

UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA



TESINA DE MÁSTER

**EVOLUCIÓN DE UN ACUARIO DE 400 M³ QUE REPRODUCE UN
ECOSISTEMA CORALINO : SEGUIMIENTO DE PARÁMETROS
FISICOQUÍMICOS Y BIOLÓGICOS DURANTE SU FASE DE
MADURACIÓN**

FRANCISCO OTERO FERRER

Las Palmas de Gran Canaria, 2001

MASTER UNIVERSITARIO INTERNACIONAL EN ACUICULTURA
Las Palmas de Gran Canaria, España 2001

**EVOLUCION DE UN ACUARIO DE 400 m³ QUE REPRODUCE UN
ECOSISTEMA CORALINO: SEGUIMIENTO DE PARÁMETROS FISICO-
QUIMICOS Y BIOLÓGICOS DURANTE SU FASE DE MADURACION**

FRANCISCO OTERO FERRER

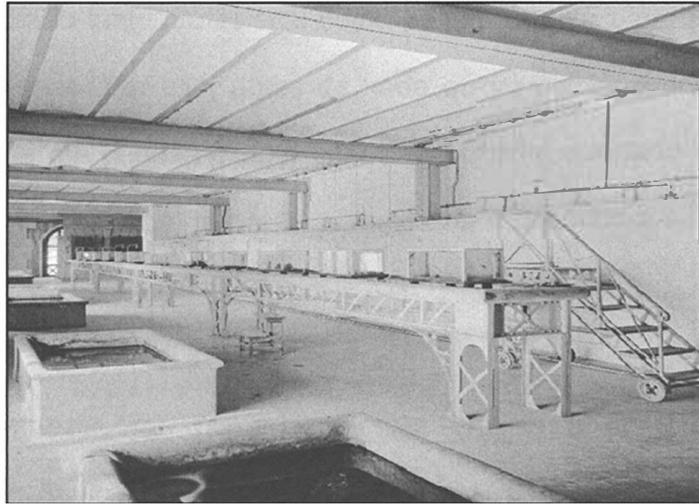
**EVOLUCION DE UN ACUARIO DE 400 M³ QUE REPRODUCE UN
ECOSISTEMA CORALINO: SEGUIMIENTO DE PARAMETROS FISICO-
QUIMICOS Y BIOLÓGICOS DURANTE SU FASE DE MADURACION**

FRANCISCO OTERO FERRER

Trabajo realizado en el Museo Oceanográfico de Mónaco, Mónaco, bajo la codirección de la Dra. Lucía Molina Domínguez y la Dra. Nadia Ounaïs.

Y presentado como requisito parcial para la obtención del Título de Máster Universitario Internacional en Acuicultura, otorgado por la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), el Instituto Canario de Ciencias Marinas (ICCM), y el Centro Internacional de Altos Estudios Agronómicos Mediterráneos de Zaragoza (CIHEAM).

Las Palmas de Gran Canaria, mayo, del 2001



*... only bad things happen quickly in a reef aquarium;
good things happen slowly (Paletta, 1989)*

AGRADECIMIENTOS

Creo que más que nunca, este apartado debe figurar como parte importante del trabajo. Quizás, sea lo único que desde el primer día que lo comence, he tenido claro.

Durante estos últimos seis meses de trabajo, han sido muchas las personas que han colaborado tanto profesional como personalmente para que yo ahora pueda escribir estas líneas. Por ello, antes de nada quiero pedir perdón a todas aquellas personas que se me puedan olvidar citar. Cada uno ha aportado su grano de arena para que estos folios llenos de palabras, hasta hace poco extrañas para mi, pudieran salir adelante.

Para empezar, me gustaría dar las gracias a la Dirección del Máster Internacional en Acuicultura, encabezada por la Dra. Marisol Izquierdo, así como a todo el Grupo de Investigación en Acuicultura de Taliarte, por su dedicación y servicio hacia nosotros durante todo este período.

A Oliver Hermann Hautog y Manolo Fleitas del acuario de “Palmitos Park” (Gran Canaria), por su ayuda en mi primer contacto con el mundo de la acuariología.

Al Museo Oceanográfico de Mónaco, por darme la oportunidad de poder realizar la tesina de Máster en este lugar lleno de magia y que nunca podré olvidar.

A su Subdirector, François Simard y a su mujer Lina, por el apoyo personal y profesional que me han dado, haciendo que los contratiempos derivados de un país y una lengua extraña para mí se hicieran insignificantes.

A todo el Equipo de Acuario, gracias por tratarme desde el primer día como uno más. Sé que sin su apoyo este trabajo no hubiera podido salir adelante.

A Thierry Thevenin, por sus horas extras, por su paciencia y por el entusiasmo que ha demostrado siempre para ayudarme.

Al Servicio de Colección del Museo, por su colaboración desinteresada, por todo el tiempo que les he robado, sin nunca escuchar una negativa como respuesta.

En general, a todo el personal del Museo. Gracias por haber hecho que la adaptación a un país desconocido, con una lengua extraña y una cultura diferente prácticamente no haya existido.

Al profesor Michel Denizot, por su ayuda desinteresada en la parte concerniente a la identificación de las algas. Por su paciencia y por todo lo que me ha enseñado.

Al Observatorio Oceanográfico Europeo (Mónaco), por su colaboración en la interpretación de los datos del experimento con corales.

A mi directora de tesina en Mónaco, la Dra. Nadia Ounaïs, primero por su ayuda en la planificación del trabajo en un campo que en muchos aspectos era totalmente desconocido para mi; y segundo, por darme la oportunidad de integrarme en el equipo de trabajo del Acuario y seguir aprendiendo durante seis meses más.

A mi directora de tesina en Canarias, la Dra. Lucía Molina. Gracias por todas las horas dedicadas al otro lado del teléfono, gracias por tu apoyo en momentos en los

que el trabajo se hizo especialmente duro, gracias por tu ánimo. Y gracias a ese “chófer” particular en que se convirtió tu marido Jesús, que permitió que la ausencia de medios informáticos para poder comunicarnos nunca fuera un problema. Gracias a los dos.

A mis amigos, que estando lejos, me han arrancado mil sonrisas cuando a veces los recuerdos, la fatiga y la distancia de casa eran difíciles de soportar.

A mis padres, por su apoyo, por estar ahí y por hacer que mi única preocupación fuera siempre mi trabajo. Gracias.

Y finalmente a ti, Oihana, sin cuyo apoyo y perseverancia no hubiera tomado la decisión de comenzar esta aventura hace ya, un año y medio.

Al resto, Gracias, Gracias, Gracias...

INDICE

LISTA DE TABLAS	IX
LISTA DE FIGURAS	XI
RESUMEN	XV
INTRODUCCION	1
MATERIAL Y MÉTODOS.....	18
I.- DESCRIPCIÓN DEL TANQUE	19
1. DESCRIPCIÓN GENERAL	19
1.1. SISTEMA DE CIRCULACIÓN DEL AGUA	20
1.2. SISTEMA DE FILTRACIÓN	23
1.3. SISTEMA DE MEZCLA DEL AGUA	24
1.4. ILUMINACIÓN.....	27
1.5. APORTE DE OXÍGENO.....	30
1.6. DESCRIPCIÓN DEL BIOTOPO	31
1.7. MANTENIMIENTO DEL TANQUE.....	32
II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS	34
1.- PARÁMETROS FÍSICOS	34
1.1. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO.....	34
1.2. METODOLOGÍA DE MUESTREO.....	34
1.2.1. Oxígeno disuelto, pH, Temperatura y Salinidad ...	34
1.2.2. Luz.....	35
1.3. PERIODICIDAD	35
1.3.1. Oxígeno disuelto, pH, Temperatura y Salinidad	35
1.3.2. Luz	35
1.4. RECOPIACIÓN Y PROCESAMIENTO DE LOS DATOS.....	35
2.- PARÁMETROS QUÍMICOS.....	36
2.1. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO	36

2.2.	METODOLOGÍA DE MUESTREO.....	36
2.2.1.	Amonio	36
2.2.2.	Nitritos	37
2.2.3.	Nitratos	37
2.2.4.	Fosfatos	37
2.3.	PERIODICIDAD.....	38
2.3.1.	Mediciones semanales	38
2.3.2.	Medida en continuo	38
2.4.	RECOPILACIÓN Y PROCESAMIENTO DE LOS DATOS.....	38
III.-	SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS.....	39
1.-	POBLACIONES ALGALES.....	39
1.1.	IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS.....	39
1.1.1.	Definición de las áreas de muestreo	39
1.1.2.	Metodología de muestreo	40
1.1.3.	Periodicidad	41
1.1.4.	Recopilación y procesamiento de los datos	41
1.2.	SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO.....	41
1.2.1.	SopORTE técnico	41
1.2.2.	Periodicidad	41
2.-	ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL.....	45
2.1.	PREPARACIÓN DE LOS CORALES.....	45
2.1.1.	Experimento 1: Elección de la especie "Test"	45
2.1.2.	Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test" elegida	45
2.2.	DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO.....	47
2.3.	METODOLOGÍA DE MUESTREO.....	47
2.3.1.	Experimento 1: Elección de la especie "Test"	47
2.3.2.	Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test" elegida	47
2.4.	PERIODICIDAD.....	49
2.4.1.	Experimento 1: Elección de la especie "Test"	49
2.4.2.	Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test"	49
2.5.	RECOPILACIÓN Y PROCESAMIENTO DE DATOS.....	49

3.- INVENTARIO DE LAS POBLACIONES DE PECES.....	50
3.1. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO	50
3.2. METODOLOGÍA DE MUESTREO	50
3.3. PERIODICIDAD	51
3.4. RECOPIACIÓN Y PROCESAMIENTO DE LOS DATOS.....	51
 RESULTADOS	 52
 I.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS	 52
1.- PARÁMETROS FÍSICOS.....	52
1.1. TEMPERATURA	52
1.2. SALINIDAD	53
1.3. PH	54
1.4. OXÍGENO DISUELTO.....	54
1.5. LUZ.....	56
2.- PARÁMETROS QUÍMICOS.....	57
2.1. MEDICIONES SEMANALES.....	57
2.1.1. Amonio	57
2.1.2. Nitritos	57
2.1.3. Nitratos	57
2.1.4. Fosfatos.....	59
2.2. MEDIDA EN CONTINUO	60
2.2.1. Amonio.....	60
2.2.2. Nitritos	60
 II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS.....	 62
1.- POBLACIONES ALGALES	62
1.1. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS	62
1.2. SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO	78

2.- ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL	82
2.1. EXPERIMENTO 1: ELECCIÓN DE LA ESPECIE "TEST"	82
2.2. EXPERIMENTO 2: ESTIMACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LA ESPECIE "TEST" ELEGIDA.	82
3.- INVENTARIO DE LAS POBLACIONES DE PECES.....	86
DISCUSION	89
I.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS.....	89
1.- PARÁMETROS FÍSICOS.....	89
1.1 TEMPERATURA.....	89
1.2 SALINIDAD	89
1.3 PH.....	90
1.4 OXÍGENO	90
1.5 LUZ	90
2.- PARÁMETROS QUÍMICOS.....	91
2.1. MEDICIONES SEMANALES	91
2.1.1. Amonio	91
2.1.2. Nitritos	92
2.1.3. Nitratos	92
2.1.4. Fosfatos.....	93
2.2. MEDIDA EN CONTINUO.....	93
2.2.1. Amonio	93
2.2.2. Nitritos.....	94
II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS	96
1.- POBLACIONES ALGALES	96
1.1. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS	96
1.2. SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO	103
2.- ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL	104

2.1.	EXPERIMENTO 1: ELECCIÓN DE LA ESPECIE "TEST"	104
2.2.	EXPERIMENTO 2: ESTIMACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LA ESPECIE "TEST" ELEGIDA.	105
	3.- INVENTARIO DE LAS POBLACIONES DE PECES.....	106
	CONCLUSIONES	109
	BIBLIOGRAFÍA.....	112
	ANEXOS	116
	ANEXO I. VISTAS GENERALES DEL TANQUE	116
	ANEXO II. SISTEMA MICROCEAN.....	118
	ANEXO III. CULTIVO DE CORALES	121
	ANEXO IV. ALIMENTACION TANQUE.....	127
	ANEXO V. GESTIÓN TÉCNICA CENTRALIZADA (G.T.C.).....	128
	ANEXO VI. DATOS DE LAS MEDICIONES DE LOS PARÁMETROS QUÍMICOS	130

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Dimensiones generales del tanque de experimentación.....	20
Tabla 2. Horario de encendido de lámparas del Compartimento 1	30
Tabla 3. Horario de encendido de lámparas del Compartimento 2.....	30
Tabla 4. Características que definen las zonas de muestreo de las poblaciones algófilas.....	40
Tabla 5. Peso (g) de las colonias de coral utilizadas en el experimento separadas por Zona y Grupo	46
Tabla 6. Mediciones de luz durante el experimento. Compartimento Corales.....	56
Tabla 7. Mediciones de luz durante el experimento. Compartimento Grandes Depredadores	56
Tabla 8. Identificación algas. Zona C1	72
Tabla 9. Identificación algas. Zona C2	73
Tabla 10. Identificación algas. Zona C3	74
Tabla 11. Identificación algas. Zona C4	75
Tabla 12. Identificación algas. Zona R1	76
Tabla 13. Identificación algas. Zona R2	77
Tabla 14. Estimación de pesos del coral durante el período de Experimentación	83
Tabla 15. Tasas de calcificación totales y por períodos (%/día)	85
Tabla 16. Estimación población de peces. Compartimento Corales	87
Tabla 17. Estimación población de peces. Compartimento Grandes Depredadores	88
Tabla 18. Distribución en el tiempo de máximos de concentración de Nitritos.....	95
Tabla 19. Resumen algas I	102
Tabla 20. Resumen algas II	102
Tabla 21. Dimensiones de los paneles de metacrilato.....	117
Tabla 22. Inventario de corales del Compartimento 1	126

Tabla 23. Estimación de la cantidad semanal/anual de alimento dada al tanque	127
Tabla 24. Mediciones semanales. Compartimento Corales	130
Tabla 25. Mediciones semanales. Compartimento Grandes Depredadores	131
Tabla 26. Medición 26/01/01. Compartimento Corales	133
Tabla 27. Medición 26/01/01. Compartimento Grandes Depredadores	134
Tabla 28. Medición 07/03/01. Compartimento Corales	135
Tabla 29. Medición 07/03/01. Compartimento Grandes Depredadores	136
Tabla 30. Medición 16/04/01. Compartimento Corales	137
Tabla 31. Medición 16/04/01. Compartimento Grandes Depredadores	138

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Artis Aquarium Amsterdam	2
Figura 2. Aquarium de la Rochelle	3
Figura 3. Two Oceans Aquarium Cape Town.....	5
Figura 4. Museo Oceanográfico de Monaco.....	6
Figura 5. Esquema del Sistema General de circulación del agua.....	22
Figura 6. Esquema del Sistema de circulación del agua del Compartimento de los Corales	25
Figura 7. Esquema del Sistema de circulación del agua del Compartimento de los Grandes Depredadores	26
Figura 8. Situación de la instalación de iluminación del tanque durante el experimento de estimación del crecimiento del coral	29
Figura 9. Descripción de las zonas de muestreo en el Compartimento de los Corales. C1/C3.....	42
Figura 10. Esquema de la Zona C3.....	42
Figura 11. Esquema de la Zona C1.....	42
Figura 12. Descripción de las zonas de muestreo en el Compartimento de los Corales. C2/C4.....	43
Figura 13. Esquema de la Zona C4.....	43
Figura 14. Esquema de la Zona C2.....	43
Figura 15. Descripción de las zonas de muestreo del Compartimento de los Grandes Depredadores	44
Figura 16. Esquema de las Zonas R1/R2.....	44
Figura 17. Sistema de pesada del coral	50
Figura 18. Evolución de la temperatura durante el período de experimentación	53
Figura 19. Evolución de la salinidad durante el período de experimentación	53
Figura 20. Evolución del pH durante el período de experimentación.....	54
Figura 21. Evolución diaria del oxígeno durante el período de experimentación. Compartimento Corales.....	55

Figura 22. Evolución diaria del oxígeno durante el período de experimentación. Compartimento Grandes Depredadores.....	55
Figura 23. Evolución de los compuestos nitrogenados en el Compartimento de los Corales.....	58
Figura 24. Evolución de los compuestos nitrogenados en el Compartimento de los Grandes Depredadores.....	58
Figura 25. Evolución de fosfatos y nitratos en el Compartimento de los Corales.....	59
Figura 26. Evolución de fosfatos y nitratos en el Compartimento de los Grandes Depredadores.....	60
Figura 27. Medición 26/01/01. Compartimento Corales.....	61
Figura 28. Medición 26/01/01. Compartimento Grandes Depredadores.....	61
Figura 29. Medición 07/03/01. Compartimento Corales.....	61
Figura 30. Medición 07/03/01. Compartimento Grandes Depredadores.....	61
Figura 31. Medición 16/04/01. Compartimento Corales.....	61
Figura 32. Medición 16/04/01. Compartimento Grandes Depredadores.....	61
Figura 33. Familia <i>Bacillariaceae</i> , B , y Género <i>Navicula</i> , N , (160x).....	68
Figura 34. Familia <i>Thalassionemataceae</i> , (160x).....	68
Figura 35. Género <i>Naviculaceae</i> , (1000x).....	68
Figura 36. Género <i>Cylindrotheca</i> , Cy , (100x).....	68
Figura 37. Género <i>Striatella</i> , S , y Género <i>Licmophora</i> , L , (160x) uso de la técnica de tinción al iodo.....	68
Figura 38. Género <i>Pleurosigma</i> , P , y Género <i>Spirulina</i> , S , (160x).....	68
Figura 39. Género <i>Entophysalis</i> , E , (200x).....	69
Figura 40. Género <i>Calothrix</i> , Ca , (200x).....	69
Figura 41. Género <i>Lyngbya</i> , Ly , (400x).....	69
Figura 42. Género <i>Schizothrix</i> , (200x).....	69
Figura 43. Género <i>Cladophora</i> , (100x).....	69
Figura 44. Género <i>Derbesia</i> , (100x).....	69
Figura 45. Género <i>Enteromorpha</i> (100x).....	70

Figura 46. Familia <i>Ectocarpaceae</i> (100x).....	70
Figura 47. Género <i>Melobesia</i> , (200x).....	70
Figura 48. Género <i>Peyssonnelia</i> , (400x).....	70
Figura 49. Género <i>Cruoriella</i> , (400x).....	70
Figura 50. Género <i>Prorocentrum</i> , Pr , (400 x) uso de la técnica de tinción al iodo.....	70
Figura 51. Bloom de <i>Licmophora</i> , Zona C ₁	79
Figura 52. Ejemplo de sucesión macroscópica en R1. (1) Aparición de bloom de diatomeas, (2) Comienzo de la colonización por <i>Spirulina sp.</i> (3) La cianobacteria cubre prácticamente toda la superficie de R1. (4) Comienzo de la regresión de la población de <i>Spirulina sp.</i> (5) Continua la disminución progresiva. (6) Algas verdes de tipo incrustante, otras cianobacterias y algas de tipo cálcareo han desplazado a la población de <i>Spirulina sp.</i>	81
Figura 53. Mediciones de peso durante el período de experimentación. Zona C1.....	83
Figura 54. Mediciones de peso durante el período de experimentación. Zona C2.....	84
Figura 55. Mediciones de peso durante el período de experimentación. Zona C3.....	84
Figura 56. Mediciones de peso durante el período de experimentación. Zona C4.....	84
Figura 57. Tasas de calcificación totales y por períodos (%/día).....	85
Figura 58. Diatomeas. Compartimento Corales.....	100
Figura 59. Cianobacterias. Compartimento Corales.....	100
Figura 60. Algas verdes. Compartimento Corales.....	100
Figura 61. Algas rojas. Compartimento Corales.....	100
Figura 62. Diatomeas. Compartimento Grandes Depredadores.....	101
Figura 63. Cianobacterias. Compartimento Grandes Depredadores.....	101
Figura 64. Algas verdes. Compartimento Grandes Depredadores.....	101
Figura 65. Algas rojas. Compartimento Grandes Depredadores.....	101
Figura 66. <i>Cryptocarium irritans</i> . Muestra tomada de branquias (100x).....	107
Figura 67. Plano general del tanque.....	117

Figura 68. Esquema general del Sistema Microcean	119
Figura 69. Manipulación del coral para su cultivo	122
Figura 70. Fijación de la varilla de PVC a la colonia	123
Figura 71. Tanque de cultivo de coral	124
Figura 72. Pantalla de control de parámetros de la GTC. Compartimento Corales	129
Figura 73. Pantalla de control de parámetros de la GTC. Compartimento Grandes Depredadores	129

RESUMEN

Los acuarios públicos desde su aparición hasta nuestros días han experimentado una evolución continua marcada por el progreso científico y tecnológico. En este contexto, el Museo Oceanográfico de Mónaco, inauguró a finales del año 2.000 un nuevo acuario en el que se ha desarrollado este trabajo.

El objetivo de este estudio, es el seguimiento científico durante un período aproximado de cuatro meses (123 días) de un acuario de nueva creación durante su fase de maduración hasta alcanzar el equilibrio.

El tanque consta de un volumen total de 400 m³ y está dividido en dos compartimentos distintos e independientes, separados únicamente por dos paneles transparentes de metacrilato. En él se reproduce un arrecife de coral, con la laguna interior (Compartimento de los Corales, 132 m³) y la parte correspondiente al mar abierto (Compartimento de los Grandes Depredadores, 260 m³).

En este estudio, se analizaron diferentes parámetros: físico-químicos y biológicos. Los primeros, tradicionalmente, han sido considerados como los principales indicadores del equilibrio en un ecosistema artificial. El seguimiento de determinados parámetros biológicos, resulta más novedoso y puede reflejar de un modo más preciso el estado del ecosistema, relacionándolos con los físico-químicos.

Como parámetros físicos se controlaron: temperatura, salinidad, pH, oxígeno disuelto y luz. En cuanto a los químicos, principalmente se hizo hincapié en los compuestos nitrogenados (amonio, nitritos y nitratos) y en los fosfatos. Entre los parámetros biológicos, se realizaron los seguimientos de las poblaciones de algas y

peces del tanque y la estimación del crecimiento del coral en el Compartimento correspondiente.

Los resultados muestran una gran estabilidad de los parámetros físico-químicos durante el período de seguimiento. Estos valores se encuentran dentro de los rangos mínimos establecidos en la bibliografía para acuarios de este tipo.

En cuanto a los biológicos, existe una sucesión de grupos de algas que guarda cierta semejanza con otras que se producen en la naturaleza y en acuarios tropicales. Los corales crecen a lo largo de todo el período, con tasas de calcificación superiores al medio natural (aproximadamente 1%) y semejantes a las obtenidas en acuarios de similar naturaleza ya estabilizados. Las poblaciones de peces, después de episodios de mortalidad importantes sucedidos durante el primer mes, se mantienen estables.

Como conclusión se puede decir que en general los parámetros medidos han alcanzado la estabilidad, aunque todavía es pronto para poder hablar de un equilibrio completo ya que el período de experimentación ha resultado demasiado corto.

INTRODUCCIÓN

1.- Introducción histórica.

El arte de mantener peces ornamentales se remonta a la Antigua China (siglo VIII a. de C.). Los chinos eran capaces de reproducir carpas en estanques o “acuarios” de bambú, porcelana o cristal. Así obtuvieron diferentes variantes de color (azul, amarillo, negro, rosa,...) y formas monstruosas como los “cola de velo”, “telescopicos” y “cabezas de león”.

Los navegantes trajeron estos animales a Europa por primera vez en el siglo XVII, difundiéndose rápidamente por Inglaterra, Francia y Portugal. Para encontrar las primeras publicaciones respecto a las entonces llamadas “doradas de China” hay que esperar hasta el siglo siguiente (Kampfer y Du Halde, 1735; Sauvigny y Martinet, 1780).

En 1830 se construyó el primer acuario en donde se puede hablar de “equilibrio ecológico”. Esto se consiguió gracias a la introducción de plantas acuáticas. Además comenzaron a introducirse nuevas especies y a desarrollarse las técnicas de ornamentación. Hasta este momento los acuarios eran considerados como un elemento decorativo, aunque es cierto que para mejorar el acondicionamiento de los animales, empieza a existir una cierta inquietud por los aspectos biológicos.

A lo largo del siglo XIX comenzaron a inaugurarse Acuarios Públicos. En 1861, se fundó el Acuario Público, la “*Société d’Acclimatation de Paris*” en el Bois de Boulogne, que supuso un punto de partida a la labor divulgativa que podrían desempeñar este tipo de instituciones. El éxito cosechado por París y otros, propició la apertura de un gran número de acuarios en Europa, Estados Unidos y Japón.

Alguna de estas instituciones se integraron en zoológicos como el *Crystal Palace en Londres* (1871) o el de *Amsterdam* (Fig.1) (1888), o en laboratorios de investigación oceanográfica como es el caso de la *Stazione Zoologica Anton Dorn* en Nápoles (1874), el *Instituto Oceanográfico de San Sebastián* (1905) o *Mónaco* (1910) (Van Den Sande y Jouk, 2000).



Figura 1. *Artis Aquarium Amsterdam*

El incipiente desarrollo industrial permitió la puesta a punto de sistemas de calefacción con lámparas de aceite y posteriormente petróleo y gas (1880-1900). Este hecho marcó un hito importante pues permitía la aclimatación de peces tropicales.

Todas las instituciones que existían hasta este momento reunían una serie de características en común, son los llamados **“Acuarios de vieja generación”** (Van Den Sande y Jouk, 2000):

- Tanques de pequeño tamaño
- Volúmenes limitados
- Sistemas simples para el acondicionamiento de los animales
- Organismos presentados como colecciones (desde el punto de vista taxonómico)
- Poca información de cara al visitante
- Localización no relacionada generalmente con zonas costeras

La crisis económica derivada de los dos conflictos mundiales supuso la ralentización del proceso de desarrollo. Durante esta época los Acuarios que aparecen son creados de manera esporádica a modo de exposiciones.

Después de la Segunda Guerra Mundial, la acuariología resurge con fuerza de nuevo en Estados Unidos, Europa y Japón. Los Acuarios de este período, son los denominados como de “transición” y entre ellos se encuentran el *Vancouver Aquarium* (1956), *Bergen Aquarium Norway* (1960), *Aquazoo de Düsseldorf* (1987), *Aquarium la Rochelle* (2nd) (1988) (Fig.2).... sus características principales eran:

- Tanques con volúmenes mayores
- Empiezan a instalarse los “túneles”
- Empleo del metacrilato
- Reproducción de ecosistemas



Figura 2. Aquarium de la Rochelle

A pesar de los cambios introducidos, esta nueva generación de acuarios no pueden considerarse como revolucionarios, ya que los sistemas empleados para el mantenimiento de los animales siguen siendo los tradicionales (Van Den Sande y Jouk, 2000)

Los progresos técnicos ligados sobre todo al proceso de acondicionamiento de los animales y al desarrollo de los medios de transporte, permitieron a los acuarios introducir nuevas especies. El éxito en la reproducción de ecosistemas tan frágiles como los arrecifes de coral dió el impulso definitivo a una nueva generación de Acuarios, los llamados de “**nueva generación**”. Las características principales de estos Acuarios son:

- Grandes volúmenes
- Grandes inversiones
- Alta tecnología en el acondicionamiento de animales
- Equipos de alta tecnología como herramienta para la educación y la comunicación
- Situados generalmente en áreas urbanas desarrolladas en zonas costeras
- Concepto de inmersión total

Se trata de un nuevo concepto de acuarios, que en ocasiones integran ecosistemas acuáticos con ecosistemas terrestres. Esto explica la exhibición de animales como focas, nutrias..., que pasan parte importante de su vida en el medio acuático. Existe una tendencia general a la espectacularidad, (túneles cada vez mayores) y a una mayor interactividad con el público, como por ejemplo, la introducción de “Touching-pools” (tanques especiales en los que el visitante entra en contacto directo con el organismo generalmente por medio del tacto). Todo esto combinado con modernos sistemas de comunicación, presentaciones con sistemas audiovisuales e informáticos, etc... Generalmente son necesarios buceadores cualificados para el mantenimiento de los tanques. La alimentación se realiza a horas fijas y de cara al público.

Por otro lado, aunque los objetivos educativos se mantienen en estos nuevos acuarios, su filosofía es algo distinta, pues trata de presentar a los visitantes los problemas medio-ambientales en el contexto del medio acuático.

Además, desde los años setenta se comienzan a organizar congresos y talleres en los que profesionales del mundo de la acuariología se reúnen para intercambiar experiencias, investigaciones e innovaciones técnicas. Este hecho se ha convertido en un importante motor para el avance de esta ciencia.

Durante los últimos veinte años se ha incrementado de manera espectacular el número de Acuarios Públicos por todas las partes del globo (Van Den Sande y Jouk, 2000). Entre ellos citar por ejemplo, *Monterey Bay Aquarium (1984)*, *Tokio Sea Life Park (1989)*, *Océanopolis Brest (1990)*, *Acuario de Barcelona (1995)*, *Two Oceans Aquarium Cape Town (1996)* (Fig. 3), *Acuario Finisterrae A Coruña (1999)*... Dentro de este boom los acuarios surgen con dos políticas diferenciadas. Por un lado, la proyección comercial, y por el otro la educativa.



Figura 3. Two Oceans Aquarium Cape Town

Como conclusión a esta revisión histórica, podría decirse que el hecho más importante ocurrido en las últimas décadas es el paso del arte "empírico" de la acuariofilia a una nueva ciencia, la acuariología (concepto acuñado en el año 1950)

que bebe de las fuentes de la zoología, la ecología, la fisiología, la acuicultura, etc... Desde este momento, y hasta la actualidad, la investigación científica y el desarrollo tecnológico han supuesto el avance de la acuariología.

2.- El Museo Oceanográfico de Mónaco

Toda la evolución histórica de los acuarios públicos se ve reflejada a lo largo del tiempo en los cambios que se han producido en el acuario del Museo Oceanográfico de Mónaco (Fig. 4).



Figura 4. Museo Oceanográfico de Monaco

Inaugurado el 29 de marzo de 1910, el Acuario del Museo Oceanográfico de Mónaco nace con el espíritu de observar y estudiar el comportamiento de los seres marinos, sobre todo del mar Mediterráneo. En esta primera época el acuario es concebido como una Estación Zoológica dedicada a la investigación.

Durante los años 1910-1944 se desarrollan nuevas técnicas de presentación y observación de los animales, conscientes del doble rol científico y educativo que debe tener un Acuario abierto al público. Desde un principio, el objetivo es hablar de acuarios como "vivariums", en donde lo que se trata de reproducir son ecosistemas naturales. En 1931, se presentan los primeros peces tropicales, esto implicó la implantación de sistemas de calentamiento de agua. Es en este periodo, donde empiezan a existir los intercambios de animales con otras instituciones europeas o americanas.

La Segunda Guerra Mundial marcará un atraso brutal a la expansión comenzada años atrás. Incluso ciertos peces e invertebrados del acuario serán requisados para alimentar a la población.

