

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

COMPILADORES

Carlos Alfonso Álvarez-González, Carlos Ramírez Martínez,
Rafael Martínez-García, María J. Darias, Paula Vissio,
Emyr Saúl Peña-Marín, Dariel Tovar-Ramírez, Marcia Oliva-Arriagada,
Misael Hernández Martínez y Enric Gisbert

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEÓN / INSTITUTO RECERCA I TECNOLOGIA AGROALIMENTÀRIES / RED CYTED
LARVA PLUS: ESTRATEGIAS DE DESARROLLO Y MEJORA DE LA PRODUCCIÓN
DE LARVAS DE PECES EN IBEROAMÉRICA



AGRADECIMIENTOS

La realización de la presente obra no hubiera sido posible sin la colaboración de los especialistas que participaron en su elaboración, quienes amablemente compartieron parte importante de su tiempo, conocimientos y experiencias para llevar a cabo la elaboración de los contenidos, por lo que deseamos expresarle a todos ellos un especial agradecimiento.

Igualmente importantes fue el financiamiento y apoyos recibidos por parte del Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo (CYTED), la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) y la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL) a través de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ), sus aportaciones hicieron posible la integración y edición final de la obra, una actividad especialmente compleja que requirió de un gran esfuerzo para sacarla adelante, por lo que les extendemos nuestro sincero agradecimiento y esperamos que el producto del trabajo realizado se convierta en una importante contribución al desarrollo de la acuicultura a nivel global.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

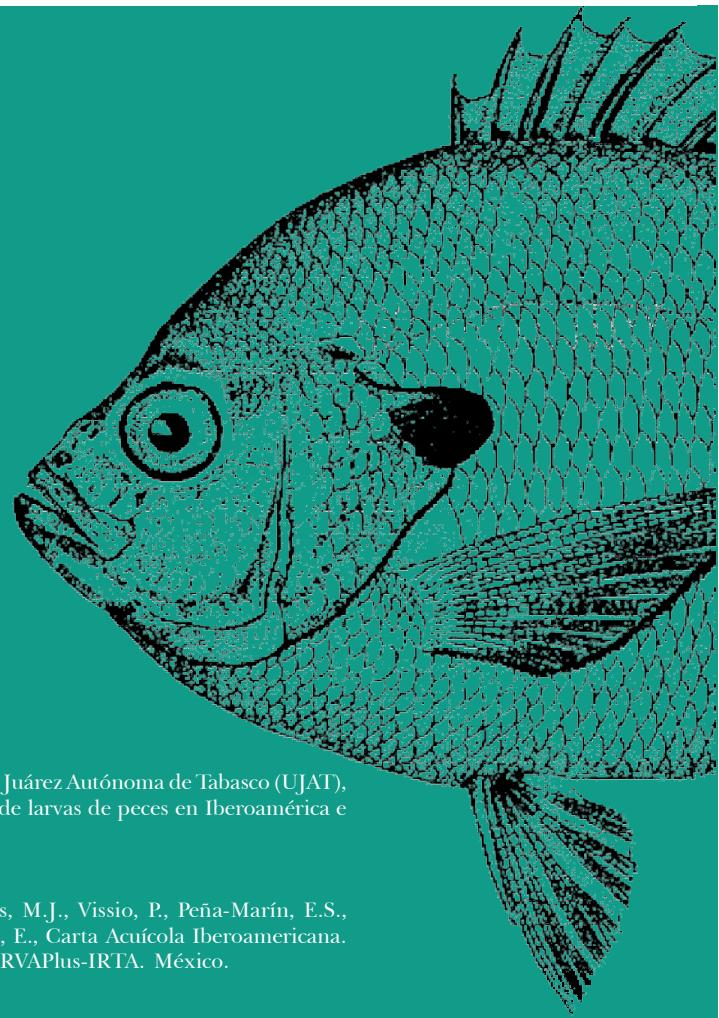
Publicado por la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), Red CYTED LarvaPlus: estrategias de desarrollo y mejora de la producción de larvas de peces en Iberoamérica e Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentàries (IRTA).

Álvarez-González, C.A., Ramírez-Martínez, C., Martínez-García, R., Darias, M.J., Vissio, P., Peña-Marín, E.S., Tovar-Ramírez, D., Oliva-Arriagada, M., Hernández-Martínez, M. y Gisbert, E., Carta Acuícola Iberoamericana. UANL-Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT)-Red CYTED LARVAPlus-IRTA. México.

Primera edición: abril 2022.

Reservados todos los derechos. 2022 por UANL-RED CYTED Larva Plus-IRTA. La reproducción total o parcial de este documento está prohibida por cualquier medio, electrónico o mecánico, incluyendo fotocopias, microfilm y grabación, o por cualquier otro medio de almacenaje de información o sistema de recuperación, sin el permiso previo y escrito por los autores.

ISBN: 978-607-27-1800-5
Editado e impreso en México.



ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	3
PRÓLOGO.....	7
INTRODUCCIÓN.....	11

ESPECIES MARINAS

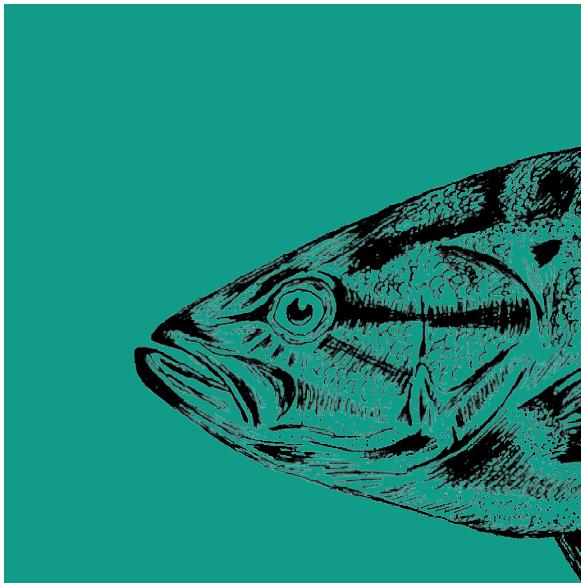
1.1. <i>Argyrosomus regius</i> (corvina) España.....	17
1.2. <i>Centropomus medius</i> (robalo aleta prieta) México.....	23
1.3. <i>Centropomus viridis</i> (robalo blanco) México.....	27
1.4. <i>Cilus giberti</i> (corvina) Chile.....	33
1.5. <i>Epinephelus quinquefasciatus</i> (mero guasa) Colombia.....	41
1.6. <i>Genypterus chilensis</i> (congrio colorado) Chile.....	47
1.7. <i>Graus nigra</i> (vieja mulata) Chile.....	54
1.8. <i>Lutjanus guttatus</i> (pargo lunarejo) Costa Rica.....	61
1.9. <i>Pagrus pagrus</i> (besugo) Argentina.....	71
1.10. <i>Paralichthys orbignyanus</i> (lenguado) Argentina.....	80
1.11. <i>Paralichthys woolmani</i> (lenguado) Ecuador.....	89
1.12. <i>Seriola lalandi</i> (palometá, dorado, jurel) Chile.....	96
1.13. <i>Seriola rivoliana</i> (huayaipe) Ecuador.....	107
1.14. <i>Seriola rivoliana</i> (jurel) México.....	115
1.15. <i>Seriolella violacea</i> (cojinoba del norte) Chile.....	122

1.16. <i>Solea senegalensis</i> (lenguado senegalés) Portugal.....	133
1.17. <i>Thunnus orientalis</i> (atún aleta azul) México.....	139
1.18. <i>Totoaba macdonaldi</i> (totoaba) México.....	145

ESPECIES DULCEACUÍCOLAS

2.1. <i>Arapaima gigas</i> (pirarucu) Brasil.....	153
2.2. <i>Arapaima gigas</i> (paiche) Perú.....	160
2.3. <i>Atractosteus tropicus</i> (pejelagarto) México.....	167
2.4. <i>Brycon amazonicus</i> (sábalo cola roja) Perú.....	177
2.5. <i>Cichlasoma dimerus</i> (chanchita) Argentina.....	183
2.6. <i>Colossoma macropomum</i> (gamitana) Perú.....	186
2.7. <i>Dormitator latifrons</i> (chame) Ecuador.....	193
2.8. <i>Mayaheros urophthalmus</i> : <i>Cichlasoma urophthalmus</i> (mojarra castarrica) México.....	200
2.9. <i>Menidia estor</i> (pez blanco de Pátzcuaro) México.....	206
2.10. <i>Micropterus salmoides</i> (lobina negra) México.....	216
2.11. <i>Nematobrycon palmeri</i> (tetra emperador) Colombia.....	229
2.12. <i>Odontesthes bonariensis</i> (pejerrey) Argentina.....	235
2.13. <i>Petenia splendida</i> (tenguayaca) México.....	240
2.14. <i>Piaractus brachypomus</i> (cachama blanca) Colombia.....	247
2.15. <i>Pseudoplatystoma punctifer</i> (doncella) Perú.....	253
2.16. <i>Pterophyllum scalare</i> (escalar) Colombia.....	260
 REFERENCIAS.....	265
AUTORES.....	289





PRÓLOGO

En 2050 la población mundial alcanzará los 9 mil millones de habitantes, en este contexto, el sector mundial de producción de alimentos se enfrenta al enorme reto que supondrá producir los alimentos y materias primas que va a requerir el crecimiento poblacional, a través del aumento de la producción y la reducción de residuos. Se espera que este incremento en la producción de alimentos, tenga lugar en un escenario donde los recursos necesarios para la producción de alimentos, como la tierra y el agua, sean todavía más escasos y, por lo tanto, los sectores agropecuarios y acuícolas deberán ser mucho más eficientes en el uso y gestión de sus respectivos recursos productivos. Teniendo en cuenta que el agua cubre aproximadamente tres cuartas partes del planeta, la acuicultura tiene una gran

ventaja sobre los sistemas de producción terrestre, donde el recurso del suelo es limitado, además de que cada año se pierden extensas áreas de suelos fértiles debido a la degradación ambiental causada por la práctica de sistemas de producción agropecuarios no sustentable, este hecho sumado al menor impacto ambiental causado por las actividad acuícola, tanto en términos de huella de carbono, uso de recursos hídricos e índices de conversión del alimento, así como la calidad nutricional del producto final, hacen del cultivo de especies acuáticas una actividad con un futuro muy promisorio. Bajo este escenario, la acuicultura proporciona más de la mitad del pescado destinado al consumo humano, siendo hoy en día el sector con mayor crecimiento en la producción de alimentos de origen ani-

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

mal en el mundo, y con una tasa de crecimiento anual compuesta de 3.5 % para los próximos cinco años. Sin embargo, el gran crecimiento de esta industria en un mundo cada día más globalizado e interconectado socioeconómicamente, no puede basarse en el cultivo de unas pocas especies a nivel mundial, como el salmón, la carpa, la tilapia, el panga, entre otras; sino que también ha de estructurarse en base al cultivo de especies autóctonas, especies apreciadas a nivel local y cuyo cultivo permita preservar la biodiversidad, las tradiciones, la cultura y el equilibrio social y natural de las zonas donde son valoradas y pueden ser potencialmente cultivadas. De tal forma que una industria acuícola más diversificada, más próxima al consumidor y más interconectada con el entorno natural, se podría denominar *kilómetro cero*, debido a que es considerada como una industria más resiliente a los cambios que se pudieran dar, los cuales están relacionados tanto con el cambio climático, la limitación de materias primas para la alimentación de los peces en cultivo, o los relacionados con el modelo socioeconómico bajo los que ésta desarrolla su actividad. Además, más allá de las cifras de producción, valor y consumo, la acuicultura tiene un fuerte componente social y económico en las zonas en las que se ubica, más allá de la ganancia que supone para la propia empresa y, por consiguiente, la acuicultura ha de ser motor de generación de riqueza a nivel local a lo largo de toda su cadena de valor. Sin ir más lejos, la acuicultura tiene como principal objetivo el desarrollo de una actividad sostenible, ya sea desde un punto de vista económico, medioambiental, así

como también social creando nuevas oportunidades de empleo y de crecimiento de las zonas litorales y rurales.

La Carta Acuícola Iberoamericana que aquí se presenta, constituye un compendio sobre la información disponible de gran parte de especies autóctonas de peces que se cultivan en Iberoamérica, información que tiene como objetivo servir como referencia para instituciones públicas, universidades, centros de investigación, emprendedores y sector productivo para establecer sus programas y planes de desarrollo acuícola. Esta monografía es el primer paso encaminado a resolver satisfactoriamente los grandes desafíos técnicos a los que se enfrenta la acuicultura, con el fin de optimizar su eficiencia y productividad, o incluso desarrollar nuevos modelos de negocio, tanto en sistemas a pequeña y gran escala. Estas investigaciones deben conducir a mejorar los conocimientos sobre el mantenimiento de la buena salud de los animales en cultivo, la optimización de los alimentos y de sus materias primas, mejoras en la gestión de las unidades de producción y en los protocolos de cultivo, especialmente los relacionados con sus primeras etapas de desarrollo, así como para la domesticación de nuevas especies. La acuicultura ha de ser un importante motor económico, como fuente productora de proteína animal de calidad, pero también orientada hacia la conservación y preservación de la biodiversidad local. Bajo este escenario, Iberoamérica reúne unas condiciones idóneas para propiciar un crecimiento sostenible de esta industria, tanto a nivel de riqueza y abundancia de especies acuícolas con potencial acuícola, como de ambientes en los que su cultivo puede llevarse a cabo, así



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

como de una sociedad ávida de innovación y crecimiento socioeconómico. En este sentido, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO por sus siglas en inglés) ha hecho de la acuicultura, desde hace décadas, un referente para el desarrollo sustentable. Teniendo en cuenta estas premisas, la acuicultura iberoamericana, tanto en ambientes dulceacuícolas como marinos, se encuentra bien posicionada para estructurar su crecimiento y desarrollo en base a una buena y ordenada planificación sectorial. Una planificación y crecimiento que han de redundar y contribuir a alcanzar un mundo y una sociedad más justa y sustentable, libre de pobreza, hambre y malnutrición, y comprometido con la igualdad y la no discriminación, tal y como la Agenda 2030 para el Desarrollo Sostenible de las Naciones Unidas describe entre sus 17 Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS). En este sentido, la acuicultura habrá de trabajar para apoyar la seguridad alimentaria y la nutrición, así como en correcta la utilización de los recursos naturales por parte del sector, de tal manera que se garantice un

desarrollo sostenible en términos económicos, sociales y ambientales.

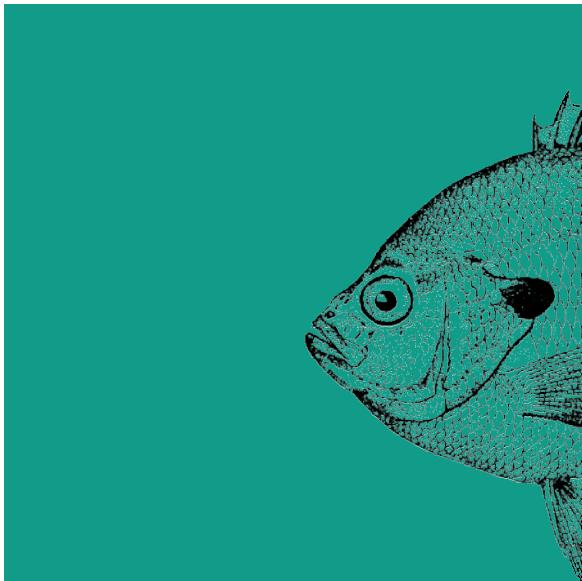
El presente documento constituye nuestra contribución a la sociedad en que nacimos, vivimos y crecemos. Una aportación que fue posible gracias a la colaboración que llevaron a cabo, durante más de cinco años, reconocidos especialistas de 18 instituciones académicas y 11 empresas pertenecientes a nueve países del arco iberoamericano, a quienes reconocemos y agradecemos sus importantes aportaciones.

Dicho lo anterior, sólo me resta desear al lector que la información que se presenta le sea útil en sus futuros trabajos relacionados con el desarrollo de la acuicultura, y que estos esfuerzos redunden positivamente en la construcción de la sociedad justa, equitativa y solidaria por la que todos trabajamos.

DR. ENRIC GISBERT

RESPONSABLE DEL PROGRAMA ACUICULTURA DEL IRTA
COORDINADOR RED CYTED LARVAPLUS (117RT0521)





INTRODUCCIÓN

E. Gisbert¹

Una dieta sana y equilibrada, que sea capaz de causar efectos positivos sobre la salud, requiere gran variedad de alimentos entre los que debe estar presente proteína animal de alta calidad. El pescado está considerado como un alimento extraordinariamente nutritivo, fuente vital de proteínas, ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga como el DHA y el EPA y nutrientes esenciales como vitaminas (D, A y B) y micronutrientes minerales (calcio, fósforo, yodo, zinc, hierro y selenio). Debido a esta situación, durante los últimos 60 años el consumo mundial de pescado ha incrementado a una tasa superior del crecimiento de la

población mundial, tal y como indica la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO por sus siglas en inglés), en su último informe sobre el estado mundial de las pesquerías y acuicultura publicado en 2020. Teniendo en cuenta que la producción de pescado originario de la pesca extractiva se encuentra estancada desde finales de la década de los ochenta, desde entonces la acuicultura ha sido el principal proveedor de pescado para el consumo humano. En este contexto, mientras que la acuicultura proporcionaba sólo el 7 % del pescado consumido en 1974, sólo veinte años más tarde la contri-

¹ Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentaries (IRTA); Programa de Acuicultura; IRTA – Sant Carles de la Ràpita; Crta. Poble Nou km 5,5, 43540 Sant Carles de la Ràpita, España.



bución de esta industria ya representaba el 26 % del total de pescado consumido, mientras que en 2004 este valor ya era del 39 %. En la actualidad, cerca de algo más del 50 % de la producción mundial de pescado proviene de la acuicultura, crecimiento que tiene lugar en los países en desarrollo, que representan alrededor del 80 % de producción mundial de acuicultura. Se estima que para 2030, el mundo requerirá la producción de 27 millones de toneladas adicionales de pescado para satisfacer su creciente demanda. La evolución observada de la producción acuícola en los últimos sesenta años no deja lugar a dudas de la dimensión y transcendencia de esta actividad a escala mundial. Dadas las limitadas oportunidades de crecimiento, y posiblemente incluso una disminución en la pesca de captura, esta creciente sólo puede ser satisfecha por la acuicultura. Tal y como indican todos los expertos, la acuicultura no puede considerarse como un complemento de la pesca, sino su evolución natural, como la ganadería en su momento reemplazó a la caza. Es por ello que la elevada demanda de pescado, su valor nutritivo y menor impacto ambiental de la producción controlada de pescado en comparación con la ganadería hacen de la acuicultura una industria con una enorme proyección de futuro. Nunca en el pasado la humanidad ha consumido tal cantidad de productos acuáticos como en el presente. Por otra parte, la globalización y la interconexión entre mercados hacen que los cambios en el aprovisionamiento de comida afecten a todos los países del mundo sin excepción, aun cuando su población en un lugar particular ni aumenta.

te en tamaño ni modifique su nivel de riqueza. Por todo ello, la acuicultura ofrece importantes oportunidades comerciales y de medios de vida, tanto para regiones desarrolladas como para las zonas rurales. Así, más allá de las cifras de producción, valor y consumo, la acuicultura tiene un fuerte componente social y económico en las zonas en las que se ubica, más allá de la ganancia que supone para la propia empresa y, por consiguiente, la acuicultura ha de ser motor de generación de riqueza a nivel local a lo largo de toda su cadena de valor. En este sentido, además de contribuir a la seguridad alimentaria, la acuicultura proporciona autoempleo y empleo remunerado para hogares rurales y periurbanos, además comunidades; creando empleo a lo largo de la cadena de valor de los productos acuáticos; generando efectos multiplicadores económicos asociados a ingresos a nivel doméstico, comunitario y nacional. Por todo ello, la acuicultura tiene como principal objetivo el desarrollo de una actividad sostenible, ya sea desde un punto de vista económico, medioambiental, así como también social creando nuevas oportunidades de empleo y de crecimiento de las zonas litorales y rurales.

Según las estadísticas mundiales sobre acuicultura recientemente publicadas por la FAO en el 2020 titulado “Estado Mundial de la Pesca y Acuicultura”, la producción acuícola mundial en 2018 alcanzó otro récord histórico con 114.5 millones de toneladas biomasa producida y un valor total de venta de 263 600 millones de USD. Esta producción consistió en 82.1 millones de animales acuáticos (54.3 millones de toneladas



de peces), 32.4 millones de toneladas de algas y 26 000 toneladas de moluscos bivalvos. La producción acuícola a nivel mundial se localiza básicamente en Asia (92 % del total de la producción), y particularmente en China, mientras que el resto de la producción de acuicultura se distribuye entre América (3.2 %), Europa (2.7 %), África (2.0 %) y Oceanía (0.2 %). La gran diversidad de condiciones climáticas y ambientales en los lugares de todo el mundo donde se practica la acuicultura ha dado lugar a que se utilice un número elevado y diverso de especies en diferentes tipos de prácticas de producción acuícola con agua dulce, agua salobre, agua marina y agua salina continental, si bien el grado de desarrollo de su cultivo difiere de la región geográfica y especie piscícola considerada. Iberoamérica, y especialmente los países del arco latinoamericano, posee los recursos naturales y humanos, financieros, y en buena parte de los casos, la infraestructura básica que permite el desarrollo y crecimiento sostenible de la acuicultura en las próximas décadas en estos países. Sin embargo, se considera que en las próximas dos décadas la acuicultura en esta región seguirá centrada en el cultivo de salmonidos, camarón y tilapia, especies sobre la que existe una tecnología de producción e industria consolidadas y maduras. En este contexto, el potencial de crecimiento de la industria acuícola en Iberoamérica no puede sólo centrarse en el cultivo de las citadas especies, sino que requiere que nuevas especies se sumen a la lista de especies producidas con el fin continuar desempeñando un papel importante en los medios de vida, el empleo y el desar-

rrollo económico local de las comunidades de muchos países. Es por ello que es necesario promover estudios y la cooperación entre la academia y la industria en temas de I+D centrados en el cultivo y domesticación de especies nativas con el fin de promover el cultivo de especies localmente valoradas, tanto desde un punto de vista tradicional como también por su valor nutricional. Estos aspectos son de especial relevancia en el ámbito latinoamericano, pues la acuicultura también puede desempeñar un rol importante en los medios de vida, el empleo y el desarrollo económico local de países en distintos niveles de desarrollo socioeconómico, promoviendo modelos alternativos de acuicultura basados en sistemas de producción cooperativistas, de tipo familiar o de traspatio. Para ello, es importante que la promoción y desarrollo de cualquier tipo y/o modelo de acuicultura abogue por nuevas políticas y respaldadas por un entorno propicio en apoyo de la infraestructura, los conocimientos técnicos y las inversiones. Actuaciones que deben ir también acompañadas de programas de formación y capacitación que permitan el desarrollo local de una industria estable, motora de riqueza y bienestar, y con garantías de perdurar en el tiempo. En este contexto, existe la creciente necesidad de prestar una mayor atención a las múltiples facetas de las políticas y la gobernanza, especialmente en relación con el empleo y la mitigación de la pobreza. La FAO señala que en las últimas décadas el grado de desarrollo de la acuicultura ha variado mucho en función del país y que éste ha sido mayor en los países en que los empresarios tienen éxito donde, en-



tre las razones de ese éxito del sector privado, destaca la gobernanza. Estos avances han sido posibles gracias al esfuerzo conjunto internacional y de diversos países que han impulsado el programa acuícola de modo ordenado y sostenible a través de una buena gobernanza. Aun así, es importante tener en cuenta que no existe un modelo de gobernanza único y universal que sea garantía de éxito en cualquier zona donde se aplique, pues éste variará en función de las tradiciones y valores de cada lugar, por lo que es sumamente importante que el desarrollo de la acuicultura y la búsqueda de nuevos modelos de negocio basados en el cultivo de especies autóctonas se realice codo con codo con los actores locales.

Para resolver satisfactoriamente los grandes desafíos técnicos a los que se enfrenta la acuicultura, tanto a escala local, regional, como a nivel nacional y/o internacional, se deben desarrollar y promover iniciativas de investigación e innovación con el fin de optimizar su eficiencia y productividad, tanto en sistemas a pequeña como a gran escala. Estas investigaciones deben promover la mejora de los conocimientos sobre el mantenimiento de la buena salud de los animales criados, la optimización de los piensos y de sus materias primas, mejoras en la gestión de las granjas, así como para la domesticación de nuevas especies. Por otra parte, las especies nativas no son necesariamente conocidas en todos los mercados, y su venta, más allá de fronteras regionales y nacionales puede resultar difícil, debiendo invertirse esfuerzos importantes en campañas promocionales que permitan la llegada de un

nuevo producto al consumidor. En este contexto, es importante tener presente que el desarrollo de nuevos procesos de producción y domesticación no se llevan a cabo de la noche a la mañana, y que son procesos difíciles, largos en el tiempo y que requieren de un considerable esfuerzo de personal y en recursos económicos, por lo que en términos generales la implantación de una nueva especie de cultivo a nivel comercial requiere no menos de 10 años. Teniendo en cuenta estos escenarios, la Red CYTED LARVAplus con el fin de promover en el avance en la generación de conocimiento y poner a disposición de los miembros de la cuádruple hélice, entre los que destacan la administración, academia y sector privado, ha recopilado la información actual relacionada con el estado del arte sobre el cultivo de distintas especies iberoamericanas que se cultivan, tanto a pequeña como gran escala, así como también aquellas que se encuentran todavía en fase de desarrollo o a nivel experimental.

La información que se detalla en la presente monografía surge del trabajo colaborativo generado dentro de la Red CYTED LARVAplus donde se ha generado un espacio de intercambio de conocimientos y experiencias en pro del desarrollo de la acuicultura iberoamericana, y que permita dar un impulso científico-tecnológico a la competitividad empresarial, crecimiento sostenible y responsable del sector, así como una transferencia transversal de conocimiento, capacidades y habilidades entre los centros de investigación y el sector industrial. Con la generación de conocimiento y en el marco de colaboración multilateral y



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

multidisciplinar que ofrece la Red pretendemos que las fichas informativas que se presentan en este trabajo permitan a los gestores y planificadores de los planes de desarrollo de la acuicultura de cada región y/o país iberoamericano, juntamente con el apoyo de la academia e iniciativa del sector privado, promover la acuicultura. En este contexto, hace unas líneas comentábamos que la implementación de nuevos procesos de cultivo para nuevas especies piscícolas y la generación de un sistema de producción estable y robusto puede llevar más de diez años, teniendo en cuenta el grado de desarrollo tecnológico y capital de inversión que de disponga inicialmente, la información que se presenta en las próximas páginas se pretende hacer

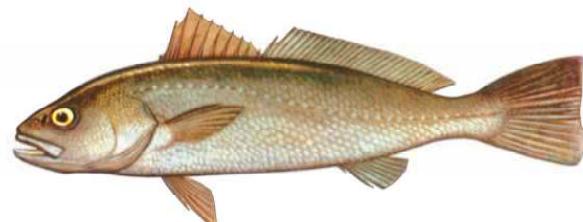
que dicho proceso pueda ser más ágil y liviano, y que la sociedad se beneficie del trabajo laborioso que múltiples grupos de investigación hacen en sus laboratorios. Esta es nuestra modesta aportación al desarrollo de la sociedad en la que vivimos, y esperamos que poco a poco se vaya cumpliendo el conocido mantra de que la acuicultura tiene que ayudar a paliar la pobreza y el hambre en el mundo, pues los autores de la presente monografía creemos a ciencia cierta en el valor de este tipo de industria primaria y de la cadena de valor que la acompaña como motor de generación de riqueza y desarrollo social, así como fuente de alimento sano de gran calidad nutricional.



ESPECIES MARINAS



1.1. *Argyrosomus regius* (corvina) España



Alicia Estévez ¹

Figura 1
Entidades de cultivo.



Generalidades

Nombre común: corvina, perca regia.

Nombre científico: *Argyrosomus regius*.

Nivel de dominio de biotecnología: completo.

Origen: nativa del Océano Atlántico (desde Noruega a Gibraltar y Congo), también presente en los Mares Mediterráneo y Negro. Habita también el Mar Rojo donde llegó migrando a través del Canal de Suez.

Estatus del cultivo: tanto la cría larvaria como el engorde están ya a nivel comercial.

Mercado: nacional e internacional (toda la cuenca Mediterránea).

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: problemas de granulomatosis y de parásitos durante el engorde. Producción de suficientes juveniles.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de la corvina comenzó en 1997 cuando se consiguieron las primeras puestas en cautividad en Francia. Desde entonces la producción se ha expandido lentamente a las regiones cercanas, especialmente en Italia, Córcega, Grecia, España y Portugal. En el año 2017 se ha conseguido producir 7934 t (https://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/aquaculture/CulturedSpecies/file/es/es_meagre.htm) principalmente en Grecia, Francia, España, Italia y Croacia. Al inicio del cultivo sólo existía una hatchery (criadero) que suministraba alevines a los engordadores europeos, actualmente hay hatcheries en Grecia, España y Francia.

¹ Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentàries (IRTA), San Carles de la Rápita, Tarragona-España.

Los alevines se siembran, con un peso entre 3 y 20 g, en pequeños estanques, lagunas o jaulas (de unos 80-100 m³) en densidades de 300-350 peces/m³. Al cabo de sólo tres meses alcanzan 100 g. Durante esta fase la tasa de supervivencia es de alrededor del 80 %.

El sur de Francia, Italia y el sur de Portugal y España son los mercados más importantes para esta especie (de 1-3 kg) hoy en día el suministro proviene tanto de las capturas de las pesquerías como de la acuicultura. Desde 2002, los productores están tratando de diferenciar entre productos de corvina, así los peces más pequeños (600 g a 1 kg) son vendidos enteros o fileteados, mientras que los peces más grandes (1 kg a 3-5 kg) son trozados o fileteados y ahumados. El procedimiento de ahumado es muy reciente y está dando buenos resultados.

La corvina tiene un número de aspectos atractivos. Es un pez particularmente magro, aunque se engorde intensivamente con dietas ricas en grasa, que da lugar a productos comercializables de alta calidad. Tiene un alto porcentaje de carne, baja adiposidad, contenido lipídico muscular saludable y larga vida útil. Alcanza tamaños comerciales relativamente grandes rápidamente, lo que hace que se le considere muy interesante para la industria de procesado creando un nicho de mercado diferente para la corvina, comparado con la lubina, el sargo y/o la dorada.

Información biológica

Distribución geográfica: *A. regius* es un carnívoro solitario que vive en áreas costeras pelágicas, con un ran-

go de 15 a 300 m de profundidad. Aparece en el Atlántico oriental desde Senegal hasta el Canal de la Mancha, en el Mediterráneo y en el mar Negro. Suele permanecer en profundidades medias pero acude en busca de alimento en pequeños bancos prácticamente hasta la superficie. En la época de puesta (primavera-verano) los individuos de ambos性 forman grupos cerca de la costa. Los juveniles y subadultos entran en zonas estuáricas y lagunas costeras. Ambos, juveniles y adultos, migran a lo largo de la costa en respuesta a cambios de temperatura. Se encuentra en todos los países de la costa Mediterránea y también en zonas del Atlántico (Francia, Portugal y Norte de África).

Morfología: la corvina es un pez teleósteo de la familia de los Esciánidos. Las características anatómicas más importantes son: Su cuerpo alargado y oblongo, con la aleta de la cola recta, de color gris o marrón plateados, que va volviéndose un poco más claro en la zona ventral. La cabeza está manchada de amarillo. Hocico redondeado. Los dientes son cónicos, robustos, con los inferiores obtusos. El opérculo superior aparece dentado en su margen externa mientras que el inferior termina en una punta espinosa. La aleta caudal es entera, mientras que las aletas pectorales son pungiagudas. Tiene dos aletas dorsales muy próximas. Longitud máxima: 2 m con un peso de alrededor de 75 kg aunque la mayoría de los ejemplares miden unos 60 cm y pesan entre 10 y 40 kg. Puede llegar a vivir más de 40 años.



Ciclo de vida y alimentación en el medio natural: la reproducción se lleva a cabo en primavera-verano (abril a junio) en zonas próximas a la costa y/o estuarios de grandes ríos (Nilo, Guadiana y Garona). Durante la migración reproductiva, las corvinas adultas se aproximan a la costa a mediados de abril, entran en los estuarios a fines de mayo para desovar (migración anádroma). Durante la estación de desove, los machos producen un sonido profundo típico, empujando sus músculos abdominales contra la vejiga natatoria. Desde mediados de junio hasta fines de julio dejan los estuarios para alimentarse a lo largo de la costa permaneciendo en aguas poco profundas hasta el comienzo del otoño. Durante el invierno, las corvinas retornan a aguas profundas.

Los juveniles (edad cero) dejan las áreas de crianza (estuarios) al final del verano y migran a aguas costeras (desde 20-40 m) para pasar el invierno. A mediados de mayo retornan a sus áreas estuáricas de alimentación. La temperatura del agua es el factor más importante que determina la migración trófica y la reproducción de la corvina. La llegada de los adultos y la partida de los juveniles desde los estuarios ocurren en mayo y octubre cuando la temperatura del agua es cercana a 13-14 °C. La mejor temperatura para el crecimiento de la corvina es entre 17-21 °C, con un rango aceptable de 14-23 °C. Una hembra de 1.2 m produce alrededor de 800 000 huevos, el desove ocurre a 17-22 °C. Los huevos fertilizados miden 990 µm de diámetro. Después de 30 horas de la eclosión la gota de grasa del vitelo es absorbida totalmente. A las 96 horas el

saco vitelino está casi consumido y la boca se abre. Se han capturado juveniles bentónicos de 3.7 cm indicando que la vida pelágica es bastante corta. Las larvas necesitan temperaturas de 20-21 °C para alimentarse. Los juveniles (edad uno) comen pequeños peces demersales y crustáceos (misidáceos y camarones). Cuando alcanzan 30-40 cm, se alimentan de peces pelágicos ycefalópodos.

Reproducción y cultivo larvario

Manejo de los reproductores: la corvina es un pez gonocorista (sexos separados) con un sexo fijo tras la diferenciación sexual que empieza a los 10-12 meses de vida y termina a los 3 años cuando alcanza los 5-8 kg de peso o 70-110 cm de longitud. Los reproductores, una vez elegido el origen y tamaño, han de colocarse en tanques rectangulares o circulares de al menos 10 m³ con una biomasa que no supere los 80 kg/tanque. Para su alimentación pueden utilizarse piensos comerciales que pueden o no suplementarse con sardinas ocefalópodos. Cuando están aclimatados a las condiciones de cautividad se puede iniciar la inducción a la puesta usando inyecciones intramusculares de GnRHa (15µg/kg) cuando los ovocitos tengan un diámetro superior a 550µm obteniéndose puestas a las 30-72 horas de la inducción cuando la temperatura es de 16-20 °C. También pueden usarse implantes (Evac 50 µg/kg). La fecundidad es de 50 000±40 000 huevos/kg por puesta y se pueden inducir una hembra a poner varios veces cada año (hasta 17 ha sido registrada).



do). Los huevos tienen un diámetro de 0.99 ± 0.02 mm con una sola gota de grasa. El embrión se forma a las 12 h a una temperatura de incubación de 17-18 °C, y eclosionan a las 48 h. Para programas de mejora genética existen protocolos para cruzar parejas aislado o fertilización *in vitro* y hay herramientas genéticos para selección asistida por marcador genéticos.

Cultivo larvario: la larva de corvina cuando eclosiona mide 2.82 ± 0.37 mm y, como las larvas de otros peces marinos, su estructura es muy simple, los ojos no están pigmentados y el digestivo esta poco desarrollado, alimentándose únicamente de las reservas del vitelo. Al cabo de 3 días a una temperatura de 20 ± 1 °C la boca y ano se abren, el digestivo presenta una estructura lineal y simple, el vitelo está prácticamente consumido y sólo queda la gota de grasa (hasta día 7). Para el cultivo larvario se usa la técnica de agua verde añadiendo fitoplancton vivo o en pasta, con un fotoperiodo 12hL:12hO y una temperatura en torno a los 20 °C, aunque las condiciones de luz y temperatura pueden variar entre instalaciones. Las larvas se alimentan primero (día 2 al 15-20) con rotifero (*Brachionus* sp.) enriquecido en ácidos grasos bien usando emulsiones preparadas en la instalación o enriquecedores comerciales y luego con nauplios de *Artemia* (día 12-20) también enriquecidos en ácidos grasos. A los 20 días se suele comenzar el destete a dieta inerte aunque durante los días 15-20 conviene hacer un “cofeeding” de *Artemia* y microdieta. Dado el alto grado de canibalismo de la especie se recomienda hacer el cultivo larvario

a una densidad inferior a 50 larvas/litro, usando luz tenue (intensidad baja), dando microdietas muy a menudo y, si el canibalismo es elevado, realizando selección de tamaño de larvas (separando individuos grandes y pequeños) muy a menudo.

Cultivo

Sistemas de cultivo: el engorde se lleva a cabo con técnicas similares a las usadas para dorada y lubina. El engorde en tierra se hace principalmente en tanques circulares o rectangulares con una profundidad del agua de 1 m y un volumen de 500 m³ los tanques suelen llevar un recubrimiento de PVC para evitar abrasiones de la piel, especialmente cuando se usan tanques de hormigón. Se suelen sembrar usando peces de 100 g a una carga de 50/m³. Con esta densidad de siembra (50/m³) las corvinas alcanzan 800-1200 g en menos que 24 meses. Por lo general se suelen mantener hasta que alcanzan 2000-3000 g, un tamaño que es más apropiado para el procesado en filetes o trozos.

Hoy en día la corvina se engorda principalmente en el mar, usando jaulas de forma circular o cuadrada de 500-1000 m³ aunque también se han ensayado jaulas sumergidas 2000 m³ a 10-20 m de profundidad y usando una densidad de siembra baja (10-15/m³) con resultados bastante interesantes.

Características de la zona de cultivo: la mayoría de las zonas de engorde, sea en tierra o en jaulas en mar abierto, se encuentran en la costa del Mediterráneo



(España, Francia, Italia, Grecia, Croacia y Egipto), con excepción de Portugal donde también se engorda la corvina en estanques en tierra.

Tamaño y densidad de siembra: en tanques en tierra peces de 100 g a una densidad de 5 m³. En jaulas 10-15 m³ y juveniles de entre 10 y 20 g.

Alimentación: el alimento para corvina es similar al usado para otras especies marinas mediterráneas. Se usa un alimento extruído con 45-48 % de proteína y hasta 20-24 % de lípidos. En las granjas en tierra el pienso se distribuye dos a tres veces al día mientras que en las jaulas marinas lo normal es una sola comida al día. En las jaulas marinas, donde los niveles de oxígeno normalmente no son problemáticos, las corvinas pueden ser alimentadas con 1-2 % del peso/día especialmente durante el primer año, cuando las temperaturas del agua están sobre 18 °C. La tasa de conversión está alrededor de 1.7 en algunos casos (en grandes jaulas marinas con una densidad de siembra bajo 50 m³) las tasas de conversión son incluso mejores llegando al 0.9-1.2. Por lo general, se utilizan piensos de las casas comerciales existentes (Skretting, Biomar, Irida) con niveles altos de proteína (47-51 %) y niveles medios de grasa (16-20 %)

Porcentaje de supervivencia: más del 80 %, la mayor parte de las pérdidas durante el engorde se deben a las bajas temperaturas invernales.

Tiempo promedio del ciclo de cultivo: aunque depende bastante de la localización de la granja (Mediterráneo Occidental u Oriental) se estima que alcanzan 1 kg de peso medio al cabo de 10 meses de engorde y el peso comercial de 2-3 kg en 2 años con temperaturas de 14-26 °C.

Peso promedio de cosecha: actualmente, la mayoría de los productores esperan a que las corvinas alcancen los 3-4 kg.

Sanidad y manejo acuícola

Enfermedades reportadas: infecciones por parásitos monogenea *Diplectanum sciaenae* y *Sciaenocotyle panceri* que provocan problemas en la piel y pérdida de escamas y parasitismo en branquias con anemia, respectivamente. Las infecciones son más frecuentes y mortales en individuos de más de 1 kg y se tratan con baños de formol y/o reduciendo la densidad en jaulas. También se ha observado cierta parasitación con *Amyloodinium* sp. Y se trata de la misma manera, generalmente disminuyendo la densidad en las jaulas.

