



UNIVERSITAT  
POLITÈCNICA  
DE VALÈNCIA

## MÁSTER EN ACUICULTURA

# Memoria de las prácticas realizadas en el IRTA Sant Carles de la Ràpita

Trabajo fin de Máster

Valencia, Septiembre 2012

**Elisenda Ardévol Pla**

Directora:

Ana Tomás Vidal





# ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS .....	III
ÍNDICE DE TABLAS .....	V
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
<b>2. DESCRIPCIÓN DE LA EMPRESA .....</b>	<b>2</b>
2.1 Plantilla de la empresa y su organización .....	4
2.2 Descripción de los principales espacios .....	5
2.2.1 Exterior e invernaderos .....	5
A) Exterior .....	6
B) Invernadero V3 .....	6
C) Invernadero V5-V6 .....	7
D) Invernadero de rafia .....	7
2.2.2 Vivarium .....	8
A) Nursery .....	9
B) Sala de reproductores .....	10
C) Larvario .....	10
D) Sala de experiencias .....	11
E) Sala de moluscos .....	11
F) Sala de artemia .....	11
G) Sala de rotíferos .....	12
H) Sala de fitoplancton .....	12
I) Sala de patologías .....	13
J) Otras salas .....	13
2.3 Abastecimiento y acondicionamiento del agua .....	15
2.4 Los módulos IRTAmar® .....	17
<b>3. ACTIVIDADES REALIZADAS .....</b>	<b>19</b>
3.1 Rutinas diarias .....	20
A) Exterior e invernaderos .....	20
B) Nursery y reproductores .....	22
C) Moluscos .....	23

D) Fitoplancton .....	24
3.2 Tareas extraordinarias .....	25
A) Biometrías .....	25
B) Biometría y experimento de comportamiento animal .....	27
C) Inducción de la puesta en ostra japonesa ( <i>Crassostrea gigas</i> ) .....	28
D) Renovación de cepas de rotífero ( <i>Brahionus plicatilis</i> ) .....	30
E) Renovación de cepas de fitoplancton .....	31
F) Salida al mar con los técnicos de la Unidad de Seguimiento del Medio Marino .....	31
<b>4. SITUACIÓN ACTUAL DE LA EMPRESA .....</b>	<b>34</b>
A) Registro de datos .....	34
B) Hojas de instrucciones técnicas .....	35
C) Gestión de los módulos .....	36
D) Comportamiento dentro de las zonas de cultivo .....	37
E) Seguridad zoonosanitaria .....	38
F) Escapes de peces.....	40
G) Gestión de residuos .....	41
H) Seguridad laboral .....	42
I) La crisis en el IRTA .....	43
<b>5. VALORACIÓN PERSONAL .....</b>	<b>45</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Localización de los centros del IRTA .....	2
<b>Figura 2.</b> Localización del IRTA Sant Carles de la Ràpita .....	4
<b>Figura 3.</b> Organigrama de la empresa .....	5
<b>Figura 4.</b> Esquema de las instalaciones exteriores .....	6
<b>Figura 5.</b> Módulos V4 y V5 del invernadero .....	7
<b>Figura 6.</b> Esquema general del vivarium .....	8
<b>Figura 7.</b> Filtro madre y módulos de la nursery .....	9
<b>Figura 8.</b> Módulo 14, destinado a la incubación .....	10
<b>Figura 9.</b> Tanques larvarios de moluscos bivalvos. Tanques de fijación .....	11
<b>Figura 10.</b> Sala de fitoplancton .....	12
<b>Figura 11.</b> Cámara de 4°C y de -20°C .....	13
<b>Figura 12.</b> Sala de lupas .....	14
<b>Figura 13.</b> Caseta de captación de aguas .....	15
<b>Figura 14.</b> Depósitos de reserva. Filtros de arena .....	15
<b>Figura 15.</b> Depósitos blancos .....	16
<b>Figura 16.</b> Ozonizador. Balsa de sedimentación .....	17
<b>Figura 17.</b> Módulos IRTAmar® .....	18
<b>Figura 18.</b> Limpieza del tanque de corvinas .....	21
<b>Figura 19.</b> Bajada de larvas de ostra japonesa .....	22
<b>Figura 20.</b> Balones y matraces erlenmeyer con fitoplancton .....	25
<b>Figura 21.</b> Biometría del módulo V4 .....	26
<b>Figura 22.</b> Experimento de comportamiento y estrés en lenguado .....	28

<b>Figura 23.</b> Inducción a la puesta de Ostra japonesa .....	29
<b>Figura 24.</b> Renovación de cepas de rotífero .....	30
<b>Figura 25.</b> Sonda multiparamétrica. Recogida de muestras .....	32
<b>Figura 26.</b> Libreta del módulo V4 .....	34
<b>Figura 27.</b> Instrucciones Técnicas en la sala de lupas .....	36
<b>Figura 28.</b> Estantería con botas para los visitantes .....	38
<b>Figura 29.</b> Pediluvios .....	39
<b>Figura 30.</b> Entrada a la sala de patologías .....	40
<b>Figura 31.</b> Suelo del invernadero .....	43

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Tabla de alimentación de los tanques individuales del exterior e invernaderos .....	20
<b>Tabla 2.</b> Tabla de alimentación de los módulos del exterior e invernaderos .....	21
<b>Tabla 3.</b> Tabla de alimentación de los módulos de la sala de nursery y reproductores .....	23

## **1. INTRODUCCIÓN**

El IRTA Sant Carles de la Ràpita es un centro de investigación en el que se realizan proyectos de acuicultura, de ecología y de vigilancia y conservación del medio natural.

Al realizar las prácticas en el mes de agosto y la primera quincena de septiembre me encontré con que más de la mitad de las instalaciones estaban paradas y que gran parte del personal estaba de vacaciones, por lo que la actividad laboral estaba bastante reducida y no había mucha carga de trabajo.

Según lo observado, la crisis laboral presente en España también ha llegado al centro de investigación ya que no hay tantos proyectos como otras veces y no hay tantas empresas que requieren los servicios del IRTA. Es por eso que he llegado en una mala temporada, tanto por el poco trabajo como por la situación de despidos que se está dando en esta empresa.

No obstante, he podido realizar mis prácticas sin que esta situación haya sido un impedimento para aprender métodos y procedimientos para el desarrollo de ensayos y experimentos de acuicultura.

Así pues, durante las próximas páginas describiré mi experiencia sobre las prácticas que realicé del 1 de agosto al 14 de septiembre de 2012 en el IRTA Sant Carles de la Ràpita. Un total de 240 horas repartidas en 6 semanas, de lunes a viernes de 8:00 a 15:00 (horario intensivo de verano).

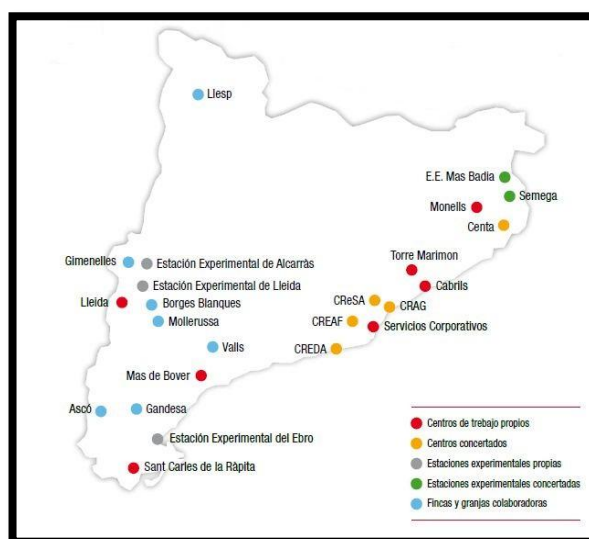


## 2. DESCRIPCIÓN DE LA EMPRESA

El IRTA (*Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentàries*) es un instituto de investigación de la Generalitat de Catalunya, adscrito al *Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Ambient*, regulado por la Ley 04/2009 del 15 de abril, del Parlament de Catalunya, que ajusta su actividad al ordenamiento jurídico privado. Es decir, el IRTA es un organismo público que se financia a través de proyectos contratados por empresas privadas, de hecho, es el único centro de investigación de España que se autofinancia todos los proyectos; la Generalitat de Catalunya solo paga el sueldo de los trabajadores fijos (funcionarios).

La misión del IRTA es la de contribuir a la modernización, competitividad y desarrollo sostenible de los sectores agrario, alimentario y acuícola, al suministro de alimentos sanos y de calidad para los consumidores y, en general, a la mejora del bienestar de la población.

Sus objetivos generales son los de impulsar la investigación y el desarrollo tecnológico dentro del ámbito agroalimentario, facilitar la transferencia de los avances científicos y valorar los avances tecnológicos propios sin dejar de procurar la máxima coordinación y colaboración con el sector público y privado.



**Figura 1.** Localización de todos los centros propios y consorciados del IRTA en el territorio catalán. <http://www.irta.cat>

El IRTA ha promovido, desde su creación en 1985, el establecimiento de acuerdos permanentes de colaboración con otras instituciones públicas que actúan en el ámbito de la investigación y el desarrollo tecnológico en Catalunya. Esta política ha dado como resultado la existencia de una red catalana de centros consorciados entre el IRTA, Universidades, CSIC, Diputaciones, etc. que puede definirse como la de un sistema cooperativo de I+D.

Las funciones del IRTA son:

**Investigación y desarrollo experimental (I+D):** el IRTA dispone de una cartera de proyectos en ejecución, financiados por el propio instituto, Organismos autonómicos (CIRIT), Organismos estatales (Plan Nacional de I+D, INIA, etc.) o internacionales (Programas de la UE). Una parte importante de la actividad de I+D es financiada por el sector privado a través de la investigación contractual.

**Transferencia tecnológica:** desde el IRTA se publican resultados a través de los medios de difusión científica; se suministra información sobre los avances de los proyectos de I+D y se realizan contratos de cesión, de venta o convenios de explotación de patentes.

**Investigación contractual:** el IRTA pone a disposición de las empresas, asociaciones y agrupaciones, su capacidad para evaluar, contrastar y desarrollar productos, servicios y procedimientos. La confidencialidad queda garantizada cuando así se establezca en el contrato y la naturaleza de la colaboración lo justifica.

**Asistencia técnica y formación especializada:** el IRTA presta asistencia técnica y asesoramiento especializado a las empresas, bajo contrato, en el que se especifican los objetivos y las finalidades de la relación, la contraprestación técnica y económica, el calendario y su vigencia.

También realiza funciones de formación especializada realizando cursos, seminarios y facilita la estancia de personal técnico o graduados universitarios en sus centros o laboratorios.

El IRTA está formado por 10 centros y estaciones experimentales propios y 9 centros consorciados repartidos por todo el territorio catalán (fig.1). Las actividades que se desarrollan en estos centros están relacionadas con la producción vegetal, la producción animal, las industrias alimentarias, la economía agroalimentaria y el medio ambiente y el cambio global.

Dentro de la producción animal se realizan los proyectos de acuicultura. Este sector tiene un centro propio, el IRTA Sant Carles de la Ràpita, en la provincia de Tarragona.

El IRTA Sant Carles de la Ràpita, se localiza en las proximidades del Parque Natural del Delta del Ebro, entre las poblaciones de Sant Carles de la Ràpita y Poble Nou del Delta (fig. 2). Las instalaciones del centro se encuentran en frente de la Bahía de los Alfaques.



**Figura 2.** Localización del IRTA Sant Carles de la Ràpita dentro de la Bahía de los Alfaques y vista aérea del centro.

Desde su fundación, en 1999, este centro se ha especializado en un programa de investigación y desarrollo de la acuicultura; y a partir de 2005, aprovechando que el centro se encuentra cerca del Parque Natural del Delta del Ebro, se creó la unidad de Ecosistemas Acuáticos, para la conservación del medio natural.

### **2.1 Plantilla de la empresa y su organización**

Al ser el IRTA una empresa de gran tamaño y con más de 1000 trabajadores, hay una sede central con solamente actividad administrativa en Barcelona, dirigida por Josep Maria Monfort. Desde la sede central se administran y gestionan todos los centros propios, consorciados y colaboradores.

En el IRTA Sant Carles de la Ràpita, la directora es la doctora Dolors Furones Nozal des de 1999, año en que se creó este centro (fig. 3).

Dentro de este centro hay cuatro grandes secciones:

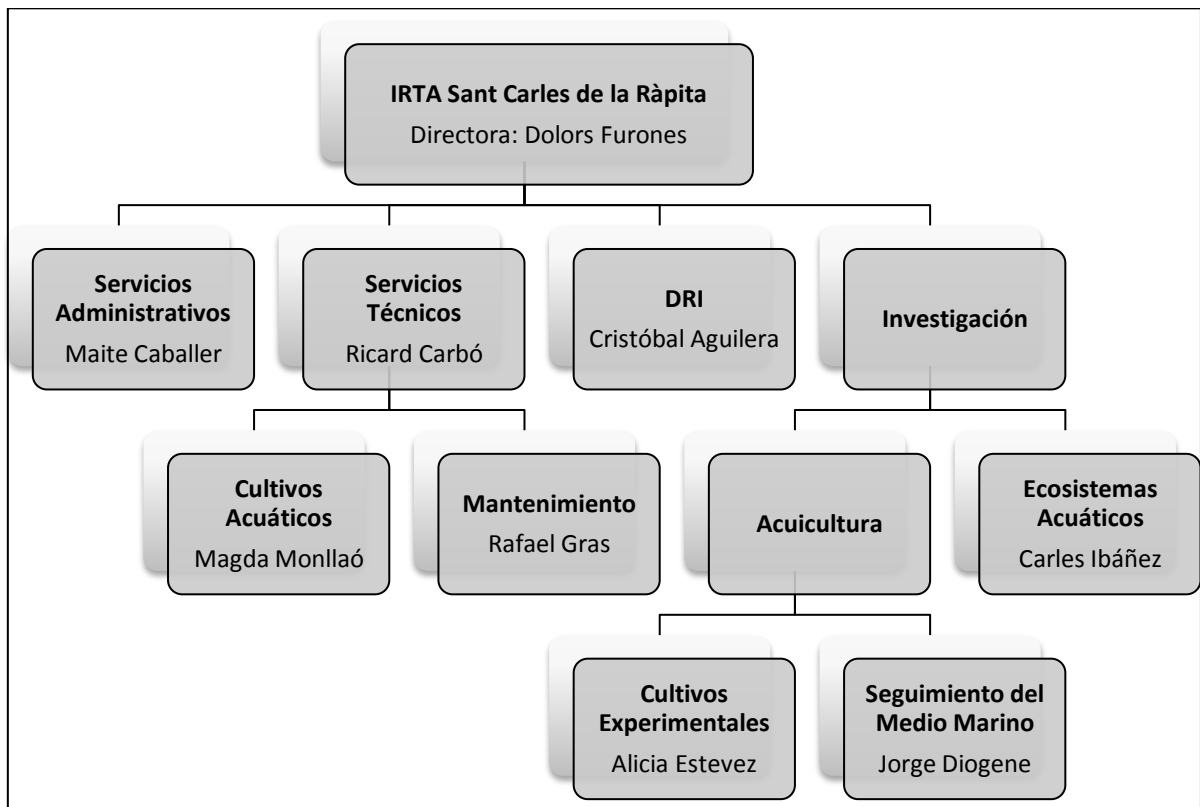
Los servicios administrativos, que son los que gestionan la documentación del centro y los que están en contacto con los servicios centrales en Barcelona.

