


**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

The seal of the University of Cádiz is a circular emblem. It features a central figure, likely a saint or historical figure, seated on a throne. Above the figure is a crown. The seal is surrounded by a Latin inscription: "CETTERAS ORBIS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER".

**Planta de cultivos marinos
Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos, (CASEM)
Universidad de Cádiz, España**


**Presentado por:
Jose Andrés Ponce Hernández**

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura**

Guatemala, febrero de 2011

**Universidad de San Carlos de Guatemala
Centro de Estudios del Mar y Acuicultura**

**Informe final
Práctica Profesional Supervisada**

The seal of the University of Cádiz is a circular emblem. It features a central shield with a figure holding a staff, surrounded by various heraldic symbols including a crown, a lion, and a castle. The shield is set against a blue background with a white border containing the Latin motto: "CETERAS ORBIS CONSPICUA CAROLINA ACADENIA COACTEMALENSIS INTER".

**Planta de cultivos marinos
Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos, (CASEM)
Universidad de Cádiz, España**

**Presentado por:
Jose Andrés Ponce Hernández**

**Para otorgarle el Título de
Técnico en Acuicultura**

Guatemala, febrero de 2011

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA**

CONSEJO DIRECTIVO

Presidente	M.Sc. Erick Roderico Villagrán Colón
Coordinadora Académica	M.Sc. Norma Edith Gil Rodas de Castillo
Representante Docente	Ing. Agr. Gustavo Adolfo Elías Ogaldez
Representante del Colegio de Médicos Veterinarios y Zootecnistas	M.Sc. Aldo Vinicio Leiva Cerezo
Representante Estudiantil	T.A. Jesús Alfredo Guzmán Cáceres
Representante Estudiantil	Br. Sofía del Carmen Morales Navarro

Carta del Coordinador Académico donde aprueba el documento y autoriza su impresión.

ACTO QUE DEDICO

- A DIOS FUENTE DE TODA SABIDURIA
- A MI ESPOSA Siria del Carmen Milián de Ponce
Con amor, por su apoyo incondicional
- A MI HIJO Santiago Ponce Milián
- A MIS PADRES Jorge Fernando Ponce Asturias
Silvia Hernández Santa Cruz de Ponce
- A MIS HERMANOS Jose Pablo Ponce Hernández y Jose Ignacio Ponce Hernández
- A MIS Amigos en general
- A MI PAIS Guatemala
- A LA UNIVERSIDAD DE CADIZ, ESPAÑA
- A LA PLANTA DE CULTIVOS MARINOS DEL CENTRO ANDALUZ SUPERIOR DE ESTUDIOS MARINOS
- AL CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA
- A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

AGRADECIMIENTOS

A DIOS

A LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

AL CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA

A LA PLANTA DE CULTIVOS MARINOS DEL CENTRO ANDALUZ SUPERIOR DE ESTUDIOS MARINOS

A TODOS LOS CATEDRATICOS DEL CEMA

RESUMEN

En el presente documento se presenta el informe final de la práctica profesional supervisada (PPS), del Centro de Estudios del Mar y Acuicultura, (CEMA), de la Universidad de San Carlos de Guatemala, esta práctica se realiza en el sexto ciclo de la carrera de Técnico en Acuicultura.

La práctica se realizó en la Planta de Cultivos Marinos, del Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos CASEM, de la Universidad de Cádiz, en España. Este centro se dedica específicamente a ejecutar la prestación del servicio del cultivo de especies marinas con un exigente grado de calidad, cumpliendo con todos los requisitos legales y reglamentarios de aplicación en las instalaciones y proyectos, satisfaciendo los requerimientos de los clientes y usuarios y con el interés permanente de evolucionar hacia la continua mejora y eficacia del Sistema de Gestión de Calidad e I+D+i, esta planta llena los requisitos establecidos en la norma UNE-EN ISO 9001:2000 y UNE 66002:2006.

La práctica de campo fue desarrollada en distintas líneas de trabajo entre las que se incluye; técnicas de engorde, clasificación, anestesiado mantenimiento y control de parámetros biométricos de alevines y juveniles de Dorada , Lubinas y Lengüado; tratamientos profilácticos en poblaciones de peces; mantenimiento y metodología para la obtención de puestas en reproductores de doradas y seguimiento de la madurez por marcaje con microchips en los ejemplares; técnicas de obtención, recolección y control de calidad de puestas de Dorada, así como de las tasas de eclosión e incubación de larvas; mantenimiento y técnicas de cultivos de cepas y cultivos masivos en dos especies de rotíferos; técnicas de eclosión y cultivo de Artemia Salina; cultivos y técnicas de producción de microalgas en cámara de cultivo; mantenimiento de cepas de microalgas como banco de cepas; control de parámetros de calidad de agua en unidades de cultivo; mantenimiento del bienestar animal aplicado a peces experimentales y colaboración en el diseño y montaje de infraestructuras y procesos experimentales de la planta de cultivos marinos.

ÍNDICE DE CONTENIDO

No.	CONTENIDO	Página
1.	Introducción	1
2.	Objetivos	3
2.1	General	3
2.2	Específicos	3
3.	Descripción general Planta de Cultivos Marinos	4
3.1	Ubicación geográfica	4
3.2	Descripción general de Cádiz	5
3.3	Condiciones climáticas	5
3.4	Altitud	6
3.5	Zonas de vida	6
3.6	Vías de acceso	6
3.7	Actividades productivas de la Planta de Cultivos Marinos	7
3.8	Extensión y espejo de agua dedicado a la acuicultura	7
3.9	Objetivos de la Planta de Cultivos Marinos	7
3.10	Plano de ubicación de la planta dentro de la Universidad	8
4.	Aspectos Administrativos	10
4.1	Organigrama y descripción de puestos	10
4.1.1	Actividades realizadas por cada uno de los grupos	11
4.2	Controles de personal	12
4.3	Número de empleados	12
4.4	Licencia de acuicultura	12
4.5	Planificación de actividades	13
5.	Características de la fuente de agua	14
5.1	Fuente	14
5.2	Características físico-químicas del agua	14
5.3	Caudal	14
5.4	Tipo y número de tanques	15
5.5	Manejo general de estanques	15
5.6	Sistema de registro de parámetros de calidad de agua	15
6.	Aspectos del cultivo de Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	17
6.1	Especies y líneas cultivadas	17
6.2	Características biológicas de las especies y líneas cultivadas	18
6.2.1	Biología	18
6.3	Morfología	18
6.4	Taxonomía	19
6.5	Distribución geográfica	19
6.6	Sistema de cultivo y/o procesamiento	20
6.6.1	Parámetros ambientales	20
6.6.2	Hábitos alimenticios	20
6.6.3	Reproducción	20

7.	Manejo general de la producción acuícola de la Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	22
7.1	Reproducción y manejo de reproductores	22
7.2	Incubación	23
7.3	Cultivo larvario	25
7.4	Nursery	27
8.	Manejo del alimento	29
8.1	Control de Calidad	29
8.2	Condiciones y tiempo de almacenamiento	30
8.3	Tipo de alimento utilizado en las diferentes etapas de producción	30
9.	Sistemas de alimentación	31
9.1	Alimentadores	31
9.2	Tablas utilizadas	31
9.3	Horario y frecuencia alimenticia	31
9.4	Relación temperatura alimento	31
9.5	Ajuste de la ración	31
9.6	Características nutricionales del alimento	32
9.7	Conversión alimenticia	32
9.8	Porcentaje de mortalidad	33
9.9	Duración del periodo de cultivo	33
10.	Actividades realizadas durante la práctica de campo	34
10.1	Cultivo de Fitoplancton	34
10.1.1	Preparación de tubos de ensayo para cepas de Fitoplancton	34
10.1.2	Preparación matraces para cultivo de Fitoplancton	34
10.1.3	Medida de pH del cultivo de Fitoplancton	35
10.1.4	Mantenimiento de cultivo en cámara de inóculos	35
10.1.5	Agitado de tubos de ensayo con cepas	36
10.1.6	Resembrado de Fitoplancton para mantener el cultivo	36
10.2	Cultivo de Zooplancton	37
10.3	Cultivo de peces	40
10.4	Tanque de cultivo de Lenguados	41
10.5	Tanque con reproductores de Dorado	41
10.6	Sifoneado	42
10.6.1	Sifoneo de tanque de cultivo de Lenguados	42
10.6.2	Sifoneo de un tanque de cultivo de Lubinas	43
10.6.3	Sifoneo de un tanque circular para cultivo de peces	43
10.7	Muestreo de tanque de cultivo de Doradas	43
10.8	Muestreo de tanque de cultivo de Lubinas	44
10.9	Muestreo de tanque con reproductores de Dorada	44
10.10	Puesta de reproductores de Dorada	45
10.11	Conteo de huevos	46
10.12	Incubación de Huevos de Dorada	46
10.13	Muestreo de incubación de huevos de Dorada	47

10.14	Muestreo de tanques con machos de Dorada	47
10.15	Muestreo de tanque de cultivo de Lenguados	48
10.16	Clasificación de tanque de cultivo de Lenguados	49
10.17	Baño profiláctico a tanque de cultivo de Lenguados	49
10.18	Pienso para alimentación de peces	49
10.19	Alimentación en comedero de cuerda	50
10.20	Alimentación de reproductores de Dorada	50
10.21	Preparación de alimento fresco para reproductores de Dorada	50
10.22	Cultivo de peces en cuarentena	51
10.23	Higiene y limpieza de material de trabajo	51
	10.23.1 Matraces	51
	10.23.2 Piedras de aireación	51
	10.23.3 Sifones	52
	10.23.4 Artes de pesca y escobas	52
	10.23.5 Depósitos de mantenimiento de material de los tanques de cultivo	52
	10.23.6 Trapos de limpieza de tanques de cultivo	52
	10.23.7 Varillas para aireación de matraces	52
11.	Conclusiones	53
12.	Recomendaciones	54
13.	Bibliografía	55
14.	Anexo	56

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1	Climática de Cádiz	6
Cuadro No. 2	Tipo de alimento utilizado según biomasa del tanque de cultivo	30
Cuadro No. 3	Alimentación en función de la temperatura del agua	31
Cuadro No. 4	Valor Nutritivo del alimento	32

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1	Certificado ECA-ISO9001, Español
Anexo 2	Certificado ECA-UNE166002, Español
Anexo 3	Política de Calidad e Investigación, desarrollo e innovación
Anexo 4	Valor Nutritivo del alimento y tabla de orientación para calculo de ración
Anexo 5	Régimen de Alimentación para Dorada
Anexo 6	Programa de coalimentación y destete

INDICE DE FIGURAS

Figura No. 1.	Universidad de Cádiz	4
Figura No. 2	Cádiz dentro de España	4
Figura No. 3	Localización Planta de Cultivo	8
Figura No. 4	Croquis Planta Cultivos Marinos	9
Figura No. 5	Organigrama	10
Figura No. 6	Tanques de distribución de agua	14
Figura No. 7	Sensores para determinar nivel de agua	14
Figura No. 8	Limpieza de tanques de cultivo	15
Figura No. 9	Equipo para medición de parámetros	16
Figura No. 10	<i>Sparus aurata</i>	17
Figura No. 11	Distribución geográfica para localización de Dorada	20
Figura No. 12	Boleta de gestión de calidad	29
Figura No. 13	Cepas de micro algas	34
Figura No. 14	Matraz autoclaveado	34
Figura No. 15	Potenciómetro digital	35
Figura No. 16	Cultivo de micro algas	35
Figura No. 17	Agitador de tubos de ensayo	36
Figura No. 18	Cultivo de micro algas	36
Figura No. 19	Cultivo de zooplancton vista en microscopio	37
Figura No. 20	Resembrado de rotífero Bs.	38
Figura No. 21	Tanque de cultivo de rotíferos	39
Figura No. 22	Sifoneando tanques	42
Figura No. 23	Muestreo de Dorada	43
Figura No. 24	Huevos viables	46
Figura No. 25	Huevos no viables	46
Figura No. 26	Eclosión de larva de Dorada	47
Figura No. 27	Muestreo de Lenguado	48
Figura No. 28	Alimentador de cuerda	50
Figura No. 29	Preparación de alimento fresco	50
Figura No. 30	Piedras aireadoras	51
Figura No. 31	Desinfección de sifones	52
Figura No. 32	Desinfección de varillas	52

1. INTRODUCCION

La **Universidad de Cádiz** es la Universidad Pública de la Provincia de Cádiz, en la comunidad autónoma española de Andalucía. Fue fundada en el año 1979. En ella se ofertan 61 titulaciones, estudian (según datos del curso 2007-2008) 17.280 alumnos y trabajan 1.698 profesores y 680 profesionales de administración y servicios.

Entre sus aspectos peculiares podemos destacar la especialización que tiene la universidad en las disciplinas de ciencias del mar, ciencias náuticas e ingenierías navales. Todas ellas se imparten en el Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos (CASEM), situado en el Campus de Puerto Real.

Actualmente la universidad es una de las máximas instituciones de la provincia de Cádiz y dado su carácter abierto, cosmopolita y su proyección atlántica acoge a estudiantes de los cinco continentes con importantes convenios de intercambio con universidades hispanoamericanas, rusas y africanas. Igualmente también forma parte del Programa Europeo Erasmus.

El Centro de Estudios del Mar y Acuicultura CEMA es una Unidad Académica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, que pertenece al programa de Centros Regionales Universitarios.

El CEMA se creó como parte de la política general de regionalización de la Universidad de San Carlos de Guatemala y de acuerdo a los criterios de las vocaciones agroecológicas de las diferentes regiones del país.

En el año 1980 egresa la primera y única promoción de diez Técnicos en Acuicultura. A partir de ese año, CEMA funcionó en la sede del Jardín Botánico en la ciudad capital, sin desarrollar docencia, atendiendo únicamente programas de investigación en Monterrico, Taxisco y de Extensión en Zunil, Quetzaltenango.

En 1985, por Acuerdo de Rectoría, se integra una comisión de reestructura de CEMA y se reinicia la carrera de Técnico en Acuicultura en el año 1986, utilizando como sede algunas instalaciones de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, donde funcionó hasta junio de 1998.

Con el objetivo de complementar la formación de los técnicos a nivel de licenciatura el Consejo Superior Universitaria, el 19 de abril de 1989, en el Punto Quinto, del Acta No. 21-89, aprueba el inicio de la carrera a Nivel de Licenciatura en Acuicultura y su pensum de estudios.

El Técnico en Acuicultura a nivel de pregrado, se ha fundamentado en el conocimiento científico tecnológico de las ciencias acuáticas, esta capacitado para participar en el desarrollo integral del campo acuícola, de acuerdo a las características del país y garantizar la disponibilidad de alimento en esta actividad. Este técnico tiene una serie de capacidades que puede desempeñar entre las que podemos enumerar las siguientes:

- Supervisar programas de desarrollo acuícola
- Asesorar y supervisar programas de extensión acuícola
- Participar en el diseño de granjas o estaciones para cultivo de las especies acuícolas, en atención al conocimiento del terreno, la disponibilidad del agua y las propiedades físico-químicas de la misma, así como determinar las especies más recomendables para el cultivo.
- Conocer el equilibrio que guarda la tierra y el agua corriente o embalsada, dulce, salobre y marina de determinado lugar, así como las relaciones nutritivas de animales y vegetales en ambientes y comunidades en que se desarrollan las especies directa e indirecta y las que pueden ser fomentadas mediante el cultivo parcial o total.

Para finalizar la etapa del perfil técnico es necesario que los estudiantes realicen una práctica de campo, y en esta oportunidad el CEMA y la Universidad de Cádiz realizaron una alianza para que algunos de sus estudiantes puedan realizar prácticas en el laboratorio de Cultivos Marinos de esta universidad por lo que a continuación se presentan los esfuerzos materializados en la práctica de uno de estos en tan prestigiosa universidad.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Confrontar al estudiante en el ambiente de trabajo de la Carrera de Técnico en Acuicultura, a través de una práctica directa, en un contexto empresarial o institucional, y un espacio territorial determinado.

2.2. Objetivos específicos

2.1.1 Proveer la oportunidad de participar en actividades reales propias del Manejo de los Recursos Hidrobiológicos del país, mediante la inserción en la Planta de Cultivos Marinos, del Centro Andaluz Superior de estudios Marinos ubicado en Puerto Real, Cádiz, España.

2.1.2 Retroalimentar el proceso de enseñanza-aprendizaje mediante la integración de los conocimientos y experiencias teórico-prácticas adquiridas.