Granulomatosis sistémica se da sobre todo en ciertas áreas del Mediterráneo y se caracteriza por la formación de granulomas en tejidos blancos que se calcifican progresivamente y acaban siendo necróticas. Aunque no provoca mortalidad sí está asociada a una reducción en el crecimiento y a la mala imagen del pescado que afecta al producto final no siendo acepta-



do por el consumidor, no se sabe aún su causa aunque se piensa que es un desorden metabólico producido por el pienso suministrado durante el engorde, aunque el nutriente (presencia, ausencia) es aún desconocido.

Impacto ambiental

El derivado de los restos de alimento y/o heces que puedan acabar en el agua tanto en instalaciones en tierra como en jaulas, generalmente materia orgánica.

Mercado

Aún reducido pero ampliable, sobre todo en la costa Mediterránea, es una especie con gran interés en Egipto y Turquía donde se espera que aumente la producción en los próximos años. Tiene un gran interés por su rápido crecimiento, la baja acumulación de grasa en el músculo y la facilidad para su procesado a nivel industrial, además de una vida útil (shelf life) del producto en frío de más de 9 días.

Investigación y biotecnología

Se necesita continuar investigando como conseguir puestas naturales fuera de la época natural de cría (primavera). Aprender a manejar las larvas para evitar el canibalismo y mejorar las condiciones de engorde para reducir las infestaciones por parásitos. Se necesita también investigar más profundamente las causas de la aparición de granulomatosis.

Estadísticas de producción

En 2002 sólo se produjeron 231 toneladas en Italia y Francia, desde entonces la producción ha ido aumentando de forma paulatina (1100 toneladas en 2005, 13 306 toneladas en 2010, 9 386 en 2015) hasta alcanzar las 16 318 toneladas de 2016, según las últimas estadísticas publicadas por la FAO.



1.2. *Centropomus medius* (robalo aleta prieta) Méjico



Dariel Tovar-Ramírez¹, Minerva Maldonado-García, Laura Guzmán-Villanueva, Juan Carlos Pérez-Urbiola¹

Figura 1
Entidades de cultivo.



Nota: No se cultiva todavía.

Generalidades

Nombre común: robalo paleta, robalo aleta prieta y Blackfin snook.

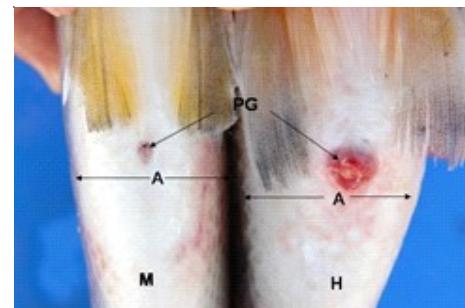
Nombre científico: *Centropomus medius*.

Nivel de dominio de biotecnología: conocimientos de la Biología Reproductiva y su distribución.

Origen: cosmopolita.

Estatus del cultivo: no hay cultivo.

Mercado: nacional e internacional.



Nota: PG= Poro genital; A= Abdomen; M=Macho; H=Hembra.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: se adapta al cautiverio pero no se cultiva a la fecha solo se han realizado ensayos a nivel experimental, las hembras se identifican sexualmente maduras a los 400 kg y los machos a los 370 kg, por lo que por su tamaño el manejo en cautiverio es factible, en la maduración sexual es fácil identificar el sexo (hembras y machos), para desovar se requiere de hormonas Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) no se ha realizado la sincronización en cautiverio.

¹ Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, Baja California Sur, México.



Generalidades

El robalo paleta *C. medius*, se ha descrito por Rivas (1986) como un pez de tamaño medio (40 cm), alargado y algo comprimido en el dorso pero no lateralmente; dorso elevado y vientre recto. El tamaño comercial es a partir de los 25 cm. Se han identificados hembras maduras de 415 mm de longitud total con peso de 600 g y machos con semen de 370 mm y peso de 450 g. (Maldonado *et al.*, 2005).

Las hembras del robalo, *C. medius* por lo general son más grandes que los machos. Sin embargo, la talla no debe tomarse como la única variable para diferenciar los sexos. El robalo paleta presenta una cavidad visceral en donde se localizan la mayoría de los órganos, hígado, riñón, páncreas, sistema digestivo (esófago, estómago e intestino), gónada, etc. El estómago está bien definido, por ser un pez de hábitos carnívoros. La grasa perivisceral se hace notar en el periodo de recuperación. El índice de grasa perivisceral es de 1.6 % para las hembras y de 1.4 % para los machos durante el periodo de recuperación (de enero a junio, en el noroeste de México) (Maldonado *et al.*, 2005). Durante el periodo reproductivo, la presencia de grasa en la cavidad perivisceral es casi nula, ya que esta grasa es empleada como fuente de energía durante el proceso reproductivo (Maldonado *et al.*, 2005; Evans, 1993). El robalo paleta *C. medius*, durante el periodo de reposo (de enero a junio), no presenta características externas diferentes que ayuden a diferenciar las hembras de los machos. Sin embargo, durante el pe-

riodo reproductivo (de julio a noviembre) se observa una característica que puede dar una primera percepción del sexo de los individuos.

Durante el periodo reproductivo, los organismos reproductores se han observado agrupados cerca de una boca del complejo lagunar Bahía Magdalena que conecta la laguna con el mar abierto (noroeste de México). También se observan en las raíces de los manglares. Generalmente, se encuentran a profundidades entre 1 y 13 metros. Los juveniles prefieren zonas más someras, de 1 a 5 metros de profundidad (comunicación personal de los pescadores y observaciones de campo citado en Maldonado *et al.*, 2005). El periodo reproductivo coincide con la veda del camarón y con la reproducción de otros peces dentro de los esteros, como el de la lisa, *Mugil curema* y el pargo *Lutjanus argentiventris*, entre otras. Esta observación es importante, porque los reproductores de robalo se alimentan de camarones y peces antes y durante la época reproductiva. Este evento ecológico de coordinar su reproducción con la de otros peces e inclusive con la de los camarones garantizaría la sobrevivencia de las larvas del robalo por la abundancia de alimento dentro del estero. Durante el periodo reproductivo las características internas más evidentes que distinguen a las hembras de los machos son la morfología y color de las gónadas. Los ovarios de las hembras maduras presentan una coloración naranja, aspecto granuloso y tiene diversos vasos sanguíneos en la superficie, además son más grandes que las que apenas están en proceso de maduración. El inicio de la vitelogénesis en el robalo



paleta *C. medius* en el noroeste de México, se produce cuando el fotoperiodo es de 14 horas de luz y 10 de oscuridad (solsticio de verano) y un aumento significativo de la temperatura del agua por encima de 22 °C (Maldonado *et al.*, 2005).

Distribución geográfica: el robalo paleta presenta una amplia distribución desde las costas del océano Pacífico en Baja California Sur, principalmente dentro del complejo estuarino bahía Magdalena (24° norte y 111° oeste), Golfo de California, hasta el sur de Colombia y Ecuador. Las especies que coexisten con *C. medius* son *C. nigrescens* y *C. viridis* (Fishbase).

Morfología: taxonómicamente se considera con una cabeza alargada, de perfil anterior casi recto. El maxilar alcanza el borde anterior del ojo. La altura del cuerpo es de 3.5 a 4 veces con respecto a su longitud patrón pre-orbital y preopérculo fuertemente aserrados; este con dos o cuatro prolongaciones alargadas en el ángulo. Borde pre opercular con una o dos espinas débiles en el ángulo; la membrana opercular no llega a la vertical del origen de la primera aleta dorsal. De 16 a 17 branquiespinas, incluidos dos rudimentos de la parte inferior del primer arco branquial. Escamas en una línea longitudinal de 56 a 65. Aleta dorsal con ocho espinas y 10 radios; aleta anal con espinas y siete radios; la segunda espina de igual o de menor tamaño que la tercera. La aleta pectoral, corta y redondeada, no alcanza el extremo posterior de la aleta pélvica. El

cuerpo es plateado, dorso oscuro y línea lateral sobre una banda oscura. La primera aleta dorsal de espinas y membrana entre la segunda y tercera espina anal oscuras; aletas pélvicas oscurecidas en su extremo distal (Rivas, 1986).

Cultivo

Biotecnología: la tecnología para el cultivo se espera desarrollar inicialmente con la captura de los reproductores durante la época natural del desove, y acoplara a la tecnología del cultivo de otras especies de robalo como el de *Centropomus viridis* o *Centropomus undecimalis*.

Sistema de cultivo

Características de la zona de cultivo: la zona de cultivo para el robalo de preferencias se necesita que sea somera, con recambio de agua continuo simulando un estero, con aporte de oxígeno, no necesariamente agua transparente. La temperatura es recomendable de 25 a 38 °C. Puede cultivarse en estanques rústicos con profundidad de 2 metros.

Información publicada útil para la acuicultura

Peso promedio del organismo al cosecharlo: 1.5 a 2.5 kg.



Pie de cría

Origen: actualmente, no hay producción a gran escala.

Procedencia: México.

Laboratorios en el país: Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD), Unidad Mazatlán ($23^{\circ} 18' 0.6''$ N, $106^{\circ} 28' 57.2''$ W), Sinaloa, y Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC (CIBNOR) Unidad La Paz, Baja California Sur, este último laboratorio, se encuentra en fase de desarrollo.

Alimento

Tipo de alimento: se alimentan de pequeños peces, especialmente sardinas, macarela, lisas y otros pequeños carángidos, además de crustáceos como camarón.

Tabla 1

Parámetros de calidad del agua para *C. medius*.

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	10 °C	38 °C	25 °C
Oxígeno disuelto	2.5 mg/l	7 mg/l	6 mg/l
pH	-	-	-
Parámetro	Óptimo		
Nitrito	-1 mg/l		
Nitrato	-1 mg/l		
Amonio	-1 mg/l		

Mercado

Presentación del producto: el producto es principalmente para el mercado nacional e internacional, se vende alrededor de los 25 cm. En filete el precio va de los \$ 400.00 (MXN) a \$ 800.00 (MXN) el kg y por pieza el precio va de los \$ 200.00 (MXN) a \$ 400.00 (MXN) el kg.

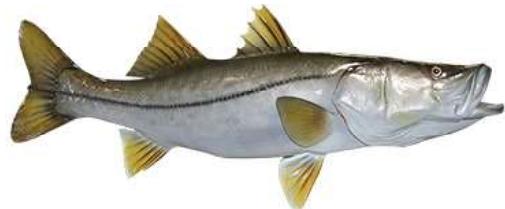
Talla promedio de presentación: es de 25 a 30 cm de largo, con un peso de eviscerado de 1 a 2 kilos.

Mercado del producto: los restaurantes nacionales e internacionales, para el ceviche, filete entero principalmente.

Puntos de ventas: el producto se coloca en el mercado al mayoreo para su distribución a los restaurantes a nivel local, nacional e internacional.



1.3. *Centropomus viridis* (robalo blanco) Méjico



Dariel Tovar-Ramírez¹, Minerva Maldonado-García, Laura Guzmán-Villanueva¹, Juan Carlos Pérez-Urbiola

Generalidades

Nombre común: robalo blanco del Pacífico y White snook.

Nombre científico: *Centropomus viridis* (Lockington, 1877), White snook, Robalo Hocicudo (*Labastida et al., 2013*).

Nivel de dominio de biotecnología: desarrollada hasta nivel piloto.

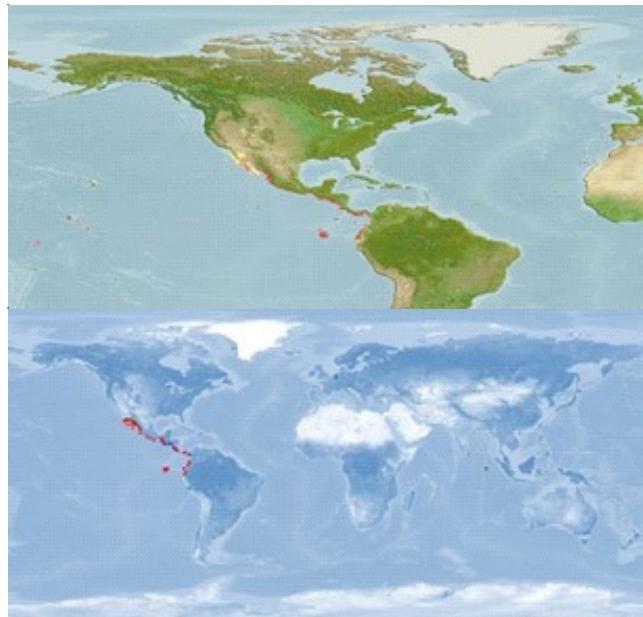
Origen: pacífico oriental.

Estatus del cultivo: piloto.

Mercado: nacional e internacional.

Limitantes tecno-biológicas de la actividad: las princi-

Figura 1
Entidades de cultivo.



pales restricciones para el cultivo de esta especie son: (1) la ausencia de una tecnología de producción en masa confiable y estable de juveniles; (2) esta especie no desova naturalmente en cautiverio. En la naturaleza desova en la desembocadura de los ríos o donde hay afluentes de agua dulce y esteros. Para lograr la hidratación natural

¹ Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, Baja California Sur, México.



de los huevos y la puesta, se requiere de una combinación de mareas y cambio de salinidad, situación muy difícil de igualar en cautividad. Por lo tanto, estos peces se llevan a maduración por un incremento gradual de temperatura seguida de una única inyección hormonal que permite la hidratación. Después, se continúa con el protocolo de inducción, realizando la extracción de los huevos de forma manual y el esperma en los machos; (3) el canibalismo durante el primer mes del cultivo larvario es un importante cuello de botella. Existen varias técnicas para controlarlos, como se realiza con las curvinas y el robalo asiático, que presentan el mismo problema. Se pueden mantener en agua verde con abundante alimento o controlar el fotoperiodo al alimentar y volviendo a obscuridad al estar próximos a terminarse el alimento.

La pre-engorda se debe de llevar con clareos (desdobles) cada 15 días para mantener tallas uniformes en los grupos y lograr que todos crezcan. La temperatura ideal es arriba de los 30 °C. Debajo de 20 °C, el crecimiento es lento. Aún se requiere realizar investigación para determinar el volumen y densidad apropiada, por lo que se recomienda cultivar en grandes volúmenes o bajas densidades para no limitar su crecimiento; y (4) no existe un alimento balanceado específico para esta especie.

Información biológica: *C. viridis* pertenece a la familia Centropomidae y es la especie geminada del róbalo común *C. undecimalis* (Castro, 1978 e Ibarra, 2017). Anteriormente, la identificación taxonómica de esta especie fue confusa debido a diferentes reportes como Castro, 1978, quien no reconoció a *C. viridis* como vá-

lido. Sin embargo, otros autores nombraron como sinónimos a *C. viridis* con *C. undecimalis*.

Centropomus viridis, Lockington 1877, es una especie demersal que habita en aguas costeras de la plataforma continental y estuarios. Se alimenta de peces y camarones, su peso máximo es de 21.5 kg (Martínez, 2004), llega a medir hasta dos m de longitud (Perera *et al.*, 2008), con una tasa de crecimiento de $k = 0.57$ año $^{-1}$, una longitud asintótica $L^{\infty} = 80$ cm y $t_0 = -0.218$, el crecimiento máximo asintótico fue estimado a los seis años de edad, la edad de primera captura (E_c) = 1.37 años y la edad de reclutamiento (E_r) = 1.13 años (Labastida *et al.*, 2013), su talla comercial es de 60 cm (Perera *et al.*, 2008).

Estos peces eurihalinos, predadores carnívoros, tienen una gran demanda comercial debido a su alta calidad, son apreciados por pescadores deportivos y tradicionales; por ello, diversos países a lo largo de la costa del Pacífico tienen un gran interés en desarrollar su cultivo bajo condiciones controladas (Ibarra, 2017). La pesca del robalo se lleva a cabo en los sistemas lagunares del Pacífico mexicano, desde Sinaloa hasta Chiapas.

Distribución geográfica: se distribuye desde el Pacífico Central Oriental, en Baja California y Golfo de California, México hasta Perú (Álvarez *et al.*, 2008), incluidas las Islas Galápagos.

Morfología: posee radios dorsales VIII x I,8 (raramente 9); radios anales: III,6; radios pectorales: 14-

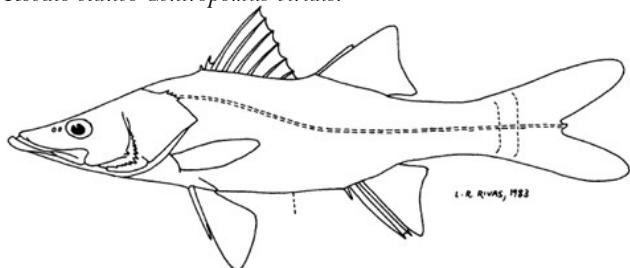




16 (usualmente 15): total de branquiespinas en el primer arco incluyendo rudimentarios: 19-23 (usualmente 20-22); escamas de la línea lateral: 67-65 (usualmente 69-73); escamas alrededor del pedúnculo caudal: 25-30 (usualmente 26-28); segunda y tercera espinas anales cortas en este género, más o menos iguales en tamaño, no exceden la longitud del radio anal más largo; generalmente plateado con línea lateral negruzca (Allen, 1998; Rivas, 1986).

Figura 2

Robalo blanco Centropomus viridis.



Fuente: Rivas, 1986.

Cultivo

Biotecnología: la tecnología para el cultivo comprende la colecta de los reproductores, inducción al desove, cultivo larvario, pre-engorda y engorda. Sin embargo, aún es necesario realizar cultivos pilotos experimentales para validar y optimizar estas tecnologías.

Sistema de cultivo: *C. viridis* es un gran candidato para la acuicultura por su alto valor comercial, rápido crecimiento, su eficiencia alimentaria y calidad (Reyes *et al.*, 2004; Álvarez *et al.*, 2008; Ibarra, 2017). Además, existen relevantes estudios sobre programas de su conservación (Noffs *et al.*, 2015; Ibarra, 2017). Esta especie puede cultivarse en sistemas abiertos o cerrados.

Características de la zona de cultivo: preferentemente requiere volúmenes grandes de más de 20 m³, agua de 30 a 35 °C, salinidad de 0 - 40 ppm. Se recomienda utilizar agua clara pero si es turbia por sedimento puede usarse, sin embargo, la turbidez por microalgas o la



formación de biofloc no son apropiados para su cultivo, ya que dificultan su alimentación y respiración al obstruir las branquias.

En México, esta especie se ha cultivado en la planta piloto de producción del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C. (CIAD), Unidad Mazatlán ($23^{\circ} 18' 0.6''$ N, $106^{\circ} 28' 57.2''$ W), Sinaloa.

Artes de cultivo: jaulas, estanques, tanques grandes. En ríos, lagunas y en el mar. No es apropiado para sistemas de biofloc.

Flujo de agua para el cultivo: pueden estar con poco recambio, siempre y cuando el sistema tenga biofiltros, pueden tolerar altos niveles de nitratos, pero no de amonio o nitritos. Para los reproductores se recomienda un flujo fuerte con un recambio de cuatro veces el volumen de tanque por día.

Tamaño del organismo para siembra: existe trabajos donde se inicia la pre-engorda cuando los organismos alcanzan los 2 g (Ibarra *et al.*, 2017).

Porcentaje de sobrevivencia: se ha reportado una supervivencia en la eclosión del 85% y la supervivencia en la primera etapa de alimentación (48 h después de la eclosión) del 75 %. Para la etapa de engorda la tasa de supervivencia alcanza casi el 100 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de 12 a 18 meses.

Información publicada útil para la acuicultura: reproductores e inducción de desove.

Los peces se mantienen en tanques cilíndricos de 50 m³, fotoperíodo natural, sistema de flujo de agua (cuatro volúmenes de tanque por día) y aireación fuerte. A 27 °C se ha inducido con éxito la maduración final de ovocitos usando LHRHa (130 mg / kg). A los machos se les estimula al administrar una dosis única de $635 \pm 217 \mu\text{g} / \text{kg}$ de LHRHa en un implante EVAc. Después del tratamiento hormonal, los organismos se mantienen con aireación fuerte continua y agua de mar ambiental (24.8 °C y 35 g / lt de salinidad) a una velocidad de flujo suficiente para proporcionar un intercambio de cuatro volúmenes de tanque por día (Ibarra *et al.*, 2017).

Incubación de huevos, larvas y engorda de juveniles

La incubación y la cría de larvas se ha llevaron a cabo en tanques cilíndricos de fibra de vidrio de 7 m³ con paredes negras y un fondo blanco. La densidad de población inicial fue de 82 huevos flotantes / lt. Las tasas de eclosión y la supervivencia en la etapa de eclosión y primera alimentación se determinaron de acuerdo a Martínez, 2004. Los parámetros de calidad del agua durante la incubación del huevo y la cría de larvas fueron temperatura 26 ± 0.4 °C, salinidad 35 g/l, oxígeno disuelto 7.0 ± 0.6 mg / lt, pH 7.9 ± 0.1 y nitrógeno amoniaco total de menos de 0,5 mg / l (Ibarra *et al.*, 2017). La tasa de eclosión fue del 96 %, la supervivencia en la eclosión fue del 85 % y la supervivencia



en la primera etapa de alimentación (48 h después de la eclosión) fue del 75 %. El periodo de incubación fue de 19 h a 25 °C (Ibarra *et al.*, 2017).

En otros trabajos, *C. viridis* se ha cultivado (fase de engorda) en jaulas flotantes a diferentes densidades 5, 10, 20, 40 ind/m³ por 120 días en el estuario de la Bahía de Buenaventura. Se obtuvieron pesos de 68.2 a 37.1 g en las densidades de 5 y 40 ind/m³; las tasas de crecimiento promedio oscilaron entre 0.47 y 0.21 g/día y la supervivencia fue superior al 70 %. En este trabajo mencionan que esta especie es conocida por su rusticidad y resistencia en ambientes hidrográficos adversos pero su crecimiento, en estas condiciones, fue lento en relación con otras especies de la familia Centropomidae (Rubio *et al.*, 2006).

Peso promedio del organismo al cosecharlo: no existen reportes que mencionen este dato ya que depende directamente de la demanda comercial en ese momento.

Pie de cría

Origen: juveniles obtenidos por desoves inducidos de reproductores mantenidos en cautiverio pescados en su medio natural y alimentados con alimento fresco.

Procedencia

Laboratorios en el país: existen dos laboratorios dedicados a desarrollar tecnologías de cultivo de esta es-

pecie: (1) Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) Unidad Mazatlán, Sinaloa, produciendo más de 1.5 millones de juveniles de diferentes especies entre las que se cuenta *C. viridis* (Ibarra *et al.*, 2017) y (2) Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC (CIBNOR) Unidad La Paz, BCS, este último laboratorio, se encuentra en fase de desarrollo.

Alimento

Tipo de alimento: los reproductores en cautiverio son alimentados con una mezcla de sardinas, calamar y camarón, una vez cada dos días, al 3 % de su biomasa diaria (Ibarra *et al.*, 2017). Para engorda de juveniles no existe un alimento comercial específico para esta especie por lo que se usan dietas comerciales formuladas para otras especies.

Parámetros físico-químicos en etapa larvaria

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	20 °C	35 °C	30 °C
Oxígeno disuelto	2.5 mg/l	7 mg/l	6 mg/l
pH	-	-	-
Parámetro	Óptimo		
Nitrito	-1 mg/l		
Nitrato	-300 mg/l		
Amonio	-1 mg/l		



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	25.6 °C	26.4 °C	26 °C
Oxígeno disuelto	-	-	7.0 mg/l
pH	-	-	7.9
Parámetro	Óptimo		
Nitrito	-0.5 mg/l		
Nitrato	-0.5 mg/l		
Amonio	-0.5 mg/l		

Nota: Valores reportados por Ibarra, 2017.

Mercado

Presentación del producto: completo y en filetes.

Talla promedio de presentación: dependiendo de la demanda comercial de 250 g a 1.0 kg o más.

Mercado del producto: nacional e internacional.

Puntos de ventas: el producto se coloca en el mercado al mayoreo para su distribución a los restaurantes a nivel nacional e internacional.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la Sanidad Acuícola: se han observado problemas de salud con parásitos monogeneos *Neobenedenia* spp, el protozoario ciliado *Cryptocaryion irritans*, y el dinoflagelado *Amyloodinium ocellatum*. La ventaja para los peces de este grupo, es que los robalos toleran el cambio de salinidad a agua dulce lo que facilita los tratamientos.



1.4 *Cilus gilberti* (corvina) Chile



Marcia Oliva^{1,3,4}, Héctor Flores^{1,2,3}

Figura 1

Entidades de cultivo.



Fuente: www.fishbase.org.

Generalidades

Nombre común: corvina, corvinilla, corvina pampera, Ayanque, Croaker o Drums.

Nombre científico: *Cilus gilberti*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta.

Origen: se distribuye desde el sur del Perú hasta Chiloé Chile.

¹ Departamento de Acuicultura, ² Facultad Ciencias del Mar, ³ Universidad Católica del Norte, ⁴ Centro Aqua Pacifico, Coquimbo Chile. ⁵ Programa Doctorado en Acuicultura, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Contacto: moliva@ucn.cl.

Estatus del cultivo: nivel piloto.

Mercado: local e internacional.

Antecedentes de la actividad acuícola

A nivel mundial hay al menos cuatro especies de Scianidae que se cultivan, donde se destacan el uso de los sistemas de recirculación para el cultivo de juveniles a altas densidades de cultivo (Cárdenas, 2014).

Cilus gilberti, identificada como especie objetivo para desarrollar el cultivo comercial sustentable en la macro zona norte del país, ha demostrado su gran potencial y características biológicas para poder desarrollarse en esta zona. A través del programa de diversificación acuícola (PDACH), se ha logrado determinar toda la fase productiva de la especie, evaluando además distintos sistemas de cultivo para engorde. Hoy se encuentra en periodo experimentación, el cual se extenderá hasta el año 2022, año en que se espera poder lanzar el producto al mercado comercial con ayuda de la empresa Friosur, quien además apoya con una inversión de \$ 400 millones de pesos, para potenciar la

capacidad de reproductores y material genético, con el fin de disponer de juveniles en todas las temporadas del año (Fundación Chile, 2020).

Información biológica

Distribución geográfica: *Cilus gilberti* habita un ambiente marino demersal, entre los 6°S – 37°S, 70°W – 80°W, específicamente en el Sureste del Pacífico Sur entre Perú y Chile (Froese y Pauly, 2015). Es un pez endémico para las costas del Pacífico Sur-Oriental con una distribución para el litoral de Chile hasta Chiloé (43° 06'S; 73° 40'W), vive asociada principalmente a fondos arenosos de la zona nerítica entre los 5 y 50 metros de profundidad (Oyarzún *et al.*, 1999, García *et al.*, 2001).

Morfología: posee un cuerpo delgado, elipsoidal recubierto por escamas grandes (ctenoides), tiene una cabeza de tamaño pequeño que está recubierta por escamas excepto en la región de los labios, posee un hocico agudo. Tiene las aletas dorsales contiguas; la anterior se inicia por detrás de la inserción de las aletas pectorales, con 9-10 espinas, aleta dorsal posterior con una hilera de escamas en su base, la altura de esta aleta es menor que la de la aleta anal y posee escamas en su membrana. La aleta anal es corta, con 2 espinas. Tiene 10 poros sensoriales en el rostro: cinco de ellos marginales y los otros cinco superiores. Además posee cinco poros mentonianos y ausencia de barbo o barbillas (Medina *et al.*, 2004).

Posición taxonómica: *Cilus gilberti* (Abbott, 1899) la corvina, es un recurso pesquero perteneciente al orden Perciformes y familia Sciaenidae (Froese y Pauly, 2015).

Ciclo de vida: respecto a las tallas, se han reportado para la zona centro sur del país, ejemplares entre 27 a 91cm de longitud total (lt) y entre 150 y 7 050 g de peso total (Pt) (Medina *et al.*, 2004). Según Cárdenas (2012) esta especie alcanza una longitud de 100 cm con una edad máxima de 26 años.

Respecto de la reproducción, es una especie iterópara gonocórica, que se reproduce durante todo el año. La principal época de maduración y desove ocurre en los meses de octubre a febrero (primavera-verano), aun cuando una pequeña proporción de la población también desova durante los meses de invierno. La talla de primera madurez sexual de la corvina de acuerdo al criterio L50 % corresponde a 54.8 cm LT (Ramírez, 2017).

Hábitat: corresponde a la zona sublitoral superior, la cual se extiende desde el límite superior de las mareas hasta los 20-40 metros de profundidad. Llega cerca de la costa con preferencia a las rompienes y playas arenosas. Habita cerca de los estuarios y aguas salobres (Oyarzún *et al.*, 2001).

Alimentación en medio natural: la corvina es eurísgafa carnívora y su alimentación es bien variada, alimentándose principalmente de pequeños crustáceos, en



épocas verano, como *Emerita analoga* (pulguilla de mar) y *Misydacea*, además de peces óseos de aguas costeras como sardinas y anchovetas, en época invernales, moluscos, anélidos y urocordados (Oyarzun *et al.*, 1999; Fernández y Oyarzun, 2001; Oyarzun *et al.*, 2001; Medina *et al.*, 2004, Chero *et al.*, 2014).

Aspectos sobre el cultivo

La implementación de la tecnología de cultivo para integrar a esta especie en la oferta acuícola nacional, ha sido ejecutada por Fundación Chile y financiada por la Corporación de Fomento a la Producción, CORFO. El año 2006 se inician las primeras experiencias de cultivo, para evaluar crecimiento en diferentes sistemas de cultivos. Luego, mediante el “Programa Integrado para el Desarrollo Sustentable del Cultivo de Corvina” en el ámbito del “Programa de Diversificación de la Acuicultura Chilena PDACH”, se completó el ciclo productivo de la especie. Este recorrido, ha permitido establecer stocks de reproductores con desoves controlados, un modelo experimental básico para la producción de larvas y juveniles y experiencias de crecimiento en balsa jaula en la región do Coquimbo y en la región de Tarapacá (Fundación Chile, 2020).

Se han obtenido las primeras cosechas, y la etapa de comercialización del producto, como filete congelado (figura 2). La empresa Friosur, firma líder en productos del mar, presente en una gran cantidad de mercados a nivel mundial con productos frescos y congelados, realiza pruebas e investigación de mercado. De

acuerdo a estudios preliminares, la corvina tendría una interesante demanda comercial en mercados de Europa, Asia, Estados Unidos y Brasil, como también una creciente demanda nacional Aqua, 2017.

Los productos de preferencia dependen del mercado, y es así como el mercado americano podría absorber un importante volumen de producción, como pescado entero eviscerado y fresco; mientras que el mercado francés prefiere filetes con piel y sin piel, frescos (figura 2), siendo estos dos países los potenciales mercados objetivos iniciales para un futuro escalamiento del cultivo (Fundación Chile, 2013).

Figura 2

Filete de corvina en planta de proceso.



Fuente: Revista Aqua, enero 2020.

Existen más de 10 años de investigación en el cultivo de esta especie, y la tecnología de cultivo no es tan diferente a las otras especies emergentes que se han desarrollado en Chile, pero esta especie se proyecta como un potencial de cultivo en la zona norte de Chile, donde la región de Coquimbo y de Tarapacá se presentan como sectores privilegiados para desarrollar su acuicultura.

Abastecimiento de reproductores

La obtención de reproductores, puede ser a través de stocks obtenidos del medio natural en estado reproductivo avanzado, o bien mediante técnicas de puestas inducidas, sistema más empleado en la acuicultura moderna. La obtención de reproductores desde el medio natural se realiza mediante el uso de embarcaciones artesanales de arrastre o enmalle, donde los tiempos de arrastre o reposo empleados son más cortos que los utilizados por los pescadores en sus faenas habituales (Ramírez, 2017). Generalmente, las artes de pesca utilizadas son el anzuelo y red de cortina. Los peces capturados, son seleccionados de acuerdo a su tamaño y aquellos que presenten menor daño producto de la captura, son llevados a las instalaciones de laboratorio o centros de cultivos, donde son mantenidos en estanques de cilíndricos de 4 m diámetro, en un periodo de cuarentena, (entre dos semanas y un mes) hasta que éstos empiezan a consumir alimento. La alimentación inicial consiste en alimento fresco, de preferencia *Emerita analoga*, pescado trozado: *Engraulis ringens* y *Sarda chilensis* y/o alimento húmedo formulado (Méndez *et al.*, 2017; Ramos y Mamani, 2018). Cuando los peces de adaptan al cautiverio, se inicia el manejo y acondicionamiento para alcanzar su estado de maduración reproductiva.

Mantención de reproductores

Una vez en el laboratorio, los reproductores son trasladados a estanques con dimensiones y profundidad

adecuada, características vitales para el bienestar de los peces. Se recomiendan estanques con profundidad entre 1.5 a 2 metros. En los estanques, los reproductores se deben mantener en condiciones favorables de temperatura regulada (18 °C) y agua bien oxigenada (90-100 % de saturación), características fundamentales para lograr un buen desempeño reproductivo. La densidad de mantención recomendada es 1.4 kg/m³ (Cárdenas, 2012), pues densidades mayores causarían un efecto negativo sobre el desarrollo gonadal (Ramírez, 2017).

Inducción a la puesta

La maduración sexual de la corvina chilena se alcanza a los 8-9 años de edad, correspondiente a ejemplares de entre 7-12 kilos (Ramírez, 2017).

El Programa de Diversificación de la Acuicultura Chilena (PDACH) de corvina, ha logrado que reproductores silvestres y de cultivo maduren sexualmente y desoven entre los meses de octubre a febrero (primavera-verano), coincidente con los reportado en el medio natural. Sin embargo, al igual que otras especies de peces han exhibido disfunciones reproductoras cuando son estabulados en cautividad, y para lo cual se ha utilizado tratamiento hormonal, con el fin de asegurar la puesta. La técnica más utilizada para la inducción de la puesta de reproductores en cautividad es el uso de hormonas liberadoras de gonadotropina o gonadoliberinas (GnRH), que inducen en la hipófisis la secreción de gonadotropinas y consiguiente maduración de los ovocitos y la puesta. Estas también se utili-



zan para sincronizar la producción de óvulos y espermatozoides en peces maduros (Ramírez, 2017).

Cultivo larval

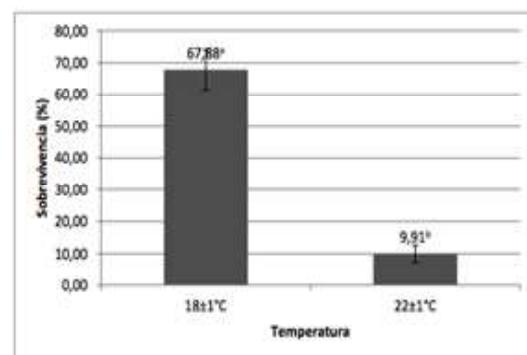
Como en la mayoría de las especies marinas, el cultivo larval de *Cilus gilberti*, es un punto crítico en el ciclo de producción de peces (Ramírez, 2017). La obtención de huevos, actualmente, se realiza mediante desove espontáneo, entre los meses de octubre-febrero, aunque también se ha inducido la puesta mediante tratamiento hormonal para extender el periodo de desove. Los huevos recolectados, son incubados en estanques cilindro-cónico de 80 litros, con flujo abierto de agua de mar, a temperatura de $18 \pm 1^{\circ}\text{C}$ durante tres días hasta la eclosión (Vía, 2015). En términos generales, el protocolo de alimentación se inicia a los 3 días post eclosión (PE), cuando la larva de 4 mm de longitud aproximado, ha absorbido sus reservas vitelinas, y comienza su alimentación exógena con rotíferos enriquecidos hasta el día 20 PE. A partir del día 16 PE se inicia alimentación mixta de rotíferos y nauplios de artemia, para luego, a partir del día 20 PE hasta el día 30 ser alimentados con metanauplios enriquecidos. Desde el día 25 PE se inicia la coalimentación con micropellet de 200 micras, la cual finaliza el día el día 50 PE, y se continua con alimento formulado de diferentes calibres. En términos de crecimiento larval, existe escasa información reportada, pero experiencias realizadas en el Laboratorio de Peces de la Universidad Católica del Norte, han demostrado que la larva de

corvina, demora alrededor de 50 días en alcanzar el estado juvenil.

La supervivencia, por su parte, depende de la temperatura (figura 3), siendo $18 \pm 1^{\circ}\text{C}$, la temperatura ideal para asegurar altos índices de supervivencia (Vía, 2015).

Figura 3

Supervivencia (%) de postlarvas de *Cilus gilberti*, cultivadas a temperaturas de $18 \pm 1^{\circ}\text{C}$ y $22 \pm 1^{\circ}\text{C}$.



Nota: Barras corresponden a la desviación estándar. Superíndices con letras distintas indican que existen diferencias significativas entre los tratamientos.

Fuente: Vía, 2015.

La alimentación durante la etapa larval es importante y que afecta los niveles corporales de lípidos y proteína, donde el contenido lipídico no se ve afectado por la temperatura, con una tendencia que a mayor temperatura los lípidos se agotan antes; no así las proteínas, donde a mayor temperatura, hay una tendencia a fijar más proteína y a través de la edad larvaria el nivel de proteína aumenta (Hormazabal, 2015).

Tabla 1

Valores promedio de las variables ambientales registradas en el cultivo experimental de *Cilus gilberti*.

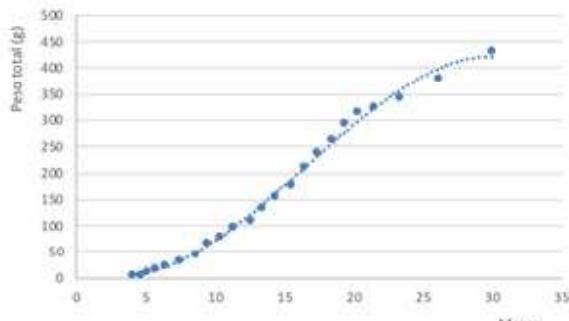
Variable ambiental	Barraza 2016	Chirinos 2019	Pavez 2019
Temperatura, °C	15.1	15.6	16.3
Oxígeno, mg/l	7.5	5.28	7.1
Saturación, %	91	-	-
pH	-	7.5	-

Cultivo juveniles en estanques

La supervivencia en esta etapa es alta, superior al 87% (Barraza, 2016; Chirinos, 2019; Huaspa, 2019). Las variables medioambiental para el cultivo (promedio) en distintas experiencias, se muestran en la Tabla 1.

Pavez (2019) reporta que el crecimiento de los peces disminuye de un 20 a 3 % a temperatura inferior a

Figura 4
Crecimiento de juveniles de *Cilus gilberti* en estanques.



Nota: Gráfico a partir de los datos proporcionados por Pavez, 2019.

los 15 °C, lo mismo que la tasa de alimentación, produciéndose un aumento del factor de conversión.

En el informe de Pavéz (2019) se incluye una tabla de datos con los valores de los muestreos efectuados por Fundación Chile y Universidad de Atacama, los datos proporcionados permiten concluir que a partir de ejemplares de 3.8 g y 4 meses de edad, alcanzan un peso de 400 g en 30 meses de cultivo (figura 4), con una tasa específica de crecimiento de 0.71 %/día.

Para un buen crecimiento, los juveniles requieren al menos un 20 % de lípidos totales en la dieta (Huaspa, 2019).

El Centro Acuícola de Tongoy en el marco del Programa Corvina, tras dos años de cultivo y engorda, ha logrado cosechas exitosas de la especie, mediante tecnología de recirculación (RAS), con un alto reuso del agua y uso de fuentes de energías renovables en la región de Coquimbo. Se desconoce información de índices de crecimiento y supervivencia, sin embargo, se ha reportado la primera cosecha de 2 toneladas en el año 2018 (<https://fch.cl/iniciativa/programa-corvina/>).

Figura 5
Balsa-jaula para el cultivo experimental de *Cilus gilberti* en Tongoy.



Fuente: Fundacion Chile, 2009.

Cultivo en mar

Los primeros antecedentes de cultivo en mar en Chile (figura 4) fueron reportados por Fundación Chile entre los años 2008 y 2009; en la bahía Tongoy (Ureta *et al.*, 2009, Fundación Chile, 2008 y Fundación Chile, 2009). En este estudio la tasa de crecimiento específico (TCE) reportada fue de 0.393 %/día, con juveniles de 200 g peso inicial y 650 g peso promedio final.