El DRI (*Desenvolupament de Recerca i Investigació*): coordinado por Cristóbal Aguilera, es el departamento que se encarga de la parte comercial del IRTA Sant Carles de la Ràpita. Gestionan las patentes y consiguen nuevos clientes para ofrecerles sus servicios.

El Departamento de Investigación, se divide en dos grandes programas, Ecosistemas Acuáticos y Acuicultura, que a la vez se divide en Cultivos Experimentales y Seguimiento del Medio

Marino. En esta sección encontramos todos los investigadores que trabajan en el IRTA y también los investigadores en formación.

Y por último, los Servicios técnicos, de los cuales Ricard Carbó es el director. Se divide en dos secciones, Servicio de Mantenimiento, formado por 5 técnicos que se encargan de reparar averías y de hacer el mantenimiento de todas las instalaciones y el grupo de Cultivos Acuícolas, formado por 7 técnicos que son los que mantienen el contacto directo con los animales y se encargan de mantenerlos en las instalaciones.



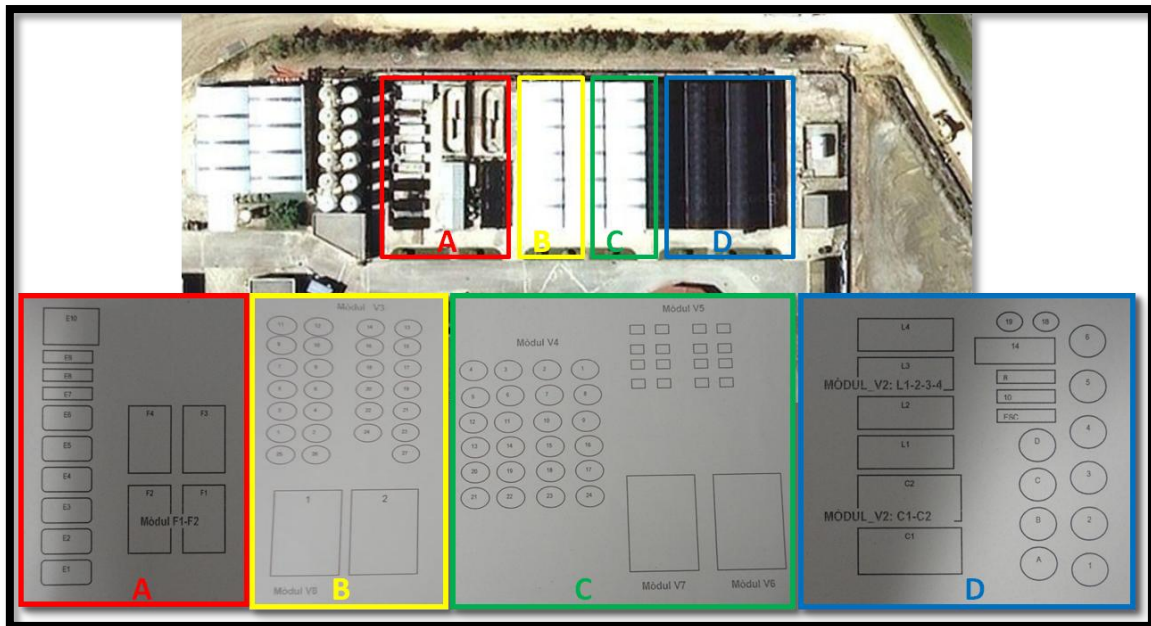
**Figura 3.** Organigrama de los principales cargos del IRTA Sant Carles de la Ràpita.

## 2.2 Descripción de los principales espacios

### 2.2.1 Exterior e invernaderos

Esta es el área más grande de las instalaciones del IRTA, en ella se encuentran los tanques de mayor volumen, para peces de gran tamaño o para biomasas más grandes. Estas instalaciones están diseñadas para poder funcionar como una planta piloto a pequeña escala si fuera necesario.

En esta zona encontraremos 3 invernaderos y varios tanques al aire libre (fig. 4), solamente cubiertos por rafia negra, que protege del sol y de los depredadores.



**Figura 4.** Vista aérea de las instalaciones exteriores y esquema de los módulos del exterior (A), invernadero V3 (B), invernadero V5-V6 (C) e invernadero de rafia (D).

### A) Exterior

En la zona exterior (fig. 4A) se encuentran 4 tanques de hormigón del tipo raceway, con un volumen de  $50\text{m}^3$ . Solo se utiliza uno de los tanques, en el cual se encuentran 30 corvinas de entre 15 y 20kg.

Encontramos también 6 tanques de  $14\text{m}^3$ , de los cuales hay cuatro llenos, donde se mantienen doradas de 200-300g, que se están engordando para tener individuos más grandes para futuras pruebas de nutrición. Estos tanques funcionan todo el año en circuito abierto.

También hay dos tanques de  $3\text{m}^3$  y uno de  $20\text{m}^3$ , que actualmente están vacíos.

### B) Invernadero V3

Se llama así porque contiene el módulo V3 (fig. 4B), que está formado por 24 tanques cilindrocónicos de 500 litros. Hasta el día que inicié las prácticas en el centro, se estaba llevando a cabo un experimento de nutrición de corvina, que formaba parte de un proyecto llamado ANDROMEDA. Justamente el día que empecé las prácticas, se sacrificó todo el lote de corvinas y actualmente se está preparando para un nuevo experimento.

En este invernadero también se encuentra el módulo V8, formado por dos tanques rectangulares de 20m<sup>3</sup> cada uno, donde se encuentran los reproductores de lubina.

### C) Invernadero V5-V6

En este invernadero se encuentran varios módulos y varias especies de peces diferentes.

Módulo V4: también conocido como módulo Skretting (fig. 5A), está compuesto por 24 tanques cilíndricos de 500 litros cada uno. Este módulo se conoce como Skretting, ya que se utiliza para hacer experiencias de nutrición de esta empresa fabricante de piensos. Actualmente se está realizando un ensayo de alimentación de doradas de 200-300g.

Módulos V6 y V7: son idénticos al módulo V8; solo está lleno el V7, en el cual se encuentran los reproductores de dorada.

Por último, encontramos el módulo V5 (fig. 5B), compuesto por 16 tanques cuadrados de 400 litros, donde actualmente se lleva a cabo un ensayo incluido dentro de un proyecto de bienestar animal, que incluye el comportamiento y el estrés en lenguados.



Figura 5. Módulo V4 o Skretting (A) y módulo V5 (B).

### D) Invernadero de rafia

En esta zona encontramos muchos tanques separados, la mayoría funcionan todo el año en circuito abierto y tienen un uso más auxiliar (cuarentenas, tratamientos, desdobles, engorde o preengorde de peces para próximos ensayos...)

Los tanques que funcionan en circuito cerrado son los que contienen los individuos reproductores. Los reproductores de lenguado se reparten en cuatro tanques rectangulares de 14m<sup>3</sup> cada uno (tanques de LT1 a LT4) y los de dorada se encuentran en los tanques C1 y C2, que también son rectangulares y con un volumen de 20m<sup>3</sup>.

Encontramos también 10 tanques cilíndricos de 2000 litros en los que hay diferentes especies: en un tanque encontramos tencas (*Tinca tinca*), en otro lubina y en los ocho restantes hay doradas de preengorde.

El tanque HR14, de forma rectangular y una capacidad de 20m<sup>3</sup>, contiene doradas de 200-300g, del mismo stock que las de los tanques exteriores.

También encontramos varios tanques que actualmente no se usan: dos tanques cilíndricos de 1500 litros, dos tanques cilindrocónicos de 500 litros y tres tanques rectangulares de 3000 litros con separaciones, que están adaptados para contener pulpos.

### 2.2.2 Vivarium

El vivarium (fig. 6) es la zona interior del IRTA, un lugar en el que se puede controlar la temperatura ambiental y que está totalmente protegida de las inclemencias del tiempo. Es por este motivo que aquí se desarrollan los estadios vitales más delicados de la producción de especies acuícolas, como el acondicionamiento de reproductores y el larvario. En esta instalación encontramos varias salas separadas para cada nivel de producción.

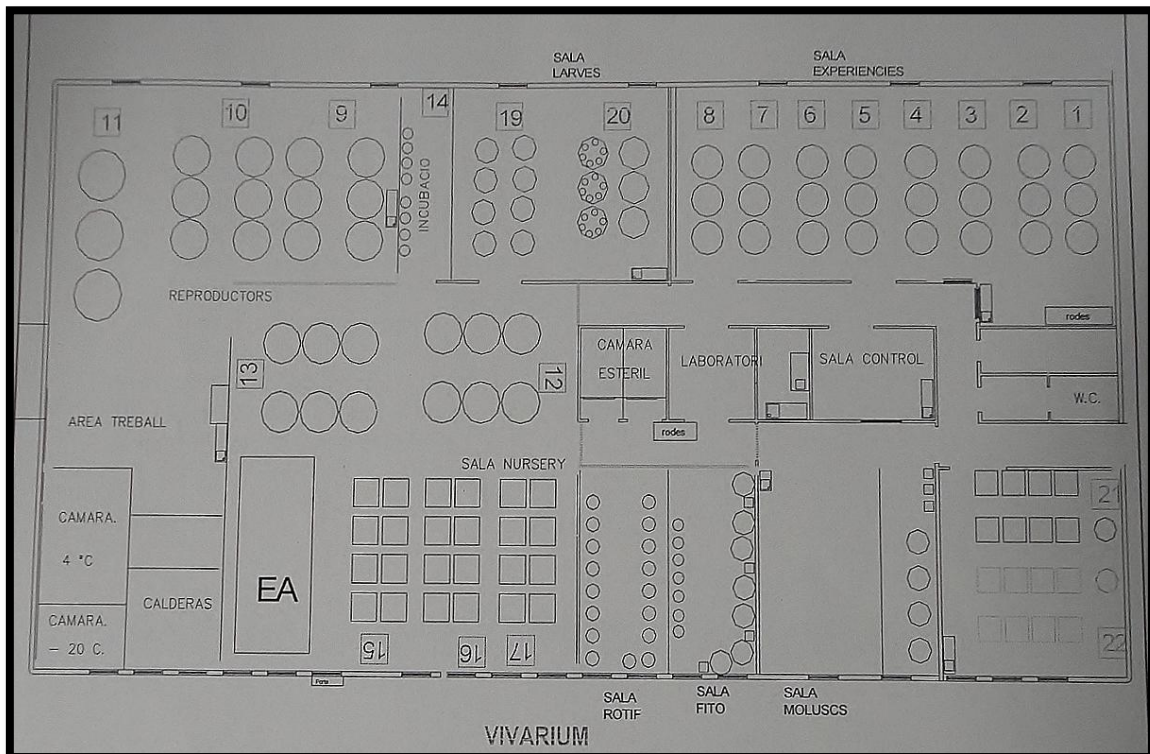


Figura 6. Esquema general de las instalaciones del vivarium. Es orientativo ya que los tanques pueden cambiarse.

## A) Nursery

Es una de las áreas más grandes dentro del vivarium (fig. 6), se emplea para el preengorde de peces y proyectos de reproducción. Está formada por cinco módulos, que pueden variar en su número de tanques. Actualmente en esta sala se desarrollan tres proyectos:

Módulo 12: formado por seis tanques cilíndricos de 2m<sup>3</sup>, pero varios tanques se están usando para el acondicionamiento de reproductores de ostra japonesa (*Crassostrea gigas*) y otros como larvario para esta misma especie.

Módulo 13 (fig. 7C): es idéntico al módulo 12, solo están llenos dos con centollo atlántico (*Maja brachydactyla*).



Figura 7. Filtro madre (A), módulos 15, 16 y 17 (B) y módulo 13 (C).

Módulo 15: consta de 3 tanques de 2000 litros, que se utilizan como larvario de ostra japonesa y de cuatro bandejas de 300 litros que funcionan como semillero (fig. 7B).

Módulos 16 y 17: se trata de dos módulos exactamente iguales, con ocho tanques cuadrados de 500 litros, en los cuales se está realizando un ensayo de dietas para lenguado (fig. 7B).

Filtro Madre (fig. 7A): se trata de un tanque lleno de biorrings y biobolas que se mantiene en marcha para tenerlos siempre a punto y no tener que esperar las tres semanas que tarda un biofiltro a madurar ya que los biorrings y las biobolas ya tienen una carga bacteriana que permite poner en marcha un módulo inmediatamente.