2.1.3 Propiciar el desarrollo y ejercicio de los valores morales y éticos en el desempeño profesional.

3. DESCRIPCIÓN GENERAL PLANTA DE CULTIVOS MARINOS CENTRO ANDALUZ SUPERIOR DE ESTUDIOS MARINOS, (CASEM), UNIVERSIDAD DE CADIZ, ESPAÑA

El Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos (CASEM), (Figura No. 1), fué creado en 1,992, reuniendo a las tres escuelas y facultades dedicadas a asuntos marinos de la Universidad de Cádiz: la Facultad de Ingeniería Técnica Naval y la (por aquel entonces) Facultad de Ciencias del Mar (actualmente Facultad de Ciencias del Mar y Ambientales). Está situado en el Campus de Puerto Real de la Universidad de Cádiz, en las cercanías del Parque



Natural Bahía de Cádiz.

3.1 Ubicación geográfica

Coordenadas geográficas:

36°31'45"N 6°11'31"O / 36.52917, -
6.19194

Altitud 8 msnm

Distancia 12 km a Cádiz

Superficie 195,96 km²

Esta ubicación se refiere al municipio de Puerto Real, (Figura No. 2), lugar donde se encuentra ubicado el Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos (CACEM)

Limita con los municipios de San Fernando al suroeste (SO), Jerez de la Frontera al norte (N), Chiclana de la Frontera al sur (S), Medina Sidonia al sureste (SE) y El Puerto de Santa María al noroeste (NO).



Figura No. 2. Cádiz dentro de España (Wikipedia Puerto Real, 2011)

3.2 Descripción general de Cádiz

En el año 2009 contaba con 40.183 habitantes. La extensión de su término municipal es de 197 km² y tiene una densidad de 202,33 hab/km². Pertenece a la región de Andalucía que es la comunidad autónoma con mayor número de habitantes y la segunda de España en superficie. Esta región cuenta con dos tipos de playas, las que corresponden al Océano Atlántico en el litoral de Huelva y Cádiz (Costa de la Luz), que son amplias, de arena fina y fuerte oleaje; y las del Mediterráneo que van desde el Estrecho de Gibraltar hasta Almería (Costa del Sol, Costa Tropical y Costa de Almería), al abrigo de los vientos y con aguas más cálidas. Sus tierras están cruzadas por el río Guadalquivir, padre de antiquísimas civilizaciones, y otras que dejaron a sus orillas una huella monumental impresionante. Adicionalmente sus montañas de Sierra Morena y Sistemas Béticos, donde se encuentran las cumbres más altas de la península; Mulhacén y Veleta, ofrecen paisajes de increíble belleza.

3.3 Condiciones climáticas

Por su situación geográfica, la ciudad de Cádiz, en el aspecto climatológico está entre lo que se considera un clima propio del Mediterráneo y al característico de la zona meridional del Atlántico europeo. A este clima se le llama mediterráneo oceánico de la costa atlántica. Así la temperatura media anual, calculada en un periodo de 27 años (1961-1988) es de 18,1 °C, propia de la región Mediterránea, que viene corroborado por la media de las temperaturas máximas en el mes más cálido (agosto) con 27,7 °C mientras que la media de las temperaturas mínimas en el mes más frío (enero) se sitúa en 9,9 °C. En 2007, Cádiz fue con Granada la cuarta ciudad más soleada de España, con 3.016 horas de sol, según se desprende de los datos de los que dispone el Instituto Nacional de Estadística, recogidos en su anuario estadístico, (Cuadro No. 1).

El clima mediterráneo se caracteriza por ser de lluvias estacionales. Pero su distribución es la inversa a la del clima de la zona intertropical. No llueve en verano, lo que genera un gran estrés hídrico. Por otro lado, los meses de invierno pueden llegar a helar. Las precipitaciones anuales son intermedias entre las de los climas templado y tropical y las del subtropical (oscilan entre los 400 y 800 mm generalmente). Así pues, este es una mezcla de clima templado con características tropicales, lo que lo enriquece de elementos de la flora de ambas latitudes.

Cuadro No. 1.
Climática de Cádiz

 **Parámetros climáticos promedio de Cádiz** 

Mes	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Anual
Temperatura diaria máxima (°C)	14.6	16.7	17.2	20.1	19.7	23.8	26.5	27.4	27.7	25.8	16.6	16.3	21.3
Temperatura diaria mínima (°C)	8.8	11.0	12.9	13.7	15.5	19.4	21.7	21.5	21.8	19.7	12.3	10.1	15.7
Precipitación total (mm)	83.0	73.0	60.0	61.0	31.0	9.0	2.0	4.0	14.0	67.0	77.0	118.0	603.0

Fuente: Observatorio de la Dársena de Cádiz, 2009.

Cádiz sigue el desarrollo del tiempo atmosférico con un observatorio de la Agencia Estatal de Meteorología ubicado en el Puerto de la Bahía de Cádiz.

3.4 Altitud

Se encuentra situada a una altitud de 8 metros sobre el nivel del mar y a 12 kilómetros de la capital de la provincia.

3.5 Zona de vida

Una buena parte de este territorio forma parte del Parque Natural de la Bahía de Cádiz que se caracteriza por sus marismas. Las marismas de Puerto Real se inundan periódicamente por las mareas y dan cobijo a aves migratorias y a especies de ribera. También dispone de una cantidad importante de esteros que se utilizan como técnica artesanal de piscicultura; así mismo, tiene pinares de pino piñonero dignos de mención, tales como Las Canteras, la Algaida o la Dehesa de las Yeguas, debido a ello Puerto Real suele denominarse, el pulmón verde de la Bahía. El interior del término municipal está recorrido cañadas y senderos que atraviesan el municipio, entre ellos destaca el corredor verde Dos Bahías, que une las dos bahías de la provincia de Cádiz, la Bahía de Cádiz y la Bahía de Algeciras.

3.6 Vías de acceso

La población está unida por autovía a San Fernando, a El Puerto de Santa María y a Jerez, además de tener variante. El acceso por carretera a Cádiz se realiza por el puente José León de Carranza. Actualmente está pendiente de ejecución el segundo puente. Posee estación de ferrocarril y dos apeaderos: Las Aletas y Universidad que mantienen servicios

diarios de trenes de cercanías y regionales. Tiene puerto mercante, el Muelle de las Cabezuelas dependiente de la autoridad portuaria de la Bahía de Cádiz.

3.7 Actividades productivas de la Planta de Cultivos Marinos

Esta planta está localizada en el CASEM y las actividades que se realizan están relacionadas con la coordinación y la gestión de las actividades docentes y de investigación relacionada con los campos de la Acuicultura y el Medio Ambiente, aplicados a las distintas ramas de la ciencia y la tecnología en la Facultad de Ciencias del Mar y Ambientales de la Universidad de Cádiz, España. Así como al servicio de experimentación animal, registrado como establecimiento de cría y suministrador y usuario de animales de experimentación. Todo el personal está adscrito al mismo homologado según Real Decreto 1201/2005 del 10 de Octubre de 2005.

3.8 Extensión y espejo de agua dedicado a la acuicultura

La extensión y espejo de agua el cual está siendo utilizado en la acuicultura es de 118.69 m² que corresponde a la planta de cultivos dentro de las que se encuentran las unidades de estabulación de peces. El resto del área corresponde al laboratorio de control y cámara de microalgas, en donde se encuentra la cadena completa iniciando con cepas hasta cultivos de 15 lts.

3.9 Objetivos de la Planta de Cultivos Marinos

- Ejecutar la prestación del servicio con un exigente grado de calidad, cumpliendo con todos los requisitos legales y reglamentarios de aplicación en las instalaciones y proyectos, satisfaciendo los requerimientos de los clientes y usuarios y con el interés permanente de evolucionar hacia la continua mejora y eficacia del Sistema de Gestión de Calidad e I+D+i.
- Cumplir los requisitos establecidos en la Norma UNE-EN ISO 9001:2000 y UNE 66002:2006, para el establecimiento de un Sistema de Gestión de la Calidad e I+D+i de conformidad con la misma, y otros requisitos que sean de aplicación a la actividad desarrollada.
- Fomentar las actividades y proyectos de I+D+i, mediante una correcta selección y adecuada gestión de sus procesos, asegurando que no se pierdan actividades susceptibles de generar tecnologías propias, a través de las cuales se puedan obtener beneficios adicionales por la transferencia de tecnología a nuestros clientes.

- Efectuar un seguimiento continuo de los resultados obtenidos a través de los indicadores de gestión del sistema y de proyectos, marcando una serie de objetivos y metas consecuentes con la presente política, fácilmente medible y asumibles en función de las capacidades de la organización.
- Ofrecer garantías en cuanto a confidencialidad, independencia e integridad en el desarrollo de los servicios y gestión de los proyectos que se prestan.
- Mejorar la cualificación y el desempeño de los alumnos de diversas ramas afines a la acuicultura, con el fin de obtener el mayor rendimiento de la capacidad, experiencia y formación que ostentan y reciben para su cualificación personal.

3.10 Plano y Croquis del CASEM y el Laboratorio de Cultivos Marinos, área dedicada a la acuicultura

El plano general del CASEM, se presenta en la Figura No. 3, en donde está localizada la Planta de Cultivos Marinos, laboratorio No. 6, que dentro del edificio queda en el sótano de la pala C.

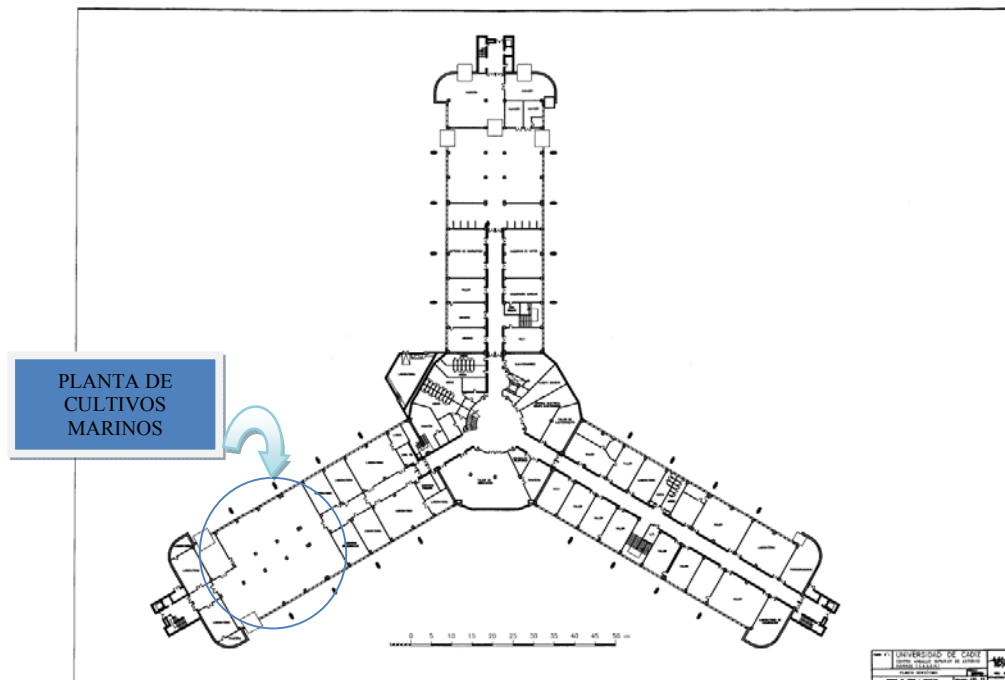


Figura No. 3. Localización Planta de Cultivos Marinos, (Trabajo de Campo, 2010)

A continuación se puede observar el croquis de la Planta de Cultivos Marinos (Figura No. 4)

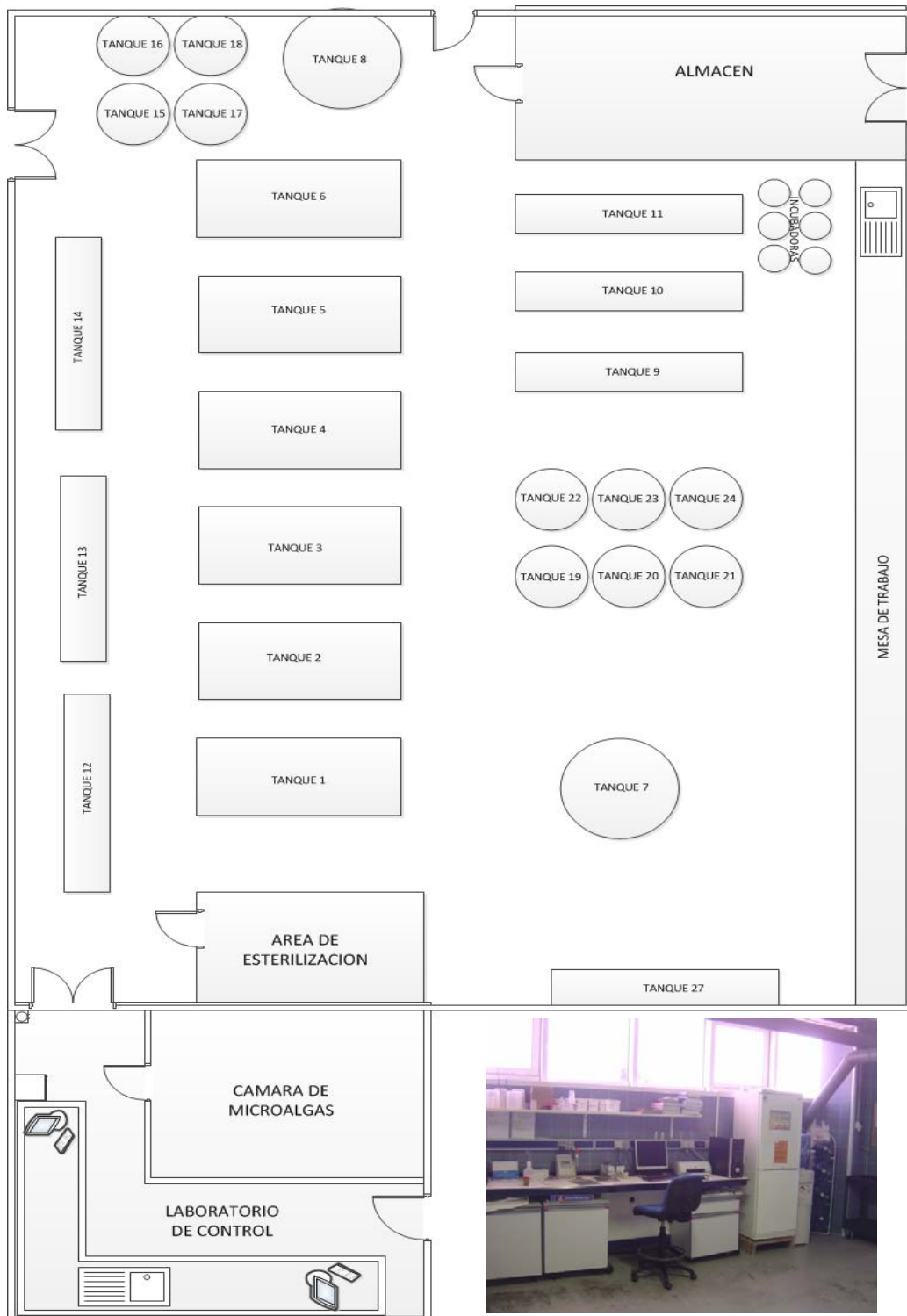


Figura No. 4. Croquis de Planta de Cultivos Marinos (Trabajo de Campo, 2010)

4. ASPECTOS ADMINISTRATIVOS

4.1 Organigrama y descripción de puestos

El personal de la Universidad está distribuido en Personal de Docencia e Investigación (P.D.I) y Personal de Administración y Servicios (P.A.S), todo el personal descrito a continuación pertenece al grupo P.A.S, y está integrado según la Figura No. 5.

