



**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA DE VALENCIA**  
**DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA HIDRÁULICA Y**  
**MEDIO AMBIENTE**

**DETERMINACIÓN DE COMUNIDADES  
FITOPLACTÓNICAS MEDIANTE ESPECTROSCOPIA  
VISIBLE Y SU RELACIÓN CON LOS RECUEENTOS POR  
MICROSCOPIA DE EPIFLUORESCENCIA**

**TESIS DOCTORAL**  
**M<sup>a</sup> REMEDIOS MARTÍNEZ GUIJARRO**

**DIRECTORA**  
**DRA. INMACULADA ROMERO GIL**

**VALENCIA, DICIEMBRE 2009**



## AGRADECIMIENTOS

*Quisiera expresar en las siguientes líneas mi más sincero agradecimiento a todas aquellas personas e instituciones que han hecho posible la realización de esta tesis:*

*En primer lugar a mi directora, Inmaculada Romero, por su guía y valiosas aportaciones, sin las que este trabajo no hubiera sido posible. Gracias por tu amistad y por estar pendiente de tantas cosas.*

*Al Dr. Julio González del Río, responsable del Área de Evaluación de Impactos Ambientales, por confiar en mí y permitirme formar parte de este grupo, por la idea original de esta tesis y por insistir tanto en que dejase de ser “FP”.*

*A la Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Urbanisme i Habitatge por la financiación de los trabajos que se vienen desarrollando en cumplimiento de la Directiva Marco del Agua, y a la Universidad Politécnica de Valencia por financiar el proyecto “Caracterización del Estado Ecológico de Zonas Litorales con Influencia Continental en la Comunidad Valenciana” (PAID-06-07-3192-UPV), a partir de los cuales ha sido posible realizar esta Tesis Doctoral.*

*A todos mis compañeros del GEIA del Instituto de Ingeniería del Agua y Medio Ambiente, que hicieron posible los muestreos de campo y análisis de laboratorio. Especialmente a Zuriñe (y Alberto), María, Carmen M<sup>a</sup>, Cristina, Isabel y Patricia, sin vuestra ayuda me hubiese resultado imposible haber llegado hasta aquí.*

*A mis padres, porque todo lo que soy y todo lo que tengo se lo debo a ellos. A mi hermano Vicente y su familia, Melín, Rubén y María, por el ánimo y apoyo que me habéis dado.*

*Por último quisiera recordar a todas aquellas personas que he conocido en mi trabajo y que gracias a lo que aprendí a su lado, de manera indirecta han contribuido a que pudiese llegar a realizar el doctorado, Eduardo, Luis, Carmen,.....y especialmente a Loli con la que compartí proyecto final de carrera y muchas horas de laboratorio.*





*A Emilia, mi madre y mejor amiga*



## RESUMEN

El fitoplancton es uno de los compuestos orgánicos de las aguas naturales y su diagnóstico es importante para evaluar el estado ecológico de los ecosistemas acuáticos, entre ellos las aguas costeras y de transición. El enriquecimiento de nutrientes antropogénicos y las alteraciones en la cadena de alimentación, incluyendo la reducción de consumidores de fitoplancton, produce un aumento espectacular de las existencias de fitoplancton. Esto ha causado cambios significativos en los ciclos de nutrientes de las áreas costeras (carbono, nitrógeno, fósforo y silicio), en la calidad del agua, en la biodiversidad y en el estado global del ecosistema.

Características generales de los grupos fitoplanctónicos pueden ser utilizadas como indicadores del funcionamiento y de los cambios en el ecosistema. Por ejemplo, un grupo como las diatomeas es un indicador de un agua de calidad aceptable (agua con baja carga de nutrientes, y buena claridad). En contraste las cianobacterias producen numerosos tóxicos y éstas crecen en ambientes con enriquecimiento de nutrientes y en ambientes eutróficos.

La caracterización de las comunidades fitoplanctónicas en ecosistemas acuáticos mediante el método de los recuentos microscópicos por epifluorescencia, es una tarea costosa en tiempo, material y recursos humanos altamente cualificados. El objetivo de este trabajo es, sin pretender sustituir a los recuentos con el microscopio sino complementarlos, poner a punto una técnica mediante espectrofotometría que disminuya estos costes, realizando medidas de espectros de absorción en el rango del visible en las muestras.

Para llevar a cabo este trabajo se han tomado muestras en cinco zonas de la costa mediterránea de España. Estas zonas corresponden a ecosistemas acuáticos en los que influyen tanto las aguas continentales como las del mar Mediterráneo, es decir, zonas costeras influidas por aguas continentales (plumas continentales) y zonas continentales influidas por aguas marinas (estuarios). Las muestras tomadas presentan un gradiente de salinidad, en función de una mayor o menor influencia continental y también en función de la capa superficial de menor salinidad que yace sobre las aguas salinas más densas. En estas muestras con distintas salinidades también existen unas diferencias cualitativas y cuantitativas de la composición fitoplanctónica.

Realizando un análisis estadístico PLS (Partial Least Squares) entre los recuentos microscópicos de fitoplancton y los espectros de absorción, hemos podido comprobar que existen correlaciones entre ellos. Así, los modelos estadísticos obtenidos (uno para cada clase de fitoplancton) pueden ser utilizados para agilizar los recuentos de fitoplancton. De cada muestra de agua podría realizarse el espectro de absorción, introducir los datos en los modelos, obtener los resultados, y poder, en función de éstos, decidir la necesidad o no de realizar los recuentos.

En este trabajo hemos conseguido obtener modelos estadísticos de aquellas clases fitoplanctónicas con una presencia significativa en las muestras estudiadas. Las muestras de agua fueron clasificadas en 4 grupos según su salinidad y conseguimos modelar las siguientes clases de fitoplancton:

- Para el grupo de muestras de origen continental, diatomeas, clorofíceas y criptofíceas.
- Para el grupo de muestras de agua dulce con influencia marina, clorofíceas, primnesiales y dinoflagelados.
- Para el grupo de muestras salinas con influencia continental, clorofíceas, diatomeas y el género *Synechococcus*.
- Para las muestras salinas que no tienen prácticamente influencia continental, clorofíceas, diatomeas, primnesiales y *Synechococcus spp.*

## ABSTRACT

The diagnostic of phytoplankton, one of the organic constituents of natural waters, is important in evaluating the ecological state of aquatic ecosystems, among them coastal and transitional waters. Enrichment of anthropogenic nutrients and alterations to the food chain including the reduction of phytoplankton consumers, produces a spectacular increase in phytoplankton populations. This, in turn, has caused significant changes in the nutrient cycles of the coastal areas (carbon, nitrogen, phosphorus and silicon), in water quality, in biodiversity, and in the global state of the ecosystem.

The general characteristics of phytoplankton groups can be utilized as indicators of an ecosystem's functioning and changes. For example, a group such as diatoms is an indicator of acceptable water quality (water with a low nutrient load and good clarity). In contrast, cyanobacteria produce numerous toxins, flourishing in nutrient-enriched and eutrophic environments.

The employment of epifluorescent microscopic counting to characterize phytoplankton communities in aquatic ecosystems is a costly undertaking in terms of time, material and highly trained personnel. The objective of the present study is not to supplant microscopic counting, but rather to complement it through the optimization of a spectrophotometry technique that diminishes the aforementioned costs, using absorption spectrum measurements in the visible range in the samples.

The study was carried out with samples were taken from five zones of the Spanish Mediterranean coast. These zones corresponded to those aquatic ecosystems in which continental waters and the Mediterranean Sea exhibit an influence; i.e. coastal zones influenced by continental waters (coastal plumes) and continental zones influenced by marine waters (estuaries). The samples taken presented a salinity gradient directly related both to a greater or lesser continental influence and to the superficial layers of lesser salinity found atop denser salt water. In these samples of varying salinities, qualitative and quantitative differences in phytoplankton composition were observed.

Employing a PLS statistical analysis between the microscopic counts of phytoplankton and the absorption spectrums, correlations between the two were confirmed. The statistical models generated (one for each phytoplankton class), could therefore be used to facilitate phytoplankton counts. Thus, from a given water sample, an absorption spectrum could be generated, the subsequent data introduced into the models and, contingent upon the results, a determination made regarding the necessity of performing counts.

In this study, statistical models were able to be formulated for those phytoplankton classes with a significant presence in the samples analyzed. These water samples were first classified into four groups (based upon their respective salinity) and then the models were

devised for the following phytoplankton classes:

- For the group of samples of continental origin: diatoms, chlorophyceae and cryptophyceae.
- For the group of fresh-water samples with a marine influence: chlorophyceae, prymnesiales, and dinoflagellates.
- For the group of saline samples with a continental influence: chlorophyceae, diatoms, and the genus *Synechococcus*.
- For those saline samples with practically no continental influence: chlorophyceae, diatoms, prymnesiales and *Synechococcus* spp.

# RESUM

El fitoplàncton és un dels components orgànics de les aigües naturals i el seu diagnòstic és important per a avaluar l'estat ecològic dels ecosistemes aquàtics, entre ells les aigües costaneres i de transició. L'enriquiment de nutrients antropogènics i les alteracions en la cadena d'alimentació, incloent la reducció de consumidors de fitoplàncton, produïx un augment espectacular de les existències de fitoplàncton. Açò, ha causat canvis significatius en els cicles de nutrients de les àrees costaneres (carboni, nitrogen, fòsfor i silici), en la qualitat de l'aigua, en la biodiversitat i en l'estat global de l'ecosistema.

Les característiques generals dels grups fitoplanctònics poden ser utilitzades com a indicadors del funcionament i dels canvis en l'ecosistema. Per exemple, un grup com les diatomees és un indicador d'aigua de qualitat acceptable (aigua amb baixa càrrega de nutrients, i bona claredat). En contrast els cianobacteris produïxen nombrosos tòxics i estos creixen en ambients amb enriquiment de nutrients i en ambients eutròfics.

La caracterització de les comunitats fitoplanctòniques en ecosistemes aquàtics per mitjançant del mètode dels recomptes microscòpics per epifluorescència, és una tasca costosa en temps, material i recursos humans altament qualificats. L'objectiu d'este treball és, sense pretendre substituir als recomptes amb el microscopi sinó complementar-los, posar a punt una tècnica per mitjà d'espectrofotometria que disminuïska estos costos, realitzant mesures d'espectres d'absorció en el rang del visible en les mostres.

Per a dur a terme este treball s'han pres mostres en cinc zones de la costa mediterrània d'Espanya. Estes zones corresponen a ecosistemes aquàtics en què influïxen tant les aigües continentals com les del mar Mediterrani, és a dir, zones costaneres influïdes per aigües continentals (plomes continentals) i zones continentals influïdes per aigües marines (estuaris). Les mostres preses presenten un gradient de salinitat, en funció d'una major o menor influència continental i també en funció de la capa superficial de menor salinitat que flota sobre les aigües salines més denses. En estes mostres amb distintes salinitats també hi ha unes diferències qualitatives i quantitatives de la composició fitoplanctònica.

La realització d'un anàlisi estadístic PLS (Partial Least Squares) entre els recomptes microscòpics de fitoplàncton i els espectres d'absorció, ha permet comprovar que hi ha correlacions entre ells. Així, els models estadístics obtinguts (un per a cada classe de fitoplàncton) poden ser utilitzats per a agilitzar els recomptes de fitoplàncton. De cada mostra d'aigua podria realitzar-se l'espectre d'absorció, introduir les dades en els models, obtindre els resultats, i poder, en funció d'estos, decidir la necessitat o no de realitzar els recomptes.

En este treball hem aconseguit obtindre models estadístics d'aquelles classes fitoplanctòniques amb una presència significativa en les mostres estudiades. Les mostres

d'aigua van ser classificades en 4 grups segons la seua salinitat i vam aconseguir modelar les següents classes de fitoplàncton:

- Per al grup de mostres d'origen continental, diatomees, clorificies i criptofícees.
- Per al grup de mostres d'aigua dolça amb influència marina, clorificies, primnesials i dinoflagelats.
- Per al grup de mostres salines amb influència continental, clorificies, diatomees i el gènere *Synechococcus*.
- Per a les mostres salines que no tenen pràcticament influència continental, clorificies, diatomees, primnesials i *Synechococcus spp.*



---

# ÍNDICE GENERAL

<b>CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
<b>1.1.-ECOSISTEMAS LITORALES</b> .....	<b>2</b>
1.1.1.- PLUMAS.....	2
1.1.2.- ESTUARIOS.....	5
<b>1.2.-FITOPLANCTON</b> .....	<b>7</b>
1.2.1.- GRUPOS FITOPLANCTÓNICOS.....	9
<b>1.3.-ABSORCIÓN DE LA LUZ Y PROPIEDADES ÓPTICAS DEL FITOPLANCTON</b> .....	<b>12</b>
<b>1.4.-ESPECTROS DE ABSORCIÓN Y PIGMENTOS DEL FITOPLANCTON</b> .....	<b>15</b>
1.4.1.- DERIVACIÓN DE ESPECTROS.....	19
<b>1.5.-REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA DE TRABAJOS PREVIOS</b> .....	<b>22</b>
<b>1.6.-OBJETIVOS</b> .....	<b>24</b>
<b>CAPÍTULO 2. MATERIAL Y MÉTODOS</b> .....	<b>25</b>
<b>2.1.-ÁREA DE ESTUDIO</b> .....	<b>25</b>
2.1.1.- ALBUFERA DE VALENCIA.....	26
2.1.2.- ESTANY GRAN DE CULLERA.....	26
2.1.3.- MARJAL DE ALMENARA.....	27
2.1.4.- DESEMBOCADURA DEL RÍO JÚCAR.....	27
2.1.5.- MAR MEDITERRÁNEO.....	29
<b>2.2.-CAMPAÑAS DE MUESTREO</b> .....	<b>29</b>
2.2.1.-TOMA DE MUESTRAS.....	30
<b>2.3.-TÉCNICAS ANALÍTICAS</b> .....	<b>43</b>
2.3.1.-RECUENTOS DE LAS COMUNIDADES FITOPLANCTÓNICAS.....	43
2.3.2.- DETERMINACIÓN DE LA CLOROFILA <i>a</i> .....	44
2.3.3.- DETERMINACIÓN DE LOS ESPECTROS DE ABSORCIÓN.....	44

2.3.4.- DETERMINACIÓN DE LA SALINIDAD .....	45
<b>2.4.-TÉCNICAS ESTADÍSTICAS .....</b>	<b>46</b>
2.4.1.- MÉTODOS MULTIVARIANTES .....	46
2.4.1.1.- ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES (PCA) .....	47
2.4.1.2.- ANÁLISIS DE MÍNIMOS CUADRADOS PARCIALES (PLS).....	48
<b>CAPÍTULO 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>55</b>
<b>3.1.-PERFILES VERTICALES DE SALINIDAD Y CLOROFILA <i>a</i> EN LAS ESTACIONES MUESTREADAS.....</b>	<b>55</b>
3.1.1.- PLUMA DE LA ALBUFERA DE VALENCIA .....	55
3.1.2.- PLUMA MARJAL DE ALMENARA .....	57
3.1.3.- PLUMA ESTANY DE CULLERA.....	58
3.1.4.- ESTUARIO DEL RÍO JÚCAR .....	60
3.1.5.-ESTUARIO DEL ESTANY DE CULLERA .....	62
<b>3.2.-COMPOSICIÓN FITOPLANCTÓNICA DE LAS MUESTRAS ESTUDIADAS.. .....</b>	<b>64</b>
3.2.1.- PLUMA DE LA ALBUFERA DE VALENCIA .....	65
3.2.2.- PLUMA MARJAL DE ALMENARA .....	66
3.2.3.- PLUMA ESTANY DE CULLERA.....	68
3.2.4.- ESTUARIO DEL RÍO JÚCAR .....	70
3.2.5.-ESTUARIO DEL ESTANY DE CULLERA .....	73
<b>3.3.-4ª DERIVADA DEL ESPECTRO DE ABSORCIÓN DE LAS MUESTRAS.....</b>	<b>75</b>
<b>3.4.-COEFICIENTE DE ABSORCIÓN DEL FITOPLANCTON (<math>a_{ph}(\lambda)</math>) Y COEFICIENTE DE ABSORCIÓN ESPECÍFICO DE LA CLOROFILA <i>a</i> (<math>a_{ph}^*(\lambda)</math>).....</b>	<b>78</b>
<b>3.5.-ESPECTROS DE ABSORCIÓN Y COMPOSICIÓN FITOPLANCTÓNICA: MODELOS ESTADÍSTICOS. ....</b>	<b>81</b>
3.5.1.- ESTUDIOS PREVIOS .....	81
3.5.2.- TRATAMIENTO DE LOS DATOS .....	82
3.5.3.- EXPLORACIÓN DE LOS DATOS .....	82
3.5.4.- REGRESIÓN DE MÍNIMOS CUADRADOS PARCIALES (PLSR).....	94
3.5.4.1.- RESULTADOS ANÁLISIS PLSR GRUPO I DE MUESTRAS .....	94
3.5.4.2.- RESULTADOS ANÁLISIS PLSR GRUPO II DE MUESTRAS. ....	103
3.5.4.3.- RESULTADOS ANÁLISIS PLSR GRUPO III DE MUESTRAS.....	110

---

3.5.4.4.- RESULTADOS ANÁLISIS PLSR GRUPO IV DE MUESTRAS .....	117
3.5.4.5.- RESULTADOS ANÁLISIS PLSR1 PARA CIANOBACTERIAS COLONIALES .....	124
3.5.5.-DISCUSIÓN DE LOS MODELOS ESTADÍSTICOS .....	126
3.5.6.-ESQUEMA DEL PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA UTILIZAR LOS MODELOS ESTADÍSTICOS EN LA DETERMINACIÓN DE LA COMPOSICIÓN FITOPLANCTÓNICA .....	129
 <b>CAPÍTULO 4. CONCLUSIONES Y LÍNEAS FUTURAS DE INVESTIGACIÓN.</b> .....	<b>131</b>
<b>4.1.-CONCLUSIONES.....</b>	<b>131</b>
<b>4.2.-LÍNEAS FUTURAS DE INVESTIGACIÓN .....</b>	<b>136</b>
 <b>CAPÍTULO 5. BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>137</b>
 <b>ANEXOS</b>	
<b>ANEXO 1.-TABLAS DE DATOS .....</b>	<b>A1</b>
<b>ANEXO 2.-FIGURAS .....</b>	<b>A2</b>
<b>ANEXO 3.-PUBLICACIONES</b>	



## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b> Divisiones y clases del fitoplancton estudiadas en este trabajo.....	9
<b>Tabla 2:</b> Fotopigmentos en grupos de fitoplancton determinados con HPLC.....	18
<b>Tabla 3:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Albufera en muestreo día 21-05-2008.....	34
<b>Tabla 4:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Albufera en muestreo día 15-07-2008.....	35
<b>Tabla 5:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Almenara en muestreo día 27-02-2008.....	36
<b>Tabla 6:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Almenara en muestreo día 12-03-2008.....	37
<b>Tabla 7:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma del Estany en muestreo día 06-05-2008.....	38
<b>Tabla 8:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma del Estany en muestreo día 20-05-2008.....	39
<b>Tabla 9:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 08-11-2007.....	40
<b>Tabla 10:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 12-02-2008.....	40
<b>Tabla 11:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 14-05-2008.....	41
<b>Tabla 12:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Estany en muestreo día 08-11-2007.....	42
<b>Tabla 13:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Estany en muestreo día 09-04-2008.....	42
<b>Tabla 14:</b> Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Estany en muestreo día 13-05-2008.....	43
<b>Tabla 15:</b> Valores de los coeficientes $a_{ph}(440)$ , $a_{ph}^*(440)$ , $a_{ph}(675)$ y $a_{ph}^*(675)$ en las estaciones 5, 6 y 7.....	79
<b>Tabla 16a:</b> Pruebas de Múltiples Rangos para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.....	84
<b>Tabla 16b:</b> Prueba de Kruskal Wallis para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.....	85
<b>Tabla 16c:</b> Prueba de la mediana de Mood para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.....	85

---

<b>Tabla 17:</b> PCA de las siguientes variables: Salinidad, Clorofila <i>a</i> , Grupos fitoplanctónicos.....	90
<b>Tabla 18:</b> Pesos de las variables (clases fitoplanctónicas) en las componentes 1 y 2....	91
<b>Tabla 19:</b> Resultados del PLSR para el grupo I de muestras.....	95
<b>Tabla 20:</b> Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo I de muestras).....	96
<b>Tabla 21:</b> Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo I .....	97
<b>Tabla 22:</b> Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, diatomeas, clorofíceas y criptofíceas (grupo I) .....	100
<b>Tabla 23:</b> Resultados PLSR para el grupo II de muestras .....	103
<b>Tabla 24:</b> Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo II de muestras).....	104
<b>Tabla 25</b> Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo II.....	105
<b>Tabla 26:</b> Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, dinoflagelados, clorofíceas y primnesiales (grupo II).....	108
<b>Tabla 27:</b> Resultados PLSR para el grupo III de muestras.....	111
<b>Tabla 28:</b> Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo III de muestras) .....	112
<b>Tabla 29:</b> Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo III.....	113
<b>Tabla 30:</b> Resultados PLSR para el grupo IV de muestras.....	117
<b>Tabla 31:</b> Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo IV de muestras).....	118
<b>Tabla 32:</b> modelos obtenidos para los variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo IV.....	119
<b>Tabla 33:</b> Resultados RPLS para las cianobacterias con muestras de pluma de la Albufera.....	124
<b>Tabla 34:</b> Análisis de la varianza para el modelo de cianobacterias (muestras de pluma de Albufera).....	125
<b>Tabla 35:</b> Modelo obtenido para cianobacterias utilizando validación cruzada, (muestras pluma Albufera).....	1<<<< <25

## ÍNDICE DE TABLAS (Anexo 1)

<b>Tabla A1.1:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Albufera de Valencia (21-05-2008).....	A1.1
<b>Tabla A1.2:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Albufera de Valencia (15-07-2008).....	A1.2
<b>Tabla A1.3:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Marjal de Almenara (27-02-2008).....	A1.3
<b>Tabla A1.4:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Marjal de Almenara (12-03-2008).....	A1.4
<b>Tabla A1.5:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Estany de Cullera (06-05-2008).....	A1.5
<b>Tabla A1.6:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de la pluma Estany de Cullera (20-05-2008).....	A1.6
<b>Tabla A1.7:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario del río Júcar (08-11-2007).....	A1.7
<b>Tabla A1.8:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario del río Júcar (12-02-2008).....	A1.8
<b>Tabla A1.9:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario del río Júcar (14-05-2008).....	A1.8
<b>Tabla A1.10:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (08-11-2007).....	A1.9
<b>Tabla A1.11:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (09-04-2008).....	A1.9
<b>Tabla A1.12:</b> Salinidad y Clorofila <i>a</i> en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (13-05-2008).....	A1.10
<b>Tabla A1.13:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Albufera de Valencia (21-05-2008).....	A1.11
<b>Tabla A1.14:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Albufera de Valencia (15-07-2008).....	A1.12
<b>Tabla A1.15:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Marjal Almenara (27-02-2008).....	A1.13
<b>Tabla A1.16:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Marjal Almenara (12-03-2008).....	A1.14
<b>Tabla A1.17:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Estany de Cullera (06-05-2008).....	A1.15

<b>Tabla A1.18:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Estany de Cullera (20-05-2008).....	A1.16
<b>Tabla A1.19:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (08-11-2007).....	A1.17
<b>Tabla A1.20:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (12-02-2008).....	A1.18
<b>Tabla A1.21:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (14-05-2008).....	A1.19
<b>Tabla A1.22a:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (08-11-2008).....	A1.20
<b>Tabla A1.22b:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (09-04-2008).....	A1.20
<b>Tabla A1.23:</b> Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (13-05-2008).....	A1.21



## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> Cadena trófica de base béntica.....	4
<b>Figura 2:</b> Cadena trófica de base planctónica.....	4
<b>Figura 3:</b> Espectro de absorción.....	15
<b>Figura 4:</b> a) Espectro de absorción de clorofilas, b) ficobiliproteínas y carotenoides.....	17
<b>Figura 5:</b> Espectro de absorción y 1ª y 2ª derivadas.....	20
<b>Figura 6:</b> Espectro de absorción de una muestra y 4ª derivada del espectro.....	21
<b>Figura 7:</b> Ubicación de las 5 zonas de muestreo.....	25
<b>Figura 8:</b> Caudales del Júcar en la estación de aforo de Cullera en los años 2007 y 2008.....	28
<b>Figura 9:</b> Dispositivo de muestreo SWAS.....	32
<b>Figura 10:</b> Dispositivo de muestreo SWIS.....	32
<b>Figura 11:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de la Albufera 21-05-2008.....	34
<b>Figura 12:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de la Albufera 15-07-2008.....	35
<b>Figura 13:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de Almenara 27-02-2008.....	36
<b>Figura 14:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de Almenara 12-03-2008.....	37
<b>Figura 15:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma del Estany 06-05-2008.....	38
<b>Figura 16:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma del Estany 20-05-2008.....	39
<b>Figura 17:</b> Ubicación de las estaciones de muestreo de transición del Júcar.....	40
<b>Figura 18:</b> Ubicación de la estación de muestreo de transición del Estany.....	42
<b>Figura 19:</b> Recuentos de fitoplancton con microscopio de epifluorescencia.....	43
<b>Figura 20a):</b> Membranas con el material particulado (fitoplancton y materia orgánica) retenido.....	45
<b>Figura 20b):</b> Membrana con material particulado retenido, antes (izquierda) y después (derecha) de humedecerlas con metanol.....	45
<b>Figura 21a):</b> Espectrofotómetro UV/Visible utilizado en la determinación de Clorofila <i>a</i> y espectros de absorción.....	45

<b>Figura 21b):</b> Esfera integradora Labsphere RSA-PE-20.....	45
<b>Figura 21c):</b> Medida del espectro de absorción del material retenido en la membrana colocando ésta en la esfera integradora.....	45
<b>Figura 22:</b> Salinómetro (conductímetro de inducción) para determinar la salinidad de las muestras.....	45
<b>Figura 23:</b> La matriz <b>X</b> descompuesta en “scores” ( <b>t</b> ) y “loadings” ( <b>p</b> ). La matriz <b>T</b> contiene un número <b>a</b> de scores, con <b>a</b> < <b>m</b> .....	50
<b>Figura 24:</b> a) Haloclina y b) oxiclina de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 8-11-2007).....	63
<b>Figura 25:</b> a) Haloclina y b) oxiclina de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 9-4-2008).....	63
<b>Figura 26:</b> a) Haloclina y b) oxiclina de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 13-5-2008).....	64
<b>Figura 27:</b> 4ª derivada del espectro de muestras de estaciones 1 y 7 o 3, de muestras de plumas.....	77
<b>Figura 28:</b> a) $a_{ph}(\lambda)$ y b) $a_{ph}^*(\lambda)$ de las muestras de la estación 5 de la pluma del Estany (6-5-2008) entre 0 y 5m.....	79
<b>Figura 29:</b> a) Relación entre $a_{ph}(440)$ , b) $a_{ph}(675)$ y la concentración de Clorofila <i>a</i> .....	80
<b>Figura 30:</b> a) Relación entre $a_{ph}^*(440)$ , b) $a_{ph}^*(675)$ y la concentración de Clorofila <i>a</i> .....	81
<b>Figura 31:</b> Resultado del ANOVA relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.....	84
<b>Figura 32:</b> Diagrama de cajas y bigotes para la variable Diatomeas en las muestras del grupo I.....	88
<b>Figura 33:</b> Diagrama de cajas y bigotes para la variable Diatomeas en las muestras del grupo II.....	88
<b>Figura 34:</b> Diagrama de cajas y bigotes para la variable <i>Synechococcus</i> spp en las muestras del grupo III.....	89
<b>Figura 35:</b> Pesos de las variables (densidades ópticas) en las componentes 1 y 2.....	90
<b>Figura 36:</b> Autovalores del Análisis de Componentes Principales de Salinidad, Clorofila <i>a</i> , Grupos fitoplanctónicos.....	91
<b>Figura 37:</b> Pesos de las variables (clases fitoplanctónicas) en las componente 1 y 2.....	92
<b>Figura 38:</b> Pesos de las muestras en las 5 componentes del análisis PCA. a)componentes 1 y 2; b)componentes 3 y 4; c)componentes 4 y 5.....	93

---

<b>Figura 39:</b> Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo I.....	95
<b>Figura 40:</b> Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) criptofíceas. (Grupo I de muestras).....	99
<b>Figura 41:</b> Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, criptofíceas y clorofíceas. (Grupo I de muestras).....	102
<b>Figura 42:</b> Residuos para las variables a )diatomeas, b) criptofíceas, c )clorofíceas de las muestras del grupo I.....	103
<b>Figura 43:</b> Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo II.....	104
<b>Figura 44:</b> Valores observados versus predichos para las variables: a) dinoflagelados; b) primnesiales; c) cianobacterias; d) clorofíceas. (Grupo II de muestras).....	107
<b>Figura 45:</b> Coeficientes estandarizados para las variables clorofíceas, dinoflagelados y primnesiales. (Grupo II de muestras).....	109
<b>Figura 46:</b> Residuos para las variables a) dinoflagelados, b) primnesiales, c) clorofíceas de las muestras del grupo II.....	110
<b>Figura 47:</b> Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo III.....	111
<b>Figura 48:</b> Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) cianobacterias; d). <i>Synechococcus</i> spp (Grupo III de muestras).....	114
<b>Figura 49:</b> Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, clorofíceas, cianobacterias y <i>Synechococcus</i> spp. (Grupo III de muestras).....	116
<b>Figura 50:</b> Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) <i>Synechococcus</i> spp de las muestras del grupo III.....	116
<b>Figura 51:</b> Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo IV.....	118
<b>Figura 52:</b> Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c)primnesiales; d) <i>Synechococcus</i> . (Grupo IV de muestras).....	121
<b>Figura 53:</b> Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, clorofíceas, primnesiales y <i>Synechococcus</i> spp. (Grupo IV de muestras).....	123
<b>Figura 54:</b> Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) primnesiales d) <i>Synechococcus</i> spp de las muestras del grupo IV.....	123
<b>Figura 55:</b> Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y (cianobacterias), muestras pluma Albufera.....	125
<b>Figura 56:</b> Valores observados versus predichos para las variable cianobacterias coloniales en muestras de pluma de Albufera.....	126

---

## ÍNDICE DE FIGURAS (Anexo 2)

<b>Figura A2.1:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Albufera (21-05-2008).....	A2.1
<b>Figura A2.2:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Albufera (15-07-2008).....	A2.3
<b>Figura A2.3:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (27-02-2008).....	A2.4
<b>Figura A2.4:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (12-03-2008).....	A2.6
<b>Figura A2.5:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (06-05-2008).....	A2.8
<b>Figura A2.6:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (20-05-2008).....	A2.10
<b>Figura A2.7:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar (08-11-2007).....	A2.12
<b>Figura A2.8:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar (12-02-2008).....	A2.13
<b>Figura A2.9:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar(14-05-2008).....	A2.14
<b>Figura A2.10:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (08-11-2007).....	A2.15
<b>Figura A2.11:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (09-04-2008).....	A2.15
<b>Figura A2.12:</b> Perfiles verticales de salinidad, Clorofila <i>a</i> , y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (13-05-2008).....	A2.15
<b>Figura A2.13:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma de Albufera (21-05-2008).....	A2.16
<b>Figura A2.14:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma de Albufera (21-05-2008).....	A2.16
<b>Figura A2.15:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma de Albufera (15-07-2008).....	A2.17
<b>Figura A2.16:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma de Albufera (15-07-2008).....	A2.17
<b>Figura A2.17:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Marjal de Almenara (27-02-2008).....	A2.18

---

<b>Figura A2.18:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma Marjal de Almenara (27-02-2008).....	A2.18
<b>Figura A2.19:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Marjal de Almenara (12-03-2008).....	A2.19
<b>Figura A2.20:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma Marjal de Almenara (12-03-2008).....	A2.19
<b>Figura A2.21:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Estany de Cullera (06-05-2008).....	A2.20
<b>Figura A2.22:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma Estany de Cullera (06-05-2008).....	A2.20
<b>Figura A2.23:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Estany de Cullera (20-05-2008).....	A2.21
<b>Figura A2.24:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras pluma Estany de Cullera (20-05-2008).....	A2.21
<b>Figura A2.25:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (08-11-2007).....	A2.22
<b>Figura A2.26:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición río Júcar (08-11-2007).....	A2.22
<b>Figura A2.27:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (12-02-2008).....	A2.23
<b>Figura A2.28:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición río Júcar (12-02-2008).....	A2.23
<b>Figura A2.29:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (14-05-2008).....	A2.24
<b>Figura A2.30:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición río Júcar (14-05-2008).....	A2.24
<b>Figura A2.31:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (08-11-2007).....	A2.25
<b>Figura A2.32:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición Estany de Cullera (08-11-2007).....	A2.25
<b>Figura A2.33:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (09-04-2008).....	A2.26
<b>Figura A2.34:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición Estany de Cullera (09-04-2008).....	A2.26
<b>Figura A2.35:</b> Porcentajes de clases de fitoplacton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (13-05-2008).....	A2.27

<b>Figura A2.36:</b> Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y <i>Synechococcus</i> spp). Muestras transición Estany de Cullera (13-05-2008).....	A2.27
<b>Figura A2.37a):</b> Muestras de grupo I. Box-Whisker por clases de fitoplacton (eucariotas).....	A2.28
<b>Figura A2.37b):</b> Muestras de grupo I. Box-Whisker por clases de fitoplacton (procariotas).....	A2.29
<b>Figura A2.38a):</b> Muestras de grupo II. Box-Whisker por clases de fitoplacton (eucariotas).....	A2.30
<b>Figura A2.38b):</b> Muestras de grupo II. Box-Whisker por clases de fitoplacton (procariotas).....	A2.31
<b>Figura A2.39a):</b> Muestras de grupo III. Box-Whisker por clases de fitoplacton (eucariotas).....	A2.32
<b>Figura A2.39b):</b> Muestras de grupo III. Box-Whisker por clases de fitoplacton (procariotas).....	A2.33
<b>Figura A2.40a):</b> Muestras de grupo IV. Box-Whisker por clases de fitoplacton (eucariotas).....	A2.34
<b>Figura A2.40b):</b> Muestras de grupo IV. Box-Whisker por clases de fitoplacton (procariotas).....	A2.35
<b>Figura A2.41:</b> Box-Whisker por clases de fitoplacton en los grupos I-IV de muestras.....	A2.36

# CAPÍTULO 1

## INTRODUCCIÓN

Como se apunta en Paerl et al. (2003) los contenidos, tipos e impactos ecológicos de los contaminantes descargados a aguas costeras y estuarinas están estrechamente relacionados con el crecimiento de la población en estas cuencas (Peierls et al., 1991, Nixon, 1995). El deterioro de los ecosistemas costeros como resultado del sobreenriquecimiento de nutrientes antropogénicos es un asunto serio, y todavía hay poca información de cómo los cambios en la base de la cadena de alimentación, productividad y ciclos de nutrientes conducen a perturbaciones ambientales. Cambios importantes han sido atribuidos al aumento de nutrientes provenientes de materia orgánica o eutrofización (Nixon, 1995); degradación del hábitat y cambios en la estructura y funciones en la cadena de alimentación (Jackson et al., 2001). El enriquecimiento de nutrientes antropogénicos y las alteraciones en la cadena de alimentación, incluyendo la reducción de consumidores de fitoplancton, produce un aumento espectacular de las existencias de fitoplancton. Esto ha causado cambios significativos en los ciclos de nutrientes de las áreas costeras (carbono, nitrógeno, fósforo y silicio), en la calidad del agua, en la biodiversidad y en el estado global del ecosistema.

Las perturbaciones naturales y antropogénicas son con frecuencia más aparentes y más fácilmente detectables a nivel de comunidades microbianas. Dentro de la comunidad microbiana las algas planctónicas eucariotas y las algas “blue-green” (cianobacteria), que conjuntamente recibe el nombre de fitoplancton, comprende una gran porción de productores primarios en la mayoría de ecosistemas costeros.

El fitoplancton puede ser dividido en grupos taxonómicos (clorofitas, criptofitas, cianobacteria, diatomeas y dinoflagelados) que desempeñan un importante papel en la producción en sistemas costeros, en ciclos de nutrientes y en cadenas de alimentación dinámicas (Pinckney et al., 2001). Las características generales de estos grupos pueden ser utilizadas como indicadores del funcionamiento y de los cambios en el ecosistema. Por ejemplo, un grupo como las diatomeas es un indicador de un agua de calidad aceptable (agua con baja carga de nutrientes, y buena claridad). La mayoría de las diatomeas (con la notable excepción del género *Pseudonitzschia*, que produce una neurotoxina) son buenas como fuente de alimento para el zooplancton filtrador, invertebrados bénticos y larvas de peces (Richardson, 1997). En contraste las cianobacterias producen numerosos tóxicos y éstas crecen en ambientes con enriquecimiento de nutrientes y en ambientes eutróficos.

Algunas cianobacterias fijan el nitrógeno atmosférico que reducen a la forma de amonio, y esto puede producir problemas por sobreenriquecimiento de nitrógeno en zonas con limitación de nitrógeno. Los dinoflagelados son principalmente considerados como una buena fuente de alimentación para los niveles tróficos superiores, pero hay excepciones como los dinoflagelados que producen las mareas rojas que son tóxicas. Aun con estas excepciones, y aunque especies dentro de los grupos funcionales del fitoplancton pueden variar en su respuesta a las perturbaciones ambientales, hay amplias diferencias funcionales y preferencias ambientales entre los grupos funcionales de fitoplancton que pueden demostrar que son útiles en la determinación de la calidad del agua, la fertilidad, y condiciones ecológicas globales.

## **1.1.-Ecosistemas litorales**

### ***1.1.1.-Plumas***

Cuando las aguas dulces y/o salobres de los ecosistemas continentales (ríos, acequias, lagunas, acuíferos,...) llegan al litoral, se mezclan y diluyen con las aguas marinas. Por tanto, en estas zonas litorales, la salinidad irá aumentando gradualmente con la distancia a la costa hasta alcanzar los valores de las aguas oceánicas. La zona de influencia de estas aguas continentales dependerá de factores tales como el caudal de los aportes continentales, la morfología de la costa y las condiciones hidrodinámicas existentes. El conjunto formado por dichas zonas de influencia constituye un continuo que va desde las zonas confinadas con una gran influencia fluvial y salinidades muy bajas, constituido por los estuarios en sentido estricto, hasta aquellas zonas en las que los aportes continentales son prácticamente nulos como sucede en el litoral de las zonas de afloramiento frente a desiertos como el Sahara, Atacama o Kalahari, donde los aportes continentales son esporádicos, dándose sólo durante los raros episodios de lluvias torrenciales.

Debido a la diferencia de densidad entre las aguas dulces y salinas, cuando los ecosistemas continentales desembocan en el mar, el agua dulce flota y se dirige costa fuera sobre el agua más densa del mar, formándose las llamadas plumas (o penachos). La estructura de estas plumas está normalmente constituida por una capa superficial de menor salinidad que yace sobre las aguas salinas más densas. La salinidad va aumentando al hacerlo la profundidad, y dependiendo sobre todo de las características del sistema continental. Si aceptamos la definición de Morris et al. (1995), una pluma sería simplemente la región de mar litoral que está en gran medida influida por la descarga proveniente de tierra.

La extensión y morfología de las plumas dependen de la hidrodinámica, del caudal, de las condiciones de marea, del oleaje y de las corrientes, determinadas en gran medida por los vientos locales (Broche et al., 1998; Marsaleix et al., 1998).

La estructura vertical de la pluma estará condicionada por el oleaje. Esta estructura varía desde unas condiciones de calma, en las que la pluma yace sobre las aguas marinas con una mezcla muy reducida y una interfase marcada entre ambas, hasta las condiciones de mezcla total que se dan con los niveles más elevados de oleaje. En condiciones de calma, los



vientos locales mueven la capa más superficial de la columna de agua.

Dado que los vientos locales son muchas veces muy variables, tanto en lo que respecta a la magnitud como a su dirección, los cambios en el movimiento de la mancha de agua dulce pueden apreciarse *in situ* en tiempos relativamente cortos (inferiores lógicamente a un día). Broche et al. (1998) encontraron que la pluma formada por el río Ródano (noroeste del mar Mediterráneo) bajo ciertas condiciones ambientales puede llegar a alcanzar distancias del orden de 20 ó 30 km mar adentro y tener espesores de 1 ó 2 m. En un estudio realizado por Estournel et al. (1997) en la pluma del río Ródano, se pone de manifiesto que ésta está sujeta a dos fuerzas determinantes: el viento y la circulación costera. El viento determina la orientación de la pluma. En cambio, la corriente costera inducida por los vientos, y que favorece la surgencia o el hundimiento, suele ser la fuerza dominante en el área cerca de la desembocadura del río, gobernando por ejemplo la extensión de la pluma hacia el este o haciendo que penetre en el golfo de León. Pero en algunas zonas pueden resultar también importantes las corrientes provocadas por la denominada fuerza de Coriolis, efecto de la rotación de la Tierra que actúa perpendicular a la trayectoria generando una desviación de ésta hacia la derecha en el hemisferio norte y hacia la izquierda en el hemisferio sur. Así queda patente en el estudio realizado por Ruddick et al. (1995) en la pluma del río Rin, donde comprueban que los factores que determinan la gran extensión de la pluma (10-100 km dependiendo de las condiciones) son las mareas, vientos y la descarga del río, pero la dirección de la pluma de agua dulce está también influida por la fuerza de Coriolis, que la desplaza hacia la derecha.

La morfología de la pluma dependerá también de la salinidad de las aguas que salen del ecosistema continental, lo que estará determinado por las condiciones de mezcla de éste. Lógicamente cuanto menor salinidad tengan las aguas que salen, menor será su densidad y más abrupta la interfase de la pluma.

En las plumas, como normalmente las aguas continentales tienen contenidos mucho mayores en nutrientes, las variaciones de salinidad van acompañadas con variaciones de menor grado del contenido en nutrientes.

Para poder comprender lo que ocurre en un ecosistema litoral cuando se produce una alteración de sus condiciones ambientales, hay que tener presente, aunque sea de manera simplificada, el tipo de cadena trófica del ecosistema. Como apunta Nixon (1981) hubo un cambio a lo largo del siglo XX de los modelos conceptuales de los ciclos de nutrientes en los ecosistemas costeros marinos. De hecho las cadenas tróficas en el ecosistema pueden ser de dos tipos: aquellas que tienen una base béntica, es decir donde la mayor parte de los productores y/o especialmente de la biomasa es de este tipo (Figura 1), y los ecosistemas litorales de base planctónica en los que el bentos constituye un componente que no es cuantitativamente significativo (Figura 2).

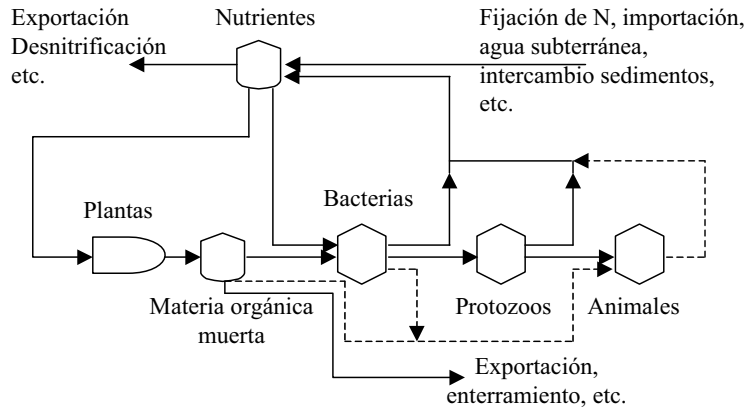


Figura 1: Cadena trófica de base béntica (Nixon, 1981).

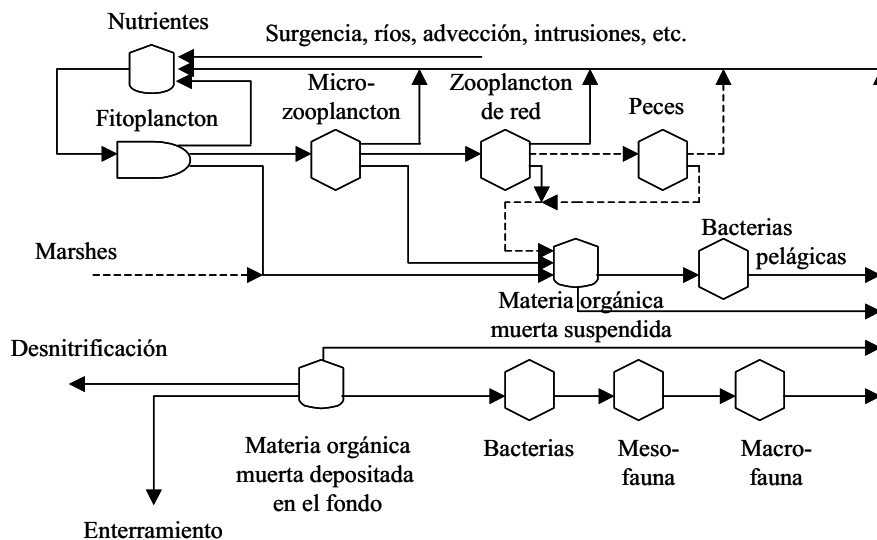


Figura 2: Cadena trófica de base planctónica (Nixon, 1981).

Las poblaciones bentónicas tanto fijas como móviles están bastante estructuradas, generalmente se extienden en dos dimensiones y están asociadas a un sustrato. Su tasa de renovación normalmente es menor que en el plancton. En cambio, el mundo pelágico comprende un conjunto de poblaciones suspendidas en el mar. El plancton está constituido por pequeños organismos, de vida relativamente corta, y con una rápida tasa de renovación de las poblaciones. El necton está formado por los explotadores pelágicos más grandes, como los peces.

En los ecosistemas acuáticos se pueden distinguir 4 compartimentos fundamentales:

productores primarios, productores secundarios, mineralizadores / detritus, y nutrientes (Vollenweider et al., 1996).

- Los productores primarios engloban todas las especies autótrofas que consiguen su biomasa a partir los nutrientes inorgánicos y utilizan la energía del sol o la que proviene de reacciones químicas inorgánicas para la síntesis de la materia orgánica. Pueden producir sustancias orgánicas a partir exclusivamente de productos inorgánicos, tales como  $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{NH}_3$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ , y  $\text{PO}_4^{3-}$  (Ochiai, 1985). Los organismos autótrofos son fundamentalmente las plantas y el fitoplancton. En ellos un pigmento, la clorofila, que se encuentra en todas las plantas foto-autótrofas, es el que capta la energía lumínica que sirve para la síntesis de la materia orgánica. Otros organismos pueden utilizar la energía proveniente de reacciones químicas para la síntesis de la materia orgánica. Aunque esta diferenciación entre organismos auto y heterotróficos parece clara, no siempre es así, ya que algunas de las algas foto-autótrofas son facultativas heterótrofas, pues pueden utilizar compuestos orgánicos disueltos en agua (por ejemplo azúcares), o ingerir partículas orgánicas incluyendo células vivas como hacen algunas especies de dinoflagelados, a pesar de que poseen pigmentos. Las algas (tanto micro como macroalgas) son los productores primarios fototróficos más importantes de los sistemas acuáticos marinos, aunque no hay que olvidar la importancia de las praderas de fanerógamas en algunos ecosistemas litorales.

- Los productores secundarios incluyen las especies heterótrofas que obtienen su energía y materiales a partir de la materia orgánica de otros organismos, dependen de los autótrofos, ya sea directa o indirectamente (Ochiai, 1985). Entre ellos hay tanto organismos planctónicos como bentónicos o demersales.

- Los mineralizadores incluyen las bacterias, pero también hongos y protozoos que ingieren y metabolizan detritus orgánico.

- Los nutrientes disponibles no sólo son los compuestos inorgánicos y orgánicos disueltos en las aguas, sino también los almacenados en el sedimento, que bajo condiciones apropiadas pueden movilizarse.

### ***1.1.2.-Estuarios***

Los estuarios son formaciones de corta vida en las bocas de los ríos, son la barrera donde el río se junta con el mar. Éstos pueden presentar un gran número de formas producidas por la interacción entre procesos fluviales y marinos y como respuesta a variaciones cíclicas regulares de distinta escala temporal como turbulencia, olas, mareas, ciclo lunar, borrascas temporales, etc.

El factor dominante en general en los procesos de circulación y mezcla del agua es la diferencia de densidad debido a los cambios entre aguas dulces y salinas. Sin embargo, la temperatura puede ser un factor dominante temporalmente que no puede ser despreciado. Existen varias definiciones de estuarios, pero la definición clásica es la propuesta por Pritchard (1967), en la que se define un estuario como “una masa de agua costera semicerrada que tiene una libre conexión con el mar abierto y en el cual el agua marina está en gran medida diluida con el agua dulce que proviene del drenaje continental”. Por ello,

un estuario tiene características tanto de las aguas dulces como de las salinas, pero con características propias que lo diferencian de éstas.

Se han desarrollado numerosos esquemas de clasificación de estuarios, en función del criterio utilizado, para predecir y poder comparar las características de diferentes estuarios. Ketchum (1983) realiza una clasificación basándose en la geomorfología y en la hidrología. Así nos encontramos:

- Estuarios bien mezclados: No existe diferencia entre la salinidad superficial y la del fondo. Se da en aquellos ríos en los que el caudal es débil respecto al flujo de las mareas.
- Estuarios débilmente estratificados: Existe una pequeña variación de salinidad (unas pocas partes por mil) entre la capa superficial y las aguas profundas, con un intercambio entre el agua dulce y el agua salina a profundidades medias.
- Estuarios fuertemente estratificados: Existe una gran variación entre la salinidad del agua superficial y la del fondo (bastantes partes por mil) y un fuerte gradiente de salinidad a profundidades intermedias. Se produce un flujo neto de las aguas superficiales hacia el mar y otro de las profundas hacia la cabeza del estuario, llegando a transportar las aguas del río fuera del estuario. La interfase entre las aguas superficiales y las profundas se encuentra mezclada a lo largo de toda la longitud del estuario. Suele darse cuando la relación entre el caudal del río y el de la marea es relativamente grande. En este tipo de estuarios pueden encontrarse dos casos especiales: fiordos y de cuña salina.

a) Fiordos: La columna de agua se encuentra dividida en tres capas: una salobre superficial, una intermedia en donde la salinidad se incrementa con la profundidad y una profunda en la cual la salinidad se mantiene constante. La mayor parte de la circulación se produce solamente en las capas superficial e intermedia.

b) Cuña salina estancada: Se caracterizan por tener un alto grado de estratificación en la columna de agua, bajo régimen de mareas y elevadas descargas de los ríos (Pritchard, 1955). Definiciones más recientes (Geyer y Farmer, 1989) establecen que la cuña salina se da en los estuarios cuando la descarga del río es suficiente para mantener un fuerte gradiente entre el agua dulce y la salina, contrarrestando la tendencia de mezcla de la columna de agua por las mareas y la turbulencia inducida por los vientos. En este tipo de estuarios, el agua dulce que no está diluida fluye fuera del estuario por la capa superior, al mismo tiempo que por debajo (debido a la diferencia de salinidad y densidad) se introduce una capa de agua de mar no diluida. Así se forma la llamada cuña salina. Estas dos capas de agua no suelen mezclarse, pero se encuentra una pequeña circulación dentro de la cuña salina. Este tipo de estuario se encuentra en los ríos que forman deltas.

De la definición de estuario parece claro que el denominado estuario pertenece aún al cauce fluvial.

## 1.2.-Fitoplancton

El fitoplancton engloba a aquellos organismos unicelulares, microscópicos, morfológicamente muy diversos y fotoautótrofos que viven flotando en la columna de agua tanto en ecosistemas marinos como de agua dulce. Abarca organismos de diferente tamaño y en función de éste se clasifica en: microplancton 20-200  $\mu\text{m}$ , nanoplancton 10-20 micras, ultraplancton 2-10 micras y picoplancton menos de 2 micras. Los niveles de organización pueden ser desde formas unicelulares, cocoides, flageladas, o formando colonias que pueden alcanzar hasta más de 500 micras.

El fitoplancton presenta una gran diversidad, encontrándose diferentes especies en función de las condiciones naturales del lugar, la salinidad, la temperatura, la intensidad lumínica, el nivel de nutrientes, los episodios de eutrofización, etc.

Su dependencia de la luz, como posteriormente indicaremos, les obliga a poblar las zonas fóticas de la columna de agua. Para ello están provistos de diversos mecanismos como vacuolas de gas para controlar la flotación, sistemas de propulsión que les permite moverse (flagelos) o incrementos en la relación superficie/volumen o estructuras que aumentan el rozamiento con el agua para dificultar la sedimentación (costillas, cuernos...).

Aunque las formas predominantes son fotoautótrofas (contienen pigmentos que les permiten fijar la energía solar mediante la fotosíntesis), pueden convertirse en heterótrofos por cortos periodos de tiempo (dinoflagelados y algunas cianobacterias) y también pueden ser fagótrofos y utilizar materia orgánica particulada.

Las poblaciones de fitoplancton de agua dulce son variables estacionalmente y están reguladas por factores físicos y químicos. Las cianobacterias fijadoras de nitrógeno tienden a dominar sistemas con relaciones de nitrógeno : fósforo  $< 5:1$  (N:P) (Findlay et al. 1994), mientras las clorofíceas dominan sistemas con altas relaciones N:P.

La importancia del fitoplancton radica en que:

- Son los productores primarios en los ecosistemas acuáticos.
- Son la base de la cadena trófica y la fuente de alimento para protozoos, rotíferos, copépodos, cladóceros, almejas, mejillones y varios tipos de peces, también alimentan indirectamente al resto de organismos en los mares y océanos.
- Son un sumidero importante de  $\text{CO}_2$ , sobre todo aquellos grupos que precipitan  $\text{CaCO}_3$ .
- Están relacionados en los procesos climáticos.
- Juegan un papel importante en la producción de oxígeno y materiales orgánicos.
- Son un bioindicador de los cambios ambientales y /o alteraciones inducidas por el hombre.

Es importante conocer la dinámica de poblaciones de los organismos fitoplanctónicos puesto que también generan efectos negativos. Un crecimiento excesivo crea floraciones ("bloom") que generan problemas en las masas de agua, puesto que algunos pueden liberar

toxinas que pasan a la cadena trófica.

Los organismos fitoplanctónicos no viven aislados del resto de seres vivos que integran los ecosistemas acuáticos sino que interactúan con ellos. Estas interacciones pueden ser positivas como la simbiosis que se da con algunos grupos de bacterias, o negativas como la predación por parte del zooplancton.

Como ya se ha comentado, el fitoplancton constituye la base de las cadenas tróficas pelágicas, y por lo tanto cualquier cambio cuantitativo o cualitativo puede afectar la dinámica de los niveles tróficos superiores (por ejemplo zooplancton) debido a la variabilidad en su biomasa y producción (Shiah et al., 1996).

La producción primaria puede definirse como el proceso por el cual, a partir de sustancias inorgánicas disueltas (nutrientes y  $\text{CO}_2$  disueltos en el agua), los productores primarios (las plantas y algunas bacterias) sintetizan materia orgánica. Este proceso requiere energía que proviene de la radiación solar o de las reacciones químicas inorgánicas (Riley y Chester, 1971).

La luz, la temperatura, la disponibilidad de nutrientes y el consumo herbívoro son los cuatro factores más importantes que regulan la producción y la biomasa del fitoplancton (Shiah et al., 1996). De estos cuatro factores, el elemento que normalmente condiciona la producción primaria del fitoplancton es la disponibilidad de las “sales nutritivas” (compuestos de nitrógeno, fósforo, silicio). Pero existen estudios en los que se ha encontrado que la luz es el factor que limita la producción, sobre todo en invierno. Así, Shiah et al. (1996), encontraron para la desembocadura del Lanyang Hsi (Taiwan), bajos niveles de fitoplancton en presencia de altas concentraciones de nutrientes en el área más próxima a la desembocadura que presentaba altos niveles de turbidez, lo que parece indicar que en este caso la intensidad de la luz es el mayor factor limitante en los procesos de fotosíntesis. No siempre es un solo factor el que gobierna la producción primaria. Le Pape et al. (1996), encontraron en la bahía de Brest (Francia) que la producción primaria parecía estar controlada por varios factores: los nutrientes (con intercambio entre la limitación de ácido ortosilícico y nitrógeno inorgánico disuelto), el hidrodinamismo en la bahía (por intercambio mareal con el estrecho), y la luz.

Hay que tener presente que no sólo es necesaria la existencia de las “sales nutritivas”, sino que éstas estén disponibles para el fitoplancton. Por eso, es necesario que los nutrientes alcancen los niveles superficiales bien iluminados, para poder ser aprovechados por el fitoplancton y poder ser sintetizados en moléculas orgánicas para estar a disposición de los sucesivos niveles tróficos. Pero en general la concentración de nutrientes es siempre mayor en los niveles subsuperficiales y profundos, donde tiene principalmente lugar la remineralización de la materia orgánica. Así, cualquier mecanismo que lleve a la superficie masas de agua profunda tendrá un efecto fertilizante sobre la capa eufótica.

El fitoplancton necesita nutrientes (nitrógeno, fósforo, carbono) en unas proporciones muy determinadas y algunos grupos fitoplanctónicos precisan también sílice, hierro, manganeso, etc. La mayoría no pueden utilizar directamente el nitrógeno como gas ( $\text{N}_2$ ), así que necesitan formas reactivas como el nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ) o el amonio ( $\text{NH}_4^+$ ). Siempre hay dióxido de carbono de sobra, así que el fitoplancton continúa creciendo hasta que se agota el

nitrógeno o el fósforo. En el mar Mediterráneo el crecimiento está limitado por el fósforo y no por el nitrógeno como en la mayoría de los océanos.

Como anteriormente ya hemos indicado, las aguas vertidas por ríos, arroyos,..., transportan una gran cantidad de sales minerales, siendo estos aportes especialmente propicios al desarrollo del plancton vegetal al permanecer en una capa de aguas diluidas que se extienden superficialmente por su menor densidad.

### 1.2.1.- Grupos fitoplanctónicos

En la tabla 1 se muestran las clases de fitoplancton estudiadas en este trabajo y la división a la que pertenecen (Gallardo, 1997).

División		Nº clases	Clase
Cianófitas	Procariotas	1	Cianofíceas ( <i>Cyanophyceae</i> )
Euglenófitas	Eucariotas	1	Euglenales ( <i>Euglenophyceae</i> )
Dinófitas	Eucariotas	1	Dinoflagelados ( <i>Dinophyceae</i> )
Criptófitas	Eucariotas	1	Criptofíceas ( <i>Cryptophyceae</i> )
Crisófitas	Eucariotas	6	Crisofíceas ( <i>Chrysophyceae</i> ), Primmesofíceas ( <i>Prymnesiophyceae</i> ), Diatomeas ( <i>Bacillariophyceae</i> )
Clorófitas	Eucariotas	4	Prasinofíceas ( <i>Prasinophyceae</i> ), Clorofíceas ( <i>Chlorophyceae</i> )

**Tabla 1:** Divisiones y clases del fitoplancton estudiadas en este trabajo.

### Procariotas y eucariotas

Como se apunta en Raven et al. (1991) el nombre procariota significa “antes de un núcleo” y eucariota, “con núcleo verdadero”. Las procariotas también son conocidas como bacterias, incluidas las cianobacterias o “algas azules”. Las células procariotas difieren principalmente de las eucariotas en que su ADN no está organizado en cromosomas (corpúsculos complejos en forma de fibra que contienen proteínas) ni se encuentra rodeado por una envoltura membranosa. Además las bacterias no poseen estructuras membranosas especializadas que realicen funciones específicas.

Las células eucariotas están divididas en diferentes compartimentos que ejecutan distintas funciones. El DNA, combinado con proteínas, está localizado en los cromosomas y éstos se encuentran dentro de los límites del núcleo gracias a una doble membrana denominada membrana nuclear. Las células eucariotas, en general, son mayores que las procariotas. La

compartimentación de las células eucariotas se efectúa mediante varios tipos de membrana, las cuales, cuando se observan con la ayuda de un microscopio electrónico, parecen claramente similares en varios organismos. Cuando estas membranas están convenientemente preparadas y teñidas poseen una apariencia triestratificada.

### **Eucariotas y Procariotas estudiadas**

- **Cianofíceas:** Están relacionadas con las eubacterias gram negativas, sin embargo presentan importantes particularidades que los relacionan con las algas eucariotas, como la presencia de clorofila y realizar fotosíntesis aeróbica con desprendimiento de oxígeno. Dentro de este grupo nos encontramos con organismos unicelulares, coloniales y filamentosos. Las especies unicelulares forman colonias al permanecer unidas por medio de mucílagos, las células originadas tras varias divisiones sucesivas. Tienen como pigmento fotosintético principal la clorofila *a* y como pigmentos accesorios tienen varias ficobiliproteínas (ficocianinas y ficoeritrinas) (Reynolds, 2006). Las cianofíceas comprenden, aproximadamente, unos 150 géneros con 2000 especies. Para algunos autores su número no pasaría de algunos cientos, pues suponen que han considerado como especies diferentes varios estados de una misma especie, ya que su aspecto cambia dependiendo del medio en el que viven. Están distribuidas por todo el globo y se desarrollan sobre casi cualquier sustrato húmedo, formando con frecuencia masas mucilaginosas o gruesas costras en los suelos encharcados o en el litoral marino. Son capaces de vivir en las condiciones más extremas de temperatura, tanto en agua termales como sobre el hielo, forman parte importante del plancton del mar y de las aguas continentales. La capacidad que tienen de fijar nitrógeno atmosférico les confiere una gran importancia en el desarrollo de algunos ecosistemas. Algunas son tóxicas, y cuando se encuentran en grandes concentraciones en el agua, pueden producir trastornos tanto en el hombre como en los animales que consuman esta agua (Gallardo, 1997).

Las cianobacterias marinas están representadas por dos géneros los *Synechococcus* y los *Prochlorococcus*. Los *Synechococcus* presentan un tamaño entre 0,8 y 1,5  $\mu\text{m}$ . Poseen zeaxantina como principal pigmento accesorio, además de la clorofila *a*.

- **Dinofitos o Dinoflagelados:** Los dinoflagelados son organismos en la mayoría unicelulares y biflagelados, abundantes tanto en el mar como en las aguas continentales. Los dinoflagelados representan una parte importante del plancton de las aguas tropicales. Son responsables de las mareas rojas o proliferaciones de algunas especies, debidas a cambios en las condiciones ambientales y aumento de los nutrientes, todo ello unido a situaciones de calma en el mar que originan concentraciones que exceden los 100 millones de células por litro y llegan a colorear el agua. Algunas mareas rojas producen grandes pérdidas al hombre, pues ciertos dinoflagelados, excretan toxinas que provocan la muerte de otros organismos marinos, como peces o bivalvos filtradores, que con frecuencia son objeto de cultivos intensivos. Los dinoflagelados tienen gran importancia como productores primarios en el mar y son especialmente importantes en la formación de los arrecifes de coral (Gallardo, 1997). Contienen clorofila *a*, clorofila *c2*,  $\beta$ -caroteno, peridina fucoxantina y sus derivados y otras xantofilas. Existen algunas especies con clorofila *c1*, clorofila *b*, ficobiliproteínas y/o otros pigmentos como 19'-hexanoiloxi-fucoxantina (Steidinger y Tangen, 1997)



- **Criptofíceas:** Comprenden algas flageladas desnudas, sin pared celular, tanto marinas como de agua dulce. Contienen clorofila *a* y clorofila *c2* (pero no clorofila *b*), como pigmentos accesorios tienen ficobiliproteínas y varios pigmentos que colorean las células de color marrón, azul, azul-verde o rojo (Gallardo, 1997; Reynolds, 2006). Las criptofíceas suelen ser sensibles a la luz.
- **Crisofíceas:** Son en su mayoría especies unicelulares flageladas, que pueden formar colonias, algunas son cocoides o ameboides y raramente están constituidas por filamentos simples o poco ramificados. Los cloroplastos presentan las clorofilas *a*, *c1* y *c2*, y como pigmentos accesorios  $\alpha$ -caroteno y xantofilas, sobre todo fucoxantina, que dan a estas algas una coloración dorada. La mayoría de las más de 1000 especies descritas viven en las aguas dulces poco contaminadas, algunas son estrictamente marinas y forman parte del nanoplancton (Gallardo, 1997; Reynolds, 2006).
- **Primnesofíceas:** Esta clase contiene unas 500 especies de formas flageladas, coloniales y filamentosas. La mayoría son marinas y forman parte del plancton. Algunas son parásitas y se fijan a las agallas de los peces. Con frecuencia pasan de estados flagelados a fases sésiles o ameboides. Algunos autores, debido a caracteres muy particulares de esta clase, la consideran como una división con el nombre de *Haptophyta* o *Prymnesiophyta* (Gallardo, 1997). Contienen como pigmentos las clorofilas *a*, *c1* y *c2*, y como pigmento accesorio usualmente fucoxantina (Reynolds, 2006).
- **Diatomeas:** Constituyen la clase más numerosa de los crisófitos, se conocen más de 20000 especies bentónicas y planctónicas, tanto de agua dulce como marinas, siendo el grupo responsable del 25% de la producción primaria del mar. Las diatomeas son unicelulares, constituyendo, en algunos casos, colonias de aspecto filamentosas formadas por numerosos individuos laxamente unidos. La característica más peculiar de las diatomeas es su pared translúcida constituida por dióxido de sílice y restos de otras sustancias, como azúcares, aminoácidos y ácido urónico (Gallardo, 1997). Además de las clorofilas *a*, *c1* y *c2*, predominan  $\beta$ -caroteno fucoxantina, diatoxantina y diadinoxantina (Hasle y Tomas, 1997).
- **Clorofíceas y Prasinofíceas:** Los clorófitos o algas verdes tienen clorofilas *a* y *b* (Reynolds, 2006), y se distinguen del resto de las algas porque su principal producto de reserva es el almidón. Los clorófitos viven predominantemente en las aguas dulces, solo el 10% son marinos. La clase prasinofíceas viven tanto en aguas marinas como dulces, mientras que las clorofíceas la mayoría viven en aguas continentales. Algunos órdenes son casi exclusivamente dulceacuícolas y otros marinos. Entre los pigmentos auxiliares que contienen el más común es el carotenoide luteína; algunos grupos contienen pigmentos específicos, como en el caso de las sifonales, que presentan sifonoxantina; otros carotenos, como el  $\beta$ -caroteno, se acumulan en el citoplasma. La clase clorofíceas incluyen los clorófitos de morfología más sencilla, la mayoría viven en aguas continentales. La clase prasinofíceas está compuesta por un reducido grupo de algas unicelulares. La mayoría son flagelados provistos de uno, dos o cuatro flagelos. Viven tanto en aguas marinas como dulces. Las prasinofíceas son consideradas como un grupo ancestral de los clorófitos (Gallardo, 1997).

**Fitoplancton en ecosistemas costeros con influencia continental.**

Los procesos que tienen lugar en las zonas de influencia continental, o ecosistema de agua salubre, tienen una serie de puntos en común, al margen del tipo de circulación, la estratificación o no de las aguas, etc. (González del Río, 1986; Torres y del Río, 1995)

1. Las aguas continentales son mucho más ricas en sales nutritivas que las aguas marinas a las que afluyen, por lo que serán zonas más eutróficas que las adyacentes.
2. El tránsito del agua dulce a la salina implica una profunda transformación en el medio cuyos efectos más importantes son:
  - a) La muerte de toda una serie de organismos que no están adaptados a las variaciones de salinidad.
  - b) La realización de una serie de transformaciones en las distintas especies químicas ya que este paso implica variaciones en las constantes de ionización de ácidos y bases y en la solubilidad.
3. Los organismos, tanto animales como vegetales, que viven en las aguas salobres deben estar adaptados no sólo a salinidades intermedias entre el agua dulce y la marina, sino a fluctuaciones de gran parte de estas. Las aguas salobres son ecosistemas con un biotopo inestable, en los que se dan fluctuaciones de gran parte de sus factores ambientales a las que deben estar adaptados los organismos.
4. La muerte y descomposición subsiguiente, de los organismos no adaptados a las fluctuaciones ambientales puede dar lugar a una disminución en el contenido de oxígeno disuelto de las aguas, e incluso a la anoxia y producción de ácido sulfhídrico.
5. La variación de las condiciones ambientales hace que exista una marcada transición en las biocenosis y una amplia variación de ellas.
6. Dado que en estos sistemas las actividades humanas pueden tener una clara incidencia, pueden darse fenómenos de toxicidades diversas, y en lo que respecta a los nutrientes, variaciones importantes en sus proporciones.

**1.3.-Absorción de la luz y propiedades ópticas del fitoplancton**

Ya se ha comentado que el fitoplancton es uno de los compuestos orgánicos de las aguas naturales. Y por tanto, el diagnóstico del fitoplancton es importante para evaluar el estado ecológico de áreas costeras del mar (Fadeev et al., 2000).

Como se detalla en Millán-Núñez et al., (2004), la absorción de la luz en el océano por materia particulada, incluyendo el fitoplancton, es de gran importancia ya que la absorción y dispersión de la luz provoca la coloración del mar. La variabilidad de las partículas nos da a conocer la atenuación de la luz, la productividad primaria y la biomasa de pigmentos del fitoplancton. Asimismo algunos autores (Yentsch y Phinney, 1989; Nelson y Prezelin, 1993; Cleveland, 1995), han mostrado que los cambios en las características ópticas de las masas de agua están asociadas con procesos bioquímicos celulares inherentes al consumo de energía por la fotosíntesis. Muchos de ellos han concluido que hay una relación no lineal

entre el coeficiente de absorción de la luz por el fitoplancton y la concentración de clorofila *a*. Esta relación se complica por las propiedades del fitoplancton, tamaño y forma de las partículas y por los pigmentos accesorios.

Los pigmentos que forman la base de la discriminación taxonómica química absorben la luz en longitudes de onda del visible (Moberg et al., 2002). Por tanto una vía alternativa para obtener información cualitativa sobre la composición del fitoplancton es analizar la absorción de la muestra a través del espectro del visible. La información cualitativa acerca de las clases de fitoplancton y la adaptación a la luz está contenida dentro de tales datos del espectro, pero la clave es su interpretación (Moberg et al., 2002). En general, la interpretación o la evaluación de los datos de los espectros es mejor hacerla mediante la quimiometría, una rama de la química que se dedica a extraer la información de grandes conjuntos de datos.

Además, detectando con anticipación en la población fitoplanctónica la presencia o blooms de especies tóxicas de fitoplancton (como algunos dinoflagelados), podría mitigarse e incluso evitarse los efectos nocivos producidos (Kirkpatrick et al., 2000). El examen en el microscopio de muestras de agua es el principal método de detección para dichos grupos tóxicos. Desafortunadamente, este método es lento, laborioso e intermitente. Por esta razón se han desarrollado métodos de detección ópticos y métodos automatizados que determinan de una forma continua y rápida la presencia de estas especies en la población fitoplanctónica.

Algunos trabajos de laboratorio sugieren que es posible hacer una discriminación de grupos en función de la absorción celular. Por ejemplo, Johnsen et al., (1994) usan el análisis discriminante para clasificar el espectro de absorción entre 31 formadores de blooms (representando los cuatro grupos principales de fitoplancton con respecto a las clorofilas accesorias, por ejemplo Cl *b*, Cl *c*<sub>1</sub> y/o Cl *c*<sub>2</sub>, Cl *c*<sub>3</sub> y clorofilas no accesorias), diferenciando dinoflagelados y primnesiofitas tóxicas que contienen Cl *c*<sub>3</sub> de taxones que no tienen este pigmento.

Se puede argüir que si es conocido el espectro de absorción de cada pigmento individual, el espectro de absorción del fitoplancton puede ser fácilmente reconstruido a partir de la concentración de pigmentos. Sin embargo la relación entre la concentración de pigmentos y los coeficientes de absorción del fitoplancton es no lineal, por el “efecto de empaquetamiento”. Este efecto es debido al hecho de que los pigmentos no están en solución, si no que están empaquetados dentro de las células (y en las células dentro de cloroplastos). El efecto de empaquetamiento varía con el tamaño de la célula, con la concentración intracelular de varios pigmentos, y con la longitud de onda. Debido a estas fuentes de variación (que dependen de factores medioambientales) es difícil, si no imposible modelar y predecir con precisión este efecto para poblaciones naturales. Por la complejidad de este efecto, se espera que las técnicas de redes neuronales permitan aproximaciones al modelo de relación entre las concentraciones de pigmentos y los espectros de absorción usando medidas actuales que, implícitamente, tienen en cuenta el efecto de empaquetamiento.

**Coefficiente de absorción del fitoplancton**

Cuando analizamos la absorción de la luz es útil considerar como absorción total ( $a(\lambda)$ ) aquella formada por la absorción de todos los componentes constituyentes:

$$a(\lambda) = a_w(\lambda) + a_p(\lambda) + a_s(\lambda) \quad (\text{m}^{-1}) \quad \text{Ecuación 1}$$

donde  $\lambda$  es la longitud de onda,  $a_w(\lambda)$  es la absorción debida al agua,  $a_p(\lambda)$  es la absorción debida al material particulado y  $a_s(\lambda)$  es la absorción debida al material disuelto en el agua.

Además, la absorción de la fracción particulada puede ser descompuesta en dos términos:

$$a_p(\lambda) = a_{ph}(\lambda) + a_d(\lambda) \quad (\text{m}^{-1}) \quad \text{Ecuación 2}$$

donde  $a_{ph}(\lambda)$  es la absorción debida al fitoplancton y  $a_d(\lambda)$  es la absorción de todo el material particulado restante, generalmente referido a los detritus.

Ya que la concentración de pigmento es la fuente principal en la variabilidad de la absorción de las partículas, y la clorofila  $a$  es el pigmento más abundante en el fitoplancton, es conveniente normalizar la absorción a un coeficiente específico del pigmento para describir esta variabilidad:

$$a_{ph}^*(\lambda) = a_{ph}(\lambda) / (Cl a) \quad (\text{m}^2 (\text{mg Cl } a)^{-1}) \quad \text{Ecuación 3}$$

donde  $a_{ph}^*(\lambda)$  tiene unidades de área por masa del pigmento ( $\text{m}^2 (\text{mg Cl } a)^{-1}$ ) y  $Cl a$  representa la concentración de clorofila  $a$  ( $\text{mg m}^{-3}$ ).

Existen evidencias de la variabilidad en  $a_{ph}^*(\lambda)$ . Sosik y Mitchell (1995) describen resultados realizados por otros autores referentes a este aspecto. La variabilidad en  $a_{ph}^*(\lambda)$  es debida al efecto empaquetamiento del pigmento y a diferencias en la pigmentación de los diferentes grupos del fitoplancton.

El efecto empaquetamiento es una variable que “allana” el espectro del  $a_{ph}^*(\lambda)$  debido a que este material biológico no está disuelto en el agua, sino que está contenido en partículas (Duysens, 1956). Este efecto depende del tamaño y del coeficiente de absorción de la materia que forma la célula (Babin et al., 1993; Bricaud et al., 2004). Este efecto es más extremo en células altamente pigmentadas debido a la atenuación de moléculas alrededor del pigmento. Por ello se espera un efecto empaquetamiento relativamente alto en aguas que contienen mayoritariamente microfitoplancton ( $> 20 \mu\text{m}$ ), y bajo en aguas con predominancia de picofitoplancton ( $< 2 \mu\text{m}$ ). Bricaud et al. (2004) llevaron a cabo un análisis que demuestra que en la mayoría de las situaciones que ellos estudiaron la causa dominante de las desviaciones en la relación de la media de  $a_{ph}$  versus clorofila  $a$  total es el tamaño de la estructura de las poblaciones de algas, en vez de la composición del pigmento. También documentaron errores potenciales que se cometen con el método de la membrana filtrante debidos a la eliminación, con el lavado de metanol caliente, de compuestos que no son pigmentos.

Algunos modelos que estiman la productividad primaria en los océanos están basados en

las características ópticas del fitoplancton (Platt y Sathyendranath, 1998). Estos dependen de la absorción *in vivo* que usualmente está expresada en función de la clorofila *a*, (coeficiente de absorción específico de la clorofila *a*,  $a^*(\lambda)$ ). Aunque en gran parte  $a^*(\lambda)$  ha sido asumido como constante, se han llevado a cabo esfuerzos significativos para describir variaciones como función de la concentración de la clorofila *a* (Bricaud et al., 1995; Bricaud et al.1998; Cleveland, 1995) lo cual podría ser útil en el perfeccionamiento de modelos de productividad primaria basados en imágenes de satélite. Estudios de campo y laboratorio muestran que la variabilidad de  $a^*(\lambda)$  es debida a cambios en la composición pigmentaria celular y/o al efecto de empaquetamiento del pigmento.

Una importante fuente de variabilidad en las propiedades eco-fisiológicas del fitoplancton es el ciclo circadiano de irradiancia, el cual produce variaciones en la biomasa, parámetros fotosintéticos, división celular, contenido del pigmento y en la asimilación de nutrientes (Prezelin, 1992). Experimentos de laboratorio han demostrado que las propiedades ópticas de algunas especies fitoplanctónicas están sujetas a cambios circadianos. También, Stramski et al. (1995) presentan un informe donde muestra que se dan mínimos en las propiedades ópticas cerca del amanecer y máximos cerca del atardecer para *Synechococcus*.

#### 1.4.-Espectros de absorción y pigmentos del fitoplancton

Como apunta Fessenden y Fessenden (1983), la espectrometría de absorción estudia la absorción de energía por la materia en forma de radiaciones electromagnéticas. Algunas sustancias dejan pasar la mayor parte de las radiaciones, mientras que otras presentan un carácter selectivo respecto a ciertas longitudes de onda. La energía absorbida por una molécula en forma de radiación visible o ultravioleta es utilizada para desplazar un electrón a un nivel superior en su configuración electrónica.

Los pigmentos contenidos en las células del fitoplancton absorben en el espectro visible. El espectro visible se extiende aproximadamente desde 400 nm (violeta) hasta 750 nm (rojo), mientras que el ultravioleta abarca el intervalo 100-400 nm.

La representación gráfica de la absorción de radiación por parte de una muestra medida a varias longitudes de onda, da un espectro tal y como se muestra en la Figura 3.

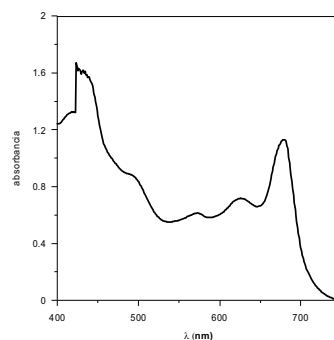


Figura 3: Espectro de absorción.

La longitud de onda de una absorción se especifica como  $\lambda_{\max}$  es decir, la longitud de onda del punto máximo de la curva. La muestra anterior presenta máximos a 430 y 660 nm.

La absorción de energía se indica como absorbancia, magnitud que se define mediante la ecuación:

$$A = \log \frac{I_0}{I}$$

Donde:

A= absorbancia

$I_0$ = intensidad del haz de referencia

I= intensidad del haz de la muestra

La absorbancia de un compuesto a una longitud de onda en particular aumenta al aumentar el número de moléculas que sufren la transición. En consecuencia, la absorbancia depende de la estructura electrónica del compuesto, de la concentración de la muestra y de la longitud de onda empleada.

Centrándonos en el fitoplancton, su espectro de absorción sería la fracción de luz eliminada del haz de luz debido a la absorción de los pigmentos por unidad de distancia (Lynch et al., 2007). El fitoplancton usa una gran variedad de pigmentos que captan la luz con el propósito de llevar a cabo la fotosíntesis.

### **Pigmentos fotosintéticos**

Entre los pigmentos que absorben la luz y la transfieren a los denominados **centros de reacción** distinguimos dos clases principales (Universidad de Huelva, 2009):

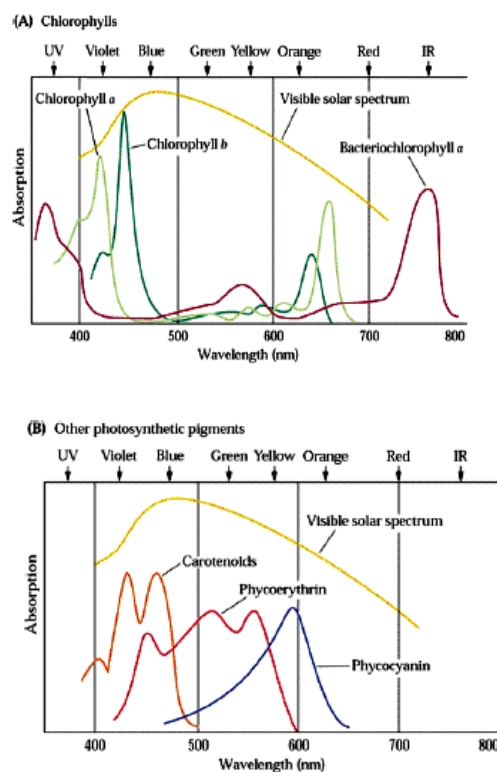
- Los pigmentos primarios:           Clorofilas
  
- Los pigmentos secundarios:       Carotenoides:    Carotenos  
  Xantofilas  
  Biliproteínas:  Ficocianina  
  Ficoeritrina

Las **clorofilas** son los pigmentos más importantes que absorben luz. Son pigmentos verdes con un sistema de cuatro heterociclos de cinco vértices que rodean a un átomo de Mg, coordinado por los cuatro nitrógenos internos de los heterociclos. El grupo carboxílico del cuarto heterociclo está esterificado por una larga cadena lateral del isoprenoide fitol. Los distintos sustituyentes de estos anillos dan lugar a los diferentes tipos de clorofilas. Las plantas superiores y algas clorofíceas contienen clorofila *a* y *b*, las cianobacterias solo clorofila *a*, otras algas contienen además de la clorofila *a*, clorofila *c* y *d*. Las bacterias tienen clorofilas especiales denominadas bacterioclorofila.

Los **pigmentos accesorios** o secundarios extienden el rango de luz absorbida a otras zonas

del espectro electromagnético, como puede observarse en el espectro de absorción de los pigmentos fotosintéticos (Figura 4). Los principales carotenos ( $\alpha$ -caroteno,  $\beta$ -caroteno) y xantofilas (luteína y zeaxantina), así como la fucoxantina (un carotenoide abundante en algas pardas), tienen sistemas de dobles enlaces conjugados responsables de la alta capacidad de absorción de luz por estas moléculas. Los carotenoides, además de su papel como moléculas colectoras de luz, tienen un importante papel como antioxidantes al evitar mediante interacciones electrónicas la asociación de las moléculas de clorofila excitadas con el oxígeno, lo que puede provocar la producción de formas muy reactivas de oxígeno. De igual modo las ficocianobilinas (azul) y ficoeritrobilinas (roja), unas moléculas tetrapirrólicas lineales, son capaces de absorber luz en zonas del espectro donde no absorben las clorofilas. Estos pigmentos son abundantes en algas rojas y cianobacterias.

La clorofila *a* y *b* pueden distinguirse por su absorción máxima a 440 y 675 nm para la *a* y a 470 y 650 nm para la *b*. La clorofila *c* representa una mezcla de distintos componentes clorofila *c1*, clorofila *c2* y clorofila *c3* con máxima absorción a 461, 583 y 664 nm, respectivamente. Los carotenoides representan más de cien diferentes pigmentos que absorben comúnmente entre 450 y 550 nm, mientras que las ficobiliproteínas principalmente absorben entre 480 y 600 nm.



**Figura 4:** a) Espectro de absorción de clorofilas, b) ficobiliproteínas y carotenoides. (Universidad Autónoma de Madrid, 2009)

Como ya comentamos anteriormente, diferentes especies de fitoplancton contienen estos pigmentos en diferentes proporciones, y de ese modo la identificación del fitoplancton en base a su espectro de absorción depende de la composición de pigmentos de sus células. La composición del pigmento en los cloroplastos proporciona un medio para clasificar el grupo de algas. Por ejemplo, los cloroplastos coloreados de las diatomeas (Bacillariophyta) son usualmente amarillo-marrón debido a las xantofilas, mientras que, los colores azul-verde (cianofitas) son variables, en un rango que va desde el azul-verde al rojo debido a las ficobiliproteínas, ficoeritrinas (rojo) y ficocianinas (azul).

Como se detalla en Perry y Darling (2003) el fitoplancton, otras partículas y la materia orgánica disuelta cromofórica son susceptibles a los sensores ópticos radiométricos porque absorben, dispersan, atenúan y fluorescen la luz con características de patrones (modelos) ópticos. El fitoplancton, como organismo fotosintético, absorbe radiaciones electromagnéticas predominantemente en la banda del azul, azul-verde y el rojo del espectro visible, con un coeficiente de absorción determinado por la composición del pigmento. Como partículas que son, el fitoplancton dispersa la luz. La forma de dispersión del espectro es dependiente del tamaño del fitoplancton, composición y espectro de absorción. Otras partículas orgánicas no-algales, como las bacterias y los detritus, son relativamente absorbentes débiles con su absorción máxima en el UV. De forma similar al fitoplancton, la forma de dispersión del espectro es dependiente de la distribución de su tamaño. Los sedimentos suspendidos generalmente dispersan más que absorben, aunque se ha observado una fuerte absorción en sedimentos minerales, particularmente en minerales ricos en hierro.

En la Tabla 2 se muestran los pigmentos contenidos en el fitoplancton. Muchos de ellos se utilizan como marcadores taxonómicos, por ejemplo, las fucoxantinas para diatomeas.

	Chlorophyll a	Div-chl a	Chlorophyll b	div-chl b	Chlorophyll c 1c2	Chlorophyll c 3	Alloxanthin	Antheraxanthin	$\beta$ -Carotene	Canthaxanthin	Diadinoxanthin	Diatxanthin	Echinenone	But-Fucoxanthin	Fucoxanthin	Hex-Fucoxanthin	Gyroxanthin	Lutein
Chlorophytes	x		x				x	x										x
Chrysophytes	x				x	x			x		x	x		x	x			
Cryptophytes	x				x		x		x									
Cyanobacteria (Pelagic)	x							x	x									
Cyanobacteria (benthic)	x							x	x	x			x					
Diatoms	x				x				x		x	x			x			
Dinoflagellates	x				x				x		x	x						
Euglenophytes	x		x					x	x		x	x						
Eustigmatophytes	x								x									
Prymnesiophytes (Haptophyta)	x				x				x		x	x		x	x	x		
Pelagophytes	x				x				x		x	x		x	x			
Prasinophytes	x		x						x									x
Prochlorophytes		x		x					x									
Raphidophytes	x				x				x		x	x			x			
<i>Karenia</i>	x				x	x					x	x		x	x	x	x	

**Tabla 2:** Fotopigmentos en grupos de fitoplancton determinados con HPLC (Paerl et al., 2003).



### 1.4.1.- Derivación de espectros

En la década de los 50, se introdujo la técnica de espectrofotometría derivada, para solucionar aquellos sistemas en que diferentes analitos absorben en zonas cercanas, con la finalidad de obtener la estructura fina de las bandas espectrales. Esta técnica consiste en la representación gráfica del cociente diferencial  $dA/d\lambda$  para la primera derivada,  $d^2A/d\lambda^2$  para la segunda derivada, etc., en un intervalo determinado de longitud de onda. Más adelante en la década de los 80, la espectrofotometría derivada intensificó su uso, con la introducción de la diferenciación electrónica. La modalidad digital tuvo un mayor desarrollo, el cual consiste en utilizar los datos del espectro de absorción, almacenándolos en la memoria del microprocesador o en un computador en línea, para luego obtener las diferentes derivadas del espectro. Los espectros de orden cero son transformados en datos mediante un convertidor analógico digital, luego con un software son derivados, los cuales son transformados en un gráfico por un convertidor digital analógico (Toral et al., 2008).

En espectrofotometría derivada se mantienen todas las leyes de la espectrofotometría clásica, por ejemplo, la dependencia del valor derivado con la concentración de analito (Toral et al., 2008).

Diferenciando la ley de Bourguer-Lambert-beer con respecto a la longitud de onda (Universidad Nacional de Colombia, 2009) se obtiene:

$$A = \epsilon b C \quad \text{Ley de Bourguer-Lambert-Beer: derivada de orden cero}$$

$$dA / d\lambda = b C d\epsilon / d\lambda \quad \text{primera derivada o derivada de orden uno.}$$

$$d^2A / d\lambda^2 = b C d^2\epsilon / d\lambda^2 \quad \text{Segunda derivada o derivada de orden dos.}$$

$$d^n A / d\lambda^n = b C d^n \epsilon / d\lambda^n \quad \text{Enésima derivada o de orden n.}$$

Las expresiones anteriores muestran que las derivadas  $d^n A / d\lambda^n$  son siempre proporcionales a la concentración y las aplicaciones analíticas cuantitativas están basadas en este hecho.

Si se toma la ley de Bourguer-Lambert-Beer en función de la intensidad de luz:  $I = I_0 e^{-\epsilon b C}$  y se deriva respecto a la longitud de onda, teniendo en cuenta que  $I$  y  $\epsilon$  son función de  $\lambda$ , y  $b$ ,  $C$  e  $I_0$  son constantes, entonces:

$$\text{Primera derivada: } I (dI / d\lambda) = - (b C (d\epsilon / d\lambda) e^{-\epsilon b C}) I_0$$

$$\text{Segunda derivada: } I (d^2 I / d\lambda^2) = (b^2 C^2 (d\epsilon / d\lambda)^2 e^{-\epsilon b C} - b C (d^2 \epsilon / d\lambda^2) e^{-\epsilon b C}) I_0$$

Estas expresiones comparadas con las derivadas de la absorbancia,  $A$ , con respecto a  $\lambda$  son más complicadas pero muestran importantes correlaciones con mayor claridad.

