por la acción fotosintética del fitoplancton. La capa aerobia fue profundizando a medida que lo hizo la termoclina. Las condiciones de anaerobiosis quedaron localizadas en el hipolimnion una vez establecida la termoclina y las poblaciones de fotosintéticos en la zona eufótica superficial de la balsa (*Soler y col., 1988*).

En la Figura 3.II.5 se aprecia muy bien que en esta época se mantienen condiciones anaerobias en el hipolimnion, lo que está de acuerdo con la estratificación permanente de la balsa.

En la Figura 3.II.6 se ha representado la concentración de oxígeno disuelto, en función de la profundidad (1, 2, 4 y 8 m), durante todo el período, se puede observar como existe una capa de un 1 m de profundidad (como mínimo) donde la concentración de oxígeno disuelto es superior a 2 mg/l.

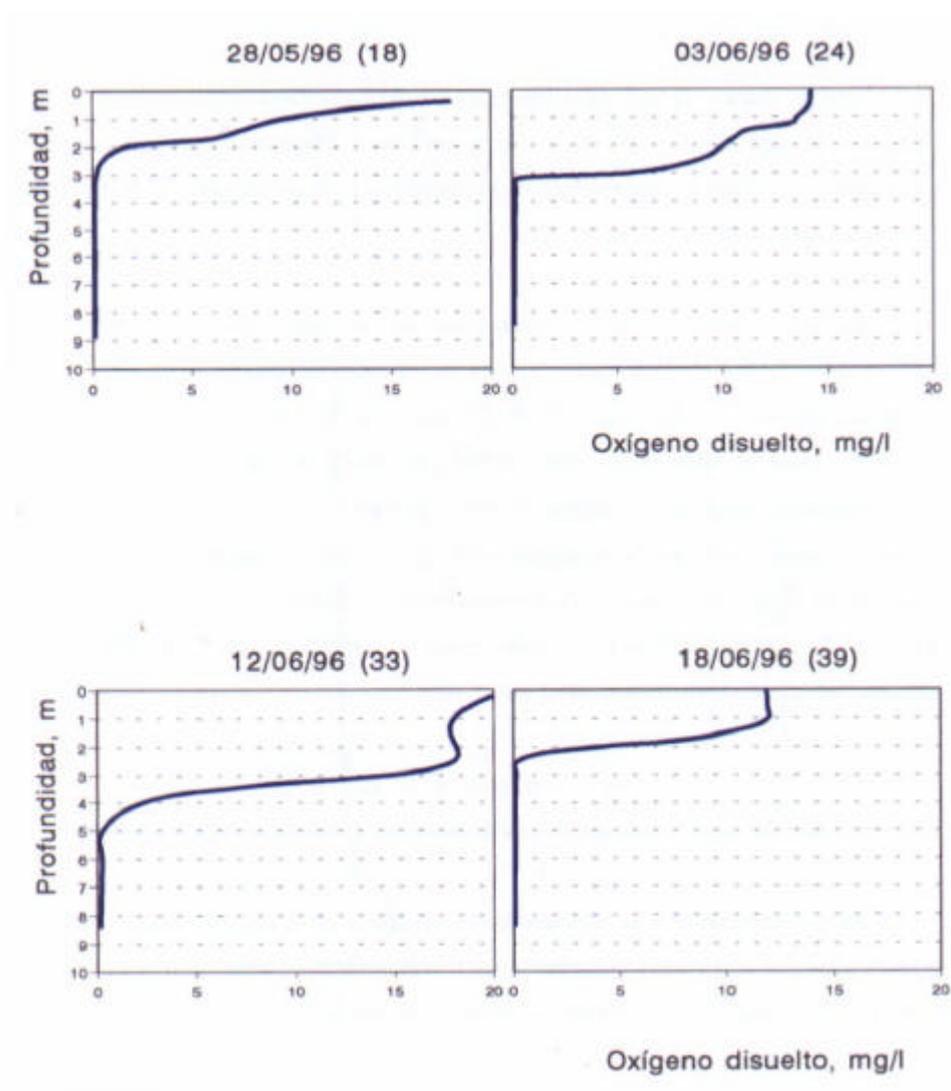


Figura 3.II a. Período 2. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.

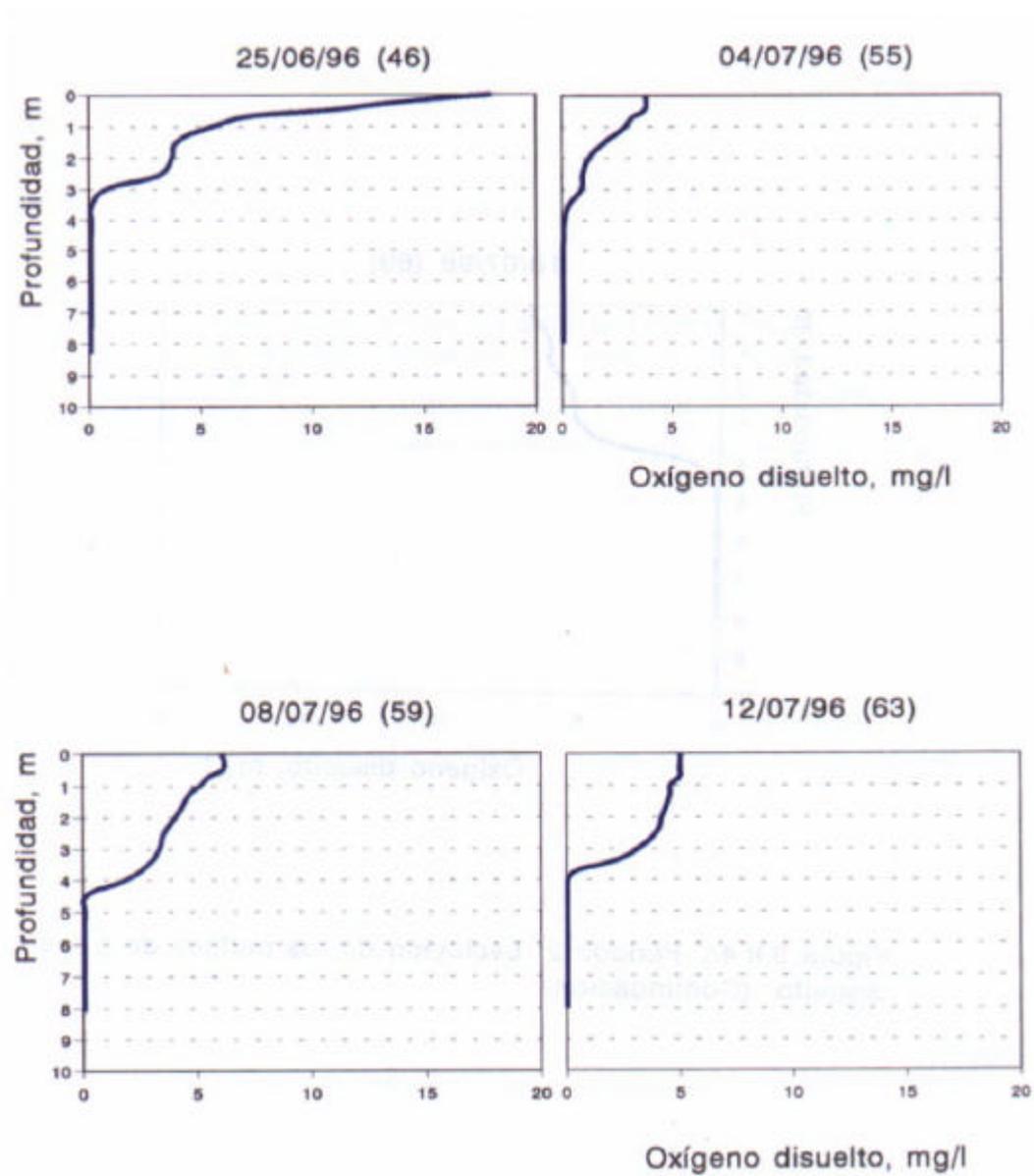


Figura 3.II.4 b. Período 2. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

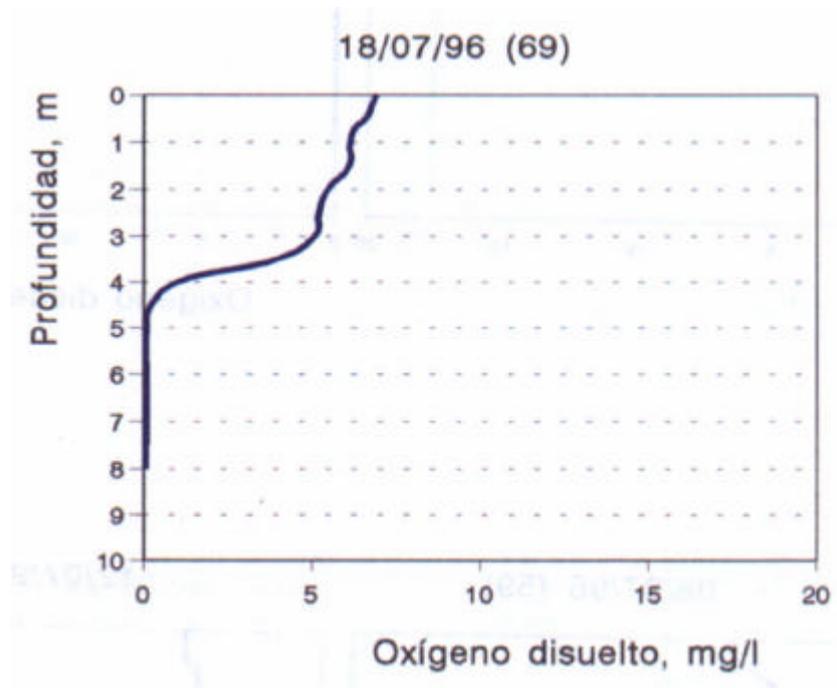


Figura 3.II.4 c. Período 2. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

Tabla 3.II.4. Período 2. Valores de Oxígeno disuelto, mg/l.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION	PROF. EPIL., m
0	-	-	-
10	-	-	-
18	17-18	0,15	0,4
24	11,05	0,11	1,2
33	20,00	0,24	0,5
39	11,92	0,08	1,0
46	5,56	0,08	0,2
55	2,90	0,06	1,0
59	4,24	0,09	1,0
63	5,12	0,04	0,7
69	5,61	0,07	1,5
75	-	-	-

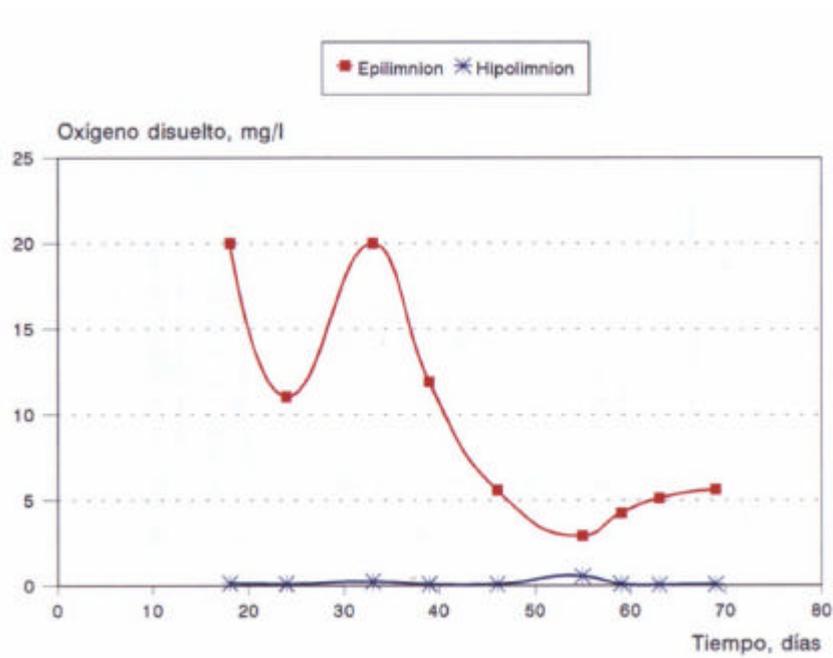


Figura 3.II.5. Período 2. Evolución del oxígeno disuelto en epilimnion e hipolimnion.

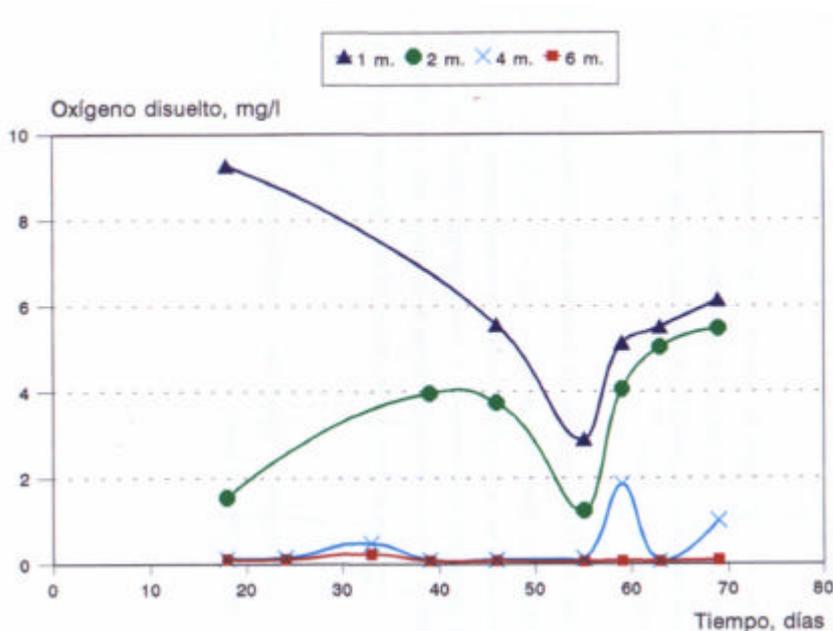


Figura 3.II.6. Evolución del oxígeno disuelto a diferentes profundidades.

c) pH y conductividad eléctrica

En las Figuras 3.II.7a, b y c y 3.II.8a, b y c se representa la evolución de los perfiles verticales de pH y conductividad eléctrica. En las Tablas 3.II.5 y 3.II.6 aparecen los datos de pH y conductividad en el epilimnion e hipolimnion durante este período.

En la Figura 3.II.9 se muestra la variación del pH. Se puede observar como en el epilimnion se mantiene siempre en torno a 8 lo que indica un buen proceso de depuración. Asimismo al comparar con las Figuras 3.II.3 y 3.II.5 se ve que las variaciones de pH están relacionadas con las de oxígeno disuelto.

En la Figura 3.II.10 se representan las variaciones de conductividad eléctrica en el epilimnion e hipolimnion durante éste período. Como se puede observar los valores de conductividad son siempre mayores en el hipolimnion que en el epilimnion. También se observa un incremento de la conductividad con respecto al valor de entrada (1660 $\mu\text{S}/\text{cm}$). Al igual que en el período anterior las variaciones en los valores de la conductividad están asociados a las variaciones del pH correspondiéndose los máximos de pH con los mínimos de conductividad eléctrica.

Para estos dos parámetros, al tiempo que la estratificación en la balsa se acentúa, se producen variaciones mayores en el fondo.

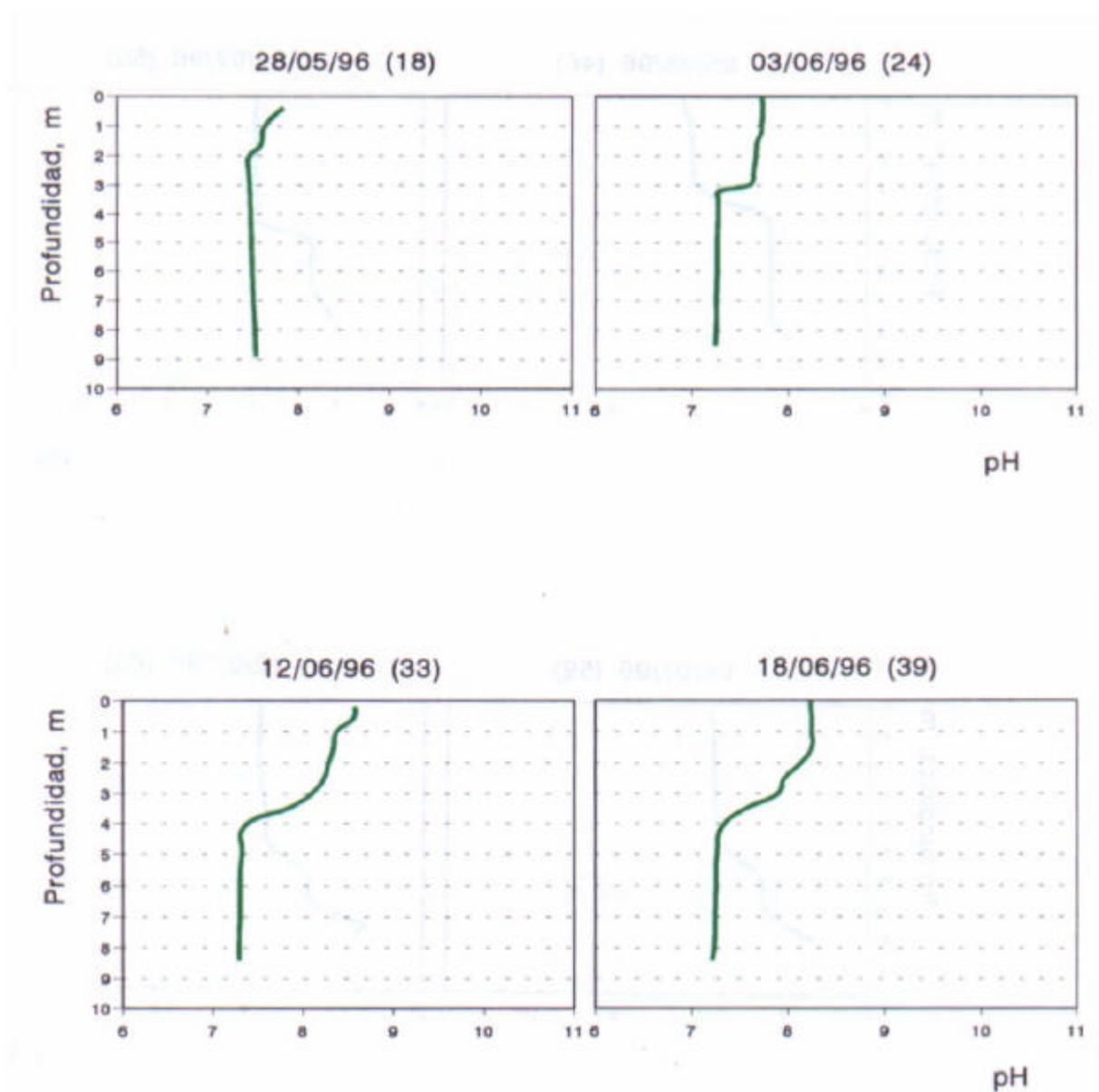


Figura 3.II.7 a. Período 2. Evolución de los perfiles de pH.

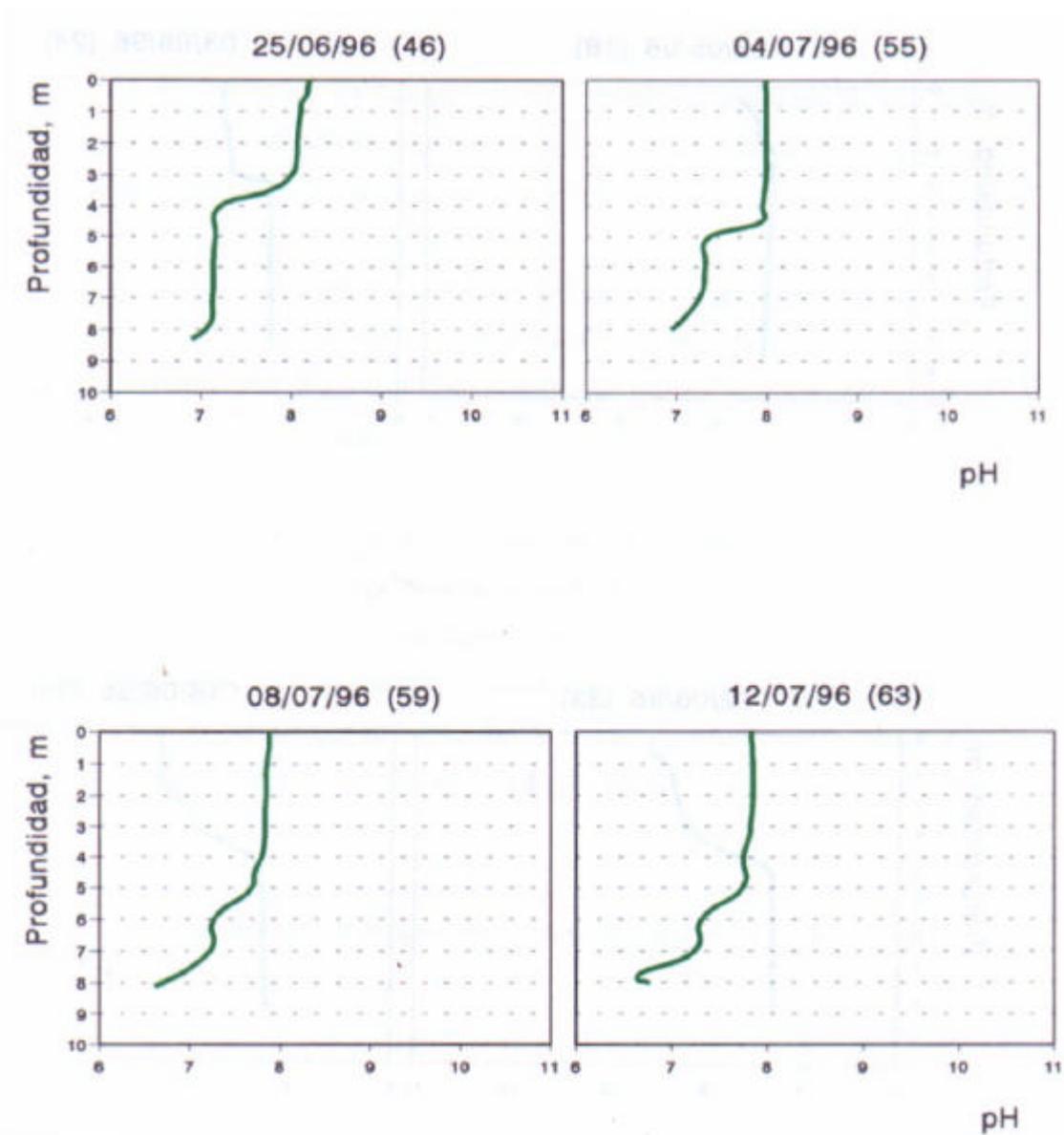


Figura 3.II.7 b. Período 2. Evolución de los perfiles de pH.
(Continuación).

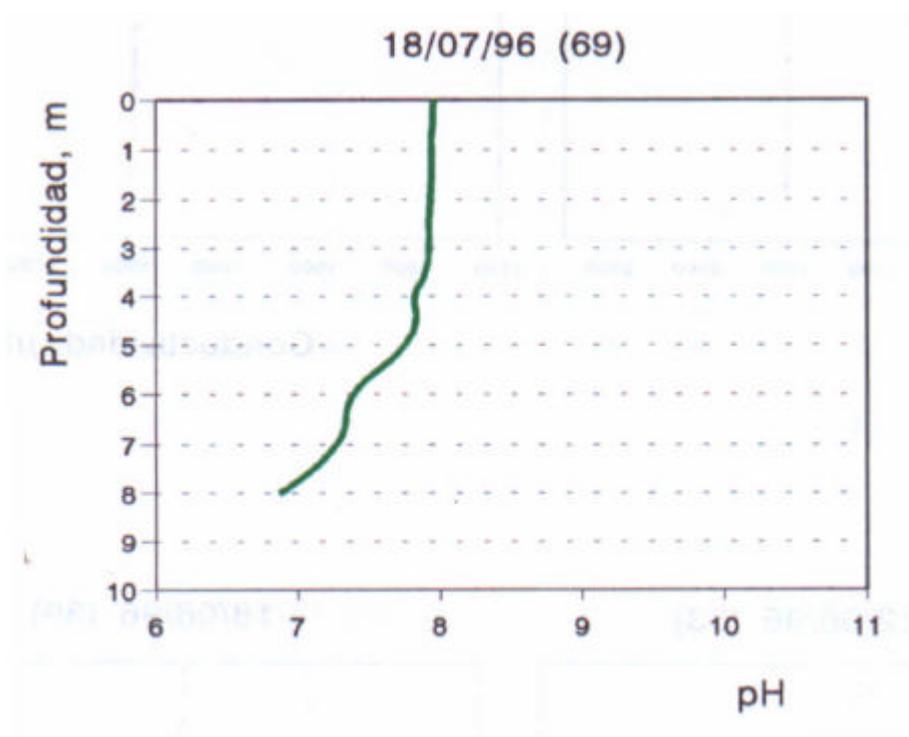


Figura 3.II.7 c. Período 2. Evolución de los perfiles de pH.
(Continuación).

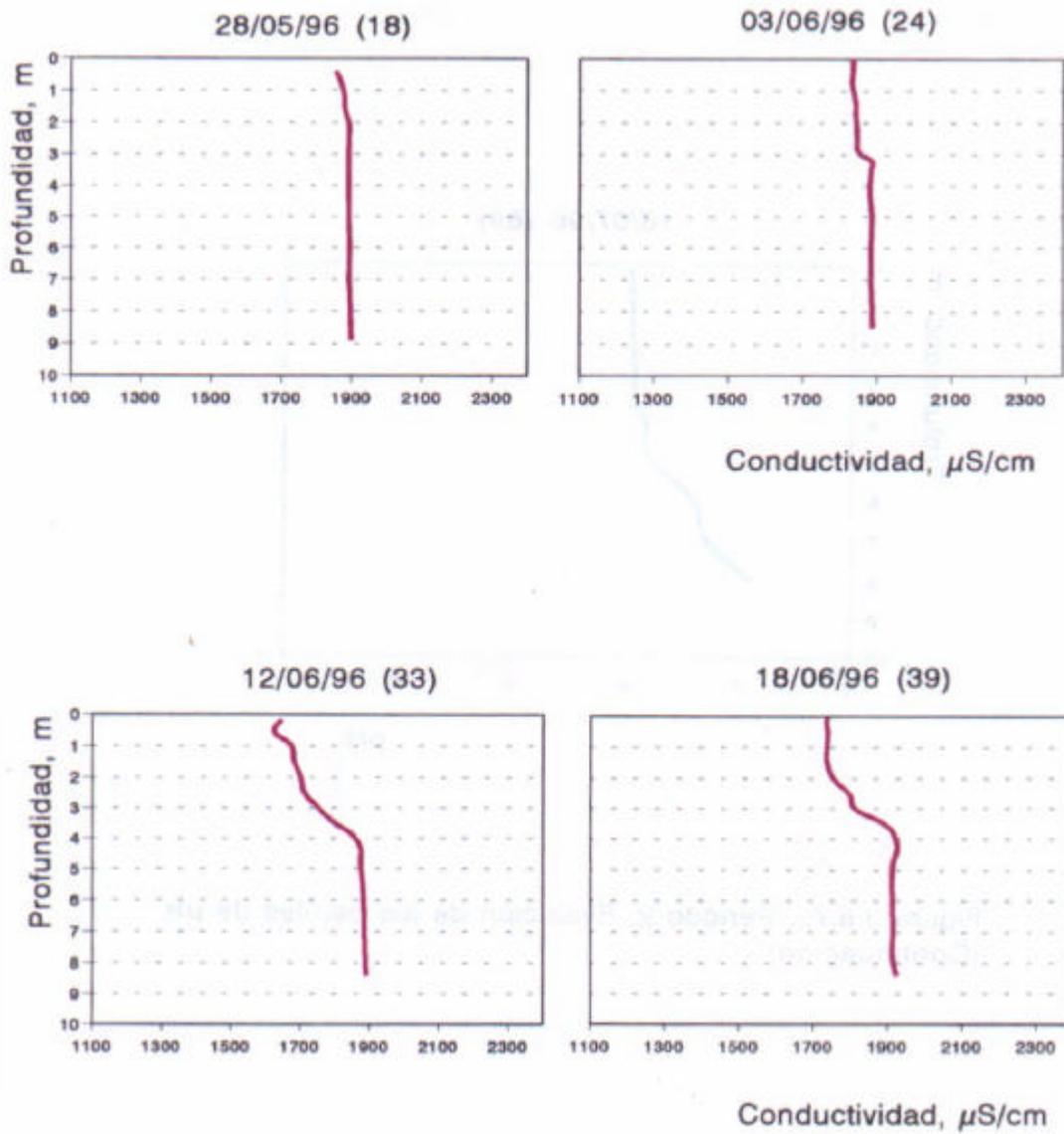


Figura 3.II.8 a. Período 2. Evolución de los perfiles de conductividad.

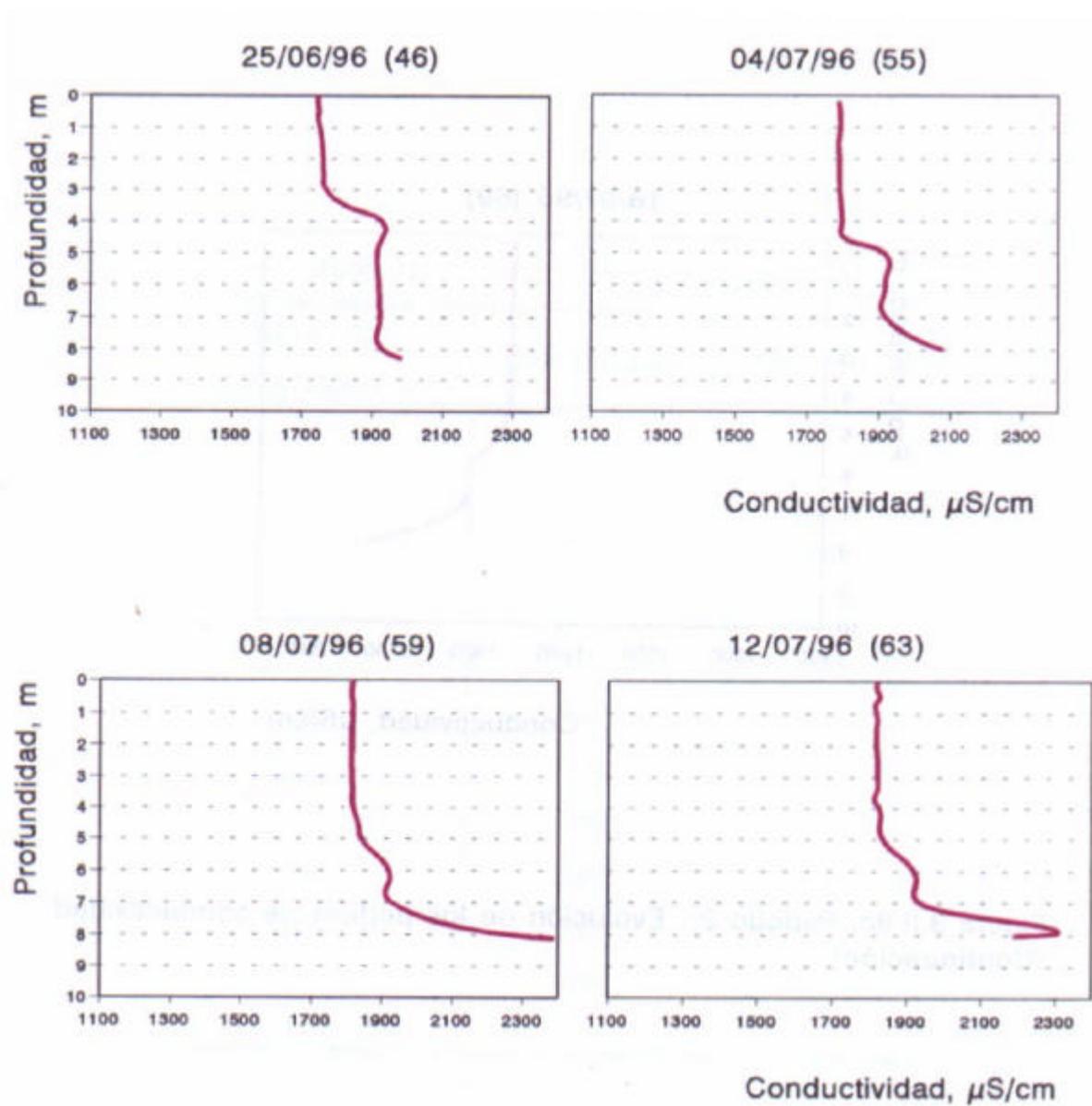


Figura 3.II.8 b. Período 2. Evolución de los perfiles de conductividad.

(Continuación).

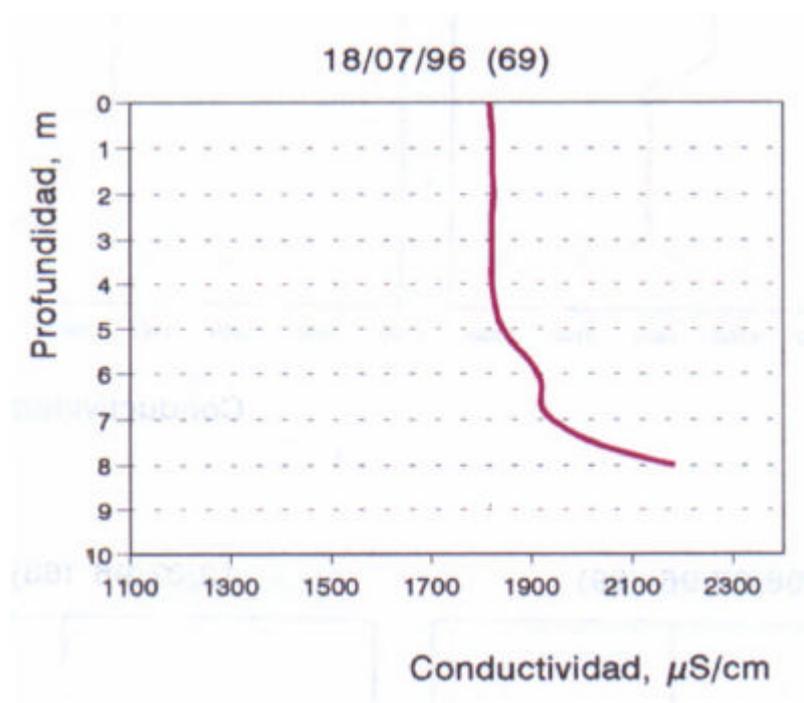


Figura 3.II.8 c. Período 2. Evolución de los perfiles de conductividad.
(Continuación).

Tabla 3.II.5. Período 2. Valores de pH.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
10	-	-
18	7,80	7,45
24	7,68	7,25
33	8,34	7,31
39	8,24	7,24
46	8,11	7,11
55	7,99	7,15
59	7,85	7,20
63	7,85	6,64
69	7,93	6,87
75	-	-

Tabla 3.II.6. Período 2. Valores de Conductividad, mS/cm.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
10	-	-
18	1857	1893
24	1836	1885
33	1636	1884
39	1737	1915
46	1744	1937
55	1789	1957
59	1816	2137
63	1820	2089
69	1820	2062
75	-	-

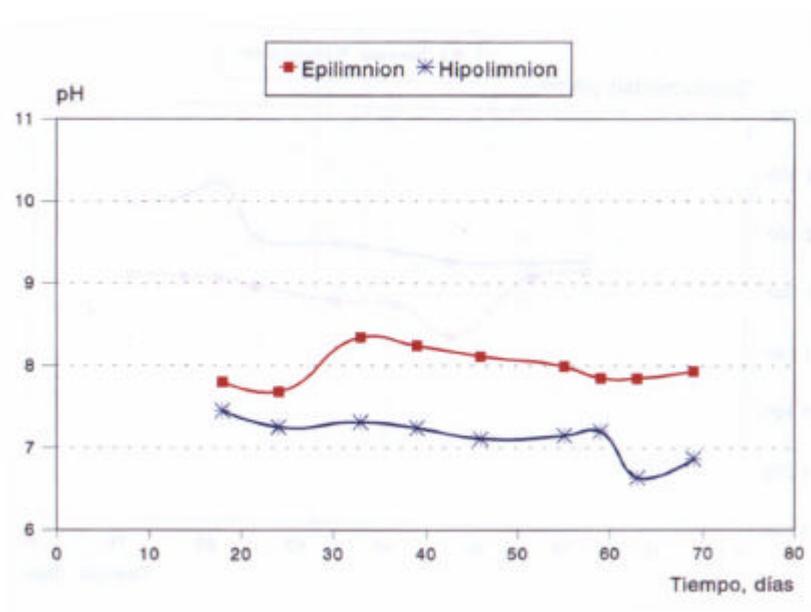


Figura 3.II.9. Evolución del pH en el epilimnion e hipolimnion durante el Período 2.

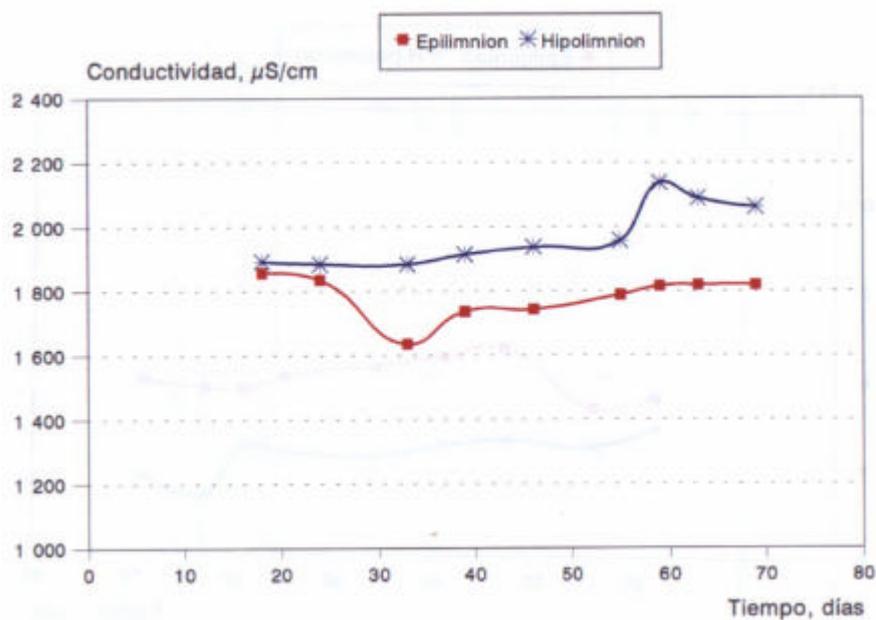


Figura 3.II.10. Evolución de la conductividad en epilimnion e hipolimnion durante el Período 2

3.2.3. Medidas de laboratorio.

En este Apartado se hace un estudio de los diferentes parámetros analizados en el laboratorio. Según se vio en el Apartado anterior, durante todo este período ha existido una clara estratificación térmica en la balsa. En consecuencia, el estudio de la evolución de los parámetros se hace en las capas del epilimnion e hipolimnion.

En las Tablas 3.II.7 a 3.II.16 se dan los valores obtenidos para todos los parámetros analizados. Estos valores se han calculado de la siguiente forma: una vez establecidos los perfiles de temperatura se definieron el epilimnion e hipolimnion. Si de las muestras tomadas a diferentes profundidades (Tablas AII.10 a AII.19 del Anexo II) había varias que estaban dentro del epilimnion o hipolimnion se calculaba la media aritmética de los valores y si sólo existía una muestra ése es el que se ponía.

Tabla 3.II.7. Período 2. Valores de Clorofila-a, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	-	-
10	64	43
18	100	45
24	118	25
33	330	97
39	97	177
46	52	255
55	-	-
59	0	928
63	10	286
69	16	228
75	0	0

Tabla 3.II.8. Período 2. Valores de MES, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	5	5
10	8	8
18	17	9
24	16	11
33	56	16
39	12	27
46	7	23
55	-	-
59	3	83
63	<2,5	29
69	16	51
75	13	32

Tabla 3.II.9. Período 2. Valores de DQO, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	59	59
10	62	71
18	71	61
24	65	51
33	100	60
39	63	82
46	73	130
55	-	-
59	57	510
63	51	311
69	51	287
75	50	71

Tabla 3.II.10. Período 2. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	42,3	42,3
10	46,2	43,5
18	38,6	40,4
24	34,2	40,5
33	23,4	41,5
39	16,4	41,3
46	16,9	50,4
55	-	-
59	17,0	81,5
63	17,1	72,0
69	14,4	64,0
75	17,8	49,2

Tabla 3.II.11. Período 2. Valores de Nitrito, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	0,02	0,02
10	0,00	0,00
18	0,12	0,04
24	0,58	0,00
33	1,79	0,00
39	2,10	0,00
46	1,92	0,00
55	-	-
59	1,50	-
63	1,53	0,00
69	1,57	0,00
75	1,74	0,00

Tabla 3.II.12. Período 2. Valores de Nitrato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	0,46	0,46
10	0,30	0,30
18	0,39	0,26
24	0,93	0,30
33	0,51	0,10
39	0,80	0,10
46	0,48	0,40
55	-	-
59	0,01	1,00
63	0,03	0,50
69	0,00	0,30
75	-	0,00

Tabla 3.II.13. Período 2. Valores de Fosfato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	41	41
10	36	32
18	42	41
24	43	42
33	41	44
39	32	50
46	34	57
55	-	-
59	38	102
63	38	84
69	36	88
75	37	54

Tabla 3.II.14. Período 2. Valores de Sulfato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	119	119
10	122	118
18	131	134
24	126	127
33	134	123
39	132	112
46	136	77
55	-	-
59	156	0
63	167	0
69	174	0
75	153	-

Tabla 3.II.15. Período 2. Valores de Sulfuro, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	4,0	4,0
10	1,0	1,2
18	0,6	1,0
24	0,6	2,4
33	0,0	5,2
39	0,0	6,6
46	0,8	15,0
55	-	-
59	2,8	43,2
63	2,0	41,6
69	3,0	32,8
75	1,2	23,6

Tabla 3.II.16. Período 2. Valores de Coliformes fec., log col/100ml.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	HIPOLIMNION
0	4,2	4,2
10	2,8	3,3
18	0,0	0,4
24	1,6	0,3
33	-	1,4
39	0,8	1,3
46	0,0	0,7
55	-	-
59	0,0	0,2
63	0,3	0,0
69	-	-
75	0,3	0,2

a) *Clorofila-a*

En la Figura 3.II.11 se ha representado la variación de la concentración de la clorofila-a en el epilimnion e hipolimnion frente al tiempo de almacenamiento.