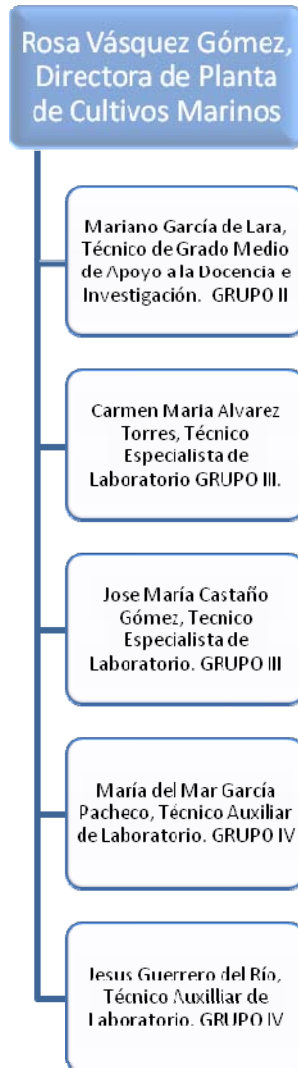


Figura No. 5. Organigrama de la Planta de Cultivos Marinos (Trabajo de Campo, 2010)

4.1.1 Actividades realizadas por cada uno de los grupos de trabajo identificados en el Organigrama

Grupo II:

- Muestreo de reproductores de Dorada
- Control stock y pedido de material
- Organizar cadena de producción de Rotíferos
- Organizar cadena de producción de algas
- Calibración de aparatos de medida
- Tratamiento datos de muestreos
- Actualizar registros de tanques
- Libro de incidencias
- Vitaminas a tubos de ensayo.

Grupo III – A:

- Algas: Agitación de cepas y matraces, inoculación y resiembra, autoclaveado, abonos y vitaminas, limpieza de los autoclaves.
- Mantenimiento tanque 10 m³ #1
- Mantenimiento tanque 10 m³ #1
- Tratamientos profilácticos
- Muestreos y traslados
- Control de soplantes y tanques de distribución
- Amoniacal para limpieza
- Labores con Grupo II.

Grupo III – B:

- Zooplancton: Rotífero y Artemia.
- Reproductores: Mantenimiento, recolecta y recuento de puesta diaria, incubación de huevos, alimentación, cortinas, preparar alimento (ayudando al grupo IV), ayuda en los muestreos Grupo I y/o II.
- Físico-Químico: Oxígeno y Temperatura, salinidad, pH, caudales.
- Mantenimiento tanque 5m³ #2
- Lavado de arena.

Grupo IV:

- Limpieza de algas
- Preparación alimento reproductores (con grupo III)
- Mantenimiento tanque 10m³ #2
- Mantenimiento tanque 10m³ #3
- Mantenimiento tanque 5m³ #3
- Mantenimiento tanque 5m³ #4
- Mantenimiento tanque 5m³ #5
- Alimentación
- Material de tanques
- Cajas/Tanques de desinfección
- Piedras aireadoras y trapos.

Estas son las actividades de trabajo de cada uno de los trabajadores de la Planta de Cultivos Marinos, cada grupo es representado por una persona según su puesto jerárquico, en la práctica realizada en dicha planta, cada semana se tuvo la oportunidad de trabajar para cada uno de los grupos por lo que se pudo conocer y desarrollar las actividades de cada uno de los perfiles de trabajo dentro de la planta y de igual manera de conocer todos los aspectos tanto técnicos como administrativos de cada una de las actividades que fueron asignadas en caso de emergencia y/o necesidad de apoyo.

4.2. Controles de personal

Todos los controles de personal están regidos por el Reglamento de Régimen Interno de la Facultad (documento que no fue proporcionado por ser un documento restringido al uso del personal de la misma).

4.3. Número de empleados

La Planta de Cultivos Marinos cuenta con un total de 6 personas fijas, y personal flotante variable ya que son estudiantes que llegan a hacer prácticas e intercambios docentes así como actividades relacionadas con investigación.

4.4. Licencia de acuicultura

Este laboratorio cuenta con certificaciones internacionales entre las que podemos contar con:

- Normas de utilización y Protocolo de uso de la planta de Laboratorio de Cultivos Marinos (Anexo No. 1)
- Gestión de calidad e I+D+i (Anexo No. 2)
- Certificado ECA-ISO9001 Español (Anexo No. 3)
- Certificado ECA-UNE166002 Español (Anexo No. 4)

4.5. Planificación de actividades

La planificación de actividades está dada por la planificación estratégica desarrollada en 2008, con una durabilidad de 5 años.

5. CARACTERISTICAS DE LA FUENTE DE AGUA

5.1 Fuente

El agua que se utiliza en la Planta de Cultivos Marinos es agua salada de pozo, el pozo se encuentra a 40 metros bajo tierra y esta es impulsada por dos bombas sumergibles a dos tanques de distribución de 10 m³ que se encuentran en altura para luego distribuirla por gravedad a toda la planta. Los tanques de distribución (Figuras 6 y 7), cuentan con sensores para saber el nivel del agua y estos ponen a funcionar las bombas cuando el nivel disminuye y las detiene cuando se llenan los tanques. De los tanques de distribución sale la red de tuberías que alimenta a los tanques de la planta.



Figura No. 6. Tanques de distribución de agua (Trabajo de Campo, 2010)

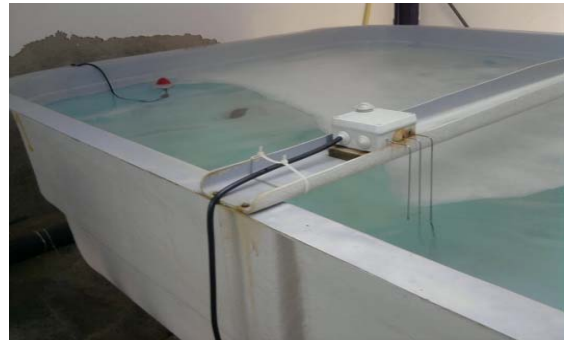


Figura No. 7. Sensores para determinar nivel de agua (Trabajo de Campo, 2010)

5.2. Características físico-químicas del agua

Entre las características físico-químicas del agua son muy constantes ya que el agua proviene de pozo y esto evita fluctuaciones en la calidad del agua. La temperatura es constante se mantiene entre 18 y 19 °C, la salinidad es de 39 ppt, el pH se mantiene entre 7.6 y 8.3 y por último el oxígeno es bajo por ser agua de pozo sin embargo el control y el manejo que se le da en la planta es bueno manteniéndolo entre 6.5 y 7.2 mg/L en los tanques dentro de la Planta de Cultivos Marinos.

5.3. Caudal

El caudal utilizado en la planta es de 24 m³/h, todo el sistema de tanques es de flujo continuo, midiéndose el caudal 3 veces por semana en tanque, para evitar consumir más de lo que se necesita.

5.4. Tipos y número de estanques

Todos los tanques son de fibra de vidrio, hay cuatro tipos de tanques, 6 tanques rectangulares 4.79 m X 2.0 m de 10 m³, 7 tanques rectangulares 5.35 m X 1.22 m de 5 m³, 2 tanques circulares 1.37 m de radio de 6 m³ y 10 tanques circulares 0.68 m de radio de 1.3 m³.

5.5. Manejo general de los estanques

A los tanques diariamente se les realiza un sifonado de toda la materia en descomposición que se acumula, se les limpian las paredes internas con paños previamente desinfectados con cloro para evitar contagios cruzados, una vez por semana con una escoba previamente desinfectada con amoniacal se le limpia el fondo a todos los tanques, una vez al mes se realiza muestreo del tanque el cual se aprovecha para vaciarlo y realizarle limpieza total con ácido desincrustante (ESLAP 4), (Figura 8).



Figura No. 8. Limpieza de tanques de cultivo
(Trabajo de Campo, 2010)

5.6. Sistema de registro de parámetros de calidad de agua

El sistema de registro de parámetros de calidad de agua se realiza dos veces por semana, ya que como el agua proviene de pozo no suele variar y no hay problemas de contaminación externa. Se toman medidas de todos los tanques de cultivo específicamente de temperatura y oxígeno, la temperatura generalmente es constante y el oxígeno varía según aumenta la carga de cada tanque, el pH se mide en el cultivo de microalgas tres veces por semana esto ya que si se encuentra un cambio nos indica si suministramos más o menos CO₂ para mantener en óptimas condiciones el cultivo de microalgas, (Figura 9).

El oxígeno y temperatura se miden con un mismo aparato digital el cual se calibra antes de ser utilizado para tener resultados fiables, el pH se mide con un medidor de pH digital el que también se calibra antes de tomar cualquier medida; todos los registros se introducen en fichas de control que se archivan en un folder y digitalmente para tener un control total.

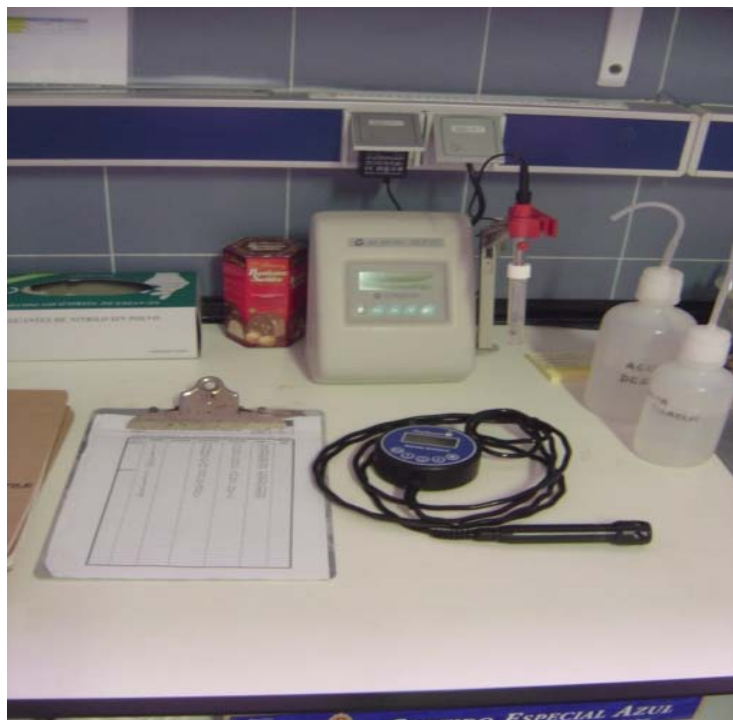


Figura No. 9. Equipo para medición de parámetros de calidad de agua (Trabajo de Campo, 2010)

6. ASPECTOS GENERALES DEL CULTIVO DE DORADA (*Sparus aurata*)

La Planta de Cultivos Marinos, en los meses que se estuvo de práctica profesional supervisada, se trabajó con esta especie, sin embargo no es esta la única especie con la que se trabaja, en otras épocas del año también se cultivan Lenguado (*Solea senegalensis*) y Lubina (*Dicentrarchus labrax*).



Figura No. 10. *Sparus aurata*, Dorada (Trabajo de Campo, 2010)

6.1 Especies y líneas cultivadas

La Dorada, *Sparus aurata*, (Figura No. 10), es un perciforme que pertenece a la familia de los espáridos y que es en la actualidad es el pez de agua de mar más cultivado en el mediterráneo. Sus diferentes nombres son:

- Castellano: Dorada.
- Inglés: Gilthead sea bream.
- Italiano: Orata.
- Francés: Daurade.
- Portugués: Dourada.
- Alemán: Goldbrassen.
- Griego: Tsipoura.
- Catalán: Orada.
- Gallego: Dourada.
- Euskera: Txelba urraburua.

6.2. Características biológicas de las especies y líneas cultivadas

6.2.1. Biología

Es una especie marina, muy común en fondos rocosos, de algas y de plantas acuáticas, aunque no es infrecuente encontrarlos sobre fondos arenosos o fangosos. Los individuos jóvenes tienen hábitos más litorales, viviendo en fondos de menos de 30 metros, aunque los adultos pueden llegar a 100-150 metros de profundidad. A pesar de ser una especie gregaria, suele vivir en solitario o formando grupos poco numerosos. No obstante, en las migraciones reproductivas pueden llegar a formar grupos de miles de individuos, (Ortega, 1973).

Los alevines de dorada presentan migraciones tróficas hacia las lagunas y zonas litorales; estas migraciones se realizan durante la primavera, permaneciendo los juveniles en estas áreas hasta mediados de otoño, cuando comienzan a migrar a zonas de mayor profundidad, buscando zonas con condiciones menos extremas que las que se dan en las lagunas costeras, en las cuales la temperatura disminuye más que en mar abierto. Esta migración también está relacionada con la reproducción, buscando la dorada las condiciones más óptimas para la misma (temperaturas entre 14 y 18 °C y salinidades de 37-38 ‰). La dorada tiene una carne muy apreciada, y es pescada tanto por los pescadores profesionales como por los deportivos. Los primeros la capturan con artes de muy variados: trasmallo, palangres, morunas, artes fijos de trampa (encañizadas) y ocasionalmente con artes de arrastre. Los deportivos suelen capturarla con artes de fondo y con cañas de lanzar, (Ortega, 1973).

6.3 Morfología

Es un pez comprimido lateralmente, con el perfil cefálico convexo y bien armado de dientes. Es fácil distinguirlo por una banda amarilla característica que presentan en la frente, entre los ojos, y que es más patente en los individuos adultos, y sobre la que aparece otra banda de color negro. Otra característica distintiva es la presencia de una mancha negra que tienen sobre el opérculo, al principio de la línea lateral, (García, 1974).

La cabeza es grande, con el perfil del rostro convexo y los ojos pequeños. El hocico y el preopérculo no presentan escamas, pero las mejillas sí. La boca es grande, y la mandíbula superior no se extiende más allá de la mitad del ojo. Presenta unos labios bastante gruesos y carnosos, y la mandíbula superior es ligeramente más larga que la inferior. Ambas

mandíbulas muestran 4 a 6 caninos localizados en la parte anterior, y a continuación 2 a 4 series de molares pequeños pero muy potentes, y que son capaces de triturar los caparazones de los moluscos de los que se alimenta. En la parte inferior del opérculo, presenta una banda rosada característica que a veces puede extenderse llegando a ocupar casi todo el opérculo, (Ortega , 1973).

El cuerpo es ovalado, alto y comprimido lateralmente. Presenta una aleta dorsal continua, con 11 radios espinosos y 13 blandos a continuación. La aleta anal tiene 3 radios duros y 11-12 blandos Las aletas pectorales son largas y puntiagudas, alcanzando su parte posterior el inicio de la aleta anal. La aleta caudal es ahorquillada, con los dos lóbulos puntiagudos. El cuerpo está cubierto de escamas cicloideas, entre 75 y 85 en la línea lateral, que es simple y continua, (Ortega, 1973).

La coloración es gris plateada, más oscura en el dorso y bastante clara en la zona ventral. La aleta dorsal es de color gris azulada, y presenta una línea media negra, y la aleta caudal es grisácea con los bordes negros.

6.4 Taxonomía

Reino: Animalia

Tipo: Chordata – Craniata

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Sparidae

Género y Especie: *Sparus aurata*

Nombre Común: Dorada. (APROMAR, 1994)

6.5 Distribución geográfica

Común en todo el Mediterráneo, se distribuye también por las costas del Atlántico Oriental desde Guinea y Senegal hasta el Cantábrico y el Sur de las Islas Británicas. Está también presente en las Islas Canarias, (Ortega, 1973), (Figura No. 11).



Figura No. 11. Distribución geográfica para localización de Dorada (FAO, 2011)

6.6 Sistema de cultivo y/o procesamiento

6.6.1 Parámetros ambientales

Es un pez euritermo y eurihalino que es bastante sensible a las bajas temperaturas, dejando de alimentarse si la temperatura baja de 12-13 °C, aunque puede soportar temperaturas menores, siendo su mínimo letal del orden de 5-7 °C. Por el contrario aguanta temperaturas bastante elevadas, creciendo muy rápido a temperaturas de 25-26 °C y soportando temperaturas de hasta 32-33 °C. En cuanto a su carácter eurihalino, su plasticidad ecológica es aún mayor: la dorada es una especie que se ha demostrado capaz de vivir en condiciones de salinidad variables entre el 3 y el 70 ‰, penetrando en estuarios y lagunas costeras con un amplio rango de salinidades, (Ortega, 1983)

6.6.2 Hábitos alimenticios

La alimentación es eminentemente carnívora, prefiriendo moluscos bivalvos y pequeños peces o cefalópodos.

6.6.3 Reproducción

Su reproducción es del tipo de hermafroditismo protándrico: primero se comportan como machos y luego como hembras. Durante el primer año de vida suelen ser inmaduros, aunque algunos pueden llegar a madurar como machos. Pero en la mayoría de los peces, la primera maduración sexual suele ocurrir durante el segundo año de vida. En este momento se desarrolla la parte ventral de la gónada, originando testículos funcionales. Al final de esta primera estación reproductora, todos los individuos inician un proceso de inversión

sexual, que es concluida por aproximadamente un 80 % de la población que a partir del tercer año de vida se comportarán como hembras. El 20 % restante interrumpe los procesos de reversión y permanece como machos. No obstante, esta proporción depende también de otros factores poblacionales, (Moretti, 1999).