La espectroscopía de derivadas es una técnica simple y poderosa que permite resaltar las estructuras finas de las curvas espectrales.

La **primera derivada**  $dA / d\lambda$  representa la pendiente de cada punto de la banda de absorción y  $dA / d\lambda$  será igual a cero ( $dA / d\lambda = 0$ ) en el máximo de la banda de absorción, obteniéndose con gran exactitud el valor de la longitud de onda de máxima absorción. La forma característica de la primera derivada de una curva gaussiana es un máximo seguido por un mínimo. Si la banda de absorción no se puede asimilar a una curva gaussiana, entonces la primera derivada no tendrá un cruce en 0. Sin embargo la forma característica de la primera derivada se mantiene, y el máximo del espectro se encuentra en el punto de inflexión de la región de pendiente negativa de la primera derivada.

Para la **segunda derivada** los valores de  $d^2A / d\lambda^2$  son cero en los puntos de inflexión de la banda de absorción, según las reglas de la diferenciación, y en la posición de  $\lambda_{\text{máxima}}$  se obtiene, para la segunda derivada, un valor mínimo que también permite establecer con gran exactitud el máximo de absorción del espectro. En la segunda derivada se presenta un fuerte mínimo en el punto en donde haya un punto crítico con concavidad negativa. En un espectro compuesto, los puntos de máxima curvatura negativa, o mínimos, frecuentemente coinciden con el máximo de las bandas simples de los componentes.

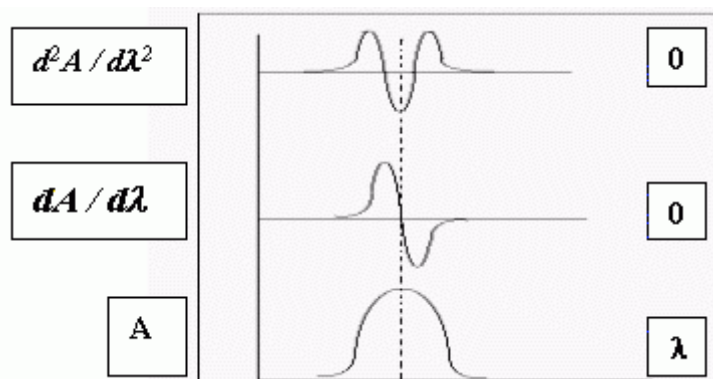


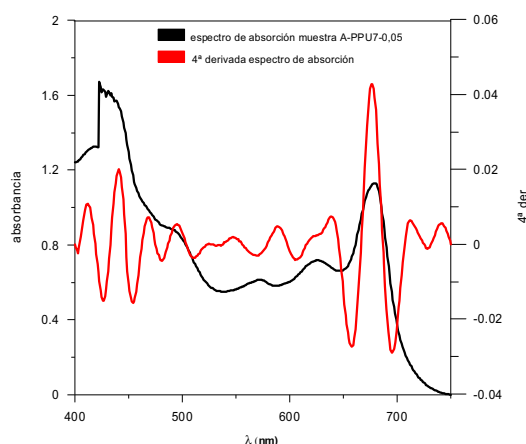
Figura 5: Espectro de absorción y 1ª y 2ª derivadas.  
(Universidad Nacional de Colombia, 2009)

Suponiendo que el espectro de una sustancia consiste de una sola banda simétrica, gaussiana, se establece entonces, que el máximo de absorción o  $\lambda_{\text{máxima}}$  corresponde con el punto de cruce en cero para la primera derivada y con el punto mínimo para la segunda derivada como puede verse en la figura 5. Sin embargo para muchas sustancias esta suposición no se cumple ya que sus espectros, en general, consisten de bandas anchas constituidas por varias bandas superpuestas, en estos casos los mínimos de la segunda derivada o los puntos de inflexión de la primera derivada permiten establecer los máximos de absorción del espectro.

Como  $dA / d\lambda$  y  $d^2A / d\lambda^2$  son muy sensibles a cualquier cambio de la pendiente de la curva de absorción, resultan ser muy útiles para el estudio de hombros y bandas de absorción superpuestas, particularmente en el análisis y determinación de estructuras de las sustancias.

La **tercera derivada** de una banda sencilla se caracteriza por un fuerte mínimo seguido por un fuerte máximo, con el cruce en cero coincidente con el máximo de la banda. Al igual que en el caso de la primera derivada si el espectro no se puede asimilar a una única banda gaussiana, no se presenta un punto de cruce por cero y el valor de  $\lambda_{m\acute{a}x}$  se encuentra en el punto de inflexión de la región de pendiente positiva de la derivada.

La única característica esencial de la **cuarta derivada** es un fuerte máximo central en la posición del máximo de la banda de absorción. En la Figura 6 se muestra el espectro de absorción normal para una muestra y la 4ª derivada de este espectro. En este gráfico podemos observar como en la 4ª derivada del espectro (línea roja) se aprecia con mayor resolución los máximos de absorbancia que se producen y que no quedan tan claros en el espectro normal.



**Figura 6:** Espectro de absorción de una muestra y 4ª derivada del espectro.

Se podría asimilar el proceso de derivación de un espectro al de un filtro, que permite observar cambios en pequeños intervalos de longitud de onda y por lo tanto realza la estructura del mismo obteniéndose una mejor discriminación de sus detalles. Aunque esta técnica no proporciona nueva información, re-arregla los datos de tal forma que éstos resultan más significativos. Sin embargo, la realización del proceso tiene una limitación que consiste en la reducción de la relación Señal/Ruido (S/N), por lo que se usa especialmente para espectros de soluciones líquidas en donde S/N es alto pero se carece de estructura.

La espectroscopía de derivadas ofrece dos ventajas importantes:

- 1) aumento en la resolución;
- 2) discriminación en favor de las estructuras finas del espectro.

El aumento en la resolución permite que pueda usarse para resolver bandas que estén demasiado cerca para ser resueltas en el espectro de absorción normal.

La resolución aumenta con el orden de la derivada  $n$  y este aumento depende de la forma de

la banda y de la relación entre el ancho de banda y su altura, por lo tanto, la espectroscopía de derivadas puede usarse para resolver espectros de diferentes componentes químicos cuyas bandas se sobrepone en el espectro normal. La derivada del espectro es una mejor huella que el espectro normal debido al aumento en la resolución.

Generalmente se utilizan dos métodos para obtener los espectros derivados: modulación de la longitud de onda y diferenciación electrónica. Las derivadas son obtenidas digitalmente por cálculo a partir de los datos experimentales. El proceso de derivación introduce dos nuevos parámetros, el orden del espectro a utilizar y, el intervalo de longitudes de onda,  $\Delta\lambda$ , con el cual se calcula la derivada.

Para hacer el cálculo de la derivada debe tenerse en cuenta lo siguiente: el ruido aunque sea pequeño tiene las características más agudas del espectro y por lo tanto dominará la derivada exacta a medida que aumenta el orden de la derivada. Se puede obviar esta disminución de S/N promediando el cálculo de la derivada en una región de longitudes de onda,  $\Delta\lambda$ , grande comparada con la estructura del ruido, sin embargo a medida que aumenta el intervalo de longitudes de onda, la derivada presenta más distorsión. Las expresiones para el cálculo de la derivada mediante diferencias finitas son:

$$(dA/d\lambda) \approx D' = \Delta A / \Delta\lambda = (A_{(\lambda + \Delta\lambda/2)} - A_{(\lambda - \Delta\lambda/2)}) / \Delta\lambda$$

$$(d^2A/d\lambda^2) \approx D'' = \Delta D' / \Delta\lambda = (A_{(\lambda + \Delta\lambda)} - 2A(\lambda) + A_{(\lambda - \Delta\lambda)}) / (\Delta\lambda)^2$$

### 1.5.-Revisión bibliográfica de trabajos previos.

El análisis de pigmentos del fitoplancton se usa ampliamente en investigaciones marinas y de agua dulce. Desde 1950, la clorofila *a* se ha usado para estimar la biomasa algal en los océanos (Richards y Thompson, 1952). Normalmente se usan tres métodos diferentes para caracterizar taxonómicamente las muestras de fitoplancton: la cromatografía líquida (HPLC) (Wright et al., 1991), la citometría de flujo (Phinney y Cucci, 1989), y la microscopía (Lund et al., 1958). En la citometría de flujo, se analiza y se cuenta células sencillas en una muestra de agua. El análisis de citometría de flujo está basado en la dispersión de la luz por las células y la fluorescencia de las clorofilas y las ficobilinas. Sin embargo, las ficobilinas sólo están presentes en dos clases de fitoplancton. Esto limita la clasificación taxonómica por citometría de flujo a tres grupos principales, cianofitas, clorofitas y “el resto”. La mejor diferenciación taxonómica aún se realiza usando la microscopía invertida clásica. Estos métodos consumen tiempo y requieren las habilidades técnicas apropiadas. El HPLC es el único método, de los tres, que está solamente basado en los constituyentes químicos de la muestra.

Los métodos de la separación HPLC han recibido mucha atención desde los años 1980 (Jeffrey et al., 1999). El HPLC tienen la posibilidad de analizar e identificar el conjunto entero de pigmentos que están presentes en una muestra de fitoplancton, incluso las clorofilas, los derivados de la clorofila, sus productos de degradación y los carotenoides. Algunos carotenoides pueden servir como pigmentos marcadores, asociados con clases específicas de fitoplancton (Rowan et al., 1989). Algunos de los pigmentos son únicos a

ciertas clases de fitoplancton, pero otros se encuentran en varias clases, esto complica el análisis de los resultados. Una dificultad adicional es que la composición del pigmento varía dentro de una especie de fitoplancton de forma diferente dependiendo de las especies (Jeffrey, 1997) y de las condiciones de luz (SooHoo et al., 1986).

Autores como Millán-Núñez et al. (2004), estudian la comunidad del fitoplancton estimada mediante HPLC, otros como Ediger et al. (2006) determinan los pigmentos por HPLC y los comparan con los recuentos con microscopio, llegando a la conclusión que los pigmentos por HPLC pueden ser usados para cuantificar el fitoplancton. Wright et al (1996) y Bel Hassen et al. (2008) utilizan datos de pigmentos determinados por HPLC para estimar la abundancia de las clases de fitoplancton, para ello utiliza un software, CHEMTAX, donde los datos que se introducen son los ratios de clorofila *a* y pigmentos marcadores de cada clase.

Algunas publicaciones consultadas cuyos autores utilizan la técnica de citometría de flujo en sus investigaciones, para determinar el fitoplancton son: Balfourt et al. (1992), Peperzak et al. (2000), Bec et al. (2005), este último con el fin de distinguir entre picoeucariotas y picocianobacterias.

Las propiedades ópticas del fitoplancton son utilizadas también por muchos investigadores para determinar la biomasa fitoplanctónica, (Millán-Núñez et al. (2004), Bricaud et al. (2004), Mercado et al. (2006), Barocio-León et al. (2006), Le et al. (2008)). Estos autores en sus investigaciones determinan el espectro de absorción, a partir del cual calculan el coeficiente de absorción específico ( $aph^*$ ). Con este coeficiente se pueden establecer comparaciones entre una mayor o menor absorción entre distintas zonas. Además de determinar el  $aph^*$  suelen analizar los pigmentos por HPLC o determinar la composición fitoplanctónica, por citometría de flujo o con el microscopio. Por ejemplo, Toepel et al. (2005) realiza el estudio de la estructura del fitoplancton combinando citometría de flujo y espectroscopía, y además calcula el coeficiente de absorción específico de la clorofila *a* al nivel de taxon.

Stuart et al. (2004) y Ficek et al. (2004) utilizan para el estudio de las propiedades del fitoplancton, la altura del pico de las bandas Gaussianas en determinadas regiones del espectro (regiones azul/roja, azul/verde del espectro).

Moberg et al. (2002) utiliza las densidades ópticas obtenidas en el espectro de absorción del visible para determinar las abundancias relativas del fitoplancton. Es el único autor, que se ha encontrado en la revisión bibliográfica, que trabaja directamente con las densidades ópticas del espectro y no con los coeficientes de absorción como la mayoría de los autores consultados.

En muchos de los artículos consultados se determina el contenido de pigmentos por HPLC, y se amplía la información de la composición fitoplanctónica, mediante citometría de flujo o recuentos al microscopio. Cuando en la investigación se determinan las propiedades ópticas del fitoplancton, también se suele determinar la composición del fitoplancton por recuentos al microscopio o el contenido en pigmentos por HPLC.

## 1.6.-Objetivos

Sin pretender sustituir a los recuentos con el microscopio sino complementarlos el objetivo general de este trabajo es establecer modelos estadísticos que nos permitan relacionar comunidad fitoplanctónica y espectro de absorción. Para ello se plantean unos objetivos específicos, como son:

- Determinación y estudio de la salinidad, clorofila *a* y composición fitoplanctónica a nivel de clases (diatomeas, clorofíceas, criptofíceas, prasinofíceas, primnesiales, dinoflagelados, cianobacterias coloniales y el género *Synechococcus*), en muestras de agua de plumas continentales y estuarios.
- Determinación del espectro de absorción de las muestras de agua tomadas en las plumas y estuarios, en el rango del visible.
- Interpretación del espectro de absorción tras realizar la 4ª derivada del mismo e identificar picos de máxima absorción.
- Determinación de los coeficientes de absorción del fitoplancton ( $a_{ph}(\lambda)$ ) y coeficientes de absorción específicos de la clorofila *a* ( $a_{ph}^*(\lambda)$ ).
- Establecimiento de los modelos estadísticos que permitan realizar una estimación cuantitativa del número de células fitoplanctónicas por clases (diatomeas, clorofíceas, criptofíceas, crisofíceas, prasinofíceas, primnesiales, dinoflagelados, cianobacterias coloniales y el género *Synechococcus*) presentes en las muestras de agua.

# CAPÍTULO 2

## MATERIAL Y MÉTODOS

### 2.1.- Área de Estudio

El presente estudio se ha llevado a cabo en cinco zonas de la costa este de la Península Ibérica (Figura 7), todas ellas con altos gradientes de salinidad.

Tres de las zonas son ecosistemas marinos muy influidos por aguas continentales, corresponden a las denominadas plumas o penachos continentales formadas cuando las aguas dulces/salobres de los sistemas continentales desembocan en el mar Mediterráneo. Estas tres zonas se denominan: pluma de la Albufera de Valencia, pluma del marjal de Almenara y pluma del Estany de Cullera. Las otras dos zonas son ecosistemas continentales muy influidos por aguas marinas, son las denominadas zonas de transición, y corresponden a la desembocadura del Júcar y al Estany Gran de Cullera.

Así, sobre estos cinco sistemas influirán tanto las aguas continentales como las del mar Mediterráneo.



Figura 7: Ubicación de las 5 zonas de muestreo.

### **2.1.1.- Albufera de Valencia**

La Albufera de Valencia es una laguna somera e hipereutrófica localizada a unos 15 kilómetros al sur de Valencia. Esta laguna es un antiguo golfo cerrado por un cordón costero alimentado por aguas dulces de arroyos, canales y surgencias (ullals). La laguna fue más extensa en el pasado, pero la contribución de los sedimentos y los campos de arroz han reducido su superficie. Ahora su superficie es de 2800 hectáreas. Aproximadamente 189 millones de metros cúbicos de agua llegan anualmente a la laguna, de los cuales una décima parte aproximadamente se pierden por evaporación, mientras que un volumen de 170 millones de metros cúbicos llega al mar por sus tres salidas. El lago se comunica con el mar a través de tres canales, o golas (El Pujol, El Perellonet y El Perello), en cuya desembocadura hay instaladas unas compuertas que, al ser reguladas por la Junta de Desagües, modifican el nivel general de las aguas del lago y permiten la inundación de las aproximadamente 18000 hectáreas de terrenos limítrofes que se dedican al cultivo del arroz.

La Albufera tiene, hoy en día, todas las características de un sistema hipereutrófico extremo (Urchegui y Olaiz, 2007):

- a) Aguas muy poco profundas (0,5-1 m), no estratificadas, de forma que los sedimentos y los nutrientes que contienen pueden ser resuspendidos fácilmente en el agua por la acción del frecuente viento.
- b) Abundancia de fitoplancton, especialmente de cianofíceas. La producción primaria es una de las máximas en un ecosistema acuático. Es decir, el exceso de nutrientes favorece un desarrollo desmedido de la materia vegetal fotosintetizadora.
- c) Algas y peces están sometidos a grandes crecimientos y a grandes mortalidades.
- d) Los ciclos de oxígeno y de nutrientes están desequilibrados.

### **2.1.2.- Estany Gran de Cullera**

L'Estany Gran es una zona húmeda costera, de morfología lacustre, donde se mezclan las aguas marinas y continentales de forma variable en el tiempo y en el espacio (en función de diversos factores como época del año, nivel de antropización, intrusión marina, aportaciones continentales, etc).

El Estany de Cullera (longitud 2400 m, anchura 35-175 m, profundidad 0,8-7 m) se localiza al sur de Valencia y sus aguas fluyen al mar Mediterráneo. Hace tiempo el Estany de Cullera era una pequeña laguna en la cual la única comunicación con el mar se producía durante las épocas de avenidas, pero en los años 80 se abrió una salida del agua hacia el mar. Actualmente, sus aguas suelen ser salinas o salobres, excepto una pequeña capa de agua dulce que proviene de los excedentes de los cultivos de arroz. En verano suele existir periodos de anoxia en las aguas más profundas del Estany.



El Estany es en la actualidad el remate de una cuenca fluvial que recoge todas las escorrentías de los marjales de la orilla derecha de la Ribera Baja del Júcar, las partidas arroceras del Algar de Corbera, Montaners y Nacla de Fortaleny. La cuenca drenada por el Estany abarca una superficie de unos 110 km<sup>2</sup> y el Estany limita al norte con el río Júcar, al sur con el Marjal de Tavernes, al oeste con las montañas de Murta y Cavall Bernat y al este con el mar.

El Estany recibe aportaciones de agua dulce de la red de acequias que recogen el agua sobrante de los arrozales de la zona húmeda y excesos de agua de los barrancos de la Sierra de La Murta y de Cavall Bernat, mas alimentación de agua dulce por los “ullals” en la zona sur de lago principalmente. También recibe aguas directamente de la capa freática en algunos puntos. Cuando hay escasez hídrica hay entrada de agua de mar. El caudal que aportan las fuentes continentales de alimentación hídrica, la climatología o la época de año, hace variar considerablemente la salinidad del agua del Estany y pasa de condiciones marinas a continentales en época de avenidas (Giner et al., 2003).

### **2.1.3.- Marjal de Almenara**

La marjal de Almenara ocupa 2000 hectáreas a lo largo de las tierras costeras de Castellón. Se encuentra situada entre los ríos Palancia y Belcaire, en el término municipal de Almenara (Castellón). Se trata de una franja de 4,29 hectáreas situada en el cordón litoral con una serie de lagunas denominadas de La Tayola. Sus aguas poseen baja salinidad, pues provienen de los acuíferos de las montañas de la Sierra de Espadán. Posee una elevada influencia agrícola. En este escenario existen grandes cantidades de materiales disueltos, que predominan frente a los particulados (CHJ, 2009).

En ella se encuentra la típica vegetación halófila de los marjales. Es un espacio de gran interés cultural y con una gran diversidad ambiental, siendo una zona representativa de las lagunas asociadas a marjales y un importante enclave de invernada de aves. Ha sido declarada como Zona Especial de Protección de Aves (ZEPA) en el año 2009 (Red Natura 2000, 2009).

Las principales agresiones a las que se ve sometida son la desecación de grandes áreas para el cultivo de arroz, la explotación intensiva que ha provocado problemas de intrusión salina, la extracción de áridos, la contaminación orgánica y química y la urbanización.

### **2.1.4.- Desembocadura del río Júcar**

El río Júcar finaliza en la bahía de Cullera (Valencia) en la costa mediterránea. Esta área de estudio tiene un clima templado con veranos secos, conocido como clima Termo-Mediterráneo seco (CSIC, 1995). La bahía de Cullera es uno de los destinos turísticos más populares de la costa mediterránea española. Esta localidad tiene una población permanente de 21547 habitantes (INE, 2009), pero en verano la población pasa a ser de 100000 habitantes con más de 400000 visitantes.

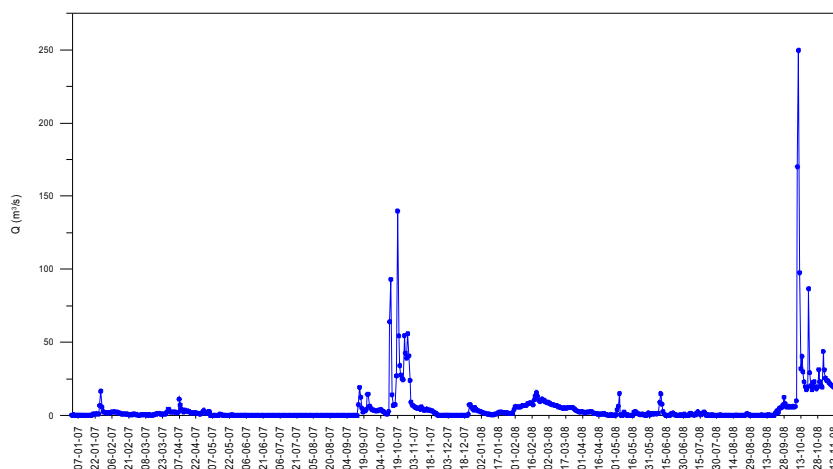
El río Júcar tiene aproximadamente 427,5 km de longitud y su cuenca tiene un área de

21578,5 km<sup>2</sup>. El último tramo del río es navegable y es el único puerto fluvial de la región de Valencia. Los recursos de agua disponible son principalmente usados para abastecimiento de la población, industria y riego de cultivos.

El río Júcar está muy influenciado por las actividades humanas. Los embalses construidos en el río modifican drásticamente el régimen del flujo natural del río. La estación de aforos de Cullera, localizada aproximadamente a 7,5 km de la boca del río (longitud 732619, latitud 4341460 en coordenadas UTM) registra caudales normalmente cercanos a 0 m<sup>3</sup>/s, excepto durante el periodo de lluvias (Figura 8). El azud de la Marquesa, localizado a 3 km aguas arriba de la boca del río (longitud 736075, latitud 4339958 en coordenadas UTM) previene la intrusión del agua de mar y la salinización subterránea de las tierras de cultivo.

Las aguas del río Júcar tienen altas concentraciones de nutrientes debido a la agricultura intensiva de la cuenca, al uso abundante de fertilizantes y pesticidas (González del Río, 1986; Cupul-Magaña et al., 2006).

Uno de los principales problemas observados en esta bahía es que durante el verano, prevalecen vientos del SE que conducen las aguas del río dentro de la bahía e incrementan el aporte de nutrientes lo cual agrava los procesos de eutrofización (González del Río, 1986; Sánchez-Arcilla et al., 2007).



**Figura 8:** Caudales del Júcar en la estación de aforo de Cullera en los años 2007 y 2008

### **2.1.5.-Mar Mediterráneo**

El mar Mediterráneo constituye un caso especial entre los grandes mares del mundo por las determinantes características del gran recinto semicerrado que posee. Éste tiene unos 3800 km de longitud y unos 900 km de anchura, con un volumen de  $3,7 \times 10^6 \text{ km}^3$ . Su profundidad media es de unos 1500 m, llegando hasta 3000 m en algunas llanuras abisales y a 5000 m en su fosa más profunda, según López Ruiz (2002).

Es un mar con déficit hídrico, de tal forma que la evaporación de sus aguas es cuantitativamente más importante que los aportes que recibe a través de los ríos tributarios. Este balance negativo, es la causa de la entrada de agua superficial a través del estrecho de Gibraltar procedente del Atlántico. Desde un punto de vista global el mar Mediterráneo es claramente oligotrófico, con una pérdida neta de nutrientes. En el Estrecho de Gibraltar se da un intercambio de aguas entre el Mediterráneo y el Atlántico. Las aguas del Mediterráneo son más salinas que las del Atlántico, por lo que debido a esta diferencia de densidad en el intercambio de aguas, el Mar Mediterráneo recibe las superficiales del Atlántico (pobres en nutrientes) y aporta al Océano aguas profundas (ricas en nutrientes) (Rodríguez,1982).

Las concentraciones de fosfato y nitrato se han ido incrementando en las aguas profundas de la cuenca oeste debido a un incremento en la agricultura y en las actividades industriales y urbanas durante los años 60. Las relaciones N/P son especiales en el Mediterráneo, en general son bastante más altas que la relación de Redfield, con grandes posibilidades de que el P sea el limitante en la producción primaria (Thingstad y Rassoulzadegan, 1995; Romero, 2004). Según Bethoux et al. (1992), la relación molar N/P en el Mediterráneo está entre 21-23, frente a 15 que suele encontrarse en la mayoría de los océanos. Algunos autores sugieren que la fijación de nitrógeno en aguas costeras o la precipitación selectiva de fosfato debido a la entrada de hierro por la arena del Sahara, podrían explicar esta limitación del fósforo (Bethoux et al., 1992; Thingstad y Rassoulzadegan, 1995; Vaultot et al., 1996; Thingstad et al., 1998).

La mayor parte de las costas del Levante español han sufrido un profundo deterioro que en gran parte se debe a un aporte excesivo de materia orgánica y nutrientes. Los problemas asociados a procesos eutróficos en el litoral han sido estudiados en muchos lugares del mundo desde hace mucho tiempo. La mayoría de los trabajos intentan descubrir la influencia de la contaminación en las comunidades de fitoplancton, como los estudios de Grzetic et al. (1991) en el Adriático centrándose en los problemas ocasionados en la columna de agua.

## **2.2.- Campañas de muestreo**

Se ha realizado varias campañas de muestreo durante los años 2007-2008 en las plumas de la Albufera de Valencia, del Estany de Cullera y en la pluma del marjal de Almenara. También se ha tomado muestras en las denominadas zonas de transición de la desembocadura del río Júcar y del Estany Gran de Cullera. Las fechas de las campañas de muestreo vienen definidas por la necesidad en la toma de muestras de otros proyectos,

aunque en muchas ocasiones se modificaban debido a factores como la existencia o no de agua dulce en las zonas de plumas, la existencia de un nivel de agua suficiente en la zona de transición del Estany que permitiera la entrada de la barca en el interior del lago, y también se modificaban por las condiciones meteorológicas y marítimas que impedirían la salida para efectuar el muestreo.

Las fechas en las que se realizaron los muestreos fueron:

1. Pluma de Albufera de Valencia; 21/05/2008 y 15/07/2008
2. Pluma de Almenara; 27/02/2008 y 13/03/2008
3. Pluma del Estany de Cullera; 6/05/2008 y 20/05/2008
4. Transición del Júcar; 8/11/2007, 12/02/2008 y 14/05/2008
5. Transición del Estany de Cullera; 8/11/2007, 9/04/2008 y 13/05/2008

En las 3 primeras zonas, correspondientes a las plumas continentales, y en cada campaña se han escogido diferentes estaciones de muestreo, en función de la salida o no de agua dulce del Marjal de Almenara, la Albufera de Valencia o el Estany de Cullera. Se ha intentado abarcar la extensión del gradiente salino, desde la zona de menor salinidad (mayor influencia continental), a la situada fuera (en la medida de lo posible) de la influencia continental. Para ello, los muestreos comenzaron en la zona de mayor influencia continental, y las siguientes estaciones de muestreo se fueron escogiendo a partir de una previa toma de muestras superficiales y medida de la conductividad y de la temperatura *in situ*, con un Conductímetro Knick 911, para determinar la ubicación de la pluma. Por ello, la situación de las estaciones de muestreo en cada campaña varió en función de la ubicación de la pluma. En cada una de las estaciones seleccionadas se medía las coordenadas geográficas mediante un Posicionador GPS Magellan Nav 5000 y la profundidad de la columna de agua con una ecosonda de mano.

Por el contrario, en las 2 zonas de transición se han situado estaciones de muestreo fijas. En el estuario del Júcar se fijaron tres estaciones desde el azud hasta la desembocadura, y en el Estany de Cullera una en la parte central (y más profunda) del sistema continental.

### **2.2.1-Toma de muestras**

Las diferencias existentes entre las plumas continentales y los ecosistemas de transición, respecto a la ubicación en profundidad del gradiente salino, implican que sea necesario llevar a cabo una metodología distinta para la recogida de muestras.

En las plumas continentales de nuestro litoral, el gradiente salino se sitúa como máximo en el primer metro de la columna de agua, debido a los bajos caudales continentales vertidos que implican que el agua dulce ocupe solamente los centímetros más superficiales. En estudios previos realizados por nuestro equipo de trabajo se ha podido comprobar esta afirmación, no habiendo encontrado haloclinas situadas a mayor profundidad de 1 metro (Romero, 2004; Falco et al., 2006; Hermosilla, 2006; Romero et al., 2006; Romero et al., 2007). Por ello, nos interesa estudiar exclusivamente el primer metro de agua superficial en el caso de las plumas continentales.

Sin embargo, en los dos ecosistemas de transición objeto de estudio, el gradiente salino

puede situarse a cualquier profundidad, en función del caudal de agua dulce vertido. En estos dos ecosistemas, la inexistencia de una barrera física que impida la entrada de agua de mar, da lugar a que en el interior de éstos encontremos agua salina en el fondo y agua dulce o salobre en superficie. En estudios previos realizados por nuestro grupo de trabajo se ha observado que la haloclina se situará a mayor o menor profundidad en función del caudal de agua dulce vertido (Sierra et al., 2002; Romero et al., 2007). En el caso del Estany de Cullera, a esto hay que sumarle la problemática de la anoxia que suele encontrarse en las capas más profundas en algunos momentos del año (Martí, 2007), capas de agua que también son objeto de estudio.

Por lo tanto, en las zonas de transición nos interesa estudiar casi toda la columna de agua. Así, para poder definir las profundidades de muestreo, en cada campaña de muestreo se realizan previamente perfiles verticales con una sonda multiparamétrica (CTD y/o TURO) en los que se determina la salinidad y el oxígeno disuelto a diferentes profundidades. Así, una vez localizada la haloclina y la oxiclina (si es el caso), se fijan las profundidades a muestrear, intentando en todo caso recoger muestras por encima, en y por debajo de la haloclina y de la oxiclina (si existe).

Así, en los muestreos realizados para este estudio se utilizan dos dispositivos de muestreo diferentes, SWAS y SWIS, recogiendo en total entre todos los muestreos realizados 480 muestras.

La toma de muestras a las profundidades de 0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75 y 1,00 metros, se realizó con un dispositivo que nos permitió tener la alta precisión en la capa superficial que deseábamos. Este dispositivo denominado SWAS (Superficial Water Sampler) fue desarrollado por Jean Jaques Naudin del Laboratorio Aragón de Banyuls (Naudin et al., 2001) y se ha modificado conjuntamente entre el Laboratorio de Tecnologías del Medio Ambiente de la UPV y el LIM de la Universidad Politécnica de Cataluña (Romero, 2004; Mösso et al., 2008).

El SWAS consta de una lámina de poliuretano protegida por dos láminas de plexiglás, de 0,25 cm x 100 cm x 50 cm que se mantiene constantemente en contacto con la lámina de agua, flotando por encima de ella. Posee 8 orificios de 8 mm de diámetro por los que se introducen 8 tubos de teflón PTFE® de diámetro interno 6 mm y externo 8 mm. Cada uno de estos tubos posee la longitud necesaria para muestrear a las diferentes profundidades deseadas mediante un sistema de vacío. El extremo de los tubos de teflón que está sumergido en el agua, está tapado con un pequeño tapón, y posee un orificio en la parte lateral para que el bombeo de agua no se realice por el extremo y así evitar remolinos y otro tipo de corrientes no deseadas. En la Figura 9 se observa un esquema de este dispositivo.

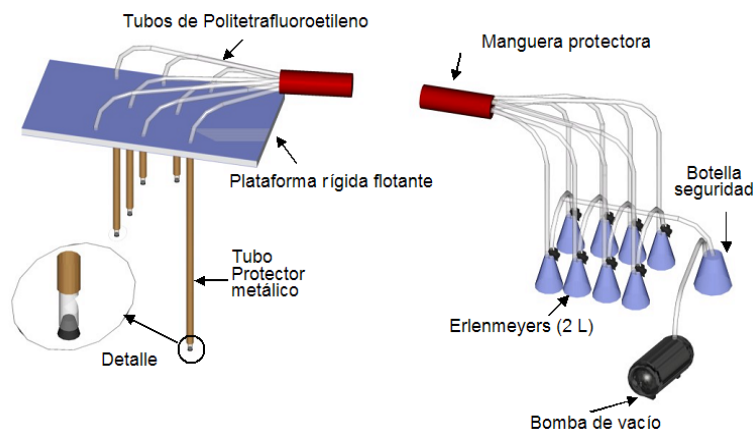


Figura 9: Dispositivo de muestreo SWAS.

La toma de muestras a profundidades intermedias se realizó con un dispositivo denominado SWIS (Salt-Wedge Interface System), que fue diseñado entre el Laboratorio de Tecnologías del Medio Ambiente de la UPV y el Laboratorio de Ingeniería Marítima de la UPC (Mösso et al., 2008). Este dispositivo, que va acoplado a una carcasa metálica rígida en la que se introduce una sonda multiparamétrica (TURO) nos permite un muestreo muy intensivo y detallado en la zona de la haloclina y de la oxiclina. Permite la recogida simultánea de 6 muestras de agua en las zonas de interfase (a +30, +20, +10, 0, -10 y -20 cm desde el punto de la interfase indicado por la medida de conductividad o del oxígeno disuelto del TURO). Consiste de 6 tubos de teflón PTFE® de diámetro interno 6 mm y externo 8 mm. Cada uno de estos tubos posee la longitud necesaria para muestrear a las diferentes profundidades deseadas mediante un sistema de vacío. El extremo de los tubos de teflón que está sumergido en el agua, está tapado con un pequeño tapón, y posee un orificio en la parte lateral para que el bombeo de agua no se realice por el extremo y así evitar remolinos y otro tipo de corrientes no deseadas. En la Figura 10 se observa un esquema de este dispositivo.

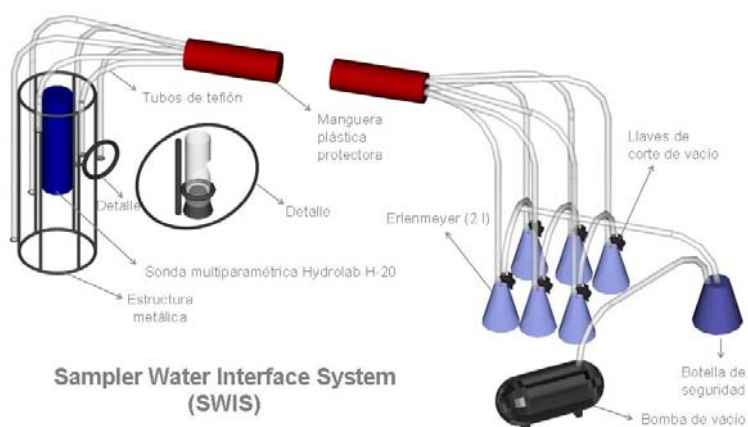


Figura 10: Dispositivo de muestreo SWIS.

En el caso de las plumas continentales se recoge también muestras de agua a mayores profundidades, en función de la batimetría de la zona. En este caso la recogida de muestras se realiza con una manguera conectada a una bomba de vacío.

En las tablas y figuras siguientes (Tablas 3 a 14 y Figuras 11 a 18) se muestra la ubicación de las estaciones de muestreo en cada una de las zonas muestreadas:

a) Pluma de la Albufera

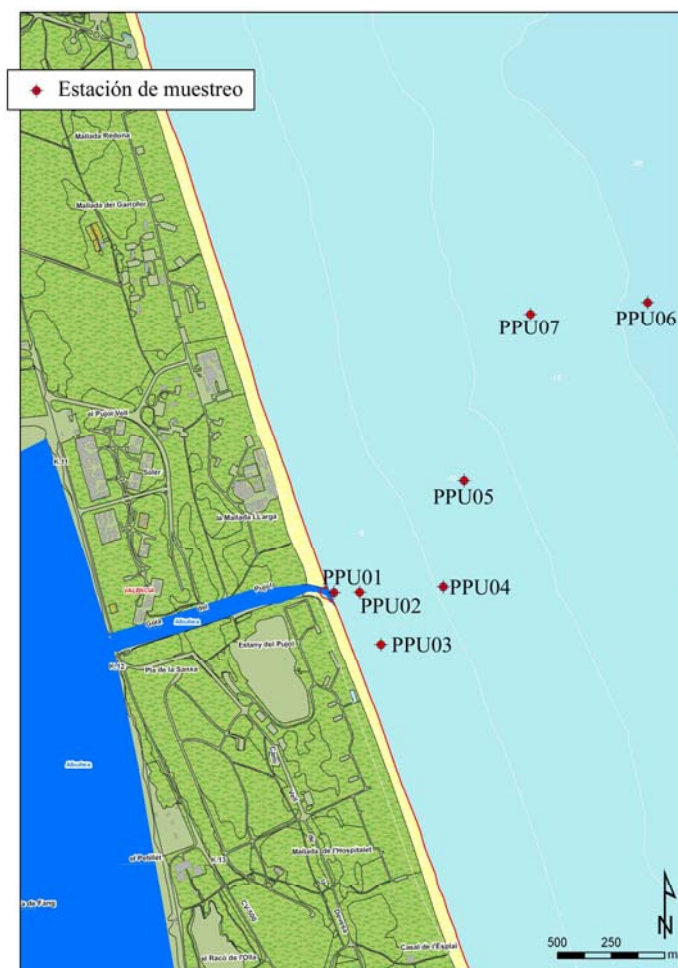


Figura 11: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de la Albufera 21-05-2008.

Pluma Albufera 21/05/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas UTM		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		x	y		
1	PPU1	731798	4359319	0,75	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75
2	PPU2	731918	4359320	1,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,50
3	PPU3	732310	4359346	4,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 4,00
4	PPU4	732018	4359077	2,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 2,00
5	PPU5	732406	4359844	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00
6	PPU6	733262	4360678	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00
7	PPU7	732717	4360622	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00

Tabla 3: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Albufera en muestreo día 21-05-2008.





Figura 12: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de la Albufera 15-07-2008

Pluma Albufera 15/07/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	PPU1	731899	4359308	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
2	PPU2	731999	4359282	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
3	PPU3	732079	4359153	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00

Tabla 4: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Albufera en muestreo día 15-07-2008.

b) Pluma Almenara

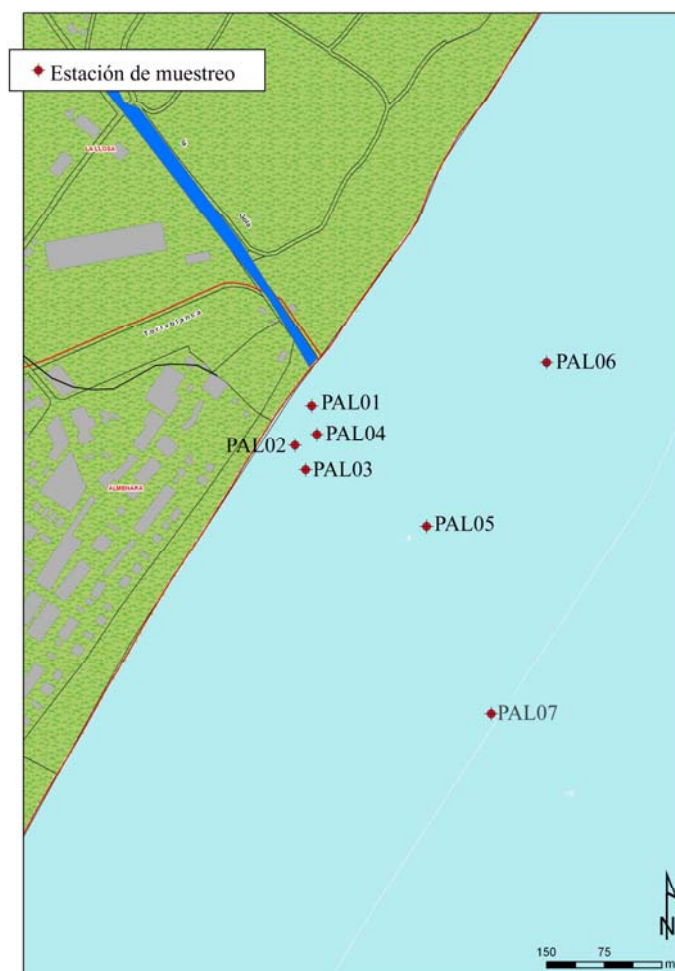


Figura 13: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de Almenara 27-02-2008.

Pluma Almenara 27/02/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	PAL1	742387	4403525	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
2	PAL2	742394	4403487	3,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,00
3	PAL3	742379	4403442	3,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,50
4	PAL4	742363	4403474	2,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 2,00
5	PAL5	742536	4403369	3,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,00
6	PAL6	742692	4403581	3,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,50
7	PAL7	742620	4403124	4,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 4,50

Tabla 5: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Almenara en muestreo día 27-02-2008.

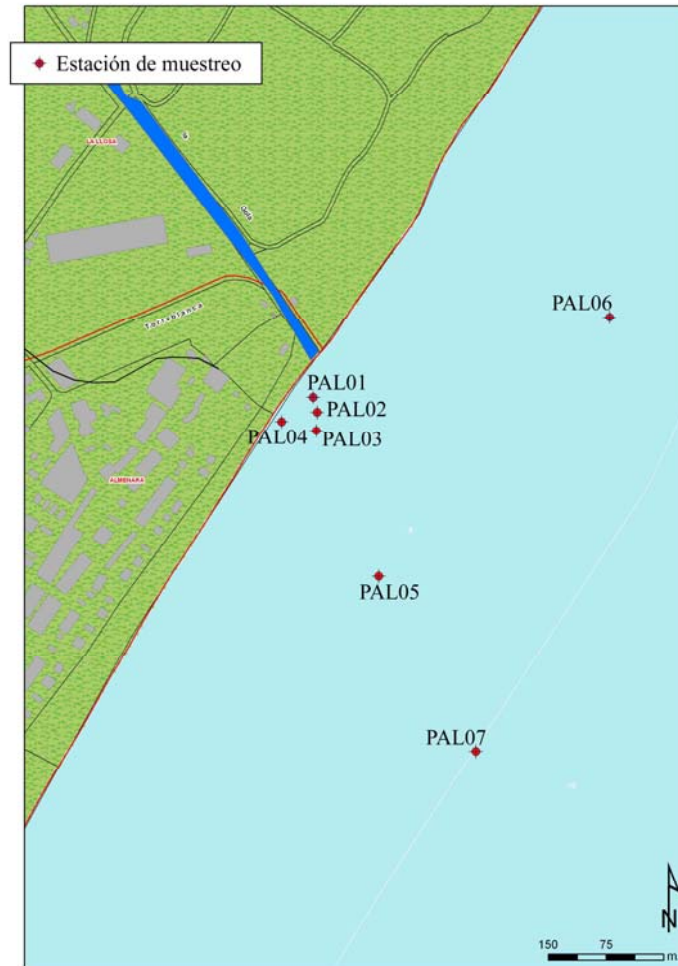


Figura 14: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma de Almenara 12-03-2008.

Pluma Almenara 12/03/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	PAL1	742387	4403527	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
2	PAL2	742393	4403509	2,10	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 2,10
3	PAL3	742391	4403483	3,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,00
4	PAL4	742346	4403495	1,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,50
5	PAL5	742472	4403294	3,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,50
6	PAL6	742771	4403631	3,90	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,90
7	PAL7	742598	4403066	4,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 4,50

Tabla 6: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma de Almenara en muestreo día 12-03-2008.

c) Pluma del Estany de Cullera



Figura 15: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma del Estany 06-05-2008.

Pluma Estany 06/05/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas UTM		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		x	y		
1	PE1	739528	4334486	0,75	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75
2	PE2	739582	4334460	2,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 2,00
3	PE3	739645	4334354	3,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,00
4	PE4	739561	4334313	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
5	PE5	739899	4334482	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00
6	PE6	740048	4334821	6,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 6,50
7	PE7	740455	4334048	6,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 6,50

Tabla 7: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma del Estany en muestreo día 06-05-2008.



Figura 16: Ubicación de las estaciones de muestreo de la pluma del Estany 20-05-2008.

Pluma Estany 20/05/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	PE1	739554	4334472	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00
2	PE2	739618	4334451	3,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 3,00
3	PE3	739723	4334403	4,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 4,00
4	PE4	739601	4334325	1,50	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,50
5	PE5	740562	4334702	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00
6	PE6	742427	4335796	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00
7	PE7	743353	4335155	5,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,00

Tabla 8: Coordenadas y profundidades de las muestras en la pluma del Estany en muestreo día 20-05-2008.



d) Transición Júcar

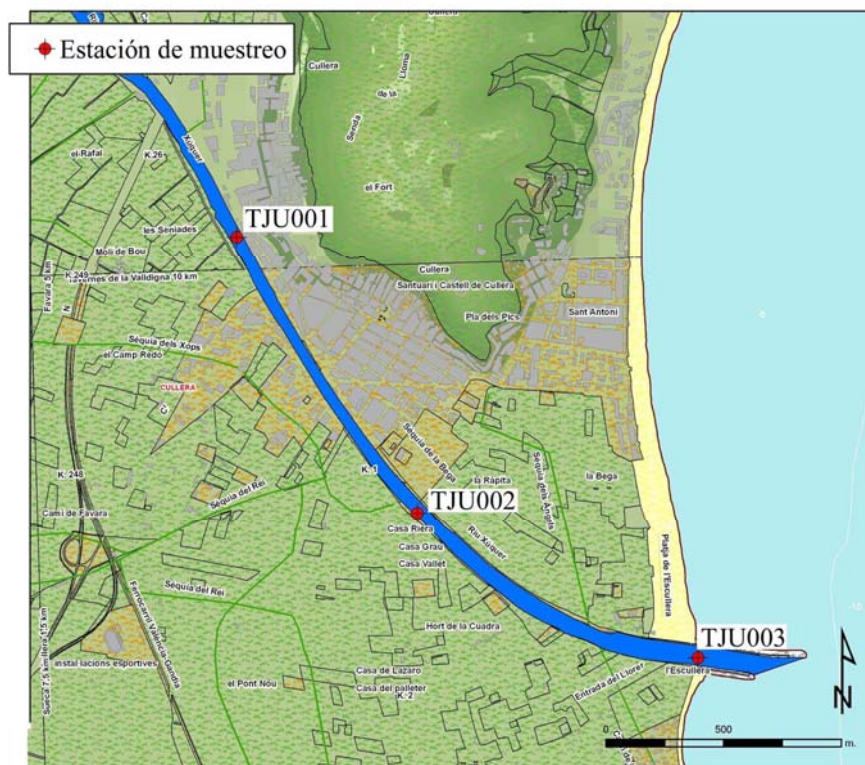


Figura 17: Ubicación de las estaciones de muestreo de transición del Júcar.

Transición Júcar 08/11/2007					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	TJU1	736772	4339202	1,60	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,20; 1,30; 1,40; 1,50; 1,60
2	TJU2	737538	4338026	2,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,10; 1,20; 1,30; 2,00
3	TJU3	738731	4337408	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,75; 1,00

Tabla 9: Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 08-11-2007.

Transición Júcar 12/02/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	TJU1	736772	4339202	3,50	0,50; 1,00; 1,10; 1,20; 1,30; 1,40; 1,50; 1,60; 3,50
2	TJU2	737538	4338026	4,00	0,20; 0,30; 0,40; 0,50; 0,60; 0,70; 0,80; 4,00
3	TJU3	738731	4337408	5,00	0,20; 0,30; 0,40; 0,50; 0,60; 0,70; 0,80; 5,00

Tabla 10: Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 12-02-2008.

<b>Transición Júcar 14/05/2008</b>					
<b>Estación</b>	<b>Nomenclatura</b>	<b>Coordenadas</b>		<b>Fondo (m)</b>	<b>Profundidades de las muestras (m)</b>
		<b>UTM x</b>	<b>UTM y</b>		
1	TJU1	736772	4339202	1,60	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,20; 1,30; 1,40; 1,50; 1,60
2	TJU2	737538	4338026	2,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 1,10; 1,20; 1,30; 2,00
3	TJU3	738731	4337408	1,00	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00

**Tabla 11:** Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Júcar en muestreo día 14-05-2008.

e) Transición Estany de Cullera



Figura 18: Ubicaci3n de la estaci3n de muestreo de transici3n del Estany.

Transici3n Estany de Cullera 08/11/2007					
Estaci3n	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	TES3	738694	4335076	5,90	0,00; 0,05; 0,10; 0,20; 0,30; 0,50; 0,75; 1,00; 5,30; 5,40; 5,50; 5,60; 5,70; 5,80; 5,90

Tabla 12: Coordenadas y profundidades de las muestras de transici3n del Estany en muestreo d1a 08-11-2007.

Transici3n Estany de Cullera 09/04/2008					
Estaci3n	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	TES3	738694	4335076	4,30	0,00; 0,70; 0,80; 0,90; 1,00; 1,10; 1,20; 1,30; 1,50; 1,60; 1,70; 1,80; 1,90; 2,00; 2,10; 2,40; 2,50; 2,60; 2,70; 2,80; 2,90; 3,00; 4,30

Tabla 13: Coordenadas y profundidades de las muestras de transici3n del Estany en muestreo d1a 09-04-2008.



Transición Estany de Cullera 13/05/2008					
Estación	Nomenclatura	Coordenadas		Fondo (m)	Profundidades de las muestras (m)
		UTM x	UTM y		
1	TES3	738694	4335076	5,80	0,90; 1,00; 1,10; 1,20; 1,30; 1,40; 1,50; 1,80; 1,90; 2,00; 2,10; 2,20; 2,30; 2,40; 3,50; 3,60; 3,70; 3,80; 3,90; 4,00; 4,10; 5,20; 5,30; 5,40; 5,50; 5,60; 5,70; 5,80

**Tabla 14:** Coordenadas y profundidades de las muestras de transición del Estany en muestreo día 13-05-2008.

### 2.3.- Técnicas analíticas

Las muestras de agua se recogieron en botellas de plástico de 2 litros y en botellas de vidrio de 250 ml y fueron mantenidas a baja temperatura hasta su llegada al laboratorio que nunca se realizó en un tiempo superior a 12 horas. En el laboratorio las muestras se subdividieron en distintas alícuotas para la determinación de distintos parámetros, debido a la diferente manera de conservación de cada uno de ellos (APHA, 1998). En estas muestras se determinaron diversos nutrientes (amonio, nitrato, nitrito, fósforo soluble reactivo, fósforo total, ácido ortosilícico), salinidad, clorofila y recuentos de las comunidades fitoplanctónicas y se realizaron espectros de absorción. Sin embargo sólo se comentará en este trabajo las técnicas analíticas referentes a espectros, clorofila, salinidad y fitoplancton, pues el resto de parámetros son objeto de otra tesis doctoral.

#### 2.3.1.- Recuentos de las comunidades fitoplanctónicas.

Para llevar a cabo los análisis de la comunidad fitoplanctónica se filtran 10 ml de muestra a través de un filtro de policarbonato de tamaño de poro de 0,2  $\mu\text{m}$  (GTTP de 25 mm de diámetro) hasta sequedad. Se añade 5 ml de agua destilada para eliminar la sal y se filtra de nuevo. El material del filtro es luego deshidratado por lavados sucesivos con etanol acuoso al 50, 80, 90 y 100 %. Cada filtro seco se sitúa en un porta con unas gotitas de aceite de inmersión (Fournier, 1978). Los recuentos se realizan por microscopía de epifluorescencia (Vargo, 1978) con un microscopio Nikon Optiphot (Figura 19), usando un objetivo 100x. Se cuentan un mínimo de 300 células y al menos 100 células de la especie o género más abundante con un error menor del 20% (Lund et al., 1958).



**Figura 19:** Recuentos de fitoplancton con microscopio de epifluorescencia.

### **2.3.2.- Determinación de la clorofila *a***

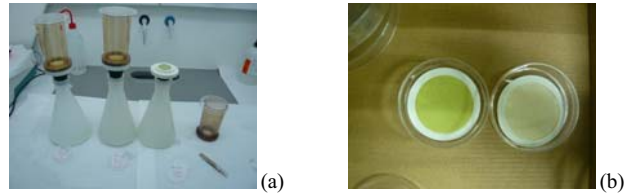
Para la determinación de la clorofila en primer lugar, se filtró la muestra a través de membranas de acetato de celulosa de 0,45  $\mu\text{m}$  (Millipore HAWP de 47 mm de diámetro) y estas membranas se almacenaron a  $-20^\circ\text{C}$  hasta su posterior análisis. Se utilizó el método tricromático basado en espectroscopia visible para determinar la concentración de clorofila *a* (APHA, 1998). Para ello, las membranas de acetato de celulosa empleadas para filtrar las muestras se congelan con la finalidad de romper las células. Posteriormente los filtros se introducen en 6 ml de acetona al 90% en agua con el 1% en carbonato cálcico. Se determinó la densidad óptica del extracto a distintas longitudes de onda: 630, 647 y 664 nm, para determinar el contenido pigmentario, y a 750 nm para determinar la densidad óptica no debida a la clorofila *a*. Para los cálculos de la concentración se utilizaron las ecuaciones de Jeffrey y Humprey (1975).

### **2.3.3.- Determinación de los espectros de absorción**

Las muestras se filtran a través de una membrana de fibra de vidrio (Whatman GF/F) que tiene un tamaño de poro nominal de 0,7  $\mu\text{m}$  (Figura 20a). La membrana con el material particulado se coloca en una placa petri y se almacena a  $-20^\circ\text{C}$  hasta su análisis. Posteriormente, preservándola siempre de la luz con el fin de evitar la fotodegradación de los pigmentos, se determina sobre dicha membrana el espectro de absorción. Dentro de cada grupo de muestras se realizan dos “blancos”, que se obtienen humedeciendo una de las membranas filtrantes con muestra de agua salina filtrada y el otro con muestra de agua dulce filtrada. Ambas membranas siguen el mismo tratamiento que las que contienen el material particulado de las muestras, se colocan en una placa petri y se almacenan a  $-20^\circ\text{C}$  hasta su análisis posterior.

Para determinar el espectro de absorción se sigue el procedimiento de Cleveland y Weidemann (1993), para ello se sitúa la membrana en un espectrofotómetro Perkin-Elmer lambda 35 (Figura 21a) equipado con una esfera integradora Labsphere RSA-PE-20 que recoge la radiación directa y difusa (Figura 21b). Las membranas filtrantes denominadas “blancos” se utilizan para realizar la línea de base, determinando después el espectro de absorción de las muestras salinas o dulces según hayamos realizado la línea de base con el “blanco” humedecido con agua filtrada dulce o salina. Se determina la densidad óptica a intervalos de 1 nm entre las longitudes de onda de 400 a 750 nm. Después ese mismo filtro se coloca de nuevo en el embudo de filtración y se humedece (5 ml) con metanol caliente con el fin de extraer los pigmentos (Kishino et al., 1985). Se deja el filtro con el metanol una media hora y se filtra, para eliminar el metanol, mediante un sistema de vacío (Figura 20b). Se vuelve a determinar sobre ese mismo filtro las densidades ópticas igual que se hizo anteriormente (Figura 21c). La extracción de los pigmentos se considera completa cuando a 675 nm el pico de absorción de la clorofila *a* no está presente en el espectro de absorción. El lavado de los filtros con metanol caliente y la determinación tras el lavado del espectro es una operación que se requiere para poder calcular el coeficiente de absorción siguiendo las ecuaciones de Kishino et al. (1985) y de Cleveland y Weidemann (1993).

A los espectros se les resta el valor obtenido a 750 nm para minimizar diferencias entre la muestra y filtros de referencia, asumiendo una escasa absorción a 750 nm.



**Figura 20:** a) Membranas con el material particulado (fitoplancton y materia orgánica) retenido.  
b) Membrana con material particulado retenido, antes (izquierda) y después (derecha) de humedecerlas con metanol.



**Figura 21:** a) Espectrofotómetro UV/Visible utilizado en la determinación de Clorofila *a* y espectros de absorción.  
b) Esfera integradora Labsphere RSA-PE-20  
c) Medida del espectro de absorción del material retenido en la membrana colocando ésta en la esfera integradora.

#### 2.3.4.- *Determinación de la salinidad*

La salinidad de las muestras se determina con un conductímetro de inducción Salinometer Portasal Guildline 8410 A (Figura 22), calibrado con los patrones adecuados (I.A.P.S.O. Standard Seawater, Ocean Scientific International, Ltd,  $K_{15} = 0,99986$ ,  $S = 34,995\%$ ).



**Figura 22:** Salinómetro (conductímetro de inducción) para determinar la salinidad de las muestras.

## 2.4.- Técnicas estadísticas.

### 2.4.1.- Métodos multivariantes

Se puede definir los métodos multivariantes como el conjunto de métodos estadísticos para el tratamiento conjunto de variables con el propósito de analizar, describir e interpretar datos de múltiples variables (Gil Pascual 2003). Los métodos estadísticos multivariantes pueden usarse para visualizar grandes cantidades de datos y extraer información latente (Kowalik y Einax, 2006).

Para efectuar una investigación con métodos multivariantes se supone que se han medido  $p$  variables numéricas en un conjunto de  $n$  elementos. Cada una de esas variables se denomina variable escalar (o univariante) y la agrupación de las  $p$  variables constituyen una variable multivariante. Las magnitudes de las  $p$  variables univariantes en los  $n$  elementos pueden representarse por medio de una matriz  $\mathbf{X}$ , de tamaño  $(n \times p)$  (Peña, 2002):

$$X = \begin{bmatrix} x_{11} & x_{12} & \dots & x_{1p} \\ x_{21} & x_{22} & \dots & x_{2p} \\ \dots & \dots & \dots & \dots \\ x_{n1} & x_{n2} & \dots & x_{np} \end{bmatrix} = [x_1 \quad x_2 \quad \dots \quad x_p]$$

donde cada variable  $x_i$  es un vector columna  $(n \times 1)$ , que representa a la variable escalar  $i$  medida en los  $n$  elementos del conjunto (Peña, 2002).

Los tipos de investigaciones en los que son utilizados los métodos multivariantes se podrían agrupar en los siguientes casos (Martínez-Arias, 1999):

1. Reducción de datos.
2. Clasificación y agrupación.
3. Análisis de las relaciones de dependencia.
4. Construcción de modelos y pruebas (test).

Los datos multivariantes se pueden organizar en matrices lo cual facilita su exposición y permite cálculos numéricos que pueden ser desarrollados de una forma ordenada y eficiente. La eficiencia conseguida se manifiesta en dos sentidos: a) la descripción de los cálculos numéricos como operaciones matriciales y b) su implementación en ordenadores (Johnson y Wichern, 1992).

Como se apunta en Bluhm (2008) se recomienda aplicar los siguientes pasos al efectuar análisis multivariantes:

1. Representar gráficamente las variables individualmente mediante un histograma o un diagrama de caja (box-Whisker). Estas representaciones son muy útiles para detectar:
  - Asimetrías.
  - Heterogeneidad

- Datos atípicos o anormales (valores fuera de rango). El primer paso para identificar las observaciones sospechosas es detectar aquellas que lo sean claramente respecto a una variable. Para efectuar esto se puede emplear el histograma o los diagramas de caja (Peña, 2002). Los datos atípicos pueden de esta manera ser más fácilmente detectados.
2. Detectar la cantidad y distribución de valores perdidos y plantear soluciones al problema, según circunstancias del caso. Por ejemplo, si la cantidad de datos no es muy grande, se podrían tomar valores medios como una primera aproximación del análisis.
3. Las variables que tengan muy pocos valores por encima del límite de detección se eliminarán antes de la aplicación del análisis multivariante (Terrado et al., 2006).
4. Construir los diagramas de dispersión de las variables por pares. Este procedimiento está ya incorporado en muchos paquetes estadísticos. Estos gráficos son importantes para apreciar si existen relaciones no lineales entre las variables (Peña, 2002).
5. Identificar y tratar las variables no normales (Martínez-Arias, 1999):
  - Análisis de la asimetría y la curtosis y revisar los gráficos de probabilidad normal.
  - Transformar las variables si la aplicación del punto anterior así lo sugiere y probar los resultados de las transformaciones realizadas.
6. Examinar mediante contrastes estadísticos la homogeneidad de las varianzas y la igualdad de las matrices de varianza covarianza. Cuando las variables independientes son cuantitativas pueden examinarse los gráficos de los residuos (Martínez-Arias, 1999).
7. Evaluar las variables en cuanto a la multicolinealidad y singularidad (Martínez-Arias, 1999). Muchos paquetes estadísticos incorporan la posibilidad de valorar estos aspectos.
8. Generalmente las variables se estandarizan, de manera que tengan de media cero y desviación típica unitaria (Peña, 2002). Este paso habitualmente mejora significativamente los resultados de los análisis aplicados.

#### ***2.4.1.1.-Análisis de Componentes Principales (PCA)***

Se pueden emplear todas las variables para obtener un pequeño conjunto de nuevas variables que puedan usarse como una aproximación del conjunto original. Estas nuevas variables reciben el nombre de **componentes principales** (Jobson, 1992). El PCA se usa como un procedimiento matemático que transforma un conjunto de variables correlacionadas en un nuevo conjunto de variables no correlacionadas (las componentes principales).

Las componentes principales son transformaciones lineales de las variables originales y son mutuamente ortogonales (Jobson, 1992).

Aunque se requieren  $p$  componentes para reproducir la variabilidad total del sistema, frecuentemente mucha de esta variabilidad puede ser representada por un pequeño número de  $k$  componentes principales. Si esto ocurre habrá casi tanta información en las  $k$  componentes como en las  $p$  variables originales (Johnson y Wichern., 1992). Una de las

razones de mayor peso para realizar un análisis de componentes principales es para emplearlo como instrumento para filtrar datos multivariantes. Se pueden crear nuevas variables llamadas puntuaciones (*scores*) de las componentes principales que se pueden emplear como entrada para el trazado de gráficas y situación de los casos (observaciones o registros) y, a menudo, una revisión de estas gráficas pondrán de manifiesto las anomalías en algunos datos (outliers) (Johnson, 2000).

#### **2.4.1.2.-Análisis de Mínimos Cuadrados Parciales (PLS)**

El progresivo aumento de la complejidad de la instrumentación analítica ha permitido obtener volúmenes de datos cada vez mayores. La conversión de estos datos en información útil requiere del uso de herramientas matemáticas y estadísticas, que han agrupado en la disciplina denominada Quimiometría. Uno de los métodos más usados en quimiometría es el método de mínimos cuadrados parciales, conocido por sus iniciales en inglés, PLS (“Partial Least Squares”) (Geladi y Kowalski, 1986; Wold et al., 1987). Este método relacionado con la regresión de componentes principales, posee ventajas teóricas y computacionales que han llevado a innumerables aplicaciones.

Como se apunta en Zarzo (2004), el trabajo pionero del PLS fue fundamentalmente desarrollado a lo largo de bastantes años por el Profesor Herman Wold, que trabajó en diferentes universidades de Suecia en el campo de la econometría. A partir de 1938, comenzó a estudiar la regresión en los modelos econométricos y trabajó con modelos empíricos multivariantes. Un año clave fue 1964, en que inventó el algoritmo NIPALS (Non-linear Iterative Partial Least Squares), que publicó en 1966. Este algoritmo calcula las componentes principales con un reducido número de iteraciones, lo que permite trabajar con matrices de gran tamaño. Además, no tiene problemas con la elevada colinealidad ni con datos faltantes.

La combinación de modelos de regresión econométricos y el algoritmo NIPALS condujo eventualmente a una primera forma de PLS a principios de los años 1970. Este primer modelo PLS era un método para relacionar varios bloques de variables medidas experimentalmente de un conjunto de observaciones, lo que se conoce como *path modelling*. Herman Wold fecha el nacimiento del PLS en el año 1977. No es casualidad que la aparición del PLS y la quimiometría (1976) se produzcan de forma prácticamente simultánea en el periodo de plena expansión de las técnicas analíticas instrumentales.

Las principales VENTAJAS del PLS que atrajo a los usuarios de la regresión, especialmente en el campo de la química, son las siguientes:

- La proporción entre el número de observaciones y el número de variables no está restringida. Esto abrió el camino del análisis de grandes matrices de datos con más variables que observaciones, intratables con las técnicas de regresión clásicas.
- Evita el inconveniente de la colinealidad.
- Permite una cierta cantidad de datos faltantes.

En los primeros años de su aparición, otro aspecto interesante fue la velocidad del

algoritmo iterativo, lo cual lo hacía muy adecuado para trabajar con los primeros ordenadores. Actualmente este aspecto no es tan relevante.

La química orgánica y analítica fueron los campos inicialmente más receptivos al PLS, ya que se caracterizan por la producción de datos multivariantes y la carencia de modelos deterministas. El principal interés del PLS en aplicaciones químicas fue la regresión entre dos bloques X e Y, para buscar una herramienta sustitutiva de los métodos univariantes de la “química húmeda” basada en volumetrías (que trabajan con hipótesis y regresión lineal), por métodos multivariantes requeridos en las técnicas analíticas instrumentales como la espectrometría o la cromatografía. En 1983 se publicaron muchos artículos de PLS en química orgánica y analítica. Tras la introducción del PLS en la química, muchos campos relacionados adoptaron también esta técnica: biología, química clínica, medicina, tecnología de los alimentos, biotecnología, farmacología, etc. La modelización con PLS tiene un gran potencial como método de análisis de datos en muchas ramas de la ciencia, aspecto que todavía se ha explotado poco.

Durante bastantes años, el concepto de PLS quedó asociado al primer modelo de Herman Wold. De hecho, en 1988 se definía todavía al PLS como el conjunto de métodos utilizados para relacionar bloques de variables medidas de un conjunto de objetos. Sin embargo, el PLS como técnica de regresión entre dos bloques fue la que más importancia adquirió. Actualmente se asocia al concepto de PLS fundamentalmente el de regresión entre los bloques X e Y, y se utiliza para explorar los datos cuando no hay modelo causal conocido ni teoría física subyacente que los relacione (lo que ocurre frecuentemente en muchos campos de la ciencia). Aunque el PLS ha sido promovido y utilizado por los quimiómetros desde su desarrollo durante la revolución de las técnicas analíticas instrumentales, sin embargo es una técnica bastante desconocida por los estadísticos, y de hecho sus propiedades estadísticas no se comenzaron a estudiar hasta principios de los años 1990.

### ***Regresión de Mínimos Cuadrados Parciales (PLSR)***

El PLS es un método de proyección sobre estructuras latentes, por lo que muchos conceptos son comunes al Análisis de Componentes Principales (PCA). También utiliza componentes, que son las direcciones sobre las que proyectan las observaciones. En este caso las componentes no son las principales, ya que no maximizan la varianza de los datos.

Si se construye un modelo con una única variable respuesta (lo cual es bastante frecuente), el algoritmo PLS es más sencillo y el método se denomina “PLS-1”.

La regresión PLS puede escribirse del modo:  $\mathbf{X} = \mathbf{T} \mathbf{P}^T + \mathbf{E}$ , donde X es la matriz de variables respuesta, T representa “scores” (término que puede ser traducido como resultados o datos medidos), y  $\mathbf{P}^T$  “loadings” (término que puede ser traducido como cargas) y E es la matriz de residuos. La matriz X queda descompuesta en un número de variables latentes (combinaciones lineales de las variables observadas), cada una caracterizada por un vector  $\mathbf{t}$  y un vector  $\mathbf{p}^T$  (Alciaturi et al., 2003).

De esta forma es posible representar una matriz X (dentro de cierto error) por una matriz T con un número menor de columnas. Esta descomposición se muestra en la figura 23. Si se incluyen todas las variables latentes, el error es cero ( $E=0$ ). El modelo PLS-1 se desarrolla

de modo que las primeras variables latentes ( $t_1, t_2, \dots$ ) son las más importantes para explicar el vector “y” en el conjunto de calibración. El número de variables latentes necesarias para explicar la matriz X (dentro de un error máximo permitido) es una medida de la complejidad del modelo. Otros vectores que se calculan durante la etapa de calibración son  $w^T$  (“pesos” en el espacio de X), y b (“sensibilidades”).

$$\begin{array}{c}
 \begin{array}{c} m \\ \boxed{X} \\ n \end{array} = \begin{array}{c} a \\ \boxed{T} \\ n \end{array} \begin{array}{c} m \\ \boxed{P^T} \\ a \end{array} + \begin{array}{c} m \\ \boxed{E} \\ n \end{array} \\
 \\
 = \begin{array}{c} m \\ \boxed{t_1} \\ n \end{array} \begin{array}{c} m \\ \boxed{p_1^T} \\ m \end{array} + \begin{array}{c} m \\ \boxed{t_2} \\ n \end{array} \begin{array}{c} m \\ \boxed{p_2^T} \\ m \end{array} \\
 \\
 + \dots + \begin{array}{c} m \\ \boxed{t_a} \\ n \end{array} \begin{array}{c} m \\ \boxed{p_a^T} \\ m \end{array} + \begin{array}{c} m \\ \boxed{E} \\ n \end{array}
 \end{array}$$

**Figura 23:** La matriz X descompuesta en “scores” (t) y “loadings” (p). La matriz T contiene un número a de scores, con  $a < m$ .

### Pretratamiento de los datos

En el Análisis de Componentes Principales PCA y PLS generalmente interesa analizar las direcciones de variación de los datos respecto de su valor medio. Por esta razón, en la mayoría de ocasiones estas técnicas se aplican con los datos centrados. Para **centrar** la matriz de datos, para cada variable se resta a cada observación la media del conjunto de todas las observaciones, de modo que finalmente la media de todas las variables sea nula. Si los datos no se centran, la primera componente será la dirección que va desde el origen hasta el punto medio de los datos (Zarzo, 2004).

Otro aspecto importante es el **escalado** de las variables. Si se realiza un PCA o un PLS con variables centradas que tienen varianzas muy distintas, al ser estas técnicas de mínimos cuadrados, hace que las variables con mayor varianza tengan pesos mayores y ejerzan una influencia mayor sobre el modelo. Para evitar este sesgo es necesario corregir la varianza de las variables. En general se recomienda estandarizar las variables para que todas tengan varianza unitaria, lo que se consigue dividiendo cada variable por su desviación típica. Es muy frecuente trabajar con variables tipificadas (centradas y escaladas), lo que se conoce como “autoescalado”. En ocasiones no interesa escalar las variables, si todas tienen una varianza similar o si todas son del mismo tipo. Por ejemplo, cuando se construye un PLS con datos espectroscópicos, las absorbancias de mayor varianza normalmente son las de mayor relación señal/ruido, por lo que generalmente interesa que éstas ejerzan más peso en el modelo, lo cual se consigue sin escalar variables. Cuando se combinan variables de distinto tipo (espectros, tiempos, temperaturas...), medidas en distintas unidades, es



necesario aplicar técnicas de escalado (Zarzo, 2004).

### ***Construcción del modelo***

Los modelos basados en PLS tienen la ventaja de que se pueden modelizar varias variables repuesta a la vez, siendo interpretable todas las variables en su conjunto. En cada modelo se ha de estudiar si el ajuste planteado es el adecuado. Puede suceder que alguna variable explicativa o factor no sea significativa, ésta deberá ser eliminada del modelo, volviendo a realizar el nuevo ajuste sólo con aquellas variables significativas. Con esto se consigue eliminar el ruido que estas variables están aportando al modelo, consiguiendo que las predicciones una vez eliminadas sean más precisas, además de conseguir un mejor ajuste. También puede suceder que alguna respuesta no pueda ser explicada por el modelo planteado, siendo malo el ajuste. En este caso esta variable no puede ser explicada y no debe ser incluida en el proceso de optimización puesto que no puede ser explicada.

### ***Error de predicción***

Un paso muy importante cuando se ajustan modelos que serán utilizados para la predicción de observaciones futuras es verificar los resultados, o sea, aplicar los resultados actuales a un nuevo conjunto de observaciones que no hayan sido usadas para calcular estos resultados (estimación de los parámetros).

Un análisis o modelado consiste de dos pasos: a) se hace un intento por proponer un modelo de la forma  $Y=f(X)$  entre dos grupos de variables, las independientes (X) y las dependientes (Y) para el comportamiento del sistema investigado. El conjunto de datos utilizado en este paso se llama conjunto de calibración o entrenamiento. Los parámetros del modelo son llamados coeficientes de regresión o sensibilidades. b) Se obtienen las variables independientes de otras muestras o grupos de datos. Estas son usadas junto con las sensibilidades para predecir los valores de las variables dependientes. Este es el paso de predicción o prueba (Geladi y Kowalski, 1986).

El objetivo más importante de la calibración del modelo es predecir correctamente. La situación ideal es cuando los valores predichos coinciden con las observaciones medidas. Entonces, todos los puntos en el gráfico de predicciones frente a observaciones caen sobre una diagonal y sólo una pequeña cantidad de ruido genera desviaciones de esta línea (Geladi, 2002).

Para llegar a un modelo correcto y altamente predictivo sólo las variables relacionadas con la propiedad bajo estudio deben ser incluidas. El modelo correcto más pequeño posible es aquel con el mínimo error de predicción para el conjunto de observaciones (Von Korff et al., 2002).

Para reducir el error de predicción existen varias alternativas: a) usar más datos porque se ha visto que el error de predicción (o estimación) va disminuyendo para grandes conjuntos de calibración, b) utilizar mejores datos, porque una forma de mejorar la capacidad de predicción es emplear mejores datos, c) simplificando la población para la calibración, la

calibración multivariante está basada en la aproximación de datos con una población limitada de observaciones y no se puede esperar que el modelo calibrado ajuste igual de bien a todos los tipos de observaciones, en algunos casos podría darse una mejora en el ajuste y predicción de resultados si la población para la calibración es dividida en varias subpoblaciones pequeñas y d) usando un modelo mejorado se pueden hacer mejoras potenciales al modelo por medio del uso de modificaciones o pretratamiento de los datos y comprobar las suposiciones fundamentales del método (Martens y Naes, 1989).

### ***Validación cruzada (Cross validation)***

Un punto muy importante al hablar del tema de validación es que si usamos una muestra (separada) para efectuar la validación, se espera (como hipótesis para que todo el proceso sea congruente y en verdad el modelo funcione adecuadamente para realizar con él predicciones útiles) que las mismas relaciones entre las variables que había al construir el modelo se mantengan aproximadamente iguales, cumpliéndose esto por lo menos para las muestras de validación y calibración (Sundberg, 2006)

En otras palabras, aparecen errores cuando los valores de Y seleccionados para la calibración no representan a la población para la cual se desea efectuar la predicción. Por lo tanto un objetivo de la selección de la muestra de calibración es que proporcione una buena extensión (esto es, que los valores que incluya muestren la mayor variedad de situaciones que se puedan en el sistema o todas las condiciones que se puedan presentar en el periodo para el que se desea realizar la validación) (Sundberg, 2006).

Se debe garantizar que la muestra seleccionada para efectuar la calibración muestre una variación similar a la de la población natural para la cual se quiere realizar el pronóstico, en particular si la muestra es pequeña (Sundberg, 2006).

Con el propósito de construir un modelo con la aptitud de “ajustarse bien” y que efectúe predicciones adecuadas es necesario tener una prueba para la significancia predictiva de cada variable latente. La validación cruzada (CV) es una forma práctica y confiable de comprobar la significancia predictiva (Li y Huang, 2003).

Se ha mostrado que la CV hace más eficiente el uso de los datos de entrenamiento disponibles para la calibración en comparación con un conjunto de datos fijo. Los errores obtenidos por validación cruzada son siempre menores (Von Korff et al., 2002).

La validación interna o validación cruzada, es un método de re-muestreo donde múltiples grupos son dejados fuera del cálculo de las sumas de cuadrados de las diferencias observadas menos las estimadas. Debido a que se trata de un método de re-muestreo, la CV puede ser llevada a cabo de numerosas maneras (Geladi, 2002).

La CV es el mejor método de validación interna. Así como el enfoque de validación externa, busca validar la calibración del modelo en un conjunto independiente de datos de prueba. Pero al contrario que la validación externa, la CV no desecha datos para probar solamente (Martens y Naes., 1989). Esto quiere decir que en la validación externa se usa solamente una parte de los datos, los correspondientes a la etapa de calibración para construir el modelo (que es probado con los datos reservados para validación), por lo que la

validación externa no emplea todos los datos disponibles para elaborar el modelo. Por su parte la validación cruzada, al considerar la información dividida en grupos, deja uno de estos fuera en cada cálculo, por lo que al final los utiliza todos para determinar el modelo.

La CV completa consiste en que cada observación es dejada fuera del proceso de regresión una vez y el modelo es calculado sin ella. Entonces el modelo desarrollado se usa para predecir esa observación.

Para validar el modelo se necesita obtener una matriz  $\mathbf{Y}$  con valores conocidos. Para este propósito se puede usar la misma matriz  $\mathbf{Y}$  usada en la calibración (validación interna) o si estuviera disponible, una matriz  $\mathbf{Y}$  de prueba.



# CAPÍTULO 3

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 3.1.-Perfiles verticales de salinidad y clorofila *a* en las estaciones muestreadas

En este apartado, se comentan los resultados obtenidos en la determinación de salinidad y clorofila *a* en las muestras que hemos utilizado en este trabajo. Ambos parámetros, además de caracterizar las muestras de agua, son utilizados posteriormente en la determinación del coeficiente de absorción específico en el caso de la clorofila *a*, y la salinidad la utilizamos para clasificar las muestras en grupos a la hora de hacer los modelos estadísticos para determinación del fitoplancton. En el caso de los muestreos de plumas continentales, los datos de salinidad hacen referencia al valor que presenta el agua en superficie y a 20 cm, ya que en la mayoría de las estaciones de las plumas a esa profundidad el agua pasa a ser salina.

#### 3.1.1.-Pluma de la Albufera de Valencia.

- a) Campaña de muestreo día 21-5-2008 (Figura A2.1 y tabla A1.1)

En esta campaña de muestreo, son las estaciones 1 y 4 las que presentan en superficie agua con menor salinidad, 8,91 y 17,78 g/kg respectivamente. Las estaciones 2 y 3 tienen en superficie valores de salinidad por encima de 20 g/kg y en el resto de estaciones (5, 6 y 7) toda la columna está constituida por agua salina con valores cercanos o superiores a 37 g/kg.

En aquellas estaciones donde existe una capa de agua dulce/salobre en superficie (estaciones 1 y 4), ésta tiene un grosor muy pequeño, lo que corrobora lo comentado en el apartado anterior de material y métodos. En la estación 1, el grosor de dicha capa es de unos 30 cm y en la estación 4, la otra que presentaba en superficie menor salinidad, a los 10 cm de profundidad la salinidad tiene un valor de 25,76 g/kg.

Los perfiles verticales (Figura A2.1) muestran que, como era de esperar, se produce un aumento de salinidad al hacerlo la profundidad, y este aumento es más brusco en las estaciones de menor salinidad superficial. Este mismo gradiente vertical se puede observar también en la clorofila *a*, donde ésta disminuye al aumentar la profundidad y por tanto la salinidad.

En las estaciones 1, 2 y 4 que presentan una capa de agua dulce/salobre, el contenido de clorofila *a*, en las muestras más superficiales (entre 0 y 20 cm de profundidad) presentan valores de clorofila mucho más elevados que los que se encuentran a mayores profundidades.

En la estación 1 los valores que se dan en las 3 muestras más superficiales están en torno a los 400 mg/m<sup>3</sup> y además a los 20 cm se da el mayor valor con 567,02 mg/m<sup>3</sup>. Esto podría ser debido a que a esta profundidad se produce una sedimentación del fitoplancton senescente, debido al efecto del shock salino. Por ejemplo, Naudin et al. (1997) encontraron que la disminución de la salinidad inducida por la salida de agua dulce al ambiente marino interrumpe la producción primaria e impide su reanudación durante el tiempo en el que domina la influencia fluvial. Dicho proceso cabría achacarlo al shock salino que sufren los organismos fluviales cuyo efecto no ha podido ser compensado por la proliferación de las especies salobres/marinas. Otra explicación podría ser que se produce una fotoinhibición del fitoplancton a las menores profundidades, ya que la radiación ultravioleta es un factor de estrés para el fitoplancton causando una disminución del crecimiento y de las tasas fotosintéticas (Marcoval et al., 2008).

En la estación 2 los valores de clorofila son más elevados en las muestras que corresponden a los primeros 20-30 cm de profundidad, con valores en superficie de 190,94 mg/m<sup>3</sup> y 98,31 mg/m<sup>3</sup> a los 30 cm. En la estación 4, los mayores valores de clorofila se dan en los primeros 10 cm con valores comprendidos entre 271,41 y 159,00 mg/m<sup>3</sup>. La estación 3, aunque con valores de clorofila inferiores a las otras 3 estaciones comentadas anteriormente, tiene en los 30 cm más superficiales valores de salinidad en torno a los 50 mg/m<sup>3</sup>.

Las estaciones restantes (5, 6 y 7) que presentan en todo su perfil agua salina, tienen valores de clorofila *a* comprendidos entre 0,9 y 1,56 mg/m<sup>3</sup>.

Teniendo en cuenta los datos de salinidad y clorofila *a* y observando la posición de las estaciones de muestreo (Figura 11), podemos decir que la pluma se está desplazando al sur. La estación más próxima a la salida del ecosistema continental es la 1 y lógicamente tiene los menores valores de salinidad y los mayores de clorofila, la siguiente estación que tiene más influencia continental es la 4 situada más al sur, y no la estación 2 aunque ésta última esté más próxima a la estación 1 y por tanto a la salida del agua dulce. Aunque en general los valores de salinidad van aumentando conforme nos alejamos de la salida del agua continental, la ubicación de las plumas está condicionada por los vientos locales y éstos pueden dar lugar a que estaciones próximas a la salida del agua dulce (situadas en la misma dirección de donde sopla el viento) tengan menor influencia continental que otras más alejadas (Romero, 2004).

b) Campaña de muestreo día 15-7-2008 (Figura A2.2 y Tabla A1.2)

En esta campaña tan sólo se tomaron muestras en 3 estaciones, puesto que no existía capa de agua dulce/salobre, es decir pluma continental, en ese momento en la zona. En superficie, en las 3 estaciones, la salinidad del agua es aproximadamente 37 g/kg. En los gráficos de la variación de la salinidad con la profundidad, a diferencia de lo que ocurre en

la otra campaña de muestreo de la Albufera e incluso en las otras zonas estudiadas, se aprecia una disminución en el valor de la salinidad con la profundidad. Esa disminución es muy pequeña ya que el valor en la superficie y a 1 metro en la estación 1 es 36,97 y 36,67 g/kg, respectivamente. En la estación 2 los valores en superficie y en la muestra más profunda (1m) son 36,80 y 35,84 g/kg y en la estación 3 estos valores son 36,96 y 36,19 g/kg.

El contenido de clorofila *a* de estas muestras prácticamente no varía en el perfil vertical de cada estación, teniendo además las 3 estaciones muestreadas valores muy similares. De forma general podemos decir que las estaciones 1 y 2 tienen en todas las muestras valores en torno a 3 mg/m<sup>3</sup> y que la estación 3 tiene en todo el perfil valores aproximadamente de 2,5 mg/m<sup>3</sup>.

### 3.1.2.-Pluma Marjal de Almenara

#### a) Campaña de muestreo día 27-2-2008 (Figura A2.3 y Tabla A1.3)

Las estaciones que presentan capa de agua dulce/salobre son las estaciones 1, 2 y 4, siendo la primera la que tiene menor salinidad en superficie con valores menores de 2,50 g/kg. En las estaciones 2 y 4 los valores en superficie son 15,62 y 14,02 g/kg respectivamente. Como ocurría en mayo en la pluma de la Albufera, aproximadamente a los 20 cm de profundidad el agua es salina con valores por encima de 35 g/kg, excepto en las estaciones 1, 2 y 5 que a los 20 cm el agua presenta una salinidad de 23,45; 28,09 y 29,83 g/kg. En la estación 3 a los 10 cm de profundidad el agua ya es salina con un valor de 36,89 g/kg. Las estaciones 6 y 7, las más alejadas de la salida del agua dulce, tienen agua salina en todo el perfil vertical.

Con respecto al contenido de clorofila *a* que tienen estas muestras, la estación 1 tiene en superficie 14,61 mg/m<sup>3</sup>, valor que mantiene más o menos hasta los 10 cm, pasando la concentración a la siguiente profundidad (20 cm) a la mitad, y a partir de aquí disminuye gradualmente hasta que a 1 m de profundidad tiene un valor de 3,97 mg/m<sup>3</sup>. En las estaciones 2, 3 y 4 los valores son parecidos en las muestras más superficiales, comprendidos entre 7 y 8 mg/m<sup>3</sup>, y disminuye gradualmente con la profundidad hasta 2,8-3,5 mg/m<sup>3</sup>. Les sigue la estación 5 con valores de 4,00 mg/m<sup>3</sup> en superficie y 2,38 mg/m<sup>3</sup> en la profundidad mayor. Como viene ocurriendo en las zonas estudiadas, las estaciones 6 y 7 son las de menor influencia continental y por tanto ambas presentan bajos valores de clorofila con respecto al resto de estaciones. Además en estas 2 estaciones se observan valores, que aunque ligeramente, son mayores en muestras más profundas que en la superficie.

#### b) Campaña de muestreo día 12-3-2009 (Figura A2.4 y Tabla A1.4)

Las muestras superficiales que tienen agua dulce/salobre son las que proceden de la estación 1 y la 2 con valores < 2,50 y 9,84 g/kg, las estaciones 3 y 4 en superficie tienen agua salobre con 16,93 y 18,43 g/kg respectivamente, y el resto de estaciones (5, 6 y 7)

tienen en toda la columna agua salina con valores de 37 g/kg. Solamente en la estación 1 la capa de agua dulce/salobre supera los 20 cm, ya que en las otras estaciones (2, 3 y 4) a partir de los 10 cm de profundidad el valor de la salinidad del agua está próximo, y en la mayoría de los casos supera, el valor de 30 g/kg.

Las estaciones 1 y 2 son las que tienen mayores concentraciones de clorofila, teniendo ambas estaciones en las 3 primeras muestras (entre 0 y 10 cm de profundidad), valores similares, aproximadamente 11 mg/m<sup>3</sup> en la estación 1 y 8 mg/m<sup>3</sup> en la estación 2. A partir de esta profundidad la disminución de los valores es gradual hasta 3,41 mg/m<sup>3</sup> en la estación 1 y 4,35 mg/m<sup>3</sup> en la estación 2.

Las estaciones 3 y 4 en las muestras tomadas en los 10 primeros cm tienen valores entre 5 y 7 mg/m<sup>3</sup>, disminuyendo su concentración con la profundidad hasta que en la muestra más profunda de la estación 3 (3m) tiene un valor de 5,01 mg/m<sup>3</sup>, y en la más profunda de la estación 4 (1,5 m) el valor de clorofila es 3,58 mg/m<sup>3</sup>. Las estaciones 5, 6 y 7 son, como viene ocurriendo en aquellas estaciones más alejadas del punto de salida del agua dulce, las de menor contenido en clorofila además de tener en todo el perfil valores similares siempre menores que 2 mg/m<sup>3</sup>, excepto en las muestras más profundas de las 3 estaciones que tienen un contenido en clorofila *a* mayor que el resto de muestras del perfil vertical.

Esto último ocurre también en las estaciones 2, 3 y 4 donde en la muestra tomada a mayor profundidad se produce un incremento de clorofila con respecto a la muestra tomada en la profundidad anterior, o bien como ocurre en las estaciones 5, 6 y 7 esta muestra de mayor profundidad es la de mayor valor.

Según los datos de clorofila *a* y de salinidad podemos decir que en la pluma del día 27-2-2008 la influencia del agua dulce abarca fundamentalmente el grupo formado por las estaciones 1, 2, 3 y 4.

### **3.1.3.-Pluma Estany de Cullera**

#### a) Campaña de muestreo día 6-5-2008 (Figura A2.5 y Tabla A1.5)

La estación muestreada que presenta menor salinidad en superficie es la número 2 con un contenido salino de 8,50 g/kg. Las estaciones 1, 3 y 4 tienen en superficie valores entorno a 20 g/kg, valor que aproximadamente mantienen las estaciones 1 y 4 hasta los 10 cm de profundidad. Las restantes estaciones (5, 6 y 7) tienen agua salina en todo el perfil vertical muestreado. Solo en la estación 2 existe una capa de agua dulce/salobre con grosor aproximado de 20 cm ya que a esta profundidad la salinidad tiene un valor de 19,96 g/kg.

Con respecto a la clorofila *a*, es la estación 2 la que presenta en superficie el mayor contenido (16,07 g/m<sup>3</sup>), ya que como se comentó en el párrafo anterior, esta estación tiene la menor salinidad y mayor grosor de la capa de agua dulce. A los 20 cm la estación 2 tiene un valor de clorofila de 7,10 g/m<sup>3</sup>, y a partir de esa profundidad se produce una disminución gradual, hasta que en la última muestra a los 2 m de profundidad el valor de clorofila es 2,83 g/m<sup>3</sup>.



Las estaciones 1 y 4, tienen tanto en superficie como en las muestras más profundas, valores similares de clorofila, aunque son algo más elevados en la estación 1. En la superficie las estaciones 1 y 4, tienen valores de clorofila de 6,71 y 4,84 mg/m<sup>3</sup> respectivamente, y a los 10 cm donde parece ser que acaba la capa de agua dulce, la estación 1 tiene 6,27 mg/m<sup>3</sup> y la estación 4 4,76 mg/m<sup>3</sup>.

