

GUÍA SOBRE EL **BIENESTAR** DE LOS PECES

EN LA **ACUICULTURA** **ESPAÑOLA**

(Vol. 3): Bienestar de las doradas



APROMAR (2024) Guía sobre el bienestar de los peces en la acuicultura española – Volumen 3: Bienestar de las doradas. Asociación Empresarial de Acuicultura de España. 49 pp.

Financiación: Esta Guía ha sido costeada por APROMAR con la cofinanciación del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación del Gobierno de España y el Fondo Europeo Marítimo, de Pesca y Acuicultura de la Unión Europea (FEMPA).

Grupo de trabajo: Andrea Martínez Villalba (UCM), Andrés González Lecuona (Stolt Sea Farm), Claudia Millán Caravaca (OBA), Daniel Sánchez Lacalle (CIWF), Garazi Rodríguez Valle (APROMAR), Javier Ojeda Gonzalez-Posada (APROMAR), Javier Villa Navarro (Grupo Avramar), Philippe Sourd (Cooke España), Antonio La Barbera (Aquanaria), Juan Manuel Fernández Aldana (Experto Internacional en Acuicultura), Juan Ramos Blasco (OBA), María J. Cabrera Álvarez (FEG), Juan Miquel Mancera (UCA), Laura Cucala Lluch (Acuidelta), Lluís Tort (UAB), Mateo Ballester Moltó (Piscialba), Morris Villarroel (UPM), Pablo Arechavala López (IMEDEA-CSIC y FEG).

Editor y coordinador del trabajo: Pablo Arechavala López.

Instituciones:

Asociación Empresarial de Acuicultura de España – OPP30 (APROMAR)
Instituto Mediterráneo de Estudios Avanzados (IMEDEA-CSIC)
Organización no lucrativa Observatorio de Bienestar Animal (OBA)
Organización no lucrativa Compassion in World Farming International (CIWF)
FishEthoGroup Association (FEG)
Empresa Avramar España Acuicultura SL
Empresa Cooke España
Empresa Aquanaria SL
Empresa Piscifactorias Albaladejo SL (Piscialba)
Empresa Acuidelta SL
Empresa Stolt Sea Farm SA
AQUAB-FISH, Universitat Autònoma de Barcelona (UAB)
CEIGRAM, Universidad Politécnica de Madrid (UPM)
Depto. de Biología, Fac. de Ciencias del Mar y Ambientales, Univ. de Cádiz (UCA)
Depto. De Producción Animal, Fac. de Veterinaria, Universidad Complutense de Madrid (UCM)
Servicio de Bienestar Animal. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA)
Secretaría General de Pesca. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA)

Diseño y maquetación: Luis Resines (Pelopantón)

Fotografías: Cortesía de los miembros de trabajo y Oceanográfica ©.

Derechos reservados: © 2024 Asociación Empresarial de Acuicultura de España

Se autoriza la reproducción de esta publicación con fines educativos y otros fines no comerciales sin permiso escrito previo de parte de quien detenta los derechos de autor con tal de que se mencione la fuente. Se prohíbe reproducir esta publicación para venderla o para otros fines comerciales sin permiso escrito previo de quien detenta los derechos de autor.

ISBN: 978-84-09-60143-1

ÁMBITO DE LA GUÍA

En 2022 **APROMAR** publicó una guía inicial sobre el bienestar de los peces que daba a conocer la situación de la actividad acuícola en España en relación a dicha materia. La guía abordó cuestiones básicas y generalidades, asentando conceptos, estableciendo principios comunes y desarrollando las primeras directrices en bienestar de los peces consensuadas con organizaciones ajenas al sector. Había surgido de una iniciativa de **APROMAR** y su texto fue fruto de un ejercicio colaborativo y participativo entre empresas asociadas de **APROMAR** junto a varias asociaciones y organizaciones de protección y bienestar animal (Observatorio de Bienestar Animal, *Compassion in World Farming International* y *FishEthoGroup association*), universidades españolas (Universidad Autónoma de Barcelona, Universidad Politécnica de Madrid y Universidad de Cádiz), organismos públicos de investigación (Instituto Mediterráneo de Estudios Avanzados-CSIC) y el Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Aquel documento estuvo planteado como volumen inicial de una colección de guías que se dedicarían de manera más pormenorizada a cada una de las especies de peces objeto de la acuicultura en España.

La presente es la segunda de las guías por especie, tras la publicación dedicada al bienestar de la lubina (*Dicentrarchus labrax*), ésta se centra en la dorada (*Sparus aurata*). En ella se identifican una serie de indicadores de bienestar, los puntos crí-

ticos de bienestar en los sistemas de producción, así como una serie de buenas prácticas acuícolas. Adicionalmente se ofrecen propuestas de formación y comunicación, además de analizar los retos y oportunidades en la materia. Las diferentes organizaciones elaboradoras de su contenido han consensuado que la presente guía debe considerarse necesariamente como un documento vivo en el que nuevos avances en el conocimiento científico y desarrollos tecnológicos irán conduciendo, en los próximos años, a inevitables revisiones y actualizaciones del documento con el fin de asegurar la mejor disposición de recomendaciones y prácticas a la vanguardia en materia del bienestar para los peces de acuicultura.

La guía va dirigida especialmente a las empresas de acuicultura de España y a todas las personas que trabajan en el sector, tanto en contacto directo con los peces como en labores de organización del trabajo o de gestión. También resultará de interés para las administraciones públicas, legisladores, sectores científico-tecnológico y educativo, así como para la sociedad en general.

Esta obra ha sido costeada a través de los **Planes de Producción y Comercialización de la Organización de Productores Pesqueros nº30-APROMAR**, con la cofinanciación del **Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación del Gobierno de España** y el **Fondo Europeo Marítimo, de Pesca y Acuicultura de la Unión Europea**.



Índice

Resumen ejecutivo	4
1. Introducción.....	6
2. Indicadores de bienestar para dorada.....	8
2.1. Externos o físico-somáticos	8
2.2. Comportamentales	11
2.3. Ambientales	13
2.4. Indicadores de laboratorio	18
3. Puntos críticos de bienestar en los sistemas de cría y fases de desarrollo	20
3.1. Reproductores e incubación	20
3.2. Criadero (cultivo larvario, destete y pre-engorde)	21
3.3. Engorde en tierra y en mar	24
4. Bienestar y buenas prácticas en la cría de la dorada.....	26
4.1. Ambiente y confinamiento	26
4.2. Manejo y mantenimiento	29
4.3. Alimentación	31
4.4. Salud animal	32
4.5. Transporte	34
4.6. Procedimientos de aturdimiento y sacrificio	36
5. Formación y comunicación.....	38
5.1. Formación interna e institucional	38
5.2. Comunicación y divulgación	39
6. Retos y oportunidades	40
7. Bibliografía destacada.....	42
8. Anexos	46

RESUMEN EJECUTIVO

En el año 2022, se lanzó la [Guía sobre el bienestar de los peces en la acuicultura española - Conceptos y Generalidades \(Vol. 1\)](#), marcando el inicio de una colección destinada a recopilar las mejores prácticas en el bienestar animal, especialmente aquellas relacionadas con los peces criados en las granjas españolas. Tras un segundo volumen sobre el bienestar de las lubinas, el **tercer volumen** de esta serie se centra en la dorada (*Sparus aurata*), una especie nativa del Océano Atlántico y el Mar Mediterráneo y una de los más cultivados en España.

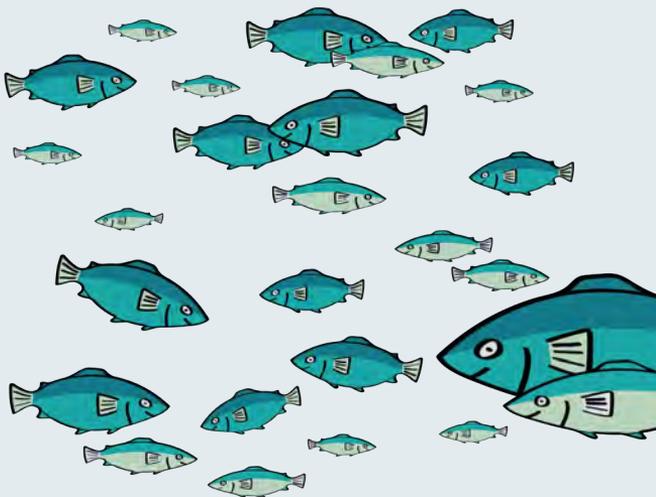
En el año 2022, la producción de dorada alcanzó las 8,932 toneladas, representando aproximadamente el 15,2% de la producción piscícola española, con un valor en el mercado de 43,7 millones de euros¹, consolidando a España como el quinto mayor productor mundial de dorada. Financiada con recursos nacionales y europeos, la Guía de bienestar de la dorada es el resultado de la colaboración entre diversos actores clave en el sector acuícola español, incluyendo al MAPA, Apromar, expertos científicos en bienestar animal, empresas productoras y organizaciones de protección animal (ONGs).

Esta guía aborda diversas áreas, desde las características biológicas de la dorada hasta indicadores operativos de bienestar, puntos críticos en diferentes sistemas de cría y fases de desarrollo, buenas prácticas de cría, formación del personal y comunicación, así como los desafíos que enfrenta el sector. Por primera vez, se presenta un único documento que sintetiza los últimos conocimientos científicos sobre el bienestar de las doradas, proporcionando indicadores específicos, cuantificables y adaptables a diferentes etapas del ciclo de vida y sistemas de producción. La guía también destaca la relación intrínseca entre el bienestar animal y las buenas prácticas en acuicultura, ofreciendo herramientas para evaluar la efectividad de su

implementación en áreas como alimentación, ambiente y confinamiento, aturdimiento y sacrificio, manejo y mantenimiento, reproducción, salud animal y transporte.

Se reconoce la importancia de la formación continua del personal y la dirección de las empresas productoras, ya que esto tiene un impacto directo en el bienestar de los peces en cautividad. La guía se presenta como una herramienta formativa y divulgativa, subrayando la necesidad de actualizar la formación e incluir secciones específicas que aborden conceptos de bienestar, métodos de evaluación y problemáticas relacionadas con la producción de peces en cautividad.

Finalmente, se destaca que el desarrollo sostenible y responsable de la acuicultura española enfrenta diversos desafíos, siendo uno de los más significativos asegurar el bienestar de los peces criados en el sector. El último capítulo de la guía enumera factores esenciales, como la aplicación de técnicas humanitarias de sacrificio, la consideración del cambio climático, la colaboración intersectorial, la investigación, la ciencia y la tecnología, así como la necesidad de un marco legal vinculante que proteja adecuadamente el bienestar de los animales acuáticos.





1. INTRODUCCIÓN

La dorada (*Sparus aurata*), pertenece a la familia Sparidae. Es un pez emblemático de la gastronomía española y Mediterránea, presente desde las Islas Británicas a Cabo Verde y por todo el Mar Mediterráneo. Es una especie costera, encontrándose en fondos muy variados, principalmente arenosos, o rocosos y praderías de fanerógamas. Tienden a ser solitarios, aunque ocasionalmente se pueden encontrar en grupos reducidos, observándose los individuos más jóvenes en aguas costeras poco profundas, alcanzando hasta los 30 m, mientras que los adultos habitan aguas más profundas, en torno a los 50 m.

Su nombre común viene de la franja dorada característica que se encuentra entre sus dos ojos, y tiene una mancha oscura a la altura del opérculo, el cual es liso. Tiene un cuerpo alto y ovalado, comprimido por ambos lados y su línea dorsal presenta una acusada convexidad. De hasta 70 centímetros de longitud y una coloración plateada, con el dorso verde, gris o azulado. Se han observado adultos más longevos que pueden alcanzar hasta 1 m de longitud y pesar entre 5-7 kg, aunque es poco común. Presenta una sola aleta dorsal, alargada, con 11 radios espinosos en la parte anterior y 13 o 14 radios blandos. Las aletas pectorales son largas y acabadas en punta. La aleta caudal, revestida por una banda negra, está separada en dos porciones por medio de una ligera depresión. Por su parte, la aleta anal tiene tres radios espinosos y 13 o 14 blandos. La cabeza es grande y redondeada y los labios gruesos. La primera fila de dientes está compuesta por colmillos puntiagudos, sujetos a unas fuertes mandíbulas, seguidos de los dientes molares en varias filas.

La dorada es esencialmente carnívora. Su fuerte dentadura le permite alimentarse de moluscos

bivalvos (almejas, ostras, mejillones, etc.), gasterópodos y crustáceos, los cuales tritura para comerse la carne del interior. También puede alimentarse de pequeños peces y cefalópodos, incluso de algas y fanerógamas marinas muy ocasionalmente. La dorada es capaz de soportar grandes variaciones de salinidad (especie eurihalina), tolerando y prefiriendo incluso aguas salobres, por lo que es habitual encontrarlas en lagunas costeras, estuarios o desembocaduras de ríos y torrentes. Sin embargo, es muy sensible a los cambios bruscos en la temperatura del agua, por lo que en invierno se adentran hacia aguas más profundas para reproducirse. Es una especie hermafrodita protándrica; es decir, son machos al nacer hasta que alcanzan aproximadamente los dos años, y a partir de los tres años se convierten en hembras maduras. Algunos individuos actúan como machos toda su vida. Aparte de la edad influye el tamaño, aunque ambos normalmente van ligados. A partir de los 600 g suele cambiar el sexo de los machos hacia hembras.

La dorada es una de las especies más apreciadas y estudiadas en acuicultura, y hoy en día, es una de las especies de mayor producción en todo el Mediterráneo (principalmente Turquía, Grecia, Egipto, Túnez, España, Italia, Chipre y Croacia). La producción acuícola total de dorada en Europa y el resto del arco mediterráneo en 2022 ha sido de 320.630 toneladas, un 1,8 % superior a la del año anterior¹. La producción de dorada de acuicultura en España en 2022 alcanzó las 8.932 toneladas. La Comunidad Valenciana lideró la producción de dorada de acuicultura con 5.620 t (el 63% del total), seguida por la Región de Murcia con 1.327, (15% del total), Andalucía (815 t, 9 %), Canarias (790 t, el 9 % del total) y Cataluña con 380 t (un 4% del total)¹.



Volumen (toneladas)

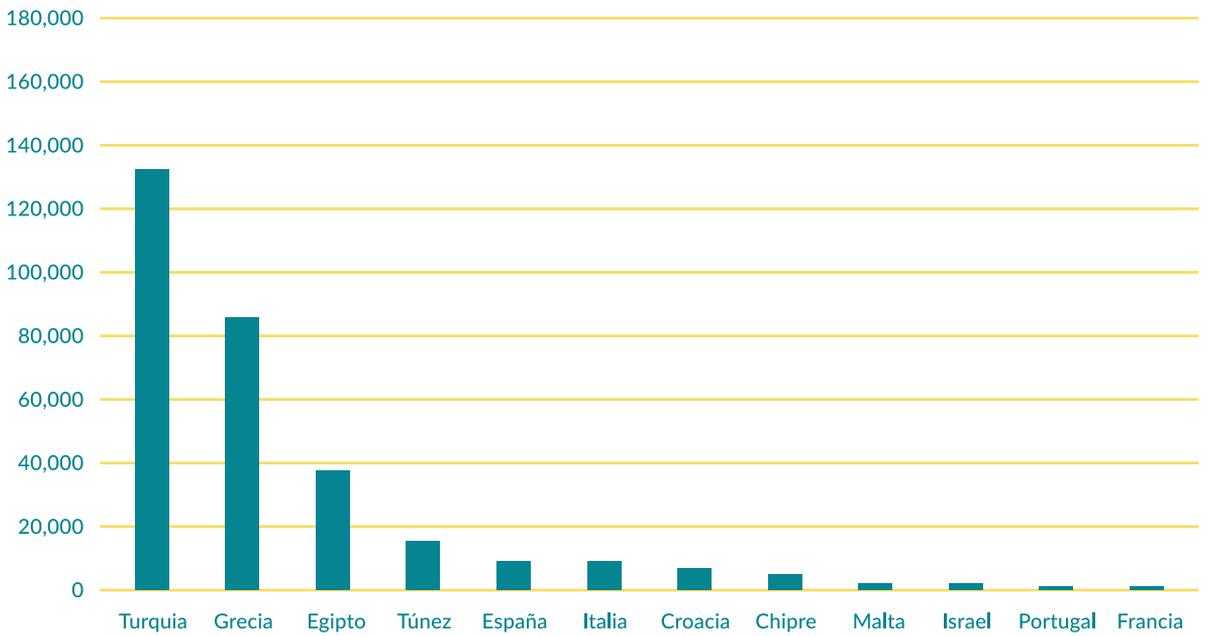
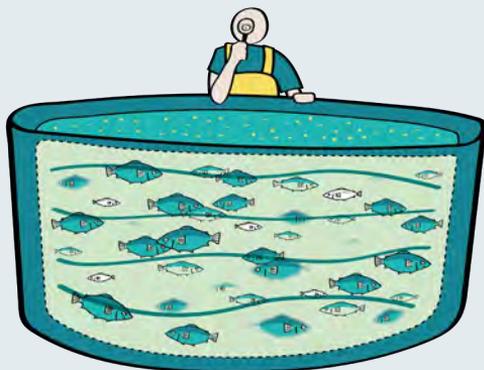


Figura 1. Distribución de la producción de dorada en diferentes países por volumen (toneladas) (fuente: APROMAR 2023¹).