La maduración de la gónada es progresiva, y esto se traduce en una puesta secuenciada que realiza durante 2-4 meses, a razón de unos miles de huevos al día. El número total de huevos por hembra es variable, oscilando según diversos autores entre 500.000 y 3.000.000 huevos/kg de hembra. El diámetro de los huevos oscila entre 0,9 y 1 mm. En la naturaleza, la época de puesta se extiende de noviembre a febrero, aunque en función de la zona de puesta puede adelantarse o retrasarse algunas semanas.

7. MANEJO GENERAL DE LA PRODUCCIÓN ACUICOLA DE LA DORADA (*Sparus aurata*)

La **Dorada** (*Sparus aurata*) es una especie de pez del género *Sparus*, muy consumida dentro de la gastronomía española. Su nombre común viene de la franja dorada característica que se encuentra entre sus dos ojos. Es una especie costera, llegándose a encontrar incluso en estuarios, y es típica de la pesca deportiva.

7.1 Reproducción y manejo de reproductores

La época natural de puesta de la Dorada se extiende desde noviembre hasta febrero-marzo o incluso abril, pero en los diferentes criaderos, cambiando el fotoperiodo se han conseguido puestas en todas las épocas del año. En cualquier caso, la puesta suele ser espontánea, aunque puede recurrirse a una elevación de la temperatura o a una inyección hormonal para estimularla. Para ello los oocitos tienen que tener un tamaño mínimo de 500 μ , y pueden usarse la hormona gonadotropina coriónica humana (GCH) a una dosis de 200-250 UI por kilogramo de hembra de GCH, o análogos de la LHRH a una dosis de 1 μ g por kilogramo de hembra. En ambos casos suelen realizarse dos pinchazos en el músculo dorsal separados unas 6 horas, y la puesta se produce 1-2 días después. No obstante las puestas no se prolongan mucho tiempo (en un número elevado de reproductores no llegan a la semana), por lo que la fecundidad por hembra disminuye. Las puestas se prolongan más si la hormona es suministrada en continuo, bien por medio de implantes que se insertan debajo de la piel, bien por medio de microesferas que se inyectan en el músculo, (Moretti, 2005).

La GAMETOGÉNESIS de la Dorada dura alrededor de 3-4 meses, y se da en unas condiciones de fotoperiodos decrecientes y de descenso de la temperatura. La puesta se prolonga durante más de 3 meses, y requiere temperaturas superiores a 15 °C, con un óptimo de 16-18 °C.

Ya se mencionó que la pubertad para los machos llega al final del primer o segundo año de vida, cuando tienen un peso de 150 a 300 gramos, mientras que en las hembras se alcanza al final del tercer año de vida, cuando tienen un peso superior a los 600 gramos.

La fecundidad es del orden de 800.000 huevos de media por kilogramo de hembra, que ponen a razón de unos pocos miles de huevos al día durante un periodo de puesta que se puede extender hasta cuatro meses. Sabiendo que el porcentaje de fecundación es de

alrededor del 90 % y que la tasa de eclosión oscila sobre el 70-80 %, cada hembra puede aportar alrededor de 500.000 larvas recién nacidas. Como el tamaño medio de los reproductores hembras oscila entre 1 y 1,5 kg, cada hembra puede producir entre 500 y 750.000 huevos. Por tanto, y teniendo en cuenta un cierto factor de seguridad para prevenir posibles fallos en la puesta, podríamos considerar que una hembra produce alrededor de 250-300.000 larvas, (Moretti, 1999).

En el caso de la Dorada, es difícil saber exactamente cuantos machos y hembras tenemos, ya que los procesos de reversión sexual dependen también de factores sociales (por ejemplo, la presencia de machos jóvenes puede incrementar la proporción de machos de segundo año que se convierten a hembras, mientras que la presencia de hembras de gran tamaño puede hacer que este porcentaje sea menor. Por tanto intentaremos mantener peces de entre 2 y 5 años en el stock, asegurando introducir cada año al menos un 25-30 % de peces de 2 años de vida para que la sex ratio no sea mayor de 1 macho cada 2 hembras.

Los reproductores se suelen mantener en tanques de cemento o fibra de vidrio, usualmente redondeados y con unas dimensiones de 5-20 m³. La densidad no debe exceder de 4-5 kg/m³, el oxígeno se debe mantener en niveles próximos a la saturación y la salinidad es de 37-38 ‰. Los tanques deben de estar dispuestos de mecanismos para controlar la temperatura y el fotoperiodo (indispensables si queremos obtener puestas en épocas diferentes a las naturales). La alimentación suele ser a saciedad, 5-6 días a la semana, y una vez al día. Suele consistir en piensos secos para reproductores que si no están bien balanceados, pueden necesitar de un aporte adicional de pescado fresco, calamar y mejillón durante la época de puesta (Moretti, 1999).

7.2. Incubación

Los huevos fecundados de Dorada son recogidos de los tanques mediante unos colectores superficiales que se colocan a la salida de los tanques. Consisten en un tamiz de malla de 400-500 μ por el que se hace pasar el agua que sale del tanque, de tal modo que los huevos queden retenidos en el mismo y que no se queden en seco. Diariamente son controlados y si hay puesta, se procede a sacarlos, separar los huevos flotantes de los no flotantes, contarlos y controlar su calidad, (Ortega, 1983).

Los huevos recién fecundados de Dorada son esféricos y miden entre 0,95 y 1 mm de diámetro, y tienen una sola gota de grasa, que mide entre 0,2 y 0,23 mm de diámetro. Son

transparentes, la forma redondeada es regular y su flotabilidad es buena, no debiendo quedar huevos a media agua, sino que deben formar una capa superficial sólo unos pocos minutos después de cesar la aireación. Aquellas puestas que no cumplan estas características o que contengan más de un 20 % de huevos muertos o deformes son descartadas y no se procede a su incubación (Ortega, 1983).

Los huevos flotantes son entonces lavados con agua de mar limpia, preferiblemente esterilizada, y pueden ser desinfectados (una baño corto de 5-10 minutos en una solución que tiene 50 ppm de yodo activo). A continuación ya son introducidos en los tanques de incubación, que suelen ser tanques troncocónicos con un volumen de 100 a 500 litros en los que se mantendrán los huevos con renovación continua de agua, usualmente en circuito abierto aunque en algunos criaderos se recircula el agua para mantener las condiciones lo más controladas posibles durante todo el desarrollo embrionario, (Ortega, 1983).

El agua de mar debe ser filtrada y esterilizada, y es importante que la salinidad no sea inferior a 35 para evitar un hundimiento de los huevos. Las incubadoras están dotadas de aireación y el flujo suele ser ascendente para asegurar una mejor homogenización de los huevos en la incubadora.

Una o dos veces al día, se detiene el flujo y la aireación para que los huevos muertos se depositen en el fondo del incubador y puedan ser extraídos del mismo. La densidad de incubación suele oscilar entre 5 y 10.000 huevos por litro, y en estas condiciones una renovación cada dos o tres horas es suficiente para mantener el nivel de oxígeno disuelto próximo al 100 % de saturación. No obstante, cuando se aproxima el momento de la eclosión, se aumenta el flujo de las incubadoras para eliminar todos los productos que se liberan al agua durante la misma, (Calderer, 2001).

La incubación dura unos 40-45 °C día (alrededor de 2 días a 19-20 °C), y la tasa de eclosión oscila alrededor del 70 %.

Aunque a veces la incubación puede realizarse en los mismos tanques de cultivo larvario, lo normal es usar incubadoras como los descritos en los que es más fácil quitar todos los huevos muertos antes de pasar las larvas a los tanques de cultivo larvario. Así, se suelen mantener unas cuantas horas tras la eclosión en las incubadoras con un buen flujo de agua antes de pasarlos a los tanques de cultivo larvario, (Ortega, 1983).

7.3. Cultivo larvario

Las larvas de doradas recién eclosionadas miden unos 3 mm de largo y pesan entre 0,1 y 0,15 mg. Son poco activas, nadando pasivamente en la superficie del agua. Son ciegas, simétricas y tienen el ano y la boca cerrados. Tienen muy pocos melanóforos por el cuerpo, y el saco vitelino ocupa aproximadamente una tercera parte de su longitud. El segundo día de vida se abre el ano, y los ojos empiezan a pigmentarse, al día siguiente aparece la aleta pectoral y al final de este día o al siguiente se abre la boca. La larva comienza a nadar y a desplazarse, y aunque su visión es todavía muy reducida ya es capaz de capturar las primeras presas. El día 5 ya se encuentra totalmente reabsorbido el saco vitelino, y el séptimo día se alcanza el punto de inanición irreversible. La gota de grasa se reabsorbe totalmente sobre el séptimo-octavo día de vida, con lo que se da por finalizada la fase vitelina. La larva ya nada activamente, y su agudeza visual ha aumentado considerablemente: comienzan a comportarse como verdaderos predadores, distribuyéndose por todo el tanque, (Polo, 1991).

En estos primeros días aparece la vejiga natatoria, que es muy primitiva y debe ser inflada por la larva. Este proceso se realiza en dos etapas: alrededor del día 10 la larva sube a la superficie a capturar y enviar una burbuja de aire a la vejiga. Si no se produce este primer inflamamiento, la vejiga no seguirá desarrollándose, con las pérdidas de crecimiento y mortandad que esta malformación ocasiona. Pero el verdadero inflamamiento de la vejiga tiene lugar alrededor del día 50 de vida cuando la larva mide aproximadamente 10-15 mm, adquiriendo la forma de una vesícula elíptica, y a medida que el alevín va creciendo se irá estirando progresivamente hacia atrás hasta alcanzar su longitud máxima (sobre el 20-30 % de la longitud total del pez) cuando el alevín mide unos 5 cm, (Polo, 1991).

La metamorfosis se realiza entre los días 45 y 60 de vida. Al finalizar la misma, los alevines miden ya entre 10-15 mm y pesan alrededor de 40-60 mg.

Los tanques de cultivo larvario son de volúmenes grandes, oscilando entre 5.000 y 20.000 litros para cultivo intensivo y algo mayores, de 30.000- 50.000 litros si se usan técnicas de mesocosmos. La técnica más usada es la de cultivo intensivo, con densidades larvarias que oscilan entre 50-150 larvas/litro. La supervivencia es elevada, normalmente superior al 20 % y puede alcanzar el 30-35 % en muchos casos. La temperatura óptima de cultivo larvario es de unos 20-22 °C.

En cuanto a la luz, se usan intensidades moderadamente elevadas, de 500-1.000 luxes, y fotoperiodos largos, de 24 horas al inicio del cultivo larvario, porque se ha visto que esto aumenta el número de larvas que se alimentan y el tiempo que lo están haciendo, lo que se traduce en un mayor crecimiento. A partir del inicio de la coalimentación con pienso seco, el fotoperiodo se disminuye a 16 horas de luz: 8 horas de oscuridad, (Polo, 1991).

La larva se alimenta de sus reservas durante los 3-4 primeros días de vida. La alimentación exógena comienza con el rotífero *Brachionus plicatilis*, que se adiciona 2-3 veces al día con el fin de mantener una concentración en el tanque de 5-15 rot/ml. Es importante que las presas se distribuyan de un modo homogéneo por el tanque, y ahí radica la importancia del aire durante los primeros días en el tanque de cultivo larvario, en homogeneizar las presas. Durante los primeros días de alimentación, y debido al pequeño tamaño de la boca, muchas larvas tienen dificultad para ingerir el rotífero, (Polo, 1991). Estudios realizados con rotífero más pequeño (*Brachionus rotundiformis*) han mejorado los resultados de supervivencia, ya que se aumenta el porcentaje de larvas de dorada que empiezan a alimentarse. En cualquier caso, y a partir del día 8-10, las larvas son ya alimentadas con rotífero (*Brachionus plicatilis*), que se siguen adicionando hasta aproximadamente el día 25 de vida, ver anexo 5.

Alrededor del día 18 (entre los días 15 y 20 según los criaderos y las temperaturas de cultivo) se comienzan a añadir a los tanques nauplios de artemia recién eclosionada (Artemia tipo AF), que se mantiene hasta el día 28-30. Los metanauplius de Artemia de menor calidad nutritiva (Artemia tipo EG) se comienzan a añadir a partir de los días 22-24, y a partir del día 30 ya constituyen la única Artemia añadida, que se mantendrá hasta el destete completo que según los criaderos se produce entre los días 55 y 60. Las cantidades de artemia añadida dependen de la supervivencia y de la densidad inicial, pero comienzan con cantidades del orden de 0,5 artemias/ml y pueden alcanzar cantidades de 10-15 artemias/ml. En cualquier caso, y al igual que sucede con el rotífero, se suministran varias tomas al día, (Polo, 1991).

Todos los cambios de alimentación son progresivos. Hasta hace unos pocos años, el pienso seco se comenzaba a añadir a partir de los días 40 y 50 días de vida, coincidiendo con el inicio de la metamorfosis. Pero en la actualidad, con las nuevas técnicas de producción de piensos microencapsulados (que son capaces de fabricar partículas tan

pequeños como 80 μ de diámetro), el destete comienza tan pronto como el día 20, aunque se mantiene simultáneamente el pienso y la Artemia (coalimentación), como se menciona anteriormente, hasta el día 60, ver anexo 6.

Existen diversos tipos de pienso producidos por varias casas comerciales de piensos (Skretting, Inve, Biomar, etc.) y todas ellas incluyen esquemas de alimentación propios que suelen coincidir en iniciar el destete hacia día 20 con piensos de 75-200 μ que se van sustituyendo paulatinamente por otros mayores hasta finalizar el destete hacia el día 55-60 con piensos de 300-500 μ . Lógicamente, con el transcurso del tiempo se van introduciendo antes y se va finalizando el destete cada vez antes, (Polo, 1991).

Los requerimientos de ácidos grasos poli-insaturados de cadena larga son también elevados, y se ha constatado la importancia tanto del DHA como del EPA. La utilización de microalgas como *Nannochloropsis gaditana* con una elevada cantidad de EPA ha dado buenos resultados.

La utilización de limpiadores superficiales de grasa ha mejorado notablemente el porcentaje de larvas con vejiga natatoria funcional, lo que ha disminuido el porcentaje de animales deformes y ha mejorado los resultados de crecimiento, hasta el punto de que la mayoría de los cultivadores exigen hoy en día que los alevines tengan vejiga natatoria bien desarrollada, lo que puede visualizarse por una simple radiografía de una muestra de la población.

Se ha desarrollado un método para separar los alevines con y sin vejiga basado en anestésicar a los alevines (normalmente se usa MS222 a una concentración de 50-70 mg/l o fenoxietanol a una dosis de 0,3-0,4 ml/l) y dejarlos en un medio con salinidad aumentada, de tal modo que los que presentan vejiga flotan y los que no se van al fondo. La técnica se lleva a cabo al finalizar el destete con alevines que tienen un tamaño de 15-20 mm.

7.4. Nursery

Comienza a los 70-80 días, cuando sacamos a los alevines de la sala de cultivo larvario. Tienen entonces un peso medio de 0,1-0,2 gramos, y son todavía muy débiles para exponerlos a las condiciones del engorde. Se procede entonces a realizar un primer pre-engorde que, según la temperatura del agua, dura hasta los 100-120 días de vida, cuando alcanzan un peso aproximado de 0,5-2 gramos. Este cultivo se suele realizar en las

instalaciones de cultivo larvario, enviándose a las instalaciones de preengorde propiamente dichas cuando alcanzan los 1-2 gramos, (Polo, 1991).

Se suele usar agua filtrada por arena o por un filtro de tambor, a unas 30-50 μ . A pesar de que ya resisten temperaturas ambientes, es aconsejable usar temperaturas de 19-20 °C como mínimo. Los tanques suelen ser redondeados o cuadrados con las esquinas redondeadas para conseguir una perfecta homogenización del agua, aunque algunos cultivadores prefieren tanques tipo race-way por su mayor comodidad de trabajo. En cualquier caso, los tanques de cultivo son relativamente pequeños para facilitar el manejo, y el volumen de los mismos oscila entre 5.000 y 15.000 litros. La altura de agua no es superior a 1 metro, y la densidad es de unos 2.000- 2.500 alevines por metro cúbico, lo que indica una densidad final inferior de 2-5 kg/m³. En los últimos años, y debido a los mayores conocimientos adquiridos con las técnicas de filtración biológica, varias instalaciones están comenzando a utilizar agua recirculada para conseguir un control térmico con menor consumo energético, (Polo, 1991).