En la estación 3 se observa un comportamiento diferente al resto de estaciones estudiadas, ya que presenta un pico de clorofila a los 0,5 m con un valor de 8,73 mg/m<sup>3</sup>, este valor va disminuyendo en las muestras siguientes más profundas hasta llegar a un valor a los 3 m de 4,95 mg/m<sup>3</sup>.

Las estaciones 5, 6 y 7 tienen valores similares en toda la columna que se encuentran dentro del intervalo 1,4 y 2,68 mg/m<sup>3</sup>.

En esta pluma también se aprecia, como hemos comentado en las plumas de otras zonas, que en algunas estaciones (2, 3, 6 y 7) en la última muestra que corresponde a la de mayor profundidad el valor de clorofila es más alto que la muestra inmediatamente anterior. En algunos casos este aumento es importante, por ejemplo en la estación 3 a 1m de profundidad el valor de clorofila es de 2,93 mg/m<sup>3</sup> y en la muestra siguiente que es la más profunda (3 m) el valor es de 4,95 mg/m<sup>3</sup>.

#### b) Campaña de muestreo día 20-5-2008 (Figura A2.6 y Tabla A1.6)

Las estaciones 1, 2 y 4 tienen en superficie agua dulce/salobre con valores de <2,5, 7,5 y 14,94 g/kg respectivamente. La capa de agua dulce en la estación 1 tiene un grosor de 30 cm, en la estación 2 es de 10 cm y en la estación 4 esta capa tiene un grosor de tan solo 5 cm. En esta última estación, aunque los valores son elevados en las muestras más superficiales (a los 10 cm el valor es de 27,50 g/kg), se aprecia que a partir de los 10 cm de profundidad el agua es salina con valores mayores de 35 g/kg. Esto mismo ocurre en la estación 3, el valor de la salinidad en superficie es elevado (25,74 g/kg) y este valor es similar en las 3 primeras muestras (hasta 10 cm) y a los 30 cm el aumento del valor de la salinidad es más brusco debido a que el agua ya es salina.

En las estaciones 5, 6 y 7 encontramos agua salina en todo el perfil vertical con valores mayores de 36 g/kg.

La clorofila *a* que presentan las muestras sigue las pautas que se han descrito en el párrafo anterior de salinidad. Aquellas estaciones con una capa de agua dulce/salobre tienen mayores valores de clorofila, así pues, las estaciones con mayores contenidos de clorofila son por este orden la 1, 2 y la 4. La estación 1 presenta en superficie un valor de clorofila de 9,95 mg/m<sup>3</sup> y en la última muestra de la capa dulce (30 cm) el valor de clorofila es 7,97 mg/m<sup>3</sup>. Las estaciones 2 y 4 tienen en superficie valores de 7,83 y 5,92 mg/m<sup>3</sup>, respectivamente. A los 10 cm de profundidad el valor de clorofila en la estación 2 pasa a ser de 7,02 y a los 5 cm en la estación 4 el valor es de 4,69 mg/m<sup>3</sup>.

En la estación 3 se dan valores de clorofila menores que en las estaciones comentadas en el párrafo anterior, y además similares en las 3 muestras tomadas los 10 primeros cm, con

valores de clorofila que se encuentran dentro del intervalo 2,90 y 2,46 mg/m<sup>3</sup>.

En las estaciones 5, 6 y 7 encontramos valores bajos de clorofila, y a excepción de la estación 5 que en la muestra más profunda tiene 1,19 mg/m<sup>3</sup>, todos menores de 1 mg/m<sup>3</sup>. En las estaciones 5 y 6 el valor de la muestra más profunda aumenta con respecto a la muestra anterior de profundidad menor.

### **3.1.4.-Estuario del río Júcar.**

#### a) Campaña de muestreo día 8-11-2007 (Figura A2.7 y Tabla A1.7)

En la primera campaña de muestreo efectuada en esta zona, los valores de caudal proporcionados por la CHJ muestran que en el azud de Cullera el caudal medio diario fue de 4,5 m<sup>3</sup>/s (ver Figura 8 Capítulo 2). En las 3 estaciones muestreadas existe una capa de agua dulce/salobre, que en las estaciones 1 y 2 tiene un grosor de 75 cm y en la estación 3 tiene unos 30 cm. Los valores de salinidad de las muestras más superficiales de las estaciones 1 y 2 son prácticamente todos menores de 2,50 g/kg. En la estación 3 la salinidad de las muestras de la capa más superficial tiene un valor comprendido entre 7 y 8,25 g/kg.

En las muestras de la capa más salina de esta campaña en ningún caso los valores de salinidad superan los 35 g/kg.

Con respecto a la clorofila *a* que presentan las muestras de esta zona podemos comentar que, en las estaciones 1 y 2 los mayores valores de clorofila no se dan en las dos muestras más superficiales (0-5 cm), quizá debido a la fotoinhibición comentada anteriormente (Marcoval, et al., 2008). En la estación 1 los máximos de clorofila se dan a partir de 10 cm de profundidad con un valor de 11,54 mg/m<sup>3</sup> y hasta los 75 cm con un contenido de 10,31 mg/m<sup>3</sup>, a partir de esta profundidad acaba la capa de agua dulce y los valores de clorofila son mucho menores. En esta estación se produce a los 30 cm una bajada importante en el contenido de clorofila (5,84 mg/m<sup>3</sup>) que no se observa en la siguiente muestra cogida a 50 cm de profundidad, ya que en esta muestra se da el máximo valor de clorofila (11,99 mg/m<sup>3</sup>).

En la estación 2 ocurre lo mismo que en la estación 1 y los máximos valores se dan a las profundidades comprendidas entre los 10 y 30 cm con valores de 10,48 mg/m<sup>3</sup> y 10,18 mg/m<sup>3</sup>, respectivamente.

En la estación 3 todas las muestras presentan valores similares dentro del intervalo 7,56 y 7,10 mg/m<sup>3</sup>.

#### b) Campaña de muestreo día 12-2-2008 (Figura A2.8 y Tabla A1.8)

Los valores de caudal proporcionados por la CHJ muestran que en el azud de Cullera el caudal medio diario fue de 8,2 m<sup>3</sup>/s (ver Figura 8 Capítulo 2). En esta segunda campaña, debido a diversos problemas con el equipo de muestreo, la primera muestra que se toma en la estación 1 es a los 5 cm de profundidad y en las estaciones 2 y 3 la primera muestra

tomada es a los 20 cm de profundidad.

En esta campaña, la capa de agua dulce amplía su grosor en las 3 estaciones, con respecto a la campaña anterior, debido al mayor caudal del río. Además encontramos valores de salinidad menores de 2,50 g/kg en el primer metro de la columna de agua de las estaciones 1 y 2. Así, en la estación 1 la capa dulce llega hasta una profundidad de 1,20 m, en la estación 2 llega hasta 80 cm y en la estación 3 a la profundidad de 40 cm, siendo el valor de salinidad en ésta última de 12,46 g/kg. Las muestras de agua más salina de esta campaña, algunas de ellas, sí que superan el valor de 35 g/kg.

La clorofila *a* de este muestreo, en la estación 1 en la capa de agua dulce (0,5 y 1,20 m de profundidad) se dan valores de clorofila entre 3,24 y 4,08 mg/m<sup>3</sup>. A la profundidad de 1,30 m, donde ya no hay agua dulce, se produce un pico de clorofila posiblemente debido a la retención de células fitoplanctónicas senescentes que en el proceso de sedimentación en la interfase pueden producir picos a salinidades intermedias (Naudin et al. ,1997). En las muestras siguientes tomadas a mayores profundidades la clorofila disminuye hasta los 2,69 mg/m<sup>3</sup> que se dan a los 3,50 m de profundidad.

En la estación 2, los valores de clorofila de las muestras de todo el perfil vertical, no varían prácticamente y oscilan en un intervalo de valores de 3,58 y 3,78 mg/m<sup>3</sup>.

En la estación 3 se dan valores menores que en las estaciones anteriores pero como ocurría en la estación 2, no se aprecia un cambio significativo en el valor de clorofila al pasar de la capa dulce a la salina. En esta estación los valores oscilan entre 1,78 y 2,85 mg/m<sup>3</sup>.

Como viene ocurriendo en muchas estaciones de otros muestreos y otras zonas, se aprecia que en las últimas muestras (las de mayor profundidad), debido a la sedimentación del fitoplancton senescente, tienen un valor de clorofila *a* superior a muestras tomadas a otras profundidades menores

c) Campaña de muestreo día 14-5 2008 (Figura A2.9 y Tabla A1.9)

Los valores de caudal proporcionados por la CHJ (ver Figura 8 en Capítulo 2) muestran que en el azud de Cullera el caudal medio diario fue de 0,0 m<sup>3</sup>/s. En esta campaña prácticamente no existe capa de agua dulce ya que aunque en la estación 1 la muestra superficial tiene 9,07 g/kg de salinidad en la siguiente muestra, que ha sido tomada a los 10 cm, la salinidad pasa a ser 26,64 g/kg. En la estación 2 el valor de salinidad pasa de 11,68 g/kg en la superficie a 26,40 g/kg a los 20 cm. Y por último la estación 3 no tiene agua dulce siendo el valor de la muestra más superficial de 31,41 g/kg. Por tanto podemos afirmar que el agua salobre que se encuentra en esta campaña proviene de filtraciones del azud y/o de aportaciones del entramado de acequias que aportan caudal que no queda registrado en la estación de aforos, y no propiamente del caudal del río.

La clorofila *a* de estas muestras tiene valores muy bajos en las 3 estaciones y además no se aprecia una pauta clara de aumento o disminución con la profundidad.

En la estación 1 se dan valores más bajos que en las otras 2 estaciones. En la 1 los valores

están todos por debajo de  $1 \text{ mg/m}^3$ , aunque hay un valor a los 50 cm de profundidad de  $1,03 \text{ mg/m}^3$ . En las estaciones 2 y 3 los valores de clorofila  $a$  de las muestras están todos por debajo de los  $2 \text{ mg/m}^3$ .

En las 3 campañas se aprecia (sobre todo en las 2 primeras) que las estaciones 1 y 2 tienen una capa de agua dulce de mayor grosor y además con valores de salinidad menores que en la estación 3. Esto es lógico si observamos la posición de las estaciones de muestreo (ver figura 17) ya que la 1 y la 2 están situadas dentro del río y la número 3 está justo en la desembocadura de éste.

### ***3.1.5.-Estuario del Estany de Cullera***

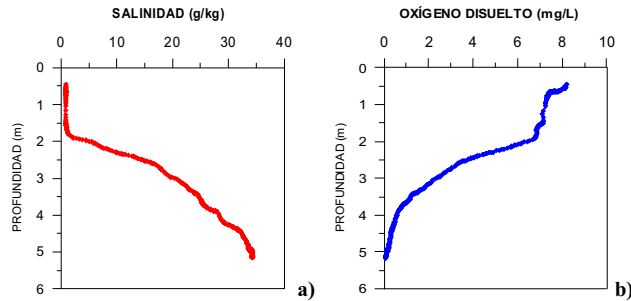
En esta zona en las 3 campañas efectuadas sólo se muestrea en una estación.

#### a) Campaña de muestreo día 8-11-2007 (Figura A2.10 y Tabla A1.10)

En la primera campaña de muestreo, todas las muestras tomadas entre 0 y 1 m son dulces, dándose en todas las muestras valores de salinidad  $< 2,50 \text{ g/kg}$ . La siguiente muestra que se toma ya es salina con un valor de  $34,12 \text{ g/kg}$  y que corresponde a 5,3 m de profundidad. Después de la muestra tomada a 1 m, se cogen 7 muestras más a profundidades entre 5,3 y 5,9 m, siendo todas estas muestras salinas y con valores de salinidad en el intervalo de 33,42 y  $34,55 \text{ g/kg}$ .

La clorofila de estas muestras, tiene un valor en la muestra superficial de  $5,03 \text{ mg/m}^3$  y este valor aumenta hasta alcanzar un máximo de  $5,83 \text{ mg/m}^3$  a los 30 cm de profundidad. A partir de esta profundidad el valor de clorofila disminuye hasta que en la muestra tomada a 5,8 m el valor de este parámetro es de  $3,46 \text{ mg/m}^3$ . No se dispone de valor de clorofila para la muestra más profunda (5,9 m).

Los resultados de esta campaña dejan claro que la metodología de muestreo utilizada en este caso no fue la más adecuada. Las muestras de agua más superficiales se tomaron con el SWAS (hasta 1 m de profundidad) y las más profundas con el SWIS (a partir de 5m). Del mismo modo se tomaron datos con una sonda CTD, resultados que se muestran en la Figura 24 (salinidad y oxígeno disuelto). En esta figura se observa que la haloclina no es muy marcada y comienza a una profundidad aproximada de 2 m. A esta misma profundidad comienza también la oxiclina, finalizando a aproximadamente 4 m. Debido a esta situación espacial de la haloclina, el uso del SWAS en esta campaña no tuvo el resultado esperado, pues todas las muestras de laboratorio recogidas con este dispositivo se encontraban un metro por encima del gradiente de salinidad.



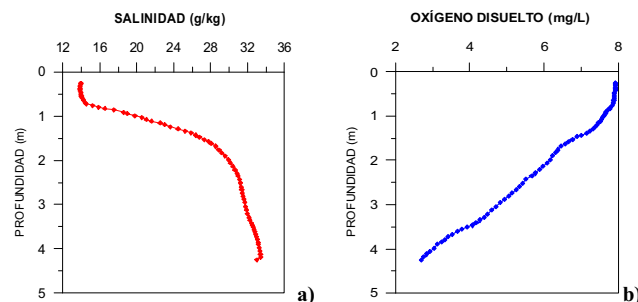
**Figura 24:** Haloclina (a) y oxiclina (b) de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 8-11-2007).

b) Campaña de muestreo día 9-4-2008 (Figura A2.11 y Tabla A1.11)

Como ya se ha comentado anteriormente, en esta segunda campaña de muestreos realizada en esta zona, las muestras se cogen a profundidades distintas que las de la campaña anterior. La primera muestra que se coge es en la superficie y es la única de este perfil que es dulce, con un valor de salinidad de 12,86 g/kg. La segunda se coge a 70 cm de profundidad y tiene un valor de salinidad de 21,53 g/kg. Entre las profundidades de 70 cm y 3 m se coge muestra cada 10 cm con el SWIS. Los valores de salinidad de estas muestras van aumentando conforme aumenta la profundidad, teniendo a 3 m una salinidad de 32,67 g/kg. La muestra más profunda se coge a 4,3 m y presenta una salinidad de 33,46 g/kg.

La clorofila de estas muestras no varía con la profundidad. Los valores son bajos y dentro del rango de 1,32 a 2,49 mg/m<sup>3</sup>.

En esta campaña la haloclina (Figura 25(a)) se sitúa entre los 0,75 y 1,75 m de profundidad aproximadamente, mientras que como se observa para el oxígeno en la Figura 25(b) no podemos decir que exista una oxiclina definida, pues el oxígeno va disminuyendo gradualmente al aumentar la profundidad.



**Figura 25:** a) Haloclina y b) oxiclina de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 9-4-2008).

c) Campaña de muestreo día 13-5 2008 (Figura A2.12 y Tabla A1.12)

En esta campaña las profundidades a las que se cogen las muestras, son distintas a las de la primera y segunda campaña, pues las sondas multiparamétricas nos indicaban la posición

de la haloclina y de la oxiclina. En este caso se cogen muestras en 3 intervalos de profundidad, el primero entre 0,90 y 1,50 m, el segundo entre 1,80 y 4,10 m y el último intervalo entre 5,20 y 5,80 m. Dentro de cada intervalo se toma una muestra cada 10 cm.

Según las salinidades determinadas en las muestras de esta estación, solo hay agua dulce entre la primera muestra (0,9 m) y 1,20 m, siendo el valor de salinidad de las 3 primeras muestras  $< 2,50$  g/kg y en la muestra correspondiente a 1,20 m de profundidad el valor de salinidad es de 9,45 g/kg. Este valor continúa aumentando con la profundidad y en la muestra más profunda (5,8 m) el valor de la salinidad es de 34,24 g/kg.

En estas muestras, a diferencia de la campaña anterior, sí que se observa, en general, una disminución de la clorofila con la profundidad, aunque existen subidas y bajadas en el valor de la clorofila en muestras de profundidades intermedias. Además los valores de estas muestras son superiores a los de la campaña anterior. En la primera muestra, a los 90 cm, el valor de clorofila *a* es de  $5,82$  mg/m<sup>3</sup>, y éste aumenta hasta 1,20 m donde se da el máximo con un valor de  $7,27$  mg/m<sup>3</sup>. A partir de esta profundidad el valor empieza a disminuir, aunque como ya se ha comentado en algunas muestras el valor aumenta con respecto a la profundidad anterior, sin embargo la pauta general es de disminución de la clorofila con el aumento de la profundidad. El contenido de clorofila *a* de la muestra de mayor profundidad es de  $1,26$  mg/m<sup>3</sup>.

En esta campaña la haloclina (Figura 26(a)) es muy marcada, situándose entre 1,5 y 2 m de profundidad, mientras que la oxiclina (Figura 26(b)) no es tan abrupta pero comienza también aproximadamente a 1 m de profundidad.

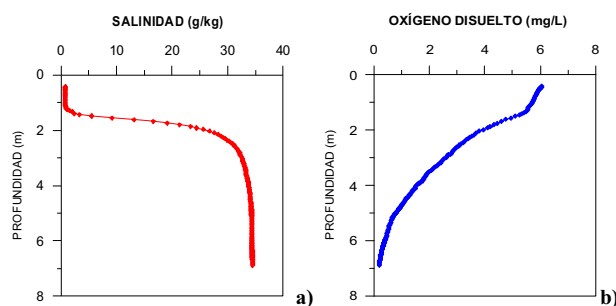


Figura 26: a) Haloclina y b) oxiclina de la estación 3 del Estany de Cullera (muestreo 13-5-2008).

### 3.2.-Composición fitoplanctónica de las muestras estudiadas

En este apartado se van a comentar los datos de la composición de fitoplancton que presentan las muestras, para así determinar diferencias entre las distintas zonas estudiadas. También se determinará si existen diferencias, dentro de una misma zona en los muestreos realizados en distintas fechas. Para poder comentar los datos de fitoplancton de las muestras se han realizado una serie de gráficas que nos ayuden a la organización de los mismos. Las gráficas que se muestran en el anexo 2 (figuras de número impar A2.13...A2.35) muestran el porcentaje de abundancia de cada clase de fitoplancton dentro

de las células eucariotas totales. Las gráficas del anexo 2 (figuras de número par A2.14...A2.36) muestran la densidad celular de las células procariotas en cada una de las muestras y por último en las gráficas del anexo 2 de las figuras A2.1...A2.12 se muestra la variación de la densidad celular (cel/L) de las clases de fitoplancton en cada estación y su variación con la profundidad.

Cuando se comentan los datos de porcentajes de abundancia de las clases de organismos eucariotas, ocurre que pueden darse porcentajes de abundancia altos y densidades celulares bajas. Esto es debido a que en los porcentajes expresamos la abundancia de una clase de fitoplancton con respecto al resto de clases de células eucariotas presentes en esa muestra.

Es necesario aclarar que dentro de los organismos procariotas estudiados hay que distinguir entre las cianobacterias filamentosas coloniales más típicas de agua dulce y las picocianobacterias marinas que están representadas por el género *Synechococcus*.

### 3.2.1.-Pluma de la Albufera de Valencia.

#### a) Campaña de muestreo día 21-5-2008 (Tabla A1.13)

En esta campaña de muestreos, en las estaciones 1 hasta la 4 los grupos de eucariotas (Figura A2.13) que predominan son las diatomeas y clorofíceas. Las diatomeas tienen un porcentaje máximo del 53,5% que corresponde a una densidad celular de  $1,33 \cdot 10^5$  cel/L y un mínimo de 6,9% con densidad celular de  $3,89 \cdot 10^6$  cel/L. En estas dos muestras ocurre, como ya hemos explicado anteriormente, que en la primera teniendo un porcentaje muy superior de diatomeas a la segunda muestra, sin embargo, la densidad celular es menor. Las clorofíceas tienen un porcentaje máximo del 92,2% teniendo esta muestra una densidad celular de  $5,21 \cdot 10^7$  cel/L, y el porcentaje mínimo es de 12,9% que corresponde a una muestra con una densidad celular de  $4,27 \cdot 10^4$  cel/L. En las estaciones desde la 4 hasta la 7, a partir de 1 m de profundidad, también son considerables los porcentajes de primnesiales, teniendo algunas de las muestras más profundas porcentajes aproximadamente del 45% de esta clase de fitoplancton con densidades celulares del orden de  $10^5$  cel/L.

Dentro de las células procariotas (Figura A2.14) se observa presencia de cianobacterias coloniales en las estaciones 1 a 4, lógicamente en las muestras donde existe capa de agua dulce. Las muestras con mayores densidades celulares de estas cuatro estaciones presentan valores del orden de  $10^9$  cel/L en la primera estación y  $10^8$  cel/L en las otras tres. En estas cuatro estaciones también hay presencia del género *Synechococcus* pero con densidades menores que en el resto de estaciones. No se observan cianobacterias coloniales en las estaciones 5 a 7 porque su densidad celular es muy baja con respecto al de otras muestras y por tanto no se aprecian en la escala de los gráficos. De forma general, en las estaciones 5 a 7 las muestras que tienen más *Synechococcus* spp son las tomadas entre las profundidades de 0,75 y 5 m (orden de  $10^7$  cel /L).

Respecto de las gráficas que nos muestran la variación de la densidad celular con la profundidad (Figura A2.1), podemos comentar que la forma en que varía la clorofila con la profundidad es similar a la que siguen las densidades celulares de clorofíceas, diatomeas y cianobacterias coloniales. Esto se aprecia sobre todo en las estaciones 1-4 ya que estos 3

grupos son los que predominan en las aguas dulces y por tanto son los que más contribuyen en el contenido de clorofila en esas muestras. Además el pico de clorofila *a* que se detecta en la estación 1 a los 20 cm de profundidad se ve reflejado en un pico de clorofíceas.

b) Campaña de muestreo día 15-7-2008 (Tabla A1.14)

Como se ha explicado en el apartado de salinidad y clorofila, las 3 estaciones de esta campaña no presentan agua dulce en todo el perfil vertical por lo cual los grupos de agua dulce no van a ser los predominantes en estas muestras.

Dentro de las eucariotas (Figura A2.15) los grupos predominantes son las diatomeas, con formas adaptadas tanto aguas marinas como dulces, y las primnesiales. El máximo porcentaje de diatomeas, con un valor del 65,8%, corresponde a una muestra con una densidad celular de  $3 \cdot 10^6$  cel/L y la muestra con el mínimo porcentaje (34,9%) tiene una densidad celular  $2,27 \cdot 10^6$  cel/L. En estas dos muestras, a pesar de tener densidades celulares similares, el porcentaje de la primera duplica al de la segunda debido a que en esta última existen porcentajes de los otros grupos de organismos eucariotas más elevados que en la primera muestra. Los porcentajes de clorofíceas son muy reducidos, la muestra con el porcentaje máximo (14,9%) tiene una densidad celular de  $1,49 \cdot 10^5$  cel/L y la muestra con el mínimo porcentaje (3,6%) tiene una densidad celular de  $7,45 \cdot 10^4$  cel/L. También se aprecia la presencia de grupos que están en aguas marinas como prasinofíceas y dinoflagelados con porcentajes promedio del 6,5 y 3,4%, respectivamente. En ambos grupos la densidad celular es del orden de  $10^5$  ce/L.

En el gráfico que muestra la densidad celular de los organismos procariotas (Figura A1.16), se aprecia mejor la presencia de cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp ya que, al ser todas las muestras marinas, las densidades celulares son más similares entre ellas, lo que hace que la escala del gráfico nos permita apreciar mejor el contenido de éstas en todas las muestras. La densidad celular de las cianobacterias coloniales (orden de  $10^6$  cel/L) es menor que en la pluma anterior y la densidad de *Synechococcus* spp tiene un valor medio de  $6 \cdot 10^7$  cel/L, siendo del mismo orden que en el muestreo anterior.

### 3.2.2.-Pluma Marjal de Almenara.

a) Campaña de muestreo día 27-2-2008 (Tabla A1.15)

Dentro de los organismos eucariotas (Figura A2.17) predominan las diatomeas. La muestra con el máximo porcentaje de este grupo (95,9%) tiene una densidad celular de  $2,72 \cdot 10^6$  cel/L y la que tiene el porcentaje mínimo (42,2%) presenta una densidad celular de  $3,92 \cdot 10^6$  cel/L. En estas dos muestras podemos observar que aquella que tiene el porcentaje mínimo tiene la mayor densidad celular. El porcentaje máximo de clorofíceas (42,7%), lo presenta la muestra más superficial de la estación 1 con una densidad celular de  $5,28 \cdot 10^6$  cel/L, y el porcentaje mínimo corresponde a la muestra de la estación 5 tomada a 1 m con una densidad celular que está por debajo del límite de detección de la técnica. En el caso de la estación 1 en las tres muestras cogidas entre 0 y 0,1 m se aprecia un porcentaje considerable de criptofíceas (10,6%-14,1%), si lo comparamos con el resto de muestras.



Estas tres muestras tienen densidades celulares del orden de  $10^6$  cel/L. Aquellas estaciones que presentaban en todo el perfil vertical agua con una salinidad elevada (estaciones 6 y 7), los porcentajes de clorofíceas son muy pequeños, menores del 8% y lo que se observa es que ha aumentado el porcentaje de diatomeas, que en algunas muestras llega a ser del 90%, y de primnesiales con algunos valores próximos al 12 %. Este último grupo, aunque está presente en todas las muestras, es en las estaciones 6 y 7 donde presentan los porcentajes mayores con densidades celulares del orden de  $10^5$  cel/L.

Los organismos procariotas (Figura A2.18) de estas muestras, presentan contenidos de cianobacterias coloniales en mayor cantidad en las estaciones 1, 4 y 5, sobre todo en las muestras más superficiales (hasta 0,2 m), con valores de densidades celulares comprendidos entre  $2,0 \cdot 10^4$  y  $4,6 \cdot 10^6$  cel/L. En el resto de estaciones, como ocurría en la pluma anterior, la densidad celular o bien es muy baja y no se observa en el gráfico debido a la escala de los ejes o el valor está por debajo del límite de detección de la técnica. Los organismos del género *Synechococcus*, están presentes en todas las muestras siendo la estación 1 la que tiene en las tres primeras muestras (0, 0,05 y 0,1 m) la mayor densidad celular de éstos con valores de  $5,28 \cdot 10^7$  cel/L a 0 m y  $5,16 \cdot 10^7$  cel/L a 0,1 m. En las estaciones 3, 4, 6 y 7 se dan picos de *Synechococcus* spp en las muestras cogidas a las profundidades de entre 10 y 30 cm con densidades celulares dentro del intervalo de valores  $3,67 \cdot 10^6$  y  $4,1 \cdot 10^7$  cel/L, debido posiblemente a que a estas profundidades tienen la luz adecuada ya que en las muestras más superficiales sufren la ya comentada fotoinhibición junto con otros factores (como el consumo por parte del zooplancton, competencia con las bacterias, etc.), y en las más profundas la falta de luz hace que no se den condiciones óptimas para la fotosíntesis.

En esta pluma, a diferencia de lo que ocurría en la primera campaña de muestreos realizada en la Albufera, no se observa tan claramente que la variación de la clorofila *a* con la profundidad, que podemos observar en la Figura A2.3 del anexo 2, tenga una forma similar a la variación de la densidad celular de determinados grupos de fitoplancton. Sin embargo, en la estación 1, la de mayor contenido en clorofila, su variación con la profundidad tiene una forma más o menos similar a clorofíceas, cianobacterias y criptofíceas. Esto también se observa en la estación 4 pero sólo con los grupos clorofíceas y cianobacterias coloniales. En la estación 2, a la profundidad de 1 m existe un incremento de clorofila que se ve reflejado en un aumento de la densidad celular de diatomeas y clorofíceas. En las gráficas de las siete estaciones se aprecia un incremento de la densidad celular de *Synechococcus* spp a las profundidades de 10-30 cm.

b) Campaña de muestreo día 12-3-2008 (Tablas A1.16)

En las muestras de esta campaña (Figura A2.19), siguen siendo las diatomeas las que presentan unos porcentajes más elevados que el resto de grupos de eucariotas y además están presentes en todas las muestras. El porcentaje máximo de diatomeas es del 78,1% y corresponde a la muestra más profunda de la estación 2, con una densidad celular de  $3,58 \cdot 10^6$  cel/L. La muestra de menor porcentaje (27,9%) es de la estación 1 a 0,1 m y tiene una densidad celular de  $2,28 \cdot 10^6$  cel/L.

Se observa en la Figura A2.19 del anexo 2, que en las estaciones de la número 1 a la 4 en

las muestras más superficiales (hasta 0,3 m en la estación 1) se dan porcentajes elevados de clorofíceas con un porcentaje máximo de 54,6% que corresponde a la muestra de 0 m de la estación 2 que tiene una densidad celular de  $4,48 \cdot 10^6$  cel/L. En las muestras de mayor profundidad de estas cuatro estaciones y sobre todo en las estaciones 5, 6 y 7, que tienen agua salina en todo el perfil vertical, además de los porcentajes elevados de diatomeas, se dan porcentajes elevados de prasinofíceas y primnesiales. El máximo porcentaje de ambas clases de fitoplancton se da en la estación 6, las prasinofíceas en la muestra de 0 m con 39,5% y con una densidad celular de  $1,32 \cdot 10^6$  cel/L y las primnesiales en la muestra tomada a 0,1 m con un porcentaje de 34,3% y una densidad celular de  $9,15 \cdot 10^5$  cel/L. También es apreciable, por el valor de su porcentaje, el grupo de criptofíceas en todas las muestras pero principalmente en las estaciones 1, 5, 6, y 7 con un 8,5% de porcentaje promedio de las cuatro estaciones.

Respecto al grupo de los organismos procariotas (Figura A2.20), estas muestras tienen densidades celulares de cianobacterias coloniales elevadas en las estaciones 1, 2 y 4, a profundidades menores de 0,3 m, con valores del orden de  $10^6$  cel/L. Los *Synechococcus* spp tienen densidades celulares elevadas en prácticamente todas las muestras excepto en aquellas que tienen un valor alto de densidad celular de cianobacterias coloniales, ya que estas últimas son de agua dulce y los *Synechococcus* spp están más presentes en aguas más salinas. Aunque en la mayoría de estaciones de muestreo, las mayores densidades celulares de *Synechococcus* spp no se dan en las muestras más superficiales si no en las intermedias, no se aprecia tan claramente como en la pluma anterior el posible fenómeno de la fotoinhibición. En la mayoría de las muestras de esta campaña los valores de densidades celulares tanto de cianobacterias coloniales como de *Synechococcus* spp son más elevados que en las muestras de la campaña anterior.

En los gráficos de la variación de la densidad celular de los grupos fitoplanctónicos con la profundidad (Figura A2.4), se observa que siguen un comportamiento similar a la clorofila las diatomeas, clorofíceas, y cianobacterias coloniales, en las cuatro primeras estaciones. Esto se produce en aquellas estaciones que presentan agua dulce en superficie y por tanto en esta capa el valor de la clorofila *a* es prácticamente debido a estos grupos de agua dulce.

### 3.2.3.-Pluma Estany de Cullera

#### a) Campaña de muestreo día 6-5-2008 (Tabla A1.17)

Los porcentajes de abundancia de diatomeas, dentro del conjunto de las eucariotas (Figura A2.21), son menores en estas muestras que en las plumas de las dos zonas comentadas anteriormente (valor promedio de porcentaje de abundancia de todas las muestras 24,8%). En todas las estaciones la muestra que presenta un mayor porcentaje de diatomeas es la más profunda. Así pues, la muestra que presenta el máximo porcentaje de toda la campaña corresponde a la estación 5 tomada a 5 m, con un porcentaje de 53,7% y una densidad celular de  $3,32 \cdot 10^5$  cel/L. La muestra que presenta el porcentaje mínimo es la tomada en la superficie de la estación 1 con 2,6% de abundancia, y una densidad celular de  $1,88 \cdot 10^5$  cel/L. Las estaciones 1, 2 y 4 tienen en las muestras tomadas entre 0 y 20 cm porcentajes de clorofíceas muy elevados, en la mayoría de estas muestras el porcentaje de abundancia de clorofíceas supera el 80%. Sin embargo, el máximo porcentaje de abundancia corresponde

a la muestra más superficial de la estación 3 con un valor de 89,9% y una densidad celular de  $7,32 \cdot 10^6$  cel/L. El resto de muestras presenta porcentajes de abundancia bajos, siendo la muestra con el mínimo porcentaje la tomada en la estación 6 a 1m, con 2,3% y una densidad celular de  $2,51 \cdot 10^4$  cel/L.

Otra cosa que podemos destacar en esta pluma, además de los bajos valores de diatomeas, es que en todas sus muestras se dan porcentajes de primnesiales muy altos sobre todo en las muestras de las estaciones 5, 6 y 7. El porcentaje de abundancia de primnesiales máximo corresponde a la muestra de la estación 6 tomada a 0,2 m con un 65% y una densidad celular de  $8,04 \cdot 10^4$  cel/L. Además los porcentajes de dinoflagelados también son altos en aquellas muestras con agua salina siendo el porcentaje de abundancia máximo del 23,4% en la muestra de la estación 3 tomada a 0,5 m, teniendo dicha muestra una densidad celular de  $2,95 \cdot 10^5$  cel/L.

Las células procariotas (Figura A2.22) de estas muestras, tienen densidades celulares tanto de cianobacterias coloniales como de *Synechococcus* spp muy bajos en comparación con las muestras de las plumas de las zonas anteriores. Tan solo pueden apreciarse densidades celulares de cianobacterias coloniales altas en algunas muestras de las estaciones 1, 2 y 4. La máxima densidad celular se da en la muestra de la estación 2 a 0,05m con un valor de  $2,90 \cdot 10^6$  cel/L. En el resto de muestras por las escalas del eje, o el valor es muy bajo o éste está por debajo del límite de detección. También ocurre lo mismo con los *Synechococcus* spp, los valores de densidades celulares altos se dan también en las estaciones 1,2 y 4 y en el resto de estaciones el valor es bajo, en la mayoría de muestras las densidades celulares son del orden de  $10^6$  cel/L.

De los gráficos de la variación de la densidad celular con la profundidad (Figura A2.5) tan solo destacar que el pico de clorofila *a* que se da en la estación 3 a 0,5 m sólo se ve reflejado en los dinoflagelados, ya que también en éstos se da un pico en la misma profundidad. En estos gráficos también se observa que de forma general, los valores máximos de células/L se dan entre las profundidades de 0,3 y 0,5 m.

b) Campaña de muestreo día 20-5-2008 (Tabla A1.18)

Los porcentajes de abundancia de los grupos principales de eucariotas de estas muestras (Figura A2.23), presentan valores de diatomeas algo más elevados que en el primer muestreo de esta zona, a pesar de que tan solo existen 14 días de diferencia entre el primer y segundo muestreo. Los mayores porcentajes de diatomeas corresponden a las muestras de las cuatro primeras estaciones, dándose el valor máximo en la muestra de la estación 3 tomada a 0,75 m con un porcentaje del 79,9% y una densidad celular de  $1,67 \cdot 10^5$  cel/L. El porcentaje mínimo corresponde a la muestra de la estación 7 a la profundidad de 0,3 m con un 8% y una densidad celular de  $4,90 \cdot 10^4$  cel/L. En estas cuatro estaciones en las muestras más superficiales también se dan porcentajes altos de clorofíceas, el máximo porcentaje de abundancia lo tiene la muestra de la superficie en la estación 4 con un valor de 47,5% y una densidad celular de  $1,45 \cdot 10^6$  cel/L. En la mayoría de muestras de la estación 1 también los porcentajes de criptofíceas son importantes. La muestra de profundidad 0,2 m tiene el porcentaje máximo con 20,3 % y presenta una densidad celular de  $9,04 \cdot 10^5$  cel/L.

Mirando la Figura A2.23, también podemos ver que en esta zona se dan porcentajes elevados de primnesiales (porcentaje promedio de abundancia 29,2%) en aquellas estaciones formadas en todo su perfil por agua salina (estaciones 5, 6 y 7). El máximo porcentaje de abundancia de primnesiales es del 76,1% en la muestra de 0,2 m de la estación 7, que presenta una densidad celular de  $3,74 \cdot 10^5$  cel/L. También podemos apreciar elevados porcentajes de primnesiales en las muestras más profundas de las estaciones de la 1 a la 4.

Las densidades celulares de cianobacterias coloniales son más altas en las muestras más superficiales de las estaciones 1 y 2 (Figura A2.24). En las estaciones 3 y 4 también en las muestras superficiales los valores de cianobacterias son más altos que en el resto de muestras, pero más bajos que en las muestras superficiales de las dos primeras estaciones. La máxima densidad celular se da en la muestra de la estación 2 a 0,05 m con un valor de  $4,30 \cdot 10^6$  cel/L. Algunas muestras de las estaciones 6 y 7 son las que tienen los valores de densidades celulares de *Synechococcus* spp más altas. La máxima densidad celular la presenta la muestra de la estación 7 a 0,1 m con un valor de  $3,98 \cdot 10^7$  cel/L. La estación 5 es la que tiene las muestras con las menores densidades celulares de *Synechococcus* spp, esto sin tener en cuenta las muestras de las estaciones 1 y 2 que tienen capa de agua dulce y las células procariotas que predominan en este caso son las cianobacterias coloniales.

En los gráficos de la Figura A2.6, donde se muestran los perfiles verticales de densidades celulares y clorofila *a*, podemos volver a observar que en las cuatro primeras estaciones la variación de la clorofila *a* se asemeja a la variación de las densidades celulares de diatomeas y clorofíceas, que como ya se ha explicado anteriormente en otros apartados, en aquellas estaciones que presentan agua dulce en superficie, en las muestras tomadas en esta capa el valor de la clorofila *a* es prácticamente debido a estos grupos de agua dulce. En estos gráficos también podemos observar una vez más que los máximos de densidades celulares, sobre todo en las estaciones formadas en su totalidad por agua salina, se dan a las profundidades de 0,2-0,5 m.

### **3.2.4.-Estuario del río Júcar**

#### **a) Campaña de muestreo día 8-11-2007 (Tabla A1.19)**

En las tres estaciones muestreadas en esta zona (Figura A2.25) observamos como hasta determinada profundidad, que coincide con la capa de agua dulce en cada una de las estaciones, las células eucariotas que predominan en las muestras son diatomeas y clorofíceas. Esto ocurre en la estación 1 hasta 1 m de profundidad, en la estación 2 hasta una profundidad de 0,75 m y en la estación 3 hasta una profundidad de 0,3 m. En el resto de muestras más profundas de cada estación los porcentajes de diatomeas y clorofíceas disminuyen y el mayor porcentaje en estas muestras corresponde a las criptofíceas, además en estas mismas muestras aunque con porcentajes pequeños aparecen también primnesiales (máximo porcentaje 14,7%). El mayor porcentaje de abundancia de diatomeas se da en la estación 2 a 0,3 m con un valor de 70,1%, teniendo esta muestra una densidad celular de diatomeas de  $5,81 \cdot 10^6$  cel/L. La muestra que tiene el mayor porcentaje de clorofíceas es de la estación 1 a 0,05 m con un valor de 40,9% y una densidad celular de  $2,14 \cdot 10^6$  cel/L. Por último, la muestra con el mayor porcentaje de criptofíceas pertenece a la estación 2 y fue

tomada a la profundidad de 1,1 m presentando un porcentaje de 85,5% y una densidad celular de  $3,92 \cdot 10^6$  cel/L.

Las células procariotas (Figura A2.26) que dominan en las muestras tomadas en la capa de agua dulce de las tres estaciones son las cianobacterias coloniales. Vemos en los gráficos de la Figura A2.26 del anexo 2, que en las muestras más superficiales (y por tanto con menor salinidad) de cada estación predominan las cianobacterias coloniales típicas de agua dulce y en las muestras más profundas donde el agua ya es salina las células procariotas que dominan son los *Synechococcus* spp que son más típicos de agua marina. La muestra de la estación 3 tomada a 0,2 m es la que tiene la máxima densidad celular de cianobacterias coloniales con  $6,71 \cdot 10^6$  cel/L. La muestra que presenta la mayor densidad de *Synechococcus* spp es la tomada a 1,2 m de profundidad en la estación 2 con un valor de  $1,69 \cdot 10^8$  cel/L.

En la variación de las densidades celulares con la profundidad (Figura A2.7) vemos como en la capa de agua dulce de cada estación la variación de la clorofila *a* es similar y por tanto seguramente debida a la presencia de diatomeas, clorofíceas y cianobacterias coloniales. Esto se observa mejor en las estaciones 1 y 2 donde el grosor de la capa de agua dulce es mayor. En la estación 1 a la profundidad de 1,4 m se produce un pico de clorofila *a* que se corresponde con picos de densidades celulares de prasinofíceas, primnesiales y *Synechococcus* spp aunque estos últimos tienen en la profundidad siguiente mayor densidad celular. Esto mismo ocurre en la estación 2 pero a la profundidad de 1,1 m, ya que a esta profundidad se produce un pico de clorofila (no tan marcado como en la estación anterior) que se corresponde con picos de criptofíceas, dinoflagelados, primnesiales y también hay picos de prasinofíceas aunque en este último caso la densidad celular mayor se produce a 1m.

#### b) Campaña de muestreo día 12-2-2008 (Tabla A1.20)

En las muestras de esta campaña al igual que en la anterior se repiten los grupos de células eucariotas que predominan en las muestras, las diatomeas y clorofíceas (Figura A2.27). Y también como en el muestreo anterior en muestras de mayor profundidad de cada estación los porcentajes de criptofíceas son superiores a los de diatomeas y clorofíceas. Esto se aprecia sobre todo en la estación 1, ya que es en esta estación donde se produce el máximo de abundancia de criptofíceas, en la muestra tomada a 1,4 m con un porcentaje del 86,8% y una densidad celular de  $7,07 \cdot 10^6$  cel/L. El porcentaje de abundancia de diatomeas máximo lo presenta la muestra de mayor profundidad de la estación 3 con un valor de 75,9% y esta muestra tiene una densidad celular de diatomeas de  $9,93 \cdot 10^5$  cel/L. El porcentaje mínimo de diatomeas se da en la muestra de la estación 1 a la profundidad de 1,4 m con un 3,6% y con una densidad celular de  $2,90 \cdot 10^5$  cel/L. La muestra que tiene el mayor porcentaje de abundancia de clorofíceas es de la estación 2 a la profundidad de 0,5 m con un 64,0% y una densidad celular de  $2,78 \cdot 10^6$  cel/L. La mínima abundancia de clorofíceas se produce en la muestra de la estación 1 a la profundidad de 1,4 m con un porcentaje del 3,4% y una densidad celular de  $1,24 \cdot 10^5$  cel/L. En estas muestras, a diferencia del muestreo anterior, prácticamente no se aprecian las primnesiales.

En la estación 1 las células procariotas (Figura A2.28) que predominan en las muestras más

superficiales son las cianobacterias coloniales de agua dulce y en las más profundas los *Synechococcus* spp de agua marina. El máximo valor de densidad celular de cianobacterias coloniales en la estación 1, se da en la muestra de profundidad 1,2 m con  $1,85 \cdot 10^6$  cel/L y en esta estación 1 la máxima densidad celular de *Synechococcus* spp, que además también es la máxima de todas las muestras de esta campaña, se da a la de profundidad 1,5 m con  $1,11 \cdot 10^7$  cel/L. En la estación 2 las densidades celulares de cianobacterias coloniales van aumentando al hacerlo la profundidad de la muestra, alcanzando en la muestra de mayor profundidad un valor de  $1,67 \cdot 10^6$  cel/L, y las densidades celulares del género *Synechococcus* son bajas y con valores similares en todas las muestras (del orden de  $10^6$  cel/L). En la estación 3 en todas las muestras las densidades celulares de cianobacterias coloniales son altas, la máxima densidad celular de todas las muestras de esta campaña se da en esta estación a 5 m de profundidad con un valor de  $2,73 \cdot 10^6$  cel/L. Los *Synechococcus* spp de esta última estación van incrementando su densidad celular al aumentar la profundidad de la muestra teniendo en la muestra más profunda el valor de  $9,20 \cdot 10^6$  cel/L.

En los gráficos de la Figura A2.8 del anexo 2 que representa la variación de las densidades celulares de cada grupo fitoplanctónico frente a la profundidad, no se observa una relación clara entre la variación de las densidades celulares de los grupos fitoplanctónicos y la variación de la clorofila *a* con el aumento de la profundidad. En la estación 1 se observa un pico de clorofila en la muestra de profundidad 1,3 m que solo se corresponde con el aumento de la densidad celular de los dinoflagelados, ya que otros grupos como las criptofíceas, prasinofíceas y primnesiales tienen un pico pero a la profundidad de 1,4 m.

c) Campaña de muestreo día 14-5 2008 (Tabla A1.21)

Las muestras presentan una composición de células eucariotas (Figura A2.29) en la que predominan las criptofíceas. En la estación 1 el porcentaje de abundancia mayoritario corresponde a las criptofíceas con un valor de 90,5% y una densidad celular de  $1,12 \cdot 10^7$  cel/L, estando presente también diatomeas y clorofíceas pero con porcentajes de abundancia respecto a las criptofíceas muy bajos, siendo los porcentajes promedio de todas las muestras 30,3% para las diatomeas y 8,9% para las clorofíceas. En la estación 1 la muestra tomada a 0 m es diferente del resto ya que, el mayor porcentaje corresponde a diatomeas con un valor de 81,7% y una densidad celular de  $3,33 \cdot 10^6$  cel/L, también hay presencia de clorofíceas aunque en menor proporción (13,7%). En las estaciones 2 y 3 las células eucariotas que predominan son las diatomeas, que han aumentado su porcentaje con respecto a la primera estación, el máximo porcentaje de abundancia de diatomeas de estas dos estaciones se da en la estación 3 a 0,7 m de profundidad con un 68,7% y una densidad celular de  $1,29 \cdot 10^6$  cel/L. En estas dos estaciones también se observa la presencia de primnesiales (máximo porcentaje 22,9%) y con bajos porcentajes también existen las clorofíceas.

Con respecto a las células procariotas estudiadas en estas muestras (Figuras A2.30) las cianobacterias coloniales presentan densidades celulares bajas en todas las muestras con la excepción de cinco muestras. Estas muestras corresponden a la estación 1 a la profundidad de 0 m ( $6,47 \cdot 10^6$  cel/L) y en la estación 2 a las profundidades de 0 m ( $4,04 \cdot 10^6$  cel/L), 0,1 m ( $2,05 \cdot 10^6$  cel/L), 0,4 m ( $1,81 \cdot 10^6$  cel/L) y 4 m ( $4,54 \cdot 10^6$  cel/L). Los *Synechococcus* spp

tienen densidades celulares altas en todas las muestras que se van incrementando conforme aumenta la profundidad de la muestra en cada estación. El máximo valor de la densidad celular se da en dos muestras, una en la estación 2 a 4 m y la otra en la estación 3 a 3 m de profundidad, siendo el valor de la densidad celular en ambas de  $1,65 \cdot 10^7$  cel/L.

En los gráficos de las Figura A2.9, donde podemos apreciar en cada estación la variación de la densidad celular de las muestras con la profundidad, lo único que podemos observar es el aumento de la población de cada grupo fitoplanctónico a profundidades intermedias, que como ya se ha comentado con respecto a otras zonas, posiblemente por la fotoinhibición y por condiciones de luz óptimas para la fotosíntesis.

### 3.2.5.-Estuario del Estany de Cullera.

#### a) Campaña de muestreo día 8-11-2007 (Tabla A1.22a)

En la población de células eucariotas (Figura A2.31) predominan las diatomeas con porcentajes en la mayoría de muestras por encima del 50%. También se observan clorofíceas y criptofíceas aunque los porcentajes son mucho menores que las diatomeas, sobre todo el grupo criptofíceas. El máximo porcentaje de abundancia de las diatomeas lo tiene la muestra tomada a 0,75 m con un porcentaje del 81,2% y una densidad celular de  $1,54 \cdot 10^6$  cel/L. El máximo porcentaje de clorofíceas lo presenta la muestra de profundidad 5,5 m con un valor de 40,0% y una densidad celular de  $4,44 \cdot 10^3$  cel/L. Y por último el porcentaje de criptofíceas máximo se da en la muestra de mayor profundidad (5,9 m) con un porcentaje de abundancia de 22,2% y una densidad celular de  $5,92 \cdot 10^3$  cel/L.

En las muestras tomadas a partir de 5 m por las condiciones de las mismas (a esas profundidades se dan condiciones de anoxia y las muestras tienen mucha materia orgánica lo que dificulta los recuentos con el microscopio y en muchos casos es complicado la identificación del organismo), se incluyen células en un grupo definido como otros. Por esta razón los porcentajes de cada uno de los grupos de eucariotas de algunas muestras no suman el 100%, aunque este hecho se produce en todas las zonas y campañas es en el gráfico de la Figura A2.31 de esta campaña donde más se observa.

Los organismos procariotas que presentan estas muestras (Figura A2.32), son las cianobacterias coloniales con densidades celulares altas en las primeras muestras (hasta 0,5 m de profundidad), dándose el máximo de densidad celular en la muestra a 0 m con un valor de  $1,43 \cdot 10^6$  cel/L, aunque en la gran mayoría de las muestras el valor de cianobacterias coloniales está por debajo del límite de detección de la técnica. En todas las muestras se observa la presencia del género *Synechococcus* spp que incrementan su densidad celular en las muestras más profundas, dándose la mayor densidad celular a 5,4 m con un valor de  $6,55 \cdot 10^5$  cel/L.

En los gráficos de variación de densidad celular con la profundidad (Figura A2.10) se observa que existe una gran diferencia, en cuanto a densidades celulares en la mayoría de grupos. Las primeras muestras (hasta 1m) presentan mayores densidades celulares que las más profundas (a partir de 5 m). En el único grupo donde no se aprecia esa disminución tan importante en la densidad celular a partir de 5 m es en los *Synechococcus* spp. En la

clorofila *a* también se observa una disminución en las muestras tomadas a partir de 5 m. Esta diferencia de densidades celulares entre las muestras más superficiales y profundas se debe a las condiciones de hipoxia/anoxia que se dan en las muestras tomadas a los 5 m de profundidad.

b) Campaña de muestreo día 9-4-2008 (Tabla A1.22b)

En la población de organismos eucariotas (Figura A2.33) predominan las diatomeas prácticamente en la totalidad de muestras. En las muestras comprendidas entre las profundidades de 1,1 y 1,9 m el porcentaje de diatomeas supera el 80%, dándose el máximo porcentaje de abundancia a la profundidad de 1,2 m con una densidad celular de  $1,29 \cdot 10^7$  cel/L. En las primeras muestras (superficie; 0,7; 0,8 y 1 m) los porcentajes de clorofíceas son considerables, dándose en la muestra más superficial el mayor porcentaje de abundancia de todas las muestras tomadas en esta estación de muestreo, con un porcentaje del 43,4% y una densidad celular de  $3,20 \cdot 10^6$  cel/L. En el resto de muestras el porcentaje de clorofíceas es muy bajo (porcentaje de abundancia promedio 4,1%) y similar al de otros grupos como primnesiales y prasinofíceas (porcentajes promedio 2,6% y 2,0% respectivamente). En las muestras que corresponden a las profundidades entre 2 y 4,3 m se va incrementando el porcentaje de criptofíceas, estando la muestra más profunda formada prácticamente por diatomeas (42,7% y una densidad celular de  $3,50 \cdot 10^6$  cel/L) y criptofíceas (45,5% y densidad celular  $3,72 \cdot 10^6$  cel/L).

Con respecto a las células procariotas de las muestras (Figura A2.34), las cianobacterias coloniales de agua dulce tienen una densidad importante en las dos primeras muestras ( $5,96 \cdot 10^5$  y  $3,72 \cdot 10^5$  cel/L). También aparecen muestras de profundidades diferentes (1,3; 1,6; 1,8; 2,4; 2,5; 2,7 y 2,9 m) con densidades celulares considerables de cianobacterias coloniales, siendo el valor mínimo de densidad celular  $2,98 \cdot 10^4$  cel/L y el máximo  $2,38 \cdot 10^5$  cel/L. En el resto de muestras sus densidades celulares son tan bajas que están por debajo del límite de detección de la técnica. Los *Synechococcus* spp tienen en las tres primeras muestras valores de densidades altos (mínimo  $1,70 \cdot 10^8$  cel/L y máximo  $2,94 \cdot 10^8$  cel/L) que disminuyen en las siguientes muestras más profundas, hasta que en la muestra de 1,5 m comienza un incremento de la densidad celular conforme aumenta la profundidad de la muestra, teniendo el máximo valor de densidad celular de toda la estación la muestra tomada a los 3 m de profundidad con un valor de  $3,42 \cdot 10^8$  cel/L. Los valores de las densidades celulares de *Synechococcus* spp son más altos que en el primer muestreo.

Lo único destacable de la variación de la densidad celular con la profundidad (Figura A2.11) es que en este caso además de que las densidades celulares son mayores que en el muestreo anterior, en la muestra más profunda al contrario de lo que ocurría en el muestreo previo las densidades celulares aumentan.

c) Campaña de muestreo día 13-5 2008 (Tabla A1.23)

En el tercer muestreo de esta zona, al igual que en los dos primeros, las células eucariotas que predominan en las muestras son las diatomeas (Figura A2.35). El máximo porcentaje de abundancia de las diatomeas corresponde a la muestra tomada a la profundidad de 1,1 m con un valor de 93,1% y con una densidad celular de  $3,73 \cdot 10^7$  cel/L. Las clorofíceas



aparecen en todas las muestras pero con porcentajes muy bajos (porcentaje promedio de toda la estación 10,9%). En las muestras que corresponden a las profundidades comprendidas entre 1,3 y 2,4 m el porcentaje de diatomeas disminuye y se incrementa el porcentaje de criptofíceas y dinoflagelados. El máximo valor del porcentaje de abundancia de criptofíceas es del 57,1% y se da en la muestra de 1,4 m de profundidad que presenta una densidad celular de  $1,21 \cdot 10^6$  cel/L. Para los dinoflagelados el máximo porcentaje se da en la muestra de profundidad 2,4 m con un valor de 21,2% y con una densidad celular de  $1,93 \cdot 10^5$  cel/L.

Las cianobacterias coloniales de estas muestras (Figura A2.36) tan sólo tienen densidades celulares importantes en las tres primeras muestras entre 0,9 y 1,1 m con densidades celulares máxima de  $8,94 \cdot 10^6$  cel/L y mínima de  $2,06 \cdot 10^6$  cel/L. En el resto de muestras las cianobacterias coloniales tienen densidades celulares muy bajas (densidad mínima  $4,43 \cdot 10^3$  cel/L) por lo cual en algunos casos en el gráfico de la Figura A2.36 del anexo 2 son inapreciables por la escala de los ejes. Con respecto al género *Synechococcus* spp las densidades celulares son altas a partir de la muestra de profundidad 1,3 m, aunque la máxima densidad celular se da a 1,4 m con un valor de  $4,23 \cdot 10^8$  cel/L. La densidad celular va disminuyendo conforme aumenta la profundidad hasta que en la muestra más profunda el valor de la densidad de *Synechococcus* spp es de  $1,19 \cdot 10^8$  cel/L.

### 3.3- 4ª Derivada del espectro de absorción de las muestras.

La determinación de la concentración de pigmentos fotosintéticos, tanto en muestras de agua dulce como en muestras marinas, se realiza para estimar la biomasa y las características fotosintéticas de los organismos autótrofos.

La clorofila *a* es el principal pigmento fotosintético presente en todas las especies de fitoplancton. Otros pigmentos, con estructuras químicas muy similares a la clorofila *a* (clorofila *b*, clorofila *c* y varios carotenoides como la fucoxantina, violaxantina y neoxantina) tienen una función directa en la fotosíntesis, mejorando la absorbancia de la luz y la transferencia de los electrones hacia la clorofila *a* e incluso jugando un papel de foto-protección (zeaxantina y luteína) frente a altas intensidades de luz. La relación entre distintas clases de pigmentos es indicativa tanto de la composición taxonómica de la muestra, como del estado fisiológico de la comunidad. Existe no obstante un problema al realizar este tipo de cálculos, la concentración de cada pigmento por unidad de células no es constante. El fitoplancton tiene la capacidad de adaptar las concentraciones de pigmentos en su interior de acuerdo con su estado fisiológico, la cantidad y calidad de la luz disponible y otros factores físicos y químicos, como puede ser la salinidad.

La cuantificación espectrofotométrica de los distintos tipos de pigmentos se basa en la lectura, mediante un espectrofotómetro, de la densidad óptica a las longitudes de onda en las que la absorbancia de luz es máxima para un determinado pigmento. Con el espectrofotómetro se mide la intensidad de luz que absorben estos pigmentos a una determinada longitud de onda, que está directamente relacionada con la concentración de estos pigmentos (Ley de Beer).

El problema es que la mezcla de los pigmentos contenidos en la célula, hace que las absorbancias de éstos se sumen y se obtenga un espectro total en el cual los picos de máxima absorción de cada pigmento pueden quedar solapados. Por esta razón se realiza la derivación de espectros, como se explica en el apartado 1.4.1 del capítulo 1 (Introducción). Mediante la determinación de la 4ª derivada del espectro vamos a aumentar la resolución y vamos a obtener fuertes máximos en la posición de máximos en la banda de absorción normal.

Se ha realizado la determinación de la 4ª derivada del espectro de absorción de las muestras de la estación 1 (mayor influencia continental) y de la estación 7 (menor influencia continental), o el caso de la pluma de la Albufera del día 15-07-2008 las estaciones 1 y 3. En la figura 27 se muestra la 4ª derivada del espectro de las muestras que forman el perfil vertical de las 2 estaciones consideradas en cada pluma.

En general, no existen diferencias apreciables entre las estaciones 1 y 7 (o estación 3) de cada pluma con respecto a la aparición de “picos” de máxima absorción. La única diferencia apreciable es que la altura de los picos, al igual que ocurre en el espectro “normal”, en las estaciones 1 en la mayoría de los casos son de mayor altura que en las estaciones 7. Este hecho es normal ya que en las estaciones 1 existe mayor biomasa fitoplanctónica que en las estaciones 7.

Los máximos de absorción que podemos apreciar en estos gráficos se dan en torno a las siguientes longitudes de onda: 415, 440, 470, 490, 550, 590, 620, 640, 675 y 710 nanómetros. Los picos de máxima absorción que más claramente podemos identificar corresponden al pigmento mayoritario clorofila *a* que presenta dos máximos, a 440 y 675 nm. Según apunta Bidigare et al., (1990) la absorción a 675 nm puede atribuirse solamente a la clorofila *a* ya que los pigmentos accesorios tienen absorciones mínimas en esta longitud de onda. Por el contrario, los pigmentos accesorios y las clorofilas tienen absorciones en la banda espectral del azul. El resto de picos de máxima absorción podemos atribuirlos a pigmentos como la clorofila *b* que también presenta 2 máximos a 470 y 640 nm, y el resto de picos de máxima absorción deben corresponder a los carotenoides que presentan absorciones máximas entre 450 y 550 nm y las ficobiliproteínas (ficocianinas y ficoeritrinas) que tienen absorciones máximas en las longitudes de onda comprendidas entre 480 y 600 nm.

Algunos de los máximos de absorción que podemos apreciar en los gráficos de la Figura 27, por la longitud de onda en la que se sitúan no podemos atribuirlos a ningún pigmento (algunas muestras presentan picos próximos a 415 nm, 750 nm, etc.), quizá esto es debido a que estas muestras tienen materia orgánica coloreada que absorbe en las longitudes de onda en las que estamos trabajando, y debido a esto se producen picos de absorción que no se pueden identificar fácilmente.

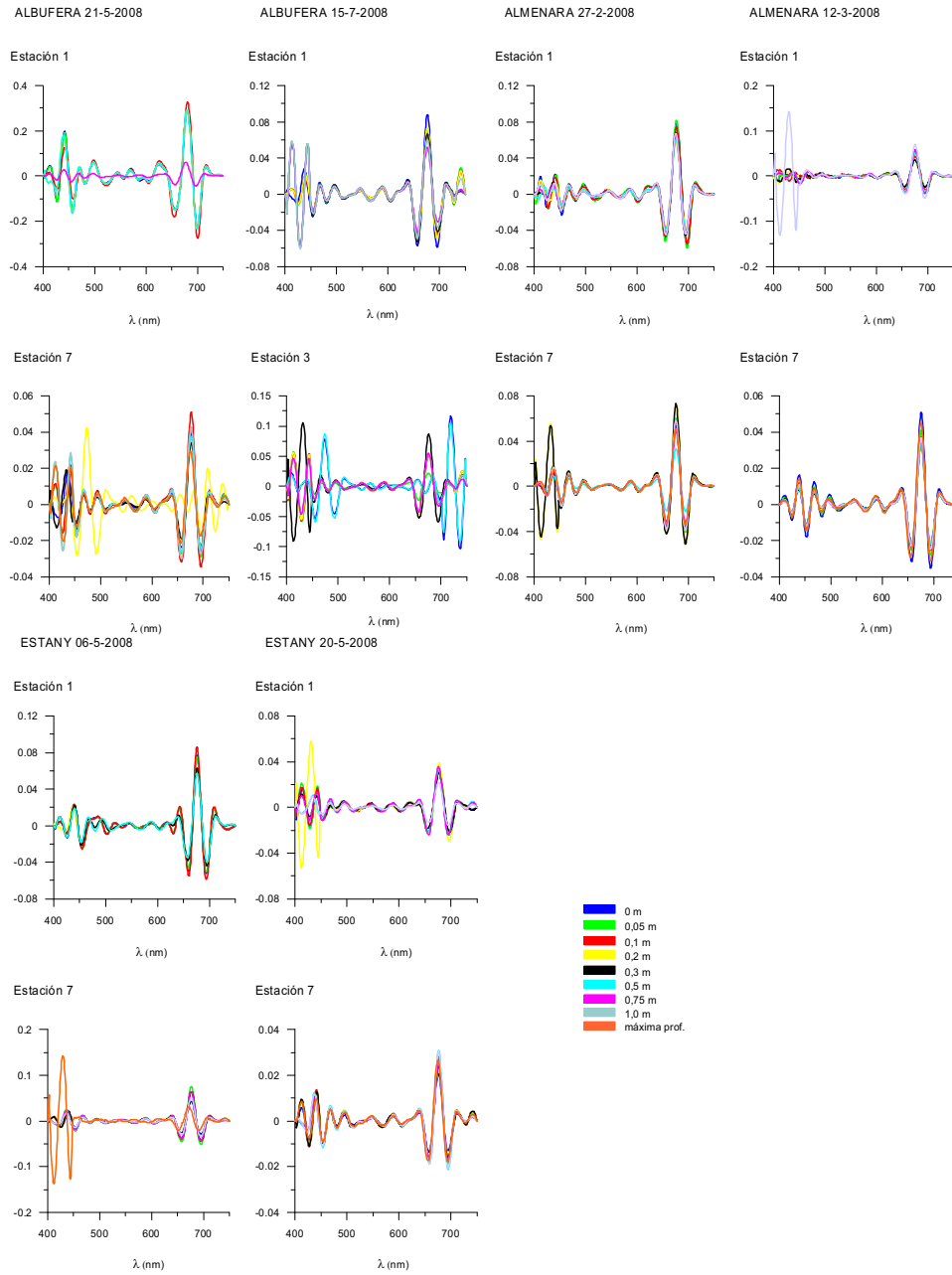


Figura 27: 4ª derivada del espectro de muestras de estaciones 1 y 7 o 3, de muestras de plumas.

### 3.4.-Coeficiente de Absorción del fitoplancton ( $a_{ph}$ ) y Coeficiente de Absorción Específico de la clorofila $a$ ( $a_{ph}^*$ )

Se ha determinado el coeficiente de absorción del fitoplancton ( $a_{ph}(\lambda)$ ) y el coeficiente de absorción específico de la clorofila  $a$  ( $a_{ph}^*(\lambda)$ ), en las muestras tomadas en el perfil vertical de las estaciones 5, 6 y 7 de las plumas muestreadas. Se han seleccionado estas estaciones debido a que son las de menor influencia y por tanto sufren menos variaciones.

El coeficiente de absorción del fitoplancton se determina por diferencia entre la absorción del material particulado total  $a_p(\lambda)$  y el material no pigmentario (principalmente detritus)  $a_d(\lambda)$ :

$$a_{ph}(\lambda) = a_p(\lambda) - a_d(\lambda) \quad m^{-1} \quad (1)$$

La densidad óptica medida  $OD_f(\lambda)$  debe ser corregida por el incremento de la longitud de paso causado por la múltiple dispersión en los filtros de fibra de vidrio, usando la ecuación de Cleveland y Weidemann (1993):

$$OD_s = 0,378 OD_f + 0,523 OD_f^2 \quad (2).$$

donde  $OD_s$  es la densidad óptica de la materia particulada en suspensión y  $OD_f$  es la densidad óptica de la materia particulada en el filtro.

Los coeficientes de absorción ( $a_p(\lambda)$ ) se calculan con la ecuación 3 (Cleveland y Weidemann, 1993) de la forma siguiente:

$$a_p(\lambda) = 2,30 OD_s(\lambda) S/V \quad m^{-1} \quad (3)$$

donde  $S$  es el área útil del filtro en  $m^2$ , y  $V$  es el volumen de muestra filtrado en  $m^3$ .

El coeficiente de absorción de los detritus  $a_d(\lambda)$  se determina de forma similar usando las ecuaciones (2) y (3). La absorción de luz por el fitoplancton se obtiene como indica la ecuación (1), sustrayendo  $a_d(\lambda)$  de  $a_p(\lambda)$ . Finalmente se obtiene el Coeficiente de Absorción Específico de la clorofila  $a_{ph}^*(\lambda)$ , dividiendo  $a_{ph}(\lambda)$  por la concentración de clorofila  $a$ :

$$a_{ph}^*(\lambda) = a_{ph}(\lambda)/[Clorofila a] \quad m^2 mg^{-1} \quad (4)$$

En la Figura 28a y 28b se muestra  $a_{ph}(\lambda)$  y  $a_{ph}^*(\lambda)$  para las muestras de la estación 5 de la pluma del Estany de Cullera tomadas el día 6-5-2008.

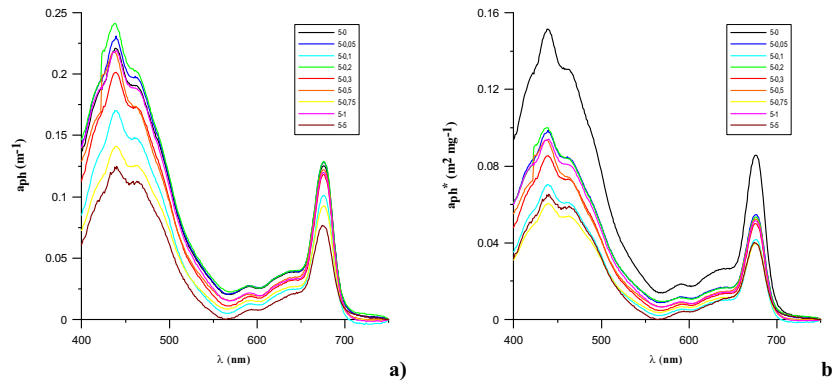


Figura 28: a)  $a_{ph}(\lambda)$  y b)  $a_{ph}^*(\lambda)$  de las muestras de la estación 5 de la pluma Estany (6-5-2008) entre 0 y 5m.

Vemos en los gráficos anteriores como existen diferencias entre ambos coeficientes, debido principalmente al contenido de clorofila *a* de las muestras, así la muestra tomada a 0 m presenta el mayor  $a_{ph}^*(\lambda)$ , cosa que no ocurre con el otro coeficiente debido a que esta muestra tiene menos clorofila que el resto por la intensa radiación solar de la superficie que inhibe el crecimiento de células fitoplanctónicas.

Como el pigmento mayoritario presente en el fitoplancton es la clorofila *a* y además de conocer su concentración en las muestras estudiadas, sabemos que produce dos picos de máxima absorción en el espectro a las longitudes de onda de 440 y 675 nm, se ha determinado  $a_{ph}(440)$ ,  $a_{ph}^*(440)$ ,  $a_{ph}(675)$  y  $a_{ph}^*(675)$ . Los resultados obtenidos para ambos coeficientes en esas longitudes de onda son los siguientes:

Pluma Albufera 21/05/2008					Pluma Albufera 15/07/2008				
	$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$		$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$
<b>máximo</b>	0,15819	0,07472	0,19947	0,09927	<b>máximo</b>	0,20527	0,07144	0,56245	0,19576
<b>mínimo</b>	0,06591	0,03577	0,07646	0,04725	<b>mínimo</b>	0,03272	0,02711	0,07754	0,06665
<b>media</b>	0,10848	0,05720	0,13476	0,07135	<b>media</b>	0,10524	0,05182	0,28611	0,14131
<b>des std</b>	0,02467	0,00954	0,03221	0,01411	<b>des std</b>	0,04516	0,01420	0,12004	0,03959
Pluma de Almenara 27/02/2008					Pluma de Almenara 12/03/2008				
	$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$		$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$
<b>máximo</b>	0,16876	0,07420	0,33441	0,14855	<b>máximo</b>	0,16526	0,07199	0,21979	0,11171
<b>mínimo</b>	0,02755	0,02655	0,05069	0,03765	<b>mínimo</b>	0,02583	0,03070	0,03170	0,04940
<b>media</b>	0,09782	0,05304	0,20013	0,10581	<b>media</b>	0,08970	0,04963	0,13139	0,07291
<b>des std</b>	0,03732	0,01299	0,07451	0,02429	<b>des std</b>	0,03684	0,00961	0,05145	0,01588
Pluma del Estany 06/05/2008					Pluma del Estany 20/05/2008				
	$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$		$a_{ph}^*440$	$a_{ph}^*675$	$a_{ph} 440$	$a_{ph} 675$
<b>máximo</b>	0,15104	0,08553	0,23895	0,12802	<b>máximo</b>	0,31365	0,11561	0,30781	0,07874
<b>mínimo</b>	0,06042	0,01843	0,12480	0,04940	<b>mínimo</b>	0,01900	0,03446	0,01368	0,02481
<b>media</b>	0,09146	0,05012	0,19305	0,10515	<b>media</b>	0,12625	0,06328	0,09363	0,04552
<b>des std</b>	0,01779	0,01095	0,03049	0,01740	<b>des std</b>	0,06863	0,01523	0,06356	0,01031

Tabla 15: Valores de los coeficientes  $a_{ph}(440)$ ,  $a_{ph}^*(440)$ ,  $a_{ph}(675)$  y  $a_{ph}^*(675)$  en las estaciones 5, 6 y 7.

Como podemos observar en la tabla anterior (Tabla 15) los valores medios de  $a_{ph}(\lambda)$  varían no sólo entre zonas sino entre muestreos dentro de cada zona. Sin embargo, los valores medios de  $a_{ph}^*(\lambda)$  son más similares en las 3 zonas, y dentro de cada zona también se dan valores más similares en los 2 muestreos efectuados.

En la pluma del Estany del día 20/05/2008  $a_{ph}^*(440)$  y  $a_{ph}^*(675)$  presentan los valores medios más altos y en la pluma de Almenara del día 12/03/2008 tanto  $a_{ph}^*(440)$  como  $a_{ph}^*(675)$  presentan los valores más bajos.

Si se trabaja conjuntamente con todos los valores obtenidos de  $a_{ph}(\lambda)$  y  $a_{ph}^*(\lambda)$  a 440 y 675 nm los resultados que se obtienen son:

a)  $a_{ph}(440)$ , y  $a_{ph}(675)$

Los valores de  $a_{ph}(440)$  varían de 0,5624 a 0,0137  $m^{-1}$ , con un valor medio de  $0,1722 \pm 0,0914 m^{-1}$  (valor medio  $\pm$  desviación estándar). Los valores para  $a_{ph}(675)$  varían de 0,1958 a 0,0248  $m^{-1}$  con un valor medio de  $0,0899 \pm 0,0377 m^{-1}$ .

En la Figura 29a y 29b se ha representado  $a_{ph}(440)$  y  $a_{ph}(675)$  frente a la concentración de clorofila  $a$ . En estos gráficos podemos observar como la relación entre  $a_{ph}(440)$  y la clorofila  $a$  presenta más dispersión que en el caso de  $a_{ph}(675)$ .

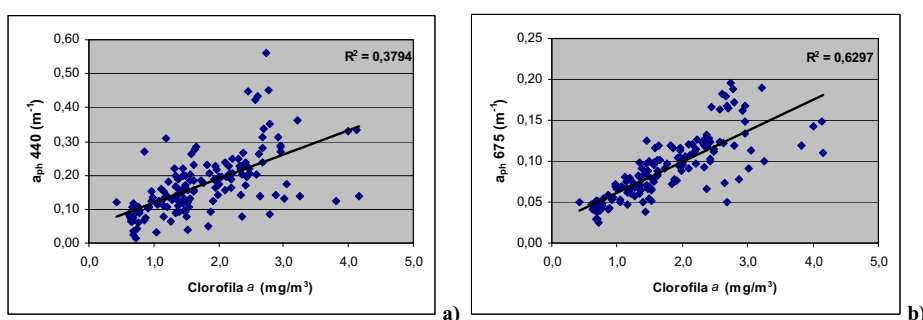


Figura 29: a) Relación entre  $a_{ph}(440)$ , b)  $a_{ph}(675)$  y la concentración de Clorofila  $a$ .

La mayor dispersión de los datos observada a 440 nm es debido a que en esta longitud de onda la densidad óptica está más afectada por el “efecto empaquetamiento” y por los pigmentos accesorios, que en el caso de la densidad óptica a 675 nm (Bidigare et al., 1990; Bricaud et al., 1995; Barocio-León et al., 2006).

b)  $a_{ph}^*(440)$ , y  $a_{ph}^*(675)$

Los valores de  $a_{ph}^*(440)$  varían de 0,3136 a 0,0190  $m^2mg^{-1}$  con un valor medio de  $0,1033 \pm 0,0428 m^2mg^{-1}$ . Para 675 nm el valor de  $a_{ph}^*(675)$  varía de 0,1156 a 0,0184  $m^2mg^{-1}$  con un valor medio de  $0,0543 \pm 0,0130 m^2mg^{-1}$ . Los valores que obtenemos están de

acuerdo con los obtenidos por otros autores según bibliografía consultada, ya que aunque los valores aquí obtenidos son algo superiores a los observados en Suzuki et al., 1998; Millán-Núñez et al., 2004; Barocio-León et al., 2006, las muestras de estos autores son oceánicas y tomadas a profundidades muy superiores (10-40 m).

Al igual que con el coeficiente anterior se ha representado la relación entre  $a_{ph}^*(440)$  y  $a_{ph}^*(675)$  con la concentración de la clorofila  $a$ .

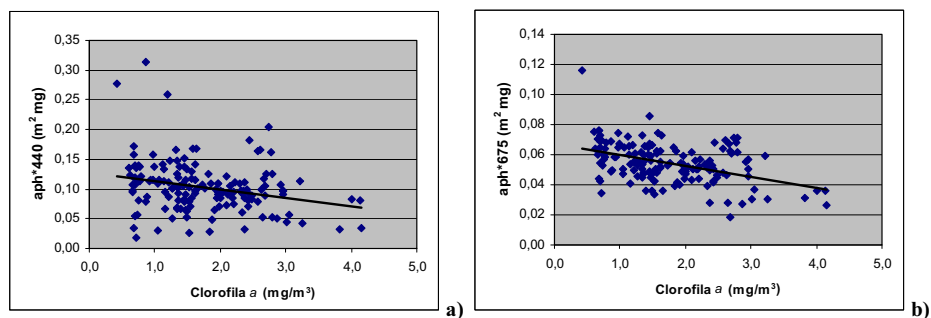


Figura 30: a) Relación entre  $a_{ph}^*(440)$ , b)  $a_{ph}^*(675)$  y la concentración de Clorofila  $a$ .

Se aprecia en la Figura 30a y 30b una relación inversa entre  $a_{ph}^*(\lambda)$  y la concentración de clorofila  $a$ . Esto que ha sido comprobado en estudios previos (Suzuki et al., 1998; Le et al., 2008), está asociado con un aumento de la concentración del pigmento intracelular y no con un aumento del número de células lo que conlleva una menor eficiencia en la absorción por el “efecto empaquetamiento”.

También podemos apreciar en los gráficos de la Figura 30a y 30b una mayor dispersión de  $a_{ph}^*(440)$  en comparación con  $a_{ph}^*(675)$ , porque la influencia del efecto empaquetamiento es menor en la absorción específica de la clorofila  $a$  en las longitudes de onda del espectro correspondientes a la banda del rojo, en comparación con la banda del azul (Bricaud et al., 1995). Además en la zona del espectro correspondiente a la banda del azul tienen mayor influencia los pigmentos accesorios que en la banda del rojo, como ya comentamos anteriormente.

### 3.5.- Espectros de absorción y composición fitoplanctónica: Modelos

#### Estadísticos.

##### 3.5.1.-Estudios previos.

En el Anexo 3 se muestra un artículo resultado del trabajo de investigación, para la obtención del Diploma de Estudios Avanzados (DEA), que posteriormente fue publicado.

Estos estudios previos nos relacionan la composición fitoplanctónica de las muestras con el espectro de absorción de las mismas. Existen diferencias en la parte experimental con respecto a los trabajos efectuados en esta investigación, ya que en este caso se trabaja directamente con el filtro que tiene retenido el material fitoplanctónico y sobre el cual se determina el espectro de absorción, mientras que en el artículo se trabaja con el extracto de los pigmentos fitoplanctónicos en acetona, además para determinar el espectro en esta investigación se utiliza una esfera integradora en el espectrofotómetro que recoge la radiación directa y difusa. Las conclusiones que se obtuvieron y que aparecen en dicho artículo se comentarán posteriormente cuando se realice la discusión de los resultados obtenidos en el modelado de las variables predictivas.

### ***3.5.2.-Tratamiento de los datos***

Antes de aplicar las técnicas estadísticas, se ha realizado un tratamiento de los datos espectrofotométricos que ha consistido en:

1. Reducción de datos. Aunque se ha realizado el espectro de absorción de cada muestra a intervalos de longitud de onda de 1 nm, para reducir el número de datos, tras comprobar que se obtenían iguales resultados con un número menor, se trabaja con valores de densidades ópticas (absorbancias) obtenidas cada 5 nm.
2. Densidad óptica a 750 nm se sitúa a 0. A todos los espectros de absorción (400-750 nm) se les ha sustraído su valor a 750 nm, asumiendo que no hay absorción significativa de los pigmentos a esta longitud de onda.
3. Normalización de los espectros. Se normaliza el espectro de cada muestra dividiendo los valores del espectro por el máximo valor de absorbancia obtenido (que generalmente se produce a longitudes de onda de 400-440 nm), de esta forma conseguimos que todas las densidades ópticas del espectro tengan valores comprendidos entre 0 y 1.

### ***3.5.3.-Exploración de los datos***

Las densidades celulares de fitoplancton del conjunto total de muestras, hace necesario subdividir en conjuntos de muestras lo más diferentes entre ellos (máximas diferencias entre-grupos), y cada subgrupo formado por muestras lo más similares posible (mínimas diferencias en las muestras dentro-de-grupos).

Para efectuar esta división del conjunto de muestras hemos introducido dos parámetros que caracterizan las muestras, que son la salinidad y la concentración de clorofila *a*. Sin embargo hay que tener presente que la salinidad es un parámetro conservativo, y no la clorofila *a*. Así ocurre por ejemplo, que en algunas ocasiones en muestras tomadas en la columna de agua, puede darse el caso que las muestras más superficiales y de mayor influencia continental presenten valores de clorofila *a* menores que muestras tomadas a profundidades algo mayores, debido a una menor densidad fitoplanctónica posiblemente por varios factores como la fotoinhibición (Marcoval et al., 2008). Esto puede verse en los gráficos de perfiles verticales de las estaciones muestreadas en cada campaña (Figura A2.1



a Figura A2.12).

Teniendo en cuenta la salinidad, hemos dividido el conjunto total de muestras en 4 grupos y así la salinidad nos determinará si la muestra está formada por agua continental, marina o es una mezcla de ambas.

De esta forma, los grupos de muestras quedan constituidos de la siguiente manera:

- **Grupo I:** salinidad menor de 2,5 g/kg. Muestras de origen continental.
- **Grupo II:** salinidades entre 2,5 y 21 g/kg. Muestras de origen continental con influencia marina.
- **Grupo III:** salinidades comprendidas entre 21 y 35 g/kg. Muestras marinas con influencia continental.
- **Grupo IV:** salinidades mayores de 35 g/kg. Muestras de origen marino.

Los grupos I y II están ambos formados por 45 muestras, el grupo III está formado por 131 muestras y por último el grupo IV tiene 259 muestras.

#### *Análisis de la varianza de la composición fitoplanctónica de cada grupo de muestras*

De los 4 grupos de muestras formados (I, II, III y IV) se ha realizado un ANOVA para poder determinar si efectivamente con estos grupos conseguimos separar las muestras según su mayor o menor influencia continental.

Para realizar el ANOVA hemos seleccionado una clase de fitoplancton que indica generalmente influencia continental (diatomeas) y otra clase (primnesiales) relacionada con medios más oligotróficos y por tanto de mayor influencia marina. Por esta razón se ha estudiado la relación diatomeas/primnesiales para ver si existen diferencias entre los cuatro grupos. Así, un mayor valor de diatomeas/primnesiales indicaría una mayor influencia continental. Los resultados obtenidos en el ANOVA se muestran en la Tabla 16a y Figura 31.

En la Tabla 16a se aplica un procedimiento de comparación múltiple para determinar qué medias son significativamente diferentes de otras. La mitad inferior de la salida muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. El asterisco que se encuentra al lado de los 6 pares indica que estos pares muestran diferencias estadísticamente significativas con un nivel del 95,0% de confianza. En la Tabla 16a, se han identificado 4 grupos homogéneos según la alineación de las X's en columnas. No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's. El método empleado actualmente para discriminar entre las medias es el procedimiento de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher. Con este método hay un riesgo del 5,0% al decir que cada par de medias es significativamente diferente, cuando la diferencia real es igual a 0.

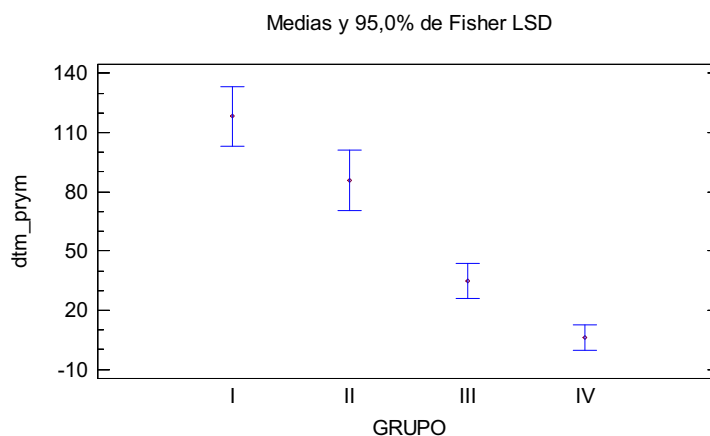
Método: 95,0 porcentaje LSD

GRUPO	Casos	Media	Grupos Homogéneos
IV	259	6,12054	X
III	131	34,9546	X
II	45	85,8116	X
I	45	118,281	X

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
I - II	*	32,4689	30,3786
I - III	*	83,3259	24,8985
I - IV	*	112,16	23,2723
II - III	*	50,857	24,8985
II - IV	*	79,6911	23,2723
III - IV	*	28,8341	15,4492

\* indica una diferencia significativa

**Tabla 16 a:** Pruebas de Múltiples Rangos para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.



**Figura 31:** Resultado del ANOVA relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.

El programa estadístico advierte que existe algo de no normalidad en los datos por lo que aconseja se efectúe la prueba de la mediana de Kruskal-Wallis y/o de la mediana de Mood, donde en ambos casos se establecen comparaciones entre las medianas de cada grupo.

**a) Prueba de Kruskal-Wallis para diatomeas/primnesiales por grupos**

La prueba de Kruskal-Wallis evalúa la hipótesis de que las medianas de la relación diatomeas/primnesiales dentro de cada uno de los 4 grupos son iguales. Primero se combinan los datos de todos los niveles y se ordenan de menor a mayor. Luego se calcula el rango promedio para los datos de cada nivel. En la Tabla 16b aparecen el resultado de

esta prueba. Puesto que el valor-P es menor que 0,05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre las medianas con un nivel del 95,0% de confianza.

<i>GRUPO</i>	<i>Tamaño Muestra</i>	<i>Rango Promedio</i>
I	45	384,189
II	45	353,856
III	131	279,802
IV	259	175,961

Estadístico = 144,93 Valor-P = 0,0

**Tabla 16 b:** Prueba de Kruskal Wallis para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.

**b) Prueba de la mediana de Mood para diatomeas/primnesiales por grupos**

La prueba de medianas de Mood evalúa la hipótesis de que las medianas de la relación diatomeas/primnesiales de los 4 grupos son iguales. Lo hace contando el número de observaciones en cada muestra, a cada lado de la mediana global, la cual es igual a 4,54999. El resultado de esta prueba se muestra en la Tabla 16c. Puesto que el valor-P para la prueba chi-cuadrado es menor que 0,05, las medianas de las muestras son significativamente diferentes con un nivel de confianza del 95,0%. También se incluyen los intervalos del 95,0% de confianza para mediana, basados en los estadísticos de orden de cada muestra.

<i>GRUPO</i>	<i>Tamaño de Muestra</i>	<i>n&lt;=</i>	<i>n&gt;</i>	<i>Mediana</i>	<i>LC inferior 95,0%</i>	<i>LC superior 95,0%</i>
I	45	1	44	36,4999	18,6465	118,218
II	45	7	38	42,5003	15,8778	84,442
III	131	51	80	10,4667	6,11612	14,9116
IV	259	181	78	2,01887	1,78674	2,61444

Estadístico = 109,826 Valor-P = 0,0

**Tabla 16 c:** Prueba de la mediana de Mood para la relación diatomeas/primnesiales por grupos de muestras.

Así, parece ser que separando el conjunto total de muestras de esta forma, las muestras quedan separadas en 4 grupos según su mayor o menor influencia continental.

### ***Diagrama de caja y bigotes de la composición fitoplanctónica por grupos de muestras***

De cada uno de los grupos de muestras (grupo I, II, III y IV) hemos realizado diagramas de caja y bigotes, de las 8 clases fitoplanctónicas estudiadas. En dichos diagramas, donde quedan representados los valores máximo, mínimo y los percentiles P25, P50 y P75, que se muestran en la Figura A2.41 del Anexo 2, podemos observar que aquellas clases de fitoplancton de agua continental (diatomeas, clorofíceas y cianobacterias) tienen “cajas” de un mayor tamaño, y por tanto mayor distancia intercuartil en los grupos I y II. Además las clorofíceas, prasinofíceas y cianobacterias tienen una mayor presencia en las muestras del grupo II que en las del I, mientras que las diatomeas son similares en ambos grupos. Aquellos grupos fitoplanctónicos más típicos de agua marina (dinoflagelados, prasinofíceas primnesiales) lógicamente presentan mayores “cajas” en las muestras de los grupos III y IV formados prácticamente por agua salina. Otra cosa que destaca de estos diagramas es que los valores máximos que se dan en cada grupo, representado por los “bigotes” del diagrama son elevados con respecto al 50% (P50) de los valores de las muestras que están representados en la “caja”.

En el gráfico de cajas y bigotes de los 4 grupos (Figura A2.41) de muestras para la clase diatomeas, observamos que el P50 del grupo I ( $2,48 \cdot 10^6$  cel/L) y el P50 del grupo II ( $2,22 \cdot 10^6$  cel/L) tienen valores similares. Y los P50 de los grupos III ( $9,55 \cdot 10^5$  cel/L) y IV ( $4,34 \cdot 10^5$  cel/L) tienen valores inferiores a los dos grupos primeros. Las diferencias de diatomeas, en estos grupos de muestras, se establecen en los valores máximos de los grupos I y II ( $3,80 \cdot 10^7$  cel/L para el grupo I y  $2,99 \cdot 10^7$  cel/L para el grupo II) que son superiores a los otros dos grupos.

Para las criptofíceas se observa que el P50 del grupo IV ( $7,54 \cdot 10^4$  cel/L) es inferior al de los otros tres grupos que presentan valores más similares ( $2,08 \cdot 10^5$  cel/L,  $1,51 \cdot 10^5$  cel/L y  $1,88 \cdot 10^5$  cel/L, respectivamente). Otra cosa que destaca es que en el grupo III las diferencias entre el P25 y P75 son mayores que en los otros tres grupos, además es en este grupo de muestras donde se da el máximo valor de densidad celular en criptofíceas ( $1,52 \cdot 10^7$  cel/L).

Para la clase clorofíceas lo que más destaca, es que en el grupo II el P75 ( $6,11 \cdot 10^6$  cel/L) es alto en comparación con los otros 3 grupos (P75 grupo I  $3,01 \cdot 10^6$  cel/L, P75 grupo III  $8,53 \cdot 10^5$  cel/L y P75 grupo IV  $2,5 \cdot 10^5$  cel/L). Este grupo II tiene también un valor máximo de densidad celular elevado aunque es el grupo III el que tiene el máximo valor de todos con  $5,99 \cdot 10^7$  cel/L.