2. INDICADORES DE BIENESTAR PARA DORADA

Los sistemas de cría en acuicultura presentan retos específicos para el bienestar de los peces, por sus distintas necesidades biológicas y capacidades frente al dolor o el estrés, las cuales pueden variar entre individuos y especies a lo largo del ciclo de vida. Los indicadores de bienestar, por tanto, han de ser específicos, permitiendo evaluar de manera fiable y objetiva el estado de bienestar en relación a la especie, su talla y sus sistemas de producción. Son herramientas que permiten a su vez evaluar los procedimientos llevados a cabo en la empresa y, además, adoptar las medidas necesarias que promuevan el bienestar de los peces. Sin embargo, dependiendo de las características del sistema de cría y otras circunstancias, algunos indicadores presentan mayor aplicación y relevancia que otros. A continuación, se describen los posibles indicadores de bienestar para la dorada:



2.1. Externos o físico-somáticos

Conocidos como indicadores basados en la apariencia del animal, directos y que aportan información sobre el estado corporal o aspecto externo del pez. Los más usados en dorada son:

Factor de condición (K)

Es un índice que relaciona la longitud con el peso de los peces, siendo $K = (\text{peso corporal (g)} / \text{longitud (cm)}^3) \cdot 100$. Permite evaluar el estado y desarrollo corporal, por lo que puede reflejar su estado nutricional y bienestar. Un valor muy alto de K significa que el pez está sobrealimentado, con exceso de grasa abdominal y contenido lipídico. Por el contrario, si el valor es bajo indicará que el animal puede estar delgado, experimentando así un cuadro grave de desnutrición. Es importante mencionar que los valores de este índice pueden estar influenciados por factores genéticos, la estacionalidad y su respectiva temperatura del agua, ya que la dorada puede venir de una fase de crecimiento (al final del verano) o una de aletargamiento (al final del invierno), así como por la estrategia de alimentación (cantidad de alimento que se suministre o ingiera), fase de vida de los peces (edad) y/o sistema de producción. En términos generales, valores de K entre 1 y 1.5 se interpreta como óptimos para el crecimiento y bienestar de las doradas²⁻⁴.

Dispersión poblacional

Es importante monitorizar la dispersión de tallas en cada stock, ya sea analizando su distribución o el coeficiente de variación (CV)⁵. Entre las posibles causas de una alta dispersión en un lote de dorada podemos encontrar: a) la genética, que rige el crecimiento diferencial de cada individuo de la población, b) la estrategia de producción aplicada, mediante clasificaciones previas realizadas o cría continua y, c) una correcta alimentación en la medida que puede reducir la agresividad y la competencia entre los peces, sobre todo en estadios tempranos de desarrollo⁵⁻⁷.

Condición de la piel

La piel es la cubierta o envoltura más externa del cuerpo y, por tanto, es la parte más expuesta al medio ambiente, en continuo contacto con los microorganismos del agua y los cambios físico-químicos de la misma. En los peces, la piel está bien adaptada contra lesiones y patógenos, y también sirve para la respiración, excreción y osmorregulación. Puede verse afectada por déficit nutricionales o la calidad del agua, así como en diversos procedimientos durante la producción, principalmente en aquellos que conlleven un contacto físico con el animal (p.ej. manejo, despesques, etc.). Para determinar el estado en que se encuentra la piel, se debe revisar el estado y la integridad de las escamas, la mucosidad, y si hay pérdida de tejido epidérmico comprometiendo capas más profundas: dérmica/subdérmica/muscular. Adicionalmente, se debe establecer si en algún punto hay lesiones activas como úlceras, hemorragias o heridas superficiales, ya que pueden ser afectadas rápidamente por microorganismos bacterianos presentes en el medio marino ^{8,9}.

Coloración de la piel

Los cambios en la pigmentación de la piel de la dorada pueden ser debidos a infecciones o enfermedades, a la composición de la dieta, o a condiciones de estrés social o ambiental ¹⁰⁻¹⁵. En condiciones de estrés, las hormonas inducen una reorganización de los cromatóforos de la piel, con lo que la coloración puede verse afectada y exhibir cambios importantes, sirviendo de indicador eficaz y rápido sobre el estado del animal en ese preciso momento. Alteraciones en el bienestar de las doradas se verían reflejados con cambios en su coloración natural, con patrones más oscuros o apagados, por ejemplo, las situaciones de estrés inducen un oscurecimiento de la piel ¹⁶.

Malformaciones físicas

En la dorada se pueden observar casos de malformaciones del opérculo, las mandíbulas, o la espina dorsal, entre otros (p.ej. ¹⁷⁻³⁰). Aunque la etiología de las malformaciones no está del todo

clara en algunos de los casos, se han determinado como posibles causas: predisposición genética, deficiencias nutricionales, calidad del agua, velocidad de la corriente, temperatura de incubación de los huevos, enfermedades infecciosas, fuentes de estrés en etapas tempranas, etc. Generalmente, se comienzan a observar generalmente en las fases de alevín y juvenil, pudiendo permanecer hasta la edad adulta en caso de una incorrecta depuración en fases previas.

Estado de las aletas

La valoración del estado de las aletas puede determinarse según estén erosionadas, engrosadas, con malformaciones, partidas y/o hemorrágicas, pues son causas directas de las condiciones de cría, p.ej., densidades excesivamente altas, corrientes demasiado fuertes, un manejo inadecuado reciente, alguna enfermedad o un incremento en la agresividad. De este modo, la pérdida de integridad en su barrera epidérmica puede constituir la puerta de entrada para diversos patógenos presentes en el agua, desencadenando así una enfermedad sistémica en el pez. Del mismo modo, la presencia de algunos virus o patógenos pueden detectarse visualmente por los daños en las aletas que producen. Por lo tanto, una mala condición de las aletas afecta negativamente al pez, y refleja el estado de bienestar del mismo ³¹⁻³⁷.

Estado de las branquias

Las branquias cumplen diversas funciones relacionadas con la respiración, la osmorregulación, intercambio de iones y defensa inmunitaria, siendo susceptibles a una serie de alteraciones. Por ejemplo, una variación en los parámetros de calidad de agua redundará en la salud y el estado de las branquias. Esto afectará la capacidad de captación de oxígeno en el agua, sobre todo en condiciones donde aumente la demanda metabólica, como en el ejercicio, y a la osmorregulación, la cual destaca por su función de excreción y mantenimiento de la homeostasis. En caso de presencia de patógenos en el agua, las branquias entrarán en contacto con ellos de manera directa. Su diagnóstico puede realizarse por observación directa ya que, en algunas circunstancias, se



pueden distinguir parásitos, lesiones o patrones de coloración anómalos en las doradas ³⁸⁻⁴¹.

Estado de los ojos

En acuicultura, la patología más frecuente en el globo ocular corresponde al trauma mecánico derivado del manejo ⁴², seguido por la exoftalmia, catarata, ruptura y/o hemorragia ⁴³. Algunas de estas alteraciones oculares pueden deberse a deficiencias nutricionales, enfermedades o inadecuada iluminación ⁴⁴. Los peces con alteraciones visuales tienden a disminuir su capacidad para buscar alimento y defenderse y, usualmente, terminan completamente ciegos. En el caso de la dorada, podemos encontrar individuos con lesiones en los ojos, cataratas, exoftalmia, ceguera, o con infecciones víricas o bacterianas ⁴⁵⁻⁴⁷.

Mortalidad

El porcentaje de mortalidad indica el número de peces muertos en función del total de una población en un período corto de tiempo (p.ej. un día). En el caso de la dorada, es posible observar episodios de mortalidad que pueden seguir distintos patrones, desde hiperagudo hasta crónico. Es necesario investigar y categorizar las posibles causas siendo algunas de estas enfermedades, o debidas a situaciones particulares como: depredadores, tormentas u otras condiciones ambientales adversas ^{36,48-50}. La mortalidad acumulada, en un intervalo de tiempo determinado, es un indicador retrospectivo. Puede ayudar a observar tendencias que impactan negativamente sobre la salud y el bienestar de los peces y que, de no ser corregidas a tiempo, seguirán repitiéndose. Para obtenerla, debe registrarse la mortalidad diaria en función del total de la población y la etapa de producción ⁸. De manera semejante a la lubina ⁵¹, una tasa superior al 2 % mensual en la etapa de engorde en las doradas puede constituir un criterio de alerta y evaluación minuciosa de las posibles causas y remedios a poner en marcha, pudiéndose incrementar en etapas anteriores como en *hatchery* o *nursery*.

2.2. Comportamentales

Observar y comprender el comportamiento de los peces es crucial para mejorar el bienestar, reduciendo así la respuesta de estrés ante prácticas de cría diarias y, por lo tanto, optimizando el rendimiento de la granja. Alteraciones comportamentales, concretamente de natación, se han usado para destacar posibles variaciones relacionadas con el bienestar a causa de estrés o enfermedades. No obstante, esto debe ser establecido y analizado en función de cada especie y situación ⁵². Los siguientes indicadores operacionales brindan información sobre el patrón comportamental a nivel individual y grupal, formando parte de los indicadores directos basados en el animal. Se detallan a continuación:

Actividad natatoria y distribución

De forma general, la velocidad de nado y su distribución nos indican cómo los peces reaccionan al medio ambiente que les rodea. La observación a nivel grupal puede ayudar a orientar el diagnóstico sobre el bienestar animal ⁵³. En este sentido, la forma en que las doradas usan el espacio, los cambios en velocidad y dirección (aceleraciones), así como la estructura y cohesión del grupo, brindan información útil acerca de sus relaciones sociales y con el ambiente, así como su estado de salud ⁵⁴⁻⁵⁷. En condiciones de cría, pueden existir diferentes gradientes ambientales, tales como distintas temperaturas, corrientes o condiciones lumínicas ^{58,59}. Esto puede generar que los peces busquen zonas más favorables y se alejen de otras, afectando a su distribución. Además, los eventos de estrés agudo desencadenan conductas de evasión en los peces, observándose y relacionándose con su distribución en el fondo de las jaulas y/o tanques ⁶⁰. La presencia de depredadores en el entorno también afecta la actividad natatoria y distribución. En doradas con buenas condiciones ambientales y de bienestar se espera observar una distribución amplia y uniforme de los individuos, haciendo un uso extenso del espacio y maximizando la distancia entre indi-

viduos, con natación sincrónica o asincrónica y velocidad media normal para la especie.

Actividad en la superficie

En la mayoría de los casos, la actividad en superficie está relacionada con el interés por parte de los animales hacia el alimento (p.ej. actividad frenética), promovida por apetito o competencia por el recurso alimenticio (*ver indicadores de alimentación y anticipación*), por lo que un descenso de dicha actividad previo a la alimentación podría indicar alguna afección a su bienestar. Por el contrario, un aumento puede estar relacionado con situaciones críticas para el bienestar de los peces, cuando no se relaciona con la alimentación. Por ejemplo, en situaciones de hipoxia o baja calidad del agua se pueden observar “boqueos” donde los peces irrumpen con la boca la superficie, e individuos en mal estado de salud pueden mostrar comportamientos de letargia, pérdidas de equilibrio o reducida maniobrabilidad, en ocasiones asomando las aletas fuera de la superficie ^{53,61}.

Movimientos anormales

Los comportamientos denominados estereotipias se definen como “patrones comportamentales, repetitivos e invariables que no tienen un objetivo o función obvia” ⁶² lo que ha llevado a establecer en muchas especies animales que su aparición se da como respuesta a la falta de estímulos y/o pérdida de interés experimentada por los animales en cautiverio. En el caso de la dorada, se pueden observar conductas estereotipadas y comportamientos anómalos como movimientos erráticos, letargia o inmovilización, tigmotaxis (pez en la periferia y en continuo contacto con las paredes o redes), escototaxis (preferencia por zonas con sombra), o apatía ^{8,54,63-65}. Si las condiciones de bienestar son óptimas no deberían observarse comportamientos anómalos.

Agresividad

Conductas como ataques y mordiscos son consideradas comportamientos agresivos o agonísticos de los peces ⁵³ en respuesta a inadecuadas condiciones de cautividad o deficiencias en su bienestar.

Estos comportamientos pueden ser exhibidos en diversa proporción y afectar a otros peces. Generalmente, estos comportamientos agonísticos o agresivos en las doradas son el resultado de la selección genética o de interacciones sociales (jerarquías), compitiendo por los recursos (o falta de ellos) como el alimento o el espacio ^{14,34,34,54,66-68}.

Además, pueden ser potenciados si existen diferencias de talla o forma entre individuos del mismo grupo, hecho que suele ser más evidente en las primeras etapas de desarrollo. Cabe destacar que una forma indirecta de evaluar estos comportamientos puede ser mediante la observación directa de patrones de coloración de la piel más oscuros, o conteo de cicatrices o señales de mordeduras en la piel (ver indicador externo: condición de la piel).

Apetito y comportamiento durante la alimentación

La cantidad de alimento consumido cuando el pez tiene la oportunidad de hacerlo, es un comportamiento influenciado por diversos factores como, por ejemplo, las reservas energéticas y el vaciamiento gástrico, las adaptaciones estacionales y la temperatura del agua, el estado sanitario o el nivel de estrés ^{69,70}. De la misma forma, la frecuencia de alimentación, la cantidad de alimento, o sus características físicas y organolépticas (p.ej. composición y palatabilidad), influyen de forma variada en la disponibilidad y el apetito de las doradas y, por ende, en su comportamiento durante la alimentación ^{34,69,71-74}. Cualitativamente, el apetito de las doradas puede ser medido por observación directa en el momento en

que se les ofrece el alimento ⁸, es decir, en base a la demanda del alimento según las cantidades estimadas para su óptimo desarrollo. En este caso, es conveniente la combinación con otros indicadores, como el factor de condición (K) o la actividad en superficie.

Comportamiento anticipatorio

Cuando los animales están sujetos a un horario de alimentación programado, por lo general sincronizan su comportamiento locomotor y de alimentación con las horas de alimentación, mostrando una actividad anticipatoria varios minutos u horas antes de la hora de comer ⁷⁵. En numerosas ocasiones, el olor del pienso, la presencia humana, o el sonido del motor de los alimentadores o los barcos de alimentación, pueden ser detonantes suficientes para desencadenar esta conducta de aprendizaje. Por ende, este comportamiento es un buen indicador tanto de bienestar como de la estrategia de alimentación llevada a cabo ⁷⁵. En las doradas se puede observar claramente un estado emocional de inquietud, cambios de coloración, agitación y actividad frenética, con incursiones en la superficie del agua ⁷⁶⁻⁷⁹.

Frecuencia ventilatoria

Se define como el número de veces que el opérculo se abre y cierra durante un minuto. Habitualmente, alteraciones como el aumento en la frecuencia causado por una mayor demanda de oxígeno, pueden estar relacionadas con una baja





saturación de oxígeno, incremento en el metabolismo o disminución en la calidad del agua, ejercicio físico, daños funcionales en las branquias o condiciones de estrés^{80,81}. Una manera directa de contabilizarlo es contando el movimiento opercular del pez, siendo ampliamente utilizado para monitorear los efectos de sedantes y anestésicos en peces⁸².

Reflejo Vestíbulo-Ocular

Normalmente, el estado de consciencia en los seres vivos se evalúa mediante una serie de movimientos involuntarios. Por ejemplo, en los peces el reflejo corneal se ha asociado con la actividad cerebral en vertebrados⁸³. Así, se ha determinado que el reflejo vestíbulo-ocular (VOR), desplazamiento de los ojos en dirección horizontal en el movimiento del individuo a lo largo de su eje longitudinal, puede usarse como un indicador similar a este reflejo, al ser uno de los movimientos más sencillos de monitorizar y que estos animales pierden si están anestesiados o tras un aturdimiento, reflejando así la pérdida de consciencia^{84,85}. No obstante, antes de alcanzar la pérdida del VOR, se pueden observar otros síntomas del progreso de pérdida de consciencia, como son: la pérdida de equilibrio, ausencia de reacción frente a un estímulo táctil, y cambios o pérdida del ritmo respiratorio (movimiento opercular).

2.3. Ambientales

Estos parámetros se usan para obtener información sobre el medio ambiente en el que se

encuentran los peces, relacionados con el agua y factores externos, que puedan influir en su bienestar, o puedan ser influenciados por alteraciones del mismo. Se detallan a continuación:

Temperatura del agua

Los peces son poiquiloterms y su metabolismo está directamente influenciado por la temperatura del agua y sus fluctuaciones. Cualquier alteración que se produzca en la temperatura tendrá un impacto directo en su función metabólica y, en consecuencia, en su bienestar, especialmente si se producen de forma abrupta. Por tanto, es necesario considerar y monitorizar el rango óptimo en el que los animales estarán libres de alteraciones fisiológicas que afecten su crecimiento y bienestar⁴³. En el caso de la dorada, no es una especie especialmente sensible a bajas temperaturas. Su límite inferior de temperatura ronda los 5 °C⁸⁶ y su rango de tolerancia se encuentra entre los 11 °C y los 28 °C, pudiendo tolerar hasta los 30 °C⁸⁷⁻⁹¹. No obstante, puede variar dependiendo del estadio de desarrollo, estacionalidad, área geográfica, tipo y localización de las instalaciones de cría. Por ejemplo, el óptimo para los reproductores oscila entre 14 y 20 °C⁹². Para la eclosión de huevos y el desarrollo de larvas de doradas la temperatura oscila entre 14 y 26 °C, siendo las más óptimas entorno a los 19 - 20 °C⁹²⁻⁹⁵. La temperatura más óptima de crecimiento se encuentra entre 25 y 30 °C^{95,96}. Además, deben evitarse cambios bruscos de temperatura, manteniéndolos por debajo de 5 °C/día⁹⁷.

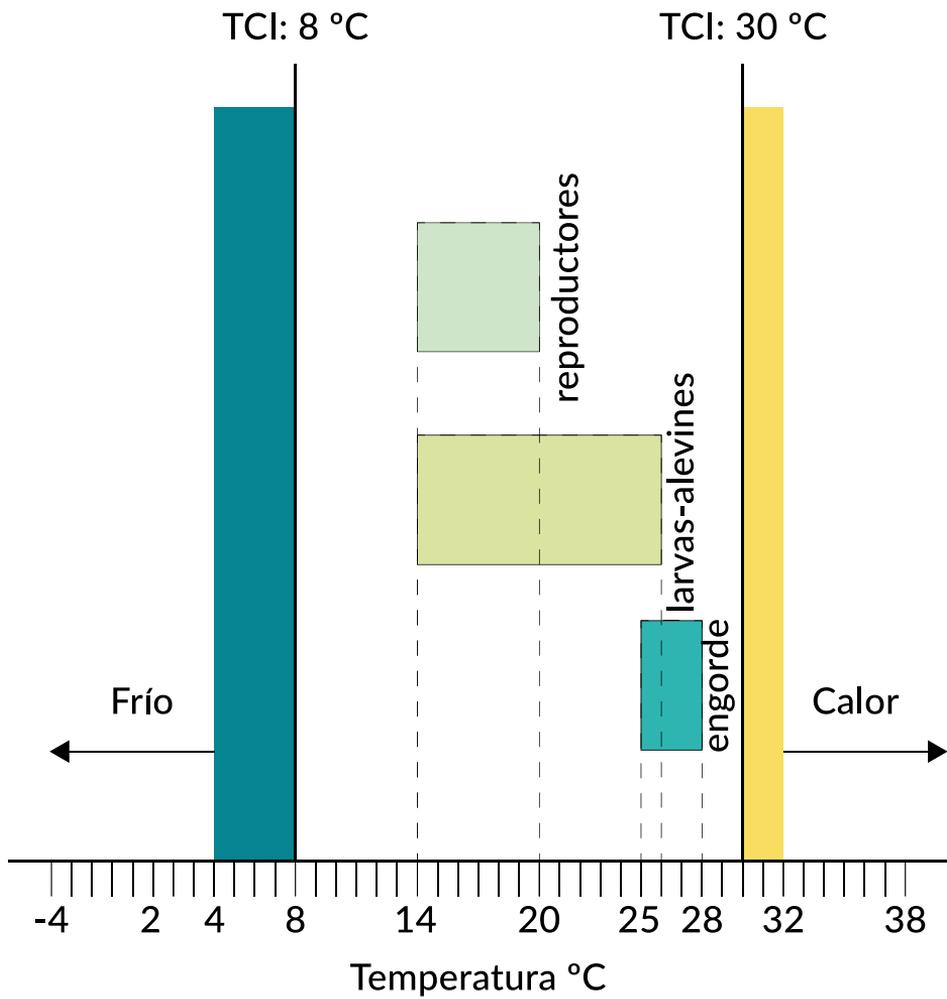


Figura 2. Gráfica de la zona termo-neutra de la dorada, con el rango óptimo en distintas fases de desarrollo, la temperatura crítica inferior (TCI) y la temperatura crítica superior (TCS).



