

UNIVERSIDADE DE SANTIAGO DE COMPOSTELA  
DEPARTAMENTO DE ZOOLOXÍA E ANTROPOLOXÍA FÍSICA



**LAS ÁREAS DE CUARENTENA  
EN LOS ACUARIOS DE EXHIBICIÓN.  
Caso de estudio: El Acuario de Gijón**

**Trabajo Fin de Máster**  
que presenta  
**OMAR COTS FERNÁNDEZ**  
**Máster Interuniversitario en Biología Marina**

Julio de 2016



M<sup>a</sup> CELIA BESTEIRO RODRÍGUEZ, Profesora Titular do Departamento de Zooloxía e Antropoloxía Física nas Facultade de Veterinaria e Subdirectora da Estación de Bioloxía Marina da Graña da Universidade de Santiago de Compostela,

HACEN CONSTAR:

Que la presente memoria titulada ***Las áreas de cuarentena en los acuarios de exhibición. Caso de estudio: el Acuario de Gijón***, fue realizada por el alumno del *Máster Interuniversitario en Biología Marina* **D. OMAR COTS FERNÁNDEZ**, en las dependencias del Departamento de Zooloxía e Antropoloxía Física, bajo mi dirección. Y considerando que justifica adecuadamente los 12 créditos convocados como Trabajo de Fin de Máster, autorizo su presentación ante el Tribunal correspondiente.

En Lugo, a 2 de Junio de 2016.

La Directora y tutora,

M<sup>a</sup> CELIA BESTEIRO

El Alumno,

OMAR COTS FERNÁNDEZ

# ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. ANTECEDENTES: HISTORIA DE LOS ACUARIOS.....	1
3. EL PORQUÉ DE LOS ACUARIOS PÚBLICOS.....	3
4. OBJETIVOS.....	4
5. MATERIAL Y MÉTODOS .....	5
6. RESULTADOS.....	5
6.1. Estructura de un acuario.....	5
6.2. Funcionamiento de un acuario.....	6
6.2.1. Esterilización .....	6
6.2.2. Filtración.....	7
6.3. Área de cuarentena .....	9
6.3.1. Estructura del área de cuarentena .....	10
6.3.2. Funcionamiento del área de cuarentena .....	11
6.3.3. Cultivos auxiliares.....	11
6.3.4. Control de los parámetros físico-químicos.....	14
6.3.5. Transporte de los animales.....	17
6.3.6. Gestión de las bajas .....	19
6.3.7. Enfermedades .....	20
6.3.8. Tratamientos .....	21
7. A MODO DE CONCLUSIONES: ASPECTOS A MEJORAR.....	22
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	23

## 1. INTRODUCCIÓN

Acorde con la Real Academia Española (2001), un acuario, del latín *Aquarium*, es un depósito de agua donde se mantienen vivos animales y vegetales acuáticos. Por otro lado, es también un edificio destinado a su exhibición. Por lo general disponen de una determinada cantidad de tanques adecuadamente iluminados, generalmente de planchas de cristal unidas con silicona y con un refuerzo de metal (PADILLA ÁLVAREZ, 2009); son de diferentes tamaños, algunos suficientemente grandes como para albergar tiburones, delfines, ballenas y otros grandes mamíferos.

Como institución, además, está al servicio de la sociedad y adquiere, conserva, investiga, comunica y exhibe, con fines de estudio, para la educación y deleite del público (ver [www.ecured.cu](http://www.ecured.cu)).

Konrad Lorenz (1903-1989), prestigioso etólogo y zoólogo, refiriéndose a la labor didáctica de los *aquarium*, dijo: “El hombre estará tanto más profunda y duraderamente conmovido por la verdad viviente, cuanto más instruido esté” (TETON, 2003).

## 2. ANTECEDENTES: HISTORIA DE LOS ACUARIOS

Se cree que los romanos, durante su época imperial, fueron los primeros en comenzar a mantener en cautividad, y de forma primitiva, los primeros peces con fines culinarios; sin embargo no es hasta el año 769 a. de C. cuando se tiene constancia del mantenimiento ornamental de peces (GALLEGO GARCÍA, 2006).

Antiguamente no se prestaba atención a la forma del recipiente. La fabricación del vidrio, conocida en Oriente desde el cuarto milenio a. C., fue un hecho que contribuyó a la observación de la vida acuática, pudiendo distinguir entre lo que sería una acuariología ornamental y la dedicada a la observación *in vitro* (TETON, 2003).

Los primeros animales que fueron mantenidos en acuarios rudimentarios fueron los denominados peces rojos (Figura 1), *Carassius auratus auratus* (Linnaeus, 1758), en China, concretamente durante la dinastía Jin o Xi Jin (419-265 a. C.), considerándose a esta especie como una divinidad del agua (TETON, 2003). A partir del final del primer milenio se tiene constancia de la reproducción selectiva del pez rojo, y esta afición se trasladaría a Japón hacia el año 1500, donde la reproducción de variedades genéticas comenzaría su auge (GALLEGO GARCÍA, 2006).



Figura 1.- Pez rojo, *Carassius auratus auratus* (Linnaeus, 1758) ([www.infomascota.info](http://www.infomascota.info)).

La Grecia antigua, con sus ríos prácticamente secos todo el año, se centró más en la fauna marina, y a Aristóteles se debe la historia natural de los peces o primeros rudimentos de la ictiología. Roma se ocupó en particular de los peces, pero fue más la pasión por el lujo y el espectáculo lo que hizo a los ricos romanos gastar inmensas cantidades de dinero para mantener multitud de peces en viveros (TETON, 2003).

Sin embargo y hasta bien entrado el siglo XIX (Figura 2), no se puede hablar de acuario tal y como se conocen en la actualidad (GALLEGO GARCÍA, 2006). En Francia fue Léonard Baldner (1612-1694), conservador de las aguas y bosques de Alsacia, el primero en mantener peces de agua dulce de su localidad en tarros de cristal para su observación. Éstas fueron publicadas como *Histoire Naturelle des eaux strasbourgeoises* en 1666. Sin embargo en Europa no es hasta 1850 cuando se sitúa el entusiasmo por la acuariofilia (TETON, 2003).

A partir de 1830 se fecha la introducción de las primeras plantas naturales, con lo que se crea el primer equilibrio biológico, permitiendo que los cambios de agua no se tuvieran que realizar a diario, al asimilar estos vegetales el CO<sub>2</sub> y parte de los nutrientes procedentes de la nitrificación, proceso mediado por bacterias naturales del agua y mediante el cual el amoníaco se transforma en nitritos y, finalmente, en nitratos (GALLEGO GARCÍA, 2006).

A partir de la segunda mitad del siglo XIX, Pierre Carbonnier (1828-1884) introdujo en Europa las primeras variedades de peces puramente tropicales, como los guramis o *Trichogaster* (Bloch & Schneider, 1801) en 1865, y especies de *Macropodus* (Lacepède, 1801) en 1869. En este momento la reproducción en estanques de *Carassius auratus auratus* y de sus variedades es un negocio en expansión en diversos países como Portugal y Estados Unidos (GALLEGO GARCÍA, 2006). Los puertos de Amberes, Róterdam y Hamburgo se convierten en los centros más importantes de distribución de animales vivos.



Figura 2.- Fotografía de un acuario de madera en el siglo XIX

([www.bma.acuamundomexico.com.mx](http://www.bma.acuamundomexico.com.mx)).

El primer acuario público se abrió en Regent's Park, Londres, en 1853; Phineas Taylor Barnum (1810-1891) le siguió rápidamente con el primer acuario estadounidense, abierto en Broadway, Nueva York, y en 1861 se abre en París el de la Société d'Acclimatation. Todos eran de costa, pero un acuario pionero de interior fue el Shedd Aquarium de Chicago, que recibía el agua transportada por ferrocarril (GALLEGO GARCÍA, 2006).

En 1935, August Rabaut descubre una de las especies emblema de la afición, el tetra neón. Los primeros ejemplares fueron distribuidos a Alemania y de allí a Estados Unidos. El

ictiólogo G.S. Myers (1905-1985) lo describe desde la fecha como *Hyphessobrycon innesi*, nombre que con las revisiones posteriores se convertiría en el actual *Paracheirodon innesi* (1936). Veinte años más tarde aparecería la otra especie reconocida hoy en día como muy popular: el tetra cardenal o *Cheirodon axelrodi* (Schultz, 1956).

Los peces disco, *Symphysodon discus* (Heckel, 1840) y *S. aequifasciata* (Pellegrin, 1904) fueron descubiertos mucho antes, en 1840, pero no pudo llegar ningún ejemplar vivo a Europa hasta 1921. Tras la Segunda Guerra Mundial, Estados Unidos lidera los países más interesados en el mantenimiento y cría de especies ornamentales, llegando en su país a unas tasas de popularidad muy altas, debido sobre todo a los progresos técnicos que permiten mantener un mayor número de especies (y en mejores condiciones), y al progreso aéreo, que permite acortar los tiempos de traslado, evitándose así un gran número de bajas. A partir de 1950 se comienza a utilizar, para el traslado de los animales, la técnica todavía hoy en uso, mediante bolsas de plástico rellenas con agua y aire, cajas aislantes y embalajes sólidos. De este modo se consigue realizar viajes de 24 a 48 horas con un número de bajas muy reducido (GALLEGO GARCÍA, 2006).

Todo este avance es acompañado por la aparición de múltiples publicaciones escritas. En España no sería hasta 1966 cuando nace la primera publicación del sector llamada *Vida Acuática*, en el seno de la Asociación Acuariofílica de Barcelona, publicándose hasta 1984.