En los dinoflagelados las diferencias se establecen entre los grupos I y II con los grupos III y IV, ya que los dos primeros presentan cajas de tamaño similar y similares valores de P50 ( $2,36 \cdot 10^4$  cel/L y  $1,88 \cdot 10^4$  cel/L respectivamente). Las cajas de los grupos III y IV también son similares entre ellas en tamaño pero los P25, P50 y P75 son algo más elevados en el grupo IV, presentando un P50 el grupo III de  $3,77 \cdot 10^4$  cel/L y el P50 del grupo IV tiene un valor de  $5,60 \cdot 10^4$  cel/L. El máximo de dinoflagelados en los grupos III y IV son muy similares, aunque es algo mayor el valor máximo del grupo III ( $9,43 \cdot 10^5$  cel/L).

Al observar el gráfico de cajas y bigotes para las prasinofíceas destacan dos cosas, valores

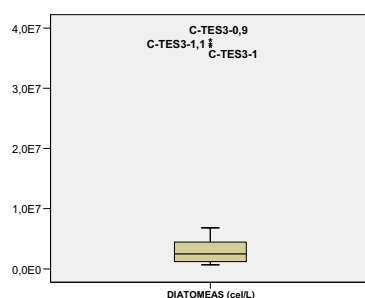
más o menos similares de P50 en los cuatro grupos ( $2,40 \cdot 10^4$ ,  $3,77 \cdot 10^4$ ,  $2,07 \cdot 10^4$  y  $3,14 \cdot 10^4$  cel/L) y un P75 elevado en el grupo IV ( $1,44 \cdot 10^5$  cel/L) con respecto al P75 de los otros tres grupos ( $3,10 \cdot 10^4$ ,  $6,46 \cdot 10^4$  y  $5,52 \cdot 10^4$  cel/L respectivamente).

Con respecto a las primnesiales, los valores de P50 y sobre todo los valores de P75 van aumentando a medida que el grupo está formado por un mayor número de muestras marinas. Así pues es el grupo IV el que tiene el mayor P50 ( $2,64 \cdot 10^5$  cel/L), P75 ( $4,99 \cdot 10^5$  cel/L) y también presenta el máximo valor de densidad celular ( $3,07 \cdot 10^6$  cel/L).

Como ocurre en las otras clases fitoplactónicas de origen continental, las cianobacterias presentan valores de percentiles superiores en los grupos I y II que en los grupos III y IV. El P50 de los grupos I y II tienen valores más cercanos ( $1,10 \cdot 10^6$  cel/L para el I y  $1,46 \cdot 10^6$  cel/L para el II) que el P75 ( $2,86 \cdot 10^6$  cel/L y  $4,04 \cdot 10^6$  cel/L respectivamente). Sin embargo el grupo que presenta el máximo valor es el grupo III con valor de  $1,91 \cdot 10^9$  cel/L.

Por último en los *Synechococcus* spp, el tamaño de la “caja” en el grupo III es muy superior a los tres grupos restantes como posteriormente se discutirá. Sin embargo, el P50 de este grupo es algo similar al grupo IV ( $2,36 \cdot 10^7$  cel/L para el grupo III y  $1,59 \cdot 10^7$  cel/L para el grupo IV). Es en el P75 donde existe la mayor diferencia con los otros grupos, ya que el P75 del grupo III tiene un valor de  $1,52 \cdot 10^8$  cel/L, y el P75 del grupo IV que le sigue en valor es de  $2,79 \cdot 10^7$  cel/L. También la diferencia es muy grande en el máximo del grupo III ( $4,23 \cdot 10^8$  cel/L) con los otros grupos.

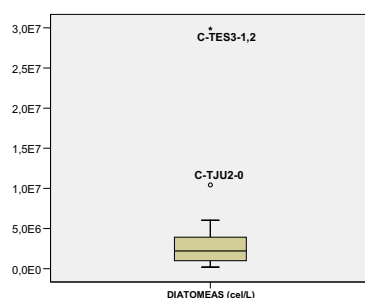
Estos gráficos de cajas y bigotes además de permitirnos ver las diferencias que presenta cada clase fitoplanctónica entre los cuatro grupos de muestras, nos permiten detectar muestras con datos extremos que si por alguna razón son erróneos pueden distorsionar los análisis estadísticos. En el Anexo 2 se muestran los diagramas de caja y bigotes (Figuras A2.37...A2.40) donde aparecen las muestras de cada grupo con valores extremos. De los resultados de dichos diagramas observamos en diatomeas del grupo I, que aparecen fuera de la “caja” además con valores 3 veces el rango intercuartil (ver Figura 32) las muestras C-TES3-0,9; C-TES3-1,0 y C-TES3-1,1 que corresponden al tercer muestreo efectuado en la zona de transición del Estany. Estas muestras que se encuentran en la zona de la haloclina (ver gráfico de perfiles verticales en Figura A2.12) presentan una densidad celular de diatomeas muy superior al resto, y esto puede ser debido al acúmulo de células senescentes que se produce en la haloclina, por lo tanto no deberían tenerse en cuenta estas tres muestras en el análisis PLS.



**Figura 32:** Diagrama de cajas y bigotes para la variable Diatomeas en las muestras del grupo I.

En el resto de clases fitoplanctónicas del grupo I también se dan muestras con valores extremos pero se ha considerado que en estos casos no deben ser eliminadas porque no son valores erróneos o atípicos, sino que son las densidades celulares que corresponden a las muestras de esas zonas.

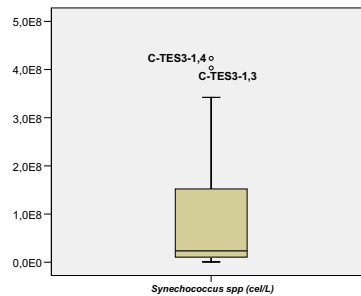
En los diagramas del grupo II podemos observar que la muestra C-TES3-1,2 que pertenece al tercer muestreo del Estany (Figura 33), igual que las 3 muestras que eliminamos en el grupo I, aparece con valores 3 veces el rango intercuartil en las clases diatomeas, criptofíceas, dinoflagelados y *Synechococcus* spp. Esta muestra, como ya comentamos anteriormente, se encuentra en una zona de haloclina y se pueden producir acúmulos de células senescentes que no corresponde a las densidades celulares reales de la muestra, por esta razón decidimos eliminarla. Existen otras muestras que aparecen en los diagramas (Figura A2.38a y A2.38b del Anexo 2) en la misma situación, pero éstas se consideran aceptables.



**Figura 33:** Diagrama de cajas y bigotes para la variable Diatomeas en las muestras del grupo II.

En el grupo de muestras III en los *Synechococcus* spp (Figura 34) aparecen 2 muestras (C-TES3-1,3 y C-TES3-1,4), que al igual que las eliminadas en los dos grupos anteriores también son del tercer muestreo efectuado en la zona de transición del Estany, que

presentan 1,5 veces el rango intercuartil. La muestra C-TES3-1,3 también aparece en diatomeas (Figura A2.39a y A2.39b del Anexo 2) con 1,5 veces el rango intercuartil, y en criptofíceas 3 veces el rango intercuartil. La muestra C-TES3-1,4 presenta en criptofíceas 1,5 veces el rango intercuartil. Por las condiciones explicadas anteriormente que se producen en esta zona y en este muestreo (haloclina, oxiclina) se decide eliminar estas muestras que no serán utilizadas en los análisis estadísticos posteriores.



**Figura 34:** Diagrama de cajas y bigotes para la variable *Synechococcus* spp en las muestras del grupo III.

Otra muestra que debe ser eliminada del grupo III es la A-PPU3-0,1 debido a que en los diagramas de cajas y bigotes de primnesiales y diatomeas esta muestra presenta 1,5 veces el rango intercuartil, y en clorofíceas, crisofíceas y cianobacterias presenta 3 veces el rango intercuartil. Además se ha comprobado que esta muestra presenta una densidad celular de las clases de fitoplancton anteriormente mencionadas, más elevadas que las muestras de la misma estación tomadas a una profundidad menor (0,05 m) y mayor (0,2 m).

En el grupo de muestras IV tras examinar los diagramas del Anexo 2 (Figura A2.40a y A2.40b), se decide no eliminar ninguna de las muestras que forman este grupo.

#### ***Análisis de Componentes principales.***

No se realiza un PCA con datos espectrales ya que como podemos observar en la Figura 35 de pesos de las variables en las componentes 1 y 2, los pesos de los datos espectrales tienen una forma característica de los datos espectrofotométricos, se forma un “gusano” de puntos que se origina y finaliza en el mismo punto por lo que dicho gráfico no es muy informativo.

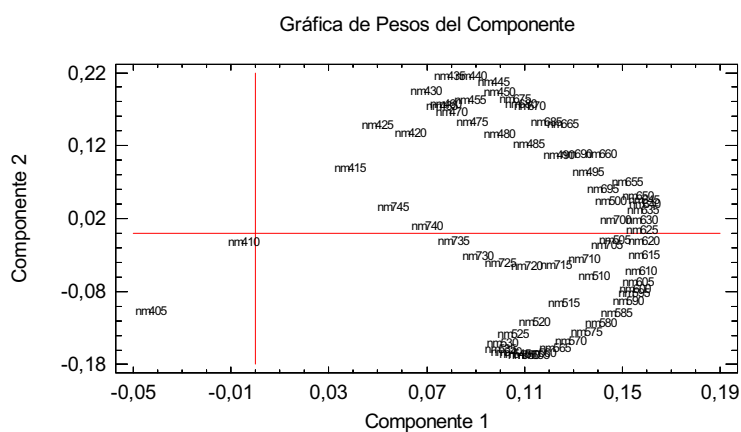


Figura 35: Pesos de las variables (densidades ópticas) en las componentes 1 y 2.

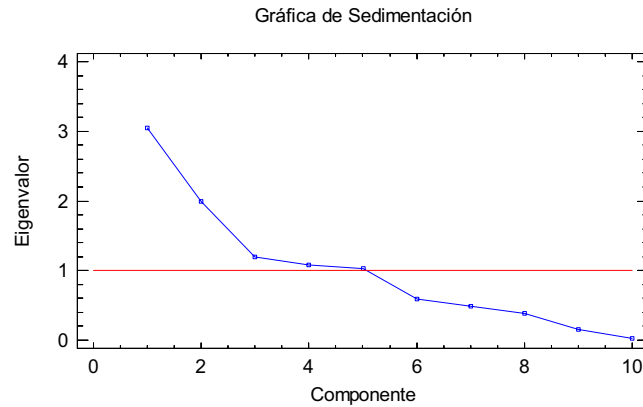
Antes de realizar el modelado de las variables predictivas de cada subgrupo, vamos a realizar con la totalidad de las muestras (menos las muestras eliminadas anteriormente) un análisis de componentes principales (PCA) de las siguientes variables: Salinidad, Clorofila  $a$ , Grupos fitoplanctónicos. El propósito del análisis es obtener un pequeño número de combinaciones lineales de las variables que expliquen la mayoría de la variabilidad de los datos. En este caso se extrajeron 5 componentes con un autovalor mayor que 1 (Figura 36) y que explican el 83,526% de la variabilidad de los datos originales (Tabla 17)

**Análisis de Componentes Principales**

Componente		Porcentaje de	Porcentaje
Número	Eigenvalor	Varianza	Acumulado
1	3,05058	30,506	30,506
2	1,99481	19,948	50,454
3	1,19495	11,950	62,403
4	1,08348	10,835	73,238
5	1,02879	10,288	83,526
6	0,596047	5,960	89,487
7	0,485747	4,857	94,344
8	0,38657	3,866	98,210
9	0,149806	1,498	99,708
10	0,0292191	0,292	100,000

Tabla 17: PCA de las siguientes variables: Salinidad, Clorofila  $a$ , Grupos fitoplanctónicos.





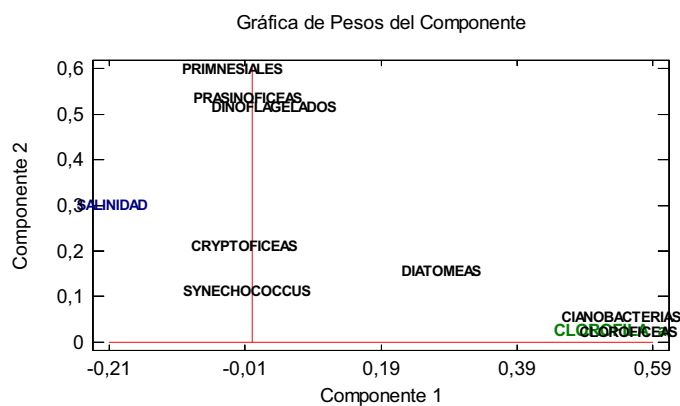
**Figura 36:** Autovalores del Análisis de Componentes Principales de Salinidad, Clorofila *a*, Grupos fitoplanctónicos.

La primera componente explica el 30,506% de la variabilidad de los datos y las variables que poseen mayores pesos en esta componente (Tabla 18) son clorofíceas (0,553), cianobacterias (0,542), clorofila *a* (0,527) y con un peso algo menor diatomeas (0,278) y salinidad con un peso de signo contrario a las anteriores (-0,206), lo cual podemos interpretar que esta componente representa aquellas muestras más relacionadas con el agua continental ya que los 3 primeros parámetros tienen altos valores en muestras de agua continental y disminuyen al aumentar la salinidad de las muestras. En la Figura 37 podemos observar como las clorofíceas, cianobacterias y clorofila *a* se sitúan juntas en el gráfico de los pesos y muy separados de la salinidad.

**Tabla de Pesos de los Componentes**

	<i>Componente</i>	<i>Componente</i>	<i>Componente</i>	<i>Componente</i>	<i>Componente</i>
	1	2	3	4	5
DIATOMEAS	0,278412	0,138688	0,447166	-0,472548	0,106939
CRYPTOFICEAS	-0,0120807	0,193343	-0,630121	-0,486728	0,164058
CLOROFICEAS	0,55312	0,00584433	-0,0635702	0,114349	-0,00149728
DINOFLAGELADOS	0,0318166	0,497926	-0,382955	-0,142542	-0,0117395
PRASINOFICEAS	-0,00652383	0,517098	0,372052	0,0166639	-0,103335
PRIMNESIALES	-0,0293554	0,581031	0,173184	0,0389325	-0,203242
CIANOBIACTERIAS	0,542391	0,0378843	-0,100622	0,212034	0,0304644
SYNECHOCOCCUS	-0,00711743	0,0941989	0,161356	0,0435188	0,941729
CLOROFILA a	0,527201	0,00645698	-0,113618	0,167573	-0,0249645
SALINIDAD	-0,205675	0,282988	-0,186574	0,655496	0,145324

**Tabla 18:** Pesos de las variables (clases fitoplanctónicas) en las componentes 1 y 2.



**Figura 37:** Pesos de las variables (clases fitoplanctónicas) en las componentes 1 y 2.

La segunda componente explica 19,498% de la varianza, y las variables con pesos altos en esta componente son dinoflagelados (0,498), prasinofíceas (0,517), primnesiales (0,581) y salinidad (0,283). Esta componente está relacionada con muestras de agua marina, ya que los grupos fitoplanctónicos que tienen mayor peso son típicos de agua marina y además el peso de la salinidad es positivo, con lo cual si ésta aumenta también lo harán las otras 3 variables. En el gráfico de los pesos de las componentes 1 y 2 (Figura 37) podemos observar como estos 3 grupos se sitúan próximos.

Las componentes 3, 4 y 5 explican un porcentaje de variabilidad similar (11,95; 10,84 y 10,29 respectivamente). En la componente 3 y 4 las variables de mayor peso son diatomeas (0,45 y -0,47 respectivamente) y criptofíceas (-0,63 y -0,49) y en la componente 4 además la salinidad (0,656). En ambas componentes, la salinidad y las diatomeas presentan pesos con signo contrario lo que podría ser debido a que este grupo está presente en muestras continentales y marinas.

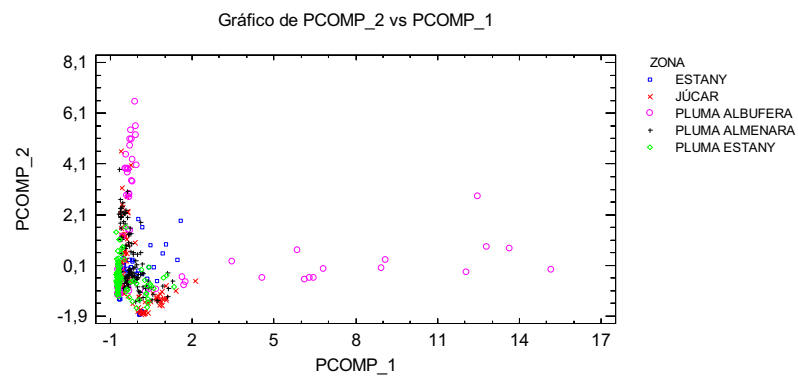
En la componente 5 la variable con mayor peso y además muy elevado (0,941) es la variable *Synechococcus* spp.

En los gráficos de la Figura 38 se muestran los pesos o puntuaciones que las muestras tienen en cada una de las componentes extraídas del análisis. En la Figura 38a) donde se representa la componente 1 versus la 2 se aprecia que en la componente 1 las muestras que mayor peso tienen son las de la pluma Albufera, aunque en la componente 2 que está más relacionada con agua marina también las muestras de la pluma Albufera presentan mayores pesos. Esto es debido a que las muestras de la pluma Albufera, en general presentan densidades celulares mayores que el resto de muestras de las otras zonas, sobre todo en cianobacterias (componente 1) y dinoflagelados, prasinofíceas y primnesiales (componente 2).

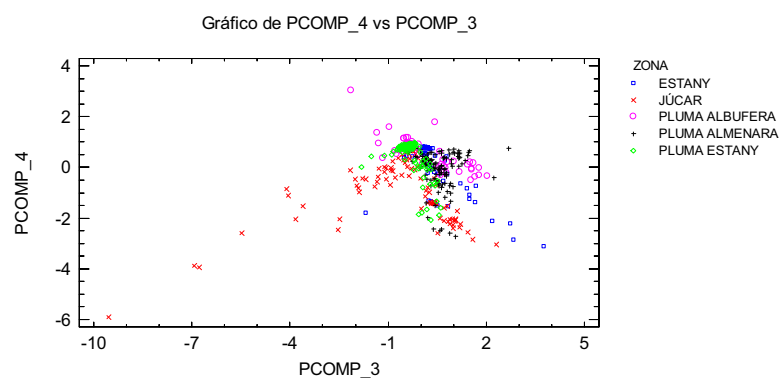
En la Figura 38b) se representa la componente 3 vs la componente 4, y se aprecia como las muestras de las zonas de transición son las que tienen mayores pesos absolutos en estas dos

componentes y se separan del resto de muestras de las plumas.

En la Figura 38c se observa que las muestras que tienen mayor valor en la componente 5, son las de transición del Estany. Esta componente 5 está relacionada con los *Synechococcus* spp. En principio, estamos relacionando los *Synechococcus* spp con medios marinos más oligotróficos. Sin embargo, vemos cómo las muestras del estuario del Estany, especialmente los muestreos segundo y tercero, presentan elevadas concentraciones de *Synechococcus* spp a pesar de las condiciones de hipoxia/anoxia que se dan en estas aguas. Un hecho similar se produce en las aguas estuarinas de la bahía de Chesapeake donde se pudo apreciar un crecimiento de *Synechococcus* spp y otras picocianobacterias en aguas estuarinas estacionalmente anóxicas (Crump et al., 2007). También se observó esto en aguas profundas con anoxia del mar Báltico central (Detmer et al., 1993). Esta gran cantidad de *Synechococcus* spp en esta zona de muestreo debido a las condiciones de anoxia/hipoxia que se producen en el fondo, es la razón fundamental de que encontremos mayor cantidad de *Synechococcus* spp en el grupo III que en el IV, como se puede apreciar en las gráficas de cajas-bigotes (Figuras A2.38b y A2.40b del Anexo 2).

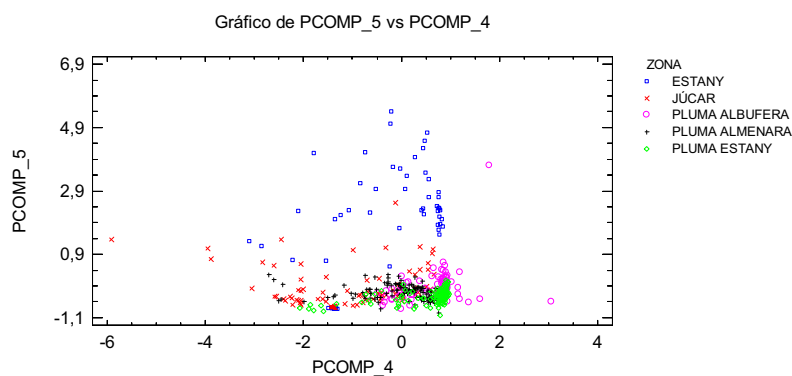


a)



b)

**Figura 38:** Pesos de las muestras en las 5 componentes del análisis PCA. a) componentes 1 y 2; b) componentes 3 y 4; c) componentes 4 y 5.



c)

**Figura 38 (continuación):** Pesos de las muestras en las 5 componentes del análisis PCA. a) componentes 1 y 2; b) componentes 3 y 4; c) componentes 4 y 5.

### 3.5.4.- Regresión de Mínimos Cuadrados Parciales (PLSR)

Se ha realizado un análisis estadístico de los datos utilizando la técnica de Regresión de Mínimos Cuadrados Parciales (PLSR). Con este análisis conseguimos obtener modelos que nos relacionen las clases de fitoplancton (cel/L) contenidas en las muestras con el espectro de absorción de éstas. El programa estadístico utilizado es Statgraphics Centurion XV.

Se ha realizado un modelo para cada uno de los 4 grupos de muestras. El método de validación cruzada que se ha utilizado en todos los modelos es eliminar una observación cada vez, y utilizarla para realizar una predicción.

No se utiliza en los modelos estadísticos siguientes la variable dependiente crisofíceas, debido a que en prácticamente la totalidad de muestras no se detecta este grupo fitoplanctónico, y por tanto el dato que se utiliza es el límite de detección de la técnica. Según lo comentado en el apartado 2.4.1, las variables que tengan muy pocos valores por encima del límite de detección se eliminarán antes de la aplicación del análisis multivariante (Terrado et al., 2006). Por esta razón se toma la decisión de eliminar esta variable, que tampoco es introducida en el análisis PCA anterior.

Las variables que tengan muy pocos valores por encima del límite de detección se eliminarán antes de la aplicación del análisis multivariante (Terrado et al., 2006).

#### 3.5.4.1.-Resultados análisis PLSR Grupo I de muestras.

La salida del programa estadístico para este grupo nos muestra los resultados de ajustar modelos para 8 variables dependientes (diatomeas, criptofíceas, clorofíceas, dinoflagelados, primnesiales, prasinofíceas, cianobacterias y *Synechococcus* spp) basados

en 69 variables predictoras (densidades ópticas a 405nm, 410nm, 415nm...745nm). El número de muestras es 42 y el número de componentes inicialmente extraídas es 10, aunque después de examinar el valor de  $R^2$  promedio de las predicciones (Tabla 19) el mejor modelo parece ser el que usa 6 componentes. El gráfico que se muestra en la Figura 39 es útil para decidir el número de componentes adecuado, ya que muestra el porcentaje de variación acumulada en X e Y y la  $R^2$  promedio de las predicciones. El valor de este último aumenta hasta un número de componentes igual a 6 sugiriendo que un modelo con este número de componentes sería una buena elección, pues un aumento del número de componentes hace que  $R^2$  promedio de las predicciones disminuya.

#### Variabes Independientes y Dependientes

Componente	% Variación en X	% Acumulado de X	% Variación en Y	% Acumulado de Y	Predicción Promedio R-Cuadrada
1	89,5584	89,5584	30,3838	30,3838	22,3545
2	5,49181	95,0502	12,7638	43,1476	32,6311
3	1,57275	96,623	9,81697	52,9646	36,7952
4	2,11713	98,7401	1,94363	54,9082	35,959
5	0,553458	99,2936	3,49636	58,4045	36,5236
6	0,498487	99,792	2,15939	60,5639	37,5802
7	0,0695352	99,8616	2,43393	62,9979	34,4632
8	0,0668845	99,9285	0,918185	63,9161	31,2562
9	0,0102877	99,9388	3,55242	67,4685	28,9162
10	0,0113562	99,9501	2,30047	69,7689	27,6147

Tabla 19: Resultados del PLSR para el grupo I de muestras.

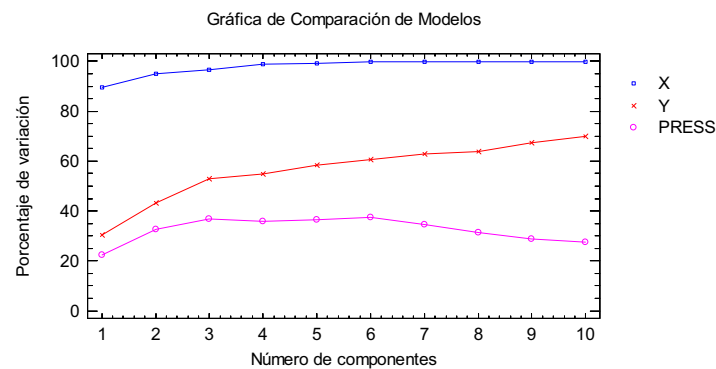


Figura 39: Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo I.

Los resultados que comentaremos seguidamente serán para un modelo con 6 componentes. La salida del programa estadístico que se muestra en la Tabla 20 es una tabla ANOVA para cada una de las variables dependientes. Los valores pequeños de P (por debajo de 0,05 si se trabaja al nivel de significación del 5%) indican que el modelo es estadísticamente significativo. Por lo tanto los ocho modelos resultantes son predictores significativos (valor- $P < 0,05$ ).

Resultados y Discusión

**Análisis de Varianza para DIATOMEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,00571E14	6	1,67618E13	27,6431	0,0
Residuo	2,12228E13	35	6,06364E11		
Total (corr.)	1,21793E14	41			

**Análisis de Varianza para CRIPTOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	5,18382E12	6	8,6397E11	24,4628	0,0
Residuo	1,23612E12	35	3,53178E10		
Total (corr.)	6,41994E12	41			

**Análisis de Varianza para CLOROFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	6,71139E13	6	1,11856E13	32,8084	0,0
Residuo	1,19328E13	35	3,40938E11		
Total (corr.)	7,90467E13	41			

**Análisis de Varianza para DINOFLAGELADOS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,02054E10	6	1,7009E9	2,98928	0,0182955
Residuo	1,9915E10	35	5,69E8		
Total (corr.)	3,01204E10	41			

**Análisis de Varianza para PRASINOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,17952E10	6	1,96586E9	5,85493	0,000263158
Residuo	1,17517E10	35	3,35762E8		
Total (corr.)	2,35468E10	41			

**Análisis de Varianza para PRIMNESIALES cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	4,62665E11	6	7,71109E10	6,03893	0,000205781
Residuo	4,46914E11	35	1,2769E10		
Total (corr.)	9,09579E11	41			

**Análisis de Varianza para CIANOBACTERIAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	8,70493E13	6	1,45082E13	7,78426	0,0
Residuo	6,52326E13	35	1,86379E12		
Total (corr.)	1,52282E14	41			

**Análisis de Varianza para SYNECHOCOCCUS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	4,36822E15	6	7,28037E14	4,63635	0,00145245
Residuo	5,49599E15	35	1,57028E14		
Total (corr.)	9,86422E15	41			

**Tabla 20:** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras I).

Sin embargo cuando hacemos el método de validación cruzada y efectuamos predicciones observamos que sólo se obtienen buenas predicciones para criptofíceas ( $R^2 = 0,66$ ), clorofíceas ( $R^2 = 0,76$ ) y diatomeas ( $R^2 = 0,72$ ), (Tabla 21).

**Modelo para DIATOMEAS cel I**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	18,1017	18,1017	1,14032E14	6,37285
2	52,3081	70,4098	4,42258E13	63,6878
3	3,85224	74,262	4,3115E13	64,5998
4	0,190907	74,4529	4,40789E13	63,8084
5	0,997405	75,4503	4,72912E13	61,1709
6	7,12446	82,5748	3,38611E13	72,1979

**Modelo para CRIPTOFICEAS cel I**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	51,1776	51,1776	3,48793E12	45,6704
2	0,0438444	51,2214	3,59636E12	43,9815
3	12,9285	64,15	3,02975E12	52,8072
4	6,24171	70,3917	2,68207E12	58,2228
5	5,25748	75,6492	2,69462E12	58,0274
6	5,09644	80,7456	2,18015E12	66,041

**Modelo para CLOROFICEAS cel I**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	66,3476	66,3476	3,08127E13	61,0196
2	16,9655	83,3131	1,60058E13	79,7515
3	1,08902	84,4021	1,60939E13	79,6401
4	0,0963458	84,4985	1,64842E13	79,1463
5	0,114281	84,6128	1,76226E13	77,7061
6	0,291302	84,9041	1,93333E13	75,5419

**Modelo para DINOFLAGELADOS cel I**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	6,36686	6,36686	3,09135E10	0,0
2	18,9841	25,351	2,74593E10	8,8348
3	0,924669	26,2756	2,90526E10	3,54524
4	7,32724	33,6029	3,09362E10	0,0
5	0,270749	33,8736	3,15052E10	0,0
6	0,00841443	33,882	3,32719E10	0,0

**Modelo para PRASINOFICEAS cel I**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	33,1573	33,1573	1,76646E10	24,981
2	0,00750288	33,1648	1,81812E10	22,7869
3	11,6195	44,7843	1,75992E10	25,2586
4	0,34197	45,1263	1,80841E10	23,1994
5	3,23397	48,3603	1,93011E10	18,0309
6	1,73212	50,0924	1,93638E10	17,7647

**Tabla 21:** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo I.

**Modelo para PRIMNESIALES cel 1**

Componente	% Variación	R-Cuadrada	Cuadrado Medio	Predicción
	en Y		PRESS	R-Cuadrada
1	4,90321	4,90321	1,00157E12	0,0
2	1,56015	6,46337	1,02041E12	0,0
3	37,7075	44,1709	6,92833E11	23,8293
4	0,106162	44,2771	7,09551E11	21,9912
5	5,93569	50,2127	6,79023E11	25,3476
6	0,653126	50,8659	7,05303E11	22,4583

**Modelo para CIANOBACTERIAS cel 1**

Componente	% Variación	R-Cuadrada	Cuadrado Medio	Predicción
	en Y		PRESS	R-Cuadrada
1	52,8949	52,8949	9,01627E13	40,7922
2	0,107091	53,002	9,60951E13	36,8965
3	0,394648	53,3966	1,02257E14	32,8504
4	0,724287	54,1209	1,03815E14	31,8273
5	0,697792	54,8187	1,09025E14	28,4058
6	2,34455	57,1633	1,12863E14	25,8855

**Modelo para SYNECHOCOCCUS cel 1**

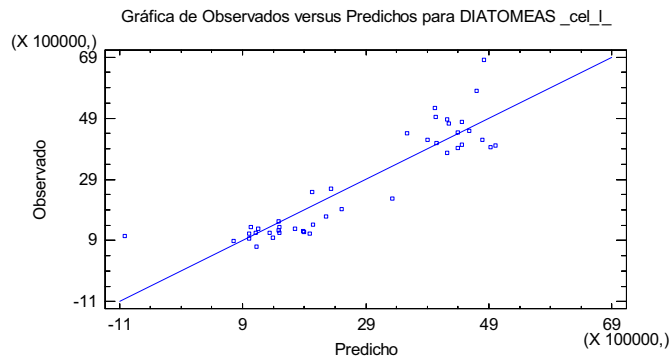
Componente	% Variación	R-Cuadrada	Cuadrado Medio	Predicción
	en Y		PRESS	R-Cuadrada
1	10,1211	10,1211	1,0585E16	0,0
2	12,1342	22,2553	9,3602E15	5,10956
3	10,0196	32,2749	8,69714E15	11,8314
4	0,5204	32,7953	8,92946E15	9,47626
5	11,4635	44,2588	7,54606E15	23,5006
6	0,0247564	44,2835	7,81715E15	20,7525

**Tabla 21 (continuación):** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo I.

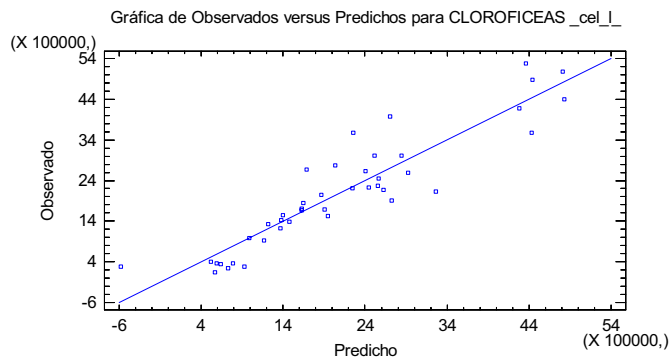
Aunque en la Tabla 21 vemos como en algunos modelos obtenemos un  $R^2$  de ajuste de las variables Y (clases fitoplanctónicas) con un valor alto, sólo consideraremos el modelo aceptable si el  $R^2$  de la predicción tiene un valor por encima de 0,5. Por esta razón sólo hemos considerado los modelos de diatomeas, criptofíceas y clorofíceas.

En la Figura 40 se muestra la representación de los valores observados frente a los estimados con el modelo para diatomeas, clorofíceas y criptofíceas, que son las tres variables para las que se obtiene un buen  $R^2$  en las predicciones.

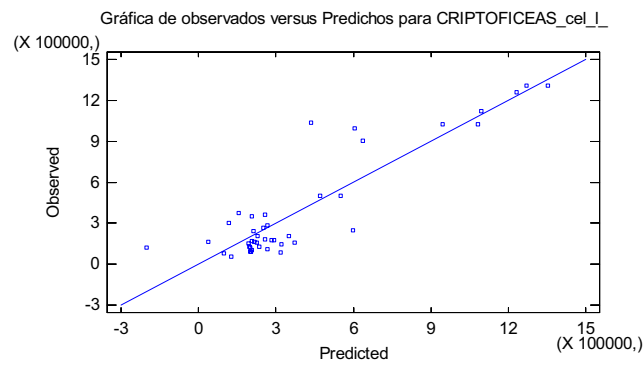




a)



b)



c)

**Figura 40:** Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) criptofíceas. (Grupo I de muestras).

Del resto de clases de fitoplancton no se consiguen modelos aceptables para poder efectuar predicciones de las densidades celulares.

## Resultados y Discusión

En la siguiente tabla (Tabla 22) se muestran los coeficientes de regresión estimados de los modelos ajustados. Por tanto, para las variables diatomeas, clorofíceas y criptofíceas los modelos serán:

Diatomeas = 3,3509E7-3,50723E7 DO405nm - 8,36054E6 DO410nm.....+1,1983E8 DO745nm

Criptofíceas = -4,67099E6 - 1,88018E5 DO405nm + 1,37143E6 DO410nm.....-4,17236E7 DO745nm

Clorofíceas = -3,03702E7 + 6,01584E6 DO405nm + 5,81862E6 DO410nm +.....-3,61984E7 DO745nm

Siendo DO405 la densidad óptica (absorbancia) a 405 nm, DO410 la densidad óptica a 410 nm, etc.

	<i>DIATOMEAS cel l</i>	<i>CRIFTOFICEAS cel l</i>	<i>CLOROFICEAS cel l</i>
Constante	3,3509E7	-4,67099E6	-3,03702E7
nm405	-3,50723E7	-188018,	6,01584E6
nm410	-8,36054E6	1,37143E6	5,81862E6
nm415	-2,22229E6	2,16518E6	4,874E6
nm420	1,00551E6	1,31511E6	3,61136E6
nm425	-5,27482E6	1,83589E6	3,04979E6
nm430	95751,2	62848,9	1,72521E6
nm435	-242407,	1,71462E6	3,29467E6
nm440	1,63E6	1,24277E6	2,76615E6
nm445	426796,	984462,	2,10416E6
nm450	1,73166E6	-24660,9	1,02498E6
nm455	1,65313E6	-61084,7	884880,
nm460	1,36829E6	-53016,0	801221,
nm465	1,1677E6	-113688,	679617,
nm470	1,52053E6	-316482,	430979,
nm475	1,63851E6	-398224,	334962,
nm480	1,96476E6	-590873,	154332,
nm485	1,96359E6	-666189,	57924,2
nm490	2,34491E6	-740288,	-14299,4
nm495	1,94429E6	-743255,	-84262,8
nm500	1,98976E6	-856839,	-236583,
nm505	1,4112E6	-862285,	-336582,
nm510	1,94896E6	-1,03485E6	-555642,
nm515	1,84978E6	-1,16265E6	-729414,
nm520	1,7776E6	-1,24282E6	-847610,
nm525	1,57909E6	-1,25448E6	-908419,
nm530	1,27277E6	-1,2358E6	-939221,
nm535	856207,	-1,10979E6	-884582,
nm540	559625,	-985373,	-841422,
nm545	196409,	-833932,	-775189,
nm550	-95394,1	-685112,	-715363,
nm555	-814622,	-359787,	-524496,
nm560	-1,38695E6	-107777,	-388222,
nm565	-1,86814E6	133244,	-242881,
nm570	-2,05321E6	342231,	-90493,6
nm575	-2,26737E6	494905,	18281,6
nm580	-2,27989E6	595960,	99040,6
nm585	-2,38301E6	689242,	173113,

**Tabla 22:** Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, diatomeas, clorofíceas y criptofíceas (grupo I).

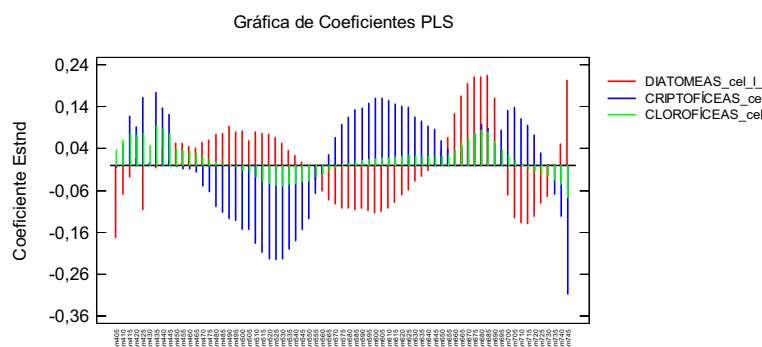
nm590	-2,31002E6	717733,	198208,
nm595	-2,48899E6	794182,	246113,
nm600	-2,6848E6	866757,	296460,
nm605	-2,6902E6	888896,	329551,
nm610	-2,54209E6	871091,	357927,
nm615	-2,2437E6	848283,	400393,
nm620	-1,86647E6	836401,	458040,
nm625	-1,61389E6	854525,	527649,
nm630	-1,04648E6	740341,	491820,
nm635	-739180,	691610,	478250,
nm640	-341783,	638674,	491431,
nm645	128025,	617820,	557302,
nm650	1,11503E6	439102,	570482,
nm655	2,18202E6	297348,	667320,
nm660	3,91643E6	170933,	897562,
nm665	4,97292E6	293213,	1,2932E6
nm670	5,54289E6	377777,	1,51833E6
nm675	5,91045E6	488407,	1,7222E6
nm680	6,17553E6	650652,	1,97753E6
nm685	7,0752E6	658122,	2,14217E6
nm690	6,59653E6	491819,	1,90268E6
nm695	1,94564E6	989355,	1,53727E6
nm700	-4,34164E6	1,82387E6	1,23662E6
nm705	-8,80487E6	2,21902E6	733762,
nm710	-1,08896E7	2,02104E6	-15425,1
nm715	-1,27486E7	1,99682E6	-563656,
nm720	-1,33228E7	1,818E6	-1,1625E6
nm725	-1,19762E7	863917,	-2,25088E6
nm730	-1,24134E7	57484,5	-3,52722E6
nm735	138729,	-3,58392E6	-6,51823E6
nm740	1,71831E7	-9,36729E6	-1,20287E7
nm745	1,1983E8	-4,17236E7	-3,61984E7

**Tabla 22 (continuación):** Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, diatomeas, clorofíceas y criptofíceas (grupo I).

El programa estadístico muestra también los coeficientes de la regresión estandarizados. El modelo estandarizado reexpresa cada una de las variables en una forma estandarizada sustrayendo su media muestral y dividiendo entre su desviación estándar muestral. El modelo sin estandarizar es útil para hacer predicciones para nuevas muestras, los coeficientes del modelo estandarizado se comparan más fácilmente entre sí cuando las variables predictoras tienen diferentes unidades. En este caso las variables predictoras tienen todas las mismas unidades por lo que no mostramos una tabla con los coeficientes estandarizados.

En la Figura 41 se muestra los coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, criptofíceas y clorofíceas. Los coeficientes proveen un tipo de firma para cada variable dependiente, y en la Figura 41 se observa que para las diatomeas y clorofíceas los coeficientes entre 470 nm y 550 nm son positivos para la primera variable y muy negativos para la última. Para las variables predictivas 565 nm hasta 630 nm ocurre lo contrario, las diatomeas tienen valores de coeficientes negativos y las clorofíceas positivos. También se

observa que criptofíceas y clorofíceas siguen el mismo patrón, en la mayoría de longitudes de onda, exceptuando el rango entre 445 y 475 nm.



**Figura 41:** Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, criptofíceas y clorofíceas. (Grupo I de muestras).

Por último se muestra para este grupo I, los residuos de las variables de las que se ha obtenido un modelo aceptable (diatomeas, criptofíceas y clorofíceas). Los residuos son las diferencias entre los valores observados y predichos. En la Figura 42 los residuos que aparecen en los gráficos son los residuos estandarizados. El residuo estandarizado es un residuo estudentizado internamente calculado dividiendo cada residuo entre una estimación de su error estándar dado por:

$$r_{ij} = \frac{e_{ij}}{\sqrt{CME_j(1-h_i)}}$$

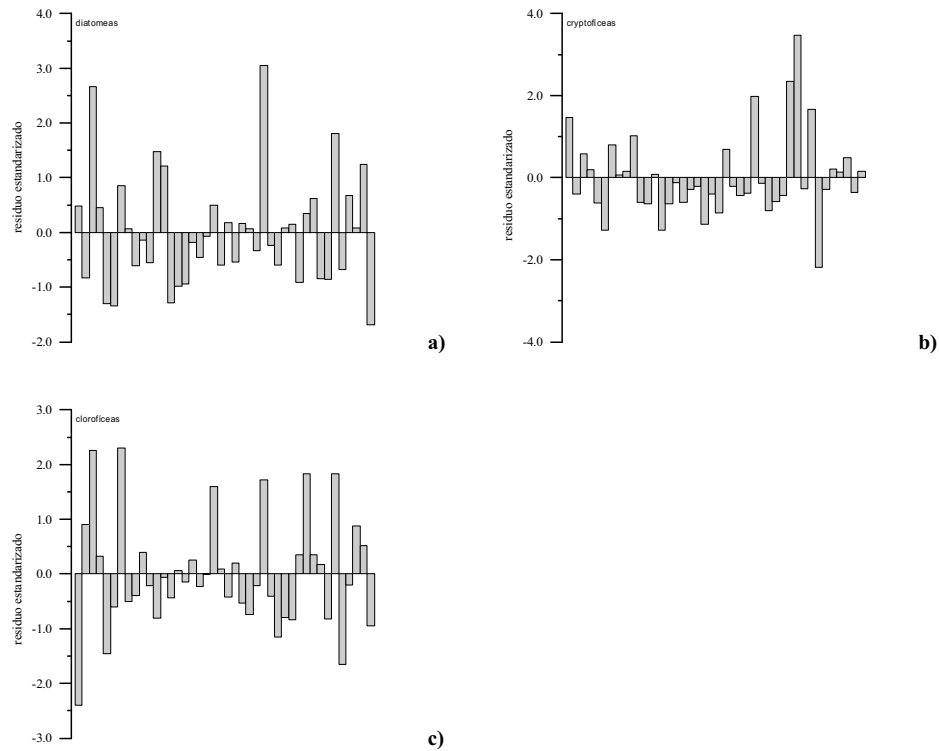
donde:

**e<sub>ij</sub>** es el valor del residuo para i-ésima observación de la j-ésima variable dependiente que se calcula como:  $e_{ij} = \text{valor observado } (Y_{ij}) - \text{valor predicho } (\hat{Y}_{ij})$ .

**h<sub>i</sub>** es el punto nivelador de i-ésimo caso

**CME** es el cuadrado medio del error o varianza del error ( $s^2$ )

Las muestras que presentan residuos que en valor absoluto supera el valor de 2, en el caso de la variable diatomeas son ATJU1-0,1 y ATES3-0,2, para criptofíceas son ATES3-1,0; BPE1-0 y BPE1-0,2, y para las clorofíceas también hay 3 muestras que son ATJU1-0; ATJU1-0,1 y ATJU1-0,75. Observando detenidamente los valores de densidad celular de estas muestras para cada una de las 3 clases fitoplanctónicas no encontramos error alguno y tan solo apreciamos que la mayoría de muestras son las que presentan densidades celulares elevadas.



**Figura 42:** Residuos para las variables a) diatomeas, b) criptofíceas, c) clorofíceas de las muestras del grupo I.

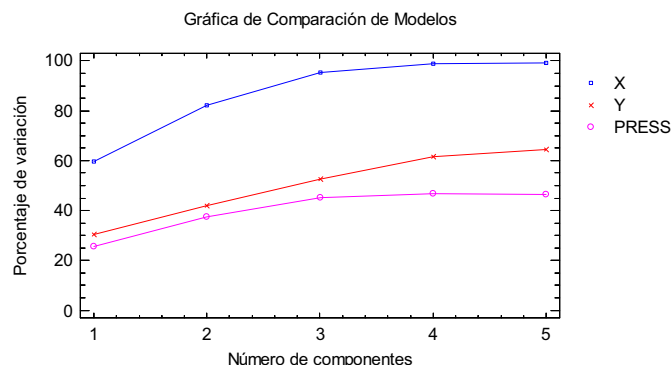
#### 3.5.4.2.-Resultados análisis PLSR Grupo II de muestras.

La salida del programa estadístico para este grupo nos muestra los resultados de ajustar modelos para 8 variables dependientes (diatomeas, criptofíceas, clorofíceas, dinoflagelados, primnesiales, prasinofíceas, cianobacterias y *Synechococcus* spp) basados en 69 variables predictoras (densidades ópticas a 405nm, 410nm, 415nm....745nm). El número de muestras utilizadas en este modelo es 44 y el número de componentes con las que obtenemos el mejor modelo es 4 (Tabla 23 y Figura 43). Sin embargo, decidimos utilizar cinco componentes porque de esta forma el modelo de diatomeas mejora y además no existe una diferencia importante en el valor de  $R^2$  del promedio de las predicciones, entre 4 y 5 componentes.

**Variables Independientes y Dependientes**

Componente	% Variación en X	% Acumulado de X	% Variación en Y	% Acumulado de Y	Predicción Promedio R-Cuadrada
1	59,5993	59,5993	30,4484	30,4484	25,6419
2	22,5826	82,1819	11,6638	42,1123	37,3152
3	13,242	95,4239	10,521	52,6333	45,3062
4	3,29553	98,7194	8,99455	61,6278	46,7556
5	0,357432	99,0769	2,72755	64,3554	46,5882

**Tabla 23:** Resultados PLSR para el grupo II de muestras.



**Figura 43:** Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo II.

En la Tabla 24 podemos ver la salida del programa estadístico que muestra una tabla ANOVA para las 8 variables dependientes. Observamos que obtenemos 7 modelos que son predictores significativos (valor-P < 0,05). El modelo de criptofíceas tiene un valor-P = 0,7848 luego este modelo no podemos considerarlo en este caso.

**Análisis de Varianza para DIATOMEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,28326E14	5	2,56652E13	20,1515	0,0
Residuo	4,83973E13	38	1,27361E12		
Total (corr.)	1,76723E14	43			

**Análisis de Varianza para CRIPTOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,42431E12	5	2,84862E11	0,485559	0,784836
Residuo	2,22934E13	38	5,86668E11		
Total (corr.)	2,37177E13	43			

**Análisis de Varianza para CLOROFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	6,93546E15	5	1,38709E15	86,0698	0,0
Residuo	6,12404E14	38	1,61159E13		
Total (corr.)	7,54786E15	43			

**Análisis de Varianza para DINOFLAGELADOS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	4,79465E10	5	9,5893E9	22,8596	0,0
Residuo	1,59405E10	38	4,19487E8		
Total (corr.)	6,3887E10	43			

**Análisis de Varianza para PRASINOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	4,19962E10	5	8,39923E9	6,02084	0,0003389
Residuo	5,30111E10	38	1,39503E9		
Total (corr.)	9,50072E10	43			

**Tabla 24:** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras II).

**Análisis de Varianza para PRIMNESIALES cel I**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,81118E12	5	3,62237E11	23,5352	0,0
Residuo	5,84869E11	38	1,53913E10		
Total (corr.)	2,39605E12	43			

**Análisis de Varianza para CIANOBACTERIAS cel I**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	7,73196E18	5	1,54639E18	175,646	0,0
Residuo	3,34553E17	38	8,80404E15		
Total (corr.)	8,06651E18	43			

**Análisis de Varianza para SYNECHOCOCCUS cel I**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,58079E16	5	3,16159E15	8,7943	0,0
Residuo	1,36612E16	38	3,59504E14		
Total (corr.)	2,94691E16	43			

**Tabla 24 (continuación):** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras II).

En la Tabla 25 donde se muestran los modelos obtenidos para el grupo de muestras II, vemos que según el  $R^2$  de las predicciones obtenemos buenos modelos para dinoflagelados ( $R^2=0,63$ ), primnesiales ( $R^2=0,62$ ), cianobacterias ( $R^2=0,93$ ), y clorofíceas ( $R^2=0,87$ ). El modelo de las diatomeas a pesar de que mejora al utilizar 5 componentes en vez de 4, no se considera aceptable ya que presenta un  $R^2$  de las predicciones igual a 0,40.

**Modelo para DINOFLAGELADOS cel I**

Componente	% Variación en Y	R-Cuadrada	Cuadrado Medio PRESS	Predicción R-Cuadrada
1	55,8487	55,8487	3,31928E10	48,0445
2	18,7844	74,6331	2,13832E10	66,5296
3	0,0326771	74,6658	2,18808E10	65,7507
4	0,325908	74,9917	2,23812E10	64,9675
5	0,0571618	75,0489	2,33552E10	63,443

**Modelo para PRASINOFICEAS cel I**

Componente	% Variación en Y	R-Cuadrada	Cuadrado Medio PRESS	Predicción R-Cuadrada
1	33,7632	33,7632	6,92427E10	27,1185
2	0,310314	34,0735	7,09636E10	25,3072
3	0,215936	34,2895	7,54522E10	20,5827
4	9,87331	44,1628	6,70712E10	29,4042
5	0,0403416	44,2031	6,91396E10	27,227

**Modelo para PRIMNESIALES cel I**

Componente	% Variación en Y	R-Cuadrada	Cuadrado Medio PRESS	Predicción R-Cuadrada
1	4,79916	4,79916	2,45441E12	0,0
2	0,779858	5,57902	2,70984E12	0,0
3	62,8566	68,4356	9,30236E11	61,1763
4	2,65593	71,0915	9,85825E11	58,8563
5	4,49881	75,5903	9,21876E11	61,5252

**Tabla 25** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo II.

<b>Modelo para CIANOBACTERIAS cel 1</b>				
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	63,4265	63,4265	3,46827E18	57,0041
2	30,7502	94,1768	5,89265E17	92,6949
3	0,230271	94,4071	5,91864E17	92,6627
4	1,17474	95,5818	5,0114E17	93,7874
5	0,270771	95,8526	5,37495E17	93,3367

<b>Modelo para SYNECHOCOCCUS cel 1</b>				
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	0,0621828	0,0621828	3,14528E16	0,0
2	2,6878	2,74998	3,10992E16	0,0
3	12,0153	14,7653	2,89188E16	1,86725
4	38,3213	53,0866	3,1016E16	0,0
5	0,555793	53,6424	3,35382E16	0,0

<b>Modelo para DIATOMEAS cel 1</b>				
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	17,2005	17,2005	1,57742E14	10,7406
2	17,3512	34,5516	1,30401E14	26,2117
3	5,28004	39,8317	1,19769E14	32,2277
4	16,9707	56,8024	1,06112E14	39,9556
5	15,8117	72,6141	1,05605E14	40,2425

<b>Modelo para CRIFTOFICEAS cel 1</b>				
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	0,523655	0,523655	2,52733E13	0,0
2	0,501831	1,02549	2,54131E13	0,0
3	2,57998	3,60546	2,49865E13	0,0
4	2,30204	5,90751	2,60516E13	0,0
5	0,0977524	6,00526	2,61892E13	0,0

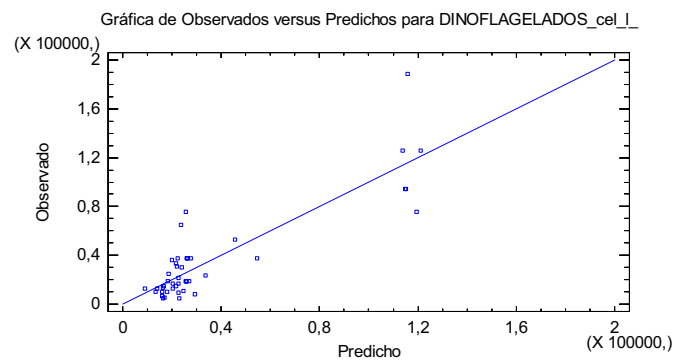
<b>Modelo para CLOROFICEAS cel 1</b>				
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	67,9636	67,9636	2,85102E15	62,2275
2	22,1449	90,1086	9,22469E14	87,7784
3	0,957272	91,0658	8,91983E14	88,1823
4	0,332434	91,3983	9,75667E14	87,0736
5	0,488126	91,8864	9,86393E14	86,9315

**Tabla 25 (continuación):** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo II.

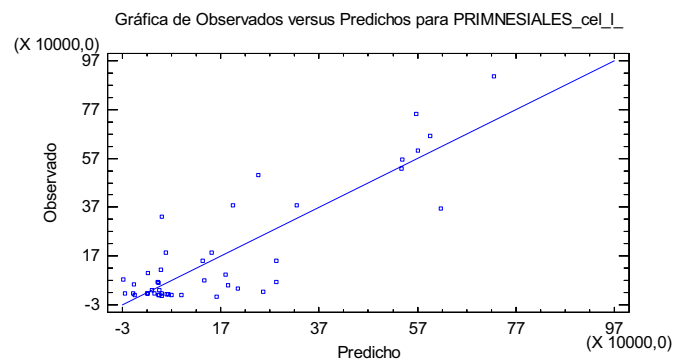
Si observamos la Figura 44 donde se muestran los gráficos de los valores observados frente a los predichos, vemos que excepto en primnesiales existe un grupo de muestras que presentan valores elevados de densidades celulares. Ese grupo de muestras corresponden a la zona de la Albufera y a la estación 1 de dicha zona (la mas próxima a la salida del agua continental), por esta razón presenta estos valores de células/L muy superiores al resto de muestras de este grupo.



Teniendo en cuenta los gráficos anteriores (Figura 44), el modelo para cianobacterias (a pesar del  $R^2$  tan elevado) no se considera aceptable, porque tan solo se aprecia presencia de cianobacterias en las muestras de la zona de Albufera y el resto presentan unas densidades celulares que corresponden en la mayoría de casos al límite de detección de la técnica.

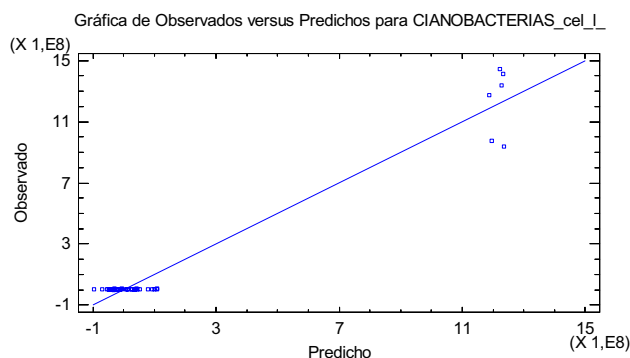


a)

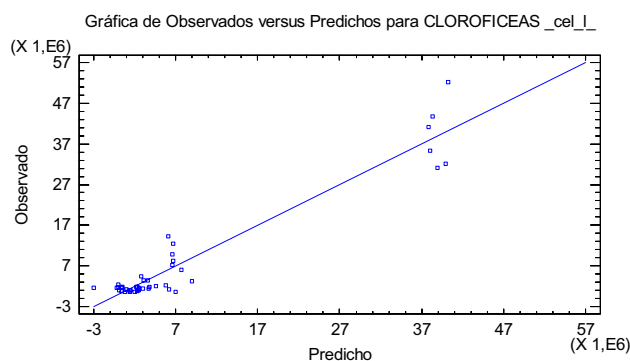


b)

**Figura 44:** Valores observados versus predichos para las variables: a) dinoflagelados; b) primnesiales; c) cianobacterias; d) clorofíceas. (Grupo II de muestras).



c)



d)

**Figura 44 (continuación):** Valores observados versus predichos para las variables: a) dinoflagelados; b) primnesiales; c) cianobacterias; d) clorofíceas. (Grupo II de muestras).

Del resto de variables (clases fitoplanctónicas) Y utilizadas en este análisis de este grupo II, no comentamos nada debido a que no obtenemos modelos aceptables para conseguir predicciones.

La Tabla 26 muestra los coeficientes de regresión no estandarizados de los modelos para aquellas variables Y de las que se ha obtenido un buen modelo. Debido a la extensión de la tabla ésta ha sido cortada y solo se muestran los primeros y últimos coeficientes.

	<i>DINOFLAGELADOS cel I</i>	<i>CLOROFICEAS cel I</i>	<i>PRIMNESIALES cel I</i>
Constante	142854,	1,00168E8	806964,
nm405	-59096,9	-2,92988E7	-481140,
nm410	-80330,2	-3,96252E7	-315654,
nm415	-33516,2	-2,09111E7	147730,

**Tabla 26:** Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, dinoflagelados, clorofíceas y primnesiales (grupo II).

nm420	9947,6	3,09977E6	537730,
nm425	-2140,22	-1,47107E7	-758833,
nm430	8077,8	-5,6054E6	-391826,
nm435	12291,5	105812,	-143421,
nm440	13488,4	2,74601E6	-18216,1
nm445	13905,0	4,07934E6	65921,9
nm450	11685,9	3,61755E6	126051,
nm455	3675,45	73319,1	118673,
nm725	-26216,0	2,05889E7	2,2086E6
nm730	-73847,0	2,32582E6	1,96871E6
nm735	-148889,	-3,1512E7	1,0721E6
nm740	-291333,	-1,01855E8	-1,17286E6
nm745	-590390,	-2,50015E8	-6,45961E6

**Tabla 26 (continuación):** Coeficientes de regresión no estandarizados para las variables dependientes, dinoflagelados, clorofíceas y primnesiales (grupo II).

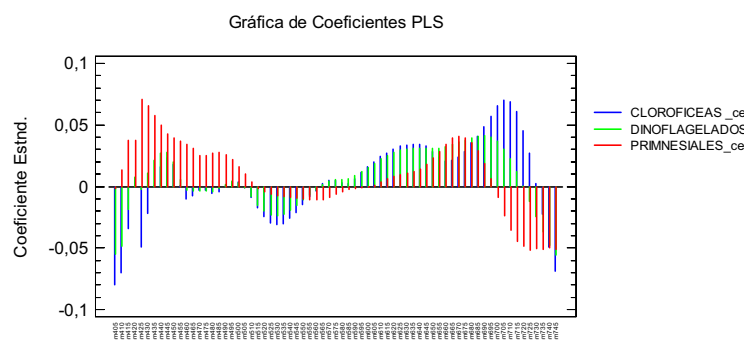
Una vez conocidos los coeficientes de regresión sin estandarizar, los modelos para las variables dinoflagelados, clorofíceas y primnesiales serán:

Dinoflagelados = - 142854 – 59096,9 DO405nm – 80330,2 DO410nm.....- 590390 DO745nm

Clorofíceas = 1,00168E8 - 2,92988E7DO405nm - 3,96252E7 DO410nm +.....- 2,50015E8DO745nm

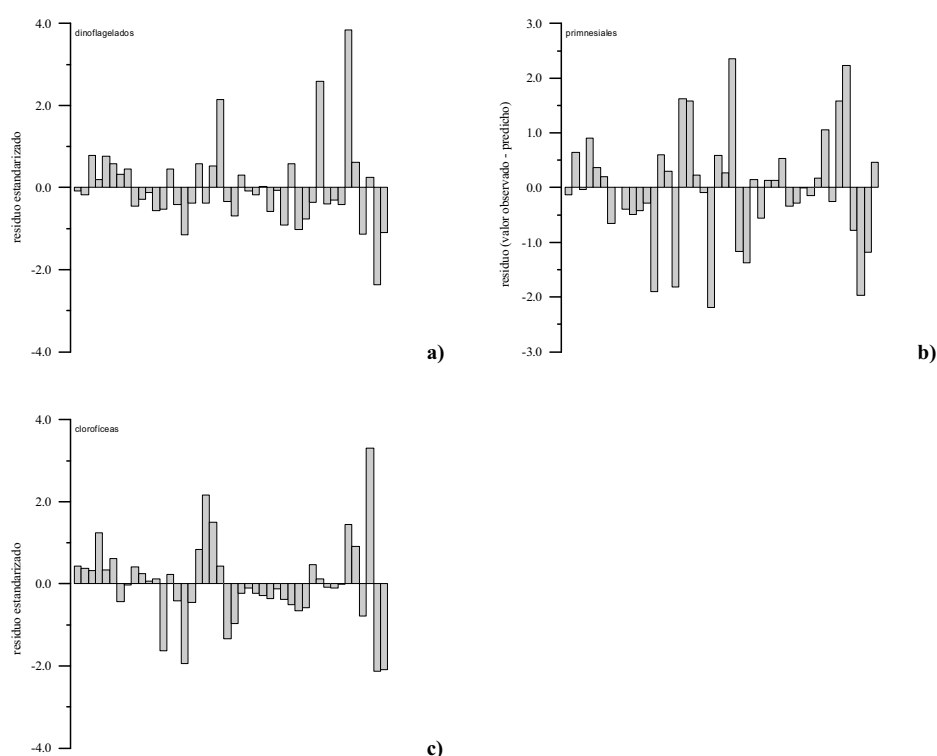
Primnesiales = - 806964 – 481140 DO405nm - 315654 DO410nm.....- 6,45961E6 DO745nm

En la Figura 45 que nos muestra los coeficientes de regresión estandarizados, podemos ver que las variables predictivas con mayores coeficientes son las de los extremos (405nm-500nm y 600nm-750nm). El patrón que sigue la variable primnesiales es diferente al que siguen las otras dos variables, dinoflagelados y clorofíceas, que presentan valores más similares y del mismo signo entre ellas.



**Figura 45:** Coeficientes estandarizados para las variables clorofíceas, dinoflagelados y primnesiales. (Grupo II de muestras).

En la Figura 46 se muestra los residuos estandarizados para las 3 variables que conseguimos modelar con el conjunto II de muestras. Las muestras con residuos estandarizados que superan en valor absoluto el valor de 2 son para la variable dinoflagelados APE2-0,2; BPAL2-0,05; APPU1-0; y APPU4-0, para la variable primnesiales APE2-0,2; BPE1-0,3; APPU1-0,05 y por último para la variable clorofíceas APE2-0,05; APPU1-0,2; APPU4-0 y APPU4-0,05. Analizando estas muestras no encontramos nada que nos indique que los valores de las densidades celulares son erróneos y lo único que se aprecia es que son muestras con contenidos elevados de fitoplancton.



**Figura 46:** Residuos para las variables a) dinoflagelados, b) primnesiales, c) clorofíceas de las muestras del grupo II.

### 3.5.4.3.-Resultados análisis PLSR Grupo III de muestras.

La salida del programa estadístico para este grupo III nos muestra los resultados de ajustar modelos para 8 variables dependientes (diatomeas, criptofíceas, clorofíceas, dinoflagelados, primnesiales, prasinofíceas, cianobacterias y *Synechococcus* spp) basados en 69 variables predictoras (densidades ópticas a 405nm, 410nm, 415nm....745nm). El número de muestras utilizadas en este modelo es 128 y el número de componentes con las que obtenemos el mejor modelo es 16 ya que el  $R^2$  promedio de la predicción aumenta

hasta la componente número 16 y a partir de ésta empieza a disminuir (Tabla 27 y Figura 47)

#### Variables Independientes y Dependientes

Componente	% Variación en X	% Acumulado de X	% Variación en Y	% Acumulado de Y	Predicción Promedio R-Cuadrada
1	46,0298	46,0298	16,0949	16,0949	13,7393
2	27,453	73,4828	7,497	23,5919	19,8392
3	17,4503	90,9331	4,79068	28,3826	23,9785
4	6,30178	97,2348	2,20255	30,5851	24,9938
5	0,416987	97,6518	10,4145	40,9997	33,4036
6	1,01984	98,6717	2,5436	43,5433	35,9424
7	0,545819	99,2175	3,34636	46,8896	38,3292
8	0,389408	99,6069	2,4578	49,3474	40,2522
9	0,094497	99,7014	5,15791	54,5053	44,6006
10	0,1357	99,8371	2,70347	57,2088	47,0427
11	0,0762367	99,9133	2,60767	59,8165	48,9483
12	0,0266014	99,9399	2,75712	62,5736	50,746
13	0,0173971	99,9573	1,18071	63,7543	50,7941
14	0,00797427	99,9653	1,60771	65,362	51,2159
15	0,00460594	99,9699	1,81045	67,1725	51,3651
16	0,00365727	99,9736	1,70167	68,8741	52,5629
17	0,00247341	99,976	1,5799	70,454	51,6059
18	0,00308371	99,9791	1,16043	71,6145	52,5486

Tabla 27: Resultados PLSR para el grupo III de muestras.

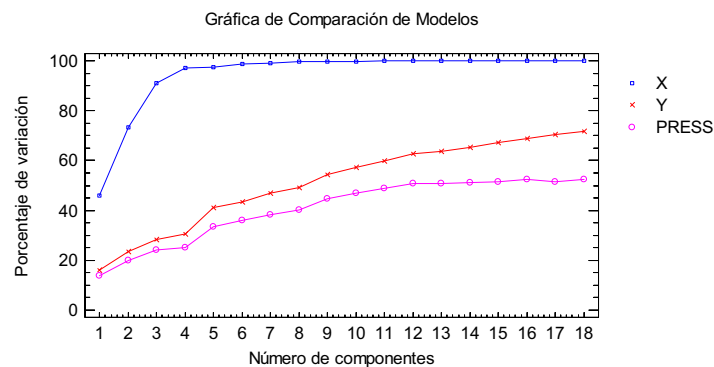


Figura 47: Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo III.

En la Tabla 28 podemos ver la salida del programa estadístico que muestra una tabla ANOVA para las 8 variables dependientes. Obtenemos 8 modelos que son predictores significativos (valor-P < 0,05).

**Análisis de Varianza para DIATOMEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	6,06975E14	16	3,79359E13	41,9982	0,0
Residuo	1,00263E14	111	9,03274E11		
Total (corr.)	7,07238E14	127			

**Análisis de Varianza para CRIFTOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	2,04054E14	16	1,27534E13	6,69073	0,0
Residuo	2,1158E14	111	1,90613E12		
Total (corr.)	4,15634E14	127			

**Análisis de Varianza para CLOROFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	2,699E15	16	1,68687E14	52,8736	0,0
Residuo	3,54133E14	111	3,19039E12		
Total (corr.)	3,05313E15	127			

**Análisis de Varianza para DINOFLAGELADOS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	9,53366E11	16	5,95854E10	8,60776	0,0
Residuo	7,68374E11	111	6,92229E9		
Total (corr.)	1,72174E12	127			

**Análisis de Varianza para PRASINOFICEAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	6,43283E11	16	4,02052E10	4,13512	0,0
Residuo	1,07924E12	111	9,72286E9		
Total (corr.)	1,72252E12	127			

**Análisis de Varianza para PRIMNESIALES cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	4,7212E12	16	2,95075E11	10,3655	0,0
Residuo	3,15983E12	111	2,84669E10		
Total (corr.)	7,88103E12	127			

**Análisis de Varianza para CIANOBACTERIAS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	3,10323E18	16	1,93952E17	70,2832	0,0
Residuo	3,06313E17	111	2,75957E15		
Total (corr.)	3,40954E18	127			

**Análisis de Varianza para SYNECHOCOCCUS cel 1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	8,99617E17	16	5,62261E16	36,5158	0,0
Residuo	1,70915E17	111	1,53977E15		
Total (corr.)	1,07053E18	127			

**Tabla 28:** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras III).

En la Tabla 29 se muestran los modelos obtenidos para el grupo de muestras III. Según el valor obtenido en el  $R^2$  de las predicciones se considera que los modelos para cloroficeas ( $R^2=0,78$ ), cianobacterias ( $R^2=0,82$ ), diatomeas ( $R^2=0,78$ ) y *Synechococcus* ( $R^2=0,77$ ) se consideran buenos modelos.

**Modelo para DIATOMEAS cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	10,0885	10,0885	6,51343E14	7,90334
2	2,71084	12,7993	6,43173E14	9,05846
.....	.....	.....	.....	.....
15	5,55623	85,8149	1,67716E14	76,2857
16	0,00838035	85,8232	1,59019E14	77,5155

**Modelo para CRIPTOFICEAS cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	5,26611	5,26611	4,03651E14	2,88303
2	1,81071	7,07683	3,98621E14	4,09323
.....	.....	.....	.....	.....
15	0,0194013	45,429	3,57755E14	13,9256
16	3,66561	49,0947	3,40573E14	18,0595

**Modelo para CLOROFICEAS cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
15	0,0194013	45,429	3,57755E14	13,9256
16	3,66561	49,0947	3,40573E14	18,0595
.....	.....	.....	.....	.....
15	1,5352	88,3128	6,83049E14	77,6279
16	0,0882122	88,401	6,76403E14	77,8456

**Modelo para DINOFLAGELADOS cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	0,376078	0,376078	1,76212E12	0,0
2	1,95316	2,32924	1,74487E12	0,0
.....	.....	.....	.....	.....
15	1,04253	54,0115	1,11418E12	35,2876
16	1,36075	55,3722	1,12168E12	34,8517

**Modelo para PRASINOFICEAS cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	1,70651	1,70651	1,73303E12	0,0
2	7,43063	9,13714	1,6434E12	4,59346
.....	.....	.....	.....	.....
15	0,442527	33,2105	1,56993E12	8,85829
16	4,13493	37,3455	1,52209E12	11,6358

**Modelo para PRIMNESIALES cel I**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	5,63242	5,63242	7,62187E12	3,28837
2	0,0029401	5,63536	7,69538E12	2,35566
.....	.....	.....	.....	.....
15	2,54245	55,9143	4,72235E12	40,0795
16	3,9916	59,9059	4,65836E12	40,8914

**Tabla 29:** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo III.

**Modelo para CIANOBACTERIAS\_cel\_I**

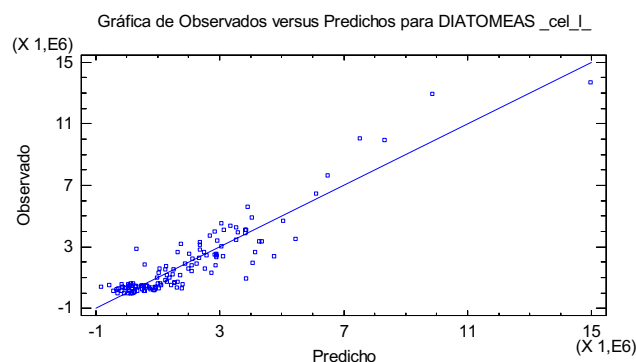
	% Variación		Cuadrado Medio	Predicción
Componente	en Y	R-Cuadrada	PRESS	R-Cuadrada
1	52,8367	52,8367	1,78133E18	47,7544
2	19,4723	72,309	1,11243E18	67,3729
.....	.....	.....	.....	.....
15	3,32093	90,9961	6,43744E17	81,1193
16	0,0199276	91,016	6,02287E17	82,3352

**Modelo para SYNECHOCOCCUS\_cel\_I**

	% Variación		Cuadrado Medio	Predicción
Componente	en Y	R-Cuadrada	PRESS	R-Cuadrada
1	0,0801779	0,0801779	1,09844E18	0,0
2	10,1591	10,2393	9,99548E17	6,63073
.....	.....	.....	.....	.....
15	0,024311	83,6906	2,38335E17	77,7368
16	0,343989	84,0346	2,42274E17	77,3689

**Tabla 29 (continuación):** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo III.

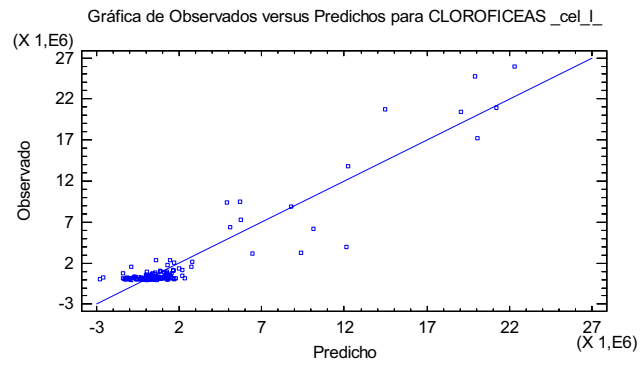
En el conjunto de gráficas de la Figura 48 se muestra los valores de las densidades celulares observadas en las muestras del grupo III frente a los valores predichos con el modelo. En el caso de la Figura 48c), que corresponde a valores de cianobacterias observados vs predichos, aunque los resultados obtenidos son mejores que en el grupo II, al existir un número de muestras elevado en este grupo que presenta una densidad celular de cianobacterias igual al límite de detección de la técnica, ya que sólo las muestras de la Albufera presentan densidades celulares considerables de cianobacterias, finalmente se decide rechazar este modelo.



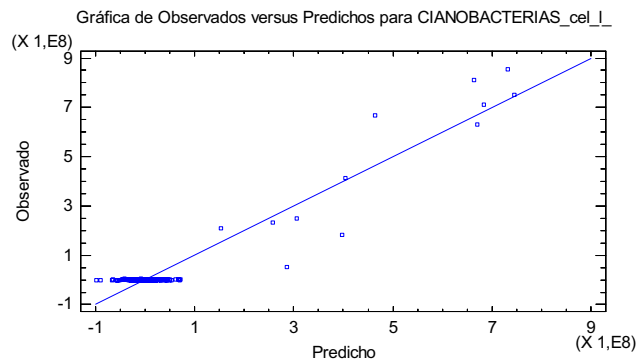
a)

**Figura 48:** Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) cianobacterias; d) *Synechococcus* spp. (Grupo III de muestras)

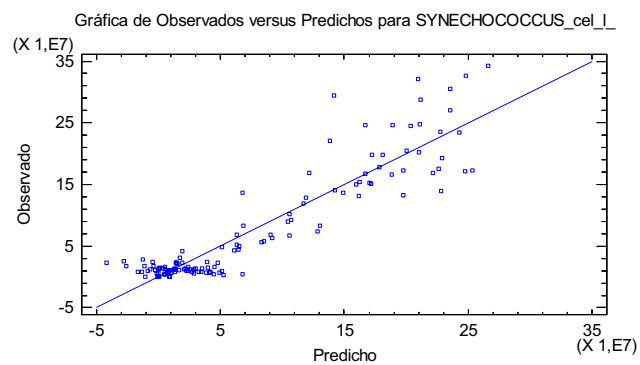




b)



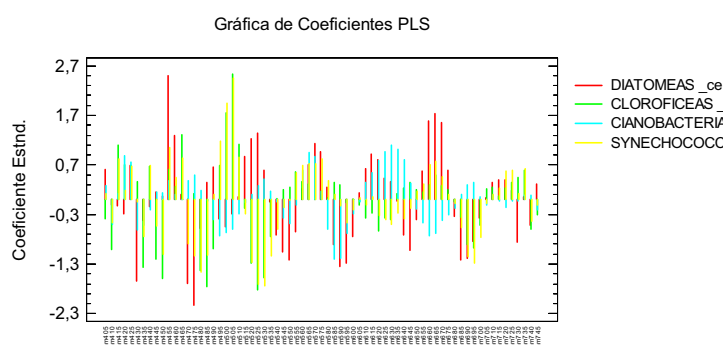
c)



d)

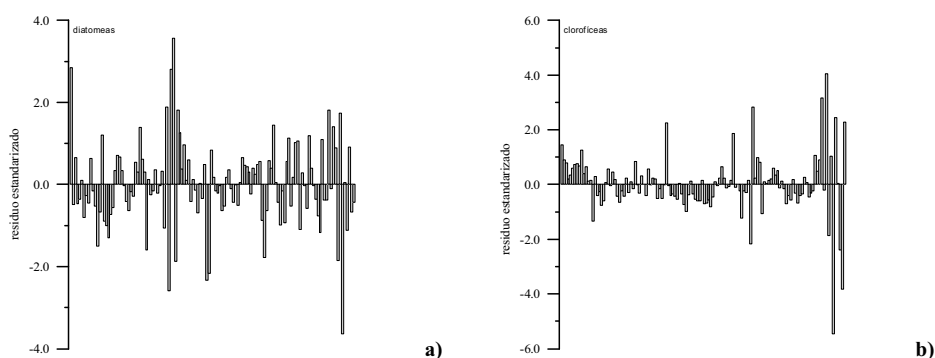
**Figura 48 (continuación):** Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) cianobacterias; d) *Synechococcus* spp. (Grupo III de muestras).

En este caso no mostraremos la tabla con los coeficientes de regresión no estandarizados, debido al elevado número de muestras (128). Sí mostramos el gráfico de los coeficientes estandarizados (Figura 49). En este caso se aprecia que las diatomeas y sobre todo los *Synechococcus* spp son los que tienen unos mayores valores de coeficientes estandarizados. Los mayores valores de los coeficientes se dan en las variables X comprendidas entre 450nm y 550nm.

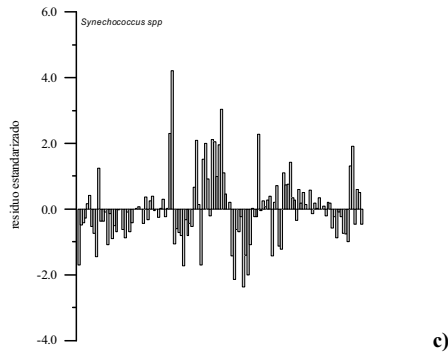


**Figura 49:** Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, clorofíceas, cianobacterias y *Synechococcus* spp. (Grupo III de muestras).

Los residuos estandarizados de las variables diatomeas, clorofíceas y *Synechococcus* spp se muestran en los gráficos de la Figura 50. Para la variable diatomeas hay 7 muestras que tienen en valor absoluto un residuo estandarizado por encima de 2, la mayoría de estas muestras corresponden al segundo muestreo de transición en el Estany de Cullera. Para la variable clorofíceas el número de muestras con un residuo en valor absoluto mayor que 2 es de 10, pero en este caso la mayoría de muestras son del primer muestreo de la pluma de la Albufera. Por último, para la variable *Synechococcus* spp hay 10 muestras con un valor absoluto de residuo estandarizado superior a 2, perteneciendo estas muestras al segundo y tercer muestreo de la zona de transición del Estany de Cullera.



**Figura 50:** Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) *Synechococcus* spp de las muestras del grupo III.



**Figura 50 (continuación):** Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) *Synechococcus* spp de las muestras del grupo III.

#### 3.5.4.4.-Resultados análisis *PLSR Grupo IV de muestras.*

Al igual que para los tres grupos de muestras anteriores la salida del programa estadístico para este grupo IV nos muestra los resultados de ajustar modelos para 8 variables dependientes (diatomeas, criptofíceas, clorofíceas, dinoflagelados, primnesiales, prasinofíceas, cianobacterias y *Synechococcus* spp) basados en 69 variables predictoras (densidades ópticas a 405nm, 410nm, 415nm...745nm). El número de muestras utilizadas en este modelo es 259 y el número de componentes con las que obtenemos el mejor modelo es 18 ya que el  $R^2$  promedio de la predicción aumenta hasta esta componente disminuyendo en la componente 19 (Tabla 30 y Figura 51).

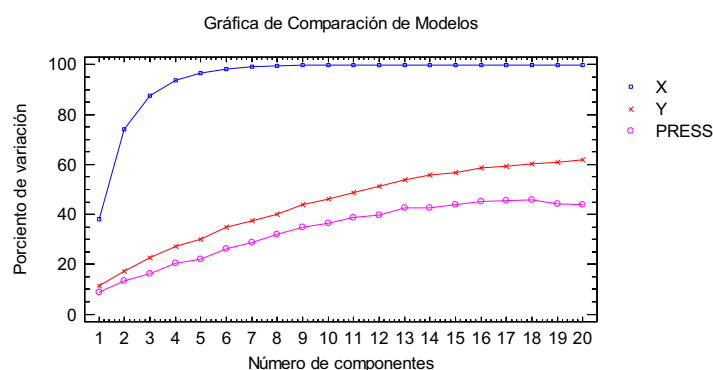
#### Variables Independientes y Dependientes

Componente	% Variación en X	% Acumulado de X	% Variación en Y	% Acumulado de Y	Predicción Promedio R-Cuadrada
1	38,1262	38,1262	11,5227	11,5227	8,75413
2	36,0654	74,1916	5,64264	17,1653	13,464
3	13,3917	87,5834	5,60017	22,7655	16,2795
4	6,02596	93,6093	4,34538	27,1109	20,409
5	2,85831	96,4676	2,89983	30,0107	22,045
6	1,84442	98,312	4,83677	34,8475	26,3486
7	0,928668	99,2407	2,54826	37,3957	28,799
8	0,412074	99,6528	2,77932	40,175	31,9149
9	0,0936323	99,7464	3,67859	43,8536	34,8007
10	0,0767408	99,8232	2,17847	46,0321	36,5572
11	0,0316125	99,8548	2,77828	48,8104	38,6523
12	0,0260643	99,8808	2,48068	51,2911	39,6418
13	0,0207833	99,9016	2,71517	54,0062	42,6386
14	0,00952543	99,9111	1,8274	55,8336	42,5792
15	0,0146281	99,9258	1,0395	56,8731	43,8427

**Tabla 30:** Resultados RPLS para el grupo IV de muestras.

16	0,0069063	99,9327	1,74972	58,6228	45,2162
17	0,00715564	99,9398	0,812325	59,4352	45,4724
18	0,00572689	99,9456	0,875946	60,3111	45,6695
19	0,0048165	99,9504	0,624018	60,9351	44,2607
20	0,00256331	99,9529	1,05817	61,9933	43,9104

**Tabla 30 (continuación):** Resultados RPLS para el grupo IV de muestras.



**Figura 51:** Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y del grupo IV.

En la Tabla 31 podemos ver la salida del programa estadístico que muestra una tabla ANOVA para las 8 variables dependientes. Podemos observar que obtenemos 8 modelos que son predictores significativos, puesto que el valor-P < 0,05 en los 8 modelos.

<b>Análisis de Varianza para DIATOMÉAS cel 1</b>					
<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	3,65119E14	20	1,8256E13	47,615	0,0
Residuo	9,12511E13	238	3,83408E11		
Total (corr.)	4,56371E14	258			

<b>Análisis de Varianza para CRIFTOFICEAS cel 1</b>					
<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	7,49216E13	20	3,74608E12	6,13454	0,0
Residuo	1,45336E14	238	6,10654E11		
Total (corr.)	2,20257E14	258			

<b>Análisis de Varianza para CLOROFICEAS cel 1</b>					
<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	1,54785E13	20	7,73924E11	27,9577	0,0
Residuo	6,5883E12	238	2,7682E10		
Total (corr.)	2,20668E13	258			

**Tabla 31:** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras IV).

**Análisis de Varianza para DINOFLAGELADOS cel 1**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	1,17794E12	20	5,88968E10	11,0211	0,0
Residuo	1,27187E12	238	5,34401E9		
Total (corr.)	2,44981E12	258			

**Análisis de Varianza para PRASINOFICEAS cel 1**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	6,44814E12	20	3,22407E11	14,5512	0,0
Residuo	5,27331E12	238	2,21568E10		
Total (corr.)	1,17215E13	258			

**Análisis de Varianza para PRIMNESIALES cel 1**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	4,70227E13	20	2,35113E12	24,4559	0,0
Residuo	2,28808E13	238	9,61376E10		
Total (corr.)	6,99034E13	258			

**Análisis de Varianza para CIANOBACTERIAS cel 1**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	8,35708E15	20	4,17854E14	37,6147	0,0
Residuo	2,64389E15	238	1,11088E13		
Total (corr.)	1,1001E16	258			

**Análisis de Varianza para SYNECHOCOCCUS cel 1**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Modelo	5,06986E16	20	2,53493E15	22,546	0,0
Residuo	2,67592E16	238	1,12434E14		
Total (corr.)	7,74578E16	258			

**Tabla 31 (continuación):** Análisis de la varianza para los modelos de las 8 variables Y, (grupo muestras IV).

En la Tabla 32 se muestran los modelos obtenidos para el grupo de muestras IV. Según el valor obtenido en el  $R^2$  de las predicciones se considera que los modelos para clorofíceas ( $R^2=0,55$ ), primnesiales ( $R^2 = 0,53$ ) y *Synechococcus* ( $R^2 = 0,53$ ) se consideran aceptables. El modelo obtenido para diatomeas ( $R^2 = 0,72$ ) se considera un buen modelo.

**Modelo para DIATOMEAS cel 1**

<i>Componente</i>	<i>% Variación en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>Cuadrado Medio PRESS</i>	<i>Predicción R-Cuadrada</i>
1	6,98912	6,98912	4,3386E14	4,93252
2	23,5012	30,4904	3,282E14	28,0847
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,0791037	75,9322	1,32432E14	70,9815
18	1,5241	77,4563	1,28563E14	71,8293

**Tabla 32:** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo IV.

**Modelo para CRIFICEAS cel 1**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	0,0949354	0,0949354	2,21903E14	0,0
2	3,63681	3,73175	2,15714E14	2,06275
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,893392	32,8396	1,96086E14	10,9741
18	0,105919	32,9455	1,95377E14	11,2959

**Modelo para CLOROFICEAS cel 1**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	26,6671	26,6671	1,73917E13	21,1859
2	1,36129	28,0284	1,72104E13	22,0076
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,15782	67,6673	9,9298E12	55,0012
18	0,570074	68,2374	9,93722E12	54,9675

**Modelo para DINOFLAGELADOS cel 1**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	11,1474	11,1474	2,21888E12	9,42651
2	4,14408	15,2915	2,13329E12	12,92
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,0719108	44,9222	1,65262E12	32,541
18	1,31717	46,2394	1,64394E12	32,8951

**Modelo para PRASINOFICEAS cel 1**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	0,0909217	0,0909217	1,1965E13	0,0
2	10,1533	10,2442	1,08293E13	7,611
.....	.....	.....	.....	.....
17	2,95148	53,3129	6,75698E12	42,3538
18	0,466501	53,7794	6,77872E12	42,1683

**Modelo para PRIMNESIALES cel 1**

	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	14,1879	14,1879	6,20273E13	11,2672
2	0,417682	14,6056	6,20226E13	11,2738
.....	.....	.....	.....	.....
17	1,53246	63,8632	3,30283E13	52,7515
18	1,12219	64,9854	3,31508E13	52,5763

**Modelo para CIANOBACTERIAS cel 1**

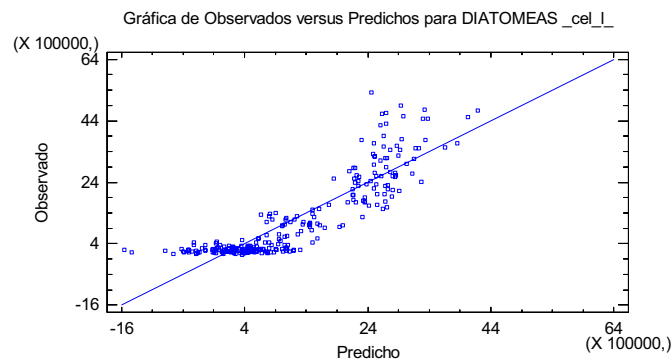
	<i>% Variación</i>		<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Predicción</i>
<i>Componente</i>	<i>en Y</i>	<i>R-Cuadrada</i>	<i>PRESS</i>	<i>R-Cuadrada</i>
1	16,7663	16,7663	1,00079E16	9,02714
2	1,07662	17,8429	9,99427E15	9,15107
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,378064	74,0878	5,98652E15	45,5819
18	1,83293	75,9207	5,85578E15	46,7703

**Tabla 32 (continuación):** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo IV.

Modelo para SYNECHOCOCCUS cel I				
Componente	% Variación		Cuadrado Medio	Predicción
	en Y	R-Cuadrada	PRESS	R-Cuadrada
1	16,2379	16,2379	6,64636E16	14,1938
2	0,850079	17,0879	6,61478E16	14,6015
.....	.....	.....	.....	.....
17	0,434364	62,8562	3,59451E16	53,5939
18	0,0686847	62,9249	3,65187E16	52,8535

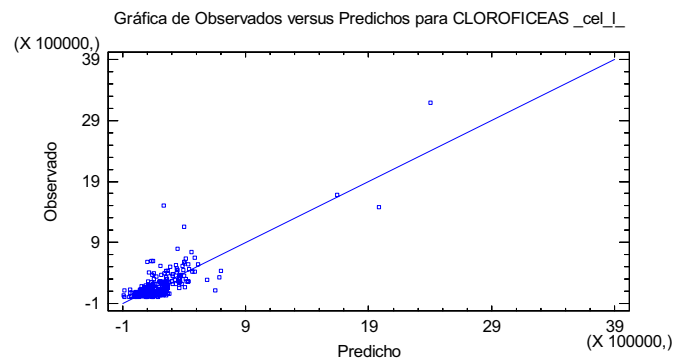
**Tabla 32 (continuación):** Modelos obtenidos para las variables Y (clases fitoplanctónicas) utilizando validación cruzada, grupo IV.