Después de este período se trata de recuperar el tiempo perdido, desarrollándose sobre todo nuevas tendencias en concepción y decoración de los tanques. Esta labor de reconstrucción viene marcada en el tiempo por un hecho importante como fue la entrada como director del Museo de uno de los más grandes exploradores del "mundo del silencio", el comandante J. Cousteau. Durante los años siguientes, el objetivo del acuario es aproximarse lo máximo posible al medio natural. Esta espíritu naturalista se plasma en la utilización casi exclusiva de elementos naturales para la decoración de los tanques.

A partir del año 1989, el acuario entra en su fase de madurez. El rigor científico, y el potencial artístico y creativo que caracterizan a la acuariología forman parte de la historia más reciente del Acuario. La reproducción, este mismo año, de una porción de un arrecife de coral procedente de Djibouti, fue el punto a partir del cual se asentó la remodelación llevada a cabo en los últimos años, cuyo fin era el dar una coherencia definitiva a las presentaciones. Las tecnologías más modernas fueron puestas al servicio de una aproximación naturalista ya comenzada años atrás. El desarrollo del cultivo intensivo de coral es un claro ejemplo de ello. El punto final a esta labor de reestructuración ha sido el nuevo gran tanque inaugurado a finales del año 2000, y que constituye el medio en donde se ha desarrollado este trabajo.

3.- Seguimiento de un acuario

En este contexto de grandes inversiones, el mantenimiento del equilibrio del

acuario ha supuesto el desarrollo de sofisticados sistemas de filtración para el agua y de instrumentos automatizados de medida (sistemas informatizados y conectados a alarmas) que controlan los parámetros físico-químicos, (elemento clave para la “salud” del acuario). Entre ellos estarían la temperatura, salinidad, pH, oxígeno y la luz como **parámetros físicos**, y el amoníaco, nitritos, nitratos y fosfatos como **químicos**.

A continuación se describirá la importancia de cada uno de estos parámetros:

I. Parámetros físicos

La **temperatura** es el parámetro físico crítico en el mantenimiento de acuarios que reproducen ecosistemas tropicales (Delbeek y Sprung, 1994). Estos autores dan también importancia a la estabilidad de la misma.

La **salinidad** del agua de mar es, en general, bastante variable, en los arrecifes de coral tiende a ser constante (Moe, 1992). Las aguas oceánicas se mueven en un rango de salinidad que oscila entre 34 y 37 ppt, siendo entre estos valores en torno a los cuáles viven los organismos que habitan las lagunas de coral (Moe, 1992).

Para los acuarios que reproducen ecosistemas con corales vivos, se habla de una salinidad óptima de 35 ppt, que puede descender hasta 33 ppt (Moe, 1992).

PH. El agua de mar es una solución básica con un rango de pH que oscila entre 8,0 y 8,25. Sin embargo, con tasas de respiración y fotosíntesis elevadas, puede hallarse por debajo de 8,0 y por encima de 8,4. Este es el caso de muchos arrecifes de coral (Delbeek y Sprung, 1994).

En el caso de los acuarios, existe un rango ideal ($8,2 \leq \text{pH} \leq 8,5$) y un rango tolerable ($7,6 \leq \text{pH} \leq 9,0$). Delbeek y Sprung (1994) citan 8,4 como valor en torno al cual los procesos de calcificación se desarrollan de manera óptima y menor a un valor de 7,6 como punto a partir del cual la precipitación del carbonato de calcio por los organismos, se ve inhibida. Valores por encima del rango tolerable disminuyen la concentración del ión calcio.

El **oxígeno** constituye un factor de gran importancia en la supervivencia de los organismos marinos. La cantidad que puede disolverse en el agua o **nivel de saturación**, depende de la temperatura, la salinidad y de la presión atmosférica (Vast, 1991; Moe, 1992; Delbeek y Sprung, 1994).

En general, la concentración de oxígeno disuelto en el océano no presenta grandes variaciones (Vast, 1991; Moe, 1992). Esto se debe a la gran masa de agua que existe y a la enorme superficie de intercambio (Vast, 1991). Esto no ocurre en agua dulce donde debido a diferentes procesos físico – químicos, el valor de la concentración puede disminuir bastante (Vast, 1991). Por ello, los organismos marinos poseen menos mecanismos fisiológicos para adaptarse a bajas concentraciones, siendo muy sensibles a situaciones de déficit de oxígeno. Sobre todo la gran mayoría de los invertebrados (Vast, 1991).

En los arrecifes de coral existen variaciones del nivel de saturación, debido principalmente a los procesos de fotosíntesis realizados por las algas. Esto puede conllevar que se alcancen niveles (al final del día) de 110 a 120% de saturación (Vast, 1991). Al mismo tiempo, el cese de la actividad fotosintética durante la noche conlleva su disminución (Moe, 1992).

En tanques que reproducen este tipo de ecosistemas el nivel de concentración debe mantenerse sobre el 100% o incluso superior a él (Delbeek y Sprung, 1994).

La **luz** es un parámetro de gran importancia en el desarrollo de diferentes procesos biológicos. Es un factor esencial en los arrecifes de coral por su relación con los procesos fotosintéticos (Delbeek y Sprung, 1994).

En cuanto a los acuarios, según el tipo de ecosistema que se vaya a reproducir, en el mismo sentido variará la instalación de iluminación. En algunos casos, el objetivo perseguido por la misma, será meramente estético, mientras que en otros, será un factor de gran importancia para el mantenimiento y desarrollo de los organismos del acuario.

II. Parámetros químicos

Cuando se realiza la medición de **amonio** total se contabiliza la suma de dos compuestos (NH_4^+ y NH_3). Dependiendo del pH y la temperatura del medio la proporción de uno y otro varía. Al elevar el pH y/o la temperatura la reacción se desplaza hacia la formación de amoníaco (NH_3), aumentando su proporción en el resultado final. Esto es muy importante, dado que el amoníaco es el compuesto que puede ser letal para los organismos (Fruiland y Miller, 1979).

En cuanto a los **nitritos**, su principal problema, es que provocan la reducción de la capacidad del individuo para captar oxígeno. Esto se debe a la propiedad que tienen estos compuestos para oxidar el hierro de la hemoglobina de la sangre, dando otro compuesto estable, la metahemoglobina, que no es

capaz de transportar las moléculas de oxígeno. Este efecto puede ser reversible a ciertos valores (Vast, 1991).

Los datos consultados en la bibliografía dan valores muy diferentes según la fuente consultada. Así Vast (1991) da un valor letal por encima de 15 ppm de NO_2 y un valor aceptable en torno a los 5 ppm NO_2 , Moe (1992) habla de un rango de 1–3 ppm de NO_2 , y Fenner (1996) cita como nivel óptimo valores menores a 0,1 ppm de NO_2 .

El **nitrito** por sí mismo no es tóxico para peces e invertebrados, incluso a altas concentraciones, y las recomendaciones para el mantenimiento de niveles bajos se debe a otros motivos indirectamente relacionados. En acuarios con niveles altos de concentración (10 ppm de N- NO_3), el verdadero problema deriva de la capacidad de este compuesto para disminuir el pH (ocho moles de H^+ son liberados por cada dos moles de amonio consumidos) (Shute y Tullock, 1995). Las consecuencias de este hecho revierten en una inhibición de la calcificación en los corales, moluscos y otros organismos que secretan carbonato de calcio, y la acumulación de dióxido de carbono en el agua. También pueden producirse blooms de algas y en consecuencia un aumento del estrés de los peces que viven en el tanque (Shute y Tullock, 1995). Por lo dicho, este compuesto se comporta como un “barómetro de salud” del tanque, cuya acumulación puede indicar la presencia de otros compuestos más peligrosos (Kostich, 1998).

En los arrecifes de coral la concentración de este compuesto es muy débil, menor que 1 ppm de NO_3 , por el contrario en los acuarios pueden existir acumulaciones importantes que lleguen hasta los 50 ppm NO_3 y que no

produzcan efectos dañinos sobre los peces e invertebrados (Moe, 1992).

Los valores de concentración de los elementos referenciados en la bibliografía, resultan heterogéneos, por lo que deben considerarse con cierta cautela. Así Moe (1992), habla de un rango óptimo de entre 0 – 5 ppm de NO_3 , y rango a vigilar entre 5 – 50 ppm NO_3 . Delbeek y Sprung (1994) hablan de una concentración menor que 1 ppm de N- NO_3 , pero resaltan que sería conveniente elevar este valor hasta 10 ppm de N- NO_3 , pues favorece el crecimiento de los corales, siempre y cuando el pH esté bajo control. Vast (1991) pone como nivel de riesgo concentraciones mayores de 50 ppm de NO_3 , y concentraciones peligrosas por encima de los 300 – 500 ppm de NO_3 . Fenner (1996) sitúa el valor de referencia por debajo de los 25 ppm de NO_3 . Por último, Kostich (1998) diferencia los niveles de referencia según los animales que se vayan a mantener dentro del tanque. De este modo, valores de hasta 20 ppm de N- NO_3 son considerados como buenos para el mantenimiento de peces, mientras que para los corales esta tasa se sitúa en torno a los 5 ppm de N- NO_3 .

Al igual que el nitrógeno, el **fósforo** entra en el acuario a través de la alimentación. La cantidad de fósforo excretado depende de dos factores: por un lado, los requerimientos de la especie (Phillips, 1962), y por otro, la composición del alimento (ingredientes) que lo puedan hacer más o menos digerible (Robaina et al., 1995; Gaylor y Gatlin, 1996). El fosfato tiende a acumularse en el agua, no pudiendo ser eliminado por la filtración biológica en cantidades significativas. Por sí mismo no es tóxico, pero contribuye a la eutrofización del tanque (Debelius y Baensch, 1997).

Los valores citados por la bibliografía consultada citan que valores mayores a 0,1 ppm de PO_4 pueden provocar problemas sobre todo a nivel del desencadenamiento de blooms de algas indeseables e interferencia en los procesos de calcificación (Sprung, 1994). Debelius y Baensch (1997) describen una concentración tolerable para los peces de 1,5 ppm de PO_4 , y niveles normales para invertebrados de 0,1-0,2 ppm de PO_4 .

Además de este enfoque tradicional, para el seguimiento del equilibrio en un acuario de nueva creación, se puede realizar el análisis de determinados parámetros biológicos.

III. Parámetros biológicos

Entre ellos estaría por ejemplo, el estudio de los principales grupos de algas del tanque. Dentro de las poblaciones que se podrían identificar, encontramos, entre otros, los siguientes grupos.

- **Diatomeas (clase *Bacillariophyceae*)**

La determinación exacta de este grupo precisa el montaje en una resina especial o un examen preciso al microscopio electrónico, es por ello que ante cualquier duda la determinación se debe detener al nivel del taxón superior.

Habitualmente es el grupo que primero aparece en acuarios que reproducen ecosistemas coralinos (Fossa y Nilsen, 1996). Están provistas de una capa exterior de sílice (vista al microscopio), y normalmente, existe un mucílago siempre abundante asociado a ellas y de volumen superior al cuerpo celular (Tomas et al., 1996). Las especies bentónicas pueden fijarse al sustrato por este mucílago, o bien presentarse como epífitas unidas por un punto concreto

del cuerpo celular.

Se suelen reproducir con una enorme rapidez relacionándose su cantidad con la concentración de sílice disponible en el agua (Fossa y Nilsen, 1996).

- ***Cianobacteria (Cyanophyta)***

Organismos caracterizados por un metabolismo clorofílico vegetal y una división celular de tipo bacteriano que les permite multiplicarse muy rápidamente. Destaca la capacidad de algunas especies para la fijación de nitrógeno. En cuanto a su morfología existen dos tipos; las formas unicelulares o coloniales y las filamentosas.

Las formas unicelulares son muy difíciles de referir a un género preciso (ejemplo familia *Chroococcaceae*). Además, algunas de estas formas unicelulares proceden de la fragmentación de formas filamentosas pluricelulares (comunicación personal Dr. Denizot).

Estas algas procariotas contienen como pigmentos la ficocianina y la ficoeritrina, además de la clorofila (Thiel, 1996). Su color general varía del rojo-granate intenso al violáceo o, como clásicamente son conocidas, al verde-azulado. El color parece ser prefijado genéticamente (Thiel, 1996), pero son las variedades rojas, las que son más frecuentes en las aguas tropicales, sobretodo en el fondo de los arrecifes de coral. Sin embargo, algunos géneros (*Chroococcus* y *Pleurocapsa*) sólo aparecen bajo la forma verde-azulada. El color es más claro (azul o rosa) cuando la pared y el mucílago representan una gran parte del volumen global (comunicación personal Dr. Denizot).

En las aguas con gran cantidad de materia en estado de putrefacción, las cianobacterias se asocian siempre a las sulfobacterias blancas (Género *Beggiatoa*) o rojas (Familia *Thiorhodaceae*). Hay ciertos grupos que poseen un metabolismo activo basado en el sulfuro. El género *Spirulina* que aparece en el fondo de las lagunas tropicales, se desarrolla sobre masas bacterianas que provienen probablemente de la descomposición localizada de un cadáver (comunicación personal Dr. Denizot).

- ***Chlorophyta***

Las algas verdes son el más grande y más variado grupo de algas (Fossa y Nilsen, 1996). Además, presentan una gran variedad de morfologías, que pueden variar desde formas unicelulares, filamentosas (simples o complejas), formas incrustantes... Incluso existen determinadas especies que desarrollan flagelos (Fossa y Nilsen, 1996).

- ***Ectocarpales***

Algas pardas (*Phaeophyta*) filamentosas bien reconocibles gracias a sus órganos reproductores (Van Den Hoek et al. 1995). Presentan además ciclos de vida complejos y variables dentro de la misma especie. La proliferación y el crecimiento de los talos puede ser muy rápida. Algunos grupos forman pequeñas manchas sobre el sustrato (comunicación personal Dr. Denizot).

- ***Rodophyta***

Por lo general, son las algas rojas de tipo calcáreo las que pueden aparecer cubriendo toda la superficie del sustrato en regiones tropicales (comunicación personal Dr. Denizot). Prueba de ello es que en algunos tanques del Acuario de Mónaco, ocupan a veces más del 30% de la superficie. No obstante, este proceso de “colonización” sobre el sustrato discurre lentamente, uno o dos

años (comunicación personal Dr. Denizot).

- ***Dinoflagelados (Dinophyceae)***

Algas típicamente unicelulares, que almacenan almidón como sustancia de reserva (Tomas et al.; 1996). Esta característica nos permite diferenciarlas fácilmente (al igual que las clorofíceas dan coloración negra al yodo) de otras algas del mismo color pardo o amarillo (*Phaeophyceae*, *Chrysophyceae*, *Bacillariophyceae*, no teñibles con el yodo), o de otras rojas o azules (*Rhodophyta* y *Cyanophyta*, que adquieren un color marrón-rojizo).

Otros parámetros biológicos a estudiar, pueden ser el crecimiento y la supervivencia de otros organismos que habiten en el acuario. Toda esta recopilación de datos puede dar una idea sobre el grado de “maduración” del tanque. Al mismo tiempo, buenos índices de crecimiento, o bajas mortalidades, se pueden relacionar con una estabilidad físico-química del medio.

4.- Objetivo del trabajo

A raíz de la inauguración de un nuevo acuario en el Museo Oceanográfico de Mónaco con una características muy especiales, que se describirán en el capítulo posterior, se plantea el desarrollo del presente trabajo.

El objetivo esencial del mismo, es el **seguimiento científico** de un acuario de nueva creación durante su fase de maduración hasta alcanzar el equilibrio. Dicho seguimiento se realizó en un período aproximado de cuatro meses (123 días).

Este objetivo se abordó desde el punto de vista clásico con el seguimiento de los parámetros físico-químicos (ya mencionados anteriormente), y que

tradicionalmente se han considerado como los principales indicadores del equilibrio en un ecosistema artificial. Por otro lado, y desde un punto de vista más novedoso, se ha realizado un seguimiento de determinados factores biológicos, que relacionados con los parámetros físico-químicos permitir dar una perspectiva global sobre el estado del ecosistema reproducido en el acuario.

En cuanto a los parámetros analizados, se dividen en dos grupos principales. Los parámetros **físico-químicos**, en donde estarían incluidos: Temperatura, Salinidad, pH, oxígeno disuelto y luz como físicos; y amoníaco, nitritos, nitratos y fosfatos como químicos, y los parámetros **biológicos**.

Dentro de los **parámetros químicos** se realizaron dos tipos de mediciones en función de la periodicidad y el parámetro medido; las semanales (amoníaco, nitritos, nitratos y fosfatos) y las realizadas en continuo durante un período de doce horas, una vez cada mes (amonio y nitritos). Este último experimento se planteó con el objetivo de ver la variación diaria de estos parámetros.

En cuanto a los **parámetros biológicos**, el trabajo se ha subdividido en tres apartados: Seguimiento de las poblaciones algales del tanque, estimación del crecimiento del coral implantado y evolución de la población de peces del tanque. La estimación del crecimiento de corales se subdividió a su vez en dos partes: en la primera, se hará un pequeño estudio de seguimiento sobre la especie "Test" más apropiada para realizar la segunda parte del experimento, que sería la estimación del crecimiento propiamente dicho.

MATERIAL Y MÉTODOS

Antes de iniciar la descripción del tanque donde se realizó el experimento y la metodología del mismo; es importante detallar algunas características que de alguna manera condicionan el desarrollo de la experimentación. Es lo que podemos definir como el **contexto** en el cual se realizó el experimento.

- a) Tanque de 400 m³: Esto implica gran volumen de trabajo para su mantenimiento, (principalmente alimentación, limpieza y “redecoración”).
- b) No es un tanque de experimentación: Su objetivo está de cara al público (educación y pedagogía).
- c) Necesidad de integración dentro del equipo técnico del acuario: No hablamos de un tanque único sino que éste se engloba dentro del resto de acuarios del museo, y por lo tanto existe una planificación del trabajo por parte del equipo encargado de su mantenimiento.

Por lo dicho hasta ahora es fácil comprender que la planificación del experimento se vió sujeta a variaciones condicionadas por el propio tanque y por la planificación inherente a su mantenimiento. Por ello intentar seguir un esquema rígido ha sido totalmente imposible y la propia experiencia del día a día ha hecho que partiendo de un esquema básico, sea en muchos casos el propio tanque el que nos diga como desarrollarlo. De igual manera el objetivo del trabajo es seguir la maduración de un tanque totalmente nuevo, “vivo”, y por lo tanto, aunque existen ciertas reglas básicas sobre como va a evolucionar, es de nuevo el propio “ecosistema” el que nos dirá que factores son clave para realizar su seguimiento.

I.- DESCRIPCIÓN DEL TANQUE

1. DESCRIPCIÓN GENERAL

Como ya se mencionó anteriormente, el trabajo realizado consistió en el seguimiento durante un período de 4 meses, de la “maduración” de un nuevo tanque de 400 m³ dividido en dos compartimentos distintos e independientes.

En él, se ha tratado de reproducir una verdadera porción de un arrecife de coral, en donde nos encontramos por un lado, la laguna interior, y del otro la parte correspondiente al mar abierto, materializado en la parte más expuesta y profunda del arrecife.

En la parte de la laguna, aparece representado un arrecife de coral vivo, con una amplia variedad de pequeñas especies de peces e invertebrados. El volumen de agua útil correspondiente al **Compartimento 1 o de corales**, es de 132 m³.

En cuanto a la parte más expuesta y profunda del arrecife, aparecen los peces de gran talla, este será el biotopo de los grandes depredadores (tiburones, rayas, meros .etc.). El volumen de agua útil correspondiente al **Compartimento 2 o de Grandes depredadores**, es de 260 m³.

La yuxtaposición de estos dos grandes volúmenes separados únicamente por la transparencia de dos grandes paneles de metacrilato, crea la ilusión de un único tanque. De este modo, desde cualquier ángulo de visión, la continuidad existente tanto a nivel del suelo, como a nivel de la superficie del agua (5,50 m de columna de agua sin incluir la capa de sedimento), y la propia concepción del decorado, hacen olvidar al visitante la separación física existente entre los dos compartimentos, creada por razones técnicas y biológicas.

La concepción del proyecto fue realizada de tal modo que el visitante puede introducirse en él de diferentes secuencias y ángulos de visión. Los planos y esquemas que ilustran esta descripción se pueden ver en el Anexo I.

<i>Dimensiones generales</i>	<i>Superficie total (m²)</i>	<i>Altura total (m)</i>
	162	8
Compartimento	Coral	Grandes depredadores
<i>Anchura (m)</i>	9.10	9.10
<i>Longitud (m)</i>	3.60	6.00
<i>Superficie (m²)</i>	32.76	54.60
<i>Volumen de agua útil (m³)</i>	132.00	260.00
<i>Altura total de agua (incluido sedimento)</i>	5.90	5.90

Tabla 1. Dimensiones generales del tanque de experimentación

1.1. SISTEMA DE CIRCULACIÓN DEL AGUA

El tanque funciona como un sistema semicerrado, en el cual el agua recircula a través de diferentes circuitos, existiendo adicionalmente un aporte de agua del exterior. La renovación prevista inicialmente es del 1% por hora en cada compartimento. Esto implica que, aproximadamente, cada 4 días toda el agua es reemplazada. No obstante este valor siempre será modificable en función de estado de cada compartimento.

Como ya se ha dicho, ambos compartimentos tienen sistemas de circulación independientes. El agua es bombeada directamente del mar, y almacenada en varios reservorios antes de ser enviada al nuevo tanque por el Sistema General de

Circulación del Museo (Fig. 5). Hasta aquí no existe ningún tipo de tratamiento del agua, tan solo la decantación de partículas más pesadas, que se produce en los reservorios ya citados. Existe un circuito único que parte exclusivamente hacia el nuevo tanque. En este momento, el agua de nueva captación es filtrada mecánicamente mediante 2 filtros de cartucho (50 μ), y esterilizada mediante una lámpara ultravioleta. A partir de aquí, el circuito se divide en dos, uno por cada uno de los compartimentos del Acuario.

Antes de incorporarse al sistema de filtración de cada tanque, el agua es precalentada. Para ello se aprovecha el agua que sale por rebose de cada uno de los compartimentos. Estos dos circuitos independientes, uno por cada **compartimento**, atraviesan una batería de 2 filtros de cartucho (50 μ), para cruzarse con cada uno de los circuitos de agua de nueva captación en un intercambiador de calor. De este modo, se recupera parte de la energía calorífica empleada anteriormente en el calentamiento del agua. Posteriormente, estos dos circuitos derivan hacia dos cubas de almacenamiento para ser utilizados en la limpieza de los filtros mecánicos (retrolavado o "backwash").

El Sistema de circulación de cada de cada uno de los Compartimentos se recoge en las figuras 6 y 7.

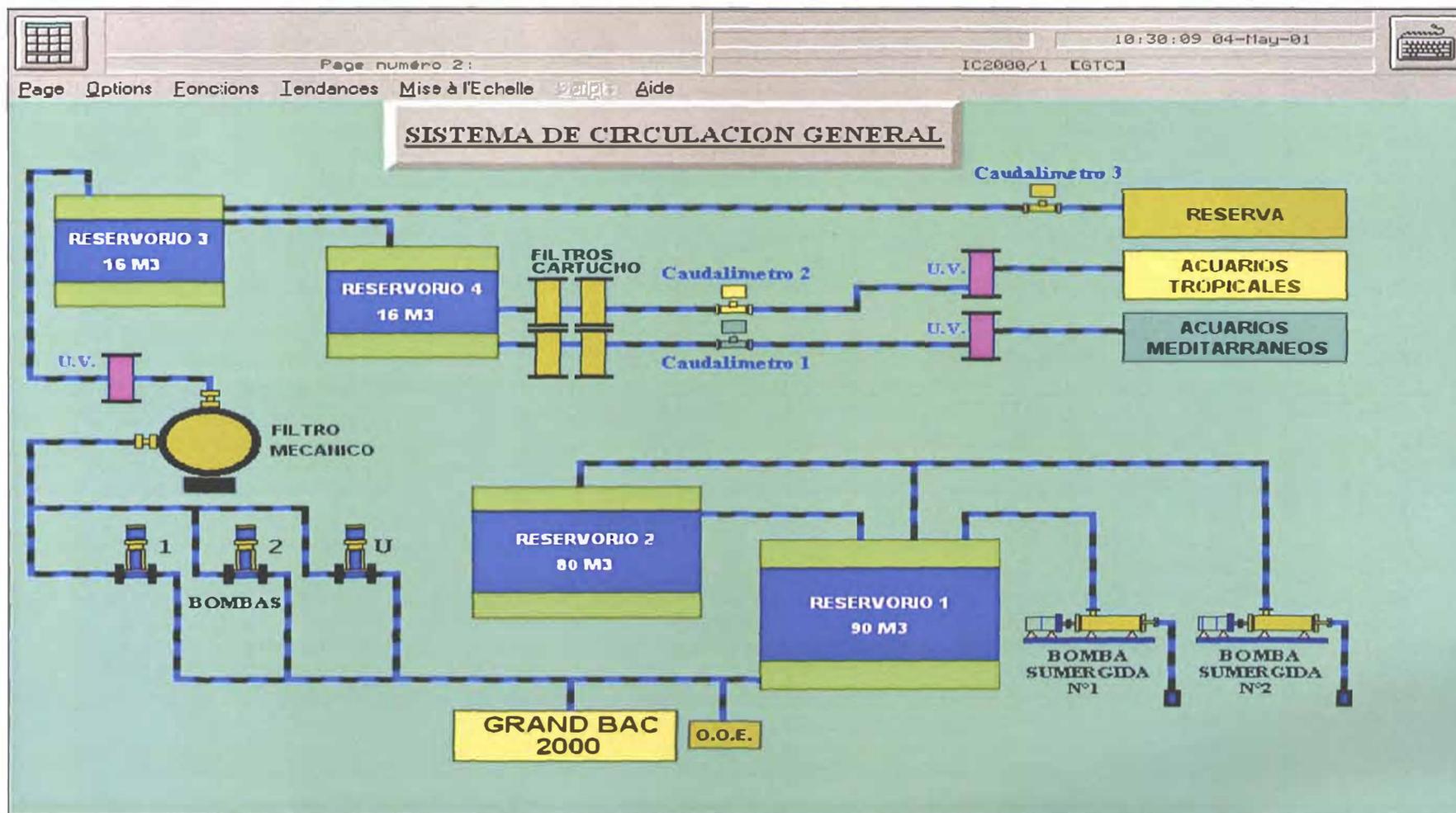


Figura 5. Esquema del Sistema General de circulación del agua

1.2. SISTEMA DE FILTRACIÓN

La calidad del agua que vamos a necesitar para la exhibición de los corales es diferente a la que demandan los grandes depredadores, por lo tanto cada volumen necesita un sistema de filtración específico e independiente. Sin embargo, en ambos casos hay una filtración mecánica y luego una biológica.

El agua bombeada de cada uno de los compartimentos pasa a través de una batería de filtros mecánicos cargados de arena de sílice (tres para compartimento de Coral, y seis para el compartimento de los Grandes Depredadores), donde es filtrada a 25μ (Figs. 6 y 7). A continuación, existe un reactor biológico (uno para el compartimento 1 y dos para el compartimento 2) cuyo objetivo es eliminar los compuestos nitrogenados, amonio y nitritos.

Antes de volver a entrar a los tanques, el agua filtrada pasa a través de un intercambiador de calor (normalmente, dos para la parte Coral y uno para los Grandes Depredadores), que permite calentar o enfriar el agua según la necesidad. Normalmente las temperatura media para el compartimento 1 será alrededor de $25\text{ }^{\circ}\text{C}$, mientras que para los grandes depredadores será $22\text{-}23\text{ }^{\circ}\text{C}$. Por otra parte, este último posee un equipo adicional de ultravioleta para el agua filtrada, antes de su retorno definitivo al tanque (Fig. 7).

Además del esquema de funcionamiento común citado hasta el momento, la parte Coral ha sido equipada del "Sistema Biológico Microcean", (Anexo II) que permite mantener tasas de producción de nitrato muy bajas ($<1\text{ ppm}$), indispensables para el mantenimiento de corales (Jaubert, 1989).

Al mismo tiempo, en el compartimento 2, existe un sistema adicional de filtración, basado en la utilización del propio sedimento como elemento de la filtración biológica. Dicho sistema consiste en una red de 8 tuberías de pvc, de las que parten 63 pequeños tubos de drenaje. Esta entramado se encuentra instalado por debajo de la capa de arena. Mediante varias bombas se crea una fuerza de aspiración que conduce el agua a través del sedimento, para posteriormente incorporarla por la red, al sistema normal de tratamiento (mecánico y biológico) del compartimento.

Mediante este sistema, se aumenta la capacidad de filtración biológica, manteniendo al mismo tiempo siempre limpia la superficie del sedimento. Otra de las ventajas del sistema, es que permite invertir el sentido de circulación del agua, es decir, su salida a través del sedimento y realizar su retrolavado (backwash). Este puede realizarse zona por zona simplemente concentrando la potencia de todas las bombas sobre el área que se desea limpiar.

Suplementariamente hay un circuito de emergencia que permite la aspiración y salida del agua sin pasar a través de él.

1.3. SISTEMA DE MEZCLA DEL AGUA

Es evidente que en un tanque donde se van a mantener corales, la mezcla del agua, así como la creación de fuertes corrientes es un factor a tener en cuenta. Por ello, el compartimento 1 ha sido dotado de un circuito adicional de circulación de agua compuesto por varias bombas de gran potencia, que unidas a 3 circuitos diferentes de tuberías, permiten la creación de corrientes direccionadas hacia las zonas donde se encontrarán emplazadas las colonias de coral.