En el epilimnion se produce un máximo de concentración de clorofila-a en torno a los 30 días de almacenamiento con un valor de 330 $\mu\text{g/l}$, relativamente bajo, y que coincide con el máximo de oxígeno disuelto del período. En el hipolimnion se produce un aumento continuo de clorofila-a con un máximo a los 60 días; este máximo debe estar causado por la muerte y posterior sedimentación en el fondo de las algas como consecuencia del efecto tóxico de las altas concentraciones de sulfuro y nitrógeno amoniacal como se verá en Apartados posteriores (Pearson y col., 1987).

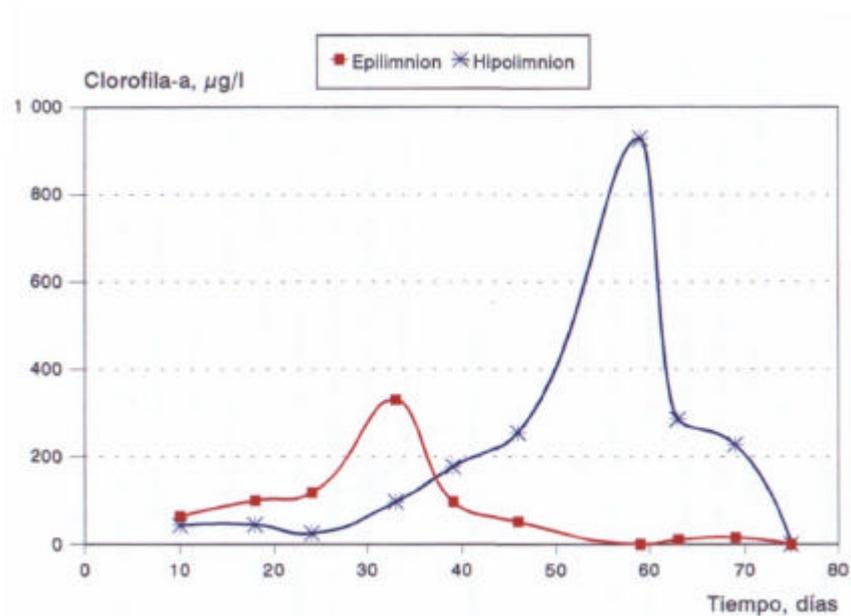


Figura 3.II.11. Período 2. Evolución de clorofila-a en epilimnion e hipolimnion.

b) Materia en suspensión (MES)

La variación de la concentración de materia en suspensión a lo largo de este segundo período se presenta en la Figura 3.II.12.

Como se puede observar la evolución de la concentración de MES en las dos capas, durante la estratificación, está íntimamente relacionada con la variación de concentración de clorofila-a, produciéndose máximos de MES en los mismos días que los obtenidos en el parámetro anterior. El valor de entrada se ve alterado por la presencia de algas en suspensión, superándose ampliamente en el hipolimnion, mientras que en el epilimnion, a excepción del máximo, la variación es mucho menor e incluso hay días que se hace cero.

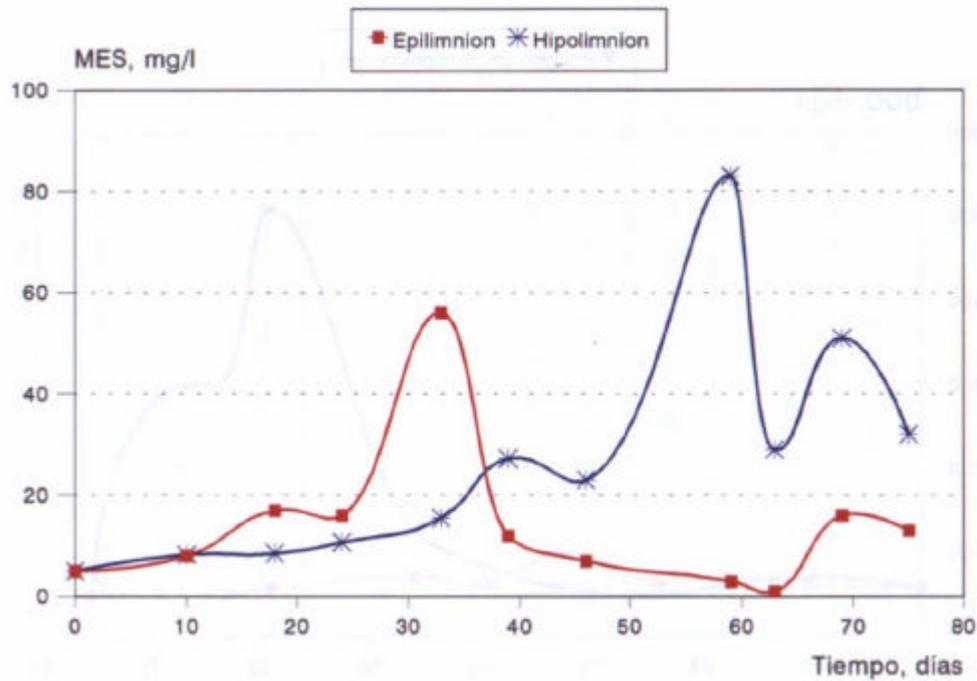


Figura 3.II.12. Evolución de MES en epilimnion e hipolimnion.

c) Demanda Química de Oxígeno (DQO)

En la Figura 3.II.13 se muestra la evolución de éste parámetro en el epilimnion e hipolimnion. Se puede apreciar como los valores de la DQO en el epilimnion se mantienen aproximadamente constantes durante todo el período y dentro del orden de magnitud del valor inicial o ligeramente superior. En el hipolimnion a partir del día 40 se produce un aumento alcanzando valores del orden de 4 a 6 veces superiores a la entrada excepto el día 60 que aparece un máximo muy pronunciado de 928 mg/l. Este aumento se puede atribuir a la redisolución y digestión anaerobia de la materia previamente sedimentada, y a la generación de agentes reductores como el sulfuro. La liberación de sustancias reductoras por parte de los microorganismos en el hipolimnion contribuye al aumento de DQO. (Berná y col., 1986). Estas variaciones de la DQO son paralelas a la de la MES ya que la DQO es la total.

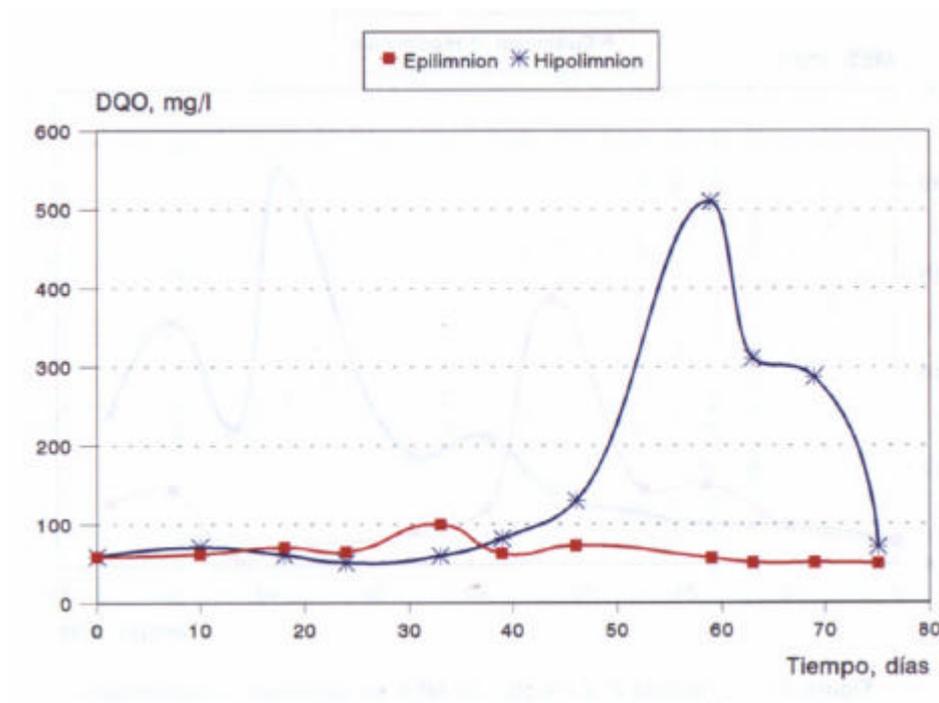


Figura 3.II.13. Período 2. Evolución de DQO.

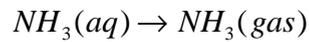
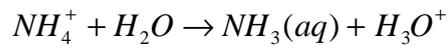
d) Nutrientes

d.1) Nitrógeno amoniacal

En este período la concentración de nitrógeno amoniacal ha sido superior en el hipolimnion que en el epilimnion, como se puede observar en la Figura 3.II.14. Estas altas concentraciones de nitrógeno amoniacal en el fondo son como consecuencia de la degradación de materia orgánica que libera como amonio el nitrógeno que posee.

En las capas de superficie (epilimnion) en presencia de oxígeno el nitrógeno amoniacal se oxida a otros compuestos, o es asimilado por el fitoplancton (Llorens y col., 1992).

En condiciones de pH superiores a 8, provocadas por el alto crecimiento de fitoplancton, una parte del nitrógeno amoniacal sigue el proceso que se indica a continuación:



Esto lleva a una pérdida neta de nitrógeno a la atmósfera y contribuye a la reducción de concentración de nitrógeno amoniacal en el epilimnion (Metcalf & Eddy, 1995).

d.2) Nitritos

En la Figura 3.II.15 se ha representado la evolución de la concentración de nitrito a lo largo de este período.

En el hipolimnion la concentración es cero durante todo el tiempo, esto puede explicarse porque el nitrito es una forma inestable que rápidamente se transforma en nitratos.

En la capa superficial ocurre lo contrario, se produce un aumento de la concentración llegándose a un máximo valor de 2 mg/l.

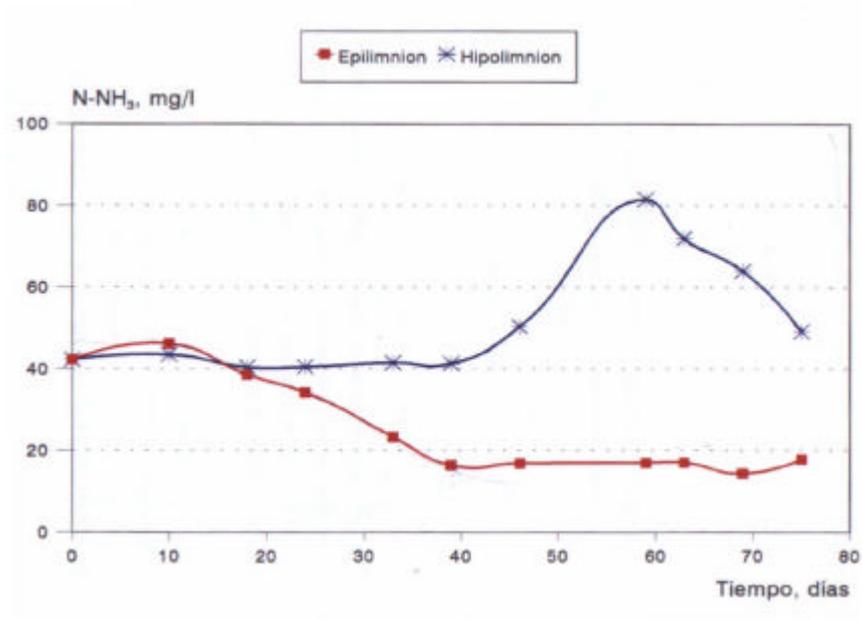


Figura 3.II.14. Período 2. Evolución de nitrógeno amoniacal en epilimnion e hipolimnion.

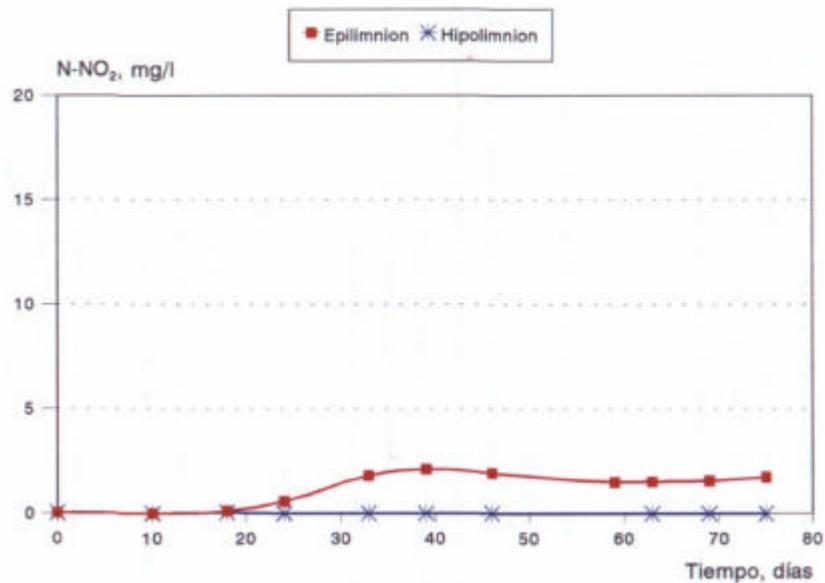


Figura 3.II.15. Período 2. Evolución de nitrito en epilimnion e hipolimnion.

d.3) Nitratos

En la Figura 3.II.16 se ha representado la variación de la concentración de nitrato. La concentración en el epilimnion nunca es superior a 1 mg/l, esto puede ser debido al rápido consumo por el fitoplancton y a procesos de desnitrificación inducido posiblemente por las oscilaciones de la concentración de oxígeno disuelto durante el día (Llorens y col., 1992). Por otro lado la concentración de nitrato en el fondo de la balsa es prácticamente nula a partir del día 58.

d.4) Fosfato

En la Figura 3.II.17 se presenta la variación de la concentración de fosfato en el epilimnion e hipolimnion.

La variación de dicho parámetro es similar a las observadas en el resto de los parámetros analizados, produciéndose cambios importantes en la capa del fondo, probablemente por aporte de fosfato procedente de la descomposición de materia orgánica.

A medida que va pasando el tiempo se va produciendo un enriquecimiento de la capa profunda y una disminución en la capa de superficie.

e) Sulfato-Sulfuro

En la Figura 3.II.18a y b se ha representado la variación de las concentraciones de sulfato y sulfuro. Como se puede observar se producen cambios importantes en el fondo, donde tiene lugar una reducción bacteriana de sulfatos a sulfuros.

Como se ha indicado en el apartado de introducción, las formas de azufre presentes en el agua están sometidas a diferentes procesos. Esta transformación de sulfatos a sulfuros tiene lugar en medio anaerobio y con altos valores de materia orgánica como se puede apreciar, si se observa la Figura 3.II.13 de la evolución de la DQO. La ausencia de nitrato y de oxígeno disuelto contribuye a las condiciones totalmente anaerobias que favorecen la generación de sulfuros en el fondo de la balsa.

o

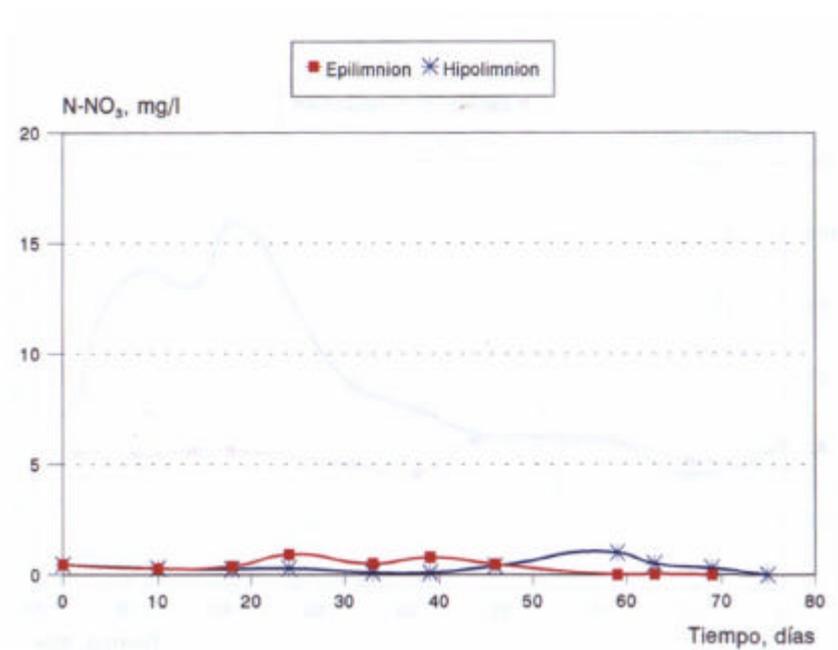


Figura 3.II.16. Período 2. Evolución de nitrato en epilimnion e hipolimnion.

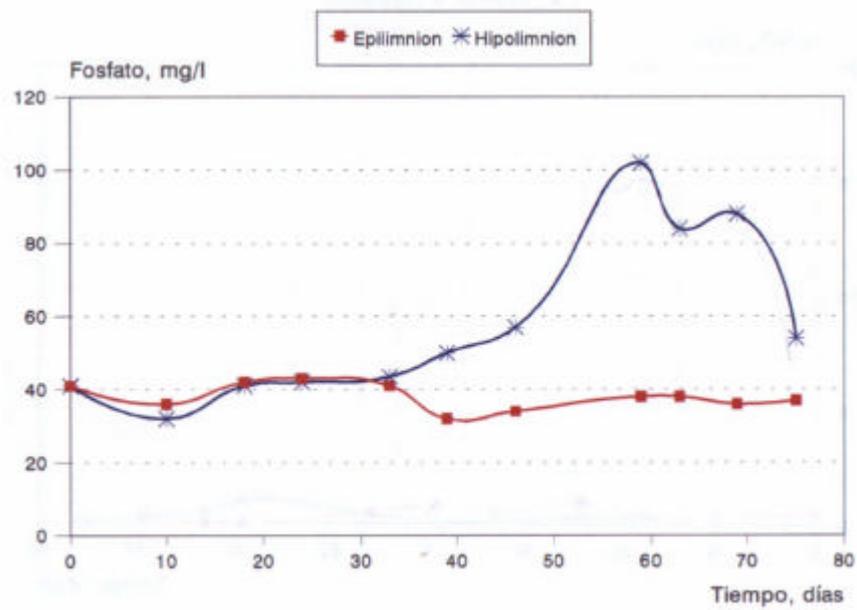


Figura 3.II.17. Período 2. Evolución de la concentración de fosfato.

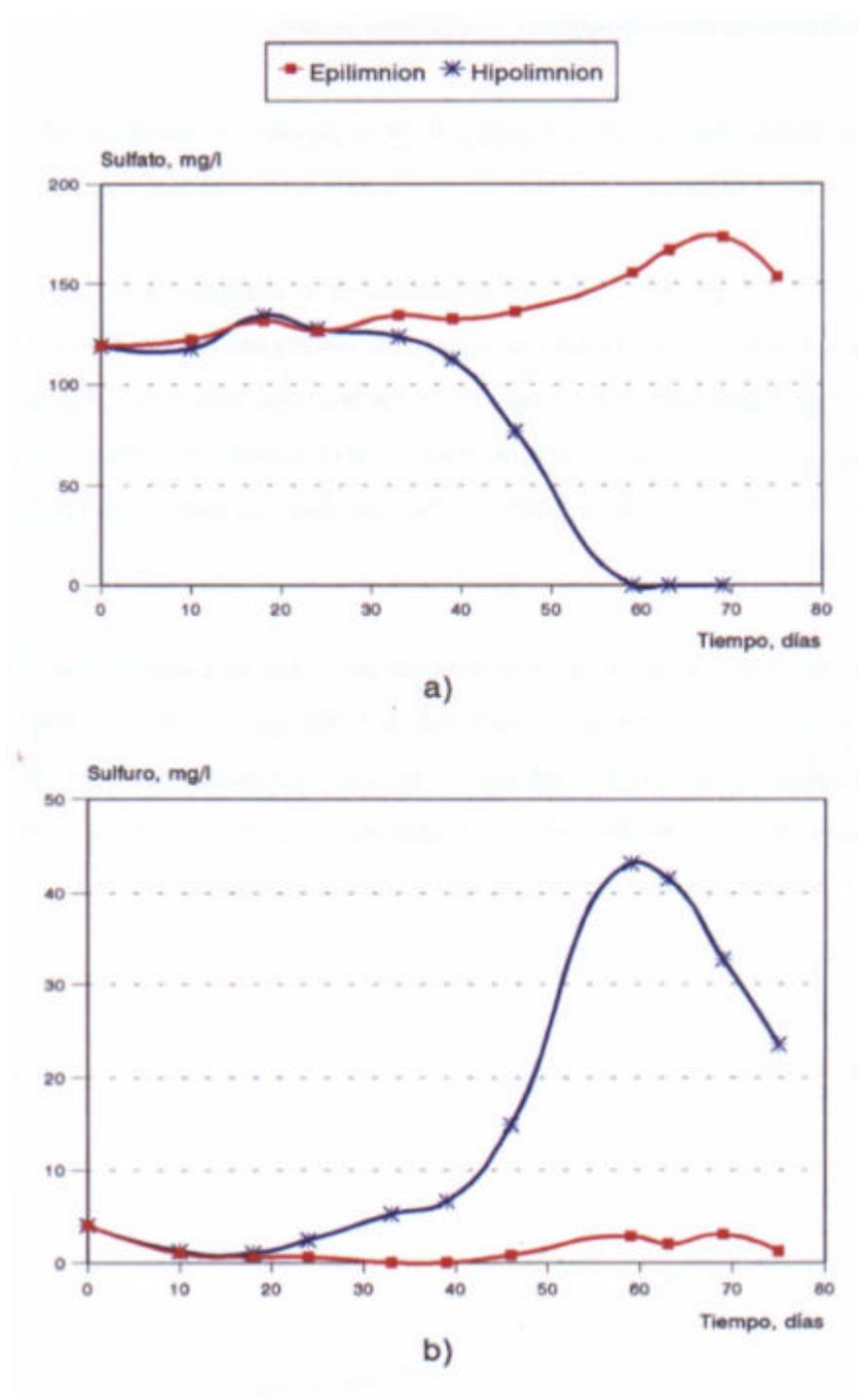


Figura 3.II.18. Período 2. Evolución de la concentración de sulfato y sulfuro.

f) Características microbiológicas. Coliformes fecales.

Como se puede observar en la Figura 3.II.19, el proceso de autodepuración avanza con gran rapidez en toda la balsa.

Después de los 20 primeros días de almacenamiento se consigue una reducción importante de la concentración de coliformes fecales, alcanzándose valores inferiores a 10 col/100 ml en toda la balsa. Esta autodepuración en la zona superficial por la acción directa del fitoplancton a través de la oxigenación de las aguas, la mayor temperatura y el desarrollo de poblaciones de protozoos y rotíferos es comparable a la de sistemas de lagunas con alta tasa de crecimiento de algas (Berná, L.M. y col., 1986).

En la misma figura se recoge el valor máximo permitido de concentración de coliformes fecales dado por la Organización Mundial de la Salud (1989) que es # 1000 CF/100 ml para riego de cultivos que comúnmente se consumen crudos, campos de deporte y parques públicos. Como se puede apreciar después de 20 días de almacenamiento el agua de la balsa tiene unas características microbiológicas aceptables que permiten su reutilización.

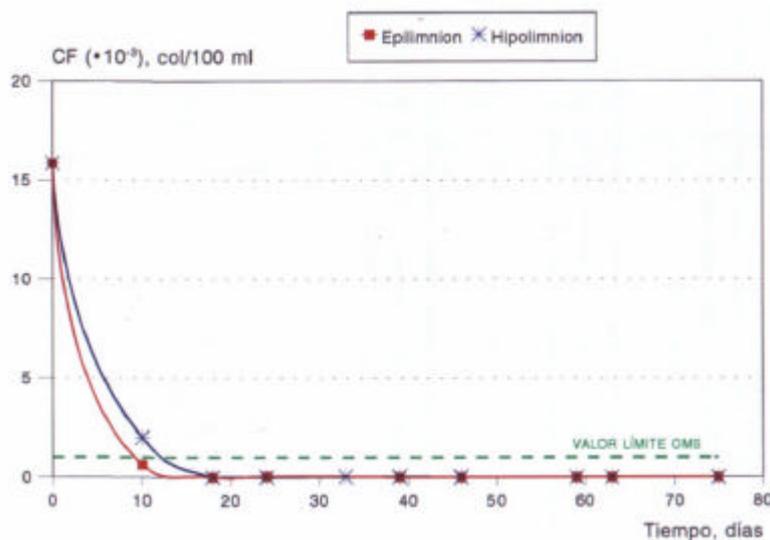


Figura 3.II.19. Período 2. Evolución de coliformes fecales en epilimnion e hipolimnion.

3.3. PERÍODO 3: enero-abril 1997.

Al igual que en el período anterior el agua almacenada en la balsa fue agua residual depurada y en la Tabla 3.III.1 se dan los valores de los parámetros del agua de entrada a la misma durante los días de llenado, así como los valores medios obtenidos a partir de la ecuación 2.1, que consideramos representativos del agua de partida.

La evolución del volumen de agua almacenada a lo largo de éste período se recoge en la Figura 3.III.1. El tiempo total de muestreo en la balsa fue de 92 días. La correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento se indica en la Tabla 3.III.2.

3.3.1. Resultados del Período 3.

Los valores de los parámetros medidos “in situ” se muestran en las Tablas AIII.1 a AIII.16 del Anexo III. Los resultados obtenidos mediante análisis en el laboratorio para las muestras tomadas en el punto de toma de muestra, a diferentes profundidades, se presentan en las Tablas AIII.17 a AIII.26 del Anexo III.

Tabla 3.III.1. Período 3. Características del agua de entrada.

FECHA	Q _{en} m ³ /día	V _{en} m ³	pH	CE μS/cm	MES mg/l	DQO mg/l	N-NH ₃ mg/l	N-NO ₂ mg/l	N-NO ₃ mg/l	PO ₄ ³⁻ mg/l	SO ₄ ²⁻ mg/l	S ²⁻ mg/l	log CF col/100ml
13/01/97	0	0	8,42	1750	16	44	7,4	0,01	0,10	45	96	1,2	0,6
14/01/97	4526	4526	7,79	1610	15	58	13,0	0,02	0,28	31	81	2,0	4,2
15/01/97	5684	10210	8,12	1650	23	62	13,5	0,04	0,26	31	54	2,0	4,2
16/01/97	5923	16133	7,91	1630	6	46	28,0	0,03	0,37	32	98	1,6	3,9
17/01/97	5982	22115	7,92	1610	6	47	28,4	0,03	0,37	31	105	2,4	4,1
20/01/97	16358	38473	7,89	1530	8	52	26,0	0,02	0,28	28	98	2,0	4,1
22/01/97	3095	49676	7,78	1580	13	40	25,3	0,03	0,37	29	99	3,2	4,0
VALOR MEDIO	-	-	7,91	1585	11	52	23,5	0,03	0,31	30	91	2,1	4,1

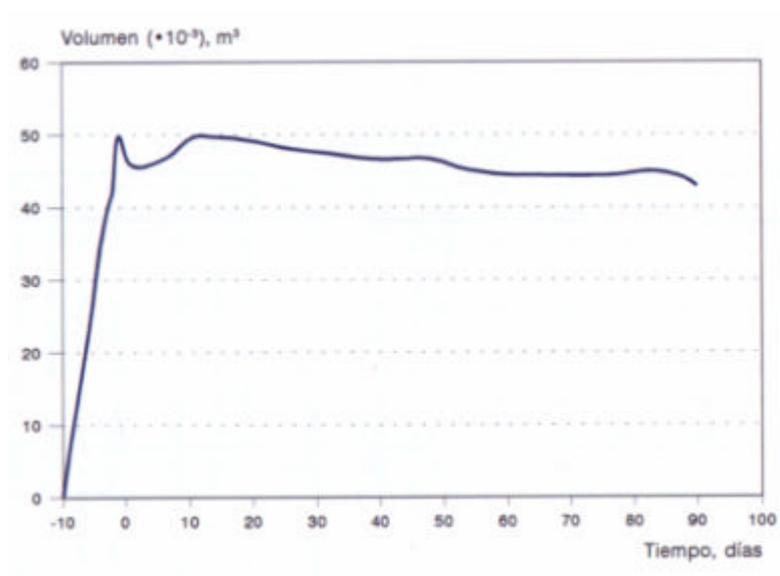


Figura 3.III.1. Período 3. Volumen de agua almacenada en la Balsa de San isidro.

Tabla 3.III.2. Correspondencia entre la fecha de muestreo y los días de almacenamiento.

FECHA	DÍAS DE ALMACENAMIENTO
22/01/97	0
24/01/97	2
29/01/97	7
03/02/97	12
05/02/97	14
13/02/97	22
17/02/97	26
24/02/97	33
03/03/97	40
07/03/97	44
12/03/97	49
19/03/97	56
02/04/97	70
09/04/97	77
21/04/97	89
24/04/97	92

3.3.2. Perfiles verticales de medidas “in situ” del Período 3.

Al igual que en los otros períodos, ya estudiados, se realizaron medidas “in situ” de diferentes parámetros, cuyos resultados se indican en las Tablas AIII.1 a AIII.16 del Anexo III como se ha indicado anteriormente.

a) Temperatura

En las Figuras 3.III.2a, b, c y d se representan los perfiles verticales de temperatura a lo largo de este período. Como puede observarse, en este período existen dos épocas claramente diferenciadas. La primera época comprende desde el inicio del muestreo hasta aproximadamente el 3 de marzo, en el cual la diferencia de temperatura entre la superficie y el fondo es muy pequeña, y por tanto se caracteriza por la homogeneidad térmica de la balsa. La segunda época, desde el 7 de marzo hasta el final del período, se caracteriza por la aparición de un cierto grado de estratificación térmica con gradientes de temperatura entre 3,3 y 5,7° C. La termoclina llega hasta los 5 m de profundidad.

En la Tabla 3.III.3 se presentan los valores de temperatura obtenidos a lo largo de este período en la balsa y se representan en la Figura 3.III.3. Donde se puede observar con mayor claridad la aparición de la estratificación térmica.

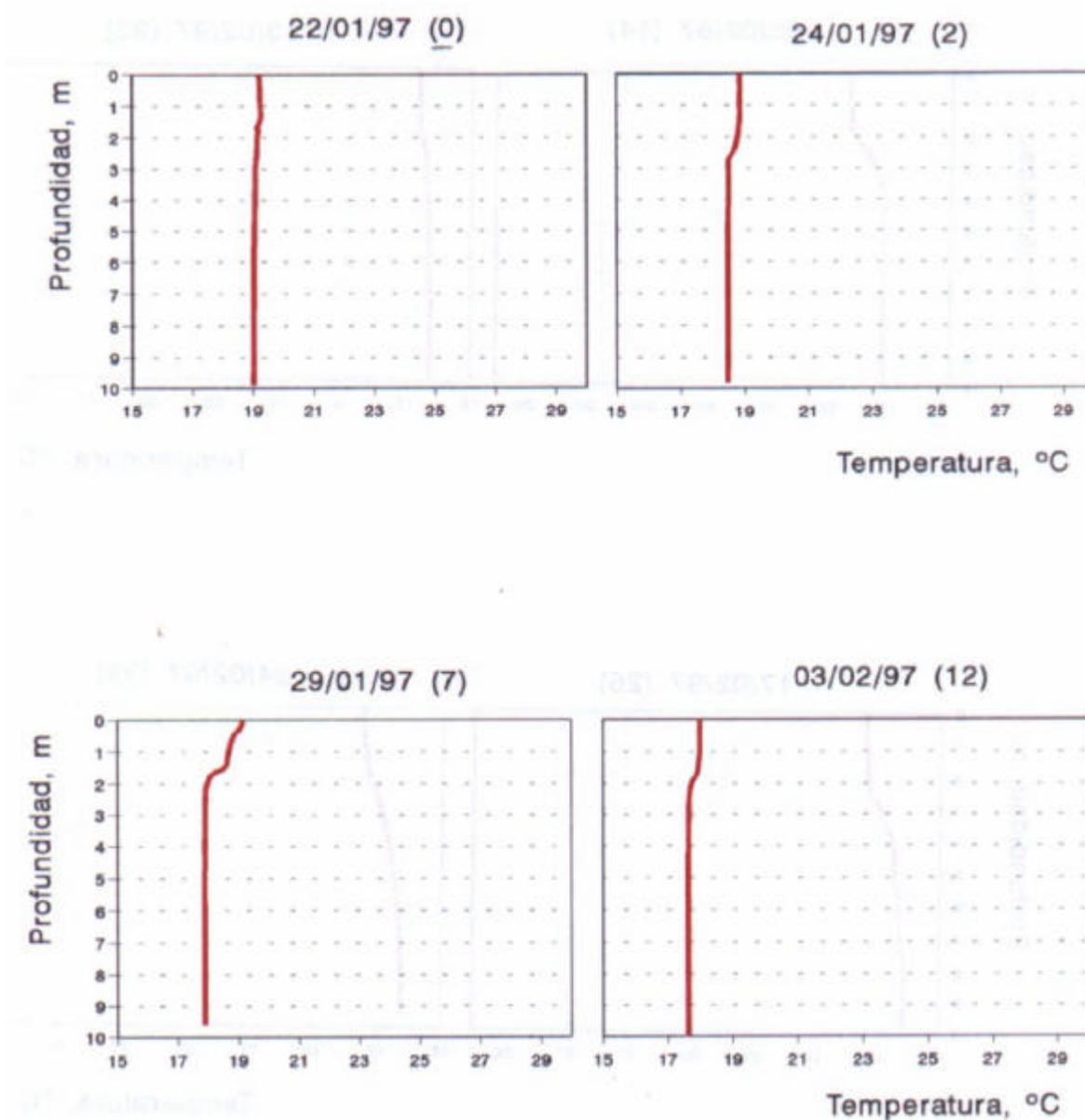


Figura 3.III.2 a. Período 3. Evolución de los perfiles de temperatura.

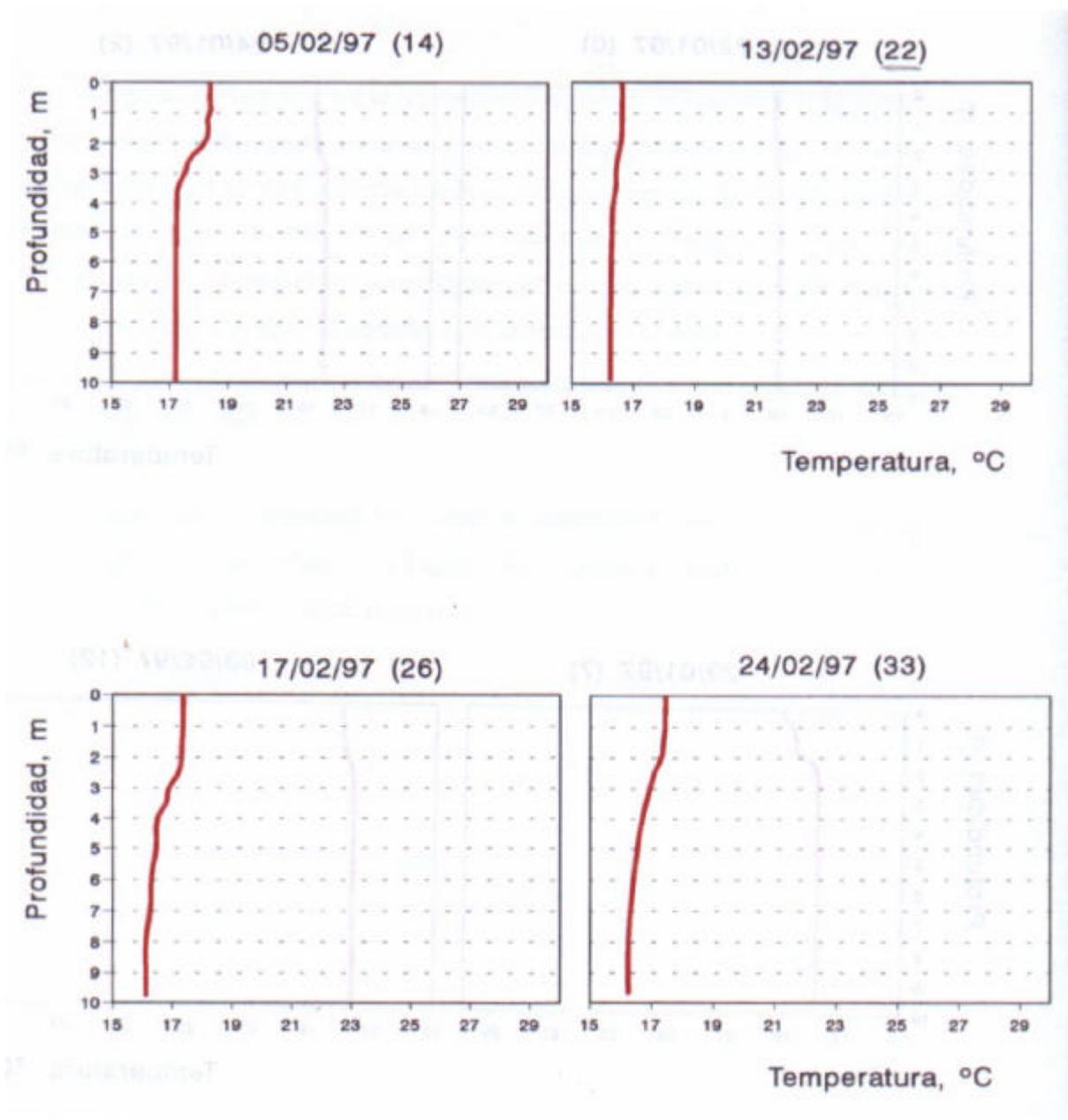


Figura 3.III.2 b. Período 3. Evolución de los perfiles de temperatura. (Continuación).

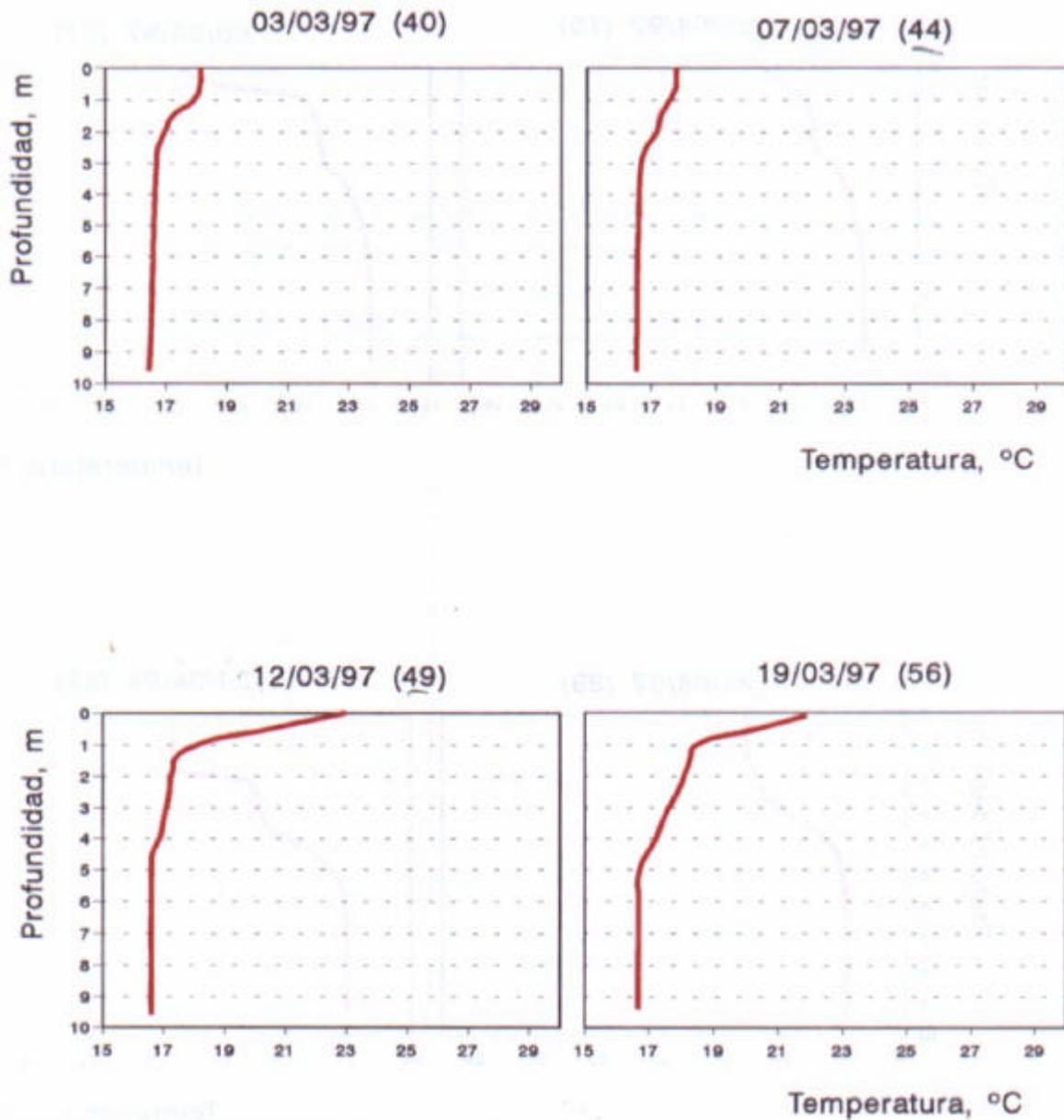


Figura 3.III.2 c. Período 3. Evolución de los perfiles de temperatura.
(Continuación).