Actualmente el Programa de diversificación Acuícola de Corvina, ha instalado balsas jaulas en la región de Tarapacá, Iquique (figura 6), sembrando 46 000 juveniles de 100-120 gramos peso. Se espera cosechar al final del cultivo ejemplares entre los 2-3 kg de peso total. También se instalarán dos balsas jaulas más,

con el fin de alcanzar una producción total de 150 toneladas durante el periodo 2019-2022 (Aqua, 2019).

Característica apropiadas para el cultivo

Cilus gilberti se ha descrito como una especie que resiste sin inconveniente la manipulación, no manifestando señales de estrés ni daño físico, tolera sin problema el uso del anestésico y la manipulación, lo que hace a estos peces muy adecuados para ser cultivados.

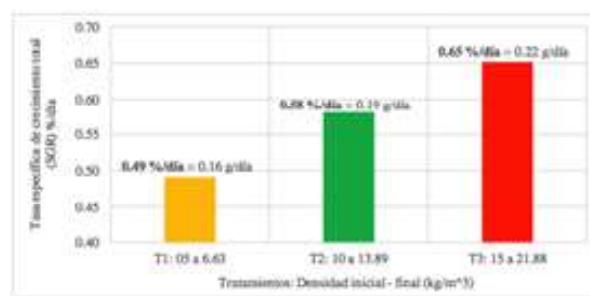
Un análisis del crecimiento con otras especies de corvinas a nivel mundial (Cárdenas, 2012), se reporta que a nivel experimental, *C. gilberti* ha presentado un crecimiento inferior al resto de otros Esciénidos. Esto se debería a que en esta especie, las experiencias se han efectuado con la generación F1, no existiendo aún programas de selección formal o informal. Es muy probable que el crecimiento en las próximas generaciones puede ser mejorado, adoptando técnicas aplicadas

Figura 6
Balsa-jaula para el cultivo de *Cilus gilberti* en la ciudad de Iquique.



Fuente: Aqua, 2019.

Figura 7
Tasa de crecimiento específica SGR (%/día) para *Cilus gilberti*.



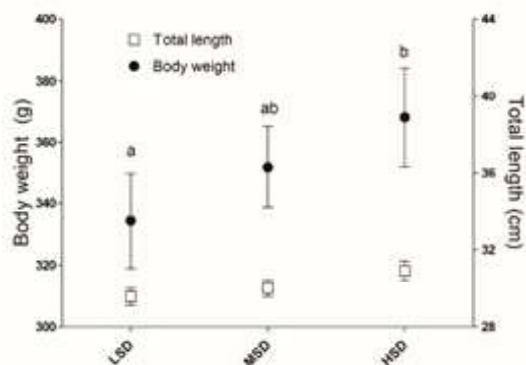
Fuente: Chirinos, 2019.

en otros cultivos de peces, como selección de reproductores, alimento balanceado con los requerimientos nutricionales específicos, temperatura óptima para un buen crecimiento, entre otros aspectos.

La densidad de cultivo, es una variable importante de considerar, Chirinos (2019) y Álvarez *et al.*, (2020), destacan que los mejores crecimientos se logran a mayores densidades (figura 7 y 8), antecedente que permite determinar el uso de densidades de cultivo intensivas para su producción.

Existen buenas perspectivas de desarrollar la acuicultura comercial de *Cilus gilberti*, es un recurso que posee un importante potencial comercial, dada la similitud frente a otras especies como es la corvina europea (*Argyrosomus regius*), muy demandada actualmente en el mercado español.

Figura 8
Efecto de la densidad de cultivo en el crecimiento de *Cilus gilberti*.



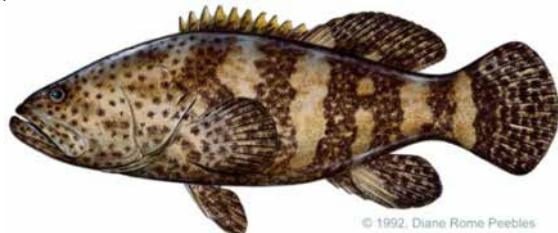
Fuente: Álvarez *et al.*, 2020.

Sanidad

Considerando que este cultivo es nuevo y está en proceso de escalamiento piloto, aun no se han reportado antecedentes de enfermedades importantes. Solo problemas asociados a la saturación de gases en cultivo de juveniles, donde la mortalidad fue de 83.4 %. Este problema se debió a la cavitación de la bomba de succión desde el estanque principal, incrementando los niveles de nitrógeno en el agua (Pavéz, 2019). Hay antecedentes de la presencia de parásitos en organismos del ambiente natural (García *et al.*, 2001; Chero *et al.*, 2014).



1.5. *Epinephelus quinquefasciatus* (mero guasa) Colombia



© 1992, Diane Rome Peebles

Lury Nohemy García¹

Antecedentes

Los meros, chernas, y cabrillas son de los peces marinos de mayor valor comercial para consumo humano y recreativo de las pesquerías en áreas de arrecifes coralinos alrededor del mundo. Las especies comerciales son de mediano (18-45 cm) a gran tamaño (> 80 cm), y fáciles de pescar. La carne es de excelente calidad y considerada de buen sabor por los consumidores. La carne es blanca y firme, con un precio alto y estable en el mercado nacional e internacional.



Fuente: Castellanos et al., (2015).

¹ Universidad del Pacífico

En Colombia, los meros, chernas y cabrillas se encuentran en los mares de ambas costas del país. Tradicionalmente el mero guasa ha sido la especie más apetecida. Hasta hace poco el mero guasa había sido catalogado como una sola especie con el nombre científico de *Epinephelus itajara*. Recientemente la especie fue separada en dos especies, el mero guasa del Atlántico (*E. itajara*) y mero guasa del Pacífico (*E. quinquefasciatus*). El mero guasa del Atlántico se encuentra en el océano Atlántico a lo largo de la costa de la Florida en los EE.UU. hasta el sur del Brasil; incluyendo el Mar Caribe y Golfo de México. La especie también ha sido reportada en las costas de Senegal hasta el Congo. El mero guasa del Pacífico, se encuentra en el océano Pacífico oriental tropical, desde el Golfo de California en México hasta el Perú. Aunque genéticamente diferentes, estas dos especies son casi indistinguibles en apariencia y comportamiento. Esto facilita que la información entre las dos especies pueda ser intercambiable para propósitos prácticos de cultivo; tanto así, que estudios preliminares ya han mostrado gran similitud entre las dos especies en su adaptabilidad al cautiverio.





Photo Credit: W. Stearns

Debido a su popularidad y demanda en el mercado, la presión pesquera sobre el mero guasa ha sido tan intensa que la gran mayoría de sus poblaciones han sido sobre-explotadas. A tal nivel, que el mero guasa ha sido identificado por muchos países y organizaciones internacionales como especie en alto riesgo de extinción (p.ej. La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza, UICN/IUCN). En Colombia, la especie esta listada en el “Libro Rojo de Peces Marinos de Colombia”, v. 2017. Igualmente se encuentran un gran número de artículos en los periódicos y campañas temáticas enfocadas a su protección.

Descripción, clasificación, y donde viven

Los meros son de cuerpo alargado, alto/ancho, y lateralmente comprimido. Son de cabeza grande y tienen la boca amplia y gruesos los labios. (Peso para la longitud total: $P = a \times L^b$; mero del Pacífico: $a=0.00946$ y $b=3.107$; mero del Atlántico: $a=0.01490$ y $b=3.056$). Muchos de ellos pueden camuflarse bien al tener manchas, líneas o barras, y diferentes colores en la piel que van desde los cafés, rojos, amarillos hasta los verdosos.

El nombre de mero, junto con el de cherna, y cabrilla son términos genéricos que se le da a unas 163 especies de peces marinos, clasificados científicamente

dentro de la familia taxonómica Epinephelidae; los cuales eran tradicionalmente agrupados dentro la familia Serranidae. En inglés al mero se le llama ‘grouper’ proveniente de ‘garoupa’ como se les nombra en portugués. El nombre del género *Epinephelus* derivado del griego ‘epinephelos’ = nublado’, o ‘pez nublado’ como si las manchas distintivas en la piel fueran reflejo de las nubes, arriba en el cielo. La palabra ‘itajara’ con posible derivado de la lengua tupi-guaraní refiriéndose a ‘el rey de las rocas’.

Los meros, chernas, y cabrillas habitan los mares tropicales y subtropicales del océano mundial. El mayor número de especies se encuentran alrededor de los arrecifes coralinos del área marítima tropical entre las Filipinas, Indonesia (incluyendo Malasia), y Papúa Nueva Guinea; área también conocida como el ‘triángulo de coral’.

Aun siendo especies marinas (encontrándose en aguas con un rango de salinidad entre 28 a 35 partes por mil de sal disuelta en el agua), algunas especies de meros, a lo largo de su vida, frecuentan aguas con baja salinidad (entre 0.5 y 2 partes por mil), típicas de los estuarios y zonas costeras con alta influencia de lluvias, ríos, y manantiales costeros de agua dulce mineral.

Características del ciclo de vida y reproducción

Dependiendo de la especie, en general, individuos de mero pueden vivir entre 5 a 15 años, pero en las especies de mayor tamaño podrían alcanzar los 50 o más años. La edad máxima documentada en un mero guasa

del Atlántico fue de 37 años. La talla máxima oficialmente reportada para ambas especies del mero guasa es 250 cm de largo total (LT), y el peso máximo reportado para la especie *E. itajara* es 455 kilos. En comparación, al mero gigante *E. lanceolatus*, especie del Indo-Pacífico, se le atribuye ser el mero de mayor tamaño, con una longitud total de 270 cm; aunque el máximo peso alcanzado es 400 kilos. De todas maneras, en estas especies 150 cm son las medidas de longitud total del cuerpo más comunes encontradas en la naturaleza. Se ha documentado que muchas de las especies de meros son hermafroditas; el mismo individuo siendo capaz de producir gametos de ambos sexos (semen y huevos). Usualmente los individuos en una población inician sus vidas como hembras y en el transcurso después de alcanzar la maduración sexual, algunos individuos se convierten de hembras a machos. Resultando así, una edad temprana de maduración para las hembras y tardía para los machos. El inicio a la diferenciación sexual, se le atribuyen factores ambientales como la temperatura, dieta, y control hormonal del metabolismo. Se le atribuye el cambio sexual en algunos individuos principalmente a trastornos del comportamiento social entre estos, como la presencia de hembras dominantes en el grupo. La maduración sexual se alcanza después de obtener una adecuada cantidad de grasa y masa muscular del cuerpo, y una edad alrededor de la mitad de la esperanza de vida del individuo; esto puede ser entre 3 a 7 años, dependiendo de la especie. Las tallas de madurez sexual para el mero guasa encontrados en la naturaleza están entre 110 cm y 135 cm, LT.



En ciertas épocas del año, los meros adultos se trasladan a determinados lugares en las afueras y zonas más profundas del arrecife coralino donde forman grandes grupos para el apareamiento y reproducción. Durante el apareamiento, los individuos maduros sincrónicamente liberan millones de huevos (con diámetros entre 0.8 y 1.0 mm) y cantidades de semen para la fecundación. Las agrupaciones de reproducción parecen estar bajo influencia de los ciclos lunares. El apareamiento y puesta sucede entre el periodo de luna llena y media luna (cuando el 50 % de la luna esta iluminada). También se ha demostrado que en la luna creciente, llegando a luna llena, muestras de las góndadas de meros maduros alcanzan su mayor peso (índice gonadosomático, IGS). Un incremento en la velocidad del agua alrededor también parece tener influencia en estimular la reproducción. Los huevos fertilizados (embriones) eclosionan en alrededor de 24 horas dependiendo de la temperatura del agua (23 a 29 grados centígrados; entre más alta la temperatura más corta la incubación; a baja temperatura, más largo el periodo de incubación). Al eclosionar los embriones son diminutos y pueden medir en longitud cercana a los 2 mm LT. En esta fase de desarrollo se les denomina larvas. Las larvas recién eclosionadas, terminan a la deriva de las corrientes y se transforman a juveniles en 42 a 70 días. Los juveniles de los meros migran, y se asientan en zonas costeras, del manglar, estuarios, y arrecifes coralinos donde se alimentan y llegan a ser adultos. Después de determinado tiempo, los adultos migran a zonas más profundas, donde vivi-

Figura 1
Epinephelus quinquefasciatus.



Fuente: tomado y modificado de <https://www.lib.umd.edu/search?query=grouper>.

rán la mayor parte de sus vidas (figura 1).

Cabe destacar, que cuando los meros se agrupan en la época de reproducción, es cuando la pesca excesiva de estas especies se facilita. Igualmente, la pesca es fácil, debido a la cercanía y visibilidad de estas especies, al estar asociadas con zonas poco profundas en las costas y arrecifes. Aunque se han observado las grandes agrupaciones para la reproducción, en la gran mayoría de especies de meros, hasta el momento este comportamiento no está bien documentado en el mero guasa.

Ciclo productivo generalizado para el cultivo de meros

El cultivo de meros ha sido posible solo en un pequeño número de especies, de las cuales las principales son *E. coioides*, *E. lanceolatus*, *E. fuscoguttatus* y *E.*

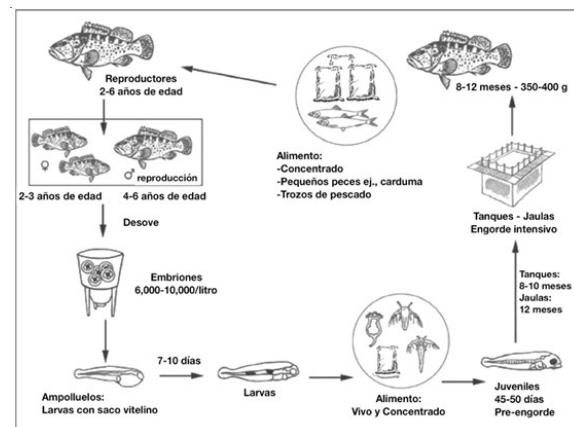
malabaricus producidas para consumo humano, y *Cromileptes altivelis* comercializada como pez ornamental en Indonesia. Otras especies producidas a menor escala son *E. tauvina*, *E. areolatus*, y *E. akaara* de alto valor en los mercados de Hong Kong en China (figura 2).

Aunque el cierre del ciclo productivo se ha logrado en varias especies de meros, la mayor producción está basada en la obtención de ‘semilla’ directamente del medio natural; práctica popularmente llamada ‘acuicultura basada en captura’ o ABC. La ‘semilla’ consiste en colectas anualmente de millones de larvas entre 1 a 3 cm; también capturando juveniles en tamaños aproximados entre 7.5 a 12.5 cm. La ‘semilla’ es comercializada, y se lleva a distintas etapas de engorde, usando diferentes cuidados de manejo y alimentación. El principal país productor acuícola de meros en el mundo es la República de Taiwán; aunque hay investigaciones en otros países como en las Filipinas, e Indonesia. Los principales exportadores de ‘semilla’ de meros son las Filipinas, Tailandia, Indonesia, y la Federación de Malasia. Los principales importadores de la ‘semilla’ son la China y Hong Kong.

Inicialmente las larvas y pequeños juveniles de meros son criados en estanques en tierra, usualmente durante un periodo de 2 a 3 meses. El engorde final hasta la cosecha se hace con animales encerrados principalmente en jaulas de malla flotantes, en el mar cerca de la costa. Los peces pasan de una talla inicial (p.ej. 60 meritos por metro cubico o 5 000 por hectárea) hasta la cosecha, alcanzando un peso entre 400 a 800 gramos,

Figura 2

Ciclo productivo de un mero.



Fuente: https://www.fao.org/fishery/en/culturedspecies/epinephelus_coioides/en

en un período entre 6 a 10 meses; dependiendo principalmente de la alimentación recibida y densidad del cultivo. En el criadero y etapa de pre-engorde, a los juveniles (5 a 10 cm) se les ofrece p.ej. pequeños crustáceos y peces, vivos o picados en trocitos. La dieta para engorde consiste principalmente de alimento vivo, trozos de pescado crudo, y concentrado; que generalmente es producido con materias primas de manera artesanal en las zonas de cultivo. En contraste con lo observado en la naturaleza, los meros tienen rápido crecimiento en cautiverio. En un reciente estudio se demostró el rápido crecimiento y la habilidad del mero guasa en aceptar concentrado.

Dependiendo de la especie y el sexo, meros logran madurar entre los 2 a 6 años. Aunque muchas de las especies de mero son hermafroditas, tal no se ha docu-

mentado en el mero guasa. En cautiverio bajo condiciones controladas, se ha reportado la maduración sexual en machos de mero guasa del Pacífico, con tallas de 93.5 a 97 cm LT y 15.3 a 16.6 kilos en peso corporal; con edad aproximada de 4-5 años. En cautiverio, también se ha reportado la maduración sexual, el desove inducido artificialmente, y obtención de juveniles del mero guasa del Atlántico. Se desconocen los detalles y resultados específicos de estos últimos ensayos, pero los reproductores tenían más de diez años en cautiverio, y habían sido capturados de la naturaleza como juveniles. Al parecer, fue posible inducir la reproducción aplicando tratamientos hormonales con extractos de pituitaria, y hormonas hipotalámicas, liberadoras de gonadotropinas (LHRHa, sigla en inglés).

Conclusión

La información sobre la biología del mero guasa es basada principalmente en observaciones directas en el ambiente natural. Por otra parte, de los principales problemas afrontando la actividad acuícola de meros a nivel mundial es que la principal fuente de juveniles, al igual que su alimento, proviene del ambiente natural; siendo esta una actividad no sostenible. Otros problemas son, el deterioro de la calidad del agua y sustrato del fondo marino causados en gran parte por los desechos procedentes de las jaulas donde se cultivan. Aun así, existen estudios muy alentadores que indican la posibilidad de cerrar el ciclo reproductivo del mero guasa en cautiverio. Igualmente, estos se pueden ali-

mentar con dietas de concentrado. Tampoco parece que el mero guasa es hermafrodita, así reduciendo el tiempo requerido para llegar a la maduración sexual de los machos. También existe la posibilidad de cultivo del mero guasa en aguas de bajas salinidades, permitiendo así su cultivo en tierra firme. Acuicultura del mero guasa sería de gran aporte socio-económico para el país, y podría proteger el recurso pequero del mero, en su ambiente natural.



1.6. *Genypterus chilensis* (congrio colorado) Chile



Héctor Flores ^{1,2,3}, Piero Magnolfi ⁴ y Spartaco Magnolfi ⁴

Figura 1
Entidades de cultivo.



Antecedentes de la actividad acuícola

Genypterus chilensis (Guichenot, 1848) es una especie muy apreciada por la población local, que principalmente es capturada por el sector artesanal (Tascheri *et al.*, 2003). En Chile sus capturas se realizan por el sector artesanal preferentemente entre Arica y Puerto Aysén (Chong y González, 2009). Se visualiza un descenso de la extracción (figura 2), situación que por la alta demanda por su consumo y un nivel crítico de desabastecimiento (Vega *et al.*, 2012). lleva a ser una

especie importante a desarrollar su cultivo.

Bajo esta necesidad, se crea la empresa Colorado Chile S.A., cuya misión es desarrollar la tecnología del congrio colorado (<http://coloradochile.cl/>). Esta empresa familiar, junto al apoyo del Programa Tecnológico Estratégico de la Corporación de Fomento de la Producción (CORFO), permitirán junto a instituciones asociadas al proyecto, cerrar las brechas para el desarrollo de la industria del congrio colorado.

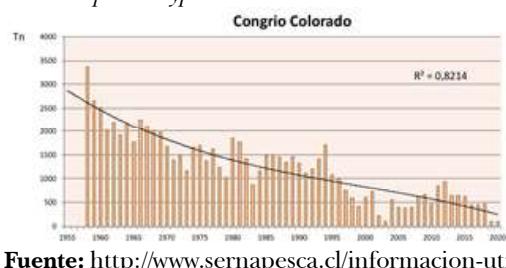
Existe otras especies de *Genypterus* (figura 3): *G. blacodes* (congrio dorado) que se captura en el sur de Chile, *G. maculatus* (congrio negro), capturado en la zona centro norte de Chile y muy apetecido en Perú. De estas especies símiles, Congrio dorado, se están recopilando antecedentes de su cultivo por parte de la empresa Colorado Chile.

Información biológica

Distribución geográfica: *Genypterus chilensis* (congrio colorado) es una especie marina nativa y demersal. Se distingue por su color rojo intenso en la zona abdominal y gran desarrollo de su región cefálica. Se distribu-

¹Departamento de Acuicultura, ² Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Chile; ³ Centro AquaPacifico
⁴Colorado Chile S.A.



Figura 2*Desembarque Genypterus chilensis en Chile.*

Fuente: <http://www.sernapesca.cl/informacion-utilidad/anuarios-estadisticos-de-pesca-y-acuicultura>.

Figura 3*Especies de Congrio.*

Nota: *Genypterus blacodes* (arriba), *G. chilensis* (centro) y *G. maculatus* (abajo).

ye en el Pacífico sureste, desde Perú al extremo sur de Chile (Chirichigno, 1974; Avilés, 1979). Batimétricamente se distribuye desde el submareal hasta los 550 metros de profundidad, donde habita un ambiente rocoso, donde los individuos se ocultan en grietas Kong *et al.*, (1988).

Morfología: se caracteriza por una cabeza y cuerpo oscuro con grandes marcas pálidas, irregulares; la cabeza está contenida unas 4.5 veces en la longitud estandar, con más de 135 radios en la aleta dorsal y más de 105 en la anal aleta (Nielsen *et al.*, 1999).

Posición taxonómica: *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848), es una especie del orden Ophidiiformes y familia Ophidiidae (Froese y Pauly, 2019).

Ciclo de vida: las larvas de Ophidiinae, que se encuentran en la plataforma continental son epipelágica., se reconocen fácilmente debido a un cuerpo alargado y aletas pélvicas colocadas anteriormente (Nielsen *et al.*, 1999).

Hábitat: esta especie habita sobre la la plataforma continental desde el submareal somero hasta los 400 m de profundidad se alimentan principalmente de crustáceos y peces (Mann, 1954; Moreno *et al.*, 1979).

Alimentación en medio natural: sus hábitos alimentarios son carnívoros, eurifágico, se alimenta de 38 presas diferentes entre crustáceos, moluscos y peces, siendo preponderante en su dieta *Pleuroncodes monodon* (Chong *et al.*, 2006).

Reproducción: *G. chilensis* es un desovante múltiple o fraccionado, donde las hembras presentarán un ciclo reproductivo con un período de madurez y desove principal en invierno-primavera (entre julio y noviembre), seguido de un período de reposo y un desove secundario en marzo (Paz, 1991; Chong y González, 2009).

La talla de madurez para las hembras fue determinada en 72.4 cm para la zona de Talcahuano y de 64.7 cm para la región de Coquimbo (Chong y González, 2009), donde los ejemplares mayores a los 65 cm pre-

sentan una mayor incidencia de actividad reproductiva (Tascheri *et al.*, 2003).

Es una especie ovípara con huevos ovalados flotantes dispuestos en una masa gelatinosa (Froese y Pauly, 2019), que flota (Vega *et al.*, 2012). So ejemplares de una alta fecundidad, pudiendo llegar a producir hasta 8 millones de ovocitos (Chong y González, 2008).

Edad y crecimiento: Para machos y hembras de congrio colorado se determinó longitudes asintóticas de 82,1cm LT y 103,4 cm LT, con tasas de crecimiento de 0,21/año y 0,16/año respectivamente (Tascheri *et al.*, 2003).

Aspectos sobre el cultivo

Abastecimiento de reproductores: ejemplares silvestres de *Genypterus chilensis*, son capturados por pescadores artesanales (figura 4) y transportados vivos a instalaciones en tierra (figura 5), donde permanecen en aclimatación.

Los reproductores silvestres en cautiverio se alimentan con trozos de peces grasos (*Trachurus murphy*, *Scomber japonicus peruanus*, *Clupea bentincki*) o jibias (*Dosidiscus gigas*) (Vega *et al.*, 2012).

La empresa Colorado Chile a trabajado en establecer un plantel de reproductores, con desoves continuo durante los 12 meses del año, afinando los protocolos reproductivos y caracterizando genéticamente diferentes poblaciones silvestres del país y su descendencia F1 (Córdova *et al.*, 2016). Estos antecedentes son de utili-

lidad para establecer planes de repoblamiento, asociados a la diversidad genética de las poblaciones naturales en distintas localidades de Chile (Cordova *et al.*, 2017).

Figura 4

Captura de potenciales reproductores. de *Genypterus chilensis*.



Nota: <http://coloradochile.cl/>

Figura 5

Reproductor de *Genypterus chilensis*.



Nota: <http://coloradochile.cl/>

Investigaciones relacionadas con la búsqueda de marcadores genéticos para el estudio de poblaciones naturales, indican que los microsatélites serían eficientes para el desarrollo de estudios poblaciones e identificación de individuos (González, 2017).

Reproducción

Incubación: de acuerdo al conocimiento obtenido en cautiverio *G. chilensis* desova en la noche masas gelatinosas de huevos flotantes de alta fecundidad promedio (80 000 huevos) de 1.3 mm de diámetro. A mayor talla y edad mayor es la fecundidad alcanzando un máximo de 285 000 huevos por masa (Vega *et al.*, 2012).

Dependiendo de la temperatura del agua (15 a 18 °C), la incubación dura de 4 a 5 días; una vez que el huevo eclosiona, se tiene una larva con saco vitelino pelágica de 5 mm. Durante los primeros días de incubación la masa se va disolviendo, los huevos se van liberando, flotando los vivos y los muertos (Vega *et al.*, 2012).

Figura 6
Masa de huevos de *Genypterus chilensis*.



Fuente: <http://coloradochile.cl/>

Experiencia en tanque troncocónicos de 70 lt, con flujo de agua abierto y cerrado, muestra que no hay diferencias en la incubación, entre sistemas abiertos y cerrados, alcanzando siempre valores superiores al 80 % de fecundación; sin embargo los huevos mueren todos en un sistema abierto (Vega *et al.*, 2012).

Cultivo larval: en la larva con saco vitelino tiene una longitud total promedio de 5.0 mm (Vega *et al.*, 2012). No existen antecedentes formales del tiempo de cultivo larval de esta especie.

Cultivo de juveniles: cinco grupos de juveniles (Tabla 1) de *G. chilensis* de un año y 8 meses, se dispusieron en estanques cuadrangulares de 200 lt de volumen útil y se cultivaron por cinco meses, en un sistema de recirculación, en condiciones de: 35 PSU, 12.4 a 14.4 °C y 6,5 a 9,6 ppm de oxígeno disuelto (Vega *et al.*, 2015).

Tabla 1

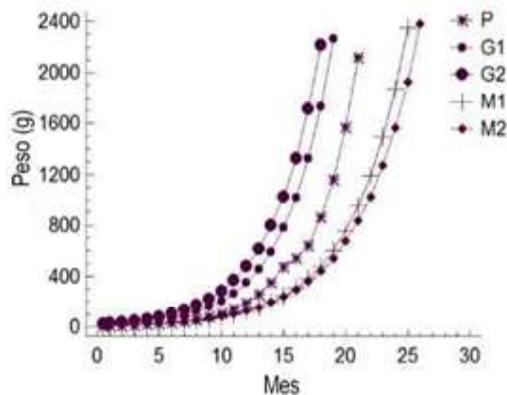
Longitud total (cm) y peso total (g) al inicio de la experiencia de cultivo de *Genypterus chilensis*.

Grupo	Longitud total (cm)	Peso total (g)
Grandes G1	18	23
Grandes G2	16	15
Medianos M1	14	11
Medianos M2	13	9
Pequeños P	11	4

Fuente: Vega *et al.*, 2015.



Figura 7
Crecimiento exponencial de los cinco grupos de *Genypterus chilensis*.



Fuente: Vega *et al.*, 2015.

El crecimiento experimental de juveniles de *G. chilensis* se ajustó a una ecuación exponencial (figura 7), con cuyos datos se estima la proyección de crecimiento hasta los 2 kg (Vega *et al.*, 2015).

De acuerdo a cultivos experimentales con juveniles, se proyecta un peso de cosecha de 2 kg en aproximadamente 18 a 26 meses (Vega *et al.*, 2015).

Estudios recientes desarrollados por Colorado Chile y la empresa AKVA-NIVA, muestran que esta especie es capaz de soportar una alta densidad de cultivo, pudiendo llegar a los 193 kg/m³, producto de su bajo metabolismo (Foss *et al.*, 2020).

Colorado Chile S.A. en la actualidad produce juveniles de *Genypterus chilensis* (figura 8) y se encuentra haciendo pruebas pilotos en estanque que utiliza la industria abalonera (figura 9).

Figura 8
Producción de juveniles de *Genypterus chilensis*.



Fuente: <http://coloradochile.cl/ptec/>

Figura 9
Traslado de juveniles de *Genypterus chilensis* a las empresas productoras de abalón, para experiencia piloto de crecimiento.



Fuente: <http://coloradochile.cl/ptec/>

Alimento

Para la etapa larval, se utilizan rotiferos y artemia enriquecidos. La industria de alimentos actualmente ofrece una serie de productos para enriquecer el alimento vivo. También hay alimento formulado para dietas de iniciación productos con tamaños entre 80 a 400 mm y 67 % de proteína.

Los juveniles aceptan sin problema el alimento formulado (Vega *et al.*, 2015), lo que permite que a futuro se pueda mejorar sustancialmente el crecimiento, cuando se estudie la nutrición de esta especie.

Sanidad y manejo acuícola

Debido a lo incipiente de este cultivo, aún no se documentan patologías asociadas a las distintas etapas de cultivo.

Hay que tener presente que una de las fases críticas es el cultivo larval, donde por requerir alimento vivo, es necesario tener un control de la microbiota al interior de los cultivos de rotíferos. Si en ellos aumenta demasiado la concentración de materia orgánica, es un ambiente propicio para el desarrollo de Vibrios y que podrían ser transferidos a las larvas de congrio, tal como es reportado por Hurtado *et al.*, (2020).

Existen registros de mortalidad masiva de pos larvas (juveniles) de 134 y 175 días post eclosión, donde la pérdida fue del un 94 %, donde el genero predominante y que probablemente sea causante de la mortalidad sea alguna de las especies de *Vibrio* (Levican & Avendaño, 2015). Entre las especies de *Vibrio* que han asociado a eventos de mortalidad en congrio, se tiene a *V. lentus* y *V. toranzoniae* (Maldonado *et al.*, 2012; Lasa *et al.*, 2015).

En organismos silvestre de *G. chilensis*, hay reportes de parásitos asociados a esta especie en el ambiente natural (Vergara y George, 1982; Torres *et al.*, 2000; Muñoz y Olmos, 2008 y Moravec *et al.*, 2011).

La presencia de *Philometra chilensis* en gonadas de *G. chilensis* podría afectar la fecundidad cuando el numero de parasito es muy alto (Chávez y Oliva, 2011)

Uno de los temas importantes en la acuicultura es el manejo de ejemplares, en el caso de *G. chilensis*, se estudio el efecto del estrés por manejo en la expresión de genes asociados a la inmunidad, donde se observa un cambio en la expresión transcripcional global, la cual está asociada a fomentar ciertos procesos relacionados al sistema circulatorio, respuesta a glucocorticoides y la respuesta inmune, especialmente respuesta inflamatoria, específicamente el movimiento, quimioatracción y comunicación de leucocitos; por otra parte, procesos relacionados con el metabolismo, especialmente el catabolismo y la biosíntesis de distintas moléculas como nucleótidos y aminoácidos, entre otras se vieron reprimidos por la condición de estrés (Aballai, 2017).

Re poblamiento

La empresa Colorado Chile, llevo a acabo una liberación de juveniles con el objeto de repoblar Áreas de Manejo de Recursos Bentónicos (AMERBs), que son administradas por agrupaciones de pescadores artesanales. El detalle de esta liberación de juveniles de congrio colorado, puede ser visualizada en el link: <https://www.youtube.com/watch?v=PNasWhYnUhc>.

Este modelo de interacción une un trabajo conjunto con la pesca artesanal, el ambiente y los sectores público



y privado, permitiendo establecer sinergia para el desarrollo acuícola del congrio colorado (www.coloradochile.cl).

Para estos propósitos se desarrollaron unidades modulares denominada TAM (Tecnología Acuícola Modular), que se emplazan en el borde costero y permiten una adecuación del aguas local, previa liberación de los juveniles al Mar (www.coloradochile.cl).

La liberación de juveniles producidos por Colorado Chile en esta zona, se fundamenta en estudios diversidad genética y estructura poblacional, que fundamentan que los ejemplares de la zona norte del país conforman un grupo homogéneo (Córdova *et al.*, 2019).

Desafíos futuros

Los principales desafíos futuros apuntan a:

1. Estudiar los aspectos fisiológicos de la especie en cautiverio, con el fin de poder optimizar los procesos productivos.
2. Escalar a nivel comercial la producción de juveniles, considerando tecnología de crecimiento en tanques y sistemas de recirculación y desarrollar dietas específicas, que potencien el crecimiento y el sistema inmunológico.
3. Establecer un cultivo integral en tierra, que permita el desarrollo de una industria para abastecer mercado local y de otros países.
4. Validar el modelo socio-económico de repoblamiento de la especie en AMERBs.



1.7. *Graus nigra* (vieja mulata) Chile



Héctor Flores G.¹

Figura 1

Entidades de cultivo.



Generalidades

Nombre común: vieja, vieja mulata, vieja negra (Chile) y chopa (Perú).

Nombre científico: *Graus nigra* (Kiphosidae).

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta.

Origen: se distribuye desde el sur del Perú hasta Valdivia Chile.

Estatus del cultivo: nivel experimental.

Mercado: local.

Antecedentes de la actividad acuícola

Vieja Mulata (*Graus nigra*) es una especie nativa de importancia económica para los buzos mariscadores (Schneider, 2008), con serios síntomas de sobreexplotación en determinadas localidades (Godoy, 2008 y Olguín, 2018) y reportada como una especie en estado vulnerable de máxima prioridad (Araya *et al.*, 2015; Araya *et al.*, 2018). Los antecedentes biológicos asociados a su potencial cultivo, se iniciaron en el Laboratorio de Peces de la Universidad Católica del Norte, Región de Coquimbo, Chile, gracias a la investigación y desarrollo de tesis de pre y posgrado. Se describió el desarrollo gonadal, la época de desove, fecundidad y la talla de madurez (Smith, 2003; Flores y Smith, 2010). Se comprobó que ejemplares juveniles silvestres son capaces de soportar la manipulación, alimento formulado y las actividades propias de un cultivo (Flores y Rendic, 2011). Se capturó y acondicionó ejemplares silvestres, los cuales desovaron espontáneamente en cautiverio (Muñoz *et al.*, 2012a) y se describió el cultivo larval hasta la deshabitación (Muñoz *et al.*, 2012b).

¹Universidad Católica del Norte.

Información biológica

Distribución geográfica: vieja mulata es un pez que habita el intermareal y submareal asociado a sustrato rocoso. Se distribuye desde el sur del Perú, hasta la región de los Ríos Chile (40° S) (Ojeda *et al.*, 2000; Vargas y Pequeño, 2004). La distribución batimétrica es hasta los 25 a 30 m de profundidad (Moreno *et al.*, 2016).

Morfología: su cuerpo es generalmente alargado, de tonalidad negruzca resaltando manchas blancas en línea (1 a 4) sobre ambos costados y en la parte posterior del cuerpo, es de cabeza grande, donde la boca se caracteriza por poseer labios gruesos; posee una aleta dorsal única estructurada con espinas en su parte anterior, que continúa con radios blandos. La dentición consta de dientes caniniformes y de placas dentarias, el tubo digestivo es simple, desprovisto de ciegos (Flores y Smith, 2010).

Se han registrado ejemplares de hasta 81 cm de Longitud total (LT) y una talla media de 52.8 cm (Olguín, 2018).

Ciclo de vida: es una especie que tiene una maduración gonadal asincrónica, es un desovante parcial dentro de un período reproductivo (Flores y Smith, 2010). En el medio natural, de acuerdo a los análisis macroscópicos y microscópicos de las gónadas, la madurez gonadal comienza en los meses de invierno, ocurriendo el desove durante la primavera principalmen-

te entre los meses de septiembre, octubre y noviembre (Flores y Smith, 2010).

La talla de madurez para hembras se estimó en 40 cm (LT) y para machos entre 42.7 cm de (LT). La edad de madurez fue estimada a los 3 - 6 años (Araya y Medina, 2006)

La fecundidad es alta, ejemplo de esto es que para una hembra de 2 kg fue de alrededor de 500 000 ovocitos y para una de 6 kg de 2 500 000, con una relación lineal respecto al peso y potencial respecto a la longitud (Smith, 2003).

Los huevos son flotantes y translúcidos, los juveniles reclutan en pozas intermareales y a medida que incrementan su tamaño, pasan al submareal.

Hábitat: habita preferentemente fondos rocosos, generalmente con rodados, que favorecen la formación de grietas y cuevas, las que son utilizadas como refugio (Mann, 1954; Hernández *et al.*, 2002; Moreno *et al.*, 2016). Batimétricamente se distribuye desde el litoral rocoso, donde se pueden encontrar juveniles en las pozas del intermareal, hasta el submareal, donde puede llegar a vivir a una profundidad máxima de entre 25 a 30 metros de profundidad (Moreno *et al.*, 2016)

Alimentación en medio natural: posee dientes caniniformes y placas dentarias, el tubo digestivo es simple, desprovisto de ciegos, lo que indica una alimentación carnívora, depredando principalmente equinodermos, crustáceos, moluscos y peces (Moreno, 1972; Fuentes, 1982; Vargas *et al.*, 1999).



Proporción de sexo: la proporción de machos y hembras es de un 45 y 55 % respectivamente, con una mayor proporción de hembras en todos los meses; sin embargo, en agosto, septiembre y octubre hay una mayor proporción de machos (Flores y Smith, 2010).

Relación talla-peso: la relación talla-peso para hembras esta dada por la relación $P_t = 0.0255 * L_t^{2.953}$, mientras que en machos es de $P_t = 0.0124 * L_t^{3.0927}$, no existiendo diferencias entre ambos sexos (Flores y Smith, 2010).

Aspectos sobre el cultivo

Los antecedentes reportados para obtención y acondicionamiento de reproductores, incubación de huevos, cultivo larval y juvenil, corresponden a los trabajos de Flores y Rendic, (2011); Muñoz *et al.*, (2012) a y b; Azocar *et al.*, (2014); Vargas, (2014).

Abastecimiento de reproductores

Es factible capturar reproductores silvestres de *Graus nigra*. Los ejemplares capturados durante la faena de extracción son acopiados en una jaula de red con marco metálico de 1x1.5x0.6 m. Finalizada esta faena, los peces capturados son trasladados hasta un lugar de desembarque accesible por tierra, donde se efectúa su traspaso a estanques de transporte de fibra de vidrio de 1 000 lt de capacidad, con agua de mar fresca, sin tratamiento y adición de aire.

Los peces son recepcionados en una unidad de recuperación consistente en un estanque de 4 m de diámetro y 15 000 lt, con flujo abierto de agua de mar. Las heridas producidas durante la captura son tratadas externamente con una solución yodada inmediatamente en la unidad de recuperación.

Transcurridas 24 h desde la recepción de los peces, se evalúa la sobrevivencia y el estado sanitario externo, seleccionándose aquellos sobrevivientes que muestran la mejor condición sanitaria. Estos peces son pesados y medidos, se les aplica un tratamiento antiparasitario con formalina al 40 % en una relación de 1:6,000, por un período de cuatro días no consecutivos. Los peces se mantienen en ayuno durante las dos primeras semanas, luego se trasladan a un segundo estanque de iguales características, dando inicio al período de aclimatación; transcurrido este plazo los peces aceptan el alimento ofrecido. La dieta, en esta etapa, consiste en alimento fresco compuesto por una mezcla de peces, moluscos, crustáceos y equinodermos frescos, entregados *ad libitum* en dos raciones diarias (8:00 y 17:00 h). Diariamente (09:00 y 16:00 h) se registran los niveles de oxígeno disuelto (mg L⁻¹) y la temperatura (°C) del agua de mar en los estanques de recuperación y aclimatación. La densidad máxima fue de 1 kg m⁻³, a una tasa de renovación de agua de mar de 0.2 veces el volumen por hora ($52.08 \pm 5.12 \text{ l min}^{-1}$).

En el proceso de aclimatación, la mortalidad es entre un 25 a 33 % de los peces recepcionados.