## **B) Sala de reproductores**

Es una zona anexa a la nursery (fig. 6) en la que se estabulan peces de tamaño más grande, como los reproductores (aunque ahora están en los invernaderos, donde tienen más espacio). Esta sala consta de tres módulos de los cuales actualmente solo se está usando uno.

Módulo 9: compuesto por seis tanques cilíndricos de 2000 litros, hay cuatro tanques ocupados, en los cuales hay anguilas en tratamiento para poder ser liberadas en repoblaciones.

Módulo 10: es un módulo idéntico al 9, actualmente está vacío.

Módulo 11: tiene tres tanques cilíndricos con una capacidad de 5m<sup>3</sup>.

## **C) Larvario**

Esta sala está aislada de la zona principal del vivarium (nursery y reproductores) y en su interior hay dos salas (fig. 6). La primera sala es más pequeña y contiene el módulo 14 y la segunda contiene los módulos 19 y 20.

Módulo 14 (fig. 8): está formado por 24 tanques cilindrocónicos con un volumen de 100 litros cada uno. Los tanques tienen un volumen pequeño para poder realizar la incubación de los huevos; los tanques son de color negro, ya que así es más fácil ver las larvas en este fondo.

Módulo 19: compuesto por ocho tanques cilindrocónicos con una capacidad de 500 litros cada uno.

Módulo 20: formado por 6 tanques cilindrocónicos de 1500 litros cada uno.

Durante mis prácticas esta sala permaneció cerrada porque durante el mes de agosto y septiembre no tienen producción larvaria.



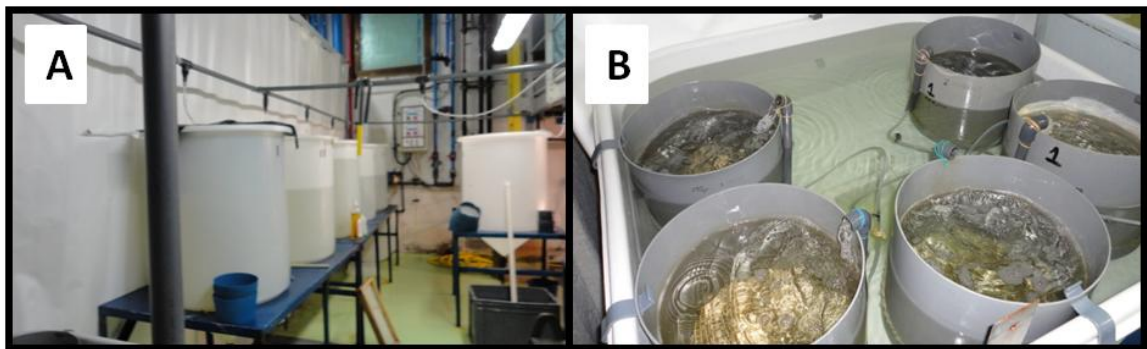
**Figura 8.** Módulo 14, destinado a la incubación de huevos de peces.

#### D) Sala de experiencias

En esta sala hay 8 módulos idénticos (fig. 6), con 3 tanques cilíndricos de 1500 litros en cada uno. La numeración de estos es del 1 al 8. Esta sala también permaneció cerrada durante mi estancia.

#### E) Sala de moluscos

En esta sala se realiza el mismo proyecto que en la nursery, la reproducción de la ostra japonesa. Esta sala está preparada para la producción de moluscos bivalvos a pequeña escala, por lo que tiene tres partes diferenciadas:



**Figura 9.** Tanques larvarios de moluscos bivalvos (A). Tanque de fijación (B).

6 bandejas rectangulares de 500 litros de volumen, para condicionar reproductores.

10 tanques cilindrocónicos de 400 litros cada uno, que se usan como tanques larvarios (fig. 9A).

2 tanques cuadrados de 500 litros empleados para contener los cubiletes de fijación (fig. 9B).

#### F) Sala de artemia

La zona donde se produce la artemia está separada de la zona de moluscos por una cortina de lona gruesa, ya que antes era una misma sala.

Esta área es de pequeño tamaño y contiene varios tanques también de pequeño tamaño para abastecer la pequeña producción larvaria que hay en el IRTA:

2 tanques cuadrocónicos de 500 litros.

2 tanques cilíndricos de 150 litros.

2 tanques cuadrocónicos de metacrilato de 50 litros cada uno.

Nevera pequeña para guardar los quistes de artemia

Al no haber producción larvaria, esta área estaba parada y en obras.

### **G) Sala de rotíferos**

Esta sala se separa de la de fitoplancton con una lona igual que las salas de artemia y moluscos. Esta zona también está completamente parada hasta que se reanude la producción larvaria. En ella encontramos:

12 tanques cilíndricos de metacrilato con una capacidad de 100 litros.

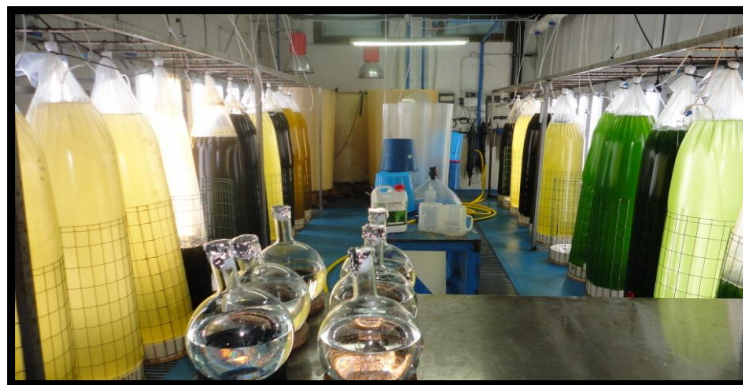
4 cubas cilíndricas de fibra de vidrio de 1000 litros.

### **H) Sala de fitoplancton**

En esta zona se produce todo el alimento necesario para el larvario y el condicionamiento de moluscos bivalvos. Cuando hay larvas de peces también produce fitoplancton para este fin. En esta sala encontramos espacio para 23 bolsas de 100 litros de varias especies de fitoplancton (*Tetraselmis chuii*, *Isochrysis* var. *Tahiti*, *Phaeodactylum tricornutum* y *Chaetoceros calcitrans*).

3 cubas de fibra de vidrio de 1000 litros de capacidad (fig. 10) para suministrar el alimento a los reproductores de moluscos bivalvos (las cubas están en esta sala porque no caben en la sala de moluscos y porque desde aquí es más cómodo llenarlas).

Anexas a esta sala hay dos pequeñas habitaciones donde hay balones de fitoplancton y se guardan las cepas de fitoplancton (aparte de las nombradas anteriormente, también hay cepas de *Nannocloropsis gaditana*, *Skeletonema costatum* y *Rhodomonas* sp.) y de rotífero (*Brachionus plicatilis*); son las cámaras isotermas o estériles, donde la temperatura debe mantenerse constante para el correcto crecimiento del fitoplancton.



**Figura 10.** Sala de fitoplancton. Al fondo, se observan las cubas del alimento para moluscos bivalvos.

### I) Sala de patologías

Se trata de una sala totalmente aislada de las demás áreas, ya que tanto lo que entra en ella como lo que sale puede ser peligroso. Es por esta razón que el técnico y los investigadores que entran en ella deben desinfectarse las manos y pasar por un pediluvio de un metro de largo tanto al entrar como al salir de la sala. El técnico asignado a esta sala se cambia las botas cuando entra y cuando sale de ella, para incrementar la seguridad zoonosológica y evitar propagaciones.

En esta sala hay dos módulos, el 21 y el 22, con 16 tanques cilíndricos de una capacidad de 100 litros en cada módulo. También hay una mesa de acero inoxidable donde se instalan acuarios de 20 litros para realizar ensayos individuales.

El agua utilizada en la sala de patologías es tratada con ozono tanto al entrar como al salir, para evitar propagaciones tanto a los peces que se encuentran en los tanques como en el medio natural, ya que el agua acaba volviendo al mar.

### J) Otras salas

Dentro del área de acuicultura, encontramos otras zonas auxiliares que son necesarias para el trabajo de los técnicos:

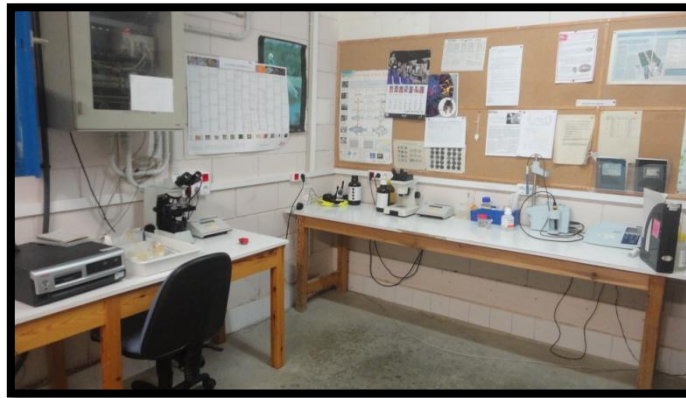
**Cámara frigorífica de 4°C y de -20°C:** en la cámara frigorífica (fig. 11A) es donde se conserva todo el pienso y productos para alimentar a los animales, pero también hay productos que por su tamaño no se pueden conservar en neveras convencionales. En la cámara de -20°C también se conserva alimento congelado para los animales, y hay el cajón destinado a recibir los restos de alimento y las bajas para después llevarlas a la incineradora (fig. 11B).



**Figura 11.** Cámara de 4°C (A) donde se guarda el pienso. Cajón de los restos orgánicos en la cámara de -20°C (B).

**Sala de lupas:** se trata de una habitación donde se realizan los conteos de rotíferos y artemia, así como de larvas de moluscos ya que hay lupas binoculares y microscopio para este fin (fig. 12). Aquí se realiza el control de parámetros del agua de cada uno de los módulos del vivarium.

También hay dos ordenadores para el uso de los técnicos y un ordenador conectado a un SAI, desde donde se controlan todas las alarmas y los parámetros de todas las instalaciones acuícolas. En esta sala también hay un módulo autónomo de tratamiento de agua conocido por todos como "Mare de Déu" que sirve para registrar y grabar todos los parámetros de un módulo "normal" cuando el investigador lo indique. En esta sala se pueden encontrar todas las instrucciones técnicas de todos los módulos que están en funcionamiento, estas indicaciones se encuentran en una carpeta que se va actualizando constantemente a medida se inicia o se acaba un proyecto o que haya cambios en el desarrollo de estos.



**Figura 12.** Sala de lupas.

**Sala de balanzas:** es una pequeña sala que contiene una nevera donde se guardan enriquecedores y alimento para cultivos auxiliares, varias balanzas (de ahí viene su nombre), un lavaplatos y un autoclave para lavar y esterilizar los balones y el medio para el fitoplancton.

**Vestidores:** hay dos vestidores con lavabo para hombres y para mujeres. Al lado hay una estantería y una banqueta con botas y batas para los visitantes y los investigadores; ya que es obligatorio entrar en las instalaciones con un calzado adecuado.

**Taller:** es un edificio separado, que da servicio no solo a la instalación acuícola, sino que los técnicos de mantenimiento trabajan en la totalidad del edificio. El trabajo mayor se da en la zona del vivarium y el exterior, pero no es exclusivo.

**Casa del guarda:** son dos casetas que se encuentran dentro del recinto del IRTA, en ellas viven los dos técnicos de mantenimiento que los fines de semana y por las noches hacen guardia por si suena alguna alarma y hay algún problema con los animales.

**Laboratorios:** la mayoría no están relacionados con la unidad de cultivos acuícolas, por lo que no se describirán. Solo comentar que en el departamento de Seguimiento Marino se analiza el agua que es captada por las bombas del IRTA para sus instalaciones acuícolas y que en esta

área hay un contador de partículas Coulter, utilizado por el técnico de moluscos para contar la densidad de fitoplancton y poder calcular la ración diaria de los reproductores de moluscos bivalvos.

### 2.3 Abastecimiento y acondicionamiento del agua

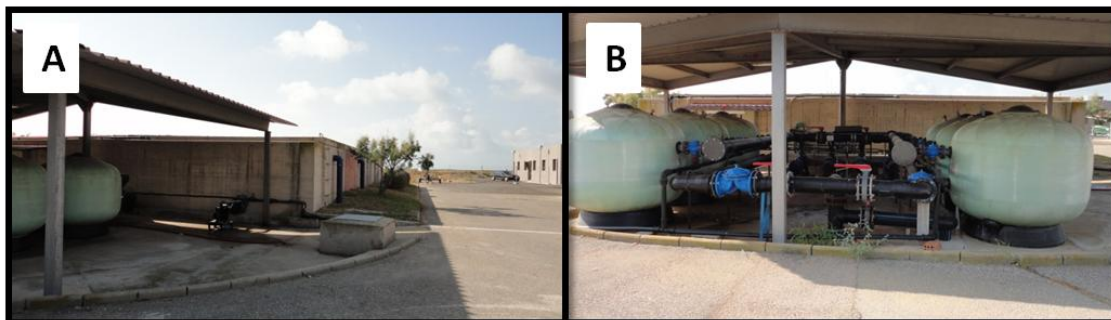
En el IRTA se trabaja según las necesidades tanto con agua dulce como con agua salada, pero la mayoría de los proyectos se realizan con animales de agua salada.

El agua salada se recoge por un colector situado a unos 250 metros del centro del IRTA, dentro de la Bahía de los Alfaques, y por detrás de las mejilloneras. Desde hace unos años, hay dos bocas en el colector a diferentes profundidades; el agua se capta de una boca o de la otra, dependiendo de la temperatura del agua o de la turbidez de esta. El agua salada se capta gracias a tres bombas sumergidas (fig. 13) que se encuentran en tierra.



**Figura 13.** Caseta de captación de aguas (A) donde las bombas están sumergidas). Desde el ordenador de la sala de lupas se puede controlar el estado de las bombas (B).