Material y Métodos

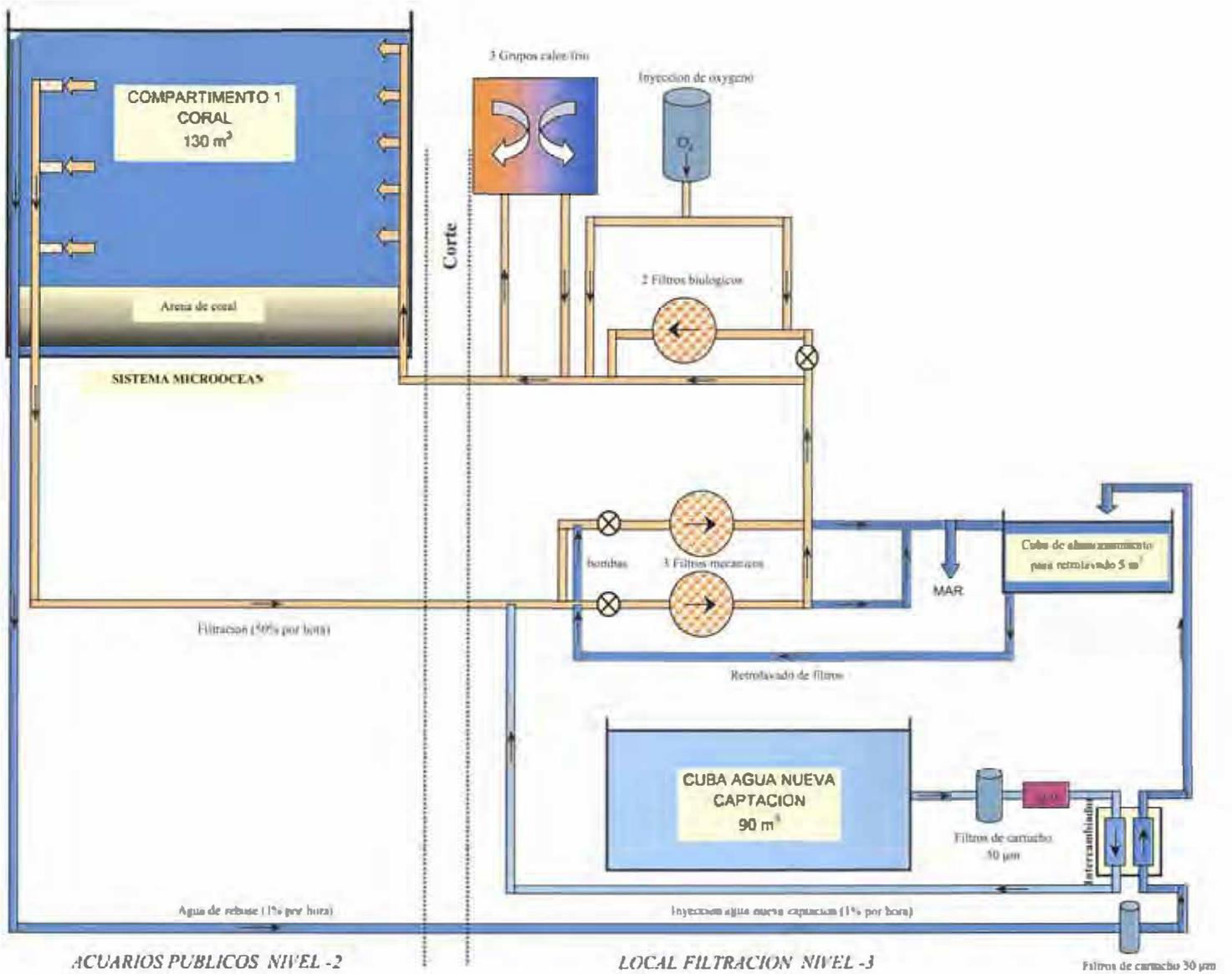


Figura 6. Esquema circulación del agua compartimento Corales

Material y Métodos

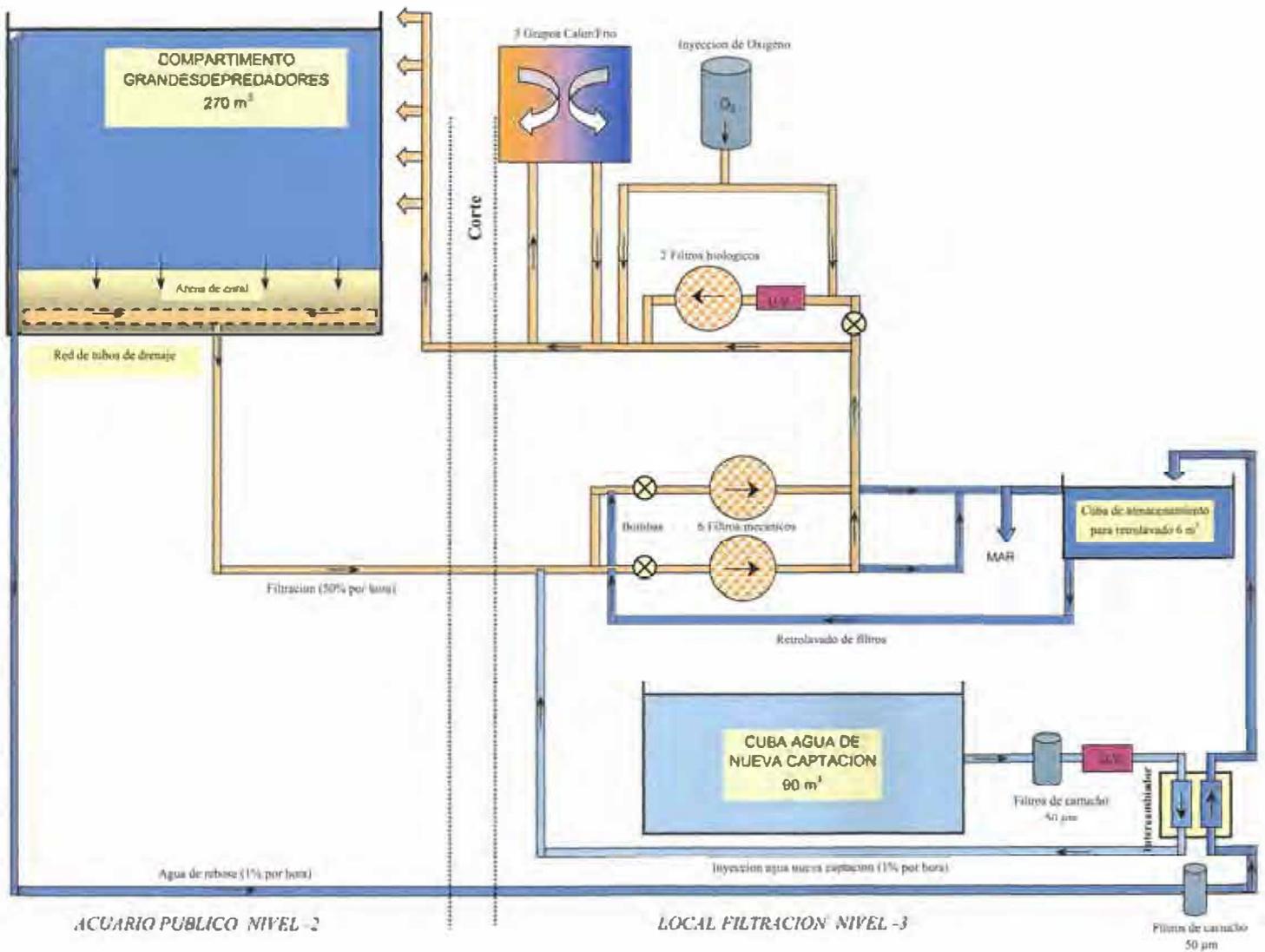


Figura 7. Esquema de circulación del agua del compartimento Grandes Depredadores

1.4. ILUMINACIÓN

Dependiendo del compartimento del que se trate, el objetivo de la instalación de iluminación será totalmente diferente. Así en el compartimento 1 donde se van a depositar los corales, es preciso un tipo de luz en cantidad y calidad determinada. Por el contrario en el compartimento 2, donde habitan los Grandes Depredadores, la luz juega un papel puramente estético, y lo que se persigue es recrear un ambiente oceánico con alternancia de zonas iluminadas y de sombras.

Compartimento 1: La instalación fue concebida para que a nivel del sedimento la cantidad de luz fuera como mínimo de $250 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$. Para alcanzar estos valores el compartimento cuenta con veintitres lámparas HQI, seis con potencia unitaria de 2000W (Modelo Stratos 2000, SBP, Italia) y diecisiete con 1000W (Modelo Saturno 1000 Super, FIVEP, Italia) . Hay que tener en cuenta el tipo de reflector de la lámpara, que puede ser intensivo (tipo "spot") o extensivo (tipo "flood"). El tipo Intensivo se caracteriza por concentrar la luz sobre un punto, permitiendo alcanzar mayores profundidades que el tipo Extensivo que reparte la luz de un modo homogéneo. Las seis lámparas de 2000W, de mayor potencia, llevan reflectores del primer tipo y se ubicaron cerca del panel frontal (V1) de metacrilato, donde el decorado no impide que la luz llegue al fondo del compartimento. Por el contrario las lámparas de 1000W, poseen reflectores Extensivos, y son las encargadas de repartir la luz en las zonas más someras del compartimento.

Otro factor relacionado con la calidad de luz que buscamos, es la *Temperatura de color*. Esta se mide en °K y se asocia con el espectro de luz que va a dar una determinada lámpara. Para el mantenimiento óptimo de los corales es necesario acercarnos lo más posible al espectro de luz solar. Por ello todas las lámparas de este compartimento son del tipo 5.600 °K o 6.200°K que reproducen las condiciones de la

“luz del día”.

En cuanto al número de lámparas, va en función de los cálculos previos hechos en otros acuarios más pequeños del museo (primera experiencia a nivel mundial de cultivo de corales a seis metros de profundidad en condiciones de iluminación artificial) y del espacio físico disponible. Dado el desconocimiento existente, según la respuesta de los primeros corales implantados en el compartimento se ha ido regulando la cantidad de lámparas encendidas. En la actualidad, están en funcionamiento trece, tres de 2.000W y diez de 1.000W.

Otro de los aspectos novedoso de la instalación, es el sistema de sujección de las lámparas. Este consiste en ocho raíles de fibra de vidrio (recubiertos de resina) que permiten el desplazamiento de las lámparas sobre ellos. Este sistema facilita las labores de mantenimiento de la instalación (limpieza, recambios...) a la vez que evita los problemas de corrosión y toxicidad, presentes en otros tanques.

Compartimento 2: En este caso, la instalación es mucho más sencilla, y el objetivo que se persigue con la iluminación es puramente estético.

El compartimento de Grandes Depredadores cuenta con dos lámparas, una de 1000W y otra de 400W que inciden directamente sobre el decorado. Ambas lámparas poseen reflectores extensivos. Para aumentar el efecto de luces y sombras se ha equipado al compartimento con una bomba de recirculación situada en superficie. El movimiento del agua sumado a la luz intenta reproducir el efecto del sol sobre la columna de agua en mar abierto

En la figura 8 se presenta un esquema de la instalación para todo el tanque

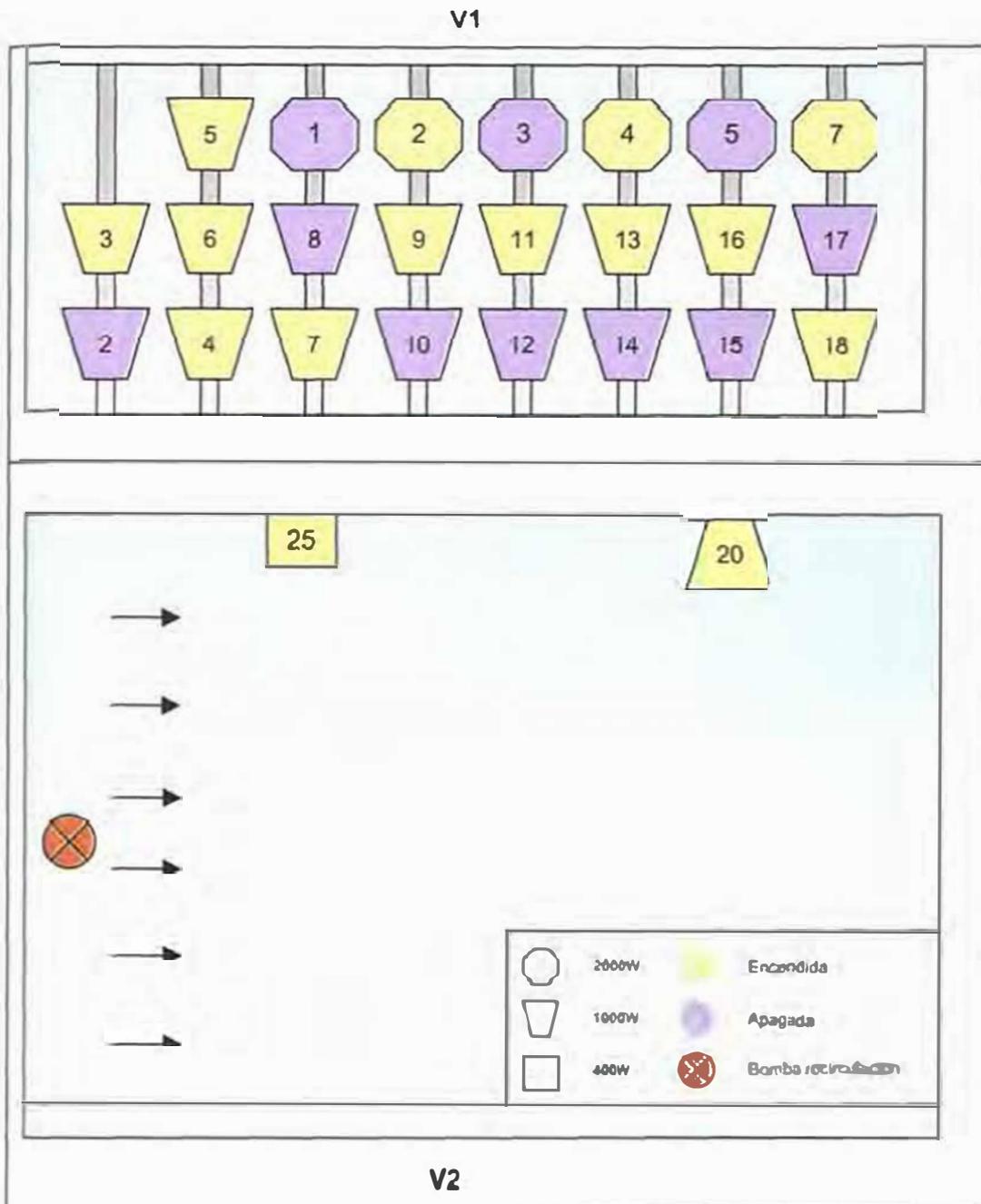


Figura 8. Situación de la instalación de iluminación del tanque durante el experimento de estimación del crecimiento del coral

Resta hablar del fotoperiodo, que aunque es el mismo en todo el tanque, (doce horas aproximadamente), las horas de encendido y apagado de lámparas son diferentes. Estas varían según el compartimento y la potencia de la lámpara. Incluso dentro de la misma potencia de lámpara existen 2 horarios diferentes (Tablas 2 y 3).

Todo esto se hace para conseguir un efecto parecido al de la realidad, con un aumento progresivo de la luz al principio del día, y una disminución del mismo modo cuando llega la "noche".

Compartimento 1:

Tipo de lámpara (Potencia)	Números	Horario
HQI 2000W	1,3,5,7	7.45-20.30
	2,4	7.30-20.15
HQI 1000W	3,5,7,9,11,13,15,17	7.45-20.30
	2,4,6,8,10,12,14,16,18	7.30-20.15

Tabla 2. Horario de encendido de lámparas de Compartimento corales

Compartimento 2 :

Tipo de lámpara (Potencia)	Número	Horario 1
HQI 1000W	20	7.45-20.00
HQI 400W	25	7.45-20.00

Tabla 3. Horario de encendido de lámparas del compartimento de los Grandes Depredadores.

1.5. APORTE DE OXÍGENO

Existe un adición suplementaria de oxígeno sobre cada uno de los tubos de retomo del agua procedente de la filtración, a cada compartimento (Figs. 6 y 7). Además existe otro sistema de inyección de oxígeno en cada una de las entradas de los reactores biológicos. Mediante este último sistema es posible incrementar el rendimiento de la nitrificación según convenga.

Dada la configuración del tanque y su profundidad (5,50 m), no es posible la utilización de aire comprimido que conllevaría problemas de subsaturación.

Independientemente de los sistemas propios de cada compartimento, todas las instalaciones de bombeo, filtración, esterilización y calentamiento del agua, se encuentran en la "Sala de filtros" (Figs. 6 y 7).

1.6. DESCRIPCIÓN DEL BIOTOPO

En cuanto a la población existente en el tanque, se ha tratado de reproducir aquella típica de un ecosistema marino del Indopacífico, con diferentes especies de corales vivos (madreporarios y alcionarios), peces e invertebrados, representado dos tipos de "comunidades", la laguna y la parte expuesta del arrecife. Es importante añadir que prácticamente la mayoría de las colonias de corales depositadas en el tanque han sido cultivadas mediante el sistema intensivo desarrollado hace ya tiempo por el Acuario de Mónaco (Anexo III).

Todo el soporte biológico, se enmarca en un decorado natural de piedra calcárea de origen coralino procedente del Vietnam. Estas piedras han sido emplazadas sobre un esqueleto de resina y PVC, recubierto por una fina capa de cemento.

El sistema fue dimensionado para una biomasa de 2.5 Kg de peso vivo por m³ para el compartimento de la laguna, y 5 kg/m³ para la parte expuesta del arrecife.

1.7. MANTENIMIENTO DEL TANQUE

Las labores de mantenimiento del tanque se centran en dos puntos principales; *limpieza y alimentación*. Secundariamente, existen otros aspectos esporádicos como son la decoración, tratamiento de enfermedades y la introducción de animales.

Es inevitable que alguna de estas labores provoquen interferencias en el equilibrio natural del tanque, Muchas de ellas han de realizarse mediante la entrada de uno o dos buceadores en el tanque, por lo que sobretodo al principio, es inevitable que produzcan estrés en los organismos que habitan dentro de él. Las tareas semanales se pueden dividir de la siguiente manera:

- **Limpieza.** Esta incluye los paneles de metacrilato y, en el caso de que existan, las proliferaciones masivas de algas nocivas. En la actualidad es necesario que dos veces por semana dos buceadores se encarguen de la limpieza del compartimento de los Corales y otros dos, una vez por semana, del compartimento de los Grandes Depredadores. La diferencia se debe a que, como ya se mencionó anteriormente, la cantidad de luz de cada compartimento es muy diferente, mucho mayor en la parte Coral, lo que provoca que la proporción de algas que se fijan en cada uno de los paneles también lo sea.
- **Alimentación.** El tanque es alimentado todos los días, tres o cuatro veces el compartimento Coral y dos veces el de los Grandes Depredadores. En cuanto a la cantidad y composición del “menu”, se intenta que sea lo más variado y completo posible para satisfacer todos los requerimientos nutritivos de los animales. Esto repercutirá en su aspecto externo y en la capacidad para reproducirse en condiciones diferentes a las naturales. En

el Anexo 4, se muestran las cantidades medias por alimento (semanales y anuales) que se suministran en la actualidad al tanque.

Partiendo de la base de que el tanque esta sobrealimentado (sobre todo Compartimento Grandes Depredadores), existen días en los que la alimentación es menor a la cantidad media, y por el contrario, otros en que ésta, será superior.

- En este apartado se introducen todos aquellos aspectos que por secundarios no dejan de ser fundamentales en el mantenimiento del tanque.

- Decoración:

Constituyó, sobre todo, durante los primeros meses, una parte importante de las labores de mantenimiento. Supuso la instalación de todas las colonias de coral u otros invertebrados, existentes en el tanque en la actualidad (Anexo III), reformas sobre el decorado.etc. Sea cual fuera el objetivo de la misma, implica siempre la presencia como mínimo de un buceador dentro del agua, más otra persona que le asista fuera de ella.

- Tratamiento de enfermedades:

Existen dos posibilidades, bien el tratamiento general a todos los animales, "in situ" dentro del tanque (via alimentación) o bien el tratamiento particular (via inyección o mediante baño).

- *Introducción de nuevos animales:*

Se realiza siempre con la ayuda de un buceador para reducir en lo posible el estrés provocado a los nuevos “inquilinos” del tanque.

II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

1.- PARÁMETROS FÍSICOS

1.1. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO

El área de muestreo varió dependiendo del tipo del parámetro. De este modo, el pH, la salinidad, el oxígeno disuelto y la temperatura fueron medidos en el lugar donde están colocadas las sondas del GTC (Gestion Technique Centralisée). Dada la renovación del tanque y el sistema de circulación del agua, se consideró que el valor obtenido es representativo de todo el tanque. En el Anexo V, se describe de modo detallado el funcionamiento del Sistema de Gestión Técnica Centralizada.

En cuanto a la luz, las zonas utilizadas fueron las mismas áreas en las que se realizó, tanto, el seguimiento de las poblaciones algales como la estimación del crecimiento del coral (más adelante).

1.2. METODOLOGÍA DE MUESTREO

Variable, dependiendo del parámetro considerado:

1.2.1. Oxígeno disuelto, pH, Temperatura y Salinidad.

Mediante el sistema GTC (Gestion Technique Centralisée), ya en pleno funcionamiento en el resto de los acuarios del Museo (Anexo V).

1.2.2. Luz.

Las mediciones de luz fueron realizadas utilizando el fotómetro “LI-1000 DataLogger” capaz de medir la cantidad de luz (μmol de fotón) que pasa por una superficie de 1m^2 y por segundo.

Con la ayuda de un tubo de PVC rematado en “Y”, el sensor de la luz fue situado en el centro de cada una de las áreas de muestreo, leyéndose a continuación el valor calculado por el fotómetro. Todas las mediciones se tomaron siempre (como mínimo) tres horas después del encendido de las lámparas del tanque, para evitar cualquier problema con la intensidad de la luz.

1.3. PERIODICIDAD

1.3.1. Oxígeno disuelto, Temperatura, pH y Salinidad.

El seguimiento de estos parámetros se realizó en tiempo real, en medición continua.

1.3.2. Luz.

La medición de luz se hizo como mínimo, una vez al mes. Todos aquellos momentos en que se modificó la instalación (cambio de alguna lámpara, encendido/apagado .etc.) implicaron rehacer las mediciones.

1.4. RECOPIACIÓN Y PROCESAMIENTO DE LOS DATOS

Todos los datos recogidos en los muestreos, se volcaron sobre una hoja de cálculo “Microsoft Excell 97” para su posterior tratamiento y análisis.

2.- PARÁMETROS QUÍMICOS

2.1. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO

Todas las muestras de agua se tomaron en superficie, en la zona próxima a las rejillas de salida del agua en ambos compartimentos. Dada la renovación del tanque y los sistemas de circulación, se considera que el valor obtenido en cada caso, es representativo de todo el volumen del compartimento.

2.2. METODOLOGÍA DE MUESTREO

Para la toma de la muestra utilizamos cuatro botes de plástico, uno por cada compartimento y los otros dos de muestras "control". A continuación se analizaron en el laboratorio.

Dependiendo del compuesto, se utilizaron diferentes metodologías basadas todas ellas en la determinación de la concentración a partir de una reacción colorimétrica. Para facilitar la manipulación de las muestras se emplearon diferentes kits comerciales, ayudados en algunos casos de un espectrofotómetro, (modelo RD-2000, Hach Europe – Alemania).

2.2.1. Amonio

Su determinación se basó en la *Colorimetría del 2,2'-isopropil-5,5' metilindofenol azul o Reacción de Berthelot*. Tras alcalinización a pH 13, el amoníaco reacciona con el hipoclorito para dar monocloramina, que en una reacción catalizada de dos etapas forma con el timol un indofenol azul. Para su medición se utilizó el kit comercial Aquaquant 1.14423. (Merck, Alemania), con rango de determinación entre 0,16 y 6,2 mg/l (ppm) de $\text{NH}_4\text{-N}$.

2.2.2. Nitritos

Su determinación se basó en la *Reacción de Nitrito con dicloruro de N-(1-naftil) etilendiamonio y Acido sulfanílico dando un colorante azoico violeta o Reacción de Griess*. Los nitritos reaccionan con ácido sulfanílico dando el ácido 4-diazobencenosulfónico. Este se condensa seguidamente con N-(1-Naftil) etilendiamonio dicloruro, dando un colorante rojo-violeta. El kit comercial utilizado fue Aquaquant 1.14408. (Merck, Alemania), con rango de determinación entre 0,0015 y 0,030 mg/l (ppm) de NO₂-N.

2.2.3. Nitratos

Su determinación se basó en el *Método de Reducción del Cadmio*. El cadmio reduce el nitrato presente en la muestra a nitrito. Este reacciona en medio ácido con el ácido sulfanílico para formar una sal, la cual reacciona con el ácido gentísico para dar un complejo coloreado ocre. En este caso para la determinación de la concentración de los nitratos nos ayudamos del espectrofotómetro. El rango de determinación elegido fue entre 0 y 4,5 mg/l (ppm) de NO₃-N.

2.2.4. Fosfatos

Su determinación se basó en el *Método PhosVer 3 (ó del Acido Ascórbico)*. El ortofosfato reacciona con el molibdeno en medio ácido para producir un complejo fosfomolibdico. El ácido ascórbico reduce dicho complejo, dando una coloración intensa de azul de molibdeno. Para la determinación de la concentración de los fosfatos inorgánicos (ortofosfatos) nos ayudamos del espectrofotómetro. El rango de determinación elegido fue entre 0 y 0,8 mg/l de P – PO₄ (ppm).

2.3. PERIODICIDAD

Dependió tanto del experimento realizado como del parámetro medido.

2.3.1. Mediciones semanales

- Amonio, Nitritos, Nitratos y fosfatos tres veces por semana
- Nitratos dos veces por semana

Las mediciones se hicieron siempre antes del período de alimentación del tanque.

2.3.2. Medida en continuo

Amonio y nitritos una vez al mes. Las mediciones se hicieron durante todo el día, con un intervalo de media hora entre cada una (incluyendo el período de alimentación).

La duración del muestreo fue aproximadamente doce horas, aunque se varió en función de la estabilidad de los resultados.

2.4. RECOPIACIÓN Y PROCESAMIENTO DE LOS DATOS

Todos los datos recogidos en los muestreos, se volcaron sobre una hoja de cálculo "Microsoft Excell 97" para su posterior tratamiento y análisis.

III.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS

1.- POBLACIONES ALGALES

1.1. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS

1.1.1. *Definición de las áreas de muestreo*

Para el seguimiento de los diferentes grupos de algas que crecen en el tanque, se han definido seis zonas de muestreo. Cuatro en el Compartimento 1 (corales) y dos en el Compartimento 2 (Grandes Depredadores).

Debido a que la introducción de los primeros animales se efectuó dos meses antes del comienzo del período de seguimiento, la elección de las zonas de muestreo se realizó en función de los lugares donde originalmente se establecieron las primeras comunidades algófilas. Se intentó que estas áreas fueran representativas de todo el tanque. La elección de un número menor de zonas en el compartimento 2 se debe a la diferencia en intensidad luminosa que existe con respecto al Compartimento 1 (Fig. 8).

Cada zona de muestreo fue definida por una superficie aproximada de 0,3 m², la profundidad a la que se encontraba y la cantidad de luz a la que se vió sometida. En la tabla 4, se muestra la descripción de cada una de las zonas elegidas en cada compartimento.

En las figuras 9 a 14 se muestran las diferentes zonas de muestreo en el **Compartimento 1**, mientras que las figuras 15 y 16 hacen lo propio pero con el **Compartimento 2**.

Compartimento	Código	Profundidad (m)	Flujo luminoso ($\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) (*)
Corales	C1	1.4	510
	C2	3.9	200
	C3	0.2	380
	C4	3.8	230
Grandes Depredadores	R1	1.0	40
	R2	1.6	25

Tabla 4. Características que definen las zonas de muestreo de las poblaciones algólicas (*) Medición realizada al comienzo del experimento

1.1.2. Metodología de muestreo

Llegado el momento del muestreo, un buceador se introdujo en cada uno de los compartimentos, y con la ayuda de un cuadrado de PVC de 55 cm de lado delimitó el área a muestrear. Mediante unas pinzas y tenazas metálicas se recolectaron en un bote plástico porciones de las comunidades de algas más representativas en cada zona.

Una vez en el laboratorio las muestras se observaron a la lupa binocular y al microscopio óptico para su posterior identificación. Para la determinación de algunos grupos nos ayudamos de la Técnica de tinción al yodo, cuyo fundamento reside en la diferente coloración adquirida por el alga tras la reacción del yodo con las sustancias de reserva del vegetal.

Por otro lado, además de la bibliografía citada, para la determinación de las algas, se contó con la ayuda del Profesor Michel Denizot, Profesor Titular de Criptogamia de la Universidad de Montpellier, Miembro del Consejo Científico del Museo Oceanográfico de Mónaco y con más de 30 años de experiencia en estudios in situ de algas tropicales (zona Caribe y Pacífico).

Posteriormente, las algas de cada muestreo fueron fijadas mediante una solución de formol al 2% (5% de solución comercial) dentro de un bote de cristal debidamente etiquetado.

1.1.3. Periodicidad

Normalmente se hizo un muestreo por semana para el compartimento de corales y otro para el de Grandes Depredadores. Esta periodicidad se varió en función de la observación diaria y de los resultados obtenidos.

1.1.4. Recopilación y procesamiento de los datos

Se elaboró una lista de los principales grupos de algas encontrados en cada compartimento, y en los casos en que fue posible, se precisó, la categoría taxonómica a nivel de Familia, Género...

1.2. SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO

1.2.1. Soporte técnico

El buceador encargado de realizar los muestreos utilizó una cámara fotográfica sumergible (Konika, modelo *Mer Maio Waterproof*, Japón) para tomar fotografías de cada una de las zonas de estudio. Se usó además un trípode de PVC para que las fotos fueran tomadas desde la misma distancia en todos los muestreos.

1.2.2. Periodicidad

Normalmente, una vez por semana, aunque variable en función de la observación diaria y de los resultados obtenidos.



Figura 9. Descripción zonas de muestreo Compartimento Corales.C1/C3



Figura 10. Esquema de la Zona C3

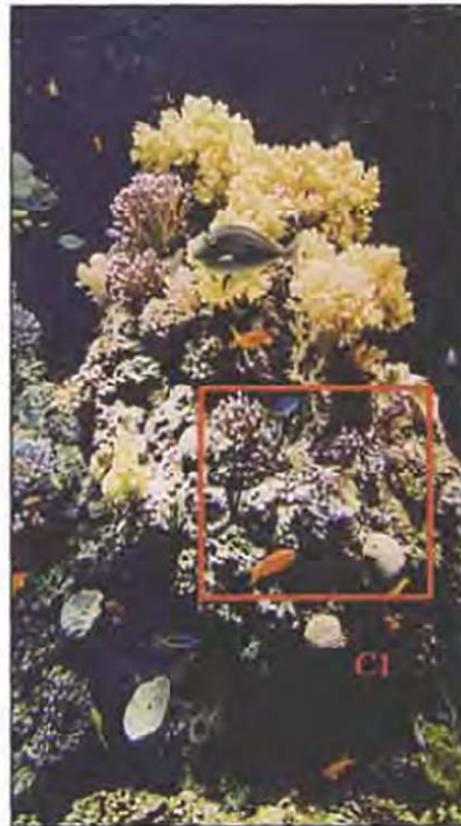


Figura 11. Esquema de la Zona C1



Figura 12. Descripción zonas de muestreo Compartimento Corales. C2/C4.