La alimentación se realiza en base a pienso seco administrado *ad libitum* al principio y luego del orden de un 5-10 %. El número de tomas es elevado, y pueden usarse alimentadores automáticos. Algunos criaderos optan por mantener la alimentación durante las 24 horas (para lo cual han de iluminar los tanques por la noche).

La supervivencia es alta, del orden de un 85-90 %, y el crecimiento es elevado, con una tasa de crecimiento diario del orden de 5.

Es importante clasificarlos periódicamente para evitar el canibalismo. Al ser los peces tan pequeños, no se utilizan todavía clasificadores automáticos, y las clasificaciones suelen ser pasivas. En esta fase es también importante extremar las precauciones higiénicas, y suelen ser habitual la utilización periódica de baños profilácticos con sustancias como formol ó peróxido de hidrógeno, cada vez más utilizado en detrimento del primero. La dosis más habitual es la de 100 ppm en baños de 1 hora de duración (Polo, 1991).

8. MANEJO DEL ALIMENTO

8.1 Control de calidad

Todas las actividades relacionadas con el control de calidad del alimento se ven reflejadas en la ficha de control en la que se incluyen características como:

- La norma utilizada para este control que en este caso para el pienso es la Gestión de calidad I+D+i
- Todo el alimento al ser utilizado su forma de almacenamiento es:
 - Introducir el saco de alimento en un bote negro grande de basura
 - El bote previamente se le ha introducido una bolsa de plástico, la razón es para evitar que el saco este en contacto directo con el bote y así evitar contaminación, roedores y plagas.
 - Se le adhiere una boleta en la que están contenido datos importantes como:
(Figura No. 12)
 - Fecha de apertura del saco
 - Tipo de pienso
 - Fecha en que llego a la instalación
 - Caducidad
 - Numero de lote

REGISTRO		FG-10-10	
Fecha		13/10/2010	
Edición		1	
Página		1 de 1	

STOCK DE PIENSO

Pienso

L - 4

Fecha de entrada en la instalación: 27/08/2010

Fecha de apertura del saco: 8/10/2010

Caducidad: 10/02/2011

Figura No. 12. Boleta de Gestión de Calidad (Trabajo de campo, 2010)

8.2. Condiciones y tiempo de almacenamiento

Las condiciones del almacenamiento del producto alimenticio están regidas por su fecha de caducidad la cual es importante conocer para almacenarlo adecuadamente al fondo esta el alimento que vence de ultimo y al frente el que vence primero, esto hace que todo el alimento se utilice adecuadamente para que no haya desperdicio.

8.3 Tipo de alimento utilizado en las diferentes etapas de producción

En el Cuadro No. 2, se presentan los diferentes tipos de alimentos utilizados en la Planta de Cultivos Marinos, según la biomasa del tanque (Anexo No. 4).

Cuadro No. 2. Tipo de alimento utilizado según biomasa del tanque de cultivo

Producto	Ø mm.	Peso Pez (grs.)
D-2 Excel 1P	2.5	10 – 60
D-4 Excel 2P	4.0	60 – 200
D-6 Excel 3P	6.0	190 – 600
D-8 Excel XL	8.0	> 600

Fuente: Trabajo de Campo, 2010.

9. SISTEMAS DE ALIMENTACIÓN

9.1 Alimentadores

En la planta de cultivos marinos los alimentadores son de cuerda con periodos de tiempo de 12 y 24 horas, instalados en el tanque suministrando el alimento en el transcurrir del día.

9.2. Tablas utilizadas

El protocolo de alimentación utilizado es el que se presenta en el Cuadro No. 3, tomando en cuenta dos situaciones importantes las cuales son:

- Los porcentajes de alimentación son meramente orientativos.
- Se recomienda siempre alimentación “ad libitum”

Cuadro No. 3. Alimentación en función de la temperatura del agua (% de peso vivo)

Producto	<12 ^o	12 ^o	14 ^o	16 ^o	18 ^o	20 ^o	22 ^o	24 ^o	26 ^o	28 ^o
D-2 Excel 1P		1.0	1.4	1.9	2.4	3.1	3.5	3.6	3.3	2.5
D-4 Excel 2P		0.8	1.2	1.5	1.9	2.2	2.4	2.6	2.3	1.8
D-6 Excel 3P		0.6	0.9	1.1	1.3	1.6	2.0	2.2	1.8	1.4
D-8 Excel XL		0.4	0.6	0.7	0.9	1.2	1.4	1.5	1.3	0.8

Nivel mínimo 0,5 ppm

Fuente: Trabajo de Campo, 2010.

9.3. Horario y frecuencia alimenticia

La instalación ajusta el consumo de pienso a tablas de alimentación o programas informáticos que ofrece la empresa suministradora de pienso, aunque la mejor alimentación sería la que pidiesen los peces, es decir, la suministrada a saciedad. Por tanto se suele recurrir a las tablas de alimentación aunque el personal que se encarga de dar el alimento puede disponer de un cierto grado de libertad para variar estas cantidades.

9.4. Relación temperatura/alimento

En cuanto al número de veces que se da de comer depende de la instalación, del tamaño de los peces y de la temperatura del agua. En general a menor tamaño y a mayor temperatura (hasta 24-25 °C), mayor número de dosis que suelen oscilar entre 1 y 2-3 veces al día.

9.5. Ajuste de la Ración

El alimento es exclusivamente pienso seco comercial. La ración diaria varía entre el 0,5 y el 3,5 % en función del tamaño de los peces y de la temperatura. Los índices de

conversión obtenidos fluctuaban entre 2 y 3, pero en la actualidad, el empleo de piensos extruidos de elevado contenido energético ha conseguido mejorar estos índices, que pueden oscilar entre 1,5 y 2.

9.6. Características nutricionales del alimento

El alimento utilizado consta de los siguientes ingredientes, y su valor nutritivo, (Cuadro No. 4):

- Harina de pescado,
- Aceite de pescado,
- Harina de soja no OGM,
- Trigo aceite de soja,
- Vitaminas
- Minerales.

Cuadro No. 4. Valor Nutritivo del Alimento

Análisis % bruto	D-2 (1P)	D-4 (2P)	D-6 (3P)	D-8 (XL)
Proteína	48.0	46.0	44.0	42.0
Grasa	20.0	21.0	22.0	22.0
Cenizas	10.0	9.1	8.5	8.0
Celulosa	1.2	1.4	1.5	1.7
Total	1.3	1.2	1.1	1.05

Energía Digestible				
(en MJ/Kg.)	19.5	19.7	19.8	19.9

Fuente: Trabajo de Campo, 2010.

9.7. Conversión alimenticia

Algunas relaciones en cuanto al crecimiento con respecto a la talla del pez, la ingesta y la temperatura son:

$$Y = 0,0167 * X^{0,621} * e^{0,055T}$$

$$C = 0,017 * X^{0,71} * e^{0,06T}$$

Siendo:

Y = Peso ganado (g de peso/pez y día).

X = Peso (g).

C = Consumo de alimento diario (g de alimento/pez y día).

T = Temperatura.

9.8. Porcentaje de mortalidad

Las doradas son animales relativamente fáciles de manejar y clasificar. La mortalidad durante el engorde tanto en estanques como en jaulas suele ser baja, del orden de un 5-10 % a no ser que aparezcan enfermedades. El índice de condición oscila entre 1,5 y 2.

9.9. Duración del período del cultivo

El período de cultivo depende totalmente de la temperatura del agua, en la planta de cultivos marinos se tiene una temperatura de 18-19 °C lo que nos indica que alcanzar la talla comercial de 450-500 gr es de 16 meses, pero como en la planta no es producción sino mantenimiento el tiempo puede aumentar ya que solo se mantienen peces y no es prioridad el engorde.

10. ACTIVIDADES REALIZADAS DURANTE EL PERIODO DE 13 DE OCTUBRE AL 17 DE DICIEMBRE DE 2010

Todas las actividades descritas a continuación son parte de las actividades de cada uno de los grupos, donde se realizó actividades dentro de la Planta de Cultivo Marino en el período mencionado anteriormente

10.1 Cultivo de Fitoplancton

10.1.1 Preparación de tubos de ensayo para cepas de fitoplancton

Se tomó los tubos de ensayo limpios y se les echo agua de mar (filtrada y autoclaveada) con una salinidad del 35 ppt, (Figura No. 13). Se colocaron en soportes y



Figura No. 13. Cepas de microalgas (Trabajo de Campo, 2010)

se vertieron los nutrientes (F-2, y silicato), recomendados en el protocolo de preparación, se colocó el tapón de rosca (sin apretarlo), para luego meterlos al autoclave para su esterilización.

10.1.2. Preparación de matraces para el cultivo de fitoplancton



Figura No. 14. Matraz autoclaveado (Trabajo de Campo, 2010)

Se toman los matraces limpios y se llenan con la cantidad indicada (300 ml en los de 500 ml; 1.500 ml en los de 2.000 ml) de agua de cultivo (3 partes de agua salada por cada parte de agua dulce), (Figura 14). Se le incluyen los nutrientes necesarios (1 ml de F-2 por litro de medio de cultivo; más 1ml de silicato por litro de medio de cultivo en el caso de las microalgas diatomeas) y se tapan con algodón envuelto en vendas sanitarias. Luego se envuelve la tapa con papel de aluminio. A uno de los matraces de este lote se coloca cinta testigo. En este momento, los matraces ya están listos para autoclavar. Autoclaveado, se prepara el autoclave durante 20min a 126 °C.



Figura No. 15. Potenciómetro digital
(Trabajo de Campo, 2010)

10.1.3 Medida del pH del cultivo de fitoplancton

Se realiza a diario, tomando un par de muestras de los matraces con aireación y de los recipientes de metacrilato. Se va alternando la especie de microalga y el recipiente de muestra. Se prepara el medidor de pH antes de realizar la medida válida: Se limpia el medidor con agua destilada y se seca; luego se calibra el medidor de pH; se procede a realizar las mediciones de pH de cada una de las dos muestras, teniendo en cuenta que después de cada medida hay que lavar de nuevo el medidor con agua destilada. En el modelo usado en este laboratorio la calibración dura 24 horas. Si el pH es alto, se aumenta el aporte

de CO₂, (Figura No. 15).

10.1.4 Mantenimiento del cultivo en la cámara de inóculos

Las cepas se mantienen en tubos de ensayo transparentes y cerrados, sin aireación ni aporte de CO₂. Se agita el cultivo 2 veces por semana con el agitador. El cultivo en los matraces de 500 ml también se mantiene sin aireación y cerrados. Los matraces con capacidad de 2 litros y los recipientes de metacrilato sí se mantienen con aireación y aporte de CO₂, (Figura 16).



Figura No. 16. Cultivo de micro algas
(Trabajo de Campo, 2010)



Figura No. 17. Agitador de tubos de ensayo.
(Trabajo de campo, 2010)

10.1.5 Agitado de tubos de ensayo con cepas

Se realiza 2 veces por semana. Dentro de la cámara de inóculos, las gradillas que contienen los tubos de ensayo. Tienen una marca en un lateral (un trozo de cinta adhesiva). Esta marca sirve para saber qué lado de la caja (y, por lo tanto, qué tubos) ha estado más expuesto a la luz. Se sacan las cajas y se procede al agitado en el laboratorio usando el agitador eléctrico (al máximo de velocidad; 2.400/minuto). Se debe asegurar de que el tapón del tubo de ensayo no está flojo (si lo está, apretarlo). Se coloca en el agitador durante 3-4 segundos nada más, y luego se vuelve a dejar en su lugar. Al finalizar este procedimiento con todos los tubos de una misma caja, se vuelven a meter en la cámara de inóculos, teniendo en cuenta que estén en el lado contrario al inicial, de tal manera que ahora sean otros los tubos de ensayo que reciben más luz, (Figura No. 17).

10.1.6 Resembrado de fitoplancton en matraces para mantener el cultivo



Figura No. 18. Cultivo de microalgas (Trabajo de Campo, 2010)

Para esta operación se necesita un matraz autoclaveado, por cada matraz de cultivo que hay que desdoblar/resembrar; un mechero de Bunsen. Se quita el papel aluminio a todos los matraces autoclaveados, luego tomamos uno autoclaveado y otro con cultivo y los acercamos al mechero, donde el fuego crea un ambiente libre de patógenos.

Destapamos el matraz autoclaveado y, cerca de la llama, le echamos la cantidad de cultivo del otro matraz que consideremos necesaria, desechando lo demás. Volvemos a tapar y con esta acción tenemos el cultivo desarrollándose en un medio nuevo.

10.2 Cultivo de zooplancton

- El muestreo o conteo de rotíferos, se realiza cada mañana tomando una cierta cantidad de cultivo en un bote de muestras del laboratorio. En una caja de Petri y por el microscopio, se observa el número de rotíferos y la cantidad de huevos que hay, estos se comparan con días anteriores para ver la evolución del cultivo.
- La alimentación de rotíferos, se lleva a cabo con *Nannochloropsis gaditana* cuando se quiere mantener el cultivo, y con *Tetraselmis chuii* cuando necesitamos que se reproduzcan rápidamente, (Figura No. 19).

- El resembrado de cultivo de rotíferos, se realiza teniendo dos matraces de 2 litros con cultivos de rotíferos: uno con Bs (etiqueta naranja y fecha de resembrado) y otro con S₁ (etiqueta verde y fecha de resembrado). A simple vista se aprecia que el cultivo está muy concentrado, que apenas tiene fitoplancton para alimentarse, y que en el fondo hay residuos precipitados, así que se debe resembrar en un medio nuevo (esto ocurre aproximadamente una vez por

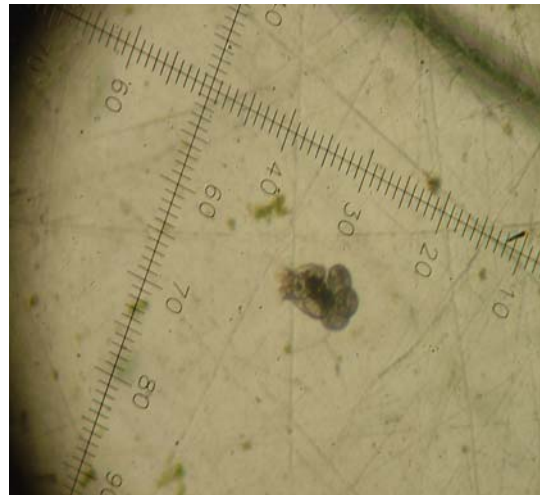


Figura No. 19. *Brachionus plicatilis*
Cultivo de zooplancton. Vista en el microscopio, (trabajo de Campo, 2010)

semana). Se trabaja con estos cultivos de forma separada y cada uno con su material específico para evitar contaminación, ya que el rotífero más grande (S₁) se puede comer al más pequeño (Bs). Para mayor seguridad, primero se realiza el resembrado del más pequeño (Bs). Para esta actividad se necesitan dos cubos con fitoplancton (los tomamos de los cultivos que veamos más concentrados en la cámara de inóculos): uno con *Nannochloropsis gaditana* y otro con *Tetraselmis chuii*; un

matraz de 2 litros de capacidad y otro de 500 ml; una varilla para aireación de matraces; tapones de algodón para los matraces; un tamiz para filtrado; una resistencia eléctrica; y varios recipientes de laboratorio. Se echa en el matraz de 2 litros: 1.500 ml de *Nannochloropsis gaditana* y 100 ml de *Tetraselmis chuii* (este será el matraz resembrado). Se hecha en el matraz de 500 ml: 400 ml de *Nannochloropsis gaditana* (este será el matraz donde mantendremos el cultivo a modo de cepa). Se tapan estos matraces, se identifica con la fecha del día, la especie de rotífero, y al de 2 litros se le incluye una varilla para aireación. Ahora se filtra los rotíferos que se tienen en el matraz inicial, sin llegar a verter el fondo del medio de cultivo, ya que es donde se han depositado los residuos. Se toma dos recipientes de laboratorio (uno un poco más grande que el otro) y les agrega un poco de contenido del matraz que va a ser resembrado (una pequeña cantidad en el grande y más cantidad en el pequeño). Los individuos que se han filtrado se ubican en el recipiente más grande, y el contenido del pequeño lo usamos para arrastrar los rotíferos que quedan en el filtro. Completamos el matraz hasta los 2 litros con *Tetraselmis chuii*. Del recipiente con los rotíferos se toma el contenido de una pipeta Pasteur y se en hecha en el matraz de 500 ml (que se conservará en el laboratorio, en un lugar cálido e iluminado). El resto, se deposita en el matraz de dos litros con medio de cultivo nuevo con la cantidad que se considere adecuada para reproducirse y se desecha lo que sobre. Este matraz queda con aireación (muy suave, para permitir que los residuos se queden en el fondo) y en una cubeta medio llena de agua y con un termostato a 25°C (solamente para el rotífero Bs, para que el agua esté a unos 22°C), donde se irán reproduciendo, (Figura No. 20).



