



UNIVERSIDADE  
DA CORUÑA

# Prácticas de empresa en el Aquarium Finisterrae

**Autor: Diego Martin Martin**

**Master en Acuicultura  
2017/2018 UDC**

**71029279N**



**Máster Oficial en Acuicultura**  
UDC/USC/UVIGO

## Índice.

|   |    |
|---|----|
| 1. Introducción.....                      | 3  |
| 2. Sala Humboldt.....                     | 3  |
| 3. Sala Maremágnum.....                   | 5  |
| 4. Sala Nautilus.....                     | 6  |
| 5. Salas de Cuarentena.....               | 7  |
| 6.1. Estrobilación de Aurelia aurita..... | 8  |
| 6. Cultivos auxiliares:.....              | 12 |
| 7.1. Microalgas/fitoplancton.....         | 12 |
| 7.2. Cultivo de artemia.....              | 13 |
| 7.3. Rotífero.....                        | 15 |
| 7. Laboratorio:.....                      | 16 |
| 8. Cocina.....                            | 17 |
| 9. Piscinas exteriores.....               | 17 |
| 10. Bibliografía.....                     | 19 |

Autor: Diego Martín Martín.

## 1. Introducción.

La memoria de las prácticas en el Aquarium Finisterrae se divide en las propias actividades del acuario y una revisión bibliográfica sobre algunos de los aspectos tratados como la estrobilación en *Aurelia aurita* o el proceso de decapsulación de artemia.

El Aquarium Finisterrae o Casa de los peces es un acuario de divulgación científica situado en la ciudad de A Coruña, fue inaugurado el 5 de junio de 1999 con el objetivo de divulgar contenido didáctico sobre los ecosistemas litorales de la costa gallega.

Este está dividido en varias unidades, zonas o salas bien diferenciadas y que en general son: las salas de exposiciones, las salas de exposición Humboldt, Maremágnum y Nautilus, las piscinas exteriores, las salas de cuarentena, el laboratorio y la sala de cultivos auxiliares.

## 2. Sala Humboldt.

La sala Humboldt acoge exposiciones temporales monográficas, en la actualidad está dedicada a la acuicultura y como complemento un acuario marino tropical con un total de nueve acuarios uno de ellos de volumen medio.

Hay cuatro acuarios de agua dulce con anguilas (*Anguilla anguilla*) tilapias (*Oreochromis niloticus*), pangasius (*Pangasianodon hypophthalmus*), carpas herbívoras (*Ctenopharyngodon idella*) y truchas comunes (*Salmo trutta*). Otros cinco de agua salada con Orejas de mar (*Haliotis sp.*), lubinas (*Dicentrarchus labrax*) rodaballos (*Scophthalmus maximus*) maragotas y un arrecife de coral tropical.

Los acuarios de agua dulce funcionan en circuito cerrado con una filtración física y biológica mediante sump, los tanques se renuevan aproximadamente un tercio del volumen mediante agua de red declorada por aireación que se almacena en dos depósitos troncocónicos de 350 litros, a la que hay que ajustar el kH (dureza temporal) y gH (dureza

total) para estabilizar el pH y controlar la conductividad y cantidad de sólidos disueltos en forma de cationes divalentes como Ca y Mg. Esta renovación se realiza semanalmente o ante alertas en alguno de los parámetros durante los análisis físico-químicos rutinarios.

Los acuarios marinos funcionan en circuito abierto o semiabierto (están equipados con una filtración mediante sump y skimmer) tienen un aporte de agua marina filtrada continuo por lo que el agua es renovada continuamente, en el caso del acuario marino tropical el aporte es mínimo para evitar una bajada de la temperatura, un exceso de fosfatos y un descenso de los niveles adecuados de calcio, así como del equilibrio de carbonatos para el correcto crecimiento de los corales duros.

Nada más llegar a la sala se realiza una revisión asegurándonos que todos los sistemas funcionan bien y buscando posibles bajas. La alimentación se realiza 3 veces a la semana, los lunes, miércoles y viernes. Se prepara comida fresca congelada (Gambas mejillones, pescado, espinacas y macroalgas laminariales) o bien pienso (de diferente granulometría o tamaño) todo, para abarcar a carnívoros herbívoros y omnívoros, también se prepara rotífero y nauplios de *Artemia* para alimentar los pólipos de los corales. La limpieza se realiza casi de forma diaria eliminando residuos acumulados en el sustrato en forma de detritus mediante sifonado, rascado de los vidrios y cicloramas para eliminar algas e invertebrados incrustantes, enjuagado y limpieza de los filtros y el material filtrante de los sumps y skimmers.

La cuarentena tres o Q3 se encuentra en esta sala, actualmente se mantienen varios juveniles de *amphiprion ocellaris* criados en el acuario y se almacena el agua dulce para las renovaciones, pero también se utiliza como lo que es, para el tratamiento, cuarentena y aclimatación de animales acuáticos.