El agua salada pasa a los depósitos de reserva, dos tanques de hormigón de 200 m<sup>3</sup> de capacidad cada uno (fig. 14A) y donde hay aireación con electrosoplantes por si fuera necesario en caso de que entrara agua anóxica. Cuando uno de los depósitos se ha vaciado hasta cierto nivel, empieza a llenarse, y será el otro el que se vacíe; esto significa que los dos depósitos se combinan y que nunca llegan a vaciarse del todo.



**Figura 14.** Depósitos de reserva (A). Dos baterías de 3 filtros de arena (B) para filtrar el agua por primera vez.

Después, el agua pasa por una batería de tres filtros de arena (hay tres filtros por cada depósito) (fig. 14B), donde se da un primer filtrado que retiene el material más grueso que pudiera llevar el agua. Esta será trasladada a los depósitos blancos (fig. 15), donde entra por la parte superior en forma de cascada, oxigenándose. Hay un total de 12 depósitos, de los cuales 6 son de agua salada, 3 son de agua dulce procedente de los Ullals de Baltasar y 3 son de agua dulce potabilizada, aunque esta proporción puede variar según las necesidades. Al ser unos depósitos tan altos y habiendo un constante llenado, no se llegan a vaciar y se produce una sedimentación en el fondo (cada cierto tiempo se vacían para eliminar los limos sedimentados).

Desde los depósitos blancos (fig. 15), los tres tipos de agua llegan a su destino por gravedad y con una buena presión. Esto se traduce a un ahorro económico importante, ya que no se utiliza ninguna bomba para mover el agua (solo se utiliza una bomba cuando se limpian los filtros de los módulos instalados en los invernaderos).



**Figura 15.** Depósitos blancos.

El agua salada que se usará en la sala de patologías pasa por un ozonizador (fig. 16A) antes de llegar a los módulos, de esta manera se desinfecta ligeramente el agua antes de entrar a la instalación. A partir de aquí el agua será tratada de forma diferente según el uso que se le va a dar; por ejemplo, el agua usada en los cultivos auxiliares y en el larvario deberá pasar por una batería de cartuchos de celulosa y por un filtro ultravioleta para ser filtrada y esterilizada antes de ser usada. En cambio en ciertos módulos, como los de preengorde o de engorde basta con pasar el agua por los cartuchos. En los módulos que hay circuito abierto no se realiza ningún tipo de acondicionamiento más que el básico.

Por otra parte, toda el agua que cae por las canaletas se recoge y es dirigida hacia la balsa de sedimentación. El agua que viene de la sala de patologías vuelve a pasar por el ozonizador antes de llegar a una balsa de sedimentación de 9000m<sup>3</sup> (fig. 16B), esto es de gran importancia ya que no debe escapar ningún patógeno al mar, porqué podría ser fatal para el medio y para la economía de la bahía. Desde la balsa de sedimentación, el agua volverá al mar por un rebosadero.



**Figura 16.** Ozonizador por donde pasa el agua antes y después de pasar por la sala de patologías (A). Balsa de sedimentación (B).

A veces, pueden haber blooms de fitoplancton tóxicos en la Bahía de los Alfaques, por lo que se toma la decisión de cerrar la entrada de agua del mar y se recircula el agua que ya hay en las instalaciones. Por tanto el agua de la balsa de sedimentación vuelve a hacer todo el recorrido; en este proceso el agua se vicia y pierde calidad, en esta situación será muy necesario una aireación extra en la balsa mediante palas, en los depósitos de reserva mediante electrosoplantes y hasta inyectando oxígeno en los módulos.

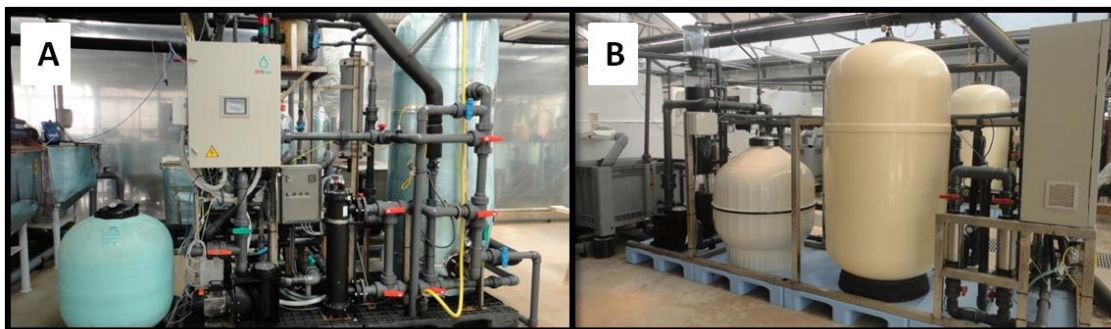
#### **2.4 Los módulos IRTAmar®**

Hasta ahora en este trabajo se ha nombrado mucho la palabra "módulo", en el IRTA Sant Carles de la Ràpita se conoce como "módulo" a todo el equipo necesario para tener un sistema de recirculación: tanque de expansión, bomba, filtros mecánicos (arena y cartuchos), filtro biológico, filtro ultravioleta, refrigerador, calentador, tanques (que pueden variar según las necesidades del ensayo) y tuberías. Por lo tanto un módulo permite tener un grupo de tanques tanto en circuito abierto como en circuito cerrado o semi-abierto/semi-cerrado.

En el interior del vivarium se encuentran los módulos "normales", que son los que se acaban de describir, tienen además un grupo de sondas en los tanques para controlar los parámetros básicos del circuito: temperatura del agua, concentración de oxígeno y caudal del agua. Las sondas están conectadas a un sistema de alarma las 24 horas del día, está conectada al ordenador de la sala de lupas y en el caso que salte durante las horas que no se trabaja,



automáticamente llama al teléfono móvil del guarda, que es el que se encargará de solucionar el problema que haya.



**Figura 17.** Dos tipos de módulo IRTAmar®: módulo normal al que se le ha aplicado el sistema integral Zenaqua® (A) y módulo IRTAmar® completo (B), con un circuito de agua mucho más simple.

En el exterior encontramos dos tipos de módulos, los "normales" que son unos pocos, y la mayoría, que son denominados módulos IRTAmar® (fig. 17).

El IRTAmar® (IRTA Mòdul Autònom de Recerca) es un módulo de recirculación y tratamiento de agua automatizado y patentado por el IRTA que garantiza las condiciones preestablecidas de cultivo y sirve de estándar de calidad de los ensayos experimentales. Es el resultado de años de investigación y desarrollo de los sistemas de recirculación y presenta un equipo completo para la investigación en acuicultura. Tiene una gran versatilidad porque se puede utilizar prácticamente para cualquier organismo acuático (peces, crustáceos, moluscos) tanto en agua dulce como en agua salada, y en cualquiera de sus fases (larvas, alevines, reproductores...). Este módulo permite el registro, control y modificación automática y programada de todos los parámetros de cultivo (oxígeno, temperatura, salinidad, pH, fotoperiodo y alimentación), por lo que si un parámetro se sale de su intervalo de valores, el módulo se activa para modificarlo y devolverlo a sus valores normales; si no pudiera autoregularse, también está conectado al mismo sistema de alarma que el resto de módulos.

Los módulos IRTAmar® han sido diseñados y fabricados por Ingesom®, que ha incluido el sistema integral Zenaqua® de supervisión y control de los equipos automatizados que pueden haber en las piscifactorías. En las instalaciones del IRTA se pueden identificar fácilmente ya que se les instaló una pantalla táctil con una navegación sencilla para controlar todos los elementos *in situ*. Con el fin de facilitar la labor de investigación, permiten recoger históricos de los parámetros al ordenador de la sala de lupas o bien pueden ser enviados directamente a un ordenador personal o a un smartphone .

### 3. ACTIVIDADES REALIZADAS

Al redactar el convenio, se detallaron varias tareas que debería realizar durante mi estancia en el centro. Al ser las prácticas en el mes de agosto y primera quincena de septiembre, hubo algunas que no se pudieron realizar ya que había módulos y hasta salas enteras cerradas por finalización de proyectos o también porqué aún no se habían iniciado. Por otra parte, tuve la oportunidad de poder participar en otras tareas, que aunque estuvieran íntimamente relacionadas con la acuicultura, normalmente los alumnos en prácticas no realizan.

A continuación, presento las actividades a realizadas durante mi estancia en el IRTA:

- Trabajo de alimentación, limpieza y mantenimiento en general de peces: dorada (*Sparus aurata*), lubina (*Dicentrarchus labrax*), lenguado (*Solea senegalensis*), anguila (*Anguilla anguilla*) y corvina (*Argyrosomus regius*).
- Trabajo de alimentación, limpieza y mantenimiento en general de crustáceos: centollo (*Maja brachydactyla*).
- Trabajo de alimentación, limpieza y mantenimiento en general de moluscos: ostra japonesa (*Crassostrea gigas*), zamburiña (*Clamys varia*) y lapa mediterránea (*Patella ferruginea*).
- Mantenimiento de los módulos de recirculación IRTAmar®.
- Cultivos auxiliares:
  - Cultivo de fitoplancton.
- Cultivo de larvario de ostra japonesa (*Crassostrea gigas*).
- Tratamientos profilácticos en anguila (*Anguilla anguilla*).
- Mantenimiento de reproductores de dorada (*Sparus aurata*) y lubina (*Dicentrarchus labrax*).
- Mantenimiento e inducción de reproductores de ostra japonesa (*Crassostrea gigas*).
- Control de la calidad del agua. Medición de parámetros físico-químicos del agua de las instalaciones como del agua de la Bahía de los Alfaques.
- Control del crecimiento en dorada (*Sparus aurata*) y en lenguado (*Solea senegalensis*).  
Biometrías. Extracción de sangre.

### 3.1 Rutinas diarias

#### A) Exterior e invernaderos

1. A primera hora de la mañana se realiza una revisión del estado de las instalaciones y de los animales y eliminación de bajas en el caso de que hayan.
2. Purga del módulo V4: aquí se realizará un ensayo de alimentación con piensos de la marca Skretting; los peces (doradas de 200g) están en fase de adaptación del alimento, por lo que cada mañana se eliminan excrementos y restos que puedan quedar del día anterior. Se realiza a las 8:00 porque son alimentadas mediante comederos automáticos a las 9:00.
3. Control de parámetros del agua: concentración de oxígeno y temperatura del agua. Es muy importante controlar la concentración de oxígeno porque se deben regular los aireadores que estén a una concentración más baja. Dos veces por semana se controla la concentración de amonio y nitritos en el agua.
4. Alimentación: primera toma en los tanques individuales y preparación de comederos (tabla 1); y toma única en los otros módulos (tabla 2).

**Tabla 1.** Tabla de alimentación de los tanques del exterior y de los invernaderos durante la semana del 10 al 14 de septiembre de 2012 (se calculaba la ración cada semana).

Tanque	Especie	Peso medio (g)	Alimento	Cantidad	Frecuencia
1	Dorada	54	gemma 1,8 Skretting	935g	Comedero automático: 12 tomas
2/C* <sup>1</sup>	Dorada	49	gemma 1,8 Skretting	765g	Comedero automático: 12 tomas
3/D*	Dorada	27	gemma 1,8 Skretting	595g	Comedero automático: 12 tomas
4/A*	Dorada	26	gemma 1,8 Skretting	680g	Comedero automático: 12 tomas
5	Tenca	200	Biofloc	80g	1 toma al día
B	Lubina	84	L4 Skretting	720g	Comedero automático: 12 tomas
14	Dorada	220	D4 Skretting	4kg	1 toma al día
E1/E3*	Dorada	28	gemma 1,8 Skretting	1,5g	Comedero automático: 12 tomas
E2	Dorada	691	D8 Skretting	1,5kg	1 toma al día
E5	Dorada	696	D8 Skretting	1,5kg	1 toma al día
F1	Corvina	15Kg	Cal 9 Skretting Sardina Calamar	<i>Ad libitum</i>	Lun/Mie/Vier Martes Jueves
L1/L2 L3/L4	Lenguado	700-2000	Reprosel Mejillón Calamar	<i>Ad libitum</i>	Lun/Mie/Vier Martes Jueves
C1/C2	Dorada	2700	D8 Skretting	<i>Ad libitum</i>	1 toma al día

<sup>1</sup> \* Estos tanques fueron desdoblados por la gran densidad de doradas que había ya que a medida que crecían empezaron los problemas de canibalismo.

**Tabla 2.** Tabla de alimentación de los módulos de los invernaderos durante la semana del 10 al 14 de septiembre de 2012 (se calculaba una vez a la semana).

Módulo	Especie	Peso medio (g)	Alimento	Cantidad	Frecuencia
4	Dorada	200-250	Pienso experimental	170g (no ajustado)	Comedero automático: 1 toma
5	Lenguado	61	gemma 1,8 Skretting	<i>Ad libitum</i>	1 toma al día
7	Dorada	3200	D8 Skretting	<i>Ad libitum</i>	1 toma al día
8	Lubina	2800	Cal 9 Skretting	<i>Ad libitum</i>	1 toma al día

5. Purga del módulo V4: a las 10:00 se realiza una segunda purga para eliminar el pienso que las doradas no se han comido. Este pienso se recoge con un salabre para después llevarlo al contenedor de desechos, que está en el congelador. Estos peces se encuentran en un período de adaptación al pienso, por lo que de momento se está retirando el sobrante de pienso para regular la cantidad que se suministrará a los animales durante el ensayo.
6. Limpieza de tanques: según el día se realiza la limpieza de unos tanques determinados (fig. 18).