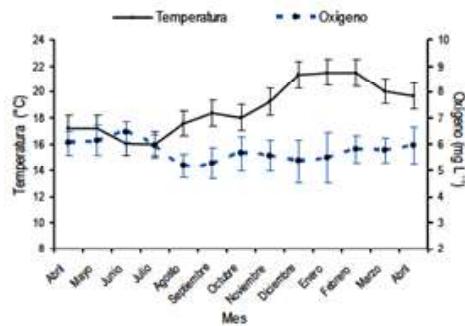
Acondicionamiento de reproductores

Los estanques de acondicionamiento (20 000 lt) están conectados a estanques cilíndricos de 1 000 lt, usados como soporte a los colectores de huevos, que en su interior tienen instalado un marco de PVC de 32 mm de diámetro de 50x50x50 cm, forrado en malla de 112 mm de abertura para retener los huevos producidos en los desoves. Diariamente se registra la temperatura, oxígeno, pH y tasa de renovación de agua. Mensualmente se realizan controles de longitud total (Lt) y peso total (Pt) del 100 % de los peces. Para anestesiar a los peces se usa benzocaína, en una dosis de 0.15 ml L⁻¹ por 3 a 5 minutos. En el primer muestreo los peces son canulados para la determinar el sexo, esto se efectúa con una cánula de silicona de 30 cm largo por 2 mm de diámetro y, posteriormente, son marcados con un Pit-tag de 1 mm de diámetro por 12 mm de largo (Pit-tag, Destron Fearing Co. Ltda.). Para el control de la temperatura se emplea un sistema de recirculación parcial (40 % de recambio de agua de mar por día) consistente en una bomba de calor de 5 HP, conectada a una red de tuberías con un filtro de arena de 0.11 m³ y un caudal de filtrado de 6.6 m³ h⁻¹ y un equipo de desinfección UV. La alimentación de los peces consiste en una dieta en base a componentes frescos (pescazo trozado, mitílidos y almejas sin concha, pulpo y jiblia trozados, jaibas sin caparazón y gónadas de erizos), entregada en dos raciones diarias (08:00 y 17:00 h), a una tasa de 2.5 % del peso corporal. La proporción sexual es de 1:1.

Es importante seleccionar peces de tallas superiores a los 2.5 kg para las hembras y de 1.3 kg para los machos. La temperatura del sistema se mantuvo entre 17.5 y 18.0 °C y el oxígeno disuelto entre 5.18 y 6.45 mg L⁻¹ (figura 2).

Figura 2

Registro mensual de temperatura y oxígeno disuelto (media ± DE), durante el periodo de acondicionamiento de reproductores salvajes de *Graus nigra*.



Fuente: Muñoz *et al.*, (2012) a.

Reproducción

A partir del quinto mes post captura, los peces comienzan a desovar en forma espontánea a temperaturas entre los 16.7 y 20 °C.

Los huevos son recolectados de forma pasiva, mediante un colector instalado en el desagüe exterior de cada estanque de reproductores. Una vez colectados, son llevados al laboratorio húmedo, donde son cuantificados e incubados en estanques de 500 lt, a densidades de hasta 1 000 huevos/l.

Los huevos son flotantes, esféricos de 1.2 ± 0.15 mm de diámetro y con una gota lipídica (figura 3), que tienen una viabilidad del 70 %.



El periodo de incubación varía dependiendo de la temperatura (11.5-14 °C), con porcentajes de eclosión entre 40-90 %. La eclosión ocurre aproximadamente a las 36 ± 0.5 h de incubación, con una eclosión promedio de 60 %.

Experiencia con distintas temperaturas (figura 4) el mayor porcentaje de huevos eclosionados ocurre entre 14 y 18 °C, con una mayor supervivencia entre 16 y 18 °C (Azocar *et al.*, 2014).

Cultivo larval

En el cultivo de larvas se utilizan estanques cilíndricos de fibra de vidrio de 750 lt de capacidad total. El tratamiento del agua de mar es similar al descrito para la fase de incubación. Los recambios parciales de agua se inician a partir del día 4 de cultivo con un 10 % del volumen total hasta un 50 % el día 30. La temperatura y el pH fueron registrados diariamente (09:00 y 13:00 h). Los estanques se mantienen con aireación constante y fotoperiodo de 16 h de luz por 8 h de oscuridad.

La temperatura de cultivo fluctúa entre 16.8 y 21.5 °C y un pH entre 7.9 y 8.0. La densidad inicial de cultivo es de 0.7 y 35 larvas l⁻¹ producto que cada batch se cultiva separadamente. La alimentación exógena se inicia con una dieta de 10 rotíferos ml⁻¹ por día, hasta el día 20 post eclosión (PE), Artemia enriquecida 20 nauplios/larva d⁻¹ hasta 70 nauplios/larva d⁻¹ desde el día 15 hasta el día 40 PE.

Figura 3

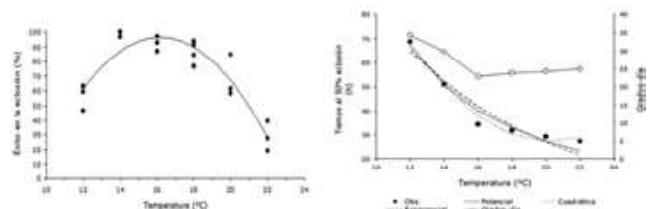
Huevos embrionados de *Graus nigra* (30 h post-desove) y larva con saco vitelino (1 día post-eclosión).



Fuente: Muñoz *et al.*, (2012) a.

Figura 4

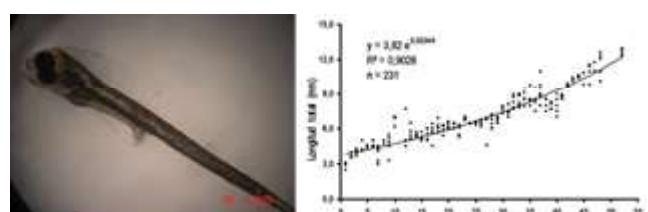
Porcentaje de eclosión para huevos de *Graus nigra* incubados a diferentes temperaturas y tiempo de eclosión.



Fuente: Azocar *et al.*, (2014).

Figura 5

Larva de *Graus nigra* (5 días post-eclosión) e incremento en longitud total (LT) en su cultivo larval.



Fuente: Muñoz *et al.*, (2012).

El cultivo se mantiene sin flujo de agua de mar, la renovación parcial de agua diaria se inicia el día 4 PE con un 10 % del volumen total de cultivo, hasta llegar a un 60 % desde el día 40 en adelante.

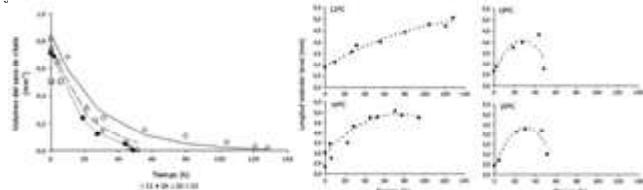
Las larvas recién eclosionadas miden 2.9 ± 0.23 mm (figura 3) y alcanza al día 50 PE los 12.6 ± 0.37 mm (figura 5). Durante la incubación y desarrollo larval se identifican tres fases: embrionaria, desde fecundación hasta eclosión; larva con saco vitelino desde eclosión hasta absorber completamente el vitelo; y fase larval, desde la absorción del vitelo hasta el estado de juvenil, que corresponde cuando las larvas adquieren la forma típica de un pez adulto.

La sobrevivencia larval en cinco bath muestran hasta los 45 días PE, una marcada mortalidad entre el día 1 y 20 PE con un 76.8 %; al día 30 PE la sobrevivencia promedio alcanzó a 12.1 % y al día 45 PE un 1.6 %.

Experiencias efectuadas a distintas temperaturas (figura 6) muestra que el agotamiento del vitelo ocurre a las 128.3 h a 12 °C, 48.6 h a 18 °C y 51.2 h a 20 °C, detectándose una reducción significativa en el tamaño de las larvas después de 28-30 h PE a 18 °C y 20 °C (Azocar *et al.*, 2014).

Figura 6

Volumen del saco vitelino y longitud larval de *Graus nigra*, en función del tiempo bajo diferentes temperaturas.



Fuente: Azocar *et al.*, (2014).

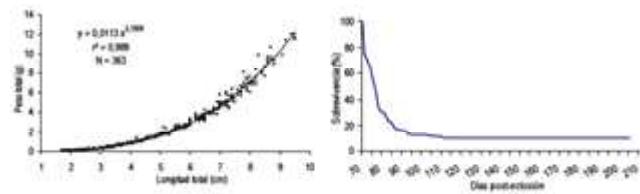
Cultivo juveniles

A los 70 días PE el Pt promedio es de 0.12 ± 0.04 g de y de 2.08 ± 0.23 cm de LT. Entre los 70 y 205 días PE el cultivo se realiza a una temperatura promedio de 19 °C, oxígeno disuelto superior a los 5 mg L⁻¹ y un pH de 7.7. Se utiliza alimento comercial (Biomar) de calibres de 400, 600, 800 y 1 000 ìm, con 47 a 50 % de proteína cruda y 16 a 20 % de lípidos, entregado a saciedad.

La supervivencia al día 205 PE es de un 10 %, con una LT de 82 mm y un Pt 8 g (figura 7 y 8).

Figura 7

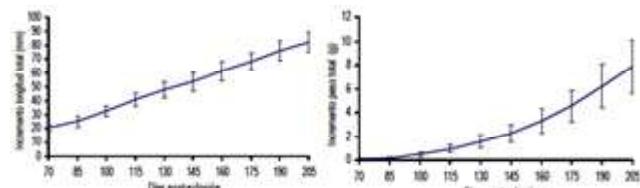
Sobrevivencia de juveniles de *Graus nigra* entre los 70 y 205 días post-eclosión (PE) y relación Lt/Pt.



Fuente: Muñoz *et al.*, 2012 b.

Figura 8

Incremento en longitud total (Lt) y peso total (Pt) de juveniles de *Graus nigra* entre los 70 y 205 días post eclosión (PE).



Nota: Las barras corresponden a la desviación estándar.

Fuente: Muñoz *et al.*, (2012) b.

Cultivo – preengorde

Biotecnología: incompleta. Hay experiencias con juveniles silvestres.

Experiencia de crecimiento por 196 días en grupos de juveniles silvestres, de LT entre 55 a 90 mm y PT de 3 a 16 g.

La supervivencia es superior al 80 %. El crecimiento en LT muestra un incremento promedio del 93.3 % para los juveniles grandes (71 a 90 mm LT inicial) y de 125 % para los pequeños (55 a 63 mm LT inicial).

El crecimiento en PT muestra un incremento promedio de 434 % para los peces grandes (8 a 16 g PT inicial) y de 707 % para los pequeños (3 a 6.5 g PT inicial).

Desafíos futuros

Los resultados obtenidos durante estos estudio, han permitido confirmar que este recurso Vieja mulata, presenta características favorables para su cultivo, como ser: reproductores con desoves espontáneos en cautiverio, los juveniles soportan sin problema la manipulación, aceptan alimento formulado y su crecimiento es aceptable para no tener planes de mejoramiento genético. Los principales desafíos futuros apuntan a:

1. Constituir un grupo de reproductores permanente.
2. Profundizar en aspecto fisiológicos de la especie en cautiverio, con el fin de poder optimizar los procesos productivos.
3. Efectuar experiencias de crecimiento a talla comercial y desarrollo de dietas específicas que potencien el crecimiento y su sistema inmunológico.

Una de los principales desafíos para el cultivo de esta especie, es la implementación de un proyecto de desarrollo social, para repoblar áreas deprimidas, permitiendo mantener y administrar un recurso que dé sustento a los pescadores artesanales, especialmente cuando se ha demostrado que hay signos de agotamiento de este recurso, en términos de abundancia y tamaño (Godoy *et al.*, 2010; Araya *et al.*, 2015 y 2018).



1.8. *Lutjanus guttatus* (pargo lunarejo) Costa Rica



Jonathan Chacón^{1,2}

Figura 1

Distribución geográfica de *Lutjanus guttatus*.



Fuente: Froese & Pauly (2022), <https://www.aquamaps.org>.

Generalidades

Nombre común: a) español: pargo manchado, lunarejo, flamenco; b) inglés: spotted rose snapper.

Nombre científico: *Lutjanus guttatus*

¹ Programa de Acuicultura y Biotecnología Marina, Parque Marino del Pacífico; ² Programa Parque Marino del Pacífico, Universidad Nacional de Costa Rica.

Nivel de dominio de biotecnología: avanzada y en fase de producción industrial en algunos países, en otros incipiente o en proceso de desarrollo.

Origen: Costa Pacífica de América Latina, desde el Golfo de California hasta Perú (Fig. 1).

Países que investigan y/o desarrollan cultivos comerciales: Costa Rica, México, Nicaragua, El Salvador, Panamá, Colombia.

Estatus del cultivo: cultivo industrial intensivo en jaulas flotantes marinas y cultivo de pequeña escala, en algunos casos con turismo como actividad complementaria.

Mercado: se exporta especialmente a los Estados Unidos entero con pesos cercanos a la libra o en filete mariposa (filete de pez entero). Un porcentaje menor se coloca en mercados locales (intermediarios, turismo, hoteles).



Limitantes – técnico biológico de la actividad: carencia o altos costos de alimento especie específico, crecimiento relativamente lento y dificultad para la producción de juveniles en algunos países.

Antecedentes de la actividad acuícola

El *Lutjanus guttatus*, es una especie con mercado local y de exportación especialmente a los Estados Unidos. Su color, sabor, y textura lo distinguen y lo han convertido en una especie objetivo del sector pesquero artesanal, atributos que lo convierten en un recurso de importante valor socioeconómico en varios países de América Latina. Características que impulsaron el interés de desarrollar su acuicultura.

Los primeros estudios se registran con formalidad en la década de los noventa, sin embargo, es hasta mediados de la década del 2000 que se presentaron las primeras producciones masivas de juveniles y se implementaron los primeros proyectos comerciales de cultivo en jaulas flotantes.

México reporta la mayor cantidad de investigaciones científicas, Costa Rica el mayor avance industrial de la producción y otros países como Panamá, Colombia, Nicaragua y el Salvador, registran esfuerzos para consolidar el escalamiento productivo para el cultivo larval y engorde de *L. guttatus*.

En México se ha desarrollado un gran volumen de investigaciones orientadas a diferentes aspectos biotecnológicos y zootécnicos (reproducción, nutrición, cultivo larval, entre otras) que fueron evolucionando hasta

conducir a la implementación de proyectos piloto de engorde en jaulas flotantes, muchas de estas investigaciones han sido lideradas por el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo de Mazatlán (CIAD) (Abdo *et al.*, 2015; Alvarez *et al.*, 2012; García, 2009; Ibarra y Duncan, 2007).

En Costa Rica, la estrategia se basó en un desarrollo tecnológico práctico y aplicado en el sector social costero e integración del sector industrial, estrategia que dinamizó la actividad. La implementación del Laboratorio de Acuicultura y Biotecnología Marina del Parque Marino del Pacífico permitió rápidamente pasar de la investigación científica inicial y descriptiva, a cerrar el ciclo productivo, establecer una base tecnológica y por ende lograr el escalamiento de la producción de juveniles en el 2005, resultados que motivaron en el 2006 la implementación y desarrollo de la primera granja de cultivo comercial de pequeña escala, manejada por pescadores artesanales (Chacón-Guzmán, 2010; Herrera Ulloa, *et al.*, 2009, 2010). Posterior a este proyecto se mejoró la producción de juveniles (Chacón-Guzmán, *et al.*, 2021) y se realizaron tres granjas más, que permitieron recabar información técnica y financiera para consolidar en el 2018 un modelo rentable en pequeña escala. Bajo este modelo en 2020 se aprobó la implementación de nuevas granjas de cultivo en C.R. a partir del 2022.

Gracias al efecto demostrativo de la primera producción de juveniles e implementación de la granja de cultivo de pequeña escala en C.R. en 2006, se atrajo el interés de la empresa privada, quienes establecieron



convenios de cooperación con el Parque Marino del Pacífico para la transferencia tecnológica y producción de juveniles en 2008. La empresa privada hoy Industrias MARTEC S.A. logró las primeras producciones comerciales en 2009 y en consecuencia las primeras exportaciones de pargo de cultivo a los Estados Unidos. Posteriormente construyó su propio hatchery de producción y concesionó un área de 15 km² en la Costa Pacífica donde ubicó la primera granja de carácter industrial de esta especie en mundo. Para el 2021 la empresa produjo 6,5 millones de juveniles en la hatchery, 1 000 ton de cosecha. Se espera que la producción ascienda en los próximos años a 5 000 ton.

En Panamá, en el Laboratorio Los Achotines, se registraron avances en la reproducción natural, cultivo larval y pruebas de cultivo en jaulas desde 1995, siendo uno de los primeros centros en investigar y lograr desoves naturales de la especie (Cano, 2003). Sin embargo, a través de los años no se han registrado cultivos comerciales de la especie, aunque desde el 2012 se ha divulgado el interés para la reactivación de investigaciones y potenciar el cultivo en el mar con empresas privadas y grupos de pescadores.

En Colombia, CENIACUA y la compañía camaronera C.I. Balboa S.A. realizaron investigaciones, para validar el potencial del *L. guttatus* como especie para la diversificación de la maricultura en el Pacífico colombiano. Se reportaron investigaciones sobre inducciones con hormonas y cultivos larvales (Sierra, 2007). Desde el 2002, en un trabajo conjunto entre la Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca (AUNAP) y

la Universidad del Pacífico colombiano, se desarrollaron esfuerzos en reproducción, cultivo larval y engorde de la especie. Estas instituciones han logrado producir juveniles y realizaron estudios piloto de cultivo con diferentes dietas (Gil y Sinisterra, 2010; Angulo, 2018).

En Nicaragua se registra cultivos artesanales en esteros, implementados por pescadores artesanales con juveniles capturados en el medio ambiente. La Universidad de León, realiza investigaciones para escalar la producción en laboratorio para abastecer las granjas.

En El Salvador, con el apoyo del gobierno de la República de China Taiwán se realizaron investigaciones para el cultivo en estanques en tierra, sin embargo, no se encontraron registros de avances o resultados de escalamiento productivo de *L. guttatus* en este país.

Los antecedentes muestran que *L. guttatus* es una especie con interés regional para implementar su acuicultura, sin embargo, la heterogeneidad en las metodologías de desarrollo tecnológico, fundamentadas especialmente en la capacidad financiera y diferentes objetivos de investigación y desarrollo en cada país hacen que solamente algunos de ellos muestren una industria en proceso de consolidación.

Información biológica

Distribución geográfica: se distribuye en la costa pacífica desde el Golfo de California, México hasta Perú y en la Isla del Coco, Galápagos y Malpelo (Fig. 1).



Morfología: es un pez fusiforme, no presenta dimorfismo sexual evidente, aunque en estado de madurez la hembra muestra abultamiento evidente del poro genital. La determinación sexual se realiza por medio de la toma de muestras ováricas, canulación en hembras y masaje abdominal en machos. Se distingue por poseer una mancha oscura en el dorso bajo la zona posterior de la aleta dorsal. Las aletas caudales, dorsal y pectorales son rojas, la anal y pélvica de un color amarillo-dorado, su vientre es blanco y amarillo y el dorso superior con diferentes tonos de color rojo. Puede llegar a tallas cercanas a los 75 cm, sin embargo, es común su captura entre 20 y 35 cm.

Ciclo de vida: es una especie asincrónica con desoves parciales. En su medio natural, la relación sexual macho hembra tiende a ser 1:1, su talla mínima de primera madurez se da aproximadamente a los 30 cm LT, se puede reproducir durante todo el año, con máximos reproductivos entre marzo y abril y setiembre y octubre en dependencia de la variabilidad climática anual según cada región o país. Desova con mayor frecuencia en zonas arenosas, litorales rocosos y arrecifes de coral. Los huevos y larvas son llevados por las corrientes hacia las zonas costeras, donde encuentran refugio y alimento para su crecimiento, especialmente en golfos, bahías y estuarios. Los juveniles migran a zonas más profundas poco a poco hasta que alcanzan su edad adulta, donde nuevamente inicia el ciclo reproductivo.

Hábitat: se ubican en diferentes hábitats según su ciclo

de vida, los adultos suelen frecuentar aguas claras con fondos arenosos y rocosos con profundidades entre 10 y 50 m. Los juveniles frecuentan aguas costeras con profundidades entre 1 y 20 m. La fase larval se desarrolla especialmente en bajas profundidades de zonas estuarinas con alta productividad primaria y refugio.

Alimentación en medio natural: *L. guttatus* es un depredador carnívoro que varía su preferencia alimenticia de crustáceos, especialmente camarones cuando son juveniles a un mayor porcentaje de peces en su edad adulta. Los porcentajes de cada grupo y especies consumidas dependerán de la zona geográfica donde se encuentren.

Producción de juveniles en cautiverio

Reproducción: *L. guttatus* puede reproducirse en cautiverio por inducción con hormonas o idealmente de forma natural y espontánea. Los reproductores pueden ser obtenidos por captura en el mar utilizando diferentes artes de pesca o de las granjas de cultivo. Son trasladados al laboratorio donde se tratan preventivamente con agua dulce, formalina, peróxido de hidrógeno; se marcan y se ubican en tanques circulares de fibra de vidrio con sistemas de recirculación en áreas libres de ruido y luz tenue, donde conforman familias reproductivas con relaciones sexuales entre 1:1 y 2:1 machos por hembra y densidades preferiblemente no mayores a 2 kg/m³. La alimentación se sustenta en mariscos frescos congelados como peces, camarón y



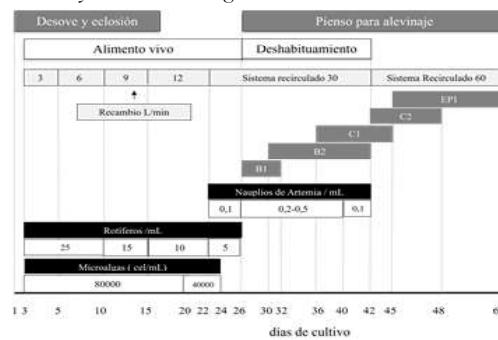
calamar combinados con suplementos vitamínicos y minerales, así como, potenciadores reproductivos de varias marcas comerciales. La reproducción natural en cautiverio es similar a la obtenida en el medio ambiente, dos picos anuales, aunque pueden desovar todo el año. La reproducción es limitada con la disminución de la temperatura ($<26^{\circ}\text{C}$). La cantidad de huevos por desove varía dependiendo de la cantidad de reproductores por tanque y de las hembras que desoven. En el PMP el rango normal de desove es de 120 a 450 mil huevos por tanque con un promedio de 8 reproductores (4 hembras y 4 machos), en picos reproductivos cada familia puede desovar en promedio hasta 3.14 veces por semana. Los huevos son desinfectados generalmente con formaldehído 37 % (0.5-1 ml/20 L). Son contados e incubados en tanques cónicos hasta su eclosión entre 17 y 20 horas luego del desove con temperaturas entre 27 y 30 °C.

Cultivo larval y alevinaje: la siembra se realiza por gravedad desde el tanque incubador. La densidad (30 y 60 larvas/litro) es adecuada para la producción, aunque depende de las condiciones del agua, bioseguridad y manejo. La alimentación exógena inicia entre las 60 y 70 horas después del desove en temperaturas entre 27 y 30 °C. Se alimentan con rotíferos *Brachionus plicatilis* o *rotundiformis* (10 y 30 /mL) y microlgas *Isochrysis galbana* y *Nanochloropsis sp*, alimentación que se mantiene hasta que la larva adquiere la capacidad de consumir nauplios de artemia y alimento balanceado, momento en que inicia el periodo de deshabitamiento alimenticio. Las larvas

presentan un desarrollo digestivo apto para el inicio del consumo de alimento inerte cerca de los 22 días de vida.

Figura 2

Alimentación y recambio de agua.



Fuente: Chacón-Guzmán *et al.*, 2021.

Los rotíferos y artemia son enriquecidos con una combinación de productos comerciales con altas concentraciones de omega-3 DHA (22:6 n3), EPA (20:3 n-3), DPA (22:5 n-6), astaxantina y ácido araquidónico. Los piensos balanceados presentan altos porcentajes de proteína y se ofrecen en varios calibres según la talla del pez. Una de las marcas comerciales con mejores resultados ofrece calibres y porcentajes de proteína de B1: d”360 μm - 53 % proteína, B2: 360-650 μm - 53 % proteína, C1: 580-840 μm - 53 % proteína, C2: 840-1410 μm - 53 % proteína y EP1: 1,5 mm - 51 % proteína.

El canibalismo es uno de principales problemas y debe ser controlado a partir de la segunda semana de cultivo. Una continua y adecuada densidad de presas de alimento vivo y la separación de la “cabeza” larvas de mayor tamaño, evita un mayor porcentaje de mortalidad por esta causa.

En la eclosión las larvas miden entre 2,1 y 2,7 mm de longitud total (LT) y luego de 60 días de cultivo en laboratorio pueden llegar a medir entre 5 y 10 cm y pesar entre 1 y 5 gramos, dependiendo de varios factores durante el manejo.

La supervivencia varía de un centro a otro. En la industria privada se reportan supervivencias mayores al 20 %, mientras que en centros de investigación los mejores resultados obtenidos se encuentran entre el 10 y 14 %. La constancia productiva es una de las principales limitantes atribuida, entre otros factores, a problemas de inadecuada nutrición y bioseguridad y la mala calidad del agua. Las variables fisicoquímicas deben controlarse de acuerdo a la etapa de crecimiento (Fig. 3).

Los juveniles se cosechan entre los 50 y 60 días de cultivo para ser enviados a las granjas o se mantienen en raceways hasta 10 g. Se seleccionan muestras al azar para monitorear la variabilidad de tallas y deformidades observables. En esta especie según datos de producción del PMP el porcentaje de deformidad observable oscila entre el 6 % y 8 %, la deformidad dominante corresponde a irregularidades o falta de opérculo.

Cultivo

Se realiza en jaulas flotantes (granjas marinas) con diversas metodologías, tecnología y recintos dependiendo de la escala de producción.

En pequeña y mediana escala se cultivan en aguas someras, protegidas de vientos y oleaje fuerte, con corrientes moderadas a profundidades entre 10 y 30 metros a gran escala se cultiva a varias millas de la costa con profundidades mayores a 30 m y salinidad >20 g/L, lejos de bocas de ríos que puedan causar fluctuaciones extremas en épocas de lluvia intensa o contaminación antrópica. En pequeña escala se emplean jaulas de madera, bambú y fibra de vidrio, con flotadores de recipientes plásticos de poliuretano o de fibra de vidrio; las de madera y fibra cuentan con andamios para caminar y trabajar sobre ellas. Las redes son de nylon con o sin nudos, la precría inicia con luz de malla de 1/2", al mes pasa a 1" y puede finalizar en 1^{3/4}". Las redes forman recintos generalmente de cinco metros de largo por cinco de ancho y cinco de profundidad (125 m³). Los anclajes se fabrican con estaciones metálicos llenos de roca, concreto y varilla, sujetos a las jaulas con cable de 3/4" a

Días Posterior a la Eclosión	1 - 2	3 - 5	6 - 12	13 - 24	24 - 40	40 - 60
Temperatura del agua (°C)	26 - 27	26 - 28	26 - 28	26 - 28	26 - 29	26 - 30
Salinidad %	25 - 30	25 - 30	25 - 30	25 - 30	25 - 35	25 - 35
NH4+/NH3 (mg L ⁻¹)	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5	<0.5
pH	8 - 8,5	8 - 8,5	8 - 8,5	8 - 8,5	8 - 8,5	8 - 8,5
Oxígeno Disuelto (mg L ⁻¹)	6,5 - 8,0	6,5 - 8,0	6,0 - 8,0	6,0 - 8,0	6,0 - 8,0	6,0 - 8,0

Figura 3
Variables fisicoquímicas recomendadas.



1" dependiendo de la corriente imperante en el sitio de cultivo. En gran escala se emplea especialmente jaulas prefabricadas de polietileno de alta densidad, HDPE por sus siglas en inglés, sujetas a una grilla fijada al fondo con bloques de concreto, anclas o ambas dependiendo del tipo de fondo. Estas jaulas presentan diámetros de 15-25 m, entre otros y profundidades de 15 metros. La alimentación es asistida con sopladores de aire y mangueras. En Costa Rica existen dos empresas productoras de alimento específico para esta especie. Los porcentajes de proteína y lípidos rondan el 50 % y 12 % respectivamente.

Flujo de agua promedio para el cultivo: dado que el cultivo es en el mar, el recambio óptimo dependerá de varios factores, la corriente y amplitud de la marea, la densidad de cultivo, la ubicación y distancia de las jaulas respecto a las otras, el tipo de red, la apertura de la malla, el cambio y frecuencia de limpieza de las redes, entre otros aspectos. Se espera como mínimo recambios por hora superiores a 10 veces el volumen total de la jaula.

Densidad de siembra: dependerá de la capacidad de carga del sitio y los factores ambientales en el área de cultivo, la intensidad o escala del cultivo y la talla del pez a sembrar; entre otros factores. En Costa Rica se siembran peces entre 1 y 5 gramos, aproximadamente 200 juveniles por metro cubico, posteriormente se van repartiendo (raleo) a otras jaulas aprovechando la

oportunidad para hacer un conteo y separación por talla manualmente o por medio de separadores y contadores. Se han obtenido buenos resultados con densidades de 17 kg./m³ en gran escala y 10 kg/m³ en pequeña escala.

Crecimiento: en un periodo de 12 meses se pueden registrar pesos finales de 1 libra, con ganancias diarias cercanas a 1.3 g/día⁻¹, tasa específica de crecimiento (TEC) o (SGR según sus siglas en inglés) de 1.5 %/día⁻¹, ingesta diaria media de alimento cercana a 3.4 g/pez/día⁻¹, una eficiencia alimenticia (FE) aproximada al 0.4 y una tasa de conversión alimenticia tendiente a 2.5.

Porcentaje de supervivencia: en pequeña escala sobrevive entre el 60 – 80 %, en gran escala el porcentaje puede ser mayor al 90 % aunque aún se reporta alta variabilidad de resultados.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: el periodo de cultivo en pequeña escala se da en entre 11 y 13 meses mientras que en gran escala puede disminuir entre 10 y 12 meses. La implementación de mejora genética y dietas optimizadas son estrategias necesarias en esta especie para disminuir el tiempo de cultivo en las jaulas flotantes en función de la talla de cosecha.

Peso promedio de cosecha: en escala industrial se usa idealmente por arriba de los 450 g (1 libra). En pequeña escala tamaño plato desde 300 g o más.



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: cómo en otras especies en cultivo *L. guttatus* es susceptible a la infestación de parásitos y oportunismo de bacterias, virus y hongos. La bioseguridad es relevante para mantener la salud de los peces. Existen organismos que han afectado la salud de los pargos en las diferentes etapas del cultivo, entre ellos se debe tener especial cuidado con:

Parásitos	Fase de Cultivo
<i>Cryptocaryon irritans</i>	Laboratorio
<i>Amyloodinium ocellatum</i>	Laboratorio
<i>Haliotrema sp</i>	Laboratorio
<i>Brooklynella hostilis</i>	Granja

Bacterias	Fase de Cultivo
<i>Streptococcus iniae</i>	Granja

Buenas prácticas de manejo: las enfermedades en los peces por lo general no son causadas por un solo factor, sino por varios. La aplicación de un sistema de análisis de peligros y de puntos críticos de control se considera necesario para definir los riesgos y prevenirlos.

Buenas prácticas de manejo laboratorio - granja

- Tratamiento preventivo y cuarentena: peces de nuevo ingreso.
- Densidades adecuadas según capacidades del cultivo.
- Tanques-jaulas libres de alimento, peces muertos y biofouling.

- Plan de bioseguridad (manejo, ingreso, limpieza, etc.).
- Plan de manejo de desechos biológicos.
- Plan de manejo de químicos y antibióticos .
- Evitar o hacer uso correcto de los antibióticos.
- Aplicar el alimento adecuado en términos nutricionales.
- Almacenar adecuadamente los alimentos.
- Alimentar con lo necesario para salud y adecuado crecimiento.
- Definir y aplicar un cronograma de tratamiento preventivos.
- Evitar el canibalismo excesivo.
- Disminuir la disparidad de tallas en cultivo.
- Mantener la calidad del agua en los estándares requeridos.
- Lavar adecuadamente el alimento vivo antes de aplicarlo.
- Evitar la contaminación cruzada entre tanques y jaulas.
- Determinar las posibles causas de la muerte de los peces.

Impacto ambiental

La producción de juveniles y engorde de esta especie debe darse en un contexto de desarrollo sostenible. Los principales aspectos por considerar en términos de sustentabilidad ambiental son:



Sustentabilidad ambiental de la actividad

- a. Evitar la consanguinidad en el manejo de reproductores.
- b. Evitar la fuga de peces al medio ambiente
- c. Evitar el vertido de químicos y antibióticos al medio ambiente.
- d. Sustituir los antibióticos por otros antibacterianos.
- e. Disminuir el uso harinas animales de origen marino.
- f. Implementar el uso de vacunas.
- g. Implementar la capa de zonificación espacial de acuicultura.
- h. Ubicar las grandes empresas a varias millas de la costa y áreas protegidas.
- i. Definir las distancias mínimas entre granjas según capacidad de carga de los ecosistemas y nivel de producción.
- j. Definir y monitorear los planes de gestión ambiental (seguimiento).
- k. Aplicar eficientemente las regencias ambientales.

Mercado

Presentación del producto: local: entero, eviscerado, fresco o congelado. Exportación: entero, eviscerado, empacado, congelado, además incluye presentación congelado y empacado de filete estilo mariposa.

Precios del producto (\$USD): los precios varían localmente entre 3.5 USD a 7.0 USD por kilogramo, en

Estado Unidos entero se comercializa alrededor de los 12.0 USD a 15.0 USD por kilogramo.

Talla promedio de presentación: 300 a 500 g.

Puntos de venta: según la escala se comercializa a pie de granja, centros turísticos, hoteles, otros mercados locales, y regionales, exportación.

Información y trámites en Costa Rica

- a. Transferencia Tecnológica:
Parque Marino del Pacífico (PMP)
www.parquemarino.org.
Universidad Nacional - www.biologia.una.ac.cr.
- b. Aval Técnico
Instituto Costarricense de Pesca y Acuicultura (INCOPESCA)
www.incopesca.go.cr
Marco Jurídico
<https://www.incopesca.go.cr/publicaciones/leyes.html>
- c. Concesión de Agua
Dirección de aguas del Ministerio de Ambiente y Energía (MINAE)
www.da.go.cr
Marco Jurídico
<http://www.da.go.cr/marco-juridico-y-legal/>
- d. Viabilidad ambiental



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Secretaría Técnica Nacional Ambiental

www.setena.go.cr

Marco Jurídico

<https://www.setena.go.cr/marco-juridico/>

e. Certificación Veterinaria de Operación

Servicio Nacional de Salud Animal

www.senasa.go.cr

Marco Jurídico

<https://www.senasa.go.cr/informacion/legislacion-y-normativa/leyes>

Investigación y biotecnología

Genética: desarrollar un programa de seguimiento y mejoramiento genético.

Nutrición: obtener suplementos alimenticios y enriquecedores especie específicos para el *L. guttatus*, así como, disminuir el costo del alimento por medio de la sustitución de harinas de pescado.

Sanidad: definir vacunas para los principales patógenos, definir estrategias de detección temprana y mejorar las prácticas de bioseguridad preventiva en los centros de producción.



1.9. *Pagrus pagrus* (besugo) Argentina



Suárez J.¹, Vega A. ¹, Ricci E. ¹ y Hirt-Chabbert, J. ^{1,2}.

Figura 1

Mapa de distribución para *Pagrus*.



Fuente:<https://fishbase.mnhn.fr/summary/Pagrus-pagrus.html>

Generalidades

Nombre común: besugo, pargo, red porgy, sea bream, bocinegro.

Nombre científico: *Pagrus pagrus* (Linné, 1758).

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

Figura 2

Reproductores de *Pagrus pagrus* (Gabinete BIOEX-INIDEP).



Origen: esta especie posee una amplia distribución sobre las costas del Mar Mediterráneo, y el Océano Atlántico. En Argentina, el Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP) cuenta con un stock de reproductores salvajes capturados en las costas de Mar del Plata (Provincia de Buenos Aires, Argentina - Latitud: 38° S), y también con ejemplares F1. El stock actual de reproductores de besugo del INIDEP fue conformado a fines del 2012 con ejemplares jóvenes de cautiverio y adultos salvajes, pero los primeros stocks datan de la década del 90.

¹ Instituto Nacional de Investigaciones y Desarrollo Pesquero (INIDEP), Paseo Victoria Ocampo N° 1, Playa Grande, Mar del Plata 7600, Argentina. ² CONICET - Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas - Argentina.



Estatus del cultivo: ciclo cerrado a nivel laboratorio en el INIDEP. Se debe avanzar a la etapa piloto-comercial.

Mercado: en Argentina, no existe venta comercial de besugo de cultivo. Si existe un mercado local, regional e internacional para ejemplares de la pesca.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: faltan estudios relacionados con la etapa de engorda (módulos de cultivo adecuados, estudios nutricionales, densidades de siembra, temperaturas óptimas, calidad del producto acuícola). Promocionar el cultivo de esta especie, y estudios de mejoramiento genético.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo del besugo (*Pagrus pagrus*) ha recibido considerable atención como especie candidata para diversificar la acuicultura de especies marinas, debido a su buena aceptación y a su buena adaptabilidad a las condiciones de cultivo intensivo. Actualmente, existen dos Espáridos similares al besugo de gran importancia comercial en la industria acuícola de Europa y Asia: *Sparus aurata* (Gilthead seabream, dorada) y *Pagrus auratus* (Silver seabream, snapper) respectivamente.

Motivado por la ausencia de cultivos marinos en Argentina, el INIDEP inició investigaciones en piscicultura marina en 1994, entre las especies investigadas se eligió el besugo por su potencial. Hasta la fecha, se ha logrado establecer el control de la reproducción en cautiverio, la larvicultura y se han realizado

algunas pruebas de laboratorio a nivel engorda. Sin embargo, es necesario profundizar las investigaciones en la etapa de engorda piloto-comercial, y en los estudios de factibilidad económica para el cultivo comercial de esta especie.

Es importante mencionar que la actividad acuícola de especies marinas en Argentina se centra únicamente en investigación sin registrarse hasta el momento emprendimientos comerciales. Se ha debatido largamente en Argentina sobre las causas de la falta de desarrollo de la acuicultura, y en especial de la maricultura. Se han detectado varias motivos, como por ejemplo: la preferencia por los productos cárnicos en desmedro de los productos de origen marino, la falta de apoyos e incentivos por parte del Estado, la inexistencia de un marco regulatorio para la actividad, los elevados costos productivos del país.

Información biológica

Distribución geográfica: el besugo es un espárido demersal (Familia Sparidae) con una amplia distribución sobre las costas del Mediterráneo, las costas orientales del Océano Atlántico (desde las islas Británicas a Angola), y las costas occidentales del Océano Atlántico (desde Carolina del Norte a Argentina) (Manooch, 1976). En Argentina, el besugo se distribuye de los 35° S (el extremo norte de la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguaya) hasta los 43° S (el Golfo San Matías, San José y Nuevo) (Cousseau y Perrota, 2013).



Morfología: caracteres morfológicos de la especie fueron tomados de Cousseau y Perrota (2013). Cuerpo oblongo, comprimido, perfil dorsal más convexo que el ventral. La cabeza está comprendida tres veces en el largo estándar, con el perfil dorsal fuertemente convexo. Hocico corto, boca terminal, el extremo posterior sobrepasa el nivel del borde anterior del ojo. La dentición de la especie es particular, igual en ambas mandíbulas: dos pares de caninos adelante, seguidos de dientes más romos y por molariformes hacia atrás en dos hileras principales. El opérculo presenta una espina blanda. Una sola aleta dorsal formada por 12 espinas y 8 a 11 radios blandos. Caudal furcada. Anal pequeña, precedida por 3 espinas. Pectorales grandes, sobrepasan en largo el inicio de la anal. La ventral se inicia por debajo de las pectorales y son más cortas que estas. Coloración rosada uniforme, con pequeñas manchas azules, esta tonalidad se acentúa en la cabeza. Aleta de color amarillo rosado uniforme. Talla máxima observada es de 54 cm. Peces longevos. La edad máxima observada es de 16 años.