Salinidad

La salinidad indica la cantidad de sales o iones disueltos en el agua. La dorada es una especie eurihalina, es decir, que tolera un amplio rango de salinidad en el agua, siendo capaz de enfrentarse cambios extremos en la salinidad ambiental y adaptarse a ambientes de diferente salinidad⁹⁸. Puede habitar desde aguas muy poco salobres (>3‰) hasta en agua de mar (38-40‰) o de elevada salinidad en casos extremos (<60‰)^{99,100}. En términos generales, su rango óptimo se sitúa en torno a los propios del agua de mar, pero en los primeros estadios de desarrollo puede ser más amplio que en los adultos, al adaptarse más fácilmente a estos cambios de salinidad (especialmente a aguas salobres)^{101,102}. No obstante, las adaptaciones fisiológicas de la dorada a distintas salinidades depende de la temperatura, por lo ambos indicadores deben evaluarse en conjunto¹⁰³.

Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto (OD) en el agua es un buen indicador de calidad de la misma y del bienestar de los peces, ya que su concentración puede alterarse por diversos procedimientos y condiciones de estrés. Por ejemplo, situaciones que pueden generar un aumento de la respuesta de estrés, como una alta densidad de individuos típica de la cría intensiva o la ejecución de prácticas rutinarias, como la concentración, pueden incrementar el consumo de oxígeno presente disminuyendo, por tanto, su concentración en una zona o momento determinado. Adicionalmente, al aumentar la temperatura, aumenta la demanda de oxígeno, razón por la que ambos parámetros deben vigilarse en conjunto^{104,105}. Un caso

particularmente relevante son los estanques de producción o esteros, pues al encontrarse en el medio natural, el consumo de oxígeno por parte de las algas o fitoplancton durante la noche se puede incrementar hasta niveles muy perjudiciales para los peces. En el caso de la dorada, la concentración óptima de OD debe estar siempre cercana a la saturación, o al menos siempre por encima del 70%¹⁰⁶, nunca debe ser inferior a 40%⁹⁷. No obstante, la dorada parece ser menos susceptible que la lubina a condiciones bajas de oxígeno¹⁰⁶.

Dióxido de carbono (CO₂)

El dióxido de carbono (CO₂) disuelto en el agua es un subproducto de la respiración animal y vegetal, así como de la combinación de hidrocarburos. En la acuicultura, el CO₂ procedente de la respiración de los peces, especialmente en condiciones de cría en alta densidad o recirculación (RAS), disminuye el pH del agua favoreciendo la toxicidad de otros metales o alteraciones en la microbiología del agua. Existe una correlación directa entre la concentración de CO₂ en agua y en sangre, pudiendo darse una situación de hipercapnia que merma la capacidad de la hemoglobina para transportar el oxígeno en la dorada. Su concentración en el agua es altamente dependiente del pH, salinidad y temperatura del medio. A lo largo del proceso de producción, existen diversos procedimientos y situaciones donde se puede incrementar el consumo de oxígeno por parte de los peces, aumentando la concentración de CO₂. La exposición aguda y crónica por encima de 25 mm Hg de PCO₂ (> 30 mg/l de CO₂) es estresante y puede afectar negativamente al crecimiento y bienestar de la dorada¹⁰⁷.



pH

Es una medida de acidez o alcalinidad del agua, altamente dependiente de la temperatura y la concentración de CO_2 en el medio. En general, la dorada presenta un rango amplio de tolerancia al pH, sobre todo en estadios larvarios (pH: 5-9, aprox.)¹⁰⁸, pero se recomienda no superar los umbrales de 6.5 (inferior) y 8.5 (superior) de pH⁹⁷.

Nitrógeno amoniacal total

El amoníaco (NH_3) se produce como resultado del catabolismo proteico, y en combinación con el agua forma el ion amonio (NH_4^+). Respecto al nitrógeno amoniacal (TAN), representa la suma de ambos iones. El amoníaco es neurotóxico y afecta también a la osmorregulación y funcionalidad de las branquias, lo que puede generar problemas de respiración, regulación metabólica, alimentación y crecimiento en dorada^{12,109-112}. Por ejemplo, se han determinado como niveles letales de TAN de 5,93 mgL⁻¹ a 10 ppt, de 11,72 mgL⁻¹ a 20 ppt, y de 19,38 mgL⁻¹ a 30 ppt¹¹³. Según la EFSA (2008)⁹⁷, una concentración de UIA-N de 0,26 mg l⁻¹ se puede considerar como un límite seguro a largo plazo para juveniles de dorada en agua de mar. El TAN no es un problema de bienestar en los sistemas de engorde de dorada en mar abierto, ya que generalmente se diluye en niveles no limitantes por las corrientes⁹⁷.

Nitritos y nitratos

Ambos iones tienen el potencial de alterar la respiración en los peces. Por ejemplo, los nitritos

(NO_2^-) pueden unirse a la hemoglobina transformándola en metahemoglobina, disminuyendo su capacidad para el transporte de oxígeno^{114,115}. No obstante, la toxicidad del nitrito estará mediada por la interacción de factores como el tamaño y la especie del pez, la duración de la exposición y la calidad del agua¹¹⁶. El nitrato (NO_3^-), es el último estadio de la cadena de la nitrificación, resultado de la oxidación del nitrito, y sus efectos adversos son similares a los de éste¹¹⁷, aunque presenta menor impacto en la toxicidad y el bienestar de los peces¹¹⁸. No obstante, una buena recirculación del agua y oxigenación evita altas concentraciones de nitrato y nitritos en el medio. La dorada es bastante resistente a las concentraciones de nitrito y nitrato en el agua, además dependiendo de la salinidad (a menor salinidad, más toxicidad). A salinidades normales de agua marina los niveles por debajo de 30 mg/l de nitritos y 150 mg/l de nitratos no presentan problemas de toxicidad.

Turbidez y Suspensión de Sólidos Totales

La turbidez hace referencia al grado de transparencia del agua por la cantidad de compuestos diluidos y partículas en suspensión, mientras que la suspensión de sólidos totales (SST) engloba al material orgánico e inorgánico con un diámetro superior a 1 micrómetro en un volumen determinado¹¹⁹. Las características del material suspendido son importantes porque pueden aumentar la demanda biológica de oxígeno y, en el caso de ser partículas pequeñas y de tipo abrasivo, pueden generar lesiones en el tejido de las branquias. De esta forma, se compromete la transferencia de oxígeno, sien-



do los peces más susceptibles a desarrollar infecciones secundarias por microorganismos ⁴³. Además, al aumentar la cantidad de sólidos suspendidos en un volumen específico de agua dificulta la observación de los animales y, por ende, realizar un diagnóstico de los mismos ¹²⁰. Estos indicadores son cruciales en dorada para evaluar la calidad del agua, en particular en sistemas de circulación cerrada. En condiciones óptimas para dorada debe presentar baja turbidez, con niveles bajos de SST (preferiblemente cero o <math><10-20\text{ mg/L}</math> ^{121,122}.

Velocidad de la corriente del agua

Normalmente se mide en función del tamaño corporal (BL, del inglés *body length*) y se expresa en términos de longitud corporal (BL/s). La velocidad de la corriente puede influir positiva o negativamente en los peces. Por ejemplo, una velocidad óptima permitirá una buena renovación del agua y cierto ejercicio físico. Por el contrario, si la corriente es extremadamente fuerte, las estructuras de los viveros flotantes pueden verse alteradas, los individuos pueden exhibir signos de fatiga y dificultad para mantener su posición, hasta el punto de agotamiento. Un corriente excesiva puede inducir incluso a la deformación de la estructura en el caso de viveros flotantes ¹²³. No obstante, si la velocidad es baja, el intercambio de agua no será suficiente, reduciéndose la calidad e impactando en el bienestar de los peces ¹²⁴. En dorada, se ha reportado que los individuos pueden mantener velocidades alrededor de hasta 5 BL s^{-1} (Ucrit), siendo su velocidad óptima (Uopt) entre $2,5$ y $4,5\text{ BL/s}$, aunque depende de la fase de desarrollo de los mismos ^{55,125-128}.

Iluminación

La calidad de la iluminación se puede determinar en función de dos parámetros principales: la intensidad lumínica y el fotoperiodo. La intensidad lumínica es la cantidad de luz emitida por una fuente específica hacia una dirección determinada. El fotoperiodo hace referencia a la duración de horas luz/oscuridad (L:D, del inglés *Light:Dark*) a la que están expuestos los peces e influye en su actividad y ritmos biológicos circadianos. Se suelen emplear diferentes medidas, pero la más usada es el Lux (lx), entendido como la cantidad de luz que ilumina un área de 1 m^2 . Si se emplea una intensidad elevada, la luz tiene la capacidad de generar daños directos en la retina de los peces ¹²⁹; por el contrario, una intensidad baja puede reducir o inhibir su actividad. Así, es de vital importancia para la inducción de la puesta, reproducción y crecimiento de los peces. Sin embargo, no es posible regular el fotoperiodo durante la fase de engorde realizado en viveros o estanques, pero en ocasiones sí su intensidad mediante sombreos. Siempre se debe respetar las fases día:noche natural del área de distribución de dicha especie, a fin de no afectar su cronobiología ¹³⁰. En condiciones ideales para la dorada se debe mantener el fotoperiodo natural ($12:12 - 8:16$) en el engorde, con variaciones estacionales pertinentes ¹³¹, y una intensidad lumínica entre 150 y 500 lux ($500-1.000\text{ luxes}$ en larvas) ⁹².

Densidad poblacional

Conocida como la cantidad de peces por unidad de volumen de agua (kg/m^3). El volumen que ocupan los peces depende de la etapa y duración del



proceso productivo, sistema de cría, temperatura del agua, tamaño del individuo y especie. Usualmente, los problemas asociados con la densidad se dan por la falta de espacio (aumento de contacto físico entre peces), factores asociados como la calidad del agua o dificultad para el acceso al alimento. Se recomienda el uso de otros indicadores operacionales para evaluar el impacto de la densidad en el bienestar de los peces 132. En condiciones de cría intensiva de la dorada, se alcanzan densidades al final de cada ciclo de 15-20 kg/m³ en engorde en viveros, o próximas a 10 kg/m³ en reproductores, siendo necesario reforzar las evaluaciones de los indicadores operativos mencionados en caso de superar dicha densidad. El cálculo de la densidad no es preciso y los datos productivos demuestran que se puede sobrepasar dicha densidad en las fases finales de ciclos intensivos. En esas ocasiones se debe asegurar el bienestar de las doradas, usando otros indicadores en caso de superar estos límites.

2.4. Indicadores de laboratorio

Hormonas de estrés e indicadores metabólicos

El cortisol es una de las hormonas liberadas después de cualquier situación estresante (física, ambiental, social). Multiplica su concentración en los fluidos fisiológicos por un factor de 5 hasta 100, siendo un buen indicador de estrés agudo y

de falta de bienestar, aunque no tanto de estrés crónico, ya que su regulación reduce este incremento sustancialmente. En términos de experimentación, la medición de cortisol en plasma se realiza mediante kits de determinación con ELISA o con Radioinmunoanálisis, lo que requiere un laboratorio específico además de la extracción de sangre. Se produce en el riñón cefálico del pez y se transfiere a la sangre, por lo que se encuentra en el plasma y otras estructuras como el moco de la piel, la orina e incluso se puede depositar en las escamas en caso de estrés crónico, excretándose finalmente al agua exterior. La dorada presenta sus niveles óptimos por debajo de los 10ng/ml, el estrés agudo incrementa estos niveles hasta los 80-100 ng/ml y los estreses crónicos moderados entre 20-40 ng/ml.

En el ámbito de la investigación de la acuicultura es de interés la concentración de cortisol en el agua, ya que es un método no invasivo. Se ha demostrado su viabilidad y correlación con el cortisol en sangre en sistemas RAS y también en algunos casos en viveros (a densidades medias-altas y en el centro de la misma), observándose valores inferiores al cortisol plasmático. Otras hormonas de estrés como la adrenalina, hormona liberadora de corticotropina (CRH) u hormona adrenocorticotrópica (ACTH) pueden ser también indicadores pero su dificultad de medición (CRH, ACTH) y, especialmente, velocidad de secreción (adrenalina) impiden su uso en la práctica.

Otros indicadores fisiológicos de interés en este campo, relacionados con el estrés y monitorizables, son aquellos que implican análisis metabó-



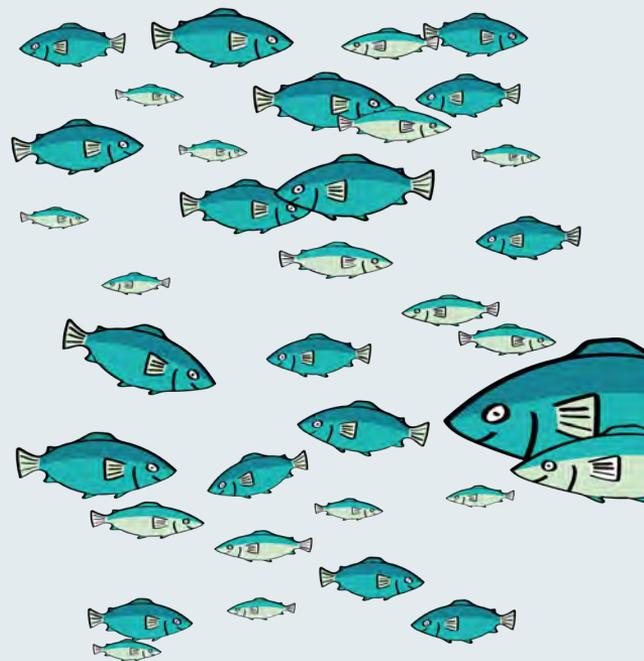
licos, en especial glucosa y lactato en sangre, los cuales suben su concentración en plasma después del estrés. Requieren una pequeña muestra de sangre, centrifugación y análisis con un kit comercial específico. Se pueden guardar las muestras de plasma congeladas. También son de utilidad los análisis hematológicos (hematocrito, número de glóbulos rojos, concentración de hemoglobina), indicativos de la capacidad de captación y transporte de oxígeno desde las branquias a los tejidos. Igualmente necesitan una muestra, en este caso de sangre fresca, y determinaciones inmediatas con kits comerciales para hemoglobina, centrifugación para hematocrito y microscopio para el conteo de glóbulos rojos.

Inmunitarios y morfológicos

En caso de sospecha de una patología es conveniente obtener muestras de sangre o tejido del pez, para así poder determinar la presencia de patógenos y procesar las muestras pertinentes en un laboratorio especializado. En el ámbito de la investigación también se pueden utilizar indicadores inmunitarios orientativos sobre el grado de incidencia. Respecto a los indicadores inmunitarios, la respuesta innata (más genérica) nos permite determinar tanto los niveles de actividad bacteriolítica del plasma o moco de la piel como la actividad de proteínas específicas de defensa (lisozima o complemento) y capacidad de fagocitosis. Mientras que la respuesta adaptativa, la determinación de los niveles de Inmunoglobulina (Ig) en plasma son un buen indicador, aumentando en caso de infección. Sin embargo, son dependientes de la edad y especie. Adicionalmente,

el recuento de glóbulos blancos o leucocitos en plasma, aumentado en caso de infección, puede combinarse con determinaciones hematológicas e inmunitarias en sangre total.

En el ámbito de la producción, todos estos indicadores se traducen en herramientas útiles en situaciones como ausencia de visualización de indicadores operacionales y productivos o dentro del contexto de investigación y desarrollo (I+D) como el seguimiento de vacunación o de respuesta a distintas formulaciones de pienso, entre otras. Además, es necesario establecer valores basales para todos estos parámetros en función de la especie, fase de vida y ambiente de crianza.



3. PUNTOS CRÍTICOS DE BIENESTAR EN LOS SISTEMAS DE CRÍA Y FASES DE DESARROLLO

Se describen a continuación los distintos sistemas de cría de dorada y sus fases de desarrollo, identificando los puntos críticos en materia de bienestar:

3.1. Reproductores e incubación

Los centros de reproducción producen huevos a partir de individuos reproductores en condiciones muy controladas. La época natural de puesta de la dorada se extiende desde noviembre hasta febrero e incluso abril, en función de la zona de puesta. Sin embargo, en los criaderos se consiguen puestas en todas las épocas del año variando el fotoperiodo y la temperatura. Además, se les realiza revisiones periódicas para conocer el estado de desarrollo gonadal y la calidad de las futuras puestas.

Los reproductores se ubican en estanques de puesta generalmente de cemento o fibra de vidrio, de distintas formas y dimensiones, a densidades próximas a los 10 kg/m³, a una temperatura óptima entre 16-18 °C. La pubertad en doradas varía con el sexo. Así, los machos son sexualmente maduros al segundo año de vida (talla: 20-30

cm, peso: 150-300 g), mientras que las hembras alcanzan la madurez al final del tercer año de vida (talla: 30-40 cm, peso: superior a 600g). En condiciones de cría, se intentará mantener peces de entre 2 y 5 años, asegurando introducir entre un 25 y 30% de individuos de 2 años anualmente. Esto es debido a su hermafroditismo proterándrico, comportándose primeramente como machos y, alrededor del tercer año en el 80% de la población, como hembras.