Figura 13. Esquema de la Zona C4



Figura 14. Esquema de la Zona C2

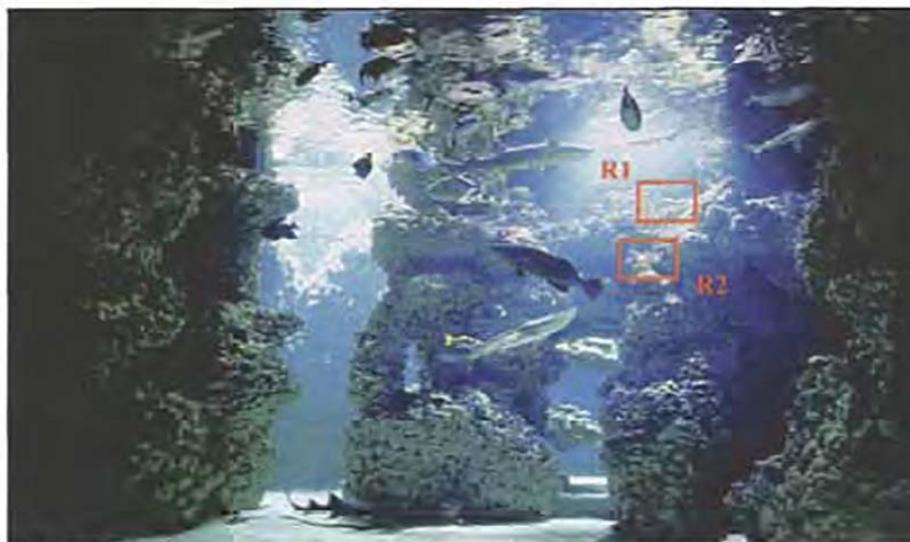


Figura 15. Descripción zonas de muestreo Compartimento Grandes Depredadores

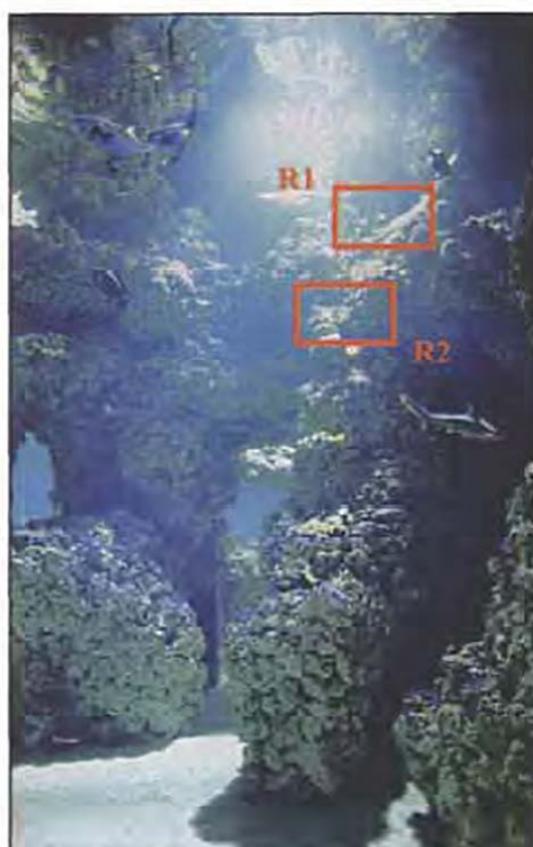


Figura 16. Esquema de las Zonas R1/R2

2.- ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL

2.1. PREPARACIÓN DE LOS CORALES

Esta parte del experimento se dividió en dos fases. Aunque existió cierta analogía en la metodología empleada en ambos casos, cada fase reunió ciertas peculiaridades que hacen que para su mejor comprensión se expliquen por separado.

Todas las colonias utilizadas en el experimento se recolectaron de la reserva del acuario, donde se viene realizando su cultivo de manera intensiva desde hace ya más de 10 años (Anexo III).

2.1.1. Experimento 1: Elección de la especie "Test"

Se seleccionaron 4 colonias de corales de dos especies diferentes, *Acropora spp.* y *Stylophora pistillata*, siempre de la misma colonia madre, y con un tamaño que oscilaba entre los 200-300 g. Mediante un taladro las colonias fueron agujeradas en la base, y con la ayuda de una epoxi resina, se les insertó una tija de fibra de vidrio (diámetro 10 mm y longitud variable de 10-15 cm). La tija fue utilizada posteriormente para fijar la colonia al decorado (Anexo III).

2.1.2. Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test" elegida

Se seleccionaron 16 colonias de la especie "Test" elegida, siempre de la misma colonia madre, y con un tamaño no superior a los 50 g. para facilitar su manejo. Mediante un taladro las colonias fueron agujeradas en la base, y con la ayuda de una epoxi resina, se insertó un pequeña tija de PVC

(diámetro 5 mm y longitud variable de 6-10 cm). La tija fue utilizada para fijar posteriormente las colonias al decorado.

Las 16 colonias se separaron en cuatro grupos lo más homogéneos posible dependiendo de su peso. Las cuatro colonias más ligeras formaron el grupo uno, las cuatro siguientes el dos, y así sucesivamente hasta completar los cuatro.

A continuación, se seleccionó una colonia de cada grupo por zona de muestreo, es decir, en el área de muestreo uno se tuvo una colonia del grupo más ligero, otra del siguiente grupo de peso, etc..., y así hasta completar las 4 zonas (Tabla 5).

GRUPO	ZONA			
	C1	C2	C3	C4
1	13,3	21,6	15,2	16,6
2	25,3	25,7	22,6	21,7
3	31,0	37,3	31,7	26,8
4	40,5	38,6	51,7	38,0

Tabla 5. Peso (g) de las colonias utilizadas en el experimento, separadas por Zona y Grupo. Peso calculado mediante método descrito más adelante.

Una vez preparadas las colonias, estas se introdujeron en las áreas de seguimiento fijadas en el compartimento de los corales. A cada colonia se le adjuntó en la varilla de PVC con una pequeña etiqueta de plástico, fácilmente extraíble en el momento de la pesada. En esta etiqueta figura un código formado por dos números. El primero indica la zona de muestreo (1,

2, 3 ó 4), y el segundo, el número del grupo del que fue seleccionado (1, 2, 3 ó 4).

2.2. DEFINICIÓN DE LAS ÁREAS DE MUESTREO

Las áreas de muestreo elegidas para ambos experimentos fueron las mismas en las que realizamos el seguimiento de las poblaciones algales.

2.3. METODOLOGÍA DE MUESTREO

2.3.1. Experimento 1: Elección de la especie "Test"

Durante el período establecido, se observó diariamente la aclimatación de ambas especies dentro del compartimento. Finalizado este período se estimó que especie se había adaptado mejor a las nuevas condiciones.

2.3.2. Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test" elegida

Para la estimación del peso de las colonias de coral, se utilizó la técnica de la pesada de la colonia dentro del agua "buoyant weight technique" (Jokiel et al., 1978) que se basa en el "Principio de Arquímedes" (*-El peso de un objeto en el aire es igual al peso del objeto en un medio líquido más el peso del líquido desplazado por el objeto-*). La aplicación de este Principio y el conocimiento de la densidad del esqueleto, 99,9% de aragonito (Wainwright, 1963), de los corales duros (escleractinarios), conducen a la siguiente formulación matemática para la determinación del peso seco del esqueleto.

$$P_{\text{aire}} = \frac{\text{PESO}_{\text{agua}}}{1 - (D_{\text{agua}}/D_{\text{objeto}})}$$

P_{aire} : Peso seco del esqueleto expresado en g

P_{agua} : Peso medido en el agua expresado en g

D_{agua} : Densidad del agua de mar donde realizamos la medida. Esta se calculó a partir de la ecuación de estado del agua de mar (Unesco, 1981)

D_{objeto} : Densidad del aragonito igual a $2,95 \text{ g.cm}^{-3}$

Esta técnica ha sido utilizada en numerosos estudios de crecimiento de organismos calcáreos (Franzisket, 1964; Maragos, 1972; Jokiel y Coles, 1977; Bak 1973; Jokiel et al., 1978; Gattusso, 1987; Davies 1989; y Marchioretti, 1990).

Para la realización de la medición, el coral fue extraído por zonas con la ayuda de un buceador. A continuación, fue pesado dentro de un vaso de precipitados (5 l), utilizándose una balanza de precisión (METTLER PM4800 Delta range, Alemania La balanza esta provista de un sistema de pesada “en suspensión”, al cual, se sujeta el coral suspendido de un hilo. Es importante señalar que la colonia y su soporte (varilla de PVC) deben permanecer sumergidos por completo durante la realización de la pesada. Para mantener la balanza se utilizó una estructura de madera diseñada específicamente para el experimento (Fig. 17).

Para evitar estresar el coral lo mínimo posible, las 4 colonias de cada

zona son pesadas y devueltas rápidamente al compartimento.

En el momento de la extracción del coral para la realización de la pesada, el buceador colocó una varilla etiquetada de PVC en el agujero específico de cada colonia. De esta forma el coral permaneció en la misma posición durante todo el tiempo que duró el experimento.

2.4. PERIODICIDAD

2.4.1. Experimento 1: Elección de la especie "Test"

Durante dos meses se observó diariamente la evolución de las dos especies dentro del compartimento.

2.4.2. Experimento 2: Estimación del crecimiento de la especie "Test"

Una vez elegida la especie "Test" se estimó su crecimiento diario durante los dos meses restantes de experimentación. Los muestreos se realizaron de modo variable, oscilando entre 17-20 días.

2.5. Recopilación y procesamiento de datos

Los datos recogidos en cada muestreo se volcaron en una hoja de cálculo "Excell 97" donde se calcularon los pesos mediante el modelo matemático desarrollado por Jokiel et al. (1978). Posteriormente estos datos fueron tratados para hallar la tasa de calcificación, medida como el porcentaje de incremento en peso diario de cada colonia. Además se realizaron gráficos para ver la evolución del crecimiento por zonas.

Debido a las variaciones de la balanza en el momento de la pesada y,

sobretudo, para minimizar el tiempo de medida, y con ello el estrés al que sometimos al coral, de las dos cifras decimales de la balanza se cogió sólo la primera.



Figura 17. Sistema de pesada del coral

3.- INVENTARIO DE LAS POBLACIONES DE PECES

3.1. Definición de las áreas de muestreo

El área de muestreo será obviamente todo el tanque.

3.2. Metodología de muestreo

El método empleado será visual. Dos personas permanecieron delante de cada compartimento durante el periodo de alimentación para realizar el contaje de los animales. En todo muestreo se hizo el contaje total de individuos incluyendo todos aquellos que fueron adicionados entre los periodos de inventariado. Para una mejor identificación de los animales se utilizó la Guía de Lieske et al. (1994).

3.3. Periodicidad

Se realizaron 3 muestreos, uno al principio del experimento, otro intermedio y otro al final.

3.4. Recopilación y procesamiento de los datos

Se realizó un inventario por especie y número de individuos en cada uno de los muestreos. Naturalmente se incluyeron todos los animales encontrados muertos diariamente. El soporte utilizado fue la hoja de cálculo "Excell 97".

RESULTADOS

I.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

1.- PARÁMETROS FÍSICOS

Debido a un fallo en el sistema de almacenamiento de datos de la GTC, la recopilación de valores ha comenzado el 18 de diciembre del 2000, prolongándose hasta el 16 de abril, fecha de recopilación del último dato. Durante el resto del período los datos han sido recuperados sin ningún tipo de incidencia. Los valores obtenidos se expresarán como la media de todo el período con la desviación típica observada.

1.1. TEMPERATURA

La temperatura ha sufrido pocas variaciones en ambos compartimentos. En general existe bastante estabilidad a lo largo de todo el período de experimentación (Fig. 18).

En el **Compartimento 1**, Corales, la temperatura ha oscilado en torno a un valor medio de $24,6 \pm 0,2$ °C.

En la parte correspondiente a los Grandes Depredadores, **Compartimento 2**, la temperatura ha oscilado en torno a un valor medio de $23,9 \pm 0,6$ °C.

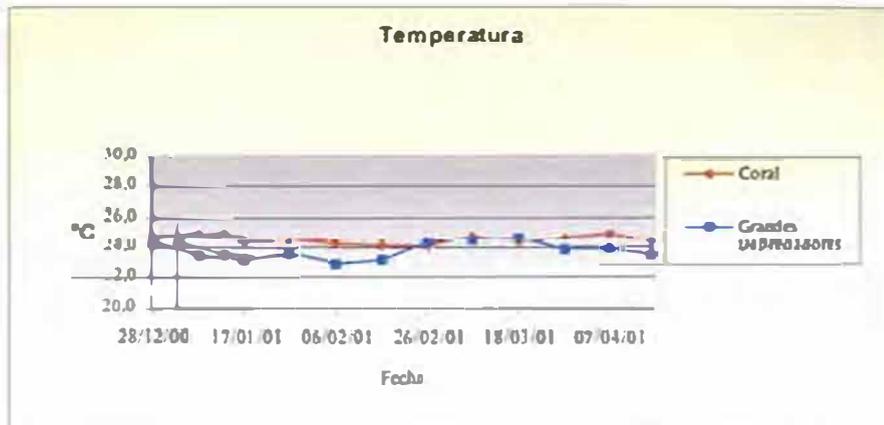


Figura 18. Evolución de la temperatura durante el período de experimentación

1.2. SALINIDAD

La salinidad ha sufrido pocas variaciones en ambos compartimentos. En general existe bastante estabilidad a lo largo de todo el período de experimentación (Fig. 19).

En el compartimento 1, Corales, la salinidad ha oscilado en torno a un valor medio de $37,82 \pm 0,19$ ppt.

En la parte correspondiente a los Grandes Depredadores. Compartimento 2, la salinidad ha oscilado en torno a un valor medio de $38,03 \pm 0,25$ ppt.

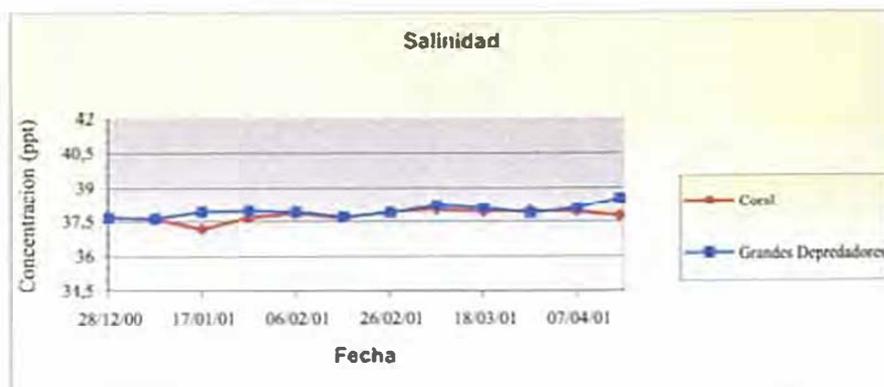


Figura 19. Evolución de la salinidad durante el período de experimentación

1.3. pH

El pH ha sufrido pocas variaciones en ambos compartimentos. En general existe bastante estabilidad a lo largo de todo el período de experimentación (Fig. 20).

En el Compartimento 1, Corales, el pH ha oscilado en torno a un valor medio de $8,45 \pm 0,06$.

En la parte correspondiente a los Grandes Depredadores, Compartimento 2, el valor del pH ha oscilado en torno a un valor medio de $8,45 \pm 0,04$.

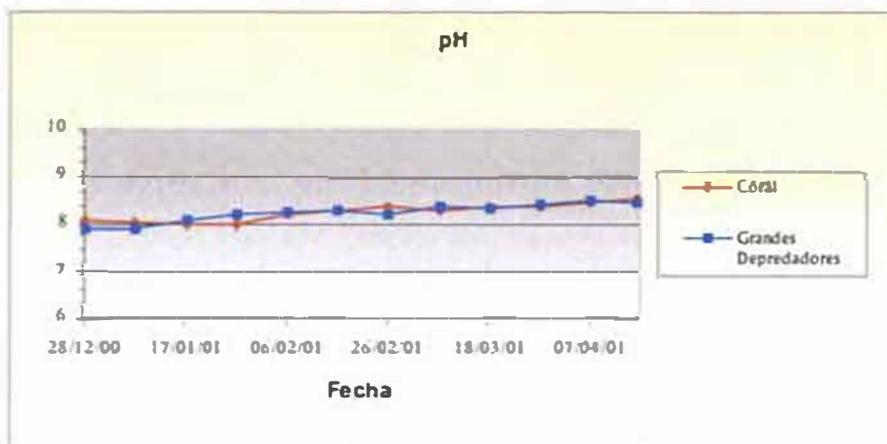


Figura 20. Evolución del pH durante el período de experimentación.

1.4. OXÍGENO DISUELTO

Debido a fallos en la calibración de las sondas, las mediciones tomadas durante los más de cuatro meses de seguimiento presentan numerosos "outliers" (datos fuera de rango) que impiden dar un valor medio exacto. A nivel general, existe un patrón diferente para cada uno de los Compartimentos.

Compartimento 1. Se aprecia una tendencia cíclica que coincide con la variación "día-noche". Así, la concentración de oxígeno aumenta durante el día y experimenta un descenso en el momento en que las lámparas empiezan a

apagarse ("noche").

Compartimento 2. EL valor del oxígeno se mantiene más o menos constante a lo largo de todo el periodo.

Lo citado anteriormente, se puede observar en las figuras 21 y 22, que representan la variación de la concentración de oxígeno durante cuarenta y ocho horas. En ambos casos, y a pesar de las variaciones, las medidas se sitúan siempre en torno a la saturación (100%).

Es importante señalar que desde el principio del periodo de seguimiento el **Compartimento 2** fue suplementado con oxígeno artificial para que su concentración en el agua se mantuviera próxima al 100%. Por el contrario, para el **Compartimento 1** este suplemento no fue necesario.

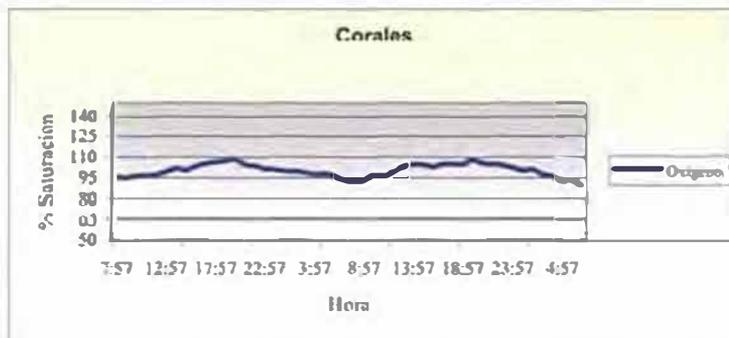


Figura 21. Evolución diaria del oxígeno durante el periodo de experimentación



Figura 22. Evolución diaria del oxígeno durante el periodo de experimentación

1.5. Luz

A continuación se presenta el cuadro de las mediciones de luz hechas durante el período de experimentación en cada una de las zona de muestreo. Los valores de luz se expresan en $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$.

1) Compartimento Coral

	17/01/01	25/01/01(*)	06/03/01	11/04/01
C1	510	200	270	320
C2	200	50	43	90
C3	380	370	310	330
C4	230	160	152	160

Tabla 6. Mediciones de luz durante el experimento
(*) Fecha en la que se apagaron las lámparas n° 1, 3 y 5 (Figura 8)

2) Compartimento Grandes Depredadores

	17/01/01	7/02/01(*)	06/03/01	11/04/01
R1	40	72	67	60
R2	25	134	126	113

Tabla 7. Mediciones de luz durante el experimento
(*) Se cambió ángulo de incidencia de la lámpara sobre la superficie del agua

2.- PARÁMETROS QUÍMICOS

2.1. MEDICIONES SEMANALES

Los parámetros medidos presentan diferentes comportamientos a lo largo de todo el período. De cada uno de ellos se da el valor de la media y la desviación típica observada. La tabla completa con los resultados de todas las mediciones semanales se presenta en el Anexo VI.

2.1.1. Amonio

Como se puede comprobar en las figuras 23 y 24, los valores obtenidos durante todo el período de seguimiento han sido bastante estables sin registrar apenas variación en ambos Compartimentos.

La concentración de amonio ($N-NH_4$) ha oscilado en torno a un valor medio de $0,10 \pm 0,04$ ppm para el **Compartimento 1**, corales, y $0,11 \pm 0,05$ ppm para el **Compartimento 2**, Grandes Depredadores.

2.1.2. Nitritos

Como se puede observar en las figuras 23 y 24, los valores medidos presentan bastante estabilidad con el tiempo. Esta situación ocurre en los dos Compartimentos.

La concentración de nitritos ($N-NO_2$) ha oscilado en torno a un valor medio de $0,008 \pm 0,01$ ppm para el **Compartimento 1**, corales, y $0,007 \pm 0,003$ ppm para el **Compartimento 2**, Grandes Depredadores.

2.1.3. Nitratos

De los tres parámetros medidos del ciclo del nitrógeno, los nitratos son

los que presentan mayores fluctuaciones (Figs. 23 y 24). Esta variación se cumple en ambos Compartimentos. Parece que al final los valores tienden a estabilizarse.

La concentración de nitratos ($N-NO_3$), ha oscilado en torno a un valor medio de $0,3 \pm 0,15$ ppm para el Compartimento 1, corales, y $0,4 \pm 0,13$ ppm para el Compartimento 2, Grandes Depredadores.

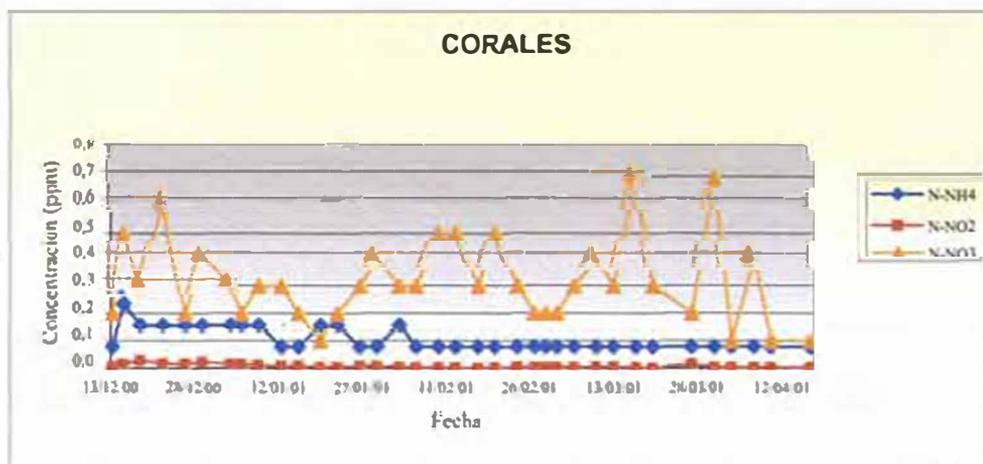


Figura 23. Evolución de los compuestos nitrogenados en el Compartimento de los corales

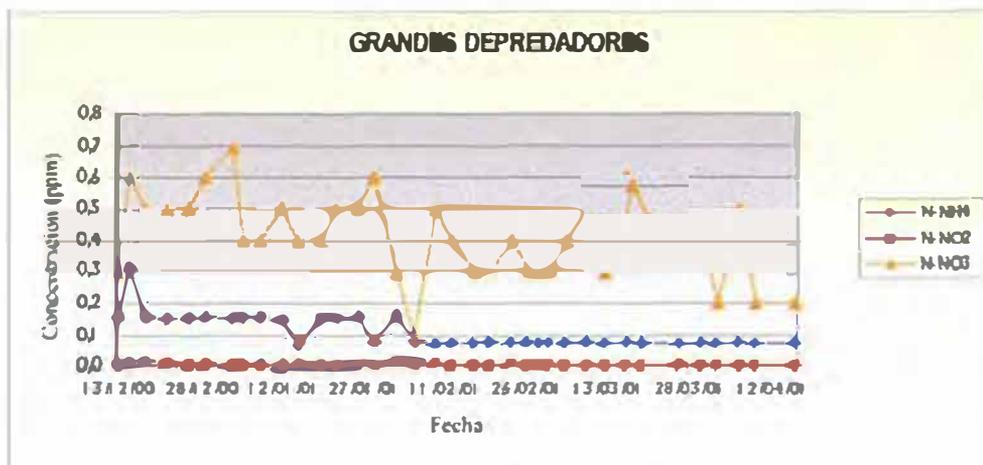


Figura 24. Evolución de los compuestos nitrogenados en el Compartimento de los Grandes Depredadores

2.1.4. Fosfatos

Durante todo el período, los valores alcanzados por el fosfato en todo el tanque (ambos Compartimentos) tienden a tener un comportamiento estable. Sin embargo, en el Compartimento 1 (Fig. 25), el fosfato, en general, está en menor concentración que en el Compartimento 2 (Fig. 26). Los datos se representan acompañados de las mediciones tomadas de los nitratos, pues pueden ser útiles de cara a la discusión posterior de los resultados.

Las mediciones de fosfatos ($P-PO_4$) realizadas, han oscilado en torno a un valor medio de 0.02 ± 0.01 ppm para el Compartimento 1, corales, y 0.08 ± 0.02 ppm para el Compartimento 2. Grandes Depredadores.

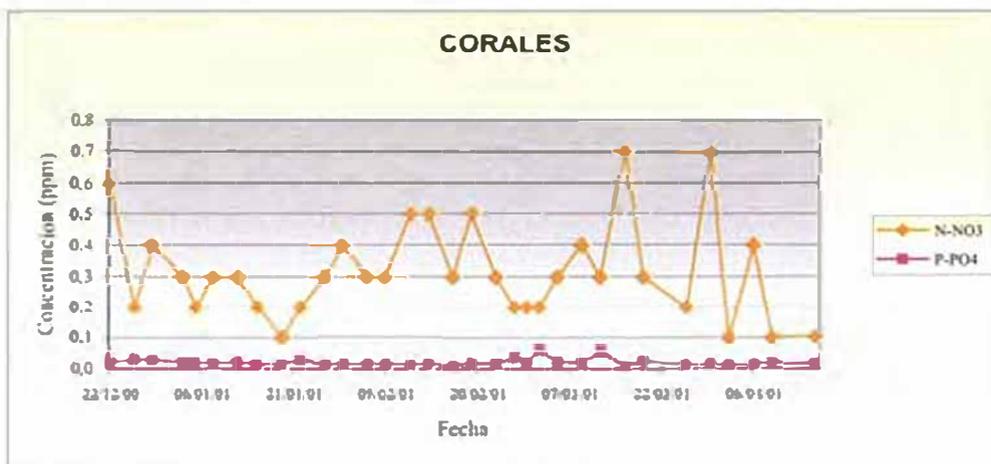


Figura 25. Evolución de los fosfatos y nitratos en el Compartimento de los corales

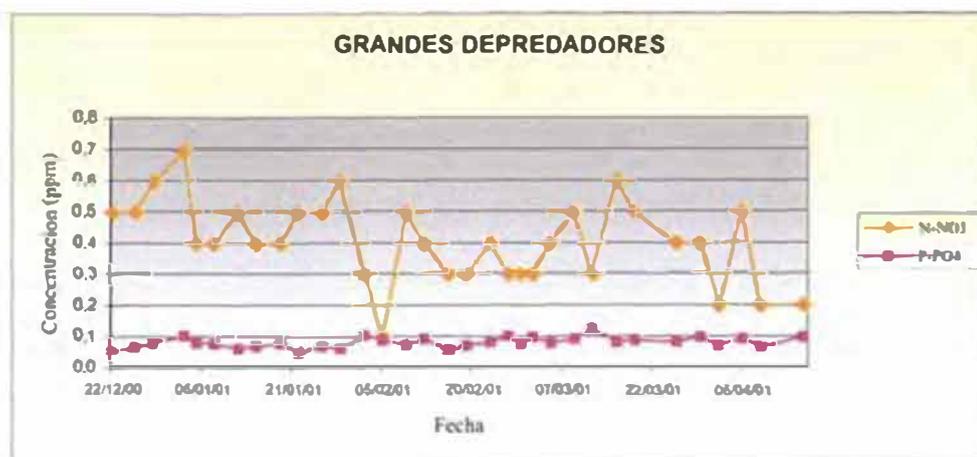


Figura 26. Evolución de los fosfatos y nitratos en el Compartimento de los Grandes Depredadores

2.2. MEDIDA EN CONTINUO

Se han realizado 3 mediciones en continuo. Durante los tres períodos, los valores encontrados son globalmente estables (Figs. 27 a 32).

2.2.1. Amonio

El valor obtenido durante la medición en continuo (en los tres periodos), ha sido siempre muy bajo, y a veces casi inapreciable.

Tanto en el Compartimento 1 como en el 2 los valores de amonio (N-NH_4) han sido siempre menores o iguales a 0,15 ppm (valor mínimo del kit), manteniéndose constante durante todo el período de muestreo (12 horas).

2.2.2. Nitritos

Los valores obtenidos en la medición de los nitritos (N-NO_2), en general, son bastante estables. No obstante, en todos los casos existe un ligero aumento de la concentración del compuesto, hasta alcanzar un valor máximo, para luego descender progresivamente hacia valores próximos a los iniciales.

GRAFICAS DE LAS MEDICIONES EN CONTINUO

1º PERIODO

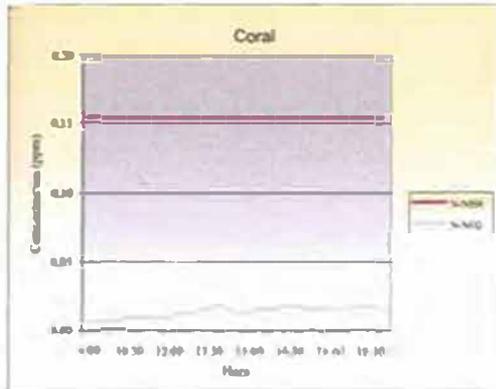


Figura 27. Medicion 26/01/01

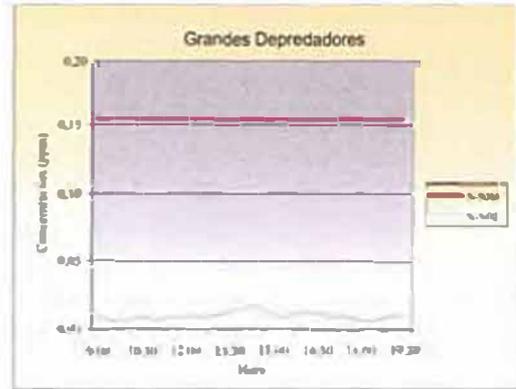


Figura 28. Medicion 26/01/01

2º PERIODO

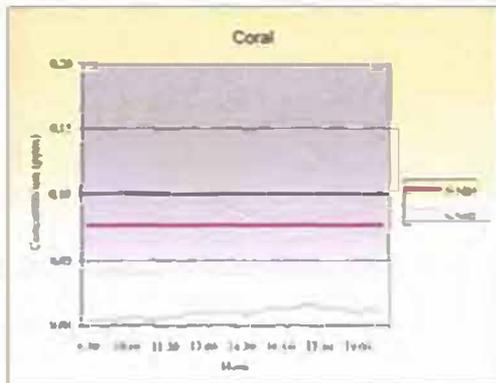


Figura 29. Medicion 07/03/01

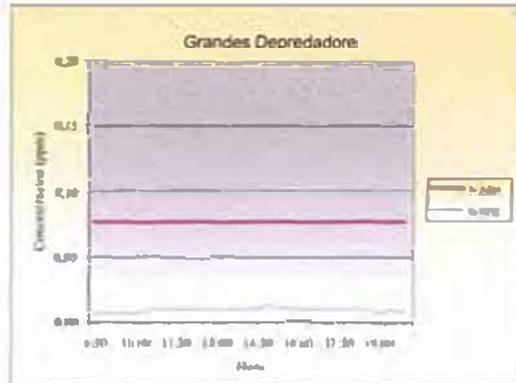


Figura 30. Medicion 07/03/01

3º PERIODO

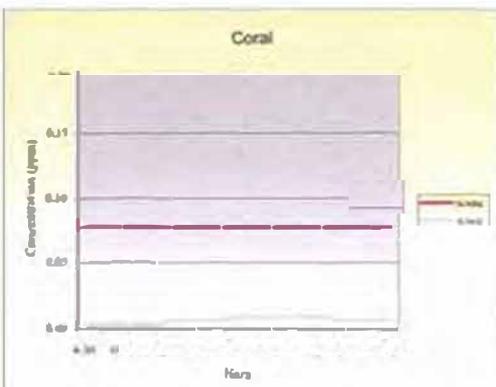


Figura 31. Medicion 16/04/01

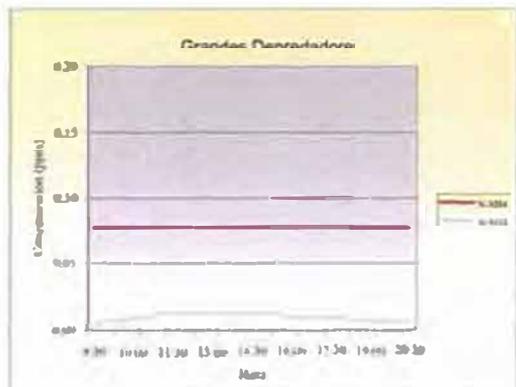


Figura 32. Medicion 16/04/01

II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS

1.- POBLACIONES ALGALES

1.1. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las observaciones realizadas, así como la bibliografía consultada, ha permitido extraer algunas generalidades sobre los diferentes grupos que ayudaron a su identificación. El orden de presentación de los diferentes grupos es el mismo en el cual aparecen normalmente en los acuarios (Fossa y Nilsen, 1996) cuando éstos comienzan su proceso de maduración.