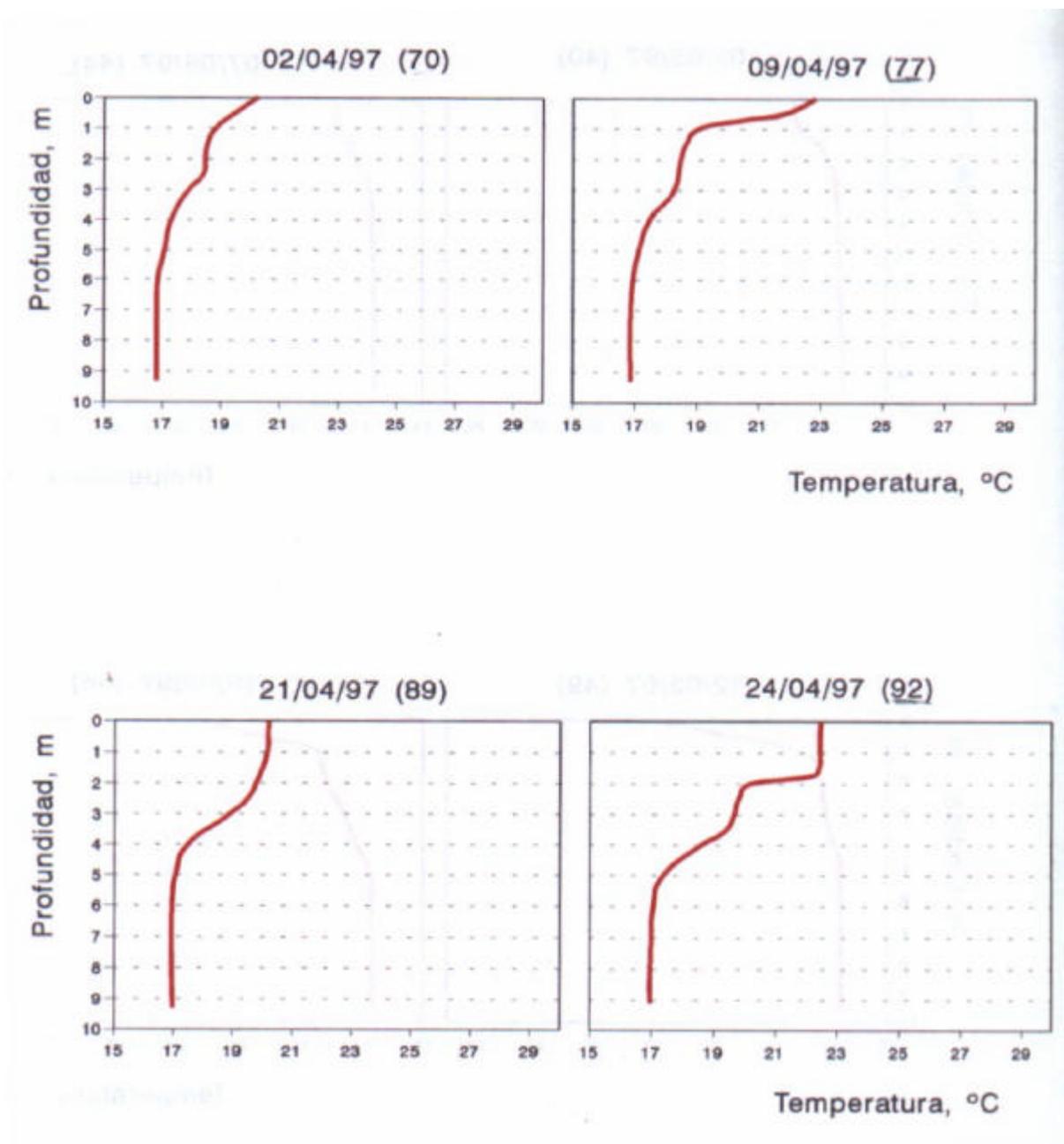


Figura 3.III.2d. Periodo 3. Evolución de los perfiles de temperatura.
(Continuación).

Tabla 3.III.3. Período 3. Valores de Temperatura, °C

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA BALSA	HIPOLIMNION
0		18,7	
2		18,9	
7		17,8	
12		17,4	
14		17,2	
22		15,9	
26		16,3	
33		16,4	
40		16,9	
44		16,6	
49	22,3		16,6
56	21,9		16,7
70	20,1		16,8
77	21,6		17,0
89	20,3		17,0
92	22,6		17,1

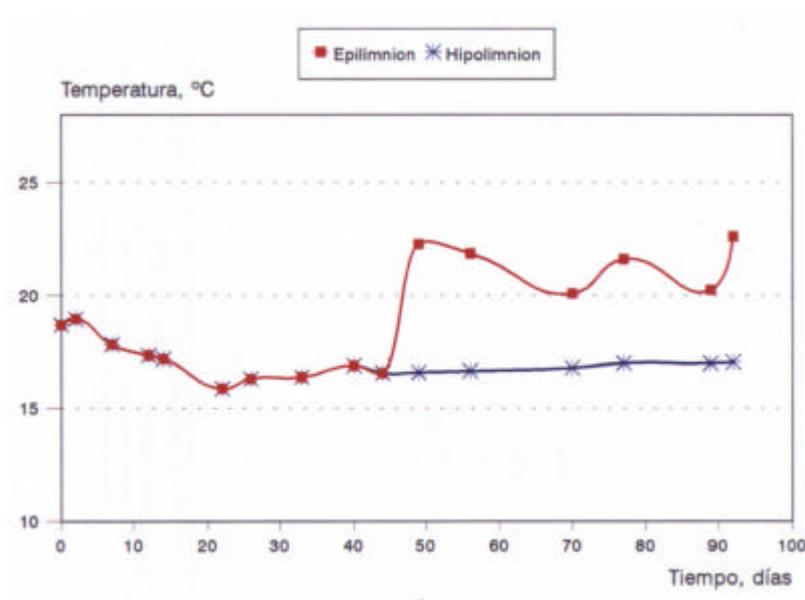


Figura 3.III.3. Período 3. Valores de temperatura en epilimnion e hipolimnion.

b) Oxígeno disuelto

En las Figuras 3.III.4a, b, c y d se muestran los perfiles verticales de oxígeno disuelto obtenidos en la Balsa de San Isidro durante este período. En ellas puede observarse como la concentración de oxígeno disuelto es muy pequeña en las capas superficiales de la Balsa, siendo cero o muy próxima a cero a partir de 3-4 m de profundidad y ésta situación se mantiene prácticamente mientras existe homogeneidad térmica en la balsa y bajas temperaturas. Luego la concentración de oxígeno disuelto fue aumentando progresivamente hasta incluso alcanzar condiciones de sobresaturación en las capas superficiales con el aumento de temperatura y aparición de la estratificación. Este efecto es debido al aporte de oxígeno por la acción fotosintética del fitoplancton, como puede apreciarse posteriormente en el análisis de clorofila-a.

En la Tabla 3.III.4 se muestran los valores de oxígeno disuelto, así como la profundidad del epilimnion a lo largo de este período y se representan en la Figura 3.III.5. Durante la primera época que coincide con la homogeneidad térmica de la balsa el epilimnion e hipolimnion son temporales (debido a la hora de muestreo) y por tanto no se ha estimado su profundidad. A partir de estos datos puede observarse como en el fondo de la balsa existe una capa donde la

concentración de oxígeno disuelto es prácticamente nula durante todo el período (a excepción de algún día 44).

En la Figura 3.III.6 se muestran los valores de la concentración de oxígeno disuelto a 1, y 2 m de profundidad, y puede observarse como a partir del día 20 y a 1 m la concentración de oxígeno a la hora de muestreo es ≥ 2 mg/l.

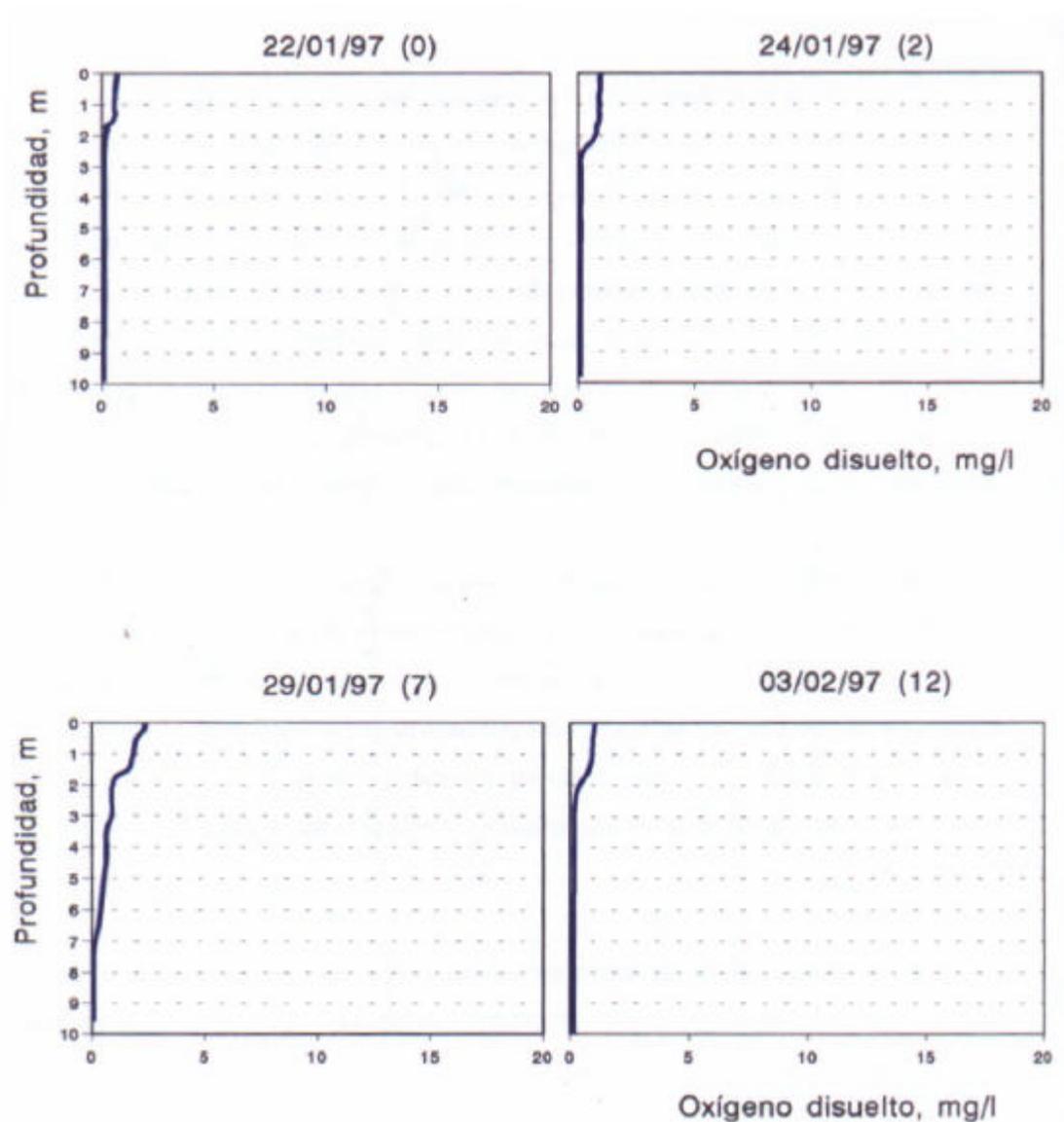


Figura 3.III.4 a. Período 3. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.

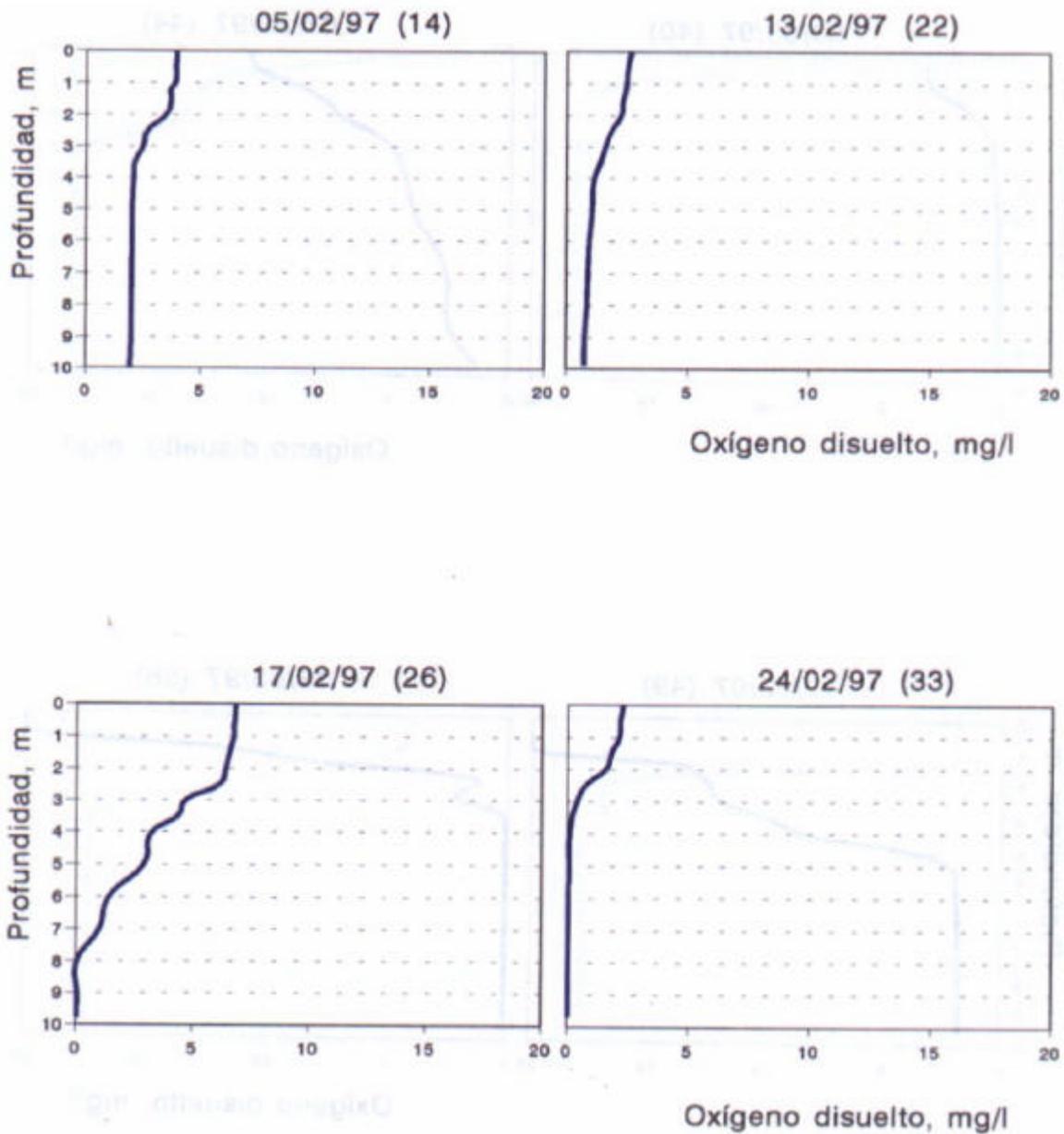


Figura 3.III.4 b. Período 3. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

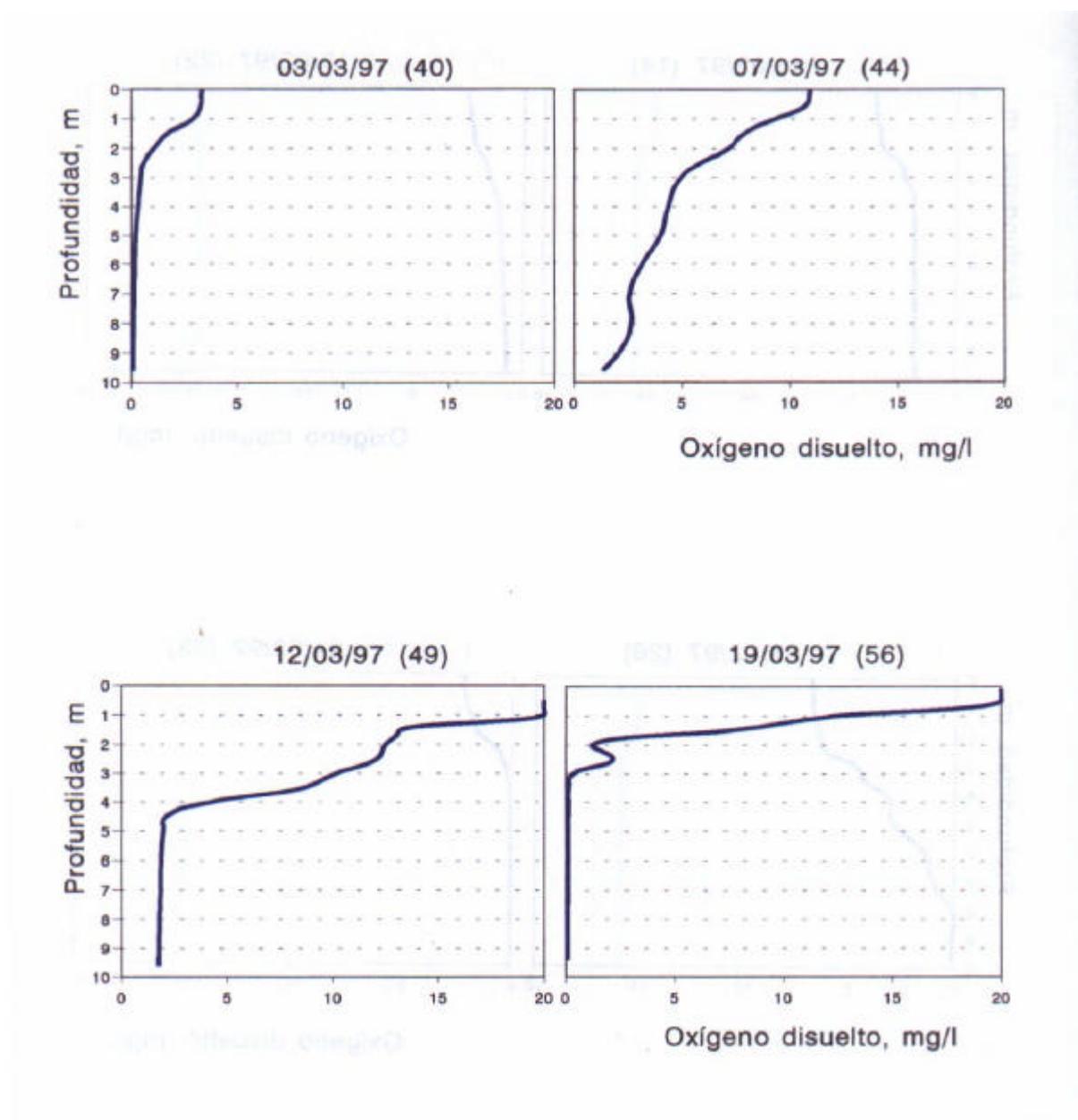


Figura 3.III.4 c. Período 3. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

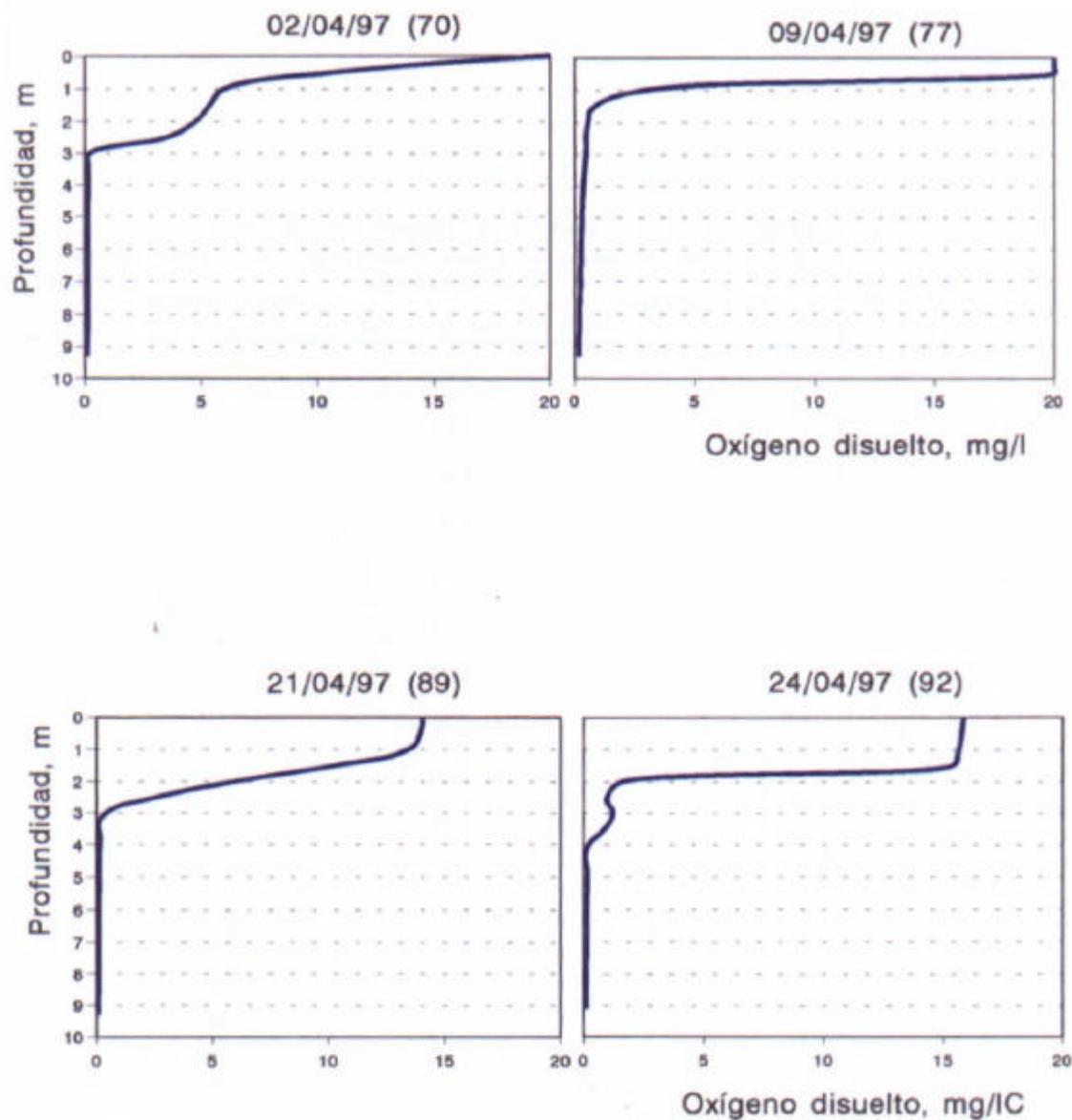


Figura 3.III.4 d. Período 3. Evolución de los perfiles de oxígeno disuelto.
(Continuación).

Tabla 3.III.4. Período 3. Valores de Oxígeno disuelto, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION	PROF.EPIL., m
0		0,26		-
2		0,34		-
7		0,88		-
12		0,39		-
14		2,51		-
22		1,39		-
26		3,09		-
33		0,70		-
40		1,16		-
44		5,16		-
49	20,00		1,70	0,2
56	20,00		0,07	0,3
70	20,00		0,07	0,2
77	16,52		0,09	0,7
89	13,93		0,11	1,5
92	15,01		0,08	1,7

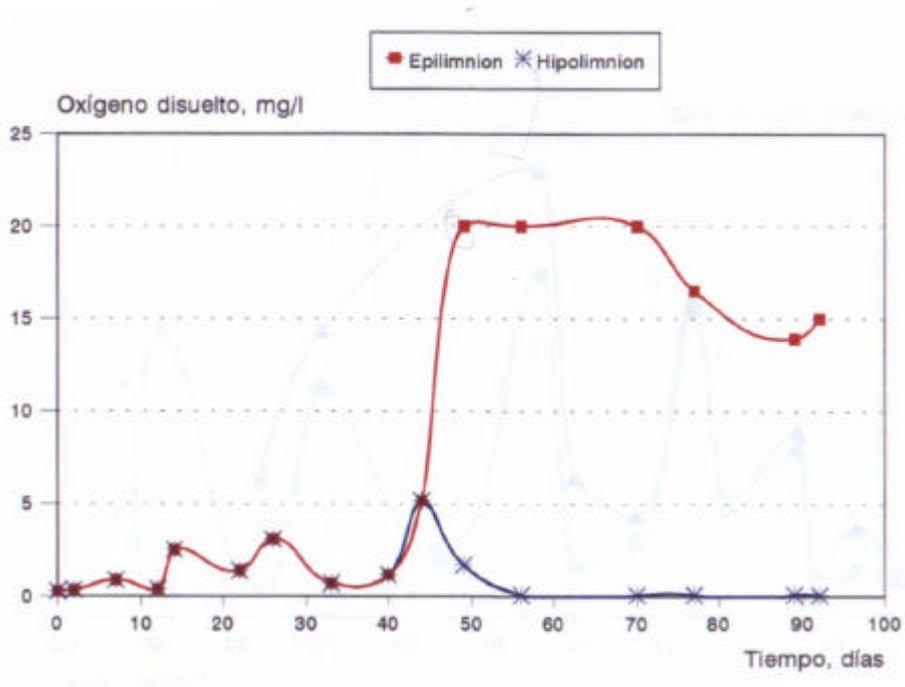


Figura 3.III.5. Período 3. Evolución del oxígeno disuelto en epilimnion e hipolimnion.

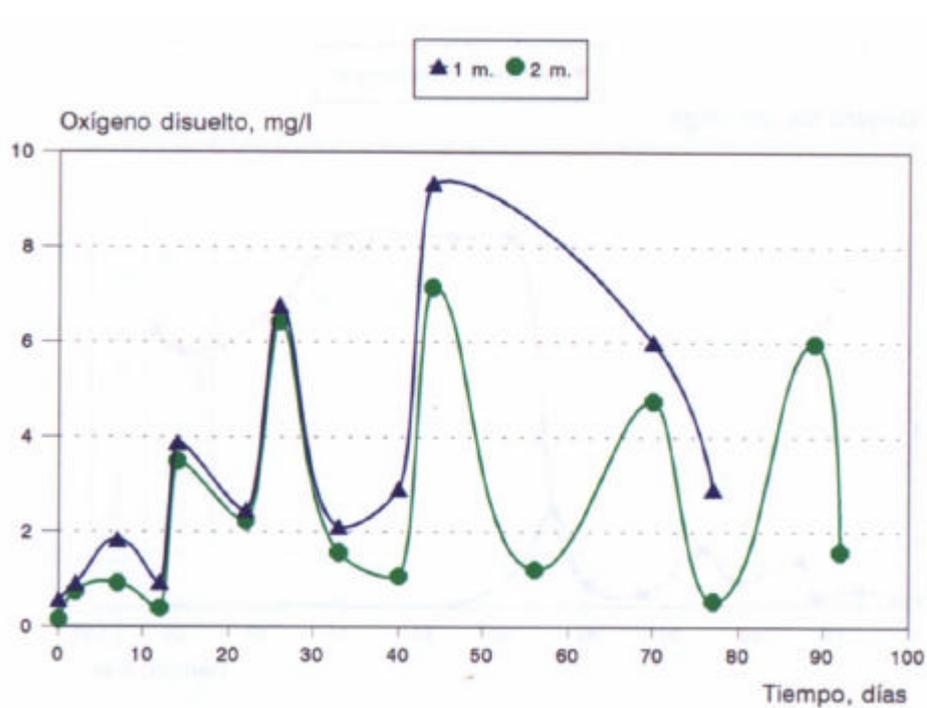


Figura 3.III.6. Evolución del oxígeno disuelto a diferentes profundidades.

c) pH y conductividad eléctrica

En las Figuras 3.III.7a, b, c y d y 3.III.8a, b, c y d se presentan los perfiles verticales de pH y de conductividad eléctrica para este período de estudio. En las Tablas 3.III.5 y 3.III.6 se muestran los valores de pH y conductividad obtenidos, y se representan en las Figuras 3.III.9 y 3.III.10.

Como se puede observar el pH permanece casi constante durante la primera parte del período, es decir, cuando no existe estratificación. Una vez que comienza a desarrollarse la termoclina, como consecuencia de la estratificación y de la variación del oxígeno disuelto, aparecen cambios en los valores de pH en profundidad.

En la Figura 3.III.9 se observa que en ausencia de estratificación (lo que ocurre al principio del período 3) el pH en toda la columna de agua se mantiene próximo a 8. Una vez que comienza a aparecer la estratificación térmica el pH en las capas superficiales (epilimnion) presenta oscilaciones significativas debido a la acción fotosintética del fitoplancton y aumenta llegando a valores superiores a 10 a principios del mes de abril, estos valores relativamente altos indican unas condiciones favorables para la eliminación de bacterias. Estos períodos con valores de pH superiores a 9 resultan eficaces en la eliminación de coliformes fecales ya que en este caso el pH es el principal responsable de la eliminación de bacterias coliformes (*Mara y Pearson, 1986*).

La comparación de los perfiles de pH y conductividad eléctrica, Figuras 3.III.9 y 10, nos muestra como el aumento del pH va acompañado de una disminución de la conductividad.

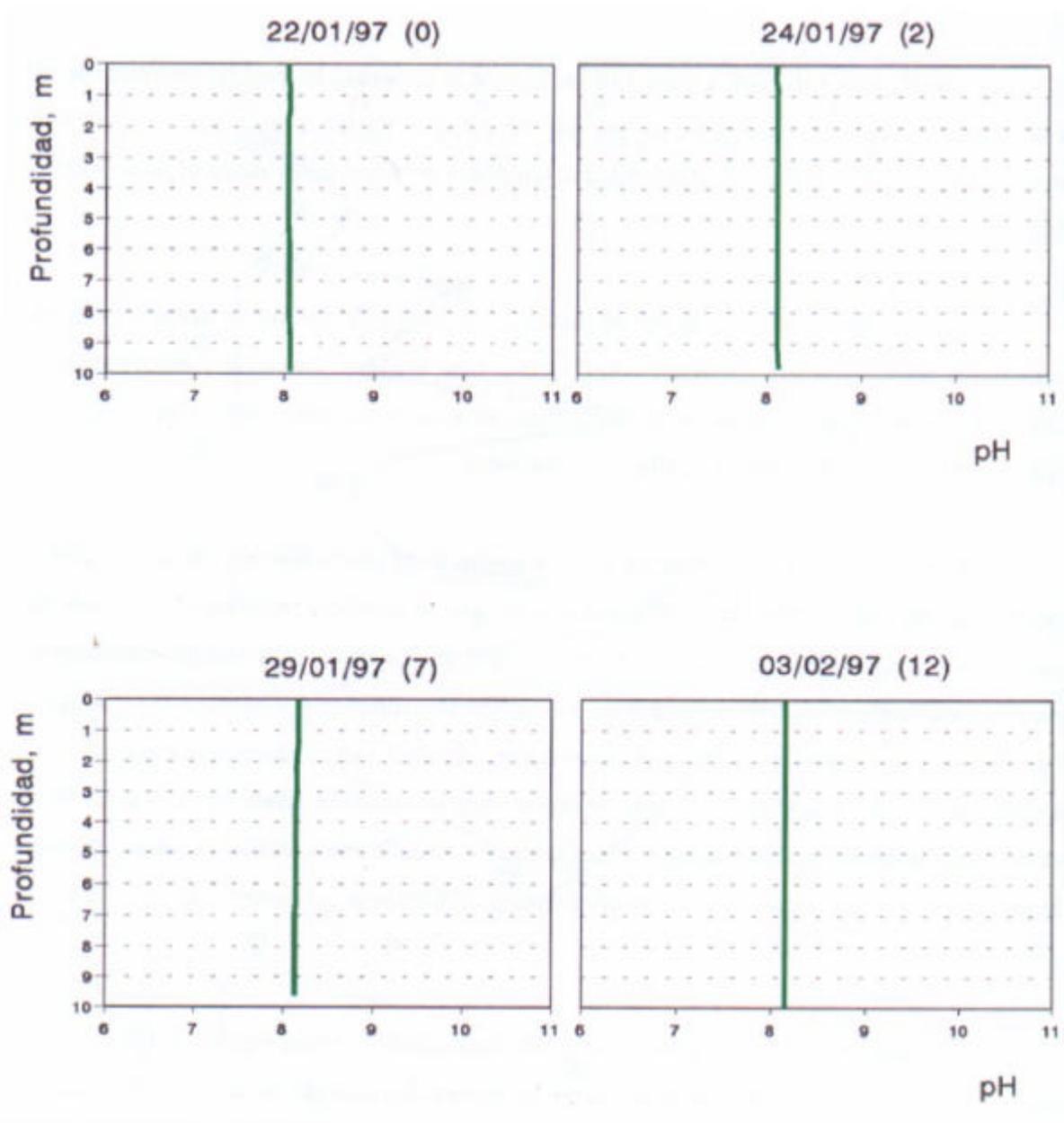


Figura 3.III.7 a. Período 3. Evolución de los perfiles de pH.

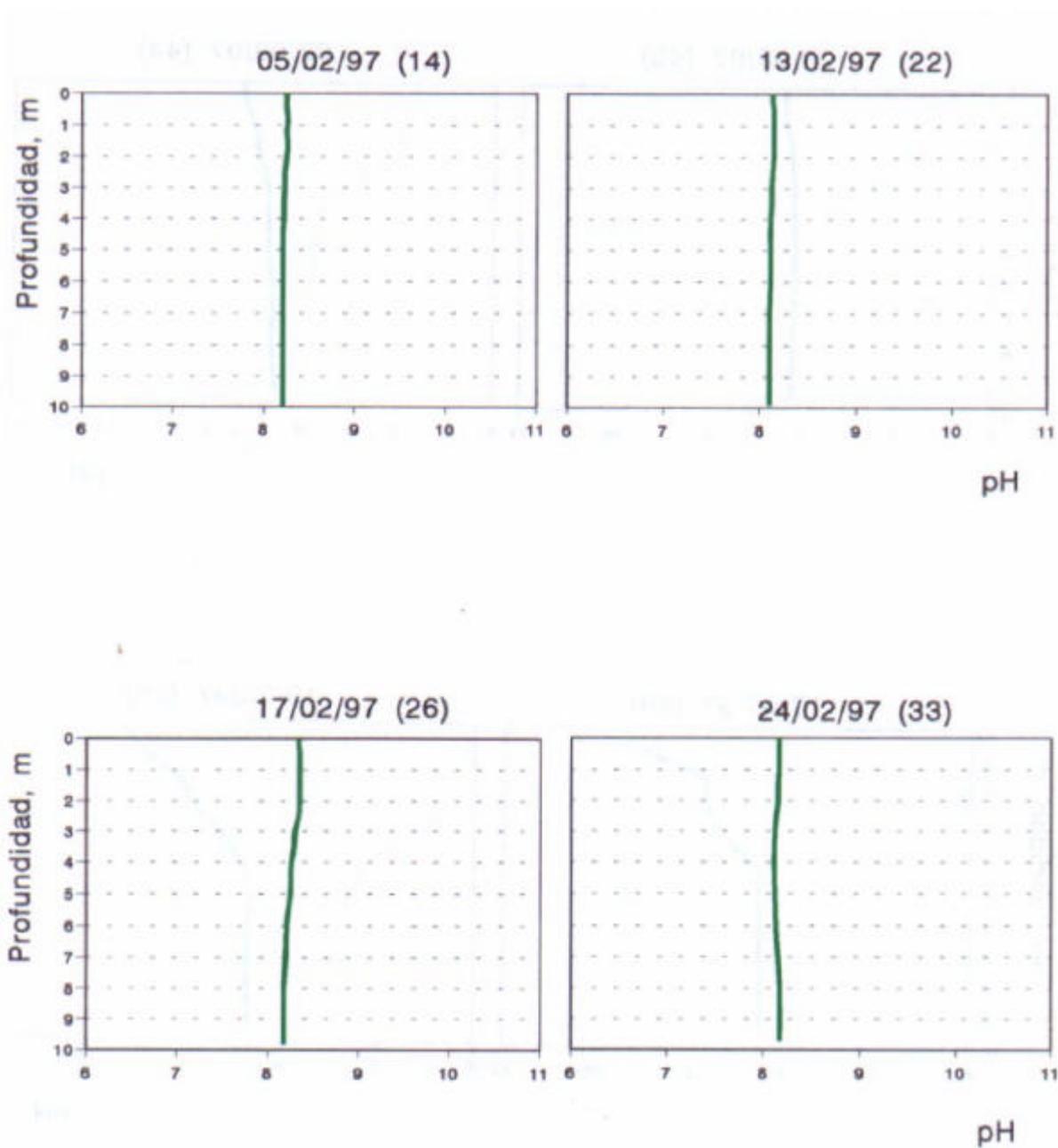


Figura 3.III.7 b. Período 3. Evolución de los perfiles de pH.
(Continuación).

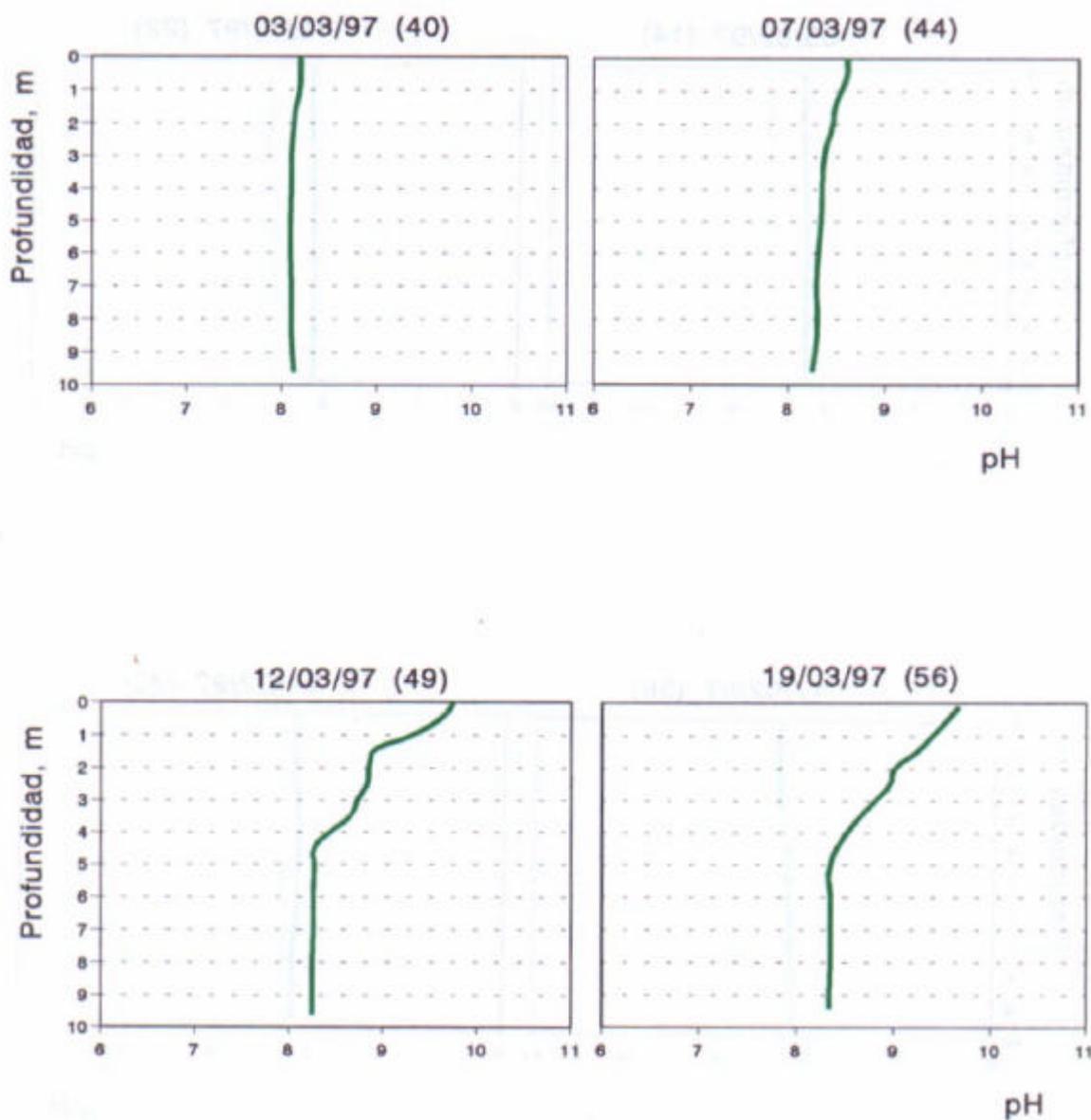


Figura 3.III.7 c. Período 3. Evolución de los perfiles de pH.
(Continuación).

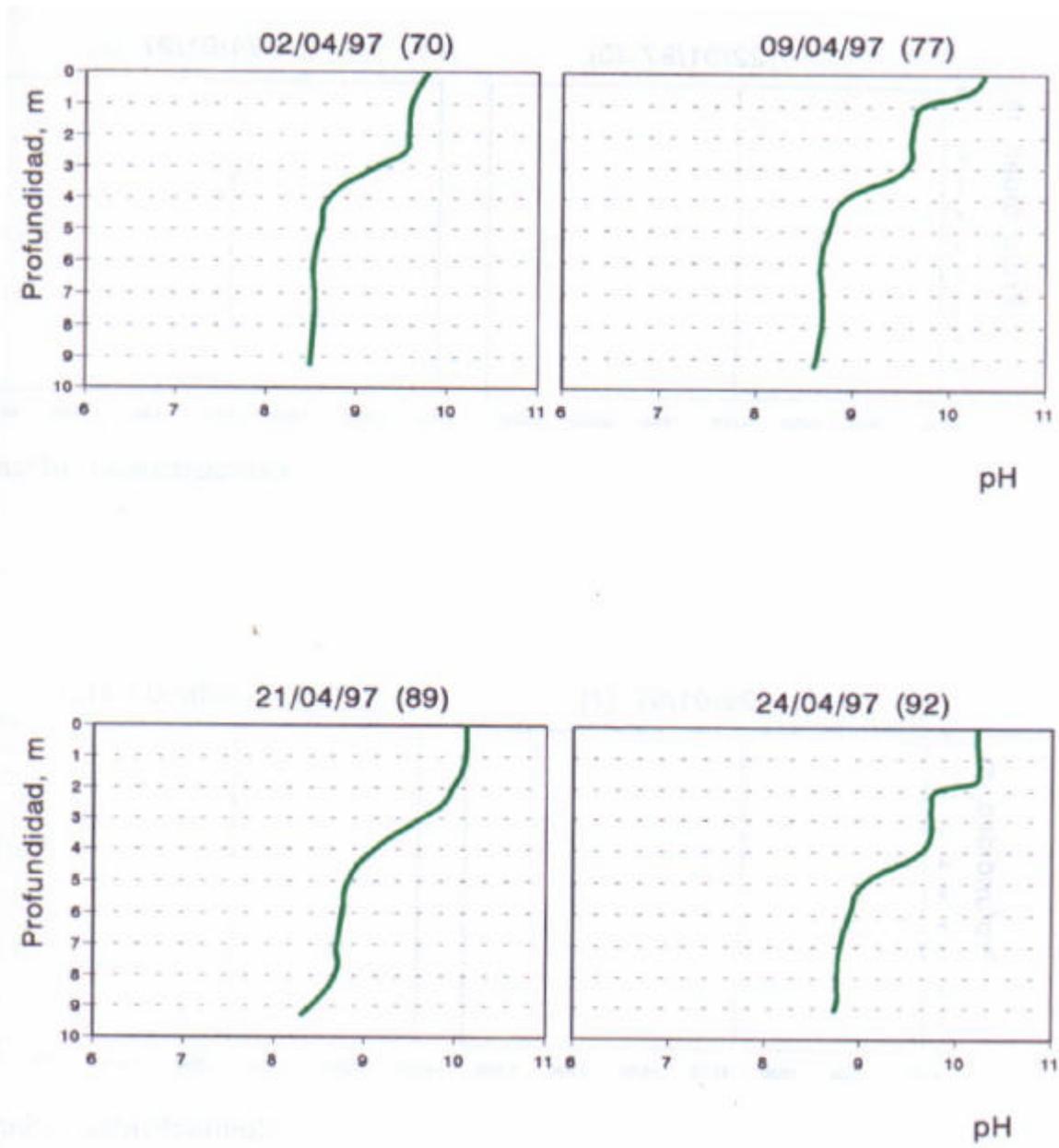


Figura 3.III.7 d. Período 3. Evolución de los perfiles de pH.
(Continuación).