En el conjunto de gráficas siguiente (Figura 52) se muestran los valores de las densidades celulares observadas en las muestras del grupo IV frente a los valores predichos con el modelo. En la Figura 52b), que corresponde a valores de densidades celulares de clorofíceas observados en las muestras vs los valores predichos por el modelo, podemos ver que prácticamente la totalidad de muestras presenta valores de cel/L bajos y tan sólo un pequeñísimo número de muestras tienen valores algo más elevados. Estas muestras con mayores densidades celulares, como viene ocurriendo en los tres grupos de muestras anteriores, pertenecen a la zona de la Albufera. Al ser las muestras de este grupo salinas y por tanto tener mayor influencia marina los valores de clorofíceas en general son bajos y similares.

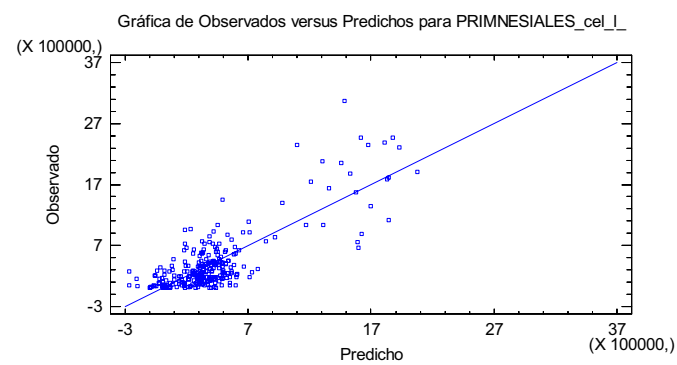


a)

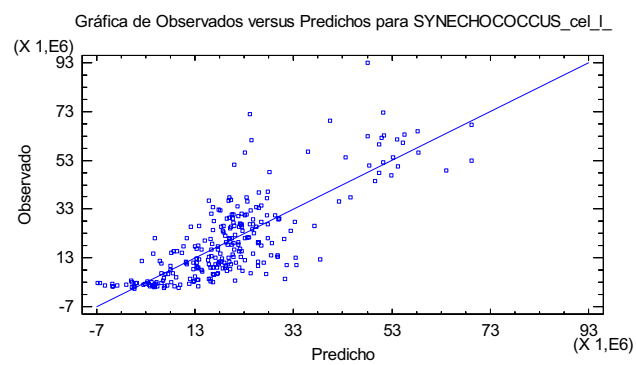
**Figura 52:** Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) primnesiales; d) *Synechococcus* spp. (Grupo IV de muestras).



b)



c)



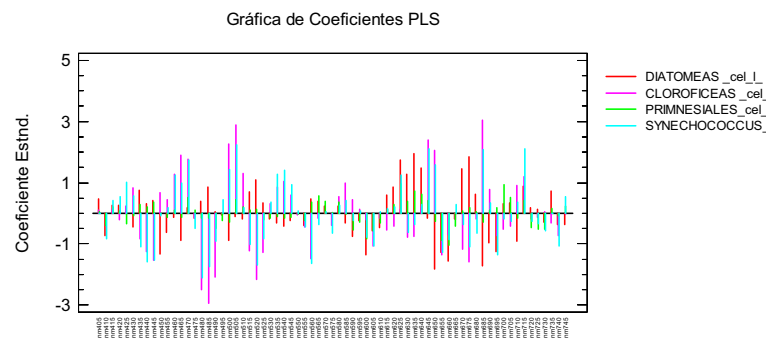
d)

**Figura 52 (continuación):** Valores observados versus predichos para las variables: a) diatomeas; b) clorofíceas; c) primnesiales; d) *Synechococcus* spp. (Grupo IV de muestras).



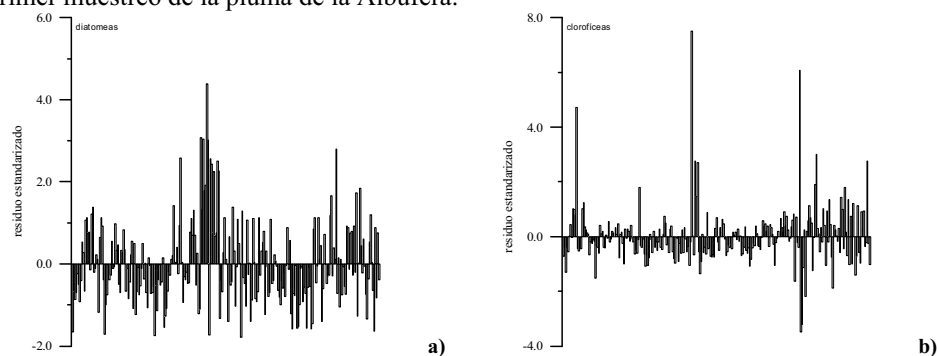
Al igual que en el grupo anterior tampoco mostraremos la tabla con los coeficientes no estandarizados, debido al elevado número de muestras que forma este grupo IV y por tanto también elevado número de filas en dicha tabla.

El gráfico siguiente (Figura 53) muestra los coeficientes de regresión estandarizados y en general, se aprecia que los coeficientes siguen un patrón similar para las cuatro clases de fitoplancton representadas. Tan sólo en las variables X que van desde 650nm a 710nm se puede apreciar que diatomeas tiene la mayoría de los coeficientes con signo distinto a las otras tres clases de fitoplancton.

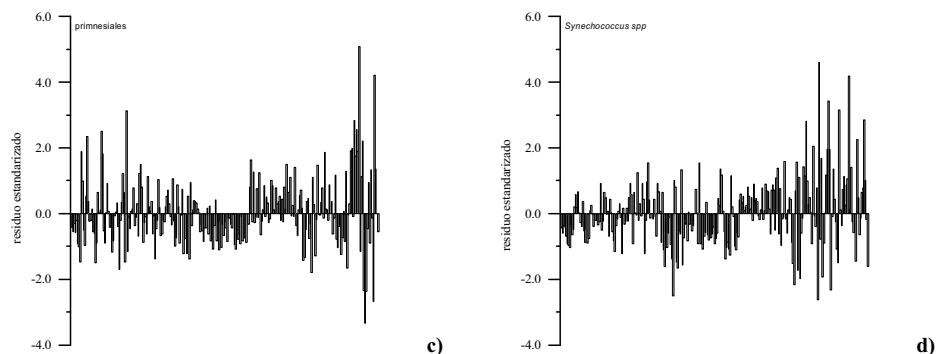


**Figura 53:** Coeficientes estandarizados para las variables diatomeas, clorofíceas, primnesiales y *Synechococcus* spp. (Grupo IV de muestras).

Los residuos estandarizados de las de las 4 variables modeladas en el grupo IV se muestran en la Figura 54. El número de muestras que tienen valores absolutos de los residuos estandarizados por encima de 2, para la variable diatomeas es de 11, siendo la mayoría de estas muestras del primer muestreo de la pluma de Almenara. Para la variable primnesiales hay 12 muestras con un residuo estandarizado mayor de 2 (valor absoluto), pero en este caso la mayor parte de las muestras son de la pluma de la Albufera del segundo muestreo. También en las variables clorofíceas (10 muestras con residuos estandarizados  $> |2|$ ) y *Synechococcus* (12 muestras con residuos estandarizados  $> |2|$ ) las muestras pertenecen a al primer muestreo de la pluma de la Albufera.



**Figura 54:** Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) primnesiales d) *Synechococcus* spp de las muestras del grupo IV.



**Figura 54 (continuación):** Residuos para las variables a) diatomeas, b) clorofíceas, c) primmesiales d) *Synechococcus* spp de las muestras del grupo IV.

### 3.5.4.5.-Resultados análisis PLSR1 para cianobacterias coloniales.

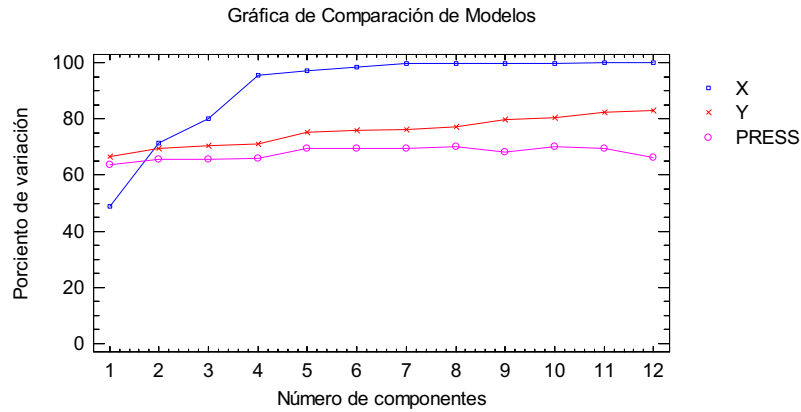
Debido a que en los grupos de muestras II y III, a pesar de obtener buenos coeficientes de ajuste del modelo y buenos coeficientes en las predicciones, se decide rechazar los modelos obtenidos porque solo en muestras de la Albufera la densidad celular de las cianobacterias coloniales es considerable, se ha realizado un análisis PLSR con muestras de las dos campañas de la Albufera y utilizando sólo como variable dependiente (Y) las densidades celulares de las cianobacterias.

La salida del programa estadístico para este grupo de muestras de la Albufera nos muestra los resultados de ajustar un modelo para 1 variable dependiente (cianobacterias) basado en 69 variables predictoras (densidades ópticas a 405nm, 410nm, 415nm....745nm). El número de muestras utilizadas en este modelo es 83 y el número de componentes con las que obtenemos el mejor modelo es 8 ya que el  $R^2$  promedio de la predicción aumenta hasta esta componente disminuyendo en la componente 9 (Tabla 33 y Figura 55).

#### Variables Independientes y Dependientes

Componente	% Variación en X	% Acumulado de X	% Variación en Y	% Acumulado de Y	Predicción Promedio R-Cuadrada
1	49,0075	49,0075	66,6511	66,6511	63,7318
2	22,5526	71,5601	2,75714	69,4083	65,7186
3	8,48607	80,0462	1,00005	70,4083	65,6528
4	15,3923	95,4385	0,67074	71,079	65,8622
5	1,63122	97,0697	4,17466	75,2537	69,3245
6	1,50207	98,5718	0,653704	75,9074	69,5342
7	1,0297	99,6015	0,385835	76,2932	69,5423
8	0,225415	99,8269	1,05188	77,3451	70,2586
9	0,0188911	99,8458	2,40169	79,7468	68,3232
10	0,0610589	99,9069	0,562585	80,3094	70,1943
11	0,0125041	99,9194	2,02725	82,3366	69,526
12	0,0228063	99,9422	0,731347	83,068	66,1034

**Tabla 33:** Resultados RPLS para las cianobacterias con muestras de pluma Albufera.



**Figura 55:** Porcentaje de variabilidad explicada con el modelo para las variables X e Y (cianobacterias), muestras pluma Albufera.

En la Tabla 34 se muestra la tabla ANOVA para la variable dependiente cianobacterias, en la cual podemos observar que obtenemos un modelo que es predictor significativo puesto que el valor- $P < 0,05$ .

**Análisis de Varianza para CIANOBACTERIAS\_cel\_1**

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Modelo	1,06792E19	8	1,33489E18	31,5801	0,0
Residuo	3,12799E18	74	4,22702E16		
Total (corr.)	1,38071E19	82			

**Tabla 34:** Análisis de la varianza para el modelo de cianobacterias (muestras de pluma de Albufera).

En la Tabla 35 se muestra que el modelo obtenido para las cianobacterias de este grupo de muestras, según el valor obtenido en el  $R^2$  de las predicciones (0,70) se considera un buen modelo.

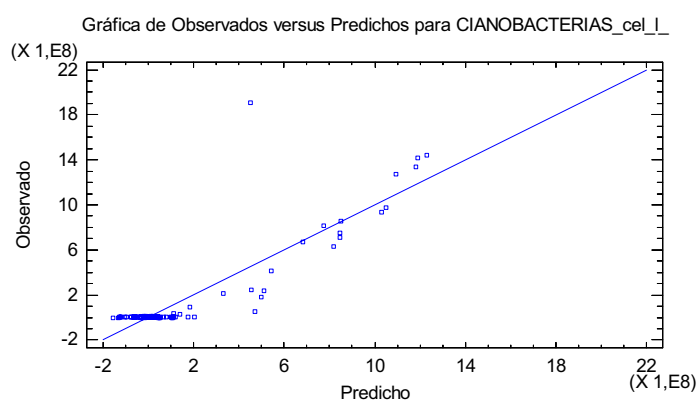
**Modelo para CIANOBACTERIAS\_cel\_1**

Componente	% Variación		Cuadrado Medio	
	en Y	R-Cuadrada	PRESS	R-Cuadrada
1	66,6511	66,6511	5,00761E18	63,7318
2	2,75714	69,4083	4,73329E18	65,7186
3	1,00005	70,4083	4,74237E18	65,6528
4	0,67074	71,079	4,71345E18	65,8622
5	4,17466	75,2537	4,23541E18	69,3245
6	0,653704	75,9074	4,20647E18	69,5342
7	0,385835	76,2932	4,20534E18	69,5423
8	1,05188	77,3451	4,10645E18	70,2586

**Tabla 35:** Modelo obtenido para cianobacterias utilizando validación cruzada, (muestras pluma Albufera).

En el gráfico siguiente (Figura 56) se muestra los valores de las densidades celulares observadas en las muestras de la pluma de la Albufera frente a los valores predichos con el modelo. Vemos como en este caso al utilizar muestras con densidades celulares elevadas (principalmente en muestras tomadas el día 21/05/2008), sí que obtenemos un mejor ajuste de los valores observados frente a los predichos.

Existe un número de muestras situadas en la parte baja de la recta que corresponden en su mayoría a muestras de la segunda campaña de muestreo realizada en la zona (15/07/2008) y a muestras de las estaciones 5, 6 y 7 del primer muestreo. Esto es debido a que en el segundo muestreo no había salida de agua dulce y por tanto al ser las cianobacterias coloniales de origen continental su presencia en esas muestras es baja. Lo mismo ocurre en las estaciones 5, 6 y 7 del primer muestreo, las densidades celulares de las cianobacterias es baja porque estas estaciones están alejadas de la salida del agua dulce.



**Figura 56:** Valores observados versus predichos para las variable cianobacterias coloniales en muestras de pluma de Albufera.

Con este análisis se ha comprobado que sí es posible obtener un buen modelo para cianobacterias si el conjunto de muestras utilizado en el ajuste tiene unas densidades celulares considerables de esta clase fitoplanctónica.

### 3.5.5.-Discusión de los modelos estadísticos

El **grupo I** de muestras (salinidades  $< 2,5$  g/kg) está formado mayoritariamente por muestras de transición, y algunas muestras de plumas del Estany y Almenara de la estación I (normalmente la más próxima a la salida del agua dulce). Estas muestras corresponden a los dos primeros muestreos del estuario del Júcar, (principalmente las estaciones 1 y 2) y al primer muestreo del Estany de Cullera. Con las muestras del grupo I (muestras de agua dulce) las clases fitoplanctónicas que conseguimos modelar son diatomeas, criptofíceas y clorofíceas. Las diatomeas y clorofíceas están presentes en mayor o menor concentración en prácticamente todas las muestras estudiadas en este trabajo. Sin embargo, las criptofíceas tienen un porcentaje con respecto a las eucariotas totales generalmente más

elevado en las muestras de transición que en las muestras de las plumas. Posiblemente esta es la razón por la que se consigue un buen modelo para las criptofíceas en este grupo de muestras. Las diatomeas, que en este grupo lógicamente son de origen continental, y clorofíceas son las dos clases mayoritarias en estas muestras dulces, razón por la que conseguimos un buen modelo de ambas. En el artículo que se presenta en el anexo (Martínez-Guijarro et al. (2009)) aunque la técnica experimental es algo diferente a la utilizada aquí y la totalidad de muestras corresponden a zonas de plumas (de las mismas zonas que en este trabajo), se consiguen buenos modelos también para estas tres clases de fitoplancton. La conclusión a la que se llegó con las investigaciones del artículo es que se modelaban bien aquellas clases de fitoplancton cuyas densidades celulares eran altas y además existía una presencia mayoritaria de esta clase con respecto al resto de organismos fitoplanctónicos presentes en las muestras, ya que puede ser posible que la presencia mayoritaria de determinadas clases impida poder determinar otras con un tipo y contenido de pigmentos cuyos espectros se solapan o enmascaren. Esto explicaría que en este grupo se modele bien las clases fitoplanctónicas que tienen una presencia en las muestras de agua considerable (densidad celular alta) y un porcentaje con respecto a las eucariotas totales alto.

En el **grupo II** (salinidades entre 2,5 y 21 g/kg) también hay muestras de transición, en este caso todas son del estuario del Júcar, son muestras de los dos primeros muestreos y de la estación 3. El resto de muestras que forma este grupo corresponde a los dos muestreos realizados en las plumas del Estany y de Almenara y al primer muestreo de la pluma de Albufera. Estas muestras son principalmente de las estaciones 2 y 4.

Con este grupo de muestras conseguimos buenos modelos, teniendo en cuenta el  $R^2$  de la predicción, para los dinoflagelados, primnesiales, cianobacterias y clorofíceas. El modelo de cianobacterias a pesar de tener un  $R^2$  de predicción de 0,93, se decide considerarlo no aceptable porque la mayoría de muestras del grupo II, presenta unas densidades celulares de cianobacterias que corresponde al límite de detección de la técnica de recuentos por epifluorescencia, y sólo unas muestras de la Albufera presentan datos aceptables de cianobacterias. El modelo de cianobacterias que se presenta en el artículo Martínez-Guijarro et al. (2009) también se rechaza por la misma razón, ya que sólo en las muestras de la Albufera se observan densidades celulares altas de cianobacterias coloniales.

Con respecto al modelo de diatomeas que conseguimos con este grupo de muestras, a pesar de incorporar una componente más para comprobar si mejora el modelo y a pesar de que el ajuste de las variables  $Y$  consigue un  $R^2$  alto (0,72) no podemos aceptar el modelo porque al efectuar la validación cruzada y evaluar la capacidad de predicción del modelo el  $R^2$  de la predicción que obtenemos tan solo es de 0,40. El motivo por el que no se consigue modelar de forma aceptable las diatomeas posiblemente es debido a que en las muestras del grupo II, las diatomeas que existen mayoritariamente deben ser de agua dulce y aunque sus densidades celulares no sufren cambios importantes, sí aumenta la presencia de otros grupos de origen marino que posiblemente interfieren en la determinación espectrofotométrica de esta clase fitoplanctónica.

En las muestras de las plumas mayoritariamente aparecen clorofíceas y diatomeas, siendo

estos dos grupos los que alternan los máximos porcentajes con respecto al resto de eucariotas. Y se observa también que ha aumentado la presencia de grupos de fitoplancton más relacionado con agua marina como las prasinofíceas, primnesiales y dinoflagelados. Razón por la que obtenemos, con este grupo de muestras, modelos buenos para primnesiales y dinoflagelados.

El **grupo III** (salinidades entre 21 y 35 g/kg) está formado por muestras de transición del Júcar de los tres muestreos efectuados en esa zona y por muestras de transición de las tres campañas del Estany de Cullera, del segundo y tercer muestreo de esta última zona prácticamente todas las muestras. De las zonas de plumas, forman parte de este grupo las muestras de las dos campañas del Estany y de Almenara, estaciones 2 a 4 de profundidades intermedias. De la pluma de Albufera sólo pertenecen a este grupo III, muestras del primer muestreo de las estaciones 2 y 3 hasta una profundidad de 0,5 m.

Con este grupo de muestras conseguimos un buen modelo para diatomeas y *Synechococcus* spp y un modelo aceptable para clorofíceas.

De los resultados de este tercer grupo lo que destaca es el modelo que obtenemos para *Synechococcus* spp debido principalmente a las muestras del Estany de Cullera que presentan (muestreos de abril y mayo) densidades celulares muy altas, con respecto a las otras zonas estudiadas. Estas densidades celulares se obtienen en muestras que presentan condiciones de hipoxia estacionales lo que nos hace pensar que debido a estratificaciones verticales estacionales se producen zonas de hipoxia y es en estas condiciones cuando se produce un crecimiento de los *Synechococcus* spp y otras picocianobacterias, al igual que ocurre en otras zonas según bibliografía consultada (Crump et al., 2007; Detmer et al., 1993). Esto no se observa en el primer muestreo del Estany (8-11-2007) posiblemente debido a que la toma de muestras no se hizo de forma correcta y solo se tomaron muestras en el primer metro y a profundidades a partir de 5 m, donde la anoxia ya parece ser total.

En las zonas de plumas en todas las muestras existen clorofíceas y diatomeas razón por la cual en todos los grupos obtenemos modelos como mínimo aceptables de alguna de estas dos clases fitoplanctónicas. Debido a los valores de salinidad las diatomeas de este grupo de muestras deben ser de origen marino. En las muestras de la pluma de Almenara son las diatomeas las que tienen unos porcentajes muy altos con respecto al resto de eucariotas.

En las muestras de las plumas de Almenara y Estany, sobre todo a medida que aumenta la profundidad de las muestras, aumentan los porcentajes de primnesiales y prasinofíceas, pero sin embargo, no obtenemos modelos aceptables para estas clases de fitoplancton. En el caso de las prasinofíceas no conseguimos modelos aceptables en ningún grupo de muestras. Hay dos factores que tal vez sean los que imposibilitan la obtención de los modelos, los dos han sido comentados anteriormente y también aparecen en Martínez-Guijarro et al. (2009) en el apartado de conclusiones, puede que la cuota celular de pigmentos de estos organismos fitoplanctónicos sean bajos y por tanto sea difícil su determinación espectrofotométrica, y/o los picos de absorción de sus pigmentos queden enmascarados por los picos de absorción de los pigmentos de otros organismos que tengan o bien una mayor presencia en las muestras o una mayor cuota celular del pigmento.

El **grupo IV** (salinidades > 35g/kg) de muestras está formado por las muestras más profundas de los dos últimos muestreos de la zona de transición del Júcar y mayoritariamente por las muestras de las estaciones 5, 6 y 7 de los muestreos de plumas. Se consigue un buen modelo para diatomeas y modelos aceptables para clorofíceas, primnesiales y *Synechococcus* spp. Aunque los resultados que se han conseguido para prasinofíceas se han considerado no aceptables, en este grupo al estar formado prácticamente en su totalidad por muestras de agua de mar, se obtienen los mejores resultados para esta clase fitoplanctónica ( $R^2$  del ajuste de las variables Y 0,54 y  $R^2$  de la predicción 0,40).

Las diatomeas de las muestras de este grupo deben ser de origen marino y los porcentajes con respecto al resto de eucariotas son altos sobre todo en las muestras de las plumas de Almenara, lo que permite conseguir un modelo con un alto  $R^2$  de predicción. Las clorofíceas tienen una menor presencia en las muestras del grupo IV porque son de origen continental, debido a esto dentro de las clases fitoplanctónicas que obtenemos resultados aceptables es la clase que peor se modela.

### **3.5.6.-Esquema del procedimiento a seguir para utilizar los modelos estadísticos en la determinación de la composición fitoplanctónica.**

El proceso a seguir en la determinación de la composición fitoplanctónica de muestras recibidas en el laboratorio sería el siguiente:

#### **Laboratorio**

- Determinación de la salinidad de las muestras.
- Filtrado de las muestras a través de membranas de fibra de vidrio.
- Determinación del espectro de absorción en el filtro que contiene el material particulado retenido, entre 400 y 750 nm, cada 5 nm.

#### **Tratamiento de los datos**

- A las densidades ópticas (absorbancias) se les resta el valor de la densidad óptica a 750 nm.
- Se normalizan los espectros dividiendo los valores de las densidades ópticas del espectro por el máximo valor de densidad óptica en cada muestra.

#### **Aplicación del modelo**

- En función del valor de salinidad de la muestra utilizaremos el modelo más adecuado de los 4 obtenidos.
- Se introducen los datos en el modelo y se selecciona la opción de predicciones.

#### **Interpretación de los resultados**

- Una vez obtenidas las predicciones en cada una de las muestras, el conocer este dato nos permitirá decidir la necesidad o no de realizar los recuentos de la muestra con el microscopio.





## CAPÍTULO 4

# CONCLUSIONES Y FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN

### 4.1.- Conclusiones

#### Salinidad

##### a) Plumas

Debido a la diferencia de densidad entre las aguas continentales de la Albufera de Valencia, Estany de Cullera o Marjal de Almenara y las más salinas del mar Mediterráneo, se ha encontrado que los valores de salinidad son menores en las capas más superficiales, aumentando gradualmente al hacerlo la profundidad. El espesor de las capas de agua dulce/salobre es pequeño y los mayores gradientes se producen generalmente en el primer metro de la columna de agua en las estaciones situadas en la desembocadura de estos 3 sistemas continentales.

Aunque en general los valores de salinidad van aumentando conforme nos alejamos de las desembocaduras, al estar la ubicación de la pluma condicionada por los vientos locales éstos pueden dar lugar a que estaciones próximas a la salida del agua continental (situadas en la misma dirección de donde sopla el viento) tengan menor influencia continental que otras más alejadas.

##### b) Estuarios

El espesor de la capa de agua dulce en el estuario del Júcar está condicionada lógicamente por el caudal del río en su tramo final. De los tres muestreos efectuados en la zona, tan solo en uno de ellos el caudal del río permite que exista una capa de agua dulce con un espesor ligeramente superior a un metro.

En el estuario del Estany de Cullera la capa de agua dulce supera el metro de espesor en los 3 muestreos realizados, y la capa de agua salobre llega hasta los 2 metros excepto en el primer muestreo que existe agua salobre hasta los 4 metros de profundidad.

### **Clorofila *a***

Los mayores valores de clorofila *a* se producen en las muestras más superficiales debido a la existencia de la capa de agua dulce, sobre todo en aquellas estaciones más próximas a la salida del agua continental. El valor de la clorofila *a* disminuye con el aumento de la profundidad de forma inversa a la salinidad.

En muchas estaciones los mayores valores de clorofila *a* no se dan en las dos muestras más superficiales (0-5 cm), quizá debido a la fotoinhibición del fitoplancton que causa una disminución del crecimiento y de las tasas fotosintéticas.

Existen muestras a profundidades intermedias que presentan elevados valores de clorofila *a*, esto se produce por una sedimentación en la interfase del fitoplancton senescente debido al efecto del shock salino.

### **Composición fitoplanctónica**

Respecto a las comunidades fitoplanctónicas podemos concluir que hay diferencias entre el comportamiento de los principales grupos fitoplanctónicos.

Los grupos que predominan en aguas dulces, como clorofíceas y cianobacterias coloniales, disminuyen su densidad celular y porcentajes en la población fitoplanctónica cuando aumenta la salinidad, aunque la retención de células senescentes en el proceso de sedimentación en la interfase puede producir picos a salinidades intermedias.

Los grupos fitoplanctónicos con formas adaptadas tanto a aguas dulces como marinas, (diatomeas) pueden presentar altos valores de densidad celular a lo largo de todo el gradiente salino así como picos de abundancia en la interfase al proliferar debido a la acumulación de nutrientes.

La mayor o menor abundancia de otros grupos minoritarios en las plumas depende fundamentalmente de la población de origen y de la época del año.

Al analizar el comportamiento de los organismos procariotas a lo largo de un gradiente de salinidad hay que distinguir entre dos grupos, las cianobacterias coloniales típicas de agua dulce y las picocianobacterias (*Synechococcus* spp) más típicas en aguas de mar. En todas las estaciones analizadas observamos que la densidad de las cianobacterias coloniales disminuye a lo largo del gradiente salino. Aunque los *Synechococcus* spp tienen mayor presencia en ecosistemas marinos, especialmente en medios oligotróficos donde son un constituyente fundamental del fitoplancton también están presentes en agua dulce y salobre. En principio, estamos relacionando los *Synechococcus* spp con medios marinos más oligotróficos sin embargo, vemos como las muestras del estuario del Estany especialmente los muestreos segundo y tercero, presentan elevadas concentraciones de *Synechococcus* spp por las condiciones de hipoxia/anoxia que se dan en estas aguas.

### **Espectro de absorción de las muestras**

En los espectros de absorción determinados en las muestras dulces-salinas-salobres, no se han encontrado diferencias apreciables entre ellos, ya que debido a la mezcla de los pigmentos contenidos en las células, las absorbancias de éstos se suman y se obtiene un espectro total en el cual los picos de máxima absorción de cada pigmento quedan solapados. Tan solo se diferencian, como es lógico, en la “altura” del espectro ya que éstos son mayores en las muestras más dulces al ser mayor la densidad fitoplanctónica de las muestras.

#### **4ª derivada del espectro de absorción**

No existen diferencias apreciables en la 4ª derivada del espectro, entre muestras de estaciones próximas a la salida del agua continental y muestras de estaciones más alejadas de ésta. La única diferencia apreciable es que la altura de los picos, al igual que ocurre en el espectro “normal”, es mayor en aquellas estaciones más próximas a la salida del agua continental.

Los picos de máxima de absorción que podemos apreciar al realizar la 4ª derivada del espectro se dan en torno a las siguientes longitudes de onda: 415, 440, 470, 490, 550, 590, 620, 640, 675 y 710 nanómetros.

Los “picos” de máxima absorción que más claramente podemos identificar corresponden a la clorofila *a* (440 y 675 nm). El resto podemos atribuirlos a la clorofila *b* (470 y 640 nm), a los carotenoides que presentan absorciones máximas entre 450 y 550 nm y las ficobiliproteínas que tienen absorciones máximas en las longitudes de onda comprendidas entre 480 y 600 nm.

#### **Coefficiente de absorción del fitoplancton ( $a_{ph}$ ) y coeficiente de absorción específico de la clorofila *a* ( $a_{ph}^*$ ) a 440 nm y 675 nm**

La densidad óptica a 440 nm está más afectada por el “efecto empaquetamiento” y por los pigmentos accesorios, que la densidad óptica a 675 nm. Por esta razón los coeficientes  $a_{ph}(\lambda)$  y  $a_{ph}^*(\lambda)$  presentan mayor dispersión a 440 nm que a 675nm.

Existe una relación inversa entre  $a_{ph}^*(\lambda)$  y la concentración de clorofila *a*. Esto, está asociado con un aumento de la concentración del pigmento intracelular y no con un aumento del número de células lo que conlleva una menor eficiencia en la absorción por el “efecto empaquetamiento”.

Los valores que obtenemos de  $a_{ph}^*(\lambda)$  a 440 y 675 nm están de acuerdo con los obtenidos por otros autores según bibliografía consultada, ya que aunque los valores aquí obtenidos son algo superiores, las muestras de estos autores son oceánicas y tomadas a profundidades muy superiores (10-40 m).

### Modelos estadísticos

Con respecto a los modelos estadísticos obtenidos podemos decir que se modelan bien aquellas clases de fitoplancton cuyas densidades celulares son altas y además existe una presencia mayoritaria de esta clase con respecto al resto de organismos fitoplanctónicos presentes en las muestras, ya que puede ser posible que la presencia mayoritaria de determinadas clases impida poder determinar otras con un tipo y contenido de pigmentos cuyos espectros se solapen o enmascaren.

a) Modelo estadístico grupo I de muestras.

El grupo I está formado por muestras dulces (sal. < 2,5 g/kg) y las clases mayoritarias en estas muestras son las diatomeas y clorofíceas. Por las muestras del estuario del Júcar también las criptofíceas tienen una presencia considerable en este grupo de muestras. Por todo lo anterior se consiguen buenos modelos para las diatomeas, criptofíceas y clorofíceas, las tres clases son de origen continental.

b) Modelo estadístico grupo II de muestras.

El grupo II está formado por muestras de agua dulce con influencia marina (Sal. 2,5-21 g/kg). Las clases eucariotas mayoritarias en estas muestras son clorofíceas y diatomeas y se observa un aumento de la presencia de grupos de fitoplancton más relacionados con agua marina como las prasinofíceas, primnesiales y dinoflagelados. En este grupo de muestras se consiguen modelos para clorofíceas y para las clases de origen marino primnesiales y dinoflagelados.

Para diatomeas no se consigue un buen modelo quizá por el aumento de la presencia de otros grupos, en este caso de origen marino, que posiblemente interfieren en la determinación espectrofotométrica de esta clase fitoplanctónica.

c) Modelo estadístico grupo III de muestras.

En el grupo III formado por aguas salinas con influencia continental (Sal. 21-35 g/kg), se consiguen modelar las clorofíceas, diatomeas y *Synechococcus* spp. Se obtiene un buen modelo para diatomeas pero en este caso el origen de éstas es marino. De los *Synechococcus* spp también obtenemos un buen modelo, pero la presencia de este organismo procariota no es debida a una mayor influencia marina de las muestras, ya que se debe a que en las muestras del Estany se da un crecimiento de esta población por episodios estacionales de hipoxia/anoxia.

d) Modelo estadístico grupo IV de muestras.

El grupo IV está formado por aguas salinas (Sal. > 35 g/kg) sin tener prácticamente influencia continental. A pesar del origen marino de estas muestras conseguimos un modelo de clorofíceas aceptable, pero los  $R^2$  tanto del ajuste como de la predicción disminuyen con respecto a los que se obtienen en los grupos con aguas más dulces. El resto de clases que conseguimos modelar como mínimo de forma aceptable son de origen marino, diatomeas, primnesiales y *Synechococcus* spp.

e) Modelo para prasinofíceas y cianobacterias

La única clase fitoplanctónica de las consideradas en este trabajo de la que no obtenemos resultados en ningún grupo es prasinofíceas, posiblemente porque sus densidades celulares en los grupos de muestras son muy bajas con respecto a otras clases de eucariotas.

Conseguimos buenos modelos (según el valor del  $R^2$  de ajuste y predicción) para las cianobacterias coloniales en los grupos de muestras II y III, pero debido a que la presencia de estas células es sólo considerable en muestras de la pluma de la Albufera, y en el resto el valor de la densidad celular corresponde al límite de detección de la técnica, se decide rechazar los modelos obtenidos. Sin embargo, si realizamos un modelo sólo con muestras de la pluma de la Albufera, donde las cianobacterias tienen unas densidades celulares más altas, se ha comprobado que sí es posible obtener un buen modelo para cianobacterias coloniales.

#### 4.2.- Futuras líneas de investigación

- **Validar el modelo.** Realizar muestreos en las mismas zonas de plumas y estuarios, y con los valores de los espectros realizados sobre las muestras comprobar los resultados obtenidos con el modelo.
- **Ampliar la base de datos de muestras.** Realizar más campañas de muestreo en otras plumas o estuarios, o en otras épocas del año.
- **Ampliar la base de datos con muestras de aguas costeras (playas).** Para la utilización de estos modelos en una futura aplicación de la Directiva Marco del Agua. También se podría utilizar para el control de las poblaciones de especies tóxicas, de mareas rojas, etc. en aguas de baño.
- **Ampliar con muestras de alta mar.** En muestras tomadas a distancias considerables de la costa las poblaciones fitoplanctónicas cambian, tanto en los grupos que predominan como en las densidades celulares. Por estas razones es necesario tener esta información en los modelos para que puedan ser aplicados en estas muestras.
- **Mejorar el modelo obtenido para cianobacterias coloniales.** Muestrear zonas donde existan densidades celulares considerables de este grupo de procariotas.
- **Intentar conseguir modelos para las clases crisofíceas y prasinofíceas.** Debido a que no se ha podido obtener modelos en ningún grupo de muestras en este trabajo, para estas dos clases de fitoplancton, realizar muestreos en zonas donde estas clases predominen.
- **Intentar conseguir información de aquellos grupos problemáticos para el estado ecológico.** Si no podemos obtener resultados cuantitativos aceptables con los modelos, intentar con el espectro de absorción y/o la 4ª derivada del mismo conseguir en aquellas clases de fitoplancton problemáticas desde el punto de vista ecológico (cianobacterias, dinoflagelados), información “cualitativa” que nos permita conocer la existencia en las muestras de estas clases de fitoplancton.
- **Aplicación de los espectros de absorción en la determinación de la materia orgánica coloreada disuelta.** La materia orgánica coloreada disuelta (CDOM) está formada por material cromofórico, por lo que podría afectar a las propiedades ópticas de la capa fótica de agua, modificando la cantidad de luz disponible para los organismos fotosintéticos. Por ello resulta interesante poder estimar el contenido de la misma en el agua.

## CAPÍTULO 5

### BIBLIOGRAFÍA

- Alciaturi C.E., M.E. Escobar, C. De La Cruz, y C. Rincón., 2003. Partial least Squares (PLS) regression and its application to coal analysis. *Revista Técnica de la Facultad de Ingeniería. Universidad del Zulia*, 3(26). Maracaibo.
- APHA, 1998. Standard methods for the examination of water and wastewater, 20th edition. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, Washington.
- Babin, M., J.C. Therriault, L. Legendre y A. Condal, 1993. Variations in the specific absorption coefficient for natural phytoplankton assemblages: Impact on estimates of primary production. *Limnology and Oceanography*, 38(1): 154-177.
- Balfoort, H.W., T. Berman, S.Y. Maestrini, A. Wenzel y T. Zohary, 1992. Flow cytometry: instrumentation and application in phytoplankton research. *Hydrobiologia*, 238: 89-92.
- Barocio-León, O.A., R. Millán-Núñez, E. Santamaría-del-Angel, A. González-Silvera, y C.C. Trees, 2006. Spatial variability of phytoplankton absorption coefficients and pigments off Baja California during November 2002. *Journal of Oceanography*, 62: 873-885.
- Bec, B., Husseini-Ratrema, Y. Collos, P. Souchu y A. Vaquer, 2005. Phytoplankton seasonal dynamics in a Mediterranean coastal lagoon: emphasis on the picoeukaryote community. *Journal of Plankton Research*, 27(9): 881-894.
- Bel Hassen, M., Z. Drira, A. Hamza, H. Ayadi, F. Akrouy y H. Issaoui, 2008. Summer phytoplankton pigments and community composition related to water mass properties in the Gulf of Gabes. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 77: 645-656.
- Bethoux, J.P., P. Morin, C. Madec y B. Gentili, 1992. Phosphorus and nitrogen behaviour in the Mediterranean Sea. *Deep-Sea Research*, 39(9): 1641-1654.
- Bidigare, R.R., M.E. Ondrusek, J.H. Morrow y D.A. Kiefer, 1990. In vivo absorption properties of algal pigments. *Ocean Optics X. Proceedings of SPIE. Int. Soc. Opt. Eng.* 1302: 290-302.

- Bluhm, J., 2008. Modelación unidimensional de la calidad del agua en embalses. Análisis comparativo de modelos y multivariantes. Valencia, Universidad Politécnica de Valencia, Ph D. Tesis, 403p
- Bricaud, A., M. Babin, A. Morel y H. Claustre, 1995. Variability in the chlorophyll-specific absorption coefficients of natural phytoplankton: analysis and parameterization. *Journal of Geophysical Research*, 100: 13321-13332.
- Bricaud, A., A. Morel, M. Babin, K. Allali y H. Claustre, 1998. Variations of light absorption by suspended particles with the Chl *a* concentration in oceanic (case 1) waters: analysis and implications for bio-optical models. *Journal of Geophysical Research*, 103: 31033-31044.
- Bricaud, A., H. Claustre, J. Ras y K. Oubelkheir, 2004. Natural variability of phytoplankton absorption in oceanic waters: Influence of the size structure of algal populations. *Journal of Geophysical Research*, 109, C11010.
- Broche, P., J.L. Devenon, P. Forget, J.C. de Maistre, J.J. Naudin, y G. Cauwet, 1998. Experimental study of the Rhone plume. Part I: Physics and dynamics. *Oceanologica Acta*, 21(6): 725-738.
- CHJ, 2009. Confederación Hidrográfica del Júcar. Sistema Mijares-Plana Castellón. Ministerio de Medio Ambiente. [consultado 30-07-2009]: Disponible en: <http://www.chj.es/cgi-bin/mijares.asp>
- Cleveland, J.S. y A.D. Weidemann, 1993. Quantifying absorption by aquatic particles: a multiple scattering correction for glass-fiber filters. *Limnology and Oceanography*, 38: 1321-1327.
- Cleveland, J.S., 1995. Regional models for phytoplankton absorption as function of chlorophyll *a* concentration. *Journal of Geophysical Research*, 100(7): 13333-13344.
- Crump, B.C., C. Peranteau, B. Beckingham y J.C. Cornwell, 2007. Respiratory succession and community succession of bacterioplankton in seasonally anoxic estuarine waters. *Applied and Environmental Microbiology*, 73(21): 6802-6810.
- CSIC, 1995. Catálogo de suelos de la Comunidad Valenciana: Generalitat Valenciana, Conselleria d'Agricultura, Pesca y Alimentació, 199p.
- Cupul-Magaña, L.A., C. Mossö-Aranda, A. Sánchez-Arcilla, J.P. Sierra-Pedrico, J.L. Fermán-Almada, I. Romero y S. Falco, 2006. Distribución bacteriológica en el agua de mar en la Bahía de Cullera, España. *Ciencias Marinas*, 32(2): 311-318.
- Detmer, A.E., H.C. Giesenhagen, V.M. Trenkel, H. Auf dem Venne y K.J. Jochem, 1993. Phototrophic and heterotrophic pico- and nanoplankton in anoxic depths of the central Baltic Sea. *Marine Ecology Progress Series*, 99: 197-203.
- Duysens, L.M.N., 1956. The flattening effect of the absorption spectra of suspensions as compared to that of solutions. *Biochimica et Biophysica Acta*, 19: 1-12.



- 
- Ediger, D., N. Soydemir y A.E. Kideys, 2006. Estimation of phytoplankton biomass using HPLC pigment analysis in the Southwestern Black Sea. *Deep-Sea Research II*, 53: 1911-1922.
  - Estournel, C., V. Kondrachoff, P. Marsaleix, y R. Vehil, 1997. The plume of the Rhone: numerical simulation and remote sensing. *Continental Shelf Research*, 17(8): 899-924.
  - Fadeev V.V., D.V. Maslov, D.N. Matorin, R. Reuter y T.I. Zavyalova, 2000. Some Peculiarities of fluorescence diagnostics of phytoplankton in coastal waters of the Black Sea. [consultado 13-04-2007]: Disponible en: [http://las.physik.uni-oldenburg.de/eProceedings/vol01\\_1/01\\_1\\_fadeev1.pdf](http://las.physik.uni-oldenburg.de/eProceedings/vol01_1/01_1_fadeev1.pdf)
  - Falco, S., I. Romero, M. Rodilla, J.P. Sierra, J.G. Del Río, C. Mösso, y M.C. Pérez, 2006. Chlorophyll *a* and phytoplankton maximum at the halocline of Ebro River Estuary. *Journal of Coastal Research*, SI39: 526-530.
  - Fessenden, R.J. y J.S. Fessenden, 1983. *Química orgánica*. Grupo Editorial Iberoamericano, México.
  - Ficek, D., S. Kaczmarek, J. Stón-Egiert, B. Wozniak, R. Majchrowski y J. Dera. Spectra of light absorption by phytoplankton pigments in the Baltic; conclusions to be drawn from a Gaussian analysis of empirical data. *Oceanologia*, 46(4): 533-555.
  - Findlay, D.L., R.E. Hecky, L.L. Hendzel, M.P. Stainton, y G.W. Regehr, 1994. The relationship between nitrogen fixation and heterocyst abundance in Lake 227 and its relevance to the nitrogen budget. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 51: 2254-2266.
  - Fournier R., 1978. Membrana filtering. En: Sournia, A. (ed), *Phytoplankton Manual*. Monographs on oceanographic methodology. Unesco: 197-201.
  - Gallardo, T., 1997. Algas (capítulo 8). En: Izco J., E. Barreno, M. Brugués, M. Costa, J. Devesa, F. Fernández, T. Gallardo, X. Llimona, E. Salvo, S. Talavera y B. Valdés. *Botánica*. Mcwraw-Hill-Interamericana de España, S.A.U: 193-239.
  - Geladi P. y B.R. Kowalski, 1986. Partial Least Squares Regression: a tutorial. *Analytica Chimica Acta*, 185. 1-17
  - Geladi, P., 2002. Some recent trends in the calibration literature. *Chemometrics and Intelligent Laboratory Systems*, 60 (1): 211-224.
  - Geyer, W.R. y D.M. Farmer, 1989. Tide-induced variation of the dynamics of a salt wedge estuary. *Journal of Physical Oceanography*, 19: 1060-1072.
  - Gil Pascual, J.A., 2003. *Métodos de investigación en educación*. Volumen III: Análisis multivariante. UNED.
  - Giner F., J. Rubio y G. Tur, 2003. *L'Estany de Cullera*. Ajuntament de Cullera. Monografías. Editorial Bromera.

## Bibliografía

---

- González del Río, J., 1986. Problemas de eutrofización litoral: el caso de la bahía de Cullera. Valencia, Universidad de Valencia, Ph. D. Tesis, 515p.
- Grzetic Z., R. Precali, D. Degobbis y A. Skrivanic., 1991. Nutrient enrichment and phytoplankton response in an Adriatic karstic estuary. *Marine Chemistry*, 32: 313-331.
- Hasle, G.R. y C.R. Tomas, 1997. Marine Diatoms (Chapter 2). En: R.H. Grethe, E.E. Syvertsen, K.T. Steidinger, K. Tangen, J. Throngsen y B.R. Heimdal. *Identifying Marine Phytoplankton*. Edited: Tomas, C.R. Academic Press.
- Hermosilla, Z., 2006. Distribución temporal y espacial de la calidad del agua en la bahía de Cullera. Universidad Politécnica de Valencia. Trabajo de investigación para la obtención del Diploma de Estudios Universitarios.
- INE, 2009. Nomenclátor. Relación de unidades poblacionales [on line], Spain. [consultado 29-09-2009]. Disponible en: <http://www.ine.es/nomen2/index.do>
- Jackson, J.B.C., M.X. Kirby y W.H. Berger, 2001. Historical overfishing and recent collapse of coastal ecosystems. *Science*, 293: 629-638.
- Jeffrey, S.W. y G.F. Humphrey, 1975. New spectrofotometric equations for determining chlorophylls *a*, *b* and *c*, in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochemie und Physiologie Pflanzen*, 167:191-194.
- Jeffrey, S.W., 1997. En: S.W. Jeffrey, R.F.C. Mantoura y S.W. Wright (Eds.). *Phytoplankton Pigments in Oceanography; Guidelines to Modern Methods*, 10. UNESCO. Paris.
- Jeffrey, S.W., S.W. Wright y M. Zapata, 1999. Recent advances in HPLC pigment analysis of phytoplankton. *Marine & Freshwater Research*, 50:879-896.
- Jobson, J.D., 1992. *Applied multivariate data analysis. Volume II: Categorical and multivariate methods*. Springer texts in Statistics. Springer-Verlag New York, Inc.
- Johnsen, G., O. Samset, L. Granskog, y E. Sakshaug, 1994. In vivo absorption characteristics in 10 classes of bloom-forming phytoplankton: Taxonomic characteristics and responses to photoadaptation by means of discriminant and HPLC analysis. *Marine Ecology Progress Series*, 105: 149-157.
- Johnson, D.E., 2000. *Métodos multivariados aplicados al análisis de datos*. International Thomson Editores.
- Johnson, R.A. y D.W. Wichern, 1992. *Applied multivariate statistical analysis*. Prentice-Hall International, Inc.
- Ketchum, B.H., 1983. Estuarine Characteristics. En: Goodall, D.W. (ed), *Ecosystems of the World N°26. Estuaries and enclosed seas*. Elsevier Scientific Publishing Company, Amsterdam: 1-14.

- 
- Kirkpatrick, G.J., D.F. Millie, M.A. Moline y O. Schofield, 2000. *Limnology and Oceanography*, 45(2): 467-471.
  - Kishino, M., N. Takahashi, N. Okami y S. Ichimura, 1985. Estimation of the spectral absorption coefficients of phytoplankton in the sea. *Bulletin Marine Science*, 37: 634-642.
  - Kowalik, C. y J.W. Einax, 2006. Modern chemometric data analysis-methods for the objective evaluation of load in river Systems. *Acta Hydrochimica et Hydrobiologica*, 34(5): 425-436.
  - Le Pape, O., Y. Del Amo, A. Menesguen, A. Aminot, B. Quequiner y P. Treguer, 1996. Resistance of a coastal ecosystem to increasing eutrophic conditions: The Bay of Brest (France), a semi-enclosed zone of western Europe. *Continental Shelf Research*, 16(15): 1885-1907.
  - Le, C., Li Y., Zha Y. y Sun D., 2008. Specific absorption coefficient and the phytoplankton package effect in Lake Taihu, China. *Hydrobiologia*, Vol 619: 27-37.
  - Li, Ch. y H.P. Huang, 2003. Model building by merging submodels using PLSR. *Journal of Chemical Engineering of Japan*, 36 (9). The Society of Chemical Engineers, Japan.
  - López Ruiz J., 2002. *El Mar: Contaminación, Características Químicas y Eutrofización*. Miraguano Ediciones.
  - Lund J.W.G., C. Kipling y E.D. Le Cren, 1958. The inverted microscope method of estimating algal numbers and the statistical basis of estimations by counting. *Hydrobiologia*, 11(2): 143-170
  - Lynch M., A. Hoeksema y E. O'Mongain, 2007. Testing bio-optical taxonomy on uni-algal growth curves. [consultado 07-03-2007]. Disponible en: <http://www.ucd.ie/app-phys/michael/method.html>
  - Marcoval M.A., V.E. Villafañe y E. Walter Helbling, 2008. Combined effects of solar ultraviolet radiation and nutrients addition on grown, biomass and taxonomic composition of coastal marine phytoplankton communities of Patagonia. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* 91: 157-166.
  - Marsaleix, P., C. Estournel, V. Kondrachoff, y R. Vehil, 1998. A numerical study of the formation of the Rhone river plume. *Journal of Marine Systems*, 14(1-2): 99-115.
  - Martens, H. y T. Naes, 1989. *Multivariate calibration*. John Wiley & Sons Inc.
  - Martí, M.C., 2007. *Caracterización biogeoquímica del Estany de Cullera*. Universidad Politécnica de Valencia. Trabajo de investigación para la obtención del Diploma de Estudios Universitarios.
  - Martínez-Arias, R., 1999. *El análisis multivariante en la investigación científica*. Ed. La Muralla/Hespérides.

## Bibliografía

---

- Martínez-Guijarro, R., I. Romero, M. Pachés, J.G. del Río, C.M. Martí, G. Gil, A. Ferrer-Riquelme y J. Ferrer, 2009. Determination of phytoplankton composition using absorption spectra. *Talanta*, 78(3): 814-819.
- Mercado, J.M., T. Ramírez, D. Cortés, M. Sebastián, A. Reul y B. Bautista, 2006. Diurnal changes in the bio-optical properties of the phytoplankton in the Alborán Sea (Mediterranean Sea). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 69: 459-470.
- Millán-Núñez, E., M.E. Sieracki, R. Millán-Núñez, J.R. Lara-Lara, G. Gaxiola-Castro y C.C. Trees, 2004. Specific absorption coefficient and phytoplankton biomass in the southern region of the California Current. *Deep-Sea Research II*, 51: 817-826.
- Millán-Núñez, R., E. Millán-Núñez, S. Álvarez-Borrego, C.C. Trees y E. Santamaría-del-Ángel, 2004. Variability of the phytoplankton community in San Quintín Bay based of pigment analysis. *Ciencias Marinas*, 30(1A): 145-153.
- Moberg, L., B. Karlberg, K. Sørensen y T. Källqvist, 2002. Assessment of phytoplankton class abundance using absorption spectra and chemometrics. *Talanta*, 56: 153-160.
- Morris, A.W., J.I. Allen, R.J.M. Howland, y R.G. Wood, 1995. The estuary plume zone: Source or sink for land derived nutrient discharges. *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 40: 387-402.
- Mösso, C., J.P. Sierra, M. Rodilla, I. Romero, S. Falco, J. González del Río, y A. Sánchez-Arcilla, 2008. High vertical resolution sampling in density interfaces of estuaries and river plumes. *Estuaries and Coasts*, 31(2): 258-268.
- Naudin, J.J., G. Cauwet, M.J. Chrétiennot-Dinet, B. Deniaux, J.L. Devenon y H. Pauc, 1997. River discharge and wind influence upon particulate transfer and the land-ocean interaction: case study of the Rhone River plume. *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 45(3): 303-316.
- Naudin J.J., G. Cauwet, C. Fajon, L. Oriol, S. Terzic, J.L. Devenon y P. Broche, 2001. Effect of mixing on microbial communities in the Rhone River plume. *Journal of Marine Systems*, 28: 203-227.
- Nelson, N.B. y B.B. Prezelin, 1993. Phytoplankton light absorption and package effect in California coastal waters. *Marine Ecology Progress Series*, 94: 217-227.
- Nixon, S.W., 1981. Remineralization and nutrient cycling in coastal marine ecosystems. En: Neilson, B.J. y L.E. Cronin (Eds.), *Estuaries and nutrients*. Humana Press Inc., New Jersey: 111-138.
- Nixon, S.W., 1995. Coastal marine eutrophication: A definition, social causes, and future concerns. *Ophelia*, 41: 199-219.

- 
- Ochiai, E., 1985. Química bioinorgánica. Una introducción. Editorial Reverté, S.A., Barcelona.
  - Paerl, H.W., L.M. Valdes, J.L. Pinckney, M.F. Piehler, J. Dyble y P.H. Moisander, 2003. Phytoplankton photopigments as indicators of estuarine and coastal eutrophication. *Bioscience*, 53(10): 953-964.
  - Peierls, B.I., M.I. Caraco y J.J. Cole, 1991. Human influence on river nitrogen. *Nature*, 350: 386-387.
  - Peña, D., 2002. Análisis de datos multivariantes. McGraw-Hill/Interamericana de España.
  - Peperzak, L., E.G. Vrieling, B. Sandee y T. Rutten, 2000. Immuno flow cytometry in marine phytoplankton research. *Scientia Marina*, 64(2): 165-181.
  - Perry, M.J. y I.C. Darling, 2003. Optical sensors. [consultado 22-03-2007]: Disponible en: [http://www.geo-prose.com/ALPS/white\\_papers/perry.doc](http://www.geo-prose.com/ALPS/white_papers/perry.doc)
  - Phinney, D.A. y T.L. Cucci, 1989. Flow cytometry and phytoplakton. *Cytometry*, 10:511-521.
  - Pinckney, J.L., T.L. Richardson, D.F. Millie y H.W. Paerl, 2001. Application of photopigment biomarkers for quantifying microalgal community composition and in situ growth rates. *Organic Geochemistry*, 32: 585-595.
  - Platt, T. y S. Sathyendranath, 1998. Ocean primary production:estimation by remote sensing at local and regional scales. *Science*, 241: 1613-1620.
  - Prezelin, B.B., 1992. Diel periodicity in phytoplankton productivity. *Hydrobiologia*, 238: 1-35.
  - Pritchard, D.W., 1955. Estuarine circulation patterns. *Proceedings of the American Society of Civil Engineers*, 81: 1-11.
  - Pritchard, D.W., 1967. What is an estuary: Physical viewpoint. En Lauffed, G.H. (ed), *Estuarios*. American Association for the Advancement of Science Publication 83, Washington D.C.: 3-5.
  - Raven P.H., R.F. Evert y S.E. Eichhorn, 1991. *Biología de las plantas*. Editorial Reverté, S.A.
  - Rednatura2000, 2009. [consultado el 29-07-2009]. Disponible en: <http://www.rednatura2000.info/index.php?mmod=news&file=details&iN=54>
  - Reynolds, C.S., 2006. (Chapter I) En: Cambridge University Press. *Ecology of phytoplankton*.

## Bibliografía

---

- Richards, F.A. y T.G. Thompson, 1952. The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. A spectrophotometric method for the estimation of plankton pigments. *Journal of Marine Resources*, 11:156-172.
- Richardson, K., 1997. Harmful or exceptional phytoplankton blooms in the marine ecosystem. *Advances in Marine Biology*, 31: 302-385.
- Riley, J.P. y R. Chester, 1971. *Introduction to marine chemistry*. Academic Press, London.
- Rodríguez J., 1982. *Oceanografía del Mar Mediterráneo*. Ediciones Pirámide.
- Romero I., 2004. *Comportamiento de nutrientes en la pluma del río Ebro*. Valencia, Universidad Politécnica de Valencia, Ph D. Tesis, 611p.
- Romero, I., S. Falco, M. Rodilla, J.P. Sierra, J.G. Del Río y C. Mosso, 2006. Salinity, nutrient and chlorophyll a vertical variations in the Ebro River Plume. *Journal of Coastal Research*, SI39: 1828-1832.
- Romero, I., M. Moragues, J. González del Río, Z. Hermosilla, A. Sánchez-Arcilla, J.P. Sierra, y C. Mösso, 2007. Nutrient behaviour in the Jucar estuary and plume. *Journal of Coastal Research*, SI47: 48-55.
- Rowan, K.S., 1989. *Photosynthetic pigments of algae*. Cambridge University Press. Cambridge. UK.
- Ruddick, K.G., E. Deleersnijder, P.J. Luyten, y J. Ozer, 1995. Haline stratification in the Rhine-Meuse freshwater plume. A three-dimensional model sensitivity analysis. *Continental Shelf Research*, 15(13): 1597-1630.
- Sánchez-Arcilla, A., C. Mösso, M. Mestres, L. Cupul, J.P. Sierra, M. Rodilla, I. Romero y J. González del Río, 2007. Hydrodynamics of a coastal bay. Natural and man-made barriers. *Journal of Coastal Research*, SI47: 2-16
- Shiah, F.K., S.J. Kao, G.C. Gong, y K.K. Liu, 1996. Spatial variability of phytoplankton production and the implications of its controlling mechanisms in the coastal zone near the river mouth of the Lanyang Hsi. *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, 37: 9-15.
- Sierra, J.P., A. Sánchez-Arcilla, J.G. Del Río, J. Flos, E. Movellán, C. Mösso, R. Martínez, M. Rodilla, S. Falco y I. Romero, 2002. Spatial Distribution of Nutrients in the Ebro Estuary and Plume. *Continental Shelf Research*, 22(2): 361-378.
- SooHoo J.B., D.A. Kiefer, D.J. Collins y I.S. McDermaid, 1986. In vivo fluorescence excitation and absorption spectra of marine phytoplankton 1. Taxonomic characteristics and responses to photoadaptation. *Journal of Plankton Research*, 8: 197-214.

- 
- Sosik, H.M. y B.G. Mitchell, 1995. Light absorption by phytoplankton, photosynthetic pigments and detritus in the California Current System. *Deep-Sea Research I*, 42(10): 1717-1748.
  - Steidinger, K.A. y K. Tangen, 1997. Dinoflagellates (Chapter 3). En: R.H. Grethe, E.E. Syvertsen, K.T. Steidinger, K. Tangen, J. Thronsgen y B.R. Heimdal. *Identifying Marine Phytoplankton*. Edited: C.R. Tomas, Academic Press.
  - Stramski, D., A. Shalapyonok y R.A. Reynolds, 1995. Optical characterization of the oceanic unicellular cyanobacterium *Synechococcus* grown under a day-night cycle in natural irradiance. *Journal Geophysical Research*, 100: 13295-13307.
  - Stuart, V., O. Ulloa, G. Alarcón, S. Sathyendranath, H. Major, E.J.H. Head y T. Platt, 2004. Bio-optical characteristics of phytoplankton populations in the upwelling system off the coast of Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 77: 87-105.
  - Sundberg, R., 2006. Small-sample and selection bias effects in multivariate calibration, exemplified for OLS and PLS regressions. *Chemometrics and Intelligent Laboratory Systems*, 84(1-2): 21-25.
  - Suzuki, K., M. Kishino, K. Sasaoka, S. Saitoh y T. Saino, 1998. Chlorophyll-specific absorption coefficients and pigments of phytoplankton off Sanriku, northwestern north Pacific. *Journal of Oceanography*, 54: 517-526.
  - Terrado, M., D. Barceló y R. Tauler, 2006. Identification and distribution of contamination sources in the Ebro River basin by chemometrics modelling coupled to geographical information systems. *Talanta*, 70(4): 691-704.
  - Thingstad T.F. y F. Rassoulzadegan, 1995. Nutrient limitations, microbial food webs, and “biological C-pumps”: Suggested interactions in a P-limited Mediterranean. *Marine Ecology Progress Series*, 117: 299-306.
  - Thingstad T.F., U. Li-Zweifel y F. Rassoulzadegan, 1998. P limitation of heterotrophic bacteria and phytoplankton in the northwest Mediterranean. *Limnology and Oceanography*, 43 (1): 88-94.
  - Toepel, J., U. Langner y C. Wilhelm, 2005. Combination of flow cytometry and single cell absorption spectroscopy to study the phytoplankton structure and to calculate the Chl *a* specific absorption coefficients at the taxon level. *Journal of Phycology*, 41: 1099-1109.
  - Toral, M.I., S. Orellana, M. Saldías y C. Soto, 2008. Estrategias en el desarrollo de métodos analíticos para la determinación simultánea de compuestos orgánicos por espectrofotometría derivada. *Química Nova*. Publicado on line: doi: 10.1590/S0100-40422009000100043.
  - Torres, E.S. y J.G. del Río, 1995. Spatial variations of phytoplankton community structure in a highly eutrophicated coast of the western Mediterranean Sea. *Water Science and Technology*, 32(9-10): 313-322.

## Bibliografía

---

- Universidad Autónoma de Madrid, 2009. Laboratorio Avanzado de Fisiología Vegetal. [consultado 16-09-2009]. Disponible en: <http://www.uam.es/docencia/LAvanFis/FR/GuionFR200506.doc>
- Universidad de Huelva, 2009. Biología y Bioquímica Molecular, Tema 13. [consultado 2-09-2009]. Disponible en: [http://www.uhu.es/24003/documentos%20de%20texto/apuntes/2004/tema\\_13\\_fotosintesis.doc](http://www.uhu.es/24003/documentos%20de%20texto/apuntes/2004/tema_13_fotosintesis.doc)
- Universidad Nacional de Colombia, 2009. Dirección general de Servicios Académicos Virtuales. Capítulo 14. Química Analítica II. [consultado 14-09-2009]. Disponible en: [http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/ciencias/2001184/lecciones/Cap14/04\\_01\\_01.htm](http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/ciencias/2001184/lecciones/Cap14/04_01_01.htm)
- Urchegui M.A. y A. Olaiz. Parque Natural de la Albufera de Valencia. [consultado: 20-04-2007]: Disponible en: <http://www.tecnun.es/Asignaturas/Ecologia/EspNaturales/Albufera/Portada.htm>
- Vargo G.A., 1978. Using a fluorescence microscope. En: Sournia, A, (ed) Phytoplankton manual. Monographs on Oceanography Methodology. UNESCO: 108-112.
- Vaultot D., N. Lebot, D. Marie y E. Fukai, 1996. Effect of phosphorus on the Synechococcus cell cycle in surface Mediterranean waters during summer. Applied and Environmental Microbiology, 62(7): 2527-2533.
- Vollenweider, R.A., A. Rinaldi, R. Viviani, y E. Todini, 1996. Assessment of the state of eutrophication in the Mediterranean Sea. MAP Technical Reports Series no. 106. UNEP., Athens.
- Von Korff, M., K. Baumann y H. Albert., 2002. A systematic evaluation of the benefits and hazards of variable selection in latent variable regression. Part I. Search algorithm, theory and simulations. Journal of Chemometrics, 16(7): 339-350.
- Wold, S., P. Geladi, K. Esbensen y J. Öhman, 1987. Multi-way principal components and PLS analysis. Journal of Chemometrics, 1: 41-56
- Wright, S.E, S.W. Jeffrey, R.F.C. Mantoura, C.A. Llewellyn, T. Bjoernland, D. Repeta y N. Welschmeyer, 1991. Improved HPLC method for the analysis of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton. Marine Ecology Progress Series, 77:183-196.
- Wright, S.W., D.P. Thomas, H.J. Marchant, H.W. Higgins, M.D. Mackey y D.J. Mackey, 1996. Analysis of phytoplankton of the Australian sector of the Southern Ocean: comparisons of microscopy and size frequency data with interpretations of pigment HPLC data using the "CHEMTAX" matrix factorisation program. Marine Ecology Progress Series, 144: 285-298.
- Yentsch, C.S. y D.A. Phinney, 1989. A bridge between ocean optics and microbial ecology. Limnology and Oceanography, 34: 1694-1705.
- Zarzo M., 2004. Aplicación de técnicas estadísticas multivariantes al control de calidad de procesos por lotes. Valencia, Universidad Politécnica de Valencia, Ph D Tesis.



## **Anexo 1**



FECHA	ESTACIÓN	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
21/05/2008	PPU01	0	8,910	430,09
21/05/2008	PPU01	0,05	9,952	423,29
21/05/2008	PPU01	0,1	11,308	380,80
21/05/2008	PPU01	0,2	16,824	567,02
21/05/2008	PPU01	0,3	12,724	
21/05/2008	PPU01	0,5	24,927	158,11
21/05/2008	PPU01	0,75	36,415	2,91
21/05/2008	PPU02	0	23,640	190,94
21/05/2008	PPU02	0,05	23,632	190,86
21/05/2008	PPU02	0,1	25,266	165,41
21/05/2008	PPU02	0,2	28,419	121,93
21/05/2008	PPU02	0,3	30,146	98,31
21/05/2008	PPU02	0,5	34,985	32,11
21/05/2008	PPU02	0,75	36,903	2,28
21/05/2008	PPU02	1	36,985	2,06
21/05/2008	PPU02	1,5	36,961	1,74
21/05/2008	PPU03	0	32,512	57,59
21/05/2008	PPU03	0,05	32,445	56,62
21/05/2008	PPU03	0,1	32,630	58,72
21/05/2008	PPU03	0,2	34,684	52,01
21/05/2008	PPU03	0,3	34,044	45,80
21/05/2008	PPU03	0,5	35,235	27,16
21/05/2008	PPU03	0,75	36,365	9,07
21/05/2008	PPU03	1	37,208	1,89
21/05/2008	PPU03	4	37,528	1,22
21/05/2008	PPU04	0	17,781	271,41
21/05/2008	PPU04	0,05	18,829	278,57
21/05/2008	PPU04	0,1	25,756	159,00
21/05/2008	PPU04	0,2	36,598	10,99
21/05/2008	PPU04	0,3	37,152	3,11
21/05/2008	PPU04	0,5	37,072	1,94
21/05/2008	PPU04	0,75	37,017	1,71
21/05/2008	PPU04	1	37,006	1,66
21/05/2008	PPU04	2	37,179	1,59
21/05/2008	PPU05	0	37,201	1,05
21/05/2008	PPU05	0,05	37,021	1,07
21/05/2008	PPU05	0,1	37,139	0,97
21/05/2008	PPU05	0,2	37,250	0,99
21/05/2008	PPU05	0,3	37,163	0,94
21/05/2008	PPU05	0,5	37,132	1,13
21/05/2008	PPU05	0,75	37,123	0,97
21/05/2008	PPU05	1	37,220	0,91
21/05/2008	PPU05	5	37,293	1,34
21/05/2008	PPU06	0	36,779	1,15
21/05/2008	PPU06	0,05	36,819	1,45
21/05/2008	PPU06	0,1	37,100	1,22
21/05/2008	PPU06	0,2	37,088	1,27
21/05/2008	PPU06	0,3	37,044	1,16
21/05/2008	PPU06	0,5	37,209	1,36
21/05/2008	PPU06	0,75	36,927	1,29
21/05/2008	PPU06	1	36,972	1,49
21/05/2008	PPU06	5	37,013	1,34
21/05/2008	PPU07	0	36,972	1,47
21/05/2008	PPU07	0,05	37,056	1,56
21/05/2008	PPU07	0,1	37,073	1,35
21/05/2008	PPU07	0,2	37,094	1,39
21/05/2008	PPU07	0,3	37,177	1,40
21/05/2008	PPU07	0,5	36,982	1,45
21/05/2008	PPU07	0,75	36,415	
21/05/2008	PPU07	1	37,041	1,48
21/05/2008	PPU07	5	36,936	1,37

**Tabla A1.1:** Salinidad y Clorofila a en muestras de la pluma Albufera de Valencia (21-05-2008)

FECHA	ESTACIÓN	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	COLORFLA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
15/07/2008	PPU01	0	36,966	3,22
15/07/2008	PPU01	0,05	36,856	2,96
15/07/2008	PPU01	0,1	37,059	3,05
15/07/2008	PPU01	0,2	37,156	2,96
15/07/2008	PPU01	0,3	37,125	2,80
15/07/2008	PPU01	0,5	37,017	3,01
15/07/2008	PPU01	0,75	36,989	2,96
15/07/2008	PPU01	1	36,669	2,93
15/07/2008	PPU02	0	36,805	2,60
15/07/2008	PPU02	0,05	36,743	2,78
15/07/2008	PPU02	0,1	37,056	2,70
15/07/2008	PPU02	0,2	36,817	2,58
15/07/2008	PPU02	0,3	36,962	2,74
15/07/2008	PPU02	0,5	36,769	2,68
15/07/2008	PPU02	0,75	36,568	2,64
15/07/2008	PPU02	1	35,840	2,87
15/07/2008	PPU03	0	36,930	2,45
15/07/2008	PPU03	0,05	37,069	2,67
15/07/2008	PPU03	0,1	36,728	2,62
15/07/2008	PPU03	0,2	37,090	2,43
15/07/2008	PPU03	0,3	37,170	2,57
15/07/2008	PPU03	0,5	36,816	2,48
15/07/2008	PPU03	0,75	36,452	2,43
15/07/2008	PPU03	1	36,186	2,37

**Tabla A1.2:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de la pluma Albufera de Valencia (15-07-2008)

FECHA	ESTACIÓN	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
27/02/2008	PAL01	0,00	2,50	14,61
27/02/2008	PAL01	0,05	2,50	15,20
27/02/2008	PAL01	0,10	2,50	15,05
27/02/2008	PAL01	0,2	23,453	7,66
27/02/2008	PAL01	0,3	25,815	5,87
27/02/2008	PAL01	0,5	37,224	3,77
27/02/2008	PAL01	0,75	37,206	3,84
27/02/2008	PAL01	1	37,231	3,97
27/02/2008	PAL02	0	15,615	7,02
27/02/2008	PAL02	0,05	19,490	6,68
27/02/2008	PAL02	0,1	23,319	6,03
27/02/2008	PAL02	0,2	28,090	3,25
27/02/2008	PAL02	0,3	32,057	4,78
27/02/2008	PAL02	0,5	37,072	3,16
27/02/2008	PAL02	0,75	37,093	3,13
27/02/2008	PAL02	1	36,914	5,07
27/02/2008	PAL02	3	37,035	3,58
27/02/2008	PAL03	0	20,460	7,34
27/02/2008	PAL03	0,05	27,145	5,20
27/02/2008	PAL03	0,1	36,894	3,71
27/02/2008	PAL03	0,2	36,829	3,71
27/02/2008	PAL03	0,3	36,703	3,45
27/02/2008	PAL03	0,5	36,864	3,62
27/02/2008	PAL03	0,75	37,104	3,93
27/02/2008	PAL03	1	37,192	3,38
27/02/2008	PAL03	3,5	36,991	2,85
27/02/2008	PAL04	0	14,018	8,68
27/02/2008	PAL04	0,05	21,937	7,32
27/02/2008	PAL04	0,1	25,239	6,37
27/02/2008	PAL04	0,2	35,435	3,42
27/02/2008	PAL04	0,3	36,657	3,19
27/02/2008	PAL04	0,5	36,955	3,05
27/02/2008	PAL04	0,75	37,186	2,99
27/02/2008	PAL04	1	36,971	2,96
27/02/2008	PAL04	2	36,970	3,51
27/02/2008	PAL05	0	22,522	4,00
27/02/2008	PAL05	0,05	22,616	3,82
27/02/2008	PAL05	0,1	22,817	4,16
27/02/2008	PAL05	0,2	29,830	4,13
27/02/2008	PAL05	0,3	35,371	2,79
27/02/2008	PAL05	0,5	36,250	1,66
27/02/2008	PAL05	0,75	36,351	1,72
27/02/2008	PAL05	1	36,866	1,88
27/02/2008	PAL05	3	37,206	2,38
27/02/2008	PAL06	0	36,118	1,88
27/02/2008	PAL06	0,05	36,505	1,84
27/02/2008	PAL06	0,1	36,340	1,95
27/02/2008	PAL06	0,2	36,457	1,83
27/02/2008	PAL06	0,3	36,425	2,10
27/02/2008	PAL06	0,5	36,619	1,96
27/02/2008	PAL06	0,75	37,073	2,22
27/02/2008	PAL06	1	37,127	2,32
27/02/2008	PAL06	3,5	37,180	2,30
27/02/2008	PAL07	0	36,585	1,43
27/02/2008	PAL07	0,05	36,631	1,62
27/02/2008	PAL07	0,1	36,626	1,57
27/02/2008	PAL07	0,2	36,640	1,64
27/02/2008	PAL07	0,3	36,501	1,56
27/02/2008	PAL07	0,5	36,407	1,58
27/02/2008	PAL07	0,75	36,672	1,54
27/02/2008	PAL07	1	36,779	1,43
27/02/2008	PAL07	4,5	36,987	1,62

**Tabla A1.3:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de la pluma Marjal de Almenara (27-02-2008)

FECHA	ESTACIÓN	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
12/03/2008	PAL01	0	2,5	11,80
12/03/2008	PAL01	0,05	2,5	11,21
12/03/2008	PAL01	0,1	2,5	10,66
12/03/2008	PAL01	0,2	15,468	7,05
12/03/2008	PAL01	0,3	21,148	6,43
12/03/2008	PAL01	0,5	35,250	3,67
12/03/2008	PAL01	0,75	37,366	3,73
12/03/2008	PAL01	1	37,443	3,41
12/03/2008	PAL02	0	9,843	8,91
12/03/2008	PAL02	0,05	12,119	8,09
12/03/2008	PAL02	0,1	16,476	8,94
12/03/2008	PAL02	0,2	30,779	4,52
12/03/2008	PAL02	0,3	35,625	3,35
12/03/2008	PAL02	0,5	37,506	3,16
12/03/2008	PAL02	0,75	37,265	3,85
12/03/2008	PAL02	1	37,474	3,33
12/03/2008	PAL02	2,1	37,134	4,35
12/03/2008	PAL03	0	16,931	5,73
12/03/2008	PAL03	0,05	20,444	5,87
12/03/2008	PAL03	0,1	23,302	5,42
12/03/2008	PAL03	0,2	30,936	4,58
12/03/2008	PAL03	0,3	34,185	3,55
12/03/2008	PAL03	0,5	37,508	3,84
12/03/2008	PAL03	0,75	37,253	4,04
12/03/2008	PAL03	1	37,433	4,06
12/03/2008	PAL03	3	37,352	5,01
12/03/2008	PAL04	0	18,426	7,13
12/03/2008	PAL04	0,05	23,573	6,35
12/03/2008	PAL04	0,1	25,338	5,39
12/03/2008	PAL04	0,2	35,323	3,36
12/03/2008	PAL04	0,3	36,693	3,41
12/03/2008	PAL04	0,5	37,097	3,26
12/03/2008	PAL04	0,75	37,324	3,41
12/03/2008	PAL04	1	37,400	3,32
12/03/2008	PAL04	1,5	37,394	3,58
12/03/2008	PAL05	0	37,270	1,33
12/03/2008	PAL05	0,05	37,211	1,12
12/03/2008	PAL05	0,1	37,147	1,46
12/03/2008	PAL05	0,2	37,282	1,47
12/03/2008	PAL05	0,3	37,171	1,37
12/03/2008	PAL05	0,5	37,308	1,61
12/03/2008	PAL05	0,75	37,060	1,61
12/03/2008	PAL05	1	37,327	1,48
12/03/2008	PAL05	3,5	37,431	1,77
12/03/2008	PAL06	0	37,313	1,34
12/03/2008	PAL06	0,05	36,366	1,05
12/03/2008	PAL06	0,1	37,507	1,27
12/03/2008	PAL06	0,2	37,378	1,23
12/03/2008	PAL06	0,3	37,155	1,28
12/03/2008	PAL06	0,5	37,339	1,53
12/03/2008	PAL06	0,75	37,453	1,53
12/03/2008	PAL06	1	36,841	1,16
12/03/2008	PAL06	3,9	37,116	2,48
12/03/2008	PAL07	0	35,114	1,38
12/03/2008	PAL07	0,05	35,766	1,35
12/03/2008	PAL07	0,1	36,315	1,53
12/03/2008	PAL07	0,2	37,112	
12/03/2008	PAL07	0,3	37,544	1,50
12/03/2008	PAL07	0,5	37,791	
12/03/2008	PAL07	0,75	37,622	
12/03/2008	PAL07	1	37,277	1,21
12/03/2008	PAL07	4,5	37,356	3,25

Tabla A1.4: Salinidad y Clorofila *a* en muestras de la pluma Marjal de Almenara (12-03-2008)

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
06/05/2008	PE01	0	20,565	6,71
06/05/2008	PE01	0,05	21,408	7,53
06/05/2008	PE01	0,1	23,662	6,27
06/05/2008	PE01	0,2	35,489	2,60
06/05/2008	PE01	0,3	35,449	2,60
06/05/2008	PE01	0,5	37,395	2,42
06/05/2008	PE01	0,75	37,608	2,10
06/05/2008	PE02	0	8,500	16,07
06/05/2008	PE02	0,05	9,559	10,04
06/05/2008	PE02	0,1	11,236	9,54
06/05/2008	PE02	0,2	19,959	7,10
06/05/2008	PE02	0,3	33,519	3,88
06/05/2008	PE02	0,5	37,667	2,16
06/05/2008	PE02	0,75	37,443	1,99
06/05/2008	PE02	1	37,592	1,80
06/05/2008	PE02	2	37,575	2,83
06/05/2008	PE03	0	21,599	5,12
06/05/2008	PE03	0,05	36,052	1,26
06/05/2008	PE03	0,1	36,623	2,21
06/05/2008	PE03	0,2	36,716	3,02
06/05/2008	PE03	0,3	36,768	4,22
06/05/2008	PE03	0,5	37,444	8,73
06/05/2008	PE03	0,75	37,550	3,96
06/05/2008	PE03	1	37,506	2,93
06/05/2008	PE03	3	38,052	4,95
06/05/2008	PE04	0	20,449	4,84
06/05/2008	PE04	0,05	20,101	4,75
06/05/2008	PE04	0,1	21,292	4,76
06/05/2008	PE04	0,2	28,393	3,50
06/05/2008	PE04	0,3	31,869	2,84
06/05/2008	PE04	0,5	37,507	1,55
06/05/2008	PE04	0,75	37,510	1,58
06/05/2008	PE04	1	37,702	1,59
06/05/2008	PE05	0	36,690	1,46
06/05/2008	PE05	0,05	37,320	2,34
06/05/2008	PE05	0,1	37,452	2,42
06/05/2008	PE05	0,2	37,559	2,41
06/05/2008	PE05	0,3	37,074	2,36
06/05/2008	PE05	0,5	37,398	2,33
06/05/2008	PE05	0,75	37,469	2,33
06/05/2008	PE05	1	37,334	2,33
06/05/2008	PE05	5	37,870	1,91
06/05/2008	PE06	0	37,236	1,97
06/05/2008	PE06	0,05	37,463	2,01
06/05/2008	PE06	0,1	37,360	1,99
06/05/2008	PE06	0,2	37,526	2,01
06/05/2008	PE06	0,3	37,484	1,97
06/05/2008	PE06	0,5	37,154	1,97
06/05/2008	PE06	0,75	37,093	1,93
06/05/2008	PE06	1	37,357	2,05
06/05/2008	PE06	6,5	38,211	2,21
06/05/2008	PE07	0	37,540	2,20
06/05/2008	PE07	0,05	37,348	2,15
06/05/2008	PE07	0,1	37,357	2,20
06/05/2008	PE07	0,2	37,569	1,86
06/05/2008	PE07	0,3	37,383	2,20
06/05/2008	PE07	0,5	37,651	2,11
06/05/2008	PE07	0,75	37,587	2,17
06/05/2008	PE07	1	37,645	2,10
06/05/2008	PE07	6,5	38,638	2,68

**Tabla A1.5:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de la pluma Estany de Cullera (06-05-2008)

Anexo 1

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
20/05/2008	PE01	0	2,5	9,95
20/05/2008	PE01	0,05	2,5	9,49
20/05/2008	PE01	0,1	2,5	9,49
20/05/2008	PE01	0,2	2,5	8,90
20/05/2008	PE01	0,3	6,439	7,97
20/05/2008	PE01	0,5	37,083	1,22
20/05/2008	PE01	0,75	37,109	1,21
20/05/2008	PE01	1	37,007	1,14
20/05/2008	PE02	0	7,586	7,83
20/05/2008	PE02	0,05	2,500	8,39
20/05/2008	PE02	0,1	12,136	7,02
20/05/2008	PE02	0,2	35,117	1,48
20/05/2008	PE02	0,3	36,646	0,99
20/05/2008	PE02	0,5	37,120	0,92
20/05/2008	PE02	0,75	36,930	1,13
20/05/2008	PE02	1	36,902	1,00
20/05/2008	PE02	3	36,795	1,34
20/05/2008	PE03	0	25,738	2,90
20/05/2008	PE03	0,05	25,839	2,92
20/05/2008	PE03	0,1	27,936	2,46
20/05/2008	PE03	0,2	32,702	1,43
20/05/2008	PE03	0,3	36,013	1,02
20/05/2008	PE03	0,5	37,258	0,81
20/05/2008	PE03	0,75	37,295	0,77
20/05/2008	PE03	1	37,236	0,91
20/05/2008	PE03	4	37,177	0,82
20/05/2008	PE04	0	14,942	5,92
20/05/2008	PE04	0,05	19,049	4,69
20/05/2008	PE04	0,1	27,478	2,94
20/05/2008	PE04	0,2	36,924	0,97
20/05/2008	PE04	0,3	37,017	0,95
20/05/2008	PE04	0,5	37,161	1,00
20/05/2008	PE04	0,75	37,156	0,91
20/05/2008	PE04	1	37,045	0,96
20/05/2008	PE04	1,5	37,277	1,44
20/05/2008	PE05	0	36,798	0,76
20/05/2008	PE05	0,05	36,777	0,79
20/05/2008	PE05	0,1	36,793	0,72
20/05/2008	PE05	0,2	36,879	0,76
20/05/2008	PE05	0,3	36,803	0,68
20/05/2008	PE05	0,5	36,843	0,86
20/05/2008	PE05	0,75	36,820	0,78
20/05/2008	PE05	1	36,840	0,87
20/05/2008	PE05	5	37,609	1,19
20/05/2008	PE06	0	37,436	0,77
20/05/2008	PE06	0,05	37,408	0,74
20/05/2008	PE06	0,1	37,301	0,70
20/05/2008	PE06	0,2	37,419	0,66
20/05/2008	PE06	0,3	37,177	0,67
20/05/2008	PE06	0,5	37,453	0,69
20/05/2008	PE06	0,75	37,507	0,72
20/05/2008	PE06	1	37,505	0,68
20/05/2008	PE06	5	37,450	0,86
20/05/2008	PE07	0	37,337	0,68
20/05/2008	PE07	0,05	37,406	0,62
20/05/2008	PE07	0,1	37,292	0,69
20/05/2008	PE07	0,2	37,455	0,63
20/05/2008	PE07	0,3	37,321	0,66
20/05/2008	PE07	0,5	37,202	0,67
20/05/2008	PE07	0,75	37,490	0,70
20/05/2008	PE07	1	37,343	0,70
20/05/2008	PE07	5	37,301	0,43

Tabla A1.6: Salinidad y Clorofila *a* en muestras de la pluma Estany de Cullera (20-05-2008)



FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
08/11/2007	TJU001	0	2,50	8,96
08/11/2007	TJU001	0,05	2,50	9,46
08/11/2007	TJU001	0,1	2,50	11,54
08/11/2007	TJU001	0,2	2,50	11,39
08/11/2007	TJU001	0,3	2,50	5,84
08/11/2007	TJU001	0,5	2,50	11,99
08/11/2007	TJU001	0,75	2,50	10,31
08/11/2007	TJU001	1	26,180	2,69
08/11/2007	TJU001	1,1	30,400	2,52
08/11/2007	TJU001	1,2	29,890	3,03
08/11/2007	TJU001	1,3	32,320	2,20
08/11/2007	TJU001	1,4	32,550	8,98
08/11/2007	TJU001	1,5	33,170	2,13
08/11/2007	TJU001	1,6	33,220	0,74
08/11/2007	TJU002	0	2,50	9,55
08/11/2007	TJU002	0,05	2,50	9,10
08/11/2007	TJU002	0,1	2,50	10,48
08/11/2007	TJU002	0,2	2,50	10,09
08/11/2007	TJU002	0,3	2,50	10,18
08/11/2007	TJU002	0,5	2,50	9,52
08/11/2007	TJU002	0,75	9,600	5,15
08/11/2007	TJU002	1	30,380	4,76
08/11/2007	TJU002	1,1	29,790	6,39
08/11/2007	TJU002	1,2	33,090	5,58
08/11/2007	TJU002	1,3	34,750	5,00
08/11/2007	TJU002	2	34,880	5,09
08/11/2007	TJU003	0	7,060	7,51
08/11/2007	TJU003	0,05	6,950	7,23
08/11/2007	TJU003	0,1	7,000	7,56
08/11/2007	TJU003	0,2	7,340	7,37
08/11/2007	TJU003	0,3	8,250	7,10
08/11/2007	TJU003	0,75	28,370	7,54
08/11/2007	TJU003	1	32,620	7,46

**Tabla A1.7:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de transición del estuario del río Júcar (08-11-2007)

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
12/02/2008	TJU001	0,50	2,50	4,08
12/02/2008	TJU001	1,00	2,50	3,75
12/02/2008	TJU001	1,10	2,50	3,60
12/02/2008	TJU001	1,20	7,26	3,24
12/02/2008	TJU001	1,30	20,74	4,72
12/02/2008	TJU001	1,40	34,23	3,68
12/02/2008	TJU001	1,50	34,70	2,49
12/02/2008	TJU001	1,60	35,11	2,45
12/02/2008	TJU001	3,50	36,77	2,69
12/02/2008	TJU002	0,20	2,50	3,70
12/02/2008	TJU002	0,30	2,50	3,58
12/02/2008	TJU002	0,40	2,50	3,73
12/02/2008	TJU002	0,50	2,50	3,64
12/02/2008	TJU002	0,60	2,50	3,78
12/02/2008	TJU002	0,70	2,50	3,62
12/02/2008	TJU002	0,80	2,50	3,09
12/02/2008	TJU002	4,00	37,36	3,60
12/02/2008	TJU003	0,20	7,31	2,85
12/02/2008	TJU003	0,30	8,37	2,78
12/02/2008	TJU003	0,40	12,46	2,60
12/02/2008	TJU003	0,50	18,78	2,54
12/02/2008	TJU003	0,60	25,04	2,19
12/02/2008	TJU003	0,70	31,23	1,84
12/02/2008	TJU003	0,80	31,27	1,78
12/02/2008	TJU003	5,00	37,51	2,00

**Tabla A1.8:** Salinidad y Clorofila  $\alpha$  en muestras de transición del estuario del río Júcar (12-02-2008)

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
14/05/2008	TJU001	0	9,072	0,99
14/05/2008	TJU001	0,1	26,638	0,53
14/05/2008	TJU001	0,2	26,735	0,65
14/05/2008	TJU001	0,3	30,303	0,74
14/05/2008	TJU001	0,4	32,681	0,85
14/05/2008	TJU001	0,5	33,595	1,03
14/05/2008	TJU001	0,6	34,281	0,82
14/05/2008	TJU001	0,7	34,578	0,92
14/05/2008	TJU001	1	35,787	0,92
14/05/2008	TJU001	1,5	35,954	0,74
14/05/2008	TJU001	2	36,177	0,84
14/05/2008	TJU001	2,5	36,396	0,61
14/05/2008	TJU002	0	11,676	1,48
14/05/2008	TJU002	0,1	18,198	0,83
14/05/2008	TJU002	0,2	26,366	1,38
14/05/2008	TJU002	0,3	32,191	0,96
14/05/2008	TJU002	0,4	33,109	1,06
14/05/2008	TJU002	0,5	33,751	1,89
14/05/2008	TJU002	0,6	34,218	1,12
14/05/2008	TJU002	0,7	35,014	2,26
14/05/2008	TJU002	0,8	35,463	1,83
14/05/2008	TJU002	0,9	36,093	1,01
14/05/2008	TJU002	4	37,252	2,25
14/05/2008	TJU003	0,1	31,407	1,22
14/05/2008	TJU003	0,2	31,883	1,59
14/05/2008	TJU003	0,3	34,076	1,83
14/05/2008	TJU003	0,4	34,851	1,05
14/05/2008	TJU003	0,5	35,240	0,95
14/05/2008	TJU003	0,6	35,544	0,91
14/05/2008	TJU003	0,7	36,000	1,19
14/05/2008	TJU003	3	37,545	0,81