**Ilustración 1.** Sala Humboldt, actualmente con la exposición sobre acuicultura. Fuente propia.

### 3. Sala Maremágnum.

Sala interactiva con variedad de tanques de muy diferentes formas y volúmenes y que contienen especies y ecosistemas diversos.

Hay dos tanques de agua dulce uno grande con un pez pulmonado (*Protopterus annectens*) y otro más pequeño con un ajolote (*Ambystoma mexicanum*), por lo que se necesita también un troncocónico con agua de clorada al que se ajusta kH (dureza temporal) y gH (dureza general) en torno a 5°-7° dG y 10°-15° dG (dG = grados alemanes) respectivamente para tener unas condiciones de pH estables y una concentración de cationes y conductividad adecuada.

El resto de los tanques de la sala son de agua salada con circuitos de alimentación abiertos entre los que se encuentran varios acuarios de gran volumen.

Como en la sala Humboldt las tareas empiezan con una revisión general que incluye el funcionamiento de los sistemas de aporte de agua y rebosaderos y la localización de bajas, después una limpieza de los tanques y crepinas como son la limpieza de los cristales y el ciclorama y el sustrato mediante sifonado. Las bajas se apuntan en un estadillo con todos los datos posibles sobre el individuo. La comida se suministra los lunes y miércoles y viernes.



Ilustración 2. Panorámicas de la sala Maremagnum y los acuarios de gran volumen. Fuente propia.

#### 4. Sala Nautilus.

Es el tanque de mayor volumen, está ambientado en las 20.000 leguas de viaje submarino de Julio Verne y se encuentra en la planta más baja del acuario junto a la cuarentena 2. En este tanque hay una gran diversidad organismos entre los cuales están: Doradas (*Sparus aurata*), lubinas (*Dicentrarchus labrax*), sargos (*Diplodus Sargus*, *Diplodus vulgaris*) jureles (*Trachurus trachurus*), rodaballos (*Scophthalmus maxima*), besugos (*Pagellus bogaraveo*), chernas (*Polyprion americanus*), rayas (*Raja sp.*), angelotes (*Squatina squatina*), musolas (*Mustelus mustelus*) y la atracción del acuario el tiburón toro Gastón (*Carcharias taurus*).

La alimentación se realiza los lunes, martes y miércoles, aquí el trabajo para los becarios es mínimo ya que lo único que se hace desde superficie es tomar muestras de agua o alimentar con el pienso, todo lo demás lo realizan los buzos (limpieza, comida fresca y mantenimiento).

Nautilus está comunicado con un tanque de aislamiento en la cuarentena 2, mediante una escotilla o compuerta se pueden aislar diferentes individuos para poder muestrear o realizar las pruebas necesarias como en el caso de las “operaciones cherna” con *Polyprion americanus* dentro del proyecto DIVERSIFY, este proyecto tiene como objetivo la introducción en los sistemas de acuicultura de seis nuevas especies, desarrollando las

técnicas de cultivo y la tecnología necesaria para aumentar la diversidad de especies cultivadas.

## 5. Salas de Cuarentena.

Hay 3 zonas de cuarentena siendo la principal la cuarentena 1 o Q1 que se sitúa cerca de la cocina y los laboratorios, existen otras dos una de gran volumen con zona de aislamiento o Q2 cerca de Nautilus y otra en la sala Humboldt o Q3.

En general aquí se encuentran los peces que acaban de ingresar en las instalaciones del acuario, los peces procedentes de algunos tanques de exposición que necesitan algún tratamiento específico por parásitos o enfermedades, o peces que necesitan ser muestreados por algún motivo como es el caso de las chernas (*Polyprion americanus*). También se encuentran larvas y alevines de peces nacidos en el acuario o en este momento concreto también medusas, pólipos y éfiras de *Aurelia aurita*. En algunas ocasiones encontramos algunos experimentos de la Universidad de la Coruña. En esta área hay tareas de mantenimiento, revisión de funcionamiento, retirada de bajas, alimentación, traslado y aplicación de tratamientos.