En enero de 1985 Kelly Tarlton empezó la construcción del primer acuario con un gran túnel acrílico transparente, en Auckland, Nueva Zelanda, una tarea que necesitó 10 meses y costó tres millones de dólares neozelandeses. El túnel, de 110 m, se construyó con hojas de plástico de fabricación alemana en un gran horno (GALLEGO GARCÍA, 2006).

A menudo algunos acuarios públicos se afilian a instituciones superiores de investigación oceanográfica importantes o conducen sus propios programas de investigación, y normalmente (aunque no siempre) se especializan en las especies y ecosistemas que se pueden encontrar en las aguas locales.

### 3. EL PORQUÉ DE LOS ACUARIOS PÚBLICOS

Un acuario trata de reproducir fielmente los distintos ecosistemas del planeta, lo cual acerca al público a un mundo completamente nuevo, contribuyendo al conocimiento (RHYNE, 2010), a la concienciación y a la responsabilización por la protección y conservación de la vida (FRASER & SICKLER, 2009).

Por otro lado, brinda a la ciencia la oportunidad de estudiar el desarrollo de las enfermedades, las respuestas de los animales a condiciones climáticas cambiantes, especies imposibles de estudiar en el medio natural (en riesgo de extinción, por ejemplo) (BARBOSA, 2009), etc. Algunos acuarios de Europa, por ejemplo, han desarrollado programas de conservación *ex situ* de especies exóticas, lo cual ayuda a la biodiversidad global (GIPPOLITI, 2012), si bien puede desfavorecer a aquellas especies que el público encuentre menos llamativas.

Por tanto, los acuarios promueven la concienciación general del público y que éste desarrolle empatía y un sentimiento de valoración del medio marino natural. Por otro lado, la acuariología puede servir como modelo para las industrias, pudiéndose desarrollar un gran mercado, como la industria alimentaria (RHYNE, 2010).

#### **4. OBJETIVOS**

Con la realización del presente Trabajo Fin de Máster se pretende dar a conocer la importancia que tiene el área de cuarentena en un acuario de exhibición, empleando como caso de estudio el Acuario de Gijón. La intención es transmitir los conocimientos adquiridos y el trabajo realizado durante las prácticas en dicho acuario, tomando como referencias, entre otras fuentes bibliográficas, protocolos y guías cedidas por parte del personal del acuario, así como la propia experiencia y el conjunto de anotaciones tomadas durante el período de tres meses por el propio alumno.

Para ello se han marcado una serie de objetivos, generales y específicos. Con los primeros se pretende dar a conocer el área de cuarentena propiamente dicha, los tipos de la misma que podemos encontrar, su estructura y su funcionamiento en general.

Los objetivos específicos atienden a las tareas específicas de cada zona dentro del área de cuarentena, a saber: vigilancia de los parámetros físico-químicos, cultivos auxiliares, movimiento de los animales, gestión de las bajas y enfermedades y tratamientos a aplicar, y que explicamos a continuación.

**Parámetros físico-químicos:** Conocer el procedimiento de la toma de muestras del agua y el posterior análisis, en la misma, de determinados compuestos potencialmente perjudiciales, así como de los parámetros físico-químicos, entre los que tiene particular importancia el oxígeno.

**Cultivos auxiliares:** Desarrollar el funcionamiento de los cultivos de fitoplancton y zooplancton para la alimentación de los animales de los tanques.

**Movimientos de animales:** Explicar los protocolos seguidos por el personal a la hora de trasladar a los animales entre los diferentes tanques del acuario o entre acuarios de menor tamaño.

**Gestión de las bajas:** cómo se ha de actuar en el caso de fallecimiento de un animal.

**Enfermedades y tratamientos:** explicar algunas de las enfermedades más comunes en los acuarios, los tipos y su modo de transmisión, y los tratamientos posibles.

Cabe destacar que durante la realización de las tareas no se marcó ningún objetivo en particular, ni por parte del tutor de prácticas ni por parte del alumno, tan sólo era trabajo diario. Estos objetivos son, pues, personales, fueron diseñados para la realización de este Trabajo Fin de Máster y su función no es otra que transmitir ordenadamente todas y cada una de las tareas que se realizaron de forma detallada.

## 5. MATERIAL Y MÉTODOS

Los materiales usados fueron los aportados por el propio acuario, si bien es cierto que prácticamente eran las instalaciones en sí. Dichos materiales eran: bridas, cepillos, tijeras, cuchillos, sifones rudimentarios fabricados con manguera y una botella de plástico, capachos, bolsas, salabres, redcillas de distintos diámetros de malla, cubas de diferentes tamaños y sus correspondientes tapas; material de laboratorio como guantes de látex, lupas, microscopios, portaobjetos, oxímetro, refractómetro, pH-metro, termómetro, autoclave, básculas, EPIS, antibióticos, antiparasitarios, enriquecimientos, kits comerciales de diferentes test para la paramétrica con tubos de plástico, vidrio, y sus respectivos reactivos químicos, lejía, tiosulfato y otros productos químicos.

Los nombres de las especies citadas a lo largo del trabajo han sido comprobados en las páginas web WoRMS (World Register of Marine Species) y FishBase.

En cuanto a los métodos se refiere, debido a la política de empresa no es posible describir de manera precisa los métodos empleados. El contenido de este trabajo está, en gran medida, basado en la metodología desarrollada a lo largo de los tres meses de prácticas. Es decir, todo lo explicado es fruto del trabajo con el equipo del acuario, que era marcado diariamente.

## 6. RESULTADOS

### 6.1. Estructura de un acuario

Todos los acuarios contienen una zona de exposición o exhibición al público y una zona de cuarentena.

La zona de exposición está formada por diversos tanques, de distintos tamaños, con los animales y plantas distribuidos generalmente por zonas bioclimáticas, como por ejemplo una zona dedicada a las regiones tropicales, frías, templadas, etc. Las salinidades se consiguen a través de los aportes procedentes del mar y de agua dulce, buscando el valor óptimo para cada tanque. Con la temperatura sucede algo similar, teniendo calentadores o enfriadores que consiguen alcanzar y mantener un valor adecuado.

La zona de cuarentena es quizá la más importante. Aquí llegan los animales nuevos, donde se les mantiene durante un tiempo para adaptarlos a la dieta que van a consumir en su estancia en el acuario, aprovechándose además para desparasitarlos y observar si presentan alguna patología.

Otra labor muy importante, en la zona de cuarentena, es la cría de animales de distintas especies que haya en el acuario, como rayas, tiburones, etc. Se dispone de tanques donde se almacenan los huevos y alevines y se espera que nazcan y crezcan lo suficiente como para poder ir a exposición. Lo mismo ocurre con los invertebrados como cnidarios, concretamente las medusas, para controlar su ciclo biológico, obtener éfiras y, con el tiempo, individuos maduros.

Los animales de exposición que caigan enfermos o sean infectados por algún parásito son sacados de la zona de exposición y llevados a la de cuarentena, donde se les suministrará



tratamiento hasta que se recuperen o, si lamentablemente no es así, serán sacrificados. Por tanto, puede decirse que el área de cuarentena es como el hospital del acuario.

La zona de cuarentena alberga también un laboratorio que contiene todo el material necesario, no sólo lupas, microscopios, portaobjetos y demás, sino todos los antibióticos, antiparasitarios, enriquecimientos y los kits utilizados para medir los parámetros físico-químicos del agua (contenido en nitratos, nitritos, amoníaco, fosfatos, iodo, calcio, etc.).

En este espacio también se desarrollan las necropsias de los animales fallecidos, buscando así el motivo y poniéndose en contacto con la institución correspondiente, pues no es lo mismo que perezca una piraña que un tiburón toro, un pingüino, una tortuga verde, una nutria o una beluga.

Existe también una cocina, donde se prepara la comida para todo el acuario. Cada tanque tiene una biomasa determinada, de modo que la cantidad de comida es específica para cada uno de ellos, siendo calculada como un porcentaje del peso de los animales.

## **6.2. Funcionamiento de un acuario**

Mantener una instalación semejante requiere mucha luz y un elemento vital: agua, y en grandes cantidades. Todos presentan un aporte directo desde el mar, que entra con la temperatura y salinidad concretas de la zona. No hay que olvidar que este líquido contiene pequeñas algas y animales, bacterias, hongos y virus, los cuales interfieren con los seres vivos de los tanques, pudiendo poner en peligro su salubridad. Debido a esto el agua debe ser esterilizada antes de llegar a los tanques, y una vez en ellos, debe ser continuamente filtrada.

### **6.2.1. ESTERILIZACIÓN**

La esterilización es el primer paso, evitando con ello posibles infecciones. Existen dos tipos principales de esterilizadores: la inyección de ozono y los rayos ultravioleta.