**Tabla A1.9:** Salinidad y Clorofila  $\alpha$  en muestras de transición del estuario del río Júcar (14-05-2008)

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD m	SALINIDAD g/kg	CLOROFILA (mg/m <sup>3</sup> )
08/11/2007	TES003	0	2,50	5,03
08/11/2007	TES003	0,05	2,50	5,08
08/11/2007	TES003	0,1	2,50	5,35
08/11/2007	TES003	0,2	2,50	5,43
08/11/2007	TES003	0,3	2,50	5,83
08/11/2007	TES003	0,5	2,50	5,38
08/11/2007	TES003	0,75	2,50	4,93
08/11/2007	TES003	1	2,50	5,20
08/11/2007	TES003	5,3	34,120	3,79
08/11/2007	TES003	5,4	33,420	3,68
08/11/2007	TES003	5,5	34,090	3,71
08/11/2007	TES003	5,6	34,550	3,69
08/11/2007	TES003	5,7	34,340	3,03
08/11/2007	TES003	5,8	34,420	3,46
08/11/2007	TES003	5,9	34,140	

**Tabla A1.10:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (08-11-2007)

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD m	SALINIDAD g/kg	CLOROFILA (mg/m <sup>3</sup> )
09/04/2008	TES003	0,0	12,860	2,08
09/04/2008	TES003	0,7	21,531	1,94
09/04/2008	TES003	0,8	24,269	2,18
09/04/2008	TES003	0,9	25,495	1,49
09/04/2008	TES003	1,0	26,721	1,92
09/04/2008	TES003	1,1	27,638	1,97
09/04/2008	TES003	1,2	28,699	2,45
09/04/2008	TES003	1,3	28,841	2,28
09/04/2008	TES003	1,5	30,808	1,94
09/04/2008	TES003	1,6	30,985	1,98
09/04/2008	TES003	1,7	31,140	1,71
09/04/2008	TES003	1,8	31,146	1,79
09/04/2008	TES003	1,9	31,250	1,81
09/04/2008	TES003	2,0	31,401	2,05
09/04/2008	TES003	2,1	31,927	1,37
09/04/2008	TES003	2,4	31,876	1,32
09/04/2008	TES003	2,5	31,797	1,53
09/04/2008	TES003	2,6	31,750	1,68
09/04/2008	TES003	2,7	32,267	1,72
09/04/2008	TES003	2,8	32,427	1,82
09/04/2008	TES003	2,9	32,625	1,89
09/04/2008	TES003	3,0	32,673	1,83
09/04/2008	TES003	4,3	33,464	2,49

**Tabla A1.11:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (09-04-2008)

Anexo 1

FECHA	ESTACION	PROFUNDIDAD	SALINIDAD	CLOROFILA
		m	g/kg	(mg/m <sup>3</sup> )
13/05/2008	TES003	0,90	2,5	5,82
13/05/2008	TES003	1,00	2,5	5,89
13/05/2008	TES003	1,10	2,5	6,12
13/05/2008	TES003	1,20	9,447	7,27
13/05/2008	TES003	1,30	23,238	4,56
13/05/2008	TES003	1,40	27,523	3,54
13/05/2008	TES003	1,50	29,318	2,55
13/05/2008	TES003	1,80	31,157	3,33
13/05/2008	TES003	1,90	31,540	2,16
13/05/2008	TES003	2,00	31,719	1,99
13/05/2008	TES003	2,10	32,183	1,46
13/05/2008	TES003	2,20	32,403	1,80
13/05/2008	TES003	2,30	32,613	1,94
13/05/2008	TES003	2,40	32,723	1,53
13/05/2008	TES003	3,50	33,464	2,34
13/05/2008	TES003	3,60	33,359	1,79
13/05/2008	TES003	3,70	33,635	1,96
13/05/2008	TES003	3,80	33,827	1,77
13/05/2008	TES003	3,90	33,851	1,71
13/05/2008	TES003	4,00	33,833	1,83
13/05/2008	TES003	4,10	33,907	2,11
13/05/2008	TES003	5,20	34,159	1,50
13/05/2008	TES003	5,30	34,227	2,20
13/05/2008	TES003	5,40	34,214	1,45
13/05/2008	TES003	5,50	34,188	1,80
13/05/2008	TES003	5,60	34,160	1,72
13/05/2008	TES003	5,70	34,124	1,46
13/05/2008	TES003	5,80	34,243	1,26

**Tabla A1.12:** Salinidad y Clorofila *a* en muestras de transición del estuario Estany de Cullera (13-05-2008)

FECHA	ESTACION	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFELAGADOS	PRASINOFICEAS	PRIMESIALES	OTRAS	CYANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		m	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.
21.05.2008	PPU1	0	6.03E+06	3.77E+05	4.37E+07	<LD	1.88E+05	<LD	3.77E+05	<LD	1.44E+09	<LD
21.05.2008	PPU1	0.05	6.03E+06	1.26E+06	4.12E+07	<LD	<LD	<LD	5.02E+05	<LD	1.28E+09	<LD
21.05.2008	PPU1	0.1	5.09E+06	<LD	3.52E+07	<LD	<LD	<LD	<LD	3.77E+05	1.41E+09	<LD
21.05.2008	PPU1	0.2	3.89E+06	1.26E+05	5.21E+07	<LD	1.26E+05	<LD	<LD	2.51E+05	1.34E+09	<LD
21.05.2008	PPU1	0.3	3.01E+06	2.51E+05	2.16E+07	<LD	<LD	<LD	1.51E+05	3.01E+05	1.14E+09	1.11E+06
21.05.2008	PPU1	0.5	4.52E+06	5.58E+04	2.04E+07	<LD	<LD	<LD	<LD	1.67E+05	8.12E+08	1.60E+07
21.05.2008	PPU1	0.75	4.33E+06	5.58E+04	2.79E+04	6.93E+03	9.77E+04	<LD	4.89E+04	1.40E+04	1.42E+06	9.88E+06
21.05.2008	PPU2	0	3.45E+06	<LD	2.48E+07	<LD	<LD	<LD	1.08E+05	<LD	7.12E+08	4.85E+07
21.05.2008	PPU2	0.05	3.98E+06	2.15E+05	2.09E+07	<LD	<LD	<LD	1.08E+05	<LD	7.51E+08	1.26E+07
21.05.2008	PPU2	0.1	4.27E+06	5.02E+05	2.07E+07	<LD	2.51E+05	<LD	1.08E+05	<LD	6.68E+08	2.28E+07
21.05.2008	PPU2	0.2	2.64E+06	<LD	1.72E+07	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	6.32E+08	1.51E+07
21.05.2008	PPU2	0.3	3.20E+06	<LD	1.38E+07	<LD	1.88E+05	<LD	9.42E+04	<LD	4.14E+08	6.22E+06
21.05.2008	PPU2	0.5	5.55E+05	2.51E+04	3.94E+06	2.51E+04	<LD	<LD	5.02E+04	<LD	1.82E+08	1.71E+07
21.05.2008	PPU2	0.75	2.16E+05	5.02E+05	5.48E+05	<LD	1.00E+04	1.00E+04	1.00E+04	1.01E+04	1.01E+06	1.01E+07
21.05.2008	PPU2	1	1.35E+05	7.54E+03	4.26E+05	3.77E+03	3.01E+04	3.77E+03	3.39E+04	3.77E+03	8.14E+05	3.08E+07
21.05.2008	PPU2	1.5	1.35E+05	<LD	8.29E+04	<LD	1.26E+04	2.51E+03	1.00E+04	7.54E+03	5.53E+04	3.70E+07
21.05.2008	PPU3	0	1.95E+06	<LD	9.47E+06	<LD	6.03E+04	<LD	6.03E+04	<LD	2.09E+08	2.23E+07
21.05.2008	PPU3	0.05	1.57E+06	6.03E+04	8.86E+06	<LD	<LD	<LD	1.21E+05	<LD	2.34E+08	1.19E+07
21.05.2008	PPU3	0.1	9.04E+06	3.77E+05	5.99E+07	<LD	<LD	<LD	7.54E+05	3.77E+05	1.91E+09	2.35E+08
21.05.2008	PPU3	0.2	3.13E+06	1.16E+05	6.20E+06	<LD	5.80E+04	<LD	1.16E+05	5.80E+04	2.49E+08	8.22E+06
21.05.2008	PPU3	0.3	1.13E+06	<LD	3.72E+06	<LD	<LD	<LD	1.32E+05	3.01E+04	3.57E+07	5.12E+06
21.05.2008	PPU3	0.5	9.11E+05	1.88E+04	1.88E+04	<LD	1.88E+04	<LD	1.88E+04	1.88E+04	2.82E+07	1.10E+07
21.05.2008	PPU3	0.75	4.10E+05	6.43E+04	1.48E+06	<LD	1.38E+04	<LD	2.29E+05	4.31E+04	5.65E+05	2.06E+07
21.05.2008	PPU3	1	1.70E+05	5.02E+03	4.27E+04	<LD	1.38E+04	9.23E+03	2.29E+05	<LD	5.65E+05	2.06E+07
21.05.2008	PPU3	1.5	1.68E+05	5.02E+03	4.27E+04	<LD	2.78E+04	2.78E+04	4.77E+04	7.54E+03	1.00E+04	3.60E+07
21.05.2008	PPU4	0	4.52E+06	<LD	3.21E+07	<LD	1.51E+05	<LD	1.51E+05	<LD	9.35E+08	2.49E+06
21.05.2008	PPU4	0.05	4.90E+06	1.88E+05	3.11E+07	<LD	<LD	<LD	3.77E+05	<LD	9.74E+08	1.30E+07
21.05.2008	PPU4	0.1	4.67E+06	<LD	2.59E+07	<LD	<LD	<LD	1.51E+05	<LD	8.55E+08	2.38E+07
21.05.2008	PPU4	0.2	4.15E+06	<LD	1.68E+06	<LD	2.51E+04	<LD	5.02E+04	<LD	3.45E+07	1.25E+07
21.05.2008	PPU4	0.3	2.01E+05	2.16E+05	3.27E+05	5.02E+03	1.51E+04	1.00E+04	4.02E+04	5.02E+03	1.70E+06	3.12E+07
21.05.2008	PPU4	0.5	9.63E+04	<LD	5.44E+05	<LD	2.09E+04	4.19E+03	2.09E+04	8.37E+03	1.53E+06	4.00E+07
21.05.2008	PPU4	0.75	1.86E+05	5.02E+04	4.47E+05	5.02E+03	5.52E+04	3.52E+04	8.04E+04	2.01E+04	5.98E+05	5.13E+07
21.05.2008	PPU4	1	1.79E+05	6.46E+04	4.38E+05	<LD	2.87E+04	5.02E+04	6.25E+05	<LD	3.52E+05	3.09E+07
21.05.2008	PPU4	2	1.53E+05	2.01E+04	1.98E+05	5.02E+03	4.52E+04	3.52E+04	3.01E+04	7.54E+03	4.77E+04	2.22E+07
21.05.2008	PPU5	0	2.09E+05	1.16E+04	2.23E+05	2.90E+03	1.16E+04	<LD	5.80E+03	2.90E+03	5.71E+05	2.53E+07
21.05.2008	PPU5	0.05	1.51E+05	4.71E+03	1.58E+05	<LD	2.59E+04	4.71E+03	4.00E+04	7.07E+03	2.50E+05	1.15E+07
21.05.2008	PPU5	0.1	1.53E+05	3.01E+04	1.38E+05	5.02E+03	1.26E+04	1.00E+04	3.77E+04	7.54E+03	7.29E+04	4.06E+06
21.05.2008	PPU5	0.2	2.07E+05	<LD	5.13E+05	<LD	4.71E+04	1.41E+04	2.36E+04	9.42E+03	1.57E+06	3.65E+07
21.05.2008	PPU5	0.3	2.58E+05	<LD	5.78E+05	<LD	4.40E+04	6.28E+03	2.83E+05	6.03E+03	6.03E+05	6.39E+06
21.05.2008	PPU5	0.5	1.25E+05	1.16E+04	2.20E+05	5.80E+03	2.61E+04	5.80E+03	4.93E+04	8.70E+03	2.38E+05	8.55E+06
21.05.2008	PPU5	0.75	1.66E+05	3.77E+03	2.34E+05	3.77E+03	2.64E+04	1.39E+05	1.39E+05	7.54E+03	8.52E+05	3.25E+07
21.05.2008	PPU5	1	2.97E+05	1.88E+04	1.22E+05	<LD	4.71E+04	9.42E+03	2.64E+05	1.41E+04	1.51E+05	4.33E+06
21.05.2008	PPU5	5	1.31E+05	1.00E+05	2.01E+05	5.02E+03	7.03E+04	3.52E+04	2.16E+05	1.51E+04	3.42E+05	7.18E+07
21.05.2008	PPU6	0	1.60E+05	6.28E+03	2.95E+05	<LD	9.42E+03	<LD	9.42E+03	3.74E+03	1.14E+06	1.81E+07
21.05.2008	PPU6	0.05	2.14E+05	1.88E+05	4.33E+05	<LD	5.65E+04	3.77E+04	5.02E+04	2.51E+04	1.14E+06	3.78E+07
21.05.2008	PPU6	0.1	1.19E+05	1.74E+04	2.67E+05	<LD	2.61E+04	<LD	3.32E+04	<LD	2.33E+05	1.31E+07
21.05.2008	PPU6	0.2	1.06E+05	2.51E+03	7.54E+04	2.51E+03	5.02E+03	7.54E+03	7.54E+03	5.22E+05	5.22E+05	1.92E+07
21.05.2008	PPU6	0.3	2.01E+05	1.16E+05	3.67E+05	5.02E+03	1.00E+04	5.02E+03	1.56E+05	1.00E+04	5.38E+05	2.48E+07
21.05.2008	PPU6	0.5	1.96E+05	1.51E+05	2.66E+05	1.00E+04	2.51E+04	4.02E+04	1.21E+05	5.02E+03	6.03E+05	3.63E+07
21.05.2008	PPU6	0.75	2.50E+05	1.00E+05	5.10E+05	2.01E+04	3.59E+04	3.59E+04	5.74E+04	1.44E+04	8.24E+06	5.65E+07
21.05.2008	PPU6	1	1.06E+05	1.66E+05	5.82E+05	2.01E+04	2.01E+04	<LD	1.36E+05	<LD	8.79E+05	6.13E+07
21.05.2008	PPU6	5	1.61E+05	5.01E+04	2.38E+05	6.70E+03	2.01E+04	2.54E+04	1.69E+04	1.94E+04	2.02E+05	4.82E+07
21.05.2008	PPU7	0	2.10E+05	2.78E+03	4.10E+05	<LD	2.48E+04	4.12E+04	5.32E+04	1.34E+04	1.41E+06	3.91E+07
21.05.2008	PPU7	0.05	1.19E+05	7.54E+03	4.71E+05	4.71E+03	3.87E+03	1.83E+04	2.29E+04	4.57E+03	1.41E+06	3.91E+07
21.05.2008	PPU7	0.1	1.81E+05	3.01E+05	3.01E+05	1.83E+04	1.83E+04	1.83E+04	2.29E+04	1.83E+04	9.74E+05	5.70E+07
21.05.2008	PPU7	0.2	2.13E+05	<LD	3.87E+05	3.87E+04	3.08E+04	1.53E+04	1.15E+04	7.73E+03	9.74E+05	5.70E+07
21.05.2008	PPU7	0.3	1.63E+05	1.88E+04	5.51E+05	1.65E+04	2.93E+04	4.71E+04	4.71E+04	1.83E+04	2.32E+05	2.14E+07
21.05.2008	PPU7	0.5	2.39E+05	1.67E+04	3.56E+05	<LD	2.93E+04	4.19E+03	5.44E+04	8.37E+03	7.33E+05	5.65E+07
21.05.2008	PPU7	0.75	2.11E+05	1.00E+04	2.11E+05	<LD	2.93E+04	3.01E+04	3.01E+04	1.00E+04	4.47E+05	1.22E+07
21.05.2008	PPU7	1	2.26E+05	1.26E+04	2.20E+05	<LD	4.40E+04	3.14E+04	4.08E+04	1.26E+04	4.77E+05	1.10E+07
21.05.2008	PPU7	5	1.22E+05	5.18E+04	3.77E+05	4.71E+03	8.48E+04	4.71E+04	1.27E+05	4.71E+03	2.59E+05	5.63E+07

Tabla A1.13: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Albufera de Valencia (21-05-2008)

FECHA ESTACION	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFITAEADIOS	PRASINOFICEAS	PERMISIALES	OTRAS	CIAOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
	m	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L
15/07/2008	0	4,52E+06	1,99E+05	6,45E+05	4,96E+04	2,98E+05	5,46E+05	2,38E+06	1,49E+05	6,75E+06	5,43E+07
15/07/2008	0,05	3,68E+06	1,40E+05	4,19E+05	<LD	1,86E+05	4,63E+05	2,47E+06	9,31E+04	2,51E+06	5,05E+07
15/07/2008	0,1	4,75E+06	1,40E+05	7,45E+05	9,31E+04	1,86E+05	4,63E+05	1,81E+06	1,40E+06	5,03E+06	6,14E+07
15/07/2008	0,2	3,54E+06	5,98E+05	4,65E+05	0,00E+00	2,79E+05	7,82E+05	2,47E+06	9,31E+04	6,51E+06	6,32E+07
15/07/2008	0,3	4,47E+06	1,86E+05	2,98E+05	3,72E+04	2,61E+05	1,49E+05	1,75E+06	1,49E+05	1,01E+07	5,10E+07
15/07/2008	0,5	2,12E+06	2,61E+05	6,33E+05	7,45E+04	4,09E+05	4,84E+05	2,08E+06	1,12E+06	4,76E+06	5,94E+07
15/07/2008	0,75	3,16E+06	7,45E+04	2,61E+05	4,09E+04	4,09E+05	4,84E+05	2,05E+06	7,45E+04	5,51E+06	6,21E+07
15/07/2008	1	4,47E+06	6,03E+05	5,12E+05	9,31E+04	2,26E+05	4,63E+05	3,07E+06	1,86E+05	1,31E+07	9,28E+07
15/07/2008	0	5,50E+06	1,86E+05	2,61E+05	7,45E+04	2,61E+05	3,72E+05	1,34E+06	1,12E+05	6,33E+06	5,22E+07
15/07/2008	0,05	2,71E+06	2,68E+05	5,58E+05	1,19E+05	1,49E+05	3,06E+05	1,88E+06	8,53E+04	4,47E+06	6,23E+07
15/07/2008	0,1	3,28E+06	1,86E+05	3,72E+05	3,72E+04	1,12E+05	3,52E+05	6,33E+06	1,86E+05	3,93E+06	4,78E+07
15/07/2008	0,2	5,01E+06	1,43E+04	4,76E+04	4,76E+04	1,62E+05	1,74E+05	6,93E+05	7,45E+04	2,85E+06	4,69E+07
15/07/2008	0,3	2,11E+06	1,43E+05	2,73E+05	3,76E+04	1,62E+05	1,74E+05	6,93E+05	7,45E+04	2,85E+06	4,69E+07
15/07/2008	0,5	5,59E+06	2,68E+05	5,28E+05	8,92E+04	2,38E+05	3,17E+05	1,01E+06	3,92E+04	4,09E+06	7,93E+07
15/07/2008	0,75	5,50E+06	1,49E+05	2,23E+05	7,45E+04	2,38E+05	4,77E+05	1,61E+06	7,45E+04	8,92E+06	6,00E+07
15/07/2008	1	3,24E+06	2,23E+05	4,84E+05	3,72E+04	2,98E+05	7,43E+05	1,01E+06	1,12E+05	6,03E+06	3,80E+07
15/07/2008	0,05	2,97E+06	5,58E+05	4,47E+05	0,00E+00	1,49E+05	2,98E+05	2,31E+06	1,49E+05	9,46E+06	6,77E+07
15/07/2008	0,1	2,28E+06	9,68E+05	5,58E+05	1,49E+05	4,47E+05	4,47E+05	1,79E+06	1,49E+05	5,55E+06	6,50E+07
15/07/2008	0,2	1,28E+06	1,49E+05	3,01E+05	<LD	7,09E+04	2,66E+05	7,62E+05	8,86E+04	4,72E+06	6,37E+07
15/07/2008	0,3	3,46E+06	4,09E+05	3,35E+05	1,86E+05	2,23E+05	5,21E+05	2,35E+06	1,49E+05	7,33E+06	6,94E+07
15/07/2008	0,5	2,03E+06	2,08E+05	8,04E+05	1,49E+05	1,79E+05	3,28E+05	1,40E+06	1,19E+05	1,18E+06	5,43E+07
15/07/2008	0,75	3,19E+06	2,68E+05	3,57E+05	0,00E+00	8,92E+04	3,57E+05	1,58E+06	1,19E+05	1,85E+06	5,62E+07
15/07/2008	1	2,62E+06	2,38E+05	2,68E+05	2,98E+04	2,38E+05	2,98E+05	1,91E+06	8,92E+04	2,44E+06	5,22E+07

Tabla A1.14: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Albufera de Valencia (15-07-2008)

FECHA	ESTACION	PROF.	DIATOMACEAS	CRYPTOFITICEAS	CLOROFITICEAS	CRISOFITICEAS	DINOFITELAGELADOS	PRASINOFITICEAS	PRIMNESALES	OTRAS	CIAOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		m	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.	cell.
27/02/2008	PAL01	0	2,23E+06	1,31E+06	5,28E+06	5,02E+04	<LD	1,00E+05	3,01E+05	1,00E+05	<LD	5,28E+07
27/02/2008	PAL01	0,05	3,92E+06	1,31E+06	5,28E+06	5,02E+04	<LD	1,00E+05	3,01E+05	1,00E+05	4,07E+06	3,79E+07
27/02/2008	PAL01	0,1	4,72E+06	1,26E+06	4,17E+06	<LD	5,02E+04	5,02E+04	6,03E+05	1,51E+05	1,66E+06	5,16E+07
27/02/2008	PAL01	0,2	3,44E+06	1,21E+05	2,35E+06	<LD	2,01E+04	<LD	6,03E+04	<LD	6,03E+04	1,55E+07
27/02/2008	PAL01	0,3	3,74E+06	6,03E+04	1,61E+06	<LD	<LD	<LD	6,03E+04	<LD	<LD	9,47E+06
27/02/2008	PAL01	0,5	4,64E+06	1,88E+05	5,15E+06	<LD	3,77E+04	<LD	1,88E+05	9,04E+05	9,04E+05	1,47E+07
27/02/2008	PAL01	0,75	3,80E+06	1,00E+05	2,61E+05	<LD	4,02E+04	<LD	1,81E+05	6,03E+04	<LD	1,38E+07
27/02/2008	PAL01	1	4,90E+06	1,51E+05	1,26E+05	<LD	2,51E+04	5,02E+04	1,51E+05	5,02E+04	<LD	1,27E+07
27/02/2008	PAL02	0	2,58E+06	1,08E+06	1,08E+06	<LD	2,15E+04	6,46E+04	2,15E+04	2,15E+04	5,32E+05	4,34E+06
27/02/2008	PAL02	0,05	2,30E+06	4,02E+04	9,95E+05	<LD	<LD	4,02E+04	6,03E+04	<LD	2,15E+05	1,29E+07
27/02/2008	PAL02	0,1	2,43E+06	6,46E+04	1,03E+06	<LD	4,31E+04	2,15E+04	8,61E+04	6,46E+04	2,15E+05	1,76E+07
27/02/2008	PAL02	0,2	2,66E+06	3,77E+04	9,80E+05	<LD	<LD	5,65E+04	4,35E+05	3,77E+04	4,90E+05	1,25E+07
27/02/2008	PAL02	0,3	3,32E+06	2,01E+04	4,02E+04	<LD	4,02E+04	6,03E+04	3,01E+05	2,01E+04	4,02E+04	1,26E+07
27/02/2008	PAL02	0,5	3,67E+06	6,03E+05	1,76E+06	<LD	2,51E+04	8,61E+04	1,26E+05	1,00E+05	2,01E+05	1,52E+07
27/02/2008	PAL02	0,75	3,01E+06	9,80E+05	2,01E+04	<LD	1,12E+04	8,61E+04	2,88E+06	7,54E+04	<LD	5,15E+07
27/02/2008	PAL02	3	4,65E+06	7,54E+04	6,03E+05	<LD	5,02E+04	5,02E+04	3,77E+05	7,54E+04	<LD	1,96E+07
27/02/2008	PAL03	0	4,62E+06	2,62E+05	1,81E+06	<LD	3,77E+04	<LD	1,13E+05	<LD	4,52E+05	2,06E+07
27/02/2008	PAL03	0,05	4,11E+06	1,32E+06	1,32E+06	<LD	<LD	<LD	5,28E+05	3,77E+04	4,52E+05	2,09E+07
27/02/2008	PAL03	0,1	1,54E+06	4,02E+04	3,01E+04	1,00E+05	3,01E+04	3,01E+04	9,04E+04	2,01E+04	<LD	8,67E+06
27/02/2008	PAL03	0,2	4,26E+06	1,21E+05	1,00E+05	2,01E+04	1,00E+05	2,01E+04	3,62E+05	6,03E+04	8,04E+04	3,66E+07
27/02/2008	PAL03	0,3	4,56E+06	2,61E+05	2,61E+05	<LD	<LD	2,01E+04	1,81E+05	4,02E+04	<LD	1,12E+07
27/02/2008	PAL03	0,5	3,18E+06	8,04E+04	1,21E+05	<LD	1,00E+05	<LD	6,03E+04	<LD	3,42E+05	9,25E+06
27/02/2008	PAL03	0,75	4,77E+06	2,01E+04	2,01E+05	<LD	2,51E+04	2,51E+04	1,51E+05	5,02E+04	<LD	8,43E+06
27/02/2008	PAL03	1	3,78E+06	7,54E+04	1,21E+05	2,01E+04	1,00E+05	1,21E+05	4,02E+05	8,04E+04	<LD	1,35E+07
27/02/2008	PAL03	3,5	2,98E+06	6,70E+04	3,01E+05	<LD	5,02E+04	<LD	4,52E+05	<LD	1,34E+05	1,43E+07
27/02/2008	PAL04	0	3,92E+06	1,96E+06	1,96E+06	<LD	<LD	3,77E+04	2,41E+05	<LD	4,60E+06	6,86E+06
27/02/2008	PAL04	0,05	3,35E+06	9,04E+04	1,21E+06	3,01E+04	3,01E+04	3,01E+04	2,11E+05	<LD	1,33E+06	1,28E+07
27/02/2008	PAL04	0,1	4,15E+06	5,04E+04	2,02E+06	<LD	<LD	<LD	2,11E+05	6,03E+04	2,11E+05	4,10E+07
27/02/2008	PAL04	0,2	4,32E+06	1,41E+05	1,81E+05	2,01E+04	2,01E+04	2,01E+04	1,61E+05	5,02E+04	2,01E+04	2,57E+07
27/02/2008	PAL04	0,3	3,77E+06	1,76E+05	1,26E+05	<LD	2,51E+04	1,26E+05	2,51E+05	4,02E+04	<LD	9,04E+06
27/02/2008	PAL04	0,5	1,92E+06	7,54E+04	5,02E+04	1,26E+04	<LD	2,51E+04	1,13E+05	1,26E+04	<LD	1,13E+07
27/02/2008	PAL04	0,75	2,58E+06	3,01E+04	4,52E+04	1,51E+04	7,54E+04	7,54E+04	3,17E+05	<LD	9,04E+04	1,06E+07
27/02/2008	PAL04	1	2,68E+06	3,63E+04	6,52E+04	3,77E+04	1,51E+04	7,54E+04	1,70E+05	5,65E+04	<LD	1,11E+07
27/02/2008	PAL04	2	2,45E+06	3,01E+04	9,03E+04	1,51E+04	6,03E+04	7,54E+04	2,01E+05	3,01E+04	3,01E+04	7,18E+06
27/02/2008	PAL05	0,05	2,37E+06	1,38E+05	1,60E+06	<LD	<LD	4,52E+04	2,01E+05	4,02E+04	6,04E+05	7,48E+06
27/02/2008	PAL05	0,1	4,40E+06	2,51E+05	2,51E+06	<LD	<LD	4,52E+04	3,52E+05	1,51E+04	8,03E+06	5,24E+06
27/02/2008	PAL05	0,2	3,94E+06	2,51E+05	1,03E+06	2,51E+04	<LD	2,01E+05	3,77E+05	2,51E+04	4,77E+05	9,24E+06
27/02/2008	PAL05	0,3	3,24E+06	2,01E+05	1,03E+06	2,01E+04	6,03E+04	4,02E+04	1,00E+05	5,02E+04	2,69E+06	1,38E+07
27/02/2008	PAL05	0,5	2,61E+06	1,00E+05	2,51E+05	3,35E+04	8,37E+04	8,37E+04	1,00E+05	4,02E+04	<LD	1,65E+07
27/02/2008	PAL05	0,75	2,61E+06	1,13E+05	8,79E+04	<LD	5,02E+04	2,51E+04	2,64E+05	1,67E+04	3,35E+04	1,05E+07
27/02/2008	PAL05	1	1,77E+06	3,77E+04	0,00E+00	<LD	6,28E+04	2,51E+04	1,00E+05	2,51E+04	<LD	9,33E+06
27/02/2008	PAL05	3	2,64E+06	7,54E+04	7,54E+04	<LD	5,02E+04	6,28E+04	2,26E+05	1,26E+04	<LD	1,12E+07
27/02/2008	PAL06	0	2,50E+06	6,28E+04	1,63E+05	<LD	1,26E+04	6,28E+04	2,26E+05	2,51E+04	<LD	8,86E+06
27/02/2008	PAL06	0,05	1,83E+06	1,76E+05	1,63E+05	1,26E+04	1,26E+04	2,51E+04	3,01E+05	1,26E+04	<LD	3,03E+07
27/02/2008	PAL06	0,1	2,21E+06	2,64E+05	2,14E+05	<LD	1,26E+04	<LD	2,01E+05	<LD	3,26E+07	3,43E+07
27/02/2008	PAL06	0,2	3,56E+06	3,01E+05	2,01E+05	1,26E+04	1,26E+04	5,02E+04	3,27E+05	2,51E+04	<LD	2,12E+07
27/02/2008	PAL06	0,3	2,89E+06	1,38E+05	1,26E+05	1,26E+04	1,26E+04	2,51E+04	3,89E+05	<LD	1,00E+05	1,00E+07
27/02/2008	PAL06	0,5	2,15E+06	1,13E+05	2,51E+04	2,51E+04	1,26E+04	5,02E+04	1,76E+05	2,51E+04	<LD	1,59E+07
27/02/2008	PAL06	0,75	2,72E+06	0,00E+00	1,67E+04	<LD	<LD	<LD	9,21E+04	8,37E+03	<LD	7,68E+06
27/02/2008	PAL06	1	3,47E+06	3,55E+04	3,55E+04	<LD	1,67E+04	8,37E+04	1,84E+05	3,55E+04	<LD	1,20E+07
27/02/2008	PAL06	3,5	2,58E+06	3,55E+04	3,55E+04	3,55E+04	1,84E+05	1,84E+05	1,84E+05	3,55E+04	<LD	9,91E+06
27/02/2008	PAL07	0	2,45E+06	2,83E+04	3,63E+04	<LD	1,88E+04	<LD	1,22E+05	1,88E+04	<LD	4,50E+06
27/02/2008	PAL07	0,05	3,72E+06	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	5,65E+04	3,63E+04	<LD	9,64E+06
27/02/2008	PAL07	0,1	2,32E+06	1,11E+05	6,03E+04	3,01E+04	2,01E+04	2,01E+04	2,31E+05	3,01E+04	2,01E+04	2,01E+07
27/02/2008	PAL07	0,2	2,32E+06	1,11E+05	6,03E+04	3,01E+04	2,01E+04	2,01E+04	2,31E+05	3,01E+04	2,01E+04	2,01E+07
27/02/2008	PAL07	0,3	1,76E+06	1,00E+05	1,00E+05	1,00E+05	1,00E+05	1,00E+05	2,61E+05	1,00E+04	<LD	1,83E+07
27/02/2008	PAL07	0,5	2,02E+06	7,54E+04	8,79E+04	<LD	1,00E+05	<LD	1,13E+05	1,26E+04	<LD	6,17E+06
27/02/2008	PAL07	0,75	2,88E+06	3,77E+04	1,13E+05	<LD	7,54E+04	5,02E+04	1,51E+05	1,26E+04	<LD	7,64E+06
27/02/2008	PAL07	1	2,00E+06	5,02E+04	5,02E+04	<LD	3,77E+04	1,88E+04	2,51E+05	3,77E+04	1,38E+05	1,15E+07
27/02/2008	PAL07	4,5	1,52E+06	4,71E+04	2,83E+04	9,42E+03	9,42E+03	1,88E+04	8,48E+04	<LD	<LD	4,48E+06

Tabla A1.15: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Marjal Almenara (27-02-2008)

FECHA ESTACIÓN	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	PRASINOFICEAS	PRIMNIALES	OTRAS	CIAOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
12/03/2008	PAL01	0	4.10E+06	4.88E+06	2.41E+05	6.03E+04	<LD	<LD	1.21E+05	8.98E+06	1.15E+06
12/03/2008	PAL01	0.05	4.40E+06	5.07E+06	1.21E+05	6.03E+04	6.03E+04	1.81E+05	1.21E+05	6.87E+06	1.60E+06
12/03/2008	PAL01	0.1	2.28E+06	1.12E+06	4.39E+06	1.22E+05	8.61E+04	<LD	8.16E+04	3.79E+06	2.55E+06
12/03/2008	PAL01	0.2	1.52E+06	1.55E+06	1.29E+05	<LD	6.46E+04	<LD	<LD	1.96E+06	7.69E+06
12/03/2008	PAL01	0.3	3.01E+06	1.81E+05	6.03E+04	3.01E+04	2.71E+05	9.04E+04	<LD	1.75E+06	1.32E+07
12/03/2008	PAL01	0.5	1.66E+06	1.48E+05	1.34E+05	1.32E+05	1.67E+05	3.86E+05	1.67E+04	3.53E+05	2.32E+07
12/03/2008	PAL01	0.75	2.52E+06	3.95E+04	5.25E+04	1.67E+05	6.87E+05	7.70E+05	0.00E+00	<LD	5.49E+07
12/03/2008	PAL02	0	2.94E+06	4.48E+06	1.83E+05	<LD	3.77E+04	<LD	<LD	6.63E+06	5.33E+06
12/03/2008	PAL02	0.05	2.79E+06	4.52E+05	1.13E+05	7.54E+04	<LD	<LD	3.77E+04	3.81E+06	7.23E+06
12/03/2008	PAL02	0.1	3.13E+06	3.32E+05	1.51E+05	3.77E+04	7.54E+04	<LD	<LD	1.66E+06	7.90E+06
12/03/2008	PAL02	0.2	2.51E+06	1.00E+05	5.02E+04	1.76E+05	5.02E+04	6.78E+05	5.02E+04	4.40E+06	2.24E+07
12/03/2008	PAL02	0.3	2.18E+06	3.52E+05	2.18E+05	5.02E+04	5.19E+05	1.09E+06	5.02E+04	4.52E+05	2.42E+07
12/03/2008	PAL02	0.5	1.83E+06	1.34E+05	1.67E+04	6.70E+04	3.01E+05	4.52E+05	5.02E+04	<LD	3.03E+07
12/03/2008	PAL02	0.75	1.76E+06	2.34E+05	5.02E+04	1.17E+05	1.84E+05	4.35E+05	5.02E+04	<LD	2.69E+07
12/03/2008	PAL02	1	1.76E+06	8.37E+04	5.02E+04	1.00E+05	4.02E+05	8.04E+05	3.35E+04	<LD	2.68E+07
12/03/2008	PAL02	2.1	3.58E+06	5.02E+04	5.02E+04	3.55E+04	3.55E+04	4.02E+05	1.67E+04	1.67E+05	3.10E+07
12/03/2008	PAL03	0	9.92E+05	1.09E+06	8.79E+04	1.26E+04	3.77E+04	6.28E+04	2.51E+04	9.17E+05	3.20E+06
12/03/2008	PAL03	0.05	1.52E+06	2.01E+05	1.67E+04	1.67E+04	1.17E+05	1.84E+05	0.00E+00	5.36E+05	1.30E+07
12/03/2008	PAL03	0.1	2.41E+06	7.84E+05	1.21E+05	1.21E+05	2.71E+05	3.01E+05	9.04E+04	3.32E+05	1.57E+07
12/03/2008	PAL03	0.2	1.79E+06	3.68E+05	1.67E+04	6.70E+04	2.85E+05	5.86E+05	1.67E+04	5.86E+05	2.26E+07
12/03/2008	PAL03	0.3	2.66E+06	2.01E+05	8.04E+05	5.02E+04	1.67E+05	6.36E+05	5.02E+04	1.67E+05	2.20E+07
12/03/2008	PAL03	0.5	1.99E+06	2.18E+05	<LD	1.00E+05	4.02E+05	7.37E+05	6.70E+04	1.34E+05	2.59E+07
12/03/2008	PAL03	0.75	2.71E+06	2.68E+05	1.34E+05	1.84E+05	3.35E+05	3.85E+05	5.02E+04	2.01E+05	2.79E+07
12/03/2008	PAL03	1	2.51E+06	1.00E+05	6.70E+04	2.01E+05	2.34E+05	3.85E+05	3.35E+04	1.56E+06	2.63E+07
12/03/2008	PAL03	3	3.12E+06	2.68E+05	1.67E+05	3.37E+04	4.02E+05	4.52E+05	3.35E+04	8.57E+04	1.96E+07
12/03/2008	PAL04	0	2.24E+06	1.83E+06	3.21E+05	<LD	5.19E+05	3.01E+05	3.01E+05	7.44E+06	1.10E+07
12/03/2008	PAL04	0.05	1.93E+06	1.83E+06	3.21E+05	5.63E+04	3.77E+04	2.01E+05	3.77E+04	5.75E+06	1.33E+07
12/03/2008	PAL04	0.1	1.63E+06	2.44E+05	2.51E+04	1.38E+05	1.38E+05	5.90E+05	3.77E+04	7.79E+06	2.92E+07
12/03/2008	PAL04	0.3	2.40E+06	1.00E+05	1.17E+05	1.51E+05	3.18E+05	4.19E+05	5.02E+04	5.19E+05	5.67E+07
12/03/2008	PAL04	0.5	2.33E+06	1.44E+05	6.70E+04	2.01E+05	3.68E+05	6.03E+05	3.35E+04	9.88E+05	2.71E+07
12/03/2008	PAL04	0.75	1.81E+06	3.18E+05	1.67E+04	5.02E+04	6.87E+05	6.20E+05	8.37E+04	<LD	2.88E+07
12/03/2008	PAL04	1	1.91E+06	6.70E+04	1.67E+04	1.17E+05	6.53E+05	4.52E+05	1.67E+04	<LD	2.70E+07
12/03/2008	PAL04	1.5	2.86E+06	8.37E+04	3.35E+04	5.02E+04	3.68E+05	3.85E+05	<LD	<LD	2.30E+07
12/03/2008	PAL05	0	1.04E+06	3.32E+05	2.01E+04	9.04E+04	2.51E+05	7.34E+05	1.00E+04	5.02E+04	2.12E+07
12/03/2008	PAL05	0.05	1.10E+06	2.71E+05	5.02E+04	1.21E+05	5.93E+05	7.34E+05	3.01E+04	0.00E+00	3.03E+07
12/03/2008	PAL05	0.1	1.20E+06	2.51E+05	5.02E+04	9.04E+04	3.82E+05	3.92E+05	2.01E+04	4.32E+05	2.15E+07
12/03/2008	PAL05	0.2	1.30E+06	2.21E+05	7.03E+04	5.02E+04	7.74E+05	4.42E+05	3.01E+04	3.01E+04	2.08E+07
12/03/2008	PAL05	0.3	1.11E+06	1.11E+05	<LD	6.03E+04	7.74E+05	5.73E+05	2.01E+04	0.00E+00	2.96E+07
12/03/2008	PAL05	0.5	1.04E+06	3.72E+05	3.01E+04	2.01E+04	7.44E+05	6.83E+05	3.01E+04	6.03E+05	3.05E+07
12/03/2008	PAL05	0.75	9.35E+05	3.01E+05	1.21E+05	9.04E+04	5.02E+05	4.72E+05	3.01E+04	2.21E+05	2.61E+07
12/03/2008	PAL05	1	8.44E+05	1.21E+05	2.01E+04	1.11E+05	7.03E+05	5.43E+05	3.01E+04	4.02E+04	2.41E+07
12/03/2008	PAL05	3.5	1.26E+06	2.89E+05	1.26E+04	7.54E+04	7.03E+05	4.27E+05	2.51E+04	<LD	1.91E+07
12/03/2008	PAL06	0	1.09E+06	1.31E+05	4.02E+04	5.02E+04	1.32E+06	5.93E+05	<LD	<LD	2.58E+07
12/03/2008	PAL06	0.05	1.58E+06	3.22E+05	4.02E+04	9.04E+04	6.13E+05	8.44E+05	2.01E+04	<LD	2.95E+07
12/03/2008	PAL06	0.1	3.04E+05	2.01E+05	1.01E+04	6.03E+04	3.45E+05	3.15E+05	3.01E+04	<LD	3.34E+07
12/03/2008	PAL06	0.2	1.93E+06	1.91E+05	2.01E+04	7.03E+04	5.02E+05	8.57E+05	3.01E+04	<LD	2.83E+07
12/03/2008	PAL06	0.5	1.52E+06	4.32E+05	6.03E+04	1.06E+05	7.09E+05	6.48E+05	3.01E+04	<LD	3.01E+07
12/03/2008	PAL06	0.75	1.12E+06	8.04E+04	1.00E+04	4.02E+04	5.93E+05	6.23E+05	2.01E+04	<LD	1.53E+07
12/03/2008	PAL06	1	9.23E+05	9.04E+04	5.02E+04	9.04E+04	4.72E+05	8.74E+05	4.02E+04	5.02E+04	3.46E+07
12/03/2008	PAL06	3.9	1.00E+06	5.02E+04	2.01E+04	7.03E+04	3.82E+05	5.63E+05	2.01E+04	1.71E+05	2.10E+07
12/03/2008	PAL07	0	6.43E+05	1.91E+05	4.02E+04	5.02E+04	3.01E+05	4.02E+05	2.01E+04	2.21E+05	1.92E+07
12/03/2008	PAL07	0.05	4.88E+05	2.47E+05	6.03E+03	7.24E+04	4.44E+04	2.95E+05	1.81E+04	2.11E+05	1.64E+07
12/03/2008	PAL07	0.1	9.85E+05	4.12E+05	<LD	6.03E+04	6.33E+04	7.74E+05	3.01E+04	2.01E+05	3.38E+07
12/03/2008	PAL07	0.2	5.79E+05	4.82E+04	1.21E+04	7.84E+04	1.39E+05	2.05E+05	6.03E+03	7.84E+04	1.85E+07
12/03/2008	PAL07	0.3	9.50E+05	6.03E+04	<LD	4.52E+04	9.04E+04	2.94E+05	2.26E+04	5.13E+03	2.12E+07
12/03/2008	PAL07	0.5	9.87E+05	1.06E+05	<LD	6.78E+04	1.73E+04	4.15E+05	3.77E+04	5.13E+05	2.23E+07
12/03/2008	PAL07	0.75	6.86E+05	1.28E+05	3.01E+04	3.77E+04	8.29E+04	3.69E+05	1.51E+04	2.02E+07	2.02E+07
12/03/2008	PAL07	1	5.73E+05	1.21E+04	6.03E+03	5.43E+04	5.43E+04	3.08E+05	1.81E+04	6.03E+03	1.82E+07
12/03/2008	PAL07	4.5	1.06E+06	1.51E+05	1.00E+04	8.04E+04	2.81E+05	4.32E+05	4.02E+04	<LD	2.40E+07

Tabla A1.16: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Marjal Almenara (12-03-2008)



FECHA ESTACION	PROF. m	DIATOMACEAS	CRIFTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFAGELADOS	FRANSINOFICEAS	PRIMARIALES	OTRAS	CIAOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
06/05/2008	PE01	0	1,88E+05	6,11E+06	3,77E+04	<LD	3,77E+04	9,04E+05	3,77E+04	<LD	3,08E+07
06/05/2008	PE01	0,05	6,53E+05	3,14E+06	<LD	<LD	2,51E+04	5,28E+05	9,75E+04	<LD	2,27E+07
06/05/2008	PE01	0,1	3,01E+05	9,41E+06	<LD	<LD	<LD	9,04E+05	6,21E+05	2,09E+06	3,14E+07
06/05/2008	PE01	0,2	3,45E+05	1,44E+05	<LD	5,65E+04	1,88E+04	2,51E+05	1,28E+03	<LD	3,70E+06
06/05/2008	PE01	0,3	4,27E+05	1,19E+05	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	2,95E+05	1,88E+04	2,51E+04	5,10E+06
06/05/2008	PE01	0,5	3,24E+05	1,13E+04	6,41E+04	<LD	1,21E+05	1,17E+05	1,13E+04	<LD	3,78E+06
06/05/2008	PE01	0,75	4,24E+05	2,83E+04	9,42E+03	1,13E+05	3,77E+04	4,52E+05	9,42E+05	1,22E+05	3,90E+06
06/05/2008	PE02	0	9,04E+05	5,15E+05	<LD	<LD	<LD	7,54E+05	3,01E+05	6,03E+05	4,57E+07
06/05/2008	PE02	0,05	1,13E+06	7,54E+04	1,43E+07	<LD	3,77E+04	5,65E+05	<LD	2,90E+06	1,88E+07
06/05/2008	PE02	0,1	9,04E+05	1,51E+05	1,24E+07	<LD	1,51E+05	5,28E+05	1,51E+05	6,03E+05	4,08E+07
06/05/2008	PE02	0,2	4,74E+05	8,27E+06	<LD	6,46E+04	<LD	3,66E+05	4,31E+04	3,23E+05	1,44E+07
06/05/2008	PE02	0,3	2,91E+05	7,13E+04	1,10E+04	6,03E+04	2,74E+04	2,41E+05	3,29E+04	1,64E+04	3,31E+06
06/05/2008	PE02	0,5	1,92E+05	4,45E+04	3,77E+04	8,22E+04	1,37E+04	1,40E+05	1,71E+04	2,06E+04	1,62E+06
06/05/2008	PE02	0,75	5,07E+05	1,03E+05	6,03E+03	2,35E+05	3,62E+04	2,65E+05	2,41E+04	<LD	2,53E+06
06/05/2008	PE02	1	2,81E+05	6,53E+04	<LD	1,00E+05	3,01E+04	2,81E+05	1,51E+04	<LD	3,00E+06
06/05/2008	PE02	2	3,50E+05	3,77E+04	1,08E+04	7,54E+04	2,69E+04	2,15E+05	2,15E+04	8,61E+04	4,01E+06
06/05/2008	PE03	0	3,85E+05	1,51E+05	7,32E+06	<LD	3,35E+04	2,34E+05	<LD	8,88E+05	7,00E+06
06/05/2008	PE03	0,05	1,63E+05	2,05E+05	7,84E+04	7,24E+04	1,21E+04	4,76E+05	1,21E+04	<LD	2,13E+06
06/05/2008	PE03	0,1	2,04E+05	3,39E+03	1,13E+04	4,15E+04	2,64E+04	2,83E+05	1,88E+04	<LD	1,57E+06
06/05/2008	PE03	0,2	3,52E+05	3,32E+05	1,00E+05	1,51E+05	5,02E+04	9,65E+05	5,02E+04	3,01E+04	2,96E+06
06/05/2008	PE03	0,3	2,37E+05	3,66E+05	9,69E+04	2,95E+05	6,46E+04	7,32E+05	3,88E+04	<LD	2,58E+06
06/05/2008	PE03	0,5	2,21E+05	2,24E+05	6,70E+04	2,95E+05	1,34E+04	3,35E+05	6,70E+04	6,70E+03	2,80E+06
06/05/2008	PE03	0,75	1,41E+05	1,70E+04	1,88E+04	3,39E+04	3,77E+03	2,83E+04	7,54E+03	1,51E+04	2,11E+06
06/05/2008	PE03	1	3,58E+05	1,26E+05	9,42E+04	1,26E+04	6,28E+03	2,78E+05	1,88E+04	<LD	3,01E+06
06/05/2008	PE04	0	4,67E+05	6,03E+04	1,22E+06	<LD	4,27E+05	2,89E+05	2,51E+04	<LD	4,93E+06
06/05/2008	PE04	0,05	4,71E+05	1,88E+04	2,17E+06	<LD	5,65E+04	6,63E+05	1,51E+04	2,71E+05	6,60E+06
06/05/2008	PE04	0,1	6,18E+05	6,03E+04	4,35E+06	<LD	3,01E+04	4,37E+05	3,77E+04	7,91E+05	1,09E+07
06/05/2008	PE04	0,2	3,82E+05	6,03E+04	4,42E+05	<LD	1,00E+05	4,37E+05	1,51E+04	7,69E+05	8,51E+06
06/05/2008	PE04	0,3	4,05E+05	3,30E+05	1,04E+05	1,88E+04	4,71E+04	8,39E+05	9,04E+04	1,00E+05	3,86E+06
06/05/2008	PE04	0,5	1,21E+05	8,54E+04	1,26E+05	5,02E+03	2,01E+04	4,07E+05	4,77E+04	<LD	6,15E+06
06/05/2008	PE04	1	2,11E+05	2,71E+04	8,61E+04	<LD	7,75E+04	1,68E+05	2,15E+04	<LD	1,20E+06
06/05/2008	PE05	0	1,84E+05	6,03E+03	3,32E+04	4,22E+04	1,81E+04	1,24E+05	1,81E+04	4,31E+03	2,47E+06
06/05/2008	PE05	0,05	1,77E+05	4,15E+04	4,90E+04	6,03E+03	3,62E+04	1,81E+05	9,04E+03	<LD	1,37E+06
06/05/2008	PE05	0,1	1,15E+05	6,65E+03	3,77E+04	3,77E+04	2,26E+04	2,52E+05	2,64E+04	3,77E+03	1,42E+06
06/05/2008	PE05	0,2	2,05E+05	4,19E+03	6,28E+04	2,22E+03	6,65E+03	1,42E+05	8,87E+03	2,44E+04	1,69E+06
06/05/2008	PE05	0,3	2,71E+05	2,19E+05	1,36E+05	6,03E+04	5,02E+04	3,27E+05	3,01E+04	<LD	1,32E+06
06/05/2008	PE05	0,5	1,29E+05	4,08E+04	5,02E+04	3,14E+03	7,54E+04	5,50E+05	3,01E+04	1,13E+05	5,37E+05
06/05/2008	PE05	0,75	1,35E+05	3,14E+03	4,40E+04	<LD	9,74E+04	1,82E+05	2,20E+04	<LD	1,18E+06
06/05/2008	PE05	1	1,18E+05	1,88E+04	7,00E+04	2,69E+03	4,04E+04	8,08E+03	1,83E+05	<LD	1,79E+06
06/05/2008	PE06	0	5,67E+05	5,01E+05	1,23E+06	4,32E+04	1,13E+04	1,09E+05	3,32E+04	<LD	3,52E+06
06/05/2008	PE06	0,05	4,57E+05	3,01E+05	7,54E+03	4,32E+04	2,26E+04	6,15E+05	7,54E+03	<LD	1,37E+05
06/05/2008	PE06	0,1	1,57E+05	1,78E+03	1,45E+04	1,88E+04	1,88E+04	3,17E+05	1,79E+04	<LD	7,79E+05
06/05/2008	PE06	0,2	1,57E+05	1,13E+05	8,13E+04	1,01E+04	1,01E+04	1,17E+05	3,88E+04	<LD	1,79E+06
06/05/2008	PE06	0,3	2,58E+05	4,02E+05	6,88E+04	8,13E+04	4,68E+04	4,57E+05	6,70E+03	<LD	1,93E+06
06/05/2008	PE06	0,5	2,15E+05	7,03E+04	5,83E+04	<LD	5,01E+04	4,32E+04	1,51E+04	<LD	9,53E+05
06/05/2008	PE06	0,75	2,06E+05	1,51E+04	7,03E+04	<LD	3,01E+04	3,52E+05	5,02E+03	<LD	2,30E+06
06/05/2008	PE06	1	3,45E+05	1,51E+05	2,51E+04	5,65E+04	4,40E+04	4,32E+05	6,28E+03	<LD	3,11E+06
06/05/2008	PE06	6,5	9,20E+04	1,96E+04	2,41E+04	3,77E+04	6,03E+03	4,22E+04	3,01E+04	3,01E+03	3,30E+06
06/05/2008	PE07	0	2,64E+05	1,21E+05	6,78E+04	6,78E+04	5,02E+03	6,78E+05	7,54E+03	<LD	2,83E+06
06/05/2008	PE07	0,05	2,22E+05	2,93E+04	4,19E+03	1,00E+05	5,02E+04	2,92E+05	1,26E+04	<LD	1,32E+06
06/05/2008	PE07	0,1	1,26E+05	1,13E+05	<LD	2,62E+05	3,14E+04	5,65E+05	3,01E+04	<LD	1,92E+06
06/05/2008	PE07	0,2	5,73E+05	9,80E+04	7,54E+03	2,62E+04	6,03E+05	3,01E+04	2,26E+04	<LD	2,71E+06
06/05/2008	PE07	0,3	2,21E+05	8,95E+04	4,71E+04	7,07E+04	4,71E+04	3,44E+05	1,88E+04	<LD	1,91E+06
06/05/2008	PE07	0,5	1,96E+05	2,26E+05	1,13E+05	7,54E+03	7,54E+04	6,41E+05	3,01E+04	<LD	1,51E+06
06/05/2008	PE07	0,75	1,36E+05	1,06E+05	7,54E+04	<LD	6,78E+04	6,63E+05	3,77E+04	<LD	2,88E+06
06/05/2008	PE07	1	2,53E+05	5,92E+04	4,66E+04	3,77E+04	7,54E+04	4,36E+05	2,15E+04	<LD	2,33E+06
06/05/2008	PE07	6,5	1,66E+05	6,03E+04	2,26E+04	6,78E+04	2,01E+04	7,79E+04	7,54E+03	4,02E+04	3,51E+06

Tabla A1.17: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Estany de Cullera (06-05-2008)

FECHA ESTACION	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	PRASINOFICEAS	PRIMNIALES	OTRAS	CIANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
	m	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L
20/05/2008	PR01	0	1,42E+06	2,05E+05	<LD	6,03E+04	6,03E+04	4,22E+05	8,44E+05	8,44E+05	1,66E+05
20/05/2008	PR01	0,05	2,58E+06	1,03E+06	<LD	4,31E+04	4,31E+04	3,88E+05	1,29E+05	1,29E+05	6,03E+04
20/05/2008	PR01	0,1	2,48E+06	5,02E+05	<LD	6,70E+04	1,00E+05	3,01E+05	6,70E+04	6,70E+04	3,55E+05
20/05/2008	PR01	0,2	1,68E+06	9,04E+05	<LD	5,02E+04	<LD	7,54E+04	2,89E+06	2,89E+06	2,76E+06
20/05/2008	PR01	0,3	2,03E+06	3,44E+05	<LD	3,01E+04	<LD	3,32E+05	1,51E+05	1,51E+05	2,31E+06
20/05/2008	PR01	0,5	2,02E+05	1,71E+04	<LD	1,06E+04	2,02E+04	1,29E+05	1,03E+04	1,03E+04	9,10E+07
20/05/2008	PR01	0,75	3,02E+05	3,01E+04	<LD	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	7,54E+04	7,54E+04	6,13E+07
20/05/2008	PR02	0	2,14E+06	1,81E+05	<LD	7,91E+04	7,91E+04	1,92E+05	3,29E+04	3,29E+04	5,38E+07
20/05/2008	PR02	0,05	1,92E+06	2,31E+05	<LD	<LD	<LD	5,02E+04	2,51E+04	2,51E+04	4,15E+05
20/05/2008	PR02	0,1	8,54E+05	2,51E+05	<LD	1,00E+04	1,00E+04	3,77E+05	4,30E+06	4,30E+06	1,81E+05
20/05/2008	PR02	0,2	2,51E+05	2,87E+04	<LD	5,02E+04	2,87E+04	<LD	5,93E+05	5,93E+05	2,78E+06
20/05/2008	PR02	0,3	1,43E+05	2,41E+04	<LD	3,62E+04	2,41E+04	2,02E+05	1,44E+04	1,44E+04	6,46E+04
20/05/2008	PR02	0,5	1,39E+05	2,83E+04	3,01E+03	6,12E+04	4,71E+03	9,19E+04	1,18E+04	1,18E+04	1,10E+07
20/05/2008	PR02	0,75	2,07E+05	3,77E+04	1,88E+04	7,91E+04	7,54E+03	2,07E+05	<LD	1,13E+04	1,05E+07
20/05/2008	PR02	1	1,09E+05	1,96E+04	3,01E+03	2,11E+04	9,66E+03	3,62E+04	7,54E+03	3,77E+04	2,13E+07
20/05/2008	PR02	3	1,99E+05	1,16E+04	1,93E+03	1,35E+04	9,66E+03	7,72E+03	1,93E+03	1,93E+03	1,08E+07
20/05/2008	PR03	0	1,02E+06	6,33E+05	<LD	2,01E+04	2,01E+04	4,02E+04	1,00E+04	1,00E+04	2,87E+07
20/05/2008	PR03	0,05	8,40E+05	5,81E+05	<LD	2,15E+04	<LD	2,37E+05	1,08E+04	1,08E+04	2,36E+07
20/05/2008	PR03	0,1	7,39E+05	6,46E+04	<LD	7,18E+03	3,59E+04	1,72E+05	3,59E+04	3,59E+04	1,76E+07
20/05/2008	PR03	0,2	4,02E+05	8,37E+04	<LD	1,67E+04	1,67E+04	5,19E+05	3,35E+04	3,35E+04	2,50E+07
20/05/2008	PR03	0,3	1,39E+05	3,01E+04	<LD	4,52E+03	3,01E+03	9,04E+03	3,01E+03	3,01E+03	8,98E+06
20/05/2008	PR03	0,5	1,87E+05	2,11E+04	3,01E+03	4,22E+04	1,21E+04	1,90E+05	9,04E+03	9,04E+03	1,35E+07
20/05/2008	PR03	0,75	1,67E+05	1,36E+04	<LD	7,54E+04	4,02E+04	4,52E+03	1,51E+03	1,21E+04	1,48E+07
20/05/2008	PR03	1	3,57E+05	6,03E+04	1,51E+04	7,03E+04	4,02E+04	2,86E+05	1,51E+04	1,51E+04	2,11E+07
20/05/2008	PR03	4	2,02E+05	1,81E+04	6,03E+04	4,22E+04	6,03E+04	6,33E+04	9,04E+03	9,04E+03	2,07E+07
20/05/2008	PR04	0,05	1,52E+06	3,77E+06	1,88E+04	1,88E+04	1,88E+04	7,03E+03	2,01E+04	2,01E+04	5,09E+06
20/05/2008	PR04	0,1	6,80E+06	2,31E+06	7,54E+03	5,28E+04	2,96E+04	1,13E+05	4,20E+05	4,20E+05	3,33E+07
20/05/2008	PR04	0,3	2,71E+05	2,15E+04	<LD	9,04E+04	1,29E+04	1,90E+05	1,29E+04	1,29E+04	1,12E+07
20/05/2008	PR04	0,5	3,01E+05	4,61E+04	1,26E+04	1,67E+04	4,19E+04	1,09E+05	8,37E+03	8,37E+03	1,11E+07
20/05/2008	PR04	0,75	2,79E+05	2,26E+04	7,54E+03	4,52E+04	1,76E+04	9,80E+04	1,00E+04	1,26E+04	6,78E+06
20/05/2008	PR04	1	3,58E+05	1,41E+04	<LD	2,83E+04	1,51E+04	1,39E+05	1,51E+04	1,51E+04	1,51E+07
20/05/2008	PR04	1,5	5,34E+05	8,17E+04	<LD	2,83E+04	3,77E+04	2,73E+05	<LD	6,12E+04	6,54E+06
20/05/2008	PR05	0	1,77E+05	1,77E+04	<LD	1,29E+04	8,61E+03	2,71E+05	8,61E+03	2,58E+04	1,18E+07
20/05/2008	PR05	0,05	1,88E+05	2,26E+04	<LD	7,54E+03	7,54E+03	2,71E+05	1,13E+04	2,26E+04	1,78E+07
20/05/2008	PR05	0,1	1,66E+05	6,03E+03	<LD	1,51E+04	2,11E+04	2,02E+05	1,81E+04	1,51E+04	6,92E+06
20/05/2008	PR05	0,2	1,51E+05	1,81E+04	<LD	6,03E+03	6,03E+03	1,84E+05	3,01E+03	3,01E+03	3,42E+06
20/05/2008	PR05	0,3	2,29E+05	3,62E+04	<LD	3,62E+04	1,21E+04	5,67E+05	1,21E+04	3,62E+04	1,59E+07
20/05/2008	PR05	0,5	1,92E+05	3,62E+04	1,21E+04	3,01E+04	1,81E+04	4,10E+05	<LD	4,22E+04	4,44E+06
20/05/2008	PR05	0,75	1,34E+05	2,38E+04	8,61E+03	5,60E+04	1,29E+04	3,57E+05	4,31E+03	<LD	3,88E+06
20/05/2008	PR05	1	1,64E+05	1,64E+04	<LD	1,64E+04	5,48E+03	1,78E+05	<LD	8,22E+03	1,04E+07
20/05/2008	PR05	5	3,09E+05	1,51E+04	<LD	7,54E+03	1,51E+04	2,07E+05	1,13E+04	1,13E+04	6,84E+06
20/05/2008	PR06	0	1,41E+05	6,03E+04	1,00E+04	4,02E+04	3,52E+04	3,72E+05	1,13E+04	1,00E+04	1,94E+07
20/05/2008	PR06	0,05	1,27E+05	7,24E+04	3,01E+03	3,62E+04	9,04E+03	2,08E+05	9,04E+03	9,04E+03	2,87E+07
20/05/2008	PR06	0,1	1,09E+04	1,51E+03	6,03E+03	1,93E+04	1,21E+04	6,78E+04	3,21E+04	3,21E+04	1,49E+07
20/05/2008	PR06	0,2	6,03E+04	3,45E+04	2,74E+03	3,29E+04	2,74E+03	2,38E+05	5,48E+04	5,48E+04	1,54E+07
20/05/2008	PR06	0,5	9,80E+04	2,26E+04	7,54E+03	4,19E+04	4,19E+04	3,50E+05	1,89E+04	1,89E+04	3,74E+07
20/05/2008	PR06	0,75	9,32E+04	6,93E+04	6,03E+03	3,62E+04	2,71E+04	1,54E+05	1,21E+04	4,22E+04	3,38E+07
20/05/2008	PR06	1	7,84E+04	5,13E+04	9,04E+03	4,22E+04	3,32E+04	2,29E+05	1,21E+04	3,23E+05	1,40E+07
20/05/2008	PR06	5	1,67E+05	1,67E+04	7,03E+04	8,04E+04	2,01E+04	1,64E+05	<LD	2,58E+05	6,83E+06
20/05/2008	PR07	0	9,04E+04	3,01E+04	<LD	3,01E+04	3,01E+04	1,86E+05	7,54E+03	7,29E+04	2,78E+07
20/05/2008	PR07	0,05	1,11E+05	4,35E+04	6,70E+03	1,34E+04	1,00E+04	3,68E+05	<LD	6,70E+04	1,59E+07
20/05/2008	PR07	0,1	1,03E+05	2,15E+04	<LD	3,88E+04	4,74E+04	4,05E+05	4,31E+03	8,18E+04	3,98E+07
20/05/2008	PR07	0,2	6,63E+04	3,01E+03	<LD	6,03E+03	2,11E+04	3,74E+05	<LD	1,81E+04	1,33E+07
20/05/2008	PR07	0,3	4,90E+04	2,26E+04	3,77E+03	4,52E+04	3,77E+03	4,18E+05	3,77E+03	1,51E+04	8,94E+06
20/05/2008	PR07	0,5	4,22E+04	6,03E+03	<LD	8,04E+03	6,03E+03	2,01E+04	2,01E+04	2,01E+04	2,11E+07
20/05/2008	PR07	0,75	9,80E+04	1,06E+04	1,51E+03	3,32E+04	4,52E+03	7,54E+03	4,52E+03	1,55E+05	1,85E+07
20/05/2008	PR07	1	1,21E+05	1,00E+04	7,54E+03	2,01E+04	1,76E+04	1,96E+05	2,01E+04	1,76E+04	1,36E+07
20/05/2008	PR07	5	1,16E+05	6,03E+03	5,43E+04	2,11E+04	2,71E+04	4,52E+04	6,03E+03	6,03E+03	2,59E+07

Tabla A1.18: Composición fitoplanctónica en muestras de pluma Estany de Cullera (20-05-2008)

FECHA	ESTACIÓN	PROF.	DIATOMÉAS	CRUPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	PRASINOFICEAS	PRIMINIALES	OTRAS	CYANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		m	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L
08/11/2007	TJ01	0	4,20E+06	3,77E+05	2,14E+06	<LD	2,51E+04	<LD	<LD	<LD	2,01E+05	5,56E+06
08/11/2007	TJ01	0,05	4,19E+06	1,26E+05	3,01E+06	<LD	<LD	<LD	<LD	4,19E+04	2,34E+06	3,28E+06
08/11/2007	TJ01	0,1	6,81E+06	3,62E+05	3,98E+06	<LD	6,03E+04	<LD	<LD	3,01E+05	4,22E+06	6,83E+07
08/11/2007	TJ01	0,2	4,77E+06	5,02E+05	3,01E+06	<LD	1,51E+05	<LD	<LD	3,01E+05	6,03E+05	8,56E+06
08/11/2007	TJ01	0,3	3,96E+06	1,26E+05	1,92E+06	<LD	6,28E+04	<LD	3,14E+04	<LD	3,77E+06	5,96E+06
08/11/2007	TJ01	0,5	4,01E+06	8,61E+04	2,58E+06	<LD	4,31E+04	<LD	3,01E+05	8,61E+04	4,31E+04	5,34E+06
08/11/2007	TJ01	0,75	4,87E+06	3,52E+05	3,57E+06	<LD	5,02E+04	<LD	5,02E+04	<LD	1,36E+06	4,37E+06
08/11/2007	TJ01	1	2,89E+06	6,28E+04	1,57E+06	<LD	1,26E+04	<LD	<LD	<LD	7,03E+05	3,77E+06
08/11/2007	TJ01	1,1	1,32E+05	6,66E+05	1,70E+05	<LD	2,51E+04	<LD	6,28E+04	6,28E+04	<LD	4,31E+07
08/11/2007	TJ01	1,2	2,71E+05	8,74E+05	2,26E+05	<LD	7,54E+04	<LD	1,28E+05	1,51E+04	4,67E+05	4,94E+07
08/11/2007	TJ01	1,3	1,36E+05	2,56E+05	1,32E+05	<LD	2,64E+04	<LD	3,01E+04	<LD	5,28E+04	5,24E+07
08/11/2007	TJ01	1,4	3,87E+05	3,32E+05	2,86E+05	<LD	<LD	7,77E+03	1,78E+05	1,55E+04	2,55E+04	6,88E+07
08/11/2007	TJ01	1,5	1,61E+05	3,42E+05	3,32E+05	<LD	<LD	<LD	7,03E+04	2,01E+04	2,36E+05	8,37E+07
08/11/2007	TJ01	1,6	1,75E+05	2,41E+04	1,30E+05	<LD	2,71E+04	3,01E+03	1,21E+04	<LD	9,04E+03	4,44E+07
08/11/2007	TJ02	0	4,45E+06	2,64E+05	2,26E+06	<LD	3,77E+04	<LD	<LD	1,13E+05	2,49E+06	8,84E+06
08/11/2007	TJ02	0,05	3,77E+06	2,40E+05	2,23E+06	<LD	3,43E+04	<LD	2,74E+05	6,95E+04	6,85E+04	1,21E+07
08/11/2007	TJ02	0,1	4,48E+06	3,01E+05	2,63E+06	<LD	<LD	4,31E+04	3,43E+05	4,31E+04	1,59E+06	4,22E+06
08/11/2007	TJ02	0,2	4,04E+06	9,04E+04	2,44E+06	<LD	3,01E+04	3,01E+04	1,51E+05	<LD	3,11E+06	3,77E+06
08/11/2007	TJ02	0,3	5,81E+06	1,77E+05	2,17E+06	<LD	<LD	<LD	8,87E+04	4,43E+04	6,21E+05	6,82E+06
08/11/2007	TJ02	0,5	4,95E+06	2,83E+05	2,21E+06	<LD	<LD	<LD	1,41E+05	<LD	3,77E+05	3,81E+06
08/11/2007	TJ02	0,75	2,22E+06	1,10E+06	1,60E+06	<LD	1,57E+04	<LD	3,01E+04	<LD	2,86E+05	1,21E+07
08/11/2007	TJ02	1	2,65E+05	4,17E+05	8,77E+04	5,48E+03	1,10E+04	9,87E+04	9,32E+04	5,48E+03	4,50E+05	5,73E+07
08/11/2007	TJ02	1,1	1,38E+05	3,92E+06	1,26E+05	<LD	3,77E+04	8,79E+04	2,76E+05	<LD	7,03E+05	7,33E+07
08/11/2007	TJ02	1,2	4,42E+05	2,27E+06	1,84E+05	<LD	<LD	2,01E+04	1,61E+05	<LD	<LD	1,62E+08
08/11/2007	TJ02	1,3	1,21E+05	3,20E+06	1,03E+05	<LD	3,01E+04	3,01E+04	1,31E+05	<LD	<LD	9,25E+07
08/11/2007	TJ02	1,5	2,81E+05	2,01E+05	1,93E+04	5,02E+03	3,01E+04	1,34E+05	1,08E+05	<LD	<LD	9,25E+07
08/11/2007	TJ03	0	3,21E+06	2,01E+05	1,93E+06	<LD	3,59E+04	1,34E+05	1,08E+05	3,59E+04	1,78E+06	1,57E+07
08/11/2007	TJ03	0,05	3,21E+06	2,95E+05	1,63E+06	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	1,26E+06	1,57E+07
08/11/2007	TJ03	0,1	2,86E+06	3,27E+05	1,68E+06	<LD	3,59E+04	5,02E+04	7,54E+04	<LD	3,04E+06	8,79E+06
08/11/2007	TJ03	0,2	4,30E+06	6,41E+05	1,88E+06	<LD	3,77E+04	<LD	3,77E+04	<LD	6,71E+06	1,52E+07
08/11/2007	TJ03	0,3	4,05E+06	7,37E+05	2,48E+06	<LD	3,35E+04	<LD	<LD	<LD	2,01E+05	1,61E+07
08/11/2007	TJ03	0,75	3,77E+05	7,44E+06	2,01E+05	<LD	5,02E+04	5,78E+05	3,77E+05	<LD	<LD	8,62E+07
08/11/2007	TJ03	1	3,42E+05	2,73E+06	6,03E+04	4,02E+04	2,01E+04	4,22E+05	4,82E+05	2,01E+04	<LD	1,02E+08

Tabla A1.19: Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (08-11-2007)

FECHA	ESTACION	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	FRASNOFICEAS	PRIMESIALES	OTRAS	CIAOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		m	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L	cel/L
12/02/2008	TJUI	0,5	1,12E+06	1,60E+05	1,68E+06	<LD	<LD	3,53E+04	1,77E+04	5,32E+04	4,93E+05	2,68E+06
12/02/2008	TJUI	1	1,21E+06	1,77E+05	1,67E+06	<LD	1,77E+04	<LD	<LD	5,32E+04	1,52E+06	6,34E+05
12/02/2008	TJUI	1,1	1,18E+06	7,76E+04	1,40E+06	<LD	1,55E+04	3,10E+04	1,55E+04	7,76E+04	1,23E+05	1,29E+06
12/02/2008	TJUI	1,2	1,07E+06	2,36E+05	1,36E+06	<LD	2,88E+04	<LD	1,24E+04	2,48E+04	1,85E+06	2,15E+06
12/02/2008	TJUI	1,3	6,20E+05	4,81E+06	6,82E+05	<LD	3,10E+04	<LD	3,10E+04	3,10E+04	1,85E+05	4,93E+06
12/02/2008	TJUI	1,4	2,90E+05	7,07E+06	6,62E+05	<LD	<LD	<LD	8,27E+04	4,14E+04	<LD	9,02E+06
12/02/2008	TJUI	1,5	4,96E+05	2,94E+06	1,24E+05	<LD	<LD	<LD	6,20E+04	4,14E+04	2,88E+05	1,11E+07
12/02/2008	TJUI	1,6	4,34E+05	1,92E+06	1,40E+05	<LD	3,10E+04	1,53E+04	4,63E+04	9,31E+04	7,71E+05	8,88E+06
12/02/2008	TJUI	3,5	6,29E+05	4,53E+05	1,24E+05	<LD	8,27E+03	1,63E+04	1,63E+04	4,96E+04	1,48E+05	8,06E+06
12/02/2008	TJUI	0,2	1,35E+06	9,31E+04	1,53E+06	<LD	<LD	3,10E+04	<LD	4,63E+04	3,70E+05	1,23E+06
12/02/2008	TJUI	0,3	1,15E+06	1,63E+05	1,26E+06	<LD	1,4E+04	<LD	2,93E+04	2,93E+04	3,63E+05	1,10E+06
12/02/2008	TJUI	0,4	7,21E+05	1,33E+05	9,29E+05	<LD	1,38E+04	<LD	2,93E+04	2,93E+04	7,01E+05	7,48E+06
12/02/2008	TJUI	0,5	1,29E+06	5,32E+04	2,44E+06	<LD	<LD	<LD	2,48E+04	3,65E+04	6,30E+05	1,48E+06
12/02/2008	TJUI	0,7	1,29E+06	1,03E+05	9,31E+05	<LD	1,55E+04	<LD	3,55E+04	3,55E+04	6,30E+05	1,48E+06
12/02/2008	TJUI	0,8	9,79E+05	1,63E+05	1,32E+06	<LD	2,93E+04	<LD	<LD	4,14E+04	1,10E+06	1,20E+06
12/02/2008	TJUI	4	7,06E+05	7,33E+05	6,68E+04	<LD	9,55E+03	1,91E+04	<LD	4,14E+04	1,67E+06	9,41E+06
12/02/2008	TJUI	0,2	8,41E+05	4,14E+04	1,59E+06	<LD	<LD	<LD	2,86E+04	2,86E+04	1,67E+06	1,32E+06
12/02/2008	TJUI	0,3	6,31E+05	7,24E+04	1,14E+06	<LD	1,03E+04	<LD	1,38E+04	3,10E+04	1,46E+06	2,24E+06
12/02/2008	TJUI	0,4	1,13E+06	6,89E+04	1,28E+06	<LD	1,38E+04	<LD	1,38E+04	5,51E+04	2,58E+06	2,71E+06
12/02/2008	TJUI	0,5	8,42E+05	2,77E+05	9,20E+05	<LD	<LD	1,11E+04	1,11E+04	3,32E+04	1,96E+06	4,56E+06
12/02/2008	TJUI	0,6	7,03E+05	3,10E+05	4,65E+05	<LD	2,07E+04	2,07E+04	3,10E+04	2,07E+04	9,04E+05	7,50E+06
12/02/2008	TJUI	0,7	5,05E+05	3,64E+05	2,07E+05	<LD	4,14E+04	<LD	1,32E+05	3,31E+04	6,58E+05	7,75E+06
12/02/2008	TJUI	0,8	5,94E+05	1,96E+05	2,09E+05	<LD	3,27E+04	1,31E+04	1,96E+04	1,96E+04	1,32E+06	8,37E+06
12/02/2008	TJUI	5	9,93E+05	5,79E+04	1,32E+05	<LD	8,27E+03	8,27E+03	6,62E+04	4,14E+04	2,73E+06	9,20E+06

Tabla A1.20: Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (12-02-2008)

FECHA	ESTACIÓN	PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	PRASINOFICEAS	PRIMINIALES	OTRAS	CYANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		m	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L	ca./L
14/05/2008	TJ11	0	3,33E+06	2,33E+04	5,58E+05	<LD	2,33E+04	2,33E+04	2,33E+04	3,11E+04	6,47E+06	1,37E+06
14/05/2008	TJ11	0,1	2,05E+05	2,21E+06	2,23E+05	3,72E+04	<LD	<LD	4,09E+05	7,45E+04	1,49E+05	4,25E+06
14/05/2008	TJ11	0,2	4,19E+05	2,26E+06	3,49E+05	6,98E+04	1,16E+05	2,33E+04	6,05E+05	9,31E+04	4,19E+05	4,73E+06
14/05/2008	TJ11	0,3	1,34E+05	8,17E+05	2,27E+05	4,14E+04	1,45E+05	1,02E+04	2,27E+05	7,24E+04	3,31E+05	5,70E+06
14/05/2008	TJ11	0,4	1,63E+05	1,01E+07	3,02E+05	<LD	4,42E+05	<LD	3,96E+05	6,98E+04	5,58E+05	7,42E+06
14/05/2008	TJ11	0,5	3,01E+05	4,17E+05	1,68E+05	4,43E+04	4,96E+05	<LD	8,86E+04	4,43E+04	4,08E+05	7,32E+06
14/05/2008	TJ11	0,6	4,55E+05	1,52E+07	2,90E+05	4,14E+04	4,96E+05	<LD	6,20E+05	1,24E+05	2,48E+05	8,57E+06
14/05/2008	TJ11	0,7	4,59E+05	5,09E+05	6,20E+04	2,48E+04	9,43E+05	<LD	1,74E+05	8,69E+04	<LD	8,96E+06
14/05/2008	TJ11	1	4,34E+05	1,12E+07	2,17E+05	<LD	4,28E+05	<LD	1,55E+05	9,31E+04	1,24E+05	7,30E+06
14/05/2008	TJ11	1,5	3,02E+05	7,26E+06	2,56E+05	6,98E+04	4,19E+05	<LD	2,56E+05	4,65E+04	1,62E+05	9,85E+06
14/05/2008	TJ11	2	3,72E+05	5,17E+06	3,26E+05	<LD	2,56E+05	9,31E+04	2,56E+05	6,65E+04	1,16E+05	6,51E+06
14/05/2008	TJ11	2,5	6,98E+05	3,51E+06	2,33E+05	<LD	6,98E+04	1,16E+05	9,31E+04	6,98E+04	6,98E+05	6,50E+06
14/05/2008	TJ12	0	1,04E+07	<LD	7,34E+06	<LD	<LD	<LD	<LD	3,11E+05	4,04E+06	2,13E+06
14/05/2008	TJ12	0,1	2,17E+06	4,14E+04	7,86E+05	6,20E+04	<LD	<LD	1,86E+05	8,27E+04	2,05E+06	3,28E+06
14/05/2008	TJ12	0,2	9,93E+05	2,48E+04	4,22E+05	<LD	7,45E+04	<LD	3,72E+05	3,72E+04	1,19E+06	6,94E+06
14/05/2008	TJ12	0,3	7,13E+05	6,98E+05	2,48E+05	1,71E+05	1,86E+05	4,65E+04	4,81E+05	6,20E+04	2,33E+05	8,42E+06
14/05/2008	TJ12	0,4	1,14E+06	1,12E+06	3,72E+05	1,16E+05	4,65E+04	4,65E+04	6,75E+05	1,40E+05	1,81E+06	1,06E+07
14/05/2008	TJ12	0,5	1,22E+06	1,54E+06	1,60E+05	1,86E+05	2,13E+05	<LD	7,45E+05	1,06E+05	4,79E+05	1,03E+07
14/05/2008	TJ12	0,6	1,77E+06	1,61E+06	5,27E+05	3,10E+04	2,79E+05	<LD	1,13E+06	2,17E+05	4,65E+05	1,30E+07
14/05/2008	TJ12	0,7	1,20E+06	1,14E+06	3,46E+05	1,60E+05	4,25E+05	5,32E+04	1,04E+06	1,33E+05	6,91E+05	1,20E+07
14/05/2008	TJ12	0,8	1,25E+06	1,20E+06	3,99E+05	2,66E+04	4,25E+05	2,66E+04	1,74E+05	1,88E+05	1,06E+06	1,31E+07
14/05/2008	TJ12	0,9	1,04E+06	1,17E+06	3,97E+05	2,48E+04	8,93E+05	4,96E+04	1,74E+05	1,99E+05	6,95E+05	1,06E+07
14/05/2008	TJ12	4	2,75E+06	1,86E+05	3,72E+04	2,23E+05	2,23E+05	1,42E+05	2,23E+05	2,23E+05	4,54E+06	1,65E+07
14/05/2008	TJ13	0,1	1,55E+06	1,10E+06	2,27E+05	6,20E+04	1,24E+05	6,20E+05	5,79E+05	8,27E+04	1,03E+05	1,11E+07
14/05/2008	TJ13	0,2	1,86E+06	1,93E+06	5,20E+04	1,24E+05	6,20E+04	3,10E+04	7,45E+05	2,17E+05	2,79E+05	1,22E+07
14/05/2008	TJ13	0,3	6,16E+06	1,92E+06	3,10E+04	6,20E+04	6,20E+04	<LD	1,12E+06	1,33E+05	2,48E+05	1,33E+07
14/05/2008	TJ13	0,4	1,30E+06	2,42E+06	9,23E+04	1,86E+05	6,20E+04	<LD	3,72E+06	1,33E+05	3,65E+05	1,33E+07
14/05/2008	TJ13	0,5	1,20E+06	1,73E+06	1,73E+05	1,86E+05	4,14E+04	<LD	3,72E+06	1,33E+05	1,72E+05	1,72E+07
14/05/2008	TJ13	0,7	1,20E+06	1,73E+06	1,73E+05	1,86E+05	4,14E+04	<LD	3,72E+06	1,33E+05	1,72E+05	1,72E+07
14/05/2008	TJ13	0,7	1,20E+06	1,73E+06	1,73E+05	1,86E+05	4,14E+04	<LD	3,72E+06	1,33E+05	1,72E+05	1,72E+07
14/05/2008	TJ13	3	1,67E+06	4,79E+05	1,42E+05	1,77E+04	2,84E+05	7,09E+04	2,84E+05	7,09E+04	4,96E+05	1,53E+07

Tabla A1.21: Composición fitoplanctónica en muestras de transición río Júcar (14-05-2008)

FECHA	ESTACION PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	FRASINOFICEAS	PRIMINIALES	OTRAS	CIANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
	m	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L
08/11/2007	TES003 0	8,71E+05	1,63E+05	3,44E+05	<LD	<LD	7,99E+03	4,80E+04	1,60E+04	1,43E+06	2,48E+05
08/11/2007	TES003 0,05	1,16E+06	1,80E+05	3,72E+05	<LD	<LD	2,40E+04	6,00E+04	2,40E+04	<LD	3,84E+05
08/11/2007	TES003 0,1	1,24E+06	1,60E+05	4,03E+05	<LD	7,99E+03	1,60E+04	7,99E+04	1,60E+04	<LD	1,92E+05
08/11/2007	TES003 0,2	1,03E+06	1,20E+05	2,96E+05	<LD	1,60E+04	7,99E+03	7,99E+04	2,40E+04	1,12E+06	1,44E+05
08/11/2007	TES003 0,3	1,16E+06	2,04E+05	3,60E+05	<LD	<LD	2,40E+04	7,99E+04	2,40E+04	9,11E+05	3,12E+05
08/11/2007	TES003 0,5	6,88E+05	1,08E+05	2,96E+05	<LD	<LD	<LD	6,40E+04	7,99E+03	9,59E+05	2,72E+05
08/11/2007	TES003 0,75	1,54E+06	1,08E+05	1,44E+05	<LD	<LD	<LD	6,72E+04	3,84E+04	<LD	3,84E+04
08/11/2007	TES003 1	1,11E+06	1,20E+05	2,48E+05	<LD	7,99E+03	2,40E+04	4,80E+04	2,40E+04	<LD	2,96E+05
08/11/2007	TES003 5,3	7,50E+03	2,50E+03	7,30E+03	<LD	<LD	<LD	2,50E+03	2,40E+03	<LD	4,05E+05
08/11/2007	TES003 5,4	2,00E+04	<LD	9,99E+03	<LD	<LD	<LD	9,99E+03	<LD	<LD	6,55E+05
08/11/2007	TES003 5,5	2,22E+03	<LD	4,44E+03	<LD	<LD	<LD	4,44E+03	<LD	<LD	3,84E+05
08/11/2007	TES003 5,6	1,28E+04	2,14E+03	2,14E+03	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	4,07E+05
08/11/2007	TES003 5,9	3,28E+03	2,64E+03	4,62E+03	<LD	<LD	<LD	2,64E+03	<LD	<LD	3,12E+05
08/11/2007	TES003 5,8	1,07E+04	4,62E+03	4,62E+03	<LD	<LD	<LD	7,99E+03	<LD	<LD	4,92E+05
08/11/2007	TES003 5,9	1,18E+04	5,92E+03	2,96E+03	<LD	<LD	<LD	5,92E+03	<LD	<LD	3,76E+05

a)

FECHA	ESTACION PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	FRASINOFICEAS	PRIMINIALES	OTRAS	CIANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
	m	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L	ce/L
09/04/2008	TES003 0	3,80E+06	<LD	3,20E+06	<LD	<LD	1,49E+05	<LD	1,49E+05	5,96E+05	1,70E+08
09/04/2008	TES003 0,7	4,09E+06	7,45E+04	7,45E+04	<LD	<LD	7,45E+04	<LD	2,23E+05	3,72E+05	2,21E+08
09/04/2008	TES003 0,8	3,55E+06	6,20E+05	8,69E+05	<LD	1,24E+05	4,96E+05	1,24E+05	1,24E+05	<LD	2,84E+08
09/04/2008	TES003 0,9	5,58E+06	8,19E+05	5,96E+05	<LD	1,49E+05	2,23E+05	2,23E+05	7,45E+04	<LD	6,70E+07
09/04/2008	TES003 1	2,42E+06	9,31E+04	8,38E+05	<LD	<LD	<LD	3,72E+05	2,79E+05	<LD	6,88E+07
09/04/2008	TES003 1,1	1,01E+07	3,72E+05	2,79E+05	<LD	<LD	3,72E+05	9,31E+04	2,79E+05	<LD	5,58E+07
09/04/2008	TES003 1,2	1,29E+07	2,66E+05	2,66E+05	<LD	<LD	<LD	1,77E+05	1,77E+05	<LD	6,27E+07
09/04/2008	TES003 1,3	1,37E+07	4,23E+05	2,54E+05	<LD	8,46E+04	5,08E+05	8,46E+04	6,77E+04	<LD	8,26E+07
09/04/2008	TES003 1,5	9,57E+06	6,09E+05	1,35E+05	<LD	6,77E+04	1,35E+05	6,77E+04	6,77E+04	<LD	1,37E+08
09/04/2008	TES003 1,6	7,64E+06	2,48E+05	1,99E+05	<LD	4,96E+04	<LD	1,49E+05	9,93E+04	1,99E+05	1,31E+08
09/04/2008	TES003 1,7	6,45E+06	4,47E+05	2,98E+05	<LD	<LD	<LD	2,48E+05	<LD	<LD	1,53E+08
09/04/2008	TES003 1,8	4,91E+06	3,35E+05	2,38E+05	<LD	<LD	7,45E+04	7,45E+04	7,45E+04	<LD	1,51E+08
09/04/2008	TES003 1,9	3,90E+06	6,25E+05	2,38E+05	<LD	5,96E+04	<LD	1,99E+05	5,96E+04	<LD	1,98E+08
09/04/2008	TES003 2,1	1,61E+06	8,04E+05	1,19E+05	<LD	1,19E+05	5,96E+04	8,33E+04	8,33E+04	<LD	2,47E+08
09/04/2008	TES003 2,2	2,56E+06	5,06E+05	1,49E+05	<LD	2,98E+04	5,96E+04	1,49E+05	5,96E+04	<LD	2,05E+08
09/04/2008	TES003 2,4	2,23E+06	3,28E+05	8,93E+04	<LD	8,93E+04	1,19E+05	5,96E+04	2,98E+04	5,96E+04	1,52E+08
09/04/2008	TES003 2,5	2,44E+06	4,76E+05	1,19E+05	<LD	<LD	2,98E+04	2,98E+04	2,98E+04	<LD	2,47E+08
09/04/2008	TES003 2,6	1,46E+06	1,19E+05	1,73E+05	<LD	<LD	<LD	8,33E+04	<LD	<LD	2,88E+08
09/04/2008	TES003 2,8	1,52E+06	5,06E+05	8,33E+04	<LD	2,98E+04	1,49E+05	1,49E+05	1,79E+05	<LD	2,70E+08
09/04/2008	TES003 2,9	2,60E+06	4,46E+05	2,38E+05	<LD	1,99E+05	1,99E+05	1,99E+05	5,96E+04	<LD	2,52E+08
09/04/2008	TES003 2,9	8,96E+06	1,74E+06	2,72E+05	<LD	2,48E+04	1,99E+05	1,99E+05	2,48E+04	<LD	3,42E+08
09/04/2008	TES003 4,3	3,50E+06	3,72E+06	3,72E+05	<LD	2,98E+05	7,45E+04	1,49E+05	7,45E+04	<LD	2,47E+08

b)

Tabla A1.22a: Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (08-11-2008)

Tabla A1.22b: Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (09-04-2008)