Figura No. 20. Resembrado de Rotífero Bs
(Trabajo de Campo, 2010)

- Desdoble de cultivo de rotíferos. Se necesita aumentar la cantidad de rotíferos y se necesita desdoblar el cultivo desde el matraz de 2 litros a un tanque troncocónico de 50 litros de capacidad (Figura No. 21). Se cuenta con dos matraces de 2 litros con cultivos de rotíferos: uno con Bs (etiqueta naranja y fecha de resembrado) y otro con S₁ (etiqueta verde y fecha de resembrado). Se trabaja con estos cultivos de forma separada y cada uno con su material específico para evitar que se contaminen, ya que el rotífero más grande (S₁) se puede comer al más pequeño (Bs). Para mayor seguridad, realizaremos primero el desdoble del más pequeño (Bs). Se necesitan dos cubos con fitoplancton (los tomamos de los cultivos que vemos más concentrados en la cámara de inóculos): uno con *Nannochloropsis gaditana* y otro con



Figura No. 21. Tanque Cultivo de Rotíferos de 50 lts (Trabajo de Campo, 2010)

Tetraselmis chuii; un tanque troncocónico de 50 litros de capacidad; un tamiz para filtrado; un termostato; y varios recipientes de laboratorio. Se vierte en el tanque: 4 litros de *Nannochloropsis gaditana* y 3 litros de *Tetraselmis chuii*, y se prepara con aireación suave y con el termostato a 25°C (solamente para el rotífero Bs, para que el agua esté a unos 22°C), luego se filtran los rotíferos que tenemos en el matraz inicial, sin llegar a verter el fondo

del medio de cultivo, ya que es donde se han depositado los residuos. Se toma un recipiente de laboratorio y le echamos los individuos que hemos filtrado, y luego se vierte el contenido en el tanque troncocónico, donde se irán reproduciendo. El tanque solamente tendrá unos 7 litros de cultivo, y si se necesita subir el nivel se hará con agua mezclada en la misma proporción que la usada para el cultivo de fitoplancton (3 partes de agua salada por 1 de agua dulce). En el tanque escribimos la especie de rotífero y la fecha de desdoble.

- Mantenimiento de tanque troncocónico con cultivo de rotíferos. Diariamente se retiran los residuos del fondo y de los bordes superficiales que quedan pegados a la parte interior del tanque. Para ello se quita la aireación para que los residuos en

suspensión precipiten y luego se da un taponazo. El borde se limpia pasando un paño de papel. Si es necesario se sube el nivel del agua de cultivo.

10.3 Cultivo de peces

- Medida y corrección de caudales de tanques de cultivo de peces. Se necesita un recipiente de laboratorio de 2 litros de capacidad y un cronómetro. Se calcula cuánto tiempo tarda en llenarse y se compara con el caudal que debería tener. En caso de ser diferente, se corrige y se marca con un rotulador el grado de apertura de la válvula de paso del agua de cultivo. Esta operación la realizamos 1 vez por semana en cada tanque.
- Medida y corrección de nivel de oxígeno en agua de cultivo. Lo ideal para el cultivo es que el nivel de oxígeno en el agua esté entre 6-7 ppm. Para medirlo se necesita un oxímetro, un recipiente de laboratorio con cloro disuelto en agua, y una boleta de registro. Si se trata de un tanque rectangular, primero se introduce el oxímetro en el extremo donde se encuentra el aporte de agua, anotamos, y luego tomamos la medida en el extremo del tanque donde se encuentra el desagüe. Si se trata de un tanque circular, solamente se toma una medida. Para tomar la medida, se sumerge la sonda del oxímetro en el agua, se agita unos segundos y se espera a que se estabilice la lectura. Hay que agitar la sonda para que le entre bien el agua, ya que mientras se traslada a otro tanque para la toma de un dato nuevo esta también va tomando la medida de oxígeno del aire y eso puede inducir error. Si el nivel no corresponde al que debería tener, se debe investigar la causa y corregirla. Antes de pasar al siguiente tanque, sumergir la sonda en el recipiente con cloro disuelta en agua para desinfectarlo y evitar contaminación entre tanques. Esta operación se realiza en días alternos. Al terminar, se vuelve a introducir la sonda en el recipiente con cloro disuelto en agua, se aclara con agua dulce clorada y, finalmente, se vuelve a enjuagar con agua destilada antes de guardarla.
- Medida de la temperatura del agua. La temperatura ideal para estos cultivos está en los 19°C. En este caso, el oxímetro también mide la temperatura del agua, y también realizamos esta operación 1 vez por semana en cada tanque.

10.4 Tanque de cultivo de Lenguados

- Rectangular, de fibra de vidrio.
- Capacidad: 5.000 litros, pero lleno hasta 2.000 litros.
- 8 puntos de aireación (con piedras de aireación), uno de ellos dentro del tubo de PVC de aporte de agua.
- Aporte de agua con tubo hasta el fondo en un extremo del tanque, y tubo de nivel en el otro.
- Cubierto con malla negra para mantener en oscuridad.
- Alimentación con pienso en dos comederos de cuerda.
- Fondo con arena.
- Temperatura del agua: 19°C.
- Oxígeno disuelto en el agua: entre 6-9 mgr/l.

10.5 Tanque con reproductores de Dorada

- Rectangular, de fibra de vidrio.
- Capacidad: 10.000 litros, pero lleno hasta 8.000 litros.
- 6 puntos de aireación (con piedras de aireación), uno de ellos dentro del tubo de PVC de aporte de agua.
- Aporte de agua con tubo cerca de la superficie y en cascada en un extremo del tanque, y tubo de nivel en el otro.
- Con temporizador conectado a la luz eléctrica y rodeado de cortinas para controlar el fotoperiodo.
- Alimentación con alimento fresco a mano y *ad libitum*.
- Temperatura del agua: 19°C.
- Oxígeno disuelto en el agua: entre 6-9 mgr/l.
- El periodo de puesta no debe durar más de tres meses, ya que forzar tanto a las doradas afectaría negativamente la puesta del año siguiente.

10.6 Sifoneado

Es una operación diaria que se realiza con cada tanque de cultivo de peces para limpiar el fondo de residuos sólidos, (Figura No. 22).

10.6.1 Sifoneo de un tanque de cultivo de Lenguados

El fondo está sucio debido a la acumulación y mezcla de arena y residuos sólidos (heces, restos de alimentos, etc.). Para limpiarlos se utiliza un sifón (un tubo de PVC acoplado a un trozo de manguera), que acaba en un tamiz de 132 μ . Se enjuaga previamente con agua dulce clorada por dentro y por fuera y, sin que vuelva a tocar el suelo, se carga con agua dulce clorada. Luego se induce lentamente en el tanque la parte con el tubo (para no perturbar a los peces ni remover el fondo), y se le aporta agua dulce clorada a presión por el otro extremo (que se encuentra en el suelo) hasta que dejen de salir burbujas y hayamos conseguido el efecto sifón por la diferencia de nivel (esta es otra forma de cargar el sifón utilizada en los tanques de cultivo de lenguado, ya que el nivel del agua suele ser muy bajo y eso provoca que se descargue fácilmente). Se sifonea el fondo del tanque lentamente hasta ir extrayendo todos los residuos. A la vez, se van moviendo los lenguados para que suelten la arena que tienen acumulada encima. No se quita el aporte de agua salada al tanque, pero sí la aireación para poder ver bien el fondo. Al finalizar, se conecta el sifón a la manguera de agua dulce clorada y se pasa el chorro de agua por encima de los lenguados para lavarlos (usando el cloro del agua) y para identificar a los que están muertos. Luego se limpian los lados interiores del tanque con un trapo (que conservamos en una cubeta con cloro). También con agua dulce clorada se limpia la rejilla puesta en el tubo de desagüe. Finalmente, se vuelve a conectar la aireación y, una vez a la semana (el jueves, por lo general), se aporta una cubeta de arena limpia al tanque para que los lenguados puedan deslizarse por ella y que sufra menos su lado en contacto con el fondo (también reduce su estrés). Se finaliza el proceso enjuagando con agua dulce clorada el suelo al que han ido a parar los residuos, así como el sifón utilizado. También, una vez a la semana y después de sifonear, se limpia el fondo con



Figura No. 22. Sifoneando tanques
(Trabajo de Campo, 2010)

una escoba (que conservamos en un tanque con amoniacal diluido en agua dulce clorada). Los viernes no se sifonean los tanques de cultivo de lenguados, sino que solamente se lavan con agua dulce clorada, se pasa el trapo y a alimentarlos, y de esta manera quedan con la arena todo el fin de semana.

10.6.2 Sifoneo de un tanque de cultivo de Lubinas

La particularidad del sifoneado de un tanque de lubinas es que tienen mucha suciedad en suspensión, así que es necesario recorrerlo varias veces mientras se va asentando en el fondo. Durante el sifoneado también se corta el aporte de agua de cultivo. Si las lubinas han dejado muchos restos de pienso se utiliza para recogerlos un tamiz de 500 μ . De esta manera, el suelo no se contaminará con restos orgánicos, sino que irán a la basura.

10.6.3 Sifoneo de un tanque circular para cultivo de peces

La peculiaridad de este tipo de tanques es que se denominan “autolimpiables” porque el fondo está en ligera pendiente hacia el centro, donde se encuentra el desagüe. La autolimpieza nunca llega a ser completa, por lo que antes de sifonear daremos un taponazo para que salgan todos los residuos acumulados en el fondo del tubo de desagüe. Estos tanques tienen el tubo de nivel en el exterior y, para que el agua no golpee directamente contra el suelo, se le pone una cubeta de agua debajo.

10.7 Muestreo de tanque de cultivo de Dorada

Para realizar un muestreo, se baja el nivel del tanque de cultivo hasta una altura que nos



Figura No. 23. Muestreo de Dorada, (Trabajo de campo, 2010)

permita capturar fácilmente los peces. Se utiliza un arte de pesca para llevarlos donde queramos y luego se van sacando con una quecha un número significativo de individuos suficiente para saber cómo evoluciona el cultivo. Estas doradas se van introduciendo en un tanque auxiliar (de unos 200 litros de capacidad, pero lleno hasta los 150 litros), (Figura No. 23), en el que previamente hemos diluido anestésico (aceite de clavo a

razón de 20 ppm). Esta cantidad de anestésico puede variar dependiendo del estado de

estrés del pez, así que es probable que tengamos que diluir un poco más hasta que haga efecto en pocos minutos. Una vez la dorada está anestesiada, la tomamos y medimos su peso y su longitud (hasta el furcal), lo anotamos y la depositamos en su nuevo tanque de cultivo, y así sucesivamente con el resto hasta completar el número de individuos que hemos determinado como significativo.

10.8 Muestreo de tanque de cultivo de Lubinas

Para realizar un muestreo, se baja el nivel del tanque de cultivo hasta una altura que nos permita capturar fácilmente los peces. Se utiliza un trasmallo para su traslado y luego se van sacando con una quecha un número significativo de individuos suficiente para saber cómo evoluciona el cultivo. Estas lubinas se van introduciendo en un tanque auxiliar (de unos 200 litros de capacidad, pero lleno hasta los 150 litros) en el que previamente se ha diluido anestésico (3,5-4 ml de aceite de clavo). Esta cantidad de anestésico puede variar dependiendo del estado de estrés del pez, así que es probable que tengamos que diluir un poco más hasta que haga efecto en pocos minutos. Una vez la lubina está anestesiada, se mide su longitud (hasta el furcal) y se toma su peso, se anota y la devolvemos a su nuevo tanque de cultivo, y así sucesivamente con el resto hasta completar el número de individuos que se ha determinado como significativo.

10.9 Muestreo de tanque con reproductores de Dorada

Se debe conocer el estado de madurez de nuestros reproductores y de cuántos machos y hembras se dispone. Se cuenta con un tanque madre (preparado para el fotoperiodo), un tanque de recepción y un pequeño tanque auxiliar de 200 litros. Inicialmente, las doradas se encuentran en el tanque madre, en el cual se aplica anestésico, FENOXIETANOL 99% PS; (prohibido en peces destinados al consumo humano, pero autorizado para investigación); a razón de 50 ppm para tranquilizarlas antes del traslado al tanque de recepción. Se prepara el material que vamos a utilizar: tanque auxiliar, mesa de trabajo, báscula, tabla de medida, lector electrónico de microchips, quechas, trasmallo, y hoja de anotación. Una vez ha surtido efecto el anestésico, se introducen las doradas en el tanque de recepción, al cual bajamos el nivel hasta la altura que nos permita capturarlas fácilmente, y le aplicamos de nuevo anestésico a razón de 70 ppm. Se llena en tanque auxiliar con 150 litros y le echamos anestésico (233 ppm). Se traslada al tanque auxiliar las doradas una a una con la quecha y

se colocan en grupos de tres. Cuando les hace efecto el anestésico, se toman con las manos, se les pasa el lector de microchips para identificarlas, observamos si presenta alguna anomalía (heridas en la piel, boca, opérculos o aletas; signos de enfermedad; etc.), les damos un masaje en el abdomen para comprobar si está madura/o y si es fluyente, y luego se les mide (hasta el furcal) y se les pesa para luego anotar los datos recolectados, así como cualquier otro detalle que se considere importante, depositándola finalmente de nuevo en el tanque madre (que previamente se ha limpiado). Si al realizar el masaje expulsa esperma, se trata de un macho fluyente. Si expulsa heces o no expulsa nada, puede tratarse de una hembra o de un ejemplar que aún no ha madurado lo suficiente. Para identificar a una hembra se debe tener en cuenta que son de mayor tamaño que los machos y que su abdomen estará hinchado por los huevos. Hacemos la misma operación con todos los individuos del tanque. Si presenta alguna herida en la piel, se seca la zona con papel absorbente y se le pone una pomada para regenerarla (BLASTOESTIMULINA, pomada al 1% de uso cutáneo).

10.10 Puesta de reproductores de Doradas

Después de los meses de fotoperiodo largo comienzan los de fotoperiodo corto, tras los cuales se produce la puesta. Se debe revisar este tanque cada mañana para observar si han puesto huevos (una indicación puede ser ver un poco de espuma en la superficie del agua) tomando una muestra de la superficie del agua con un vaso de precipitado y observando a simple vista si hay huevos. En ese momento, se comprueba su estado en el laboratorio observándolos a través del estereoscopio. Si están bien, se procede a conectar al tanque de reproductores un colector de huevos de donde se retirara la puesta cada día. Una vez empieza la puesta ya se hace todos los días. Las primeras puestas suelen tener un alto porcentaje de huevos no viables (opacos y no flotan), (Figura No. 25), cuando las puestas empiezan a ser buenas y abundantes se recogen los huevos del tamiz del colector y se introducen a un tanque troncocónico de 50 litros de capacidad (lleno hasta 20 litros, cantidad exacta para realizar operaciones de porcentaje y conteo). Se deja reposar unos minutos para que los huevos no viables se vayan al fondo. En ese momento se le realiza un taponazo y se recoge todo (hasta 10 litros) en una cubeta con aireación para contarlos. En el tanque troncocónico (10 litros) se quedan los huevos viables (transparentes y flotan), (Figura No. 24), con aireación. Ahora se procede a contarlos tanto como los de la cubeta

como los del tanque para saber el número y porcentaje de huevos viables y no viables de la puesta. Si la puesta es buena pero de poca cantidad se pueden recoger todos los huevos en una cubeta y pasar a contarlos directamente por volumetría.