Ciclo de vida: la época reproductiva en aguas costeras de Argentina y Uruguay ocurre entre octubre y enero, con un pico de desove principal en diciembre. La mayoría de los juveniles presentan hermafroditismo. A partir del 5^{to} año de vida se alcanza una proporción balanceada de individuos machos y hembras, y desaparece el hermafroditismo. La estimación de la talla de primera madurez para ambos sexos es de alrededor de 24 cm LT, y presenta una edad de primera madurez

baja entre 1 y 2 años), desoves parciales casi diarios pero en un período de tiempo acotado (Militelli *et al.*, 2017). El estadio embrionario del besugo se destaca por su rápido desarrollo, asociado a temperaturas de agua donde se encuentra, normalmente entre 16 y 20 °C. Los huevos de besugo son pelágicos, de forma esférica, con un diámetro de entre 810 y 930 µm y una sola gota oleosa de 176 a 194 µm de diámetro. Son ligeramente amarillentos y transparentes. La larva comienza a alimentarse en forma exógena a los 2.5 días de la eclosión del huevo (Aristizabal *et al.*, 1997; Aristizabal *et al.*, 2009 y Suárez et al, 2018).

Hábitat: habita fondos duros entre 10 y 50 m de profundidad, y es capturado por nasas-trampa o principalmente red de arrastre (Cousseau y Perrota, 2013; Lagos *et al.*, 2015), alcanzando el 90 - 95 % de las capturas de esta especie mediante esta última modalidad (S. García com. pers., 2018). El besugo integra la pesquería demersal costera multiespecífica-multiflota del Ecosistema Costero Bonaerense (ECB) (Lagos, 2010).

Alimentación en medio natural: se alimenta con invertebrados bentónicos, y peces distribuidos en toda la columna de agua (Cotrina, 1989). Entre los invertebrados se destacan: crustáceos, poliquetos, equinodermos. En cuanto a peces, se observa una mayor incidencia de peces pelágicos (anchiota, surel, cornalito), pero también los hay demersales (pescadilla, castañeta) y bentónicos (cocherito, pez palo, trilla, lenguita) (Capitoli y Haimovici, 1993; Cousseau y Perrota, 2013).



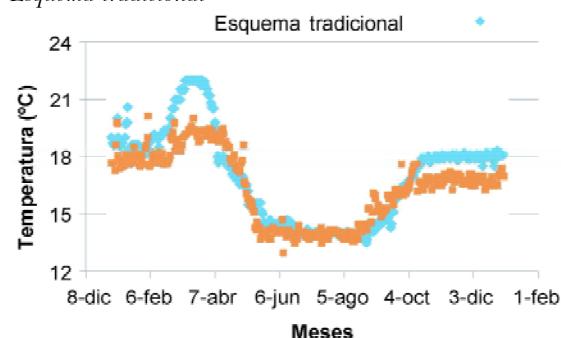
Reproducción y cultivo larvario

Manejo de los reproductores

El stock actual de reproductores de besugo del INIDEP fue conformado a fines del 2012 con un total de 30 ejemplares jóvenes de cautiverio y adultos salvajes. Relación macho:hembra, 1.27:1 (Suárez *et al.*, 2016a). Los desoves se obtienen naturalmente a través de un manejo fototérmico (sin el uso de hormonas) durante un periodo reproductivo de 6 meses (de agosto a enero). El principal factor disparador de la maduración gonadal y el inicio del periodo reproductivo en el besugo es el fotoperiodo y no la temperatura. El promedio de las temporadas reproductivas a partir de los primeros desoves (2013-2014) con el nuevo stock registran: número de desoves 130 ± 30 , total de huevos 25 millones, % de huevos fecundados 80 ± 5 (Suárez *et al.*, 2016a).

Para la maduración y reproducción del stock de reproductores de besugo se sigue el esquema térmico tradicional propuesto por Aristizabal (2003) con nuevas adaptaciones (Suárez *et al.*, 2018) y fotoperiodo natural con intensidad lumínica media (100 lux). Las modificaciones del esquema térmico tradicional consisten específicamente en aumentar la temperatura 0.4 °C semanalmente los meses de agosto y septiembre, alcanzando los 17 °C y manteniéndolo hasta el mes de febrero. Luego se realiza un pico de 3.0 °C durante el mes de marzo para sincronizar los reproductores para la próxima temporada.

Figura 3
Esquema tradicional



Para estimar la biomasa del tanque y determinar la relación de sexos del stock de reproductores, se debe realizar un muestreo de los individuos antes de finalizar la temporada reproductiva (no hay dimorfismo sexual), registrándose los datos de largo total (cm), largo estándar (cm), peso total (g) y sexo. El estadio de maduración gonadal se determina empleando las técnicas de canulación y/o masaje abdominal. Se reduce el nivel de agua del tanque reproductor en un 90 % para facilitar la captura y minimizar las lesiones por golpes entre los ejemplares. Dentro del mismo, se ubica un tanque de 100 lt con solución de benzocaína (75 ppm) como anestésico. Cada ejemplar es identificado para su seguimiento con dispositivos electrónicos Marca Biomark en la zona antero dorsal del cuerpo.

Cultivo larvario

La metodología de cultivo larvario utilizada en Argentina se describe en Aristizabal y Suárez (2006) basándose en la técnica de *co-feeding* al día 20 post-eclosión.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Debido a limitantes en infraestructura de sistemas cerrados de recirculación (RAS, por sus siglas en inglés) y en la disponibilidad de alimento balanceado, la engorda de esta especie en Argentina solo se realizó a nivel laboratorio. Los resultados de estos ensayos experimentales demostraron que el besugo puede ser engordado con dieta balanceada con sustitución de hasta un 47 % de harina de pescado por harinas vegetales desde juvenil a tamaño comercial, con buenas tasas de supervivencia y bajos niveles de estrés (Suárez et al., 2016b y 2016c).

Figura 4
Cultivo-engorda (experimental laboratorio).

Centro Acuícola	Producción anual
INIDEP	Según al requerimiento de investigación (desde 1 000 a 10 000 crías)

Biotecnología: incompleta, a nivel experimental. Falta desarrollar la etapa piloto-comercial de la fase de engorda.

Sistemas de cultivos: sistemas de Recirculación en Acuicultura (RAS por sus siglas en inglés).

Características de la zona de cultivo: no existen zonas de cultivo comerciales. Solo se produce a nivel experimental en el INIDEP.

Artes de cultivo: se emplea el sistema RAS.

Flujo de agua promedio para el cultivo: se realiza de 1

a 5 % de recambio de agua semanal para la etapa de alevinaje Para el RAS de reproductores se utiliza un recambio de un 70 % por hora (Aristizabal, 2003).

Densidad de siembra: 275 ind/m³.

Tamaño del organismo para siembra: 8 g.

Porcentaje de sobrevivencia: 84 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de 80 g a 250 g en 8 meses y 10 meses hasta los 300 g.

Peso promedio de cosecha: a partir de 250-300 g.

Pie de cría

Origen: Argentina.

Procedencia: Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP).

Laboratorios en el país:

Centro Acuícola - Producción anual.

INIDEP - Según al requerimiento de investigación (desde 1 000 a 10 000 crías).

Alimento

Para cubrir los requerimientos energéticos del crecimiento y la maduración de los ejemplares para la temporada



reproductiva, se utiliza un plan de alimentación con una tasa de alimentación del 1.1 al 1.4 % biomasa/día entre los meses de enero y julio (meses de reposo) y del 0.7 al 1.0 % biomasa/día para el resto de los meses. Se alimentan 3 veces por semana, principalmente con calamar (*Illex argentinus*), camarón (*Artemesia longinaris*), surel (*Trachurus lathami*). Entre los meses de julio a octubre se incorpora a la dieta alimento balanceado húmedo de elaboración propia cuya composición proximal (base húmeda) es 43 % proteínas; 6 % lípidos; 27 % carbohidratos; 7 % humedad y 17 % de cenizas (Suárez et al., 2016a).

Parámetros físico-químicos

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola ocupa un lugar prioritario. Con el fin de logra peces sanos y con un potencial productivo adecuado, estos son manipulados con protocolos tendientes a minimizar el stress, se los alimenta con dietas adecuadas para su estado de vida, y se los mantiene en tanques con alta calidad de agua. La prevención de las enfermedades es el mejor elemento de control y juega un papel importante tanto en la producción acuícola como en la salud humana y el medio ambiente.

Enfermedades reportadas: hasta la fecha no se han registrado ningún tipo de enfermedades en los cultivos del INIDEP. En una ocasión se observaron lesio-

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	14 °C	21 °C	Adaptación de esquema térmico
Salinidad	33 ups	35 ups	34 ups
Oxígeno disuelto	8 mg/l larvas y 7 mg/l juveniles y adultos		
pH	6.5	7.5	7
Parámetro	óptimo		
Nitrito	menor a 0.8 mg/l		
Nitrato	menor a 100 mg/l		
Amonio	menor a 0.5 mg/l como NH ₃		

Nota: la reproducción se inhibe a temperaturas mayores a 21 °C. Estudios realizados en el INIDEP indican que a 12 °C esta especie se encuentra en buenas condiciones sin observarse signos de stress. Se estima que temperaturas por debajo de los 8 °C podrían resultar letales.

nes en el pedúnculo caudal de 3 ejemplares que se le atribuyeron al manejo de los peces producido en un muestreo realizado previamente (Suárez et al., 2018).

Buenas prácticas de manejo: gran parte del éxito en la operación de un sistema de recirculación está basado en la implementación de una estrategia eficiente y económica para mantener una calidad de agua adecuada: con altos niveles de oxígeno, temperatura y salinidades en los rangos óptimos de cultivo, y bajas concentraciones de componentes nitrogenados. Asimismo, mensualmente se realizan análisis bacteriológicos del agua del tanque de los reproductores con la finalidad de evaluar la calidad sanitaria del agua (Leonard, 2000; Suárez et al., 2018).



Por otra parte, los peces que llegan por primera vez a las instalaciones del INIDEP, deberán permanecer en observación en unidades de cuarentena durante algunas semanas para certificar que están libres de organismos patógenos. Durante su cuarentena, los peces generalmente recibirán un tratamiento profiláctico y terapéutico que elimine a los potenciales parásitos o para tratar algún tipo de enfermedad.

Impacto ambiental

Si bien no se han realizado estudios específicos de impacto ambiental para las instalaciones del INIDEP, se puede estimar que el impacto ocasionado es mínimo. Debido a que se trabaja a nivel laboratorio, en sistemas de recirculación de agua (RAS) y la utilización de químicos y antibiótico en los cultivos es muy baja y en casos aislados (Suárez *et al.*, 2016 y 2018).

Presentación del producto (salvaje): casi la totalidad del besugo exportado se envía como entero congelado, con solo una pequeña parte H&G (descabezado y eviscerado) congelado o como pescado entero fresco (Ministerio de AgroIndustria, 2018). En el mercado interno, se vende fresco entero.

Precios del producto: el besugo argentino proviene exclusivamente de la pesca. En el 2016, el valor promedio del besugo exportado entero congelado fue de USD 1.50/kg, mientras que el H&G congelado fue de USD

1.92/kg. En el mercado interno el fresco entero se vende actualmente a USD 3/kg (Hirt *et al.*, 2018).

Talla de presentación: 20 a 40 cm. Se vende entero, generalmente separado en dos tallas: mediano-grande o pequeño (García, 2013).

Mercado del producto: existe un mercado interno y un mercado internacional. Los desembarques de besugo rondan las 4 000 ton en Argentina. En el 2016 la mitad de la captura se exportaba; actualmente no existen estadísticas del volumen exportado de esta especie (Hirt *et al.*, 2018).

Puntos de venta: se comercializa en pescaderías y mercados locales.

Información y trámites

Toda persona que produzca y/o comercialice organismos acuáticos vivos en Argentina, debe registrarse en el Registro Nacional de Establecimientos de Acuicultura (RENACUA). Asimismo, los trámites de habilitación y los requisitos necesarios para el cultivo de especies acuícolas son manejados a nivel provincial.



Normatividad

Ley o norma	Fecha
Ley 27231 (Dirección de Acuicultura, 2015).	Sancionada: noviembre 26 de 2015.
Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola.	Promulgada: diciembre 29 de 2015.
Falta reglamentación del 80% de los artículos.	

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y seguro en su producción, en una forma económica, ambiental y socialmente aceptable. Se debe lograr un desarrollo integral del cultivo de besugo, investigando principalmente diversos aspectos de la engorda de esta especie. Se sugiere trabajar sobre:

- Alimentos que cumplan con los requerimientos nutricionales para la especie, y que sean económica y ambientalmente sustentables.
- Módulos de sistemas de recirculación (RAS) u otros sistemas de cultivos adecuados para la engorda.
- Análisis de mercado y modelos bioeconómicos, para establecer estrategias de sustentabilidad del producto.

Investigación y biotecnología

Genética: es crucial estudiar y conocer aspectos genéticos (diversidad genética, genes involucrados en la reproducción, crecimiento, estrés, etc.) para poder desarrollar programas de mejora genética y de selección de los mejores individuos reproductores.

Nutrición: desarrollar alimentos que cubran los requerimientos nutricionales del besugo, alimentos para las diferentes etapas de cultivo. Se está trabajando en el desarrollo de alimentos con ingredientes alternativos a las harinas y aceites de pescado (Suárez *et al.*, 2016c; Hirt, 2018).

Sanidad: establecer técnicas estandarizadas para el diagnóstico de enfermedades. Llevar a cabo la vigilancia de los patógenos reportados para esta especie.

Comercialización: apuntar a desarrollar un producto de cultivo que permita ser categorizado como un producto “verde”, ambientalmente sustentable. Por ejemplo, considerando aspectos como: ciclo cerrado en cautiverio; mínima posibilidades de escape e interacción con ejemplares salvajes; uso de alimentos con baja proporción de harinas y aceites de pescado; sistemas de cultivo energéticamente eficiente; no uso de hormonas, químicos, antibióticos; etc. Fomentar el análisis de Riesgo y Control de Puntos Críticos ARCP (HACCP en sus siglas en inglés), que permita obtener productos de mejor calidad.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

La acuicultura comercial de besugo es relativamente reciente. Las primeras producciones acuícolas registradas en las bases de datos de FAO son del año 2011. Hasta el momento, los volúmenes producidos de besugo son pequeños pero con un crecimiento sostenido. En el año 2011 se produjo 346 t y para el 2015 la producción alcanzada fue de 896 t. Actualmente, solo dos países producen besugo de criadero: Grecia y Turquía. En promedio, el besugo de criadero posee un mayor valor comercial que el del conjunto de los espáridos de criadero. En el año 2015, el valor de primera-venta del besugo fue USD 6.8/kg y el de los espáridos USD 4.8/kg (Hirt *et al.*, 2018).

Manejo: continuar con el diseño y desarrollo de sistemas de tratamiento post-utilización de agua, recirculación de bajo costo y tecnología alternativa. Mejorar el manejo de la producción para obtener una mayor sobrevivencia de crías, así como de adultos.

Tecnología de alimentos: elaborar con esta especie alimentos con valor agregado, desarrollando nuevas presentaciones para incrementar su consumo (Ejemplo: filete ahumado).

Ecología: mediante el cultivo de *Pagrus pagrus* en sistemas RAS no se produciría interacción entre los ejemplares de cultivo y el stock salvaje en Argentina.



1.10. *Paralichthys orbignyanus* (lenguado) Argentina



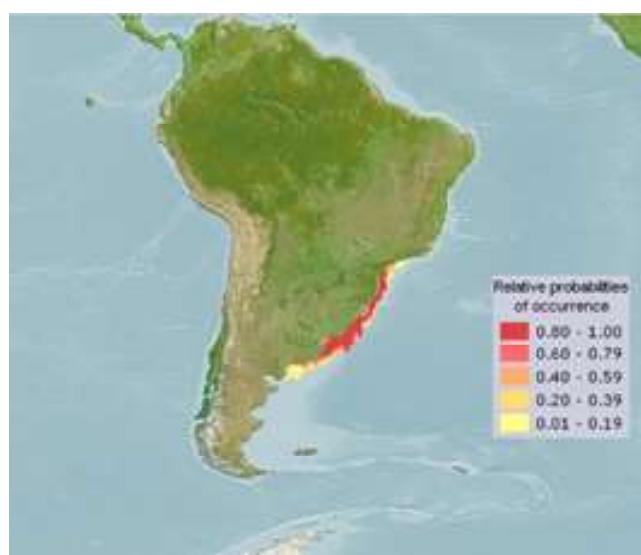
Fuente: Cousseau & Perrota 1999 - INIDEP.

Jorge Hirt-Chabbert³, Ricardo Vieira Rodrígues², Eddie O. Aristizabal Abud¹ y Alejandro Mechaly³

Distribución

Figura 1

Mapa de distribución para *Paralichthys orbignyanus*.



Fuente: <https://fishbase.mnhn.fr/summary/Paralichthys-orbignyanus.html>

Generalidades

Nombre común: lenguado, lenguado negro, lenguado brasilero y Brazilian flounder.

Nombre científico: *Paralichthys orbignyanus*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

Origen: el lenguado (*Paralichthys orbignyanus*) es una especie endémica de la costa atlántica y se encuentran poblaciones en lagunas costeras de Brasil, Uruguay y Argentina. Los reproductores presentes en el Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero – INIDEP (Argentina) son en parte salvajes, pescados en la albúfera de Mar Chiquita (Provincia de Buenos Aires, Argentina), y parte generación F1 producidos a partir de estos reproductores salvajes. Por otro lado, en la Universidad Federal de Rio Grande – FURG (Brasil) también parte de los reproductores son salvajes,

¹ Instituto Nacional de Investigaciones y Desarrollo Pesquero (INIDEP), Paseo Victoria Ocampo N° 1, Playa Grande, Mar del Plata 7600, Argentina; ² Universidade Federal do Rio Grande – FURG. Rua do Hotel, 02 - Bairro Cassino, 96210-030. Rio Grande, RS, Brasil; ³ Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

capturados en la playa del Casino en la ciudad de Rio Grande, y parte generación F1.

Estatus del cultivo: ciclo cerrado a nivel laboratorio en el INIDEP y en la FURG. Se debe avanzar a la etapa piloto-comercial.

Mercado: en Argentina y Brasil, no existe venta comercial de lenguado de cultivo. Si existe un mercado nacional e internacional para ejemplares de la pesca.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: falta infraestructura adecuada para realizar engordes experimentales en altas densidades y disponibilidad de piensos comerciales que permitan optimizar el crecimiento. El lenguado presenta hasta la fecha un crecimiento lento y son necesarios estudios de mejoramiento genético.

Antecedentes de la actividad acuícola

Motivado por la ausencia de cultivos marinos en Argentina, el INIDEP inició investigaciones en piscicultura marina en 1995. En 2000 se conformó un grupo de reproductores de lenguado (*Paralichthys orbignyanus*) y se cerró el ciclo biológico en cautiverio, adaptando tecnologías de cultivo proveniente de Japón. Esta especie fue seleccionada por su adaptabilidad al cautiverio y su valor comercial, lo que permitió en una primera instancia evaluar su potencialidad productiva.

Es importante mencionar que la actividad acuícola de especies marinas en Argentina se centra únicamente en investigación sin registrarse hasta el momento emprendimientos comerciales. Se ha debatido largamente en Argentina sobre las causas de la falta de desarrollo de la acuicultura, y en especial de la maricultura. Se han detectado varias motivos, como por ejemplo, la preferencia por los productos cárnicos en desmedro de los productos de origen marino; la falta de apoyos e incentivos por parte del Estado; la inexistencia de un marco regulatorio para la actividad; los elevados costos productivos del país; etc.

En Brasil los estudios con el lenguado *P. orbignyanus* se iniciaron a finales de la década de los 90 en la Universidad Federal de Santa Catarina, pero fue la FURG (Laboratorio de Piscicultura Estuarina y Marina – LAPEM) que dio continuidad a partir del año 2000 y actualmente el ciclo de vida en etapa experimental está cerrado.

Información biológica

Distribución geográfica: esta especie es endémica de Brasil, Uruguay y Argentina. Está presente desde Rio de Janeiro (Brasil) hasta al menos el norte del Golfo San Matías (40°50'S) (Cousseau y Perrota, 2013).. Habita en aguas costeras en un rango de profundidades desde menos de 1 m hasta 45 m, pero comúnmente no se encuentran en profundidades mayores a 30 m (Díaz de Astarloa, 2002).



Morfología: los caracteres morfológicos de la especie fueron tomados de Cousseau y Perrota (2013). Cuerpo oblongo, muy comprimido, con una pequeña concavidad en el perfil dorsal, a la altura de la cabeza, los ojos sobre el lado izquierdo. Escamas pequeñas, cicloides en ambos lados del cuerpo. Línea lateral con una marcada curvatura sobre la aleta pectoral. Cabeza pequeña, comprendida unas cuatro veces en la longitud total. Boca grande, en posición oblicua, el extremo posterior sobrepasa la vertical que pasa por el borde posterior del ojo inferior. Una sola aleta dorsal. Caudal lanceolada. Anal de forma semejante a la dorsal pero de base más corta. Pélicas cortas, se insertan por delante de la base de las pectorales. Coloración en el lado oculado, fondo pardo verdoso a marrón oscuro uniforme o con manchas irregulares o redondeadas, claras y oscuras. Las manchas claras y las oscuras se concentran formando ocelos más o menos grandes, algunos orlados de blanco. Aletas pectorales y pélicas con 4 a 5 bandas oscuras transversales. Lado ciego blanco.

Ciclo de vida: la época reproductiva abarca los meses de septiembre a febrero. Es una especie catádroma, desova en aguas marinas pero los juveniles migran hacia lagunas costeras de agua salobre donde crecen. Las tallas máximas observadas son aproximadamente 100 cm en hembras y 60 cm en machos (Cousseau y Perrota, 2013).

Hábitat: es una especie eurihalina y euritérmica con abundante presencia en ambientes estuarinos, tales

como la Laguna de los Patos (Brasil), Laguna Rocha (Uruguay), Estuario del Río de la Plata, y en la Albúfera de Mar Chiquita (Argentina) (Cousseau y Perrota, 2013).

Alimentación en medio natural: este pez es esencialmente ictiófago. Es un depredador superior en la trama trófica de los ambientes estuarinos, come principalmente peces (ej. Pejerrey) y crustáceos (ej. cangrejos, camarones). La dieta especializada y selectiva de los adultos de esta especie, sugiere que es un predador piscívoro activo que utiliza la visión para capturar sus presas. Durante el verano, su alimentación es muy activa y está conformada principalmente por peces. Durante el invierno, se incrementa la ingesta de crustáceos, pero los peces siguen conformando su principal fuente de alimento (López Cazorla y Forte, 2005).

Reproducción y cultivo larvario

Manejo de los reproductores

La metodología utilizada es la descrita detalladamente en Boccanfuso *et al.*, (2017). Brevemente, el fotoperiodo y la temperatura se ajustan a dos épocas bien diferenciadas: a) otoño-invierno: temperatura del agua a 12-16 °C, salinidad 15-25 y fotoperiodo natural con intensidad lumínica baja (10 lux), y b) primavera-verano: temperatura del agua a 16 - 19 °C, salinidad 34 y fotoperiodo artificial con incremento de la intensidad lumínica (valor medio 200 lux). El tipo de alimento suministrado a los reproductores varía a lo largo del año



de acuerdo a las etapas mencionadas previamente. Durante el periodo de mantenimiento (otoño-invierno), la alimentación se compone principalmente de pejerrey (*Odonthestes argentinensis*), y el de vitelogénesis y desove (primavera-verano) se utiliza una dieta balanceada para desove (Boccanfuso *et al.*, 2017) para finalmente suministrar exclusivamente anchoíta (*Engraulis anchoita*), caballa (*Scomber japonicus*) y jurel (*Trachurus lathami*).

El porcentaje de renovación de agua en cada tanques es de 25 %/h. López y Boccanfuso (2010). La relación macho : hembra en el tanque de reproductores debe ser superior a 1.5:1. Para las hembras de esta especie se estimó una tasa de fecundidad relativa cercana a los 667 000 huevos/kg (Boccanfuso *et al.*, 2019), de los cuales el 61 % están fecundados.

En Brasil, además del desove natural que ocurre en el tanque de reproducción, el desove inducido se realiza como lo describen Sampaio *et al.*, (2008). La hormona más utilizada es la glándula pituitaria de la carpa a una dosis de 5 mg/kg, con buenos resultados en la obtención de óvulos fertilizados..

Cultivo Larvario

La metodología de cultivo larvario utilizada en Argentina se describe en López *et al.*, 2009 y Radonic *et al.*, 2017. Estos trabajos describen la morfología de los diferentes estadios de desarrollo de la especie, y las técnicas utilizadas tanto para el cultivo de larvas de lenguado como los cultivos auxiliares de alimento vivo

(Microalgas, Rotíferos y Artemia). Asimismo, se detallan las malformaciones esqueléticas y problemas de pigmentación y las metodologías de cultivo tendientes a reducirlas.

El protocolo de larvicultura utilizado en Brasil se describe en Bianchini *et al.*, 2013 utilizando alimentos vivos similares al protocolo utilizado en Argentina. Las diferencias en el tiempo de larvicultura se producen debido al uso de una temperatura del agua más alta en Brasil (23 °C).

Cultivo – engorda (experimental laboratorio)

Debido a limitantes en infraestructura de sistemas cerrados de recirculación (RAS, por sus siglas en inglés) y en la disponibilidad de alimento balanceado, la engorda de esta especie en Argentina solo se realizó a nivel laboratorio y en unas pocas ocasiones. Los resultados de estos ensayos experimentales demostraron que el lenguado puede ser engordado a altas densidades en RAS de agua de mar, desde juvenil a tamaño comercial, con buenas tasas de supervivencia y bajos niveles de estrés (Müller *et al.*, 2006a, 2006b; Spinedi *et al.*, 2014).

Biotecnología: incompleta, a nivel experimental. Falta desarrollar la etapa piloto-comercial de la engorda.

Sistemas de cultivos: Sistemas de Recirculación en Acuicultura (RAS por sus siglas en inglés).



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Características de la zona de cultivo: no existen zonas de cultivo comerciales.

Artes de cultivo: se emplean en el sistema RAS tanques circulares de concreto o fibra de vidrio de 7 a 24 m³ de capacidad.

Flujo de agua promedio para el cultivo: se utilizan cultivos intensivos con un recambio de agua de 4 veces por hora.

Densidad de siembra: en estudio.

Tamaño del organismo para siembra: 4 g.

Porcentaje de sobrevivencia: engorde 95 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de 4 g a 1000 g 18 meses.

Peso promedio de cosecha: a partir de 500 g.

Pie de cría

Laboratorios

Centro Acuícola	Producción anual (miles de crías)
INIDEP Argentina	Varía según al requerimiento de investigación
LAPEM – FURG Brasil	Varía según al requerimiento de investigación (desde 10 a 50 mil juveniles)

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	14 °C	25 °C	18 °C
Oxígeno disuelto	>6 mg/l	>8 mg/l	7 mg/l
pH	6.5	7.6	7.0

Nota: En esta especie la temperatura de cultivo utilizada durante el período de determinación y diferenciación sexual puede afectar la proporción de sexos esperados de 1:1.

Parámetro	Óptimo
Salinidad	11 – 34 ups – (tolera 0 ups)
Nitrito	Menor de 6 mg/l
Nitrato	Menor de 100 mg/l
Amonio	menor de 0.12 mg/l como NH ³
Alcalinidad	100 – 200 mg/l (como CaCO ₃)
Sólidos en suspensión	500 – 650 mg/l

Origen: Argentina (INIDEP); Brasil (FURG).

Procedencia: INIDEP; FURG.



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la Sanidad Acuícola: dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola ocupa un lugar de suma importancia. La prevención de las enfermedades es el mejor elemento de control y juega un papel importante tanto en la producción acuícola como en la salud humana y el medio ambiente.

Los peces que llegan por primera vez a las instalaciones del INIDEP, deben permanecer en observación en unidades de cuarentena durante algunas semanas para certificar que están libres de organismos patógenos. Durante su cuarentena, los peces generalmente recibirán un tratamiento profiláctico y terapéutico que elimine a los potenciales parásitos o para tratar algún tipo de enfermedad.

En Brasil se utiliza como tratamiento profiláctico el baño de formaldehido 100 ppm durante una hora, y el baño de agua dulce durante 15 min.

Enfermedades reportadas: la enfermedad más severa durante la producción del lenguado es el parásito dinoflagelado *Amyloodinium* sp. que puede causar una gran mortalidad en todas las etapas de producción. Para controlar esta enfermedad se utiliza el sulfato de cobre durante 7 a 10 d (Abreu *et al.*, 2005). Se han reportado casos de linfocistis y micobacteriosis en lenguados mantenidos cautiverio.

De lenguados silvestres existe una lista de parásitos que se expresan en la siguiente tabla.

Tabla 1

Lista de parásitos

Parasitosis	Origen
Copepoda	Silvestre
<i>Brasilochondria riograndensis</i>	Silvestre
<i>Therodamas fluviatilis</i>	Silvestre
<i>Caligus</i> sp.	
Trematoda	
<i>Bacciger microacetabularis</i>	Silvestre
<i>Lecithocladium cristatum</i>	Silvestre
<i>Prosorhynchoides labiatusa</i>	Silvestre
Nematoda	
<i>Contracaecum</i> sp.	Silvestre
<i>Cucullanus</i> sp	Silvestre
<i>Lappetascaris</i> sp.	Silvestre
<i>Terranova galeocerdonis</i>	Silvestre
<i>Anisakis</i> sp.	Silvestre
<i>Hysterothylacium</i> sp.	Silvestre
Cestoda	
<i>Scolex polymorphus</i>	Silvestre
<i>Grillotia</i> sp	Silvestre
Acanthocephala	
<i>Corynosoma australea</i>	Silvestre
<i>Profilicollis chasmagnathi</i>	Silvestre
<i>Polymorphidae gen. Sp</i>	Silvestre
Cnidaria	
<i>Myxobolus</i> sp	Silvestre



Buenas prácticas de manejo: gran parte del éxito en la operación de un sistema de recirculación está basado en la implementación de una estrategia eficiente y económica para mantener una calidad de agua adecuada: con altos niveles de oxígeno, temperatura y salinidades en los rangos óptimos de cultivo, y bajas concentraciones de componentes nitrogenados. Asimismo, mensualmente se realizan análisis bacteriológicos del agua del tanque de los reproductores con la finalidad de evaluar la calidad sanitaria del agua.

Impacto ambiental

Si bien no se han realizado estudios específicos de impacto ambiental para las instalaciones del INIDEP, se puede estimar que el impacto ocasionado es mínimo. Debido a que se trabaja a nivel laboratorio, en sistemas de recirculación de agua (RAS) y la utilización de químicos y antibiótico en los cultivos es prácticamente inexistente.

Mercado

Presentación del producto (salvaje): Argentina exporta el lenguado como filete congelado, y casi exclusivamente con piel (MINAGRI, 2018). En el mercado argentino interno se vende como filete fresco sin piel. En Brasil, se vende principalmente como filete fresco o congelado, pero también como pescado entero.

Precios del producto: el lenguado argentino y brasileros provienen exclusivamente de la pesca. En el 2016, el valor promedio del filete de lenguado salvaje congelado exportado por Argentina fue de alrededor de USD 6/kg (Hirt *et al.*, 2018). En el mercado argentino interno el fillet fresco se vende actualmente a unos USD 10/kg. (1 USD = \$Argentino 40 – marzo 2019)- En Brasil, el precio del producto se sitúa entre USD 5 y 10/kg, dependiendo de la región de venta.

Talla promedio de presentación: 120 a 150 g. En Argentina, los filete de lenguado suelen separarse en dos tallas: mediano-grande o pequeño.

Mercado del producto: en Argentina, el producto-lenguado no se encuentra discriminado por especies, pero *Paralichthys orbignyanus* es una de las principales especies de este pool comercial de lenguado. En el 2016, la captura de lenguado en Argentina fue de unas 4 500 t, aproximadamente la mitad de este volumen fue procesado y este volumen se exportó (Hirt *et al.*, 2018). El resto se vendió en el mercado interno. Las estadísticas del 2018, indican una reducción en las capturas del lenguado salvaje, habiéndose capturado durante todo el año 3 600 t, no existen datos de cuanto de este volumen se exportó.

Puntos de venta: se comercializa en pescaderías y mercados locales.



Información y trámites

Toda persona que produzca y/o comercialice organismos acuáticos vivos en Argentina, debe registrarse en el Registro Nacional de Establecimientos de Acuicultura (RENACUA). Asimismo, los trámites de habilitación y los requisitos necesarios para el cultivo de especies acuícolas son manejados a nivel provincial.

Normatividad

Ley o norma	Fecha
Argentina ACUICULTURA Ley 27231 (Dirección de Acuicultura, 2015).	Sancionada: noviembre 26 de 2015.
Desarrollo sustentable del Sector Acuícola. Falta reglamentación del 80 % de los artículos	Promulgada: diciembre 29 de 2015.
Brasil Resolución CONAMA n°413 – Licencias medioambientales para la acuicultura	Sancionada: 2009

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y seguro en su producción, en una forma económica, ambiental y socialmente aceptable. Se debe lograr un desarrollo inte-

gral del cultivo de lenguado, investigando principalmente diversos aspectos de la engorda de esta especie. Se sugiere trabajar sobre:

- Alimentos que cumplan con los requerimientos nutricionales para la especie, y que sean económica y ambientalmente sustentables.
- Módulos de sistemas de recirculación (RAS) u otros sistemas de cultivos adecuados para la engorda.

Análisis de mercado y modelos bioeconómicos, para establecer estrategias de sustentabilidad del producto.

Investigación y biotecnología

Genética: es crucial estudiar y conocer aspectos genéticos (diversidad genética, genes involucrados en la reproducción, crecimiento, estrés, etc.) para poder desarrollar programas de mejora genética y de selección de los mejores individuos reproductores.

Nutrición: desarrollar alimentos que cubran los requerimientos nutricionales del lenguado, alimentos para las diferentes etapas de cultivo. Se está trabajando en el desarrollo de alimentos con ingredientes alternativos a las harinas y aceites de pescado (Hirt, 2018).

Sanidad: continuar con los estudios de identificación, tratamiento y profilaxis de posibles enfermedades y patógenos. Establecer técnicas estandarizadas para el diagnóstico de enfermedades.



Comercialización: apuntar a desarrollar un producto de cultivo que permita ser categorizado como un producto “verde”, ambientalmente sustentable. Por ejemplo, considerando aspectos como: ciclo cerrado en cautiverio; mínima posibilidades de escape e interacción con ejemplares salvajes; uso de alimentos con baja proporción de harinas y aceites de pescado; sistemas de cultivo energéticamente eficiente; no uso de hormonas, químicos, antibióticos, etc. Fomentar el análisis de Riesgo y Control de Puntos Críticos ARCPAC (HACCP en sus siglas en inglés), que permita obtener productos de mejor calidad.

El producto peces-planos posee un alto valor de venta. La relación entre volumen producido por acuicultura y valor de primera-venta, según datos de la FAO, indican un valor de USD 5.0/kg para el salmón atlántico (*Salmo salar*) versus USD 5.6/kg para lenguados en general, o USD 9.9/kg para *Paralichthys sp.* (Hirt et al., 2018).

Manejo: continuar con el diseño y desarrollo de sistemas de tratamiento post-utilización de agua, recirculación de bajo costo y tecnología alternativa. Mejorar el manejo de la producción para obtener una mayor sobrevivencia de crías, así como de adultos.

Tecnología de alimentos: elaborar con esta especie alimentos con valor agregado, desarrollando nuevas presentaciones para incrementar su consumo.

Ecología: mediante el cultivo de *Paralichthys orbignyanus* en sistemas RAS no se produciría interacción entre los ejemplares de acuicultura y el stock salvaje. Existen muy bajas posibilidades de escape y actualmente el stock de reproductores es principalmente salvaje sin modificaciones genéticas.



1.11. *Paralichthys woolmani* (lenguado) Ecuador



Samira Reinoso¹, Wilfrido Argüello Guevara¹, Milton Bohórquez Cruz¹, Stanislaus Sonnenholzner¹

Figura 1
Distribución mundial de Paralichthys woolmani.



Fuente: https://www.iucn.org/es/resources#resource_types-resource_type_publication?search_api_fulltext=Lenguado&rstype=All&thm=All&tpc=All&rgn=All&cntry=All

Información referente al informe final del proyecto:
Desarrollo de protocolos de domesticación para el uso sostenible de nuevas especies marinas para consumo de alimentos y repoblación de bancos naturales PIC-14-CENAIM-002.

¹ Escuela Superior Politécnica del Litoral, ESPOL, Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas, CENAIM, Campus Gustavo Galindo Km. 30.5 Vía Perimetral, P.O. Box 09-01-5863, Guayaquil, Ecuador.

Figura 2
Zonas de cultivo de Paralichthys woolmani en el Ecuador.



Fuente: Laboratorio de piscicultura, CENAIM-ESPOL, 2019.

Generalidades

Nombre común: a) español: lenguado; b) inglés: speckled flounder.

Nombre científico: *Paralichthys woolmani*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleto.

Origen: se encuentra a lo largo de toda la costa ecuatoriana y las Islas Galápagos. Con una distribución general a lo largo del Océano Pacífico desde México hasta Perú.

Estatus de cultivo: cultivo a nivel de laboratorio en fase de investigación.

Mercado: local e internacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad:

- Etapa larval: larvas altriciales, baja supervivencia, sistemas de cultivo de alimento vivo, cultivo de microalgas, instalaciones costosas, disponibilidad de enriquecedores de calidad para alimento vivo, etc.
- Etapa juvenil y engorde: variabilidad de tallas, no existe un alimento específico para cubrir los requerimientos de la especie, control y diagnóstico de enfermedades, sistemas de enfriamiento (chiller) necesarios en invierno, etc.

Antecedentes de la actividad acuícola

El lenguado es una especie muy apreciada por la calidad del filete y su valor comercial, al ser una especie nativa fue considerado su estudio para posterior cultivo

comercial local. En el año 1992 Benetti capturó los primeros reproductores silvestres que fueron llevados a la Granja el Rosario, y puestos a acondicionamiento para la reproducción, obteniendo desoves espontáneos a 20 °C, con aproximadamente 220 000 huevos fertilizados 3 veces por semana en un periodo de 8 meses. En la larvicultura se obtuvieron supervivencias del 3 al 5 % (Benetti, 1997).

El desarrollo de tecnologías y mejoras de protocolos para la producción de lenguado continuó en 1993 con la captura de los primeros reproductores en las instalaciones del CENAIM y con reportes de desove desde agosto de 1995 a diciembre de 1996; 76 millones de huevos totales de 880 µm, eclosión del 29.7 al 100 % y fertilización del 30 %. Alrededor de 2 millones de larvas se cultivaron alcanzando el 32.2 % de supervivencia en juveniles de 42 DPE, y un crecimiento de 250 g luego de un año de cultivo, desempeño menor al obtenido con otras especies similares.

Al igual que con el cultivo de huayaipe, en el 2014, se dio paso al proyecto de investigación científica “Desarrollo de protocolos de domesticación para el uso sostenible de nuevas especies marinas para consumo de alimentos y repoblación de bancos naturales” del SENESCYT, en donde se corroboraron varios datos sobre el desempeño de la especie y requerimientos de temperatura menores a los 24 °C, lo cual implica mayor inversión para su cultivo en un país como el Ecuador, en donde se reportan temperaturas de hasta 30 °C, sin embargo, es importante resaltar el potencial de la especie por su aceptación local, requerimiento de



bajos volúmenes de agua y la alternativa por ocupar laboratorios de camarón que habían cerrado años atrás en el país.

Como parte de los resultados del proyecto PIC-14-CENAIM-002 se obtuvieron alrededor de 15 desoves espontáneos por temporada a 22 °C, generando desoves de 74 000 huevos totales de 800 µm, fertilizaciones del 0 al 95 %, eclosión del 0 al 3.19 %. Producido aproximadamente 200 juveniles por año.

Información biológica

Distribución geográfica: esta especie es endémica de la costa este del Pacífico y se encuentra desde Baja California en México hasta la costa norte de Perú (Van der *et al.*, 2010).

Morfología: los pleuronectiformes desarrolla un patrón de coloración asimétrico durante la fase posterior a la migración del ojo y el asentamiento. *Paralichthys woolmani* posee una fisionomía constituida con el lado ciego carente de ojos y de color blanco, y el lado ocular (donde se localizan los dos ojos) de aspecto negruzco con manchas blancas redondas, en especial con dos manchas a ambos lados del pedúnculo caudal. Presenta 70-80 radios dorsales, 52-64 radios anales, 11-12 radios pectorales en sus aletas y alcanza un tamaño de 80 cm (Froese y Pauly, 2019).