El ozono es un gas altamente reactivo, muy oxidante, y una vez disuelto en el agua destruye cualquier contaminante orgánico, incluidos los patógenos vivos. Este gas se obtiene al hacer pasar aire u oxígeno entre dos electrodos sometidos a una fuerte diferencia de potencial producido mediante un generador, el cual debe estar deshumificado, ya que la humedad disminuye drásticamente su eficacia. Se ha de evitar que el ozono entre en los tanques directamente porque puede matar a los animales y causar daños a las bacterias del ciclo del nitrógeno en el filtro biológico. Por ello, se aplica en cámaras de contacto determinadas, como los *skimmers* de proteínas o espumadores (se explicarán más adelante), donde además el agua cargada con ozono mejora la capacidad de estos de hacer espuma, aumentando el rendimiento global (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

La radiación ultravioleta es una determinada parte del espectro de luz, que comprende varias longitudes de onda: 380-315 nm, luz ultravioleta de tipo A o UV-A; 314-280 nm, tipo B o UV-B y 279-200 nm, tipo C o UV-C. Los módulos de desinfección de agua utilizan lámparas de vapor de mercurio que generan una radiación de 253 nm, correspondiéndose pues a la UV-C, la más energética, la cual actúa sobre el ADN de las células vivas y virus, destruyéndolos

(OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015). Las instalaciones para desinfección con luz UV constan de un tubo de luz UV y otro concéntrico de vidrio, y entre ambos circula el agua a tratar. La eficacia dependerá de la velocidad del paso del agua a través del dispositivo, del espesor de la capa de agua, de su cristalinidad, y de la vida útil de estas lámparas.

### 6.2.2. FILTRACIÓN

La filtración es un paso necesario a la hora de mantener un acuario, pues mientras que el océano es un espacio abierto, un tanque, por muy grande que sea, es un lugar confinado, y los desechos de los animales, que son diarios, pueden alcanzar niveles tóxicos en poco tiempo.

Los productos de desecho incluyen el amoníaco procedente de las heces y de los restos de alimento al pudrirse, liberándose dicho compuesto, el cual puede llegar a ser mortal para algunos organismos incluso a niveles bajos. Gracias a los filtros biológicos esto se puede controlar, pues con la nitrificación se consigue eliminar ese amoníaco, formándose primeramente nitritos y después nitratos. Aunque no son tan tóxicos y muchos peces pueden tolerar niveles razonablemente altos de nitratos, con el tiempo se acumulan hasta llegar a ser tóxicos; también, debido a que el nitrato es un fertilizante, los niveles altos pueden llegar a provocar un crecimiento excesivo de las algas.

La filtración puede realizarse empleando diferentes técnicas, entre las que destacan: la filtración biológica, la filtración mecánica, la filtración química, la filtración con un separador de proteínas y la filtración con algas.

El término filtración biológica hace referencia al proceso de transformación del amoníaco en nitratos por las bacterias nitrificantes. Dicho proceso o nitrificación comprende dos pasos: la conversión del amoníaco en nitrito, proceso mediado por *Nitrosomonas* sp. y, a continuación, por medio de *Nitrobacter* sp., la transformación de estos nitritos en nitratos (PADILLA ÁLVAREZ, 2009).

Las bacterias mencionadas no suponen una amenaza para los animales de los tanques, es más, están presentes en la propia agua de mar, por lo que no es necesario añadir ningún tipo de inóculo, tan sólo un sustrato donde puedan crecer y desarrollarse, como biobolas de plástico en sacos de red (éstas presentan una relación superficie/volumen muy grande, permitiendo así que las bacterias se asienten y crezcan). Estas bacterias, en presencia de amoníaco, nitritos y oxígeno crecerán de forma natural, adhiriéndose también a la decoración, rocas, etc. (LLORET PINEDA, 2006).

La filtración mecánica es el primer paso en el tratamiento del agua, consiguiéndose así un agua limpia, cristalina, sin partículas u otros cuerpos no deseados, basado en la diferencia de tamaño entre dichas partículas (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015). Un método es utilizar un medio físico, como una esponja o perlón, por el que pasa el agua antes de llegar al tanque, quedando retenidas allí todas las partículas. Otro sistema es la filtración con arena: consiste en un recipiente de volumen considerable con granos de arena de distintos diámetros. En la parte inferior se encuentran los más grandes y en la parte superior los más pequeños, disminuyendo de tamaño gradualmente en sentido ascendente. El agua circula por él de abajo

a arriba, quedando retenidas en la parte inferior las partículas más grandes; a medida que asciende por los granos, los huecos entre los mismos van disminuyendo de tamaño y las partículas van quedando atrapadas. Finalmente, el agua sale por la parte superior, prácticamente sin ninguna partícula. Si se hiciera de manera inversa, la parte superior del recipiente se tupidría enseguida y no sería funcional (periódicamente se hace para lavar el propio filtro de arena). Con este método se llegan a filtrar partículas de 40 ó 50  $\mu\text{m}$ , y con un tipo especial conocido como tierra de diatomeas, formado por exoesqueletos de estas algas, se pueden retener partículas de hasta 0.1  $\mu\text{m}$  (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

La filtración química no es más que la eliminación de productos de desecho disueltos en el agua. Estos están a nivel molecular y entran en dos categorías generales, polares y no polares. Lo más común es hacer pasar el agua a través de carbón activo, que trabaja mucho mejor con partículas no polares, aunque también elimina las polares. El carbón activo es elaborado a partir del carbón calentado en presencia de vapor a una temperatura muy elevada, lo que produce en él un gran número de diminutos poros, los cuales atrapan moléculas no polares por intercambio iónico y eliminan metales pesados y moléculas orgánicas a través del proceso conocido como criba molecular (LLORET PINEDA, 2006).

Otro método es llevado a cabo mediante el dispositivo separador o fraccionador de proteínas, o como es más conocido, *skimmer*. En los tanques el proceso de descomposición de las proteínas es relativamente rápido, pero está condicionado por la cantidad de bacterias presentes; el aumento de estos compuestos es mayor que su consumo, pues el proceso de desnitrificación (proceso contrario a la nitrificación) es más lento que el de nitrificación. Debido a esto siempre se produce un exceso de materia orgánica que el tanque por sí mismo no puede eliminar. La solución más eficaz es introducir un *skimmer* (Figura 3): una bomba aspira el agua del tanque (1) y la mezcla en la caja del impulsor con aire (2) que es aspirado por la presión negativa que se crea allí (3) y batido por un rotor de agujas para formar burbujas muy finas, las cuales ofrecen una gran superficie en la que se pueden acumular las proteínas. Esta mezcla de agua y aire se bombea a la cámara de reacción interior del espumador de proteínas (4). Las salidas laterales (5) dan un movimiento giratorio a la mezcla, de modo que las burbujas están suspendidas durante más tiempo, aumentando la cantidad de espumado. En esta cámara es donde se acumulan las proteínas en las burbujas, que se agrupan en la superficie del agua y a continuación se convierten en una espuma sólida que flota. La espuma se conduce por la caja del espumador a través del tubo de ascensión que se va estrechando hasta el vaso de espumado, donde se recoge (6). El agua limpia fluye por la parte inferior del espumador en el tubo de ascensión y, a través del tubo flexible de salida acoplado a él (7), vuelve al acuario o al sumidero. Los espumadores reducen la carga del agua, debida a las proteínas y otras sustancias orgánicas. Ventilán el acuario y le suministran oxígeno. Estos dispositivos deben limpiarse con regularidad para que las sustancias de desecho espumadas no puedan volver al acuario (ver <http://www.aquariofilia.es/marinos--nano.html>).

En la parte superior hay un recipiente en el que se acumula la espuma que se va formando. Por la parte inferior del *skimmer* se inyecta aire de tal forma que arrastre el agua

desde arriba hacia la parte inferior por la misma cámara de reacción. El proceso de extracción de la materia orgánica presente en el agua se produce por atracción electrostática entre la superficie de las burbujas que suben y las partículas que circulan en el agua descendente, que son aprisionadas en la espuma y eliminadas.

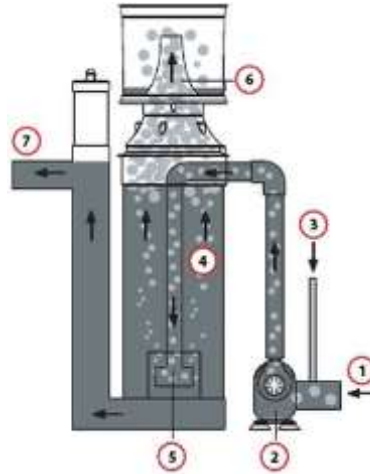


Figura 3.- Funcionamiento de un *skimmer* de proteínas. Las flechas indican la dirección del flujo de agua ([www.aquariorfilia.es/marinos--nano.html](http://www.aquariorfilia.es/marinos--nano.html)).

Los filtros con algas constituyen un controvertido sistema de filtración para acuarios de arrecife y grandes ecosistemas marinos en general, inventado por el Dr. Walter H. Adey. Consiste en hacer correr al agua a través de una malla bajo una luz brillante con el objeto de que crezcan algas, pues éstas eliminan determinados contaminantes del agua (ver <http://fins.actwin.com/mirror/es/filtros.html>).

### 6.3. Área de cuarentena

Estas instalaciones son muy importantes en un acuario. Tienen varias finalidades diferentes, pues son utilizadas para albergar: a los animales que acaban de llegar de otros centros, a los animales enfermos o que no comen bien, y para la reproducción. Los animales que acaban de llegar de otros centros pasan en estas instalaciones un período de cuarentena para comprobar que no presentan ninguna patología o problema de salud y que comen bien el alimento que les es suministrado.

En el caso de los animales enfermos o que no comen bien, la cuarentena funciona como un hospital; en estas instalaciones los animales reciben los cuidados necesarios para su recuperación (tratamiento con medicamentos, alimentación más específica, etc.).

En cuanto a la reproducción, las instalaciones de cuarentena se emplean para aislar las parejas o las puestas de huevos de los peces y evitar que puedan ser depredados; proporcionan a las crías un lugar adecuado y sin estrés para que puedan desarrollarse.