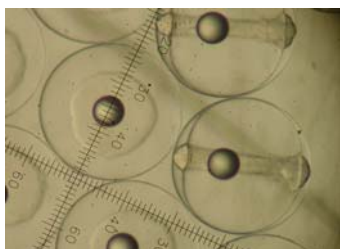


Figura No. 24. Huevos viables
(Trabajo de Campo, 2010)

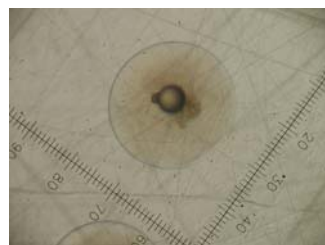


Figura No. 25. Huevo no viables
(Trabajo de Campo, 2010)

10.11 Conteo de huevos

Se puede hacer de dos maneras según la cantidad de huevos que se aprecie a simple vista:

- Si se aprecia poca cantidad por volumetría: se toman los huevos viables por un lado y los no viables por otro y se depositan todos juntos en un vaso de precipitado que dará el volumen de huevos se calcula unos mil huevos por cada ml. de volumen.
- Si se aprecia mucha cantidad de huevos por regla de tres: se toma una muestra homogénea de los huevos viables por un lado y los no viables por el otro en una probeta de 20 ml de cada probeta se vuelve a tomar una muestra homogénea de un ml. con una pipeta Pasteur y se inserta en una caja de petri. Se observa la muestra en el estereoscopio y se cuentan los huevos. Se repite la operación dos o tres veces para obtener una media. Sabiendo lo que hay en un mililitro por una regla de tres se puede saber el total de huevos en 10 litros.

10.12 Incubación de huevos de Dorada

Cuando las puestas empiezan a ser buenas se realiza un muestreo y se toman los huevos viables para incubarlos. Se meten en un tanque troncocónico de 500 lts. de capacidad (lleno

hasta 150-200 lts.), con poco aporte de agua y suave, 2 piedras de aireación en el fondo y tubo de nivel central con una malla. La temperatura del agua es de 19⁰C y en 48 horas deben eclosionar los huevos, (Figura No. 26).

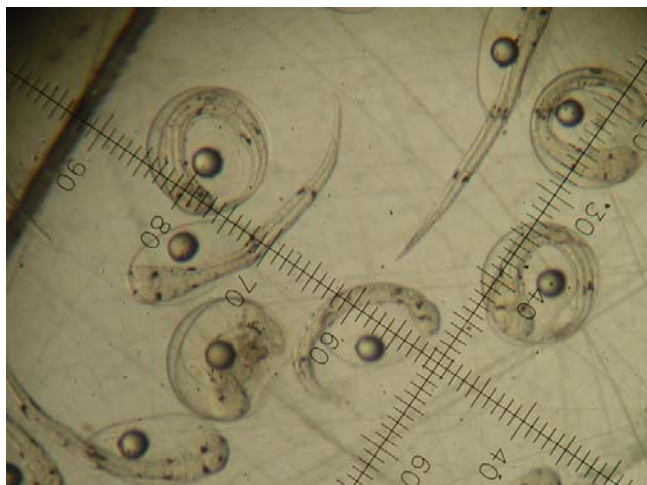


Figura No. 26. Eclosión de larva de Dorada
(Trabajo de Campo, 2010)

10.13 Muestreo de incubación de huevos de Dorada

Se corta la aireación y se deja que precipiten los huevos no viables al fondo del tanque. Se da un taponazo para extraerlos del tanque y se toma una muestra con una probeta de 20 ml. se cuentan los huevos no viables y conociendo la cantidad total que había en el tanque se obtiene el numero de huevos viables, esta operación se realiza cada mañana.

10.14 Muestreo de tanque con machos de Dorada

Se necesita saber si los machos están maduros y fluyentes. En un tanque madre, un tanque de recepción y un pequeño tanque auxiliar de 200 litros. Inicialmente, los machos de doradas se encuentran en el tanque madre, en el cual se echa anestésico (FENOXIETANOL 99% PS, prohibido en peces destinados al consumo humano, pero autorizado para investigación) a razón de 60 ppm (1.500 litros → 100 ml) para tranquilizarlos antes del traslado al tanque auxiliar. Se prepara el material que vamos a utilizar: tanque auxiliar, mesa de trabajo, báscula, tabla de medida, lector electrónico de microchips, quechas, y hoja de anotación. Una vez ha surtido efecto el anestésico, se introducen los machos de doradas una a una con la quecha y se dejan en grupos de tres dentro del tanque auxiliar y se le aplica anestésico (200 ppm; 150 litros → 35 ml). Cuando les hace efecto el anestésico, se toman

con las manos, se les pasa el lector de microchips para identificarlos, se observa si presenta alguna anomalía (heridas en la piel, boca, opérculos o aletas; signos de enfermedad; etc.), se les da un masaje en el abdomen para comprobar si está maduro y si es fluyente, y luego se le toma la medida (hasta el furcal) y el peso y se anotan, así como cualquier otro detalle que consideremos importante, depositándola finalmente en el tanque de recepción. Si al realizar el masaje expulsa esperma, se trata de un macho fluyente. Si expulsa heces o no expulsa nada, se trata de un ejemplar que aún no ha madurado lo suficiente. Hacemos la misma operación con todos los individuos del tanque.

10.15 Muestreo de tanque de cultivo de Lenguado

Para realizar este muestreo se van sacando con una quecha un número significativo de individuos suficiente para saber cómo evoluciona el cultivo. Estos lenguados se van introduciendo en un tanque auxiliar (de unos 200 litros de capacidad, pero lleno hasta los 50 litros), (Figura No. 27), en el que previamente se ha diluido anestésico (aceite de clavo a razón de 10 ppm). Esta cantidad de anestésico puede variar dependiendo del estado de estrés del pez, así que es probable que se tenga que diluir un poco más hasta que haga efecto. Una vez el lenguado está anestesiado, se pesa y mide su longitud (hasta el final de la aleta caudal), se anota y lo depositamos en su nuevo tanque de cultivo, y así sucesivamente con el resto hasta completar el número de individuos que hemos determinado como significativo.



Figura No. 27. Muestreo de Lenguados
(Trabajo de Campo, 2010)

10.16 Clasificado de tanque de cultivo de Lenguado

Se cuenta con dos tanques de cultivo de lenguados: uno con los de talla mediana y otro con los de talla pequeña. Se debe pasar a los de menor talla desde el tanque de talla mediana al de talla pequeña. A simple vista se puede diferenciar el tamaño de los lenguados, así que con una quecha se toman y llevan de un tanque a otro hasta que la biomasa total de cada tanque sea similar.

10.17 Baño profiláctico a tanque de cultivo de Lenguados

Con los lenguados en ayunas y sin sifonear su tanque de cultivo, se corta el aporte de agua. Se echa en el tanque 150 ppm de agua oxigenada (PANREAC QUÍMICA SAU; hidrógeno peróxido 33% p/v) y se deja actuar durante 30 minutos. Luego se vuelve a abrir el aporte de agua y sifoneamos el tanque. (El tanque tiene 2.000 litros de agua y se le echan 900 ml de agua oxigenada. Esto nos daría 450 ppm, pero en realidad aportamos 150 ppm, aproximadamente, porque el hidrógeno peróxido ya viene diluido al 33%). Se realiza esta operación una vez a la semana (generalmente los jueves) con cada tanque de cultivo de lenguados para prevenir posibles patologías.

10.18 Pienso para alimentación de peces

Los piensos son diferentes para cada especie tanto en composición como en tamaño. Se suministran unas tablas que indican la cantidad a suministrar según la biomasa del tanque de cultivo, el tamaño del pez y la temperatura del agua. Se deben conservar en un lugar aislado, fresco y seco, ya que se estropean con la humedad y puede atraer roedores. Cuando se cambia el pienso a un tanque de cultivo de peces por otro con diferente composición, lo más probable es que no lo coma el primer día y tarde varios en acostumbrarse. Esto se aprecia por la gran cantidad de residuos que habrá que sifonar (los residuos habituales más comunes mucho pienso no consumido). El pienso es muy caro y lo suministran en sacos, así que suele sobrar cierta cantidad del mismo cuando los peces crecen y hay que darles uno mayor. Este pienso no se tira ni se guarda (ya que caduca), sino que se puede seguir aportando o mezclarlo con otro tipo de pienso de mayor diámetro para aprovecharlo hasta que se agoten las existencias.

10.19 Alimentación en comedero de cuerda

Se estira la cinta hasta donde sea necesario, teniendo en cuenta que debe repartir todo el pienso en el momento adecuado (las doradas y lubinas comen por la mañana, mientras que los lenguados comen de noche). Si los peces son pequeños, repartimos el pienso de forma continua en una sola fila a lo largo de la cinta del comedero, ya que los peces necesitan comer más continuamente para mantener el ritmo de crecimiento. Si los peces ya son algo mayores, el pienso se reparte en tres tomas equidistantes y perpendiculares a la dirección de la cinta.



Figura No. 28. Alimentador de cuerda (Trabajo de Campo, 2010)

10.20 Alimentación de reproductores de Dorada

Se alimentan a mano (depositando suavemente la comida en el agua, sin salpicar para que no se alteren) y *ad libitum*. Las doradas son peces habituados a comer por las mañanas, así que durante este tiempo se le va aportando poco a poco la comida. Cuando están en reposo, se le da una mezcla de pienso y alimento fresco. Cuando está madura y preparada para la puesta, se le da solamente alimento fresco. Este alimento fresco consiste en calamares troceados, ya que lo admite mejor que la pota. A veces están muy estresadas y no comen o comen poco (como cuando hay visitas en la planta de cultivos).



Figura No. 29. Preparación de alimento fresco (Trabajo de Campo, 2010)

10.21 Preparación de alimento fresco para reproductores de Dorada

Se cuenta con cajas llenas de calamares (chipirones) congelados. Se sacan y preparan en una bandeja para ser troceados. Se le corta la cabeza (no les gusta a las doradas) y la punta (porque puede acumular una bolsa de aire y flotar) y las tiramos. El resto se trocea y guarda en bolsas de plástico de 400 gr cada una. Estas

bolsas se colocan en una bandeja que se guarda en el congelador del laboratorio, listas para ser usadas en la alimentación de los reproductores de Dorada.

10.22 Cultivo de peces en cuarentena

Se tuvo la oportunidad de recibir un lote de lisas y lo mantuvimos en cuarentena en un tanque de cultivo aparte y con su propio material de limpieza para prevenir un posible contagio de una posible patología al resto de peces de la planta de cultivo. Se mueren todas las lisas por una patología, y se procedió a limpiar el tanque con una dilución de ácido clorhídrico (ESLAP 4: desoxidante y desincrustante ácido). Se limpio con el mismo líquido el material de trabajo y limpieza (rejilla del tubo de nivel, sifón, escoba, quecha y cubo) que se ha utilizado con dicho tanque. Finalmente, se lleno el tanque de agua dulce clorada con una cierta cantidad de hipoclorito sódico (cloro) y se sumergió en él todo el material anteriormente mencionado, procediendo de este modo a su desinfección.

10.23 Higiene y limpieza del material de trabajo

A continuación se describen los procesos de higiene y limpieza de todo el material que se utiliza en la Planta de Cultivos Marinos.

10.23.1 Matraces

Se limpian con ácido clorhídrico diluido que pasamos de uno a otro; finalmente, aclaramos con agua dulce clorada.

10.23.2 Piedras de aireación

Sumergimos las piedras de aireación en un cubo con ácido clorhídrico diluido en agua dulce para su limpieza y los dejamos ahí el tiempo necesario. Como este ácido hace que queden con un color amarillento, luego las sumergimos en otro cubo con cloro diluido en agua dulce para que se blanqueen.

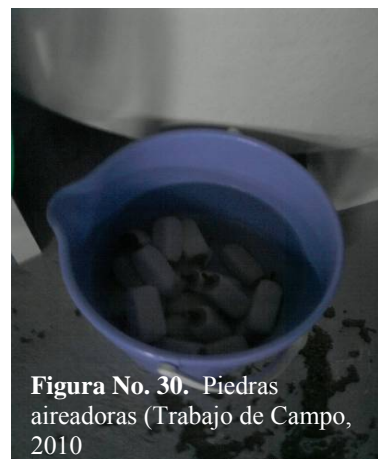


Figura No. 30. Piedras aireadoras (Trabajo de Campo, 2010)

10.23.3 Sifones

Se enjuagan con agua dulce clorada y se sumergen en un depósito lleno de amoniacal diluido

10.23.4 Artes de pesca y escobas.

Se enjuagan con agua dulce clorada y las sumergimos en un depósito lleno de amoniacal diluido.

10.23.5 Depósitos de mantenimiento de material de los tanques de cultivo

Se le retira el material (sifones, artes de pesca y escobas), se vacía y limpia una vez por semana (generalmente los viernes) y se vuelven a llenar de amoniacal diluido y a reponer el material.

10.23.6 Trapos de limpieza de tanques de cultivo

Se aclara con agua dulce clorada y se sumerge en una cubeta llena de cloro diluido.

10.23.7 Varillas para aireación de matraces

Se sumergen en un recipiente de laboratorio que contiene una dilución de ácido clorhídrico (DIPROTEL, S.A.; ESLAP 4: desoxidante y desincrustante ácido) que actuará como desincrustante. Luego se enjuagan las varillas con agua dulce clorada y, finalmente, se introducen en su recipiente específico para el autoclaveado.



Figura No. 31. Desinfección de sifones
(Trabajo de Campo, 2010)



Figura No. 32. Desinfección de varillas
(Trabajo de Campo, 2010)

11. CONCLUSIONES

1. Todas las actividades realizadas en el Centro de Cultivos Marinos de la Universidad de Cádiz, cumplieron con los objetivos propuestos para la practica de campo.
2. Se participó en actividades relacionadas con el muestreo de reproductores de Dorada. Entre los que podemos detallar el control de stock, los pedidos de material, la organización de la cadena de producción de Rotíferos y otros.
3. Se conoció el manejo de los distintos aparatos relacionados con el laboratorio y la planta de cultivo, así como el tratamiento de datos de muestreo.
4. Se tuvo la oportunidad de sembrar algas para la alimentación de Rotíferos, lo cual fue importante conocer para poder apoyar a mi escuela cuando se realicen actividades relacionado con siembra de algas.
5. Se manejó el zooplancton para alimentar a las larvas de Dorado o cualquier otro pez.
6. La práctica de campo otorga la oportunidad de conocer los avances relacionados con la acuicultura en un país desarrollado, y de la misma manera conocer profesionales de tan alto nivel por medio de quienes también se conoce otra cultura, los valores morales y éticos del desempeño profesional de ellos.

12. RECOMENDACIONES

1. Que se continúe enviando estudiantes a la Universidad de Cádiz para así poder mantener las relaciones abiertas entre universidades, lo cual le da gran prestigio a Centro de Estudios del Mar y Acuicultura; CEMA, de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
2. Estrechar los lazos entre ambas Universidades para que exista la oportunidad de continuar estudios a nivel de maestrías u otros grados académicos relacionados con la Acuicultura.

13. BIBLIOGRAFIA

1. APROMAR. (Asociación Empresarial de Productores de Cultivos Marinos, ES). 2008. La Acuicultura marina de peces en España. España, APROMAR. 72p.
2. Calderer, A. 2001. Influencia de la temperatura y la salinidad sobre el crecimiento y consumo de oxígeno de la dorada (*Sparus aurata L.*). Tesis doctoral. España, Universidad de Barcelona. 206 p.
3. García García, J. 2001. Análisis económico-financiero comparado de dos sistemas de engorde de dorada (*Sparus aurata L.*) en el litoral de la región de Murcia. Tesis doctoral. España, Universidad de Murcia. 210 p.
4. García García, B. 1994. Factores que influyen sobre el consumo de oxígeno, ingesta y crecimiento en la dorada (*Sparus aurata L.*): una aproximación al establecimiento de modelos lineales. Tesis doctoral. España, Universidad de Murcia. 231 p.
5. Gijon, D. y Zarza, C. 2005. Principales patologías infecciosas en la piscicultura marina mediterránea en España. España, Skretting. 20 p.
6. Martín Vide J. y Olcina J. 2001. Climas y tiempos de España, Madrid, Alianza Editorial, 258 p.
7. Moretti, A; Pedini Fernández-Criado, M; Cittolin, G; Guidastrri, R. 1999. Manual on hatchery production of sea bass and gilthead sea bream. Roma, FAO. v. 1, 194p.
8. Moretti, A; Pedini Fernández-Criado, M; Vetillart, R. 2005. Manual on hatchery production of sea bass and gilthead sea bream. Roma, FAO v. 2, 52p.
9. Odai, M; Ikegami, T; Ortega, A; García-Alcázar, A; Arnal, I; Antaella, E; Guevara, J; Sandino, S; y Peñalver, L. 1978. Experiencias sobre cultivos de larvas de *Palaemon serratus*, *Penaeus kerathurus* y *Sparus auratus* realizadas en el laboratorio del Mar Menor del Instituto Español de Oceanografía. Boletín del Instituto Español de Oceanografía 4 (239): 1-54.
10. Ortega, A; y Ros, J. 1973. Primeras experiencias sobre cultivos de peces en el Mar Menor. Boletín del Instituto Español de Oceanografía (163): 1-20.
11. Ortega, A; Santaella, E; García, A; Olmedo, M. y Peleteiro, JB. 1983. Cultivo de Dorada, *Sparus aurata L.*, en el centro Costero del mar Menor durante la temporada 1978-1979. Informe. Técnico Instituto Español de Oceanografía. 29 p (no.5)
12. Polo, A. 1991. Crecimiento y alimentación durante el desarrollo larvario de la dorada, *sparus aurata l.*, en cultivo. Tesis doctoral. España, Universidad de Cádiz. 179 p.
13. Zarza, C; Fonlut, F. 2002. Control del síndrome de invierno en dorada. Italia, Trouvit Informa. p. 20-23.