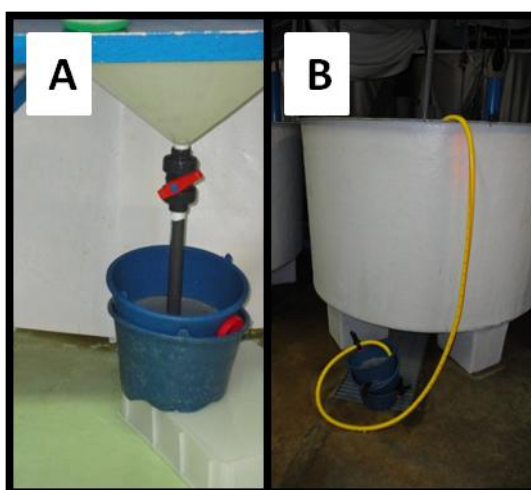


**Figura 18.** Limpieza del tanque de corvinas, se realiza una vez a la semana.

7. Tareas varias de limpieza y desinfección de material.
8. Los viernes y las vísperas de festividades también se preparará el alimento para que lo reparta el guarda.
9. Limpieza de filtros: mientras que en la mayoría de los módulos se realiza lunes, miércoles y viernes, en el V4 se hace cada día ya que aunque se hagan dos purgas diarias, el agua se ensucia bastante, por lo que el filtro mecánico necesita más mantenimiento.
10. Alimentación: segunda y última toma a los tanques individuales.
11. Purga de los tanques cilíndricos individuales.
12. Revisión de la instalación para que todo esté correcto antes de marcharse.

## B) Nursery y reproductores

1. A primera hora de la mañana se realiza una revisión del estado de las instalaciones y de los animales; eliminación de bajas si fuera necesario.
2. Control de los parámetros del agua: concentración de oxígeno, temperatura, salinidad y pH de todos los módulos (9, 13, 15, 16 y 17). Dos veces por semana se controla también amonio y nitritos. Se anotan los resultados en el estadillo de la sala de lupas.
3. Empezar a bajar larvas de ostra japonesa en los tanques de los módulos 15 y 12 (fig. 19B). Es decir, se vacían los tanques con un caudal muy bajo, y toda el agua del tanque pasa por varias mallas que retienen las larvas según su tamaño.



**Figura 19.** Bajada de larvas de ostra japonesa: en los tanques larvarios de moluscos (A) y en los tanques de la nursery (B), mediante sifonado.

4. Iniciar la inducción a la puesta por shock térmico a los reproductores de ostra japonesa (se hace una o dos veces por semana). Cada media hora se cambiarán las ostras de agua fría a caliente, o al revés hasta que alguno de los individuos empiece a liberar gametos.
5. Revisión de los restos de alimento y heces de los módulos 16 y 17 (esta operación la realiza el investigador, que anota en un cuaderno valores numéricos que describen el estado del tanque). Estos tanques no se alimentan manualmente, sino con comederos programados que dan varias tomas y que son reguladas con frecuencia mediante un programa informático para ajustar las dosis de alimento.
6. Sifonar los tanques de los módulos 9, 13, 16 y 17 cuando se haya finalizado la revisión.
7. Alimentar en los módulos 9 y 13 (tabla 3). Cargar los comederos de los módulos 16 y 17 si fuera necesario. Los viernes y vísperas de festivo se prepara el alimento congelado para el módulo 13.

**Tabla 3.** Tabla de alimentación de los módulos de la nursery y sala de reproductores.

Módulo	Especie	Alimento	Cantidad	Frecuencia
9	Anguila	Pienso de trucha	<i>Ad libitum</i>	1 toma al día
13	Centollo	Mejillón fresco Cangrejo Mejillón congelado	2uds./individuo	Lun/mie/vier Mar/jue Domingo
16	Lenguado	Pienso experimental	Comederos automáticos controlados por el investigador	
17	Lenguado			

8. Limpieza de filtros de los módulos 9, 13, 16 y 17 los lunes, miércoles y viernes.
9. A medida que se vacían los tanques de larvas de ostra japonesa, se observan las larvas en el microscopio para determinar el estadio de desarrollo, medirlas y hacer un conteo para conocer el total del tanque. Luego se devuelven por tallas a otro tanque desinfectado y con agua ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV, así el tamaño de las larvas es homogéneo en un mismo tanque. Se alimentan con 1l de *Isochrysis* var. *Tahiti*.
10. Alimentar los reproductores de ostra japonesa con 20l de *Isochrysis* var. *Tahiti*, 1l de *Tetraselmis chuii* y 5l de *Phaeodactylum tricornutum* para cada tanque. Si hay reproductores en las bandejas, se rellena una cuba con 500l de agua ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV y 50l de *Isochrysis* var. *Tahiti*, 20l de *Tetraselmis chuii* y 20l de *Phaeodactylum tricornutum* y se conectan las bombas peristálticas.
11. Hacer la revisión de los tanques antes de marcharse.

### C) Moluscos

1. Revisión de las instalaciones, eliminación de bajas en reproductores.
2. Control de parámetros del agua: concentración de oxígeno, temperatura, pH y salinidad. Se anotan los resultados en el estadillo de la sala de lupas.
3. Bajar larvas de los tanques con la misma finalidad que las de la sala de nursery (fig. 19A). En esta sala se realiza los lunes, miércoles y viernes.
4. Realizar la inducción a la puesta de ostra japonesa (solo cuando el investigador lo indica) por shock térmico o por inyección de serotonina. Normalmente se hace por shock térmico ya que es un sistema muy efectivo y mucho más económico. La inyección de serotonina solo se usa cuando el shock térmico no funciona porque ya está terminando la temporada de puesta, y muchas veces tampoco es muy efectivo.
5. Desconectar las bombas peristálticas y vaciar las cubas de fitoplancton para limpiarlas y desinfectarlas.
6. Sifonar las bandejas de los reproductores una vez a la semana.

7. Limpiar y desinfectar los tanques de fijación cada día y alimentar con con 5l de *Isochrysis* var. *Tahiti* y 5l de *Tetraselmis chuii*.
8. Rellenar las cubas de fibra de vidrio: con agua la cuba ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV y *Isochrysis* var. *Tahiti*, *Tetraselmis chuii* y *Phaeodactylum tricornutum*. Estas raciones son calculadas por el investigador y se calcula el volumen de fitoplancton según la densidad celular de cada especie. Normalmente se prepara alimento para 24 horas, pero los viernes se prepara para todo el fin de semana; a veces, si el volumen de trabajo es muy grande, se prepara alimento para dos días.
9. A medida que se bajan los tanques de larvas, se observan para determinar el estadio de desarrollo, medirlas y hacer un conteo para conocer el total del tanque. Luego se devuelven a otro tanque desinfectado y con agua ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV. Se alimentan con 1l de *Isochrysis* var. *Tahiti*.
10. Limpiar y desinfectar los tanques vaciados.
11. Conectar las bombas peristálticas y revisar que todo esté correcto antes de marcharse.

#### **D) Fitoplancton**

En esta sala se suele trabajar los martes y los jueves, ya que está a cargo del técnico que trabaja en la sala de moluscos. Al no haber tanta carga de trabajo, estos dos días se dedican casi íntegramente al cultivo de fitoplancton.

1. Llenar los lavaplatos con balones y matraces erlenmeyer para limpiarlos. Hay uno en la sala de balanzas y otro en una sala donde se limpia el material de laboratorio y se esteriliza con autoclaves. Esta tarea se va realizando a lo largo del día según el consumo de balones de fitoplancton.
2. Preparar bolsas de 100l y llenarlas con agua ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV; el agua tiene un caudal muy bajo para ser esterilizada, por lo que es un proceso bastante largo, puede durar toda la jornada si hay muchas bolsas para llenar.
3. Llenar balones y matraces erlenmeyer con agua ultrafiltrada a 1µm y esterilizada con UV; se les añade solución Walne (6ml para los balones y 1ml para los matraces erlenmeyer) y solución de silicatos si se van a inocular diatomeas (6ml para los balones y 1ml para los matraces erlenmeyer). Se tapan con perlón y papel de aluminio, se marcan los que llevan silicatos y se introducen en el autoclave para esterilizar. Esta tarea también se va realizando a lo largo del día según el consumo de fitoplancton.
4. Una vez llenadas las bolsas, se les añade 100ml de Codafol® y 100ml de solución de silicatos (si van a contener diatomeas), se les inocula un balón de fitoplancton a cada

una y se les pone un tubo que inyecta CO<sub>2</sub>. Las bolsas se rotulan con la especie de fitoplancton, la fecha y el día de la semana en que se ha inoculado.

5. Cuando el agua esterilizada de los balones está atemperada se pueden inocular. En este caso, la inoculación se hace en una mesa de acero inoxidable y con una llama encendida para mantener el ambiente lo más estéril posible. Primero se añade 1ml de solución de vitaminas a los balones y 0,5ml a los matraces erlenmeyer y ya se puede realizar el inóculo: con un matraz erlenmeyer de 1l se inoculan 4 o 5 balones y 2 matraces erlenmeyer de 1l. Finalmente se les pone un tubo para airear (fig. 20), se colocan en la cámara isoterma/estéril y se las conecta a la inyección de CO<sub>2</sub>.



**Figura 20.** Balones y matraces erlenmeyer preparados para ser colocados en la cámara estéril.

6. Una vez cada 15 días también se renuevan todas las cepas de fitoplancton y de rotíferos.
7. Al final de la jornada se revisa que todas las aireaciones funcionen.

### **3.2 Tareas extraordinarias**

Durante el transcurso de las prácticas he tenido la ocasión de realizar algunas tareas que solo ocurren cada cierto tiempo o que solamente realizan los técnicos (los alumnos de prácticas no las suelen realizar, si lo hacen es bajo supervisión de uno de los técnicos de la plantilla).

#### **A) Biometrías**

A lo largo de estas seis semanas he tenido la oportunidad de realizar diferentes biometrías y un experimento de comportamiento animal:

07/08/2012

Muestreo de las doradas del módulo V4 o "Skretting": era un ensayo que probaba 4 dietas diferentes, habiendo 4 replicas para cada una de las dietas.



En este caso se trató del muestreo final, en el que se tomó la medida y el peso individual de todas las doradas y de cada tanque se separaron 10 individuos de los cuales se obtuvieron muestras de diferentes partes del sistema digestivo (esta tarea la realizaron los dos investigadores encargados del ensayo) (fig. 21).

Se sacrificaron todas las doradas, excepto 15 de cada dieta, que se introdujeron en otros tanques para seguir las alimentando con las mismas dietas para aumentar de tamaño y poder sacarles sangre (con el tamaño que tenían era más difícil sacar un volumen determinado de sangre).



**Figura 21.** Mientras los técnicos medían el peso y la longitud de los peces (A), los investigadores tomaban una muestra del aparato digestivo de algunos individuos (B).

08/08/2012

Muestreo intermedio de los lenguados de los módulos 16 y 17. En este muestreo se medían y pesaban 20 individuos de cada tanque para controlar el crecimiento de estos (se estaba realizando un muestreo cada 4 semanas para ver los crecimientos). En estos módulos se realizaba un ensayo de fuentes lipídicas, en el que se probaban cuatro piensos diferentes con cuatro réplicas para cada uno: pienso con un 18% de aceite de oliva, con un 18% de aceite de pescado, con un 8% de aceite de oliva y con un 8% de aceite de pescado.

21-22-23/08/2012

Muestreo inicial de doradas para el módulo V4 o "Skretting". En este caso se necesitaba llenar cada uno de los 24 tanques con 30 doradas con un peso entre 200 y 250g. Fue un muestreo largo y tedioso porqué de un stock muy grande se tenían de seleccionar las doradas y conseguir unas medias similares en cada tanque y que la dispersión fuera lo más baja posible.

Estos animales son utilizados para un ensayo de nutrición en el que se prueban 8 tipos diferentes de pienso de engorde, con tres réplicas para cada uno.

05-06/09/2012

Muestreo intermedio de los lenguados de los módulos 16 y 17. En este muestreo se medían y pesaban todos los individuos de cada tanque para controlar el crecimiento de estos (se estaba realizando un muestreo cada 4 semanas para ver los crecimientos). En estos módulos se realizaba un ensayo de nutrición en el que probaban 4 dietas diferentes (18% de aceite de oliva, 18% de aceite de pescado, 8% de aceite de oliva y 8% de aceite de pescado).

## **B) Biometría y experimento de comportamiento animal**

30-31/08/2012 y 03/09/2012

Se realizó un experimento para determinar el estrés que sufren 70 lenguados del módulo V5 a diferentes situaciones que se dan en la manipulación de los peces en la acuicultura. Para ello se probaron varias situaciones con cada uno de los individuos:

1. Cambio de ambiente: se cogía un lenguado y se metía en un tanque diferente al que vivía, y durante 5 minutos se controlaba la reacción del animal, como la exploración o los intentos de enterrarse (no había sustrato para ello, pero es fácilmente observable).
2. Lenguado atrapado en un salobre, dentro y fuera del agua: durante 3 minutos se contaban los intentos de escape y el tiempo que se movía (fig. 22A).
3. Confinamiento: el mismo lenguado se dejaba en una pequeña bandeja con agua durante 3 minutos y se contaba el tiempo que se movía y el número de vueltas que daba dentro de la bandeja.
4. Posición antinatural: el lenguado se colocaba en una superficie plana y con la parte ventral hacia arriba y se cronometraba el tiempo que tardaba en ponerse en posición normal.
5. Finalmente se anestesiaba y se tomaba la lectura del chip para identificar al individuo, se medía, se pesaba y se le extraía sangre (fig. 22B) para hacer un análisis y determinar la concentración de cortisol (indicador de estrés).



Figura 22. Lengado atrapado en salabre (A). Extracción de sangre (B). Hoja de datos para cada individuo (C).