El traslado de las doradas a las instalaciones reproductoras se lleva a cabo de manera cuidadosa, utilizando redes, lonas o camillas para el transporte individual, y se les aplica una ligera anestesia para reducir el estrés durante el mismo, facilitando la maniobra.

La recolección de los huevos se realiza de manera natural, canalizando la salida superficial del agua en el tanque de reproductores. Los huevos recolectados son depositados en recipientes con agua donde se separan los viables de los no viables, según su flotabilidad. Los huevos viables seleccionados se colocan posteriormente en los tanques de incubación. La temperatura de incubación se encuentra entorno a los 19-20 °C, y dura unos 2 días (o 40-45 °C día).



Tabla 1: Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de reproductores

Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de reproductores		
Ambiente y Confinamiento	Diseño y dimensiones	Uso del espacio, distribución
	Iluminación y Temperatura	Influyen en reproducción
	Calidad del agua	Salud y bienestar general
	Densidades	Uso del espacio, Interacciones sociales
	Sex ratio	Interacciones sociales, reproducción
Manejo y Mantenimiento	Revisiones gonadales	Práctica pautada con manipulación
	Inducción hormonal	Procedimiento puntual con manipulación, severo
	Limpieza de tanques	Operaciones rutinarias inducen estrés
Alimentación	Estrategia de alimentación	Cubrir necesidades fisiológicas y comportamentales
Salud animal	Revisiones de salud	Observaciones rutinarias con manipulación puntual
	Tratamientos	Procedimiento pautado
Transporte	Traslados	Con salabres o lonas, a nivel individual
Punto final	Sacrificio	Vejez o mala calidad de puesta

3.2. Criadero (cultivo larvario, destete y pre-engorde)

Las larvas de dorada recién eclosionadas miden unos 3 mm de largo y pesan entre 0,1 y 0,15 mg. Son ciegas, simétricas y poco activas, nadando pasivamente en la superficie del agua. Las reservas vitelinas se reabsorben totalmente al cabo de la primera semana y la inflación de la vejiga tiene lugar cuando la larva mide unos 10-15 mm, adquiriendo la forma de una vesícula elíptica. La metamorfosis se realiza entre 45-60 días de vida (10-15 mm de longitud y 40-60 mg de peso), dando lugar a un alevín con los caracteres similares al del adulto.

La alimentación exógena comienza hacia el 4º-5º día de vida. La alimentación se inicia usualmente con rotíferos, enriquecidos con microalgas o

productos comerciales (concentrados específicos de oligoelementos, atractantes, vitaminas y ácidos grasos específicos, etc.). A partir del día 18 de vida se comienza a alimentar con nauplios metanauplios enriquecidos de Artemia (gradualmente), hasta el día 55-60 de vida, momento en el cual las larvas ya están destetadas y se alimentan exclusivamente de piensos secos.

Los estanques de cultivo larvario suelen ser de gran tamaño (5.000-20.000 litros), y están dotados de limpiadores de superficie y de aireación en el fondo del tanque, que permiten una adecuada inflación de la vejiga natatoria y evitan posibles malformaciones. El traslado del cultivo larvario al destete se realiza manualmente (con un salabre y en cubos o cubetas) o mediante la utilización de tubos que conectan ambos tanques y agua bombeada.

Cuando los alevines alcanzan un peso de 0,1-0,2 gramos (entre 70 y 80 días de vida) suele realizarse la clasificación, donde los peces con mal-

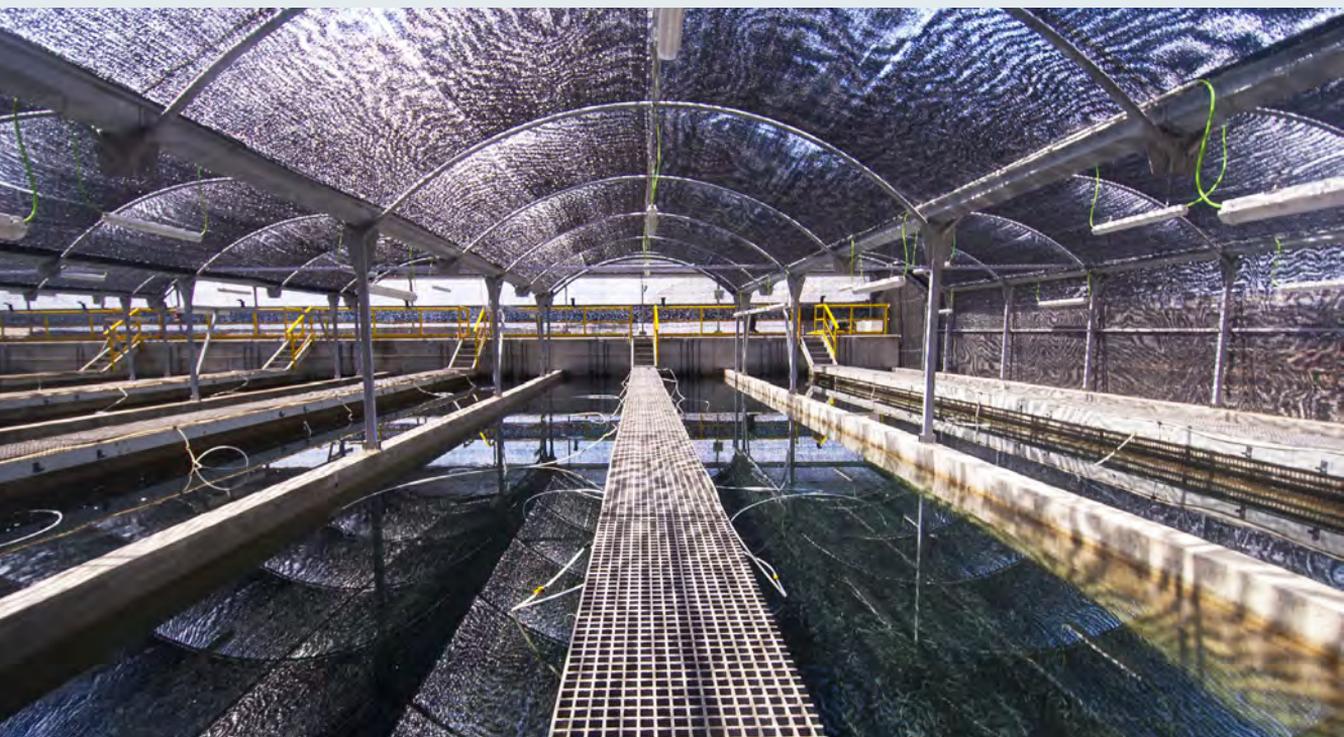
formaciones o sin vejiga son descartados. Para su alimentación se usan piensos secos, y el número de tomas es elevado, pudiendo usarse alimentadores automáticos. En esta fase, es importante la clasificación de los peces por tallas, lo que se realiza dejándolos pasar a través de clasificadores de calibre variable (cajas de gradeo). Cuando cumplen los 100-120 días de vida, su peso medio es de cerca de 0,5-2 g, y son trasladados a las instalaciones de *nursery*. El traslado de doradas del destete al pre-engorde y *nursery* se realiza mediante la utilización de tuberías que conectan los estanques a los cuales se bombea agua (bomba tipo Pin-Pin). Las necesidades de oxígeno de los alevines en el pre-engorde de dorada son elevadas, por lo que se suele inyectar oxígeno en la entrada de agua. Esto repercute además en un mejor estado sanitario de los peces, utilización del alimento y crecimiento. La alimentación se realiza con pienso seco y el número de tomas es de al menos 4-6 diarias, recurriendo frecuentemente al uso de alimentadores automáticos bajo supervisión constante de operadores.

Durante esta fase es conveniente clasificar a los individuos en función de las tallas empleando generalmente máquinas clasificadoras. De esta forma se consigue un mayor control de los indicadores de bienestar anteriormente mencionados, algo indispensable en esta fase. También, según las tasas de malformaciones observadas mediante chequeos de calidad, se pueden dar procesos de depuración,

retirando aquellos individuos con malformaciones externas claras. Este procedimiento se suele llevar a cabo manualmente por personal especializado en mesas diseñadas para la clasificación (mesas lisas de luz). Para su traslado o clasificación las doradas suelen ser ligeramente anestesiadas.

Durante el pre-engorde, los alevines de dorada son vacunados antes de ser enviados a la instalación de engorde. Puede haber uno o dos procesos de vacunación, por inmersión o por inyección peritoneal, con vacunas polivalentes. Además, durante toda la fase de criadero, se hacen inspecciones rutinarias de salud y condición, pudiendo aplicarse diversos tratamientos (baños profilácticos o metaflácticos) bajo decisión, prescripción y supervisión veterinaria a cargo del plan sanitario integral de la empresa. El producto, dosificación y duración de éstos tratamientos siempre se adaptan a las circunstancias y a los animales.

El traslado de los juveniles al final de la fase de pre-engorde a las granjas de cultivo en el mar se puede llevar a cabo por transporte terrestre o marítimo. Dependiendo de la ubicación de las instalaciones de origen y destino, la duración varía según la distancia a cubrir y los métodos utilizados. Antes de proceder a la carga para el transporte, las doradas son sometidas a un período de ayuno (24-48 h, según la temperatura, método y tiempo de transporte). Posteriormente, se les puede aplicar una ligera sedación para reducir el estrés



durante la carga, renovando el agua para realizar el transporte. Los alevines son bombeados desde su estanque de origen a través de unas tuberías flexibles a los tanques de transporte. Durante el transporte es esencial el control y gestión de la densidad y la calidad del agua.

El transporte por tierra se realiza principalmente con camiones especiales de transporte de peces vivos, dotadas con diversas cubas individuales (de 2 m³ aprox.) y un sistema de inyección de oxígeno y otro de aire. El transporte por mar se realiza me-

dante el llamado “wellboat”, barcos dotados con cubas de mayor volumen (superando los 50 m³) que igualmente cuentan con sistema de aporte de oxígeno y de renovación de agua directamente del mar. El transporte con *wellboat* permite renovar el agua de forma continua durante el transporte y permite descargar siempre el pescado directamente en el vivero. La descarga desde el camión se suele realizar por gravedad mediante tuberías flexibles, y desde el barco con bombas de movimiento de peces tras la agrupación de los peces en el depósito.

Tabla 2: Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de criadero

Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de criadero		
Ambiente y Confinamiento	Diseño y dimensiones	Uso del espacio, distribución
	Iluminación y Temperatura	Intensidad, fotoperíodo y temperatura, fases
	Aireación	Oxigenación, homogeneización (larvas ppalmente)
	Calidad del agua	Salud y bienestar general
	Densidades	Uso del espacio, Interacciones sociales
Manejo y Mantenimiento	Manipulaciones	Se estresan con facilidad. Sedantes
	Limpieza de tanques	Operaciones rutinarias inducen estrés
	Clasificación/desdoble	Calibre manual
	Deformidades	Alta manipulación. Sedantes
Alimentación	Estrategia de alimentación	Son muy voraces, reduce canibalismo, distintas fases
	Ayunos	Previo traslado o manejo
Salud animal	Bioseguridad	Extremar higiene, riesgo alto de infección
	Revisiones sanitarias	Incluye manejo y/o sacrificio
	Tratamientos	Baños profilácticos o metafilácticos prescritos y supervisados por veterinario
	Vacunación	Baños o inyecciones.
Transporte	Traslados	Con cubos o tubos (larvas), redes o tubos (alevines)
	Largas distancias	Traslados a instalaciones de engorde
Punto final	Sacrificio	Descartes, por sobredosis

3.3. Engorde en tierra y en mar

En España, la cría de doradas se realiza principalmente en viveros flotantes en mar abierto y, en menor medida, en producción en tierra. Cada individuo alcanza la talla comercial entre los 13-16 meses (variando hasta 18 meses en zonas frías y 12 meses en Islas Canarias), con un peso entre 350-400 g. Las doradas toleran bien temperaturas comprendidas entre los 12 y los 30 °C, aunque el óptimo de crecimiento se sitúa entre los 23 °C y los 25 °C.

Las granjas marinas están formadas por unidades de viveros flotantes en el mar, alejados de la línea de costa y expuestos a las condiciones climatológicas marinas adversas (temperaturas, corrientes, oleaje). Consisten mayoritariamente en estructuras circulares de polietileno de alta densidad, con una doble corona de flotación y una barandilla superior. Presentan una profundidad de 10-20 metros de red (en forma de copo) y un diámetro comprendido entre los 16 y 38 metros (hasta 30 m en el copo). La densidad de cultivo no suele ser superior a 20 Kg/m³.

La mayoría de las operaciones que se llevan a cabo en los viveros marinos (cambios de redes, despesques, mantenimiento, etc.) son complejas y requieren una alta especialización y se realizan desde barcos de servicio de la granja. El alimento consiste exclusivamente en piensos secos equilibrados nutricionalmente que cubren las necesidades fisiológicas. Los sistemas de alimentación empleados en las granjas son variados, desde manual al uso de alimentadores automáticos, incluyendo frecuentemente tripulaciones especializadas. El número de tomas dependerá del método empleado, temperatura del agua y tamaño de la dorada, principalmente. Previamente al despesque, se utilizan viveros de pesca de pequeño tamaño con peces tras-pasados o una red (traíña) dentro del mismo para concentrarlas, formando así un copo más pequeño para intentar agrupar sólo los individuos requeridos. Posteriormente, se extraen mediante un salabre para sacrificarlas, proceso que se realiza generalmente sumergiendo las doradas en una mezcla de agua con un 50% de hielo aproximadamente, en cubas isoterma-situadas en el barco de pesca, a una temperatura no superior de 1 °C.





Tabla 3: Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de engorde

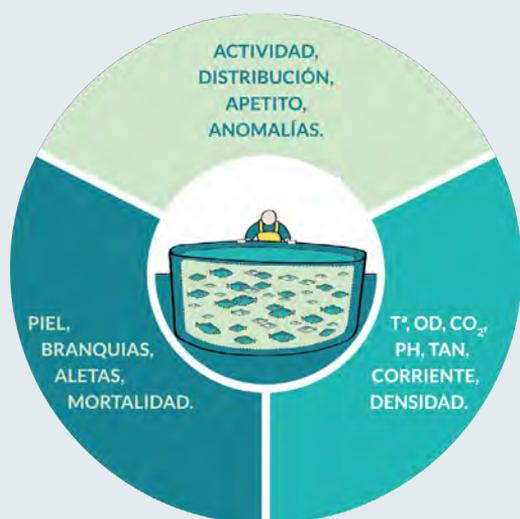
Aspectos más relevantes para el bienestar de las doradas durante la fase de engorde		
Ambiente y Confinamiento	Diseño y dimensiones	Uso del espacio, distribución (solo intensivo)
	Temperatura y Oxígeno	Falta de oxígeno (esencial en engorde en tierra)
	Intercambio agua	Oxigenación, estado redes (engorde en mar)
	Calidad del agua	Salud y bienestar general
	Densidades	Salud y bienestar general.
	Climatología	Alta relevancia (en ambos sistemas)
	Depredadores	Presencia varios (en ambos sistemas)
	Embarcaciones (ruidos)	Obligatorios (engorde en mar)
Manejo y Mantenimiento	Limpieza de redes	Operaciones rutinarias por buzos (engorde en mar)
	Extracción bajas	Operaciones rutinarias (pueden inducir estrés)
	Clasificación/desdoble	Con redes, alto manejo
	Cambio de redes	Operación puntual (engorde en mar)
Alimentación	Estrategia de alimentación	Esencial
	Ayunos	Previo traslado o manejo
Salud animal	Revisiones sanitarias	Incluye manejo y/o sacrificio
	Tratamientos	Control Sanitario
Transporte	Traslados	Con cubos o tubos (larvas), redes o tubos (alevines)
	Largas distancias	Traslados a instalaciones de engorde
Final de ciclo	Pre-sacrificio	Concentración, ayuno
	Sacrificio	Aturdimiento previo

4. BIENESTAR Y BUENAS PRÁCTICAS EN LA CRÍA DE LA DORADA

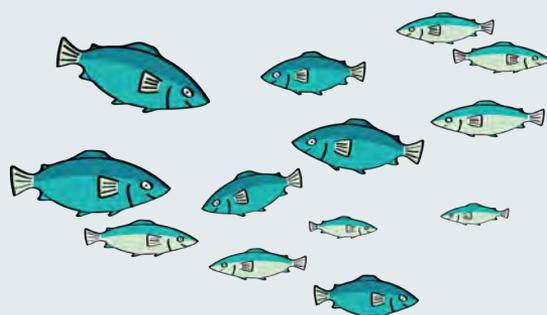
Para una adecuada evaluación y seguimiento del bienestar y las prácticas de crianza de la dorada se sugiere emplear indicadores operacionales esenciales (externos, comportamentales y ambientales) durante los diversos procedimientos y fases de producción (ver *Anexo*). Asimismo, se aconseja la aplicación de otros indicadores para una evaluación más precisa y completa, siempre y cuando sea viable, sin perjudicar el desarrollo adecuado de las actividades rutinarias que pue-

dan comprometer el bienestar de las doradas. Para obtener información detallada sobre cada indicador, se remite a la *sección 2 (Indicadores de bienestar para dorada)*. Además, se recomienda llevar un registro de los valores de los indicadores monitorizados para posibilitar una evaluación objetiva del bienestar de las doradas en los diferentes puntos críticos. Esto facilitará la formulación e implementación de medidas de actuación y gestión adecuadas.

4.1. Ambiente y confinamiento



Indicadores operacionales seleccionados como esenciales a registrar, monitorear y evaluar el bienestar de las doradas en función del ambiente y confinamiento.



Diseño y dimensión de las instalaciones

El diseño y dimensiones del recinto deben adaptarse de manera adecuada a las necesidades específicas de la especie, garantizando la satisfacción de sus necesidades fisiológicas y comportamentales y asegurando las mejores condiciones, calidad y espacio suficiente para permitir el movimiento libre. Además, deben evitar materiales dañinos o estructuras que puedan provocar las heridas u otros daños físicos. De igual modo, el color y la iluminación del recinto debe ser el apropiado y se procurará minimizar los ruidos ambientales para evitar la inducción de estrés, preservar la salud de los animales (p.ej. daños oculares en caso de una alta iluminación) ni perturbar su biorritmo.