13. ANEXO

Certificación



ECA CERT, CERTIFICACIÓN, S.A.U.

Certifica que el sistema de gestión de la calidad de la organización

**PLANTA DE CULTIVOS MARINOS
(UNIVERSIDAD DE CÁDIZ)**

aplicado a sus actividades de:

ESTABLECIMIENTO DE CRÍA, SUMINISTRO Y USUARIO DE ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN, COORDINACIÓN Y GESTIÓN DE ACTIVIDADES DOCENTES E INVESTIGADORAS Y DE PROYECTOS DE I+D+I EN EL CAMPO DE LA ACUICULTURA APLICADA,

desarrolladas en los centros de trabajo vinculados al contrato correspondiente

*es conforme con la norma
UNE-EN-ISO 9001:2000*

Certificado nº: 7534/ER/07/07

Fecha de entrada en vigor: 04 de julio de 2007

Fecha de caducidad: 04 de julio de 2010

Fecha de emisión: 04 de julio de 2007



7534/ER/07/07

El Director General



**C/. Terye, 11-19
08017-BARCELONA**

Virgilio Sáez Domingo

*El presente certificado no tiene validez sin su contrato correspondiente
(El presente documento es copia del certificado original)*

Cualquier aclaración adicional relativa tanto al alcance de este certificado como a la aplicabilidad de los requisitos de la norma puede obtenerse consultando a la organización



Anexo No. 1. Certificado ECA-ISO9001 Español

Certificación



ECA CERT, CERTIFICACIÓN, S.A.U.

Certifica que el sistema de gestión de la calidad de la organización

**PLANTA DE CULTIVOS MARINOS
(UNIVERSIDAD DE CÁDIZ)**

aplicado a sus actividades de:

**ESTABLECIMIENTO DE CRÍA, SUMINISTRO Y USUARIO DE
ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN, COORDINACIÓN Y
GESTIÓN DE ACTIVIDADES DOCENTES E INVESTIGADORAS Y
DE PROYECTOS DE I+D+I EN EL CAMPO DE LA ACUICULTURA
APLICADA,**

*desarrolladas en los centros de trabajo
vinculados al contrato correspondiente*

*es conforme con la norma
UNE 166002*

Certificado n.º: 7655/ID/07/07

Fecha de entrada en vigor: 04 de julio de 2007

Fecha de caducidad: 04 de julio de 2010

Fecha de emisión: 04 de julio de 2007

El Director General



Virgilio Sáez Domingo

*El presente certificado no tiene validez sin su contrato correspondiente
(El presente documento es copia del certificado original)
Cualquier aclaración adicional relativa tanto al alcance de este certificado como a la aplicabilidad de
los requisitos de la norma puede obtenerse consultando a la organización*

Anexo No. 2. Certificado ECA-UNE166002 Español.

POLÍTICA DE CALIDAD E INVESTIGACIÓN, DESARROLLO E INNOVACIÓN (I+D+i)

La PLANTA DE CULTIVOS MARINOS del Centro Andaluz Superior de Estudios Marinos (CASEM) de la Universidad de Cádiz dedicada al establecimiento de cría, suministrador y usuario de animales de experimentación, coordina y gestiona las actividades docentes e investigadoras relacionadas con el campo de la acuicultura aplicadas a distintas ramas de la ciencia y la tecnología.

En todos los servicios prestados se renueva la apuesta por mantener el más alto nivel de calidad, buscando como objetivo principal la satisfacción de nuestros usuarios y clientes y el máximo rigor técnico. Por esta razón, se desarrolla una Política de Calidad e I+D+i aplicable a todas nuestras actividades y servicios, que define los principios de actuación en relación a la gestión de la Calidad e I+D+i conforme a la Norma de referencia UNE-EN ISO 9001:2000 y UNE 166002:2006 y que sirve para poner de manifiesto nuestro compromiso público en este sentido. Para ello, la Dirección del Laboratorio de Cultivos Marinos se compromete a:

- Ejecutar la prestación del servicio con un exigente grado de calidad, cumpliendo con todos los requisitos legales y reglamentarios de aplicación en las instalaciones y proyectos, satisfaciendo los requerimientos de los clientes y usuarios y con el interés permanente de evolucionar hacia la continua mejora y eficacia del Sistema de Gestión de Calidad e I+D+i.
- Cumplir los requisitos establecidos en la Norma UNE-EN ISO 9001:2000 y UNE 166002:2006, para el establecimiento de un Sistema de Gestión de la Calidad e I+D+i de conformidad con la misma, y otros requisitos que sean de aplicación a la actividad desarrollada.
- Fomentar las actividades y proyectos de I+D+i, mediante una correcta selección y adecuada gestión de sus procesos, asegurando que no se pierdan actividades susceptibles de generar tecnologías propias, a través de las cuales se puedan obtener beneficios adicionales por la transferencia de tecnología a nuestros clientes.
- Efectuar un seguimiento continuo de los resultados obtenidos a través de los indicadores de gestión del sistema y de proyectos, marcando una serie de objetivos y metas consecuentes con la presente política, fácilmente medibles y asumibles en función de las capacidades de la organización.
- Ofrecer garantías en cuanto a confidencialidad, independencia e integridad en el desarrollo de los servicios y gestión de los proyectos que se prestan.
- Mejorar la cualificación y el desempeño de los alumnos de diversas ramas afines a la acuicultura, con el fin de obtener el mayor rendimiento de la capacidad, experiencia y formación que ostentan y reciben para su cualificación personal.

La Dirección se responsabiliza de disponer de los medios humanos y técnicos necesarios para la consecución de la Política y los objetivos propuestos. Esta Política se encuentra a disposición del público y se revisa y actualiza para su continua adecuación.

Coordinadora Docente y Dirección de Calidad
Fdo.: *Dña. María del Carmen Rendón Unceta*

Dirección del Servicio y Responsable de Calidad
Fdo.: *Dña. Rosa Vazquez Gomez*

Anexo No. 3. Política de Calidad e Investigación, Desarrollo e Innovación

EXCEL

Pienso completo extruído para DORADA en 3 Periodos

Dorada EXCFI es un pienso de energía media diseñado para alimentar doradas desde 15 grs. hasta talla comercial.

Dorada EXCEL es el pienso de uso flexible inspirado en nuestra gran experiencia en nutrición de dorada. Es el actual sustituto del pienso líder en ventas en el Mediterráneo. Europa 22. El concepto 3 Periodos permite ahora reducir aún más los costos mientras se mantiene el rendimiento habitual de pienso. Está recomendado para todo tipo de instalaciones acuícolas con condiciones ambientales y con niveles de oxígeno por encima de 5 ppm.

Ingredientes: Harina de pescado, aceite de pescado, harira de soja
No OGM, trigo, aceite de soja, vitaminas y minerales.

Tipo de envase

D-2 EXCEL 1P
D-4 EXCEL 2P
D-6 EXCEL 3P
D-8 EXCEL XL
Sacos de 25 Kgs.

Const. analíticos	D-2 (1P)	D-4 (2P)	D-6 (3P)	D-8 (XL)
Proteína Bruta %	48,0	46,0	44,0	42,0
Grasa Bruta %	20,0	21,0	22,0	22,0
Canizas Bruta %	10,3	9,1	8,5	8,0
Calulosa Bruta %	1,2	1,4	1,5	1,7
P Total %	1,3	1,2	1,1	1,05

Energía Digestible				
(en MJ/Kg.)	19,5	19,7	19,8	19,9

Producto	Ø mm.	Peso pez (grs.)
D-2 EXCEL 1P	2,5	10-60
D-4 EXCEL 2P	4,0	60-200
D-6 EXCEL 3P	6,0	190-600
D-8 EXCEL XL	8,0	> 600

Ejemplo de impacto ambiental:

100 kg of **Dorada EXCEL 3P**
con FCR sobre 1,35 produce:

Total Nitrógeno (N) 5,10
del cual fecal N 0,79 y soluble N 4,31.

Total Fósforo (P) 0,80 del cual
fecal P 0,16 y soluble P 0,24

Tabla de alimentación en función de la temperatura del agua (en porcentaje de peso vivo)

- Los porcentajes de alimentación son meramente orientativos.
- Se recomienda siempre alimentación "ad libitum" con uso de cámaras subacuáticas.

Producto	< 12°	12°	14°	16°	18°	20°	22°	24°	26°	28°
D-2 EXCEL 1P	Según apetito	1.0	1.4	1.9	2.4	3.1	3.5	3.6	3.3	2.5
D-4 EXCEL 2P		0.8	1.2	1.5	1.9	2.2	2.4	2.6	2.3	1.8
D-6 EXCEL 3P		0.6	0.9	1.1	1.3	1.6	2.0	2.2	1.8	1.4
D-8 EXCEL XL		0.4	0.6	0.7	0.9	1.2	1.4	1.5	1.3	0.8

Nivel mínimo O₂ 5 ppm

DORADA EXCEL es un producto libre de OGM (salvo 0,9% de posible contaminación fortuita)

Anexo No. 4. Valor nutritivo del alimento y tabla de orientación para cálculo de ración

Este régimen de alimentación sugerido deberá adaptarse a las condiciones particulares de cada instalación, de acuerdo con el protocolo de trabajo habitual. Todas las cantidades son por cada 10.000 litros de cultivo.

Talla mm.	Peso mg.	Edad días	Tª °C	Grados día	Caudal l/min.	Algas	Rotifero millones	Artemia millones	GW 0.1 Kg.	GW 0.2 Kg.	GW 0.3 Kg.	Volumen 10 m³			
3,5	0,05	1	18	18	3,5	método estándar						10	Densidad de 100.000/m³ ó 1,0 millón/10m³		
		2	18	36	3,5	método estándar						10			
		3	18	54	3,5	método estándar	60					10			
		4	18	72	7	método estándar	60					10			
		5	19	91	7	método estándar	80					10			
		6	19	110	7	método estándar	80					10			
		4	1	7	19	129	7	método estándar	100						10
				8	19	148	7	método estándar	100						10
				9	19	167	7	método estándar	100						10
				10	19	186	10	método estándar	140						10
				11	19	205	10	método estándar	140						10
				12	19	224	10	método estándar	160						10
				13	19	243	10	método estándar	160						10
				14	19	262	10	método estándar	180						10
				15	19	281	10	método estándar	180						10
				16	19	300	20	método estándar	220						10
				17	19	319	20	método estándar	220						10
6	2,5	18	19	338	20	método estándar	260					10			
		19	19	357	20	método estándar	260					10			
		20	19	376	20	método estándar	300	10	0,2			10	COALIMENTACIÓN		
		21	19	395	20	método estándar	300	10	0,2			10	COALIMENTACIÓN		
		22	19	414	20	método estándar	300	20	0,2			10	COALIMENTACIÓN		
		23	19	433	20	método estándar	300	20	0,2			10	COALIMENTACIÓN		
		24	19	452	20	método estándar	160	20	0,2			10	COALIMENTACIÓN		
		7	4,3	25	20	472	20	método estándar	60	40	0,2			10	COALIMENTACIÓN
				26	20	492	20			40	0,2			10	COALIMENTACIÓN
				27	20	512	27			60	0,3			10	COALIMENTACIÓN
28	20			532	27			60	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
8	7,1	29	20	552	27			80	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
		30	21	673	27			100	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
		31	21	594	27			140	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
		32	21	616	27			180	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
		33	21	636	27			200	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
		34	21	657	27			200	0,3			10	COALIMENTACIÓN		
9,2	11,7	35	21	678	27			160	0,3	0,2		10	FASE 1		
		36	21	699	27			160	0,2	0,2		10	FASE 1		
		37	21	720	40			160	0,2	0,2		10	FASE 1		
		38	21	741	40			160		0,6		10	FASE 1		
		39	21	762	40			120		0,8		10	FASE 2		
10,5	19,2	40	21	783	40			120		0,8		10	FASE 2		
		41	21	804	40			120		0,8		10	FASE 2		
		42	21	826	40			120		0,8		10	FASE 2		
		43	21	846	40			80		1,0		10	FASE 3		
		44	21	867	40			80		1,0		10	FASE 3		
12	31	45	21	888	40			80		1,0		10	FASE 3		
		46	21	909	40			80		1,0		10	FASE 3		
		47	21	930	40			40		1,2		10	FASE 4		
		48	21	951	40			40		1,2		10	FASE 4		
		49	21	972	40			40		1,2		10	FASE 4		
14	49	50	21	993	55			40		1,2		10	FASE 4		
		51	21	1014	55					1,5		10	POST-DESTETE		
		52	21	1035	55					1,5		10	POST-DESTETE		
		53	21	1056	55					1,5		10	POST-DESTETE		
		54	21	1077	55					0,7	0,8	10			
16	90	55	21	1098	55					0,9	0,8	10			
		56	21	1119	55					0,8	0,9	10			
		57	21	1140	55						1,7	10			
		58	21	1161	55						1,8	10			
		59	21	1182	55						2,0	10			
18	160	60	21	1203	55					1,0	2,0	20	Transferencia de larvas (ajustar densidad a 15.000/m³)		
		61	21	1224	55						1,2	20			
		62	21	1245	55						1,3	20			
		63	21	1266	55						1,4	20			
		64	21	1287	55						1,5	20			
		65	21	1308	55						1,6	20			
		66	21	1329	55						1,8	20			
		67	21	1350	55						1,9	20			
		68	21	1371	55						2,0	20			
		69	21	1392	55						2,0	20			
		70	21	1413	55						2,2	20			

Se recomienda como dieta de continuación a Gemma Wean 0,3 a gama Gemma PG 0,5, 0,8 y 1,2

Anexo No. 5. Régimen de alimentación para Dorada

Se recomienda seguir este programa de destete a lo largo de los regimenes de alimentación sugerido para dorada y lubina.

Este programa deberá ser adaptado de acuerdo con las condiciones de manejo de cada instalación (alimentación manual, alimentadores automáticos...) y el protocolo de alimentación habitual. De todas formas es importante prestar gran atención a no sobrealimentar el tanque. Esta sobrealimentación puede ser reducida distribuyendo la dieta seca solamente cuando la densidad de artemia en el tanque sea menor, por lo que incrementaremos la probabilidad de captura y aceptación por parte de las larvas. Para mayor información más detallada por favor contacte con nuestros Servicios Técnicos.

HORA		Co-Alimentación	FASE 1	FASE 2	FASE 3	FASE 4	Post-Destete
0800	0800	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
	0830	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca		
	0900	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	dieta seca	
	1000					dieta seca	dieta seca
1100	1100	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
	1130	dieta seca					
	1200	ARTEMIA	dieta seca				
	1300		dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
1400	1400	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
	1430	dieta seca	dieta seca	dieta seca			
	1500	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	dieta seca	dieta seca	
1600	1600				dieta seca	dieta seca	dieta seca
LIMPIEZA DE TANQUES							
1700	1700	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
	1730	dieta seca	dieta seca	dieta seca			
	1800	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	dieta seca	dieta seca	
	1900				dieta seca	dieta seca	dieta seca
2000	2000	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca
	2030	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	
	2100	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	
	2200						dieta seca
	2300						
2400	2400						
0100	0100						dieta seca
	0200	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	
	0300	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	dieta seca	
	0400	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	ARTEMIA	dieta seca	dieta seca
	0500						
	0600					dieta seca	
0700	0700						dieta seca
N.º Tomas/día		12	13	13	14	15	13

En todo período en el que este período pueda ocurrirse

Se recomienda distribuir el alimento por toda la superficie del agua. Usar las cantidades de acuerdo al régimen de alimentación sugerido.

Realizar la coalimentación 1 h. y 30 minutos previo a la alimentación con artemia.

La duración de cada fase del programa de destete es de 4 días, avanzando de la fase 1 a la 4.

Realice la limpieza de los tanques una vez finalizada la jornada.

Anexo No. 6. Programa de coalimentación y destete