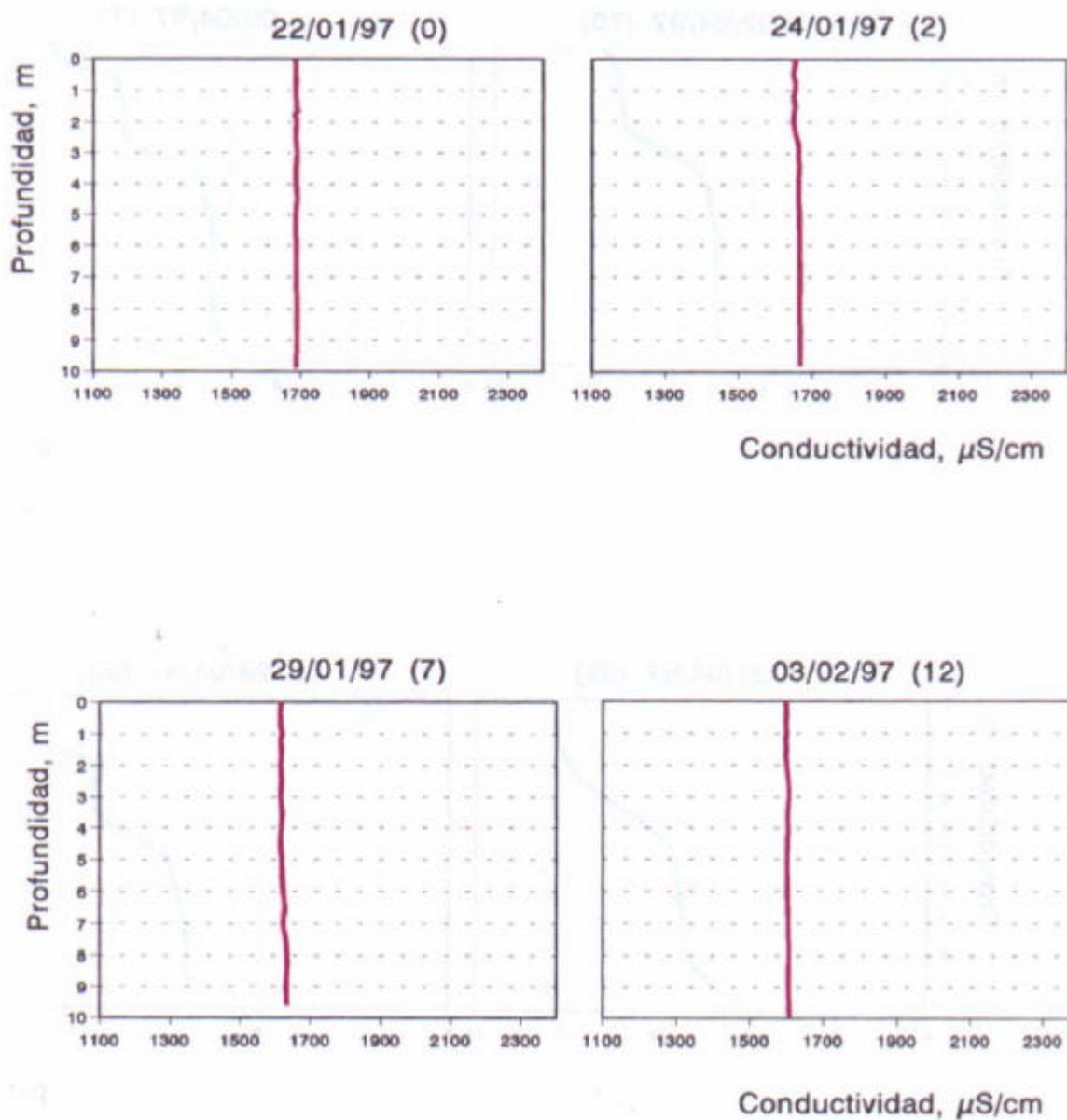


Figura 3.III.8 a. Período 3. Evolución de los perfiles de conductividad.

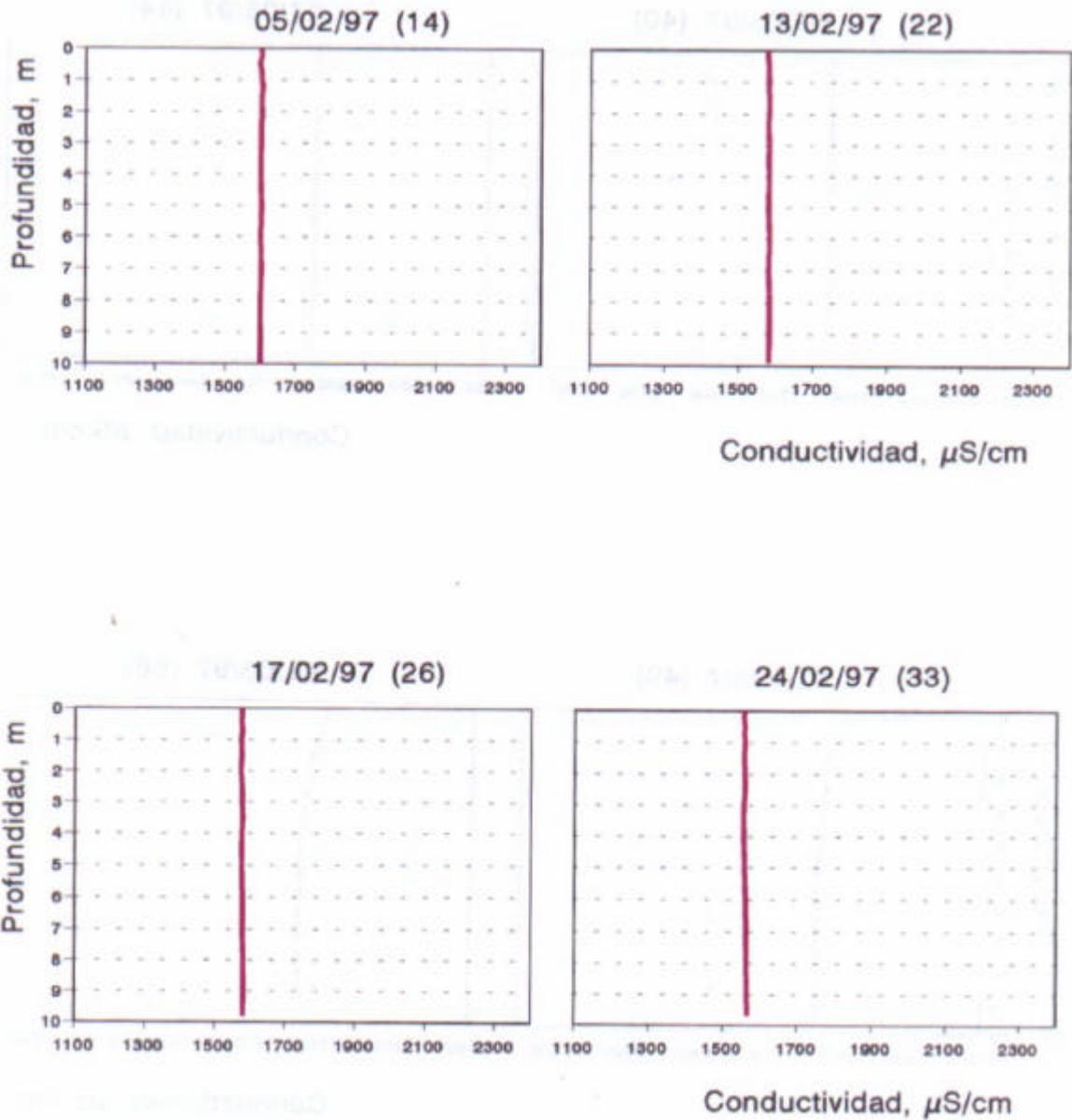


Figura 3.III.8 b. Período 3. Evolución de los perfiles de conductividad.
(Continuación).

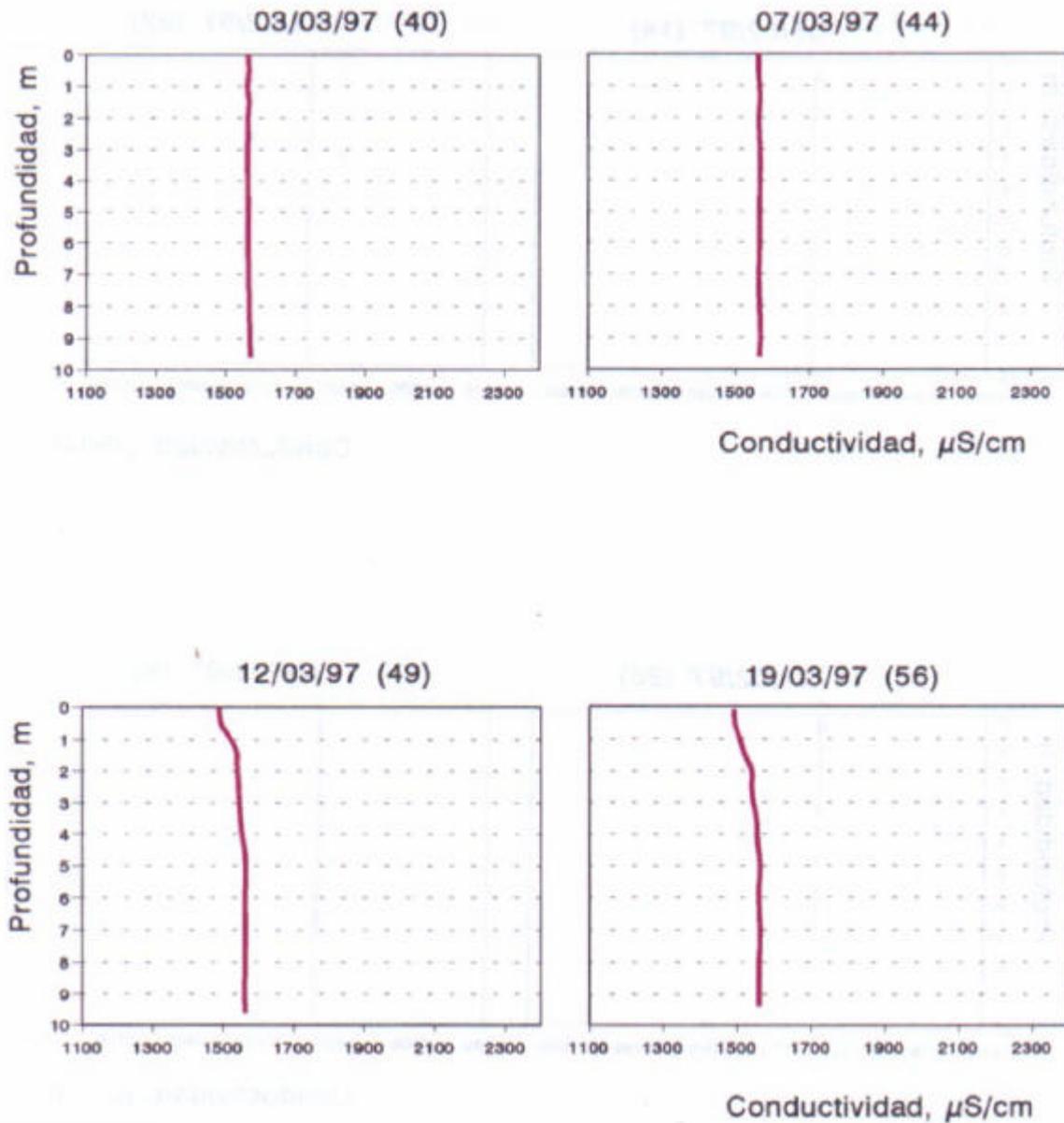


Figura 3.III.8 c. Período 3. Evolución de los perfiles de conductividad.
(Continuación).

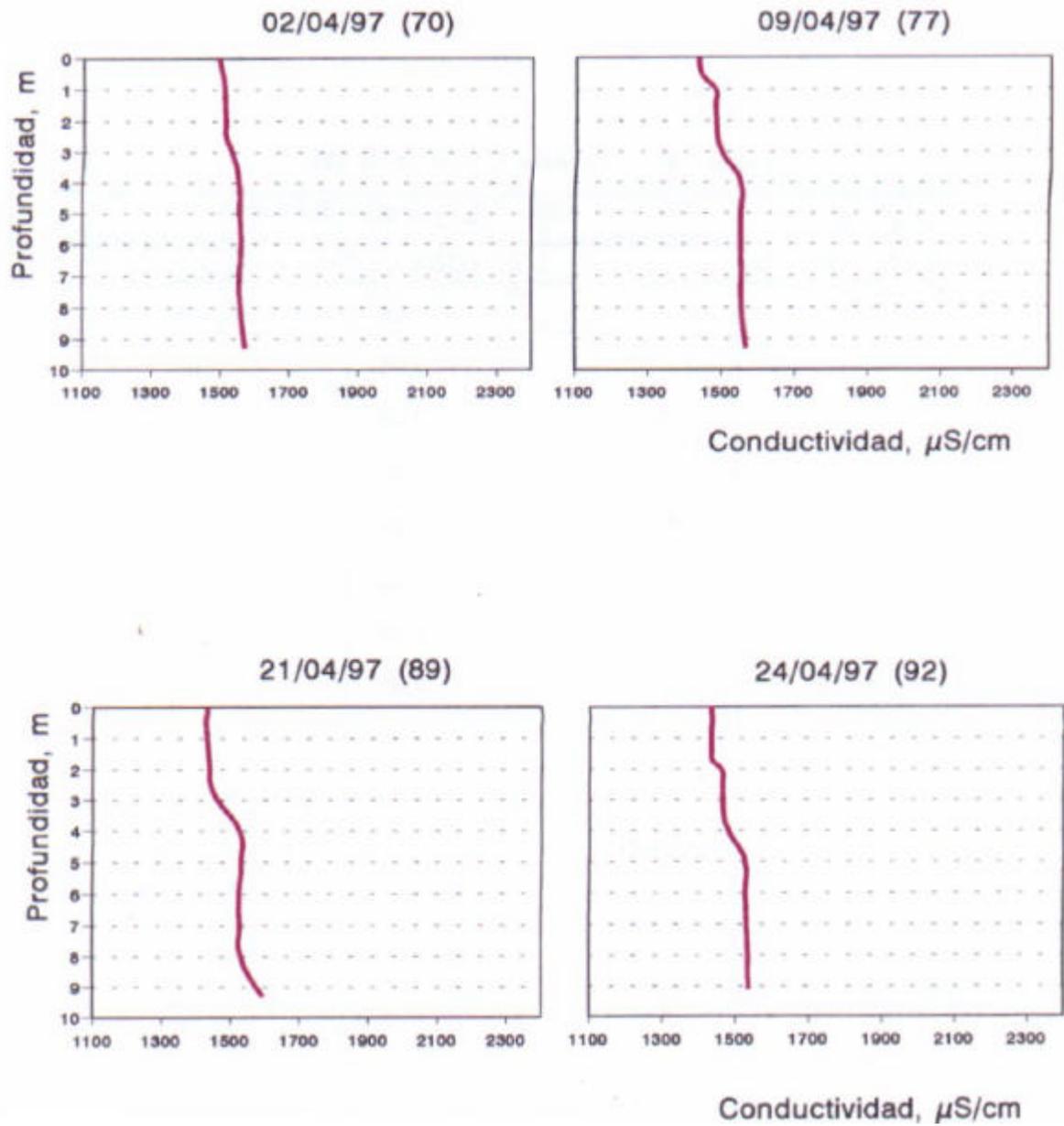


Figura 3.III.8 d. Período 3. Evolución de los perfiles de conductividad.
(Continuación).

Tabla 3.III.5. Período 3. Valores de pH.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		7,88	
2		7,94	
7		7,98	
12		7,98	
14		8,05	
22		7,86	
26		8,08	
33		7,97	
40		8,04	
44		8,21	
49	9,71		8,25
56	9,67		8,34
70	9,80		8,53
77	10,22		8,66
89	10,14		8,75
92	10,23		8,80

Tabla 3.III.6. Período 3. Valores de Conductividad, mF S/cm.

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		1687	
2		1661	
7		1622	
12		1601	
14		1602	
22		1582	
26		1580	
33		1560	
40		1567	
44		1565	
49	1508		1562
56	1492		1561
70	1502		1560
77	1447		1563
89	1431		1531
92	1434		1532

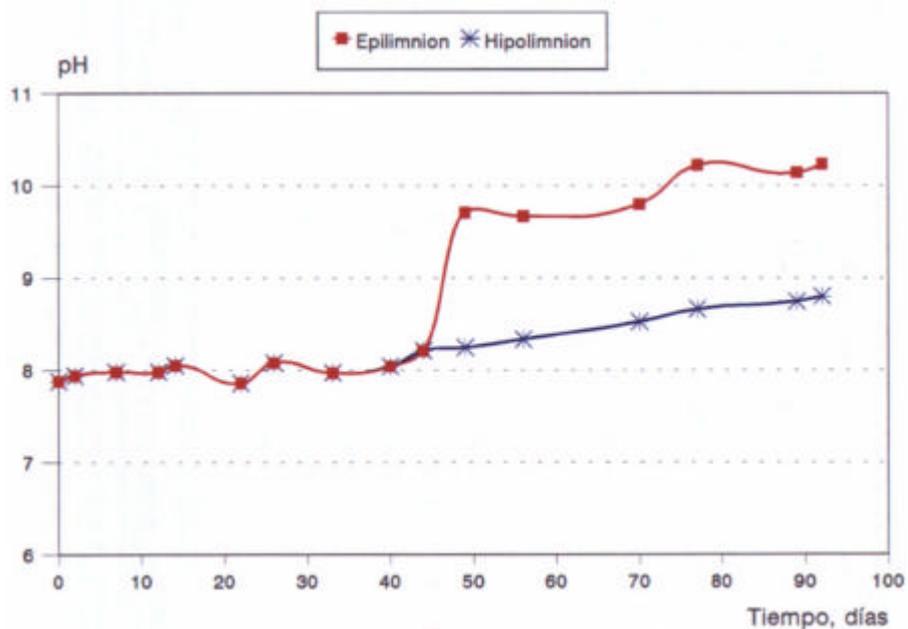


Figura 3.III.9. Evolución del pH en epilimnion e hipolimnion durante el Período 3.

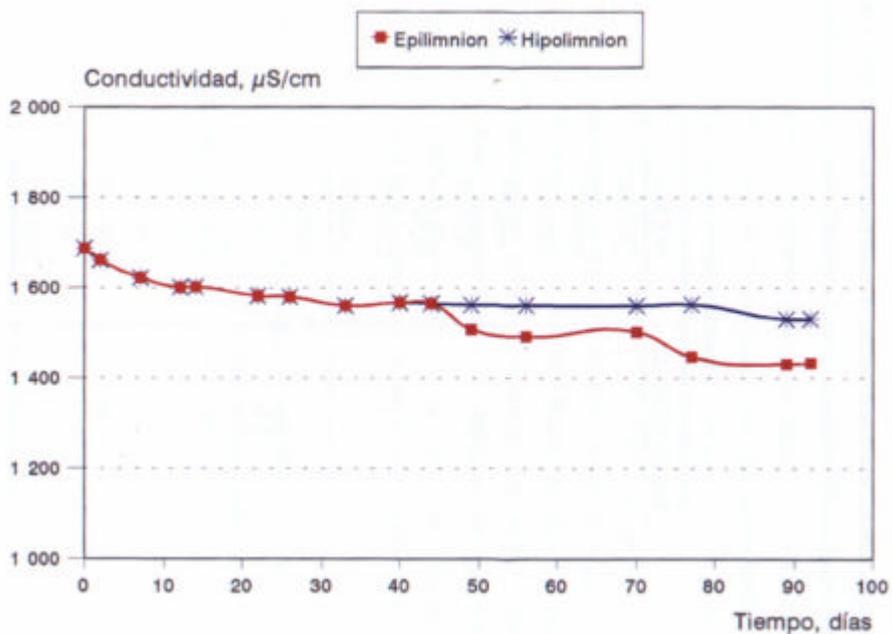


Figura 3.III.10. Evolución de la conductividad en epilimnion e hipolimnion durante el Período 3.

3.3.3. Medidas en continuo.

Durante este período se realizaron una serie de experiencias que consistían en situar la sonda multiparamétrica a una determinada profundidad y programarla para que registrara medidas, cada hora, durante cierto número de días. Se obtuvieron datos a tres profundidades: 0,8; 1,0 y 1,8 m. En la Tabla 3.III.7 aparecen los días y las profundidades a las que se realizaron estas medidas.

Tabla 3.III.7.

PROFUNDIDAD	FECHA
1 m	06/02/97
	14/02/97
	15/02/97
	16/02/97
	18/02/97
	21/02/97
	22/02/97
	23/02/97
0,8 m	04/03/97
	05/03/97
	06/03/97
1,8 m	13/03/97
	14/03/97
	15/03/97
	16/03/97
	17/03/97

En las Tablas AIII.27 a AIII.42, del Anexo III, se dan los valores de los parámetros siguientes: temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad eléctrica y se representan en las Figuras 3.III.11 a 3.III.30.

Como se puede observar en las Figuras 3.III.11 a 3.III.15 se produce un aumento de la temperatura en superficie en las últimas horas del día en torno a las 22:00 h como consecuencia de la acumulación de calor a lo largo del día.

En las Figuras 3.III.16 a 3.III.20 se presenta la evolución del oxígeno disuelto en superficie a lo largo de 16 días diferentes. Entre los días 21/02/97 y 23/02/97 se produce una disminución importante de la concentración de oxígeno llegándose a valores inferiores a 1 mg/l ya que la fotosíntesis disminuye y el oxígeno disuelto decrece como resultado de la demanda continua por las bacterias para los procesos de biooxidación (*Fritz, J. y col., 1979*).

De la misma forma, en las Figuras 3.III.21 a 3.III.25 se recogen las variaciones del pH en superficie. Como ya se ha indicado en la introducción el crecimiento de las algas en la balsa está sujeto a la intensidad de la luz, y como ésta varía a lo largo del día y a lo largo del año se producen dos efectos fundamentales: el oxígeno disuelto y el pH del agua presentan valores mínimos al final de la noche, y aumentan durante las horas de luz solar hasta alcanzar valores máximos a media tarde. A partir de aquí decrecen a lo largo de la noche. Se produce una mayor variación diurna en el pH a altas temperaturas, porque durante los días cálidos la actividad biológica es mayor.

En las Figuras 3.III.26 a 3.III.30 se presentan las variaciones de la conductividad eléctrica en superficie. Como se puede observar no se produce variación importante en los valores de conductividad a lo largo de todo un día.

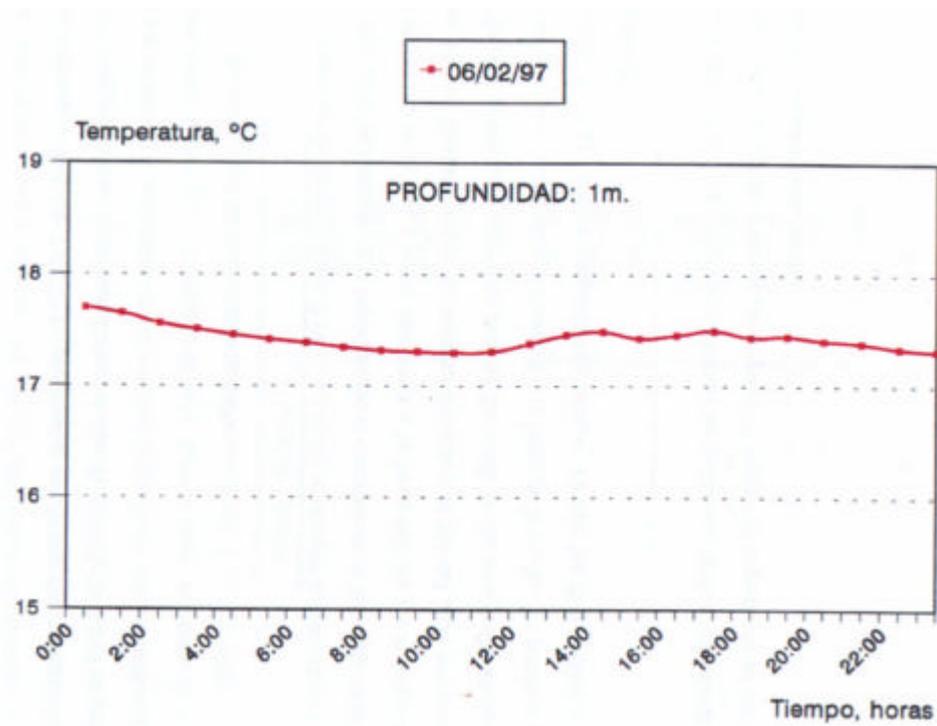


Figura 3.III.11. Evolución diaria de temperatura.

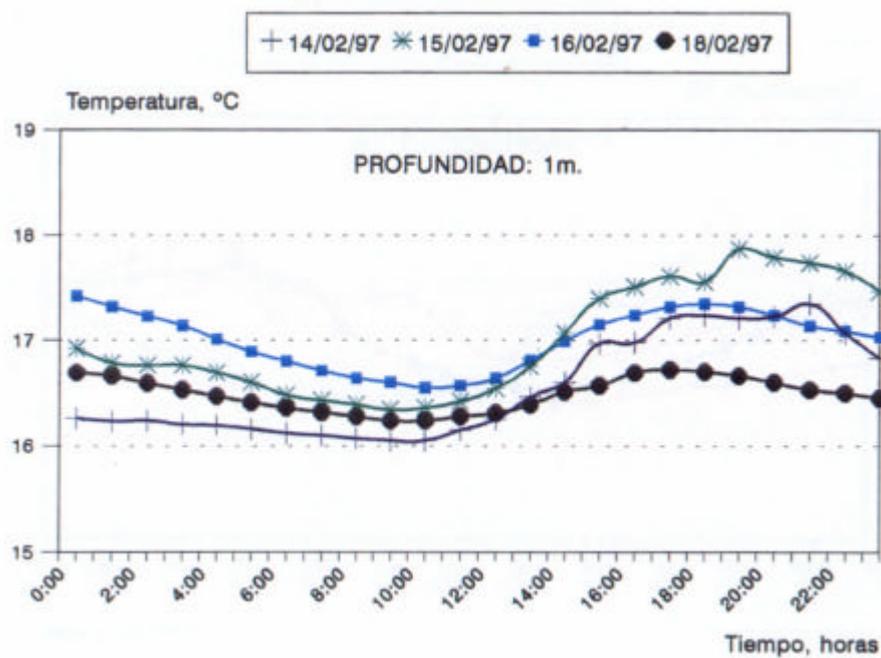


Figura 3.III.12. Evolución diaria de temperatura

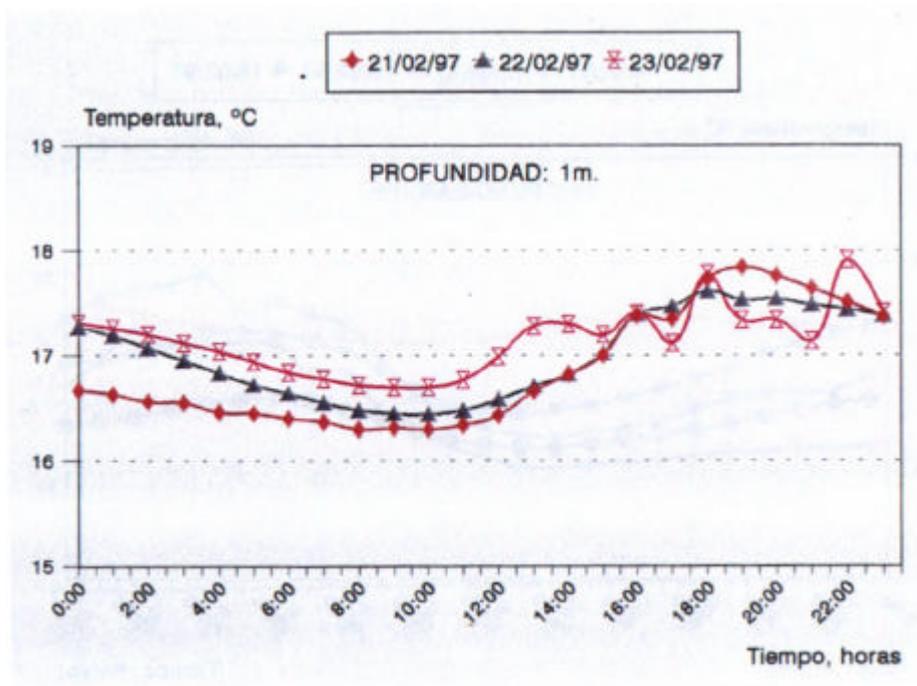


Figura 3.III.13. Evolución diaria de temperatura.

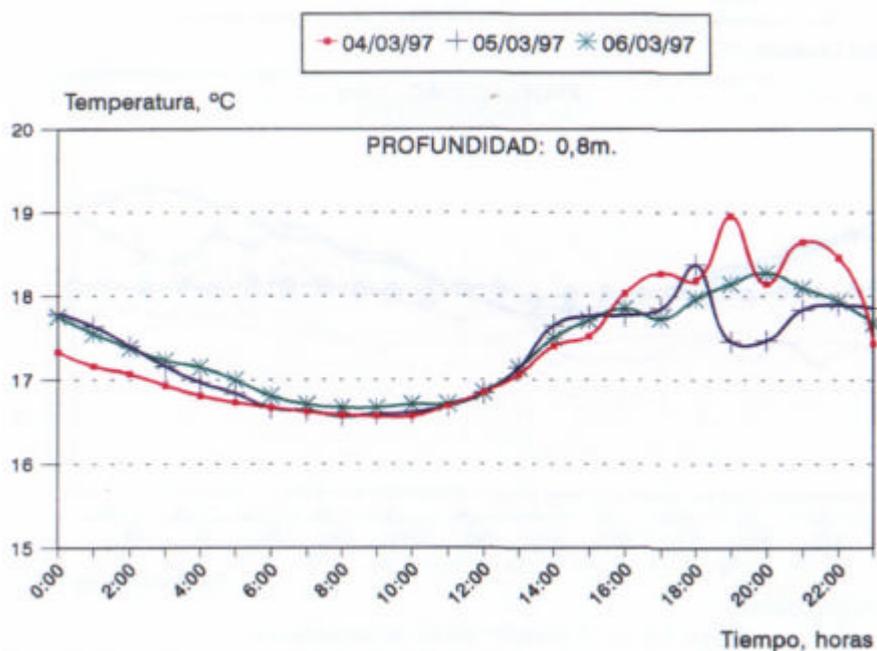


Figura 3.III.14. Evolución diaria de temperatura.

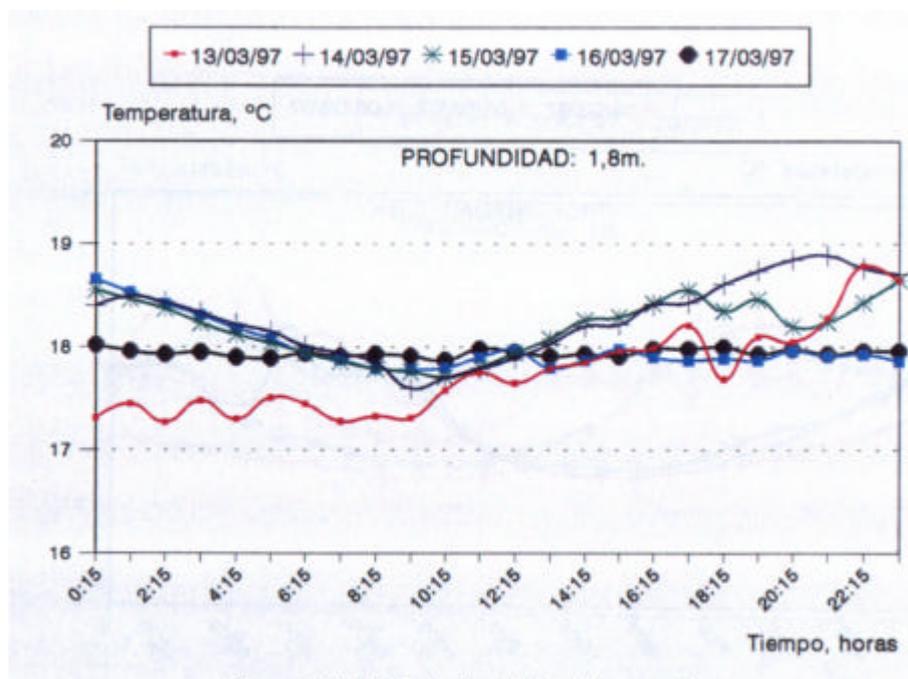


Figura 3.III.15. Evolución diaria de temperatura.

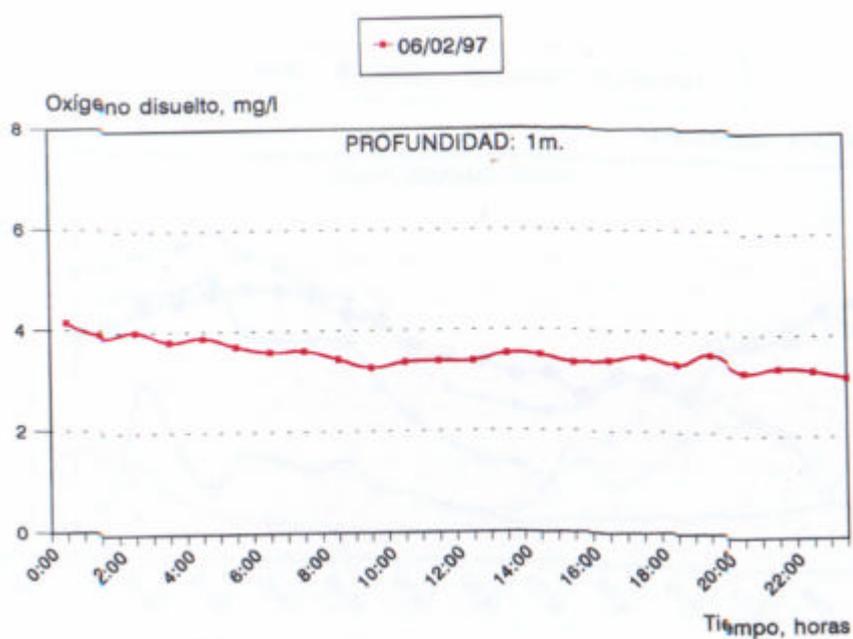


Figura 3.III.16. Evolución diaria de oxígeno disuelto.

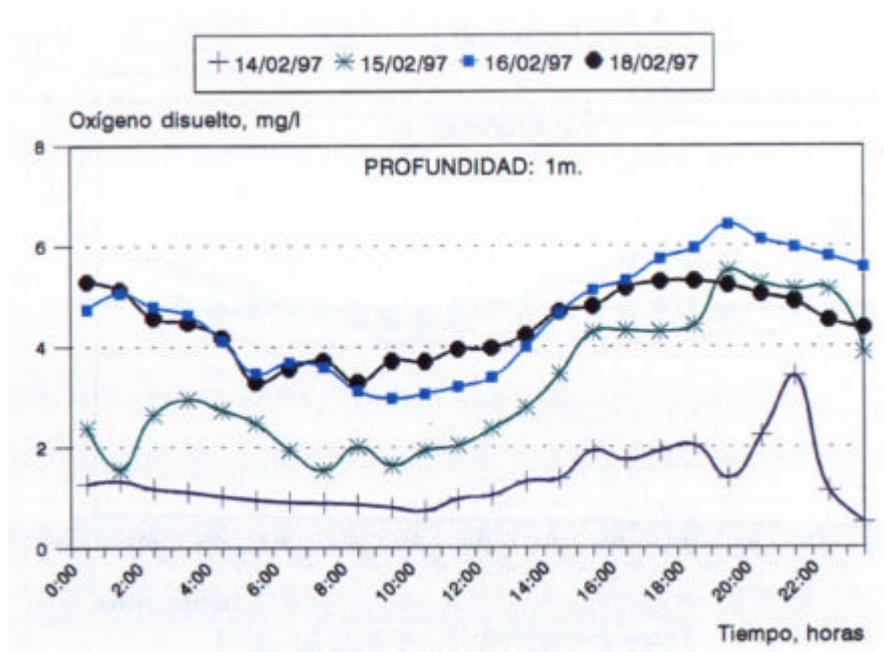


Figura 3.III.17. Evolución diaria de oxígeno disuelto.

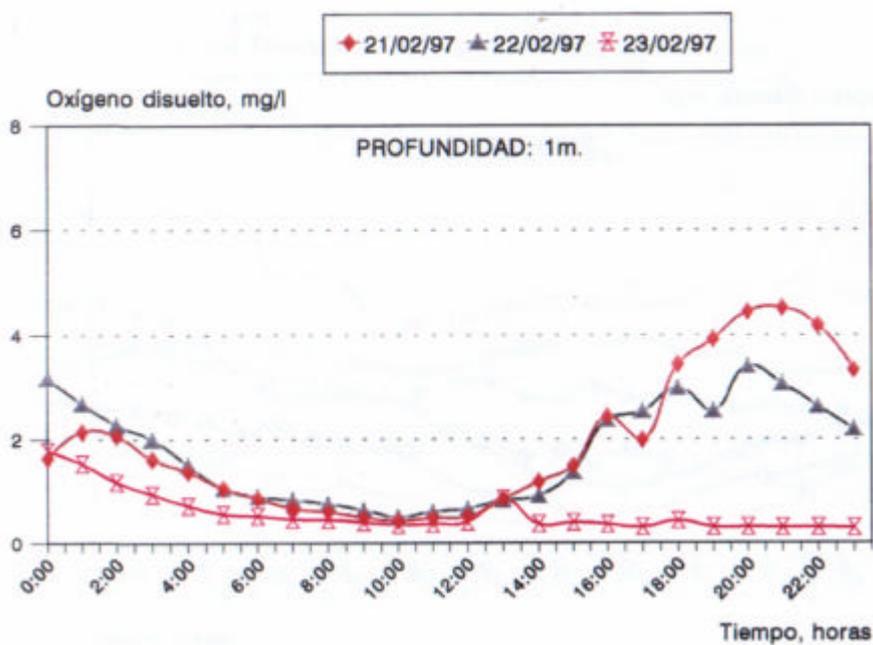


Figura 3.III.18. Evolución diaria de oxígeno disuelto.

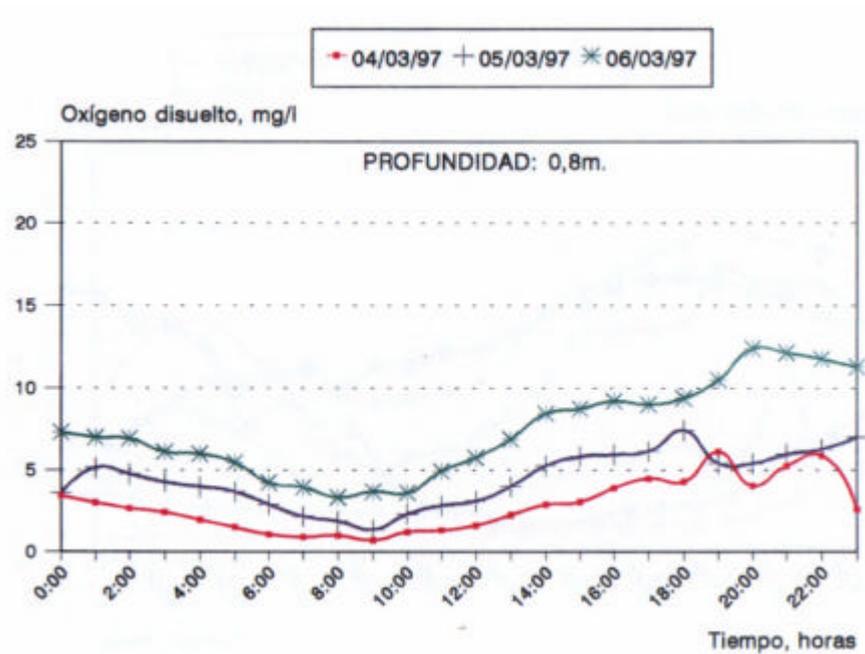


Figura 3.III.19. Evolución diaria de oxígeno disuelto.