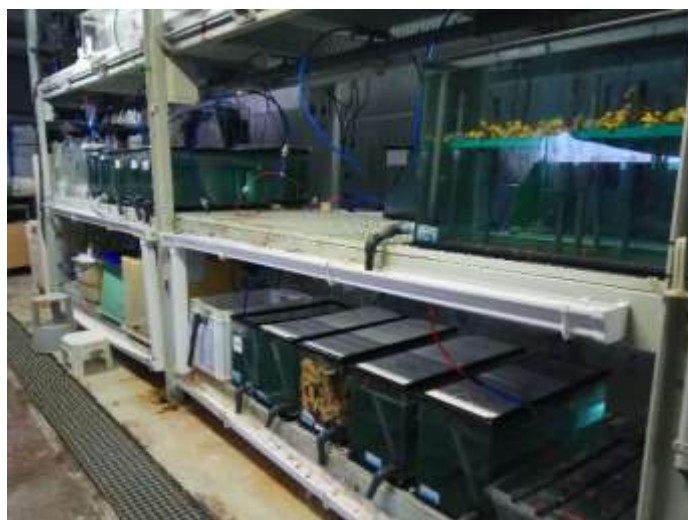
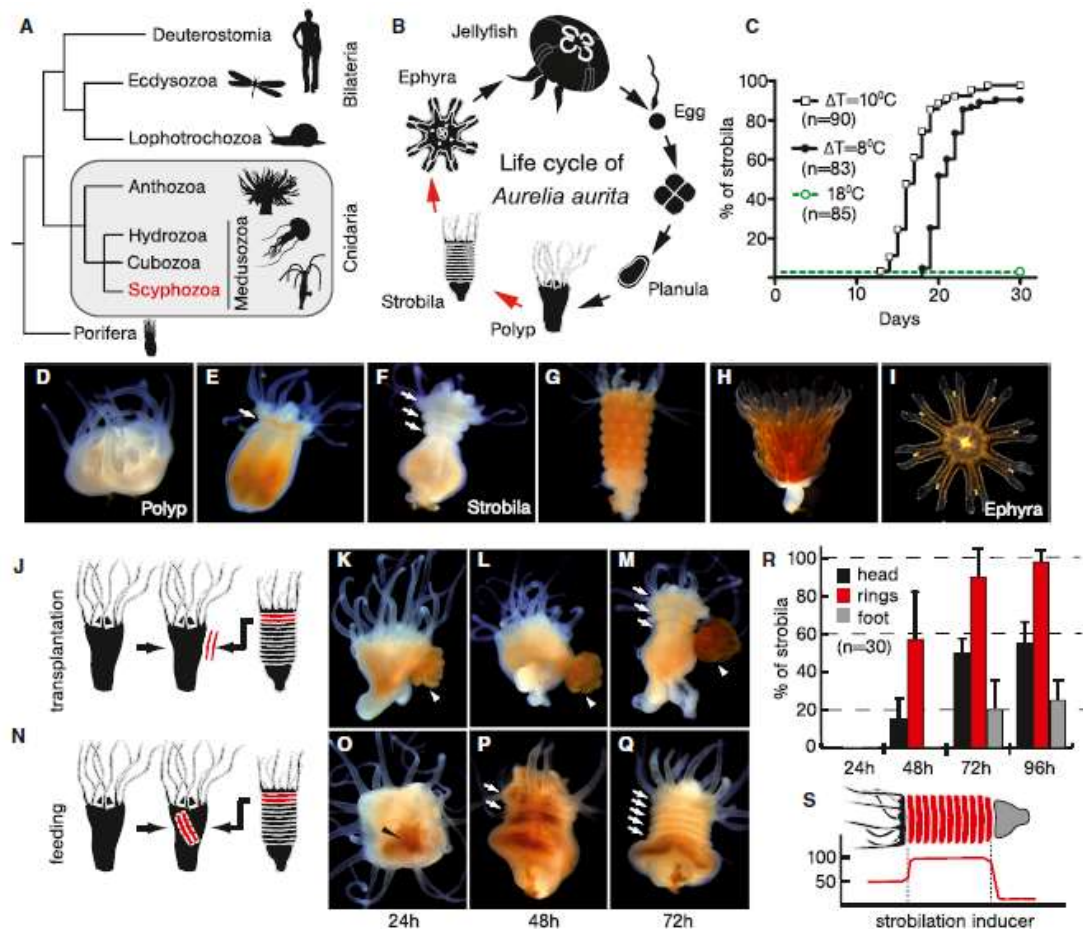


Ilustración 3. Sala principal de cuarentena (Q1). Se pueden apreciar multitud de acuarios de pequeño volumen en varios estantes y otros troncocónicos de gran volumen, también hay tanques rectangulares con varios experimentos con *Maja squinado*. Fuente propia.

## 6.1. Estrobilación de *Aurelia aurita*.

*Aurelia aurita* pertenece a la clase scyphozoa dentro del filo cnidaria, en general los escifozoos alternan entre formas sésiles asexuales o pólipos y formas pelágicas de vida libre denominadas medusas, estos importantes cambios a nivel morfológico y fisiológico se producen ante cambios en las condiciones ambientales. Después de la reproducción sexual de las formas de vida pelágicas se desarrolla una larva plánula que busca un sustrato donde asentarse, una vez asentada formara un pólipo que puede entrar en reproducción asexual formando estróbilos que se fragmentan en discos dando lugar a las éfiras (*Ilustración 4, figura B*), en la naturaleza la estrobilación comienza en primavera después de un invierno de temperaturas bajas (*Hickman et al., 2013*).