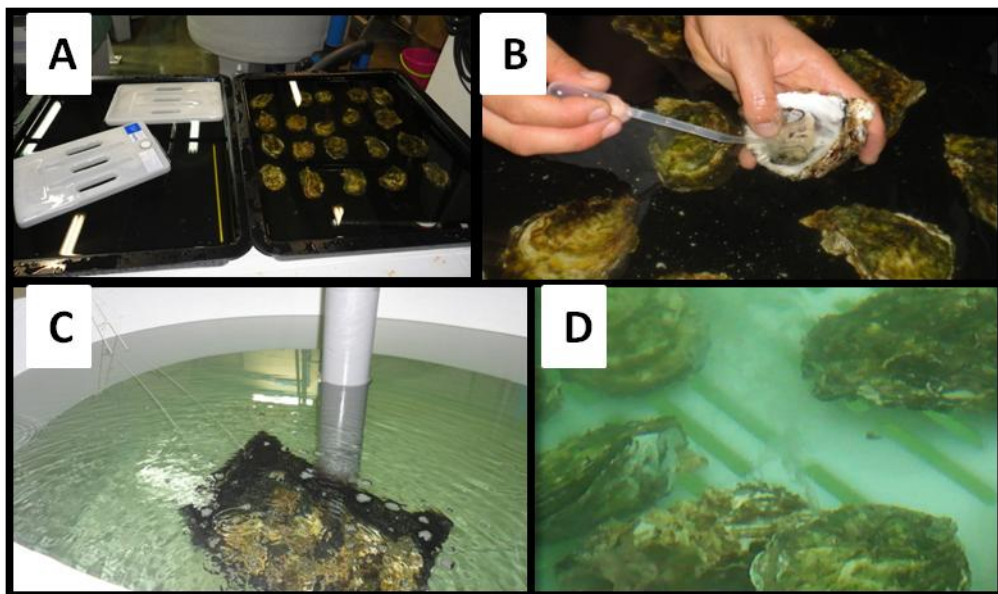
### C) Inducción de la puesta en ostra japonesa (*Crassostrea gigas*)

Esta es una tarea que normalmente realiza el técnico encargado de la zona de moluscos. Algunos alumnos de prácticas tuvimos la oportunidad de poder hacer una inducción a la puesta de forma completa bajo la supervisión del técnico de moluscos. Los pasos a realizar fueron los siguientes:

1. Poner en seco los reproductores de ostra japonesa en una bandeja y dejarlos en la cámara frigorífica 90 minutos.
2. Mientras tanto, se preparan dos bandejas con fondo negro con agua ultrafiltrada a  $1\mu\text{m}$  y esterilizada con UV; en una se pondrán placas congeladas (como las de las neveras de pícnic) y en la otra una resistencia. Se tiene que conseguir una diferencia de temperatura de entre 8 y  $10^{\circ}\text{C}$ .
3. Al pasar los 90 minutos, se introducen los reproductores en el agua caliente unos 30 minutos (fig. 23A). Terminado este tiempo, se introducen en la bandeja de agua fría otros 30 minutos.
4. Se van repitiendo ciclos de 30 minutos en agua fría y caliente.
5. Para estimular la apertura de las valvas se puede añadir un poco de fitoplancton en la bandeja de agua caliente.
6. Cuando ya llevamos varios ciclos se sacrifican individuos hasta encontrar un macho (se observan los gametos en el microscopio); y se añaden los gametos al agua para estimular la expulsión de gametos de los otros individuos reproductores (fig. 23B). Si

se da el caso que se tuvieran pocos individuos, se hace con una hembra, no es muy efectivo, pero a veces también funciona.

7. Llegado a este punto solo queda observar si hay expulsión de gametos (en la bandeja de agua caliente). Si se da, lo primero que observaremos es un macho soltando esperma en forma de hilillos (fig. 23D); si hay muchos machos expulsando gametos podemos separarlos en diferentes recipientes para evitar la poliespermia.
8. Cuando ya hay más cantidad de esperma en el agua, se observará la expulsión de oocitos por parte de las hembras, esta es en forma de bocanadas y se ve como una sustancia turbia y con puntitos.
9. Si se pueden separar los sexos en varios recipientes, se pueden inocular en varios tanques larvarios donde se producirá la fecundación y desarrollo de las larvas de ostra japonesa.
10. Normalmente, por cuestión de tiempo no se da la expulsión de gametos en las bandejas negras; por lo que se procede a colocar todos los reproductores en una caja de plástico y se cuelga dentro de uno de los tanques larvarios lleno de agua ultrafiltrada a  $1\mu\text{m}$  y esterilizada con UV y con un poco de fitoplancton (fig. 23C). Puede ser que al poco tiempo empiece la expulsión de gametos, pero ya no se separan, se deja que se produzca la fecundación y al día siguiente se sacan los reproductores.



**Figura 23.** Reproductores en una bandeja negra con agua caliente(A). Liberación de esperma para inducir a los reproductores a liberar los gametos (B). Caja colgada en uno de los tanques (C). Macho liberando esperma (D).

#### D) Renovación de cepas de rotífero (*Brachionus plicatilis*)

En la cámara isoterma/estéril hay diferentes cepas de rotíferos de varias empresas, estas se mantienen para poder iniciar el cultivo cuando sea necesario.

Para conservarlas, se utilizan matraces erlenmeyer de 250ml en cultivo estático y sin aireación, solo con un poco de alimento (*Tetraselmis chuii*) para que se mantengan vivos pero que no aumente la población en el recipiente, ya que si fuera así, acabarían muriendo.

En un estante encontramos dos matraces erlenmeyer para cada cepa, uno viejo (un mes) y otro nuevo (dos semanas). De estos dos se escoge el que esté mejor (con más rotíferos vivos) y este se utilizará para hacer el nuevo inóculo; el otro se quedará en la cámara isoterma como reserva.

Una vez escogido el recipiente, trabajaremos en una superficie de acero inoxidable, desinfectada con alcohol y con un mechero bunsen encendido para mantener el área de trabajo lo más estéril posible.

El procedimiento es el siguiente:

1. Cogemos un matraz erlenmeyer de 250ml y lo llenamos con 200ml de *Tetraselmis chuii* y 50ml de rotíferos del recipiente escogido (fig. 24).
2. Se rotula con el origen de la cepa.
3. Se cubre la boca del recipiente con papel de aluminio.
4. Se devuelve la cepa nueva a la cámara estéril y se desecha el resto del recipiente usado.



**Figura 24.** Técnico añadiendo los rotíferos al fitoplancton.

En el caso de que las cepas no se vean en muy buen estado podemos poner menos fitoplancton y más rotíferos, y en el caso de que veamos que hay muchos rotíferos, pondremos menos de estos y más fitoplancton. Cada técnico tiene sus proporciones, y según

la manera que tiene de trabajar, la renovación de cepas se puede hacer cada semana o cada quince días.

### **E) Renovación de cepas de fitoplancton**

Igual que los rotíferos, en la cámara isoterma/estéril se guardan 3 matraces erlenmeyer de cada una de las especies de fitoplancton que se usan como cultivos auxiliares.

En este caso, al tener 3 matraces (uno de un mes y dos de 15 días), uno se quedará de repuesto en la cámara, otro se usará para inocular las nuevas cepas y otro (el de peor aspecto) se desechará.

Para hacer las cepas de fitoplancton se tienen de extremar las medidas higiénicas y tener las mejores condiciones estériles posibles, ya que es muy fácil que se contaminen. Es por este motivo que las cepas se renuevan de una en una, cerca de la llama del mechero bunsen en una mesa de acero inoxidable que es desinfectada con alcohol cada vez que se inocula una cepa.

El procedimiento es similar a preparar fitoplancton en balones o matraces erlenmeyer de 1L:

1. Limpiamos la mesa con alcohol y encendemos la llama del mechero bunsen. Preparamos dos matraces erlenmeyer de 250ml y los rotulamos con la especie y la fecha del inóculo.
2. Escogemos dos de los matraces: uno será el inóculo y el otro lo desechamos (el más malo de los tres).
3. Al lado de la llama se añaden 6 o 7 gotas de preparado de vitaminas y un chorrito de fitoplancton a cada recipiente autoclavado que ya va preparado con agua ultrafiltrada a  $1\mu\text{m}$  y esterilizada con UV.
4. Llevamos la boca del matraz erlenmeyer a la llama y lo tapamos con el perlón y el papel de aluminio que ya llevaba el recipiente.
5. Devolvemos las cepas nuevas a la cámara estéril.
6. Desechamos los restos de fitoplancton y retiramos los recipientes a otro sitio. Desinfectamos la superficie de la mesa con alcohol.
7. Iniciamos el proceso para otra especie de fitoplancton.

### **F) Salida al mar con los técnicos de la Unidad de Seguimiento del Medio Marino**

La Unidad de Seguimiento del Medio Marino (SMM) es la encargada de hacer todos los análisis de las aguas que entran en el IRTA. Controlan todos los parámetros de las Bahías de los Alfaques y del Fangar para poder transmitir la información al Departamento de Medio

Ambiente de la Generalitat de Catalunya, Departamento de Salud de la Generalitat de Catalunya, Dirección General de Pesca y Asuntos Marítimos, centros de investigación, empresas acuícolas, mariscadores y cofradías de pescadores. Los datos conseguidos también son proporcionados a los técnicos acuícolas, ya que algunos tanques funcionan exclusivamente en circuito abierto, y es de gran importancia saber las condiciones en que se encuentra el agua.



**Figura 25.** Sonda multiparamétrica (A). Técnico recogiendo las muestras de fitoplancton para sedimentar y para la determinación de la concentración de clorofila (B). Recogida de mejillón para determinar la presencia de toxinas (C).

Al principio de la semana se toman muestras de agua en diferentes puntos de las dos Bahías, para ello salen al mar en barca un patrón y uno de los técnicos del SMM, para realizar un muestreo completo del agua.

#### Control de las aguas:

Con una sonda multiparamétrica (fig. 25A) se realiza el control de los parámetros básicos a diferentes profundidades: concentración de oxígeno, salinidad y temperatura. Se anotan en un estadillo, indicando las coordenadas que da el GPS.

Se recogen también dos muestras de fitoplancton de toda la columna de agua (fig. 25B), una se conserva en vivo para determinar la concentración de clorofila y la otra se conserva con lugol para sedimentar y poder identificar el fitoplancton y hacer un conteo de células. En algunos puntos se recogen también muestras a diferentes profundidades con la misma finalidad.

### Control de toxinas:

En cada una de las bahías, el técnico recoge una tea-bag y pone otra nueva. La tea-bag es un sustrato de resina capaz de absorber las toxinas secretadas por el fitoplancton tóxico.

También en cada una de las bahías se toman dos muestras de mejillón (fig. 25C), para probar la presencia de toxinas amnésicas (amnesic shellfish poisoning, ASP), toxinas diarreicas (diarrhoeic shellfish poisoning, DSP) y toxinas paralizantes (paralytic shellfish poisoning, PSP). Las dos primeras se detectan en los laboratorios del IRTA mediante una PCR (reacción en cadena de la polimerasa) y la tercera se detecta en otro centro mediante un bioensayo con ratón (mouse bioassay, MBA); es decir, que la primera muestra de mejillón se analiza en el IRTA y la segunda se envía a otro laboratorio.

Todo este muestreo se realiza para conocer las condiciones en las que se encuentran las bahías, donde hay una importante producción mejillonera. Con los datos obtenidos, se puede predecir si próximamente va a surgir un bloom de fitoplancton tóxico, ya que en la revisión de las muestras de fitoplancton se pueden encontrar las especies peligrosas o especies asociadas. Se puede detectar la calidad del agua para la producción de marisco gracias a los controles de clorofilas y hasta detectar si ya está habiendo un bloom tóxico y si el marisco ya está infectado gracias a los análisis de los mejillones y la detección de toxinas en la tea-bag.

Cuando se detectan volúmenes importantes del dinoflagelado *Gyrodinium corsicum* y *Karlodinium veneficum* en la Bahía de los Alfaques, se cierra la captación de agua del IRTA y las instalaciones empiezan a funcionar en recirculación, ya que estas dos especies son altamente tóxicas y mortales para los animales marinos.



## 4. SITUACIÓN ACTUAL DE LA EMPRESA

El IRTA Sant Carles de la Ràpita es un centro de investigación de prestigio que ofrece un gran nivel de calidad a su cartera de clientes y es por este motivo que se puede autofinanciar. Durante mi estancia he observado muchas cosas que creo que están muy bien hechas y que son motivo de alabanza, pero también quiero remarcar pequeños detalles que podrían ser mejorables, que aunque no sean faltas graves, si que a ojos de una persona externa llaman la atención.

### A) Registro de datos

En el IRTA Sant Carles de la Ràpita se intenta ofrecer unos estándares de calidad para las empresas que deciden contratar sus servicios, es por este motivo que desde hace varios años se realiza un exhaustivo seguimiento de los stocks registrando día a día lo que ocurre en los ensayos que se están llevando a cabo. En todos los centros del IRTA se trabaja con un Sistema Integrado de Gestión que cumple con la certificación ISO 9001.

Todos los stocks de peces que entran en el IRTA deben estar registrados, eso significa que deben tener un certificado en el libro de entrada, donde se especifique especie, cantidad o biomasa y origen. Y durante el tiempo que estarán en las instalaciones se deberá registrar cualquier actividad relacionada con ellos, desde los tanques de destino, las personas que los manipulan, el alimento que consumen y/o consumirán, los tratamientos que reciben, las biometrías y desdobles, bajas e incidencias. Además se registrarán los parámetros fisicoquímicos diarios del agua (temperatura, pH, salinidad y concentración de oxígeno) como información adicional para los investigadores (fig. 26). También se realizará un certificado de salida cuando los peces dejen las instalaciones, ya sea porque se trasladan a otro centro, porque se liberen (en el caso de las repoblaciones) o que se sacrifiquen.