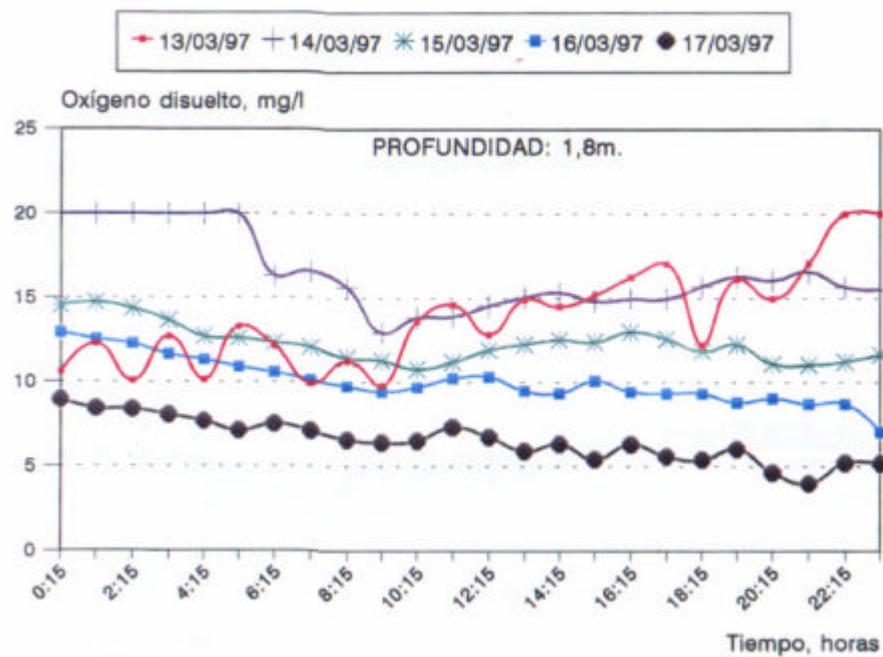


Figura 3.III.20. Evolución diaria de oxígeno disuelto.

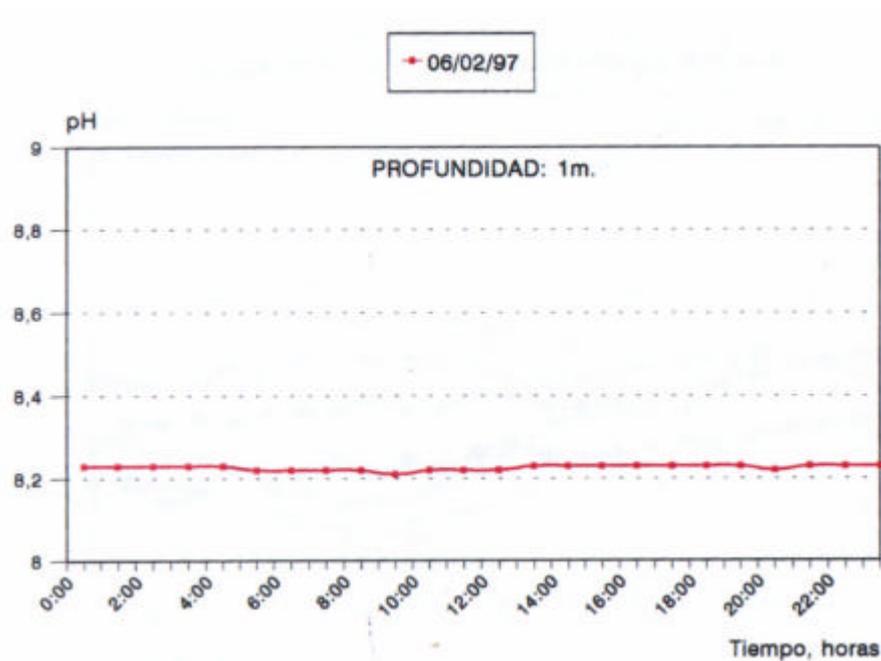


Figura 3.III.21. Evolución diaria de pH.

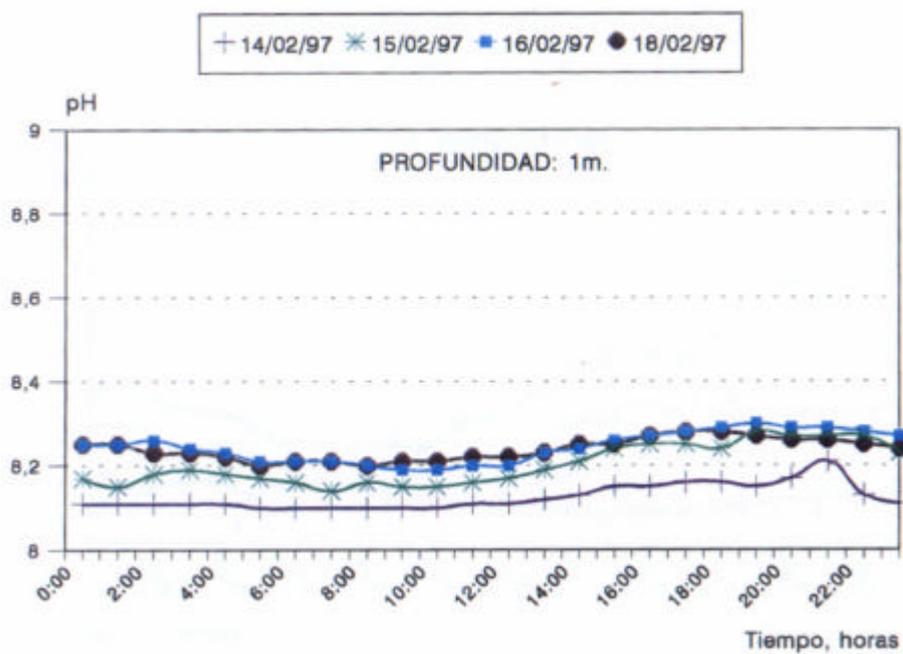


Figura 3.III.22. Evolución diaria de pH.

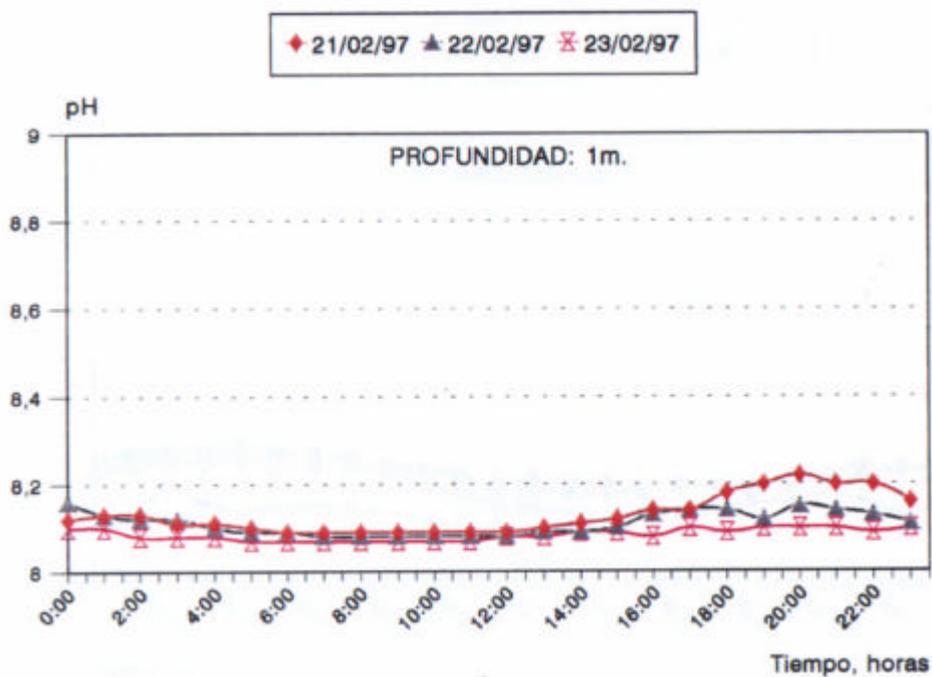


Figura 3.III.23. Evolución diaria de pH.

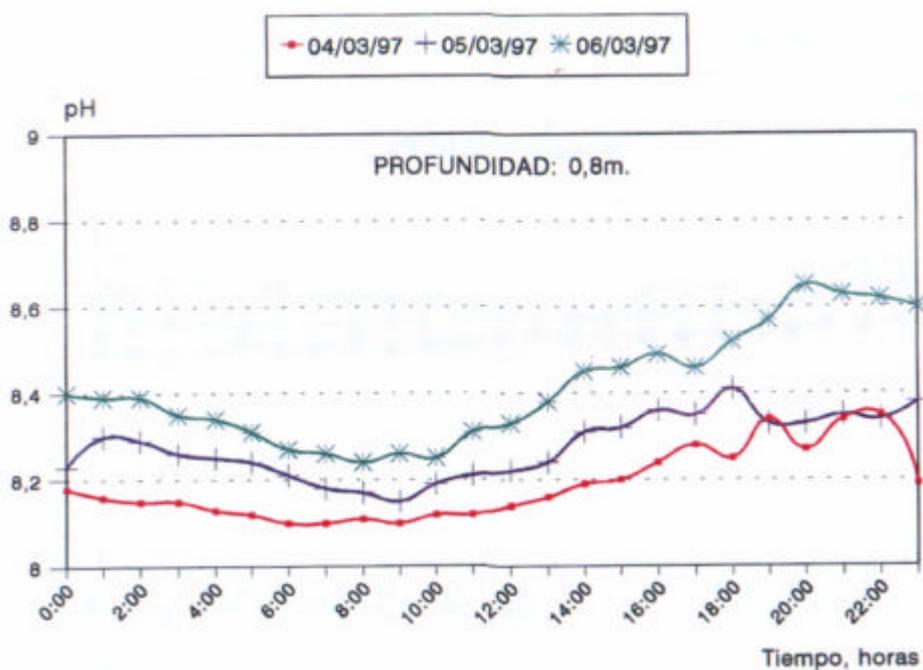


Figura 3.III.24. Evolución diaria de pH.

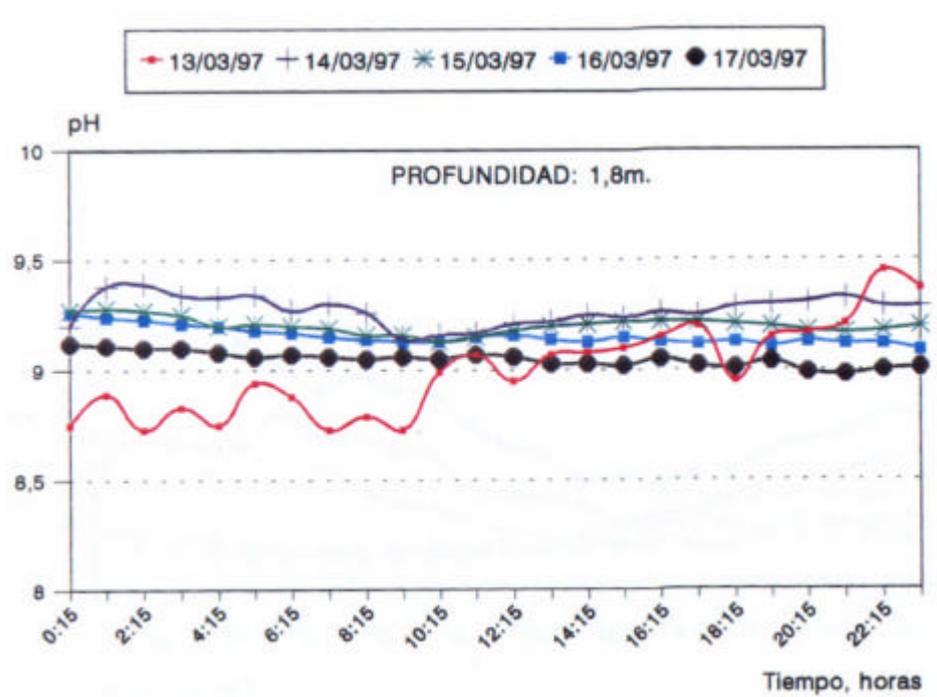


Figura 3.III.25. Evolución diaria de pH.

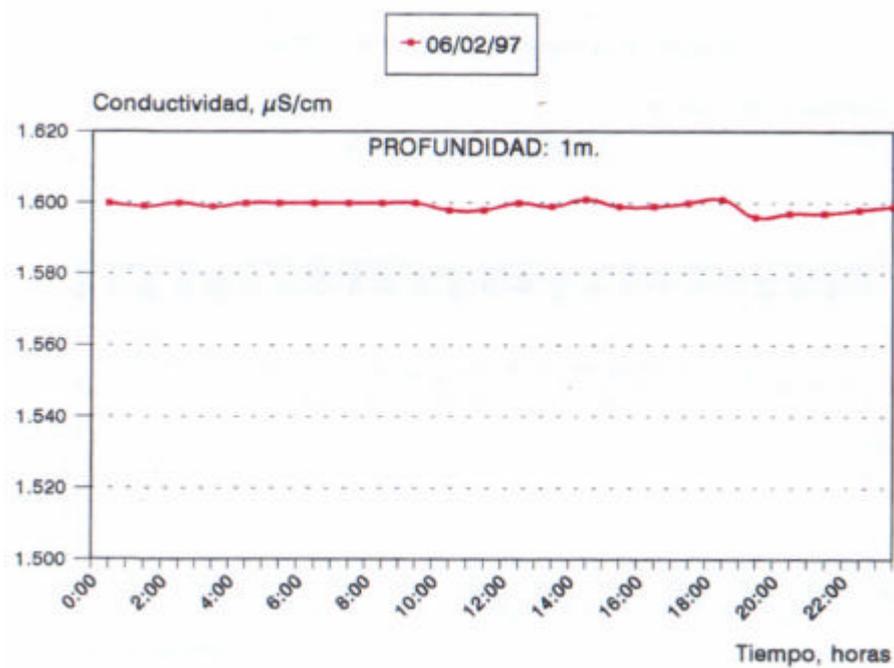


Figura 3.III.26. Evolución diaria de conductividad.

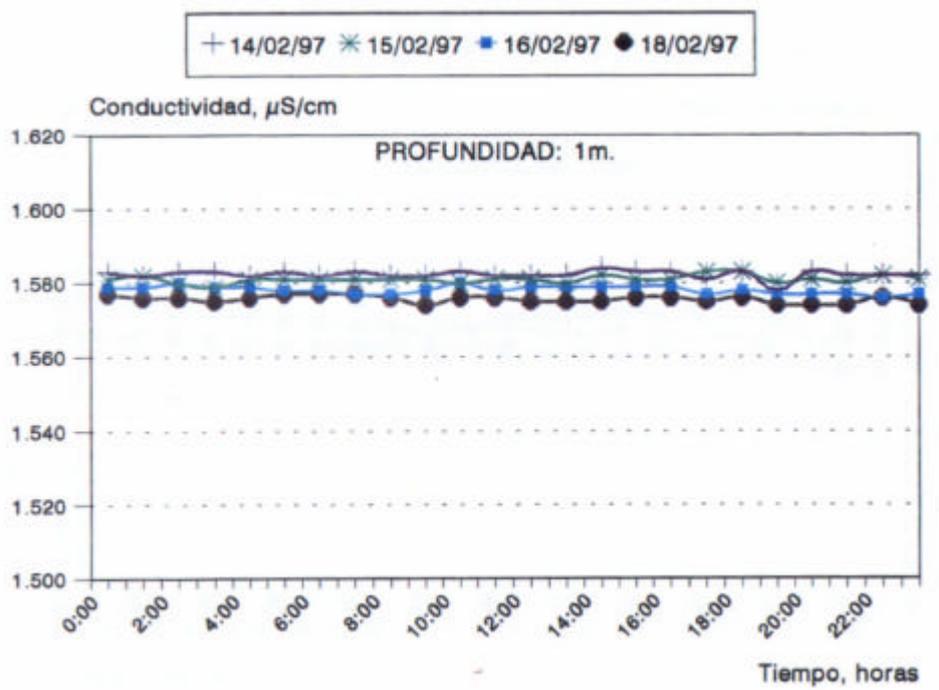


Figura 3.III.27. Evolución diaria de conductividad.

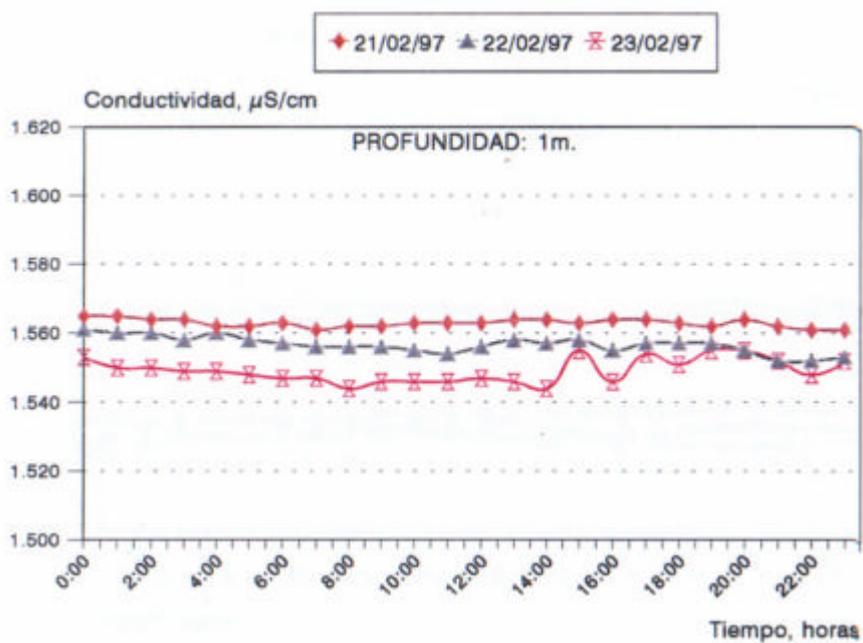


Figura 3.III.28. Evolución diaria de conductividad.

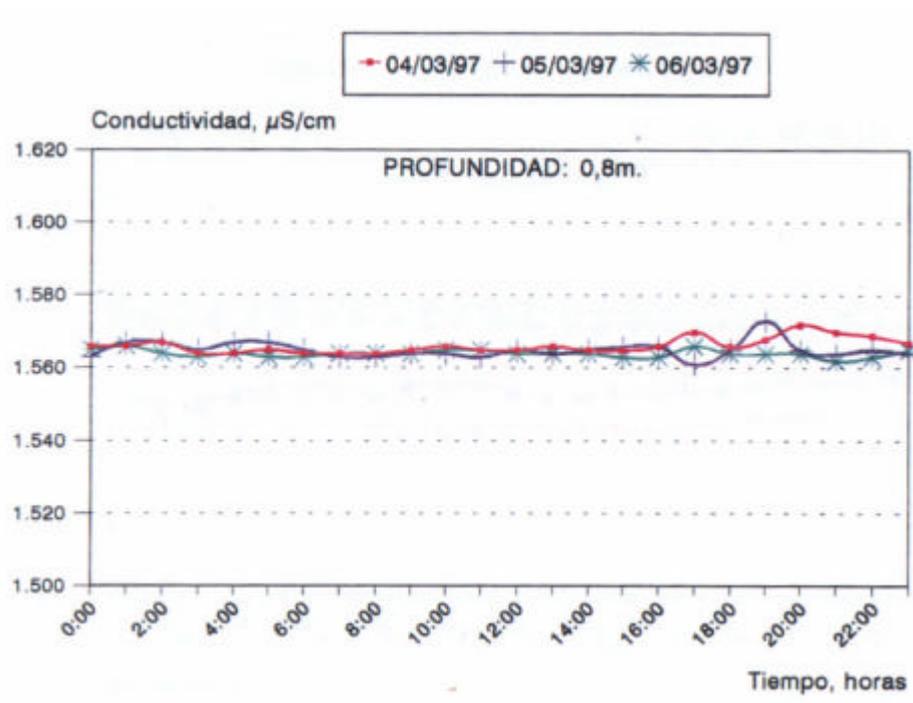


Figura 3.III.29. Evolución diaria de conductividad.

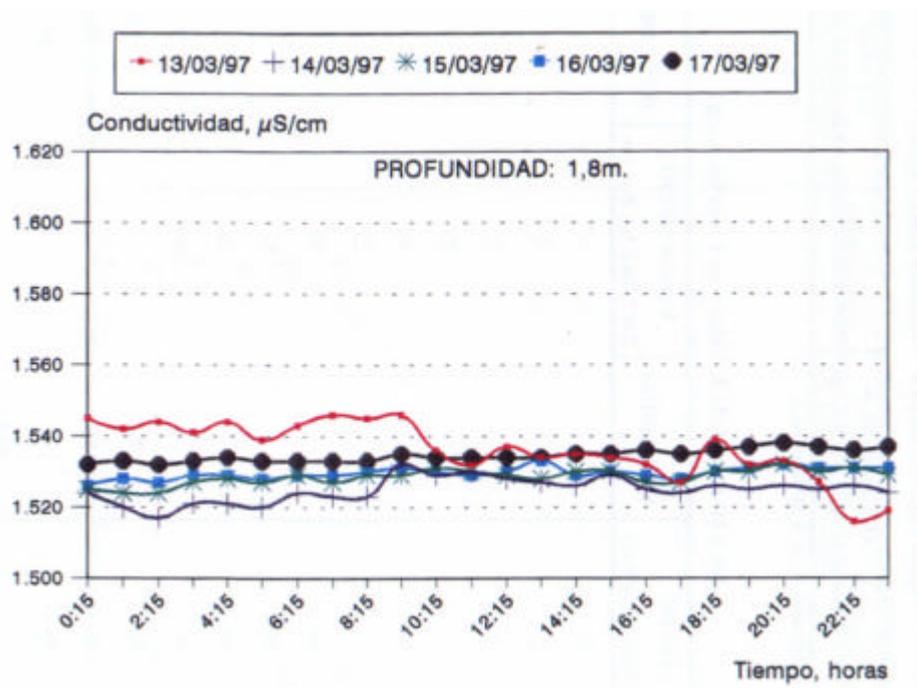


Figura 3.III.30. Evolución diaria de conductividad.

3.3.4. Medidas de laboratorio.

En las Tablas 3.III.8 a 3.III.17 se presentan los valores de los parámetros analizados en el laboratorio calculados a partir de los datos primarios que se muestran en el Anexo III (Tablas AIII.17 a AIII.26). Hasta el día 44 de almacenamiento se han calculado los valores medios en toda la balsa empleando la ecuación 3.1 del Apartado 3.1.4. Una vez que comienza la estratificación se calculan los valores en el epilimnion e hipolimnion de la misma forma que en el Período 2, como se ha explicado en el Apartado 3.2.3.

Tabla 3.III.8. Período 3. Valores de Clorofila-a, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		-	
2		7	
7		25	
12		25	
14		36	
22		27	
26		50	
33		82	
40		26	
44		106	
49	162		330
56	35		76
70	55		65
77	134		19
89	73		15
92	-		-

Tabla 3.III.9. Período 3. Valores de MES, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		11	
2		9	
7		8	
12		7	
14		4	
22		3	
26		4	
33		<2,5	
40		5	
44		5	
49	11		59
56	15		10
70	9		<2,5
77	17		5
89	6		<2,5
92	18		9

Tabla 3.III.10. Período 3. Valores de DQO, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA BALSA	HIPOLIMNION
0		52	
2		52	
7		51	
12		42	
14		46	
22		34	
26		38	
33		46	
40		40	
44		54	
49	71		76
56	82		47
70	60		36
77	71		37
89	65		40
92	69		41

Tabla 3.III.11. Período 3. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		23,5	
2		34,2	
7		33,3	
12		32,1	
14		31,5	
22		28,5	
26		25,4	
33		22,1	
40			
44		18,3	
49	16,4		17,6
56	13,7		19,8
70	9,6		20,5
77	6,5		20,5
89	4,8		23,7
92	4,7		21,4

Tabla 3.III.12. Período 3. Valores de Nitrito, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		0,03	
2		0,10	
7		0,06	
12		0,09	
14		0,13	
22		2,19	
26		2,81	
33		5,89	
40		7,09	
44		7,21	
49	6,95		5,05
56	6,85		6,22
70	6,50		2,80
77	5,40		0,82
89	5,91		0,01
92	4,93		0,01

Tabla 3.III.13. Período 3. Valores de Nitrato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		0,31	
2		0,36	
7		0,24	
12		0,28	
14		0,26	
22		0,11	
26		0,12	
33		6,12	
40		8,70	
44		-	
49	8,05		4,45
56	3,15		5,04
70	1,75		0,00
77	2,98		0,43
89	1,72		0,14
92	2,33		0,14

Tabla 3.III.14. Período 3. Valores de Fosfato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		30	
2		33	
7		32	
12		30	
14		23	
22		28	
26		30	
33		31	
40		31	
44		31	
49	31		36
56	31		24
70	31		33
77	13		21
89	26		34
92	24		35

Tabla 3.III.15. Período 3. Valores de Sulfato, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		91	
2		102	
7		109	
12		104	
14		113	
22		96	
26		116	
33		108	
40		69	
44		107	
49	107		104
56	118		117
70	124		117
77	128		108
89	107		103
92	112		101

Tabla 3.III.16. Período 3. Valores de Sulfuro, mg/l

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		2,1	
2		0,3	
7		0,5	
12		1,1	
14		0,9	
22		0,8	
26		1,3	
33		0,8	
40		1,3	
44		0,9	
49	0,0		0,8
56	1,6		0,0
70	0,0		0,4
77	0,0		3,2
89	0,0		3,2
92	0,4		2,2

Tabla 3.III.17. Período 3. Valores de Coliformes fecales, log col/100 ml

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA Balsa	HIPOLIMNION
0		4,1	
2		3,1	
7		2,7	
12		2,2	
14		1,8	
22		0,0	
26		0,8	
33		1,7	
40		1,6	
44		1,1	
49	1,7		1,1
56	1,0		1,3
70	0,0		1,1
77	0,0		0,7
89	0,0		0,2
92	-		-

a) Clorofila-a

En la Figura 3.III.31 se observa la variación de la clorofila-a a lo largo del período enero-abril de 1997.

La concentración de éste parámetro va aumentando hasta llegar a un máximo en el epilimnion el día 49 con un valor de 162 $\mu\text{g/l}$. El máximo valor alcanzado en éste período es menor que los alcanzados en los anteriores períodos. Este valor está influenciado por el pH existente en las capas superficiales de la balsa, como se puede observar en la Figura 3.III.9, el pH alcanza valores próximos e incluso superiores a 10. Al mismo tiempo se produce un máximo en el hipolimnion efecto que se produjo de la misma forma en el período 2 y que debido a la muerte y posterior sedimentación de las algas.

b) Materia en Suspensión (MES)

Los datos obtenidos para la MES en este período se representan en la Figura 3.III.32.

Como puede observarse la concentración de la MES en el epilimnion no supera nunca el valor de 20 mg/l aunque este valor es superior a la entrada, probablemente debido a la presencia de algas en suspensión. Se produce un máximo en el hipolimnion una vez que comienza la estratificación como consecuencia de un aumento de la materia sedimentable. Si se compara esta Figura con la Figura 3.III.31 (evolución de la clorofila-a) se puede ver la relación que existe entre la clorofila-a y la MES ya que las algas muertas presentes en el hipolimnion contribuyen al aumento de la materia en suspensión.

En el resto del período la concentración de la MES en las capas del fondo permanece por debajo de 10 mg/l .

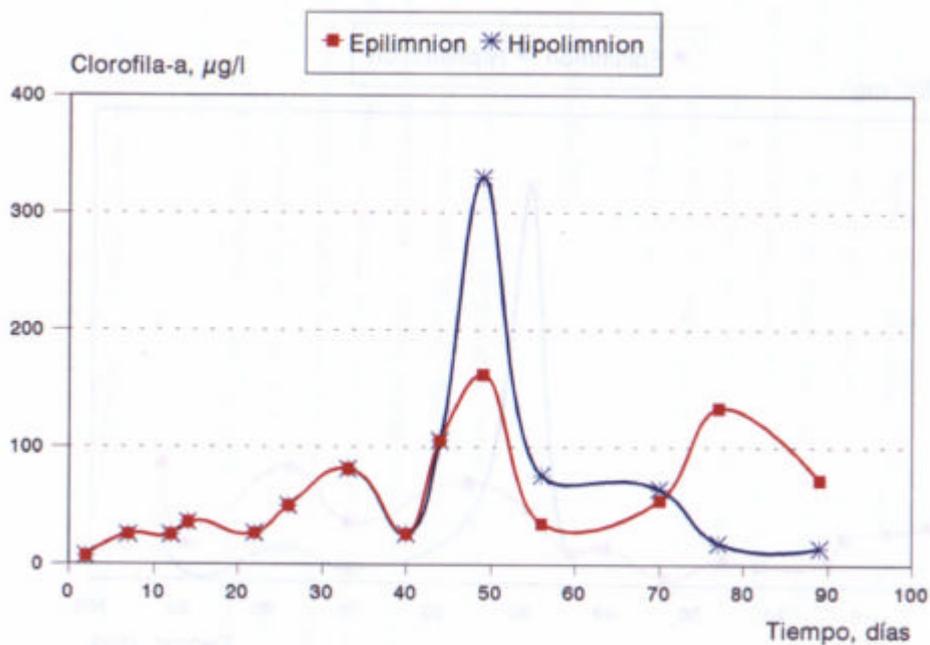


Figura 3.III.31. Período 3. Evolución de clorofila-a en epilimnion e hipolimnion.

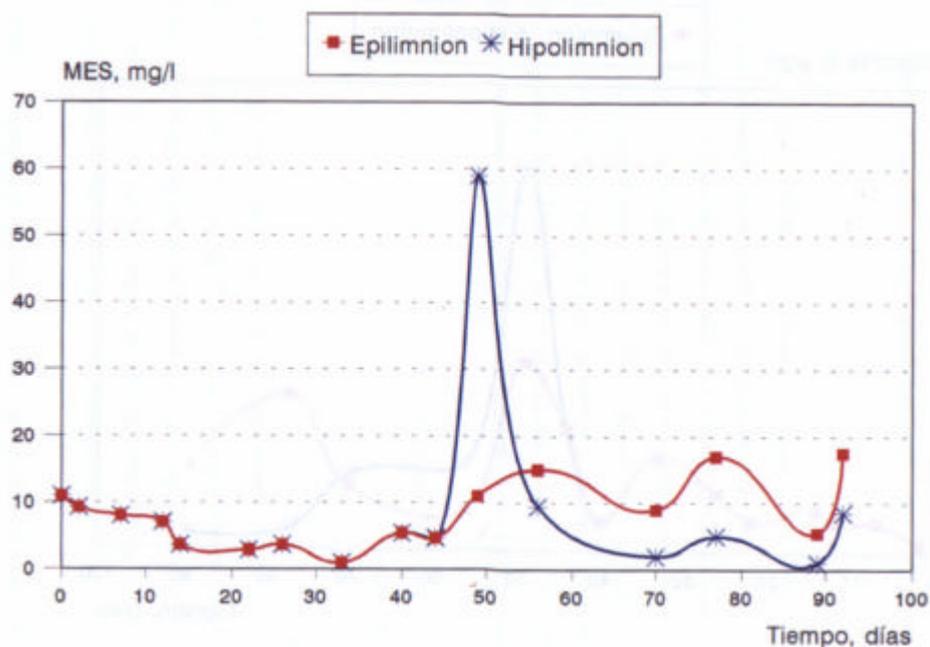


Figura 3.III.32. Período 3. Evolución de MES en epilimnion e hipolimnion.

c) Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Los datos de la evolución de éste parámetro en la balsa se representan en la Figura 3.III.33.

Mientras no existe estratificación la concentración de DQO va disminuyendo desde el valor inicial de 52 mg/l hasta 40 mg/l, el día 40. Una vez que comienza la estratificación éste valor de concentración de DQO va aumentando en las dos capas de la balsa llegándose en el epilimnion a concentraciones en torno a 70 mg/l. En el hipolimnion hay un aumento al principio, en el día 49, como consecuencia de la redisolución y digestión anaerobia de la materia sedimentada.

d) Nutrientes

d.1) Nitrógeno amoniacal

En la Figura 3.III.34 se representa la variación de la concentración de nitrógeno amoniacal en la balsa de San Isidro. Se observa que se produce una disminución importante de éste parámetro en el epilimnion, que parte de una concentración de 25 mg/l y llega al cabo de 92 días de almacenamiento a un valor de 5 mg/l, produciéndose una reducción del 81%.

Una vez que empieza a producirse la estratificación en la balsa la concentración de nitrógeno amoniacal en el hipolimnion experimenta un aumento manteniéndose por encima de 20 mg/l. Como se ha explicado en el período anterior este incremento en las capas del fondo es debido a la digestión anaerobia de la materia orgánica en el fondo.

d.2) Nitrito

La evolución de la concentración de nitrito en la balsa durante este período se presenta en la Figura 3.III.35. Como se puede observar, tiene lugar la primera etapa de la nitrificación (oxidación de amoníaco a nitrito) y la concentración de nitrito aumenta llegando a un valor máximo, 7 mg/l, el día 40 para luego disminuir. Este descenso de la concentración de nitrito es más rápido en el hipolimnion una vez que hay estratificación en la balsa. En el epilimnion dicha concentración desciende más lentamente manteniéndose en torno a los 6 mg/l el resto del período.

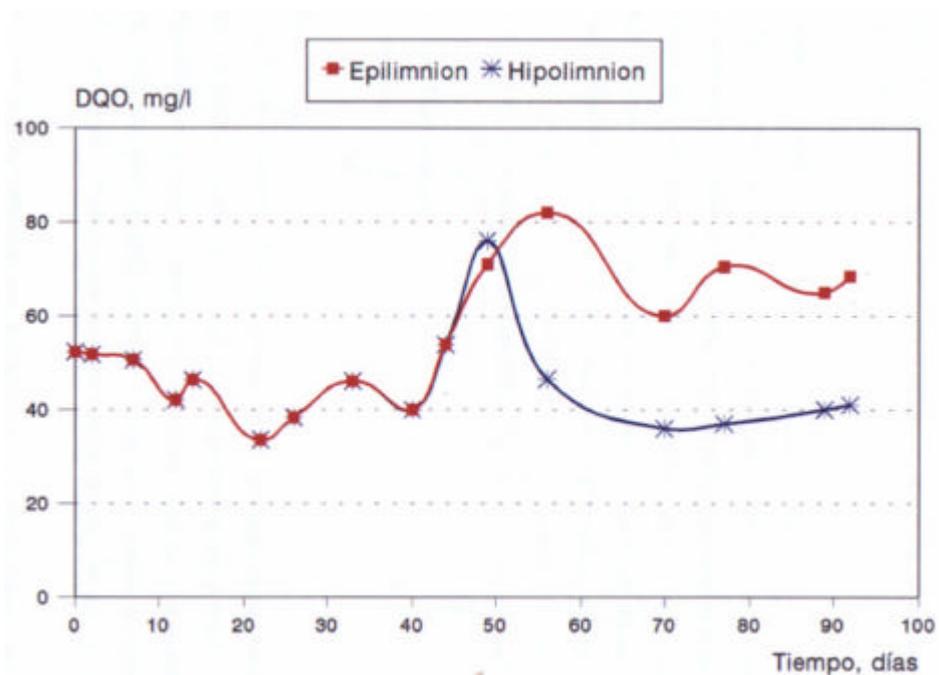


Figura 3.III.33. Período 3. Evolución de DQO en epilimnion e hipolimnion.

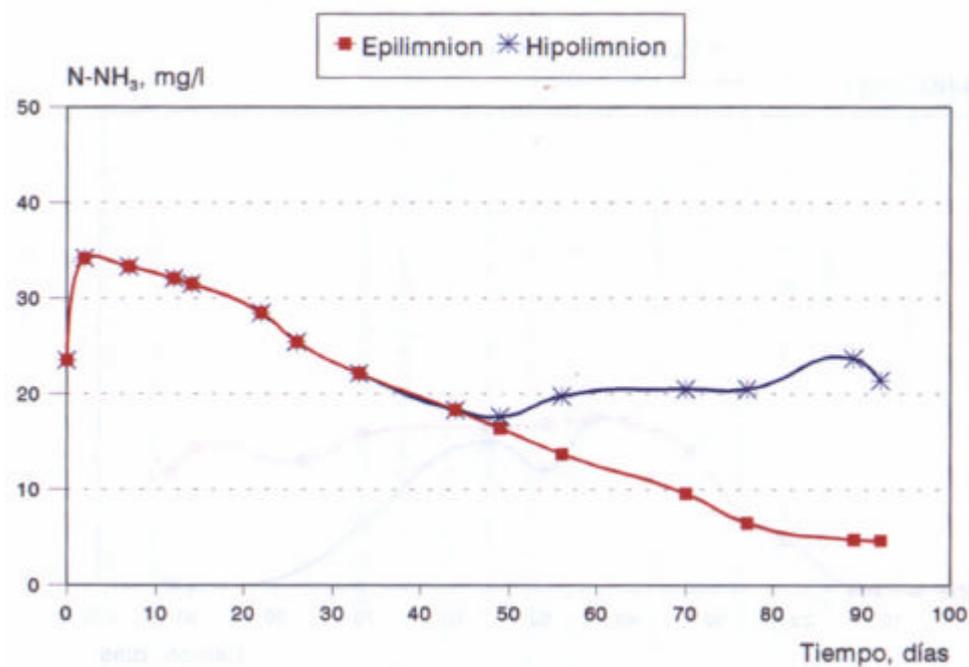


Figura 3.III.34. Período 3. Evolución de nitrógeno amoniacal en el epilimnion e hipolimnion.

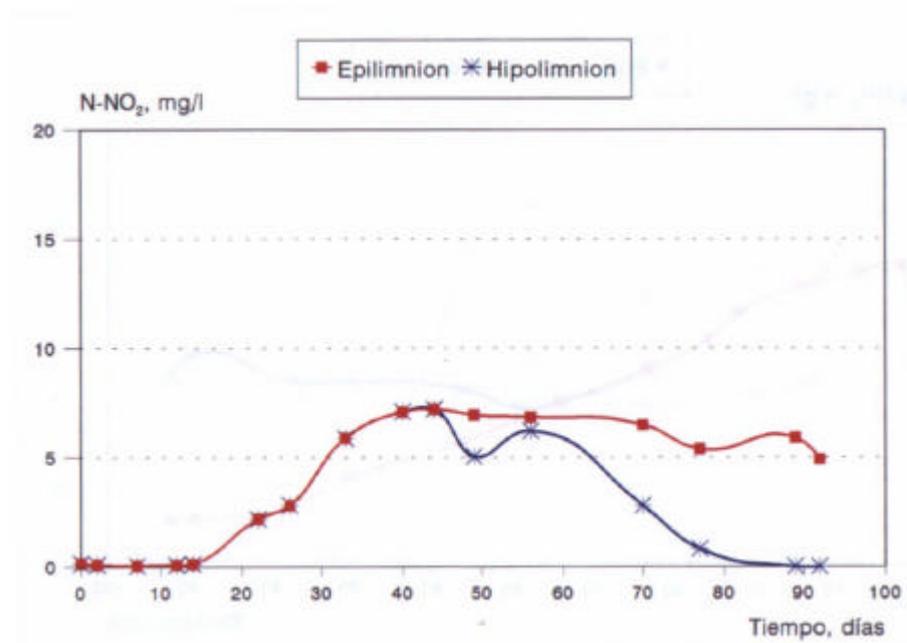


Figura 3.III.35. Período 3. Evolución de nitrito en epilimnion e hipolimnion.

d.3) Nitrato

En la Figura 3.III.36 se presenta la evolución de la concentración de nitrato en la balsa.

Durante la primera etapa de almacenamiento no se produce una concentración importante del mismo. En la segunda etapa del período se produce una disminución rápida del nitrato, partiendo de valores superiores a 8 mg/l para llegar a valores próximos a 2 mg/l.

Como se ha descrito en la introducción la eliminación de nitrógeno en las balsas de estabilización está relacionada con el pH, la temperatura y el tiempo de retención.

Pano y Middlebrooks (1982) observaron que la eliminación de amoníaco aumenta con la temperatura, tiempo de retención y con valores altos de pH, pero que a temperaturas superiores a 20° C decae ligeramente, posiblemente debido al aumento de la estratificación térmica.

Por otro lado, *Ferrara y Avci (1982)* concluyeron que a pH altos (>9,5) inducido por la fotosíntesis de las algas, el principal mecanismo de eliminación de nitrógeno no era la

volatilización de amoníaco, sino la sedimentación de nitrógeno orgánico vía actividad biológica. En nuestro caso se comprueba que la nitrificación no es el principal proceso de eliminación del nitrógeno amoniacal. Una vez que la balsa está estratificada la mayoría del nitrógeno amoniacal se pierde a la atmósfera por la evaporación debido a los altos valores de pH que se alcanza en el epilimnion ($\text{pH} \geq 10$).

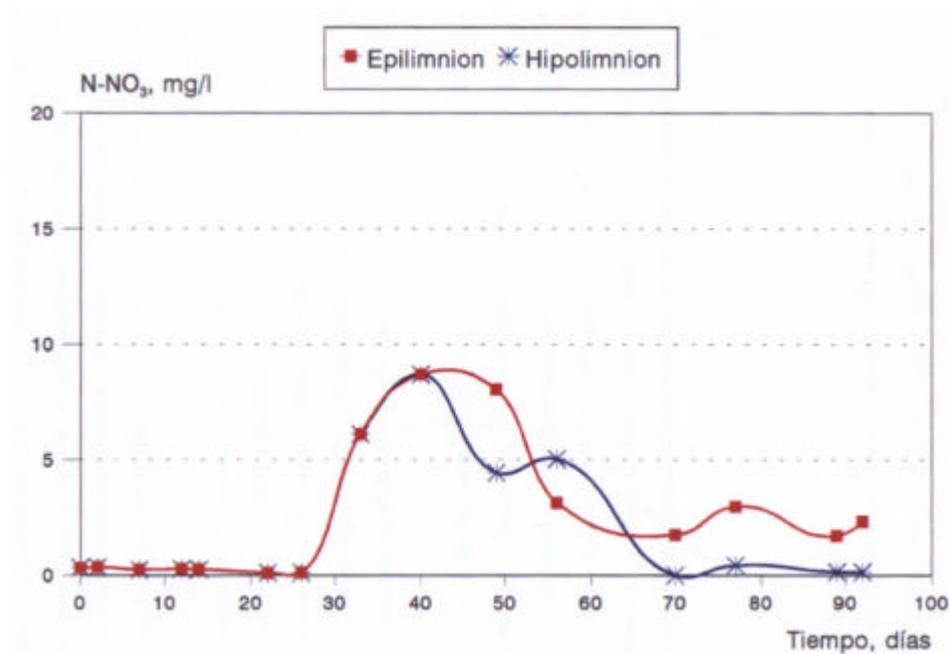


Figura 3.III.36. Período 3. Evolución de nitrato en epilimnion e hipolimnion.

d.4) Fosfato

La variación de la concentración de fosfato se encuentra representada en la Figura 3.III.37.