**Ilustración 4.** A) Distribución de los escifozoos dentro del filo Cnidaria B) Ciclo vital de *Aurelia aurita*. Cada pólipo se transforma en numerosas éfiras durante la estrobilación. C) La inducción de la estrobilación se produce en presencia de agua fría, manteniendo una temperatura constante a  $18^{\circ}\text{C}$  bajadas de temperatura a  $8^{\circ}\text{C}$  y  $10^{\circ}\text{C}$  producen estrobilación. D-I) Secuencia de la estrobilación, el pólipo (D) se divide en numerosos segmentos (E-G) que dan lugar a las éfiras (H-I). J-M) Inducción a la metamorfosis mediante trasplante al pólipo de segmentos del estróbilo. N-Q) inducción de la metamorfosis alimentando al pólipo con segmentos del estróbilo. R) La parte segmentada del estróbilo es la que contiene mayor cantidad del inductor de la estrobilación. S) Distribución del inductor de la estrobilación a lo largo del cuerpo del estróbilo. (Fuchs et al., 2014).

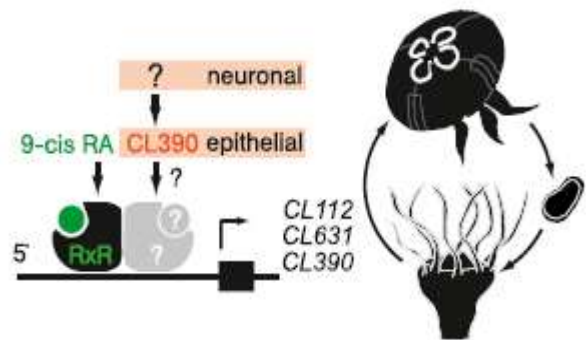


Hasta hace poco se desconocía el proceso molecular que condicionaba estas transformaciones tan drásticas en el organismo, pero ahora se sabe que por lo menos se divide en dos fases, una relacionada con receptores del ácido retinoico y otra con la expresión de determinados genes sensibles a cambios de temperatura ambientales (*Ilustración 5*) (*Fuchs et al.*, 2014).

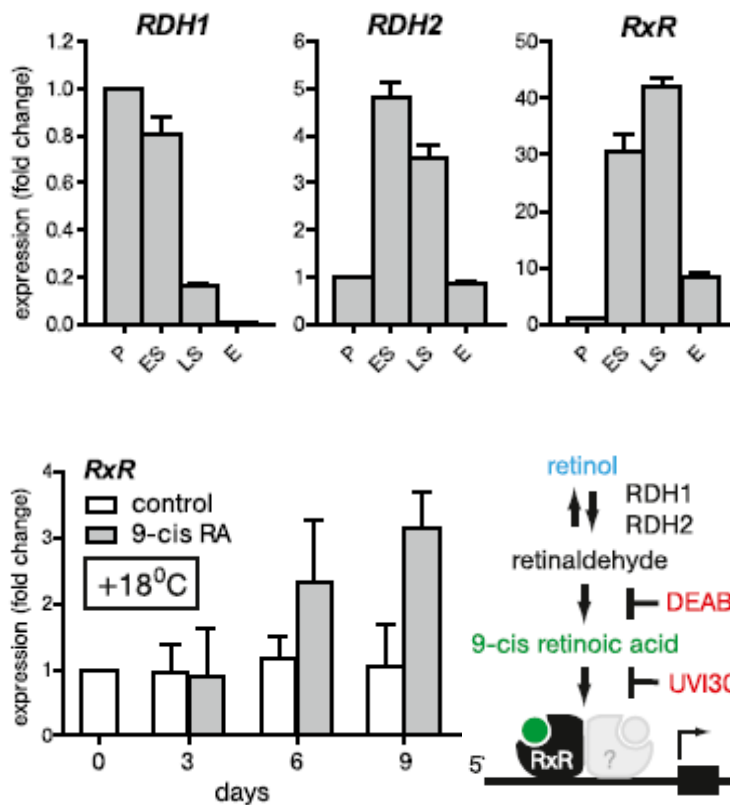
Se descubrió que, mediante trasplante de segmentos de estróbilos formados en otro individuo, se producía la estrobilación del pólipo en 72 horas (*Ilustración 7, Figuras J-K*), también se podía inducir la estrobilación mediante la alimentación de los pólipos con segmentos del estróbilo de otro individuo y esta se producía tan solo 24 horas después de alimentarlas (*Ilustración 7, figuras N-Q*). (*Fuchs et al.*, 2014).