FECHA	ESTACION PROF.	DIATOMEAS	CRYPTOFICEAS	CLOROFICEAS	CRISOFICEAS	DINOFIAGELADOS	PRASINOFICEAS	PRIMARIALES	OTRAS	CYANOBACTERIAS	SYNECHOCOCCUS
		n.	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L	cell/L
13/05/2008	TES003	0,9	3,80E+07	4,52E+05	3,17E+06	<LD	3,01E+05	5,02E+04	1,00E+05	2,06E+06	1,06E+06
13/05/2008	TES003	1	3,70E+07	3,52E+05	3,27E+06	<LD	1,51E+05	5,02E+04	<LD	3,52E+06	1,81E+06
13/05/2008	TES003	1,1	3,75E+07	2,51E+05	2,31E+06	<LD	1,00E+05	5,02E+04	5,02E+04	8,94E+06	5,02E+06
13/05/2008	TES003	1,2	2,99E+07	3,52E+06	1,86E+06	5,02E+04	2,01E+05	1,00E+05	1,00E+05	4,52E+05	7,07E+07
13/05/2008	TES003	1,3	8,31E+06	3,52E+06	8,37E+05	<LD	<LD	6,70E+04	6,70E+04	1,21E+06	4,03E+08
13/05/2008	TES003	1,4	7,66E+05	1,21E+06	1,26E+04	<LD	6,28E+04	1,26E+04	3,35E+04	8,79E+04	4,23E+08
13/05/2008	TES003	1,5	5,58E+05	1,34E+05	6,70E+04	<LD	5,58E+04	1,12E+04	1,12E+04	1,67E+04	3,06E+08
13/05/2008	TES003	1,8	3,27E+05	3,71E+05	1,26E+05	1,26E+04	8,79E+04	1,13E+05	1,88E+04	4,33E+05	3,21E+08
13/05/2008	TES003	1,9	4,76E+05	1,88E+05	9,38E+04	<LD	1,07E+05	6,70E+03	6,70E+03	6,03E+04	2,45E+08
13/05/2008	TES003	2	4,66E+05	1,52E+05	1,43E+05	<LD	5,48E+04	1,86E+05	2,19E+04	6,58E+04	1,98E+08
13/05/2008	TES003	2,1	4,52E+05	1,51E+05	1,96E+05	<LD	1,43E+05	2,26E+05	2,26E+04	1,51E+04	1,78E+08
13/05/2008	TES003	2,2	5,20E+05	1,06E+05	1,88E+05	<LD	1,13E+05	7,54E+03	2,49E+05	8,67E+05	2,36E+08
13/05/2008	TES003	2,3	3,55E+05	3,35E+04	2,01E+05	<LD	1,94E+05	6,70E+03	6,70E+03	9,38E+04	1,69E+08
13/05/2008	TES003	2,4	4,28E+05	1,09E+05	4,22E+04	<LD	1,93E+05	1,33E+05	6,03E+03	2,41E+04	1,73E+08
13/05/2008	TES003	3,5	4,94E+05	<LD	1,02E+05	<LD	<LD	3,77E+03	<LD	2,64E+04	1,65E+08
13/05/2008	TES003	3,6	4,60E+05	<LD	7,30E+04	<LD	<LD	<LD	3,17E+03	6,35E+04	1,72E+08
13/05/2008	TES003	3,7	6,07E+05	<LD	5,17E+04	<LD	<LD	<LD	<LD	3,88E+04	2,02E+08
13/05/2008	TES003	3,8	4,79E+05	3,52E+03	2,68E+04	<LD	6,70E+03	6,70E+03	3,35E+03	4,02E+04	1,39E+08
13/05/2008	TES003	3,9	6,53E+05	1,00E+04	8,04E+04	<LD	5,02E+03	1,51E+04	1,51E+04	<LD	1,75E+08
13/05/2008	TES003	4	4,36E+05	3,52E+03	8,51E+04	<LD	7,09E+03	1,77E+04	2,48E+04	1,77E+04	1,72E+08
13/05/2008	TES003	4,1	5,85E+05	<LD	8,87E+04	<LD	1,32E+04	4,43E+03	8,87E+03	4,43E+03	1,92E+08
13/05/2008	TES003	5,2	4,75E+05	3,52E+03	5,68E+04	<LD	3,53E+03	7,09E+03	5,55E+03	2,48E+04	1,68E+08
13/05/2008	TES003	5,3	4,86E+05	<LD	6,03E+04	<LD	3,53E+03	3,53E+03	7,09E+03	1,53E+05	1,54E+08
13/05/2008	TES003	5,4	2,99E+05	2,41E+03	4,34E+04	<LD	2,41E+03	<LD	4,82E+03	5,79E+04	1,51E+08
13/05/2008	TES003	5,5	1,66E+05	<LD	3,86E+04	<LD	4,82E+03	1,43E+04	<LD	2,17E+04	1,36E+08
13/05/2008	TES003	5,6	3,20E+05	<LD	7,21E+04	<LD	3,87E+03	<LD	<LD	1,84E+04	1,40E+08
13/05/2008	TES003	5,7	4,86E+05	<LD	7,54E+04	<LD	5,77E+03	7,54E+03	3,77E+03	6,41E+04	1,28E+08
13/05/2008	TES003	5,8	3,66E+05	<LD	6,03E+04	<LD	2,87E+03	8,61E+03	8,61E+03	2,01E+04	1,19E+08

Tabla A1.23: Composición fitoplanctónica en muestras de transición Estany de Cullera (13-05-2008)





## **Anexo 2**



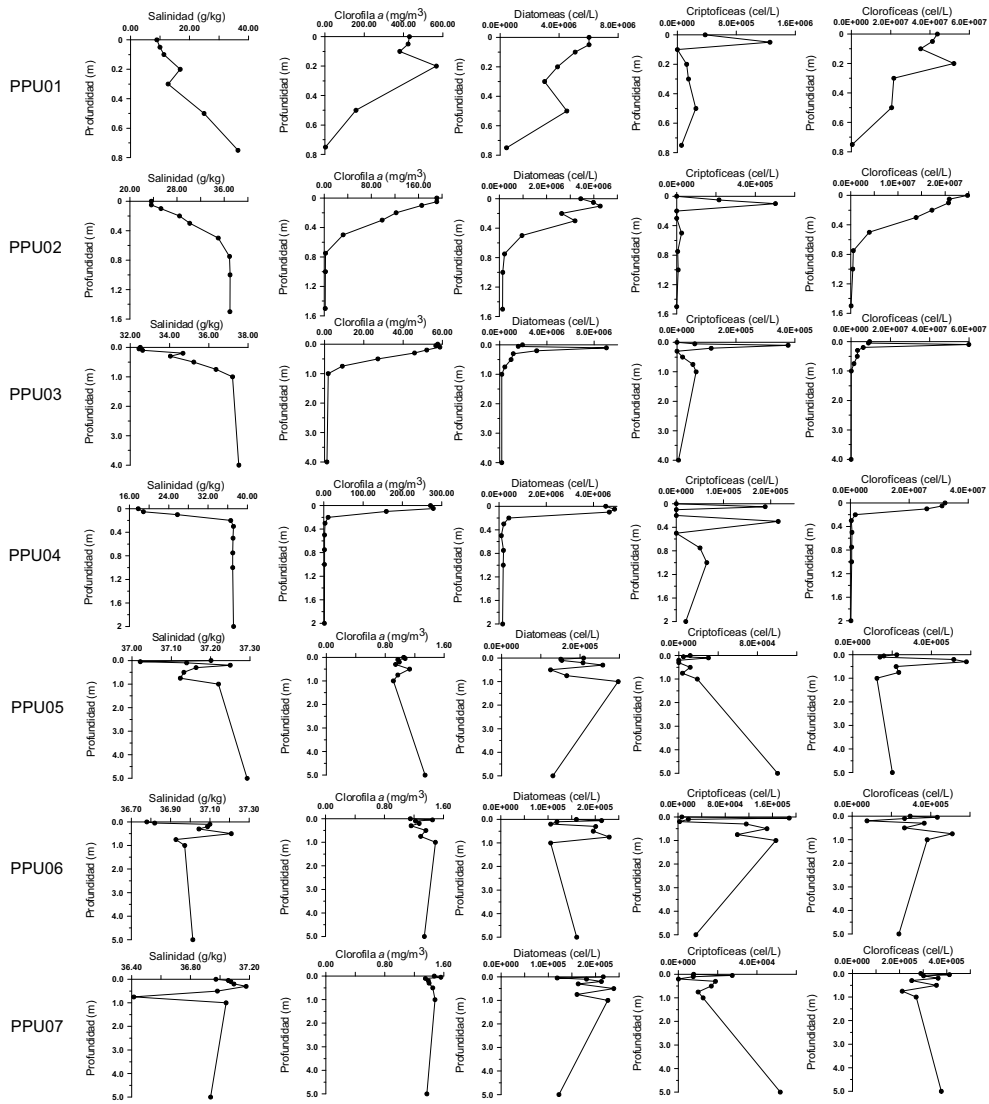


Figura A2.1: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Albufera (21-05-2008)

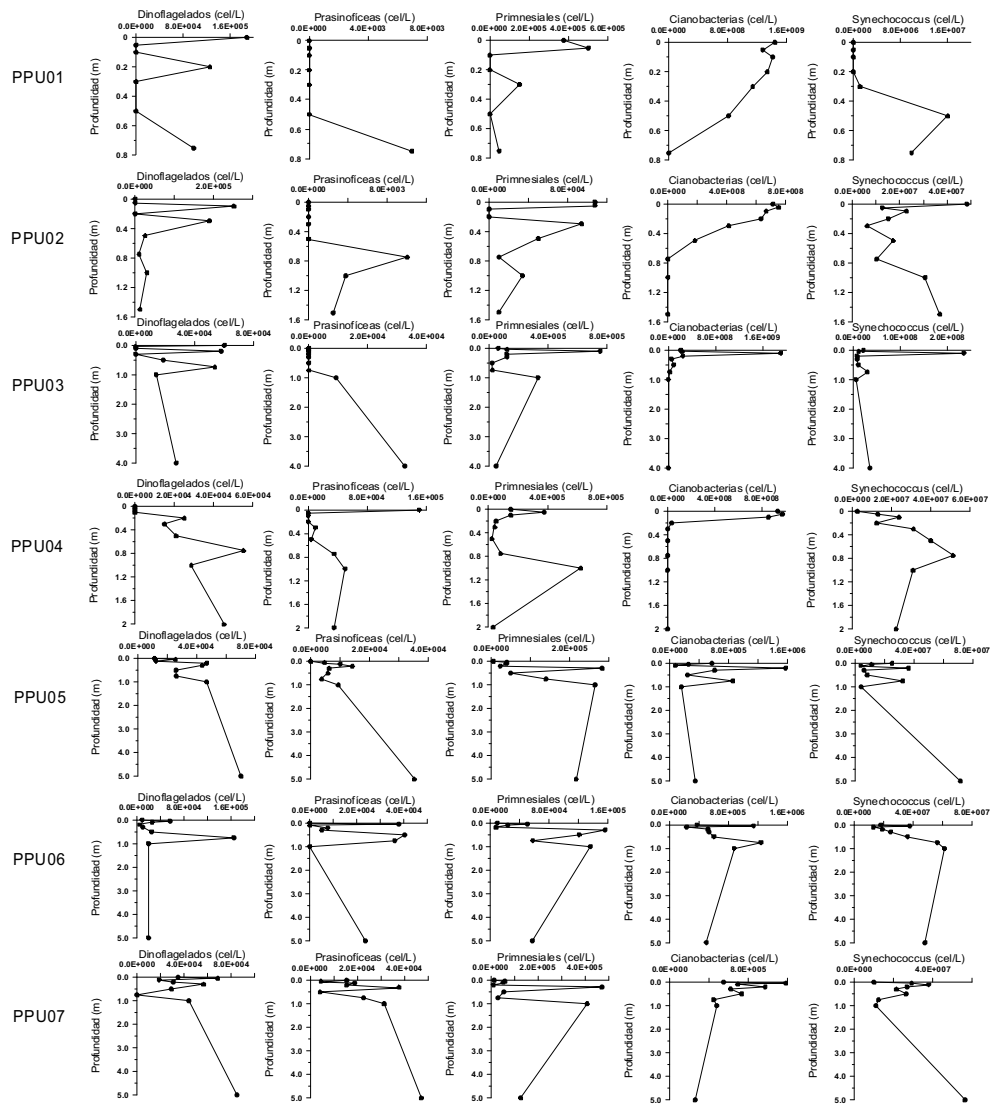
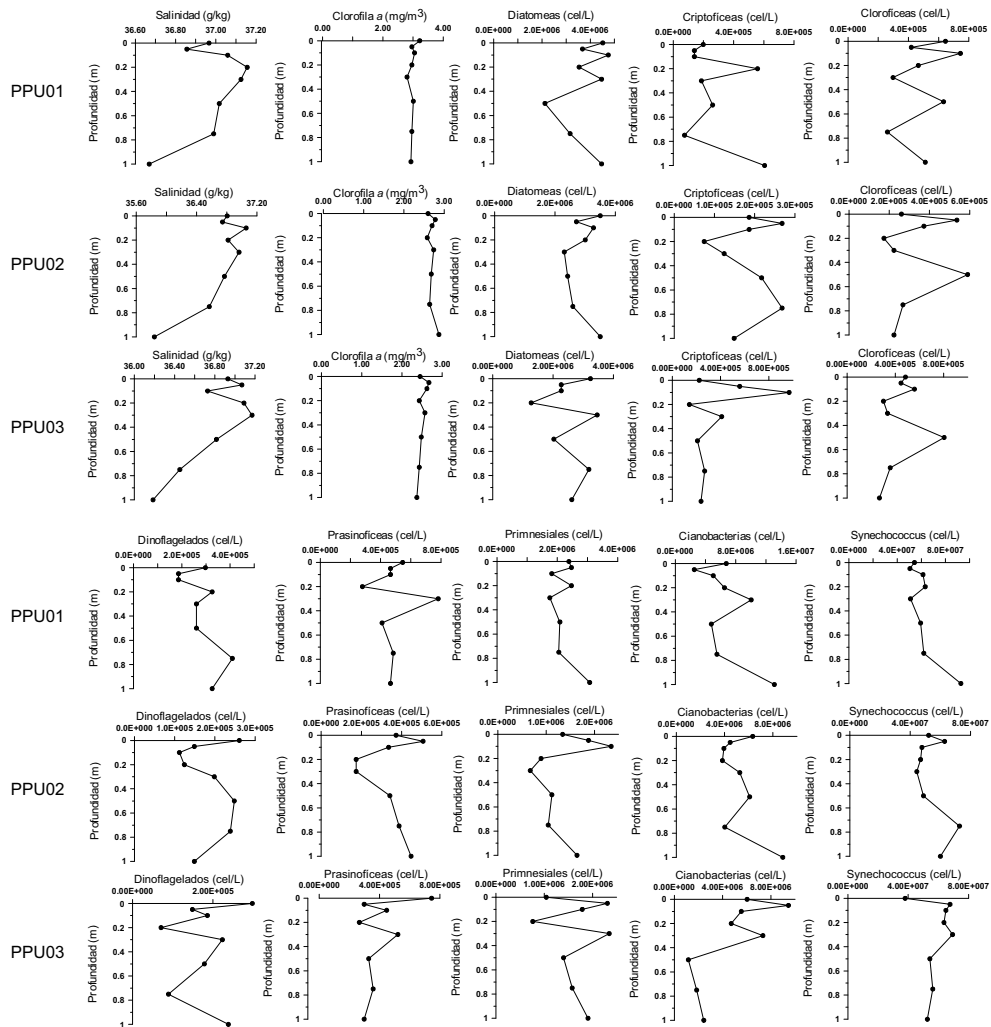


Figura A2.1 (continuación): Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Albufera (21-05-2008)



**Figura A2.2:** Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Albufera (15-07-2008)

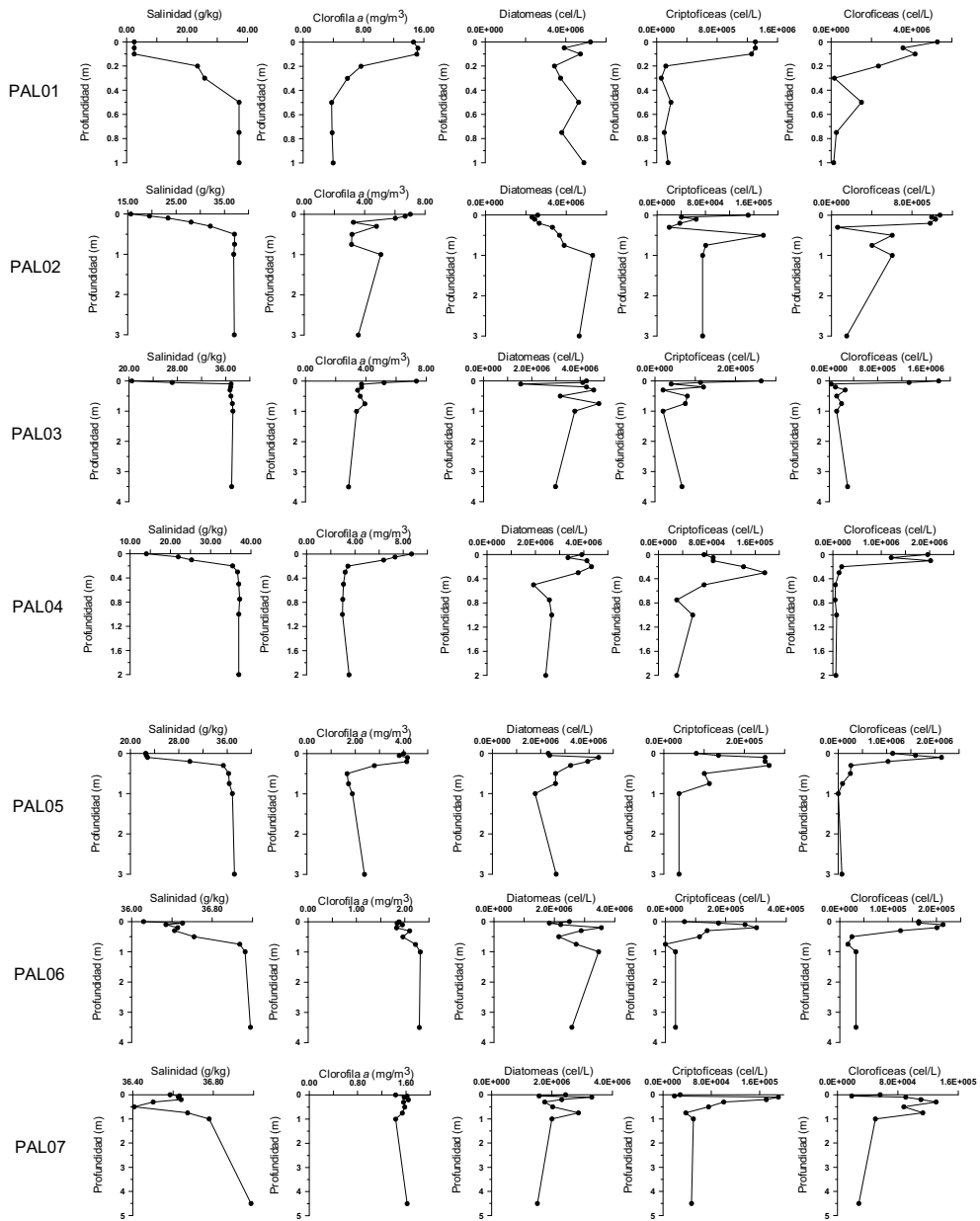


Figura A2.3: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila a, y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (27-02-2008)

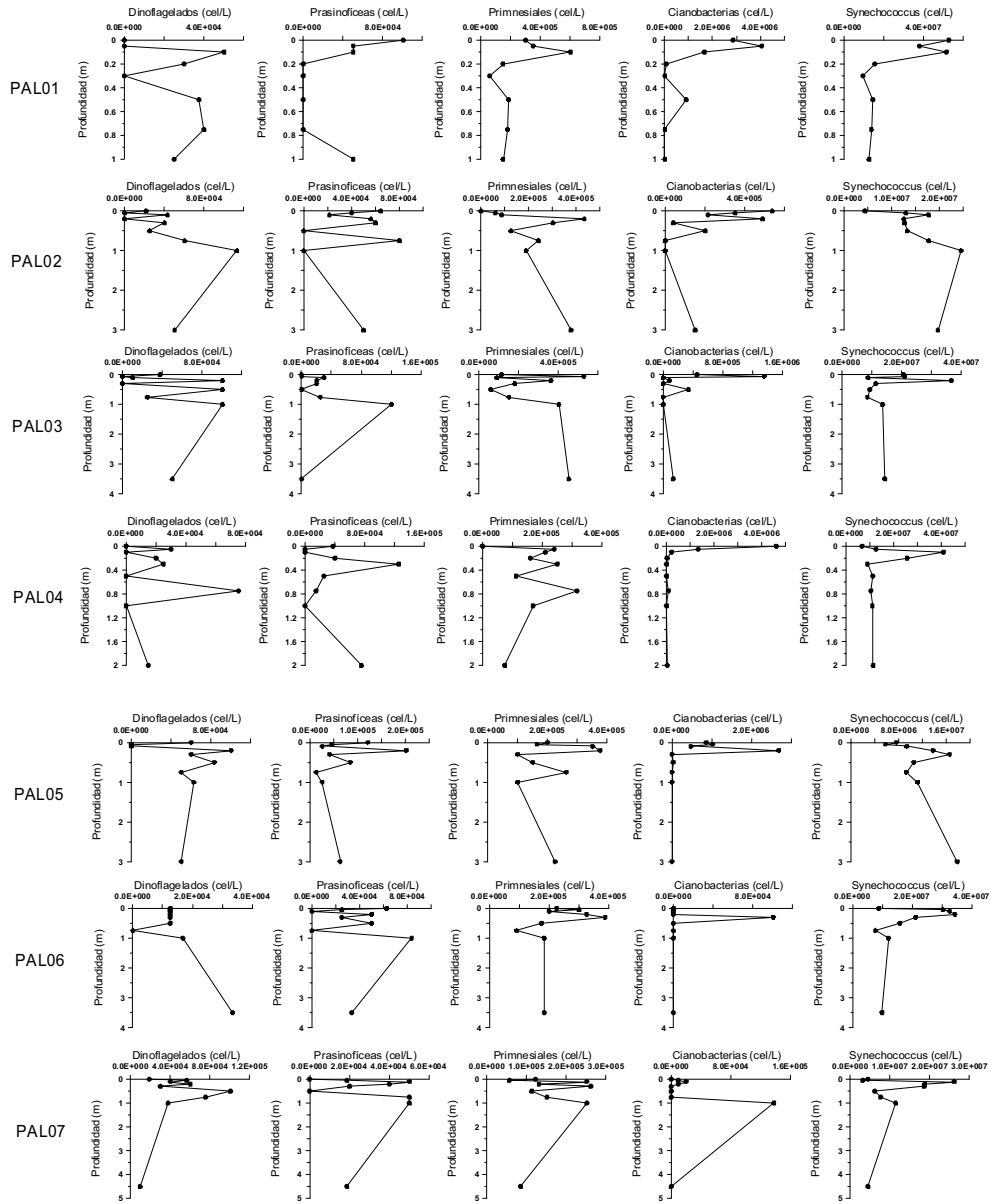


Figura A2.3 (continuación): Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (27-02-2008)

Anexo 2

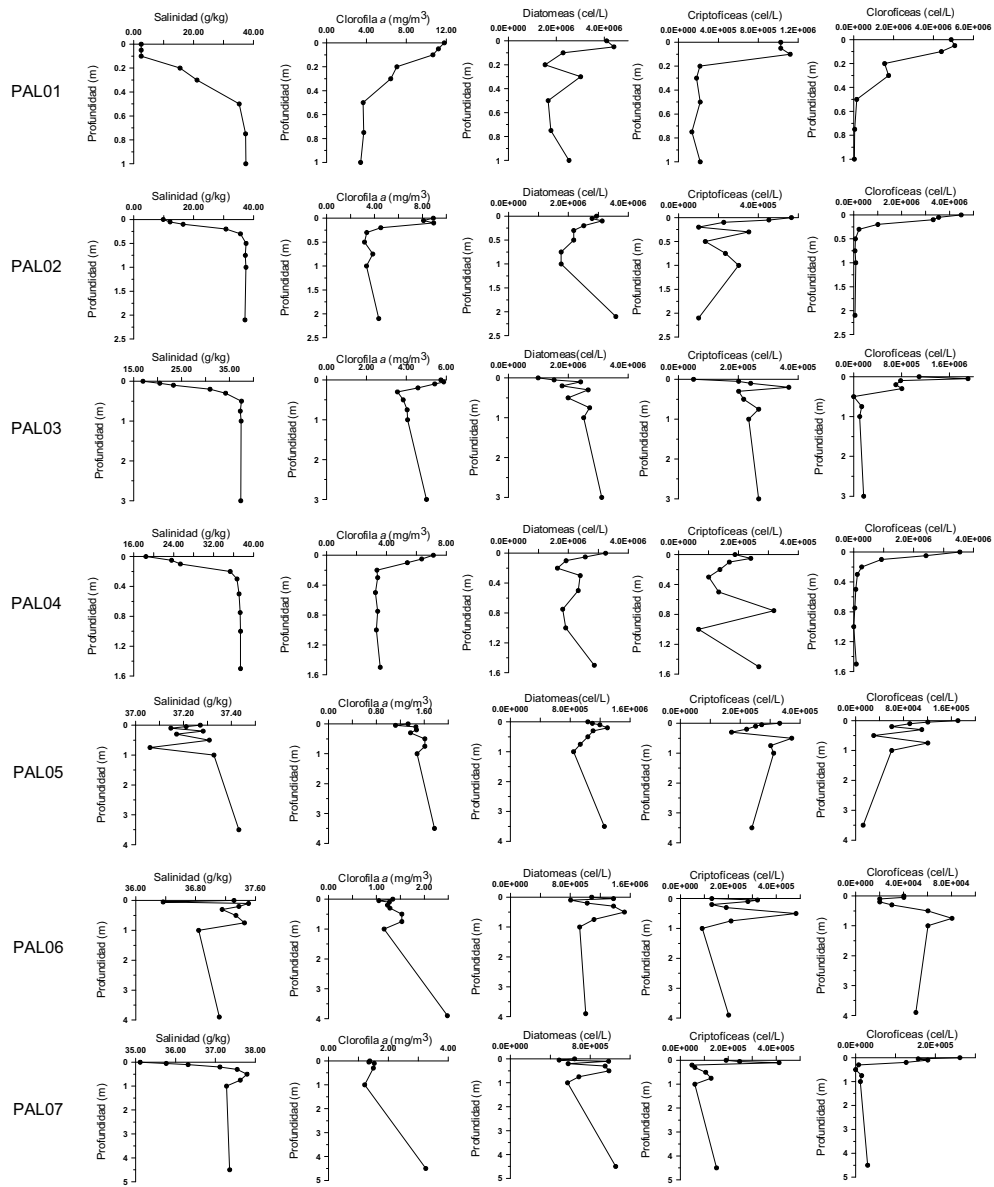


Figura A2.4: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila a, y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (12-03-2008)



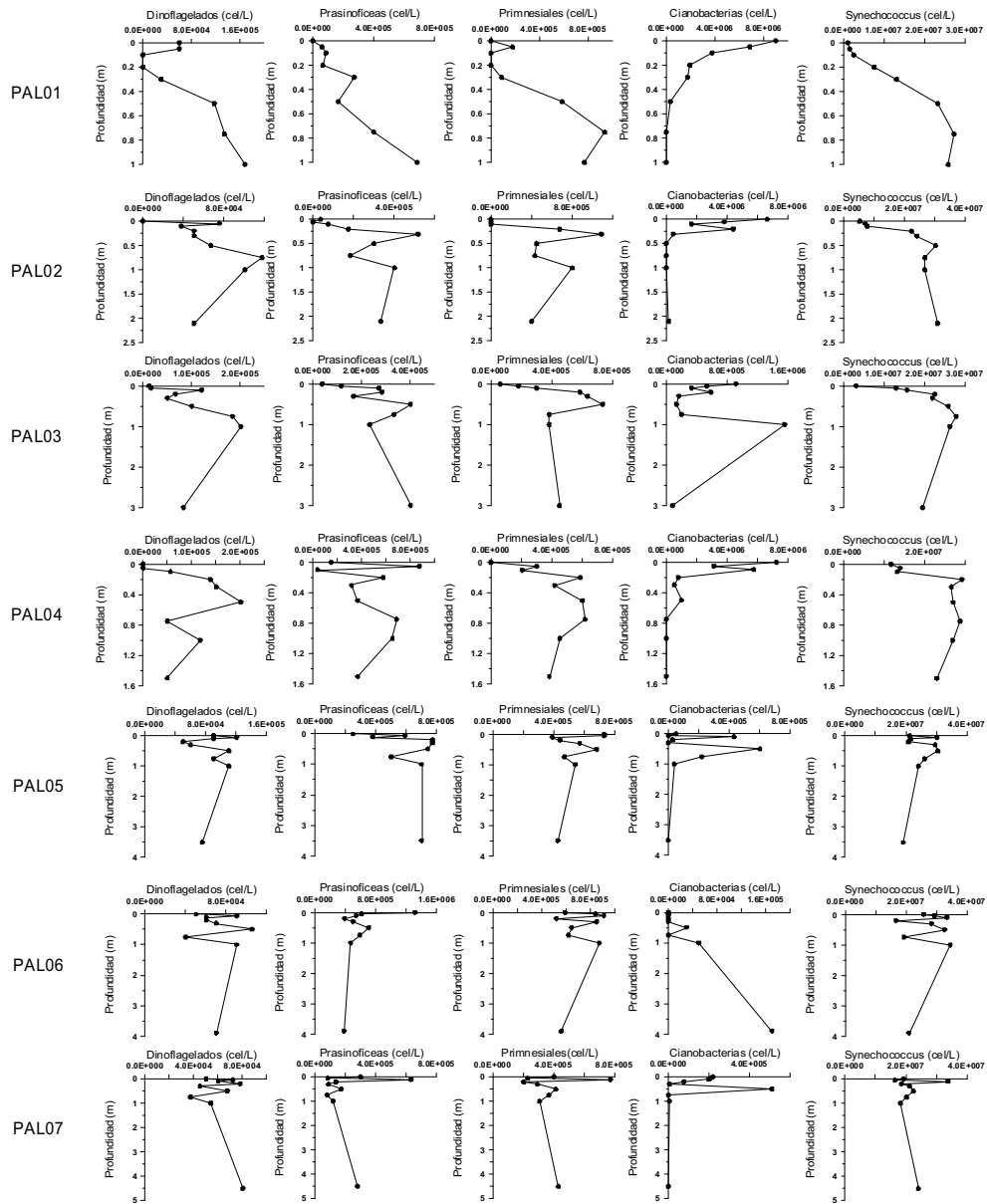


Figura A2.4 (continuación): Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Marjal de Almenara (12-03-2008)

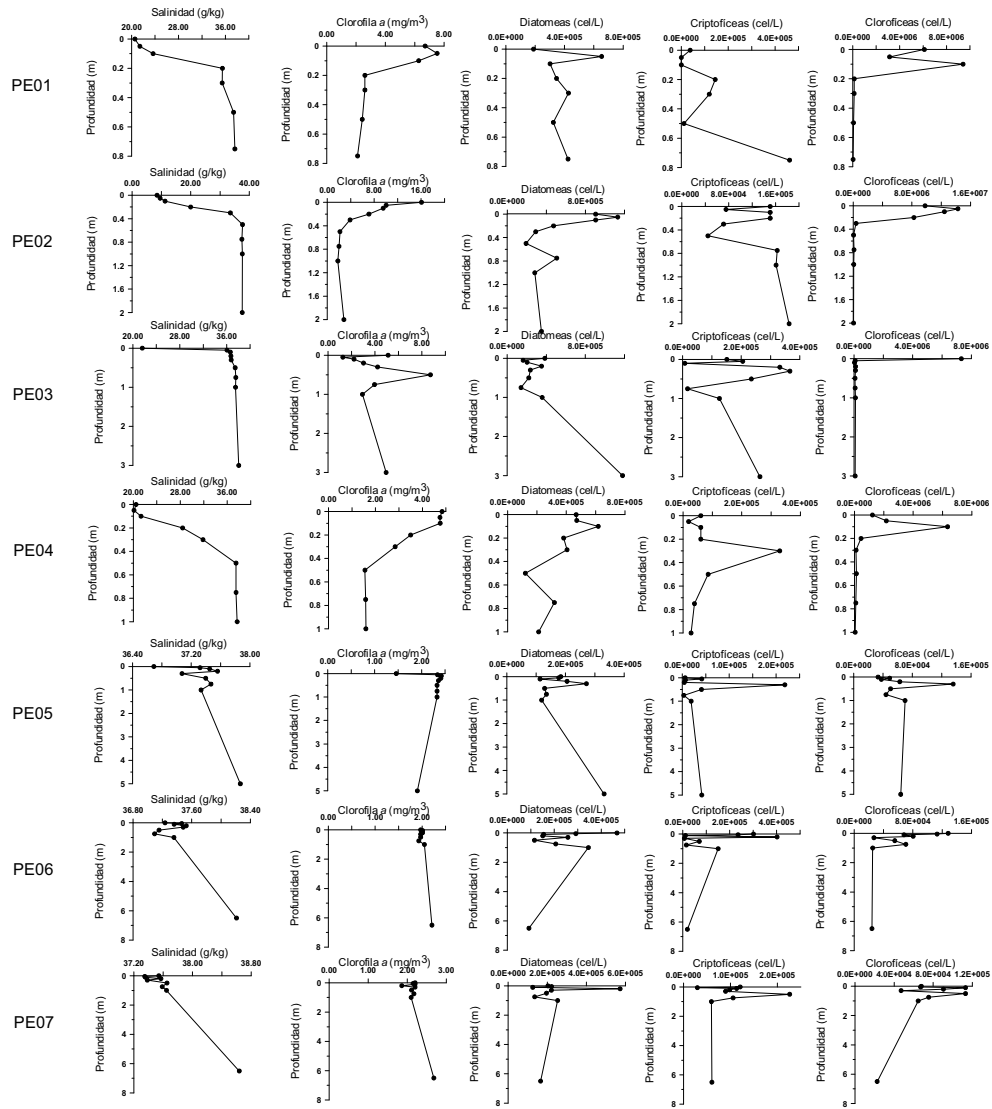


Figura A2.5: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (06-05-2008)

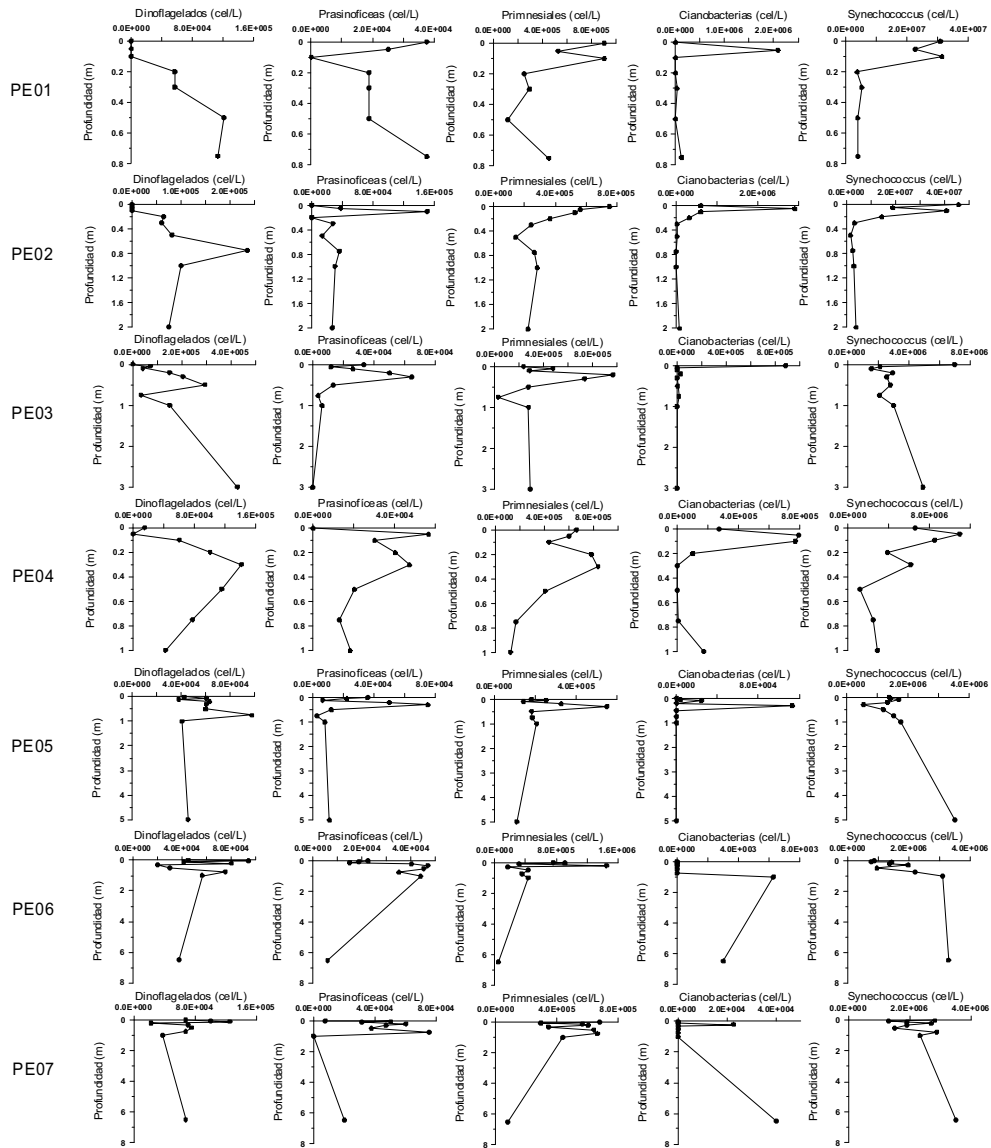


Figura A2.5 (continuación): Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (06-05-2008)

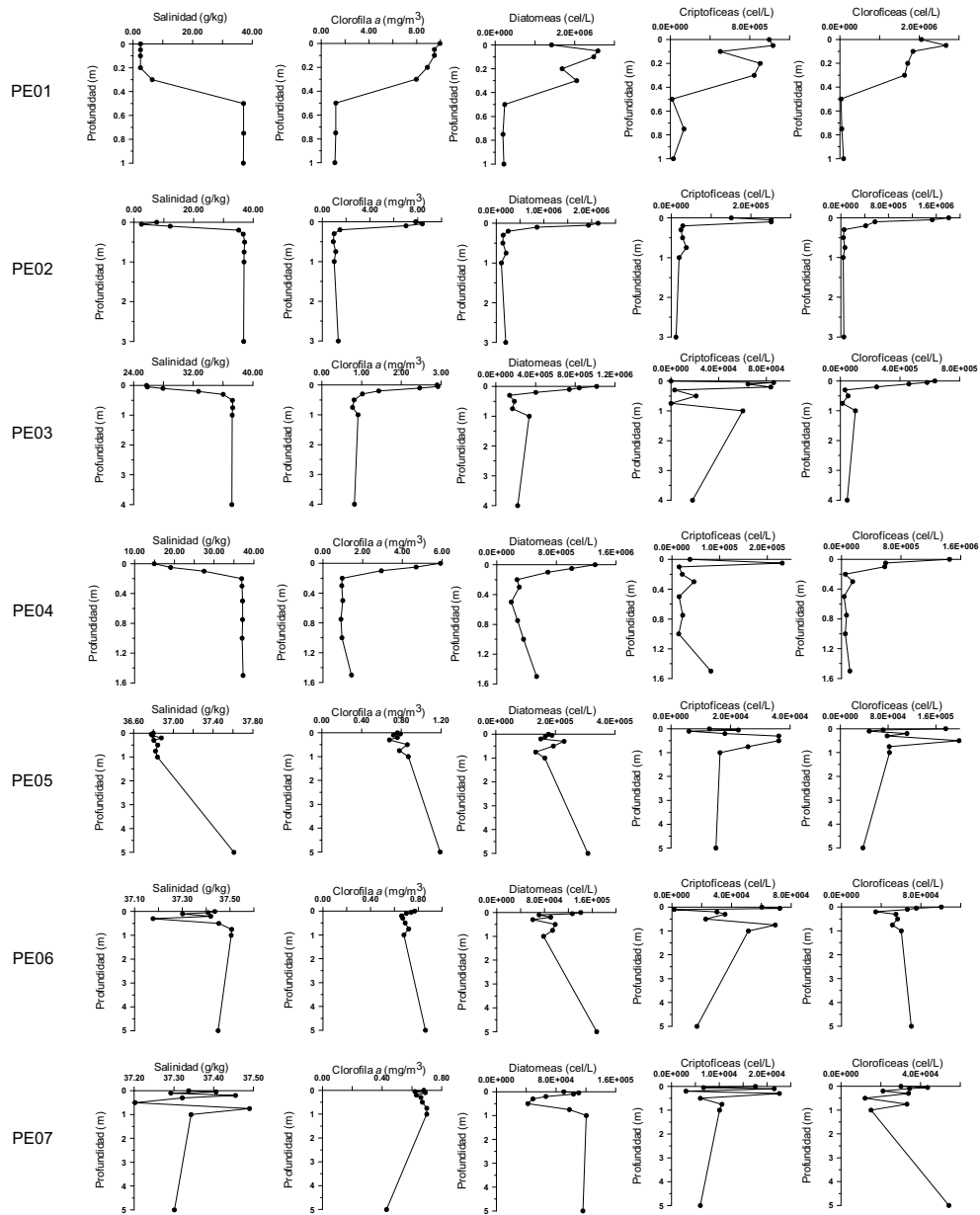


Figura A2.6: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (20-05-2008)

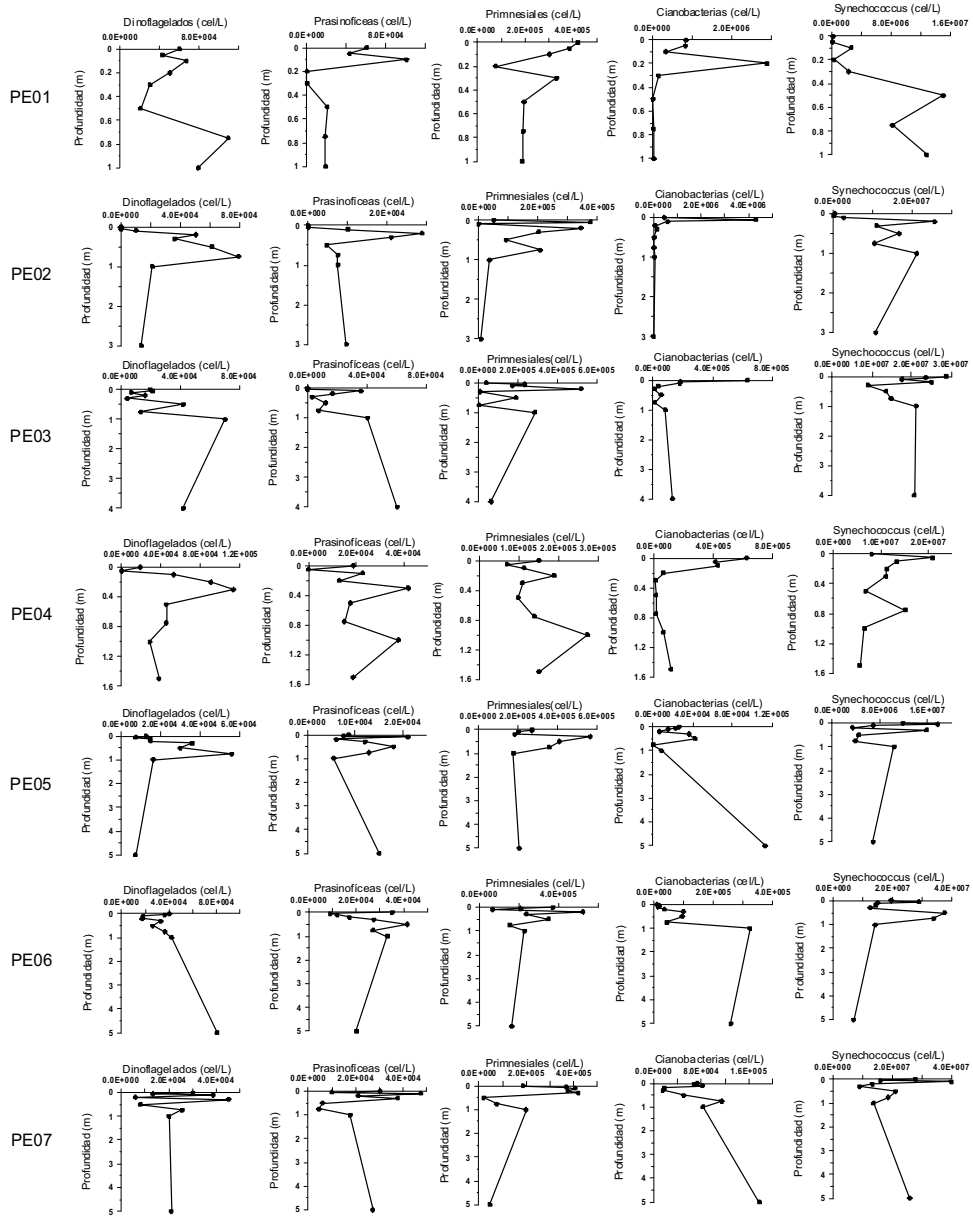


Figura A2.6 (continuación): Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras de pluma Estany de Cullera (20-05-2008)

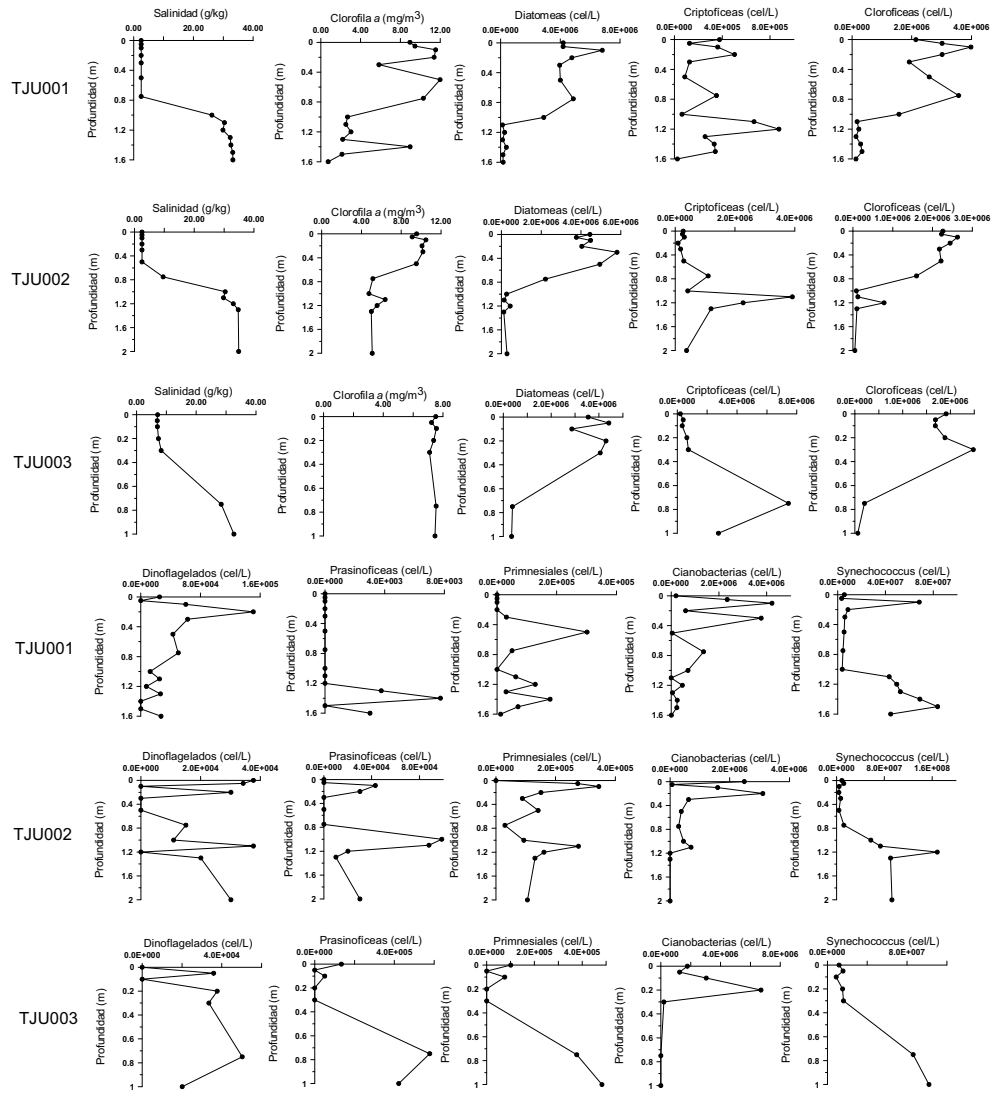


Figura A2.7: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar (08-11-2007)

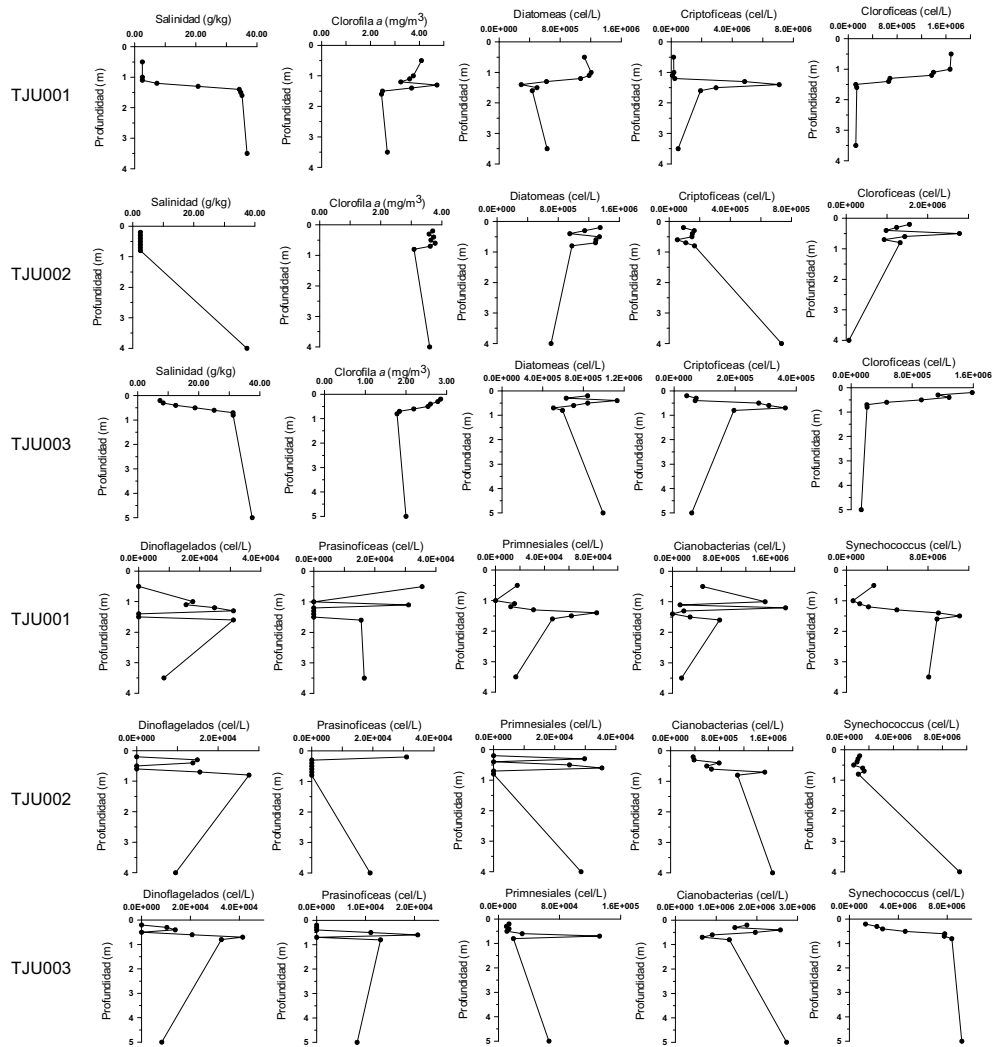


Figura A2.8: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar (12-02-2008)

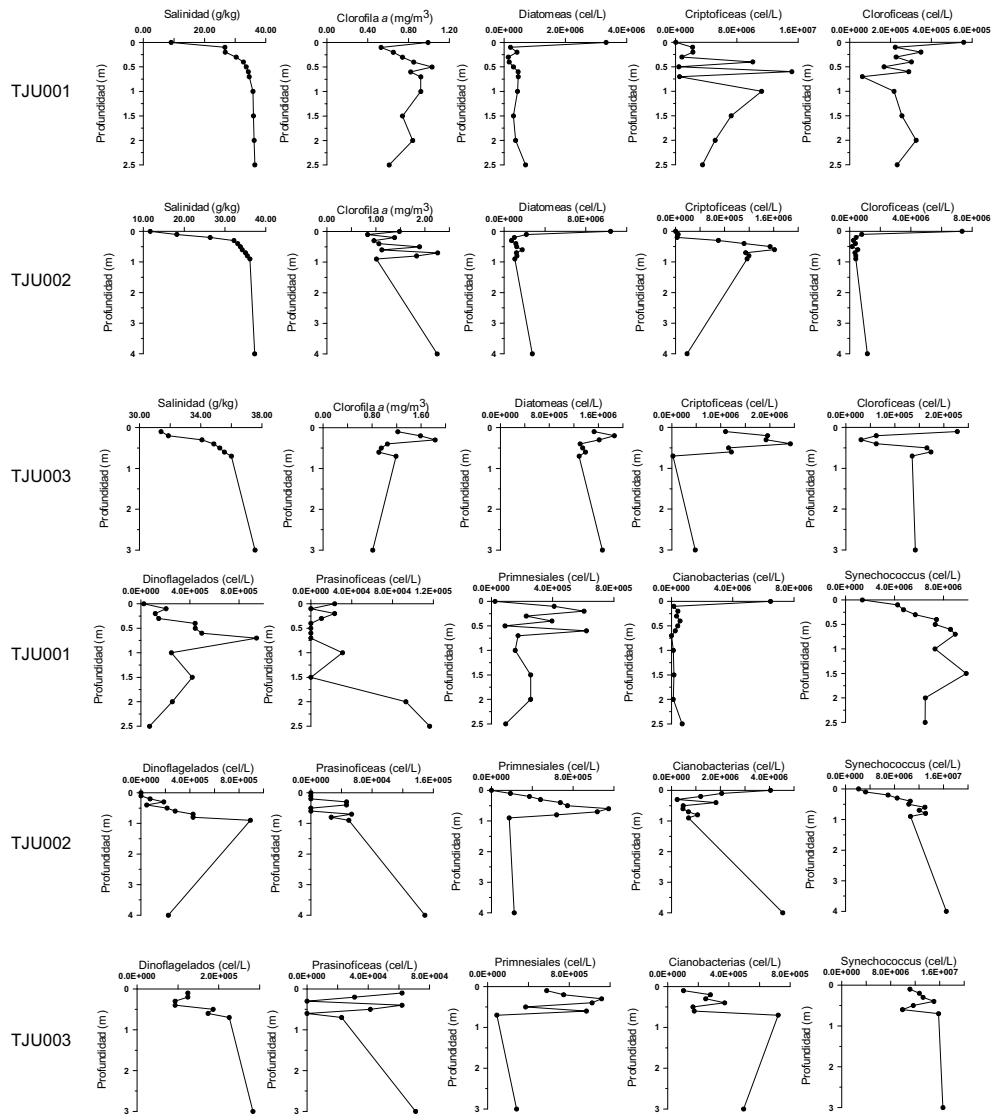


Figura A2.9: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila  $\alpha$ , y fitoplancton en muestras del estuario río Júcar (14-05-2008)



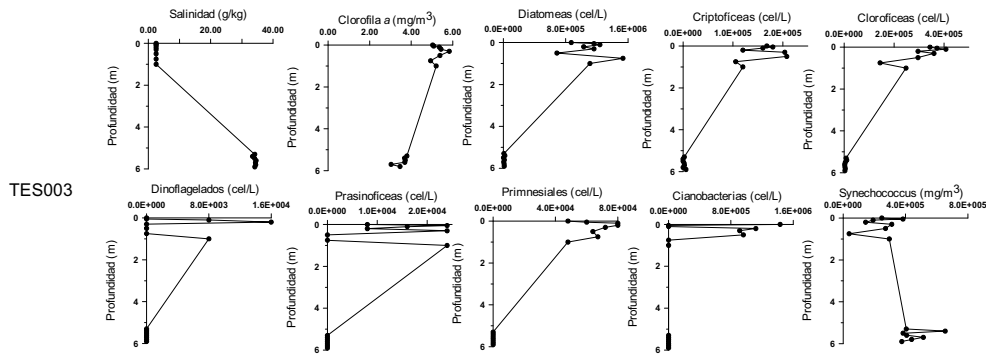


Figura A2.10: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (08-11-2007)

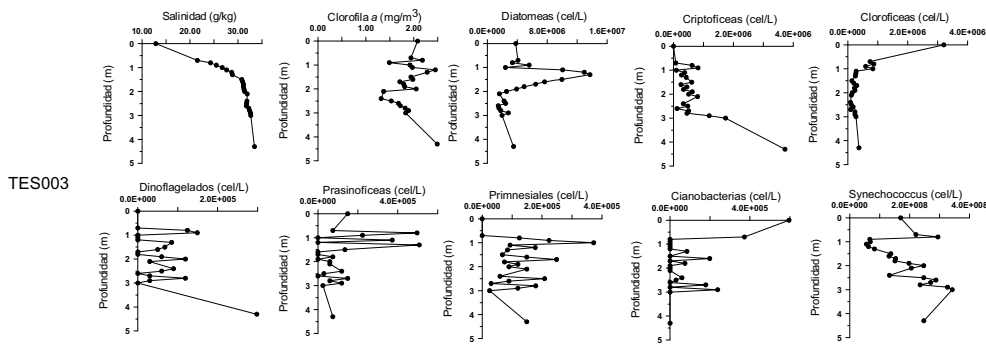


Figura A2.11: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (09-04-2008)

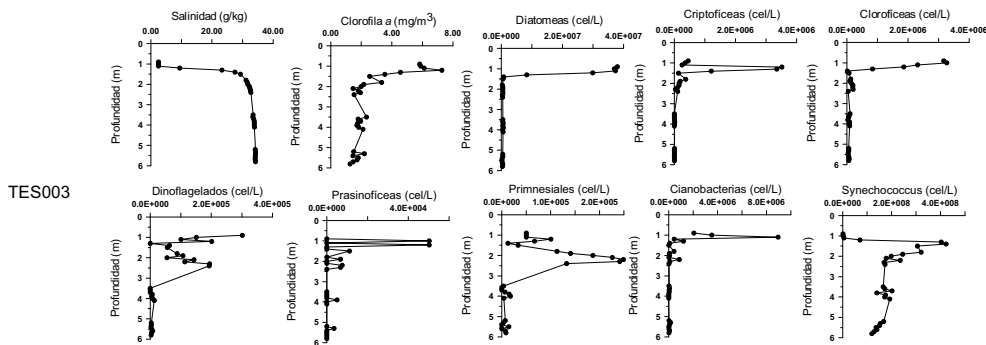


Figura A2.12: Perfiles verticales de salinidad, Clorofila *a*, y fitoplancton en muestras del estuario Estany de Cullera (13-05-2008)

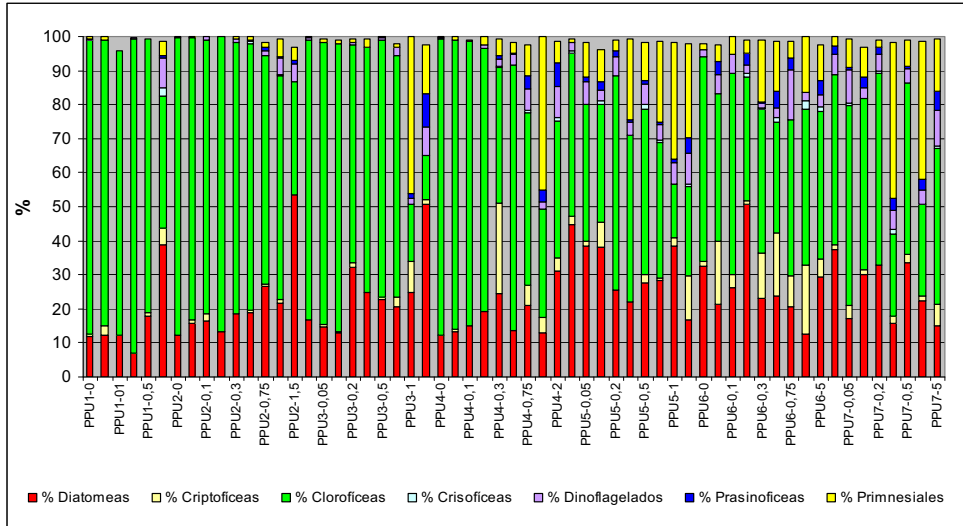


Figura A2.13: Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma de Albufera (21-05-2008)

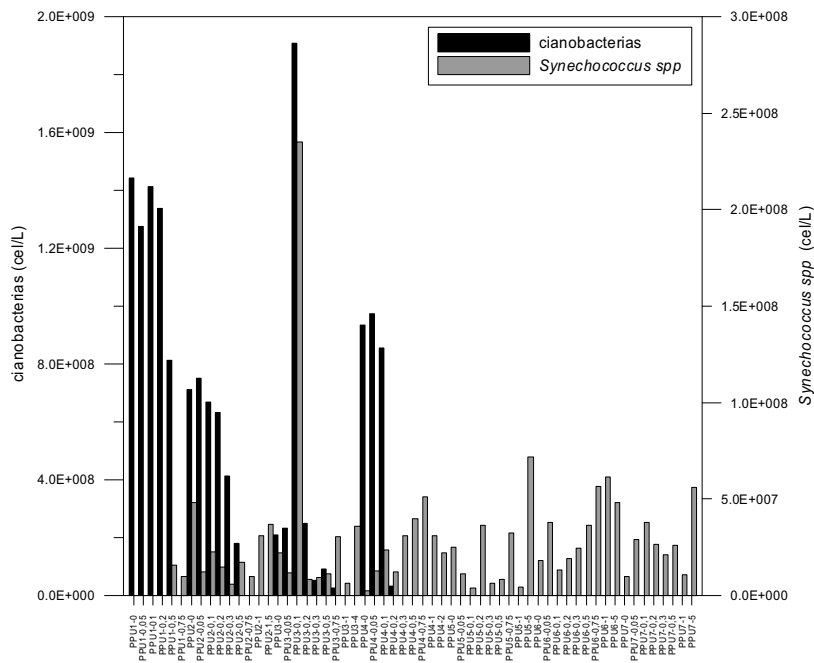


Figura A2.14: Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma de Albufera (21-05-2008)

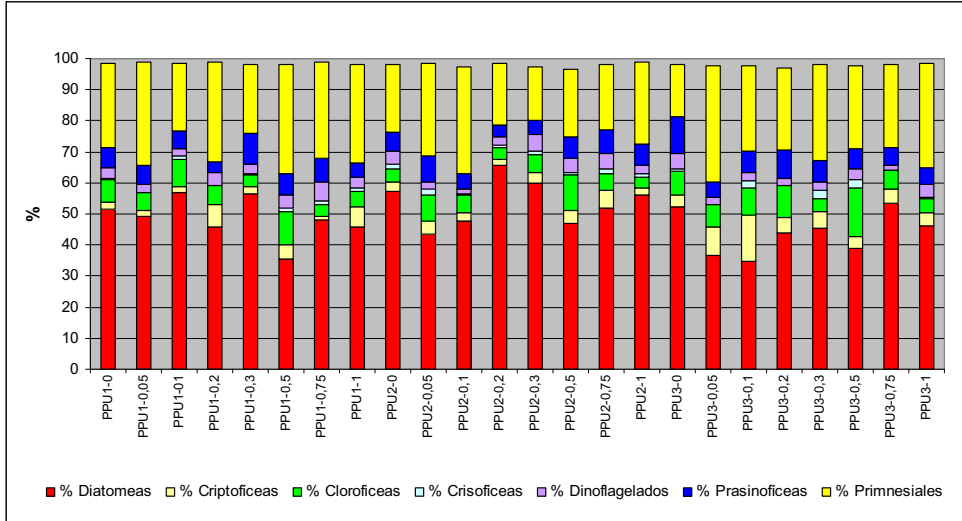


Figura A2.15: Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma de Albufera (15-07-2008)

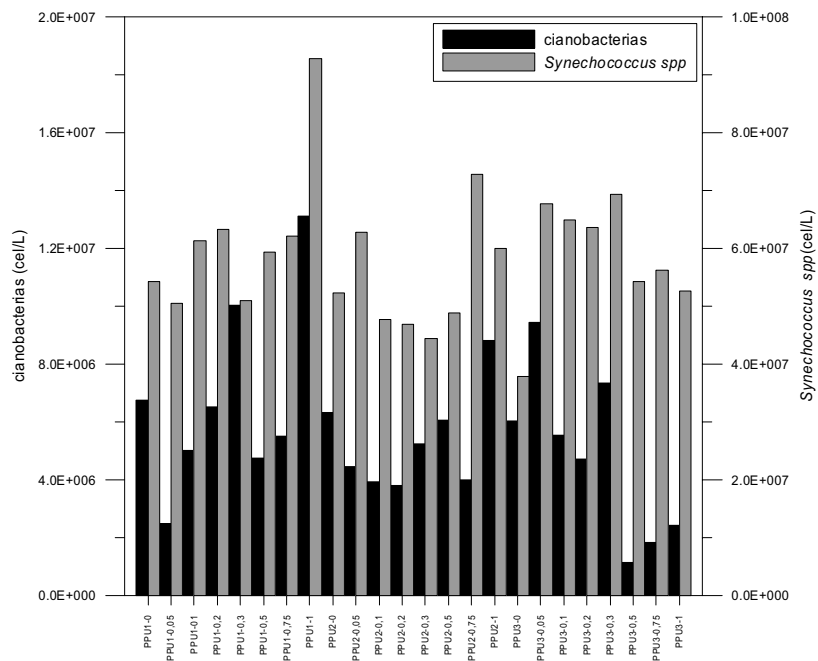
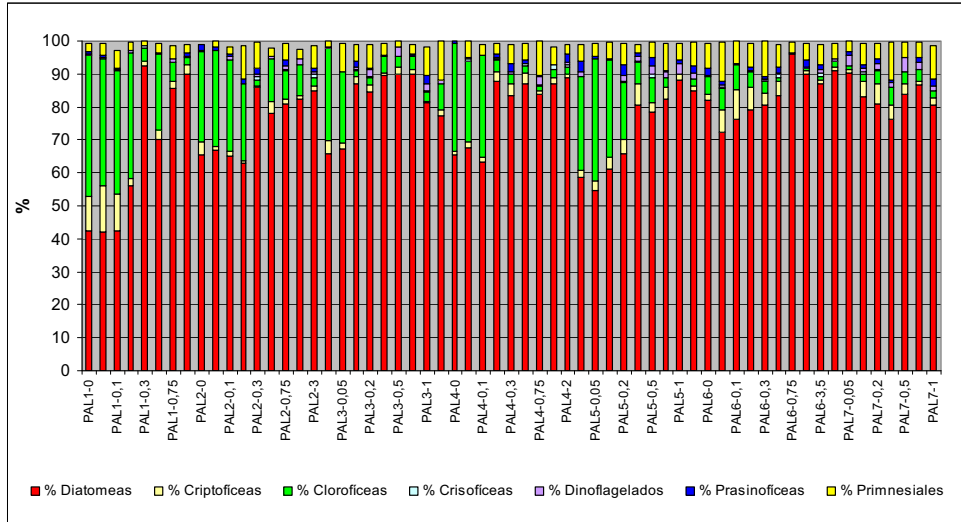
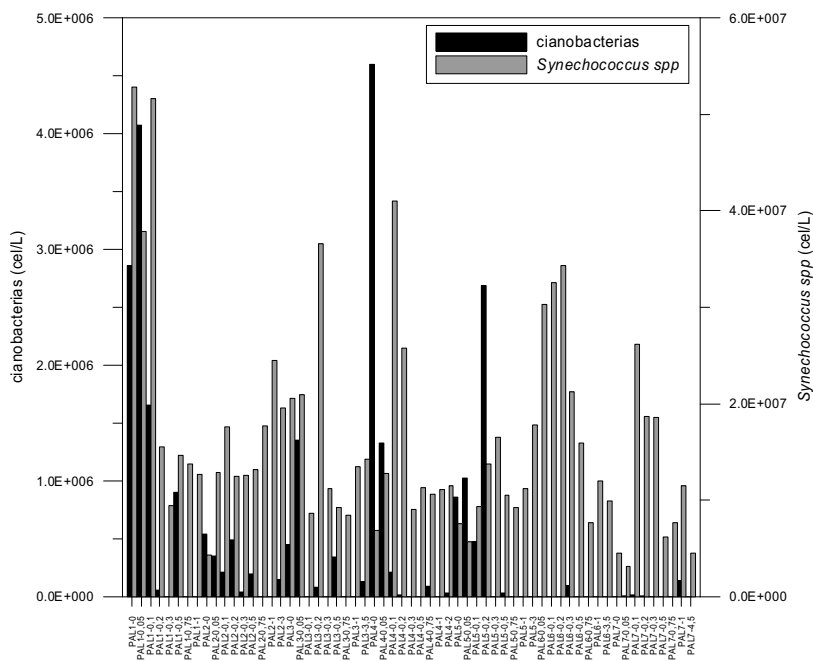


Figura A2.16: Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma de Albufera (15-07-2008)



**Figura A2.17:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Marjal de Almenara (27-02-2008)



**Figura A2.18:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma Marjal de Almenara (27-02-2008)

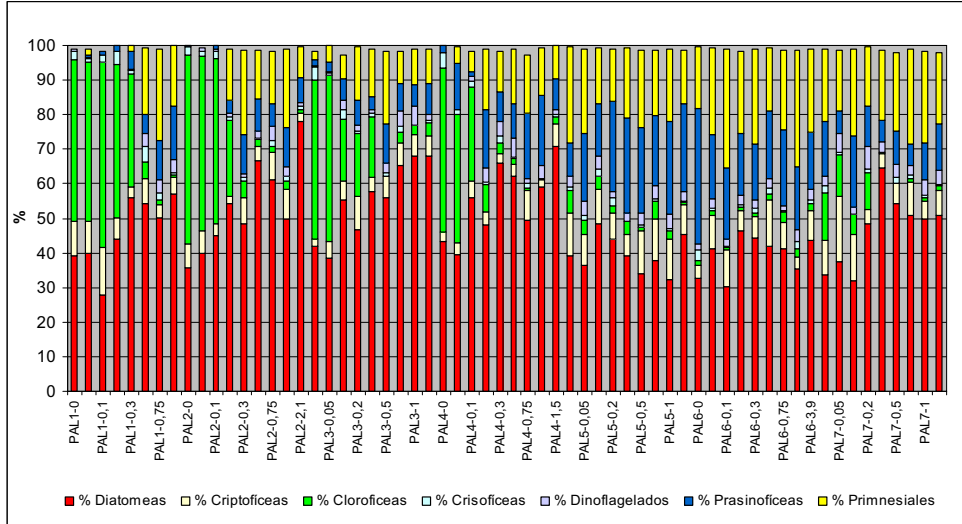


Figura A2.19: Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Marjal de Almenara (12-03-2008)

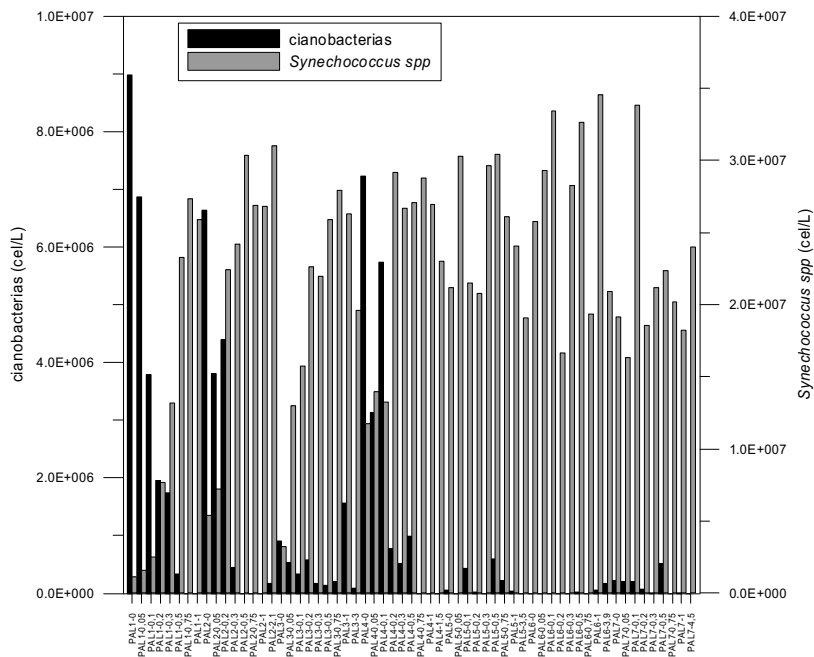
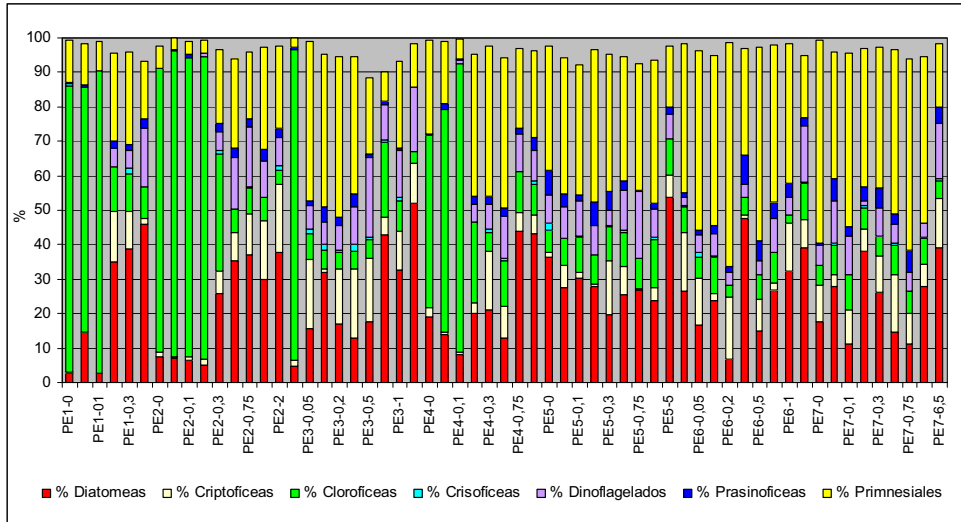
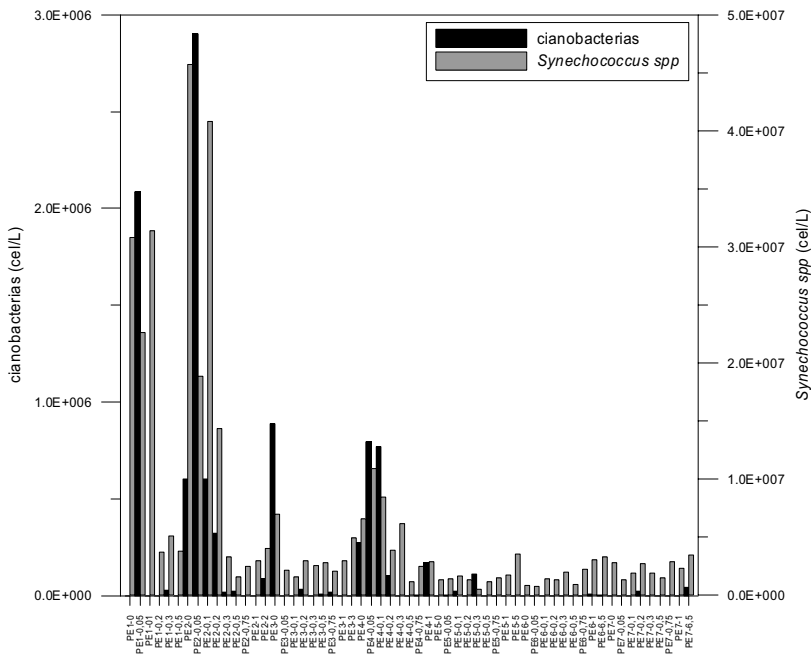


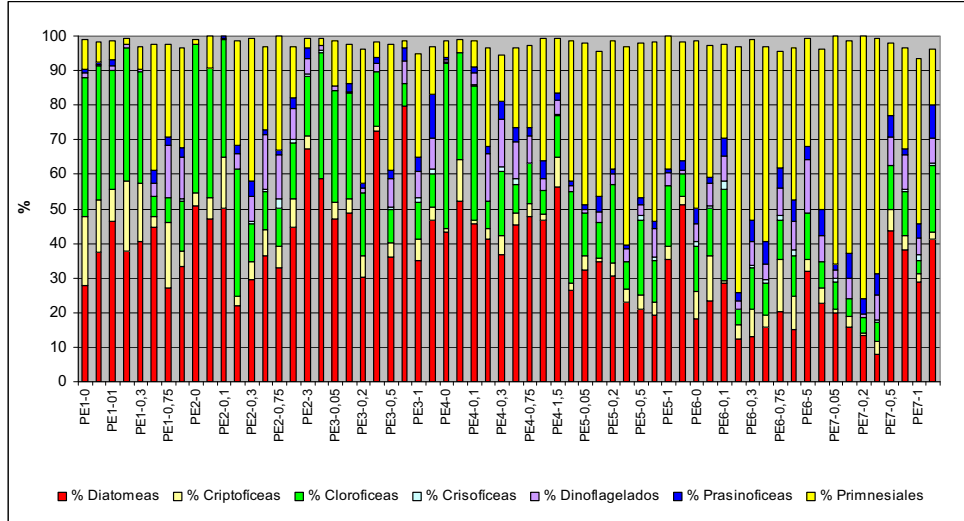
Figura A2.20: Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma Marjal de Almenara (12-03-2008)



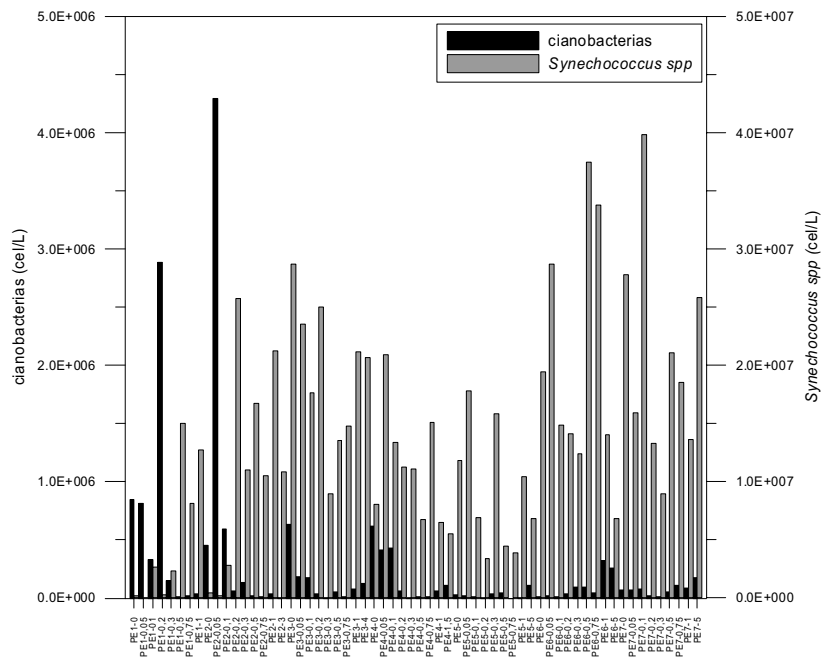
**Figura A2.21:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Estany de Cullera (06-05-2008)



**Figura A2.22:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma Estany de Cullera (06-05-2008)



**Figura A2.23:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras pluma Estany de Cullera (20-05-2008)



**Figura A2.24:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras pluma Estany de Cullera (20-05-2008)

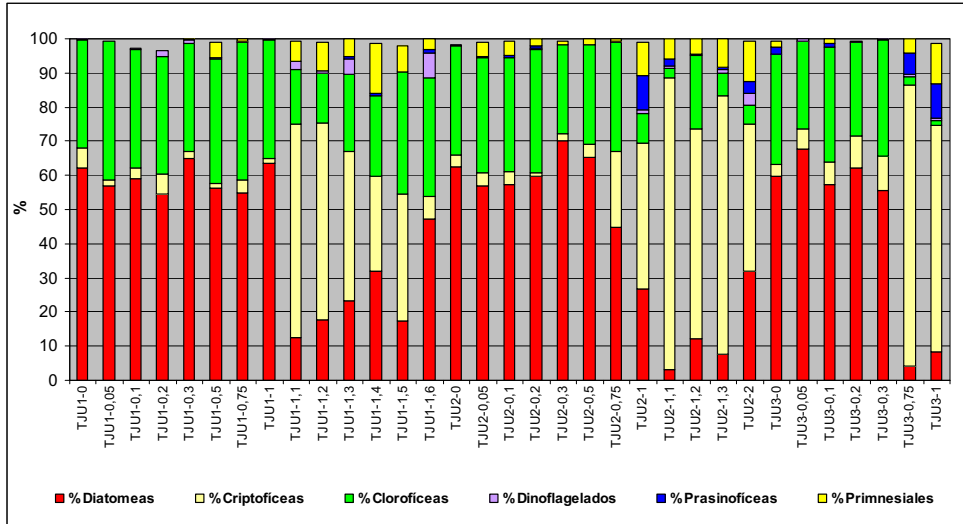


Figura A2.25: Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (08-11-2007)

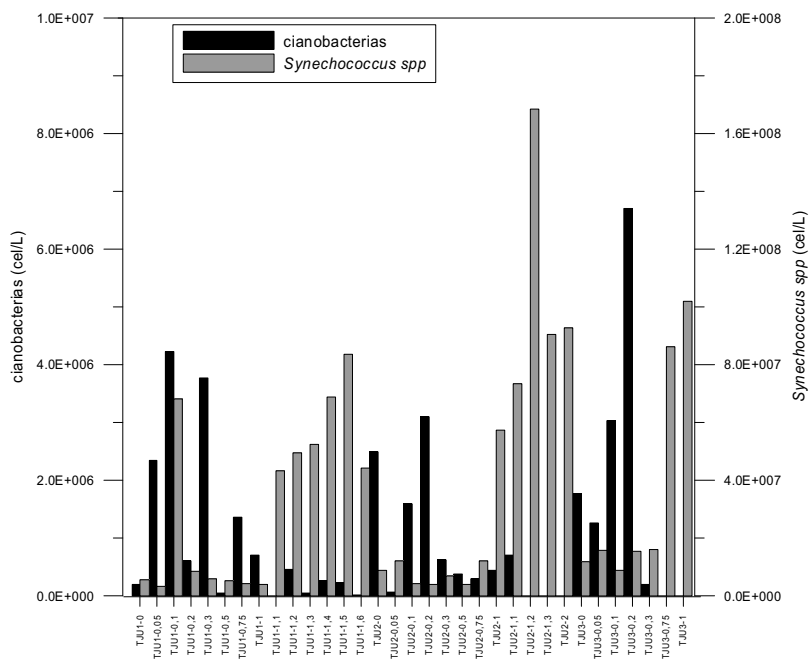
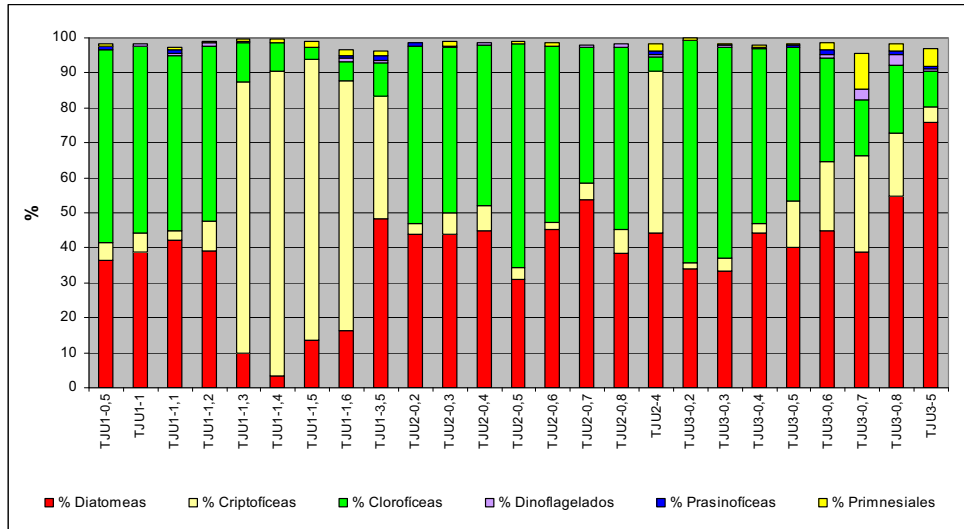
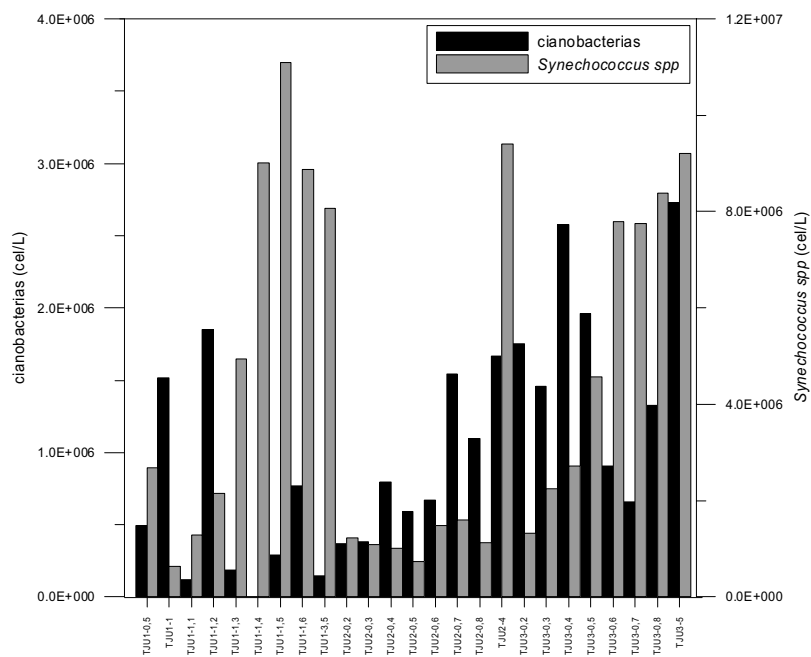


Figura A2.26: Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición río Júcar (08-11-2007)

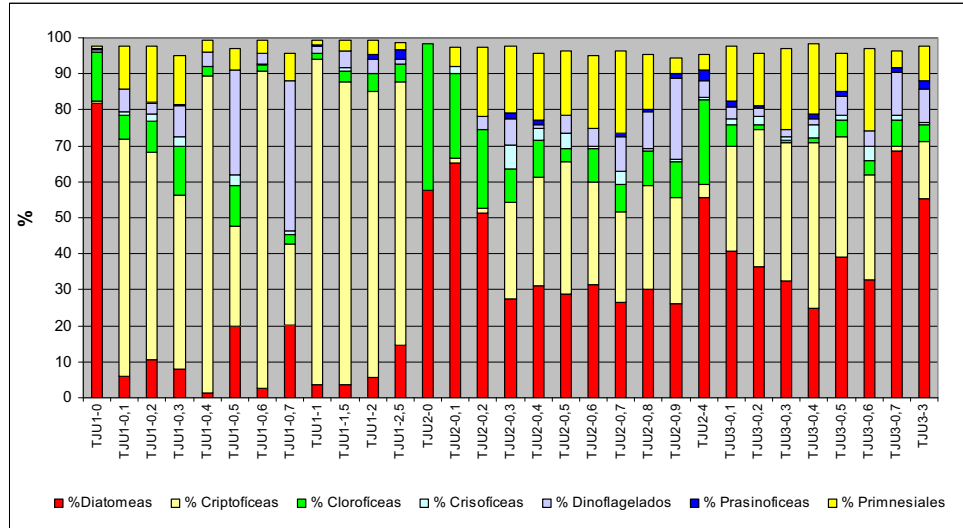




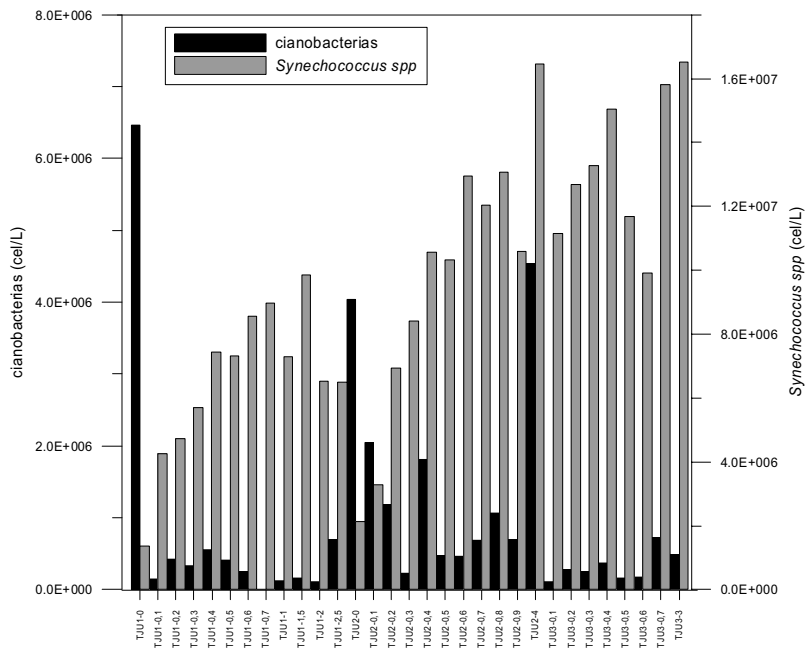
**Figura A2.27:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (12-02-2008)



**Figura A2.28:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición río Júcar (12-02-2008)



**Figura A2.29:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición río Júcar (14-05-2008).



**Figura A2.30:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición río Júcar (14-05-2008)

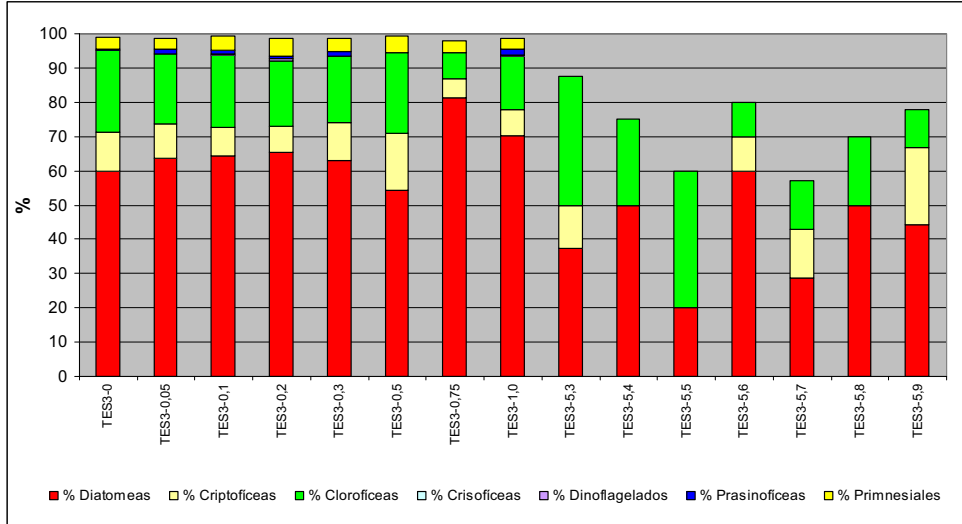


Figura A2.31: Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (08-11-2007).