Hábitat: es una especie demersal puesto que los adultos son encontrados en estuarios y hasta los 22 metros

de profundidad, generalmente sobre fondos arenosos (Froese y Pauly, 2019).

Alimentación en medio natural: son cazadores innatos, observan rápida y certeramente el alimento antes de atraparlo y devorarlo. La alimentación de estos peces está constituida básicamente por bivalvos, gusanos poliquetos y peces pequeños (Guartatanga, 1997).

Reproducción y larvicultura

En CENAIM, la reproducción del lenguado en cautiverio se produce luego de un proceso de adaptación de reproductores silvestres que puede durar entre 1 a 2 años, siempre y cuando las hembras hayan alcanzado un peso aproximado de 2 kg y los machos de 1 kg. La etapa de desoves es de julio a octubre, cuando la temperatura del agua se mantiene de 20 a 24 °C, con una frecuencia de 1-2 veces por semana. Los desoves se producen al anochecer generando aproximadamente 80 000 huevos por desove, estos huevos son pelágicos, transparentes y de 0.8 mm. La eclosión tiene una duración de 24 a 28 horas a temperaturas de 25 y 22 °C respectivamente. Las larvas eclosionadas pasan por un complejo proceso de metamorfosis, que consiste en la transformación de una larva pelágica con simetría bilateral a un juvenil bentónico asimétrico, este proceso de caracteriza principalmente por la migración del ojo y el asentamiento de las larvas. Posterior al asentamiento es importante transferir los organismos a jaulas de (2.5 mm) para proveerles un fondo



limpio sin acumulación de desechos.

Aproximadamente a los 30 DPE inicia la deshabitación (cambio de una dieta viva a otra artificial) y finaliza con juveniles (40 DPE) aptos para iniciar la etapa de pre-cría y engorde.

Precria

Los juveniles que provienen de la etapa de larvicultura llegan a la precría, que se lleva a cabo en jaulas de 1 ton. Aquí se mantienen hasta que los organismos alcancen los 50 g de peso vivo y puedan posteriormente pasar a la etapa de engorde.

Origen: laboratorio CENAIM-ESPOL.

Procedencia: comuna de San Pedro, Provincia de Santa Elena.

Laboratorios en el país: CENAIM-ESPOL, 200 juveniles anuales.

Cultivo

Biotecnología: poco desarrollada.

Sistemas de cultivo: cultivo semi-intensivo en tanques de 20 t.

Características de la zona de cultivo: dentro del centro de investigación, en tanques circulares y ovalados, con agua proveniente del mar mediante un sistema de bombeo y filtrado.

Artes de cultivo: se los cultiva en tanques ovalados de fibra de vidrio y en tanques circulares recubiertos de geomembrana.

Flujo de agua promedio para el cultivo: se realizan recambios del 100 %/día.

Densidad de siembra: en jaulas (1 tonelada) de precría se siembran de 50 a 150 peces/m² y más adelante se los transfiere a tanques de engorde de 20 toneladas a razón de 5 peces /m².

Tamaño del organismo para la siembra: en los tanques de engorde se siembran juveniles de 50 g luego de pasar por la etapa de precría.

Porcentaje de sobrevivencia: la supervivencia en etapa larval varía del 0 al 20 %, en etapa juvenil 90 % y en etapa de engorde 90 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: el lento crecimiento de esta especie es una de las desventajas del cultivo, la talla comercial de 0.7 kg (3 a 4 kg/m²) se alcanza aproximadamente a los 2 años de cultivo.



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: El plan sanitario del cultivo juega un papel crucial dentro de la producción, ya que, influye directamente en la supervivencia de los organismos y en la calidad de producto que vamos a comercializar. Es necesario realizar monitoreos constantes y controles periódicos preventivos durante todas las etapas de cultivo, se recomienda que los controles sean más frecuentes a temperaturas mayores a los 26°C.

Parámetros fisicoquímicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	20 °C	26 °C	23 °C
Oxígeno disuelto	2 ppm	7 ppm	4.5 ppm
pH	6	9	7.5

Nota: Estrés e inanición registrada a la temperatura máxima, mortalidad en temperaturas mayores a 26 °C.

Parámetro	Óptimo
Salinidad	35 ppt
Dureza	4 800 mg CaCO ₃ /l
Nitrito	< 1 ppm
Nitrato	< 1 ppm
Amonio	< 0.1 ppm
Alcalinidad	120 mg/l CaCO ₃ /l
Sólidos en suspensión	< 100 ppm

Alimento

Durante la etapa de larvicultura los peces consumen rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) y artemia (*Artemia* sp.) enriquecida con microalgas, ácidos grasos, vitaminas y minerales; más adelante en la etapa de deshabitación se utiliza el alimento Otohime B1 y C1; en etapa de juveniles y engorde se proporciona alimento SKRETTING formulado para trucha con porcentajes de proteína entre el 40 y 60% y un tamaño del pellet acorde al tamaño de la boca; a los reproductores

Patologías reportadas

Parasitosis	Origen
Monogéneo (<i>Neobenedenia girellae</i>)	Silvestre
Protozoarios	Silvestre
Enfermedades	Origen
Enteritis bacteriana (<i>Vibrio alginolyticus</i>)	Alimento
Otros	Origen
Exoftalmina	Varios
Deformaciones de boca	Varios en etapa de metamorfosis
Pigmentación del lado ciego	
Migración anormal del ojo	
Pseudo albinismo	Deficiencia nutricional



se los alimenta con trozos de pescado y calamar congelado. Durante todo el ciclo los peces son alimentados *ad libitum*, aproximadamente 1% de alimento con respecto a la biomasa.

Buenas prácticas de manejo:

- a) Desinfección de los huevos y larvas previo a la siembra.
- b) Desinfección de la artemia antes de utilizarla como alimento vivo.
- c) Mantener el alimento balanceado en tanques secos y cerrados.
- d) El pescado congelado debe ser lavado con agua dulce previo a la alimentación.
- e) Sifonado diario de tanques de cultivo.
- f) Limpieza diaria de filtros y mallas de colectores de huevos.
- g) Mantener un buen nivel de oxígeno (5 ppm) y baja cantidad de sólidos suspendidos.
- h) Control mensual de parásitos.
- i) Desinfección periódica de todos los materiales del laboratorio.
- j) Tratamientos oportunos en caso de laceraciones y patologías.
- k) Limpieza y desinfección total de tanques y transferencia de peces cada 2 meses.
- l) Los animales muertos son congelados y desechados fuera de las instalaciones.

Impacto ambiental

El impacto generado por las descargas de efluentes acuícolas al mar puede afectar sin duda el ecosistema marino, por tal motivo, el CENAIM no realiza descargas de sólidos o líquidos tóxicos, plásticos, o contaminantes directamente al mar. Todas las descargas pasan previamente por un sistema de sedimentación y filtrado.

Mercado

Peces obtenidos de desoves en cautiverio aún no han sido comercializados.

Normatividad

Ley o norma	Descripción	Fecha
Acuerdo Ministerial 458 Registro Oficial 863	Ordenamiento y control de concesiones para maricultura en el Ecuador	5-ene-2013
Decreto Ejecutivo 3198 Registro Oficial 690	Reglamento a la ley de pesca y desarrollo pesquero	19-feb-2016
Registro Oficial Suplemento 983	Código Orgánico del Ambiente	12-abr-2017
Registro pendiente	Ley orgánica para el desarrollo de la acuicultura y pesca	14-abr-2020



Información y trámites

- Centro Nacional de Acuicultura e investigaciones marinas: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/>.
- Ministerio de acuicultura y pesca: <http://www.acuaculturaypesca.gob.ec>.
- Instituto Nacional de Pesca: <http://www.institutopesca.gob.ec>.
- Ministerio del ambiente: <http://www.ambiente.gob.ec>/

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y de calidad que permita diversificar la producción acuícola del país, contribuya con la seguridad alimentaria de la población y sea respetuosa con el medio ambiente.

- Alimentos que suplan la demanda nutricional de la especie.
- Tecnología que permita desarrollar el cultivo en todas sus fases.
- Pruebas que permitan optimizar los protocolos de cultivo y disminuir el tiempo de engorda.
- Promover la adopción del cultivo en las comunidades costeras como alternativa de cultivo y fuente de empleo.

Investigación y biotecnología

Genética: es importante seleccionar líneas genéticas de buen desempeño productivo y obtener filiales nacidas en cautiverio para implementar un plan de mejora genética.

Nutrición: valorar los requerimientos nutricionales de la especie en sus diferentes estados de desarrollo para formular dietas específicas que mejoren la supervivencia y crecimiento de los peces.

Sanidad: diagnosticar e identificar con claridad los agentes patógenos que afectan a la especie, para implementar un plan integral de prevención y control de enfermedades.

Comercialización: implementar una normativa para la comercialización que permita mantener la calidad del producto desde el faenamiento hasta la comercialización y dar a conocer e incentivar el consumo de este producto.

Manejo: probar nuevos sistemas de cultivo que permitan mejorar el desempeño productivo de la especie y disminuir los costos de producción.

Tecnología de alimentos: desarrollar nuevas e innovadoras presentaciones del producto para promover su consumo e incrementar el mercado tanto nacional como internacional.

Estadísticas de producción: especie en etapa de investigación.



1.12. *Seriola lalandi* (palometá, dorado, jurel) Chile



Héctor Flores G.^{1,2,3}, Marcia Oliva A.^{1,2}

Figura 1

Mapa de distribución.



Fuente: <https://www.fishbase.de/summary/Seriola-lalandi.html>

Generalidades

Nombre común: palometá (Chile), pez limón (Argentina), jurel (Méjico), vidriola (Isla Juan Fernández), toremo (Rapa Nui), yellowtail amberjack (USA).

Nombre científico: *Seriola lalandi*.

Nivel de dominio de biotecnología: completa.

Origen: se distribuye en aguas templadas de todo el mundo.

Estatus del cultivo: nivel comercial.

Mercado: local, exportación.

Antecedentes de la actividad acuícola

Seriola lalandi es una especie con alto potencial acuícola por su facilidad de adaptarse al cautiverio, rápida tasa de crecimiento, así como por la excelente calidad de su carne (Symonds *et al.*, 2014; Sicuro y Luzzana, 2016).

Los cultivos acuícolas de *S. lalandi* se desarrollan principalmente en Japón, Australia, Nueva Zelanda y Méjico (Avila y Castello, 2004; Moran *et al.*, 2007). Es un pez migratorio, que avanza a través del océano Indico, Atlántico y Pacífico. En Chile se encuentra como juvenil y adulto, especialmente entre la Región de

¹ Departamento de Acuicultura, Universidad Católica del Norte; ² Red CYTED LARVA plus; ³ Centro AquaPacifico.

Antofagasta y Región de Coquimbo, donde se localiza su mayor actividad pesquera de tipo artesanal. Localmente es conocido como dorado o palometa, vidriola en la Isla Robinson Crusoe y Toremo en la Isla de Pascua. Entre las características que hacen atractiva su producción intensiva, se mencionan: alta tasa de crecimiento, niveles favorables de conversión alimenticia, resistencia a alta densidad de cultivo y una demanda internacional creciente (Sayes *et al.*, 2016).

Actualmente Acuinor con el permanente apoyo de Corfo, es la empresa que ha logrado la producción exitosa de Seriola en sistemas de cultivos. Producen larvas y juveniles con altas tasas de supervivencia bajo un modelo de producción continuo y estable que permite estar en los mercados todas las semanas al año. Mediante sistema de engorda en tierra, con tecnología de recirculación y alta eficiencia energética, medioambiental y productiva, es una producción calificada en la categoría “*Best Choice*” en la “*Green List*” del Programa Seafood Watch del Monterrey Bay Aquarium (Estados Unidos), como un producto sustentable, recomendado para el consumo y de alta calidad nutricional. Hoy, Acuinor mantiene dos áreas de negocios. Una es la exportación de peces vivos, donde se incluyen larvas recién eclosionadas y peces juveniles de 1 gr de peso, y la otra, como producto terminado, el cual es exportado, con volúmenes aún discretos, de alrededor de 15 toneladas, bajo el formato de entero fresco con vísceras, fundamentalmente, a Italia, con envíos semanales durante todo el año.

Información biológica

Distribución geográfica: es un pez pelágico, migratorio, con distribución circumglobal en aguas subtropicales de todo el mundo, incluidas las Islas Desventuradas y Juan Fernández (Gillanders *et al.*, 1999; Fowler *et al.*, 2003; Hutson *et al.*, 2007; Dyer y Westneat, 2010; Froese y Pauly, 2019)) en el rango térmico entre los 18 y 24 °C, se considera una especie pelágica y se captura a profundidades de 20 a 70 m (Avilés y Castelló, 2004). En Chile se encuentra como juvenil y adulto, especialmente entre la Región de Arica y Parinacota y Región de Coquimbo, donde se localiza su mayor actividad pesquera de tipo artesanal (Wilson, 2013; González, 2016).

Morfología: para describir la morfología de *Seriola lalandi* se utilizó los trabajos de Avilés y Castelló, 2004; SAGARPA, 2012; Armuelles 2016.

Es un Carangidae que se caracteriza por tener una tonalidad azul oscuro en el dorso, mientras que el color del vientre varía de plateado a blanco y tiene una línea de color bronce a cada lado del cuerpo. La columna vertebral está formada por 11 vértebras precaudales y 14 caudales. La primera aleta dorsal tiene seis espinas unidas por una membrana y siete radios, seguida por la segunda aleta dorsal que cuenta con 33 a 36 radios; ambas de un color oscuro con una banda amarillenta. Las aletas pectorales, de una tonalidad amarillenta oscura, son más cortas que las pélvicas que son de una coloración amarilla. La aleta anal tie-



ne una coloración oscura con puntas pálidas, está precedida por dos espinas distintas y seguida por 20 a 22 radios. El pedúnculo caudal es delgado y la aleta caudal está profundamente furcada.

Posición Taxonómica: *Seriola lalandi* Valenciennes, 1833, es una especie del orden Perciforme y familia Cangidae.

Estudios recientes demuestran que las poblaciones de *S. lalandi* corresponden a tres especies genéticamente distintas que habitan en diferentes áreas geográficas. Martínez *et al.*, 2015; Martínez, 2016 proponen la existencia de tres especies cripticas y que se retome la clasificación inicial efectuada por sus descriptores como: *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) en el hemisferio sur, *Seriola dorsalis* (Gill, 1863) en el Pacífico Noreste y *Seriola aureovittata* (Temminck y Schlegel, 1845) en el Pacífico Noroeste.

Ciclo de vida: los juveniles rara vez se ven, a menudo se encuentran lejos de la costa asociados a agrupaciones de alga flotante que les proporciona camuflaje. Los juveniles son amarillos con bandas negras. Esta coloración se desvanece a medida que el pez crece y a unos 30 cm de longitud, el pez ha asumido su coloración adulta (McGrouther, 2012).

En el ambiente natural, los machos alcanzan la madurez sexual al año, mientras que las hembras a los dos o tres años. Las hembras son capaces de desovar a los tres años de edad, a una talla de 75 cm de longitud total (McGrouther, 2012). Durante su primer desove

pueden liberar aproximadamente 450 000 ovocitos, mientras que una hembra de 7 años, puede llegar a producir cerca de 4 000 000 de ovocitos en un periodo reproductivo anual en el medio silvestre. Son desovantes múltiples en un periodo reproductivo, generalmente durante primavera y verano (Baxter, 1960; Crooke, 1983; Ottolenghi *et al.*, 2004; Shiraishi *et al.*, 2010). En confinamiento se ha reportado una producción anual que va de 1 400 000 a 4 000 000 de ovocitos durante 16 a 43 eventos de desoves, a temperaturas entre 16 a 22 °C (Stuart y Drawbridge, 2013).

Ejemplares de *S. lalandi*, puede crecer hasta 2.5 m de longitud y puede pesar hasta 97 kg (Ottolenghi *et al.*, 2004; McGrouther, 2012).

Hábitat: es una especie gregaria de comportamiento epipelágico, que forma cardúmenes. Ejemplares de hasta 7 kg forman agrupaciones de varios cientos de peces, generalmente cerca de la costa, mientras que los más grandes, son comunes alrededor de los arrecifes profundos e islas en alta mar (McGrouther, 2012).

Alimentación en medio natural: sus hábitos alimentarios son carnívoros, se alimenta principalmente de pequeños pelágicos como: sardina, anchoveta, *Trachurus*, cangrejo rojo y calamar; sin embargo, su dieta está determinada por la prevalencia del alimento en el área en que se encuentre (Baxter, 1960 y Vergani, 2005).



Aspectos sobre el cultivo

Abastecimiento de reproductores: Poortenaar *et al.*, 2001, indican que el 50 al 100 por ciento de las hembras silvestres de *S. lalandi* en el norte de Nueva Zelanda, alcanzan la madurez sexual entre los 944 mm a 1 275 mm de longitud total. Sin embargo, en cautiverio a una temperatura constante de 20 ± 1 °C la madurez sexual se logra a los 13 meses con un peso promedio de 3.2 kg y una longitud total de 500 mm (Kolkovski, 2005; Kolkovski y Sakakura, 2007).

Los desoves comienzan a temperaturas de 17 °C, a 20.5 °C, con un porcentaje de huevos flotantes de un 76.1 % y de ellos con un 100 % de fecundación (Yang *et al.*, 2016).

En Chile se ha reportado que ejemplares silvestres capturados y mantenidos en cautiverio en la región de Antofagasta, cuyas tallas superan los 800 mm LS, los cuales bajo un manejo estricto de las variables ambientales como temperatura y fotoperiodo, y tras la colocación de implante de hormona análoga GnRH (300 µg/kg pez), obtuvieron desoves parciales, con lo cual se demostró que esta especie puede desovar en cautiverio sin dificultad. También se han reportado desoves espontáneos con un promedio de 200 000 huevos por hembra, 2-3 veces por semana, entre los meses de noviembre y marzo del año siguiente (Wilson, 2013).

Alimentación

Los reproductores de *S. lalandi*, tienen requerimientos energéticos altos (Watanabe, 2000), por lo que su alimentación basada en pescado fresco o congelado, calamar y mejillones, debe ser suplementada con aditivos que contienen ácidos grasos altamente insaturados (HUFAs; principalmente ácido eicosapentaenoico (EPA), ácido docosahexaenoico (DHA) y ácido araquidónico (AA), vitaminas E (á tocoferol) y C (ácido ascórbico) e estimulantes inmunes (Kolkovski, 2005; Kolkovski y Sakakura, 2007). Estas dietas suplementadas, permiten incrementar la fecundación, tasa de eclosión, supervivencia larval e inflado de la vejiga (Gatlin, 2000).

Tanto la Universidad de Antofagasta como la Católica del Norte, han desarrollado para sus reproductores, una dieta semihúmeda, basada en el método de aproximación de nutrientes, utilizando ingredientes disponibles en el mercado local. Ésta se basa en ingredientes como el jurel (*Trachurus myophyli*) o cabaña (*Scomber scombrus*) fresca, harina de pescado calidad prime, aceite de pescado, lecitina de soya, premix vitamínico y mineral. El alimento semihumedo es proporcionado directamente a los peces o se puede incorporar a modo de embutido en tripas de cordero, la cual es cortada en trozos de 6-8 cm, las cuales son fácilmente aceptados por éstos.



Estanques de cultivo: los estanques utilizados para reproductores varían entre 60 a 140 m³, con una profundidad de 2.5 m y una proporción de sexo 1:1 (Saravia, 2020).

Reproducción: *Seriola lalandi* si es mantenida en condiciones ambientales adecuadas y con una alimentación suplementada, puede desarrollar su proceso reproductivo en cautiverio, siendo capaz de tener desoves naturales en el sistema. Los desoves ocurren entre primavera y verano, cuando la temperatura es superior a los 17 °C (Tubbs *et al.*, 2005).

En estanque se da un comportamiento reproductivo entre hembra y macho, que consiste nadar a gran velocidad, donde el macho pellizca y toca a la hembra, acción que dura entre 0.5-1.5 horas, hasta inmediatamente antes del desove, donde el macho pellizaría el gonoducto de la hembra para inducir el desove (Moran *et al.*, 2007).

La liberación de gametos implica un comportamiento de nado frenético en círculos cerca del fondo del tanque y dura aproximadamente 22 hr. El desove se produce en las primeras horas del día al comienzo de la temporada de desove y se desplaza hacia el anochecer en la última parte. Durante el desove, un segundo macho se involucra y sería el responsable del 50 % de los huevos fecundados (Moran *et al.*, 2007).

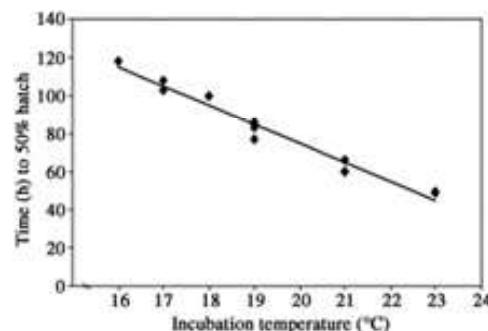
Incubación

Los huevos son flotantes, con una alta tasa de fecundación (> 99 %), el diámetro promedio varía entre 1,33-1,50 mm de diámetro, con una sola gota de aceite de 0,30 a 0,33 mm de diámetro, con una viabilidad de los huevos flotantes de un 74 ± 17 % durante toda la temporada reproductiva (Moran *et al.*, 2007). En Chile, los valores de diámetro de huevos reportados para la especie van de 1,27-1,50 mm, y para la gota oleosa los valores reportados son de 0,34-0,36 mm (Wilson, 2013), similares a los reportados en otras latitudes.

El estado de mórula se logra aproximadamente a las 4 horas y la eclosión en cerca de 50 horas, con una tasa de eclosión superior al 70 %; no existiendo eclosión cuando no se adiciona aireación al sistema; la relación entre el periodo de eclosión (Y) y la temperatura del agua (X), está definido por el modelo Y=213,9-7,035X

Figura 2

Correlación entre la temperatura de incubación y el tiempo hasta el 50% de eclosión.



Fuente: Moran *et al.*, 2007.



Cultivo larval

(Akazaki y Yoden, 1990a).

Los huevos son incubados preferentemente en estanques cilindro cónicos. El tiempo de eclosión depende de la temperatura de incubación, y puede ser entre 50 y 120 h (figura 1; Moran *et al.*, 2007). En la región de Antofagasta-Chile, la eclosión se produce a las 96 horas, a los 15°C (Wilson, 2013).

La larva con saco vitelino tiene una longitud total promedio de 4,0 mm (Akazaki y Yoden, 1990a) y el glóbulo de aceite se sitúa en la porción anterior del saco vitelino. La boca se hace funcional al tercer día y la pigmentación de la retina se completa al cuarto post eclosión, momento en el cual las larvas comienzan a ser alimentadas con alimento vivo (Akazaki y Yoden, 1990b).

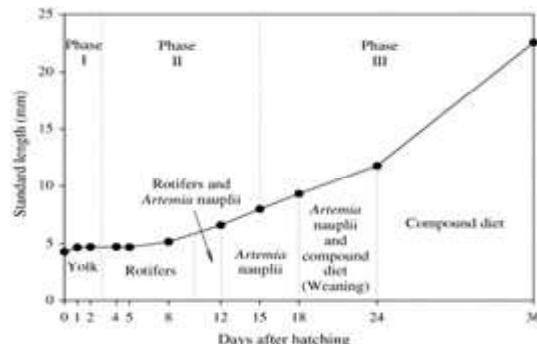
El desarrollo larvario es rápido, ya que la vejiga natatoria se infla a los 10 días, para luego alcanzar el estado de postlarva (estado de postflexión) a los 18 días a 20 °C. A los 30 días, aparecen dos bandas amarillas situadas en la parte anterior del tronco y en la región caudal. A los 40 días, el numero de bandas ha aumentado a siete, que luego desaparecen al llegar al estado de juvenil (Wilson, 2013).

Para el cultivo larval se utiliza rotíferos enriquecidos, de la especie *Brachionus plicatilis* (tipo L) desde la primera alimentación (10-30 rotíferos/mL). Esta alimentación se inicia entre el día 3 o 4, la que se prolonga hasta el día 14. La alimentación con nauplios de artemia comienza el día 10 hasta el día 18-20, para luego continuar con metanauplios de artemia o

artemia enriquecida hasta el día 30 post eclosión. La deshabitación puede comenzar a partir del día 20-25 post eclosión (DPE). De forma paulatina y creciente se introduce alimento formulado, en partículas cuyo tamaño va de 200-400 mm a 400-600 mm, 600-800 mm, y finalmente 800-1 000 mm, para continuar posteriormente con un pellet comercial con el tamaño de partícula requerido (Wilson, 2013).

Figura 3

Longitud estándar de *Seriola lalandi* de 0 a 36 días después de la eclosión.



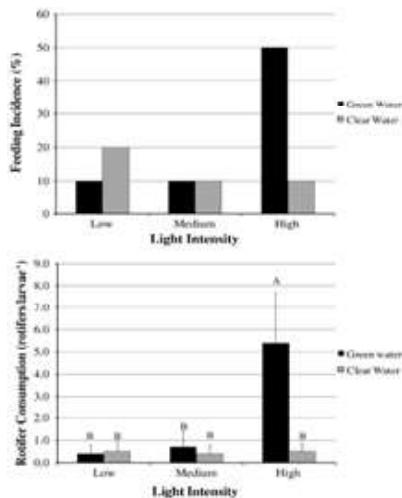
Fuente: Chen *et al.*, 2006.

En términos de crecimiento larval, la larva con saco vitelino al momento de la eclosión mide en promedio 4.30 mm llegando a los 22.56 mm al 36 DPE (figura 2), con tasas de crecimiento absoluta y de crecimiento específico de 0.51 mm/día y 4.60 %/día (Chen *et al.*, 2006).

Respecto de la supervivencia larval, se ha reportado que ésta depende, por una parte, de la calidad de los huevos (Wilson, 2013), así como también de variables como la intensidad lumínica y turbidez (aguas clara y verde). En cultivo hasta los 16 DPE aguas verdes de alta

Figura 4

Incidencia de alimentación y consumo de rotíferos a 3 DPE (media \pm SE) para larvas de *Seriola lalandi*. Los valores con letras diferentes son significativamente diferentes.



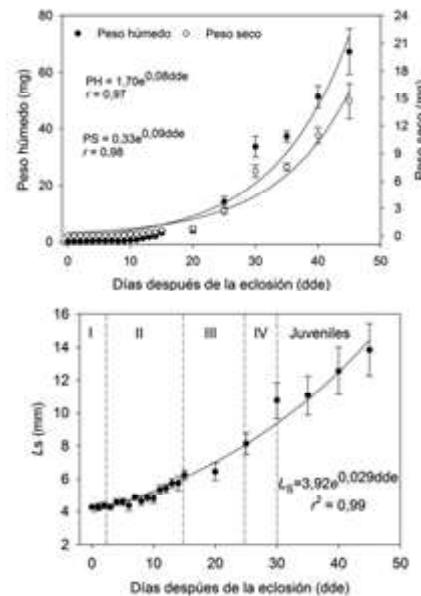
Fuente: Stuart y Drawbridge, 2011.

intensidad (14.850 lux), produjo larvas más grandes (865 ± 165 μg de peso seco; 7.01 ± 0.07 mm de longitud de notocordal), con mayor supervivencia (9.2 ± 3.1 %) y una mayor incidencia en el inflado de la vejiga natatoria (68.8 ± 3.1 %), producto de un mayor consumo de rotíferos (figura 3; Stuart y Drawbridge, 2011).

El crecimiento, por su parte, mejora significativamente a mayores temperaturas (24.5 ± 0.2 °C) y a mayor intensidad de luz (32 000 lux), mientras que la supervivencia es influenciada por la intensidad de la luz alta con valores de 11.0 ± 2.3 %, favoreciéndose el inflado de la vejiga gaseosa (97.5 ± 3.5 %) cuando se utiliza luz artificial (Woolley *et al.*, 2014).

Figura 5

Crecimiento larval de *Seriola lalandi*; peso húmedo (%) y peso seco (%) en mg (superior) y longitud estándar (inferior).



Fuente: González, 2016.

Durante los primeros 45 DPE las larvas experimentan un crecimiento exponencial (figura 5), tanto en peso húmedo, seco y longitud estándar (González, 2016). A los 62 días posteclosión alcanzan los 5 gramos de peso, y 50 gramos a los 85 días posteclosión, a 21 °C (Wilson, 2013).

Durante el desarrollo larvario de esta especie, se ha observado canibalismo a partir del día 23 post eclosión, coincidiendo con el proceso de metamorfosis de larva a juvenil, comportamiento que decrece a partir de los días 33 a 36 (Wilson, 2013).

Cultivo Juvenil – Cosecha

Cultivo en estanque

En la primera etapa de juvenil *Seriola lalandi* se cultiva por lo general en estanques circulares (1 a 20 m³).

Experiencia en sistemas de recirculación (RAS), con agua de mar artificial, y temperatura promedio de 22,6±1.4 °C, demostró que de un peso inicial de 0.7±0.2 g, después de 16 meses de cultivo, se obtuvieron ejemplares de 2006 ± 339 g peso promedio final, y una tasa específica de crecimiento (SGR) de 1.63 (Orellana *et al.*, 2014).

Experiencias con 20 000 juveniles de 7 g por 112 días en sistemas de recirculación (RAS), las variables ambientales (Tabla 1), se expresaron dentro los rango recomendados por Timmons *et al.*, (2002). La SGR fue de 10.1 %/día, con un índice de Condición (K) promedio de 1.46.

Esto demuestra que son organismos que toleran una alta densidad de cultivo, pudiendo llegar a los 103.5 kg/m³ (Orellana *et al.*, 2014), junto a supervivencias superiores al 85 %.

El crecimiento se optimiza a temperatura del agua de 26.5 °C, en combinación con la ingesta máxima de alimento; el aumento de la temperatura de 21 °C a 26.5 °C resulta en un aumento del 54 % en el peso final de los peces después de 30 días; mientras que un pH del agua de 6.58 resulta en mortalidad e inhibición del crecimiento, debido a problemas fisiológicos, donde los peces no pudieron adaptarse (Abbink *et al.*, 2012).

Cultivo en Balsa-Jaula

Se pueden emplear diferentes tamaño, formas y materiales de balsa-jaulas.

Lo peces pueden ser transferidos al mar desde los 5 g, siendo 50 gramos el peso ideal de los juveniles para

Tabla 1

Promedio, máximo y mínimo para amonio total como nitrógeno (mgL⁻¹), nitrato (mgL⁻¹), nitrito (mgL⁻¹), saturación de oxígeno (%), salinidad (PSU), temperatura (°C), pH, dióxido de carbono (mgL⁻¹) y alcalinidad (mgL⁻¹), en un cultivo de juveniles de *Seriola lalandi*.

	Estanque A			Estanque B		
	Promedio	Mínimo	Máximo	Promedio	Mínimo	Máximo
TAN	1,18±0,71	0,61	2,83	0,98±0,61	0,28	2,94
NO ₂ -N	0,43±0,32	0,04	1,32	0,44±0,36	0,04	1,52
NO ₃ -N	2,94±1,08	1,72	4,88	2,92±1,11	1,49	4,9
Saturación de O ₂	97,3±3,56	93	102	100,06±7,51	92	119
Salinidad*	35	35	35	35	35	35
Temperatura	20,15±0,98	18,3	23,4	20,11±0,93	18,4	23,3
pH	7,55±0,14	6,88	7,86	7,66±0,18	6,88	8,06
CO ₂	11,88±4,11	7,04	23,21	10,3±6,23	3,68	30,59
Alcalinidad	167,19±31,62	105	215	165,63±26,02	110	210

Figura 6

Incremento de longitud horquilla (cm, superior) y peso total (g, inferior) de juveniles de *Seriola lalandi* en sistemas de recirculación.

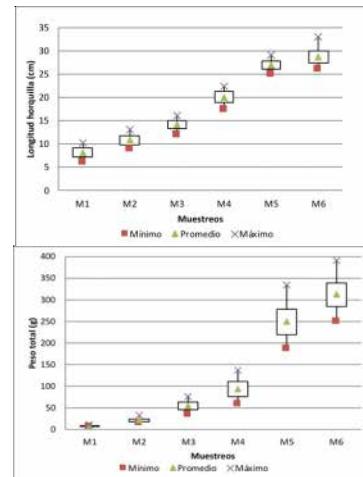
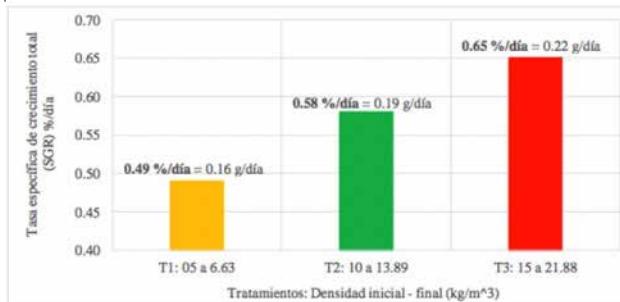


Figura 7
Cultivo de *Seriola lalandi* en jaulas en Bahía Magdalena, México.



Fuente: Aviles y Castello, 2004.

ingresar a las jaulas (Wilson, 2013).

La densidad de cultivo estará determinada por factores, como profundidad, área y corrientes; bajo estas condiciones es posible mantener entre 100 y 200 juveniles/m³, con un máximo de 10 kg de peces/m³ (Kolkovski y Sakakura, 2007).

En jaulas en el mar los peces crecen rápido, juveniles de entre 8 y 50 g puede alcanzar 1.5 kg en 6 a 8 meses (Kolkovski y Sakakura, 2007), y 3-4 kg en 14-16 meses (Wilson, 2013).

Experiencias de cultivo con juveniles silvestres de 2 gramos (figura 7), y en 12 meses alcanzar un promedio de 3.168 g (Aviles y Castello, 2004).

En Chile, a partir de juveniles de 50 g, se logra un peso total de 3-4 kg en 14 a 16 meses (Wilson, 2013).

Alimentos para cultivo de juveniles

En la etapa de juvenil hasta cosecha, el alimento es formulado y uno de los insumos más importante en el

cultivo de peces, su costo varía entre un 40 % a 70 % del costo de producción (Liao y Chao, 2007), dependiendo del recurso y etapa de cultivo. Por otra parte, es la variable más significativa y que impacta directamente en el crecimiento de los peces y en la calidad de la musculatura.

Los alimentos para peces están constituidos por proteínas, lípidos, carbohidratos, vitaminas y minerales (Abowei y Ekubo, 2011); donde las proteínas son el principal componente de los tejidos de los peces, constituyendo entre un 65 y 75 % del total en base a peso seco (Chávez, 2016). La necesidad de proteínas, requiere de una mezcla balanceada de aminoácidos esenciales y no esenciales (Wilson, 1989).

Existen distintas empresas dedicadas a la producción de alimento formulado para *Seriola* sp. con proporciones altas del contenido de proteína, que comienzan con 59 % para peces de 0.3-0.5 g, que va disminuyendo la cantidad de proteína a medida que los peces crecen. Entre los 3 y 30 g, el nivel de proteína va de 55 a 51 % respectivamente. Peces con peso superior al kg el nivel de proteína es superior al 45 % (Guerra y Viana, 2015; Chavez, 2016).

El tamaño o calibre del alimento, es proporcional al tamaño de la boca del pez (Tabla 2).

Principales parámetros físicos - químicos del sistema de cultivo

El cultivo de *S. lalandi* en mar (Méjico), se realiza a temperaturas de 15 y 28 °C (Tabla 3) y con niveles de

oxígenos superiores a los 4 mg/l (Avilés y Castello, 2004).

Sanidad y manejo acuícola

Seriola lalandi es una especie en que se han reportado algunas patologías, especialmente asociada a la presencia de parásitos como: *Benedenia seriolae* y *Caligus lalandei* a nivel de piel, mientras que *Zeuxapta seriolae*, *Caligus aesopus*, *Neobrachiella* spp. y *Lernanthropus* spp., se disponen en las branquias (Sharp *et al.*, 2003).

Cuando se capturan peces para conformar un plan-tel de reproductores, algunas de estas especies de parásitos son capaces de reproducirse en cautiverio y se podrían transformar en un problema para el culti-vador. Esto ocurre principalmente con *Benedenia seriolae* y *Zeuxapta seriolae*, debido a que estos organismos no requieren de un huésped intermedio y realizan su ci-clo de vida en el estanque (Wilson, 2013). Uno habita en la piel y otro en las branquias respectivamente, y se ha reportado que facilita las infecciones microbianas secundarias (Sicuro y Luzzana, 2016). Avilés y Castello, (2004) mencionan algunas patologías que se manifies-tan en *S. lalandi* (Tabla 4).

Se han reportado otras patologías en la especie a nivel mundial, y teniendo en cuenta la alta movilidad de esta especie y su difusión en el área templada, el cambio climático podría afectar la futura difusión de la enfermedad como se informó con *S. lalandi* en el sur de Australia (Sicuro y Lozzan, 2016).

A nivel mundial en la acuicultura en jaulas mari-nas, las patologías producidas por *Paradeontacylix* spp.

Tabla 2

Peso total promedio de los peces, calibre del alimento para *Seriola* sp, ofrecido por Skretting.

Peso pez (g)	Calibre (mm)	Número Pellets/kg alimento
50 – 150	2.9	45 000
150 – 300	4.1	18 000
300 – 1 000	6.4	5 200
1 000 – 2 000	9	1 700
< 2 000	12	670

Fuente: <https://www.skretting.com/es-CL/productos/nova-me-he/854482>

Tabla 3

Condiciones ambientales en el cultivo de *Seriola lalandi*, Baja california Sur, México.

Parámetros físico-químicos	Mínimo	Máximo
Temperatura (°C)	15	28.3
Salinidad (ups)	34	38.8
Oxígeno disuelto (mg.L ⁻¹)	4.42	9.6
Potencial de hidrógeno (pH)	7.49	8.24
*Porcentaje de saturación (%)	92	105
*N-NO ₃ (μg-at.L ⁻¹)	0.2	1.5
*P-PO ₄ (μg-at.L ⁻¹)	0.7	1.56
*Si-SiO ₄ (μg-at.L ⁻¹)	0.3	11.5
Precipitación (mm)	0.0	33.9

Fuente: Avilés-Quevedo y Castello, (2013).



Tabla 4

Síntomas y tratamientos de las enfermedades más frecuentes en el cultivo de *Seriola lalandi*.

Nombre de la enfermedad	Causas y síntomas	Tratamiento
Vibriosis	Infección bacteriana debida a <i>Vibrio</i> sp. La abrasión de la piel es una causa primaria. Se observan ulceraciones en la piel.	Los sulfas y los antibióticos son efectivos. Se recomienda bajar la densidad del cultivo y manipular delicadamente a los peces para reducir los daños en la piel.
Pseudotuberculosis	Infección bacteriana debida a <i>Pasteuilla</i> . La infección se presenta en peces de más de un año durante las épocas de lluvias, causando mortalidades masivas. Se observan manchas blancas en órganos internos.	Los antibióticos son efectivos.
Streptococcis	Infección bacteriana ocasionada por <i>Streptococcus</i> , el cual comúnmente vive en el mar, causando infecciones oportunistas en los peces débiles. Los ojos se observan saltantes.	Se recomienda no proporcionar alimento cuando los antibióticos o inmunoestimulantes son suministrados. Esto reduce el factor estresante en los peces.
Benedenia sp (Pulgas en piel)	Ectoparásitos que infectan la piel de los peces. La mucosa de la piel se observa opaca, se rascan en el paño de la red ocasionando con esto una piel erosionada.	Baños de agua dulce por 2-5 min.
Heteroxine sp (Pulgas en branquias)	Ectoparásito que infecta las branquias de los peces	Shock hialino aplicando baños de agua dulce por 2-5 min seguido de baños en salmuera (60-70 ups) por 5 min.
Síndrome del hígado verde	Desorden nutricional producido por lípidos hiperácidos debido a alimento viejo o carencia de vitaminas.	Cambio de alimento por otro de mejor calidad y añadir vitaminas C y E.

Fuente: Avilés-Quevedo y Castello, (2004).

(Digenea), *Kudoa* sp. y *Unicapsula seriolae* (Myxozoa) son destacables a considerar en sistemas intensivos en *S. lalandi* (Sicuro y Luzzana, 2016).

Desafíos futuros

Antecedentes de estudios genéticos, muestran que la diversidad genética de las poblaciones silvestres es alta. Sin embargo, existe una perdida de variabilidad en la primera generación en cautiverio, que puede variar de un 23 al 46 %, por lo que se debe implementar un manejo reproductivo adecuado (Martínez, 2016).