Como se puede observar durante los meses de homogeneidad térmica en la balsa la concentración de fosfato se mantiene en torno a 30 mg/l, mientras que durante el tiempo en el que ocurre la estratificación se produce un enriquecimiento gradual de las capas del fondo y una disminución en las capas de superficie, llegando a valores inferiores a 20 mg/l.

Esta disminución de fosfato en el epilimnion es debida a dos fenómenos: al consumo por las algas y a la precipitación y permanencia temporal de compuestos insolubles.

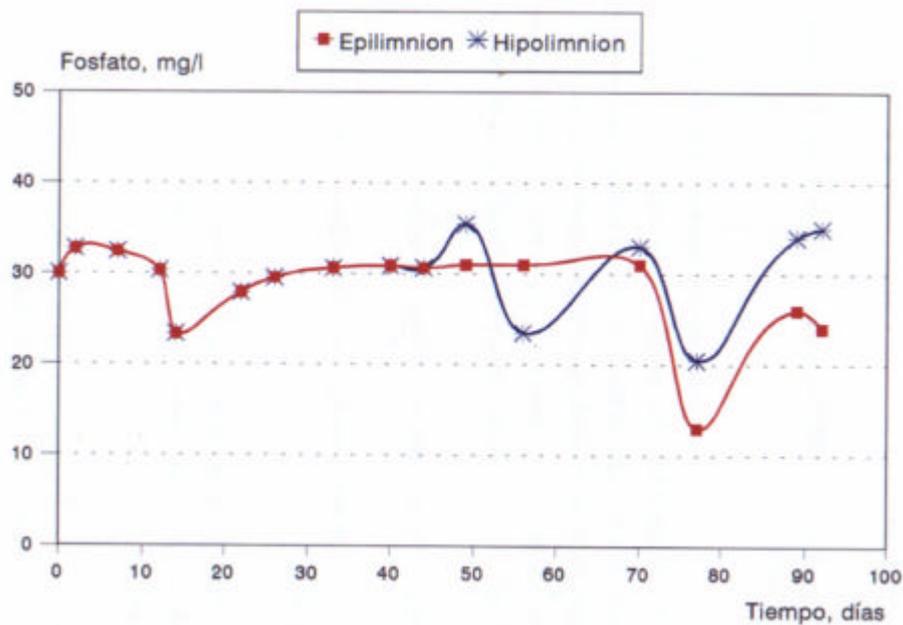


Figura 3.III.37. período 3. Evolución de la concentración de fosfato.

En la capa del fondo aparece una alta concentración de fosfato, debido a la presencia de una capa de lodo rica en fósforo en varias formas y a la recirculación de este compuesto por procesos de difusión.

e) Sulfato-Sulfuro

En las Figuras 3.III.38 y 3.III.39 se recoge la evolución de estos dos parámetros medidos a lo largo del Período 3.

En este período no se produce una variación importante de la concentración de sulfato como ocurría en el Período 2. En todo el período de almacenamiento la concentración de sulfato se mantiene entre 100 y 120 mg/l. Al final del período se produce una pequeña disminución de sulfato en el hipolimnion que se ve reflejada en la concentración de sulfuro (Figura 3.III.18) con un ligero aumento de éste a valores superiores a 3 mg / l. Este incremento de sulfuro coincide con el descenso del nitrato en el fondo de la balsa y formación de condiciones anaerobias.

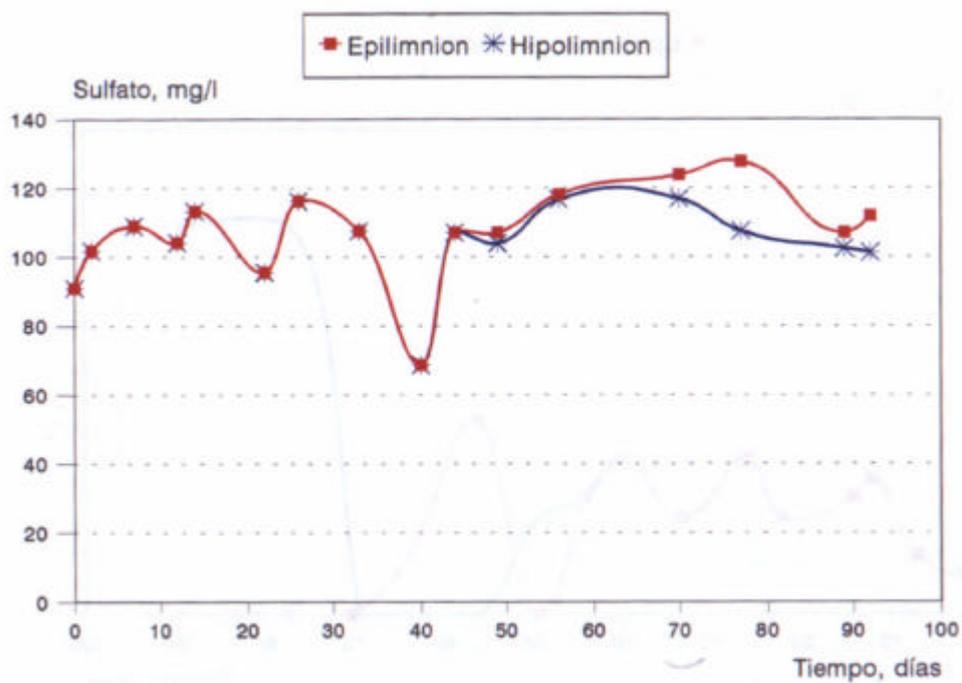


Figura 3.III.38. Período 3. Evolución de la concentración de sulfato.

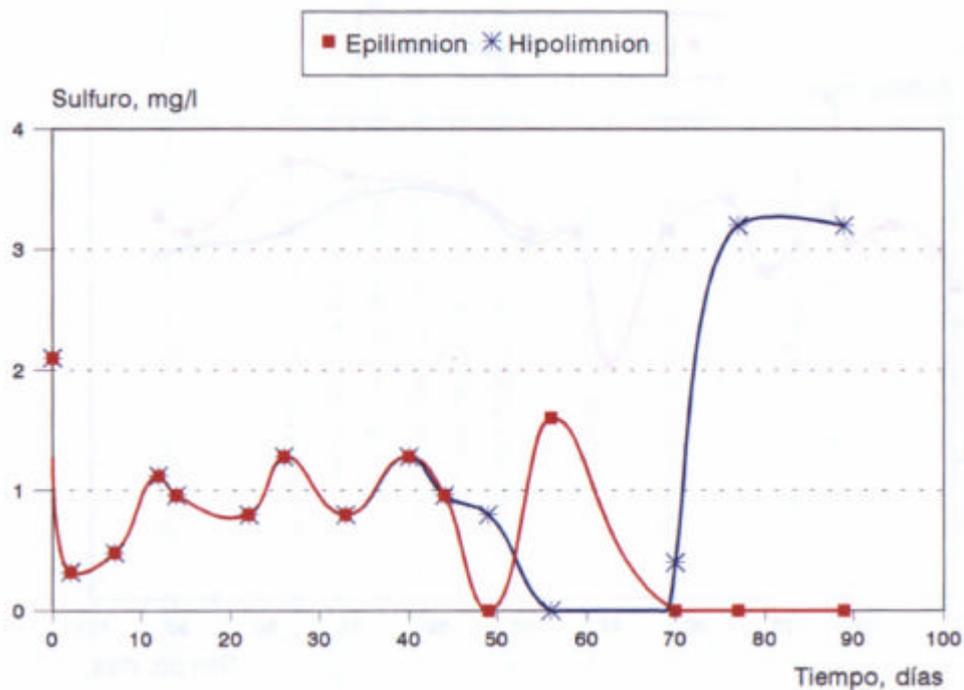


Figura 3.III.39. Período 3. Evolución de la concentración de sulfuro.

f) Características microbiológicas. Coliformes fecales.

En la Figura 3.III.40 se presenta la evolución de la concentración de coliformes fecales para este período.

Si se compara la Figura 3.III.40 con la Figura 3.II.19 (del Período 2) se puede observar que la evolución de la concentración de coliformes fecales en este período es similar a la obtenida en el período anterior.

Como se puede observar a partir del día 15 la concentración de coliformes fecales en la balsa es menor de 100 col/100 ml. Durante la primera fase de almacenamiento los coliformes fecales se redujeron en 3 órdenes de magnitud con un tiempo de retención del agua próximo a 25 días. En las capas de superficie (epilimnion) la autodepuración es más rápida y efectiva, entre los 20 a 30 días de almacenamiento los coliformes fecales desaparecen.

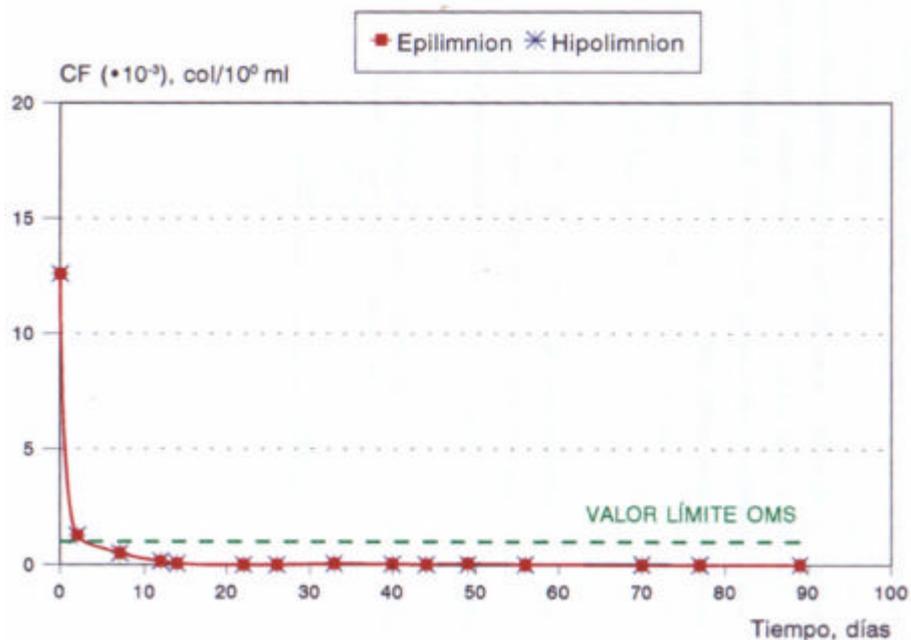


Figura 3.III.40. Período 3. Evolución de coliformes fecales en epilimnion e hipolimnion.

En la zona profunda, una vez que se establece la estratificación, las condiciones ambientales (anaerobiosis, ausencia de fitoplancton, baja temperatura) determinan un retardo en el proceso autodepurador.

Se ha representado, como en el período anterior, el valor recomendado por la Organización Mundial de la Salud, que es ≤ 1000 CF/100 ml junto con la variación de coliformes fecales en la balsa y como se puede observar a partir de los 20 días de almacenamiento se consigue una agua apta para su reutilización.

3.4. Eliminación de nitrógeno amoniacal.

Los datos de la evolución de la concentración de nitrógeno amoniacal a lo largo de los tres períodos de estudio se presentan en las Tablas 3.IV.1 a 3.IV.3 y se representan en las Figuras 3.IV.1a, b y c. En los Períodos 1 y 3 se alcanza una eliminación del 70-80% del nitrógeno amoniacal y en Período 2 próxima al 60%.

Para los Períodos 2 y 3 se estudia la disminución de nitrógeno amoniacal en el epilimnion. En el Período 2 se empieza a estudiar la disminución de nitrógeno amoniacal a partir del día 10 de almacenamiento hasta el día 46 en que comienza una estabilización, en este caso la concentración inicial es de 46,2 mg/l.

En el caso del Período 3, al principio, se produce un aumento de la concentración de amonio (como se puede ver en la Figura 3.III.34), por tanto, el estudio cinético se ha considerado a partir del día 12 de almacenamiento y se toma como concentración inicial el valor de 32,1 mg/l.

Tabla 3.IV.1. Período 1. Concentración media de Nitrógeno amoniacal

TIEMPO días	N-NH ₃ , mg/l
0	26,3
3	24,1
10	20,9
17	20,5
24	17,7
31	11,0
38	11,4
44	6,4
52	9,4
63	9,1

Tabla 3.IV.2. Período 2. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

TIEMPO días	EPILIMNION
0	46,2
8	38,6
14	34,2
23	23,4
29	16,4
36	16,9

Tabla 3.IV.3. Período 3. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

TIEMPO días	EPILIMNION	VALOR MEDIO EN TODA LA BALSA
0		32,1
2		31,5
10		28,5
14		25,4
21		22,1
32		18,3
37	16,4	
44	13,7	
58	9,6	
65	6,5	
77	4,8	
80	4,7	

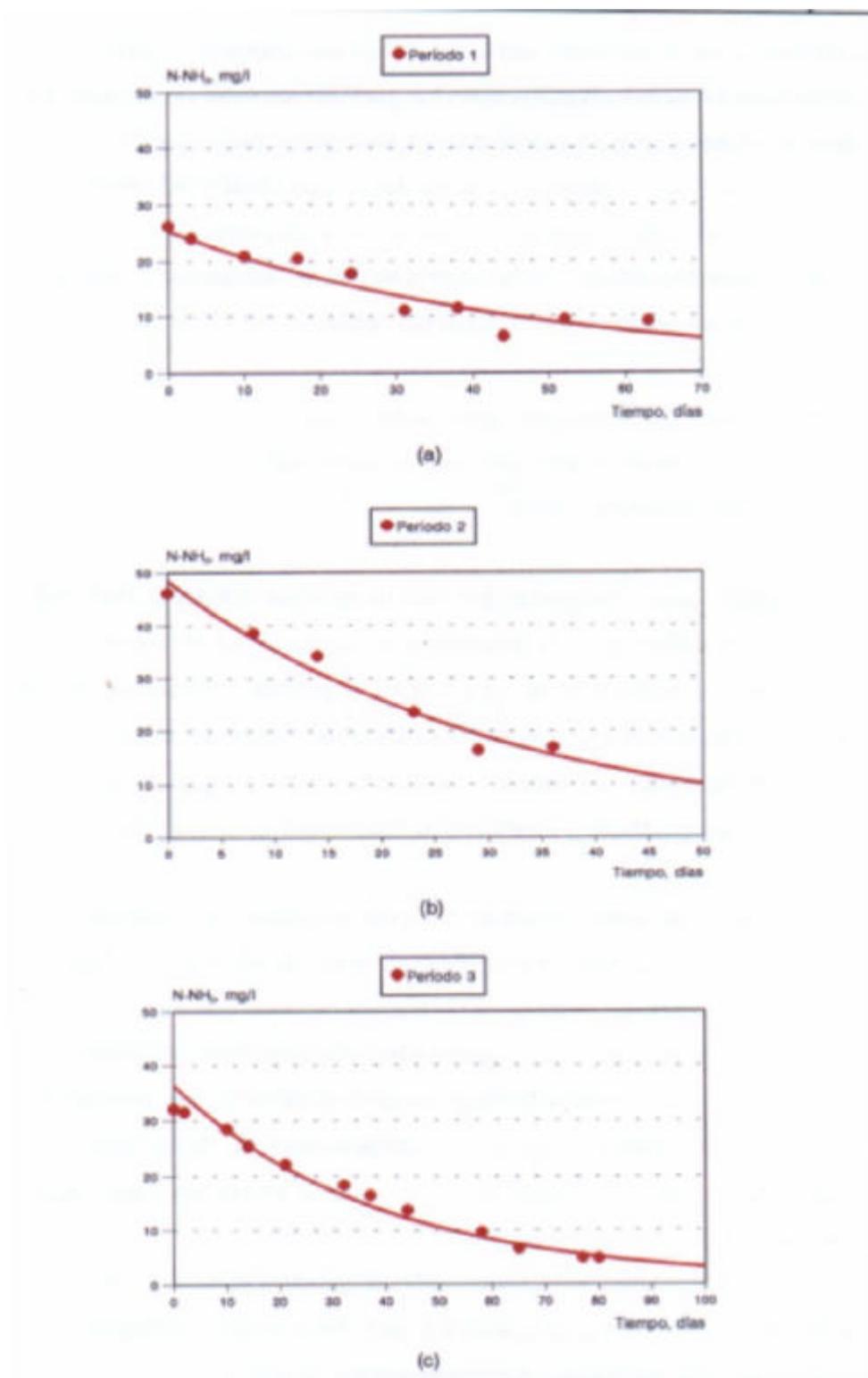


Figura 3.IV.1. Evolución de nitrógeno amoniacal en los Períodos 1, 2 y 3.

Como ya se ha analizado anteriormente, en los Apartados 3.1.4d, 3.2.3d y 3.3.2d, las concentraciones de nitrito y nitratos para los tres períodos son bajas aunque existen condiciones aerobias en la balsa, en ningún caso se produce un aumento importante de la concentración de nitrato, estos valores son normales en sistemas de éste tipo (*Reed, 1985; Pano y Middlebrooks; 1982*). Estos valores bajos no quieren decir que no ocurra una nitrificación, pero sugieren que ésta es un paso intermedio (*Reed, 1985*). La eliminación de nitrógeno amoniacal en balsas de estabilización facultativas puede ocurrir por tres caminos:

- Stripping de amoníaco gas a la atmósfera
- Asimilación de amoníaco en la biomasa algal, y
- Nitrificación biológica

El segundo paso, la asimilación por parte de las algas, depende de la actividad biológica en el sistema y está afectada por la temperatura, la carga orgánica, el tiempo de retención y por las características del agua residual. La velocidad de pérdida de amoníaco gas a la atmósfera depende principalmente del pH, de la temperatura y de las condiciones de mezcla en la balsa. Esta pérdida de nitrógeno puede ser atribuida a la asimilación del nitrógeno inorgánico por las algas seguido de una sedimentación y volatilización de amoníaco gas a la atmósfera.

El aumento de concentración de nitrógeno amoniacal en el hipolimnion durante los Períodos 2 y 3, cuando se produce estratificación, es debido a la digestión anaerobia que libera como amonio el nitrógeno presente en la materia orgánica que está sujeta a procesos de degradación. Una parte de la materia orgánica y los microorganismos sedimentan y forman parte de la capa de fangos acumulada en el fondo, esto se traduce en un almacenamiento temporal de nitrógeno en forma orgánica. Después, el nitrógeno orgánico de los sedimentos sufre los fenómenos de hidrólisis y desaminación, con lo que se genera nitrógeno amoniacal que se reincorpora como nutriente a la capa líquida.

Los resultados obtenidos parecen confirmar que el principal mecanismo de eliminación de nitrógeno amoniacal del agua almacenada en la balsa es la volatilización y la deposición bentónica a través de la sedimentación de nitrógeno orgánico.

Stone y col. (1975), concluyó que otro factor que influía en las bajas velocidades de nitrificación en las balsas de estabilización era la baja concentración de bacteria nitrificante, debido a que no existían suficientes zonas de fijación en la zona aerobia para facilitar un buen crecimiento de dichas bacterias.

La mayoría de autores han propuesto cinéticas de primer orden (Pano y Middlebrooks, 1982; Reed, 1984) para la eliminación del nitrógeno amoniacal en balsas. La expresión cinética es del tipo:

$$-r_A = -\frac{dN}{dt} = kN$$

separando variables e integrando resulta:

$$-\int_{N_E}^N \frac{dN}{N} = k \int_0^t dt$$

o sea que:

$$\frac{N}{N_0} = e^{-kt}$$

donde:

N: concentración de nitrógeno amoniacal, mg/l

N₀: concentración de entrada de nitrógeno amoniacal, mg/l

k: coeficiente cinético de la reacción, días⁻¹

t: tiempo, días

Tomando los resultados de nitrógeno amoniacal y representando $-\ln(N/N_0)$ frente al tiempo de almacenamiento obtenemos la Figura 3.IV.2, de cuya pendiente podemos conocer las constantes de velocidad para la reacción de primer orden que se indican en la Tabla 3.IV.4.

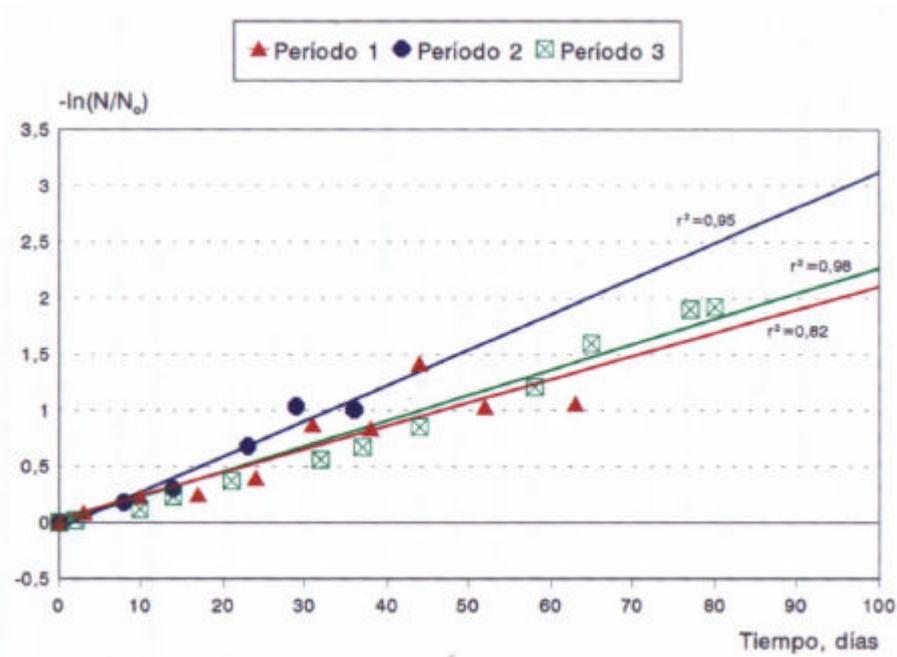


Figura 3.IV.2.

Tabla 3.IV.4.

PERÍODO	CONSTANTE, K (días ⁻¹)	TEMPERATURA MEDIA (° C)
1	0,021	19
2	0,032	24
3	0,023	19

La constante del Período 2 es similar a los encontrados en la bibliografía. *Pano* y *Middlebrooks (1982)* dieron un valor de constante K de 0,03 días⁻¹. En los otros dos períodos el valor es un poco inferior.

3.5. Generación de sulfuro.

Al examinar los tres períodos de estudio, se comprueba que en la etapa donde existe un cambio importante en la concentración sulfuro es en el Período 2. En él se produjo una pronunciada estratificación térmica en la balsa de San Isidro lo que llevó a la formación de una zona anaerobia en el fondo de la balsa por la que ciertos parámetros se vieron afectados.

En la Tabla 3.V.1 aparecen los valores de la concentración de sulfuro y sulfato en el hipolimnion durante el Período 2 y en la Figura 3.V.1 se presenta la evolución de las mismas en el hipolimnion durante los primeros 60 días de almacenamiento del agua en la balsa. Como se puede observar la generación de sulfuro se debe a la reducción del sulfato presente en el agua residual por la acción de las bacterias sulfato-reductoras. Esto indica que la reducción bacteriana del sulfato es el paso principal para la formación de sulfuro. Esta reducción tiene lugar cuando existen condiciones favorables para el crecimiento de bacterias anaerobias. Como las bacterias necesitan oxígeno para consumir la materia orgánica y cuando el oxígeno libre no está disponible, ciertas especies obtienen el oxígeno del sulfato pasándolo a sulfuro.

Tabla 3.V.1. Período 2. Valores de sulfato y sulfuro, mg/l

TIEMPO días	SULFATO	SULFURO
0	118	1,2
14	127	2,4
23	123	5,2
29	112	6,6
36	77	15,0
49	0	43,2

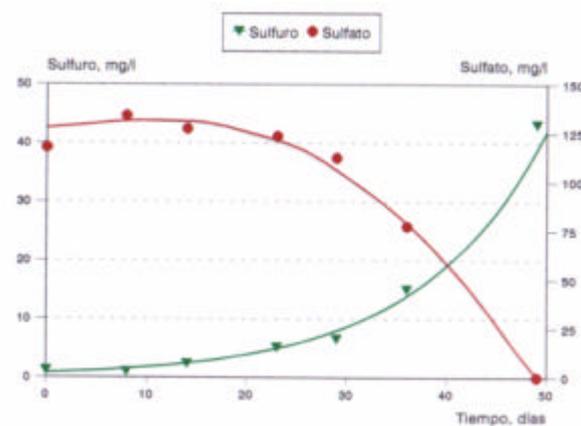


Figura 3.V.1

Si se compara la Figura 3.V.1 con la Figura 3.II.13 del Apartado 3.2.3c se puede observar que se produce un aumento de la materia orgánica, medida como DQO, en el hipolimnion. Esto indica que la generación de sulfuro no sólo depende del contenido de sulfato en el agua sino también de la carga orgánica presente en el medio.

Para determinar el orden de reacción para la formación de sulfuro se empleó el método integral suponiendo cinéticas de primer orden. Como en los Apartados anteriores se representó $-\ln(N/N_0)$ frente al tiempo, obteniéndose una recta de cuya pendiente se puede conocer el valor del coeficiente cinético de la reacción, como se recoge en la Figura 3.V.2. El valor de éste es de $0,068 \text{ días}^{-1}$.

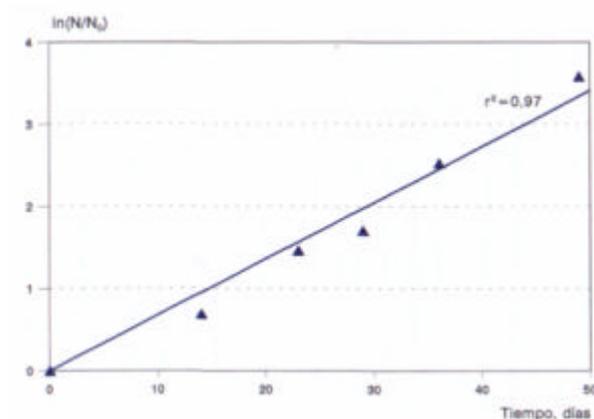


Figura 3.V.2

3.6. Reducción de la concentración de coliformes fecales.

Uno de los objetivos de las balsas de estabilización es obtener un efluente de elevada calidad microbiológica mediante la reducción de los microorganismos indicadores de contaminación fecal y de patógenos asociados a los niveles deseados para, de esta forma, poder reutilizarlo en riego agrícola.

La mayoría de los modelos de simulación de calidad de aguas superficiales utilizan una cinética de primer orden (Ley de Chick) para representar la desaparición de coliformes del medio acuático [Moreno, M.D y Luque, J.(1991); Bowles D. y col. (1979); Mara,D. y Pearson (1987)]. El modelo cinético propuesto para el estudio de la eliminación de estas bacterias se basa en el método de Marais (1974), el cual se elaboró a partir de datos obtenidos en lagunas de maduración operando en régimen estacionario. Supone una cinética de eliminación de patógenos de primer orden y un régimen de flujo en mezcla completa en la laguna. Bajo estas condiciones es obtiene:

$$N_e = \frac{N_i}{1 + K_b * t} \quad [3.6.1]$$

donde:

N_e : concentración bacteriana expresada en número de coliformes fecales/100 ml en el efluente.

N_i : concentración bacteriana expresada en número de coliformes fecales/100 ml en el influente.

K_b : constante de velocidad de primer orden para los coliformes fecales, función de la temperatura (° C) expresada en días⁻¹.

t : tiempo de retención, días.

La relación que existe entre la temperatura y la constante cinética, K_b , suele describirse en la forma siguiente:

$$K_b = K_{20} * q^{(T-20)} \quad [3.6.2]$$

donde:

K_{20} : constante de velocidad a 20° C, día⁻¹.

θ : coeficiente de temperatura, adimensional.

Al emplear este método la constante cinética no refleja factores tales como: pH, oxígeno disuelto, concentración de algas, etc. y que ejercen una notable influencia en la tasa de reducción bacteriana.

Sarikaya y col. (1987), intentan obtener una expresión que sustituya a la ley de Chick y que refleje la influencia que sobre la reducción bacteriana ejercen los factores antes mencionados. Para la utilización adecuada del método de *Sarikaya y col.* es necesario disponer de datos de radiación solar, coeficiente de extinción, coeficiente de dispersión, la temperatura, y la carga orgánica, así como los datos de reducción de coliformes.

Para el estudio de la eliminación de coliformes fecales se han tomado los resultados obtenidos en los Períodos 2 y 3, ya que los obtenidos en el Período 1 han sido escasos y no nos permiten tener resultados considerables. Las Figuras 3.II.19 y 3.III.40 donde se representan estos datos, muestran una etapa inicial de alrededor de 20-25 días durante la cual tiene lugar la mayor reducción de la concentración de coliformes, seguida de una etapa final, estacionaria, con valores muy bajos y siempre inferiores al límite recomendado por la OMS (1000 col/100 ml)

En la Tabla 3.VI.1 se recogen los valores de la concentración de coliformes fecales para los dos períodos de estudio. A diferencia de otros parámetros, la concentración de coliformes en la balsa no se ve afectada, de forma importante, por la existencia de estratificación térmica en la balsa. Por ello, los valores que se toman para este análisis corresponden a las concentraciones medias en la balsa calculadas a partir de la ecuación 2.1.

Tabla 3.VI.1. Valores de concentración de coliformes fecales frente al tiempo de almacenamiento.

PERÍODO 2		PERÍODO 3	
t, días	log N	t, días	log N
0	4,2	0	4,1
10	3,0	2	3,1
18	0,3	7	2,7
24	0,4	12	2,2
33	1,4	14	1,8
39	0,9	22	0,0
46	0,5	26	0,8
59	0,1	33	1,7
63	0,1	40	1,6
75	0,2	44	1,1
		49	1,3
		56	1,1
		70	0,6
		77	0,5
		89	0,1

Si se considera la tasa de reducción, T_R , de coliformes como:

$$T_R = \frac{\bar{N}_{est} - N_0}{N_0} * 100 \quad [3.6.3]$$

siendo N_{est} , el valor medio de concentración de coliformes en la etapa estacionaria ($t > 25$ días) y N_0 el valor inicial, se obtiene:

$$T_R: 99,98\% \text{ (Período 2)}$$

$$T_R: 99,76\% \text{ (Período 3)}$$

Para el estudio cinético de la etapa inicial ($t < 25$ días) se ha considerado la balsa como un reactor discontinuo homogéneo de volumen constante. En estas condiciones y suponiendo una cinética de eliminación de primer orden se tiene:

$$-r = -\frac{dN}{dt} = K_b * N \quad [3.6.4]$$

Separando variables e integrando resulta:

$$-\int_{N_0}^N \frac{dN}{N} = K_b \int_0^t dt$$

$$-\ln \frac{N}{N_0} = K_b * t$$

donde:

N : concentración coliformes fecales, col/100 ml a tiempo t

N_0 : concentración inicial de coliformes fecales, col/100 ml

K_b : constante de velocidad de primer orden para coliformes fecales, días⁻¹

t : tiempo de retención, días

Representando $-\ln(N/N_0)$ frente a t se obtiene una recta que pasa por el origen de cuya pendiente se obtiene el valor de la constante de velocidad.

En la Figura 3.VI.1. se representa los valores de $-\ln(N/N_0)$ frente a t para los Períodos 2 y 3. De la pendiente de las rectas obtenidas podemos conocer el valor del coeficiente cinético para ambos períodos. Así tenemos que:

$$\text{Período 2: } k = 0,41 \text{ días}^{-1}$$

$$\text{Período 3: } k = 0,38 \text{ días}^{-1}$$

Por tanto, no se observa una variación significativa del coeficiente cinético, a pesar de la diferente época del año en que se realizaron los experimentos.

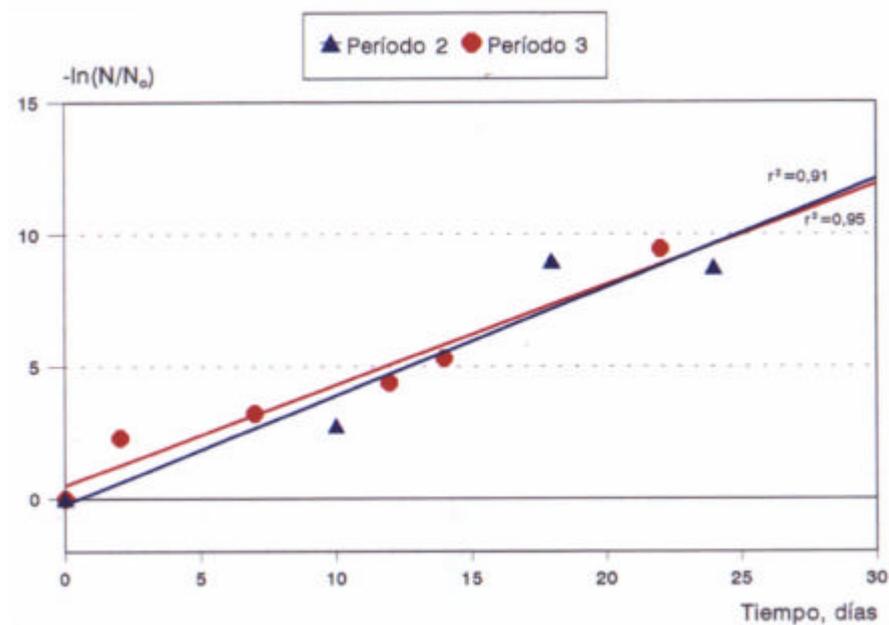


Figura 3.VI.1

4. CONCLUSIONES

Del análisis de los resultados experimentales obtenidos, se deducen las siguientes conclusiones:

1.- El comportamiento de la Balsa de San Isidro llena de agua en régimen discontinuo (sin entradas ni salidas) cambia con los períodos estacionales del año. Período 1: diciembre 95-febrero 96 no existe estratificación. Período 2: mayo-julio 96 hay estratificación durante todo el período. Período 3: enero-abril 97: la primera parte del período no existe estratificación y en la segunda sí.

2.- Una vez que se completa el llenado de la balsa, el oxígeno disuelto en la capa superficial tiende a alcanzar la sobresaturación, durante un corto período de tiempo, a velocidades diferentes según la época del año, siendo mayor durante las épocas más cálidas.

3.- Los altos valores de oxígeno disuelto en la capa superficial están relacionados con la producción de algas y su actividad fotosintética.

4.- Existe una homogeneidad horizontal aceptable, de las características del agua en toda la balsa.

5.- La estratificación térmica durante el Período mayo-julio de 1996 afecta a la oxigenación del agua en la balsa, apareciendo una zona aerobia superficial, cuya profundidad varía entre 2 y 4 m.

6.- Los cambios físico-químicos y las variaciones de oxígeno disuelto que se producen durante la estratificación térmica inducen variaciones de pH y conductividad del agua almacenada.

7.- Durante la época en que se produce la estratificación térmica (Período 2), la zona profunda de la balsa (hipolimnion) se encuentra en condiciones anaerobias y tiene lugar un proceso de generación de sulfuro, como consecuencia de la reducción del sulfato.

8.- En este período, la velocidad de generación de sulfuro en el fondo de la balsa, a partir del día 14 de almacenamiento, es de orden uno y el coeficiente cinético toma el valor de $K=0,068$ días⁻¹.

9.- Durante los tres períodos de estudio se observan variaciones de la materia en suspensión, demanda química de oxígeno y de clorofila-a, asociadas al crecimiento de microalgas, su posterior muerte y sedimentación en el fondo.

10.- La evolución diaria de los parámetros temperatura, oxígeno disuelto, pH y conductividad es sinusoidal. Los valores máximos y mínimos de oxígeno disuelto y temperatura se alcanzan a las 22:00 y 8:00 h respectivamente.

11.- En los tres períodos de almacenamiento se produce una eliminación de nitrógeno amoniacal obteniéndose una reducción comprendida entre el 60-80%, dependiendo del período de almacenamiento.

12.- La eliminación de nitrógeno amoniacal en las capas superficiales de la balsa sigue una cinética de orden 1 cuyas constantes de reacción tienen los valores siguientes:

Período 1: $K= 0,021$ días⁻¹ (diciembre 95-febrero 96)

Período 2: $K= 0,032$ días⁻¹ (mayo 96-julio 96)

Período 3: $K=0,023$ días⁻¹ (enero 97-abril 97)

13.- La concentración de coliformes fecales es aproximadamente homogénea en toda la balsa para los tres períodos estudiados. El proceso de autodepuración es relativamente rápido, ya que después de los 20-25 días de almacenamiento se obtiene en todos los casos una reducción de coliformes fecales superior al 99%, alcanzándose valores inferiores a 10 col/100 ml.

14.- La desaparición de coliformes fecales durante la etapa inicial de almacenamiento, inferior a 25 días, viene representada por una cinética de primer orden cuya constante cinética tiene los siguientes valores:

Período 2: $K_b = 0,41 \text{ días}^{-1}$ (mayo 96-julio 96)

Período 3: $K_b = 0,38 \text{ días}^{-1}$ (enero 97-abril 97)

15.- Un tiempo adecuado de almacenamiento del agua residual depurada, procedente de la EDAR de S/C de Tenerife, está entre 20-25 días y después de dicho tiempo la extracción del agua de la balsa debería hacerse por la superficie a una profundidad comprendida entre los 1-4 m.

5. BIBLIOGRAFÍA

-
- * Abeling, U. and Seyfried, C.F.. (1992). Anaerobic-aerobic treatment of high-strength ammonium wastewater- nitrogen removal via nitrite. *Water Science and Technology*. **26(5-6)**. 1007-1015.
- * Abeliovich, A. and Vonshak, A.. (1993). Factors inhibiting nitrification of ammonia in deep wastewater reservoirs. *Water Research*. **27(10)**. 1585-1590.
- * Abeliovich, A.. (1982). Biological equilibrium in a wastewater reservoir. *Water Research*. **16**. 1135-1138.
- * Abeliovich, A.. (1987). Nitrifying bacterian wastewater reservoirs. *Applied and Environmental Microbiology*. **April**. 754-760.
- * Acher, A.J.; Fischer, E. and Manor, Y.. (1994). Sunlight disinfection of domestic effluents for agricultural use. *Water Research*. **28(5)**. 1153-1160.
- * Al-A'Ama, M. and Nakhla, G.F.. (1995). Wastewater reuse in Jubail, Saudi Arabia. *Water Research*. **29(6)**. 1579-1584.
- * Alamancos, J.M.; Sáez, J. and Llorens, M.. (1993). Sistemas de Lagunaje. (I) Diseño de lagunas anaerobias. *Ingeniería Química*. **Enero**. 169-171.
- * APHA, AWWA, WPCF. (1992). Standard methods for the examination of water and wastewater. 17th edition. Washington, D.C., U.S.A..
- * Arceivala, S.J.. (1979). Discussion of "Desing criteria for aerobic aerated lagoons". *Journal of the Environmental Engineering Division, ASCE*. **February**. 250-252.
- * Asano, T. and Levine, A.D.. (1996). Wastewater reclamation, recycling and reuse: past, present, and future. *Water Science and Technology*. **33(10-11)**. 1-14.
- * Azov, Y. and Shelef, G.. (1991). Effluents quality along a multiple-stage wastewater reclamation systems for agricultural reuse. *Water Science and Technology*. **23**. 2119-2126.
-

- * Azov, Y. and Tregubova, T.. (1995). Nitrification processes in stabilization reservoirs. *Water Science and Technology*. **31(12)**. 313-319.

- * Azov, Y.; Juanico, M. and Shelef, G.. (1992). Monitoring large scale wastewater reclamation systems-policy and experience. *Water Science and Technology*. **26(7-8)**. 1545-1553.

- * Balmelle, B.; Nguyen, K.M.; Capdeville, B.; Cornier, J.C. and Deguin, A.. (1992). Study of factors controlling nitrite build-up in biological processes for water nitrification. *Water Science and Technology*. **26(5-6)**. 1017-1025.

- * Baskaran, K.; Scott, P.H. and Connor, M.A.. (1992). Biofilms as an aid to nitrogen removal in sewage treatment lagoons. *Water Science and Technology*. **26(7-8)**. 1707-1716.

- * Berná, L.M.; Torrella, F.; Soler, A.; Sáez, J.; Llorens, M. y Martínez, I.. (1986). Estudio de la autodepuración microbiológica y físico-química de aguas residuales por lagunaje profundo. *Anales de Biología*. **10**. 49-59.

- * Berná, L.M.; Torrella, F.; Soler, A.; Sáez, J.; Llorens, M. y Martínez, I.. (1990). Proliferación de cianobacterias croococales en una laguna de depuración de aguas residuales: aislamiento y caracterización. *Tecnología del Agua*. **69**. 17-22.

- * Boletín Oficial de Canarias (BOC). Núm. 104. Miércoles 24 de agosto de 1994. Decreto (174/1994).

- * Bowles, D.S.; Middlebrooks, E.J. and Reynolds, J.H.. (1979). Coliform decay rates in waste stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **51(1)**. 87-99.

- * Cifuentes, E.; Blumenthal, U.; Ruiz-Palacios, G.; Bennett, S. and Peasey, A.. (1994). Escenario epidemiológico del uso agrícola del agua residual: El Valle del Mezquital, México. *Salud Pública de México*. **36(1)**. 3-9.

- * Crook, J. and Surampalli, R.Y.. (1996). Water reclamation and reuse criteria in the U.S.. *Water Science and Technology*. **33(10-11)**. 451-462.

- * Curtis, T.P.; Mara, D.D.; Dixo, N.G.H. and Silva, S.A.. (1994). Light penetration in waste stabilization ponds. *Water Research*. **28(5)**. 1031-1038.

- * Davies, C.M. and Apte, S.C.. (1996). Rapid enzymatic detection of faecal pollution. *Water Science and Technology*. **34 (7-8)**. 169-171.

- * Diab, S.; Kochba, M. and Avnimelech, Y.. (1993). Nitrification pattern in a fluctuating anaerobic-aerobic pond environment. *Water Research*. **27(9)**. 1469-1475.

- * Dor, I. and Raber, M.. (1990). Deep wastewater reservoirs in Israel: empirical data for monitoring and control. *Water Research*. **24**. 1077-1084.

- * Dor, I.; Kalinsky, I.; Eren, J. and Dimentman, C.. (1987). Deep wastewater reservoirs in Israel- I: limnological changes following self-purification. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 317-322.

- * Ellis, K.V. and Rodrigues, P.C.C..(1995). Multiple regression desing equations for stabilization ponds. *Water Research*. **29(11)**. 2509-2519.

- * Eren, J. and Kott, Y.. (1982). Desinfection of secondary effluents for extended irrigation. *Proceedings of the 2nd. Water Reuse Synposium*. **2**. 1030-1038.