En cuanto a la cadena de señales del ácido retinoico, las retinol deshidrogenasas (RDHs) juegan un papel muy importante, la RDH1 disminuye acercándose la estrobilación, mientras que la RDH2 aumenta. La cascada funciona de la siguiente manera, el retinol es transformado por las RDHs en retinaldehído que es un intermediario

en la síntesis del 9-cis RA que activa el receptor RxR (*Fuchs et al.*, 2014).



**Ilustración 5.** metamorfosis de *Aurelia aurita*. **RxR:** Receptor retinoico X; **CL112, CL631 y CL390** indican genes muy activos durante la estrobilación. El receptor o las cascadas anteriores al receptor del CL390 aún se desconocen. (*Fuchs et*



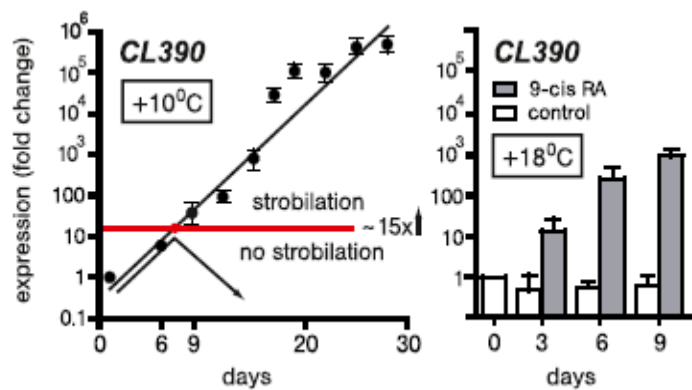
**Ilustración 5.** Expresión de RxR, RDH1 y RDH2 durante la estrobilación. P, pólipo no estrobilado; ES, estróbilos jóvenes con un solo segmento; LS, estróbilos maduros con varios segmentos; E, éfira.

Expresión de RxR en pólipos incubados en agua marina sintética y 1  $\mu\text{M}$  de 9-cis RA a 18°C para los pólipos no tratados (0) y después de 3, 6 y 9 días después de la incubación

Representación esquemática de las cascadas moleculares del ácido retinoico

(Fuchs et al., 2014).

Quedo demostrado la influencia del RA y sus derivados a través de las RDHs cuando se incubaron pólipos de *A. aurita* en presencia de 9-cis RA y se detectaron crecimientos en la expresión de RxR al cabo de los tres días (Ilustración 5). También se descubrió que como se esperaba ciertos inhibidores rompían la cascada molecular para la activación de RxR, en un primer paso el DEAB bloquea las aldehído deshidrogenasas necesarias para la producción de



**Ilustración 6.** La presencia de CL390 aumenta exponencialmente cuando a 10°C. la línea roja indica el nivel mínimo para la estrobilación.

Expresión de CL390 para los pólipos tratados con 9-cis RA a 18°C para los pólipos no tratados (0) y después de (3), (6) y (9) días después de la incubación.

(Fuchs et al., 2014).

9-cis RA, el UVI3003 es un antagonista muy específico que neutraliza la activación del RxR (Fuchs *et al.*, 2014).

Por lo que se puede concluir que la cascada relacionada con el ácido retinoico (Retinol, RDHs, 9-cis RA, RxR) junto la expresión de genes y producción de la proteína CL390, son los principales precursores de la hormona de la estrobilación en *A. aurita*.

Teniendo en cuenta los datos recogidos por Fuchs, preparamos un pequeño experimento para contrastar los hechos. Utilizamos un tanque de 15 L totalmente opaco e introducimos los pólipos sin estrobilar que se encontraban a 21.5°C con una salinidad de 35.5‰ en un módulo con parámetros constantes. El tanque se depositó en una nevera industrial a 7.0°C de forma continua.

Debido al choque térmico sostenido en un periodo de 21 días todos los pólipos habían estrobilado, y se podían encontrar multitud de éfiras pulsante en la columna de agua. De unos 200 polipos conseguimos un total aproximado de 1200 éfiras con una media aproximada de 6 segmentos por estróbilo.

Esta técnica es muy fácil de aplicar y es de gran ayuda para conseguir un gran numero de éfiras, asegurando un stock continuo de individuos para su exposición. En 2 o 3 meses tienen el tamaño necesario para los acuarios de exposición.

## 6. Cultivos auxiliares:

Aquí se encuentran los cultivos de microalgas, rotífero y artemia, es una zona dividida por tabiques en 3 salas, una sala con las bolsas de microalgas y una mesa de trabajo con fregadero y llama de gas para realizar las inoculaciones de fitoplancton, otra con el rotífero, los botellones y botellas de las inoculaciones y una última con los cultivos de artemia.