Los principales desafíos futuros apuntan a:

1. Profundizar en aspecto fisiológicos de la especie en cautiverio, con el fin de poder optimizar los procesos productivos.
2. Escalar a nivel comercial la producción de juveniles, considerando tecnología de crecimiento en jaula, sistemas de recirculación y desarrollo de dietas específicas, que potencien el crecimiento y el sistema inmunológico.
3. Del punto de vista tecnológico, investigar el uso de jaulas de inmersión mas profunda, que han demostrado en *S. dumerili* una solución a problemas asociados a parásitos en la piel.
4. Desarrollo de técnicas genéticas modernas, como la asignación de parentesco y la reconstrucción de pedigree, centradas en la resistencia a enfermedades y un mejor crecimiento.
5. Generar un producto sano, del punto de vista sanitario, ambiental y socialmente aceptable, enfocado a lograr un desarrollo integral del cultivo de *Seriola lalandi*.

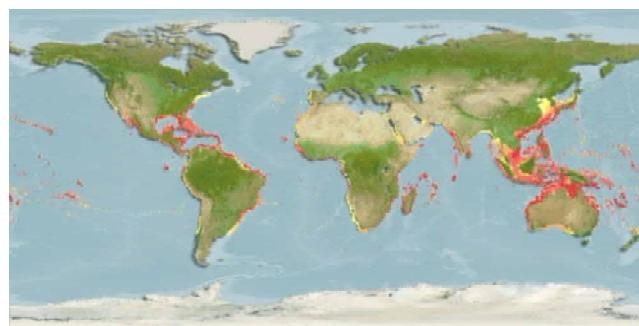


1.13. *Seriola rivoliana* (huayaipe) Ecuador



Samira Reinoso¹, Wilfrido Argüello Guevara¹, Milton Bohórquez Cruz¹, Stanislaus Sonnenholzner¹

Figura 1
Distribución mundial de Seriola rivoliana.



Fuente: <https://www.fishbase.de/summary/Seriola-rivoliana.html>

Información referente al informe final del proyecto: “Desarrollo de protocolos de domesticación para el uso sostenible de nuevas especies marinas para consumo de alimentos y repoblación de bancos naturales PIC-14-CENAIM-002”

Figura 2
Zonas de cultivo de Seriola rivoliana en el Ecuador.



Fuente: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/piscicultura2020>.

Generalidades

Nombre común: a) español: huayaipe, medregal palometa; b) inglés: longfin yellowtail, almaco jack amberjack.

Nombre científico: *Seriola rivoliana*.

¹ Escuela Superior Politécnica del Litoral, ESPOL, Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas, CENAIM, Campus Gustavo Galindo km 30,5 vía perimetral, Guayaquil, Ecuador.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleto.

Origen: se la encuentra a lo largo de toda la costa ecuatoriana y las Islas Galápagos. Con una distribución general circunglobal, en el Pacífico Indo-Oeste, Pacífico oriental (de EE.UU. a Perú), y Atlántico Occidental (de EE.UU. al norte de Argentina) (Froese y Pauly, 2019).

Estatus de cultivo: cultivo a nivel de laboratorio en fase de investigación.

Mercado: local e internacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad

- Etapa larval: larvas altriciales, baja supervivencia, sistemas de cultivo de alimento vivo, cultivo de microalgas, instalaciones costosas, disponibilidad de enriquecedores de calidad para alimento vivo, etc.
- Etapa juvenil y engorde: variabilidad de tallas, canibalismo, no existe un alimento específico para cubrir los requerimientos de la especie en sus diferentes etapas de cultivo, diagnóstico y control de enfermedades.

Antecedentes de la actividad acuícola

El huayaipe se encuentra dentro de las especies idóneas para la maricultura por su rápido crecimiento y

alto valor comercial, en el país se comenzó a considerar el cultivo de esta especie en 1992 y hasta el día de hoy continúa siendo investigada por su alto potencial.

Los primeros reportes de larvicultura de huayaipe fueron generados por Benetti en 1993 en la Granja el Rosario, de donde se obtuvieron desoves espontáneos luego de un año de acondicionamiento de reproductores silvestres, a una temperatura de 26 °C, produciendo cerca de 400 000 huevos fertilizados dos veces por semana en un periodo de 18 meses. Las tasas de supervivencia larval fueron menores al 1 %, y se obtuvieron 10 000 juveniles en un año (Benetti, 1997).

Años después, en el 2002, el CENAIM inició con el desarrollo de investigaciones relacionadas con el ciclo de cultivo de huayaipe en cautiverio, obteniendo 87 desoves espontáneos a condiciones naturales (27 °C) luego de un año de adaptación de reproductores silvestres, lo que permitió conseguir información valiosa sobre la morfología y desarrollo de la especie, y pocos resultados favorables al finalizar la etapa larval (un solo lote de 180 juveniles, 2.35 % de supervivencia) (Blacio *et al.*, 2003).

Pese a los resultados poco alentadores en cuanto a supervivencia larval y la inexistencia de dietas específicas, el CENAIM continúa en la búsqueda de nuevas alternativas para conseguir una producción sostenible, ya que esta especie presenta un gran potencial para la acuicultura como se ha podido evidenciar en países como los Estados Unidos, en donde existen producciones continuas y con un alto valor en el mercado internacional. En el año 2014, con el objetivo de pro-



mover esta actividad, inició el proyecto de investigación científica “Desarrollo de protocolos de domesticación para el uso sostenible de nuevas especies marinas para consumo de alimentos y repoblación de bancos naturales PIC-14-CENAIM-002” financiado por la Secretaría de Educación Superior, Ciencia, Tecnología e Innovación (SENESCYT), que ha permitido crear los protocolos de cultivo para lenguado (*Paralichthys woolmani*) y huayaipe.

De enero del 2016 a febrero del 2019 ha sido posible obtener aproximadamente 300 desoves espontáneos, durante todo el año, provenientes de una pareja de reproductores silvestres acondicionados. Desoves con un promedio de 536 700 huevos totales de 1.1 mm de diámetro y un periodo de incubación que varía de 24 a 32 horas según las condiciones de temperatura de 28 a 22 °C respectivamente. En la etapa de larvicultura se han obtenido supervivencias de hasta 1.8 % a los 40 DPE, y se han generado aproximadamente 1 500 juveniles anuales empleados en ensayos de dietas, regímenes alimenticios y repoblamiento.

Información biológica

Distribución geográfica: presenta una distribución cosmopolita dentro de los mares tropicales y subtropicales y ha sido reportada en lugares tan diversos como el océano Índico occidental. En el Pacífico principalmente en Nueva Caledonia, la Polinesia Francesa y Norte de Nueva Zelanda. En el océano Pacífico oriental desde la costa de los Estados Unidos hasta Perú. En el océano Atlántico desde el norte de Argentina hasta

la costa este de Estados Unidos e incluso en aguas del mar Mediterráneo (Froese y Pauly, 2019).

Morfología: este pez es de cuerpo moderadamente alto y alargado, comprimido lateralmente; cabeza y boca grandes, provista de dientes diminutos en ambas mandíbulas, vómer y palatinos; parte posterior de la mandíbula superior (supramaxilar) muy ancha, sobre pasando ligeramente el origen del ojo; primeros radios de la segunda aleta dorsal y anal muy alargados; pedúnculo caudal con hendiduras superior e inferior; aletas pectorales más cortas que las pélvicas; línea lateral sencilla, sin escudetes. Color gris con tonalidades azul-verdosas; una banda oscura cruza transversalmente la cabeza sobre los ojos; una banda dorada en medio de los flancos; y vientre claro. Pueden alcanzar hasta 2m de longitud total y más de 50 kg de peso (Bañón, 2012).

Hábitat: el huayaipe es un pez marino perteneciente a la familia de los carángidos con hábitos gregarios o solitario, se lo encuentra en las proximidades de la costa, pero más frecuentemente en aguas oceánicas a profundidades entre 5 y 160 m (Froese y Pauly, 2019).

Alimentación en medio natural: son carnívoros oportunistas con una dieta que varía en función de su tamaño, principalmente se alimentan de moluscos, crustáceos, equinodermos y peces pequeños. En etapa larval su alimentación consiste principalmente en diatomeas, flagelados, copépodos, decápodos, huevos y larvas de



otras especies, a medida que crecen comienzan a alimentarse de peces pequeños, y una vez que han alcanzado los 15 cm comienzan a preadar sardinas y calamares (Grossi, 2010).

Reproducción y larvicultura

En el CENAIM, la reproducción del huayaípe en cautiverio tiene lugar luego de un proceso de aclimatación de los peces silvestres que puede durar de 1 a 2 años, aproximadamente 5 años (edad) y 8 kg de peso. El inicio de la etapa de desoves es en el mes de enero, cuando la temperatura del agua alcanza los 26 °C, y se prolonga durante todo el año, con una frecuencia de 2-3 veces por semana a temperaturas entre 24 a 28 °C y 1 vez por semana a temperaturas menores a 24 °C. Los desoves se producen al amanecer (6-8 am) generando aproximadamente 500 000 huevos fertilizados por desove, estos huevos son pelágicos, transparentes y de 1.1 mm. La eclosión tiene una duración de 24 a 32 horas a temperaturas de 28 y 22 °C respectivamente. Las larvas eclosionadas pasan por un proceso de metamorfosis hasta desarrollarse completamente a nivel morfológico y fisiológico caracterizado principalmente por la flexión de la notocorda. Luego de este proceso inicia la deshabitación (25 DPE), que consiste en la transición del consumo de alimento vivo a alimento artificial, para finalmente convertirse en juveniles (40 DPE) aptos para iniciar la etapa de pre-cría y engorde.

Precría

Esta etapa comprendida entre la larvicultura y el engorde, mantiene a los juveniles desde 1 g de peso vivo (luego de la deshabitación) hasta los 50 g. Al finalizar esta etapa es importante realizar la clasificación de los organismos según el peso y la longitud total, para obtener lotes de engorde uniformes.

Origen: laboratorio CENAIM-ESPOL.

Procedencia: comuna de San Pedro, Provincia de Santa Elena.

Laboratorios en el país: CENAIM-ESPOL, 1500 juveniles anuales.

Cultivo

La etapa de engorda inicia con organismos de 50 g de peso vivo hasta los 500 g (talla comercial).

Biotecnología: poco desarrollada.

Sistemas de cultivo: cultivo semi-intensivo en tanques de 20 t y extensivo en raceways de 50 t.

Características de la zona de cultivo: en el centro de investigación se cultiva en tanques y raceways, con cubierta y agua proveniente del mar mediante un sistema de bombeo y filtrado.



Artes de cultivo: los tanques de cultivo son de fibra de vidrio y los raceways están recubiertos de geomembrana.

Flujo de agua promedio para el cultivo: los sistemas semi-intensivos tienen un recambio diario del 200 % y el extensivo del 25 %.

Densidad de siembra: sistema semi-intensivo 20 peces/m³ y extensivo 5 peces/m³.

Tamaño del organismo para la siembra: se siembran juveniles de 50 g luego de pasar por la etapa de precría.

Porcentaje de supervivencia: en etapa larval varía del 0 al 5 %, en etapa juvenil 70 % y en etapa de engorde 90 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: la variabilidad de tallas dentro de un lote de peces de la misma cohorte impide realizar cosechas totales, así, durante todo el ciclo es necesario clasificar los peces por tallas para formar lotes de peces grandes, medianos, pequeños y de ser necesario un lote de descarte con peces de crecimiento muy lento. De este modo los peces más grandes alcanzan la talla comercial (500 g peso vivo) a los 9 meses post eclosión a una densidad entre 3 y 5 kg/TM, mientras que los peces más pequeños y de crecimiento lento podrían tardar hasta 2 años.

Alimento

Durante la etapa de larvicultura los peces consumen rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) y artemia (*Artemia sp.*) enriquecida con microalgas, ácidos grasos, vitaminas y minerales; más adelante en la etapa de deshabitación se utiliza el alimento Otohime B1 y C1; en etapa de juveniles y engorde se proporciona alimento SKRETTING formulado para trucha con porcentajes de proteína entre el 40 y 60 % y un tamaño del pellet acorde al tamaño de la boca; a los reproductores se los alimenta con trozos de pescado y calamar congelado. Du-

Tabla 1

Parámetros fisicoquímicos.

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	22 °C	30 °C	26 °C
Oxígeno disuelto	2 ppm	7 ppm	4.5 ppm
pH	6	9	7.5
Parámetro	Óptimo		
Salinidad	35 ppt		
Dureza	4 800 mg CaCO ₃ /l		
Nitrito	< 1 ppm		
Nitrato	< 1 ppm		
TAN	< 0.1 ppm		
Alcalinidad	120 mg/l CaCO ₃ /l		
Sólidos en suspensión	< 100 ppm		



rante todo el ciclo los peces son alimentados *ad libitum*, aproximadamente 2.5-3 % de alimento en relación a la biomasa.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: El plan sanitario del cultivo juega un papel crucial dentro de la producción, ya que, influye directamente en la supervivencia de los organismos y en la calidad de producto que vamos a comercializar. Es necesario realizar monitoreos constantes y controles periódicos preventivos durante todas las etapas de cultivo, se recomienda que los controles sean más frecuentes a temperaturas mayores a los 26 °C.

Tabla 2

Patologías reportadas.

Parasitosis (especie)	Origen
Monogéneo (<i>Neobenedenia girellae</i>)	Silvestre
Crustáceo (<i>Caligus sp.</i>)	Silvestre
Protozoarios	Silvestre
Enfermedades	Origen
Epiteliocistis	Manejo
Otros	Origen
Exoftalmina	Varios
Deformaciones de boca y opérculo	Manejo

Buenas prácticas de manejo:

- Desinfección de los huevos y larvas previo a la siembra.
- Desinfección de artemia antes de utilizarla como alimento vivo.
- Mantener el alimento balanceado en tanques secos y cerrados.
- El pescado congelado debe ser lavado con agua dulce previo a la alimentación.
- Sifonado diario de tanques de cultivo.
- Limpieza diaria de filtros y mallas de colectores de huevos.
- Mantener un buen nivel de oxígeno (5 ppm) y baja cantidad de sólidos suspendidos.
- Control mensual de parásitos.
- Desinfección periódica de todos los materiales del laboratorio.
- Tratamientos oportunos en caso de laceraciones y patologías.
- Limpieza y desinfección total de tanques y transferencia de peces cada 2 meses.
- Los animales muertos son congelados y desechados fuera de las instalaciones.

Impacto ambiental

El impacto generado por las descargas de efluentes acuícolas al mar puede afectar sin duda el ecosistema



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

marino, por tal motivo, el CENAIM no realiza descargas de sólidos o líquidos tóxicos, plásticos, o contaminantes directamente al mar. Todas las descargas pasan previamente por un sistema de sedimentación y filtrado.

Mercado

Presentación del producto: entera congelada eviscerada, filete congelado con piel y filete congelado.

Precios del producto: en el mercado local se ha comercializado el producto a un precio de 6 USD/ kg.

Talla promedio de presentación: para la comercialización se han considerado tres tipos de presentación: pez entero eviscerado de 550 g de peso vivo (p.v.), 35 cm de longitud total (LT) y un rendimiento del 86 %; filete con piel de 450 g p.v., 33 cm LT y un rendimiento del 56 % y filete de 1.3 kg p.v., 48cm LT y 68 % de rendimiento.

Mercado del producto: local.

Puntos de venta: instalaciones del CENAIM-ESPOL.

Información y trámites:

- Centro Nacional de Acuicultura e investigaciones marinas: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/>.
- Ministerio de acuicultura y pesca: <http://www.acuaculturypesca.gob.ec>.

- Instituto Nacional de Pesca: <http://www.institutopesca.gob.ec/>.
- Ministerio del ambiente:<http://www.ambiente.gob.ec/>

Directrices para la actividad

Normatividad

Ley o norma	Descripción	Fecha
Acuerdo Ministerial 458 Registro Oficial 863	Ordenamiento y control de concesiones para maricultura en el Ecuador	5-ene-2013
Decreto Ejecutivo 3198 Registro Oficial 690	Reglamento a la ley de pesca y desarrollo pesquero	19-feb-2016
Registro Oficial Suplemento 983	Código Orgánico del Ambiente	12-abr-2017
Registro pendiente	Ley orgánica para el desarrollo de la acuicultura y pesca	14-abr-2020

Premisa: generar un producto sano y de calidad que permita diversificar la producción acuícola del país, contribuya con la seguridad alimentaria de la población y sea respetuosa con el medio ambiente.

- Alimentos que suplan la demanda nutricional de la especie
- Tecnología que permita desarrollar el cultivo en todas sus fases
- Pruebas que permitan optimizar los protocolos de cultivo y disminuir el tiempo de engorda
- Promover la adopción del cultivo en las comunidades costeras como alternativa de cultivo y fuente de empleo.



Investigación y biotecnología

Genética: es importante seleccionar líneas genéticas de buen desempeño productivo y obtener filiales nacidas en cautiverio para implementar un plan de mejora genética.

Nutrición: valorar los requerimientos nutricionales de la especie en sus diferentes estados de desarrollo para formular dietas específicas que mejoren la supervivencia y crecimiento de los peces.

Sanidad: diagnosticar e identificar con claridad los agentes patógenos que afectan a la especie, para implementar un plan integral de prevención y control de enfermedades.

Comercialización: implementar una normativa para la comercialización que permita mantener la calidad del producto desde el faenamiento hasta la comercialización y dar a conocer e incentivar el consumo de este producto.

Manejo: probar nuevos sistemas de cultivo que permitan mejorar el desempeño productivo de la especie y disminuir los costos de producción.

Tecnología de alimentos: desarrollar nuevas e innovadoras presentaciones del producto para promover su consumo e incrementar el mercado tanto nacional como internacional.

Estadísticas de producción: especie en etapa de investigación.



1.14. *Seriola rivoliana* (jurel) México

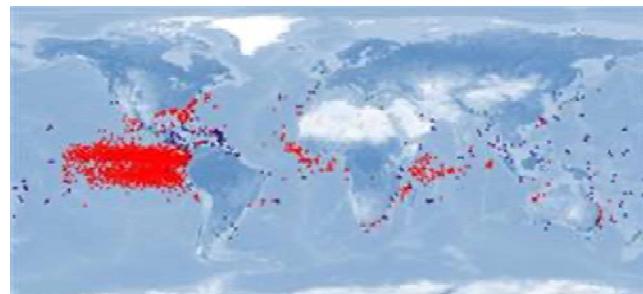


Dariel Tovar-Ramírez¹, Juan Carlos Pérez-Urbiola¹

Figura 1
Distribución.



Fuente: <https://www.fishbase.de/summary/Seriola-rivoliana.html>



Origen: cosmopolita.

Entidades con cultivo

<http://www.fishbase.org/summary/Seriola-rivoliana.html>.

Generalidades

Nombre común: pez fuerte, kampachi, coronado, medregal, almaco jack y huayaipe.

Nombre científico: *Seriola rivoliana*.

Nivel de dominio de biotecnología: desarrollada nivel comercial.

Estatus del cultivo: piloto- comercial.

Mercado: nacional e internacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: baja supervivencia larvaria, el prolongado uso de alimento vivo (*Artemia*, 15 días) encarece la producción, alimento microparticulado para larvas es caro, carencia de dietas específicas para preengorda, engorda y productores. Parasitismo (*Neobenedenia* sp.) en los cultivos en jaulas.

¹ Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, Baja California Sur, México.



Información biológica

Es un pez pelágico de aguas tropicales a subtropicales, generalmente se desplaza en cardúmenes de organismos de la misma talla. Siempre siguiendo las rutas migratorias de su alimento, sardina y calamar. Se localizan generalmente en zonas con temperaturas arriba de los 24 °C y por debajo de los 30 °C. Generalmente los cardúmenes de peces chicos por debajo de los 30 cm se encuentran entre la superficie y los 30 metros. Organismos más grandes se localizan entre los 20 a 60 metros de profundidad, se les puede observar en la superficie en los momentos de alimentación en los bancos de sardina. Es frecuente localizarlo asociado a montañas submarinas, fondos rocosos, o costeando en zonas rocosas y con profundidades mayores a los 20 metros. Su periodo reproductivo depende de la temperatura de la zona, generalmente entre los 25 a 30 °C, y puede darse durante todo el año si las condiciones de temperatura lo permiten. Alcanza la madurez sexual entre los 2 a 3 años, superando los 10 kilos. En cautiverio el cortejo se desarrolla al amanecer cuando uno o hasta 4 machos cortejan a la hembra madura por más de una hora, persigiéndola continuamente en el tanque, hasta que con rápidos movimientos la hembra desova y prácticamente al mismo tiempo los macho fertilizan los huevos. Esta información fue recabada durante los años 2013 a 2018 en el Golfo de California durante las capturas de reproductores.



Distribución geográfica: es una especie de distribución Cosmopolita en zonas tropicales.

El carangido Almaco jack, *Seriola rivoliana*, tiene una distribución circoglobal (43° N - 38° S) y se encuentra en laderas de arrecifes exteriores y bancos costeros a profundidades de 160 m. Ocurriendo en los océanos Atlántico, Pacífico e Índico (Fischer, 1978, IN: Pinheiro, et al., 2013).

Morfología: los radios dorsales son VII+I,27-33, radios anales II (reducidos o empotrados en peces grandes) + I18-22; total de branquiespinas en el primer arco (excluyendo rudimentos: 22-26; línea lateral con un arco leve sobre la región pectoral; sin escudetes; surcos presentes en los bordes dorsales y ventrales de la base de la aleta caudal, pero sin una quilla lateral carnosa; azulado a verdoso en el dorso, plateado abajo; distinguibles delas otras *Seriola* de la región por su cuerpo más alto, banda oscura oblicua desde el hocico hasta el frente de la aleta dorsal, y por los lóbulos de las aletas dorsal y anal relativamente altos; los juveniles (hasta los 20 cm) con 6 barras oscuras en el costado. Alcanza al menos 100 cm; es común de 60 cm (Allen y Robertson, 1994).

Cultivo

Biotecnología: la tecnología para el cultivo está desarrollada para la colecta de los reproductores, cultivo larvario, preengorda y engorda. Falta mejorar cada una de las etapas. Se presenta mortalidad hasta del 50 %

en la colecta de los reproductores cuando en anzuelo causa mucho daño, se raspa contra el fondo rocoso, o se pescan a más de 40 metros de profundidad. El cultivo larvario demanda una gran cantidad de alimento vivo debido a su voracidad y alto metabolismo, lo cual facilita su alimentación, pero dificulta la operatividad. El destete requiere 15 días de *Artemia* enriquecida y en gran cantidad. Periodos de baja densidad de presa y por lo tanto baja alimentación conlleva mortalidad y deformidades. La preengorda requiere de mucho re-cambio de agua (600 % diario) en tanques grandes. Y la engorda presenta el problema de mortalidad por el ectoparásito *Neobenedenia* sp.

Sistema de cultivo

Características de la zona de cultivo: la zona de cultivo para el jurel pez fuerte *Seriola rivoliana*, requiere de aguas de calidad oceánicas, deja de crecer por debajo de los 18°C , es recomendable de 25 a 30°C . Así como aguas oceánicas por lo menos a 2 km de la costa, que permitan cultivar en jaulas de 25 a 50 metros de diámetro a alta densidad, para que los desechos metabólicos sean distribuidos en grandes volúmenes de agua oceánica. No se recomienda lagunas costeras o cerca de la costa donde los desechos se acumularían causando problemas al medio ambiente.

Artes de cultivo: se recomiendan jaulas cilíndricas de 25 a 50 metros de diámetro, para que puedan desplazare más libremente y baje el estrés por la alta





densidad de cultivo. La profundidad del mismo dependerá de la profundidad del lugar, pero por cuestiones de manejo y seguridad se recomienda de 20 a 30 metros. De preferencia que puedan ser sumergibles en su totalidad a 10 metros de la superficie para evitar mal tiempo (huracanes, sobre todo). El material recomendado es malla ciclónica forrada de plástico, o malla de con aleación que contenga cobre, ambas deben tener programadas limpiezas continuas según la incrustación y adherencia de algas y otros organismos (fouling). No se recomiendan mallas de cuerdas de nylon o tipo filamentosas ya que favorecen el ciclo de vida del parásito.

Aunque se pueden tener en tanques y estanques, por las necesidades de calidad de agua y altas en oxígeno no sería aconsejable su engorda en estos tipos de sistemas. Requerirían de mucho equipo de tratamiento del agua o un recambio de alto de agua, por lo que el gasto de energía sería muy alto.

Flujo de agua para el cultivo: el flujo de agua durante el cultivo larvario puede ir del 100 % en su fase inicial a 600 % a los 30 días. Es recomendable para mantener buena calidad de agua. Durante la preengorda a nivel comercial es necesario tanques grandes 30 a 50 m³, con recambio del 600 % diario, debido a su alto metabolismo y crecimiento es necesario alto recambio para mantener la calidad de agua, y sobre todo la concentración de oxígeno alto

Tamaño del organismo para siembra: depende de las condiciones del lugar y de la luz de malla que se tenga, que en parte está determinado por la incrustación de organismos en la misma dependiendo del lugar. Se pueden sembrar desde los 50 g. Aunque debido a su alta tasa de crecimiento, en cuestión de un par de semanas pueden pasar de 50 a 150 g. Así que dependerá también de los costos, de mantenerlos en preengorda dos semanas o el llevarlos chicos y arriesgar mortalidad.

Porcentaje de sobrevivencia: la supervivencia en cultivo larvario aun es muy baja, alrededor de 5 %, pero es muy probable que pronto se alcance 50 %, su voracidad ayuda mucho y con personal y equipo adecuado pronto, se alcanzarán estos porcentajes. Generalmente las larvas que logran sobrevivir la primera alimentación llegan a juveniles, si se utiliza la densidad adecuada de alimento vivo y sobre todo con los enriquecedores adecuados. Los cuales son fundamentales para el fortalecimiento de las larvas.

Una vez sembrado la mortalidad es muy baja, si se lleva un control estricto en cuanto a la intensidad del parasitismo, proporcionando los tratamientos adecuados a tiempo.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: el cultivo larvario a juvenil es de 25 a 30 días dependiendo de la temperatura y alimentación, a organismos de 1 a 5 gr. La preengorda puede ser de uno a dos meses de 100 a 150 g, y la engorda de 18 a 20 para peces de 2.5 a 3.5 kilos. También dependiendo de la temperatura del lugar. Arriba de los 26 °C crecen muy rápido.

Información publicada útil para la acuicultura: crecimiento diario de 5.3 ± 0.51 gd – 1. (Benítez *et al.*, 2017).

En este estudio se obtuvo el genoma mitocondrial completo de la cola amarilla de rabo largo *Seriola rivoliana* (Perciformes: Carangidae). El tamaño del genoma fue de 16 530 pb de longitud, conteniendo los 2 genes rRNA habituales, 13 genes codificantes de pro-

teínas, 22 genes tRNA y una región de control no codificante (Chen *et al.*, 2016).

Desovaron por inducción a hembras y machos de 10.7 ± 1.4 y 8.5 ± 0.9 kg de peso corporal y 86.2 ± 5.3 y 78.9 ± 1.9 cm de longitud total, la temperatura osciló entre 21.9 ± 0.2 °C en junio y 23.5 ± 0.4 °C en noviembre. Alimentaron al 2 % de peso corporal, tres veces por semana. Desoves, 944 326 huevos hembra kg⁻¹. El período de latencia fue de aproximadamente 28 h y 30 min (Fernández *et al.*, 2015).

La inclusión de DHA en la dieta hasta un 3.17 % (dw) mejoró la resistencia de las larvas a la exposición al aire, aunque el DHA no afectó significativamente el crecimiento final de los peces o la supervivencia final. Los niveles altos de DHA en la dieta (1.99 % y 3.17 %, dw) tendieron a aumentar la incidencia de anomalías esqueléticas en larvas de *S. rivoliana*. Los resultados del presente estudio demostraron que la inclusión de DHA en la dieta en dietas inertes de hasta un 3.17% (dw) y una proporción de DHA / EPA por encima de 3.1 aumentó la supervivencia final y la resistencia al estrés en larvas de *S. rivoliana*.

Cultivo de mesocosmos en 40m³ durante 30 días a 22.5 °C (Mesa *et al.*, 2018).

Los lípidos dominantes de las especies en cultivo y silvestres son el triacilglicerol y fosfolípidos. La mayoría de ácidos grasos en el músculo e hígado son 14:0 (cultivados), 16:0, 18:0, 16:1n-7, 18:1n-7, 18:1n-9, 18:2n-6 (ácido linoleico, cultivados), 20:5n-3, y 22:6n-3. Los peces cultivados tienen más niveles de ácido Linoleico (LA) con trazas de 20:4n-6 (ácido araquidónico):



ARA) and 22:5n-6, mientras que los silvestres tienen muy bajo nivel de 18:2n-6, con bajo nivel de ARA y 22:5n-6. La proporción ($R_{LA/ARA}$) de LA y ARA en los peces cultivados es marcadamente más alto que los silvestres (Saito, 2012).

Peso promedio del organismo al cosecharlo: 2.5 a 3.5 kg.

Pie de cría

Origen: actualmente, hay producción comercial en Hawaii y México.

Procedencia:

Laboratorios en el país: Kawaii Kona Blue, en México Kampachi Farms de México y Rancheros del Mar.

Alimento

Tipo de alimento: se alimentan de pequeños peces, especialmente sardinas, macarela, lisas y otros pequeños carángidos. También de calamares.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la Sanidad Acuícola: la única enfermedad que actualmente ocasiona mortalidad es la ocasionada por los ectoparásitos capsálicos monogéneos *Neobenedenia gricelli*, *N. melleni* etc. Es muy posible que

al aumentar los niveles de producción se detecten otras enfermedades con virus y bacterias. Por lo que es importante evitar los movimientos de reproductores y semilla hasta que no se establezcan bien los límites de distribución de las diferentes poblaciones y sus enfermedades.

Mercado

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	10 °C	33 °C	26 °C
Oxígeno disuelto	2.5 ppm	7 ppm	6 ppm
pH	-	-	-
Parámetro	Óptimo		
Nitrito	-1 mg/l		
Nitrato	-1 mg/l		
Amonio	-1 mg/l		

Presentación del producto: el producto es principalmente para el platillo japonés del Sashimi, el cual es muy codiciado en los restaurantes japoneses de todo el mundo. Por lo que su presentación es cruda. Para ello el jurel debe desangrarse al momento de la cosecha y quitar el nervio de la columna para su óptima conservación. El precio del productor al mercado en mayoreo es de 220 (MXN) el kilo, USD 11 por kilo.



Talla promedio de presentación: la talla es de 50 a 60 cm de largo con un peso de eviscerado de 2 a 3 kilos.

Mercado del producto: los restaurantes japoneses para los platillos de Sashimi y Sushi.

Puntos de ventas: el producto se coloca en el mercado al mayoreo para su distribución a los restaurantes a nivel mundial llegar a la maduración sexual de los machos. También existe la posibilidad de cultivo del mero guasa en aguas de bajas salinidades, permitiendo así su cultivo en tierra firme. Acuicultura del mero guasa sería de gran aporte socio-económico para el país, y podría proteger el recurso pequero del mero, en su ambiente natural.



1.15. *Seriolella violacea* (cojinoba del norte) Chile



Marcia Oliva Arriagada^{1,4}, Alfonso Silva^{1, 3}, Pedro Toledo^{1,4},
Héctor Flores^{1, 3, 4}, Paola Navarrete^{2,4} y Katherine Alveal⁴

Figura 1
Distribución.



Nota: Elaborado por Argüello, (2015).

Generalidades

Nombre común: cojinoba (Chile), cojinoba del norte (Chile), palmera o piña lisa (Perú), palm ruff, warehou (Australia) y savorin (Argentina).

Nombre científico: *Seriolella violacea*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta.

Origen: se distribuye por las costas del este del océano Pacífico, desde Chile hasta Ecuador.

Estatus del cultivo: nivel piloto experimental.

Mercado: local, transferencia tecnológica pescadores artesanales.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de Cojinoba del Norte (*Seriolella violacea*), especie nativa de importancia económica local, se inició en el Laboratorio de Peces de la Universidad Católica del Norte, Región de Coquimbo, Chile, gracias a la investigación y desarrollo de dos proyectos de I+D

¹ Universidad Católica del Norte de Chile,

² Universidad de Chile

³ Centro Aquapacífico

⁴ Red Cyted LARVAplus



(Investigación y Desarrollo, FONDEF), entre los años 2002-2014. En una primera etapa, en el proyecto denominado “Investigación y desarrollo de una tecnología base de cultivo para la producción de cojinoba del norte (*Seriola violacea*)” (Proyecto FONDEF D02II1161), se comprobó que ejemplares silvestres son capaces de reproducirse, en condiciones de cautiverio, después de 20 meses de acondicionamiento, logrando larvas competentes para el desarrollo de su cultivo. Las primeras larvas obtenidas alcanzaron el tamaño de juvenil de 2 gramos a los 80 días de cultivo. Por otra parte, juveniles provenientes del medio natural demostraron una excelente adaptación al cautiverio y a dietas formuladas, las que permitieron tasas de crecimiento interesantes del orden de los 3-4 g/día (Silva y Trujillo, 2006). En esta primera etapa se logró conformar 2 planteles de reproductores, con capacidades reproductivas normales, sin necesidad de intervención hormonal para su maduración y desove.

En una segunda etapa, en el proyecto denominado “Investigación y desarrollo de una tecnología base de cultivo para la producción de Cojinoba del Norte (*Seriola violacea*), Segunda parte: producción de ju-



veniles y engorde en jaula”, se optimizó el cultivo larvario, bajo sistema RAS, lo que permitió la obtención de juveniles para experiencias de engorde en estanque y en jaulas balsas. Se estudió detalladamente el desarrollo embrionario y larval, para poder determinar las etapas y los tiempos críticos del cultivo, además del desarrollo morfológico de la especie (Oliva, 2014), pudiendo establecer algunos parámetros claves de calidad de desove. En estado juvenil se comprobó tanto en jaula como en estanque, los crecimientos y tiempos de producción, con el fin de evaluar y transferir la tecnología base para su cultivo, como una alternativa de producción acuícola nacional (proyecto FONDEF D08I1119). De forma paralela, se desarrolló investigación de aspectos críticos en el cultivo larvario, como el estudio de anomalías esqueléticas detectadas durante los primeros cultivos larvarios. Se caracterizó el desarrollo osteológico y malformaciones craneales durante el cultivo larval, las cuales son un problema para el desarrollo de la acuicultura de esta especie, ya que afectan la apariencia normal de los peces, además que impiden que cumplan los requisitos





tos de tamaño y peso, necesarios para su comercialización (Bohórquez, 2014). En este contexto, también se evaluó el efecto de 2 temperaturas de cultivo (14 y 18 °C) sobre el rendimiento productivo y presencia de anomalías craneales en el desarrollo temprano de la especie. De este estudio se determinó, por una parte, que varios eventos ontogénicos fueron alcanzados en menor tiempo cuando se cultivó a 18°C, y que la frecuencia de anomalías esqueléticas al final del experimento no fue influenciada significativamente por la temperatura. Esta información ayudó la optimización de las condiciones de cultivo de esta especie para maximizar el rendimiento y calidad de juveniles (Argüello, 2015).

Se describieron los cambios histológicos y los pa-

trones de actividad enzimática digestiva durante el desarrollo larvario, desde la incubación hasta los 50 días post-eclosión (DPE). Esto permitió determinar, que las estructuras histológicas típicas de un estómago eran visibles a los 33 DPE con una actividad concomitante de pepsina. Las glándulas gástricas fueron claramente visibles entre los 35-37 DPE, lo que sugiere un estómago funcional a esta edad y se determinó además, la maduración completa del sistema digestivo. Sobre la base de los resultados de este estudio, se pudo dar inicio al proceso de destete de la especie a los 35 DPE (Alveal *et al.*, 2019). Esta información nos permitió ajustar el protocolo de deshabitación de la especie, adelantar en 10 días la incorporación de dietas formula-

das y mejorar la eficiencia alimenticia en esta etapa de cultivo.

Las experiencias anteriormente mencionadas han sido determinantes para poder mejorar la productividad de la especie en condiciones de cultivo. Actualmente, se dispone de un protocolo base de producción de juveniles en sistemas de cultivo en tierra, con posibilidades de engorde en sistemas de tierra y también jaulas en mar. La tecnología de engorde ha impulsado además el desarrollo de otros proyectos de índole social, asociados a pescadores artesanales de la región, quienes han desarrollado el cultivo experimental de peces nativos en tierra, como un paso previo a su escalamiento en áreas de manejo en el mar. A través de la Universidad Católica del Norte se ha implementado el programa de Transferencia Tecnológica del Cultivo de Cojinoba del Norte, con el fin de potenciar la Acuicultura de Pequeña Escala (APE) en las caletas de la Región de Coquimbo”.

Información biológica

Distribución geográfica: la cojinoba del norte es un pez pelágico que vive en la superficie del mar, sobre la plataforma continental, próximos a la costa formando pequeños cardúmenes asociados con el jurel o pampanito. En Chile, se distribuye entre Arica y Chiloé. También se la encuentra en Perú y Ecuador (Oliva *et al.*, 1996).

Morfología: su cuerpo es fusiforme. La cabeza y dorso

son de coloración azul-negruzco, mientras que los flancos y vientre presentan color plateado; las aletas pectorales y caudal son oscuras, y el pedúnculo caudal es notoriamente angosto. Aleta dorsal larga, compuesta de una porción de 7-8 espinas y una segunda dorsal (o porción blanda) compuesta de 25-28 radios. Ojos pequeños, rodeados de tejido adiposo (que da la apariencia de una máscara). Opérculos con escamas apenas visibles por la cubierta de la piel, con dos espinas planas y débiles en su borde posterior (Chirichigno y Vélez, 1998).

Se han registrado especies de hasta 65 cm de longitud horquilla, sin embargo la talla promedio es de 37 cm, según registros de fishbase.org.

Ciclo de vida: en ambiente natural, antecedentes de la biología reproductiva indican que *Seriolaella violacea* es un desovador parcial o fraccionado, con mezclas de clases anuales, observándose en un mismo periodo, ejemplares que están en pleno proceso de desove, como también en reposo (relativo) predominando por lo general una determinada condición de madurez (Oliva *et al.*, 1996). El proceso reproductivo de la cojinoba del norte en el medio natural, de acuerdo a los análisis macroscópicos y microscópicos de los ovarios, se inicia en el mes de mayo hasta septiembre. Su pico ocurre durante los meses de junio y septiembre, lo cual evidecia que es desovante invernal.

Respecto de la madurez sexual de los individuos del medio natural, varios autores han estimado que esto corresponde a ejemplares de 3 a 4 años de vida



(Wolf y Aron, 1992). Oliva *et al.*, (1996), estimaron que el tamaño de primera madurez sexual, para hembras de *Seriolaella violacea* es de 44 centímetros de longitud horquilla. Retamales y González (1981) lo establecieron en 48 centímetros y Parker *et al.*, (1995) coincidieron que la talla de primera madurez también correspondía a ejemplares de 44 centímetros de longitud, tallas correspondiente a ejemplares de 3 a 4 años de vida.

Respecto de la fecundidad relativa (número de huevos x gramo⁻¹ del peso total del pez), Wolf & Aron (1992) la determinaron en 215 + 97,9, lo que significa una fecundidad total de 720 061, 1 007 520 y 1 280 438 huevos para especímenes de 3, 4 y 5 años, respectivamente. La relación peso total-peso gónada, en peso de la gónada madura equivale a cerca del 6 % del peso corporal. Este porcentaje indica una alta fecundidad para esta especie, lo que es corroborado por los re cuentos de huevos de gónada; 1 208 438 huevos para una hembra de 5 años de edad.

Hábitat: cojinoba del Norte, es una especie gregaria de comportamiento epipelágico, preferentemente costero. Los adultos normalmente se encuentran en zonas demersales continentales en aguas superficiales así como también en bahías protegidas. Por su parte los juveniles se distribuyen en aguas costeras desde los 50 a 200 metros de profundidad, formando agregaciones para su alimentación (Oliva *et al.*, 1996).