Diatomeas (clase *Bacillariophyceae*)

Las diatomeas identificadas durante el experimento se pueden dividir en dos grandes grupos. Aquellas que aparecen formando colonias o, por el contrario se muestran como unicelulares.

- a) Coloniales. En casi todos los casos existe una matriz de mucílago en la cual se integran. De las observaciones realizadas, cabe destacar: Especies de las familias *Bacillariaceae* y *Thalassionemataceae*.
- b) Individuales. Aparecen libres en la muestra, aunque en determinados casos (especies de familia *Naviculaceae*) pueden asociarse y formar cadenas. Destacamos las siguientes familias *Naviculaceae* y *Thalassiosiraceae*, y los géneros *Cylindrotheca*, *Striatella*, *Navicula* y *Pleurosigma*.

Además, se han identificado diatomeas que han llegado a producir verdaderos "blooms" que en determinados momentos han ocupado gran parte de la superficie de muestreo. Este es el caso del género *Licmophora*, caracterizado por presentar células en forma de bastón, acompañadas de mucílago y que aparecen formando

agrupaciones libres o epífitas de otras algas. También una especie de la familia *Bacillariaceae* ha formado agrupaciones importantes. Destaca su forma alargada y su capacidad de desplazamiento.

Cyanobacteria (Cyanophyta)

Las cianobacterias identificadas se pueden dividir en dos grupos según su morfología: Formas unicelulares o coloniales y filamentosas. Dentro de las primeras se ha podido identificar dos familias diferentes.

a.1. Familia *Chroococcaceae*, formas masas de células de diferente morfología (esférica, discoide...) que forman colonias irregulares fijadas al sustrato por medio del material de la pared (Humm y Wicks, 1980).

a.2. Familia *Chamaesiphonaceae*, género *Entophysalis*. Muy próxima al grupo anterior (fácilmente confundible) y que pueden presentarse formando masas de células (estrato), o "falsos" filamentos (Humm y Wicks, 1980).

A la hora de la identificación de las formas filamentosas, éstas se pueden dividir en dos grandes grupos:

- a) Con heterocistes. Se identificó el Género *Calothrix*, caracterizado por un filamento cuyo diámetro decrece del ápice hacia la parte basal, en donde se encuentra un heterociste fácilmente diferenciable
- b) Sin heterocistes. La clasificación de este grupo es, hoy en día, motivo de discusión, según la importancia que se le dé a la presencia o ausencia de la pared y la capacidad de producción de mucílago. Este mucílago puede dar una estructura reconocible al microscopio.

Debido a esto, se ha estimado conveniente unificar en la medida de lo posible

los criterios de clasificación. Partiendo de esta idea, se han identificado los siguientes géneros.

b.1. *Microcoleus*. Células cuadradas, con célula apical de morfología cónica. Aparece normalmente en las salinas (comunicación personal Dr. Denizot).

b.2. *Lyngbya* : Pared externa bien visible. Existen numerosas especies en función del diámetro del filamento. Se ha identificado también el subgénero *Phormidium*, caracterizado por presentar la parte basal de los filamentos fijada al sustrato.

b.3. *Oscillatoria* : Se ha identificado de este modo aquellas especies de *Lyngbya* sin pared externa bien visible, y que muestran un movimiento claramente helicoidal.

b.4. *Spirulina* : La única especie observada es de un diámetro reducido, las espiras son bastante cerradas visibles únicamente al objetivo 40x. Poseen, al igual que el género anterior, movimiento espiral. Habría que remarcar que las «Spirulinas» utilizadas para la alimentación son filamentos más gruesos y las espiras son de un tamaño superior (género *Arthrospira*).

b.5. *Schizothrix* : Filamentos muy finos, que no forman espiras. La especie *Schizothrix calcicola* puede aparecer como una de las especies más comunes de las lagunas tropicales (comunicación personal Dr. Denizot).

Chlorophyta

Los grupos identificados son de morfología filamentosa, simple (géneros *Cladophora*, *Rhizochlonium* y *Derbesia*) o compleja, formando un tubo pluricelular con abundantes filas de células, en algunos casos imbricadas unas con otras (género *Enteromorpha*). No se ha observado ninguna forma incrustante. Los géneros observados de la familia *Cladophoraceae* (*Cladophora* y *Rhizochlonium*) y *Ulvaceae* (*Enteromorpha*) presentan septos entre cada célula a diferencia del género *Derbesia*,

cuyo talo es continuo. En este grupo es relativamente fácil observar las estructuras reproductoras. El género *Rhizochlonium*, de la misma familia que *Cladophora*, se diferencia claramente del anterior por presentar un talo carente de ramificaciones.

De todas ellas, es *Derbesia sp* la que presenta un crecimiento más rápido, siendo por el contrario, el resto de naturaleza efímera. Destacar que los géneros *Cladophora* y *Enteromorpha* fueron particularmente consumidos por los animales

Ectocarpales

Durante el experimento se han identificado especies de la familia Ectocarpaceae, siendo complicada su determinación por la complejidad morfológica ya mencionada en el párrafo anterior. Se caracterizan por presentar órganos reproductores (cuerpos fructíferos) fácilmente distinguibles y talos en los que se pueden observar en las ramificaciones, células más claras y más grandes a medida que avanzamos hacia el ápice.

El consumo por parte de los animales apareció siempre de un modo moderado.

Rodophyta

Las únicas especies observadas son pequeños talos de algas incrustantes, pertenecientes a 2 familias.

a) *Corallinaceae*.

Aparecen como pequeñas costras, reconocibles por un color rojo-violáceo, y presencia de una capa cálcarea alrededor de cada célula, sólo diferenciable al microscópio. Se pueden distinguir tres subfamilias; *Corallineae* (talo adulto articulado), *Melobesieae* (talo adulto siempre de tamaño muy reducido) y

Lithothamnieae (talo adulto de gran espesor o mismo de morfología arborescente no articulado). Los estadios tempranos de las 3 subfamilias son difíciles de ser separados. Solamente el género *Melobesia* puede ser diferenciado con ciertas garantías.

b) *Peyssonneliaceae*.

Se observaron dos géneros que pudieron ser determinados. *Peyssonnelia* (talo que presenta una capa de naturaleza cálcarea por debajo de la parte orgánica, esta capa no existe alrededor de cada célula. Alga persistente) y *Cruoriella* (misma estructura pero talo menos compacto, y de duración aparentemente efímera).

Es de resaltar que durante todo el período de seguimiento del tanque, no se hayan observado algas rojas filamentosas, familias *Florideae* y *Bangieae*, contrariamente a lo que habitualmente ocurre en la naturaleza (Denizot, 1968).

Dinoflagelados (Dinophyceae)

El género *Prorocentrum* que se ha identificado durante el experimento, se caracteriza por una forma piriforme con 2 flagelos perpendiculares que parten del poro apical. En la mayoría de los casos presenta además un pirenoide central muy visible.

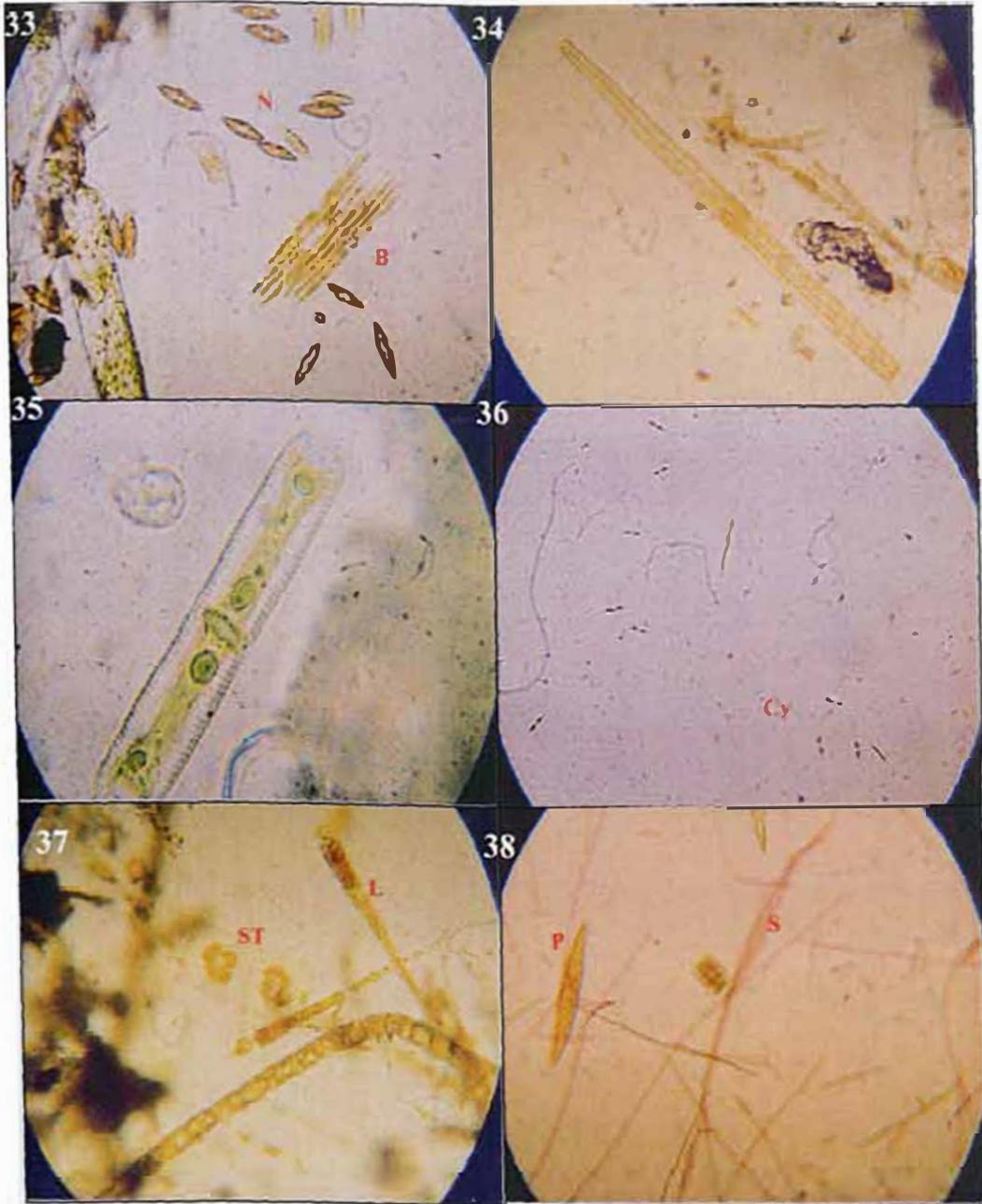
Este grupo es sobretodo frecuente en los fondos mediterráneos y Atlánticos próximos a la costa (comunicación personal Dr. Denizot).

A continuación se presentan fotografías de la mayoría de los grupos identificados (Figs. 33 a 50), y todas las tablas de resultados obtenidos por cada uno de los compartimentos. En cada muestreo se indicó la "presencia" de los diferentes grupos así como una estimación de su abundancia. Para ello se empleó un código cualitativo basado en presencia aislada (X), normal (XX) y abundante (XXX). Al final de

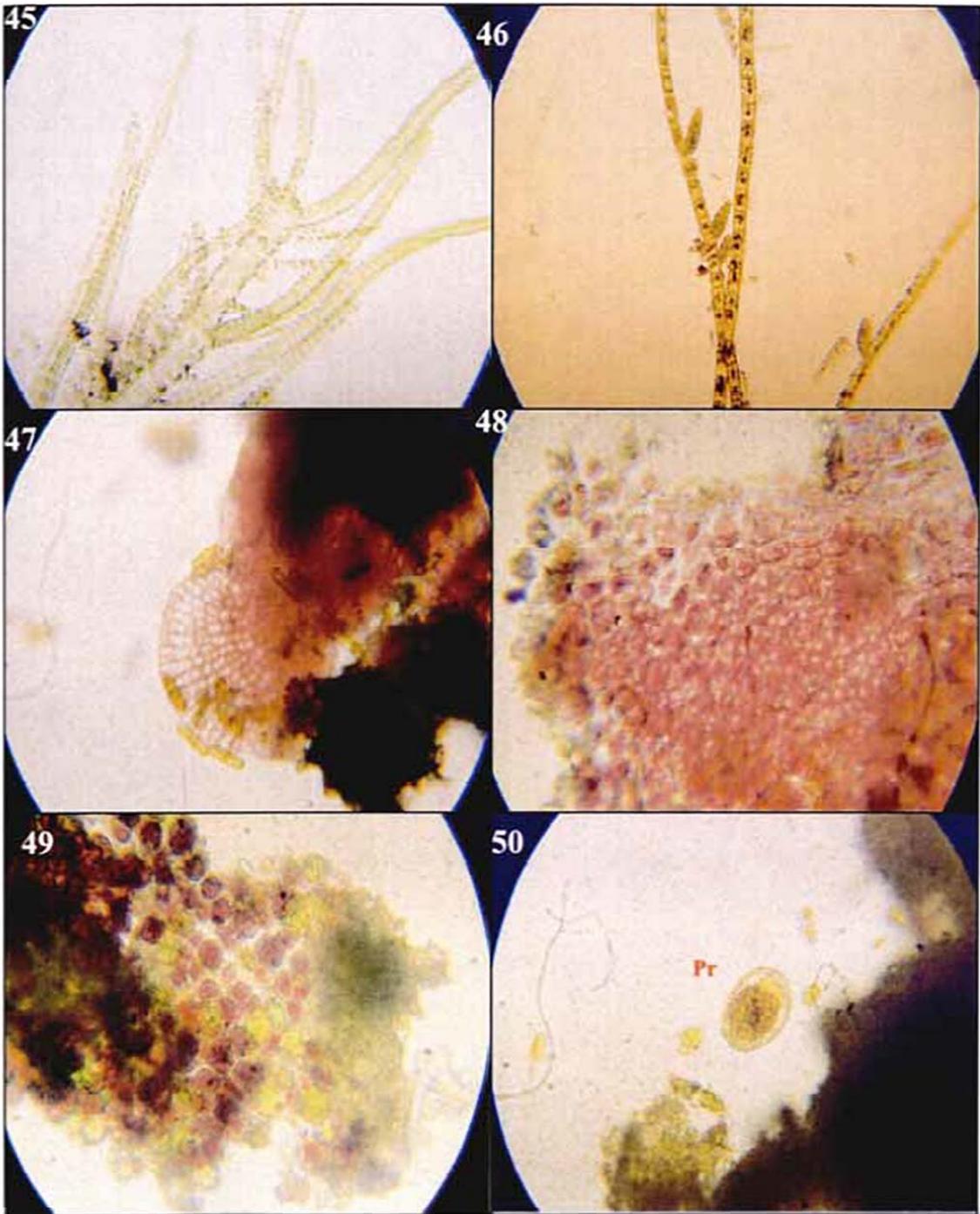
cada tabla existe una columna sumatoria total que indica el número de “presencias” de ese grupo a lo largo del experimento. También se ha realizado el sumatorio vertical para estimar la diversidad de cada zona a lo largo del tiempo. Ninguno de estos dos sumandos tendrá en cuenta la abundancia (X, XX ...), solamente la presencia.

En cuanto a los sumatorios presentados en este apartado, se ha utilizado la noción de “presencia” obtenida de las observaciones realizadas tanto durante los muestreos como al microscopio. En efecto, la utilización del concepto de “abundancia” o de “cobertura” no ha sido posible para la realización de los cálculos anteriormente mencionados. El código empleado (X, XX y XXX) no puede ser diferenciado más que de una manera somera. Sin embargo, la utilización de la simple “presencia”, permite dar una cierta aproximación cuantitativa, gracias a la probabilidad que existe de observar la especie “señalada” o no “señalada”.

GRUPOS PRINCIPALES DE ALGAS IDENTIFICADOS:







LEYENDA:

Lista del grupo taxonómico determinado y el aumento utilizado al microscópio para su visualización.

Figura 33. Familia *Bacillariaceae*, **B**, y Género *Navicula*, **N**, (160x)

Figura 34. Familia *Thalassionemataceae*, (160x)

Figura 35. Género *Naviculaceae*, (1000x)

Figura 36. Género *Cylindrotheca*, **Cy**, (100x)

Figura 37. Género *Striatella*, **S**, y Género *Licmophora*, **L**, (160x) Uso tinción al iodo

Figura 38. Género *Pleurosigma*, **P**, y Género *Spirulina*, **S**, (160x)

Figura 39. Género *Entophysalis*, **E**, (200x)

Figura 40. Género *Calothrix*, **Ca**, (200x)

Figura 41. Género *Lyngbya*, **Ly**, (400x)

Figura 42. Género *Schizothrix*, (200x)

Figura 43. Género *Cladophora*, (100x)

Figura 44. Género *Derbesia*, (100x)

Figura 45. Género *Enteromorpha* (100x)

Figura 46. Familia *Ectocarpaceae* (100x)

Figura 47. Género *Melobesia*, (200x)

Figura 48. Género *Peyssonnelia*, (400x)

Figura 49. Género *Cruoriella*, (400x)

Figura 50. Género *Prorocentrum*, **Pr**, (400 x) Uso de la tinción al iodo

Hay que hacer constar algunas incidencias en el desarrollo de los muestreos que impidieron su realización conforme a lo previsto.

- 1) El muestreo de la semana del 19 al 25 de febrero del 2001, no pudo ser llevado a cabo en ninguna de las zonas del compartimento 1 (Corales), debido a ser la semana en que se empezó la segunda parte del experimento de estimación del peso del coral. Las labores desarrolladas con tal objetivo impidieron realizar dicho muestreo.

- 2) El muestreo de la semana del 8 al 14 de enero del 2001 de la zona R2 del compartimento 2 (Grandes Depredadores), no pudo realizarse por causas ajenas al experimento.

1.2. SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO

Esta parte del experimento ha sido el “testigo macroscópico” de lo que ha pasado en el tanque durante los más de 120 días de seguimiento. A este nivel los cambios han sido más difíciles de apreciar que en el apartado anterior (nivel microscópico). Debido a esto los resultados se presentan de una manera general haciendo hincapié únicamente en aquellas zonas en las que los cambios han sido más palpables.

Compartimento 1

Macroscópicamente podemos diferenciar tres etapas. La **primera**, en la que se produjo el “bloom” de diatomeas en todo el Compartimento, sobre todo del género *Licmophora* (ver 1.1. Identificación de las muestras). Visualmente son las zonas C1 y C3 (en menor medida) donde este hecho se aprecia con

mejor claridad (Fig. 51). Por el contrario C4 y C2 existe presencia pero no es tan notable. La duración de esta etapa comprendería los primeros 20 – 30 días del seguimiento.



Figura 51. Bloom de *Licmophora* sp. Zona C1

La segunda etapa, una vez que el “bloom” de diatomeas ha desaparecido, comprendió la colonización del compartimento por otros grupos de algas (*Chlorophyta*, *Cyanophyta*, *Rhodophyta*, etc...) cuyo efecto macroscópico era mucho más difícil de apreciar. No obstante según la zona, hay una tendencia diferente en cuanto a la diversidad de grupos, siempre hablando en términos relativos:

- ❖ Zona C1. Colonización mayoritaria por parte de las “algas verdes” (*Chlorophyta*).
- ❖ Zona C2. Area en que la colonización fue escasa, en su mayoría formas incrustantes de “algas rojas” (*Rhodophyta*) y episodios efímeros de algún grupo de diatomeas (*Bacillariophyceae*).
- ❖ Zona C3. Junto a C4, es donde hay una mayor diversidad de grupos. Macroscópicamente diferenciamos grupos de cianobacterias

(*Cyanophyta*) sobre todo, y "algas verdes" (*Chlorophyta*).

- ❖ Zona C4. Gran diversidad de grupos. En este caso la diversidad se parece a la de C3, la diferencia estriba en que en este caso existe un mayor equilibrio en la superficie ocupada entre las "algas verdes" (*Chlorophyta*) y las cianobacterias (*Cyanophyta*).

La **tercera** y última etapa, conllevaría la colonización del decorado del Compartimento por las formas incrustantes de las "algas rojas" (*Rhodophyta*). Dada la morfología, el tamaño y la manera en que colonizan los sustratos, esta etapa se superpone prácticamente a la anterior.

Compartimento 2: En este caso, se han diferenciado cuatro etapas en la colonización del decorado por parte de los distintos grupos de algas. No existen tantas diferencias entre las dos áreas de muestreo como en el Compartimento de los corales. A nivel macroscópico, nos encontramos con los mismos grupos en ambas zonas.

La **primera** etapa comprendió un período de tiempo (10-15 días) de escasa colonización aparente.

A continuación empezaría la **segunda** etapa, que abarcó aproximadamente 1 mes. En ella empezaron a proliferar comunidades de diatomeas (*Bacillariophyceae*), sobre todo de la familia *Bacillariaceae* (ver 1.1. Identificación de las muestras) y alguna "alga verde" (*Chlorophyta*).

En la **tercera** etapa, de un mes y medio de duración, al mismo tiempo que proliferaban los dos grupos anteriores, existió un "bloom" de cianofíceas (*Cyanophyta*), en su mayoría del género *Spirulina* (ver 1.1. Identificación de las

muestras) que acabó por colonizar todo el Compartimento.

Durante el último mes, cuarta etapa, las comunidades de *Spirulina* han empezado a desaparecer, manteniéndose a un nivel mínimo pero estable. Es difícil sin apoyarse en la identificación al microscopio, saber que comunidades han ocupado las zonas de muestreo durante esta etapa. Restos de *Spirulina*, algunas especies de "algas rojas" incrustantes (*Rhodophyta*) y un ligero manto de color verde (cianofíceas) es lo único que se puede señalar desde el punto de vista macroscópico.

Como punto final a este apartado en la figura 52 se puede observar la secuencia de evolución de la *Spirulina* en una de las zonas de muestreo, en concreto R1. Con los medios técnicos utilizados resultó imposible captar todas las etapas a las que se hace referencia anteriormente.



Figura 52 Ejemplo de sucesión macroscópica en R1. (1) Aparición de bloom de diatomeas. (2) Comienzo de la colonización por *Spirulina* sp. (3) La cianobacteria cubre prácticamente toda la superficie de R1. (4) Comienzo de la regresión de la población de *Spirulina* sp. (5) Continúa la disminución progresiva. (6) Algas verdes de tipo incrustante, otras cianobacterias y algas de tipo cálcareo han desplazado a la población de *Spirulina* sp.

2.- ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL

2.1. EXPERIMENTO 1: ELECCIÓN DE LA ESPECIE "TEST"

Las colonias se introdujeron en el Compartimento de los corales el 12/01/2001. Sin haber acabado el período de experimentación (1 mes), algunas de las colonias del género *Acropora* de las zonas C1 y C3, empezaron a sufrir el fenómeno conocido como "blanqueamiento" o "bleaching" que consiste en la pérdida de las zooxantelas que recubren la superficie de la colonia o del contenido en pigmentos que estas algas poseen en su interior (Delbeek, J.Ch. y Sprung, J., 1994). Mientras, las colonias del género *Stylophora*, no mostraron indicios de no adaptación durante todo el período.

2.2. EXPERIMENTO 2: ESTIMACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LA ESPECIE "TEST" ELEGIDA.

En la tabla 8, se muestran todas las mediciones hechas en cada uno de los períodos. Para su análisis se trabajó siempre con el peso estimado. Los datos aparecen agrupados por cada colonia, con el valor de su peso (g) dentro del agua y a su derecha el valor estimado del mismo según el modelo descrito anteriormente (Jokiel et al. 1978).

N° colonia	Muestreo: P ₀		Muestreo: P ₁		Muestreo: P ₂		Muestreo: P ₃	
	Fecha: 21/02/01		Fecha: 13/03/01		Fecha: 30/03/01		Fecha: 18/04/01	
	P _{apex} (g)	P _{base} (g)						
C11	8.7	13.3	10.9	16.7	12.8	19.6	14.5	22.2
C12	16.5	25.3	19.2	29.4	22.1	33.9	24.6	37.7
C13	20.2	31.0	23.6	36.2	26.6	40.8	29.0	44.5
C14	26.4	40.5	30.9	47.4	30.4	46.6	33.7	51.7
C21	14.1	21.6	15.9	24.4	17.4	26.7	18.6	28.5
C22	16.8	25.7	18.3	28.1	19.2	29.4	19.8	30.4
C23	24.3	37.3	26.4	40.5	27.0	41.4	27.9	42.8
C24	25.2	38.6	26.8	41.1	27.4	42.0	27.9	42.8
C31	9.9	15.2	11.4	17.5	12.8	19.6	14.5	22.2
C32	14.7	22.6	18.1	27.8	20.3	31.1	22.8	35.0
C33	20.7	31.7	24.2	37.1	27.8	42.6	31.5	48.3
C34	33.7	51.7	39.4	60.4	44.6	68.4	49.8	76.4
C41	10.8	16.5	12.5	19.2	14.2	21.8	15.7	24.1
C42	14.2	21.7	16.9	25.9	19.2	29.4	21.4	32.8
C43	17.5	26.8	20.7	31.7	23.9	36.6	26.9	41.2
C44	24.8	38.0	28.4	43.5	31.2	47.8	34.2	52.4

Tabla 14. Estimación de pesos del coral durante el periodo de experimentación

En todos los casos existe un crecimiento en peso de todas las colonias (Figs. 53 a 56). Se ha calculado el % de incremento en peso por día (tasa de calcificación) tanto para el periodo total (P₃-P₀), como para cada uno de muestreos intermedios (P₃-P₂ , P₂-P₁ y P₁-P₀) (tabla 15). Se observan diferencias, tanto entre las distintas zonas, como entre los muestreos.



Figura 53. Mediciones de peso durante periodo de experimentación. Zona C1

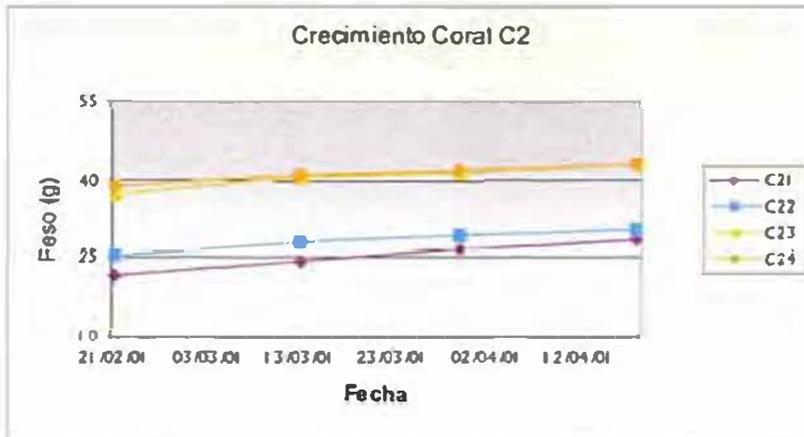


Figura 54. Mediciones de peso durante periodo de experimentación. Zona C2

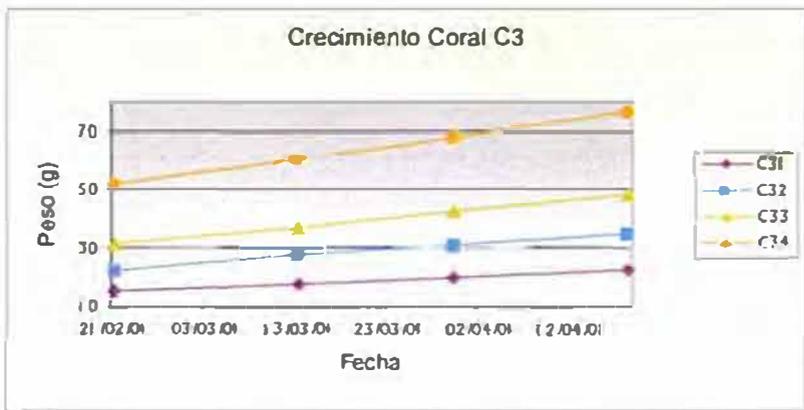


Figura 55. Mediciones de peso durante periodo de experimentación. Zona C3

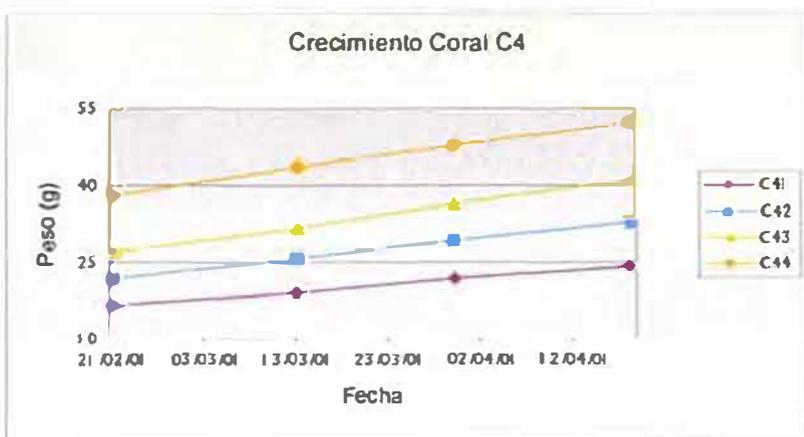


Figura 56. Mediciones de peso durante periodo de experimentación. Zona C4

N° colonia	P_2-P_0	P_r-P_0	P_2-P_1	P_3-P_1
C11	1.2	1.3	1.0	0.7
C12	0.9	0.8	0.9	0.6
C13	0.8	0.8	0.7	0.5
C14	0.5	0.8 (*)		0.5
Media	0.8	0.9	0.9	0.6
C21	0.6	0.6	0.6	0.4
C22	0.3	0.4	0.3	0.2
C23	0.3	0.4	0.1	0.2
C24	0.2	0.3	0.1	0.1
Media	0.3	0.5	0.3	0.2
C31	0.8	0.8	0.7	0.7
C32	1.0	1.1	0.7	0.6
C33	0.9	0.8	0.9	0.7
C34	0.9	0.8	0.8	0.6
Media	0.9	0.9	0.8	0.7
C41	0.8	0.8	0.8	0.6
C42	0.9	1.0	0.8	0.6
C43	1.0	0.9	0.9	0.7
C44	0.7	0.7	0.6	0.5
Media	0.8	0.8	0.8	0.6

Tabla 15. Tasas de calcificación totales y por periodos (%/día)

(*) Debido a un accidente durante las labores de limpieza del compartimento, la colonia C14 se rompió parcialmente. Por ello no fue posible el cálculo del incremento en este periodo.