Tanto en las instalaciones de cuarentena como en el resto del acuario la luz sigue el ciclo natural del día, manteniendo así en la medida de lo posible las condiciones naturales del medio, encendiendo poco a poco las luces por la mañana y apagándolas por la tarde-noche.

Según el tipo de instalaciones que constituyen la cuarentena de un acuario, podemos encontrar: cuarentena de agua caliente o tropical, donde se encuentran los animales de aguas tropicales; cuarentena de agua fría, donde se encuentran los animales de agua con temperaturas entre 17 y 22°C; cuarentena de reptiles y anfibios, donde se aclimatan, recuperan y reproducen las distintas especies de serpientes, tortugas, lagartos y anfibios que forman parte del acuario.

Además, en el área de cuarentena, se encuentran también los cultivos auxiliares, donde se cultivan y mantienen vivos individuos de zooplancton, como el anostráceo *Artemia salina* (Linnaeus, 1758) y sus nauplius, así como fitoplancton. Estos organismos sirven de alimento para muchos animales, como por ejemplo medusas, peces signátidos, larvas, alevines, etc.

### 6.3.1. ESTRUCTURA DEL ÁREA DE CUARENTENA

El agua procedente del mar entra en el acuario y es filtrada y esterilizada antes de dirigirse a sus distintos destinos; una vez ocurre esto, dependiendo de si se dirigirá a la zona tropical, a la fría, o a sus respectivas cuarentenas, pasará por más filtros.

Una vez filtrada, el agua atravesará unos calentadores o enfriadores que elevan o reducen la temperatura según sea necesario. Estos sistemas contienen una tubería zigzagueante por la que discurre agua caliente o fría y otra con el agua de mar; en los calentadores el calor difunde de la primera tubería a la siguiente, calentando el agua que se dirige a los tanques que se desee; con los enfriadores ocurre algo parecido, pues en ellos el agua está a muy baja temperatura, de modo que la del mar irá perdiéndola hasta llegar a la requerida.

En lo que se refiere a la salinidad, el agua del mar entra siempre con los mismos valores, pero deberá adecuarse dependiendo de las especies animales y vegetales a las que se vaya a suministrar. Cada tanque contiene un aporte por el que le llega el agua del mar y otro con agua dulce desclorada (obtenida mediante una fuerte oxigenación durante un tiempo determinado, dependiendo del volumen requerido). Jugando con el volumen de agua dulce que se introduce en el tanque se consigue alcanzar y mantener una salinidad determinada, cerrando más o menos el aporte para subirla o bajarla respectivamente.

Los tanques de cuarentena pueden ser de distintos tamaños, dependiendo de los animales que vayan a contener, pudiendo hasta ser de varios miles de litros. Todos tienen un sistema de filtración mecánica (perlón) y biológica (biobolas), pudiendo los más grandes incluso tener un *skimmer* de proteínas conectado a su aljibe. El agua está contenida en un sistema de circulación cerrado, pues tiene una salinidad y temperatura adecuadas. Sin embargo, cada tanque presenta los aportes de agua salada y dulce mencionados, así como un aporte de aire para oxigenar, estando este último siempre debidamente abierto y conectado a difusores.

Los tanques más grandes conectan mediante bombas y tuberías con un aljibe, un recipiente bastante grande donde llega el agua del tanque y es filtrada tanto mecánica como biológicamente, pues presenta perlón, biobolas y *skimmer* de proteínas; una vez ocurre esto el agua retorna al tanque por una tubería. Este aljibe sirve además para controlar el nivel del

tanque, controlando que sea siempre el correcto (si baja el nivel del agua, lo hace antes siempre el del aljibe). Todo ello está impulsado por un sistema de bombas.

### 6.3.2. *FUNCIONAMIENTO DEL ÁREA DE CUARENTENA*

El acuario depende prácticamente en su totalidad de este área, pues en ella se llevan a cabo diversas labores que garantizan la salubridad de los organismos: cultivos auxiliares, control de los parámetros del agua de los tanques, cuidado de puestas, larvas y alevines, cuidado de enfermos, tratamientos frente a parásitos, enfermedades y otras infecciones, etc.

El laboratorio es muy importante, pues en él se encuentran todos los utensilios necesarios para llevar a cabo dichas labores.

### 6.3.3. *CULTIVOS AUXILIARES*

No es más que el sistema de cría y mantenimiento de zooplancton y fitoplancton con fines de alimentación. Estos organismos pueden criarse desde el inicio del ciclo o comprarse directamente a las diferentes casas comerciales.

Durante las primeras fases de vida de muchos organismos animales es muy importante la alimentación, pues en el huevo tenían una fuente muy rica de nutrientes: el vitelo. Sin embargo, una vez eclosionados deben ingerir alimento vivo, por lo que es muy importante suplir sus necesidades con una alimentación saludable. Es aquí donde entran en juego los cultivos auxiliares, pues aportan a estos juveniles un alimento fácil de ingerir y digerir, capaz de suministrar todos los requerimientos necesarios para que crezcan sanos y con un sistema inmune adecuado. Por otro lado, este alimento vivo presenta un ciclo de vida corto y densidad elevada, pudiéndose almacenar en grandes cantidades en muy poco espacio y en el tiempo. Desde el punto de vista económico, es un método barato, conocido y experimentado, lo cual lo convierte en un alimento óptimo (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

El fitoplancton es la base de la cadena trófica. Se pueden usar microalgas de todo tipo para alimentar a diferentes organismos como bivalvos, larvas de crustáceos, zooplancton del cultivo auxiliar, etc.

El cultivo comienza partiendo de una cepa madre obtenida y aislada del mar. Todo el material que se utiliza y los medios de cultivo son previamente esterilizados con UV, autoclave, ácidos y bases con posterior lavado de agua destilada. Una vez se tiene la muestra, se filtra para retener las bacterias o se trata con antibióticos y finalmente se consigue un inóculo puro, el cual se almacena en el laboratorio y se duplica para tener un reservorio en caso de pérdida.

El cultivo se realiza en cinco fases sucesivas: inducción, fase exponencial, retardo, fase estacionaria y fase de muerte (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015). En la fase de inducción, de la cepa madre se coge una muestra para iniciar el ciclo, inoculándose en un medio de cultivo (un matraz, por ejemplo). En esta fase no se aprecia crecimiento, pues las células requieren un tiempo para adaptarse; una vez superado se produce un crecimiento exponencial, la fase exponencial, tras la cual hay un descenso de la tasa de crecimiento, la fase de retardo. A continuación se llega a un estado donde el crecimiento se detiene (la tasa de crecimiento se

vuelve cero), de manera que la biomasa permanece constante, es la fase estacionaria. En esta última hay una limitación por nutrientes y un aumento del pH debido al CO<sub>2</sub> captado para realizar la fotosíntesis (este aumento impide la captación de fosfato, de modo que puede ser limitante). Finalmente se llega a la fase de muerte, durante la cual la biomasa disminuye por elevada carga de productos tóxicos de desecho, cambio de pH, etc. (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

Conociendo bien el ciclo de la especie cultivada es posible averiguar de manera más o menos aproximada en qué fase se encuentra, usándose la estacionaria como fuente de alimento para los distintos animales. Se preparan bolsas o recipientes de volúmenes más o menos grandes de donde se extrae diariamente una cantidad determinada para ser suministrada a los diferentes tanques.

Para realizar todo el cultivo hay que tener en cuenta ciertos factores físico-químicos y nutricionales (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015). Los factores físico-químicos son: la luz (natural o artificial, pudiéndose usar un determinado fluorescente con intensidades variables según la necesidad de la microalga), la temperatura (hay un rango óptimo entre 16 y 30°C), la salinidad (con un valor óptimo cercano al 20‰ y un rango de tolerancia entre 12 y 40‰), el pH (depende de la especie, pero suele estar comprendido entre 7 y 9, lo que se consigue con la adición de CO<sub>2</sub> o de carbonatos), la agitación (el cultivo requiere movimiento para evitar que las células se depositen en el fondo, siendo así renovado) y la densidad inicial (cuanto más grande sea la microalga, más volumen ocupará, por lo que se podrá almacenar menos cantidad). Entre los factores nutricionales se encuentran: los minerales (nitrógeno, magnesio, potasio, azufre, etc.), trazas de metales (hierro, cobalto, cobre,...), vitaminas B<sub>12</sub> y tiamina, CO<sub>2</sub> (carbonatos o bicarbonatos).

Algunas microalgas usadas son, por ejemplo, *Chlorella* (M. Beijerinck, 1890), *Isochrysis galbana* (Parke, 1949) y *Tetraselmis suecica* [(Kyllin) Butcher, 1959].

El zooplancton se alimenta de fitoplancton y también es usado como alimento. Para el cultivo se suelen usar rotíferos, *Artemia salina* u otras especies de crustáceos como copépodos (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

El rotífero más usado es *Brachionus plicatilis* (Müller, 1786), de unas 200 µm de longitud y crecimiento rápido; es muy usado para la alimentación de larvas. Su cultivo se lleva a cabo en tanques cónicos de fibra de vidrio o de cemento con unas condiciones de temperatura, salinidad, aireación, pH e iluminación determinadas. El agua del cultivo debe ser filtrada y se debe suministrar fitoplancton como alimento.

*Artemia* spp. es un pequeño crustáceo de amplia distribución, resistente a condiciones muy desfavorables (salinidades altas y bajas, por ejemplo), que puede detener su ciclo en un estado de gástrula en latencia (diapausa), los quistes, los cuales pueden ser almacenados en anaerobiosis y deshidratados durante mucho tiempo. Cuando las condiciones son favorables el ciclo continúa y de los quistes emergen larvas nauplio.