**Ilustración 8.** Sala de cultivos auxiliares. Se pueden observar las bolsas de 40 litros la sala del rotíferos con los botellones de microalgas de 1 y 6 litros y la sala de artemia todas separadas por tabiques y por puertas para evitar contaminaciones. Fuente propia.

### 7.1. Microalgas/fitoplancton.

La zona de cultivo de microalgas esta secuenciada o escalada, es decir que se utilizan diferentes volúmenes de cultivo desde tubos de ensayo hasta grandes bolsas en función de las necesidades de fitoplancton y del crecimiento de las cepas (*Rhodomonas salina*, *Phaeodactylum tricornutum*, *Tetraselmis suecica*, *Isochrysis galbana*, *Dunaliella salina*, *Nannochloropsis gaditana*), teniendo en cuenta que en ocasiones se producen errores y contaminaciones es necesario tener siempre cultivos de respaldo.

A partir de las cepas refrigeradas se preparan las botellas y los botellones que se pueden desdoblar directamente para inocular más botellas y botellones o para su último fin que son los cultivos en bolsa de 40 litros. Todo el proceso se realiza bajo la llama para no contaminar los cultivos (especial cuidado con diatomeas del género *Phaeodactylum* que son muy invasivas) utilizando una cantidad aproximada para cada uno de los volúmenes. En el caso de las botellas y botellones el material, el agua y el medio son autoclavados con los recipientes, en el caso de las bolsas se debe esterilizar el agua con hipoclorito sódico en forma de lejía comercial aplicándose 10 ml por cada lado de la bolsa que posteriormente se neutraliza con 10 ml de tiosulfato y se comprueba el cloro residual libre con almidón de patata y yoduro potásico.

El sistema de aireación está filtrado para evitar la introducción de contaminantes biológicos y la temperatura está controlada en torno a los 18°C, siendo más importante en las etapas de botella y botellón ya que en las bolsas nos aseguramos un crecimiento exponencial que reduce las posibilidades de contaminación. El fotoperiodo está fijado en 16:8 (16 horas de luz y 8 horas de oscuridad) El medio utilizado para aportar los oligoelementos y macronutrientes es ALGAL.

## 7.2. Cultivo de artemia.

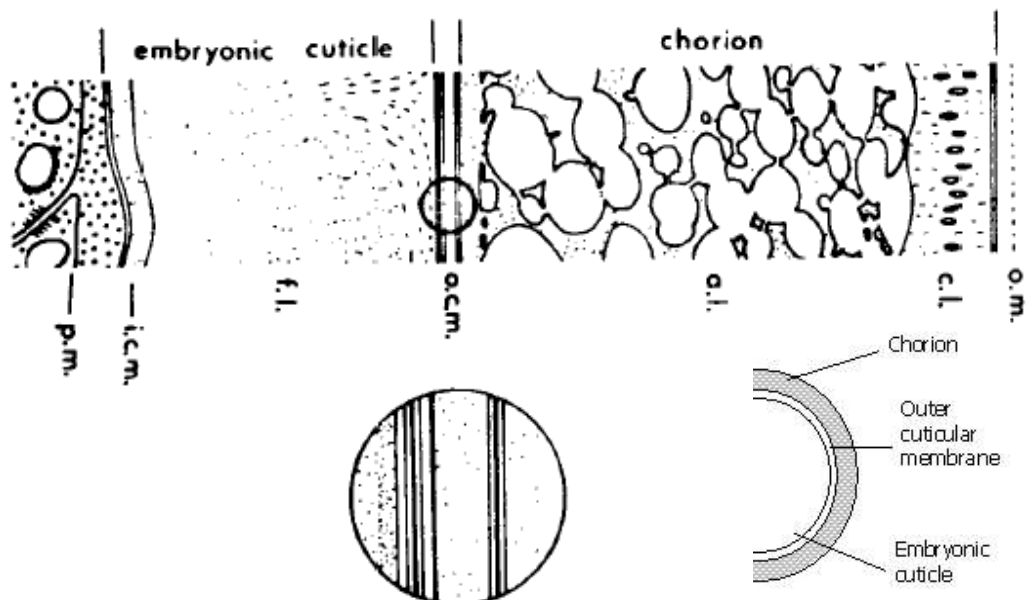
La artemia es un crustáceo branquiópodo que habita aguas salobres de hasta el 250 ‰ de salinidad y su mayor distribución se produce en los lagos salinos continentales donde la alta salinidad impide la supervivencia de gran parte de sus depredadores, durante los periodos más desfavorables aparecen fenómenos de criptobiosis y los huevos adquieren formas de resistencia denominadas quistes. Es una buena manera de alimentar a los peces ya que siempre hay un stock de quistes que entorno a unas 24 horas eclosionan y dan lugar a los nauplios, un alimento pequeño y móvil que activa el instinto depredador, o artemia adultas que se pueden enriquecer para encapsular ciertos nutrientes como los apreciados ácidos grasos.