Por ello, los individuos reproductores deben ser alojados en tanques circulares de cemento o fibra de vidrio con esquinas redondeadas, con una capacidad superior a 20 m^3 y densidades inferiores a 10 Kg/m^3 . Se debe garantizar el bienestar mediante indicadores adicionales en caso de superar los límites establecidos. Durante el desove, el tanque puede reducirse hasta 5 m^3 y 1 m de profundidad (sin incrementar la densidad), facilitando el acceso y las operaciones rutinarias como la limpieza, recolección de huevos y controles. Además, se deben simular sus condiciones ambientales naturales de reproducción, manteniendo la duración del periodo de puesta y alternando los distintos stocks, para conseguir puestas en todas las épocas del año con diferentes poblaciones. Así pues, se evitará el uso de inyecciones hormonales, fomentando las puestas naturales.

En los criaderos, las doradas se han de mantener en tanques de cemento o fibra de vidrio circulares o con esquinas redondeadas, un volumen óptimo entre $10\text{-}20 \text{ m}^3$, profundidad mínima de 1-1,5 m y densidades óptimas que les permita desarrollar un comportamiento normal, así como un eficiente uso del espacio y distancia mínima entre individuos. Se han de emplear indicadores operacionales de bienestar esenciales para evaluar y asegurar un buen estado de bienestar bajo las densidades empleadas. Además, estarán dotados de limpiadores de superficie y de aireación en el fondo, los cuales permiten una adecuada repartición de larvas en la columna de agua, inflación de la vejiga natatoria y evitan futuras posibles malformaciones.

En la fase de preengorde y engorde en tierra (cría semi-intensiva), las dimensiones de los re-

cintos y los sistemas de cría deben proporcionar suficiente volumen y espacio para satisfacer sus necesidades biológicas. Para el pre-engorde se realiza en estanques alargados tipo "raceway" o bien estanques redondos, dependiendo del diseño y capacidad de las instalaciones, tanto en flujo abierto como en circuito cerrado. En caso del engorde en mar abierto, los viveros han de tener un diámetro entre 12-50 m, una profundidad mínima de unos 10 m y densidades que pueden alcanzar los $15\text{-}20 \text{ kg/m}^3$. Las redes pueden fabricarse con multitud de materiales, con una luz de malla adecuada para el tamaño de la dorada que se cría, manteniéndose en buen estado para así permitir el buen intercambio de agua y evitar escapes o enmalles indeseados.

Monitorización de parámetros de calidad y flujo de agua

La calidad del agua es esencial para asegurar la salud y el bienestar de los peces. Para ello, existen una serie de parámetros esenciales y no esenciales relacionados con el agua que deben monitorizarse y registrarse regularmente (ver Anexo). De esta forma se permite el control y evaluación de posibles cambios ambientales adversos en la población, causados por la misma práctica de la acuicultura, otros impactos antropogénicos o eventos meteorológicos. Por lo tanto, su monitorización regular ofrecerá una imagen mucho más precisa de las condiciones en las que viven los peces y permitirá reaccionar a tiempo para evitar o paliar el impacto en los peces.

En sistemas de cría en tierra (tanques o estanques), la monitorización se debe realizar sistemáticamente, con la mayor frecuencia posible y en varias zonas y profundidades de cada recinto o unidad de

producción, en función de una evaluación de riesgos previa. De esta forma, se asegura la determinación del parámetro experimentado por los peces en el mayor volumen posible. La frecuencia dependerá del parámetro y, hasta cierto punto, de los sistemas disponibles. Además, es necesario realizar un estudio del flujo de agua apto para las distintas fases de producción, que facilite la dispersión, asegure una buena renovación del volumen de agua, aireación y disminuya cambios bruscos de los parámetros de calidad.

En el caso de sistemas en el mar (viveros), la monitorización también se debe realizar de forma sistemática, con la mayor frecuencia posible y en varias zonas y profundidades de cada recinto o unidad de producción. No obstante, se ha de tener muy en cuenta la ubicación de los viveros, al depender ésta de las condiciones climatológicas y corrientes locales, por lo que se debe hacer un seguimiento de las mareas. Además, se ha de llevar a cabo un óptimo mantenimiento de las redes que permita el buen intercambio de agua con el exterior.

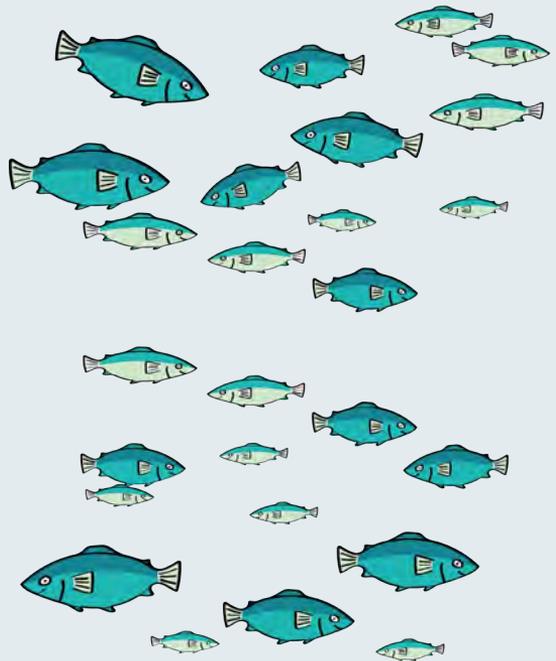
El Plan de Bienestar Animal de cada instalación debe incluir un plan de acción en casos donde algún parámetro se desvíe de los rangos óptimos. En ocasiones los valores de los parámetros de la calidad del agua pueden oscilar y llegar a niveles perjudiciales para las doradas en criadero, posiblemente influenciados por las condiciones ambientales. Sin embargo, al seguir los animales bajo la responsabilidad del criador, se deberá proveer de los medios para que éstos sufran lo menos posible. Por ello es recomendable que en el Plan de Bienestar Animal para cada instalación y especie o en los procedimientos estándar, exista un plan de acción que desglose los umbrales de reacción para cada parámetro y acciones a seguir en caso de que ocurra.

Plan de gestión para la interacción con la fauna local y depredadores

Los sistemas de producción de doradas en exterior suelen estar ubicados en zonas costeras (balsas, esteros) o en mar abierto (viveros), donde interacciona con la fauna local y ecosistemas locales. La presencia de depredadores salvajes

(aves, peces, mamíferos marinos) puede causar estrés en las doradas, así como una serie de desperfectos en las instalaciones, facilitando la dispersión de enfermedades y pérdidas económicas. Por ello, las empresas de producción cuentan con estudios de impacto y planes de vigilancia ambiental en vigor, que aseguran una actividad sostenible y respetuosa con la naturaleza que les rodea.

En los procedimientos de evaluación ambiental de las empresas, respecto a sus instalaciones, se contemplan las interacciones con la fauna local y, en especial, con potenciales depredadores, dentro de las normativas vigentes. En el proceso de evaluación ambiental inicial, se describe a los depredadores habituales de la zona donde se ubica la instalación. Existen guías de actuación que previenen la atracción de la fauna local hacia las granjas en la medida de lo posible (por ejemplo, no alimentar a la fauna salvaje) y procedimientos que eviten el acceso de los depredadores circundantes a los peces (por ejemplo, el uso de redes para evitar la entrada de las aves piscívoras en los recintos de cría), así como los métodos que se deben emplear para sacarlo de las instalaciones si esto ocurriera.



4.2. Manejo y mantenimiento

Manipulación de las doradas

La manipulación de las doradas debe ser cuidadosa, limitada a lo estrictamente necesario, y dirigida a individuos en buena condición de salud. Maniobras rutinarias de manejo como inspecciones de salud, crecimiento o clasificación por tallas, han de ser realizadas apropiadamente reduciendo el estrés, por un personal cualificado y maquinaria especializada, atendiendo así a su bienestar y necesidad biológicas. Se aconseja el empleo de sedantes (p. ej. reproductores) o bombas para manipular y trasladar las doradas (ej. criaderos e instalaciones en tierra) cuando las circunstancias lo permitan. Además, se deben minimizar cambios repentinos de temperatura durante la manipulación o traslados, para evitar una fuente de estrés duradera y de severidad moderada. Cuando se manipule un individuo fuera del agua se debe actuar de forma que se sostenga todo el peso del cuerpo. Se debe garantizar el suministro de oxígeno complementario mediante difusores adicionales en el agua, asegurando así los niveles de saturación del mismo. Los materiales y aparatos empleados para el manejo (redes, tubos, cubos, bombas, etc.) deben diseñarse de forma que eviten cualquier daño y deben encontrarse en perfecto estado. Se recomiendan revisiones rutinarias para asegurar unas condiciones óptimas. En el caso de haber una manipulación directa, el/la operario/a debe haber recibido una formación adecuada y emplear guantes para evitar daños en la piel y posibles infecciones.

Evitar o limitar la exposición al aire

La incapacidad de respirar cuando son manipulados fuera del agua causa una elevada respuesta de estrés, disminuyendo su bienestar. En consecuencia, pueden hacerlas más vulnerables a enfermedades e incluso disminuir su capacidad y calidad reproductora. Es por ello que lo más adecuado es limitar, e incluso evitar, la exposición al aire. Sin embargo, cuando no sea posible,



Indicadores operacionales seleccionados como esenciales a registrar, monitorear y evaluar el bienestar de las doradas en función del manejo y mantenimiento.

el tiempo debe reducirse a un máximo de 15 segundos, manteniéndolas húmedas. En el caso que sea necesario superarlo (p.ej. durante un chequeo de madurez sexual en reproductores o conteo de parásitos), las doradas deben ser sedadas o anes-tesiadas, manteniendo el cuerpo húmedo y los ojos tapados, y observando su recuperación tras la manipulación.

Procedimiento de clasificación

La clasificación por tallas se usa para limitar la variación de tamaños de los individuos en un mismo lote y, hasta cierto punto, puede ser beneficiosa para evitar agresividad y facilitar el acceso al alimento. Es un proceso estresante que puede perjudicar el bienestar de las doradas, debiendo reducirse al mínimo las veces que se realiza. Hay que tener en cuenta también, que una exposición repetida a estímulos adversos (manipulación o manejo) puede causar un mayor impacto en los peces con el tiempo. Una buena estrategia de alimentación puede ayudar a reducir la variabilidad en tallas, y por tanto, la clasificación. En el caso de realizarse deberían usarse métodos pasivos que reduzcan el estrés del proceso, p.ej., caja de gradeo (alevines), redes de barrido o bombeo y maquinaria especializada sin manipulación directa (juveniles).

Las doradas también son sometidas a un proceso de “desvejigado” (cuando alcanzan 0,2-0,5 g) que consiste en descartar aquellas con ausencia o malformaciones de la vejiga natatoria. Se recomienda el uso de sedantes o anestesia para capturarlos y clasificarlos, además de un medio hipersalino que oscila entre 50 ppt y 70 ppt (en doradas más grandes) para disminuir el choque osmótico, y observar su recuperación posterior. Durante el proceso de clasificación o depuración por deformidades (cuando alcanzan 2-5 g), han de ser anestesiadas, reduciendo el tiempo de clasificación manual en la mesa de luz, llevado a cabo por personal formado y especializado. Se recomienda la observación posterior de la recuperación de las doradas seleccionadas tras la clasificación.

Gestión de maniobras de concentración

La concentración es un proceso sumamente impactante que requiere de una evaluación de riesgos previa y una gestión combinada entre los responsables de producción y bienestar. Provoca una elevada respuesta de estrés en las doradas, que puede llegar a durar días antes de que se recuperen. Empobrece significativamente el bienestar y da origen a rozaduras y heridas cutáneas que pueden conllevar a serias infecciones. Por ello, se recomienda limitar al mínimo imprescindible la repetición de aglomeraciones para muestreos y despesques, concentrando densidades bajas de peces, reduciendo su duración y frecuencia, y empleando redes de tamaño adecuado y en buen estado. Además, los parámetros de calidad del agua se resienten de forma notable pudiendo incluso dañar las branquias y afectar la salud de los peces. Por tanto, se ha de monitorizar la calidad del agua, como mínimo el oxígeno, y observar el comportamiento de los peces para controlar que la intensidad de la concentración no es excesiva y los peces no están sufriendo un excesivo estrés, en cuyo caso debería detenerse el proceso.

Limpieza del recinto de cría

En la producción de doradas en tanques, la limpieza y desinfección forma parte del Plan de Bioseguridad y tiene el objetivo de eliminar material orgánico para así destruir o inactivar agentes pa-

tógenos. El procedimiento dependerá en función del propósito (prevención, control o erradicación de enfermedades), aplicando en todos los casos la metodología adecuada que asegure la limpieza y eliminación de agentes infecciosos de los tanques sin perjudicar el bienestar de las doradas durante el proceso. Se recomienda emplear sifones o aspiradores para el lavado del fondo y paredes de los tanques cuando los peces estén presentes. En el caso de desinfecciones más profundas, los peces se deben trasladar a otro tanque para poder drenarlo y limpiarlo a fondo (p.ej. con hipoclorito, detergentes y otros productos legalmente autorizados).

En el caso de los viveros en el mar, la limpieza de las redes debe garantizarse a través de cambios o limpieza in situ, en función de la instalación y condiciones, con opción a usar tratamientos periódicos con productos *anti-fouling*. Se realizará el cambio de la red cuando ésta presente unas malas condiciones o sea necesario el cambio de luz de malla.

Recogida de mortalidad y peces moribundos

La mortalidad y la presencia de peces moribundos pueden ser un foco de dispersión de enfermedades dentro de los recintos. Además, es importante contabilizar las bajas tanto para la gestión de la granja, pudiendo dar la alarma si la mortalidad es demasiado grande, así como analizar apropiadamente la causa de la muerte. Idealmente, la observación y monitorización de los individuos muertos y moribundos se realiza de forma diaria mediante un responsable autorizado, siendo analizados en el caso de mortalidades por encima de lo habitual para determinar la mortalidad y clasificarla de forma correspondiente. La extracción de estos individuos se realiza de forma periódica, adaptándose a las circunstancias, garantizando así la higiene. Las doradas moribundas sacadas del agua deben ser sacrificadas de forma humanitaria (ver sección f: procedimiento de sacrificio) para que no sufran innecesariamente.

4.3. Alimentación



Indicadores operacionales seleccionados como esenciales a registrar, monitorear y evaluar el bienestar de las doradas en función de la alimentación.

Estrategia de alimentación adecuada

Una buena estrategia de alimentación nos puede ayudar a mantener el bienestar, la salud y eficiencia en el engorde, dado que los regímenes, horarios y características del alimento afectan en gran medida. El número de tomas dependerá de la etapa del ciclo de cría, pero siempre se ha de tener en cuenta el apetito y la ingesta de los peces a lo largo del día. Las doradas podrían satisfacerse rápidamente durante una toma y

realizar la digestión con rapidez (sobre todo a temperaturas elevadas), por lo que podrían necesitar más de una toma al día, durante 5-6 días a la semana. En sistema de producción en tierra, existe la opción de usar alimentadores automáticos, ya que se adaptan bien a la autodemanda. En doradas reproductoras, la alimentación suele basarse en piensos secos complementados con pescado fresco, calamar o mejillón en la época de puesta.

Gestión de los periodos de ayuno

La privación de comida incrementa la sensibilidad de la dorada al estrés inducido, pudiendo incrementar la agresión. Aun así, puede ser necesario para el bienestar, además de como requisito de sanidad alimentaria y una mejora del producto. Al reducir su metabolismo y vaciar su tracto digestivo de manera previa a otros procedimientos, su respuesta frente al estrés será menor. Durante el manejo se ha de reducir la duración de los ayunos sin superar las 48 horas o los 50 °C/día, lo que ocurra antes, por lo que la duración dependerá de la temporada y temperatura del agua. De igual modo, a fin de evitar repeticiones de ayunos en el tiempo, en transportes o despesques los ayunos pueden extenderse hasta un límite de 7 días. De necesitar extenderse, debería ser únicamente por razones de bienestar de los peces y bajo estricto control veterinario o, en el caso de los viveros, por riesgos laborales (temporales que impidan la navegación y alimentación en los viveros). En cualquiera de los casos, se recomienda el empleo de un amplio número de indicadores para monitorizar y evaluar su estado de bienestar que permitan la aplicación de medidas de gestión a tiempo.



4.4. Salud animal



Indicadores operacionales seleccionados como esenciales a registrar, monitorear y evaluar el bienestar de las doradas respecto a la salud animal.

Plan de Bienestar Animal

Antes de marzo de 2027 cada instalación deberá disponer de manera obligatoria de un Plan de Bienestar Animal específico, el cual debe incluir las consideraciones mínimas del Anexo II del [Real Decreto 159/2023](#). Éstas se resumen en: a) descripción de las condiciones estructurales y ambientales de la explotación, b) evaluación de factores de riesgo para el bienestar de los animales incluyendo el riesgo de desastres naturales (tales como inundaciones, terremotos, tsunamis, fuerte oleaje, corrientes, existencia de depredadores o incendios) de acuerdo con las características del lugar donde se encuentra la explotación y c) plan de acción con medidas a adoptar sobre los riesgos identificados. Además, este plan debe ser diseñado por un veterinario y/o profesional responsable del bienestar animal, y revisarse de forma regular. La periodicidad de la revisión debe estar definida en el mismo plan, sugiriéndose una revisión cada 2 años al menos. El plan debería desglosar: a) persona responsable del bienestar y salud de los peces; b) procedimientos

críticos que puedan afectar a la salud y bienestar de los peces; c) enfermedades frecuentes o susceptibles de contraerse, así como sus síntomas, formas de diagnóstico y tratamiento; d) procedimientos de actuación para asegurar la salud y bienestar de los peces según los casos que se presenten; e) protocolo detallado de evaluación del bienestar basado en indicadores operacionales específicos.

Vacunación

El uso de vacunas está probado como una herramienta eficiente para limitar la incidencia de enfermedades y así asegurar una mejor salud y bienestar de los peces. Aun así, el proceso puede ser estresante ya que implica una concentración de los individuos, tiempo fuera del agua, manipulación y además una inyección. Sin embargo, no debe constituir una razón para relajar las prácticas durante la cría, y nunca debe servir para enmascarar malas prácticas. El proceso debe realizarse minimizando el estrés causado por todos sus pasos a lo largo del mismo, p.ej. a igual efectividad, y se ha de realizar un seguimiento de posibles efectos en las doradas tras su vacunación.