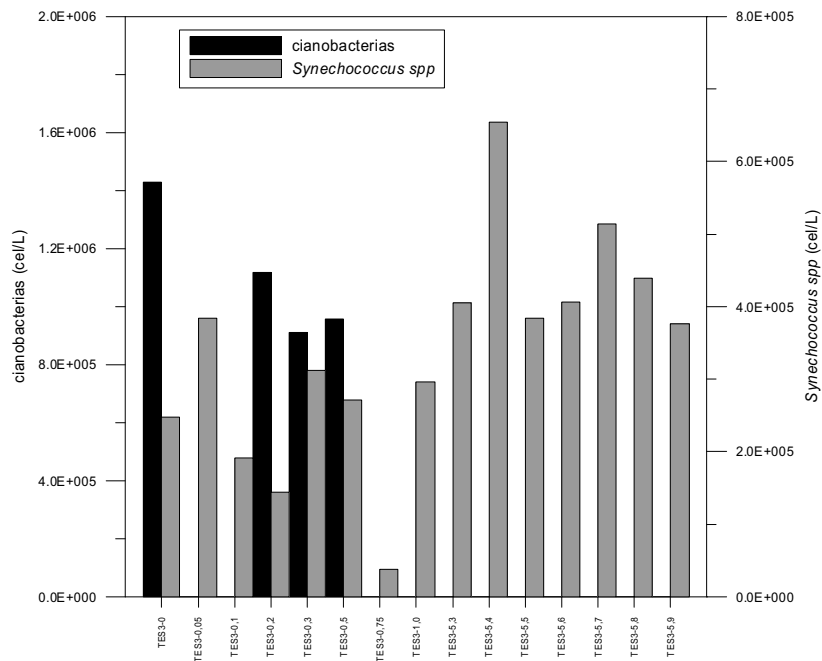
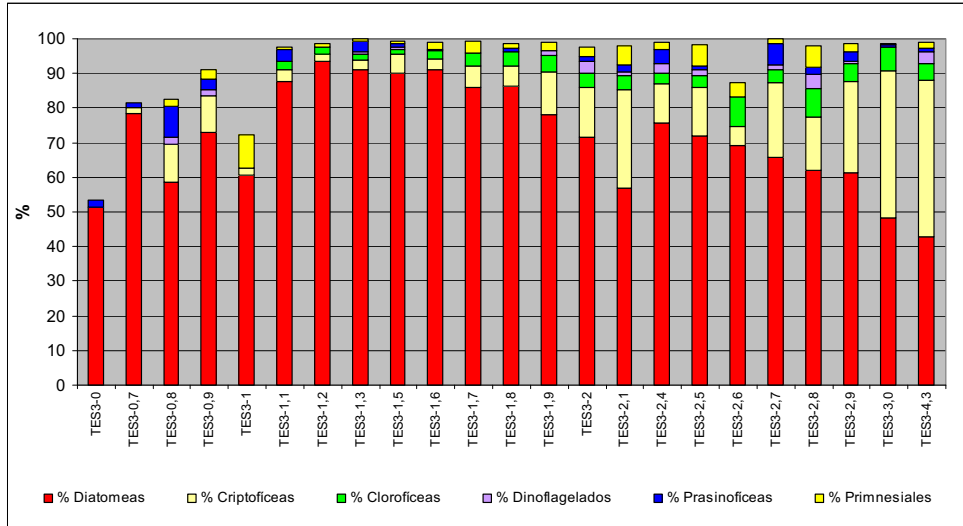
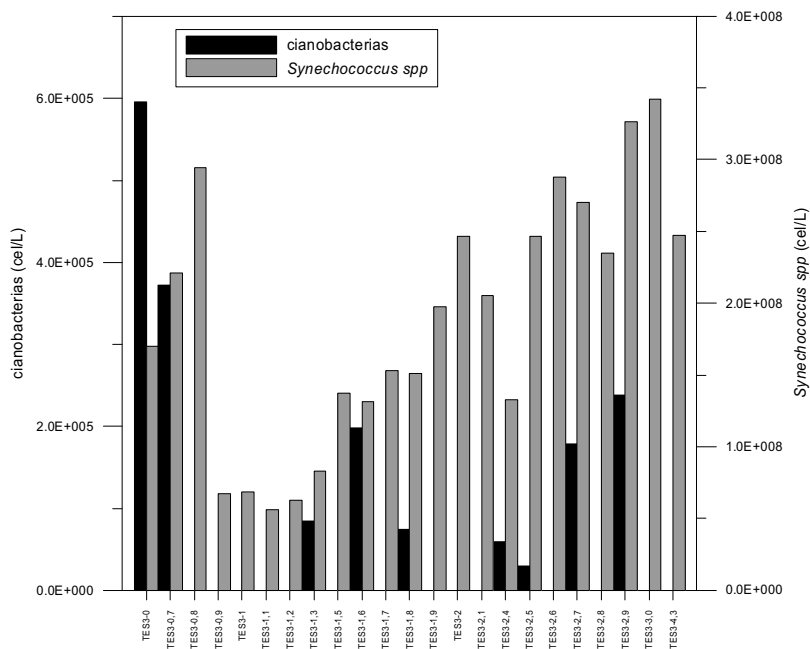


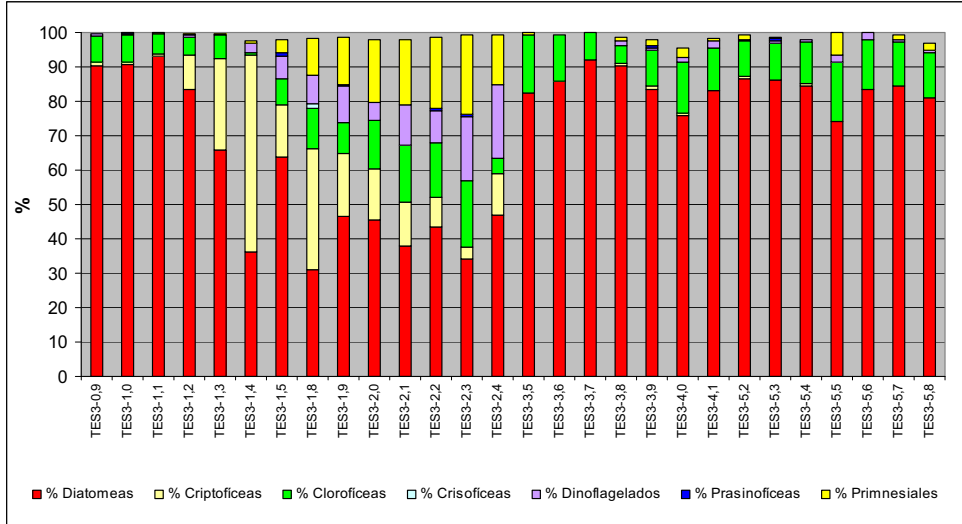
Figura A2.32: Densidades celulares de procarotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición Estany de Cullera (08-11-2007).



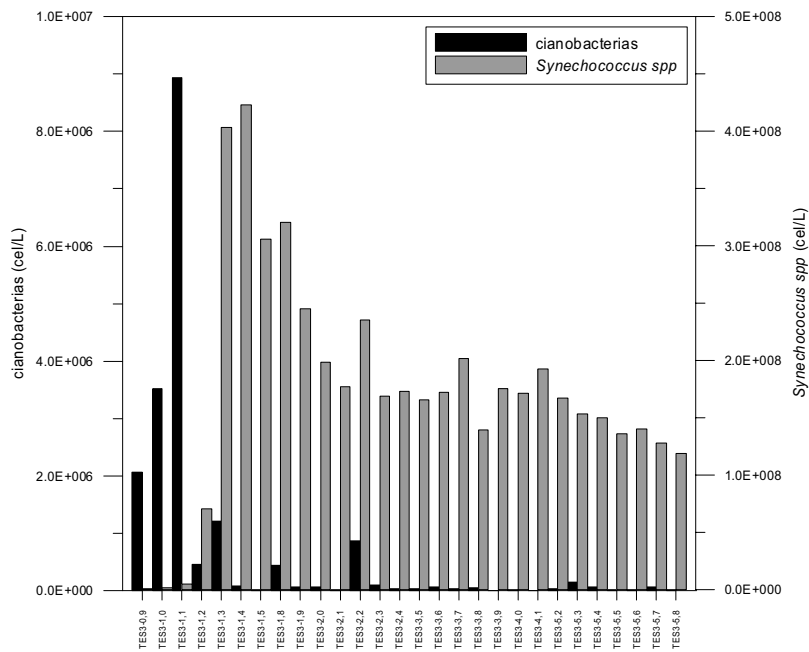
**Figura A2.33:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (09-04-2008).



**Figura A2.34:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición Estany de Cullera (09-04-2008).



**Figura A2.35:** Porcentajes de clases de fitoplancton con respecto a las eucariotas totales. Muestras transición Estany de Cullera (13-05-2008).



**Figura A2.36:** Densidades celulares de procariotas (cianobacterias coloniales y *Synechococcus* spp). Muestras transición Estany de Cullera (13-05-2008).

Anexo 2

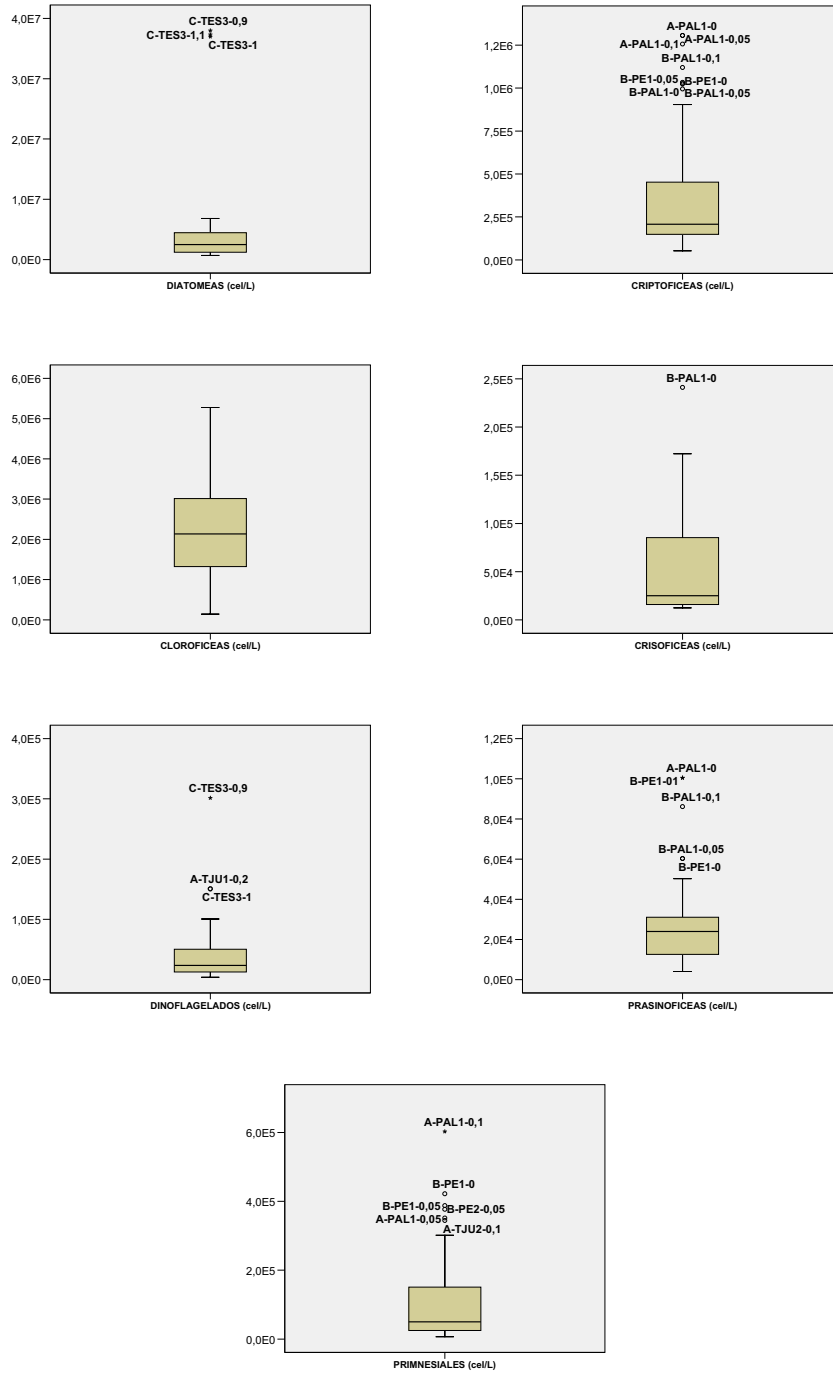
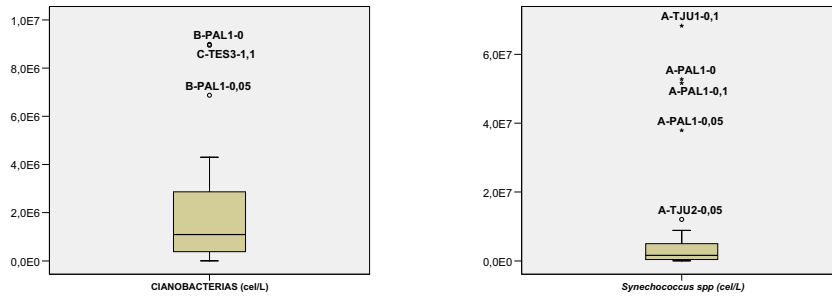
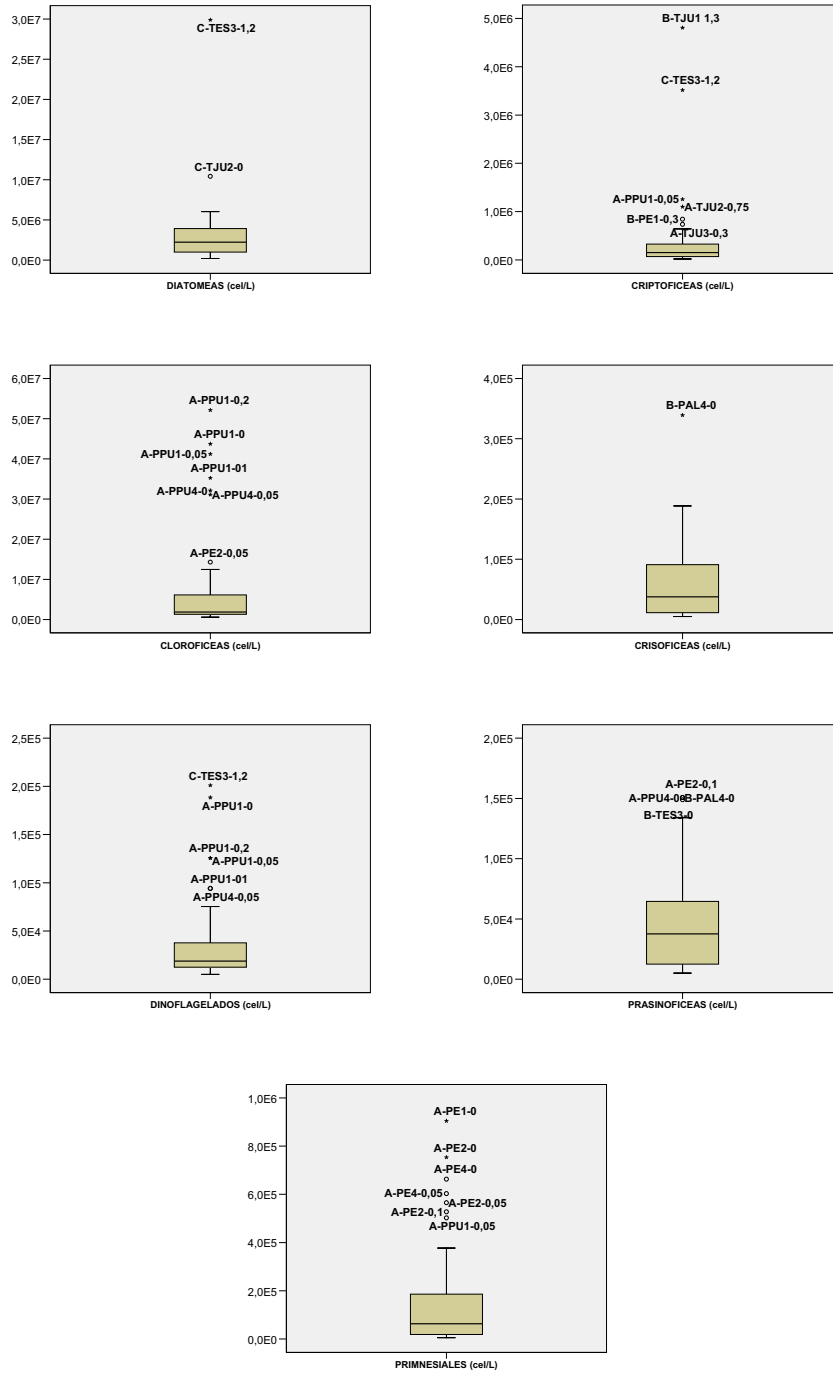


Figura A2.37a): Muestras de grupo I. Box-Whisker por clases de fitoplancton (eucariotas).



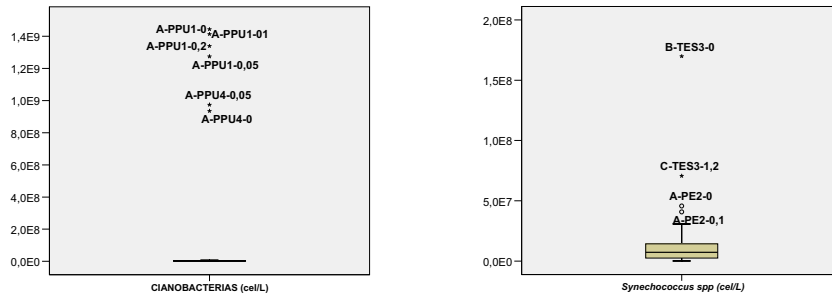
**A2.37b);** Muestras de grupo I. Box-Whisker por clases de fitoplancton (procariotas).

Anexo 2

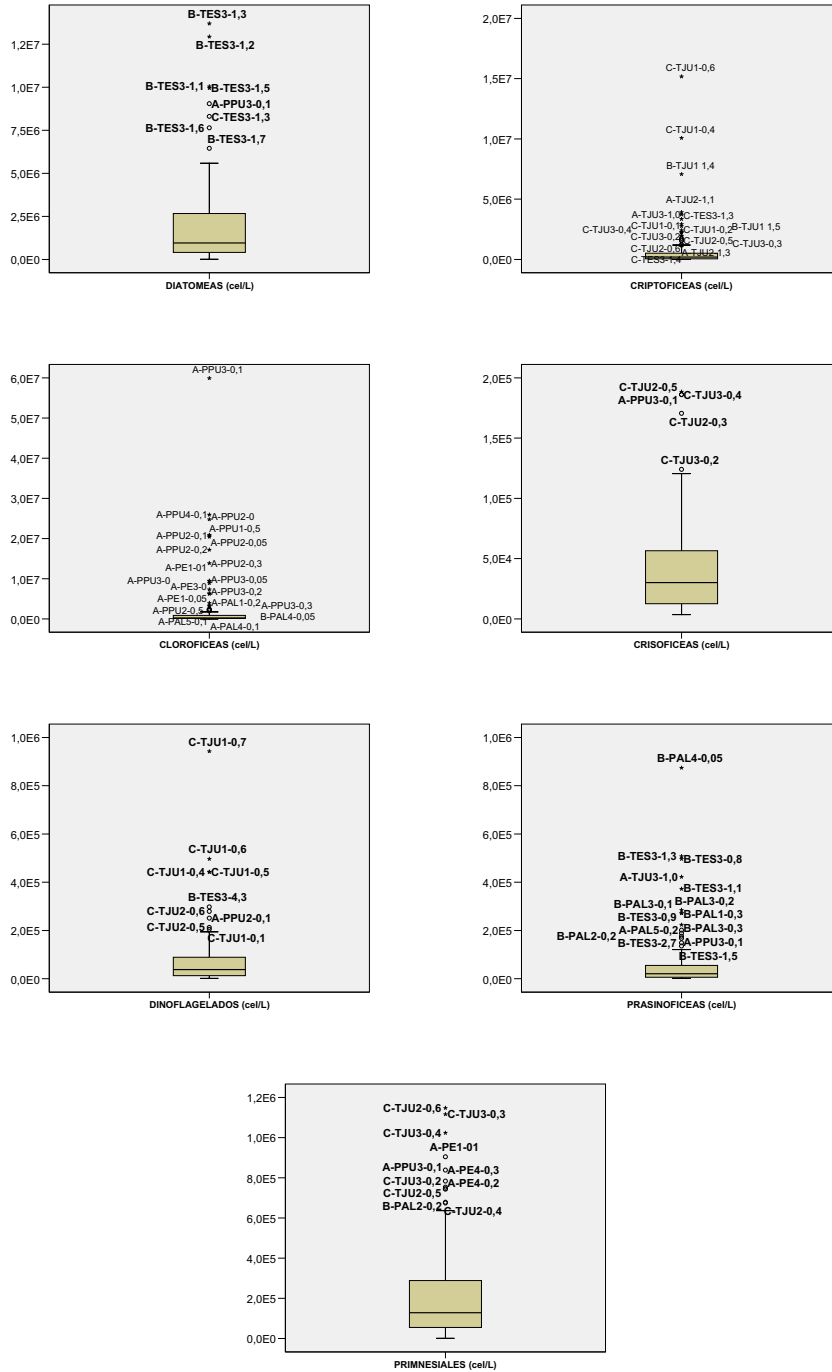


A2.38a): Muestras de grupo II. Box-Whisker por clases de fitoplancton (eucariotas).

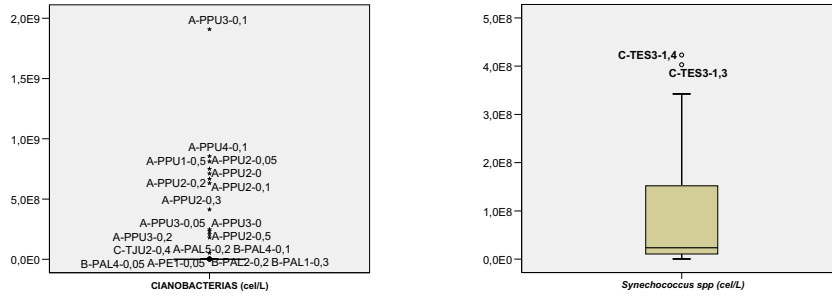




**A2.38b):** Muestras de grupo II. Box-Whisker por clases de fitoplancton (procariotas).

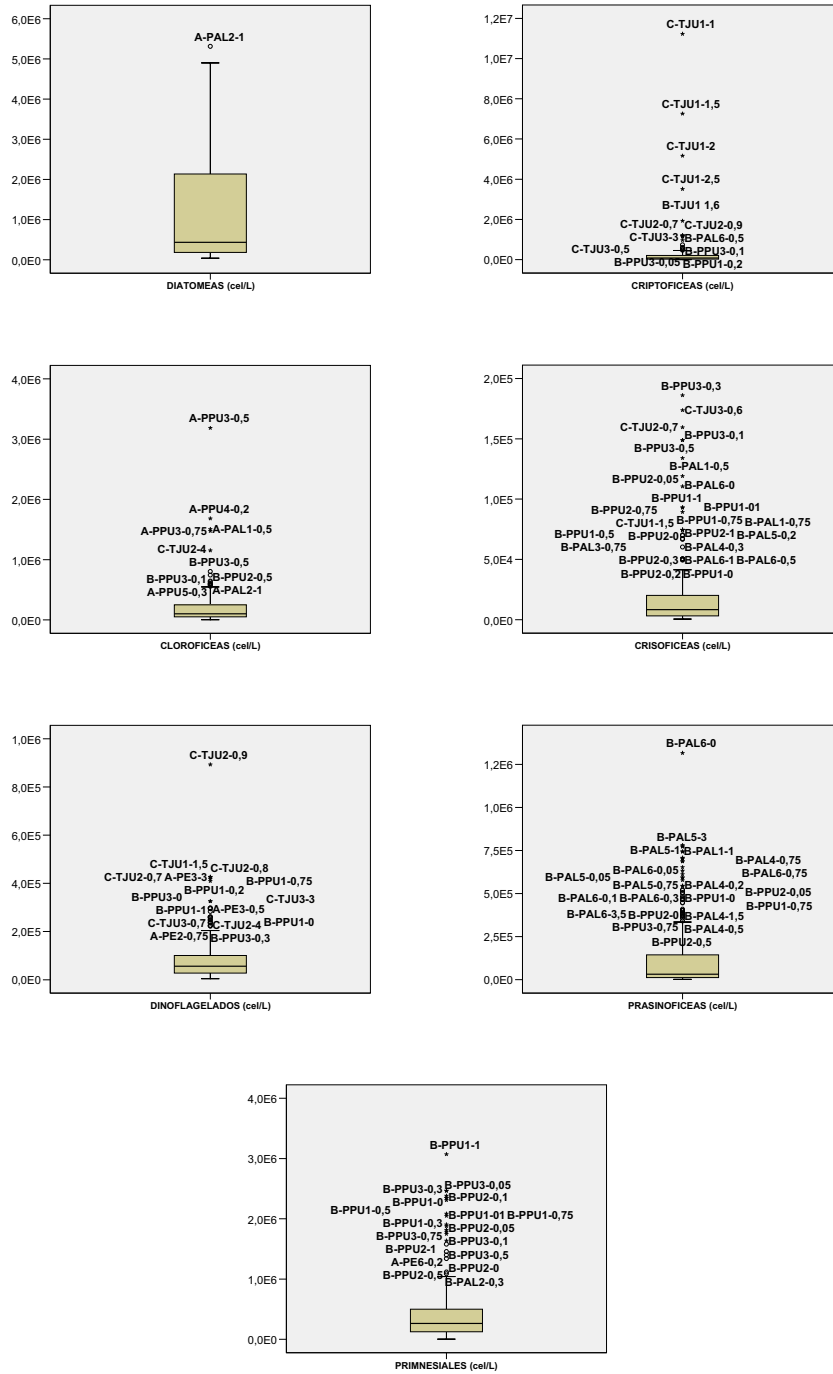


A2.39a): Muestras de grupo III. Box-Whisker por clases de fitoplancton (eucariotas).

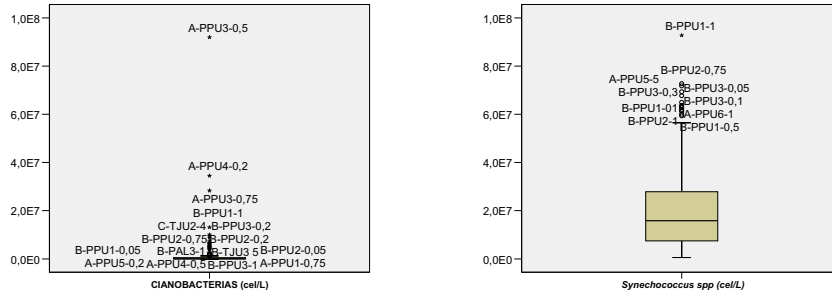


**A2.39b):** Muestras de grupo III. Box-Whisker por clases de fitoplancton (procariotas).

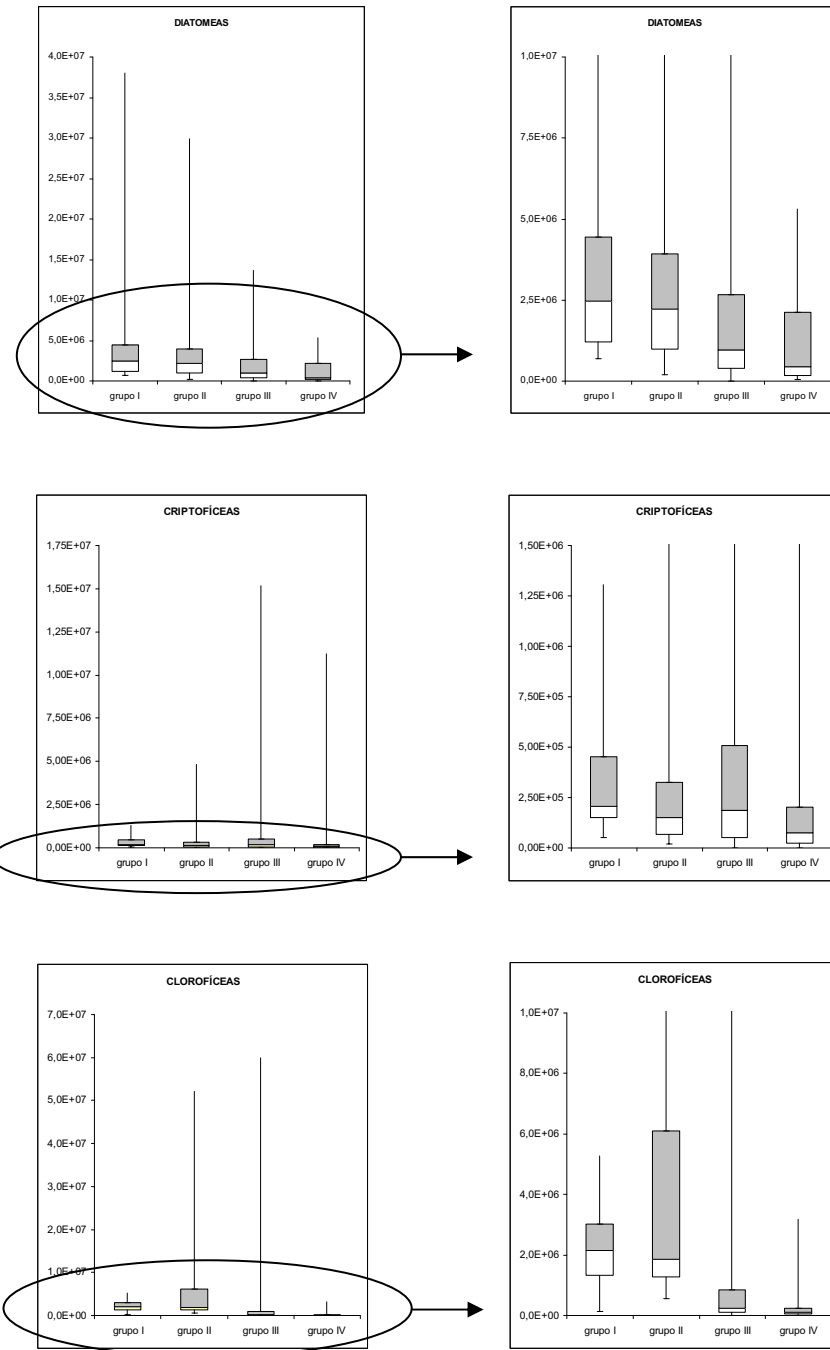
Anexo 2



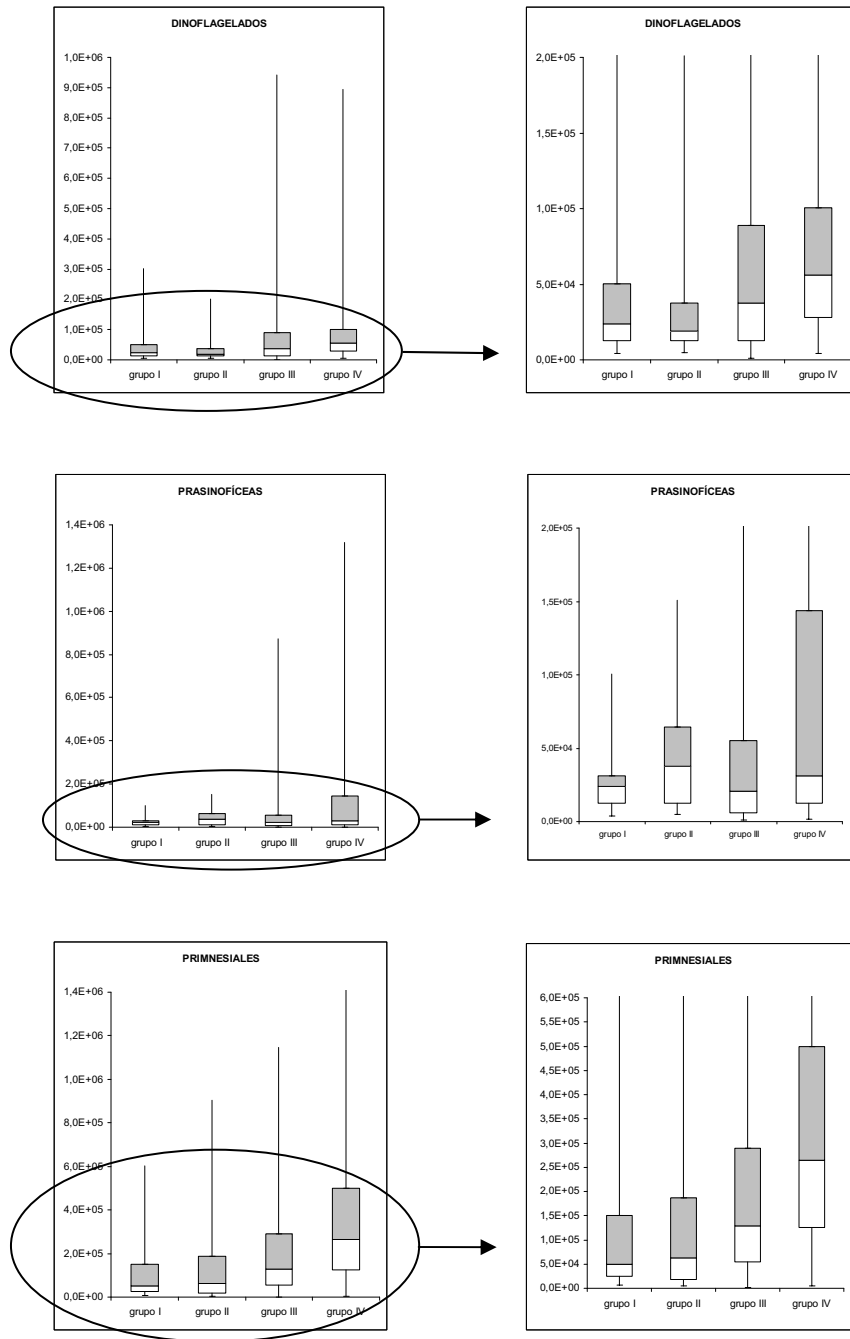
A2.40a): Muestras de grupo IV. Box-Whisker por clases de fitoplancton (eucariotas).



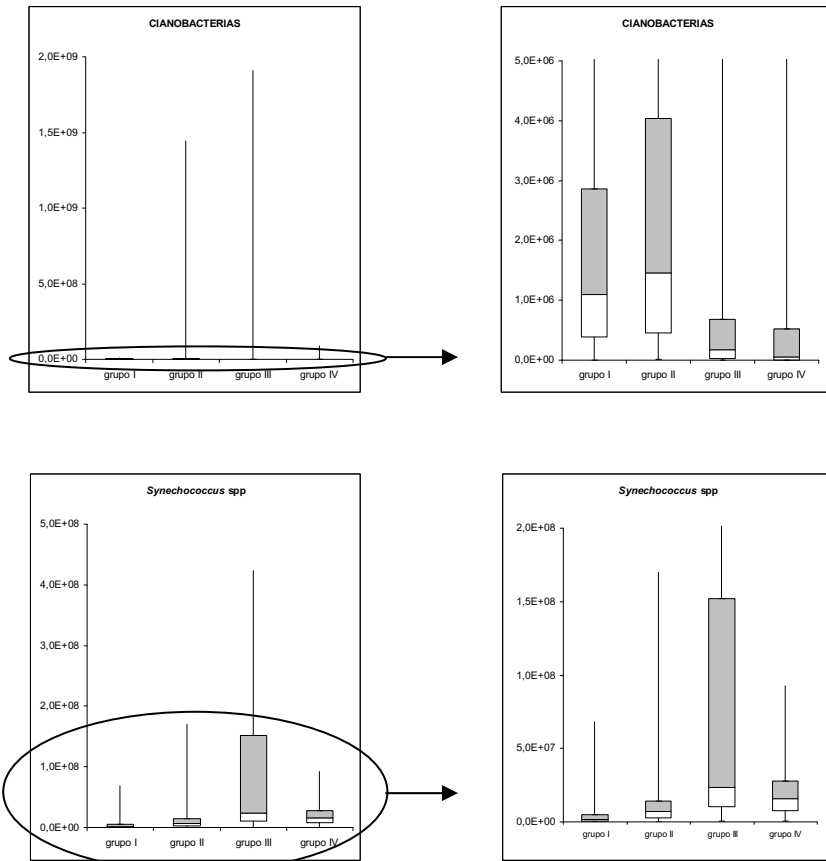
A2.40b): Muestras de grupo IV. Box-Whisker por clases de fitoplancton (procariotas).



A2.41: Box-Whisker por clases de fitoplancton en los grupos I-IV de muestras.



**A2.41 (continuación):** Box-Whisker por clases de fitoplancton en los grupos I-IV de muestras



**A2.41 (continuación):** Box-Whisker por clases de fitoplancton en los grupos I-IV de muestras



## **Anexo 3**





Contents lists available at ScienceDirect

Talanta

journal homepage: [www.elsevier.com/locate/talanta](http://www.elsevier.com/locate/talanta)

## Determination of phytoplankton composition using absorption spectra

R. Martínez-Guijarro<sup>a,\*</sup>, I. Romero<sup>a</sup>, M. Pachés<sup>a</sup>, J.G. del Río<sup>a</sup>, C.M. Martí<sup>a</sup>, G. Gil<sup>a</sup>,  
A. Ferrer-Riquelme<sup>b</sup>, J. Ferrer<sup>a</sup>

<sup>a</sup> Institute for Water Engineering and the Environment [Polytechnic University of Valencia], Camino de Vera s/n 46022 Valencia, Spain

<sup>b</sup> Department of Statistics and Applied Operative Research and Quality [Polytechnic University of Valencia], Camino de Vera s/n 46022 Valencia, Spain

### ARTICLE INFO

#### Article history:

Received 9 May 2008

Received in revised form 18 December 2008

Accepted 22 December 2008

Available online 23 January 2009

#### Keywords:

Absorption spectra  
Phytoplankton classes  
Partial Least Squares  
Phytoplankton pigments

### ABSTRACT

Characterisation of phytoplankton communities in aquatic ecosystems is a costly task in terms of time, material and human resources. The general objective of this paper is not to replace microscopic counts but to complement them, by fine-tuning a technique using absorption spectra measurements that reduces the above-mentioned costs. Therefore, the objective proposed in this paper is to assess the possibility of achieving a qualitative determination of phytoplankton communities by classes, and also a quantitative estimation of the number of phytoplankton cells within each of these classes, using spectrophotometric determination.

Samples were taken in three areas of the Spanish Mediterranean coast. These areas correspond to estuary systems that are influenced by both continental waters and Mediterranean Sea waters. 139 Samples were taken in 7–8 stations per area, at different depths in each station. In each sample, the absorption spectrum and the phytoplankton classes (Bacillariophyceae (diatoms), Cryptophyceae, Chlorophyceae, Chrysophyceae, Prasinophyceae, Prymnesiophyceae, Euglenophyceae, Cyanophyceae, Dynophyceae and the *Synechococcus* sp.) were determined.

Data were analysed by means of the Partial Least Squares (PLS) multivariate statistical technique. The absorbances obtained between 400 and 750 nm were used as the independent variable and the cell/l of each phytoplankton class was used as the dependent variable, thereby obtaining models which relate the absorbance of the sample extract to the phytoplankton present in it. Good results were obtained for diatoms (Bacillariophyceae), Chlorophyceae and Cryptophyceae.

© 2009 Elsevier B.V. All rights reserved.

### 1. Introduction

Phytoplankton is one of the organic components of natural waters and, therefore, phytoplankton diagnosis is important to assess the ecological condition of coastal waters [2].

As explained in Millán-Núñez et al. [8], the light absorption by particulate matter, including phytoplankton in the ocean, is of great significance, since the absorption and dispersion of light cause colouring of the sea. The particle variability allows to determine the attenuation of light, the primary productivity and the biomass of phytoplankton pigments. Moreover, some authors (Yentsch and Phinney [12], Nelson and Prezelin [10], Cleveland [1]) showed that changes in the optical characteristics of masses of water were related to cellular biochemical processes inherent in the consumption of energy by photosynthesis. Many of them concluded that there is a non-linear relationship between the light absorption coefficient by phytoplankton and the chlorophyll

*a* concentration. This relationship is complicated due to phytoplankton properties, such as, size, particles shape and accessory pigments.

Phytoplankton contains pigments (chlorophylls *a*, *b* and *c*, carotenoids and phycobiliproteins) in different proportions; thus, phytoplankton identification on the basis of the absorption spectrum depends on pigment composition in cells. Pigment composition in the chloroplasts provides a way to classify the algae group. For example, coloured chloroplasts in diatoms (Bacillariophyceae) are usually yellow-brown due to xanthophylls, whereas blue-green colours (cyanophytes) are variable, within a range that encompasses from blue-green to red due to phycobiliproteins, phycoerythrins (red) and phycocyanins (blue).

Pigments that form the basis for chemical taxonomical discrimination absorb light in wavelengths in the visible spectrum [9]. Therefore, an alternative way to obtain qualitative information about phytoplankton composition is to analyse samples absorption through the visible spectrum. Qualitative information about phytoplankton classes and photoadaptation is included in such spectrum data, but the key is the interpretation thereof [9]. In general, it is better to interpret or evaluate the spectrum data

\* Corresponding author. Tel.: +34 96 3877616; fax: +34 96 3877618.  
E-mail address: [mmarting@hma.upv.es](mailto:mmarting@hma.upv.es) (R. Martínez-Guijarro).

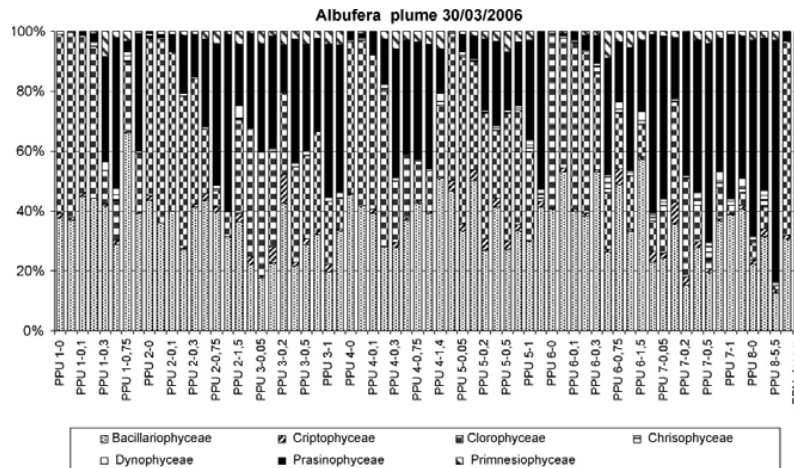


Fig. 1. Phytoplanktonic composition (eukaryota) of the Albufera plume samples.

by means of chemometrics, a branch of chemistry devoted to extracting information from large sets of data.

Furthermore, if the presence of blooms or toxic species of phytoplankton (such as some dinoflagellates) is detected in advance in the phytoplankton population, the harmful effects produced could be mitigated and even prevented [6]. Microscopic examination of water samples is the main method used to detect such toxic groups. Unfortunately, this method is slow, laborious and intermittent. For this reason, optical detection methods and automated methods have been developed to determine the presence of these species in the phytoplankton population in a quick and continuous manner.

Some laboratory works suggest that it is possible to perform group discrimination on the basis of cellular absorption. For example, Johnsen et al. [5] used discriminant analysis to classify the absorption spectrum amongst 31 bloom-formers (which represent the four main groups of phytoplankton with respect to accessory chlorophylls, for example Cl b, Cl c<sub>1</sub> and/or Cl c<sub>2</sub>, Cl c<sub>3</sub> and non-accessory chlorophylls), thereby distinguishing dinoflagellates and toxic prymnesiophytes which contain Cl c<sub>3</sub> from taxa that do not have this pigment.

It could be argued that, if the absorption spectrum of each individual pigment is known, the absorption spectrum of the phytoplankton may be easily reconstructed from the concentration of pigments. However, the relation between pigments concentration and phytoplankton absorption coefficients is not linear, due to the "package effect". This effect is caused by the fact that pigments are not in solution, but rather, packed inside the cells (and in cells inside chloroplasts). The package effect varies with cell size, with intracellular concentration of several pigments and with wavelength. Due to these sources of variation (which depend on environmental factors), it is difficult, if not impossible, to precisely model and predict this effect for natural populations. Given the complexity of this effect, it is expected that neuronal network techniques will make it possible to approach the relation model between pigment concentrations and absorption spectra using current measurements that implicitly take the package effect into consideration.

As explained in Perry and Darling [11], phytoplankton, other particles and chromophoric dissolved organic matter are susceptible to radiometric optical sensors because they absorb, disperse, attenuate and fluoresce light with optical pattern characteristics (models).

Phytoplankton, as a photosynthetic organism, absorbs electromagnetic radiation primarily within the blue, blue-green and red bands of the visible spectrum and absorption coefficient is determined by pigment composition. Because they are particles, phytoplankton disperse light. The manner in which dispersion of the spectrum takes place is dependent on size (of the phytoplankton), composition and absorption spectrum. Other non-algal organic particles, such as bacteria and detritus, are relatively weak absorbers, with the maximum absorption in the UV region. As is the case of phytoplankton, the way in which dispersion of the spectrum takes place is dependent on the size distribution. Suspended sediments generally disperse more than they absorb, although a strong absorption has been observed in mineral sediments, particularly in iron-rich minerals.

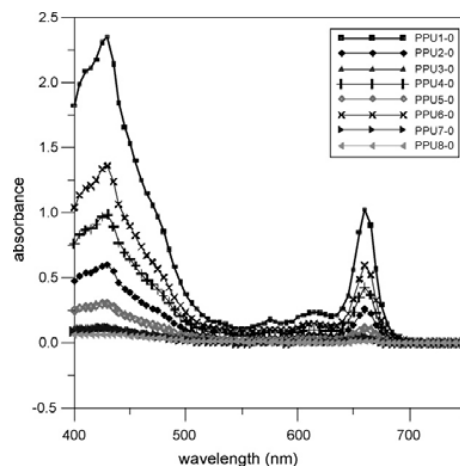


Fig. 2. Absorption spectrum of superficial samples from the Albufera plume.

2. Experimental

2.1. Sampling

The study was performed in three areas of the Eastern coast of Spain. These areas correspond to estuarine systems which are formed when the fresh/brackish waters of the continental systems flow into the Mediterranean Sea. Samplings campaigns were performed on 29 March 2006 at the area called Almenara plume, on 30 March 2006 at the Albufera plume in Valencia and on 17 May 2006 at the Estany plume in Cullera.

Water samples were collected in 2-l polyethylene bottles and 250-ml glass bottles. They were kept refrigerated until arrival at the laboratory, which never took longer than 12 h. A total of 139 samples were collected, corresponding to 7–8 stations per area, and in each station samples were taken at different depths.

2.2. Analytical techniques

Determination of the absorption spectrum was performed on a 90% acetone extract obtained filtering water samples through a cellulose acetate membrane (Millipore 0.45 μm HAWP04700). Subsequently, they were frozen to break the cells and to facilitate the pigments release. Filters with the retained particulate material were introduced in 6 ml of 90% acetone. On this extract absorbance

was determined at 1-nm intervals, at wavelengths between 400 and 750 nm. A 1-cm quartz cuvette and a PerkinElmer Lambda 35 spectrophotometer were used. Absorbance values obtained at 750 nm were subtracted from the values between 400 and 749 nm, in order to eliminate the absorbance which is not caused by the pigments.

In order to analyse phytoplankton communities, epifluorescence microscopic count method was used. Samples contained in a 250-ml glass bottle were fixated with glutaraldehyde until a final concentration of 2%. They were filtered with 0.2-μm membranes (Millipore GTTP), filters were washed with distilled water to eliminate the retained salt and, subsequently, they were dehydrated with successive washes with 50%, 80%, 90% and 99% ethanol. Each dried filter was placed onto a drop of immersion oil in the centre of a slide and two more drops were added on the top side of the filter. Finally, a coverglass was placed on the top of the filter [3]. Phytoplankton counts were performed by epifluorescence microscopy with a Leica DM2500, using the 100×-oil immersion objective. A minimum of 300 cells was counted and at least 100 cells of the species or genera more abundant were counted with an error lower than 20% [7].

2.3. Statistical techniques

Statistical technique called PLS (Partial Least Squares) was used for the multivariate analysis of the experimental data obtained [4]. To develop the model that relates absorbances to phytoplankton

Table 1  
PLS results of model 1 and model 2 with X filtered variables (OSC).

A	R <sup>2</sup> X	R <sup>2</sup> X(cum)	Eigenvalues	R <sup>2</sup> Y	R <sup>2</sup> Y(cum)	Q <sup>2</sup>	Limit	Q <sup>2</sup> (cum)	Significance	Iterations
Model 1										
0	Cent			Cent						
1	0.878	0.878	81.70	0.369	0.369	0.303	0.05	0.303	R1	3
2	0.0788	0.957	7.33	0.026	0.395	0.00295	0.05	0.305	R2	9
3	0.0123	0.969	1.14	0.036	0.431	-0.0144	0.05	0.295	R2	25
Model 2 (OSC)										
0	Cent			Cent						
1	0.999	0.999	92.9	0.373	0.373	0.303	0.05	0.303	R1	2
2	0.000452	1	0.0421	0.0608	0.434	0.0545	0.05	0.341	R1	9
3	9.05e-005	1	0.00842	0.0806	0.515	0.0832	0.05	0.396	R1	11

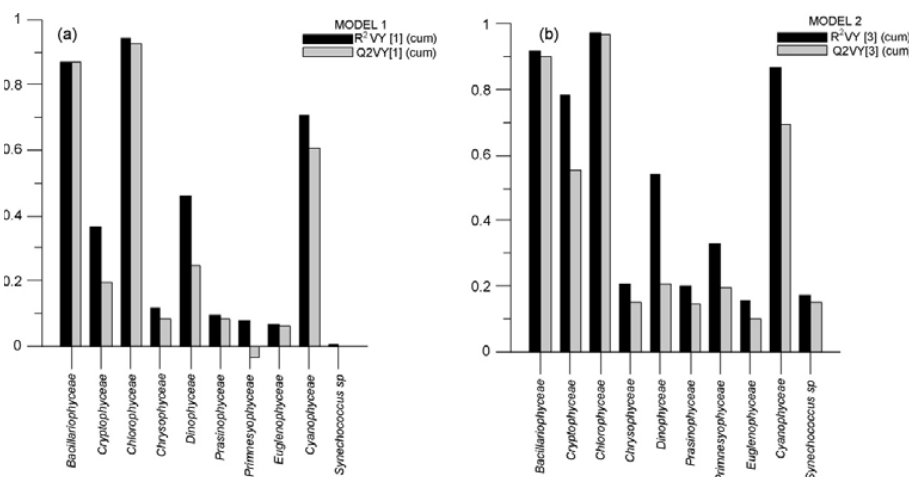


Fig. 3. Statistical adjustment (R<sup>2</sup>) and prediction capacity (Q<sup>2</sup>) for each individual responses. (a) Model with 1 component; (b) model with 3 components (OSC filter).

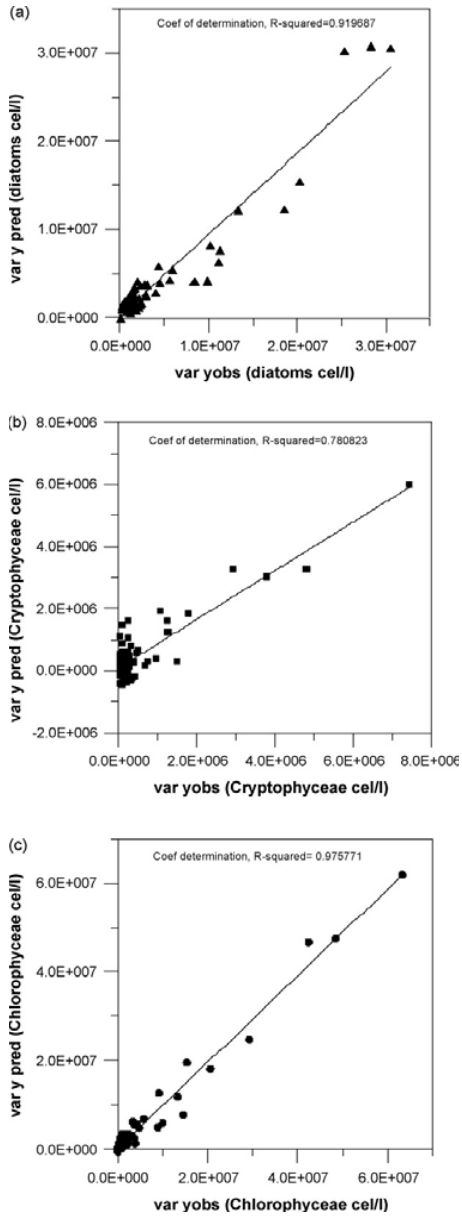


Fig. 4. Graphical representation of the observed values versus the predicted values from model 2 with samples used for the adjustment of the model. (a) Diatoms (Bacillariophyceae); (b) Cryptophyceae; (c) Chlorophyceae.

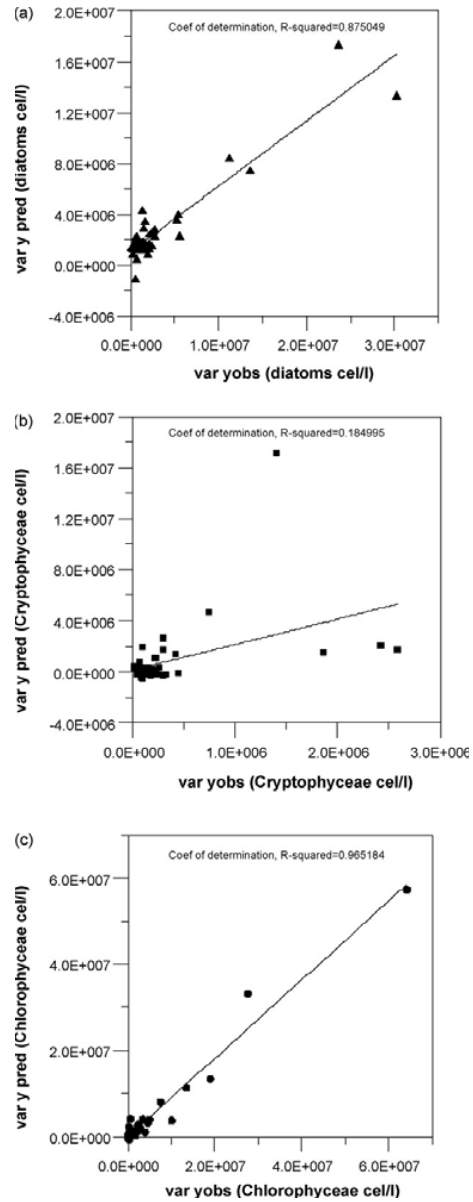


Fig. 5. Graphical representation of the observed values versus the predicted values from model 2 for an external group of samples. (a) Diatoms (Bacillariophyceae); (b) Cryptophyceae; (c) Chlorophyceae.

classes, 2/3 of the total number of samples (139) were used to fit the model, and the remaining one-third of samples (46) were used to validate it. Even though the statistical programme used, SIMCAP 9.0, makes an internal estimation of the model prediction ability by means of “cross-validation”, the only way to be absolutely sure regarding a model prediction ability is to make external predictions, that is, to make predictions for an independent system of observations.

After developing this first model, a second model was developed which made it possible to verify that the results improved when a filter called OSC (Orthogonal Signal Correction) was applied to the X variables (absorbances). The purpose of this method was to correct the matrix of X data by removing the information that was orthogonal to the Y response matrix, that was, the information which was not related to the response of interest. This preliminary pre-processing method was jointly applied to all the spectra in the calibration set. Subsequently, the correction made on the X matrix was applied to the external set of data in order to verify the true prediction ability of the model built from the corrected data.

### 3. Results and discussion

At the three sampled areas, it was found that the closest stations to the continental water outflow exhibited a vertical salinity and chlorophyll *a* gradient, due to freshwater surface layer present in those stations. This layer was not very thick; in most cases it was less than 40 cm thickness, for that reason practically all the samples analysed were saline ( $36.84 \pm 1.68$  g/kg) (salinity and chlorophyll *a* data are not showed).

Samples had a phytoplankton composition with a high content of diatoms, Prasinophyceae and Chlorophyceae as compared to the rest of eukaryotes cells, as it is shown in Fig. 1 for the Albufera plume. Although we have not included prokaryotes (colonial Cyanophyceae and *Synechococcus* genus) in Fig. 1, it is worth mentioning that at the Albufera plume area there are Cyanophyceae which are not present in the other two areas.

Absorption spectra of the pigment-containing extracts in each sample had a similar shape, with peaks at 440 and 664 nm, which correspond to chlorophyll *a*, the main pigment present in phytoplankton cells. An example is shown in Fig. 2 for the Albufera plume. Differences should be studied in the accessory pigments (chlorophylls *b* and *c*, carotenoids, etc.); for that reason the area between 400 and 500 nm would have to be enlarged, since these pigments maximum absorption peaks are in this region.

A first model that related the absorption spectra of the sample extract to phytoplankton composition (model 1) was developed. Subsequently, in order to improve the results obtained with model 1, a second model was developed, but in this case the OSC filter was applied to the X variables (absorbances).

To decide the adequate number of components for model 1, it must be taken into account the general model fit, which is defined by parameter  $R^2$ , and the prediction ability thereof, which is defined by parameter  $Q^2$ . Table 1 shows that the eigenvalue of the first component (81.7) is greater than the one from the other two components; furthermore,  $Q^2$ (cum) values decrease for the third component and, consequently, the model ability prediction. Also, when components 2 and 3 are used, the increase in  $R^2$  is very small. For all these reasons, it is sufficient to use only one component in this model. Results obtained with model 1 are shown in Fig. 3a, where it can be observed that very good results for the individual model responses for phytoplankton classes are achieved for diatoms (Bacillariophyceae), Chlorophyceae and Cyanophyceae, both in terms of the model fit ( $R^2$ ) and its ability to predict these phytoplankton classes content ( $Q^2$ ). However, results for Cyanophyceae were discarded because the presence of this class

was only significant in samples from the Albufera plume area, whereas in the remaining samples most of the Cyanophyceae values were equal to the technique detection limit.

As previously discussed, model 2 was obtained by applying the OSC filter to the X variables previous to performing the PLS analysis. Results obtained with this model improve the former. Table 1 shows that eigenvalue of the first component (92.9), as was the case with model 1, is very large by comparison to the following ones. In this case, it was decided to use three components because, in addition to taking into consideration the  $R^2$  and  $Q^2$  values (Table 1), this was the number of components that led to the best individual response results. Fig. 3b shows that this model produced adequate results also for Cryptophyceae.

Fig. 4 shows diatoms, Cryptophyceae and Chlorophyceae values predicted with model 2 against the real contents of the samples. In this figure, it can be observed that good predictions were obtained, since the  $R^2$  of the linear fit between predicted and real values was 0.9197 for diatoms, 0.7808 for Cryptophyceae, and 0.9758 for Chlorophyceae.

Once obtained model 2, it was validated by means of the external set of samples, which were used to make predictions of the phytoplankton content. As in the case of the calibration set, the OSC filter was first applied to the absorbances. This set corresponded to one-third of the total samples taken, which were not used for the model fit. Prediction results for these samples can be seen in Fig. 5. In this case, good predictions were still obtained for diatoms and Chlorophyceae, but not for Cryptophyceae (Fig. 5a–c, respectively), since the predicted values obtained were not acceptable.

### 4. Conclusions

In this paper, the absorption spectra of the sample extracts led to good results in determining of diatoms and Chlorophyceae content. An acceptable model was also obtained for Cryptophyceae, although in this case, in order to obtain good results, the absorbance values must be processed prior to applying the multivariate statistical technique. Phytoplankton classes for which good results were not obtained were due to either they had a limited presence in most of the samples studied or they had low pigments cellular quota.

In order to improve this work, a study should be performed on samples with different phytoplankton abundance and composition to the samples already studied, since it is possible that the majority presence of certain classes makes it difficult to determine other classes with type and pigments content that have overlapping or masking spectra.

Phytoplankton determination through extract samples absorption spectra is a simple and cheap method that, albeit having limitations, may be used to complement microscopic counts.

### Acknowledgements

This research work has been supported by the Regional Ministry of the Environment, Water, Urban Planning and Housing.

### References

- [1] J.S. Cleveland, J. Geophys. Res. 100 (7) (1995) 13333–13344.
- [2] V.V. Fadeev, D.V. Maslov, D.N. Matorin, R. Reuter, T.I. Zavyalova, 2000. Some peculiarities of fluorescence diagnostics of phytoplankton in coastal waters of the Black sea. Available in: <http://las.physik.uni-oldenburg.de/eProceedings/vol01.1/01.1.fadeev1.pdf> [checked 13-04-2007].
- [3] R. Fournier, in: A. Sournia (Ed.), Phytoplankton Manual. Monographs on oceanographic Methodology, Unesco, 1978, pp. 197–201.
- [4] P. Geladi, B.R. Kowalski, Anal. Chim. Acta 185 (1986) 1–17.
- [5] G. Johnsen, O. Samset, L. Granskog, E. Sakshaug, Mar. Ecol. Prog. Ser. 105 (1994) 149–157.

## Author's personal copy

R. Martínez-Guijarro et al. / *Talanta* 78 (2009) 814–819

819

- [6] G.J. Kirkpatrick, D.F. Millie, M.A. Moline, O. Schofield, *Limnol. Oceanogr.* 45 (2) (2000) 467–471.
- [7] J.W.G. Lund, G. Kipling, E.D. Le Cren, *Hydrobiologia* 11 (2) (1958) 143–170.
- [8] E. Millán-Núñez, M.E. Sieracki, R. Millán-Núñez, J.R. Lara-Lara, G. Gaxiola-Castro, C.C. Trees, *Deep-Sea Res. II* 51 (2004) 817–826.
- [9] L. Moberg, B. Karlberg, K. Sørensen, T. Källqvist, *Talanta* 56 (2002) 153–160.
- [10] N.B. Nelson, B.B. Prezelin, *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 94 (1993) 217–227.
- [11] M.J. Perry, I.C. Darling, 2003. Optical sensors. Available in: [http://www.geoprosse.com/ALPS/white\\_papers/perry.doc](http://www.geoprosse.com/ALPS/white_papers/perry.doc) [checked 22-03-2007].
- [12] C.S. Yentsch, D.A. Phinney, *Limnol. Oceanogr.* 34 (1989) 1694–1705.



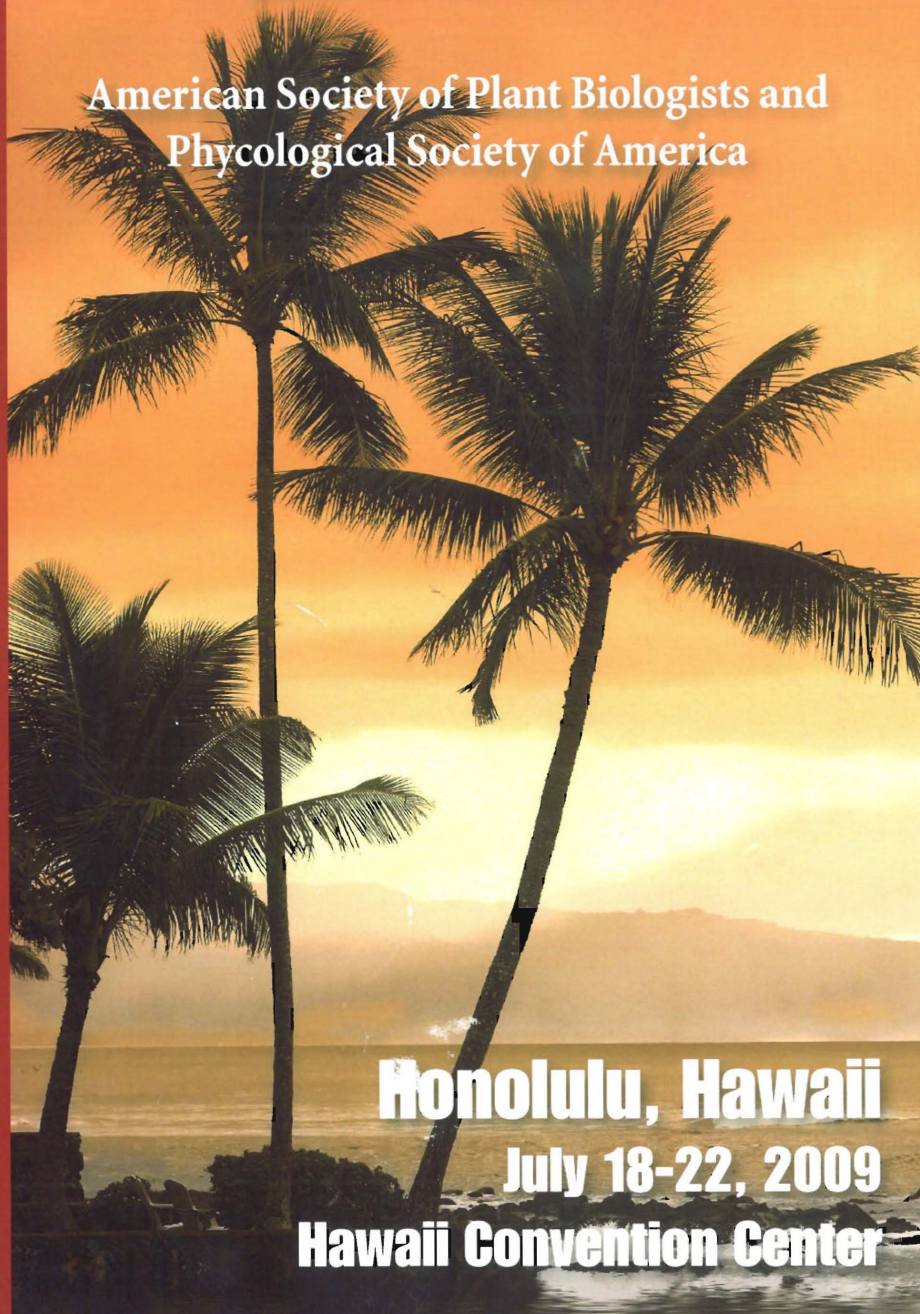
**Plant Biology 2009**

# Final Program

JOINT ANNUAL MEETING

American Society of Plant Biologists and  
Phycological Society of America

**Honolulu, Hawaii**  
**July 18-22, 2009**  
**Hawaii Convention Center**





# Plant Biology 2009 Final Program



Phycological  
Society of America

*Final program and abstracts of symposia, plenaries,  
minisymposia, talks, and poster presentations at  
Plant Biology 2009*

**Joint Annual Meetings of the  
American Society of Plant Biologists  
and the Phycological Society of America**

*Hawaii Convention Center, Honolulu, Hawaii*  
*Saturday July 18 thru Wednesday July 22, 2009*



show that the wild-type *PALM1* gene complemented the *palm1* leaf mutant phenotype. The conversion of the trifoliolate wild-type leaves into palmate pentafoioliate leaves in the mutant suggests that the *M. truncatula* leaf form can be modulated by *PALM1* possibly through regulation of the expression of the *SINGLE LEAFLET1 (SGL1)*, which we show previously encodes the *M. truncatula* *LFY* ortholog. We will discuss these results and a genetic model of compound leaf development in *M. truncatula*

(a) Plant Biology Division, The Samuel Roberts Noble Foundation, Ardmore, OK 73401, USA (b) USDA-ARS-PSEERU, Department of Agronomy, Kansas State University, Manhattan, KS 66506, USA (c) IBMCP, Consejo Superior de Investigaciones Cientificas-Universidad Politecnica de Valencia, 46022 Valencia, Spain (d) Institut des Sciences du Vegetale, CNRS, 91198 Gif sur Yvette cedex, France

## SESSION P69 – WATER RELATIONS

### P69001 Effects of short-term salt stress by the application of the concentrated deep seawater on phloem transport and quality of tomatoes

Araki, Takuya-presenter araki@agr.kyushu-u.ac.jp(a) Wajima, Takahiro (b) Kitano, Masaharu (a)

" Suitable application of the concentrated deep seawater for the high quality production was examined by analyzing phloem transport. Tomato plants (*Lycopersicon esculentum* Mill.) were grown by soil-less culture with non-woven fabric system, where short-term salt stress was induced for just two weeks at the stage of rapid fruit growth by adding the concentrated deep seawater to the standard nutrient solution (electric conductivity (EC), 1.2 dS m<sup>-1</sup>) to increase EC by 13.5 dS m<sup>-1</sup>. A heat-ring method was applied to the tomato pedicel to evaluate phloem fluxes of sap and soluble solids and concentrations of soluble solids in the phloem sap, and effect of the short-term application of the concentrated deep seawater was analyzed with special reference to osmoregulation in the phloem transport to tomato fruits. Although fresh weight of the fruits was restricted by salt stress, dry matter ratio of the fruits was increased. Soluble solid concentration and flux in the phloem sap was accelerated not only during the short-term salt stress but also after the removal. Concentrations of Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, and Mg<sup>+</sup> in the phloem sap were also enhanced by the concentrated deep seawater. From these quantitative analyses of the phloem transport to tomato fruits, it was verified that the short-term application of the concentrated deep seawater at the stage of rapid fruit growth can induce the osmoregulation in the phloem transport to fruits and produce the high quality tomatoes enriched with sugar and minerals."

(a) Kyushu University (b) Prefectural University of Kumamoto

### P69002 Estimation of transpiration rates during table grapes rachis development

Varela-Ovalle, Jose I-presenter jivarela@uc.cl(a) Bahamonde-Miguel, Diego I (a) Defilippi, Bruno G (b,d) Campos-Vargas, Reinaldo (c,d) Perez-Donoso, Alonso G (a)

"The rachis is the stem-like structure that holds the berries in a grape cluster (*Vitis vinifera*). The browning of the rachis is a major problem seen during table grape cold storage and transport overseas that has been attributed mainly to water loss. We developed a novel methodology to estimate the epidermal diffusive (i.e., stomatal and cuticular) and aerodynamic resistances for water vapor and to study transpiration rates from the rachis surface during its development. The method is based on establishing the energy budgets of three pieces from the same grape cluster that are treated so as to be under different evapo-transpirative conditions. The grape cluster pieces were placed inside a small wind tunnel and high frequency temperature measurements were taken at the rachis surfaces to characterize sensible heat and latent heat (evapo-transpiration) energy flux densities at different horizontal wind speeds. Relative water contents of the rachis samples were also determined before and after exposing the cluster pieces to wind. Preliminary results indicate that water vapor transference from the rachis of cv. Red Globe is highly dependent on wind speed, and that epidermal resistances increase rapidly as the wind speed reaches values close to 0.6 ms<sup>-1</sup>, perhaps revealing a biological regulation mechanism similar to the stomatal closure control present in leaves. FONDECYT 1085025."

(a) Pontificia Universidad Catolica de Chile (b) Instituto de Investigaciones Agropecuarias (c) Universidad Nacional Andres Bello (d) Plant Cell Biotechnology Millennium Nucleus

### P69003 Temporal variations of *Ostreococcus* blooms in the surf zone of Valencian Coast (Mediterranean)

Paches, Maria-presenter mapacqi@upvnet.upv.es(a) Gonzalez del Rio, Julio (a) Martinez-Guijarro, Remedios (a) Romero, Inmaculada (a)

"Here are presented the results from phytoplankton counts carried out in the surf zone of Valencian coast for Water Frame Directive. With regard to the *Ostreococcus* spp. counts were made by epifluorescence after dehydrating the membrane. Results belong to 65 sampling stations that have been established along the coast line. Data are from the sampling campaigns carried out from August 2005 to July 2006. From the results obtained it can be appreciated that: During the sampling period, in most of the stations, blooms of *Ostreococcus* spp. occurred. Temporal patterns are quite irregular, although it is worth emphasizing between them that in most of the sampling stations a bloom of *Ostreococcus* spp. was detected in December, periods when *Ostreococcus* spp. reaches in some of the stations up to 40x10E6 cel/l and dominates the eukaryotic population with percentages higher than 95%. In several stations this peak accompanies another of similar significance in March. This March s bloom, although it is detected in fewer stations, sometimes reaches cellular densities higher than December, with a maximum of 35x10E6 cel/l. Although in most of the stations this picoeukaryotic bloom disappears between the two peaks (December-March) there are a few stations that keep significant values between them and in some, bloom events occur even from November to April. There are stations where blooms are different from the general patterns with significant increases (even peaks) during springtime (April-May) and even in some of them, proliferations have been detected in summer months, especially in August, although significant values have been also detected in June and July. From April to October, despite these peaks, cellular densities are lower and never exceed the value of 10x10E6cel/l. "

(a) Institute for Water Engineering and the Environment-Polytechnic University of Valencia

### P69004 Determination of phytoplankton communities composition using visible spectroscopy and their relation with epifluorescence microscopic counts.

Martinez, Remedios-presenter mmarting@hma.upv.es(a) Romero, Inmaculada (a) Paches, Maria (a) Gonzalez del Rio, Julio (a)

"Characterisation of phytoplankton communities in aquatic ecosystems is a costly task in terms of time, material and human resources. The aim of this poster is to fine-tune a technique through spectrophotometry that reduces these costs doing absorption spectra measurements. This new technique would not replace microscopic counts but would complement them. Phytoplankton communities analyses were done by the epifluorescence microscopic count method. Absorption spectra were carried out using a UV-VIS spectrophotometer equipped with an integrating sphere. Each water sample was filtered through a Whatman GF/F membrane, placed on a Petri plate and kept at -20 grade C. On the membrane, absorbance was determined at 1-nm intervals at wavelengths between 400-750nm. After that, the membrane is wet with warm methanol in order to eliminate pigments. Optical density was analysed again on the same membrane as it was done before. A multivariate statistical technique (PLS) between phytoplankton counts and absorption spectra was done finding high correlation between them. Thus, the models obtained (one per each phytoplankton class) could be used in a future to speed up phytoplankton counts. From each water sample, absorption spectra could be done,

introducing data into models, getting results and, depending on these, deciding on the need or not of doing phytoplankton counts. "

(a) *Institute for Water Engineering and the Environment-Polytechnic University of Valencia*

**P69005 Light sensitivity of shoot hydraulic conductance of temperate deciduous tree species**

Aasamaa, Kroot-presenter kroot.aasamaa@emu.ee(a) Sober, Anu (b)

"Shoot hydraulic conductance of several temperate deciduous tree species was measured in different light conditions. It was found that the hydraulic conductance is sensitive to light intensity and wavelength. Under high intensities of white or blue light, shoot hydraulic conductance was up to two times higher in slow-growing species and up to 20% higher in fast-growing species, as compared to the conductance in darkness. High red light increased the conductance of all the species about by 1/3 less than white and blue light. The effect of the lights was also significant under low light intensities. And changes in low light intensity were more efficient to the hydraulic conductance than changes in high light. Under half-maximum intensities of the lights, the hydraulic conductance was almost equal to the conductances measured under maximum intensities of the lights. Same results were got by two different methods of hydraulic conductance measurement - by high pressure flow method, and by Scholander pressure chamber method that includes holding the shoot in darkness during the measurement about ten minutes. The species with high sensitivity of shoot hydraulic conductance to light were also characterised with high sensitivity of xylem hydraulic conductance to xylem sap ion concentration, and with high stomatal sensitivity to changes in light intensity, in atmospheric carbon dioxide concentration and in atmospheric humidity. It was concluded that: 1. phytochromes are important in mechanism of the light sensitivity; 2. the methods that include some minutes of darkness periods are also suitable for studying the light effect; 3. high sensitivity of hydraulic conductance to light intensity could be also included to set of characteristics of conservative water use strategy."

(a) *Estonian University of Life Sciences, Institute of Forestry and Rural Engineering* (b) *University of Tartu, Institute of Ecology and Earth Sciences, Department of Botany*

**P69006 Hydraulic properties of xylem in seasonal stems of hops (*Humulus lupulus* L.)**

Gloser, Vit-presenter VitGloser@sci.muni.cz(a) Balaz, Milan (a)

Herbaceous vines represent a group of plants where transport efficiency and cavitation safety need to be particularly well balanced. Long stems of vines usually supply water to large leaf area on shoot but are also highly vulnerable to embolism. We explored properties of xylem in stems of hop plants that are only 8 to 12 mm thin and serve to rapid water transport along shoot axis up to 12 m long. We examined hydraulic conductance along the stem axes and analyzed anatomical traits that are responsible for its variation. The diameter of xylem vessels varied from 20 to 130 micrometers. More than 40% of conduits were shorter than 5 cm but some vessels reached 50 cm. Relatively small decrease of conductance along the stem that we found could be possibly explained by continuous presence of small number of long vessels with big internal diameter that provided high transport capacity. Relationships between the mean dimensions of vessels and their vulnerability to embolism are also presented.

(a) *Masaryk University, Institute of Experimental Biology*

**P69007 The role of stomatal density in governing growth and competitive interactions in relation to water stress: experimental observations with *Arabidopsis***

Ferrero-Serrano, Angel-presenter anx0@liv.ac.uk(a) Mortimer, Martin (a) Hartwell, James (hartwell@liverpool.ac.uk,a)

"Stomata allow atmospheric carbon dioxide to reach the plant's mesophyll for photosynthetic fixation. Stomatal aperture is a compromise between conservation of water and the optimization of CO<sub>2</sub> fixation. We studied *Arabidopsis thaliana* as a model system to examine the effect of stomatal density on individual plant growth, and within populations. The stomatal density and distribution mutant 1-2 (*sdd1-2*) mutant line which shows increased stomatal density, was compared with wild type under well watered and water limited conditions. We aimed to address two questions: i) does increased stomatal density translates into a differential photosynthetic CO<sub>2</sub> fixation, leading to increased growth (RGR)? And if so: ii) how does this differential growth affect plant-plant interactions? Results suggest, that despite the fact that the relative water content under both water regimes remained constant, CO<sub>2</sub> assimilation rates were similar for both genotypes under high water conditions, but reduced in *sdd1-2* under water limitation. Consequently, water use efficiency was significantly reduced by water stress. As a result, higher vegetative RGR's were recorded under well-watered regimes the wild type exceeding the mutant, whereas both genotypes established a similar pattern of growth under water limitation. Under this water regime, the root:shoot biomass ratio of the wild type was significantly increased, but did not alter in *sdd1-2*. Studies of intra-genotypic competition using a plant biomass-density model, revealed that vegetative biomass was more sensitive to density under the high water regime in both genotypes. Contrastingly in terms of reproductive biomass, *sdd1-2* mutants under well watered conditions showed the lowest yield in comparison to other genotype-water regime combinations. "

(a) *University of Liverpool*

**P69008 The role of ethylene-induced tyloses in canopy hydraulic failure of mature walnut trees afflicted by apoplexy disorder**

McElrone, Andrew J-presenter ajmcelrone@ucdavis.edu(a,b) Grant, Joseph A (c) Kluepfel, Daniel (a)

"In the Central Valley of California, mature walnut trees afflicted with apoplexy disorder exhibit rapid and complete canopy defoliation within a few weeks of symptom initiation. Symptoms are typically found throughout the entire canopy and are initially expressed as scorching and chlorosis of leaflet edges. The cause of apoplexy disorder is unknown, so we set out to elucidate the water relations physiology underlying this condition. Leaf water potentials ( $\Psi_s$ ) on healthy, asymptomatic trees remained high throughout the growing season while those of afflicted trees decreased significantly with the onset of symptoms.  $\Psi_s$  were significantly reduced in the lower, middle, and upper portions of the symptomatic canopies compared to those from healthy trees. Sap flow velocities measured in the main trunk at three radial depths consistently plummeted with the onset of symptoms. Hydraulic conductivity (K<sub>x</sub>) of symptomatic branches was dramatically lower than that of healthy branches, however, shallow root K<sub>x</sub> did not differ between trees. This finding suggested that hydraulic failure was isolated to the canopy of these grafted trees. Light and scanning electron microscopy of stem and trunk sapwood xylem revealed significant tylose development in vessels of symptomatic trees, which was later linked to increased ethylene production in the active sapwood. Continued work is planned to determine the cause of increased ethylene and tylose production that lead to apoplexy symptoms."

(a) *USDA-ARS, Crops Pathology and Genetics Research Unit Davis, CA 95616* (b) *Department of Viticulture and Enology, University of California, Davis, CA 95616* (c) *Department of Plant Sciences, University of California, Davis CA 95616*



Martínez-Cujarro R, Romero I, Pachés M, González del Río J.  
Institute for Water Engineering and the Environment.  
Polytechnic University of Valencia  
Valencia, Spain



Figure 1: Sampling points along Valencian littoral

## INTRODUCTION

Phytoplankton is one of the organic components of natural waters and therefore phytoplankton diagnosis is important to assess the ecological condition of coastal waters.

The light absorption by particulate matter, including phytoplankton in the ocean, is of great significance, since the absorption and dispersion of light causes colouring of the sea. The particle variability allows to determine the attenuation of light, the primary productivity and the biomass of phytoplankton pigments. Moreover, some authors showed that changes in the optical characteristics of masses of water were related to cellular biochemical processes inherent in the consumption of energy by photosynthesis.

Characterisation of phytoplankton communities in aquatic ecosystems is a costly task in terms of time, material and human resources. The aim of this poster is to fine-tune a technique through spectrophotometry that reduces these costs doing absorption spectra measurements. This new technique would not replace microscopic counts but would complement them.

A multivariate statistical technique (PLS) between phytoplankton counts and absorption spectra was done finding high correlation between them. Thus, the models obtained (one per each phytoplankton class) could be used in a future to speed up phytoplankton counts.

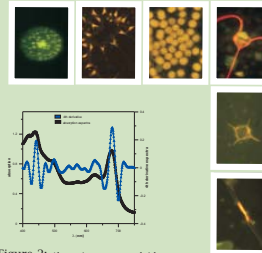


Figure 2: Absorption spectra and 4th derivative absorption spectra of the same sample

## MATERIALS AND METHODS

The study was performed in five areas of the Eastern coast of Spain (Figure 1). Three of these areas correspond to estuarine systems which are formed when the fresh/brackish waters of the continental systems flow into the Mediterranean Sea. The other two areas are continental ecosystems strongly influenced by marine waters called transition zones and correspond to the mouth of the river Júcar and the Estany Gran of Cullera. So, on this 5 areas will influence both continental waters and the Mediterranean Sea. Phytoplankton communities' analyses were done by the epifluorescence microscopic count method. Absorption spectra were carried out using a UV-VIS spectrophotometer equipped with an integrating sphere (Figure 2). Each water sample was filtered through a Whatman GF/F membrane, placed on a Petri plate and kept at -20°C. On the membrane, absorbance was determined at 1 nm intervals at wavelengths between 400-750 nm. After that, the membrane was wet with warm methanol in order to eliminate pigments. Optical density was analysed again on the same membrane as it was done before.

## RESULTS AND DISCUSSION

Samples were classified into 4 groups according to their salinity:

In group I, formed by freshwater samples (salinity <2,5 g/Kg), 3 continental origin classes can be modelled: Diatoms, Cryptophyceae and Chlorophyceae (Figure 3).

In group II, formed by freshwater samples with marine influence (salinity 6-20 g/kg), good models can not be achieved for the continental origin classes diatoms and Cryptophyceae, but it can be for Chlorophyceae. Due to the marine influence, marine origin classes, like Prymnesiophyceae and Dinoflagellates (Figure 4), can be modelled.

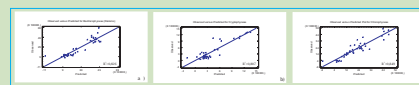


Figure 3: Cellular densities observed versus predicted samples from group I for: a) diatoms, b) Cryptophyceae, c) Chlorophyceae

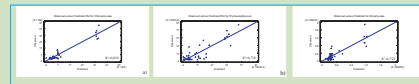


Figure 4: Cellular densities observed versus predicted samples from group II for: a) Chlorophyceae, b) Prymnesiophyceae, c) Dinoflagellates

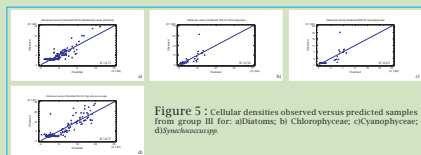


Figure 5: Cellular densities observed versus predicted samples from group III for: a) diatoms, b) Chlorophyceae, c) Cyanophyceae, d) *Synchococcus* spp.

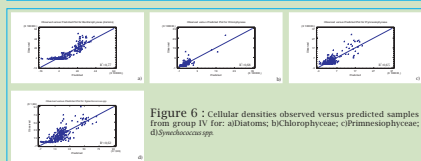


Figure 6: Cellular densities observed versus predicted samples from group IV for: a) diatoms, b) Chlorophyceae, c) Prymnesiophyceae, d) *Synchococcus* spp.

In group III, formed by salty waters with continental influence (salinity 21-35 g/kg), good results can be obtained for the phytoplanktonic classes of continental origin, Chlorophyceae and Cyanobacteria. In the case of Chlorophyceae, it is observed how the R<sup>2</sup> from the prediction decrease with regard to the ones obtained in the groups I and II with/in fresh waters. Besides it has been achieved an acceptable model of Cyanobacteria owing to the greater number of samples from Albufera's zone in group III and that Cyanobacteria have a greater presence in this waters. Again, a good model is obtained for *Synchococcus* spp., but the higher cellular density of this prokaryote is not due to a larger marine influence on the samples, as it is due to the fact that the samples from Estany's zone have a growth in the population in seasonal stages of hypoxia/anoxia (Figure 5).

Group IV is composed by brackish waters (salinity > 35 g/Kg) without practically any continental influence. Even though the marine origin of this samples, an acceptable Chlorophyceae model is achieved, but as it occurred in group III the R<sup>2</sup> from the prediction are lower than in group I and II. The remaining classes that can be at least modelled in an acceptable way have marine origin diatoms, Prymnesiophyceae and *Synchococcus* spp. (Figure 6).

## ACKNOWLEDGEMENTS

This research work has been supported by the CONSELLERIA DE TERRITORI I HABITATGE as part of the work belonging to the Water Framework Directive, and by the project "Caracterización del Estado Ecológico de Zonas Litorales con Influencia Continental en la Comunidad Valenciana" (PAID-06-07-3192-UPV).



## CONCLUSIONS

-In freshwater samples good models are achieved for phytoplanktonic classes with continental origin.

-In brackish water samples models obtained are, at least, acceptable for phytoplanktonic classes with marine origin.

-Factors as cellular densities, abundance percentages for each phytoplankton class with regard to the rest and cellular quota of the pigment influence in obtaining the statistical model.

-The presence of determine classes can shadow the others with lower cellular densities or less abundance percentages.