- * Ferrara. R.A. and Avci, C.B.. (1982). Nitrogen dynamics in waste stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **54(4)**. 361-369.

- * Ferrara, R.A. and Harleman, R.F..(1980). Dynamic nutrient cycle model for waste stabilization ponds. *Journal of the Environmental Engineering Division*. **February**. 37-54.

- * Fricker, E.J. and Fricker, C.R.. (1996). Use of two presence/absence systems for the detection of *E. coli* and coliforms from water. *Water Research*. **30(9)**. 2226-2228.

- * Fritz, J.J.; Middleton, A.C. and Meredith, D.D.. (1979). Dynamic process modeling of wastewater stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **51(11)**. 2724-2743.

- * Ganczarczyk, J.J.. (1994). Microbial aggregates in wastewater treatment. *Water Science and Technology*. **30(8)**. 87-95.

- * Gann, J.D.; Collier, R.E. and Lawrence, C.H.. (1968). Aerobic bacteriology of waste stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **40(2)**. 185-191.

- * Ghrabi, A. and Ferchichi, M.. (1994). Sediment accumulation in a series of four pilot-scale stabilization ponds. *Water Science and Technology*. **30(8)**. 281-284.

- * Goldman, J.C.; Oswald, W.J. and Jenkins, D.. (1974). The kinetics of inorganic carbon-limited algal growth. *Journal Water Pollution Control Federation*. **46(3)**. 554-575.

- * Gu, R. and Stefan, H.G.. (1995). Stratification dynamics in wastewater stabilization ponds. *Water Research*. **29(8)**. 1909-1923.

- * Hejzlar, J.; Balejová, M.; Kafková, D. and Ruzicka, M.. (1993). Importance of epilimnion phosphorus loading and wind-induced flow for phytoplankton growth in Rímov reservoir. *Water Science and Technology*. **28(6)**. 5-14.

- * Henze, M.; Harremoës, P.; Inasen, J.C. and Arvin, E.. (1995). Wastewater treatment. Biological and chemical processes. *Springer-Verlag*. New York.

- * Hirata, T.; Kawamura, K.; Yano, K.; Kaneko, M.; Moniwa, T.; Tosa, K. and Taguchi, K.. (1993). Removal efficiencies of microorganisms in wastewater treatment processes. *Water Science and Technology*. **28(7)**. 55-61.

- * Holm, H.W. and Vennes, J.W.. (1970). Occurrence of purple sulfur bacteria in a sewage treatment lagoon. *Applied Microbiology*. **June**. 988-996.

- * Houghton, S.R. and Mara, D.D.. (1992). The effects of sulphide generation in waste stabilization ponds on photosynthetic populations and effluent quality. *Water Science and Technology*. **26(7-8)**. 1759-1768.

- * James, A.. (1987). An alternative approach to the desing of waste stabilization ponds. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 213-218.

- * Juanico, M.. (1989). A database for a multi-institutional environment monitoring program. *Environmental Monitoring and Assessment*. **12**. 181-190.

- * Juanico, M. and Shelef, G.. (1994). Desing, operation and performance of stabilization reservoirs for wastewater irrigation in Israel. *Water Research*. **28(1)**. 175-186.

- * Juanico, M. and Shelef, G.. (1991). The performance of stabilization reservoirs as a function of desing and operation parameters. *Water Science and Technology*. **23**. 1509-1516.

- * Kay, D. and McDonald, A.. (1980). Reduction of coliform bacteria in two upland reservoirs: the significance of distance decay relationships. *Water Research*. **14**. 305-318.

- * Kott, Y.; Ben-Ari, H. and Betzer, N.. (1978). Lagooned, secondary effluents as water source for extended agricultural purposes. *Water Research*. **12**. 1101-1106.

- * Kuentzel, L.E.. (1969). Bacteria, carbon dioxide, and algal blooms. *Journal Water Pollution Control Federation*. **41(10)**. 1737-1747.

- * Little, J.C.. (1995). Hypolimnetic aerators: predicting oxygen transfer and hydrodynamics. *Water Research*. **29(11)**. 2475-2482.

-
- * Llorens, M.; Alamancos, J.M. and Sáez, J.. (1993). Sistemas de lagunaje (III). Diseño de algunas de maduración. *Ingeniería Química*. **Marzo**. 133-136.
- * Llorens, M.; Sáez, J. and Soler, A.. (1992). Influence of thermal stratification on the behaviour of a deep wastewater stabilization pond. *Water Research*. **26(5)**. 569-577.
- * Llorens, M.; Sáez, J. and Soler, A.. (1991). Primary productivity in sewage pond: semiempirical model. *Journal Environmental Engineering*. **117(6)**. 771-781.
- * Lu, F.; Cross, W.H.; Chian, E.S.K.; Pohland, F.G. and Gao, H.. (1984). Nitrification of anaerobically treated coal gasifier effluent. *Journal Water Pollution Control Federation*. **56(9)**. 1050-1058.
- * Mahne, I.; Princic, A. and Megusar, F.. (1996). Nitrification/Denitrification in nitrogen high-strength liquid wastes. *Water Research*. **30(9)**. 2107-2111.
- * Mara, D.D. and Marecos do Monte, M.H.. (1990). The desing and operation of waste stabilization ponds in tourist areas of Mediterranean Europe. *Water Science and Technology*. **22(3-4)**. 73-76.
- * Mara, D.D. and Pearson, H.. (1986). Artificial freshwater environment: Waste stabilization ponds. *Biotechnology. Rhem, H.J. and Reed, G.. (Ed.)*. **Vol. 8, Capítulo 4**. 178-206.
- * Mara, D.D. and Pearson, H. W.. (1987). Waste stabilization ponds:desing manual for Mediterranean Europe. *World Health Organization*. Regional Office for Europe. Copenhagen.
- * Mara, D.D.. (1975). Proposed desing for oxidation ponds in hot climates. *Journal of the Environmental Engineering Division*. **101(EE2)**. 296-300.
- * Mara, D.D.. (1987). Waste stabilization ponds: problems and controversies. *Water Quality International*. **1**. 20-22.
-

- * Marecos do Monte, M.H. and Mara, D.D.. (1987). The hydraulic performance of waste stabilization ponds in Portugal. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 219-227.

- * Mayo, A.W. and Noike, T.. (1996). Effects of temperature and pH on the growth of heterotrophic bacteria in waste stabilization ponds. *Water Research*. **30(2)**. 447-455.

- * Mendes, B.S.; Nascimento, M.J.; Pereira, M.I.; Bailey, G.; Lapa, N.; Morais, J. and Oliveira, J.S.. (1994). Ecoclimatic influence on waste stabilization ponds (WSP) efficiencies. Case study of the sesimbra system. *Water Science and Technology*. **30(8)**. 269-279.

- * Meron, A. and Eren, J.. (1985). Effect of salinity on agricultural reclamation. **1**. 543-553.

- * Moreno-Grau, M.D.; Luque Moreno, J.. (1991). Depuración por lagunaje de aguas residuales: manual de operadores. *MOPT (Ministerio de Obras Públicas y Transportes)*. Madrid.

- * Moreno, M.D.; Medina, M.A.; Moreno, J.; Soler, A. and Sáez, J.. (1988). Modeling the performance of deep waste stabilization ponds. *Water Resources Bulletin*. **24(2)**. 377-387.

- * Moreno-Grau, M.D.; Soler, A.; Sáez, J. and Moreno-Clavel, J.. (1984). Thermal simulation of deep stabilization ponds. *Trib. Cebedeau*. **491(37)**. 403-410.

- * Moreno-Grau, M.D.; Soler, A.; Sáez, J. and Romera, P.. (1984). Study on the hydrodynamic behaviour of a deep waste stabilization pond. *Trib. Cebedeau*. **37(489-490)**. 323-328.

- * Nurdogan, Y. and Oswald, W.J.. (1995). Enhanced nutrient removal in high-rate ponds. *Water Science and Technology*. **31(12)**. 33-43.

- * Ovazzani, N.; Bouhoum, K.; Mandi, L.; Bouarab, L.; Habbari, Kb.; Rafiq, F.; Picot, B.; Boutoux, J. and Schwartzbrod, J.. (1995). Wastewater treatment by stabilization pond: Marrakesh experiment. *Water Science and Technology*. **31(12)**. 75-80.

-
- * Palmgren, T.. (1992). Nitrogen reduction-volumen demand. *Water Science and Technology*. **25(4-5)**. 233-240.
- * Pano, A. and Middlebrooks, J.. (1982). Ammonia nitrogen removal in facultative wastewater stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **54(4)**. 344-351.
- * Parhad, N.M. and Rao, N.U.. (1974). Effect of pH on survival of escherichia coli. *Journal Water Pollution Control Federation*. **46(5)**. 980-987.
- * Pearson, H.W.; Mara, D.D. and Bartone, C.R.. (1987). Guidelines for the minimum evaluation of the performance of full-scale waste stabilization pond systems. *Water Research*. **21(19)**. 1067-1075.
- * Pearson, H.W.; Mara, D.D.; Konig, A.; Oliveira, R.; Mills, S.W.; Smallman, D.J. and Silva, S.A.. (1987). Water column sampling as a rapid and efficient method of determining effluent quality and the performance of waste stabilization ponds. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 109-113.
- * Pearson. H.W.; Mara, D.D.; Mills, S.W. and Smallman, D.J.. (1987). Factors determining algal populations in waste stabilization ponds and the influence of algae on pond performance. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 131-140.
- * Polprasert, C. and Bhattarai, K.K.. (1985). Dispersion model for waste stabilization ponds. *Journal Environmental Engineering*. **111(1)**. 45-59.
- * Randall, C.W. and Buth, D.. (1984). Nitrite build-up in activated sludge resulting from temperature effects. *Journal Water Control Federation*. **56(9)**. 1039-1044.
- * Reed, S.C.. (1985). Nitrogen removal in wastewater stabilization ponds. *Journal Water Pollution Control Federation*. **57(1)**. 39-45.

-
- * Sáez, J.; Llorens, M. y Alamancos, J.M.. (1993). Sistemas de Lagunaje. (II). Diseño de lagunas facultativas. *Ingeniería Química*. **Febrero**. 155-161.

 - * Sáez, J.; Llorens, M. y Navarro, A.L..(1990). Calidad del efluente de una laguna profunda de depuración de aguas residuales y su reutilización en riego. *Tecnología del Agua*. **Agosto (72)**. 17-25.

 - * Santos, M.C.R. and Oliveira, J.F.S.. (1987). Nitrogen transformations and removal in waste stabilization ponds in Portugal: seasonal variations. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 123-130.

 - * Shelef, G.. (1991). The role of wastewater reuse in water resources management in Israel. *Water Science and Technology*. **23**. 2081-2089.

 - * Shelef, G; Juanico, M. and Vikimsky, M.. (1987). Reuse of stabilization pond effluent for agricultural irrigation in Israel. *Water Science and Technology*. **19(12)**. 299-305.

 - * Silva, S.A.; Oliveira, R.; Soares, J.; Mara, D.D. and Pearson, H.W. (1995). Nitrogen removal in pond systems with different configurations and geometries. *Water Science and Technology*. **31(12)**. 321-330.

 - * Soler, A.; Saez, J.; Llorens, M.; Martínez, I.; Berna, L.M. y Torrella, F.. (1988). Evolución de los parámetros físico-químicos y microbiológicos en la depuración de aguas residuales por lagunaje profundo. *Tecnología del Agua*. **48**. 52-58.

 - * Soler, A.; Torrella, F.; Sáez, J.; Martínez, I.; Nicolás, J.; Llorens, M. and Torres, J.. (1995). Performance of two municipal sewage stabilization pond systems with high and low loading in southeastern Spain. *Water Science and Technology*. **31(12)**. 81-90.

 - * Speece, R.E.. (1994). Lateral thinking solves stratification problems. *Water Quality*. **3**. 12-15.

-
- * Sullivan, T.J. and Mix, M.C.. (1983). A simple and inexpensive method for measuring integrated light energy. *Environmental Science Technology*. **17(2)**. 127-128.

 - * Teltsch, B.; Azov, Y.; Juanico, M. and Shelef, G.. (1992). Plankton community changes due to the addition of treated effluents to a freshwater reservoir used for drip irrigation. *Water Research*. **26(5)**. 657-668.

 - * Torres, J.J.; Soler, A.; Sáez, J. and Ortuño, J.F.. (1997). Hydraulic performance of a deep wastewater stabilization pond. *Water Research*. **31(4)**. 679-688.

 - * Troussellier, M.; Legendre, P. and Baleux, B.. (1986). Modeling of the evolution of bacterial densities in an eutrophic ecosystem (sewage lagoons). *Microbial Ecology*. **12**. 355-379.

 - * Vrba, J.; Komárkova, J. and Vyhnálek, V.. (1993). Enhanced activity of alkaline phosphatases-phytoplankton response to epilimnetic phosphorus depletion. *Water science and Technology*. **28(6)**. 15-24.

 - * Wetzel, R.G. and Likens, G.E.. (1991). *Limnological analyses*. Springer-Verlag. Second Edition. New York.

 - * WHO. (1989). Health guidelines for the use of wastewater in agriculture and aquaculture. Technical report series 778. World Health Organization, Geneva.

6. ANEXO I

Tabla AI.1. Período 1. Pto. 1. Fecha: 07/12/95.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	20,06	4,61	7,62	1307
0,3	20,06	4,5	7,62	1308
0,5	20,06	4,45	7,62	1308
1	19,98	3,65	7,59	1308
1,2	19,85	2,1	7,55	1309
1,5	19,74	1,14	7,53	1310
2	19,52	0,16	7,48	1310
2,5	19,49	0,05	7,48	1310
3	19,46	0,04	7,48	1310
4	19,44	0,03	7,48	1310
6	19,45	0,03	7,48	1311
8	19,44	0,03	7,48	1312
9,5	19,44	0,03	7,48	1312

Tabla AI.2. Período 1. Pto. 1. Fecha: 14/12/95.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18	4,32	7,66	1264
0,5	18,01	4,32	7,66	1266
1	17,99	4,18	7,65	1267
1,5	18	4,11	7,65	1269
2	17,94	3,97	7,65	1269
2,5	17,88	3,59	7,64	1269
3	17,69	2,64	7,61	1268
3,5	17,46	1,75	7,56	1268
4	17,43	1,6	7,57	1269
4,5	17,41	1,4	7,56	1269
5	17,37	1,23	7,55	1269
6	17,36	1,18	7,55	1269
7	17,36	1,11	7,55	1269
8	17,34	1,05	7,55	1269
9	17,34	1	7,54	1269
9,5	17,34	0,98	7,54	1269

Tabla AI.3. Período 1. Pto. 1. Fecha: 21/12/95.

Profundidad m	Temperatura °C	Oxíg. disuelto		Conductividad mS/cm
		mg/l	pH	
0	19,87	20	8,6	1224
0,2	19,89	20	8,6	1222
0,4	19,87	20	8,6	1220
0,5	19,87	20	8,59	1221
1	19,87	20	8,6	1219
1,5	19,57	17,32	8,53	1221
1,7	18,61	8,42	8,23	1233
2	18,04	7,43	7,93	1241
2,2	17,8	1,25	7,8	1247
2,5	17,54	0,48	7,63	1249
3	17,5	0,11	7,63	1249
5	17,41	0,08	7,58	1256
7	17,38	0,07	7,55	1261
9	17,38	0,07	7,55	1262
9,5	17,38	0,07	7,55	1262

Tabla AI.4. Período 1. Pto. 1. Fecha: 28/12/95.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	° C	mg/l	pH	mS/cm
0,2	19,93	16,55	8,67	1198
0,5	19,91	16,7	8,67	1198
0,7	19,93	16,77	8,68	1197
1	19,85	14,94	8,68	1200
1,2	18,18	12,58	8,55	1211
1,5	18,01	12,05	8,5	1206
2	17,98	12,5	8,52	1208
2,5	17,93	12,58	8,53	1237
3	17,87	7,6	8,32	1246
3,2	17,88	7,77	8,29	1244
3,5	17,69	0,5	7,71	1261
4	17,52	0,14	7,57	1265
4,5	17,48	0,12	7,56	1267
5	17,49	0,1	7,55	1271
6	17,49	0,09	7,54	1272
7	17,49	0,08	7,53	1272
8	17,48	0,08	7,53	1273
9	17,48	0,07	7,53	1272
9,4	17,49	0,06	7,53	1272

Tabla AI.5. Período 1. Pto. 1. Fecha: 04/01/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	20,56	2,93	7,93	1241
0,2	20,54	3,69	7,93	1237
0,3	20,56	2,79	7,93	1238
0,5	20,28	2,13	7,91	1238
0,7	18,91	0,37	7,84	1237
1	18,55	0,11	7,82	1231
1,2	18,38	0,08	7,81	1236
3	18,03	0,06	7,79	1235
5	17,62	0,05	7,6	1265
7	17,58	0,05	7,55	1270
8,3	17,57	0,05	7,54	1271

Tabla AI.6. Período 1. Pto. 1. Fecha: 11/01/96.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	° C	mg/l	pH	mS/cm
0,2	18,95	2,6	7,74	1317
0,5	18,91	2,37	7,72	1317
0,7	18,93	2,49	7,73	1317
1	18,13	0,32	7,66	1315
1,2	17,93	0,11	7,65	1316
1,5	17,86	0,09	7,65	1316
2	17,69	0,07	7,65	1316
3	17,65	0,05	7,65	1316
4	17,62	0,05	7,65	1316
5	17,61	0,04	7,65	1316
7	17,61	0,05	7,65	1317
9,2	17,61	0,05	7,64	1317

Tabla AI.7. Período 1. Pto. 1. Fecha: 17/01/96.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,87	2,54	7,72	1301
0,2	17,89	2,36	7,71	1303
0,5	17,86	2,21	7,7	1303
0,7	17,89	2,25	7,7	1304
0,9	17,91	2,1	7,7	1304
1	17,81	1,87	7,69	1303
1,2	17,45	0,82	7,65	1304
1,5	17,38	0,72	7,64	1303
1,9	17,32	0,44	7,63	1304
2	17,35	0,56	7,64	1305
2,9	16,98	0,08	7,62	1305
5	16,94	0,07	7,62	1305
6,9	16,92	0,06	7,62	1305
9,1	16,92	0,07	7,62	1306

Tabla AI.8. Período 1. Pto. 1. Fecha: 25/01/96.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18,09	4,39	7,82	1205
0,2	18,13	4,11	7,81	1278
0,5	18,09	3,84	7,8	1278
0,7	18,05	3,63	7,79	1279
1	17,92	3,31	7,78	1280
1,2	17,55	2,61	7,75	1278
1,5	17,36	2,35	7,74	1279
1,7	17,1	1,95	7,72	1278
2	16,89	1,44	7,7	1278
2,5	16,72	1,11	7,68	1280
3	16,6	0,57	7,67	1279
4	16,56	0,42	7,66	1280
6	16,53	0,09	7,67	1283
9,1	16,54	0,04	7,68	1286

Tabla AI.9. Período 1. Pto. 1. Fecha: 05/02/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	16,43	10,84	8,06	1223
0,2	16,44	10,26	8,06	1244
0,5	16,44	9,62	8,06	1243
0,7	16,43	9,01	8,06	1245
1	16,44	8,59	8,06	1245
1,5	16,4	8,01	8,06	1246
2	16,36	7,49	8,05	1246
2,6	16,12	6,97	8,03	1247
3	16,06	6,65	8,02	1249
4	15,95	6,29	8,01	1248
5,1	15,93	6,12	8	1248
6	15,88	5,88	8	1248
7,1	15,87	5,66	7,99	1249
8,1	15,86	5,46	7,99	1249
9,2	15,87	5,39	7,99	1249

Tabla AI.10. Período 1. Pto. 3. Fecha: 07/12/95.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
		m	°C	
0	19,93	2,85	7,56	1301
0,2	20,08	4,57	7,61	1305
0,5	19,95	2,71	7,56	1302
0,7	19,81	1,31	7,53	1303
1	19,69	0,66	7,49	1302
1,2	19,68	0,61	7,49	1303
1,5	19,56	0,25	7,48	1303
2	19,52	0,12	7,48	1304
3	19,48	0,06	7,48	1305
4	19,46	0,04	7,47	1306
5	19,45	0,04	7,47	1306
6	19,44	0,03	7,47	1307
8	19,44	0,03	7,47	1309
9,5	19,44	0,03	7,47	1310

Tabla AI.11. Período 1. Pto. 3. Fecha: 14/12/95.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,68	2,91	7,62	1256
0,3	17,68	2,86	7,62	1258
0,5	17,65	2,8	7,62	1260
1	17,64	2,76	7,62	1261
1,5	17,61	2,56	7,61	1262
2	17,56	2,34	7,6	1262
2,5	17,45	1,87	7,59	1263
3	17,41	1,63	7,58	1264
4	17,38	1,51	7,57	1264
5	17,37	1,44	7,57	1265
6	17,36	1,39	7,57	1265
7	17,35	1,31	7,57	1266
8	17,34	1,23	7,56	1267
9	17,34	1,15	7,56	1267
9,8	17,33	1,07	7,56	1268

Tabla AI.12. Período 1. Pto. 3. Fecha: 21/12/95.

Profundidad m	Temperatura °C	Oxíg. disuelto		Conductividad	
		mg/l	pH	mS/cm	
0	19,78	20	8,57		
0,2	19,83	20	8,6	1223	
0,5	19,78	20	8,6	1222	
0,7	19,77	20	8,59	1222	
1	19,08	15,87	8,4	1230	
1,2	18,93	15,21	8,35	1232	
1,5	18,78	13,84	8,31	1235	
1,7	18,44	11,18	8,18	1241	
2	18,24	6,27	8,08	1243	
2,2	17,77	1,41	7,73	1251	
2,5	17,57	0,22	7,62	1253	
3	17,49	0,15	7,62	1253	
3,5	17,47	0,13	7,62	1253	
4	17,45	0,11	7,62	1255	
5	17,42	0,11	7,62	1256	
7	17,38	0,1	7,55	1264	
8,5	17,38	0,09	7,55	1264	
9	17,38	0,09	7,55	1264	

Tabla AI.13. Período 1. Pto. 3. Fecha: 28/12/95.

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	°C	mg/l	pH	mS/cm
0,2	19,57	16,12	8,65	1228
0,5	19,02	15,66	8,63	1232
1	18,18	14,22	8,58	1232
1,5	18,05	12,98	8,54	1233
2	17,96	12,85	8,53	1235
2,5	17,93	12,31	8,51	1235
2,7	17,93	10,5	8,44	1239
3	17,92	4,2	8,26	1246
3,5	17,69	0,15	7,58	1263
4	17,55	0,11	7,55	1265
5	17,49	0,09	7,52	1271
6	17,5	0,08	7,52	1272
7	17,48	0,08	7,52	1272
8	17,49	0,07	7,52	1272
9	17,48	0,06	7,52	1273
9,8	17,49	0,06	7,47	1278

Tabla AI.14. Período 1. Pto. 3. Fecha: 04/01/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	20,84	3,85	7,96	1241
0,2	20,74	3,49	7,95	1243
0,5	19,67	1,47	7,86	1243
0,7	19,19	0,52	7,82	1241
1	18,41	0,06	7,81	1241
2	18,13	0,05	7,81	1239
5	17,86	0,05	7,69	1256
7	17,58	0,04	7,54	1272
9,6	17,58	0,04	7,48	1280

Tabla AI.15. Período 1. Pto. 3. Fecha: 11/01/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0,2	18,76	2,12	7,72	1317
0,5	18,68	1,88	7,71	1316
0,7	18,57	1,4	7,7	1316
1	17,92	0,25	7,66	1316
1,2	17,84	0,13	7,65	1316
1,5	17,73	0,09	7,65	1315
2	17,72	0,08	7,65	1316
2,5	17,67	0,06	7,65	1316
3	17,64	0,06	7,65	1316
4	17,63	0,05	7,65	1316
5	17,62	0,05	7,65	1317
6	17,62	0,05	7,65	1317
8	17,61	0,05	7,65	1317
9,6	17,61	0,05	7,64	1314

Tabla AI.16. Período 1. Pto. 3. Fecha: 17/01/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18,03	3,16	7,72	1304
0,2	18,02	3,05	7,72	1304
0,5	18,03	2,92	7,72	1305
0,7	18,02	2,89	7,73	1305
1	18	2,76	7,72	1305
1,2	17,94	2,48	7,72	1301
1,5	17,62	1,11	7,67	1305
1,7	17,34	0,56	7,64	1302
2	17,25	0,34	7,63	1299
3	17,02	0,08	7,63	1301
3,1	16,99	0,07	7,63	1302
5	16,93	0,06	7,63	1302
7	16,92	0,06	7,63	1303
9,5	16,91	0,05	7,64	1304

Tabla AI.17. Período 1. Pto. 3. Fecha: 25/01/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,93	3,42	7,78	1219
0,2	17,92	3,33	7,78	1288
0,5	17,88	3,27	7,78	1289
0,7	17,85	3,16	7,77	1288
1	17,62	2,95	7,76	1288
1,2	17,34	2,59	7,74	1287
1,5	17,12	2,03	7,72	1288
1,7	16,9	1,6	7,7	1286
2	16,83	1,48	7,7	1288
2,5	16,66	0,88	7,68	1287
3	16,58	0,61	7,67	1286
3,5	16,56	0,47	7,66	1287
4	16,56	0,37	7,66	1287
5	16,56	0,11	7,66	1287
7	16,54	0,08	7,67	1289
8,2	16,54	0,05	7,68	1290

Tabla AI.18. Período 1. Pto. 3. Fecha: 05/02/96.

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0,1	16,41	6,82	8,07	1246
0,5	16,43	6,82	8,07	1246
1	16,43	6,74	8,07	1247
1,5	16,42	6,76	8,07	1247
2,1	16,42	6,64	8,07	1247
3	16,41	6,61	8,07	1248
4	16,36	6,44	8,06	1248
5	15,96	5,62	8,01	1248
6	15,88	5,36	8	1248
7	15,87	5,26	7,99	1248
8	15,87	5,02	7,99	1249
9,3	15,87	4,94	7,99	1249

Tabla AI.19. Valores de Clorofila a, m g/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	60	70	30	90	40	40	10	30
14/12/95	75	46	89	32	104	35	41	-
21/12/95	415	375	475	296	118	63	44	65
28/12/95	106	94	131	106	104	106	103	84
04/01/96	85	64	96	64	83	65	61	74
11/01/96	84	96	126	106	84	116	86	86
17/01/96	119	62	66	108	77	54	66	72
25/01/96	74	83	84	73	97	128	115	116
05/02/96	62	20	42	54	64	42	20	42

Tabla AI.20. Valores de MES, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	8	12	5	10	7	10	7	8
14/12/95	-	-	-	-	-	-	-	-
21/12/95	19	20	15	7	5	8	-	4
28/12/95	6	9	6	7	6	6	6	7
04/01/96	10	6	7	8	8	9	7	8
11/01/96	6	7	4	8	6	6	7	5
17/01/96	8	9	9	8	8	9	7	9
25/01/96	8	9	7	7	6	4	6	4
05/02/96	10	10	12	11	9	10	9	12

Tabla AI.21. Valores de DQO, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	43	60	45	46	39	45	41	41
14/12/95	50	46	39	40	44	40	42	45
21/12/95	55	53	52	52	23	23	25	20
28/12/95	49	38	39	45	35	37	39	36
04/01/96	49	51	30	32	23	24	21	22
11/01/96	25	27	28	31	26	29	23	36
17/01/96	26	33	41	48	30	27	27	42
25/01/96	49	59	37	55	41	56	39	72
05/02/96	27	42	20	22	32	23	35	21

Tabla AI.22. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	26,4	28,6	24,2	23,6	24,0	25,4	23,4	24,2
14/12/95	21,2	21,4	22,0	20,4	22,2	21,0	20,8	20,8
21/12/95	19,4	19,6	18,8	20,4	20,2	22,2	21,6	22,2
28/12/95	16,4	17,0	19,0	17,6	18,0	18,3	21,8	-
04/01/96	7,4	5,6	2,3	5,4	12,0	10,2	20,2	20,7
11/01/96	11,0	11,8	13,1	11,0	13,6	9,8	13,3	9,6
17/01/96	6,9	6,6	7,0	6,5	6,5	5,0	7,9	6,0
25/01/96	9,1	9,4	9,3	9,4	9,4	9,2	9,8	9,6
05/02/96	9,3	9,2	9,3	9,2	9,1	9,2	9,5	9,2

Tabla AI.23. Valores de Nitrito, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	0,78	0,83	0,70	0,78	0,71	0,79	0,75	0,66
14/12/95	0,07	0,08	0,07	0,08	0,04	0,08	0,06	0,11
21/12/95	0,57	0,60	0,59	0,59	0,09	0,04	0,04	0,02
28/12/95	0,27	0,89	1,10	1,10	1,20	1,95	0,08	0,06
04/01/96	15,00	14,90	14,45	-	6,24	7,20	0,26	0,06
11/01/96	12,65	14,45	14,60	13,40	11,1	11,80	13,60	12,30
17/01/96	9,05	9,25	9,15	8,75	9,30	10,70	8,00	9,80
25/01/96	5,80	5,80	5,60	5,70	5,55	5,85	5,30	5,50
05/02/96	4,85	4,25	4,60	-	4,55	4,65	4,50	4,60

Tabla AI.24. Valores de Nitrato, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	0,93	0,78	0,80	0,82	0,79	0,81	0,76	0,75
14/12/95	1,73	1,42	1,24	1,82	0,17	1,84	1,84	2,39
21/12/95	2,83	2,30	2,80	2,61	4,00	2,66	2,97	1,58
28/12/95	2,13	1,82	2,00	2,20	2,20	2,65	0,72	0,65
04/01/96	-	-	8,05	8,40	4,76	5,80	0,74	-
11/01/96	4,35	-	0	1,60	-	-	-	11,70
17/01/96	-	-	1,85	1,25	2,70	0,80	1,00	2,20
25/01/96	3,70	-	4,40	4,30	3,95	4,15	4,20	4,00
05/02/96	3,15	3,25	2,90	-	2,95	2,85	3,00	2,40

Tabla AI.25. Valores de Fosfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	26	26	25	26	25	27	26	26
14/12/95	26	25	26	26	25	26	26	26
21/12/95	27	26	25	25	27	25	26	26
28/12/95	24	25	25	25	25	25	25	26
04/01/96	25	24	24	25	26	25	26	25
11/01/96	26	26	27	26	26	25	26	25
17/01/96	25	26	25	26	25	25	25	26
25/01/96	25	26	25	26	25	26	26	26
05/02/96	26	26	25	25	26	25	25	25

Tabla AI.26. Valores de Sulfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	-	88	84	89	85	85	-	80
14/12/95	79	80	85	84	82	83	83	82
21/12/95	85	83	87	79	83	86	86	87
28/12/95	89	86	84	89	80	86	85	84
04/01/96	88	84	69	-	83	81	89	89
11/01/96	83	82	81	77	78	77	80	85
17/01/96	85	86	80	85	85	87	86	81
25/01/96	82	82	85	81	83	80	81	80
05/02/96	85	81	83	86	86	81	88	79

Tabla AI.27. Valores de Sulfuro, mg/l

FECHA	0-0,2 m		1-2 m		3-5 m		9 m	
	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3	PTO. 1	PTO. 3
07/12/95	-	3,2	1,6	1,6	4,0	3,2	3,2	3,2
14/12/95	2,6	3,8	2,6	2,6	3,2	2,6	2,6	3,8
21/12/95	3,2	1,3	3,2	1,9	1,9	3,8	2,6	3,8
28/12/95	2,4	1,6	1,6	1,6	1,6	2,4	3,2	4,0
04/01/96	3,2	2,4	2,4	2,4	2,4	3,2	3,2	2,4
11/01/96	1,6	2,4	1,6	0,8	0,8	0,8	0,8	1,6
17/01/96	0,0	1,6	0,8	1,6	0,8	2,4	3,2	0,8
25/01/96	0,8	0,8	0,8	3,2	0,0	2,4	0,8	3,2
05/02/96	1,6	1,6	0,8	0,0	0,8	0,0	0,8	0,0

7. ANEXO II

Tabla AII.1. Período 2. Fecha: 28/05/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0,4	26,06	20	7,8	1857
1	21,67	9,27	7,61	1885
1,7	21,16	6,05	7,57	1882
2	20,88	1,55	7,46	1891
2,5	20,38	0,5	7,45	1892
3	20,23	0,21	7,46	1891
4	20,18	0,13	7,47	1891
5	20,17	0,09	7,48	1892
5,1	20,17	0,1	7,43	1891
6	20,16	0,11	7,49	1894
7	20,16	0,09	7,5	1893
7,5	20,16	0,1	7,51	1895
8	20,16	0,09	7,44	1889
8,9	20,16	0,12	7,53	1899

Tabla AII.2. Período 2. Fecha: 03/06/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	22,91	14,23	7,72	1836
0,2	22,91	14,22	7,73	1836
0,5	22,89	14,19	7,73	1835
0,7	22,86	14,03	7,73	1833
1	22,75	13,58	7,72	1837
1,2	22,7	13,38	7,72	1840
1,5	22,28	11,05	7,68	1843
1,7	22,13	10,64	7,67	1842
2	22,05	10,12	7,66	1845
2,5	21,9	8,88	7,64	1851
3	21,65	5,54	7,59	1855
3,1	21,44	1,28	7,43	1875
3,2	20,7	0,19	7,28	1885
3,5	20,4	0,17	7,27	1884
4	20,24	0,15	7,27	1881
5	20,21	0,12	7,26	1886
6	20,19	0,11	7,26	1884
7	20,18	0,1	7,25	1884
8	20,19	0,09	7,25	1887
8,5	20,19	0,09	7,24	1888

Tabla AII.3. Período 2. Fecha: 12/06/96

Profundidad m	Temperatura °C	Oxíg. disuelto		Conductividad mS/cm
		mg/l	pH	
0,2	26,86	20	8,57	1647
0,5	26,84	20	8,57	1624
1	22,87	20	8,37	1674
1,5	22,6	20	8,34	1682
2	22,36	20	8,28	1701
2,5	22,28	20	8,23	1712
2,9	22,06	20	8,13	1745
3,4	21,67	7,59	7,9	1789
3,7	20,99	0,07	7,33	1887
4	20,72	0,48	7,32	1872
5	20,29	0,28	7,32	1876
6	20,22	0,24	7,3	1883
7	20,21	0,23	7,3	1886
8	20,21	0,2	7,29	1887
8,4	20,21	0,16	7,29	1890

Tabla AII.4. Período 2. Fecha: 18/06/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	25,42	11,85	8,23	1737
0,2	25,46	11,91	8,23	1734
0,5	25,6	12,75	8,25	1741
0,5	25,45	11,92	8,24	1738
0,7	25,44	11,95	8,24	1737
1	25,45	11,95	8,24	1738
1	25,45	11,95	8,24	1735
1,5	24,2	9,98	8,24	1736
1,8	23,9	7,47	8,2	1742
2	23,44	3,97	8,13	1753
2,5	22,59	0,22	7,96	1796
3	22,03	0,13	7,89	1812
3,5	21,25	0,11	7,56	1890
4	20,64	0,1	7,34	1921
5	20,3	0,05	7,22	1918
5	20,27	0,09	7,26	1912
6	20,24	0,08	7,25	1913
7	20,24	0,07	7,24	1914
8	20,24	0,07	7,23	1915
8	20,24	0,06	7,22	1916
8,4	20,24	0,07	7,21	1923

Tabla AII.5. Período 2. Fecha: 25/06/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	27,39	20	8,21	1744
0,2	27,37	14,43	8,19	1744
0,5	25,56	10,52	8,17	1747
0,7	24,09	7	8,12	1745
1	23,33	5,56	8,11	1750
1,5	23,03	3,96	8,08	1756
2	22,9	3,75	8,07	1759
2,5	22,86	3,28	8,06	1761
3	22,73	0,76	8,01	1768
3,5	22,07	0,13	7,77	1822
4	20,94	0,1	7,22	1927
5	20,35	0,09	7,16	1914
5,1	20,28	0,06	7,12	1919
6	20,28	0,08	7,14	1919
7	20,25	0,08	7,13	1922
8	20,26	0,07	7,06	1928
8,1	20,26	0,06	6,94	1972
8,3	20,26	0,07	6,9	1984

Tabla AII.6. Período 2. Fecha: 04/07/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	24,67	3,82	7,98	-
0,2	24,73	3,85	7,98	1786
0,5	24,68	3,74	7,99	1790
0,7	24,58	3,23	7,99	1790
1	24,4	2,9	7,99	1791
1,5	23,92	1,93	7,99	1786
2	23,26	1,24	7,99	1788
2,5	23,04	0,96	7,99	1788
3	22,97	0,9	7,99	1789
3,5	22,79	0,34	7,97	1793
4	22,71	0,13	7,95	1796
4,5	22,59	0,08	7,94	1800
5	20,97	0,06	7,36	1913
6	20,33	0,06	7,31	1917
7	20,27	0,06	7,25	1919
8	20,3	0,05	6,94	2077

Tabla AII.7. Período 2. Fecha: 08/07/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	24,77	6,06	7,88	1817
0,5	24,77	6,13	7,88	1814
0,7	24,63	5,57	7,87	1817
1	24,41	5,13	7,86	1816
1,2	24,33	4,74	7,85	1817
1,5	23,98	4,47	7,85	1815
2	23,52	4,06	7,85	1815
2,5	23,16	3,55	7,84	1814
3	23	3,35	7,84	1816
3,5	22,88	2,87	7,83	1817
4	22,79	1,85	7,8	1819
4,5	22,47	0,12	7,72	1832
5	22,19	0,08	7,69	1841
6	20,33	0,07	7,27	1920
7	20,3	0,07	7,23	1928
8	20,31	0,06	6,68	2312
8,1	20,31	0,06	6,62	2388

Tabla AII.8. Período 2. Fecha: 12/07/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	26,32	6,03	7,83	1820
0,2	26,34	6,02	7,83	1818
0,5	26,28	6	7,84	1827
0,7	26,26	6,01	7,84	1816
1	25,08	5,5	7,85	1819
1,2	24,8	5,48	7,85	1820
1,5	24,69	5,37	7,85	1818
2	24,53	5,04	7,85	1818
2,5	24,34	4,73	7,84	1821
3	24,11	3,75	7,82	1821
3,2	24,04	3,28	7,82	1822
3,5	23,85	1,91	7,79	1819
3,7	23,62	0,55	7,77	1813
4	23,16	0,07	7,75	1826
5	22,62	0,06	7,74	1836
6	20,71	0,06	7,31	1920
7	20,34	0,05	7,24	1937
7,9	20,31	0,04	6,64	2309
8	20,32	0,05	6,77	2189

Tabla AII.9. Período 2. Fecha: 18/07/96

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	26,84	6,92	7,96	1817
0,2	26,77	6,79	7,95	1818
0,5	26,73	6,6	7,95	1820
0,7	26,54	6,28	7,94	1822
1	26,4	6,13	7,94	1822
1,5	26,41	6,11	7,94	1822
2	25,82	5,47	7,93	1824
2,5	25,56	5,2	7,92	1821
3	25,42	5,08	7,92	1821
3,5	25,23	3,97	7,9	1821
4	24,61	1	7,82	1821
4,5	23,5	0,22	7,83	1828
5	22,47	0,09	7,75	1842
6	21,15	0,09	7,39	1912
7	20,44	0,08	7,27	1940
8	20,35	0,07	6,87	2184

Tabla AII.10. Valores de Clorofila-a, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	64	55	52	33
28/05/96	100	54	45	45
03/06/96	118	46	31	19
12/06/96	330	285	106	88
18/06/96	97	91	190	164
25/06/96	52	33	176	334
08/07/96	0	0	0	928
12/07/96	20	0	0	286
18/07/96	0	32	-	228
24/07/96	0	0	0	0

Tabla AII.11. Valores de MES, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	8	8	9	8
28/05/96	17	9	7	10
03/06/96	16	15	11	10
12/06/96	56	29	15	16
18/06/96	12	11	27	27
25/06/96	7	4	15	31
08/07/96	3	3	4	83
12/07/96	<2,5	-	<2,5	29
18/07/96	12	19	12	51
24/07/96	13	13	11	32

Tabla AII.12. Valores de DQO, mg/l

FECHA	0-0,2 m PTO. 3	1-2 m PTO. 3	3-5 m PTO. 3	9 m PTO. 3
20/05/96	62	60	57	85
28/05/96	71	55	52	69
03/06/96	65	60	47	55
12/06/96	100	82	58	61
18/06/96	63	60	75	88
25/06/96	73	70	84	175
08/07/96	69	45	91	510
12/07/96	51	51	55	311
18/07/96	52	50	57	287
24/07/96	50	49	43	71

Tabla AII.13. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	46,2	41,8	43,6	43,4
28/05/96	38,6	40,6	40,0	40,8
03/06/96	34,2	38,8	40,4	40,6
12/06/96	23,4	40,4	41,4	41,6
18/06/96	16,4	20,6	41,4	41,2
25/06/96	16,9	18,0	44,6	56,2
08/07/96	16,7	17,3	23,2	81,5
12/07/96	16,8	17,3	20,6	72,0
18/07/96	14,8	14,0	18,8	64,0
24/07/96	17,6	18,0	23,8	49,2

Tabla AII.14. Valores de Nitrito, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	0,00	0,00	0,00	0,00
28/05/96	0,12	0,06	0,06	0,02
03/06/96	0,58	0,03	0,00	0,00
12/06/96	1,79	0,01	0,00	0,00
18/06/96	2,10	1,83	0,00	0,01
25/06/96	1,92	1,73	0,00	0,01
08/07/96	1,61	1,38	1,03	-
12/07/96	1,60	1,45	1,20	0,00
18/07/96	1,57	1,56	0,87	0,00
24/07/96	1,76	1,71	1,10	0,00

Tabla AII.15. Valores de Nitrato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	0,29	0,30	0,30	0,30
28/05/96	0,39	0,24	0,24	0,28
03/06/96	0,93	0,27	0,30	0,30
12/06/96	0,51	-	0,10	0,09
18/06/96	0,80	0,68	0	0,20
25/06/96	0,48	0,28	0	0,79
08/07/96	-	0,02	0	1,00
12/07/96	-	0,05	0	0,50
18/07/96	-	-	0	0,30
24/07/96	-	-	0	0

Tabla AII.16. Valores de Fosfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	36	31	32	32
28/05/96	42	41	41	41
03/06/96	43	42	42	42
12/06/96	41	42	44	43
18/06/96	32	35	49	51
25/06/96	34	35	49	65
08/07/96	39	36	37	102
12/07/96	39	36	37	84
18/07/96	36	36	38	88
24/07/96	37	37	38	54