Los tratamientos no antibióticos o antimicrobiales

Cada empresa debe mantener un Plan Sanitario Integral, tener un veterinario responsable conforme las normas en vigor y ser implementado por parte del acuicultor. Los tratamientos y usos de antimicrobianos se rigen por el [RD 666/2023](#) por el que se regula la distribución, prescripción, dispensación y uso de medicamentos veterinarios.

Registro y definición de la mortalidad por causas

Aunque la mortalidad es un indicador retrospectivo de lo ocurrido en la granja, sigue siendo un indicador valioso vinculado a la detección de enfermedades o problemas subyacentes que pueden afectar al bienestar de los peces. Por tanto, deben ser registradas periódicamente y, siempre que sea posible, investigado su origen. El Plan de Sanidad y Bienestar debe desglosar las mortali-

dades a incluir en el cálculo de la tasa de mortalidad con sus respectivos planes de investigación.

En la práctica, es más habitual la media al hablar de la mortalidad de una compañía que puede tener muchos finalizados. Para su cálculo se recomienda: i) uso de la mortalidad de cada lote finalizado los dos últimos años, avanzando de forma rotacional; ii) la media debe ir acompañada de medidas de dispersión; iii) se aconseja el uso de la mediana y la moda, para informar mejor de la mortalidad experimentada.

En ocasiones la mortalidad puede incrementarse rápidamente pasando a denominarse mortalidad aguda, indicando un problema crítico de salud o bienestar en el vivero. Un evento de mortalidad aguda de un lote se define como una mortalidad del 1% o más a lo largo de una semana. La contabilización de la cantidad de ocurrencias de estos eventos ofrece una información complementaria sobre la gestión de los animales más adecuada para su salud y bienestar. Los eventos de mortalidad aguda deberían ser registrados junto a la causa que los ocasionó.



4.5. Transporte



Indicadores operacionales seleccionados como esenciales a registrar, monitorear y evaluar el bienestar de las doradas en el transporte.

Transporte de corta o larga distancia

Es una etapa crítica para el bienestar, trasladándose los individuos de una unidad o instalación a otra. Para evitar un estrés adicional, los contenedores de almacenamiento y transporte únicamente podrán transportar individuos en buen estado de salud y bienestar, salvo emergencias, en cuyo caso deberá contar con aprobación veterinaria. Se podrán emplear sedantes para el manejo previo y posterior al transporte, dejando 1,5 horas de renovación de agua anteriormente al mismo. Además, se debe proveer un suministro adicional de oxígeno, ya sea por aireación o inyección de oxígeno puro, para así mantener un nivel de saturación entre 150-200%. Por su practicidad y bajo costo de instalación, las botellas de oxígeno son las preferidas para el transporte de corta distancia, mientras que los contenedores de oxígeno líquido son la elección preferida para larga distancia gracias a su mayor autonomía. Además, los contenedores de almacenamiento y transporte deben: a) llevar aislamiento térmico, b) estar llenos del agua de mar (filtrada)

procedente del lugar donde se han obtenido los peces, c) sin esquinas o redondeadas para evitar abrasiones en la piel y choques mecánicos y d) ser lo suficientemente grande para permitir al pez un buen grado de movimiento. Tras el transporte, se debe realizar una pauta de renovación de agua para equilibrar así la temperatura entre el agua de transporte con la del agua de destino, reduciendo así efectos negativos sobre el bienestar. En cuanto a la alimentación, las doradas han de ayunar entre 24-48h antes del transporte para así reducir su tasa de excreción, siempre que se mantenga bajo control su comportamiento caníbal.

En el transporte de reproductores, la densidad se ha de mantener baja e inversamente proporcional al tiempo de transporte y a la temperatura del agua, con una saturación de oxígeno alrededor del 100%. Se recomienda rapidez y cuidado en el manejo de reproductores de dorada, por lo que se han de transportar al lugar de destino en el menor período de tiempo posible manteniendo las condiciones de calidad de agua. En función del tamaño de los individuos, la densidad en transportes cortos con condiciones climáticas favorables no debe exceder los 30 kg/m³, mientras que en transportes largos se debe limitar la densidad a 10-15 kg/m³. Para el traslado de alevines se recomienda no sobrepasar densidades de 50-60 kg/m³. En cualquier caso, se han de controlar siempre la temperatura y niveles de saturación de oxígeno disuelto durante el transporte (valores seguros que van del 85-120%), monitorizando el comportamiento de los peces y otros indicadores siempre que sea posible.

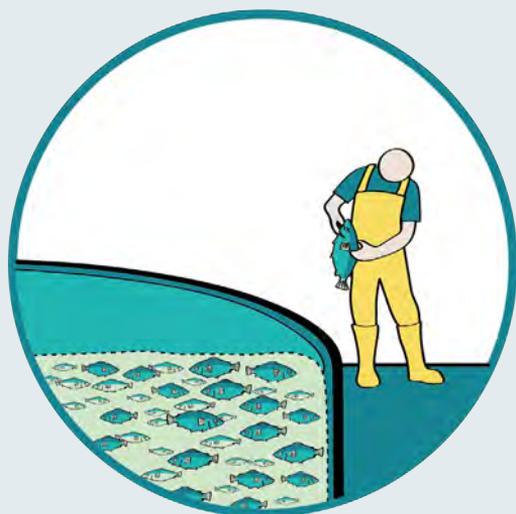
La legislación de protección animal durante el transporte viene recogida actualmente en el [Reglamento \(CE\) N° 1/2005](#) del Consejo de 22 de diciembre de 2004, relativo a la protección de los animales durante el transporte y las operaciones conexas y el [Real Decreto 990/2022](#), de 29 de noviembre, sobre normas de sanidad y protección animal durante el transporte en las que se recogen una serie de requisitos como la autorización del transportista y del medio de transporte, acreditación del titular, origen, fecha

y hora de salida, lugar, fecha y hora de destino, disponer de un plan de contingencia, registro de mortalidad, cambios de agua realizados durante el trayecto y explotaciones de paso del vehículo.

Los medios de transporte tienen que estar autorizados para el movimiento de peces en los viajes largos (más de 8 horas) en la Unión Europea y también para viajes cortos en territorio español.



4.6. Procedimiento de aturdimiento y sacrificio



El sacrificio es la fase final del ciclo de vida de los animales, el cual influye notablemente en su bienestar. Según la opinión científica de la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) ⁹⁷ sobre el enfoque general del bienestar y el concepto de sintiencia en peces, éstos son capaces de experimentar dolor. El artículo 3.1 del [Reglamento \(CE\) nº 1099/2009](#), de 24 de septiembre de 2009, relativo a la protección de los animales en el momento de la matanza, establece que durante la matanza o las operaciones conexas a ellas no se causará a los animales ningún dolor, angustia o sufrimiento evitable.

Gestión de descartes y moribundos (no consumo)

A lo largo del ciclo de producción son varios los puntos donde se clasifican y descartan doradas que no continúan con el proceso de engorde y cría (desvejigación, deformidades, etc.). Además, podemos encontrar peces enfermos o moribundos en las instalaciones que han de ser sacados del agua. Todos estos peces deben ser sacrificados de una forma humanitaria, de forma que no sufran innecesariamente. Se recomienda el uso de anestésicos y sacrificar a los individuos por sobredosis.

Aturdimiento y sacrificio (consumo)

El sacrificio de los peces para consumo consiste en una serie de actividades concatenadas que concluyen con la muerte de los mismos. Estas fases son: ayuno, concentración, extracción del agua, aturdimiento y muerte. Todas son muy relevantes desde el punto de vista del bienestar de los peces y deben llevarse a cabo de manera adecuada y coordinada, además de otras cuestiones importantes como son el diseño de los equipos, compromiso en actualizar los métodos y formación del personal.

Ya se explicó anteriormente la importancia de limitar la frecuencia y duración de las concentraciones, así como los periodos de ayuno, pues este último puede ayudar a los peces en su respuesta al estrés, además de ser requisito de sanidad alimentaria y mejora del producto. Teniendo en cuenta que el procedimiento de sacrificio de las doradas no tiene lugar en un centro específico de sacrificio en tierra firme, sino íntegramente en las propias instalaciones de producción, se ha de tener también en consideración la seguridad laboral del personal de la granja, viabilidad material de los procedimientos en el medio acuático (especialmente en la acuicultura en mar abierto), impacto(s) sobre el medioambiente y repercusiones en la calidad o seguridad alimentaria del producto final destinado al consumo humano.

Actualmente, existe un cuadro legislativo europeo en materia de sacrificio que el sector cumple, y en el cual se acepta el uso de inmersión en agua con hielo como método para sacrificar las doradas (de consumo) en acuicultura. No obstante, los avances de la ciencia generan interrogantes sobre dicha metodología, hasta el punto de no considerarse humanitario (EFSA ⁶⁴; [OMSA](#)). En ese sentido, aquellos peces que alcanzan la talla comercial y se extraen para consumo, se les debe aturdir efectivamente antes del sacrificio ⁹⁷. El aturdimiento debe provocar una pérdida de consciencia o insensibilidad inmediata y debe durar hasta que muera, evitando que los peces experimenten dolor o sufrimiento durante el sacrificio. Previamente, las doradas han de ser pescadas de las balsas en tierra o viveros de engorde en el mar mediante grandes salabres o bombas de agua, por lo que es necesario concentrarlas sin perjudicar su bienestar.

A día de hoy, se recomienda el uso del aturdimiento para dorada. Sin embargo, queda pendiente implementarlo en condiciones reales de cría en España. Con el aturdimiento eléctrico “húmedo”, el pez se mantiene en tuberías llenas de agua en todo momento y la corriente eléctrica se transmite a través del líquido. En cambio, en el eléctrico “seco o semi-húmedo”, el pez es extraído del agua y colocado en una cinta transportadora que actúa de borne. El otro borne está formado por placas a modo cortina que irán tocándolo, cerrando el circuito para que pase la electricidad. No obstante, es importante ajustar los parámetros eléctricos para conseguir un buen aturdimiento (efectivo y duradero) hasta la muerte del pez, sin comprometer el bienestar del animal ni la calidad del producto final o la seguridad de los trabajadores.

El sector español considera muy importante mantenerse al frente de los avances en términos de bienestar animal y se implica (e invierte) de forma activa y proactiva en explorar e incorporar las tecnologías disponibles y procesos de innovación que podrían permitir optimizar los procesos de sacrificio, anticipándose a cambios de legislación en el futuro. En esos avances, siempre se ha de tener en cuenta tanto el bien-

estar de los peces, como la calidad del pescado de crianza y la seguridad de los trabajadores.

Comprobación de aturdimiento y sacrificio correcto

Para asegurar la efectividad del aturdimiento y sacrificio, debe comprobarse que ambos han sido realizados correctamente y efectivamente. En el caso del aturdimiento, se comprobará que los peces implicados han alcanzado el estado de inconsciencia. No obstante, dicho estado sólo se puede evaluar analizando la actividad cerebral de los peces, lo cual es bastante inoperativo. Por ello, se recomienda emplear el cese del reflejo vestibulo-ocular (VOR) y del movimiento opercular. En el caso que los peces muestren signos de conciencia deberán ser aturridos mediante un método secundario de aturdimiento con la mayor prontitud posible. Además, los signos de conciencia deberían ser monitorizados de forma continua para asegurar que la conciencia no se recupera antes de que ocurra la muerte. En general antes de cualquier procesamiento, debe monitorizarse que los peces han sido sacrificados correctamente y que no muestran signos vitales.



5. FORMACIÓN Y COMUNICACIÓN



5.1. Formación interna e institucional

Cada empresa debe poner en marcha medidas para formar a su personal en bienestar de peces mediante el uso de manuales, cursos internos, formaciones externas, charlas de especialistas internos o externos a la empresa. Dichas formaciones pueden ser más o menos avanzadas según los puestos de trabajo ocupados y debe haber constancia y registros de las mismas.

Es importante transmitir y consolidar los conceptos de bienestar en peces en aquel personal que va a trabajar con ellos directamente y en aquellos que van a tomar decisiones que afectarán a su bienestar. Se ha comprobado que formar al personal en bienestar animal mejora su vínculo con los animales bajo su cargo, atención a los indicadores que son directamente observables al comprender mejor las razones tras ellos y, finalmente, la cría de los propios animales.

Para ello, la formación por parte de las empresas debería realizarse al principio de la relación contractual, repitiéndose cada cierto tiempo (se recomienda cada 2 años) para afianzar conceptos y actualizar al personal acerca de nuevos adelantos en un campo que está en continuo desarrollo. La formación, además de información específica del puesto, debería contener de forma general:

- El concepto de bienestar y sintiencia en peces y otros animales acuáticos.
- Buenas prácticas relacionadas con el bienestar.
- Indicadores de bienestar. Tanto generales como los adecuados a la especie.
- Problemáticas habituales: enfermedades, heridas, etc.
- Ejemplos de buenas y malas actuaciones.

La formación dentro de la acuicultura debe realizarse tanto de forma interna, en las empresas, como también implementarse de forma institucional. Se debe buscar un entendimiento con las instituciones para lograr integrar la formación en bienestar en los cursos oficiales que conduzcan a certificaciones o titulaciones habilitantes para la actividad acuícola y el trabajo con peces, como podría ser la tarjeta de identidad profesional náutico-pesquera. Además, existen cursos formativos en varios niveles educativos (formación profesional, grados, máster) en los que incorporar la formación en bienestar ayudaría a conseguir una industria consciente de las dificultades y posibilidades relacionadas con este concepto.

5.2. Comunicación y divulgación

Es importante que la cadena de suministro, empezando por los productores, divulgue y haga conocer qué prácticas se están llevando a cabo para criar los animales destinados a consumo, y cómo se está intentando mejorarlas de una forma concreta. En este sentido, **APROMAR** publica bienalmente su Memoria de Sostenibilidad (www.apomar.es).

La producción de peces, y cualquier otro animal, debería realizarse de la forma más transparente posible, no sólo ya para evitar críticas, sino para dar a conocer e integrar al público en el proceso productivo y permitirles poder elegir sus productos con toda la información disponible, si así lo quieren. De esta manera, la industria puede compararse con otras de producción de proteína animal, mostrando al público la responsabilidad que los acuicultores ya sienten por los animales acuáticos a su cargo.



6. RETOS Y OPORTUNIDADES



Colaboración precompetitiva para la mejora del bienestar

La acuicultura europea y española es un sector que avanza y evoluciona innovando en sus tecnologías y procesos. Sin embargo su producción está estancada. En cuestiones de bienestar existe un claro sesgo hacia algunas especies y de manera segmentada entre empresas. Éste es en concreto el caso de la acuicultura española. Existe el reto de continuar trabajando en unas prácticas de bienestar para todo el sector, fomentando colaboraciones entre diversos sectores: administraciones públicas, asociaciones productivas, organismos públicos de investigación y sociedad, con el objetivo de desarrollar el conocimiento y tecnología relevantes para mejorarlas. La primera consecuencia será una mejora del bienestar de los animales, creando un elemento diferenciador y mejorando la competitividad del sector en el ámbito internacional.

Aplicación de técnicas de sacrificio humanitario

Los avances de la ciencia han demostrado que los peces son seres sintientes y experimentan miedo, sufrimiento y dolor durante los últimos instantes

de su vida, generando incertidumbre sobre la eficacia de los métodos de sacrificio aplicados actualmente en dorada para consumo. Las técnicas de sacrificio no sólo afectan al bienestar de los peces, sino también a la calidad final del producto, su duración y cualidades organolépticas. Actualmente, el sector muestra voluntad para afrontar el reto de desarrollar métodos más innovadores y humanitarios, adaptando la tecnología existente al contexto español, mediante un trabajo colaborativo. Así, también es una oportunidad para mejorar el bienestar de estos animales acuáticos, mejorar el producto y así acceder a mercados que requieren el sacrificio humanitario.

Desarrollo y aplicación de enriquecimiento ambiental

Estrategias como el enriquecimiento ambiental se consideran una buena herramienta para reducir la respuesta al estrés y mejorar el bienestar de los peces en cautividad¹³³. Dado que las doradas viven largos periodos en las granjas a lo largo del ciclo de producción, se podría aplicar un enriquecimiento ambiental (estructural, ocupacional o sensorial) que satisfaga sus necesidades comportamentales, fisiológicas o psicológicas, adaptado al tipo y fase de producción^{54,56,134}. Pese a existir amplio conocimiento científico sobre los efectos positivos de esta estrategia en el bienestar de los peces, no existe ninguna prueba a escala comercial en dorada hoy en día. Aquí se abre una oportunidad en el sector, para investigar y desarrollar herramientas que favorezcan las condiciones de vida de las doradas en todas sus fases de cría. En ese sentido, se podrían incorporar estructuras o aplicar corrientes de agua que aporten zonas de refugio y estimulen la maniobrabilidad y actividad natatoria de las doradas. No obstante, algunas estructuras u objetos pueden acumular partículas de materia orgánica (de alimentos y heces), lo que dificulta la limpieza y desinfección, y compromete la salud y el bienestar general de los peces. También puede ocurrir que el diseño de las estructuras sea inadecuado y provoque perturbaciones o daños físicos, aumentando el

riesgo de infección, estrés o mortalidad. Otro aspecto a considerar es que el enriquecimiento puede provocar estímulos negativos en algunos peces, como fatiga, neofobia, territorialidad, o agresividad. Todos estos factores deben considerarse al planificar la estrategia a implementar, y se han de emplear indicadores operacionales (ver Anexo) para monitorear y evaluar los posibles efectos del enriquecimiento sobre el bienestar de los peces, así como posibles efectos contraproducentes sobre otros factores productivos.