Para el cultivo se pueden usar tanto individuos adultos como quistes; el proceso es

laborioso, habiendo varios pasos: hidratación, descapsulación y eclosión y producción de nauplios (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015). Los quistes se comercializan deshidratados; en el acuario se almacenan en un tanque troncocónico con agua dulce o salada y aireación durante unas dos horas, al cabo de las cuales los quistes adquieren una forma esférica, señal de que están hidratados.

La descapsulación consiste en que, una vez hidratados los quistes, se extraen del tanque (se abre la llave inferior y por gravedad el agua cae, colocándose un filtro de malla lo suficientemente pequeño como para retenerlos); en este momento están rodeados por una envuelta llamada corion que hay que eliminar con la descapsulación. Para ello se colocan en un recipiente en el que se añade agua salada, hidróxido de sodio e hipoclorito de sodio, con una fuerte aireación mediante una varilla que puede usarse a la vez para revolver el medio. La reacción que tiene lugar es exotérmica, por lo que es muy importante controlar la temperatura (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

En la descapsulación el corion se rompe, liberándose al medio millones de quistes, los cuales hacen cambiar el color del medio de marrón a naranja. Una vez ocurre esto, se filtran con una malla de 125  $\mu\text{m}$  y se lavan con agua dulce en abundancia y tiosulfato para eliminar los restos de hipoclorito de sodio; todos aquellos que hayan descapsulado correctamente, una vez pasado unos segundos, estarán en el fondo, y los que no estarán flotando y pueden ser desechados. Los quistes descapsulados ya pueden ser almacenados en refrigeración para su posterior uso o pasados inmediatamente a la siguiente fase, de eclosión y producción de nauplios: se colocan en un tanque troncocónico o tanque de eclosión, a salinidad 35-38‰, temperatura 28-30°C, pH 8-8.2, oxígeno próximo a los niveles de saturación, y con luz (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

Sobre el tanque se coloca luz, pues los nauplios son fototrópicos positivos, de manera que según vayan eclosionando, los quistes abiertos caerán al fondo y las larvas estarán nadando cerca de la superficie, atraídas por la luz. La temperatura se mantiene gracias a unas resistencias contenidas en vidrio, y la oxigenación, que es fuerte, va a evitar que mientras ocurre la eclosión (entre las 12 y 24 horas posteriores dependiendo de la cepa de *Artemia* spp.) los quistes decanten al fondo.

Para recoger los nauplios, se retiran la aireación y las resistencias, se tapa el tanque y se enciende una luz situada en la parte inferior, durante diez minutos, consiguiendo así que las larvas se concentren en esta zona, depositándose los restos de los quistes por debajo. Una vez pasado este tiempo se abre bruscamente la válvula inferior y se cierra inmediatamente, cayendo a un desagüe los restos de los quistes; a continuación, y con una malla de 150  $\mu\text{m}$ , se vuelve a abrir la válvula y se recogen las larvas, que serán utilizadas posteriormente para la alimentación de medusas, juveniles de peces, etc.

Si se continuase el ciclo, se llegaría a una fase de metanauplio y posteriormente a la fase adulta. Debido a que presenta un valor nutricional bajo en cuanto a lípidos se refiere, suele ser enriquecido con ácidos grasos y omega-3.



Si se usan directamente ejemplares adultos de *Artemia* spp., se almacenan en tanques troncocónicos con aireación y luz, alimentádola con fitoplancton. La recolección de los ejemplares se realiza igual que la de las larvas, abriendo y cerrando la válvula inferior del tanque para desechar los restos y los ejemplares muertos. En ambos casos, el contenido del tamiz se pasa a un salabre, se escurre con sumo cuidado y se pesa para saber qué cantidad hay que usar para las alimentaciones diarias de los animales.

Otra opción es comprar los ejemplares adultos congelados, incluso ya enriquecidos con omega-3.

#### 6.3.4. CONTROL DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

Los animales producen desechos metabólicos que deben ser eliminados de los tanques, pues ponen en juego la salubridad del agua. No hay que olvidar que un tanque es un sistema cerrado y muy pequeño en comparación con el océano abierto, donde los desechos son reciclados, no habiendo peligro para el resto de los seres vivos; en un tanque, sin embargo, esto no es posible.

Los desechos orgánicos producidos pueden ser sólidos (restos de alimento no ingerido y heces) o estar disueltos en el agua, como el CO<sub>2</sub> y los metabolitos nitrogenados de excreción (amonio). El primero es el producto final de la respiración, mientras que el amonio es el desecho final del metabolismo de las proteínas y producto de excreción de los organismos acuáticos. En su forma no ionizada, es decir amoníaco, resulta tóxico incluso a niveles muy bajos, por lo que se requiere de un control periódico para tener controlados estos niveles.

El área de cuarentena se encarga de medir y mantener vigilados aquellos compuestos que sean nocivos y necesarios para el buen desarrollo de las especies. Algunos de ellos son: nitratos, nitritos, amonio, fosfatos, etc., así como la temperatura, la concentración de oxígeno y el pH.

Hay muchas casas comerciales que desarrollan distintos test basados en la colorimetría para la medición de los parámetros químicos. Cada uno se desarrolla con un kit que suele presentar un tubo de vidrio o plástico donde realizar dicho test y los diferentes reactivos necesarios, así como una guía ilustrada que explica paso a paso cómo desarrollar la prueba, con los tiempos estimados y una aclaración de cómo interpretar los resultados mediante una escala colorimétrica y su valor de compuesto correspondiente. Independientemente de los reactivos y los tiempos de espera, los test son sencillos y rápidos de hacer.

De cada tanque se extrae una pequeña muestra debidamente etiquetada para mantener la profilaxis y evitar contaminación cruzada, lo que podría ocasionar la obtención de resultados erróneos. De cada muestra se preparan uno o varios tubos para realizar los tests, añadiendo los distintos reactivos. Finalmente, lo que se obtiene es un color que, comparado con la ilustración explicativa del test desarrollado, indica una cantidad determinada de la sustancia analizada.

Los nitritos, el amonio y el amoníaco proceden de la degradación de las proteínas y de

los desechos de los animales. El filtro biológico se encarga de eliminar estos compuestos, llevando a cabo la nitrificación, obteniéndose nitrato. Valores de este compuesto por debajo de 20mg/L son considerados adecuados, mientras que superiores a 40mg/L son considerados como no aptos, siendo necesario un cambio de agua (PADILLA ÁLVAREZ, 2009); por otro lado, valores de nitritos, amonio y amoniaco iguales a cero o muy cercanos indican que el agua del tanque en cuestión está limpia; si, por el contrario, los valores fuesen altos podría ser indicativo de que está sucediendo algo, como por ejemplo que el filtro biológico no esté funcionando adecuadamente.

Los fosfatos son micronutrientes, al igual que los nitratos, y son esenciales para mantener las algas. El problema reside en que los niveles altos pueden provocar la aparición excesiva de las mismas por eutrofización, dando lugar a un problema mayor. Un valor óptimo se considera unos 0.025 mg/L (PADILLA ÁLVAREZ, 2009).

Si en el caso del amonio, los nitritos, etc. hubiese un resultado diferente o sospechoso siempre se puede utilizar un fotómetro, comparando la muestra con un blanco. Al ser un dispositivo muy sensible, o al menos más que los test colorimétricos, dará un valor exacto del parámetro, pudiéndose actuar si hubiese una situación anormal (mal funcionamiento del filtro biológico, exceso de alimentación, etc.).

Por lo que se refiere al resto de los parámetros, siempre hay que tener muy en cuenta la concentración de oxígeno, la salinidad y la temperatura de cada tanque.

El oxígeno se mide con un oxímetro (Figura 4A), un dispositivo que consta de un receptor de oxígeno con una membrana que lo capta y una pequeña pantalla digital donde se indican la concentración de oxígeno en mg/L, su nivel de saturación en porcentaje y la temperatura. Para medir el oxígeno se introduce el sensor del oxímetro en el agua y se deja unos segundos, moviéndolo suavemente; los valores fluctúan al principio pero a los pocos segundos comienzan a estabilizarse. Una vez lo han hecho, se puede anotar el valor obtenido.

El contenido de oxígeno es la concentración del mismo disuelto en el agua. La mayoría de los organismos necesitan una concentración mínima para poder sobrevivir, que depende de la temperatura y de la salinidad (cuanto mayores sean éstas, menor será el contenido en oxígeno). No obstante, también depende del aporte y consumo del mismo, por lo que ha de haber una fuente constante de este gas, lo que se consigue con la renovación del agua del tanque, que se obtiene generando corrientes mediante bombas, de manera que el agua está continuamente en movimiento; por otra parte, en la superficie hay chorros de agua que caen sobre ella, oxigenando el agua. Se considera que 5 mg/L es un contenido de oxígeno adecuado (PADILLA ÁLVAREZ, 2009), pero variará dependiendo de la cantidad de animales que haya en el tanque.