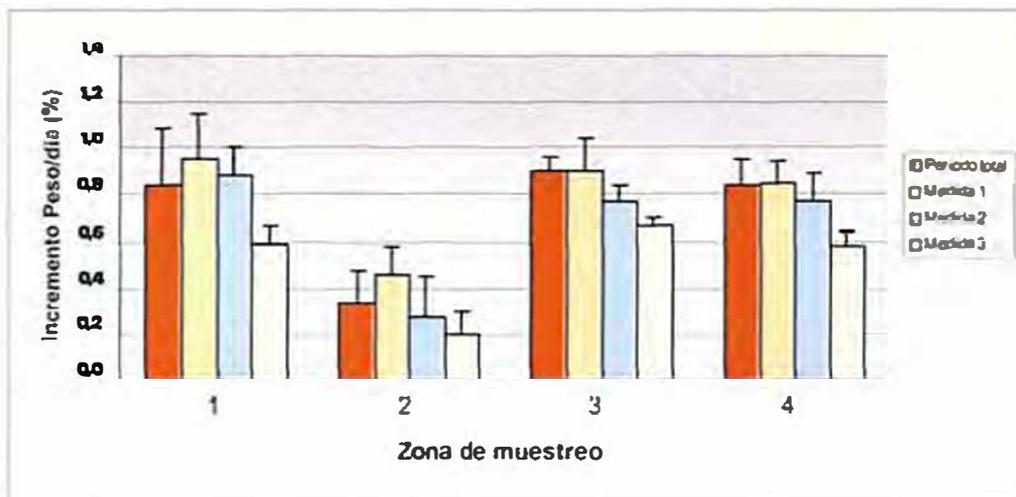


Figura 57. Tasas de calcificación totales y por periodos (%/día)

3.- Inventario de las poblaciones de peces

A continuación se presentan las tablas donde se recogen los resultados de los 3 muestreos realizados. El conteo de las poblaciones ha resultado extremadamente complicado sobre todo en aquellas especies que son bastante abundantes en el tanque (*Amphiprion clarkii*, *Pseudoanthias* sp., *Chromis viridis*,...). Otro de los problemas que se ha encontrado es que algunas de las especies presentan hábitos de comportamiento que impiden su fácil conteo. Por ello los datos de mortalidad deben ser tomados con cautela.

Compartimento 1. Existen bastante diferencias entre los dos períodos. En el primero hubo una gran mortalidad que afectó sobre todo a las poblaciones de la especie *Acanthurus leucosternon*, que no sobrevivieron. El resto de las especies también se vieron afectadas.

Durante este período, de la población inicial de 588 individuos, fueron contados 207, lo que implica una desaparición aproximada de más del 60%. En cambio en el segundo, de los 491 individuos estimados antes del muestreo (especies iniciales más especies nuevas), se contaron 442 (desaparición 10%). Es verdad que algunos peces fueron introducidos en el tanque 15 días antes del conteo, de todas formas entre las especies originales no han existido grandes pérdidas.

Compartimento 2. En todo el período, se han registrado pocas pérdidas. En concreto se han perdido dos individuos de la especie *Trachinotus falcatus*, individuos de las especies *Amphiprion clarkii* y *Præmnas biaculeatus*, y un tiburón de la especie *Trianodon obesus*. Ha tenido lugar algún episodio aislado de patología, que una vez tratado con antibióticos ha desaparecido.

Resultados

Especie	Cantidad inicial	(1/02/2001)	Poblacion total	(5/04/2001)
<i>Acanthurus leucostemon</i>	99	0	0	
<i>Acanthurus olivaceus</i>	2	2	2	2
<i>Amblygobius phalaena</i>	6	0	0	0
<i>Amphiprion clarkii</i>			+10	10
<i>Amphiprion frenatus</i>			+16	16
<i>Amphiprion ocellaris</i>			+61	61
<i>Apogon cyanosoma</i>	9	1	1	1
<i>Apolectichthys trimaculatus</i>	2	2	2	2
<i>Apolectichthys xanthurus</i>			+2	
<i>Assessor flavissimus</i>	8	4	4	4
<i>Caesio terres ou sp.</i>			+64	64
<i>Centropyge bispinosus</i>	3	2	2	2
<i>Centropyge heraldi</i>	3	2	2	2
<i>Centropyge tibicen</i>	3	2	2	2
<i>Celoscarus bicolor</i>	2	2	2	2
<i>Chelmon rostratus</i>	1	0	+4	2
<i>Chromis viridis</i>			+85	50
<i>Chtonochaetus striatus</i>	2	3	1+3	3
<i>Chtenochaetus stngosus</i>	5	1	1	1
<i>Cirrhlirbus cyanopleura(hembra)</i>	2	2	2	1
<i>Cirrhlirbus cyanopleura(macho)</i>	2	2	2	3
<i>Cyprinocirrhites polyactus</i>			+2	-
<i>Genicanthus melanospilos (hembra)</i>	1	0	0	0
<i>Gomphosus coeruleus</i>	3	3	3	3
<i>Gomphosus varius male</i>	3	2	2	2
<i>Hemilaurchtys zoster</i>	11	2	2+2	4
<i>Hemilaurchtys polylepis</i>	13	8	8	7
<i>Labroides dimidiatus</i>	10	4	4	3
<i>Lactoria comuta</i>			+2	2
<i>Lo vulpinus</i>	3	3	3	3
<i>Macropharyngodon bipartitus</i>	4	1	1	1
<i>Naso brevirostris</i>	6	2	2	2
<i>Naso liluralus</i>	3	0	0	0
<i>Naso unicornis</i>	3	3	3	3
<i>Naso vlamingi</i>	10	10	10	10
<i>Nemateleolnis decora</i>			+8	8
<i>Nemateleolnis magnifica</i>			+10	10
<i>Neopomacentrus azysron</i>	26	12	12	12
<i>Odonus niger</i>	8	6	6	6
<i>Paracheilinus filamentosus</i>	1	1	1	1
<i>Parapuneus barberoides</i>	1	1	1	1
<i>Pomacanthus annularis</i>	2	1	1	1
<i>Pomacanthus imperator</i>	2	1	1	1
<i>Pomacanthus maculosus</i>	2	2	2	2
<i>Pomacanthus navarchus</i>	2	0	0	0
<i>Pomacanthus sextriatus</i>	2	1	1	-
<i>Pomacanthus xanthometopon</i>	1	0	0	0
<i>Pomacanthus xanthometopon</i>			1	1
<i>Premnas biaculeatus</i>	4	3	3	3
<i>Pseudanthias dispar (macho)</i>	45			
<i>Pseudanthias pleurotaenia (macho)</i>	9			
<i>Pseudanthias evansi</i>	45			
<i>Pseudanthias squamipinnis</i>	140			
<i>Pseudanthias luka</i>	45			
Total Pseudanthias sp	284	100	100	100
<i>Pseudocheilinus hexataenia</i>	5	2	2	-
<i>Pseudochromis diadema</i>	6	0	0	0
<i>Pseudochromis porphyreus</i>	5	0	0	0
<i>Pterapogon kauderni</i>	5	5	5	5
<i>Pterapogon kauderni (juv)</i>			+12	12
<i>Pygoplithes diacanthus</i>	2	1	1	1
<i>Salarias fasciatus</i>	2	2	2	-
<i>Scarus Quoyi ?</i>	3	2	2	2
<i>Xanthichthys auromarginatus</i>	7	4	4	4
<i>Zebbrasoma veliferum</i>			+2	2
<i>Zebbrasoma scopas</i>			+2	2
TOTAL	588	207	491	442
(+) Peces adicionados				

Tabla 16. Estimacion poblacion de peces. Compartimento Corales

Resultados

Especie	Cantidad inicial	(1/02/2001)	Poblacion total	(5/04/2001)
<i>Acanthurus dussumieri</i>	2	2	2	2
<i>Amphiprion clarkii</i>	57	57	57	50
<i>Arothron stellatus</i>	1	1	1	1
<i>Carcharhinus plumbeus</i>	2	2	2	2
<i>Carcharhinus melanopterus</i>	3	3	3	3
<i>Cheilinus undulatus</i>	1	1	1	1
<i>Epinephelus cyanopodus</i>			+1	1
<i>Gaterinus schotaf</i>	1	1	1	1
<i>Ginglymostoma cirratum</i>	2	2	2	2
<i>Himanthura uarnak</i>	1	1	1	1
<i>Labracinus melanotaenia</i>			+2	1
<i>Labroides dimidiatus</i>			+4	4
<i>Mycteroperca bonaci</i>	1	1	1	1
<i>Platax orbicularis</i>	1	1	1	1
<i>Plectropomus areolatus</i>			+1	1
<i>Plectropomus laevis</i>			+1	1
<i>Pomacanthus maculosus</i>	2	2	2	2
<i>Premnas biaculeatus</i>	2	2	0	0
<i>Rhinobatos Typus</i>	1	1	1	1
<i>Stegostoma fasciatum</i>	1	1	1	1
<i>Trachinotus falcatulus</i>	7	5	5	5
<i>Trianodon obesus</i>	2	2	2	1
TOTAL	87	85	92	83

Tabla 17. Estimacion poblacion peces. Compartimento Grandes Depredador (+) Peces adicionados

DISCUSION

Dada la novedad que supone la realización de un estudio de este tipo, mucha de la bibliografía consultada, se basa en revistas de acuariofilia. No se han encontrado trabajos de investigación desarrollados en acuarios con características similares al que es objeto de este trabajo.

I.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

1.- PARÁMETROS FÍSICOS

1.1. TEMPERATURA

Los valores de temperatura obtenidos entran dentro de los rangos establecidos por la bibliografía como óptimos. Moe (1992) habla de un valor óptimo de 25,6 °C dentro de un rango entre 24 y 28 °C. Variaciones incluso cercanas al límite inferior dan mejores resultados. Delbeek y Sprung (1994) sitúan las oscilaciones en un rango más amplio que va de los 21 a los 27 °C.

Es destacable la estabilidad del parámetro registrada en las mediciones recogidas durante los últimos meses.

La diferencia de temperatura entre ambos Compartimentos fue concebida desde un principio con el objetivo de aproximarse lo más posible a los valores que existen en la naturaleza. Así la parte externa de la laguna en contacto con el océano abierto tendrá una temperatura menor.

1.2. SALINIDAD

Los valores obtenidos en las mediciones son ligeramente superiores a los de la bibliografía, sin embargo estos mismos valores son los medidos en el resto de los

tanques tropicales del Museo. El suministro de agua salada proveniente del mar Mediterráneo (38,4 ppt) podría ser la causa. En este caso, relativizando los valores dentro de unos márgenes razonables, lo más importante, es la estabilidad del parámetro en el tiempo (Sprung, 1994), que queda reflejada por las mediciones obtenidas durante el seguimiento.

1.3. PH

Los valores obtenidos en las mediciones demuestran, a la vez de estabilidad, estar entre los rangos ideales descritos por la bibliografía, favoreciendo en el caso del Compartimento 1, los procesos de calcificación de las colonias de coral.

1.4. OXÍGENO

A la vista de los resultados obtenidos, se percibe que en el **Compartimento 1** se está produciendo el proceso natural con un aumento de la concentración de oxígeno por la fotosíntesis durante el "día" y disminución durante la "noche" debido a los procesos de respiración.

En el **Compartimento 2** no existe ningún tipo de fluctuación. La menor cantidad de iluminación y la inexistencia de corales produciría un descenso del oxígeno debido al consumo por parte de los animales del Compartimento. Estas circunstancias son compensadas con la inyección artificial de oxígeno, que provocan que su valor se mantenga sin variación entre el "día" y la "noche".

1.5. LUZ

Si no existe ninguna incidencia de tipo técnico la estabilidad de los valores es normal. El objetivo de la medición de este parámetro fue únicamente para comprobar que no presentaba variaciones durante el período de estudio. Dada la

enorme sensibilidad del aparato de medida los valores pueden parecer variables de una medida otra. Sin embargo deben ser considerados como constantes dentro de unos márgenes. Este parámetro es de extrema importancia en el **Compartimento 1** por la existencia de corales, de ahí que la concepción de la instalación de cada uno de los Compartimentos sea totalmente diferente.

A mediados del mes de enero se apagaron 3 lámparas de 2000 W debido a que la cantidad de luz estaba produciendo efectos negativos ("bleaching") sobre las colonias de coral situadas cerca de la superficie. De no ser así, los valores inicialmente previstos de $250 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$ a nivel de sedimento sí se hubieran conseguido (Tabla 6, medición 17/01/01).

2.- PARÁMETROS QUÍMICOS

Antes de comenzar la discusión de estos parámetros añadir, que los valores obtenidos se han comparado con la bibliografía publicada para acuarios de muy diversas características y para el medio natural. El tanque el que se realizó el experimento reúne unas características específicas (volumen, filtración...) que lo hacen totalmente diferente a cualquier otro y por ende al medio natural, por ello la comparación establecida en las referencias debe ser tomada siempre con cautela. Por otro lado, todas las mediciones se han hecho en la superficie, esto puede influir en los resultados ya que las concentraciones de los compuestos medidos pueden variar en función de la profundidad y otros factores como la precisión del kit de medida.

2.1. MEDICIONES SEMANALES

2.1.1. Amonio

Los valores obtenidos para ambos compartimentos son muy bajos y

estables. La bibliografía consultada para acuarios cita valores comprendidos en un rango de entre 0,1 – 1,0 ppm (N-NH₄) (Vast, 1991; Moe, 1992; Fenner, 1996). Además a la hora de valorar los resultados obtenidos hay que tener en cuenta la precisión del kit de medida y de la sensibilidad del organismo a este compuesto.

Además, los resultados obtenidos, no encajan con los que se esperarían en un tanque de nueva creación (Vast, 1991; Fenner, 1996). La explicación a este hecho se debe a que la sala de filtros del nuevo tanque fue construida con anterioridad, con lo cual todos los procesos de "equilibrio " entre la flora de bacterias nitrificantes de los filtros biológicos ya se habían producido en el momento de puesta en marcha del Tanque. Este equilibrio se establece cuando las poblaciones de bacterias son capaces de consumir el nitrógeno contenido en los productos de desecho a la misma tasa en que son producidos (Fruland y Miller, 1979).

2.1.2. Nitritos

Al igual que en el caso del amonio los valores medidos son estables y están debajo de los límites marcados en la bibliografía. Al igual que pasaba con el amonio, son menores de lo esperado para un tanque de nueva creación (Vast, 1991; Fenner, 1996). La razón estriba en el mismo motivo que en el caso anterior. La maduración de los filtros biológicos meses antes de la puesta marcha del tanque se refleja en los datos recogidos en las mediciones.

2.1.3. Nitratos

Los valores obtenidos en ambos compartimentos se sitúan siempre por debajo de los niveles de referencia citados anteriormente. Aunque existe una

variabilidad podemos decir que estos valores son estables, estando siempre por debajo de 1 ppm de N-NO₃. La pequeña variabilidad encontrada (Figs. 23 y 24) puede deberse a varios factores. Por un lado, existe un aporte de agua salada, cuyo caudal es variable, que provoca un efecto de dilución, además hay que tener en cuenta la precisión del método de medida. Por último, en el caso del Compartimento 1, se produce una retirada de nitratos por parte del sistema MicroOcean, que durante los meses de seguimiento estaba en proceso de equilibrio.

2.1.4. Fosfatos

Los datos de concentración de fosfatos son normales si los comparamos con los niveles citados en la bibliografía para acuarios.

Los datos obtenidos para el **Compartimento 1** están dentro de los rangos normales de concentración para el mantenimiento de invertebrados, aunque se sitúan cerca del límite.

En el **Compartimento 2**, por el contrario, los valores son normales si tenemos en cuenta la inexistencia de corales en esta parte del tanque.

En cualquiera de los dos casos, a nivel general la concentración de fosfatos es muy elevada si la comparamos con los valores encontrados en la naturaleza (Crossland, 1983; Johannes et al., 1983).

2.2. MEDIDA EN CONTINUO

2.2.1. Amonio

Los valores alcanzados se mantienen estables en ambos Compartimentos durante los períodos de medición. Esto implica que todo el amonio sintetizado es rápidamente convertido en nitritos. La razón se puede explicar por el "equilibrio" de la población bacteriana existente en el filtro biológico. Existe un pequeño cambio entre el primer período de medida y el resto. Esto se achaca al método de medida y a una extensión del "equilibrio" bacteriano dentro del tanque.

2.2.2. Nitritos

Los valores alcanzados se mantienen más o menos estables en ambos Compartimentos durante los períodos de medición. Existen ligeras fluctuaciones que podrían deberse al efecto de la alimentación, aunque los valores encontrados resultan variables en función de distintos factores. Los factores de los que dependen son: la frecuencia alimenticia (Lee et al., 2000), el tamaño de los peces (Jobling, 1986) y el contenido energético de la dieta (Jobling, 1987). Estos factores tienen que ver con la aparición de la concentración máxima de nitrito tras la alimentación.

Compartimento 1. El valor de la máxima concentración varía en función del período de muestreo, apareciendo en un intervalo variable de entre 5 a 7 horas después de la alimentación.

Compartimento 2. El valor de la máxima concentración varía en función del período de muestreo, apareciendo en un intervalo variable de entre 2.30 a 6 horas después de la alimentación.

Fecha	26/01/01		07/03/01		16/04/01	
Compartimento	1	2	1	2	1	2
Máximos (ppm)	0,018	0,018	0,012	0,012	0,09	0,012
Tiempo despues allmentación (h)	5	5.30	7	6	6	2.30

Tabla 16. Distribución en el tiempo de máximos de concentración de nitratos.

II.- SEGUIMIENTO DE LOS PARÁMETROS BIOLÓGICOS

1.- POBLACIONES ALGALES

1.1. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS

Los diferentes grupos de algas que han ido apareciendo en los muestreos realizados, parecen seguir un patrón establecido o **sucesión**.

Una sucesión es el término ecológico que se emplea para describir los *cambios en la fauna y la flora de un área determinada hasta que se alcanza una comunidad estable o comunidad clímax*. Existen dos tipos de sucesiones, primaria y secundaria. La sucesión **primaria** ocurre en áreas donde no han existido organismos vivos con anterioridad y la **secundaria**, se refiere a aquellas zonas donde cualquier fenómeno ha eliminado las formas de vida previas (Delbeek, 1990). Este es el caso del sustrato empleado en el tanque objeto de estudio.

La sucesión de grupos de algas parece seguir un patrón general en el tiempo (Tablas 8 a 13).

Compartimento 1. En la mayoría de las zonas de muestreo (C1, C2 y C3), el primer grupo que nos encontramos son las diatomeas (*Bacillariophyceae*), mientras que en C4 estas aparecen acompañadas de cianobacterias (*Cyanophyta*). A continuación, y según las zonas, existe una superposición de varios grupos, sin poder establecer un orden determinado: Algas verdes (*Chlorophyta*), cianobacterias (*Cyanophyta*) y Algas pardas (*Phaeophyta*). Por último, y esto sí es común a las 4 zonas, aparecen las algas rojas calcáreas (*Rhodophyta*). El grupo de dinoflagelados (*Chrysophyta*) aparece disperso sin poderse establecer una secuencia determinada.

Compartimento 2. Se repite aproximadamente el mismo patrón que en el Compartimento 1. Con las diatomeas como primer grupo que aparece colonizando el sustrato, a continuación algas verdes y cianobacterias se superponen y son el grupo de las algas rojas el último en detectarse. El grupo de las algas pardas y dinoflagelados aparece disperso sin poderse establecer una secuencia determinada.

A la hora de comparar estos datos con las sucesiones encontradas en la bibliografía hay que tener en cuenta que el periodo de seguimiento del tanque comenzó cerca de 2 meses después de la introducción de los primeros invertebrados.

Numerosas citas bibliográficas hacen referencia a las diatomeas como el primer grupo que coloniza los decorados de tanques en períodos de “maduración”, apareciendo normalmente después las cianobacterias y las algas verdes, y por último las algas rojas (Delbeek, 1990; Emmens, 1991; Gamble, 1995; Fossa y Nilsen, 1996).

En la naturaleza la sucesión de algas que coloniza un nuevo sustrato en los arrecifes de coral varía según los autores. Murray y Littler (1978) encontraron que las cianobacterias, diatomeas y algas filamentosas en general son las especies pioneras en estadios tempranos de la sucesión en zonas intermareales previamente despejadas. Hoff (1988) cita a las diatomeas y algas verdes como primeros grupos colonizadores seguidas de algas rojas filamentosas y calcáreas.

Las sucesiones encontradas parecen coincidir con los datos de la bibliografía, sobre todo en lo que se refiere a las diatomeas y las algas rojas calcáreas. La proliferación de las diatomeas va ligada a la existencia de nutrientes, sobre todo silicatos (Fossa y Nilsen, 1996; Shimek, 1996; Poiraud-Lambert, 1998; Thiel, 1998). La concentración de silicatos en los tanques de puesta en marcha reciente, es elevada, lo

que determina una rápida proliferación. Si se trata de un sistema de circulación cerrado, a medida que la concentración de silicatos vaya disminuyendo, este grupo irá desapareciendo (Fossa y Nilsen, 1996). En el tanque de estudio, existe una pequeña renovación de agua, lo que podría explicar que después del bloom inicial su presencia, aunque ha disminuído, se mantenga a lo largo del tiempo de modo generalizado en ambos compartimentos. El hecho de no haber analizado la concentración de silicatos, no ha permitido comprobar esta hipótesis.

En cuanto a la aparición de las algas rojas calcáreas, se supone que, dado que en el medio natural constituyen la inmensa mayoría de las comunidades algófilas que cubren la parte somera y expuesta de los arrecifes de coral con alta intensidad lumínica y fuertes turbulencias (Borowitzka, 1986; Hoff, 1988), el proceso de la sucesión que está teniendo lugar en el tanque, se asemeja en este sentido a las condiciones naturales. La capa calcárea que las recubre les permite soportar el hidrodinamismo y la vez les protege de las intensa radiación solar.

No obstante el tiempo de seguimiento (cuatro meses) ha sido demasiado corto como para extrapolar que grupos son desplazados y cuáles van a establecerse definitivamente. Delbeek (1990) cita que los grandes cambios en la composición de las poblaciones de algas ocurren al cabo del primer año de maduración del tanque.

En las tablas 19 y 20 se han agrupado los datos de todas zonas de ambos compartimentos. Al fijarse en la diversidad de taxones a lo largo del tiempo (tabla 20), se ve que no existe un patrón definido. En el **Compartimento 1**, los valores de todas las zonas son más o menos constantes, en C2 y C1 parece existir una ligera disminución de la diversidad a finales del mes de enero. Este hecho puede achacarse bien a la disminución del flujo luminoso que tuvo lugar en esas fechas, pero también

errores de muestreo y/o identificación. En las cuatro zonas también se ve como la diversidad de los primeros muestreos era muy baja y después fue aumentado. Esto se explica por los episodios masivos de diatomeas que cubrían casi por completo las zonas de muestreo.

Compartimento 2. La diversidad no ha variado (nº de taxones) manteniéndose en unos valores constantes en las dos zonas de muestreo. En general, al principio era muy baja, para ir luego incrementándose a lo largo del seguimiento. Una posible explicación es el flujo luminoso, que se incrementó dos meses después de comenzar la experiencia. No obstante, en el Compartimento 1 el cambio de la cantidad de luz no influyó a nivel general sobre la diversidad. Por ello, es arriesgado achacar a este factor la explicación de los resultados obtenidos.

En cuanto a la preferencia de los distintos grupos por una u otra zona del tanque, se han seleccionado aquellos grupos más representativos de cada compartimento viendo en que zona del tanque predominaban (tabla 19).

En el **Compartimento 1**, los resultados muestran (Fig. 58) a nivel general que los grupos principales de algas, se extienden por todo el compartimento de modo homogéneo. Tan sólo la zona 2 presenta menores “presencias” que las otras tres. La baja cantidad de luz de esta zona, podría ser el factor de selección que determine las comunidades que van a colonizar el sustrato en este área. Este podría ser el motivo por el cual las algas rojas calcáreas aparecen como grupo predominante en esta zona (comunicación personal Dr. Denizot).

En el **Compartimento 2**, vemos que los valores son homogéneos y que los principales taxones se distribuyen en ambas zonas.