Los cultivos de *Artemia sp.* se distribuyen en 8 tanques cilindrocónicos uno de ellos para la eclosión de los quistes y la recolección de nauplio. La sala está equipada con aireación y tomas de agua salada filtrada y agua dulce de la red municipal, existen varias para poder atender correctamente todos los tanques.

El primer paso es decapsular los quistes para eliminar el corion ya que los quistes no eclosionados y las cáscaras vacías pueden llegar a ser difíciles de separar y pueden causar obstrucción intestinal al no ser digeridos (*Sorgeloos et al., 1977*).

El método propuesto por Sorgeloos en 1977 comienza con una hidratación previa de los quistes durante aproximadamente 1-2 horas con aireación fuerte, posteriormente se prepara una disolución de agua marina con hipoclorito sódico doméstico (NaClO con una concentración de unos 40-50 gramos de cloro activo por litro) y Sosa cáustica (NaOH, para mantener la solución entorno a pH 10).

Para eliminar el corion (*Ilustración 9*), se necesitan 0.5 g de cloro activo y 0.15 g de NaOH por gramo seco de quistes (*Sorgeloos et al., 1977*). Se sumergen los quistes en la solución decapsuladora con agitación continuada, el corion se va deshaciendo y los quistes cambian de color primero de marrón a blanco y después de blanco a naranja, completándose la reacción en 5-15 minutos, finalmente los quistes son lavados escrupulosamente con agua dulce se tamizan y se les da un baño con tiosulfato para eliminar completamente el cloro infiltrado. Esto también asegura que los quistes queden totalmente desinfectados no contienen bacterias patógenas, aunque algunos autores como tal y cual aclaran que durante la eclosión los quistes liberan grandes cantidades de glicerol, un buen medio para la rápida recolonización de estos.



**Ilustración 9** Estructura esquematizada de la cobertura de un quiste criptobiótico de *Artemia sp.*, el decapsulado consiste en eliminar la barrera del corion. **o.m.**, membrana externa; **c.l.**, cubierta del corion; **a.l.**, cubierta alveolar; **o.c.m.**, membrana cuticular externa; **f.l.** cubierta fibrosa; **i.c.m.** membrana cuticular interna; **p.m.** membrana plasmática. (*Morris and Afzelius, 1967*).

Después de la decapsulación se inoculan en tanques troncocónicos con fuerte aireación a unos 28°C con agua marina filtrada para la eclosión que se produce aproximadamente en 24h, después se usan los nauplios directamente o enriquecidos en su fase de metanauplio con productos comerciales como el Red Pepper® antes de su administración, también se alimentan con microalgas para su crecimiento hasta la fase adulta.

### 7.3. Rotífero.

*Brachionus plicatilis* pertenece al filo de los rotíferos, tiene una amplia tolerancia a diferentes condiciones de cultivo (15–25°C de temperatura y unas salinidades de 1–95 ‰), es el primer alimento para muchas larvas de peces sobre todo las de menor tamaño (Estos rotíferos tienen un tamaño entre 100-350 µm) y puede encapsular nutrientes como los ácidos grasos esenciales, en procesos de enriquecimiento. En el acuario se mantienen con una salinidad entre 17-21 ‰, se alimentan con fitoplancton y con una pasta concentrada comercial llamada fitobloom, son organismos bastante frágiles por lo que su manipulación tiene que ser suave a la hora de tamizarlos o de inocularlos en los tanques. La alta concentración de compuestos de desecho y materia orgánica favorece la aparición de otra microfauna como son los ciliados, no tienen por qué ser estrictamente patógenos de los rotíferos (los géneros *Uronema* y *Euplotes* son competidores directos por el alimento) o las larvas, pero son un síntoma de un cultivo demasiado maduro y con problemas de contaminación, antes de su administración se les suele dar un baño de agua dulce para eliminarlos.

Todos los días se recogen muestras de los tanques para el recuento en el laboratorio y poder definir las densidades y el estado de los cultivos. Se recoge una muestra bien homogeneizada del cultivo de rotífero y se toma con una pipeta de cristal 1 ml y se procede a la técnica de las gotas, que consiste en formar sobre un portaobjetos grande numerosas gotas de 2-3 mm de diámetro poco a poco con la punta de la pipeta, esto facilita enormemente el recuento. Contaremos el número total de rotíferos y el número de rotíferos ovados (lo ideal es que sea igual o mayor al 20% para asegurar un crecimiento estable de la población) obteniéndose entonces la densidad (densidades alrededor de 80 rotíferos/ml son las habituales en los cultivos del acuario) y la tasa de natalidad del cultivo.