MUESTRO		
DATA	DESCRIPCIÓN	DETALLE DE LA MUESTRA

MUESTRO			
DATA	TIPO DE MUESTRA	QUANTITAT	LOCALITAT
20. 8. 22	200g	200g	Observació VPC

OBSERVACIONS

SKRETTING TEMPBREAM 3er ASSAIG

**Figura 26.** Libreta del módulo V4, donde hay el estadillo para los parámetros diarios y el protocolo del ensayo.

Este tipo de registro solo se realiza para los peces, en ningún caso se ha realizado para crustáceos (ya hace años que se trabaja con *Maja brachydactyla* y *Maja squinado*) o con moluscos (en el IRTA todo el año se trabaja con moluscos bivalvos como ostra plana *Ostrea edulis*, ostra japonesa *Crassostrea gigas*, almeja fina *Ruditapes decussatus*, almeja japonesa *Ruditapes philippinarum* y lluenta *Callista chione*; y según las temporadas se trabaja también con pulpo *Octopus vulgaris*). Desconozco la razón por la que solo se realiza con los peces, posiblemente sea porque el volumen de estos es mucho mayor que los otros y hay más líneas de investigación que se centran en los peces, también las empresas contratantes suelen ser fabricantes de piensos para peces, por lo que interesa satisfacer a los clientes.

## **B) Hojas de instrucciones técnicas**

Para tener unos estándares de calidad lo que se ha hecho en el IRTA es crear unos protocolos para todas las actividades que se realizan tanto en la zona de cultivos como en sus laboratorios. Se ha realizado un protocolo para cada especie cultivada y es específico para cada uno de los ensayos que se están llevando a cabo. Estos protocolos, llamados IT (Instrucciones Técnicas), son realizados por los investigadores responsables del proyecto, revisados por ellos mismos o el director técnico y aprobados por la directora del IRTA.

En cada módulo podemos encontrar el protocolo diseñado exclusivamente para el ensayo que se realiza allí, de manera que se puede consultar allí y lo puede hacer cualquiera. Las IT están plastificadas para que no se echen a perder con el agua y suelen estar a la vista o tienen fácil acceso para todos los técnicos. Cuando falta el técnico responsable de una área, otro lo debe sustituir, teniendo las IT no es necesario que el técnico responsable de instrucciones a su sustituto; normalmente si es una ausencia programada se dejan instrucciones específicas para los compañeros, pero en caso de ausencia por enfermedad o un asunto personal urgente, los sustitutos podrán realizar las tareas sin problema ya que además las IT se van actualizando.

En el caso de que por algún motivo no se encuentren las IT en su localización habitual, hay una carpeta con una copia de todas las IT en la sala de lupas (fig. 27); estas están a la disposición de todos los trabajadores del IRTA y también pueden ser consultadas por los investigadores o por los alumnos de prácticas.



**Figura 27.** En la sala de lupas se encuentran todas las IT además de otras instrucciones de los aparatos que se utilizan en las instalaciones acuícolas.

En la carpeta de IT además de los protocolos de cultivo encontramos otras instrucciones como el comportamiento en las instalaciones, manejo de productos químicos, pasos para trasladar animales, etc. (fig. 27).

### **C) Gestión de los módulos**

Cada técnico es responsable de varios módulos o hasta de varias secciones, según la cantidad de trabajo que haya durante las temporadas. Todos los módulos tienen un protocolo similar si nos referimos a la limpieza: un patrón semanal de limpieza de tanques parecido, el uso exclusivo de material para cada módulo, un protocolo de limpieza y desinfección idéntico...; pero en cambio hay otros factores que pueden variar, como es el caso de la alimentación: en los módulos donde se realizan ensayos de alimentación, es muy importante seguir la directrices del investigador responsable, ya que es él quien indica el momento en que se incrementa o disminuye la ración alimentaria o decide si es el momento de hacer una biometría para recalcular y ajustar correctamente la alimentación, como en el caso de los módulos 16 y 17 (tabla 3).

En otros casos, en el protocolo ya se indica, según la previsión de la empresa o del investigador responsable, el incremento de pienso semanal, que no estará del todo ajustado, pero intenta acercarse. Este es el caso del módulo V4 o "Skretting" (tabla 2), donde desde un inicio se entregó un protocolo con toda la información necesaria para desarrollar el ensayo durante dos meses, incluyendo que ración de pienso debe darse cada semana según la dieta. El técnico debe ceñirse a este patrón aunque los peces no coman bien, solo puede informar al investigador y este decidirá si se disminuye la ración.

Finalmente hay otros tanques en los que no hay un protocolo de alimentación, solo un peso final al que se tiene que llegar a una cierta fecha. Por ejemplo los tanques individuales del invernadero de rafia 1, 2, 3, 4, A, C y D (tabla 1) que contienen doradas para engordar para un próximo ensayo. En este caso es el técnico responsable el que decide cuando incrementar la ración de alimento, por eso, semanalmente pesa unos cuantos individuos de cada tanque para calcular un peso medio orientativo y en función de la temperatura del agua calcula la ración diaria de pienso; si es preciso cambiar de pienso tiene que informar al investigador responsable para que haga el pedido; esto es un problema cuando va a sobrar pienso porque los peces crecen demasiado rápido: en estos tanques había peces de entre 25 y 55 gramos de peso y estaban siendo alimentados con pienso de destete (gemma 1,8 de Skretting) cuando ya deberían comer un pienso de tamaño bastante mayor; el motivo es que aún quedaban bastantes sacos de este pienso y se tenía que gastar porque ya se había pagado. Esto es un error muy grave, ya que estos peces necesitan un alimento de tamaño mayor porque con el pienso pequeño gastan más energía porque tienen que coger más. Supongo que si no estuvieran en la situación económica actual esto no pasaría y se hubiera guardado el pienso para otro ensayo, pero ahora, con tan pocos proyectos igual el pienso se echaría a perder.

#### **D) Comportamiento dentro de las zonas de cultivo**

La IT-2002-G-12 hace referencia a las normas de comportamiento dentro de las zonas de cultivo (incluye normas generales puesto que para la sala de patologías hay una normativa específica). En ella se remarca la necesidad de registrar los lotes de peces, la desinfección del material (que es exclusivo para cada módulo y no se debe sacar nunca de la sala a la que pertenece), el comportamiento adecuado en las instalaciones (no fumar, no beber, no comer, no guardar comida...), el uso de ropa adecuada de trabajo, uniforme corporativo para los técnicos acuícolas y de mantenimiento, bata y botas para el resto y botas de goma o zapatos de seguridad para toda persona que entre en las áreas de cultivo.

Algunas de estas normas son básicas y esenciales en cualquier instalación, pero no siempre se cumplen. Por ejemplo, aunque esté prohibido beber en las zonas de trabajo, los técnicos lo hacen, sobre todo los del exterior e invernaderos. Se les permite hacerlo sobre todo en verano ya que la temperatura en el Delta del Ebro es muy elevada en verano, además este mes de agosto, al haber varias olas de calor los técnicos de exterior se vieron obligados a hacer descansos de 15 minutos cada hora en el interior (donde hay un ambiente mucho más fresco) para descansar e hidratarse.

Otra norma que no se cumple es la de la prohibición de fumar; esto solo pasa en el exterior y en el invernadero, donde algunos técnicos e investigadores aprovechan las visitas al invernadero para fumar (en invierno directamente entran a fumar al invernadero para resguardarse del viento y del frío). Con la excusa que es una zona al aire libre o casi al aire libre, son varios los trabajadores que vienen a "escondarse" porque no pueden aguantar sin fumar unas horas.

### **E) Seguridad zoonosanitaria**

En el IRTA se promueve el buen hacer de las tareas sobre todo para las medidas de seguridad zoonosanitarias. Todas aquellas personas que entran en la zona de cultivos están obligados a llevar un calzado adecuado, así que los técnicos de mantenimiento deben llevar zapatos de seguridad, los técnicos acuícolas botas de goma con puntera de hierro y antideslizantes, los visitantes se ponen patucos de un solo uso para entrar en las instalaciones y los investigadores deben llevar bata (depende de la tarea que van a realizar) y botas de goma. Para este fin, a la entrada del vivarium hay una banqueta y una estantería con botas (fig. 28), de forma que nada más entrar, los trabajadores se pongan un calzado adecuado.

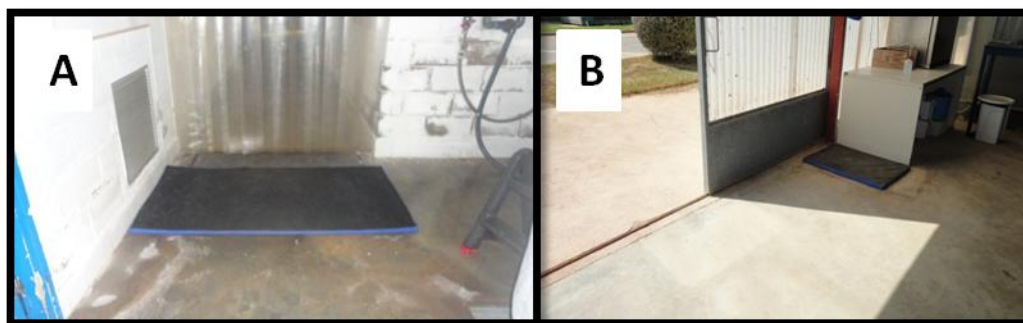


**Figura 28.** Estantería con botas para los visitantes e investigadores

Tanto técnicos como visitantes cumplen esta norma a rajatabla, unos porqué trabajan con agua y el suelo está siempre mojado y los otros porqué llevan calzado de calle y se mojaría, también hay que dar una imagen de pulcritud a los visitantes y por eso se los obliga a calzar patucos. En cambio, son muy pocos los investigadores que entran en el vivarium o en las zonas de invernaderos con las botas. Con la excusa de que hace calor o de que solo van a estar unos minutos para revisar como están los animales entran con calzado de calle (deportivas, sandalias o chancletas) sin pasar por ninguno de los pediluvios. Esta, que es una de las normas principales de higiene. es la que menos se cumple.

A parte del uso de las botas, para que no entren ni salgan microorganismos de las instalaciones hay instalados varios pediluvios (fig. 29A), estos son unas alfombras gruesas que diariamente

se tienen que empapar con agua y lejía, cosa que no suele suceder. Estos pediluvios no tienen un gran tamaño para poder quitarlos si fuera necesario, esto hace que la mayoría del personal los esquiva y a veces se olvidan de recolocarlos (fig. 29B). El diseño de estos pediluvios es bastante malo ya que a parte que se pueden mover y esquivar, es incómodo pasar por ellos. Al ser de material blando y sobresalir por encima del suelo, es muy fácil tropezar con ellos o desequilibrarse al pasar por encima.



**Figura 29.** Pediluvio colocado correctamente (A). Pediluvio en posición normal (B).

En cambio, una acción que no supone ningún problema para el personal del IRTA es la de desinfectarse las manos en cada sala. En todas las salas hay dispensadores de gel con base alcohólica para desinfectarse las manos, están situados en zonas de paso, por lo que facilita más realizar esta acción. El gesto de lavarse las manos con gel está tan automatizado que es posible que los técnicos ni se den cuenta de cuantas veces lo hacen durante el día, ya que es muy raro que algún técnico pase por delante de un dispensador y no se pare a lavarse las manos.

Siguiendo con las medidas de seguridad zoonosanitaria, es muy importante que no haya intercambios de material entre salas y que el material, una vez usado, debe ser desinfectado. En el IRTA podemos ver como cada módulo tiene sus cubos, sus escobas y estropajos para la limpieza, su sifonador y sus salabres; todo este material es de uso exclusivo para ese módulo y se desinfecta en un cajón situado cerca de cada módulo. Así se pretende evitar el trasiego de material y que puedan trasladarse enfermedades entre los módulos. Esta norma es mucho más estricta en la sala de patologías, donde el material ya no es para cada módulo, sino que hay ciertos utensilios que se usan de forma individual para cada tanque (cada tanque tiene un salabre, que está numerado). Todo el material una vez utilizado es aclarado con agua dulce. desinfectado con lejía (los utensilios se meten en los cajones llenos de agua y lejía y se dejan allí algunas horas), aclarado otra vez con agua dulce y se deja secar hasta su próximo uso.

Si por alguna razón es necesario trasladar algún material, este debe ser devuelto lo más pronto posible y debidamente desinfectado a su zona de origen; los carritos por ejemplo, no se desinfectan totalmente, solo basta pasarlos por un pediluvio. Uno de los utensilios que más se mueve por las zonas de cultivo son los cubos de fitoplancton, ya que se usan para trasladar las microalgas hacia las otras salas, pero muchas veces los técnicos se olvidan de devolverlos y se los quedan para su módulo. Esto significa que en la sala de fitoplancton hay menos cubos para trabajar y cada vez hay más cubos repartidos por todas las instalaciones, esto se traduce en que el técnico de fitoplancton debe perder un tiempo buscando los cubos y luego lavarlos y desinfectarlos porque no sabe lo que han contenido.

En la sala de patologías es donde si se cumplen todas las medidas que se han comentado hasta ahora. Es una zona muy delicada y en la cual no se pueden cometer errores, ya que si los hay pueden producirse problemas zoonosarios importantes. Es por eso que hay una IT específica para esta sala, en la que se describe que toda aquella persona que entre en la sala de patologías debe estar autorizada, solo en la entrada debe pasar por un pediluvio de obra con un tamaño importante (fig. 30) y debe lavarse las manos con alcohol de 70%; deberá hacer lo mismo al salir de la sala. El material es de uso exclusivo para esta sala i debe estar marcado para que se puede identificar en que tanques de la sala de patologías se usa.



**Figura 30.** Entrada a la sala de patologías, se observa el pediluvio de obra que debe superarse para entrar.

## **F) Escapes de peces**

En acuicultura siempre hay el riesgo de que haya algún individuo que se pueda escapar, ya sea porque ha entrado en las tuberías o porque se ha caído en la canaleta. La cuestión es que este pez no debe llegar al mar de ninguna manera; en el caso de que se escape algún pez de los tanques, este suele quedar retenido en la balsa de decantación aunque no se sabe hasta qué

punto es una medida efectiva ya que como el agua vuelve al mar por un rebosadero, nadie puede controlar si los peces pueden escapar por esta salida.