La salinidad se mide con un refractómetro (Figura 4B). Este dispositivo se basa en el fenómeno de la refracción de la luz (ver <http://www.pce-iberica.es/medidor-detalles-tecnicos/refractometros-manejo.htm>): la luz atraviesa un fluido con un determinado ángulo, y si atraviesa otro con una densidad distinta, lo hará con un ángulo también diferente. El dispositivo

es cilíndrico y en su interior contiene una escala de salinidad y densidad dividida en dos colores en paralelo, azul arriba y blanco abajo; por un extremo hay un ocular por donde se mira y en el otro extremo hay un prisma donde se coloca la muestra. Justo detrás del prisma hay un tornillo que se usa para calibrar el aparato, lo que ha de hacerse periódicamente: para ello se utiliza agua destilada pura, añadiendo unas gotas en el prisma y cubriéndolo con una placa que actúa a modo de tapadera, de modo que la muestra se extiende por completo por todo el prisma. La luz incide sobre el prisma y, gracias a una lente ubicada en el interior, atraviesa el cilindro con un ángulo de  $90^\circ$ , de tal manera que la escala de salinidad también será atravesada en ángulo recto. La escala está hecha de tal manera que la salinidad para el agua destilada debe ser cero y densidad uno, pues las dos fases de colores marcan ese valor. Si, por ejemplo, se echase una gota de un agua con cierto grado de salinidad, el ángulo de la luz no será de  $90^\circ$ , pues tiene una densidad diferente que hace cambiar el ángulo del haz de luz; la escala, por tanto, es atravesada también con este ángulo, viéndose desplazada la bifase de colores, marcando unos valores de densidad y salinidad determinados. Después de cada uso es imprescindible lavar con agua destilada y secar muy bien el prisma (DIEGO SÁNCHEZ, 2011).

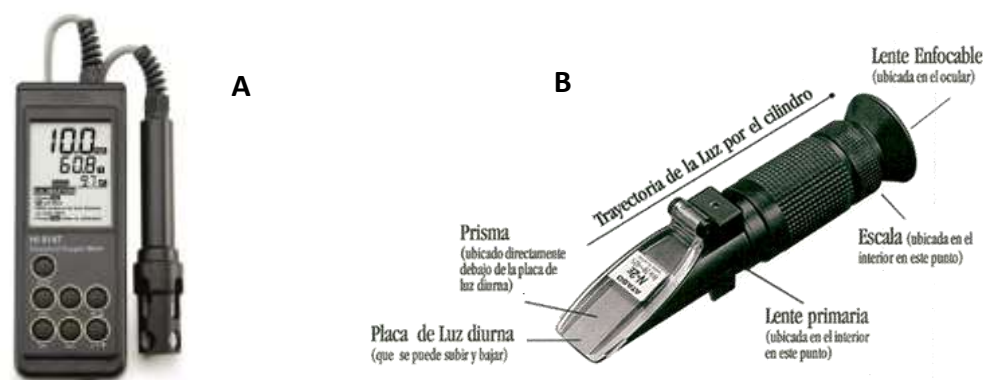


Figura 4.- A: Oxímetro

([http://dariocortes2007.mercadoshops.com.co/ox%C3%ADmetro\\_qOox%C3%ADmetroSM](http://dariocortes2007.mercadoshops.com.co/ox%C3%ADmetro_qOox%C3%ADmetroSM)).

B: Refractómetro (<http://proyectedecalibracion.blogspot.com.es/2011/11/refractometro.html>).

La temperatura se mide con un termómetro digital (generalmente cada tanque posee el suyo propio) o de mercurio. En el área de cuarentena, no obstante, es muy importante chequear la temperatura por si se produce un error o desajuste en los termómetros de los distintos tanques, así como también hay que tener en cuenta que la temperatura de los aportes del mar cambia con las estaciones.

El pH se mide con un pH-metro, un dispositivo que contiene una fina membrana de vidrio que separa dos soluciones con concentraciones de protones diferentes, que mide el potencial que se desarrolla entre ambas (una es conocida y la otra es la que se está midiendo). El pH no es más que el inverso de la concentración de protones, siendo mayor cuanto menor sea dicha concentración. El pH marino es alcalino (8.2 por lo general), pero puede haber variaciones. Los

peces suelen vivir en un intervalo entre 6 y 9, aunque no todos los organismos soportan grandes variaciones. El óptimo para los peces marinos es entre 8 y 8.3, mientras que para los de agua dulce es de 7 (PADILLA ÁLVAREZ, 2009).

La medición del pH es muy importante en los tanques que contengan corales, pues un pH ácido pone en juego la formación de los mismos; se trata de un parámetro que es medido constantemente, en estos casos, por un dispositivo conectado continuamente al propio tanque, que también mide el potencial redox.

Los valores de los parámetros se apuntan y quedan registrados en una base de datos en un ordenador, observando cómo varían en los diferentes días, semanas, meses e incluso años. Esto es muy útil ya que permite ver de forma rápida la evolución o los resultados de una medición concreta.

#### 6.3.5. TRANSPORTE DE LOS ANIMALES

Cuando un animal está enfermo, herido, o llega nuevo al acuario, ha de iniciar su estancia en el mismo por el área de cuarentena. Independientemente de su procedencia, lo primero que hay que tener en cuenta es su tamaño y, así, se preparará un tanque (o varios si son varios animales) de un volumen determinado. Previamente este tanque ha sido desinfectado con lejía diluida (hay unas tablas que indican la cantidad de lejía que hay que añadir dependiendo del volumen del tanque), aclarado y tratado con fuerte oxigenación o tiosulfato para eliminar los restos (también se puede usar lo que se conoce como cloram-X, una sustancia que además de desclorar elimina los restos de amoníaco, si bien resulta más caro). Tras el aclarado puede hacerse un test colorimétrico para detectar cloro, comparando los resultados con agua del grifo, pues esta última debe dar color y la del tanque no.

Una vez que el tanque está totalmente aclarado, se llena con agua dulce o salada teniendo en cuenta qué salinidad requerirá (se juega entonces con el aporte de agua dulce), se coloca un difusor con oxígeno y se busca la temperatura óptima, que es la misma de su procedencia, evitándose así un choque térmico. Si se requiere una temperatura elevada (30º, por ejemplo), se puede colocar en el propio tanque un calentador de vidrio cilíndrico, el cual puede tener un termostato y una escala en °C o °F o ambas (MILLS *et al.*, 2006).

El movimiento de los animales, es decir, su transporte, ha de ser lo más rápido posible y sin causarles más estrés del necesario, pues algunos llegan a herirse e incluso a morir durante el viaje.

Si vienen de otro acuario más o menos cercano se suelen transportar por carretera, en cubas adecuadas y tapadas para que la luz, las sombras y los ruidos no les afecten demasiado. Una vez llegan a su destino todo ha de hacerse con rapidez. Se pueden usar grandes bolsas de plástico especiales o salabres de goma, que evitan daños en la piel si los animales son grandes (como alitanes, por ejemplo). Si hay que descargar animales desde una furgoneta, y son de tamaño pequeño, se usan las bolsas y unos capachos para conducirlos poco a poco al área de cuarentena, donde les espera un tanque ya aclimatado.

El transporte a pie hasta el área de cuarentena ha de ser también rápido, pero muy delicado, pues al caminar los animales van a ser zarandeados, pudiendo sufrir daños. Cuando se llega a la cuba o tanque de destino, la mejor manera de soltar a los animales es sumergiendo la bolsa casi por completo e inclinarla suavemente por la apertura, de tal manera que los peces, por ejemplo, encuentren por sí mismos la salida.

Si se tratara de animales más grandes como alitanes, *Scyliorhinus stellaris* (Linnaeus, 1758), lo mejor es preparar una cuba mediana con un carro y pasarlos primero a ésta y luego a otra más grande en cuarentena. La mejor opción es con un salabre de goma, de tal manera que una vez se captura al animal es transferido de inmediato a la cuba.

Si proceden de un tanque de la zona de exposición del propio acuario, se hace de la misma manera; por lo general son suficientes una o dos personas, pues tal vez se trate de un individuo enfermo (o, al contrario, haya que cambiar de destino a un tanque entero y se requiera la asistencia ya descrita).

Si los animales que han llegado son nuevos, hay que suministrarles un tratamiento previo para desparasitarlos. Hay diferentes antibióticos y antiparasitarios, usándose unos u otros dependiendo de la especie que sea (mayor o menor sensibilidad), del presupuesto del acuario, etc. La opción más adecuada son los baños: en una cuba mediana, en la que se colocan los animales, con aireación y con tapa. Un requisito previo es que los animales hayan estado en ayunas, evitando que el tratamiento les sienta mal y lo vomiten; el antiparasitario, en polvo, se pesa según el volumen de agua en el que van a estar contenidos, pues si es demasiado pueden sufrir una intoxicación, y se coloca en una redcilla con un diámetro de malla determinado. Este diámetro debe permitir pasar el compuesto disuelto y no los granos, pues al tratarse de un baño, estos podrían dañar las branquias de los animales. Una forma muy eficaz es abrir la tapa por uno de los extremos, introducir las manos en la cuba con la redcilla e ir masajeándola poco a poco, disolviendo el contenido de la misma. Una vez que quedan restos imposibles ya de disolver, la tapa se coloca de nuevo y se deja actuar al antiparasitario durante un tiempo previamente estimado. Cuando ya ha transcurrido una media hora por ejemplo, los animales pueden ser retornados a su cuba de cuarentena (o tanque) mediante un salabre y ser alimentados.

A pesar de todo el cuidado, el estrés siempre va a ser protagonista, por lo que es necesaria la máxima delicadeza a la hora de manipular a los animales.

Si la estancia en cuarentena va a ser más o menos prolongada, periódicamente se expondrá a los animales a tratamientos, vigilando así su salubridad. Durante este periodo, se les suministrará la dieta que ingerirán en el acuario y serán vigilados diariamente, observando su comportamiento. Si se trata de especies muy sensibles se pueden colocar tapas para cerrar los tanques, evitando así que puedan asustarse ante la presencia humana.