Distribucion de grupos principales de algas. Compartimento 1

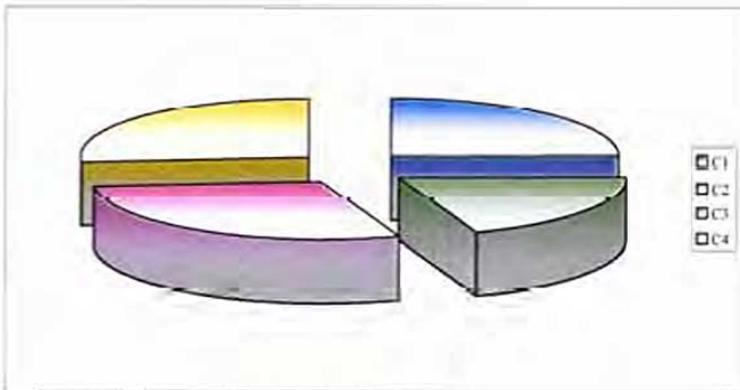


Figura 58. Diatomeas. Compartimento Corales

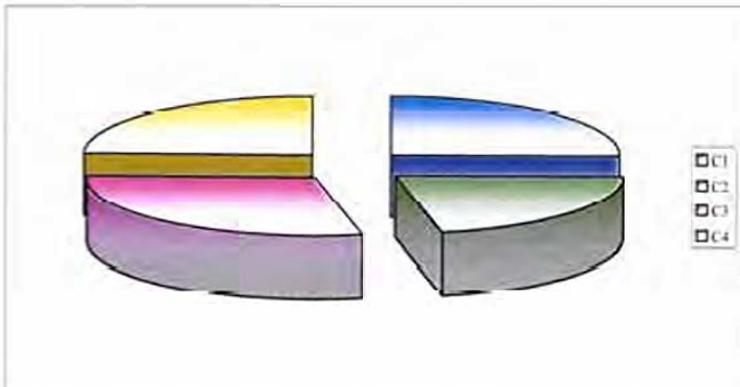


Figura 59. Cianobacterias. Compartimento Corales

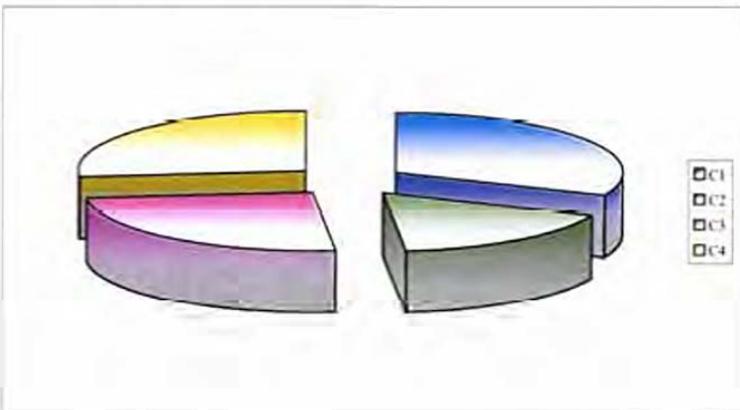


Figura 60. Algas verdes. Compartimento Corales

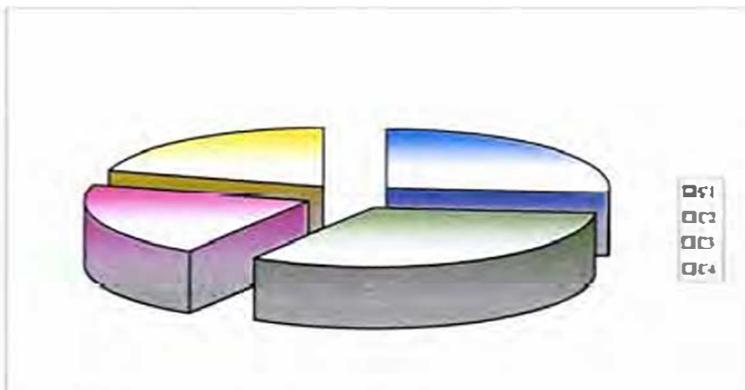


Figura 61. Algas rojas. Compartimento Corales

Distribucion de grupos principales de algas. Compartimento 2

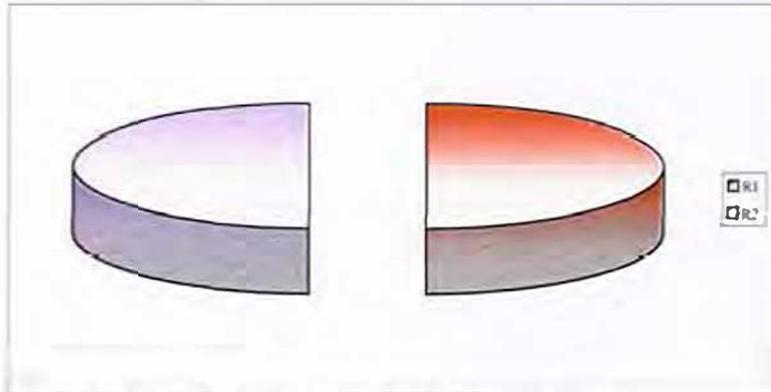


Figura 62. Diatomeas. Compartimento Grandes Depredadores

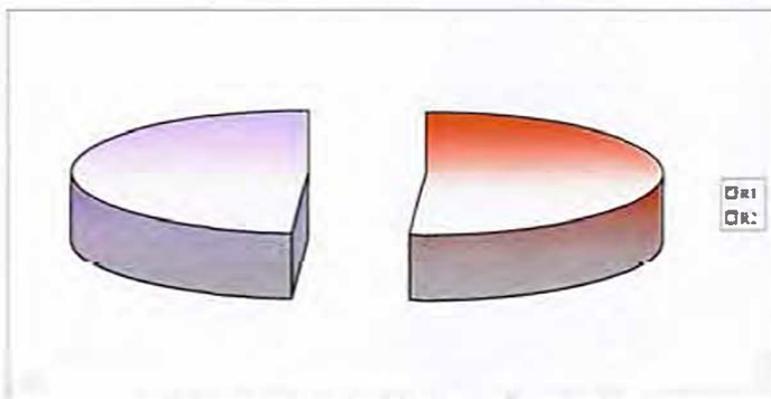


Figura 63. Cianobacterias. Compartimento Grandes Depredadores

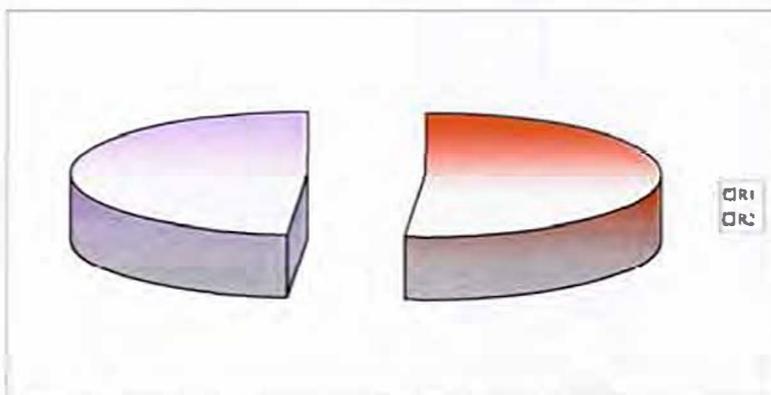


Figura 64. Algas verdes. Compartimento Grandes Depredadores

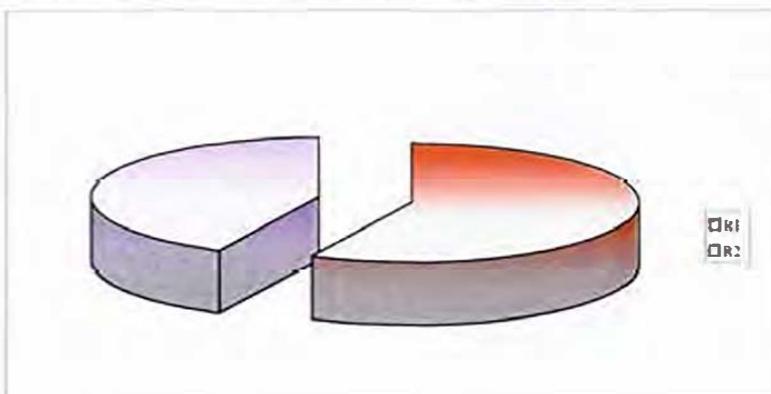


Figura 65. Algas rojas. Compartimento Grandes Depredadores

Discussion

Familia e grupu superior	Familia	C1	%	C2	%	C3	%	C4	%	TOTAL	R1	%	R2	%	TOTAL
Medicinalia (M.D.)	Cyathulatae	4	53.3	3	37.5	4	50.0	1	12.5	12	3	37.5	3	37.5	13
	Ericales	1	12.5	2	25.0	0	0.0	0	0.0	1	12.5	1	12.5	1	12.5
Necessaria (N.D.)	Alveolata	4	44.4	1	11.1	2	22.2	1	11.1	8	2	22.2	3	33.3	14
	Neurospora	1	11.1	0	0.0	0	0.0	1	11.1	1	11.1	1	11.1	1	11.1
Phaeobryozozoa (P.D.)	Phaeobryozozoa	2	25.0	2	25.0	2	25.0	2	25.0	8	2	25.0	2	25.0	14
	Phaeobryozozoa	1	12.5	3	37.5	1	12.5	2	25.0	7	3	37.5	3	37.5	14
Metazoa (M.D.)	Metazoa	5	55.6	1	11.1	2	22.2	1	11.1	9	2	22.2	2	22.2	14
	Metazoa	4	44.4	1	11.1	2	22.2	1	11.1	9	2	22.2	2	22.2	14
Total		41	24.7	33	19.9	48	29.8	44	26.9	166	54	32.5	54	32.5	108
Chromista (C.D.)	Chromista	8	76.9	11	102.4	1	9.6	1	9.6	21	4	38.5	1	9.6	25
	Chromista	1	9.6	0	0.0	0	0.0	0	0.0	2	0	0.0	0	0.0	2
Chromista (C.D.)	Chromista	1	10.0	0	0.0	2	20.0	1	10.0	4	1	10.0	1	10.0	6
	Chromista	10	100.0	5	50.0	10	100.0	12	120.0	37	1	10.0	0	0.0	46
Total		20	11.29	20	11.10	31	16.6	30	16.52	107	21	11.29	11	11.10	52
Chromista (C.D.)	Chromista	3	30.0	4	40.0	0	0.0	0	0.0	7	10	100.0	0	0.0	17
	Chromista	3	37.5	1	12.5	2	25.0	2	25.0	8	2	25.0	3	37.5	16
Chromista (C.D.)	Chromista	1	100.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	0	0.0	0	0.0	1
	Chromista	1	100.0	0	0.0	0	0.0	0	0.0	1	0	0.0	0	0.0	1
Chromista (C.D.)	Chromista	5	50.0	1	10.0	11	110.0	0	0.0	16	12	120.0	0	0.0	26
	Chromista	5	50.0	1	10.0	11	110.0	0	0.0	16	12	120.0	0	0.0	26
Chromista (C.D.)	Chromista	4	40.0	2	20.0	3	30.0	2	20.0	11	4	40.0	0	0.0	19
	Chromista	4	40.0	2	20.0	3	30.0	2	20.0	11	4	40.0	0	0.0	19
Total		34	20.1	29	17.8	36	21.8	32	19.8	136	42	25.2	40	24.0	82
Total		7	42.7	8	47.0	8	47.0	7	41.2	30	0	0.0	8	47.0	35

Tabla 19. Resumen grupo I
N.D.: No Determinada

ESL346	15-11-2020	ESL346	20-11-2020	ESL346	27-11-2020	ESL346	04-12-2020	ESL346	11-12-2020	ESL346	18-12-2020	ESL346	25-12-2020	ESL346	01-01-2021	ESL346	08-01-2021	ESL346	15-01-2021
C1	2	0	7	0	0	12	0	0	0	11	11	0	0	0	0	0	0	0	11
C2	1	0	10	0	11	0	3	2	0	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0
C3	0	0	0	0	11	7	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
C4	0	7	0	0	0	11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
R1	4	2	3	7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
R2	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 20. Resumen grupo II

1.2. SEGUIMIENTO FOTOGRÁFICO

Debido a la gran cantidad de variables que entran en juego, es extremadamente difícil explicar porque aparecen y desaparecen los grupos observados. Así mismo, en términos de cantidades es muy difícil dar un dato fiable.

Compartimento 1. Lo más llamativo fue el episodio del bloom de la diatomea *Licmophora sp.* Las causas, como ya se ha dicho anteriormente podrían estar en los silicatos disueltos en el agua. En cuanto al resto de grupos, existe una tendencia general a la disminución durante todo el período. Sin embargo, factores tan diferentes como la luz, el consumo por los herbívoros o el propio desplazamiento de unas especies por otras, menos llamativas a la vista, condicionan las observaciones hechas durante cada muestreo, no permitiendo dar una respuesta clara a este apartado.

Compartimento 2. Al principio, se observó un bloom de la diatomea *Bacillariaceae sp* (diatomea) que como en el caso de *Licmophora sp*, estaría ligado a la hipótesis de la concentración de silicatos en agua. Otro de los hechos reseñables ocurridos fue que el bloom de *Spirulina sp* llegó a colonizar prácticamente todo el decorado del compartimento.

La bibliografía cita la calidad del agua y la luz como los dos factores fundamentales que desencadenan la aparición de este grupo (Thiel, 1996). La calidad del agua se refiere sobre todo a los compuestos nitrogenados y a los fosfatos. En cuanto a la luz determinadas longitudes de onda pueden favorecer el desencadenamiento de blooms de algas de este tipo (Thiel, 1996). Esto ocurre sobre todo con lámparas defectuosas o que han perdido parte de su potencia inicial.

Dado que la luz no ha variado, el factor que podría estar desencadenando la proliferación de estas algas puede ser el aumento en la concentración del nitrógeno y el fósforo. Smith (1983), McQueen y Lean (1987) y Levich (1996), hablan de que una relación N:P favorable hacia el fosfato desencadena blooms de cianobacterias. Con los valores medidos es difícil llegar a comprobar si realmente es esto lo que está sucediendo. No obstante la relación directa de estos compuestos con las cianobacterias hace pensar que la causa esté relacionada con el efecto.

Mediciones de la concentración del fosfato orgánico, concentración de compuestos nitrogenados y fosfatos a nivel de sedimento, tasas de ingestión, excreción... deberían haberse realizado para llegar a establecer el flujo de este compuesto dentro del Compartimento.

Por otro lado, este tipo de cianobacterias rojas se encuentran normalmente asociadas al fondo de la laguna (sedimento) de los arrecifes de coral, a diferencia de lo constatado en nuestro Compartimento. Suelen aparecer en áreas donde las condiciones hidrodinámicas son estables (comunicación personal Dr. Denizot). El hecho de la inexistencia de fuertes turbulencias puede explicar su distribución a lo largo de todo el decorado desde nuestras zonas de muestreo hasta el fondo.

2.- ESTIMACIÓN DEL PESO DE LAS COLONIAS DE CORAL

2.1. EXPERIMENTO 1: ELECCIÓN DE LA ESPECIE "TEST"

Por los resultados obtenidos, la especie *Stylophora pistillata* parece haberse aclimatado mejor a las condiciones del compartimento. Por el contrario las colonias de *Acropora sp.* aparentemente tienen una menor capacidad de adaptación.

Los trabajos de Marchioretta (1990), demuestran que en la naturaleza la especie *Stilophora pistillata* es una especie con gran capacidad de adaptación y que por lo tanto, puede vivir en ambientes muy variados.

2.2. EXPERIMENTO 2: ESTIMACIÓN DEL CRECIMIENTO DE LA ESPECIE "TEST" ELEGIDA.

Ha existido un crecimiento de las colonias de coral durante todo el período. Esta conclusión, aunque obvia a la luz de los resultados, no ocurre siempre así.

La existencia de unas condiciones físico-químicas adecuadas pueden ser las responsables de este hecho. En general, las tasas de calcificación encontradas (% incremento en peso/día) son superiores a datos recogidos en la naturaleza (Marchioretta, 1990). Experimentos realizados en el año 94 en dos tanques del Acuario de menor volumen (tanque G6. 40m³ y tanque C9. 2,2 m³) dan tasas iguales o incluso menores, con el añadido de que los tanques en los que se realizaron dichas medidas no eran de nueva creación (comunicación personal Marchioretta).

Al comparar las diferentes zonas de estudio, se observa que durante los dos meses de experimentación, en la zona menos iluminada (C2), las colonias allí emplazadas crecen más lentamente. Las otras tres zonas presentan crecimientos de órdenes de magnitud similares y mayores que en C2. El flujo luminoso es variable en las cuatro zonas sin poder establecer una correlación clara entre este valor y los datos de crecimiento encontrados. De todas formas, existen otras variables como el hidrodinamismo, que pueden estar condicionando estos

resultados. A pesar de las variaciones ya comentadas sobre la sensibilidad del aparato de medida, es evidente que la zona C2 está menos iluminada, y esta causa puede ser el motivo principal de una tasa de crecimiento menor. Estos datos se constatan en la tabla 15, que expresa la tasa de calcificación (% incremento peso/día) durante todo el período.

En la Figura 57, vemos que existen diferencias entre cada uno de las mediciones intermedias. A nivel de todas las zonas la tasa disminuye según avanzamos en el tiempo.

Los experimentos llevados a cabo por Marchioretti (1990) con *Stylophora pistillata* en el golfo de Aqaba (mar Rojo), demuestran que existe un período aproximado de entre 30 y 45 días después del comienzo de las medidas, en el cual las tasas de calcificación disminuyen. Marchioretti (1990) achaca este fenómeno a las condiciones de estrés producidas por el transporte y la manipulación de las colonias (fase de aclimatación). A continuación estos valores aumentan y se mantienen estables. Este fenómeno podría explicar los resultados obtenidos. Otra hipótesis es que debido a que los márgenes de la medición son muy estrechos, realmente no se está produciendo una disminución, sino que el crecimiento es estable.

3.- INVENTARIO DE LAS POBLACIONES DE PECES

Compartimento 1. La enorme mortalidad encontrada en el primer período se debió entre otros aspectos a un episodio de parasitosis, en concreto de *Criptocarium irritans* (Fig. 66). Delbeek y Sprung (1994) relacionan la aparición de este ciliado a episodios de fuertes oscilaciones de temperatura. No parece que durante el tiempo

que duró la parasitosis, la temperatura de este compartimento hubiera oscilado demasiado. El estrés que suponía para la mayoría de las especies un hábitat nuevo pudo provocar un incremento de la susceptibilidad del individuo a contraer el parásito. Sin embargo, durante el segundo periodo se introdujeron nuevas poblaciones, no registrándose mortalidades importantes.



Figura 66. *Cryptocarium irritans*. Muestra tomada de branquias (100x)

Dado que a la vista de los resultados existe un equilibrio físico-químico, la variable biológica o otro parámetro no cuantificado durante este periodo, podrían ser los responsables de este episodio.

Una hipótesis que podría explicar lo ocurrido, es que existan factores que regulen la población del parásito dentro del tanque. Es decir, el *Cryptocarium* existe en todo momento, pero diversos factores como falta de equilibrio del medio y la ausencia de depredadores hacen que exista una proliferación masiva en un determinado momento, que sumada al estado fisiológico del pez provoca la sintomatología o la muerte. Durante el segundo periodo se ha observado la presencia de este parásito en órganos del pez, sin embargo, no se han constatado mortalidades importantes debidas a este hecho. Esta hipótesis puede sentar las bases de un estudio posterior.

Compartimento 2

La inexistencia de una mortalidad importante entre los individuos, puede explicarse por que en su mayoría son especies más resistentes que las del otro Compartimento, y que procedían de otros tanques del Acuario y por lo tanto, ya estaban aclimatadas. La únicas mortalidades registradas se deben a la depredación por parte de algunas de las especies del Compartimento.

CONCLUSIONES

1.- Parámetros Físicos

Después de cuatro meses de seguimiento los parámetros físicos se caracterizan por presentar estabilidad a lo largo de todo el período. Las oscilaciones registradas en alguno de los parámetros (oxígeno en Compartimento 1) se deben a los procesos naturales de autorregulación del propio compartimento. Esta constancia es fundamental para el mantenimiento y desarrollo de este tipo de ecosistemas artificiales "vivos".

2.- Parámetros Químicos

Los compuestos nitrogenados resultaron estables durante el experimento. A raíz de los resultados obtenidos de las mediciones diárias de amonio y nitritos (la estabilidad en el tiempo y baja concentración) se puede concluir que no es necesario su medición con la periodicidad establecida en un principio. En caso de continuar el seguimiento, incluso podría disminuirse a un muestreo semanal (en condiciones normales).

Los nitratos constituyen el elemento indicador de posibles condiciones indeseables del agua del tanque. Sería conveniente seguir haciendo su seguimiento de modo regular. Los fosfatos también deben ser vigilados, sobre todo en el Compartimento de los Grandes Depredadores. Este valor aparentemente alto, puede ser el responsable del bloom de *Spirulina* que tuvo lugar en el Compartimento. Si finalmente se opta por descender a dos o tres días la alimentación en esta parte del tanque, habrá que observar la evolución paralela del parámetro y del alga.

Un dato importante sobre las mediciones realizadas, es que se está analizando una parte de la concentración total de estos compuestos en el tanque; existe otra parte que no ha sido cuantificada, (la concentración en el sedimento, parte orgánica...), con lo cual las conclusiones obtenidas deben tomarse con cierta cautela. Para el conocimiento claro de la evolución de los parámetros químicos, sería necesario analizar el ciclo completo de los elementos.

3.- Poblaciones algales

Dado que es el primer estudio de este tipo que se realiza en un tanque con las características especiales ya comentadas anteriormente, el criterio de presencia obtenido, y la gran diversidad de grupos identificados constituye de por sí un resultado importante.

En cuanto a la sucesión de las diferentes comunidades, se han encontrado ciertas paralelismos con procesos naturales y otras sucesiones descritas en la bibliografía, como son, la aparición de diferentes grupos de diatomeas al principio de la sucesión, y de algas rojas calcáreas al final de la misma. No obstante, el período de experimentación ha sido demasiado corto para afirmar con certeza que el patrón típico se está cumpliendo. Un año podría ser un período de tiempo razonable para obtener resultados concluyentes.

En cuanto a la elección en el tanque de diferentes zonas de muestro, se puede decir que salvo alguna excepción existe una homogeneidad bastante grande dentro de cada uno de los compartimentos. Este mismo resultado fue apoyado por los datos obtenidos en la estimación de crecimiento de corales.

Por otro lado, sería interesante realizar este tipo de seguimientos en otros

tanques de nueva creación para ver si existe alguna similitud con los datos recogidos de nuestro tanque de experimentación.

4.- Estimación del peso de las colonias de coral

Los valores obtenidos durante el experimento muestran unas buenas tasas de crecimiento (cercanas al 1% peso por día), similares a las obtenidas en otros tanques del acuario en óptimo funcionamiento y superiores en general a las encontradas en la naturaleza para la misma especie.

5.- Inventario de las poblaciones de peces

El cese de las mortalidades ocurrido durante la segunda parte del experimento está indicando una mayor estabilidad del medio.

Como conclusión general, se puede afirmar que durante los cuatro meses que ha durado el período de seguimiento, los siguientes parámetros evaluados muestran un cierto equilibrio del medio:

- ☞ Estabilidad parámetros físico-químicos
- ☞ Crecimiento del coral
- ☞ Disminución de la mortalidad de peces

Sin embargo, el período de experimentación ha resultado corto para poder decir que el tanque ha alcanzado un equilibrio completo. Sería importante continuar el seguimiento para poder llegar a definir este período de equilibrio. Otro de los parámetros biológicos que podrían ser estudiados en un trabajo posterior es la evolución de las poblaciones bacterianas que pueden constiuir por sí solas un "indicador" de equilibrio.

BIBLIOGRAFÍA

- BAK, R.P.M. 1973. *Coral weight increment in situ. A new method to determine coral growth*. Marine Biology 20 pp.: 45-49.
- BOROWITZKA, M.A. 1986. *Reef Algae*. Oceanus, vol. 29, N° 2, pp.: 49-54.
- CROSSLAND, C.J. 1983. *Dissolved Nutrients in Coral Reef Waters*. En: D.J. Barnes (ed). Perspectives in Coral Reefs. AIMS Publ. 200, pp.: 56-68.
- DAVIES, P.S., 1989. *Short-term growth measurements of corals using an accurate buoyant weighing technique*. Marine biology 101, pp.: 389-395.
- DEBELIUS, M., BAENSCH, H. 1997. *Marine Atlas*. Mergun, 1215 pp.
- DELBEEK, J.CH 1990. *Live Rock Algal Succession in a Reef System*. Freshwater a Marine Aquarium, vol. 13, n° 10, pp.: 120-121; 126; 128; 130; 134 y 179.
- DELBEEK, J.CH. y SPRUNG, J. 1994. *The reef aquarium*. Ricordea Publishing, Vol 1, 543 pp.
- DENIZOT, M. 1968. *Les algues Florideae incrustantes (à l'exclusion de Corallinaceae)*. Thèse. Universidad de París, 310 pp.:
- EMMENS, C.W. 1991. *Algae*. Freshwater and Marine Aquarium, vol. 14, n° 8, pp.: 159-160; 164.
- FENNER, R., 1996. *Biological Filtration for Marine Aquariums. Part three* . Freshwater and Marine Aquarium, vol.19, n° 7, pp.: 160-168.
- FOSSA, S.A. y NILSEN, A.J., 1996. *The Modern Coral Reef Aquarium*. Birgit Schmettkamp Verlag, vol. 1, 367 pp.
- FRANZISKET, L. 1964. *Die stoffwechselintensität der riffkorallen und ihre ökologishen, phylogenetische und soziologische bedeutung. Ergebnis der Xarifa-expedition 1957/58*. Z. Vgl. Physiol. 49 (2): 91-113.
- FRULAND, R.M. y MILLER, JR. H.W. 1979. *Nitrogen and the Marine Aquarium. Part one*. Freshwater and Marine Aquarium, vol. 2, n° 10, pp.: 10-14; 91.
- FRULAND, R.M. y MILLER, JR. H.W. 1979. *Nitrogen and the Marine Aquarium. Part two*. Freshwater and Marine Aquarium, vol. 2, n° 11, pp.: 10-13; 92.
- GAMBLE, S. 1995. *Algae Course: A New View. Part 1*. Freshwater and Marine Aquarium, vol. 18, n° 8, pp.: 66-70; 74-75.
- GATTUSSO, J.P., 1987. *Ecomorphologie, métabolisme, croissance et calcification du scleractiniaire a zooxanthelles Stylophora pistillata (Golfe d'Aqaba, Mer Rouge) – Influence de l'éclairment*. Ph. D., Université d'Aix-Marseille II, 289 pp.

GAYLOR, T.G. y GATLIN, D.M. 1996. *Determination of digestibility coefficients of various feedstuffs for red drum (Scianops ocellatus)*. *Aquaculture*, 112, pp.: 303-314.

HOFF, F. 1988. *Coral Reefs of Florida. Part II – The Algae*. *Freshwater and Marine Aquarium*, vol. 11, n° 1, pp.: 30-31; 109-110.

HUMM, H.J.; WICKS, S.R. 1980. *Introduction and guide to the marine bluegreen algae*. John Wiley & Sons, Inc. pp.: 44-171.

JAUBERT, J. 1981. *Le circuit fermé marin sans filtre: premiers résultats*. *Vie marine*. 3, pp.: 47-52.

JAUBERT, J. 1988. *An integrated nitrifying-denitrifying biological system capable of purifying sea water in a closed circuit aquarium*. Comunicación presentada en el 2° Congreso Internacional de Acuariología, Mónaco. 1989. *Bulletin de l'Institut océanographique*, Monaco, n° spécial 5, pp.: 101-106.

JOBLING, M. 1986. *Mythical models of gastric emptying and implications for food consumption studies*. *Environmental Biology of Fishes*, 16, pp.: 35-50.

JOBLING, M. 1987. *Influence of food particle size and dietary energy content on patterns of gastric evacuation in fish: test of a physiological model of gastric emptying*. *Journal of Fish Biology*, 30, pp.: 299-314

JOHANNES, R.E., WIEBE, W.J. y CROSSLAND, C.J. 1983. *Three patterns of nutrient flux in a coral reef community*. *Marine Ecology – Progress Series*, vol. 12, pp.: 131-136

JOKIEL, P.L. y COLES, S.L. 1977. *Effects of temperature on the mortality and growth of hawaiian reef corals*. *Marine Biology*, 43, pp.: 201-208.

JOKIEL, P.L., MARAGOS, J.E. y FRANZISKET, L., 1978. *Coral growth: buoyant weight technique*. *Coral reefs: research methods*, pp.: 529-541.

KAMPFER, E. y DU HALDE, P. 1735. *Descripción de la China*. 125 pp.

KOSTICH, J. 1998. *Nitrate – a “Barometer” of Tank Health*. URL (17/01/2001): <http://www.bestfish.com/articles.html>

LEE, S.M.; HWANG, U.N.; CHO, S.H., 2000. *Effects on feeding frequency and dietary moisture content on growth, body composition and gastric evacuation of juvenile Korean rock fish (Sebastes schegelii)*. *Aquaculture*, 187, pp.: 399-404.

LEVICH, A.P. 1996. *The role of nitrogen-phosphorus ratio in selecting for dominance of phytoplankton by cyanobacteria or green algae and its application to reservoir management*. *Journal of Aquatic Ecosystem Health*, 5, pp.: 55-61.

LIESKE, E. y MYERS, R.F. 1994. *Guide des Poissons des Récifs coralliens. Région Caraïbe, océan Indien, océan Pacifique, mer Rouge*. Delachaux et Niestlé, pp.: 26-375.

MARCHIORETTI, M. 1990. *Influence de la lumière sur la calcification de deux scléactiniaires à zooxanthelles: Stilophora pistillata (Esper, 1977) y Hydnothya exesa (Pallas, 1766)*. Diplôme d'études approfondies de l'environnement marin. Université d'Aix-Marseille II et III, 42 pp.

- MARAGOS, J.E., 1972. *A study of the ecology of Hawaiian reef corals*. Ph. D., University of Hawaii, 305 pp.
- MCQUEEN, D.J. y LEAN, D.R.S. 1987. *Influence of water temperature and Nitrogen to Phosphorus Ratios on the Dominance of Blue-Green Algae in Lake St. George, Ontario*. Canadian Journal of Fish Aquatic Sciences, vol. 44, pp.: 598-604.
- MOE, M. Jr. 1989. (revised 1992) *Marine Aquarium Reference: Systems and Invertebrates*. Green Turtle Publications, FL, 512 pp.
- MURRAY, S.N. y LITTLER, M.M. 1978. *Patters of algal succession in a perturbed marine intertidal community*. Journal of Phycology 14, pp.: 506 – 512.
- PALETTA, M. 1989. *Suggestions for reef maintenance*. SeaScope, Vol. 6
- PHILLIPS, A.M. 1962. *Effects on diet and water temperature of blood phosphorus of brook trout*. The Progressive fish-culturist, n° 24, pp.: 22-25.
- POIRAUD-LAMBERT, F 1998. *Lutter contre les algues filamenteuses*. URL (15/01/2001): <http://mars.rever.fr/Articles/Filamenteuses/Filamenteuses.html>
- ROBAINA, L. ; IZQUIERDO, M.S.; MOYANO, F.J.; SOCORRO, J.; VERGARA, J.M.; MONTERO, D. y FERNANDEZ-PALACIOS, H. 1995. *Soybean and lupin seed meals as protein sources in diets for gilthead seabream (Sparus aurata):nutritional and histological implications*. Aquaculture 130, pp.: 219-233.
- SAUVIGNY, S. y MARTINET, F.N. 1780. *L'Historie Naturelle des dorades de la Chine*. 101 pp.
- SHIMEK, R.L. 1996. *Slime, Goo, and Hair – A Discussion of Algae*. URL (02/03/2001): http://www.aquarium.net/996/996_2shtml
- SHUTE, J.R. y TULLOCK, J. 1995. *Chemical and Physical Parameters of Tropical Seas, Part 5: Nitrate*. Tropical Fish Hobbyist, vol. XLIII N° 11 (#473), pp.: 44-48.
- SMITH, V.H. 1983. *Low Nitrogen to Phosphorus Ratios Favor Dominance by Blue-Green Algae in Lake Phytoplankton*. Science, vol. 221, N° 4611, pp.: 669-671.
- THIEL, J.A. 1996. *Red Slime Algae and Cyanobacteria in General*. URL (04/03/2001): <http://www.netpets.com/fish/reference/reefref/cyanobacteria.html>
- THIEL, J.A. 1998. *Nutrient Control and Algae Control in the Marine Aquarium*. URL (04/03/2001): <http://www.reefs.org>
- TOMAS, C.R., HASLE, G.R., STEIDINGER, K.A., SYVERTSEN, E.E. y TANGEN, K., 1996. *Identifying marine diatoms and dinoflagellates*. Academic Press, Inc., pp.: 29-426.
- UNESCO, 1981. *Salinity and density of seawater: Tables for high salinities (42 to 50)*. Unesco Technical papers in marine science. pp.: 62.
- VAN DEN HOEK, C., MANN, D.G. y JAHNS, H.M., 1995. *Algae. An introduction to phycology*. Cambridge, University Press, 623 pp.

VAN DEN SANDE, P.; JOUK PH. 2000. *Evolution in Public Aquarium Concepts*. Communication presentada en el 5° Congreso Internacional de Acuariología, Mónaco. 2000. Bulletin de l'Institut océanographique, Monaco, (in press)

VAST, C, 1991. *ABC Technique de l'Aquarium Marin*. Editions Arnaud Daniel, 182 pp.

WAINWRIGHT, S.A. 1963. *Skeletal organization in the coral Pocillopora damicornis*. Quart. J. Micros. Sci., 104, pp.: 164-183.

ANEXO I. VISTAS GENERALES DEL TANQUE

La concepción del proyecto fue realizada de tal modo que el visitante puede introducirse en él de diferentes secuencias y ángulos de visión. Cada uno de ellos intenta mostrar diferentes partes del "ecosistema".

Los 4 ángulos de visión se representan mediante 4 paneles de metacrilato de dimensiones especiales (Tabla 20) dado el volumen del tanque.

a) Primer ángulo de aproximación: Panel frontal .- V1 (lado Norte)

Mediante este primer panel de metacrilato de 5.70 m de largo por 2.70 m de altura visible, se muestra la reproducción de la parte somera del arrecife. Debido a que la superficie del agua está situada a un nivel medio a los ojos del visitante (1.50 m), es posible que este tenga acceso visual hacia toda la parte técnica superior.

b) Segundo ángulo de aproximación: Panel frontal.- V2 (lado Sur)

Esta visión nos sitúa en lo que sería la parte expuesta del arrecife. En ella se confrontan peces de gran tamaño delante de una «ventana» de 5.90 m de alto por 7.90 m de ancho. La profundidad de la visión es acentuada por la continuidad, creada por transparencia entre este tanque y el de coral, visible en segundo plano a través del decorado rocoso que sustenta los dos paneles de separación (V4 y V4bis). El mismo nivel de sedimento entre ambos volúmenes reafirma este efecto de continuidad.

c) Tercer ángulo de aproximación: Panel lateral.- V3 (lado este)

Este panel lateral de 3 m de altura por 3 m de ancho, ofrece otra visión sobre los grandes depredadores pelágicos, además de todos los peces que habitan sobre el ecosistema rocoso circundante a la laguna.

d) Cuarto ángulo de aproximación: Panel frontal.- V5 (parte central, lado norte)

Aquí se representa una visión de la parte profunda de la laguna en un panel de 7,50 m de ancho por 3 m de alto. Asimismo se resalta en segundo plano, el efecto de continuidad entre esta parte y el lado expuesto del arrecife.