Investigación, ciencia y tecnología

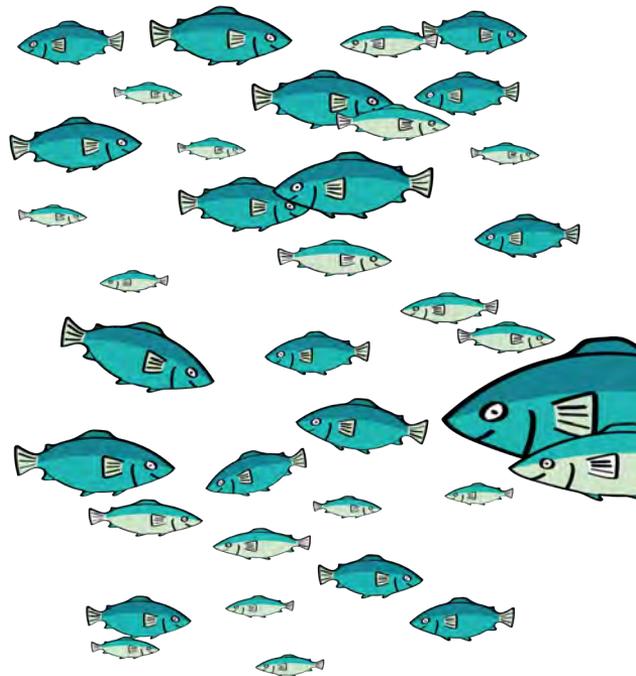
Es prioritario aumentar el conocimiento actual acerca de los parámetros de bienestar de las especies más producidas en el sur de Europa, como es el caso de la dorada, que permitan una correcta evaluación y determinación del estado de bienestar. El desarrollo tecnológico y aplicación de herramientas tecnológicas adaptadas a sus condiciones de cría posibilitarían un seguimiento preciso y rápido del bienestar de los peces, así como una respuesta de gestión mucho más efectiva. Por ejemplo, la aplicación de inteligencia artificial permite monitorizar parámetros de bienestar animal con gran precisión y de manera más automatizada, facilitando la detección temprana de problemas y, por tanto, una mejor toma de decisiones. La selección genética que promueve la adaptabilidad y rusticidad en las doradas debe ser un camino a seguir en la investigación empresarial.

Implicaciones del cambio climático en el bienestar de los peces

El cambio climático y sus impactos en la acuicultura son un hecho, alterando profundamente el sector, especialmente en sistemas abiertos expuestos al tiempo y al clima, como la cría en estanques y viveros de dorada. Aumentar nuestro conocimiento sobre la biología de los peces criados en sus diferentes etapas y su diversidad, así como sobre la ciencia del bienestar, nos ayudará a afrontar las consecuencias inevitables del cambio climático. La protección del bienestar de los peces hace imperativo que se anticipen los cambios climáticos y se tomen medidas coordinadas antes de que sea imposible garantizar que los peces criados en estanques o viveros tengan las condiciones ambientales

necesarias para un buen estado de bienestar. El imperativo de bienestar aquí es garantizar que se sepa lo suficiente sobre la biología de las especies y cepas en cuestión para permitir que se satisfagan sus necesidades de bienestar, antes de que se inicie la cría intensiva de dichos peces y se tengan que aprender lecciones mediante prueba y error.

Además de los aumentos constantes de temperatura esperados, los peces criados en sistemas abiertos también experimentarán un número cada vez mayor de eventos agudos como tormentas, proliferación de algas y olas de calor, con efectos adversos sobre su bienestar. Poco se puede hacer para protegerles contra tales eventos, excepto utilizar herramientas computacionales disponibles y aplicar estrategias de gestión adecuadas. Las medidas para mitigar los efectos del cambio climático podrían incluir, por ejemplo, mejoras en el diseño de los viveros, haciendo estructuras más fuertes y sumergibles, preferencia por cepas (y especies) de peces resistentes, reubicación de piscifactorías, y mejora de los sistemas de seguimiento de peces y previsión meteorológica. Todas estas respuestas serán desafiantes, pero el hecho de que los objetivos económicos y de producción vayan en la misma dirección que las demandas de protección del bienestar es una razón para el optimismo ¹³⁵.



7. BIBLIOGRAFÍA DESTACADA

1. APROMAR. La acuicultura en España. (2023).
2. Bavčević, L., Klanjšček, T., Karamarko, V., Aničić, I. & Legović, T. Compensatory growth in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) compensates weight, but not length. *Aquaculture* **301**, 57–63 (2010).
3. Mihelakakis, A., Tsolkas, C. & Yoshimatsu, T. Optimization of Feeding Rate for Hatchery-Produced Juvenile Gilthead Sea Bream *Sparus aurata*. *J. World Aquac. Soc.* **33**, 169–175 (2002).
4. Tandler, A. & Helms, S. The effects of photoperiod and water exchange rate on growth and survival of gilthead sea bream (*Sparus aurata*, Linnaeus; Sparidae) from hatching to metamorphosis in mass rearing systems. *Aquaculture* **48**, 71–82 (1985).
5. Kestemont, P. et al. Size heterogeneity, cannibalism and competition in cultured predatory fish larvae: biotic and abiotic influences. *Aquaculture* **227**, 333–356 (2003).
6. Canario, A. V. M., Condeça, J., Power, D. M. & Ingleton, P. M. The effect of stocking density on growth in the gilthead sea-bream, *Sparus aurata* (L.). *Aquac. Res.* **29**, 177–181 (1998).
7. Perera, E. et al. Effects of genetics and early-life mild hypoxia on size variation in farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Fish Physiol. Biochem.* **47**, 121–133 (2021).
8. Roque, A. et al. *Report on Fish Welfare and List of Operational Welfare Indicators in Sea Bream*. (2020).
9. Stien, L. H., Bracke, M., Noble, C. & Kristiansen, T. S. Assessing Fish Welfare in Aquaculture. in *The Welfare of Fish* (eds. Kristiansen, T. S., Fernö, A., Pavlidis, M. A. & van de Vis, H.) 303–321 (Springer International Publishing, Cham, 2020). doi:10.1007/978-3-030-41675-1.13.
10. Ginés, R., Afonso, J. M., Argüello, A., Zamorano, M. J. & López, J. L. The effects of long-day photoperiod on growth, body composition and skin colour in immature gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquac. Res.* **35**, 1207–1212 (2004).
11. Grigorakis, K. & Alexis, M. n. Effects of fasting on the meat quality and fat deposition of commercial-size farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*, L.) fed different dietary regimes. *Aquac. Nutr.* **11**, 341–344 (2005).
12. Kalogianni, E. et al. Cellular responses in the skin of the gilthead sea bream *Sparus aurata* L. and the sea bass *Dicentrarchus labrax* (L.) exposed to high ammonia. *J. Fish Biol.* **78**, 1152–1169 (2011).
13. Mateus, A. P., Anjos, L., Cardoso, J. R. & Power, D. M. Chronic stress impairs the local immune response during cutaneous repair in gilthead sea bream (*Sparus aurata*, L.). *Mol. Immunol.* **87**, 267–283 (2017).
14. Papadakis, Glaropoulos, Alvanopoulou, & Kentouri. A behavioural approach of dominance establishment in tank-held sea bream (*Sparus aurata* L.) under different feeding conditions. *Aquac. Res.* 1–9 (2015) doi:doi:10.1111/are.12854.
15. Rogdakis, Y. G., Koukou, K. K., Ramfos, A., Dimitriou, E. & Katselis, G. N. Comparative morphology of wild, farmed and hatchery-released gilthead sea bream (*Sparus aurata*) in western Greece. *Int. J. Fish. Aquac.* **3**, 1–9 (2011).
16. Pavlidis, M. A. & Mylonas, C. C. *Sparidae: Biology and Aquaculture of Gilthead Sea Bream and Other Species*. (John Wiley & Sons, 2011).
17. Andrades, J. A., Becerra, J. & Fernández-Llebrez, P. Skeletal deformities in larval, juvenile and adult stages of cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture* **141**, 1–11 (1996).
18. Ayari, T. E., Mhadhbi, L. & Menif, N. T. E. Abdominal Swelling and Skeletal Deformity in Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata*) and European Sea Bass, (*Dicentrarchus labrax*) Developed under Rearing Conditions. *J. Aquac. Res. Dev.* **13**, 1–3 (2022).
19. Beraldo, P., Pinosa, M., Tibaldi, E. & Canavese, B. Abnormalities of the operculum in gilthead sea bream (*Sparus aurata*): morphological description. *Aquaculture* **220**, 89–99 (2003).
20. Boglione, C., Gagliardi, F., Scardi, M. & Cataudella, S. Skeletal descriptors and quality assessment in larvae and post-larvae of wild-caught and hatchery-reared gilthead sea bream (*Sparus aurata* L. 1758). *Aquaculture* **192**, 1–22 (2001).
21. Boursiaki, V. et al. Skeletal Deformity of Scoliosis in Gilthead Seabreams (*Sparus aurata*): Association with Changes to Calcium-Phosphor Hydroxyapatite Salts and Collagen Fibers. *Water* **11**, 257 (2019).
22. Chatain, B. Abnormal swimbladder development and lordosis in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and sea bream (*Sparus auratus*). *Aquaculture* **119**, 371–379 (1994).
23. Fernández, I. et al. Larval performance and skeletal deformities in farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*) fed with graded levels of Vitamin A enriched rotifers (*Brachionus plicatilis*). *Aquaculture* **283**, 102–115 (2008).
24. Galeotti, M. et al. A preliminary histological and ultrastructural study of opercular anomalies in gilthead sea bream larvae (*Sparus aurata*). *Fish Physiol. Biochem.* **22**, 151–157 (2000).
25. Georgakopoulou, E., Katharios, P., Divanach, P. & Koumoundouros, G. Effect of temperature on the development of skeletal deformities in Gilthead seabream (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758). *Aquaculture* **308**, 13–19 (2010).
26. Koumoundouros, G. et al. Normal and abnormal osteological development of caudal fin in *Sparus aurata* L. fry. *Aquaculture* **149**, 215–226 (1997).
27. Koumoundouros, G., Oran, G., Divanach, P., Stefanakis, S. & Kentouri, M. The opercular complex deformity in intensive gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) larviculture. Moment of apparition and description. *Aquaculture* **156**, 165–177 (1997).
28. Negrín-Báez, D., Navarro, A., Afonso, J. M., Ginés, R. & Zamorano, M. J. Detection of QTL associated with three skeletal deformities in gilthead seabream (*Sparus aurata* L.): Lordosis, vertebral fusion and jaw abnormality. *Aquaculture* **448**, 123–127 (2015).
29. Çolak, S. Ö. & Çanak, Ö. Distribution of deformities among cultured *Sparus aurata* marketed in Istanbul, Turkey. *J. Appl. Ichthyol.* **36**, 947–951 (2020).
30. Verhaegen, Y., Adriaens, D., Wolf, T. D., Dhert, P. & Sorgeloos, P. Deformities in larval gilthead sea bream (*Sparus aurata*): A qualitative and quantitative analysis using geometric morphometrics. *Aquaculture* **268**, 156–168 (2007).
31. Arechavala-Lopez, P., Sanchez-Jerez, P., Izquierdo-Gomez, D., Toledo-Guedes, K. & Bayle-Sempere, J. T. Does fin damage allow discrimination among wild, escaped and farmed *Sparus aurata* (L.) and *Dicentrarchus labrax* (L.)? *J. Appl. Ichthyol.* **29**, 352–357 (2013).
32. Di Marco, P. et al. Insights into organic farming of European sea bass *Dicentrarchus labrax* and gilthead sea bream *Sparus aurata* through

- the assessment of environmental impact, growth performance, fish welfare and product quality. *Aquaculture* **471**, 92–105 (2017).
33. Cano, I. et al. Application of in situ detection techniques to determine the systemic condition of lymphocystis disease virus infection in cultured gilt-head seabream, *Sparus aurata* L. *J. Fish Dis.* **32**, 143–150 (2009).
 34. Andrew, J. E., Holm, J., Kadri, S. & Huntingford, F. A. The effect of competition on the feeding efficiency and feed handling behaviour in gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) held in tanks. *Aquaculture* **232**, 317–331 (2004).
 35. Valverde, E. J., Borrego, J. J., Sarasquete, M. C., Ortiz-Delgado, J. B. & Castro, D. Target organs for lymphocystis disease virus replication in gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Vet. Res.* **48**, 21 (2017).
 36. Abdel-Aziz, M., Eissa, A. E., Hanna, M. & Okada, M. A. Identifying some pathogenic Vibrio/Photobacterium species during mass mortalities of cultured Gilthead seabream (*Sparus aurata*) and European seabass (*Dicentrarchus labrax*) from some Egyptian coastal provinces. *Int. J. Vet. Sci. Med.* **1**, 87–95 (2013).
 37. Shawkly, M. et al. Initial Evidence That Gilthead Seabream (*Sparus aurata* L.) Is a Host for Lymphocystis Disease Virus Genotype I. *Animals* **11**, 3032 (2021).
 38. Dezfuli, B. S., Giari, L., Lui, A., Lorenzoni, M. & Noga, E. J. Mast cell responses to Ergasilus (Copepoda), a gill ectoparasite of sea bream. *Fish Shellfish Immunol.* **30**, 1087–1094 (2011).
 39. Kapetanović, D., Kurtović, B., Vardić, I., Teskeredžić, E. & Teskeredžić, Z. Gill disease in a gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Med. Veter.* **62**, 1239–1241 (2006).
 40. Rosado, D., Pérez-Losada, M., Severino, R., Cable, J. & Xavier, R. Characterization of the skin and gill microbiomes of the farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* **500**, 57–64 (2019).
 41. Sitjà-Bobadilla, A., de Felipe, M. C. & Alvarez-Pellitero, P. In vivo and in vitro treatments against Sparicotyle chrysophrii (Monogenea: Microcotylidae) parasitizing the gills of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture* **261**, 856–864 (2006).
 42. Pettersen, J. M. et al. Salmon welfare index model 2.0: an extended model for overall welfare assessment of caged Atlantic salmon, based on a review of selected welfare indicators and intended for fish health professionals. *Rev. Aquac.* **6**, 162–179 (2014).
 43. Noble, C. et al. *Welfare indicators for farmed Atlantic salmon: Tools for assessing fish welfare.* (2018).
 44. Treasurer, J. W., Cox, D. I. & Wall, T. Epidemiology of blindness and cataracts in cage reared ongrown Atlantic halibut Hippoglossus hippoglossus. *Aquaculture* **271**, 77–84 (2007).
 45. Bjerkås, E., Wall, A. E. & Prapas, A. Screening of farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) and sea bream (*Sparus aurata* L.) for cataract. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.* **20**, 180–185 (2000).
 46. Carrillo, J., Martinez, J., Divanach, P. & Kentouri, M. Unilateral eye abnormalities in reared Mediterranean gilthead sea bream. *Vet. Rec.* **145**, 494–497 (1999).
 47. Haldar, S. et al. Identification of Vibrio harveyi as a causative bacterium for a tail rot disease of sea bream *Sparus aurata* from research hatchery in Malta. *Microbiol. Res.* **165**, 639–648 (2010).
 48. Eissa, A. E. et al. Catastrophic mass mortalities caused by Photobacterium damsela affecting farmed marine fish from Deeba Triangle, Egypt. *Aquac. Res.* **52**, 4455–4466 (2021).
 49. Bosch-Belmar, M. et al. Jellyfish Stings Trigger Gill Disorders and Increased Mortality in Farmed *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758) in the Mediterranean Sea. *PLOS ONE* **11**, e0154239 (2016).
 50. Moustafa, M. et al. Investigations into the potential causes of mass kills in mari-cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at northern Egypt. *Res. J. Pharm. Biol. Chem. Sci.* **6**, 466–477 (2015).
 51. Yildiz, H. Y., Chatzifotis, S., Anastasiadis, P., Parisi, G. & Papandroulakis, N. Testing of the Salmon Welfare Index Model (SWIM 1.0) as a computational welfare assessment for sea-caged European sea bass. *Ital. J. Anim. Sci.* **20**, 1423–1430 (2021).
 52. Sarà, G. et al. Response of captive seabass and seabream as behavioural indicator in aquaculture. *Ital. J. Anim. Sci.* **6**, 823–825 (2007).
 53. Martins, C. I. M. et al. Behavioural indicators of welfare in farmed fish. *Fish Physiol. Biochem.* **38**, 17–41 (2012).
 54. Arechavala-Lopez, P. et al. Effects of structural environmental enrichment on welfare of juvenile seabream (*Sparus aurata*). *Aquac. Rep.* **15**, 100224 (2019).
 55. Arechavala-Lopez, P., Lankheet, M. J., Díaz-Gil, C., Abbink, W. & Palstra, A. P. Swimming Activity of Gilthead Seabream (*Sparus aurata*) in Swim-Tunnels: Accelerations, Oxygen Consumption and Body Motion. *Front. Anim. Sci.* **2**, (2021).
 56. Muñoz, L., Aspillaga, E., Palmer, M., Saraiva, J. L. & Arechavala-Lopez, P. Acoustic Telemetry: A Tool to Monitor Fish Swimming Behavior in Sea-Cage Aquaculture. *Front. Mar. Sci.* **7**, 645 (2020).
 57. Yu, X. et al. Induced sustained swimming modifies the external morphology, increasing the oxygen-carrying capacity and plasma lactate levels of juvenile gilthead seabream (*Sparus aurata*) without changing fish performance or skeletal muscle characteristics. *Aquaculture* **560**, 738503 (2022).
 58. Johansson, D. et al. Effect of environmental factors on swimming depth preferences of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) and temporal and spatial variations in oxygen levels in sea cages at a fjord site. *Aquaculture* **254**, 594–605 (2006).
 59. Oppedal, F., Dempster, T. & Stien, L. H. Environmental drivers of Atlantic salmon behaviour in sea-cages: A review. *Aquaculture* **311**, 1–18 (2011).
 60. Stien, L. H., Bratland, S., Austevoll, I., Oppedal, F. & Kristiansen, T. S. A video analysis procedure for assessing vertical fish distribution in aquaculture tanks. *Aquac. Eng.* **37**, 115–124 (2007).
 61. Lemarié, G. et al. Effect of chronic ammonia exposure on growth of European seabass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture* **229**, 479–491 (2004).
 62. Mason, G. J. Stereotypies: a critical review. *Anim. Behav.* **41**, 1015–1037 (1991).
 63. Kissil, G. Wm., Cowey, C. B., Adron, J. W. & Richards, R. H. Pyridoxine requirements of the gilthead bream, *Sparus aurata*. *Aquaculture* **23**, 243–255 (1981).
 64. Madeira, D., Costa, P. M., Vinagre, C. & Diniz, M. S. When warming hits harder: survival, cellular stress and thermal limits of *Sparus aurata* larvae under global change. *Mar. Biol.* **163**, 91 (2016).
 65. Toffan, A. et al. Viral nervous necrosis in gilthead sea bream (*Sparus aurata*) caused by reassortant betanodavirus RGNNV/SJNNV: an emerging threat for Mediterranean aquaculture. *Sci. Rep.* **7**, 46755 (2017).
 66. Dara, M. et al. Effects of Social Hierarchy Establishment on Stress Response and Cell Phagocytosis in Gilt-Head Sea Bream (*Sparus aurata*). *Fishes* **7**, 75 (2022).
 67. Dara, M. et al. The Role of Spatial Exploration and Territoriality in Establishing Gilthead Seabream (*Sparus aurata*) Hierarchies, and

Their Effects upon Underlying Stress Physiology. *Fishes* **8**, 132 (2023).