Una vez que el animal esté recuperado y listo para ir a los tanques de exposición, se transporta de la manera ya descrita. Si, por ejemplo, ha de pasar a una temperatura diferente a la que está en cuarentena, previamente ha de ser aclimatado: se coloca en un capacho o cuba

durante unas horas con aireación y el agua en la que está, pero con una manguera se va suministrando poco a poco el nuevo agua, de tal manera que con el tiempo esta última llenará por completo el volumen y el animal no sufrirá ningún choque térmico. Previamente a este último movimiento se les suele suministrar otro tratamiento antiparasitario, evitando así que transmita algún parásito al tanque de exposición.

Una vez que está en el tanque en exposición ha de ser controlado y vigilar que se alimente. El resto de los animales del tanque podrían atacarlo, acosarlo, impedir que se pueda alimentar o incluso matarlo, por lo que es muy importante una revisión prácticamente constante. Los primeros días son vitales para que el resto de los animales y “el nuevo” se acostumbren a su presencia, y si todo va bien en poco tiempo estará totalmente integrado. Si, por el contrario, fuese atacado constantemente, se podría contemplar la idea de retirarlo y dejarlo en cuarentena (si está herido) o cambiarlo de tanque; si por desgracia fuese herido de extrema gravedad la mejor opción sería sacrificarlo. En el caso de un animal grande, hay la posibilidad de dejarlo dentro del tanque, aislado en una jaula y cerca de la superficie, de tal manera que el resto de los animales se acostumbrarán a su presencia. Una vez se estime que ha pasado el tiempo necesario, se libera y se observan su comportamiento y su integración.

Siempre que llega un animal se elabora una hoja de control de especies, en la que se hace constar su nombre científico, el número de individuos y el tanque donde es instalado. Los tratamientos se apuntan de igual modo, anotando el tiempo que va a durar, los días que se le suministra y el tanque en el que ha alojado. Estos datos se apuntan dos veces, existiendo un dietario donde se explican en detalle todos los movimientos, tratamientos y bajas que hayan ocurrido. Poco a poco estos controles se van pasando al ordenador, teniendo así un registro informatizado completo.

#### 6.3.6. GESTIÓN DE LAS BAJAS

En el área de cuarentena, al igual que en la de exposición, se hace una revisión diaria de los tanques, observando el comportamiento de los animales. Se deben eliminar los animales muertos de manera inmediata, ya que pueden servir como fuente de enfermedades para el resto de la población; por otro lado, el propio proceso de descomposición puede alterar la calidad del agua, con los consiguientes problemas para el resto de los peces.

La eliminación de los animales muertos se debe realizar conforme a la normativa de aplicación, de tal forma que los predadores o aves salvajes no tengan acceso a los restos y puedan propagar la enfermedad. Hay diferentes protocolos a seguir dependiendo de si las bajas son aves marinas (pingüinos), mamíferos (morsas, belugas), tiburones más o menos grandes [toro o *Carcharias taurus* (Rafinesque, 1810)],..., así como diferentes instituciones, según la especie a la que pertenece el animal muerto, con las que hay que ponerse en contacto para la retirada del cadáver.

Debe promoverse la realización de necropsias, para ayudar a determinar la causa de la muerte e identificar así una posible enfermedad, potencialmente infecciosa, antes de que se propague en la población del acuario. Así mismo es posible guardar muestras de tejidos en

caso de enfermedades raras, pudiendo así ser mandadas a la autoridad veterinaria competente (EIRAS *et al.*, 2008).

### 6.3.7. ENFERMEDADES

Son una de las principales causas de mortalidad en los acuarios, siendo un factor a tener muy en cuenta. Los factores ambientales desfavorables o una alimentación inadecuada actúan de forma perjudicial sobre la salud de los animales, disminuyendo su capacidad de resistencia al tener el sistema inmune debilitado. Esta situación puede ser aprovechada por agentes oportunistas, los cuales ante esta situación son capaces de infectar y desarrollar la enfermedad cuando en otras condiciones les resultaba imposible.

Las enfermedades se clasifican, según el agente que las origina, en dos grandes grupos: infecciosas y no infecciosas. Las primeras, también conocidas como “enfermedades biológicas”, son originadas por microorganismos vivos, tales virus, bacterias, hongos y protozoos, mientras que las segundas son las causadas por otros factores, pero nunca por patógenos, como una mala nutrición, genética, etc. Los peces, al igual que cualquier animal, pueden manifestar estas enfermedades por alteraciones del comportamiento que afectan principalmente a las funciones de relación y de nutrición, trastornando el equilibrio estático o locomotor, el mimetismo, su dinamismo, etc. (RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ *et al.*, 2001), lo cual hace posible un diagnóstico temprano.

Las enfermedades infecciosas se pueden propagar directamente desde el individuo infectado, a través de la piel o las membranas mucosas, o indirectamente, cuando el animal infectado contamina el agua por las heces, el alimento, etc. (KINKELIN *et al.*, 1991), pudiéndose paliar con un tratamiento adecuado. Estas enfermedades pueden transmitirse de manera vertical, de padres a hijos, y de manera horizontal, entre individuos de una población; esta última transmisión puede ser: directa, cuando el patógeno se transmite por contacto entre el organismo infectado y uno sano o por ingesta del primero, e indirecta, a través de los llamados vectores (CORDERO DEL CAMPILLO *et al.*, 1999), que pueden ser mecánicos, cuando el organismo solamente transporta al agente patógeno, o biológicos, donde el agente cumple parte de su ciclo en el organismo vector.

Cabe destacar que los propios utensilios utilizados durante la manipulación de los animales pueden actuar como vectores, pues si no se desinfectan adecuadamente pueden contener restos de patógenos, pudiendo infectar a organismos sanos. Lo mismo ocurre con el agua en la que se encuentran, la cual, si no es tratada debidamente (UV, ozono, etc.) puede contener los patógenos, convirtiéndose en un foco de infección.

A continuación mencionamos las enfermedades infecciosas más comunes entre los animales de los acuarios de exhibición, las cuales no se explican detalladamente por razones de espacio. Son enfermedades causadas por virus: linfocistosis, viruela de la carpa, necrosis pancreática infecciosa (IPN), septicemia hemorrágica vírica (VHS) y necrosis hematopoyética infecciosa (IHN). Enfermedades causadas por bacterias: podredumbre de las aletas, septicemia hemorrágica bacteriana y tuberculosis. Enfermedades causadas por hongos: branquiomycosis,

ictiosporidiosis y saprolegniasis. Enfermedades causadas por protozoos: costiasis y criptocarioniasis o enfermedad del punto blanco marino. Enfermedades causadas por metazoos, en cuyo caso se habla de infestación (son parásitos): dactilogiritis, liguliasis, presencia de nematodos intestinales y ergasilosis (TETON, 2003).

Las enfermedades no infecciosas pueden ser producidas por distintos agentes no biológicos, clasificándose así en: físico-químicas, producidas por intervalos inadecuados de los parámetros ambientales, como la temperatura, el nivel de oxígeno disuelto, el pH, la concentración de los sólidos en suspensión, la concentración de compuestos nitrogenados, etc.; nutricionales, debidas a la cantidad o la calidad del alimento ingerido, a la toxicidad generada por un manejo inadecuado de los alimentos, etc.; denso-dependientes, producidas por densidades de cultivo inadecuadas (BALBUENA RIVAROLA *et al.*, 2011). Si bien no son contagiosas, usualmente no pueden ser tratadas, por lo que pueden provocar grandes pérdidas económicas en las instalaciones. Entre las más importantes se encuentran la intoxicación por cloro o por otras sustancias irritantes y el estreñimiento.

#### 6.3.8. TRATAMIENTOS

Los individuos enfermos han de ser aislados siempre en el área de cuarentena y tratados, si es que existe tratamiento, durante un periodo de tiempo determinado. Una vez finalizado el tratamiento, y si están recuperados, volverán al tanque de exposición desinfectándose el tanque usado para su tratamiento, así como todo el material usado.

Los brotes patógenos deben ser prevenidos, contenidos y gestionados mediante la monitorización del estado de salud de los animales, un rápido diagnóstico y la aplicación de tratamientos apropiados, siempre bajo prescripción y supervisión veterinaria. Para evitar posibles contagios cuando se introducen ejemplares silvestres es necesario asegurarse de que el stock capturado e introducido en los sistemas de producción está en perfecto estado sanitario, además del conveniente período en cuarentena.

Entre los tratamientos empleados se puede hablar de fármacos de uso profiláctico y de uso terapéutico (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015), entre los que se incluye un amplio rango de antibióticos, vacunas, desinfectantes, anestésicos, etc., que combaten infecciones microbianas y parásitos. No obstante, sólo un pequeño número de medicamentos y productos químicos ha sido aprobado para su uso. Las razones son: impactos negativos sobre el medio ambiente, que depende del tiempo de biodegradación de los mismos, de los productos generados durante su desintegración y de su tendencia a la acumulación en los tejidos, los efectos tóxicos sobre especies a las que no van dirigidos (no diana); la presencia de cepas bacterianas resistentes que pueden amenazar las actividades acuícolas y que potencialmente pueden ser transferidas a la cadena alimenticia humana (esto se contempla especialmente para la acuicultura).