<i>Dimensiones paneles metacrilato</i>	<i>Anchura (m)</i>	<i>Altura (m)</i>	<i>Espesor (mm)</i>	<i>Peso (Tm)</i>
V1	6,00	3,00	101,6	2,17
V2	7,90	5,90	342,9	18,96
V3	3,00	3,00	177,8	1,90
V4	3,00	5,90	203,2	4,27
V4 bis	3,00	3,00	177,8	1,90
V5	7,52	3,00	266,7	7,159

Tabla 21. Dimensiones de los paneles de metacrilato

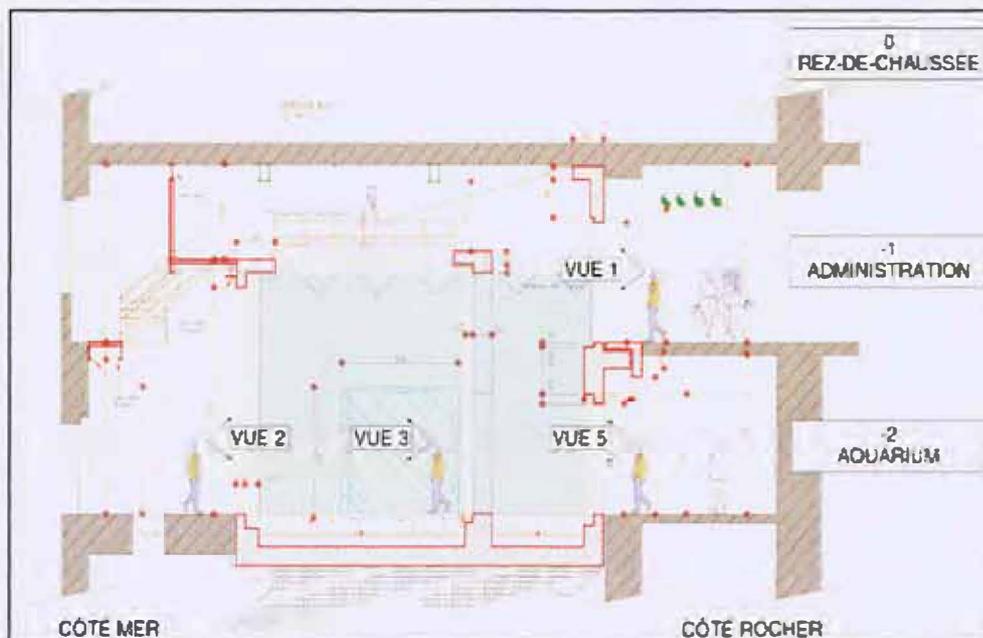


Figura 67. Plano general del tanque

ANEXO II. SISTEMA MICROCEAN

INTRODUCCIÓN

La eliminación de los desechos disueltos es uno de los problemas más importantes en los tanques que funcionan en circuito cerrado. En la actualidad existen una serie de instrumentos como los filtros biológicos aeróbicos, filtros espumadores, ozonizadores... que son empleados con tal propósito. El sistema Microcean (también conocido como Sistema Jaubert) fue el primer Sistema Biológico integral capaz de purificar completamente el agua de un acuario marino funcionando en sistema cerrado (Jaubert, 1981; Jaubert, 1989). Se entiende como purificación completa la eliminación o neutralización de los compuestos de la nitrificación (NH_4^+ , NO_2 y NO_3) y otros contaminantes disueltos, sin que el rango de pH del Sistema sufra variaciones importantes.

El fundamento del Sistema se basa en la existencia de una capa óxido-reductora situada dentro del propio tanque que contiene diversos organismos y microorganismos. Según la biomasa de peces, este método es capaz de mantener una calidad de agua óptima sin necesidad de ningún otro tipo de sistema de filtración.

DESCRIPCIÓN DEL SISTEMA

Como se puede ver en la figura 68, el sistema consiste en una capa de sedimento que se interpone entre la masa de agua del tanque y un cuerpo de agua estanca. Entre ambas masas de agua se crea un gradiente vertical de oxígeno que condiciona el tipo de flora bacteriana que se desarrollará. Este gradiente implicará el desarrollo de bacterias aerobias en la capa de sedimento adyacente a la masa de agua del tanque. Al mismo tiempo en la zona de sedimento próxima a la masa de agua

estanca (pobre en oxígeno), se desarrollarán bacterias heterotróficas denitrificantes.

En la capa de sedimento se incluirán organismos tipo poliquetos u otro tipo de meiofauna cuya función será la de facilitar la descomposición de la materia orgánica y proporcionar combustible a las bacterias denitrificantes en forma de carbono orgánico. Existen dos rejillas de PVC que impedirán que estos organismos bioturbadores penetren demasiado en el sedimento, alterando el gradiente de oxígeno.

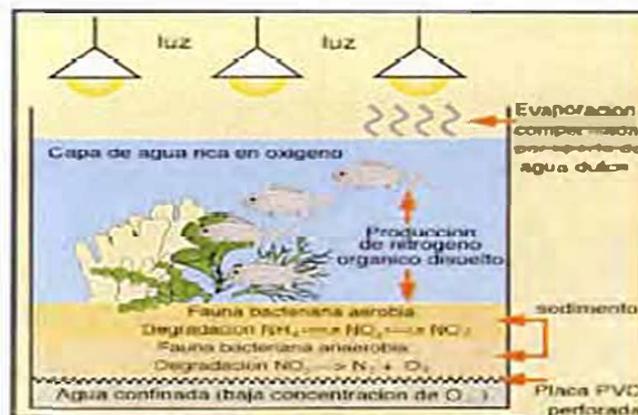


Figura 68. Esquema general del Sistema Microcean

Secuencia de actuación

1. Las macropartículas orgánicas son descompuestas por organismos detritívoros
2. Las micropartículas orgánicas (Compuestos Orgánicos Disueltos) son oxidados en la interfase agua-sedimento por las bacterias aerobias
3. El nitrógeno orgánico es mineralizado por bacterias nitrificantes (amonios y nitritos desaparecen)
4. El nitrato es reducido por las bacterias heterotróficas denitrificantes y eliminado como nitrógeno molecular
5. Otras sustancias (ácidos húmicos y melanoídes) son también neutralizadas por mecanismos desconocidos
6. Las sustancias ácidas (producidas por bacterias) son neutralizadas por la arena

calcárea. El flujo de calcio resultante es lo suficientemente importante como para mantener el valor del pH dentro de límites normales.

Es importante añadir que los procesos de intercambio de sustancias se dan por difusión (por diferencias en gradientes de concentración), el agua no fluye a través de los poros del sedimento. Esto permite que el sistema pueda funcionar durante años sin ningún tipo de intervención.

Otra de los detalles importantes es que la pequeña concentración de oxígeno que existe en la zona de sedimento adyacente a la capa de agua estanca impide la proliferación masiva de bacterias anaerobias sulfurosas, que podrían constituir un gran peligro para toda la biomasa del tanque.

CONCLUSIONES

El fundamento del Sistema es hacer funcionar el tanque como un modelo reducido de un "Ecosistema natural". En él estarán representados los principales grupos funcionales del ecosistema:

- Productores 1^{os} (planctívoros y bentónicos)
- Consumidores (herbívoros y carnívoros)
- Descomponedores

Por último añadir que la calidad de agua obtenida mediante este sistema permite el mantenimiento y desarrollo de especies de corales (alcionarios y escleractinarios) durante largo tiempo, y que anteriormente era difícil mediante el uso de los sistemas tradicionales.

ANEXO III. CULTIVO DE CORALES

INTRODUCCIÓN

La primera experiencia en el cultivo intensivo de corales realizada en el Acuario de Mónaco, comenzó en el año 1989, cuando un arrecife de coral del mar Rojo, fue recreado en un tanque de 40 m³ en circuito semicerrado. Gracias a un nuevo Sistema para la eliminación de los nitratos concebido por el Profesor Jean Jaubert denominado Microcean, y puesto a punto por el equipo del Museo Oceanográfico de Mónaco, se consiguió reproducir en este tanque, un auténtico ecosistema coralino con peces, invertebrados (corales, moluscos, etc...) y un gran número de vegetales.

Una vez el tanque alcanzó la "maduración", los corales no sólo se mantenían, sino que además eran capaces de desarrollarse de manera significativa. Los corales implantados en el tanque fueron recolectados en una misión organizada por el Museo al mar Rojo. Su transporte se realizó mediante una metodología especial y en "seco".

A partir del éxito de esta primera experiencia, el Museo comenzó un programa para el cultivo intensivo del coral, cuyo resultado final se ha visto plasmado en el proyecto del nuevo tanque inaugurado a finales del año 2000.

METODOLOGÍA

La técnica de cultivo se basa en la reproducción por "esquejes o ramificaciones". Esta metodología facilita el crecimiento de la colonia madre. Esta es preferible que tenga una talla media para evitar que existan zonas necrosadas, punto de anclaje principal de algas y algunos invertebrados (esponjas, ...).

Independientemente del tipo de coral a cultivar, Corales duros (escleractinarios) o

Corales blandos (alcionarios), el principio es siempre el mismo, es decir, se parte de colonias madre cuyas ramificaciones son seccionadas (pinzas especiales) y utilizadas a continuación para comenzar el cultivo.

Según el soporte utilizado para el mantenimiento de la colonia en el tanque de cultivo, podemos diferenciar 3 técnicas diferentes:

1. Hilo de nylon

Simplemente consiste en atar el esqueje con un hilo de nylon y suspenderlo en el tanque de cultivo.

Este método preseta la ventaja de evitar el contacto de la colonia con el sedimento, con lo cual lo protege de sus predadores naturales (ejemplo *Asterina wega*); y conseguir que el reparto de la corriente de agua y de la luz sobre los pólipos se haga de forma equilibrada. Normalmente esta técnica se emplea para comenzar el cultivo de los corales duros.

2. Varilla (tija) de fibra de vidrio o PVC

Las colonias son agujereadas mediante un taladro especial (Fig. 69) intentando dañar lo menos posible el esqueleto de la colonia. Este es el paso más delicado de todo el proceso, pues el estrés provocado al animal puede ser irreparable.



Figura 69. Manipulación del coral para su cultivo

A continuación, las colonias son fijadas a una varilla de fibra de vidrio o PVC (Fig. 70), dependiendo de su tamaño, mediante una epoxi resina neutra llamada "Devcon" que polimeriza en cuatro o cinco horas. Esta resina presenta la ventaja adicional de poder ser manipulada dentro del agua. Es importante que antes de fijar la colonia a la varilla las superficies a poner en contacto estén totalmente secas.

Este método, presenta la ventaja de dar solidez a la colonia y se emplea para colonias de un tamaño mayor al de las fijadas mediante el hilo de nylon. Normalmente antes de pasar las colonias de los tanques de cultivo a los tanques públicos utilizamos este método.



Figura 70. Fijación de la varilla de PVC a la Colonia

3. Sustrato rocoso

Técnica empleada para colonias muy pequeñas o especies de coral "blando" (alcionarios) como por ejemplo los géneros *Xoenia*, *Lythophyton*, *Parazoanthus*...

En el primer caso, las pequeñas colonias se fijan directamente a la roca utilizando la epoxi resina (DEVCON), mientras que en el caso de los corales blandos se sujetan mediante un elástico hasta que ellos se fijan de modo natural.

TANQUES DE CULTIVO

Los esquejes empleados para el cultivo son introducidos en tanques especiales reservados únicamente a tal efecto (Fig. 71), siguiendo el mismo procedimiento empleado en el "mesocosmos" recreado en un principio (tanque del "mar Rojo"). La calidad del agua de estos tanques debe ser elevada para que el coral se desarrolle en condiciones óptimas:

- ✓ Tasa de nitratos siempre por debajo de 0,5 mg/l
- ✓ Rango adecuado de temperatura (25-26°C)
- ✓ Condiciones óptimas de iluminación (lámparas HQI).

Estos tanques carecen de sistema externo de filtración, únicamente existe una pequeña renovación diaria del agua y el sistema Microcean para eliminación de los compuestos nitrogenados del que ya se ha hablado anteriormente. Junto a estos elementos normalmente existe una pequeña población de peces e invertebrados herbívoros que colaboran en el cultivo, manteniendo las colonias libres de algas oportunistas.



Figura 71 Tanque de cultivo de coral

MANTENIMIENTO

Este apartado es de capital importancia para asegurar el éxito del proceso. La limpieza regular y minuciosa de cada colonia forma parte de las labores semanales del personal dedicado a esta tarea. El objetivo es eliminar todas aquellas algas epifitas que se instalan sobre los pólipos de la colonia impidiendo su desarrollo, y los posibles predadores naturales que habiten en el tanque.

Dado el enorme deterioro que están sufriendo en la actualidad los arrecifes de coral por su continua explotación por parte del hombre. Las técnicas de cultivo intensivo de coral pueden disminuir en parte, este efecto negativo. A la vez, pueden sentar las bases para la creación de nuevas líneas tanto de investigación como empresariales en un producto de alto valor añadido.

En la tabla 21 se presenta un listado de las principales especies de corales existentes en el Compartimento 1. Las especies se dividen en corales duros (escleractinarios) y blandos (alcionarios). Dentro de este último grupo se recogieron otros invertebrados presentes dentro del Compartimento.

Corales duros (Escleractinarios)		
Familia	Genero o especie	N° colonias
<i>Acroporidae</i>	<i>Acropora sp</i>	29
<i>Acroporidae</i>	<i>Acropora violet</i>	6
<i>Acroporidae</i>	<i>Montipora capricornis</i>	15
<i>Agaricidae</i>	<i>Leptoseris</i>	3
<i>Agaricidae</i>	<i>Pavona sp</i>	1
<i>Caryophyllidae</i>	<i>Euphyllia</i>	6
<i>Caryophyllidae</i>	<i>Plerogyra sp</i>	7
<i>Dendrophyllidae</i>	<i>Turbinaria mesenterina/reniforr.</i>	2
<i>Dendrophyllidae</i>	<i>Turbinaria peltata</i>	38
<i>Favidae</i>	<i>Echinopora sp</i>	3
<i>Favidae</i>	<i>Favites, Favidae, etc...</i>	41
<i>Fungidae</i>	<i>Polyphyllia talpina</i>	5
<i>Merulinidae</i>	<i>Hydnophora sp</i>	1
<i>Merulinidae</i>	<i>Merulina sp</i>	2
<i>Pectiniidae ?</i>	<i>Echinophyllia ?</i>	1
<i>Pocilloporidae</i>	<i>Pocillopora sp</i>	11
<i>Pocilloporidae</i>	<i>Stylophora sp</i>	6
<i>Pocilloporidae</i>	<i>Stylophora sp</i>	62
<i>Poritidae</i>	<i>Porites cylindrica</i>	8
<i>Poritidae</i>	<i>Porites sp</i>	14
Colonias totales		261
Corales blandos (Alcionarios) y diversos		
	<i>Anthelia sp</i>	1
	<i>Piedra con Actinodiscus/corrali</i>	6
	<i>Piedra con Heteroxenia fuscus</i>	14
	<i>Piedra con Lithophyton</i>	24
	<i>Piedra con Parazoanthus sp</i>	3
	<i>Sarcophyton sp</i>	2
	<i>Sinularia</i>	6
	<i>Tubipora o Alveopora</i>	1
Colonias totales		57
Total general		318

Tabla 22. Inventario de corales del Compartimento 1

ANEXO IV. ALIMENTACIÓN DEL TANQUE

En la tabla siguiente, se ha hecho una estimación de la cantidad semanal y anual dada al tanque, separada por cada uno de los compartimentos. Como ya se ha dicho con anterioridad son cantidades medias que variarán siempre en función del apetito de los animales. Asimismo, se hace referencia a algunos elementos de origen vegetal que se adicionan normalmente en las dietas para completar la alimentación. Entre estos compuestos encontramos zanahorias, guisantes, espinacas y brocoli.

A partir de los cálculos realizados se desprende, que algo más de 2 toneladas de alimento son empleadas anualmente en la alimentación del tanque.

Las perspectivas de futuro pasan por mantener el número de días de alimentación en el Compartimento 1 y la disminución a dos o tres días en en Compartimento 2 conforme los peces se vayan aclimatando al tanque.

Compartimento 1. Corales		
Tipo de alimento	Estimacion semanal (kg)	Estimacion anual (kg)
Mejillon	2,5	130
Lechugas	7	364
Krill	1	52
Mysis	0,7	36,4
Artemia	0,5	26
Vegetales variados	0,6	30
TOTAL	11,7	608,4
Compartimento 2. Grandes Depredadores		
Mejillon (pure)	0,7	36,4
Mejillon (entero)	1,5	78
Pescado (varias especies)	17,5	910
Langostino/gamba	1	52
Calamar	5,3	275,2
Pulpo	1,5	78
TOTAL	27,5	1430

Tabla 23. Estimación de la cantidad semanal/anual de alimento dada al tanque

ANEXO V. GESTIÓN TÉCNICA CENTRALIZADA (G.T.C.)

Las numerosas especies de peces e invertebrados (corales) representados en los tanques del Museo, (sobre todo aquellos que reproducen ecosistemas coralinos) no toleran variaciones excesivas de su ambiente (temperatura, salinidad,...), por ello es preciso una instalación permanente para evitar cualquier anomalía sobre estos parámetros. Con este objetivo, se crea en el año 1996 la G.T.C. o “**Gestión Técnica Centralizada**”. Este sistema automático permite controlar más de 400 sensores repartidos en los diferentes acuarios del museo, y hacer saltar una alarma individualizada si existe cualquier eventualidad.

Los sensores se pueden agrupar en dos categorías:

1) Sondas sumergidas.

Registran las medidas de los parámetros físico-químicos del agua, transmitiéndolas a una base de datos en formato analógico. Los parámetros medidos son la Temperatura, la Salinidad, el Oxígeno disuelto y el pH. Para cada uno de ellos se ha fijado un rango máximo de oscilación, fuera del cual implica automáticamente, la puesta en funcionamiento del sistema de alarmas.

2) Contadores digitales.

Empleados para todas las instalaciones técnicas del Museo, registran toda señal de disfunción; fallo eléctrico, alarma de algún ascensor, parada de una bomba... Las señales emitidas por estos sensores son transmitidas por medio de una red de cables hasta un ordenador.

Las gestión de todos los datos se efectúa gracias a este ordenador. En el momento en que alguno de los umbrales de alarma de las sondas son

sobrepasados o los contadores digitales registran cualquier fallo, estos son rápidamente identificados sobre la pantalla del ordenador. Al mismo tiempo alarmas sonoras también son activadas . Durante la noche, el sistema se conecta directamente por medio de la red telefónica con el personal de guardia.

Este sistema de control posee al mismo tiempo una función que permite archivar todos los datos registrados de los parámetros fisico-químicos medidos. También quedarán grabadas las alarmas activadas o cualquier otra operación efectuada sobre el sistema. Posteriormente el análisis de estos datos aportará información importante sobre el equilibrio físico-químico de cada tanque, así como de la actividad biológica desarrollada dentro de él.

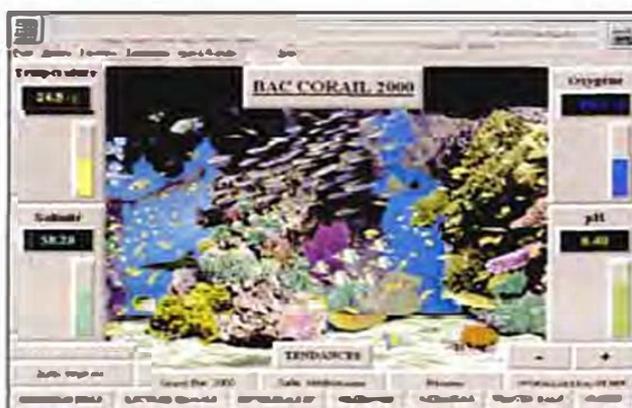


Figura 72. Pantalla de control de parámetros de la GTC. Compartimento Corales



Figura 73. Pantalla de control de parámetros de la GTC. Compartimento Grandes Demersales

ANEXO VI. DATOS DE LAS MEDICIONES DE LOS PARÁMETROS QUÍMICOS

A continuación se presentan las tablas con los resultados obtenidos en las mediciones de los parámetros químicos. Se incluyen tanto los análisis semanales como los realizados de modo continuo (12 horas) una vez al mes.

1.- Mediciones semanales

Fecha	N-NH ₄ (ppm)	N-NO ₂ (ppm)	N-NO ₃ (ppm)	P-PO ₄ (ppm)
13/12/00	0,08	0,006	0,2	NM
15/12/00	0,23	0,015	0,5	NM
18/12/00	0,16	0,030	0,3	NM
19/12/00	0,16	0,020	NM	NM
20/12/00	0,16	0,020	NM	NM
22/12/00	0,16	0,018	0,6	0,02
26/12/00	0,16	0,018	0,2	0,03
29/12/00	0,16	0,024	0,4	0,03
03/01/01	0,16	0,015	0,3	0,02
05/01/01	0,16	0,015	0,2	0,02
08/01/01	0,16	0,012	0,3	0,02
10/01/01	0,16	0,009	NM	0,02
12/01/01	0,08	0,009	0,3	0,02
15/01/01	0,08	0,009	0,2	0,01
17/01/01	0,16	0,009	NM	0,01
19/01/01	0,16	0,006	0,1	0,01
22/01/01	0,16	0,006	0,2	0,03
24/01/01	0,16	0,006	NM	0,02
26/01/01	0,08	0,009	0,3	0,01
29/01/01	0,08	0,008	0,4	0,02
31/01/01	0,16	0,006	NM	0,01
02/02/01	0,16	0,006	0,3	0,02
05/02/01	0,08	0,004	0,3	0,02
07/02/01	0,08	0,009	NM	0,02
09/02/01	0,08	0,004	0,5	0,01
12/02/01	0,08	0,004	0,5	0,02
14/02/01	0,08	0,004	NM	0,01
16/02/01	0,08	0,001	0,3	0,01
19/02/01	0,08	0,004	0,5	0,02
21/02/01	0,08	0,004	NM	0,05
23/02/01	0,08	0,005	0,3	0,02
26/02/01	0,08	0,004	0,2	0,04

Fecha	N-NH ₄ (ppm)	N-NO ₂ (ppm)	N-NO ₃ (ppm)	P-PO ₄ (ppm)
02/03/01	0,08	0,004	0,2	0,06
05/03/01	0,08	0,004	0,3	0,02
07/03/01	0,08	0,004	NM	0,01
09/03/01	0,08	0,006	0,4	0,02
12/03/01	0,08	0,006	0,3	0,06
14/03/01	0,08	0,004	NM	0,06
16/03/01	0,08	0,004	0,7	0,01
19/03/01	0,08	0,001	0,3	0,03
21/03/01	0,08	0,004	NM	0,02
23/03/01	0,08	0,004	NM	0,01
26/03/01	0,08	0,015	0,2	0,01
28/03/01	0,08	0,004	NM	0,02
30/03/01	0,08	0,004	0,7	0,02
02/04/01	0,08	0,004	0,1	0,01
04/04/01	0,08	0,004	NM	0,02
06/04/01	0,08	0,004	0,4	0,01
09/04/01	0,08	0,004	0,1	0,02
11/04/01	0,08	0,004	NM	0,03
16/04/01	0,08	0,004	0,1	0,02

Tabla 24. Mediciones semanales. Compartimento Corales
 NM: No medido

Fecha	N-NH ₄ (ppm)	N-NO ₂ (ppm)	N-NO ₃ (ppm)	P-PO ₄ (ppm)
13/12/00	0,16	0,009	0,3	NM
15/12/00	0,31	0,015	0,6	NM
18/12/00	0,16	0,012	0,5	NM
19/12/00	0,16	0,012	NM	NM
20/12/00	0,16	0,009	NM	NM
22/12/00	0,16	0,012	0,5	0,05
26/12/00	0,16	0,009	0,5	0,07
29/12/00	0,16	0,006	0,6	0,08
03/01/01	0,16	0,006	0,7	0,10
05/01/01	0,16	0,006	0,4	0,08
08/01/01	0,16	0,006	0,4	0,08
10/01/01	0,16	0,009	NM	0,06
12/01/01	0,16	0,009	0,5	0,06
15/01/01	0,08	0,006	0,4	0,07
17/01/01	0,16	0,006	NM	0,07
19/01/01	0,16	0,006	0,4	0,08
22/01/01	0,16	0,006	0,5	0,05
24/01/01	0,08	0,004	NM	0,05
26/01/01	0,16	0,009	0,5	0,07
29/01/01	0,08	0,009	0,6	0,06
31/01/01	0,16	0,006	NM	0,06

Fecha	N-NH ₄ (ppm)	N-NO ₂ (ppm)	N-NO ₃ (ppm)	P-PO ₄ (ppm)
05/02/01	0,08	0,006	0,1	0,09
07/02/01	0,08	0,006	NM	0,09
09/02/01	0,08	0,012	0,5	0,07
12/02/01	0,08	0,006	0,4	0,09
14/02/01	0,08	0,006	NM	0,09
16/02/01	0,08	0,006	0,3	0,06
19/02/01	0,08	0,006	0,3	0,07
21/02/01	0,08	0,009	NM	0,08
23/02/01	0,08	0,011	0,4	0,08
26/02/01	0,08	0,009	0,3	0,10
28/02/01	0,08	0,008	0,3	0,08
02/03/01	0,08	0,006	0,3	0,10
05/03/01	0,08	0,006	0,4	0,08
07/03/01	0,08	0,006	NM	0,06
09/03/01	0,08	0,009	0,5	0,09
12/03/01	0,08	0,006	0,3	0,12
14/03/01	0,08	0,006	NM	0,08
16/03/01	0,08	0,006	0,6	0,08
19/03/01	0,08	0,004	0,5	0,09
21/03/01	0,08	0,006	NM	0,07
23/03/01	0,08	0,006	NM	0,09
26/03/01	0,08	0,004	0,4	0,08
28/03/01	0,08	0,009	NM	0,09
30/03/01	0,08	0,006	0,4	0,10
02/04/01	0,08	0,004	0,2	0,07
04/04/01	0,08	0,004	NM	0,09
06/04/01	0,08	0,004	0,5	0,09
09/04/01	0,08	0,004	0,2	0,07
11/04/01	0,08	0,004	NM	0,07
16/04/01	0,08	0,004	0,2	0,10

Tabla 25. Mediciones semanales. Compartimento Grandes Depredadores
 NM: No medido

2.- Mediciones en continuo

2.1. Medición 26/01/01

Hora	N-NH4	N-NO2
9:00	0,15	0,0061
9:30	0,15	0,0061
10:00	0,15	0,0061
10:30	0,15	0,0091
11:00	0,15	0,0091
11:30	0,15	0,0091
12:00	0,15	0,0091
12:30	0,15	0,0121
13:00	0,15	0,0121
13:30	0,15	0,0152
14:00	0,15	0,0182
14:30	0,15	0,0121
15:00	0,15	0,0121
15:30	0,15	0,0152
16:00	0,15	0,0152
16:30	0,15	0,0182
17:00	0,15	0,0152
17:30	0,15	0,0152
18:00	0,15	0,0152
18:30	0,15	0,0152
19:00	0,15	0,0167
19:30	0,15	0,0167
20:10	0,15	0,0152

Tabla 26. Medición 26/01/01. Compartimento Corales
Alimentación del Compartimento 10.35

Hora	N-NH ₄	N-NO ₂
9:00	0,15	0,0091
9:30	0,15	0,0061
10:00	0,15	0,0061
10:30	0,15	0,0091
11:00	0,15	0,0061
11:30	0,15	0,0091
12:00	0,15	0,0091
12:30	0,15	0,0091
13:00	0,15	0,0091
13:30	0,15	0,0121
14:00	0,15	0,0152
14:30	0,15	0,0182
15:00	0,15	0,0091
15:30	0,15	0,0091
16:00	0,15	0,0121
16:30	0,15	0,0121
17:00	0,15	0,0091
17:30	0,15	0,0091
18:00	0,15	0,0061
18:30	0,15	0,0061
19:00	0,15	0,0091
19:30	0,15	0,0091

Tabla 27. Medición 26/01/01. Compartimento Grandes Depredadores
Alimentación del Compartimento 10.35

2.2. Medición 07/03/01

Hora	N-NH ₄	N-NO ₂
8:30	0,08	0,0036
9:00	0,08	0,0036
9:30	0,08	0,0036
10:00	0,08	0,0061
10:30	0,08	0,0061
11:00	0,08	0,0036
11:30	0,08	0,0061
12:00	0,08	0,0061
12:30	0,08	0,0091
13:00	0,08	0,0091
13:30	0,08	0,0091
14:00	0,08	0,0091
14:30	0,08	0,0091
15:00	0,08	0,0091
15:30	0,08	0,0121
16:00	0,08	0,0121
16:30	0,08	0,0121
17:00	0,08	0,0152
17:30	0,08	0,0152
18:00	0,08	0,0121
18:30	0,08	0,0121
19:00	0,08	0,0091
20:00	0,08	0,0121
21:00	0,08	0,0091

Tabla 28. Medición 07/03/01. Compartimento Corales
Alimentación del Compartimento 9.30

Hora	N-NH ₄	N-NO ₂
8:30	0,08	0,0061
9:00	0,08	0,0061
9:30	0,08	0,0061
10:00	0,08	0,0061
10:30	0,08	0,0091
11:00	0,08	0,0091
11:30	0,08	0,0091
12:00	0,08	0,0091
12:30	0,08	0,0091
13:00	0,08	0,0091
13:30	0,08	0,0091
14:00	0,08	0,0091
14:30	0,08	0,0091
15:00	0,08	0,0121
15:30	0,08	0,0091
16:00	0,08	0,0091
16:30	0,08	0,0091
17:00	0,08	0,0091
17:30	0,08	0,0091
18:00	0,08	0,0091
18:30	0,08	0,0091
19:00	0,08	0,0061
20:00	0,08	0,0091
21:00	0,08	0,0061

Tabla 29. Medición 07/03/01. Compartimento Grandes Depredadores
Alimentación del Compartimento 9.10

2.3. Medición 16/04/01

Hora	N-NH ₄	N-NO ₂
8:30	0,08	0,0036
9:00	0,08	0,0036
9:30	0,08	0,0036
10:00	0,08	0,0036
10:30	0,08	0,0036
11:00	0,08	0,0036
11:30	0,08	0,0036
12:00	0,08	0,0061
12:30	0,08	0,0061
13:00	0,08	0,0061
13:30	0,08	0,0061
14:00	0,08	0,0061
14:30	0,08	0,0091
15:00	0,08	0,0091
15:30	0,08	0,0091
16:00	0,08	0,0091
16:30	0,08	0,0091
17:00	0,08	0,0091
17:30	0,08	0,0091
18:00	0,08	0,0091
18:30	0,08	0,0061
19:00	0,08	0,0061
19:30	0,08	0,0061
20:00	0,08	0,0061
20:30	0,08	0,0061

Tabla 30. Medición 16/04/01. Compartimento Corales
Alimentación del Compartimento 9.30

Hora	N-NH ₄	N-NO ₂
8:30	0,08	0,0036
9:00	0,08	0,0061
9:30	0,08	0,0061
10:00	0,08	0,0091
10:30	0,08	0,0091
11:00	0,08	0,0121
11:30	0,08	0,0121
12:00	0,08	0,0121
12:30	0,08	0,0121
13:00	0,08	0,0121
13:30	0,08	0,0121
14:00	0,08	0,0121
14:30	0,08	0,0121
15:00	0,08	0,0121
15:30	0,08	0,0121
16:00	0,08	0,0091
16:30	0,08	0,0091
17:00	0,08	0,0091
17:30	0,08	0,0091
18:00	0,08	0,0091
18:30	0,08	0,0061
19:00	0,08	0,0061
19:30	0,08	0,0061
20:00	0,08	0,0061
20:30	0,08	0,0061

Tabla 31. Medición 16/04/01. Compartimento Grandes Depredadores
Alimentación del Compartimento 9.30