68. Kentouri, M., León, L., Tort, L. & Divanach, P. Experimental methodology in aquaculture: modification of the feeding rate of the gilthead sea bream *Sparus aurata* at a self-feeder after weighing. *Aquaculture* **119**, 191–200 (1994).
69. Arechavala-Lopez, P. et al. Linking stocking densities and feeding strategies with social and individual stress responses on gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Physiol. Behav.* **213**, 112723 (2020).
70. Tort, L. et al. Effects of temperature decrease on feeding rates, immune indicators and histopathological changes of gilthead sea bream *Sparus aurata* fed with an experimental diet. *Aquaculture* **229**, 55–65 (2004).
71. Aguado-Giménez, F. Effect of Feed Delivery Rate and Pellet Size on Rearing Performance, Feed Wastage and Economic Profitability in Gilthead Seabream (*Sparus Aurata*) On-growing. *Water* **12**, 954 (2020).
72. Andrew, J. E., Noble, C., Kadri, S., Jewell, H. & Huntingford, F. A. The effect of demand feeding on swimming speed and feeding responses in Atlantic salmon *Salmo salar* L., gilthead sea bream *Sparus aurata* L. and European sea bass *Dicentrarchus labrax* L. in sea cages. *Aquac. Res.* **33**, 501–507 (2002).
73. Andrew, J. E., Holm, J. & Huntingford, F. A. The effect of pellet texture on the feeding behaviour of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture* **232**, 471–479 (2004).
74. Velázquez, M., Zamora, S. & Martínez, F. j. Effect of different feeding strategies on gilthead sea bream (*Sparus aurata*) demand-feeding behaviour and nutritional utilization of the diet. *Aquac. Nutr.* **12**, 403–409 (2006).
75. Sánchez-Vázquez, F. J. & Madrid, J. A. Feeding Anticipatory Activity. in *Food Intake in Fish* 216–232 (John Wiley & Sons, Ltd, 2001). doi:10.1002/9780470999516.ch9.
76. Folkedal, O. et al. Habituation and conditioning in gilthead sea bream (*Sparus aurata*): Effects of aversive stimuli, reward and social hierarchies. *Aquac. Res.* **49**, 335–340 (2018).
77. Montoya, A., López-Olmeda, J. F., Yúfera, M., Sánchez-Muros, M. J. & Sánchez-Vázquez, F. J. Feeding time synchronises daily rhythms of behaviour and digestive physiology in gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* **306**, 315–321 (2010).
78. Sánchez, J. A., López-Olmeda, J. F., Blanco-Vives, B. & Sánchez-Vázquez, F. J. Effects of feeding schedule on locomotor activity rhythms and stress response in sea bream. *Physiol. Behav.* **98**, 125–129 (2009).
79. Vera, L. M., Cairns, L., Sánchez-Vázquez, F. J. & Migaud, H. Circadian Rhythms of Locomotor Activity in the Nile Tilapia *Oreochromis niloticus*. *Chronobiol. Int.* **26**, 666–681 (2009).
80. Tort, L., Landri, P. & Altamiras, J. Physiological and metabolic changes of sea bream *Sparus aurata* to short-term acclimation to low salinity. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* **108**, 75–80 (1994).
81. Rosell-Moll, E. et al. Use of accelerometer technology for individual tracking of activity patterns, metabolic rates and welfare in farmed gilthead sea bream (*Sparus aurata*) facing a wide range of stressors. *Aquaculture* **539**, 736609 (2021).
82. Mylonas, C. C., Cardinaletti, G., Sigelaki, I. & Polzonetti-Magni, A. Comparative efficacy of clove oil and 2-phenoxyethanol as anesthetics in the aquaculture of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at different temperatures. *Aquaculture* **246**, 467–481 (2005).
83. Anil, M. H. Studies on the return of physical reflexes in pigs following electrical stunning. *Meat Sci.* **30**, 13–21 (1991).
84. Kestin, S. C., Robb, D. H. & van de Vis, J. W. Protocol for assessing brain function in fish and the effectiveness of methods used to stun and kill them. *Vet. Rec.* **150**, 302–307 (2002).
85. van de Vis, H. et al. Welfare of Farmed Fish in Different Production Systems and Operations. in *The Welfare of Fish* (eds. Kristiansen, T. S., Fernø, A., Pavlidis, M. A. & van de Vis, H.) 323–361 (Springer International Publishing, Cham, 2020). doi:10.1007/978-3-030-41675-1_14.
86. Sánchez-Nuño, S. et al. Cold-induced growth arrest in gilthead sea bream *Sparus aurata*: metabolic reorganisation and recovery. *Aquac. Environ. Interact.* **10**, 511–528 (2018).
87. Feidantsis, K., Pörtner, H. O., Giantsis, I. A. & Michaelidis, B. Advances in understanding the impacts of global warming on marine fishes farmed offshore: *Sparus aurata* as a case study. *J. Fish Biol.* **98**, 1509–1523 (2021).
88. Ibarz, A. et al. Alterations in lipid metabolism and use of energy depots of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at low temperatures. *Aquaculture* **262**, 470–480 (2007).
89. Kir, M. Thermal tolerance and standard metabolic rate of juvenile gilthead seabream (*Sparus aurata*) acclimated to four temperatures. *J. Therm. Biol.* **93**, 102739 (2020).
90. Kyprianou, T.-D. et al. Metabolic and molecular stress responses of gilthead sea bream *Sparus aurata* during exposure to low ambient temperature: an analysis of mechanisms underlying the winter syndrome. *J. Comp. Physiol. B* **180**, 1005–1018 (2010).
91. Balbuena-Pecino, S. et al. Temperature Affects Musculoskeletal Development and Muscle Lipid Metabolism of Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata*). *Front. Endocrinol.* **10**, (2019).
92. Ortega, A. *Cultivo de Dorada (Sparus Aurata)*. (Fundación OESA, Observatorio Español de Acuicultura, 2008).
93. Polo, A., Yúfera, M. & Pascual, E. Effects of temperature on egg and larval development of *Sparus aurata* L. *Aquaculture* **92**, 367–375 (1991).
94. de Mello, P. H., Divanach, P. & Papadakis, I. E. Temperature influences growth, digestive system ontogeny and lipids deposition in the liver in gilthead seabream (*Sparus aurata*) larvae and juveniles. *Aquac. Res.* **53**, 3416–3429 (2022).
95. Mhalhel, K. et al. Review on Gilthead Seabream (*Sparus aurata*) Aquaculture: Life Cycle, Growth, Aquaculture Practices and Challenges. *J. Mar. Sci. Eng.* **11**, 2008 (2023).
96. Kir, M. Thermal tolerance and standard metabolic rate of juvenile gilthead seabream (*Sparus aurata*) acclimated to four temperatures. *J. Therm. Biol.* **93**, 102739 (2020).
97. EFSA, E. F. S. Animal welfare aspects of husbandry systems for farmed European seabass and gilthead seabream - Scientific Opinion of the Panel. *EFSA J.* **6**, 844 (2008).
98. Mancera, J. M., Perez-Figares, J. M. & Fernandez-Llebrez, P. Osmoregulatory responses to abrupt salinity changes in the euryhaline gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* **106**, 245–250 (1993).
99. Laiz-Carrión, R. et al. Branchial osmoregulatory response to salinity in the gilthead sea bream, *Sparus auratus*. *J. Exp. Zool. A Comp. Exp. Biol.* **303A**, 563–576 (2005).
100. Laiz-Carrión, R. et al. Growth performance of gilthead sea bream *Sparus aurata* in different osmotic conditions: Implications for osmoregulation and energy metabolism. *Aquaculture* **250**, 849–861 (2005).
101. Bodinier, C., Sucré, E., Lecurieux-Belfond, L., Blondeau-Bidet, E. & Charmantier, G. Ontogeny of osmoregulation and salinity tolerance in the gilthead sea bream *Sparus aurata*. *Comp. Biochem. Physiol. A. Mol. Integr. Physiol.* **157**, 220–228 (2010).

102. Tandler, A., Anav, F. A. & Choshniak, I. The effect of salinity on growth rate, survival and swimbladder inflation in gilthead seabream, *Sparus aurata*, larvae. **Aquaculture** **135**, 343–353 (1995).
103. Vargas-Chacoff, L. et al. Interactive effects of environmental salinity and temperature on metabolic responses of gilthead sea bream *Sparus aurata*. **Comp. Biochem. Physiol. A. Mol. Integr. Physiol.** **154**, 417–424 (2009).
104. Ibarz, A., Fernández-Borrás, J., Blasco, J., Gallardo, M. A. & Sánchez, J. Oxygen consumption and feeding rates of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) reveal lack of acclimation to cold. **Fish Physiol. Biochem.** **29**, 313–321 (2003).
105. Remen, M. et al. Effect of temperature on the metabolism, behaviour and oxygen requirements of *Sparus aurata*. **Aquac. Environ. Interact.** **7**, 115–123 (2015).
106. Samaras, A., Tsoukali, P., Katsika, L., Pavlidis, M. & Papadakis, I. E. Chronic impact of exposure to low dissolved oxygen on the physiology of *Dicentrarchus labrax* and *Sparus aurata* and its effects on the acute stress response. **Aquaculture** **562**, 738830 (2023).
107. Ben-Asher, R., Seginer, I., Mozes, N., Nir, O. & Lahav, O. Effects of sub-lethal CO₂(aq) concentrations on the performance of intensively reared gilthead seabream (*Sparus aurata*) in brackish water: Flow-through experiments and full-scale RAS results. **Aquac. Eng.** **56**, 18–25 (2013).
108. Parra, G. & Yúfera, M. Tolerance response to water pH in larvae of two marine fish species, gilthead seabream, *Sparus aurata* (L.) and Senegal sole, *Solea senegalensis* (Kaup), during development. **Aquac. Res.** **33**, 747–752 (2002).
109. Parra, G. & Yúfera, M. Tolerance response to ammonia and nitrite exposure in larvae of two marine fish species (gilthead seabream *Sparus aurata* L. and Senegal sole *Solea senegalensis* Kaup). **Aquac. Res.** **30**, 857–863 (1999).
110. Porter, C. B., Krom, M. D., Robbins, M. G., Brickell, L. & Davidson, A. Ammonia excretion and total N budget for gilthead seabream (*Sparus aurata*) and its effect on water quality conditions. **Aquaculture** **66**, 287–297 (1987).
111. Wajsbrodt, N., Gasith, A., Diamant, A. & Popper, D. M. Chronic toxicity of ammonia to juvenile gilthead seabream *Sparus aurata* and related histopathological effects. **J. Fish Biol.** **42**, 321–328 (1993).
112. Wajsbrodt, N., Gasith, A., Krom, M. D. & Popper, D. M. Acute toxicity of ammonia to juvenile gilthead seabream *Sparus aurata* under reduced oxygen levels. **Aquaculture** **92**, 277–288 (1991).
113. Kir, M. & Sunar, M. C. Acute Toxicity of Ammonia and Nitrite to Sea Bream, *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758), in Relation to Salinity. **J. World Aquac. Soc.** **49**, 516–522 (2018).
114. Scarano, G., Saroglia, M. G., Gray, R. H. & Tibaldi, E. Hematological Responses of Sea Bass *Dicentrarchus labrax* to Sublethal Nitrite Exposures. **Trans. Am. Fish. Soc.** **113**, 360–364 (1984).
115. Scarano, G. & Saroglia, M. G. Recovery of fish from functional and haemolytic anaemia after brief exposure to a lethal concentration of nitrite. **Aquaculture** **43**, 421–426 (1984).
116. Kroupova, H., Machova, J. & Svobodova, Z. Nitrite influence on fish: a review. **Veterinární Medicína** **50**, 461–471 (2005).
117. Vectesí, D., Kotzamanis, I., Henry, M. A. & Vatsos, I. N. Short Communication: Haematological and immunological responses of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) to a short-term exposure to increased water levels of nitrate. (2012).
118. Torno, J., Einwächter, V., Schroeder, J. P. & Schulz, C. Nitrate has a low impact on performance parameters and health status of on-growing European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) reared in RAS. **Aquaculture** **489**, 21–27 (2018).
119. Dauda, A. B., Ajadi, A., Tola-Fabunmi, A. S. & Akinwole, A. O. Waste production in aquaculture: Sources, components and managements in different culture systems. **Aquac. Fish.** **4**, 81–88 (2019).
120. **Welfare Indicators for Farmed Rainbow Trout: Tools for Assessing Fish Welfare.** (2020).
121. Tovar, A., Moreno, C., Manuel-Vez, M. P. & García-Vargas, M. Environmental impacts of intensive aquaculture in marine waters. **Water Res.** **34**, 334–342 (2000).
122. Tovar, A., Moreno, C., Manuel-Vez, M. P. & García-Vargas, M. Environmental Implications of Intensive Marine Aquaculture in Earthen Ponds. **Mar. Pollut. Bull.** **40**, 981–988 (2000).
123. Klebert, P., Lader, P., Gansel, L. & Oppedal, F. Hydrodynamic interactions on net panel and aquaculture fish cages: A review. **Ocean Eng.** **58**, 260–274 (2013).
124. Santos, G. A., Schrama, J. W., Mamaug, R. E. P., Rombout, J. H. W. M. & Verreth, J. A. J. Chronic stress impairs performance, energy metabolism and welfare indicators in European seabass (*Dicentrarchus labrax*): The combined effects of fish crowding and water quality deterioration. **Aquaculture** **299**, 73–80 (2010).
125. Alfonso, S., Zupa, W., Spedicato, M. T., Lembo, G. & Carbonara, P. Mapping the Energetic Costs of Free-Swimming Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata*), a Key Species in European Marine Aquaculture. **Biology** **10**, 1357 (2021).
126. Basaran, F., Ozbilgin, H. & Ozbilgin, Y. D. Comparison of the swimming performance of farmed and wild gilthead sea bream, *Sparus aurata*. **Aquac. Res.** **38**, 452–456 (2007).
127. Palstra, A. P. et al. Physiological Effects of Water Flow Induced Swimming Exercise in Seabream *Sparus aurata*. **Front. Physiol.** **11**, 610049 (2020).
128. Steinhausen, M. F., Steffensen, J. F. & Andersen, N. G. The effects of swimming pattern on the energy use of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). **Mar. Freshw. Behav. Physiol.** **43**, 227–241 (2010).
129. Mohesh, G. Effect of high-intensity light on the retinal pigment epithelium of zebrafish - An induced retinal damage study model. **Natl. J. Physiol. Pharm. Pharmacol.** **10**, 1 (2020).
130. Sánchez-Vázquez, F. J. et al. Environmental Cycles, Melatonin, and Circadian Control of Stress Response in Fish. **Front. Endocrinol.** **10**, 279 (2019).
131. Velázquez, M., Zamora, S. & Martínez, F. J. Influence of environmental conditions on demand-feeding behaviour of gilthead seabream (*Sparus aurata*). **J. Appl. Ichthyol.** **20**, 536–541 (2004).
132. Saraiva, J. L., Rachinas-Lopes, P. & Arechavala-Lopez, P. Finding the “golden stocking density”: A balance between fish welfare and farmers’ perspectives. **Front. Vet. Sci.** **9**, (2022).
133. Arechavala-Lopez, P., Cabrera-Álvarez, M. J., Maia, C. M. & Saraiva, J. L. Environmental enrichment in fish aquaculture: A review of fundamental and practical aspects. **Rev. Aquac.** **14**, 704–728 (2022).
134. Arechavala-Lopez, P. et al. Enriched environments enhance cognition, exploratory behaviour and brain physiological functions of *Sparus aurata*. **Sci. Rep.** **10**, 11252 (2020).
135. Huntingford, F. A., Kadri, S. & Saraiva, J. L. Welfare of cage cultured fish under climate change. in **Climate Change on Diseases and Disorders of Finfish in Cage Culture, 3rd edition** (CABI Publishing, 2023).

8. ANEXO

Tabla 4: Indicadores de bienestar **ESENCIALES** y **RECOMENDADOS** para la dorada atendiendo a los distintos procedimientos y fases de producción.

*Nota: esta selección de indicadores se ha llevado a cabo a partir del método **DELPHI** donde han participado productores, científicos y miembros de asociaciones de protección animal, todos expertos en producción y bienestar de dorada.

Categorías	Indicadores	REPRODUCTORAS							CRIADEROS						ENGORDE				
		Ambiente y confinamiento	Manejo y Mantenimiento	Alimentación	Salud animal	Transporte	Reproducción	Sacrificio o Punto Final	Ambiente y confinamiento	Manejo y Mantenimiento	Alimentación	Salud animal	Transporte	Sacrificio o Punto Final	Ambiente y confinamiento	Manejo y Mantenimiento	Alimentación	Salud animal	Aturdimiento y sacrificio
Físico-somáticos o Externos	F. de Condición																		
	Malformaciones																		
	Coloración piel																		
	Condición piel																		
	Condición aletas																		
	Condición branquias																		
	Condición ojos																		
	Mortalidad																		
Comportamentales	Nivel de actividad																		
	Actividad, superficie																		
	Distribución																		
	Agresividad																		
	Anomalías																		
	Apetito																		
	Anticipación alim.																		
	Frec. ventilatoria																		
	VOR																		
Ambientales	Temperatura																		
	Salinidad																		
	Oxígeno disuelto																		
	Dióxido de carbono																		
	pH																		
	TAN																		
	Nitritos/Nitratos																		
	Turbidez/SST																		
	Velocidad corriente																		
	Iluminación																		
	Densidad																		



UNIÓN EUROPEA
FONDO EUROPEO MARÍTIMO Y DE PESCA

Invertimos en la acuicultura sostenible



APROMAR OPP30