El uso de antibióticos para paliar las enfermedades es un tema que la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), la Organización Mundial de la Salud (OMS), la Oficina Internacional de Epizootias (OIE) y varios gobiernos nacionales han



planteado, concretamente en relación con un uso irresponsable de los mismos, una dosificación excesiva y una inadecuada neutralización o dilución previas a su posible descarga hacia el medio ambiente (ver <http://www.oie.int/es/para-los-periodistas/comunicados-de-prensa/detalle/article/protecting-the-effectiveness-of-antibiotics-we-can-all-contribute/>). La ingesta no intencionada de antibiótico en forma de residuo en el alimento, en este caso el pescado, puede causar problemas directos para la salud humana, además del desarrollo de resistencia a los mismos en bacterias que son patógenas para los seres humanos.

La administración de estos compuestos puede hacerse de tres maneras: de forma oral con el alimento, como es el caso de los enriquecimientos en vitaminas, ácidos grasos, etc.; en inyección, muy estresante para el animal, por lo que es el método menos usado, y por baño o inmersión, diluyendo el medicamento en un volumen de agua que contiene a los animales. Con este último es posible tratar a la vez a un gran número de individuos, siendo el que más se usa y el que normalmente provee mejor protección (OTERO MANEIRO & LOZA ALONSO, 2015).

Los medicamentos más utilizados en los acuarios de exhibición son: antibióticos (oxitetraciclina, enrofloxacin, ceftazidima, trimetoprim, neomicina, florfenicol), antiparasitarios (praziquantel, formol, sulfato de cobre, metronidazol). Asimismo, se pueden administrar estimulantes corticoides (dexametasona) y estimulantes respiratorios (docatone), ambos suministrados mediante inyección.

En general la prioridad debe ser la prevención de enfermedades, más que pensar en su tratamiento. Las buenas prácticas acuícolas, el seguimiento rutinario y la bioseguridad, son los mejores determinantes de la salud de los peces; sin embargo, cuando alguno de estos factores falla, puede pensarse en tratamientos, que deben ser recomendados previamente por un especialista (BALBUENA RIVAROLA *et al.*, 2011).

En el caso en que se tuviera que sacrificar un animal, una manera óptima es asestando un golpe seco con un objeto duro en la parte posterior de la bóveda craneana, entre los ojos, o mediante un corte limpio por detrás de la cabeza en peces pequeños, por electroshock en caso de anguilas (REICHENBACH-KLINKE *et al.*, 1982), por congelamiento o por anestésico.

## **7. A MODO DE CONCLUSIONES: ASPECTOS A MEJORAR**

Dado el tipo de trabajo que se ha realizado, resulta complicado establecer unas conclusiones como tales, aunque sí es posible elaborar una serie de aspectos a mejorar teniendo en cuenta los conocimientos adquiridos durante la realización de las prácticas en el acuario de Gijón y de las que deriva este Trabajo Fin de Máster.

Entre los aspectos que, desde mi punto de vista, se pueden mejorar en el Acuario de Gijón se encuentran los siguientes:

1. El hacinamiento de los animales. Al carecer de espacio suficiente, se tiende a tener un número demasiado alto de individuos por tanque, lo cual podría generar situaciones de estrés.

2. Sería interesante colocar materiales que amortiguasen las pisadas o los posibles golpes al caer material al suelo, evitando así mucho estrés a los animales.
3. Algunas áreas pueden resultar incómodas para elaborar ciertas tareas, lo cual no ayuda ni al trabajador ni a los propios animales.
4. Un último aspecto, enfocado más con la realización de las prácticas, sería explicar detalladamente cómo funciona el área de cuarentena, la toma de agua del mar y su posterior desinfección, su distribución en los tanques, su adecuación, etc., así como las posibles patologías que se pueden encontrar y cómo establecer un diagnóstico rápido de las mismas.

Resulta difícil esclarecer aspectos a mejorar, porque se trata de una actividad bien conocida, en la que los objetivos y las actividades están bien planificados. Todo el personal está muy bien cualificado, conocen muy bien las normas y el uso de todo el material, y en cuanto al trato animal se refiere, son muy respetuosos, además de disponer de una veterinaria que se encarga del seguimiento de los animales.

## 8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BALBUENA RIVAROLA, E.D., RÍOS MORINIGO, V.M., FLORES NAVA, A., MEZA, J., GALEANO, A., 2011. *Manual Básico de Sanidad Piscícola*, Paraguay: FAO, 51 pp.
- BARBOSA, A., 2009. The role of zoos and aquariums in research into the effects of climate change on animal health. *International Zoo Yearbook*, 43: 131-135.
- EIRAS, C.J., HELMUT, S., WAHLI, T. & KAPOOR, B.G., 2008. *Fish Diseases, volume 2*. Primera ed. Enfield, New Hampshire: Science Publishers, 1312 pp.
- CORDERO DEL CAMPILLO, M., ROJO VÁZQUEZ, F. A., MARTÍNEZ FERNÁNDEZ, A. R., SÁNCHEZ ACEDO, M. C., HERNÁNDEZ RODRÍGUEZ, S., NAVARRETE LÓPEZ-COZAR, I., DÍEZ BAÑOS, P., 1999. *Parasitología Veterinaria*. Segunda ed. Madrid: McGraw-Hill Interamericana, 969 pp.: 49-54.
- FRASER, J. & SICKLER, J., 2009. Measuring the cultural impact of zoos and aquariums. *International Zoo Yearbook*, 43: 103-112.
- GIPPOLITI, S., 2012. *Ex situ* conservation programmes in European zoological gardens: Can we afford to lose them?. *Biodiversity Conservation*, 21: 1359–1364.
- KINKELIN, P., MICHEL, C. & GHITTINO, P., 1991. *Tratado de las enfermedades de los peces*. Segunda ed. Zaragoza: Acribia, S.A., 353 pp.
- LLORET PINEDA, J., 2006. *Diseño, instalación y mantenimiento de un acuario de exposición de agua dulce*. Proyecto Fin de carrera de Ingeniería Química, Universidad de Cádiz, Cádiz, 509 pp.
- MILLS, D., SAND, D. & SCOTT, W.P., 2006. *Todo el Acuario*, Sexta ed. Madrid: El Drac, S.L., 317 pp.: 14-18.

- OTERO MANEIRO, R. & LOZA ALONSO, A., 2015. *Técnicas de cultivo de cría de especies acuícolas. Actividades de cultivo de plancton y cría de especies acuícolas*. Primera ed. Sevilla: Eduforma, 223 pp.
- PADILLA ÁLVAREZ, F., 2009. *Fundamentos de Acuicultura*. Primera ed. Córdoba: Servicio de Publicaciones. Universidad de Córdoba, 189 pp.
- REAL ACADEMIA ESPAÑOLA, 2001. *Diccionario de la Lengua Española*. Vigésima segunda ed. Madrid: Rotapapel, S.L., 1614 pp.: 27.
- REICHENBACH-KLINKE, H.H. AHNE, W., NEGELE, R. -D., OLLENSCHLÄGER, B., POPP, W., SPIESER, O., & WOLF, K., 1982. *Enfermedades de los peces*. Segunda ed. Zaragoza: Acribia, S.A., 507 pp.
- RHYNE, L.A., 2010. The importance of open access in technology transfer for marine ornamental aquaculture: The case of hobbyist-led breeding initiatives. *AAFL Bioflux*, 3(3): 269-272.
- RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ, M., RODRÍGUEZ CÁZARES, D.G., MONROY GARCÍA, Y. & MATA SOTRES, J.A., 2001. Manual de Enfermedades de Peces. *Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico*, 3(15): 1-14.
- TETON, J., 2003. *Guía técnica de la acuariofilia*. Segunda ed. Madrid: Tursen S. A./ H. Blume, 320 pp.

#### Recursos de Internet:

- Aquariofilia.es*. <http://www.aquariofilia.es/marinos--nano.html>. Último acceso: 1 Noviembre 2015.
- BMA Biblioteca Informativa*. [www.bma.acuamundomexico.com.mx](http://www.bma.acuamundomexico.com.mx). Último acceso: 3 Noviembre 2015.
- DIEGO SÁNCHEZ, T., *Proyecto de calibración*. <http://proyectedecalibracion.blogspot.com.es/2011/11/refractometro.html>. Último acceso: 17 Noviembre 2015.
- EcuRed*. 2009. [www.ecured.cu](http://www.ecured.cu). Último acceso: 5 Noviembre 2015.
- FishBase*. <http://fishbase.org/search.php>. Último acceso: 23 Noviembre 2015.
- GALLEGO GARCÍA, R.J., 2006. *Acuario*. <http://acuario.blogcindario.com>. Último acceso: 18 Octubre 2015.
- Infomascota*. <http://www.infomascota.info/2015/06/01/la-carpa-dorada-o-carpin-condiciones-de-mantenimiento-en-casa>. Último acceso: 13 Octubre 2015.
- OIE Organización Mundial de Sanidad Animal. <http://www.oie.int/es/para-los-periodistas/comunicados-de-prensa/detalle/article/protecting-the-effectiveness-of-antibiotics-we-can-all-contribute/>. Último acceso: 21 Noviembre 2015.
- PCE Ibérica S.L. <http://www.pce-iberica.es/medidor-detalles-tecnicos/refractometros-manejo.htm>. Último acceso: 21 Noviembre 2015.

*PMF Acuariología-Filtros.* <http://fins.actwin.com/mirror/es/filtros.html>. Último acceso: 21 Noviembre 2015.

*Teleimport.* <http://dariocortes2007.mercadoshops.com.co/ox%C3%ADmetroqOox%C3%ADmetroxSM>. Último acceso: 21 Octubre 2015.

*World Register of Marine Species.* <http://www.marinespecies.org/>. Último acceso: 5 Noviembre 2015.