Tabla AII.17. Valores de Sulfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	122	118	119	116
28/05/96	131	139	133	135
03/06/96	126	127	128	126
12/06/96	134	125	124	123
18/06/96	132	137	119	105
25/06/96	136	128	113	41
08/07/96	147	164	159	0
12/07/96	168	166	164	0
18/07/96	174	173	149	0
24/07/96	153	154	151	-

Tabla AII.18. Valores de Sulfuro, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	1,0	1,8	0,6	1,8
28/05/96	0,6	0,6	0,6	1,4
03/06/96	0,6	1,4	2,2	2,6
12/06/96	0,0	3,2	4,8	5,6
18/06/96	0,0	0,4	5,2	8,0
25/06/96	0,8	0,8	6,4	23,6
08/07/96	1,6	4,0	6,0	43,2
12/07/96	-	2,0	3,6	41,6
18/07/96	1,6	4,4	5,2	32,6
24/07/96	1,2	1,2	1,2	23,6

Tabla AII.19. Valores de Coliformes Fecales, log col/100 ml

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
20/05/96	2,8	3,2	3,4	3,1
28/05/96	0,0	0,5	0,0	0,8
03/06/96	1,6	0,6	0,0	0,6
12/06/96	-	1,3	1,4	1,3
18/06/96	0,8	0,6	1,4	1,1
25/06/96	0,0	0,9	0,5	0,8
08/07/96	0,0	0,0	0,0	0,3
12/07/96	0,5	0,0	0,0	0,0
18/07/96	-	-	-	-
24/07/96	0,6	0,0	0,3	0,0

8. ANEXO III

Tabla AIII.1. Período 3. Fecha: 22/01/97

Profundidad m	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	19,2	0,71	8,04	1685
0,2	19,23	0,65	8,04	1686
0,5	19,24	0,6	8,04	1686
0,7	19,24	0,59	8,05	1687
1	19,25	0,56	8,05	1686
1,5	19,23	0,51	8,05	1688
1,7	19,14	0,19	8,04	1688
2	19,13	0,15	8,04	1688
2,2	19,13	0,14	8,04	1687
2,5	19,12	0,12	8,04	1686
3	19,08	0,11	8,04	1689
3,5	19,08	0,11	8,04	1687
4	19,07	0,1	8,04	1687
4,5	19,06	0,1	8,04	1689
5	19,05	0,1	8,04	1686
6	19,03	0,1	8,05	1688
7	19,03	0,1	8,05	1688
8	19,02	0,1	8,05	1689
9	19,02	0,09	8,06	1689
9,9	19,01	0,09	8,06	1688

Tabla AIII.2. Período 3. Fecha: 24/01/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18,85	0,96	8,1	1654
0,2	18,84	0,94	8,1	1654
0,5	18,85	0,94	8,1	1650
0,7	18,84	0,9	8,11	1654
1	18,84	0,91	8,11	1654
1,2	18,85	0,9	8,11	1651
1,5	18,84	0,9	8,11	1654
1,7	18,81	0,79	8,11	1652
2	18,79	0,74	8,11	1651
2,5	18,63	0,21	8,11	1658
2,7	18,51	0,11	8,11	1663
3	18,5	0,09	8,11	1664
3,5	18,49	0,09	8,11	1665
4	18,49	0,09	8,11	1664
4,5	18,48	0,08	8,11	1664
5	18,47	0,09	8,11	1666
6	18,47	0,08	8,11	1667
7	18,47	0,08	8,11	1668
8	18,47	0,08	8,11	1667
9	18,47	0,08	8,11	1668
9,5	18,47	0,08	8,12	1666
9,8	18,46	0,08	8,12	1669

Tabla AIII.3. Período 3. Fecha: 29/01/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	19,13	2,37	8,17	1618
0,2	19,54	2,79	8,21	1617
0,5	18,84	1,99	8,17	1615
0,7	18,76	1,91	8,17	1615
1	18,69	1,84	8,17	1620
1,2	18,64	1,76	8,17	1616
1,5	18,54	1,62	8,17	1618
1,7	18,14	1,13	8,16	1617
2	17,97	0,92	8,15	1616
2,5	17,91	0,88	8,15	1618
3	17,9	0,87	8,15	1616
3,5	17,9	0,66	8,14	1620
4	17,89	0,64	8,14	1618
4,5	17,9	0,62	8,14	1615
5	17,88	0,54	8,14	1619
5,5	17,88	0,47	8,14	1620
6	17,89	0,4	8,14	1623
6,5	17,89	0,3	8,14	1627
7	17,89	0,16	8,13	1623
7,5	17,89	0,09	8,13	1630
8	17,89	0,08	8,13	1633
8,5	17,89	0,08	8,13	1634
9	17,89	0,08	8,13	1631
9,4	17,89	0,08	8,13	1630
9,6	17,89	0,08	8,13	1633

Tabla AIII.4. Período 3. Fecha: 03/02/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,98	1,04	8,15	1597
0,2	17,98	1,02	8,15	1599
0,5	17,98	0,96	8,15	1599
0,6	17,98	0,95	8,15	1598
1	17,97	0,93	8,15	1599
1,2	17,96	0,9	8,15	1598
1,5	17,92	0,8	8,15	1599
1,7	17,89	0,66	8,15	1598
2	17,72	0,39	8,15	1600
2,5	17,65	0,22	8,15	1604
3	17,64	0,18	8,15	1606
3,5	17,63	0,18	8,15	1603
4	17,63	0,18	8,15	1604
4,5	17,62	0,18	8,15	1602
5	17,62	0,18	8,15	1601
6	17,62	0,15	8,15	1602
7	17,62	0,14	8,15	1605
8	17,62	0,14	8,15	1606
9	17,62	0,14	8,15	1605
9,5	17,62	0,13	8,15	1603
10	17,62	0,15	8,15	1608

Tabla AIII.5. Período 3. Fecha: 05/02/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18,39	3,96	8,25	1600
0,2	18,42	4,07	8,28	1600
0,5	18,38	3,91	8,25	1598
0,7	18,39	3,92	8,26	1601
1	18,38	3,88	8,26	1602
1,2	18,29	3,69	8,25	1604
1,5	18,31	3,71	8,26	1602
2	18,18	3,49	8,25	1603
2,5	17,7	2,69	8,23	1601
3	17,52	2,49	8,23	1601
3,5	17,29	2,14	8,22	1600
4	17,24	2,08	8,22	1600
4,5	17,23	2,03	8,21	1601
5	17,22	2,01	8,21	1603
6	17,21	2,01	8,21	1600
7	17,21	2	8,21	1603
8	17,21	1,99	8,21	1600
9	17,21	1,98	8,21	1601
9,4	17,21	1,93	8,21	1601
10	17,21	1,93	8,21	1601

Tabla AIII.6. Período 3. Fecha: 13/02/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	16,62	2,67	8,13	1576
0,2	16,64	2,58	8,13	1577
0,3	16,61	2,51	8,16	1582
0,5	16,64	2,52	8,14	1579
0,7	16,63	2,47	8,14	1579
1	16,63	2,46	8,14	1580
1,2	16,63	2,42	8,14	1579
1,5	16,62	2,31	8,14	1581
2	16,59	2,23	8,14	1581
2,5	16,49	1,83	8,13	1579
3	16,43	1,58	8,12	1581
3,5	16,42	1,39	8,12	1580
4	16,34	1,16	8,11	1581
5	16,31	1,06	8,11	1580
6	16,28	0,95	8,11	1582
7	16,27	0,89	8,1	1581
8	16,26	0,85	8,1	1583
9	16,25	0,76	8,1	1583
9,4	16,25	0,73	8,1	1584
9,9	16,25	0,75	8,1	1582

Tabla AIII.7. Período 3. Fecha: 17/02/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,36	6,85	8,34	1577
0,2	17,37	6,82	8,34	1577
0,5	17,36	6,8	8,35	1576
0,7	17,36	6,77	8,35	1578
1	17,36	6,77	8,35	1575
1,5	17,32	6,58	8,35	1577
2	17,3	6,43	8,35	1574
2,5	17,22	6,16	8,34	1578
3	16,9	4,7	8,3	1578
3,5	16,79	4,37	8,29	1580
4	16,52	3,29	8,26	1578
5	16,46	2,91	8,25	1577
6	16,31	1,44	8,21	1580
7	16,26	1	8,2	1580
8	16,12	0,06	8,18	1582
9	16,12	0,06	8,18	1583
9,5	16,12	0,05	8,18	1585
9,8	16,12	0,05	8,18	1582

Tabla AIII.8. Período 3. Fecha: 24/02/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,44	2,27	8,16	1558
0,2	17,45	2,23	8,16	1555
0,5	17,44	2,16	8,16	1558
0,7	17,43	2,16	8,16	1557
1	17,43	2,11	8,16	1558
1,3	17,44	2,11	8,17	1558
1,5	17,37	1,79	8,15	1557
2	17,3	1,57	8,15	1558
2,5	17,08	0,75	8,13	1559
3	16,94	0,41	8,12	1556
4	16,69	0,09	8,11	1556
5	16,54	0,07	8,12	1558
6,1	16,4	0,05	8,13	1562
8	16,25	0,05	8,17	1564
9,4	16,25	0,04	8,17	1566
9,7	16,26	0,04	8,17	1567

Tabla AIII.9. Período 3. Fecha: 03/03/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	18,15	3,35	8,2	1568
0,1	18,37	3,55	8,21	1569
0,2	18,15	3,31	8,2	1566
0,5	18,13	3,3	8,2	1567
0,8	18,23	3,38	8,2	1570
1	17,91	2,91	8,19	1563
1,5	17,22	1,7	8,15	1567
2	16,96	1,07	8,13	1564
2,5	16,74	0,57	8,11	1565
3	16,69	0,44	8,1	1563
4	16,64	0,31	8,1	1564
5	16,6	0,19	8,09	1565
5,1	16,59	0,16	8,08	1564
6	16,58	0,14	8,09	1565
7	16,55	0,12	8,1	1566
9	16,48	0,08	8,11	1569
9,4	16,42	0,06	8,13	1571
9,6	16,44	0,07	8,13	1571

Tabla AIII.10. Período 3. Fecha: 07/03/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	17,77	10,95	8,61	1561
0,2	17,76	10,91	8,61	1562
0,5	17,76	10,79	8,61	1562
0,7	17,72	10,41	8,59	1563
1	17,57	9,34	8,55	1564
1,5	17,29	7,86	8,48	1566
2	17,17	7,15	8,46	1563
2,5	16,83	5,84	8,41	1564
3	16,69	4,95	8,37	1566
4	16,62	4,36	8,35	1566
5	16,6	4	8,34	1565
6	16,57	3,16	8,31	1565
7	16,56	2,57	8,29	1563
8	16,56	2,65	8,3	1565
9	16,55	2,06	8,28	1567
9,6	16,55	1,32	8,25	1565

Tabla AIII.11. Período 3. Fecha: 12/03/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	22,96	-	9,75	1490
0,2	22,27	-	9,71	1508
0,5	20,48	20	9,61	1494
1	18,06	20	9,31	1522
1,5	17,34	13,22	8,89	1541
1,7	17,32	13,01	8,87	1540
2	17,24	12,52	8,85	1542
2,5	17,2	12,08	8,83	1544
3	17,08	10,18	8,73	1547
3,5	16,99	8,63	8,65	1550
4	16,87	4,28	8,43	1555
4,5	16,64	2,14	8,27	1561
5	16,61	1,98	8,27	1564
6	16,6	1,87	8,26	1562
6,5	16,6	1,67	8,24	1562
7	16,59	1,84	8,26	1563
8	16,6	1,8	8,25	1562
9	16,59	1,77	8,25	1561
9,4	16,6	1,72	8,25	1561
9,6	16,6	1,76	8,25	1562

Tabla AIII.12. Período 3. Fecha: 19/03/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0,1	21,86	20	9,67	1492
0,3	21,89	20	9,72	1506
0,5	20,38	20	9,56	1494
0,8	18,75	13,67	9,45	1520
1	18,46	12,41	9,4	1507
1,5	18,26	7,6	9,23	1521
2	18,07	1,21	9,01	1539
2,5	17,88	2,16	8,96	1539
3	17,6	0,31	8,81	1544
3,5	17,39	0,13	8,65	1552
4	17,21	0,11	8,52	1553
5	16,71	0,1	8,35	1562
5,5	16,66	0,06	8,33	1561
6	16,67	0,09	8,35	1559
7	16,67	0,09	8,35	1563
8	16,66	0,08	8,35	1560
9	16,66	0,08	8,34	1560
9,4	16,66	0,08	8,34	1560

Tabla AIII.13. Período 3. Fecha: 02/04/97

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto		Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	20,25	20	9,79	1493
0,2	20,09	20	9,8	1502
0,5	19,48	10,69	9,68	1503
1	18,81	6	9,6	1508
1,5	18,52	5,36	9,58	1509
1,7	18,48	4,75	9,56	1509
2	18,45	4,76	9,57	1512
2,5	18,38	3,53	9,54	1512
3	17,9	0,19	9,22	1529
4	17,29	0,13	8,7	1554
5	17,06	0,11	8,61	1557
5,5	16,81	0,06	8,52	1559
6	16,83	0,1	8,53	1561
7	16,79	0,1	8,54	1557
8	16,79	0,09	8,53	1559
8,6	16,78	0,07	8,53	1561
9,3	16,79	0,08	8,49	1573

Tabla AIII.14. Período 3. Fecha: 09/04/97

Anexos

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	Conductividad	
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	22,81	20	10,36	1435
0,2	22,75	20	10,38	1440
0,5	21,81	20	10,24	1441
0,7	20,48	13,04	10,06	1453
1	19,03	2,91	9,71	1479
1,5	18,63	0,82	9,64	1479
2	18,47	0,55	9,61	1481
3	18,25	0,47	9,54	1497
4	17,46	0,35	8,91	1552
4,1	17,16	0,09	8,74	1556
5	17,13	0,3	8,75	1554
6	16,93	0,26	8,67	1554
7	16,86	0,23	8,68	1556
8	16,85	0,19	8,68	1556
9	16,86	0,12	8,58	1570
9,3	16,86	0,18	8,6	1568

Tabla AIII.15. Período 3. Fecha: 21/04/97

Anexos

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	pH	Conductividad
m	°C	mg/l	pH	mS/cm
0	20,2	14,06	10,12	1431
0,2	20,33	14,43	10,16	1430
0,5	20,18	13,95	10,12	1430
1	20,16	13,43	10,11	1432
1,5	19,99	10,26	10,07	1435
2	19,77	5,97	9,97	1440
2,5	19,49	2,62	9,87	1443
3	18,89	0,43	9,63	1463
4	17,46	0,16	9,11	1526
5	17,07	0,14	8,82	1531
6	16,95	0,12	8,76	1526
7	16,93	0,11	8,7	1528
8	16,94	0,11	8,68	1530
8,6	16,94	0,07	8,67	1531
9,3	16,97	0,09	8,3	1595

Tabla AIII.16. Período 3. Fecha: 24/04/97

Anexos

Profundidad	Temperatura	Oxíg. disuelto	pH	Conductividad
m	°C	mg/l		mS/cm
0	22,43	15,83	10,22	1433
0,2	22,83	14,38	10,23	1435
0,5	22,41	15,75	10,22	1433
1	22,41	15,64	10,23	1433
1,1	22,73	13,97	10,21	1435
1,5	22,38	15,35	10,23	1433
1,7	22,25	11,91	10,21	1434
2	20,12	1,59	9,79	1459
2,5	19,79	0,98	9,74	1464
3	19,65	1,2	9,74	1465
3,5	19,39	0,87	9,73	1467
4	18,61	0,21	9,63	1479
5	17,37	0,16	9,04	1526
5,5	17,14	0,05	8,86	1528
6	17,05	0,14	8,89	1527
7	16,99	0,13	8,79	1532
8,1	16,96	0,11	8,76	1535
9	16,96	0,11	8,74	1536
9,1	16,97	0,1	8,72	1537

Tabla AIII. 17. Valores de Clorofila-a, mg/l*Anexos*

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	-	-	-	-
24/01/97	7	11	0	0
29/01/97	12	29	29	48
03/02/97	39	31	28	16
05/02/97	41	29	42	32
13/02/97	11	104	23	42
17/02/97	96	73	21	17
24/02/97	42	32	94	84
03/03/97	46	149	23	23
07/03/97	143	129	58	0
12/03/97	162	34	51	608
19/03/97	35	62	-	76
02/04/97	55	45	64	65
09/04/97	222	69	29	8
21/04/97	76	-	11	18
24/04/97	-	-	-	-

Tabla AIII. 18. Valores de MES, mg/l

FECHA	0-0,2 m PTO. 3	1-2 m PTO. 3	3-5 m PTO. 3	9 m PTO. 3
22/01/97	11	10	8	11
24/01/97	12	11	8	10
29/01/97	9	8	8	9
03/02/97	7	7	7	8
05/02/97	4	3	4	4
13/02/97	4	<2,5	4	<2,5
17/02/97	5	5	3	3
24/02/97	<2,5	<2,5	<2,5	<2,5
03/03/97	4	7	5	5
07/03/97	8	6	4	4
12/03/97	11	4	4	59
19/03/97	15	10	10	9
02/04/97	9	4	<2,5	3
09/04/97	26	8	5	5
21/04/97	7	4	<2,5	<2,5
24/04/97	17	18	9	8

Tabla AIII.19. Valores de DQO, mg/l

Anexos

FECHA	0-0,2 m PTO. 3	1-2 m PTO. 3	3-5 m PTO. 3	9 m PTO. 3
22/01/97	43	47	45	88
24/01/97	49	52	56	49
29/01/97	49	48	45	75
03/02/97	45	42	45	40
05/02/97	49	49	47	46
13/02/97	30	37	34	34
17/02/97	40	39	41	35
24/02/97	48	53	42	50
03/03/97	43	42	36	47
07/03/97	79	57	53	51
12/03/97	71	89	54	98
19/03/97	82	70	45	48
02/04/97	60	55	40	32
09/04/97	87	54	33	41
21/04/97	67	63	37	43
24/04/97	69	68	42	40

Tabla AIII.20. Valores de Nitrógeno amoniacal, mg/l*Anexos*

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	28,0	26,0	26,0	25,0
24/01/97	34,6	34,6	34,8	35,6
29/01/97	34,0	34,4	33,8	34,0
03/02/97	32,2	32,8	33,0	32,4
05/02/97	33,4	33,0	31,4	32,6
13/02/97	29,2	29,6	29,4	29,2
17/02/97	25,8	25,6	26,0	26,6
24/02/97	23,8	21,6	22,2	24,2
03/03/97	44,0	44,0	44,0	48,0
07/03/97	18,2	18,4	18,8	19,2
12/03/97	16,4	18,0	18,6	16,6
19/03/97	13,7	14,1	20,1	19,4
02/04/97	9,6	9,8	20,6	20,4
09/04/97	5,5	7,5	19,7	21,3
21/04/97	4,7	4,9	21,3	26,1
24/04/97	4,6	4,8	21,1	21,7

Tabla AIII.21. Valores de Nitrito, mg/l*Anexos*

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	0,18	0,18	0,15	0,14
24/01/97	0,09	0,10	0,11	0,08
29/01/97	0,10	0,11	0,04	0,03
03/02/97	0,09	0,09	0,09	0,09
05/02/97	0,13	0,13	0,13	0,13
13/02/97	2,39	2,28	2,30	2,11
17/02/97	3,22	3,18	2,76	2,46
24/02/97	7,26	7,48	5,92	4,32
03/03/97	7,50	7,50	7,25	6,54
07/03/97	7,50	7,70	7,25	7,05
12/03/97	6,95	6,40	6,15	3,95
19/03/97	6,85	6,80	6,00	6,43
02/04/97	6,50	6,35	3,05	2,55
09/04/97	5,30	5,50	1,63	0,01
21/04/97	5,83	5,98	0,01	0,01
24/04/97	5,05	4,80	0,01	0,00

Tabla AIII.22. Valores de Nitrato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	0,32	0,32	0,35	0,37
24/01/97	0,31	0,31	0,39	0,42
29/01/97	0,30	0,19	0,26	0,28
03/02/97	0,32	0,31	0,31	0,21
05/02/97	0,27	0,27	0,27	0,27
13/02/97	-	-	-	0,59
17/02/97	-	-	-	0,64
24/02/97	7,24	6,02	6,58	5,68
03/03/97	40,50	7,50	8,25	5,96
07/03/97	0,50	1,30	0,75	0,00
12/03/97	8,05	8,60	8,85	0,05
19/03/97	3,15	3,70	8,50	1,57
02/04/97	1,75	1,65	-	0,00
09/04/97	3,20	2,75	0,38	0,49
21/04/97	1,92	1,52	0,09	0,19
24/04/97	2,20	2,45	0,09	0,19

Tabla AIII.23. Valores de Fosfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	34	33	34	34
24/01/97	33	33	34	33
29/01/97	33	32	34	33
03/02/97	31	31	31	31
05/02/97	27	23	24	24
13/02/97	28	28	30	28
17/02/97	30	30	30	31
24/02/97	32	31	31	32
03/03/97	31	31	31	32
07/03/97	31	32	31	31
12/03/97	31	32	32	39
19/03/97	31	23	24	23
02/04/97	31	29	33	33
09/04/97	11	15	20	21
21/04/97	27	25	34	34
24/04/97	23	25	35	35

Tabla AIII.24. Valores de Sulfato, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	118	134	120	115
24/01/97	95	101	103	111
29/01/97	122	116	105	116
03/02/97	110	101	110	106
05/02/97	108	124	117	106
13/02/97	72	63	121	117
17/02/97	123	118	122	110
24/02/97	106	116	109	105
03/03/97	116	114	114	119
07/03/97	109	108	111	107
12/03/97	107	114	108	97
19/03/97	118	116	114	119
02/04/97	124	128	125	109
09/04/97	125	130	113	102
21/04/97	107	107	108	97
24/04/97	115	109	112	91

Tabla AIII.25. Valores de Sulfuro, mg/l

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	1,2	1,2	1,6	1,2
24/01/97	0,0	0,4	0,4	0,4
29/01/97	0,0	0,8	0,4	-
03/02/97	0,0	0,8	1,6	0,8
05/02/97	0,8	0,8	0,8	1,6
13/02/97	0,0	0,8	0,8	0,8
17/02/97	1,6	1,6	1,6	0,0
24/02/97	0,0	0,8	0,8	0,8
03/03/97	0,0	1,6	1,6	0,8
07/03/97	-	2,4	0	0,8
12/03/97	0,0	0,8	0,8	0,8
19/03/97	1,6	0,8	0,0	0,0
02/04/97	0,0	0,0	0,0	0,8
09/04/97	0,0	0,0	3,2	3,2
21/04/97	0,0	0,0	2,4	4,0
24/04/97	0,0	0,8	1,2	3,3

Tabla AIII.26. Valores de Coliformes Fecales, log col/100 ml

FECHA	0-0,2 m	1-2 m	3-5 m	9 m
	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3	PTO. 3
22/01/97	3,56	3,58	3,72	3,63
24/01/97	3,30	3,02	3,10	3,33
29/01/97	2,66	2,71	2,99	-
03/02/97	2,34	2,26	2,24	2,20
05/02/97	1,96	1,60	2,01	1,63
13/02/97	0,00	0,00	0,00	0,00
17/02/97	1,90	1,00	0,50	1,00
24/02/97	1,60	1,70	1,70	2,00
03/03/97	1,20	1,00	1,90	1,90
07/03/97	1,00	1,00	1,30	1,00
12/03/97	1,70	1,40	1,20	1,00
19/03/97	1,00	0,80	1,40	1,10
02/04/97	0,00	0,00	0,95	1,30
09/04/97	0,00	0,00	0,50	0,90
21/04/97	0,00	0,00	0,30	0,00
24/04/97	-	-	-	-

Tabla AIII.27. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 06/02/97. Profundidad: 1 m *Anexos*

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	17,7	4,15	8,23	1600
01:15	17,7	3,90	8,23	1509
02:15	17,6	4,00	8,23	1600
03:15	17,5	3,80	8,23	1599
04:15	17,5	3,87	8,23	1600
05:15	17,4	3,70	8,22	1600
06:15	17,4	3,58	8,22	1600
07:15	17,4	3,60	8,22	1600
08:15	17,3	3,43	8,22	1600
09:15	17,3	3,26	8,21	1600
10:15	17,3	3,37	8,22	1598
11:15	17,3	3,39	8,22	1598
12:15	17,4	3,39	8,22	1600
13:15	17,5	3,53	8,23	1599
14:15	17,5	3,50	8,23	1601
15:15	17,4	3,35	8,23	1599
16:15	17,5	3,41	8,23	1599
17:15	17,5	3,48	8,23	1600
18:15	17,4	3,34	8,23	1601
19:15	17,5	3,54	8,23	1596
20:15	17,4	3,26	8,23	1597
21:15	17,4	3,34	8,23	1597
22:15	17,3	3,29	8,23	1598
23:15	17,3	3,16	8,23	1599

Tabla AIII.28. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 14/02/97. Profundidad: 1 m Anexos

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	16,3	1,27	8,11	1583
01:15	16,2	1,33	8,11	1582
02:15	16,2	1,17	8,11	1583
03:15	16,2	1,11	8,11	1583
04:15	16,2	1,02	8,11	1582
05:15	16,2	0,95	8,10	1583
06:15	16,1	0,91	8,10	1582
07:15	16,1	0,89	8,10	1583
08:15	16,1	0,86	8,10	1582
09:15	16,1	0,80	8,10	1582
10:15	16,1	0,73	8,10	1583
11:15	16,2	0,97	8,11	1582
12:15	16,3	1,04	8,11	1582
13:15	16,5	1,31	8,12	1582
14:15	16,6	1,37	8,13	1584
15:15	17,0	1,92	8,15	1583
16:15	17,0	1,74	8,15	1583
17:15	17,2	1,92	8,16	1581
18:15	17,2	2,03	8,16	1583
19:15	17,2	1,38	8,15	1578
20:15	17,2	2,23	8,17	1583
21:15	17,4	3,41	8,21	1582
22:15	17,1	1,12	8,13	1582
23:15	16,8	0,50	8,11	1582

Tabla AIII.29. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 15/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	16,9	2,38	8,17	1581
01:15	16,8	1,55	8,15	1582
02:15	16,8	2,65	8,18	1580
03:15	16,8	2,95	8,19	1579
04:15	16,7	2,73	8,18	1581
05:15	16,6	2,47	8,17	1581
06:15	16,5	1,94	8,16	1581
07:15	16,4	1,54	8,14	1581
08:15	16,4	2,01	8,16	1581
09:15	16,3	1,64	8,15	1581
10:15	16,4	1,93	8,15	1580
11:15	16,4	2,03	8,16	1581
12:15	16,5	2,36	8,17	1581
13:15	16,8	2,78	8,19	1580
14:15	17,1	3,45	8,21	1582
15:15	17,4	4,28	8,24	1581
16:15	17,5	4,31	8,25	1581
17:15	17,6	4,29	8,25	1583
18:15	17,6	4,42	8,24	1583
19:15	17,9	5,51	8,28	1580
20:15	17,8	5,26	8,27	1581
21:15	17,7	5,14	8,27	1580
22:15	17,7	5,14	8,27	1582
23:15	17,5	3,88	8,23	1581

Tabla AIII.30. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 16/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	17,4	4,74	8,25	1579
01:15	17,3	5,06	8,25	1579
02:15	17,2	4,79	8,26	1580
03:15	17,1	4,63	8,24	1579
04:15	17,0	4,11	8,23	1579
05:15	16,9	3,47	8,21	1578
06:15	16,8	3,68	8,21	1578
07:15	16,7	3,59	8,21	1577
08:15	16,6	3,12	8,20	1577
09:15	16,6	2,97	8,19	1578
10:15	16,6	3,06	8,19	1580
11:15	16,6	3,20	8,20	1578
12:15	16,6	3,38	8,20	1579
13:15	16,8	3,99	8,23	1579
14:15	17,0	4,66	8,24	1579
15:15	17,2	5,12	8,26	1579
16:15	17,2	5,31	8,27	1579
17:15	17,3	5,74	8,28	1577
18:15	17,4	5,96	8,29	1578
19:15	17,3	6,43	8,30	1577
20:15	17,2	6,14	8,29	1577
21:15	17,1	5,98	8,29	1577
22:15	17,1	5,80	8,28	1576
23:15	17,0	5,58	8,27	1577

Tabla AIII.31. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 18/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	16,7	5,29	8,25	1577
01:15	16,7	5,13	8,25	1576
02:15	16,6	4,57	8,23	1576
03:15	16,5	4,47	8,23	1575
04:15	16,5	4,17	8,22	1576
05:15	16,4	3,29	8,20	1577
06:15	16,4	3,56	8,21	1577
07:15	16,3	3,71	8,21	1577
08:15	16,3	3,29	8,20	1576
09:15	16,2	3,71	8,21	1574
10:15	16,2	3,70	8,21	1576
11:15	16,3	3,94	8,22	1576
12:15	16,3	3,97	8,22	1575
13:15	16,4	4,23	8,23	1575
14:15	16,5	4,69	8,25	1575
15:15	16,6	4,80	8,25	1576
16:15	16,7	5,16	8,27	1576
17:15	16,7	5,29	8,28	1575
18:15	16,7	5,30	8,28	1576
19:15	16,7	5,22	8,27	1574
20:15	16,6	5,04	8,26	1574
21:15	16,5	4,89	8,26	1574
22:15	16,5	4,52	8,25	1576
23:15	16,5	4,37	8,24	1574

Tabla AIII.32. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 21/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	16,7	1,64	8,12	1565
01:00	16,6	2,15	8,13	1565
02:00	16,6	2,07	8,13	1564
03:00	16,6	1,62	8,11	1564
04:00	16,5	1,38	8,11	1562
05:00	16,5	1,06	8,10	1562
06:00	16,4	0,87	8,09	1563
07:00	16,4	0,68	8,09	1561
08:00	16,3	0,61	8,09	1562
09:00	16,3	0,5	8,09	1562
10:00	16,3	0,44	8,09	1563
11:00	16,3	0,49	8,09	1563
12:00	16,4	0,52	8,09	1563
13:00	16,7	0,86	8,10	1564
14:00	16,8	1,19	8,11	1564
15:00	17,0	1,50	8,12	1563
16:00	17,4	2,45	8,14	1564
17:00	17,4	2,00	8,14	1564
18:00	17,7	3,45	8,18	1563
19:00	17,8	3,93	8,20	1562
20:00	17,8	4,45	8,22	1564
21:00	17,6	4,52	8,20	1562
22:00	17,5	4,19	8,20	1561
23:00	17,4	3,34	8,16	1561

Tabla AIII.33. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 22/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	17,3	3,18	8,16	1561
01:00	17,2	2,69	8,13	1560
02:00	17,1	2,28	8,12	1560
03:00	17,0	2,00	8,12	1558
04:00	16,8	1,51	8,10	1560
05:00	16,7	1,06	8,09	1558
06:00	16,6	0,90	8,09	1557
07:00	16,6	0,84	8,08	1556
08:00	16,5	0,76	8,08	1556
09:00	16,5	0,64	8,08	1556
10:00	16,4	0,51	8,08	1555
11:00	16,5	0,61	8,08	1554
12:00	16,6	0,67	8,08	1556
13:00	16,7	0,83	8,09	1558
14:00	16,8	0,92	8,09	1557
15:00	17,0	1,38	8,10	1558
16:00	17,4	2,38	8,13	1555
17:00	17,5	2,55	8,14	1557
18:00	17,6	2,99	8,14	1557
19:00	17,5	2,56	8,12	1557
20:00	17,5	3,41	8,15	1555
21:00	17,5	3,08	8,14	1552
22:00	17,4	2,64	8,13	1552
23:00	17,4	2,20	8,11	1553

Tabla AIII.34. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 23/02/97. Profundidad: 1 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	17,3	1,79	8,10	1553
01:00	17,3	1,54	8,10	1550
02:00	17,2	1,18	8,08	1550
03:00	17,1	0,95	8,08	1549
04:00	17,0	0,73	8,08	1549
05:00	16,9	0,57	8,07	1548
06:00	16,8	0,53	8,07	1547
07:00	16,8	0,47	8,07	1547
08:00	16,7	0,46	8,07	1544
09:00	16,7	0,41	8,07	1546
10:00	16,7	0,36	8,07	1546
11:00	16,8	0,38	8,07	1546
12:00	17,0	0,42	8,08	1547
13:00	17,3	0,86	8,08	1546
14:00	17,3	0,38	8,09	1544
15:00	17,2	0,41	8,09	1555
16:00	17,4	0,37	8,08	1546
17:00	17,12	0,32	8,10	1554
18:00	17,8	0,44	8,09	1551
19:00	17,3	0,32	8,10	1555
20:00	17,3	0,32	8,10	1555
21:00	17,1	0,31	8,10	1552
22:00	17,91	0,31	8,09	1548
23:00	17,4	0,30	8,10	1552

Tabla AIII.35. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 04/03/97. Profundidad: 0,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	17,3	3,41	8,18	1566
01:00	17,2	2,98	8,16	1566
02:00	17,1	2,64	8,15	1567
03:00	16,9	2,41	8,15	1564
04:00	16,8	1,94	8,13	1564
05:00	16,7	1,48	8,12	1565
06:00	16,7	1,04	8,10	1564
07:00	16,6	0,88	8,10	1564
08:00	16,6	0,97	8,11	1564
09:00	16,6	0,68	8,10	1565
10:00	16,6	1,19	8,12	1566
11:00	16,7	1,29	8,12	1565
12:00	16,9	1,58	8,14	1565
13:00	17,1	2,24	8,16	1566
14:00	17,4	2,87	8,19	1565
15:00	17,5	3,04	8,20	1565
16:00	18,0	3,88	8,24	1566
17:00	18,3	4,46	8,28	1570
18:00	18,2	4,28	8,25	1566
19:00	19,0	6,10	8,34	1568
20:00	18,2	4,02	8,27	1572
21:00	18,7	5,24	8,34	1570
22:00	18,5	5,86	8,35	1569
23:00	17,4	2,58	8,19	1567

Tabla AIII.36. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 05/03/97. Profundidad: 0,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	17,8	3,58	8,23	1563
01:00	17,6	5,13	8,30	1567
02:00	17,4	4,75	8,29	1567
03:00	17,2	4,25	8,26	1565
04:00	17,0	3,97	8,25	1567
05:00	16,8	3,66	8,24	1567
06:00	16,7	2,89	8,21	1565
07:00	16,6	2,17	8,18	1563
08:00	16,6	1,87	8,17	1563
09:00	16,6	1,31	8,15	1564
10:00	16,6	2,31	8,19	1564
11:00	16,7	2,82	8,21	1563
12:00	16,8	3,10	8,22	1565
13:00	17,1	3,99	8,24	1564
14:00	17,7	5,25	8,31	1565
15:00	17,8	5,82	8,32	1566
16:00	17,8	5,93	8,36	1566
17:00	17,9	6,13	8,35	1561
18:00	18,4	7,42	8,41	1565
19:00	17,5	5,39	8,33	1573
20:00	17,5	5,38	8,33	1565
21:00	17,8	5,96	8,35	1564
22:00	17,9	6,25	8,34	1565
23:00	17,9	7,02	8,38	1564

Tabla AIII.37. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 06/03/97. Profundidad: 0,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:00	17,8	7,30	8,40	1565
01:00	17,6	6,99	8,39	1566
02:00	17,4	6,92	8,39	1564
03:00	17,2	6,11	8,35	1563
04:00	17,2	5,98	8,34	1564
05:00	17,0	5,44	8,31	1563
06:00	16,8	4,22	8,27	1563
07:00	16,7	3,93	8,26	1564
08:00	16,7	3,32	8,24	1564
09:00	16,7	3,67	8,26	1564
10:00	16,7	3,60	8,25	1565
11:00	16,7	4,92	8,31	1565
12:00	16,9	5,74	8,33	1564
13:00	17,1	6,88	8,38	1564
14:00	17,5	8,44	8,45	1564
15:00	17,7	8,74	8,46	1563
16:00	17,9	9,21	8,49	1563
17:00	17,7	9,00	8,46	1566
18:00	18,0	9,39	8,52	1564
19:00	18,2	10,49	8,57	1564
20:00	18,3	12,38	8,65	1564
21:00	18,1	12,14	8,63	1562
22:00	17,9	11,76	8,62	1563
23:00	17,7	11,28	8,60	1565

Tabla AIII.38. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 13/03/97. Profundidad: 1,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	17,3	10,57	8,75	1545
01:15	17,5	12,26	8,89	1542
02:15	17,3	10,05	8,73	1544
03:15	17,5	12,69	8,83	1541
04:15	17,3	10,11	8,75	1544
05:15	17,5	13,30	8,94	1539
06:15	17,5	12,13	8,88	1543
07:15	17,3	9,89	8,83	1546
08:15	17,3	11,25	8,79	1545
09:15	17,3	9,77	8,73	1546
10:15	17,6	13,64	8,99	1536
11:15	17,8	14,61	9,07	1532
12:15	17,7	12,83	8,95	1537
13:15	17,8	14,92	9,07	1534
14:15	17,9	14,51	9,08	1535
15:15	18,0	15,18	9,10	1534
16:15	18,0	16,23	9,15	1532
17:15	18,2	17,04	9,20	1527
18:15	17,7	12,21	8,95	1539
19:15	18,1	16,13	9,15	1532
20:15	18,1	14,97	9,17	1533
21:15	18,3	17,08	9,21	1527
22:15	18,8	20,00	9,45	1516
23:15	18,7	20,00	9,37	1519

Tabla AIII.39. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 14/03/97. Profundidad: 1,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	18,4	20,00	9,20	1524
01:15	18,5	20,00	9,38	1520
02:15	18,4	20,00	9,39	1517
03:15	18,3	20,00	9,34	1521
04:15	18,2	20,00	9,33	1521
05:15	18,2	20,00	9,34	1520
06:15	18,0	16,30	9,27	1524
07:15	17,9	16,57	9,30	1523
08:15	17,9	15,64	9,26	1523
09:15	17,6	12,95	9,14	1532
10:15	17,7	13,84	9,16	1529
11:15	17,8	13,90	9,17	1530
12:15	17,9	14,56	9,21	1528
13:15	18,0	15,04	9,22	1527
14:15	18,2	15,34	9,25	1526
15:15	18,2	14,81	9,24	1529
16:15	18,4	14,95	9,26	1525
17:15	18,4	14,97	9,25	1524
18:1	18,6	15,69	9,29	1526
19:15	18,7	16,27	9,30	1525
20:15	18,9	16,06	9,31	1526
21:15	18,9	16,56	9,33	1525
22:15	18,8	15,66	9,29	1526
23:15	18,7	15,53	9,29	1524

Tabla AIII.40. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 15/03/97. Profundidad: 1,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	18,6	14,54	9,27	1525
01:15	18,5	14,73	9,28	1524
02:15	18,4	14,36	9,27	1524
03:15	18,2	13,67	9,25	1527
04:15	18,1	12,70	9,20	1528
05:15	18,0	12,61	9,21	1527
06:15	17,9	12,33	9,20	1529
07:15	17,9	12,06	9,19	1527
08:15	17,8	11,44	9,16	1529
09:15	17,8	11,28	9,16	1529
10:15	17,7	10,78	9,13	1531
11:15	17,8	11,20	9,15	1530
12:15	17,9	11,92	9,18	1529
13:15	18,1	12,25	9,20	1528
14:15	18,3	12,53	9,21	1530
15:15	18,3	12,40	9,22	1530
16:15	18,4	13,00	9,22	1527
17:15	18,6	12,57	9,22	1527
18:15	18,4	11,84	9,21	1530
19:15	18,5	12,24	9,20	1530
20:15	18,2	11,09	9,18	1532
21:15	18,2	11,03	9,17	1530
22:15	18,4	11,22	9,18	1531
23:15	18,7	11,64	9,20	1529

Tabla AIII.41. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 16/03/97. Profundidad: 1,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	18,7	12,92	9,26	1526
01:15	18,5	12,54	9,24	1528
02:15	18,4	12,26	9,23	1527
03:15	18,3	11,64	9,21	1529
04:15	18,2	11,32	9,20	1529
05:15	18,1	10,89	9,18	1528
06:15	17,9	10,57	9,17	1529
07:15	17,9	10,11	9,15	1529
08:15	17,8	9,76	9,14	1530
09:15	17,8	9,44	9,13	1531
10:15	17,8	9,70	9,13	1530
11:15	17,9	10,24	9,16	1529
12:15	18,0	10,32	9,16	1530
13:15	17,8	9,49	9,14	1533
14:15	17,9	9,35	9,13	1529
15:15	18,0	10,07	9,15	1530
16:15	17,9	9,43	9,13	1529
17:15	17,9	9,33	9,12	1529
18:15	17,9	9,32	9,13	1530
19:15	17,9	8,79	9,11	1531
20:15	18,0	9,03	9,13	1532
21:15	17,9	8,70	9,12	1531
22:15	17,9	8,71	9,12	1531
23:15	17,9	7,06	9,09	1531

Tabla AIII.42. Período 3. Medidas en continuo. Fecha: 17/03/97. Profundidad: 1,8 m

HORA	Temperatura °C	Oxíg. disuelto mg/l	pH	Conductividad mS/cm
00:15	18,0	8,93	9,12	1532
01:15	18,0	8,42	9,11	1533
02:15	17,9	8,37	9,10	1532
03:15	18,0	8,04	9,10	1533
04:15	17,9	7,66	9,08	1534
05:15	17,9	7,10	9,06	1533
06:15	17,9	7,50	9,07	1533
07:15	17,9	7,10	9,06	1533
08:15	17,9	6,58	9,05	1533
09:15	17,9	6,41	9,06	1535
10:15	17,9	6,53	9,05	1534
11:15	18,0	7,32	9,07	1534
12:15	18,0	6,75	9,06	1534
13:15	17,9	5,91	9,03	1534
14:15	17,9	6,32	9,03	1535
15:15	17,9	5,43	9,02	1535
16:15	18,0	6,30	9,05	1536
17:15	18,0	5,59	9,02	1535
18:15	18,0	5,39	9,01	1536
19:15	17,9	6,03	9,04	1537
20:15	18,0	4,63	8,99	1538
21:15	17,9	4,00	8,98	1537
22:15	18,0	5,20	9,00	1536
23:15	18,0	5,18	9,01	1537