## 7. Laboratorio:

Las labores principales son la medición de los parámetros físicos y químicos (bien in situ mediante la toma de muestras en frascos o bien mediante sondas multi o monoparamétricas de Ph, conductividad, temperatura y oxígeno disuelto), la preparación de medios de cultivo para los parámetros microbiológicos y las muestras de patología, y para labores de apoyo en otros departamentos como los cultivos auxiliares ya que dispone de lupas y microscopio. Existen unos rangos a partir de los cuales se forma una alerta si los parámetros superan ciertos límites seguros, se notifica a los distintos departamentos y quedan registrados en BIOBASE. Todas estas medidas se realizan en los tanques del acuario, entrada y salida de agua y purgas de los filtros.

Las sondas portátiles se calibran a diario para asegurar un mantenimiento adecuado y una precisión óptima, estas mediciones se realizan a primera hora y de manera diaria y son las de Ph, Conductividad/salinidad, temperatura y oxígeno disuelto/saturación de oxígeno.

Los compuestos nitrogenados, nitritos y nitratos ( $\text{NO}_2^-$  y  $\text{NO}_3^-$ ) se miden una vez a la semana mediante una valoración por absorbancia en un espectrofotómetro. Los nitratos se titulan con una muestra de 25 ml 0.5 ml de HCl y como referencia un blanco con agua destilada. Los nitritos se titulan con 10ml de muestra y un reactivo especial que viene en sobres "Nitrite LR" y como referencia un blanco de cada muestra sin reactivo. Los fosfatos ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) y el calcio ( $\text{Ca}^{2+}$ ) se miden semanalmente exclusivamente en los acuarios tropicales es un parámetro importante para evitar blooms algales y la inhibición del crecimiento de los corales respectivamente. Los test se realizan con kits comerciales colorimétricos. También se miden semanalmente la dureza y la alcalinidad con test comerciales (dureza para tropical marino y agua dulce, la alcalinidad es solo para agua dulce).





**Ilustración 10.** Equipos de microscopía del laboratorio. Fuente propia.

## 8. Cocina.

Aquí se almacena y se prepara la mayoría de la comida del acuario tanto de las salas como de las focas, Disponen de un congelador y una nevera industrial. Los días de mayor trabajo son los lunes miércoles y viernes ya que coincide la alimentación de focas y la alimentación de las demás salas. En general existen unas tablas con la cantidad de comida, el tipo y la presentación, pero cada cierto tiempo cambia por diversos motivo como pueden ser la apetencia, las bajas o los traslados por lo que muchas veces se pregunta primero si hay modificaciones en los menús.

## 9. Piscinas exteriores.

Es la zona exterior del recinto del acuario podemos encontrar 3 piscinas, 2 de ellas con focas atlánticas (*Phoca vitulina*). Una de las piscinas es un acuario exterior de gran volumen, en el que se han ido introduciendo numerosas especies de peces e invertebrados.

Las focas están divididas en dos piscinas, una en la zona baja y conectado con el mar directamente por lo que el nivel de agua está influido por las mareas, y otra en la parte superior con un nivel constante de agua y con aporte de agua de la nueva zona de captación subterránea después del desastre ecológico del Prestige en 2002. Los machos se encuentran en la piscina inferior y las hembras en la superior. En estos momentos hay 9 hembras y 4 machos.

Las focas llevan un seguimiento estricto a nivel veterinario, control de las ingestas diarias, limpieza dental, tratamientos farmacológicos y cualquier cosa que sea necesaria. todas las focas son revisadas a diario durante la alimentación aprovechando el entrenamiento, los “targets” o dianas que tienen y las respuestas a determinadas órdenes. La alimentación consiste en pescado fresco como arenque o caballa y se suministra a las 12:00 y las 17:00.

## 10. Bibliografía.

- COLLINS, A.G.. Phylogeny of Medusozoa and the evolution of cnidarian life cycles. 2002. *J. Evol. Biol.* 15, 418–432.
- FUCHS B, WANG W, GRASPEUNTNER S, LI Y, INSUA S, HERBST E et al. Regulation of Polyp-to-Jellyfish Transition in *Aurelia aurita*. *Current Biology*. 2014;24(3):263-273.
- HICKMAN C. Principios integrales de zoología, decimocuarta edición. Madrid [etc.]: McGraw-Hill Interamericana de España; 2013. Cap. 13 animales radiados. 271-274.
- MORRIS J, AFZELIUS B. The structure of the shell and outer membranes in encysted *Artemia salina* embryos during cryptobiosis and development. *Journal of Ultrastructure Research*. 1967;20(3-4):244-259.
- SORGELOOS P, BOSSUYT E, LAVIÑA E, BAEZA-MESA M, PERSOONE G. Decapsulation of *Artemia* cysts: A simple technique for the improvement of the use of brine shrimp in aquaculture. *Aquaculture*. 1977;12(4):311-315.