Los escapes más delicados son los que se pueden producir en la sala de patologías, si se produjera un escape, el técnico debe intentar atraparlo y si no es posible deberá echar lejía en el depósito de salida de la sala con el fin de sacrificarlo y de eliminar el microorganismo infeccioso. El agua saliente de la sala de patologías siempre es tratada con un ozonizador para volver a la balsa de sedimentación desinfectada y sin ser un riesgo zoonosario para los animales marinos de la Bahía de los Alfaques.

Los escapes se tratan con extremo cuidado cuando en el centro hay estabulados animales de especies alóctonas. Se tiene sumo cuidado con los peces pero también con las puestas. Por ejemplo, cuando se consiguen puestas de *Maja brachydactyla*, se recogen los huevos y las larvas necesarios para los experimentos y el resto se mete en un cubo con lejía durante unas horas para asegurar que las larvas están muertas y los huevos inviables. Pasadas unas horas se llevará al cajón de restos en el congelador.

No se puede permitir que haya un escape y provocar un problema ecológico, como es el caso del caracol manzana (*Pomacea insularum*), que escapó hace unos pocos años de una empresa de producción de animales de acuario situada también cerca del Parque Natural del Delta del Ebro. El control de enfermedades también es muy importante, ya que justo delante del IRTA hay las mejilloneras, y si llegara a escapar un microorganismo que afectara a los moluscos, aparte de ser un problema ecológico también sería económico porque moriría toda la producción de mejillón del delta, habría grandes pérdidas económicas.

### **G) Gestión de residuos**

Los residuos orgánicos producidos en las instalaciones del IRTA, como son las bajas, restos de piensos, restos de purgas o animales sacrificados en muestreos finales son recogidos en un contenedor en el congelador. Cuando está lleno, una empresa de tratamiento de residuos lo recoge para llevar todos los restos a una incineradora, donde serán quemados.

Por otra parte se promueve la recogida selectiva de basura; tanto en los laboratorios, las zonas de cultivo o en la cafetería hay varios contenedores para separar materiales.

El punto más problemático es la gestión de las aguas que salen de las canaletas hacia la balsa de sedimentación y de allí al exterior. El agua que sale de la sala de patologías es la única que recibe un tratamiento desinfectante antes de llegar a la balsa de sedimentación. Las otras



aguas llegan al mar tal y como han salido de la instalación, no hay ningún sistema para eliminar todos los restos de lejía, tratamientos (desparasitantes y antibióticos) y anestésico, por lo que el agua vuelve al mar contaminada, y cuando es necesaria la recirculación, vuelve a las instalaciones acuícolas. La balsa de sedimentación retendrá los restos sólidos del agua, pero no los disueltos, como las sustancias químicas ya comentadas.

Otro problema es la balsa de sedimentación, donde se acumula la materia orgánica en el fondo. Estos sedimentos no se dragan, por lo que el agua que hay en la balsa cada vez es más eutrófica y más faltada de oxígeno. Esto es un problema importante si llega la necesidad de tener que cerrar la entrada de agua exterior y se tiene que recircular el agua del centro.

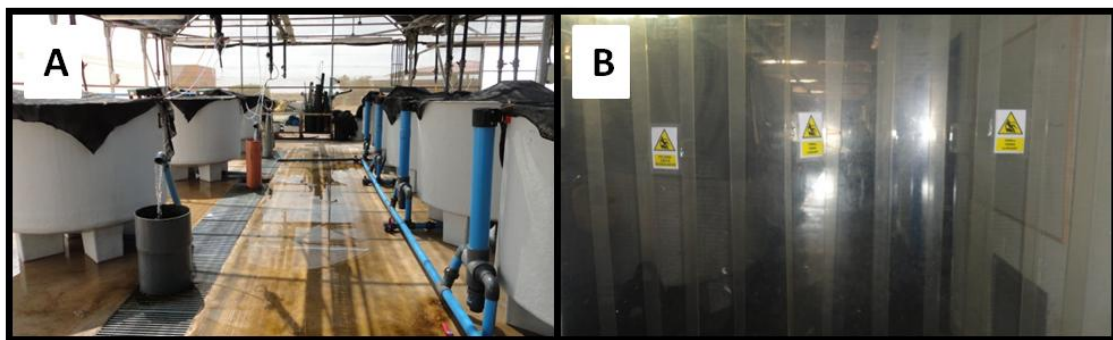
#### **H) Seguridad laboral**

En el IRTA este tema está bien tratado; es una empresa grande con muchos años de rodaje y con muchos trabajadores. Es por este motivo que nos encontramos con muchas señales de que se hace un gran esfuerzo para no poner en peligro la integridad de sus trabajadores. Primeramente, los técnicos acuícolas tienen la obligación de vestir un uniforme corporativo que además de dar una imagen más profesional, son de un tejido más grueso que la ropa normal y es más difícil que algún producto químico llegue a tocar la piel (sobre todo en piernas y torso, porque los brazos están expuestos en verano por llevar camisetas de manga corta) y las botas de goma con puntera de hierro para evitar fracturas en los pies a causa de caída de material pesado dentro de la zona de cultivos acuáticos; se usan también guantes cuando se trabaja con algún producto químico (la mayoría no los usan con la lejía a no ser que tengan alergia cutánea) y también en verano para repartir los piensos a mano. El mismo uniforme corporativo es usado por los técnicos de mantenimiento pero estos calzan zapatos de seguridad con puntera de hierro. En los laboratorios solo es obligatorio el uso de bata blanca y guantes cuando sea preciso.

Como ya se ha comentado anteriormente, muchos investigadores no se calzan las botas cuando entran en la zona de cultivos. Desconozco que es lo que pasaría si les sucediera algo por no llevar botas, ya que aunque es un acto irresponsable por parte de los investigadores, esto podría causar problemas a la empresa. Se podría sancionar a los que no cumplen esta norma, pero tampoco es normal que siendo gente adulta tenga que haber una persona haciendo de policía para que se calcen antes de entrar.

Por otra parte, he observado que en varias zonas tanto del vivarium como de los invernaderos y exteriores, el suelo no tiene la suficiente pendiente para desaguar correctamente. Este es un

problema que ya he visto en otras instalaciones; por lo visto debe ser complicado crear una área grande con una pendiente determinada: mientras algunas partes sí que tienen esta pendiente y pueden desaguar bien en la canaleta, otras se quedan encharcadas, lo que supone un peligro importante. Estas zonas de agua encharcada se intentan vaciar a diario, pero a veces, por falta de tiempo no se hace, y en consecuencia, en un solo día empiezan a crecer algas (fig. 31A) y en el suelo se forma una pátina verde que es extremadamente resbaladiza (aunque digan que las botas son antideslizantes, no lo son en este caso). Muchas veces limpiar estas zonas es una pérdida de tiempo, ya que se pueden llenar varias veces al día. Los técnicos también hacen un gran esfuerzo para intentar que no se forme la pátina verde, así también cuidan de su integridad. La mayoría de las zonas inundables cuentan con carteles de "suelo resbaladizo" (fig. 31B) para alertar a toda persona que pase por allí.



**Figura 31.** Suelo del invernadero de rafia encharcado y con la pátina de algas (A). Indicaciones de "suelo resbaladizo" en el interior del vivarium (B).

### **I) La crisis en el IRTA**

Actualmente, igual que en el resto de los sectores, la crisis también se nota en este centro de investigación, donde este año hay menos proyectos que otras veces, funcionando solo la mitad de las instalaciones que hay. Durante mi estancia han dejado de renovar el contrato a dos de los técnicos acuícolas y varios técnicos de laboratorio y se ha observado que este año han aumentado el número de estudiantes que llegan para realizar sus prácticas tanto de Máster, Grado o Formación Profesional (en 2009 habían 2 técnicos acuícolas y 1 técnico de laboratorio en prácticas; este año hemos coincidido 5 técnicos acuícolas, 5 técnicos de laboratorio y 2 alumnos en prácticas en la Unidad de Ecosistemas Acuáticos). El aumento de estudiantes en prácticas da la sensación de que se dé porque los alumnos son mano de obra gratuita, hacen el mismo trabajo (en algunos casos hasta más) que un técnico; por lo tanto para la empresa es algo bueno porque no tienen que pagarlos.

Según los técnicos, el tener alumnos de prácticas les quita mucha carga de trabajo, pero cuando empiezan su estancia son un estorbo constante, ya que llegan sin saber lo que se debe hacer y sin conocimientos prácticos de cómo trabajar en una instalación de estas características (sobre todo los alumnos de grado y de máster, que tienen muchos conocimientos teóricos pero que no han "tocado agua" aún). Los alumnos de prácticas, hasta que están entrenados hacen que el trabajo sea mucho más pesado para los técnicos, que tienen que explicar el porqué de las cosas, los protocolos que se aplican, etc., deben ser los profesores de las prácticas.

Los alumnos de prácticas de cultivos acuícolas suelen permanecer en una misma área durante toda su estancia, excepto si se realizan muestreos, donde siempre participan porque es algo diferente a la rutina. En mi caso no fue así, al haber poco trabajo, pude pasar por todas las instalaciones acuícolas del IRTA, de esta forma pude ver todas las tareas que se realizan tanto en la zona exterior como en el vivarium.

## 5. VALORACIÓN PERSONAL

Al realizar las prácticas en el mes de agosto me he encontrado una empresa que funciona a medias, con más de la mitad de los módulos parados y con muchos trabajadores y la mayoría de investigadores de vacaciones, por lo que no he podido preguntar todo lo que habría podido si hubiera realizado mis prácticas en otra temporada. Aún así, todas las personas con las que he hablado no han tenido ningún problema en explicarme (dentro de lo que cabe, porque en muchos casos en los contratos con las empresas hay cláusulas de confidencialidad) el desarrollo de los ensayos que se estaban realizando.

Esta estancia de prácticas me ha permitido aplicar gran parte de los conocimientos que he adquirido en el máster, y razonar el porqué de los métodos de trabajo; así como poder relacionar todas aquellas actividades que los técnicos realizan durante el día a día con las asignaturas del máster en acuicultura.

Calidad el Agua: control diario de parámetros fisicoquímicos del agua; toma de muestras de forma adecuada y conservación de la muestra según su finalidad.

Nutrición y Alimentación: tareas de alimentación y observación de los animales al comer. Realización de biometrías para reajustar las dietas según el tamaño y la temperatura del agua.

Calidad del Producto: control de las actividades y registro de datos e incidencias para cumplir los requisitos de calidad de la certificación ISO 9001.

Zoología y Fisiología aplicadas a la acuicultura: observación del comportamiento animal y mejora del bienestar de los animales; participación en un experimento de comportamiento de lenguados en situaciones de estrés y control de sus niveles de cortisol en sangre.

Patología: afortunadamente durante mi estancia no hubo ningún tipo de brote infeccioso ni tampoco ningún bloom de dinoflagelados (extremadamente peligrosos para las zonas donde se trabaja en circuito abierto). Aunque no participé en tratamientos, sí que pude observar un tratamiento de formol y otro de oxitetraciclina para curar unas anguilas que se querían liberar al medio natural.

Ingeniería de Sistemas: comprensión de la circulación del agua y del funcionamiento de los módulos IRTAmar®. Análisis de las instalaciones y detección de errores en el diseño.

Diseño y Gestión de Instalaciones: previsión de crecimiento de los peces para poder realizar desdobles; gestión de entradas de stocks de peces para engordar hasta una talla determinada para un ensayo previsto para una fecha determinada.

Cultivos Auxiliares: producción de fitoplancton en volúmenes importantes, gestión de la producción para cubrir las necesidades de moluscos.

Peces Continentales: alimentación y manejo de la tenca y de la anguila.

Peces Marinos: análisis de instalaciones marinas en tierra; análisis de las tareas que se realizan en este tipo de instalaciones.

En vista a las actividades realizadas durante mi estancia en el IRTA Sant Carles de la Ràpita, hubiera sido interesante haber cursado las asignaturas de Cultivo de Moluscos ya que se estaba desarrollando un proyecto de producción de semilla de ostra japonesa y tuve la oportunidad de realizar una inducción a la puesta en esta especie.

Aunque ya había estado en este centro, estoy contenta de la experiencia que he tenido porque he podido realizar tareas que la otra vez no tuve oportunidad de hacer. El hecho de haber menos trabajo me ha permitido poder pasar por todas las zonas acuícolas del centro y ver las diferentes maneras de trabajar de los técnicos, la organización de su horario laboral y su punto de vista acerca de los proyectos en los cuales dan soporte. Al ser temporada de vacaciones he tenido la oportunidad de ver cómo se organiza la plantilla cuando faltan varios miembros, ya que aunque falte personal el trabajo debe hacerse por igual.

Que la crisis económica ha hecho mella en este centro ya se ha reflejado en este trabajo, sobretudo está afectando al desarrollo de nuevos proyectos y, en consecuencia, a la plantilla de trabajadores del IRTA. He observado, que mientras algunos investigadores están buscando proyectos muy variados, para tener la oportunidad de trabajar, hay otros que prefieren solo trabajar con una especie determinada y solo aceptan proyectos relacionados con esa especie. Personalmente, pienso que esta no es una época para poder elegir en lo que se quiere trabajar, porque si no se consiguen estos proyectos, el investigador deja de ser interesante para el centro de investigación. No entiendo como hay personas que se arriesgan a perder su trabajo solo por no querer trabajar con una especie diferente a la que él quiere (por muy especialista que sea) pudiendo trabajar con especies que ahora mismo tienen más interés en la investigación.

Ha sido una experiencia muy enriquecedora en la que he podido realizar muchas tareas muy diferentes; esta es la ventaja de poder realizar las prácticas en un centro de investigación, ya que hay más especies que en una empresa normal, y esto permite aplicar procedimientos muy diferentes. Para mí ha sido una estancia muy provechosa en la que he aprendido a aplicar sobre el terreno todo aquello que me he han enseñado sobre papel durante el curso.