Alimentación en medio natural: los hábitos alimentarios de *Seriolaella* en la Región de Coquimbo, señalan que la especie es zooplanctofaga. Los principales ítems en la alimentación corresponden a anfípodos, larvas de crustáceo decápodos, copépodos y huevos de peces (Wolf y Aron, 1992). Sin embargo, se ha reportado en el Perú, que *Seriolaella violacea* es una especie carnívora, predando peces como la sardina, anchoveta y jureles pequeños (Chirichigno y Cornejo, 2001), además de anfípodos, larvas de crustáceo decápodos, copépodos y huevos de peces. Esta especie tiene una boca grande y los ejemplares pequeños consumen presas pequeñas como eufásidos, anfípodos, larvas de peces y crustáceos; mientras que las tallas grandes pueden consumir estomatópodos, galateidos y engraulidos (Blaskovic *et al.*, 2000).

Aspectos sobre el cultivo

Abastecimiento de reproductores

En una etapa inicial, el abastecimiento de reproductores se realizó a partir de juveniles (480 g peso promedio) capturados desde el medio natural, desde zonas costeras de la región de Coquimbo, Chile. Los juveniles capturados fueron trasladados a estanques de 10-20 m³ en las instalaciones de la Universidad Católica del Norte, y durante 20 meses fueron mantenidos y acondicionados bajo foto-termoperíodo natural, con dieta semi húmeda, registrando el primer evento de desove espontáneo a partir del segundo año en cautividad.



En la actualidad se ha logrado conformar 4 planteles de reproductores, un plantel proveniente del medio natural, y tres provenientes de cultivo. Los peces de cultivo, bajo condiciones naturales de foto termoperíodo, demoran 4 años en alcanzar su madurez sexual. Durante este tiempo, los ejemplares se seleccionan de acuerdo a sus características morfológicas y de condición, y son acondicionados en función de su alimentación, basada en dietas semi-húmedas especiales a base de pescado fresco, harina de pescado, aceites y mezclas de vitaminas.

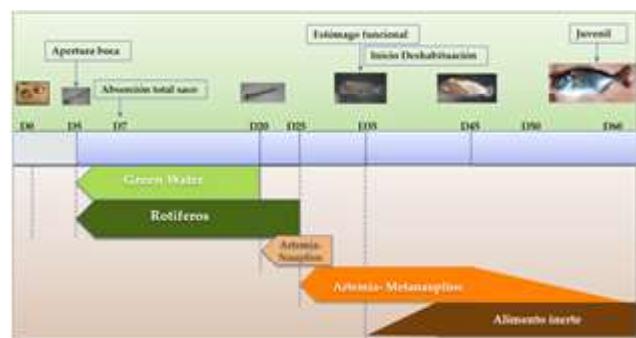
Reproducción

La cojinoba del norte inicia sus desoves en cautiverio entre los meses de mayo-septiembre. Tiene desarrollo ovárico de tipo asincrónico y desoves fraccionados espontáneos durante 5 meses al año. Las temperaturas durante la temporada de desoves varía entre los 11.5 °C y los 14 °C.

Por temporada una hembra puede llegar a registrar 7-8 desoves, con un total de 1 410 000 huevos y un 85 % de estos son viables. El número promedio de huevos por desove en hembras de 2 kg de peso va desde los 110 000 a los 330 000 huevos. El porcentaje de fecundidad, generalmente es alto, entre los 90-100 %.

Los huevos son recolectados de forma pasiva, mediante un colector instalado en el desagüe exterior de cada estanque de reproductores. Una vez colectados, éstos son llevados al laboratorio húmedo, donde son cuantificados e incubados en estanques de 500 l, a den-

Figura 2
Protocolo cultivo larval *Seriola lalandii*.



Fuente: <https://biologiamarinaucn.cl/laboratorios/>.

sidades de hasta 1000 huevos/l. El periodo de incubación varía dependiendo de la temperatura (11.5-14 °C), entre 4-5 días, con porcentajes de eclosión entre 40-90 %.

Esta etapa tiene una duración estimada de 60 días, desde la eclosión hasta juvenil. Se utilizan sistemas de recirculación de tipo intensivo con agua verde (microalgas *Nannochloropsis* sp.), a una densidad de 40-60 larvas/l, en estanques de 1-2 m³.

A los 5 días post eclosión (DPE), cuando la larva abre su boca, se da inicio a su alimentación exógena con rotíferos, a pesar que aún no ha absorbido en su totalidad el saco vitelino. Se comienza la entrega de rotíferos a razón de 3-5 rot/ml dependiendo de la densidad de siembra. Durante 15 días se mantiene este régimen suministrando rotíferos de acuerdo a demanda y de forma creciente (hasta 15 rot/ml/día), resultando una etapa crítica del cultivo esta fase de primera alimentación. Posteriormente, cuando la larva alcanza los 6,0-6,5 mm de tamaño, correspondiente a los 20

días de edad, se inicia la alimentación con nauplios de artemia, por 5 días. Durante este período, se elimina paulatinamente el rotífero, y a los 25 DPE se les proporciona metanauplios de artemia, enriquecidos con productos comerciales que permiten aumentar los niveles de ácidos grasos HUFA. A los 35 DPE, la larva se encuentra fisiológicamente capacitada para ingerir alimento inerte, o micropellet (150-300 micras), iniciando el proceso de coalimentación. La deshabitación de alimento vivo se inicia el día 45 DPE y tiene una duración estimada de 15 días. Durante este proceso es posible observar canibalismo moderado, por lo que suministrar alimento inerte de la forma adecuada es fundamental para evitar altos índices de mortalidad. Esto permite finalmente obtener un juvenil a los 60 DPE.

Los índices de supervivencia durante la etapa larval, fluctúa entre 50-80 % al término de la absorción del saco vitelino; durante la primera alimentación con rotíferos, proceso crítico del cultivo, supervivencia varía entre 40-50 %; segunda alimentación con artemias (metanauplios), 30-35 %; deshabitación 20-25 %; sobrevivencia final cultivo larval 20 %.

Cultivo

Biotecnología: incompleta, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivos: intensivo en etapa juvenil; extensivo en etapa reproductiva.

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en estanques de 2-10 m³, ubicados en zonas costeras, y también en jaulas flotantes dentro de bahía protegida en etapa de engorde.

Artes de cultivo: para la infraestructura de engorda se utilizan, estanques de fibra, cilindro-cónicos con un 2 % de pendiente, cubierta para evitar la entrada de luz directa, el escape de peces fuera del estanque y ataques de pájaros.

Flujo de agua promedio para el cultivo: en la etapa de alevinaje y pre-engorda, sistema de flujo abierto con 1/2 recambio/hora. En la etapa de engorda, 1 recambio/hora.

Densidad de siembra: la cantidad de peces a sembrar depende del tipo de estanque, la alimentación y el oxígeno disuelto en el sitio de cultivo. Además, la cantidad de peces en el estanque se encuentra en íntima relación con el peso individual de éstos, así como las condiciones de manejo que se proporcionan. En sistemas intensivos se recomienda una densidad máxima de 20 kg/m³.

Tamaño del organismo para siembra: para la etapa de pre-engorde, se utilizan juveniles de 1 a 2 g, tanto en sistemas intensivos como extensivos. En etapa de engorde, en estanque o jaula, se utilizan ejemplares sobre 200 gramos.



Porcentaje de sobrevivencia: sistema intensivo 70 – 80 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: un ciclo productivo considera 18-20 meses de cultivo, dependiendo del sistema de cultivo (jaula o estanque en tierra).

Peso promedio de cosecha: 800-1 200 gramos.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: el laboratorio de peces de la Universidad Católica del Norte, ubicado en la Cuarta Región de Coquimbo, produce juveniles de *Seriola violacea*, para el desarrollo de proyectos de investigación de I+D, transferencia tecnológica para pescadores artesanales y a nivel educativo y formativo de la carrera de Ingeniería en Acuicultura, Biología Marina y Prevención de Riesgos, de la Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile.



Alimento

El alimento es uno de los insumos más importantes en el cultivo de peces y su costo varía entre un 50 % a 70 % del costo de producción, dependiendo del recurso y etapa de cultivo. Por otra parte, es la variable más significativa y que impacta directamente en el crecimiento de los peces y en la calidad de la musculatura.

Cojinoba del norte, desde la deshabitación acepta alimento formulado seco, y esto se mantiene hasta el momento de la cosecha (1 kg Pt promedio).

De acuerdo a experiencias realizadas en el Laboratorio de Peces de la Universidad Católica del Norte, el calibre del alimento dependerá del tamaño del pez, el cual se detalla en la siguiente Tabla 1:

Días de cultivo	Calibre del alimento (mm)	% alimentación	Peso cojinoba (g)
90 - 100	0.3	0.3	3 - 5
100 - 150	0.8	0.3	5 - 30
150 - 180	1.5	0.3	30 - 50
180 - 210	2.0	0.3	50 - 100
210 - 350	4.0	2.0 - 1.5	150 - 350
350 - 650	6.0	1.5 - 1.0	350 - 1 000

Fuente: https://www.conicyt.cl/m/wp-content/themes/fondef/encuentra_proyectos/PROYECTO/08/I/D08I1119.html.

La empresa BIOMAR Chile formuló una dieta específica para esta especie, con presentación de gránulos de forma cilíndrica de entre 4 y 6 mm. El contenido de proteína de la dieta fue de 47.5 % de proteínas, 21.5 % de lípidos, de carbohidratos 9.2 %, de fibra de 1.7 %, de cenizas en 11.8 %, y de humedad del 10 %. Los ingredientes utilizados en la dieta consideraron: harina de pescado seleccionada, aceite de pescado, harina de trigo, gluten y germen de maíz, harina de soya, harina de pluma hidrolizada, concentrado proteico de soya, gluten de trigo, premezcla de vitaminas y minerales, ácido ascórbico y antioxidantes. Una vez mezclados los ingredientes, estos son sometidos a un proceso de extrusión.

Actualmente, se utiliza alimento para salmones, ya que el alimento comercial formulado específicamente para la especie por BIOMAR, correspondió a un producto experimental. La ración diaria de alimento, mantiene las indicaciones de la tabla.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	12 °C	18 °C	16 °C
Oxígeno disuelto	5 a 5.5 mg/l	8 mg/l	7.5 mg/l

Nota: la temperatura de cultivo sobre los 18 - 19 °C genera daños en la piel de los juveniles, por lo que se recomienda usar temperaturas de cultivo hasta los 17 °C.

El consumo de oxígeno aumenta con el incremento de la temperatura desde 1.6 a 2.4 g O₂/kg de pescado/día a temperaturas de 14 a 18 °C, a una densidad de cultivo de 24 kg/m³ (Nericci *et al.* 2012a).

El nitrógeno total amoniacal (TAN) excretado por los peces fue de 4.4 ± 0.9 a 7.1 ± 1.9 mg de TAN/kg de pescado/hora, a temperaturas de 14 °C y 18 °C (Nericci *et al.*, 2012b).

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola no es una prioridad en el cultivo (Tabla 1), sin embargo, se han tomado medidas básicas de prevención contra enfermedades que potencialmente podrían limitar la producción o la transmisión a otros organismos o unidades de producción. En este sentido, la prevención de las enfermedades se basa en las buenas prácticas de manejo y producción de los cultivos, en cuanto a alimentación, densidades de cultivos adecuadas y el uso de equipos de medición exclusivos para el cultivo de esta especie.

Buenas prácticas de manejo: algunos puntos importantes para las buenas prácticas de manejo en el cultivo son:

- a) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad, talla de los peces y la capacidad de carga, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha,
- b) durante la etapa larval, se recomienda mantener ni-



- veles de oxigenación sobre el 90 % de saturación; de igual forma, durante la etapa de engorde, es recomendable mantener a los organismos con una oxigenación mayor al 80 % de saturación,
- c) mantener los estanques limpios para facilitar la oxigenación, sobre todo en la etapa de cultivo larvario en donde la materia orgánica contribuye a la presencia de protozoos y bacterias que contaminan los estanques al punto de registrar 100 % de mortalidad en cultivo larvario y 60 % durante engorde,
 - d) el uso de sistemas RAS en larvicultura ha permitido un sistema de cultivo estable en cuanto a variables ambientales y calidad de agua,
 - e) los peces muertos o enfermos son desechados lejos del centro de producción,
 - g) el material utilizado durante el proceso de cultivo, es de uso exclusivo para cada etapa productiva, y desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos,
 - h) se lleva un control adecuado de la alimentación y el horario en el que éste se suministre (en el caso de juveniles),
 - i) el uso pediluvios sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades,
 - j) restringir el ingreso a las salas de cultivo a personas ajenas al proceso productivo y en caso de eventuales visitas, el uso de protecciones en zapatos y ropa, así como también la desinfección de manos con alcohol gel.
- En *S. violacea* se han identificado 18 especies de pa-

rásitos, nueve corresponden a ejemplares de la costa de Perú y 14 a ejemplares de Chile (Castro y Baeza, 1985; Luque et al., 1991; Tantalean et al., 2005).

En la experiencia de crecimiento en balsa-jaula se detectó dos extoparasitos: *Ceratothoa gaudichaudii* (Isopoda) y *Paraeuryorsorchis sarmientoi* (Monogenea) con prevalencias significativamente menor a las reportadas en el ambiente natural. No se reportó ningún endoparásito, producto que los peces desde su primera alimentación, fueron alimentados con alimento formulado, no existiendo consumo de alimento natural.

Desafíos futuros

Los resultados obtenidos durante estos casi 20 años de estudio, han permitido confirmar preliminarmente la hipótesis de que la cojinoba del norte presenta características de crecimiento y factibilidad de reproducción en cautiverio que la hacen técnica y económicamente apta para el desarrollo de su cultivo comercial en el país.

Los principales desafíos futuros apuntan a:

1. Desarrollar el manejo controlado de la reproducción utilizando técnicas de control del foto-termo periodo, de tal forma de obtener juveniles durante todo el año y de forma permanente.
2. Profundizar en aspecto fisiológicos de la especie en cautiverio, con el fin de poder optimizar los procesos productivos.

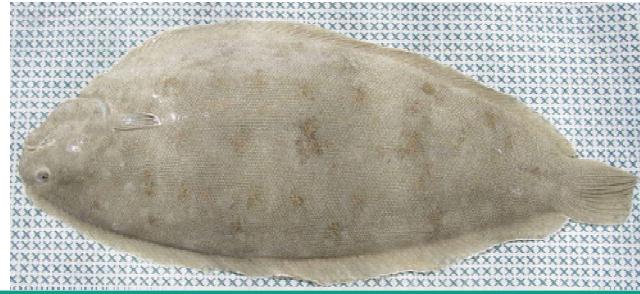


CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

3. Escalar a nivel comercial la producción de juveniles, considerando tecnología de engorde en jaulas y el desarrollo de dietas específicas que potencien el crecimiento y su sistema de defensa.
4. Generar un producto sano, del punto de vista sanitario, ambiental y socialmente aceptable, enfocado a lograr un desarrollo integral del cultivo de *Seriola* *violacea*.



1.16. *Solea senegalensis* (lenguado senegalés) Portugal



Sofía Engrola¹, Ignacio Fernández², Enric Gisbert³

Figura 1
Distribución geográfica.



Generalidades

Nombre común: lenguado senegalés, lenguado y/o lenguado del sur (español); linguado-branco, linguado-da-costa, linguado-do-senegal y peixe-banda (portugués).

Nombre científico: *Solea senegalensis*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

Origen: Atlántico oriental, Atlántico central (desde Francia hasta Angola) y Mediterráneo occidental.

Estatus del cultivo: larvario y engorde a nivel comercial.

Mercado: nacional/internacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: no se domina la reproducción de especímenes criados en cautividad, como inducir la puesta de forma espontánea y las condiciones óptimas de cultivo larvario.

¹Centro de Ciências do Mar (CCMAR), Universidade do Algarve, Campus de Gambelas, 8005-139 Faro, Portugal; ²Aquaculture Research Center, Agro-Technological Institute of Castilla y León (ITACyL), Ctra. Arévalo, s/n. 40196 Zamarramala, Segovia, Spain; ³Programa de Cultius Aquàtics, IRTA, Centro de San Carlos de la Ràpita (IRTA-SCR), Tarragona, Spain.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo del lenguado senegalés en la península ibérica es una actividad que se ha intentado desarrollar desde los años 70, y que hoy en día está establecido comercialmente en las regiones de Andalucía y Galicia y a nivel experimental en Cantabria y Cataluña en España, y en la región de Oporto y Norte y el Algarve en Portugal. Hoy en día, a pesar de las dificultades por superar en cuanto a la reproducción en cautividad y la calidad de los juveniles conseguidos, hay un mercado limitado que espera un total desarrollo en los próximos años. La producción se basa fundamentalmente en tres empresas: Stolt Sea Farm, Cultivos Piscícolas Marinos (Cupimar) y Sea8. Todas ellas con grandes intenciones de intensificar su cultivo a través del desarrollo de tecnología de recirculación y afinando en las condiciones de cultivo para superar los cuellos de botella, incluso con la utilización de herramientas biotecnológicas como la producción de hormonas recombinantes para el estímulo de la reproducción. Comercialmente, el lenguado es una especie apreciada por los consumidores debido al sabor, textura y calidad de la carne.

Información biológica

Distribución geográfica: en profundidad va desde los 12 a los 65 m. Se ha capturado desde Francia a Angola, aunque su producción acuícola se localiza fundamentalmente en España (1000 t), Islandia (400 t), Francia (260 t) y Portugal (145 tn).

Morfología: las características anatómicas principales de la especie son: cuerpo plano, asimetría bilateral con dos ojos sobre un lado “ocular” pigmentado, y el otro (ciego) no pigmentado. Morfología ovalada, con coloración parda-amarronada en el lado ocular. Aleta pectoral lado ocular con coloración negra en la membrana interradial de la parte media y distal de la aleta.

Ciclo de vida: la reproducción se lleva a cabo entre marzo y junio fundamentalmente, aunque también tiene una segunda época reproductiva entre septiembre y Octubre. El lenguado senegalés realiza un cortejo durante la época reproductiva, con desoves entre 1 y 56 días y puestas de 1.1-1.6 millones de huevos por kg de hembra. A partir de los 30 cm los especímenes son activos, desde un punto de vista reproductivo.

Hábitat: el lenguado Senegales es una especie tolerante a la salinidad, habitando zonas de profundidad de entre 10 y 90 m, generalmente en fondos arenosos.

Alimentación en medio natural: en condiciones naturales, la dieta de este pez consiste fundamentalmente en poliquetos, aunque a nivel acuícola la alimentación se basa en presa viva (rotíferos y Artemia) durante fases iniciales del larvario, microdietas y dietas inertes durante el destete y engorde, y una combinación de dietas inertes, poliquetos y mejillones en los reproductores. Se ha estudiado en profundidad los requerimientos nutricionales para la confección de las dietas.



Cultivo

Biotecnología: en **cultivo larvario**, está casi completa, con dietas de destete temprano y tanques adaptables a su transición de vida pelágica a bentónica. Falta pequeños afines para disminuir la incidencia de deformaciones esqueléticas (principalmente en la región caudal) y afloramiento de enfermedades (principalmente flexibater). En cuanto al **engorde**, muy establecido y dependiente de la calidad de los juveniles con los que se inicia, incluso existiendo estudios de sustitución de harina y aceite de pescado por materias primas alternativas. En la **reproducción**, si bien se consigue el desove espontáneo de individuos capturados del medio natural, no así la de los producidos en cautividad. Los estudios se centran en la identificación de las condiciones que durante la ontogenia condicionan su calidad como reproductores o bien en el desarrollo de terapias hormonales para inducir la puesta.

Sistemas de cultivos: intensivo en (RAS) para larvario y engorde, y de flujo abierto o RAS en reproducción.

Características de la zona de cultivo: las instalaciones de cultivo suelen estar cerca de la línea de costa.

Artes de cultivo: en el engorde, estanques de tierra, circulares o principalmente en tipo “raceway” apilados, con escasa columna de agua (30-100 cm) y en total oscuridad.

Flujo de agua promedio para el cultivo: para cultivos intensivos se recomienda un mínimo de entre 5-10 veces la renovación del volumen de agua cada 24 h y con un recambio de agua del 10 % diario para prevenir acumulación de nitratos.

Densidad de siembra: la cantidad de peces a sembrar depende del tipo de tanque, alimentación, tasa de recambio, oxígeno disuelto, etapa de cultivo, etc. En larvas recién eclosionadas entre 50 y 100 larvas litro; y en engorde 1-2 kg m².

Tamaño del organismo para siembra: en engorde se siembran juveniles de entre 5-10 g.

Porcentaje de sobrevivencia: es muy variable, alcanzándose desde bajos porcentajes 15-20 % hasta valores altos de 75 % en puestas de gran calidad.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de 5 a 350 g se estima un tiempo de 18 meses, aunque varía de las condiciones de cultivo, alimentación y calidad de los juveniles.

Peso promedio de cosecha: 300 a 400 g.

Alimento

Durante el larvario se suele utilizar rotíferos (durante 3-6 dpe) y Artemia (desde 5 a 34 dpe), aunque también se puede prescindir de rotífero (a nivel experimental). Para



el destete, engorde y reproducción existen dietas específicas para esta especie, con suplementación con alimento fresco (poliquetos y mejillón) durante la reproducción.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: prevenir y controlar las enfermedades que podrían mermar la producción y su calidad es prioritario en una especie como el lenguado donde muchas veces no hay una clara sintomatología previa al afloramiento de un patógeno de gran virulencia. Diferentes enfermedades han sido reportadas en el lenguado senegalés.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	15 °C	21 °C	19 °C
Oxígeno disuelto	> 5mg/l	9 mg/l	7 mg/l
pH	7.4	8.4	7.8
Parámetro	Óptimo		
Salinidad	20 - 35 ppt		
Nitrito	< 0.5 mg/l		
Nitrato	< 500 mg/l		
Amonio	< 0.1 mg/l como NH ₃		

Buenas prácticas de manejo: el lenguado, a pesar de tener una buena supervivencia larvaria, durante el destete y el engorde las condiciones de cultivo deben ser lo más estables posibles, pues constantes variaciones (aunque de pequeña magnitud) pueden inducir el afloramiento de distintas patologías por estar los individuos immunocomprimidos.

Algunos aspectos a considerar son: a) desinfección de huevos antes de la eclosión, b) mantener densidades de cultivo adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga del sistema RAS, la

Tabla 1

Enfermedades reportadas.

Enfermedad	Agente
Flexibacteriosis	<i>Tenacibaculum maritimum</i>
Vibriosis	<i>Vibrio anguillarum</i> - <i>Vibrio sp.</i>
Vibriosis	<i>Vibrio harveyi</i>
Vibriosis	<i>Vibrio alginolyticus</i>
Photobacteriosis	<i>Photobacterium damselaе subsp. piscicida</i>
Furunculosis	<i>Aeromonas sp. Aeromonas salmonicida subsp. salmonicida</i>
Edwardsielosis	<i>Edwardsiella tarda</i>
Necrosis nerviosa viral (NNV)	<i>Nodavirus (Betanodavirus)</i>
Solevirus	<i>Birnavirus (Aquabirnavirus)</i>
Amoebiasis	<i>Amoebas del filum Sarcomastigophora</i>
Tricodiniasis	<i>Trichodina sp.</i>



biomasa y talla esperada al momento del desdoble o la cosecha, c) mantenimiento del contenido en oxígeno disuelto en agua superior a 5.5 mg/l, d) mantenimiento y limpieza de los tanques adecuada, e) recogida y examen de los peces muertos o enfermos, f) material utilizado debe de estar desinfectado para evitar transmisión y contaminación cruzada, g) administración de vacunas o tratamientos inmunoenestimulantes siempre que se pueda, h) monitoreo diario de condiciones de cultivo y de la calidad del agua, j) reducción de la iluminación al máximo durante el engorde y k) no se debe permitir la entrada y permanencia de otros animales o personal ajeno a las instalaciones pues pueden constituir una fuente de infección para los peces.

Directrices para la actividad:

Premisa: para la viabilidad de las empresas y un cultivo sostenible y de calidad del lenguado senegalés, los esfuerzos se deben centrar en los siguientes conceptos:

- Alimentación adecuada a los requerimientos nutricionales para la especie, con especial atención a la incidencia de deformidades esqueléticas y pigmentarias.
- Establecimiento y renovación de stock de reproductores salvajes adecuada, pues hasta el momento no se consiguen puestas espontáneas con lenguados F1.
- Desarrollo e implementación de protocolos de profilaxis para reducir la aparición de enfermedades.
- Desarrollo de protocolos de cultivo reduciendo al máximo el estrés y el manejo de animales.

Mercado

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente a mercados y hostelería.

Puntos de venta: se comercializa a pie de granja, mercados locales y regionales.

Tabla 2

Estadísticas de producción en toneladas.

País	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017
España	74	85	95	440	806	582	747	1 013
Islandia	0	0	0 -	0	0	290	360	400
Francia	0	0	0	0	260	260	260	260
Portugal	0	0	0	0	0	0	0	145
Total	74	85	95	440	1 066	1 132	1 510	1 818

Fuente: <https://www.fao.org/faostat/es/#home>.

Tabla 3

Estadísticas de producción en miles de dólares.

País	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017
España	975	1 299	1 332	5 805	9 317	6 287	9 027	12 850
Islandia	0	0	0	0	0	3 016	3 744	4 400
Francia	0	0	0	0	3 277	2 739	2 732	2 783
Portugal	0	0	0	0	0	0	1 771	1 827
Total	975	1 299	1 332	5 805	12 594	12 043	17 274	21 860

Fuente: <https://www.fao.org/faostat/es/#home>.



Presentación del producto: entero fresco sin eviscerar y/o fileteado.

Precios del producto (M.N.): los precios varían entre 10-20 por kilogramo, dependiendo de la temporada.

Talla promedio de presentación: 300 a 350 g.

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente a mercados y hostelería.

Puntos de venta: se comercializa a pie de granja,

Investigación y biotecnología

Reproducción: las alternativas actualmente son, la investigación de las causas por las que los reproductores F1 no se reproducen y el desarrollo de protocolos de estimulación de la maduración gonadal y puesta (últimamente por inyección de hormonas recombinantes).

Nutrición: optimizar el desarrollo de dietas inertes optimizadas y remplazo de presas vivas temprano en el larvario, desarrollo de dietas funcionales en el engorde y optimización de las dietas para reproductores.

Sanidad: continuar con los estudios epidemiológicos, vigilancia de los patógenos reportados para esta especie, desarrollo de vacunas y dietas inmunoestimulantes.

Manejo: desarrollar protocolos de cultivo optimizados con reducción de estrés en engorde, metodologías de predicción de crecimiento y calidad de los lotes cultivados en larvario, mejora de las condiciones de cultivo integrales para la obtención de reproductores F1 funcionales.

Tecnología de alimentos: mejorar las propiedades físico-químicas de las dietas en el agua de cultivo, reducción de “leaching” y mejora de palatabilidad y atractabilidad.

Financiación

This research was partially funded by the Portuguese Foundation for Science and Technology (FCT) through the project UIDB/04326/2020 (CCMAR). I.F. acknowledges the Ramón y Cajal (Ref. RYC2018-025337-I) contract from the Plan Estatal de Investigación Científica y Técnica e Innovación 2017–2020 with funding from the MICIU and the European Social Fund (“The European Social Fund invests in your future”).



1.17. *Thunnus orientalis* (atún aleta azul) México



Ángel Raúl Herrera Gutiérrez, Mario A. Galaviz, Luis M. López, Samuel Sánchez Serrano, Rosario Jara Montañez, José Ángel Olivas Valdez

Figura 1
Distribución.



Generalidades

Nombre común: atún aleta azul.

Nombre científico: *Thunnus orientalis*.

Nivel de dominio de biotecnología: parcial (sólo engorda).

Origen: nativo del Pacífico norte oriental, desova y

eclosiona en el mar de Japón y migra a costas de la Península de Baja California en México.

Estatus del cultivo: nivel comercial.

Mercado: exportación.

Insumo necesario para su cultivo: larvas, alimento comercial nacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: biotecnología para la producción de crías.

Antecedentes de la actividad acuícola

En México la engorda de atún aleta azul inició en 1994 con la primera emisión de Concesión Acuícola Comercial para la engorda de esta especie en las inmediaciones de la Isla de Cedros, B.C., empleando jaulas flotantes o corrales. En el 2003, cinco empresas se encontraban en operación y otras seis obtenían su concesión. En 2010, se reportó una producción anual de

¹ Universidad Autónoma de Baja California (UABC), ² Facultad de Ciencias Marinas, PO Box 76, Ensenada 22800, B.C., México.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

2 008 toneladas y para el 2011 la producción aumentó a 3 689 toneladas, en ambos años operaron seis concesiones acuícolas comerciales. El atún aleta azul engordado en corrales de Baja California es destinado principalmente al mercado japonés de sashimi. La tendencia de la actividad es convertir la engorda de atún en una biotecnología completa para no depender de los juveniles de atún de las poblaciones naturales marinas.

Información biológica

Distribución geográfica: desde las costas de Alaska hasta el sur de California y la península de Baja California, y desde Sajalín hasta el norte de las filipinas.

Morfología: cabeza medianamente grande en comparación con su cuerpo, con cuerpo robusto en forma de torpedo. Boca en posición terminal sin barbillas. Ojos pequeños. Línea lateral marcada, con tonalidad azul metálico arriba y blanco plateado en el pecho, aleta caudal escotada. La aleta anal tiene un primer rayo espinoso largo y un segundo muy corto.

Ciclo de vida: desova al norte del Océano Pacífico Oriental, entre Japón y Filipinas. Las crías y juveniles son transportados por la corriente de Kuroshio hasta el norte de Japón en el Pacífico Subártico. Los organismos de un año migran hacia las costas de la Península de Baja California en México, donde permanecen de 3 a 5 años hasta alcanzar la madurez sexual para migrar de regreso al mar de Japón y realizar el desove.

Tallas máximas y mínimas: las tallas promedio presentes en los machos adultos llegan hasta 240 cm de longitud. Sin embargo, se han registrado tallas de hasta 300 cm.

Hábitat: especie oceánico pelágica habita entre 1 y los 550 m de profundidad, de clima subtropical.

Alimentación en el medio natural: es carnívoro, se alimenta de peces más pequeños, crustáceos, calamares y anguilas. También se alimentan filtrando zooplancton e incluso se les ha observado comiendo un tipo de alga kelp.

Reproducción: el desove de esta especie se ha informado en el norte del océano Pacífico occidental.

Acuacultura de atún en México

El desarrollo de la acuacultura del atún se da en estados pertenecientes al litoral del pacífico, donde se lleva a cabo la captura de juveniles de atún aleta azul, los cuales las empresas que cuentan con concesiones para la engorda de estos organismos los confinan en jaulas marinas o ranchos de engorda para posteriormente comercializarlos. Los organismos de atún capturados para ser engordados en ranchos atuneros deben de cumplir al menos con 12 kg de peso vivo (aproximadamente atunes de 2 años de edad). La engorda de estos organismos es de 6 a 8 meses donde alcanzan un peso aproximado de 35-45 kg/pieza. Actualmente se está



trabajando en el desarrollo de dietas húmedas para la alimentación del atún en diferentes etapas de cultivo en ranchos atuneros, así mismo, se está trabajando para desarrollar la biotecnología para la producción de semilla (larvas y juveniles) de esta especie para que en un futuro esta actividad se convierta en una industria biotecnológica completa.

Engorda Atún aleta azul (*Thunnus thynnus orientalis*): en Baja California se realiza la engorda de atún aleta azul, este se captura del medio natural. La captura del atún aleta azul usualmente se lleva a cabo entre los meses de mayo a septiembre, estas fechas puede variar con base a los avistamientos del atún.

Se captura con redes de cerco, similares a las utilizadas en la pesca de atún. Ya capturado, este es trasladado a una jaula de remolque. Esta se utiliza para trasladar el atún de la zona de captura al área de concesión donde se realiza la engorda. La engorda se realiza en jaulas flotantes de 45 m de diámetro y 20 m de profundidad, con un volumen aproximado de 32 000 m³. Las densidades de cultivo varían entre cada empresa con promedio de alrededor de los 5 kg/m³. Esto se debe a la naturaleza y comportamiento del atún ya que este requiere más espacio para poder desplazarse y estar en constante movimiento.

Uno de los componentes principales de estas jaulas es el aro de flotación, este se conforma de un tubo de 45 cm de diámetro con cedula de 4 cm, de un polietileno de alta densidad HDPE por lo general PE80 o PE100 (códigos de acuerdo a certificaciones ISO4427).

El tubo de flotación da estructura a la jaula y como su nombre indica mantiene la jaula flotando. Del tubo de flotación cuelga el paño o red este comúnmente es de nylon, Poliamida (PA) de denier 2010, el paño es sin nudo para evitar daño del producto por talladura. Las redes son una serie de paneles de paño unidos por cable de polipropileno que ensamblado forman un cilindro con luz de maya de 5 a 6 pulgadas.

Las jaulas se fijan con un sistema de anclaje, este puede ser individual para cada jaula o en un sistema de retícula (más común) este sistema de retícula permite mantener las jaulas en posición en un sistema modular que facilita la rotación o movimiento de las jaulas. Uno de los principales beneficios es costo, ya que en un sistema de retícula se utiliza un menor número de anclas y de menor peso, las cuales trabajan en conjunto para mantener todo el sistema en posición y cuenta con boyas de señalamiento para la navegación.

El periodo de engorda varía con base a la talla de captura, temperatura, tasa de crecimiento y demanda de mercado. No solo se busca talla sino contenido de grasa del organismo. El tiempo de engorda puede durar 6 a 8 meses, ese tiempo dependerá de la condición del organismo y la demanda del mercado. Por lo general los organismos incrementan su peso en un 30 o 40 % en ese periodo, alimentados con sardina o anchoveta. La taza de conversión alimenticia en organismo menores a los 30 kg puede ser de 15 a 20. Concluido el tiempo de engorda se comienza a cosechar, usualmente los picos de producción son entre los meses de noviembre a enero, sin embargo, existen granjas que



organizan su operación para cosechar a lo largo de todo el año, lo cual es cada vez más común.

Atún (*Thunnus spp.*)

Importancia de la Sanidad Acuícola: dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola ocupa un lugar de sumo interés por la necesidad que existe de conocer los procedimientos para prevenir y controlar las

enfermedades que potencialmente limitan la producción de alevines en unidades de producción. La prevención de las enfermedades es el mejor elemento de control y juega un papel importante en los cultivos acuícolas, teniendo en cuenta las buenas prácticas de manejo y producción. Se debe considerar, que los cultivos tengan un mínimo impacto sobre la salud humana y el medio ambiente, incluyendo cualquier potencial cambio ecológico.

Tabla 1

Enfermedades reportadas.

Parásito	Enfermedad Generada	Signología
		Virus
<i>Iridovirus de la dorada Japonesa (RSIV)</i>	Infección por Iridovirus de la Dorada Japonesa	Nado errático letargia, anemia y decoloración en branquias. Internamente se observa el bazo agrandado
<i>Virus de la necrosis nerviosa (VNN)</i>	Infección por el virus de la necrosis nerviosa	Nado errático en espiral. Internamente vacuolas en el sistema nervioso central, así como en retina
		Bacterias
<i>Aeromonas sp.</i>	Furunculosis	Exoftalmia, hemorragias, necrosis y furúnculos en piel. En órganos internos marcada hemorragia en hígado
<i>Flavobacterium sp.</i>	Columnaris	Perdida de coloración, ulceras, necrosis en piel y aletas
<i>Mycobacterium sp.</i>	Micobacteriosis	Erosión y ulceras en piel, distensión abdominal y anorexia En órganos internos presencia de granulomas
<i>Lactococcus sp.</i>	Streptococcosis	Exoftalmia, obesos y ulceras en la cola. Internamente se observa inflación en cerebro y coloración rojiza
<i>Edwardsiella tarda</i>	Edwardsielosis	Ulceraciones y abscesos en piel y músculo
<i>Vibrio spp.</i>	Vibriosis	Letargo, hemorragias y úlceras en piel, aletas, branquias y ojos. Internamente, fluido en cavidad abdominal con tonalidad turbia y presencia de sangre procedente de los diversos órganos
<i>Photopacterium damsela</i>	Pseudotuberculosis	Perdida de coloración y anorexia. Internamente se presentan órganos con nódulos y hemorragias



Tabla 1*Enfermedades reportadas (continuación).*

Parásito	Enfermedad Generada	Signología
Protozoarios		
<i>Goussia auxidis</i>	Coccidiosis	Externamente no se observan signos específicos. Internamente se observan los oocistis en hígado y bazo Secreción excesiva de mucus, desprendimiento de escamas, enrojecimiento de zonas afectadas y frotamiento en paredes y fondo de los tanques
<i>Trichodina sp.</i>	Trichodinasis	escamas, enrojecimiento de zonas afectadas y frotamiento en paredes y fondo de los tanques
<i>Uronema sp.</i>	Escuticociliatosis	Inflamación de músculo y órganos internos especialmente en el cerebro
Metazoarios		
<i>Kudo sp.</i>	Liquefacción postmortem del músculo	Externamente quistes en piel y músculo
<i>Benedenia serioloae</i>	Infestación por benedenia	Erosión en piel, raspado en redes de cultivo
<i>Zeuxapta taylori</i>	Infestación por zeuxapta	Pérdida de peso, branquias pálidas y hemorrágicas Presencia de lesiones amarillas o blancas en branquias,
<i>Cardicola spp.</i>	Trematosis	incremento de mucus en branquias, boqueo en superficie peso, nado errático y letargo. Internamente, presencia de granulomas en corazón.
Copépodos		
<i>Penella filosa</i>	Infección por copepodos	Pérdida de peso, nado activo con frotamiento en paredes y fondos
<i>Caligus sp.</i>		Erosión en la zona afectada, perdida de la coloración en infestación
Microalgas		
<i>Chattonella marina</i>	Caligidosis	Nado errático, presencia de exceso de mucus en branquias, branquias con bordes blanquecinos

Buenas prácticas de manejo (BPM)

La importancia de aplicar un conjunto de procedimientos, condiciones y controles en las unidades de producción, reside en reducir riesgos en las unidades de producción y procesamiento primario de alimentos, tanto para disminuir la incidencia de enfermedades

ocasionadas a la población por la contaminación de los mismos, como para asegurar e incrementar su comercialización interna y de exportación.

Las BPM implican, poner especial atención en cada uno de los procesos de producción: compra de insumos, siembra, engorda, cosecha, transporte de producto, manufactura de éste; diseño, instalación y mante-

nimiento de la infraestructura y equipos utilizados. Página de Internet del Manual de BPM:

[http://www.sagarpa.gob.mx/dlg/sonora/documentos/
mantrucha.pdf](http://www.sagarpa.gob.mx/dlg/sonora/documentos/mantrucha.pdf)

Algunos puntos importante para las buenas prácticas de manejo en la granja son: a) se deben utilizar juveniles sanos de los tamaños y pesos recomendados, b) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga de la granja, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha, c) es recomendable mantener a los organismos en agua clara, d) los peces muertos o enfermos deberán ser desechados y enterrados lejos del centro de producción, e) todo el material utilizado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos, f) llevar un control adecuado de la alimentación y el horario en el que este se subministre, g) es recomendable tener tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades, h) es recordable dar tratamiento periódicamente contra hongos y otras enfermedades para evitar que se enfermen los organismos, i) llevar acabo monitoreos mensuales de la calidad del agua del centro de producción, j) no se debe permitir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, ya que estos pueden constituir una fuente de infección para los peces.



1.18. *Totoaba macdonaldi* (totoaba) México



Mario A. Galaviz¹, Lus M. López¹, Conal David True¹, Samuel Sánchez Serrano¹, Rosario Jara Montañez¹, Gerardo Sandoval Garibaldi¹, Ángel Raúl Herrera Gutiérrez¹

Figura 1
Distribución en México.



Generalidades

Nombre común: totoaba, corvina blanca, curvinas, roncadores o tambores.

Nombre científico: *Totoaba macdonaldi*.

Nivel de dominio de biotecnología: completo.

Origen: endémica del Alto Golfo de California.

Estatus del cultivo: criadero y engorda. Se están realizando ensayos de producción comercial.

Mercado: nacional e internacional.

Insumo necesario para su cultivo: para suministrar óptima calidad de agua y prevenir posibles patógenos, los reproductores se mantienen en sistemas con excelente filtración y desinfección del abastecimiento de agua de mar. Por otro lado, para la correcta maduración de los reproductores y la producción de huevos viables se requiere del suministro de alimentos naturales y formulados de alta calidad para proporcionar los requerimientos nutricionales de los peces.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: debido a su tamaño, los reproductores de totoaba requieren tanques circulares de gran tamaño, aproximadamente 20 m³.

¹ Universidad Autónoma de Baja California (UABC), ² Facultad de Ciencias Marinas, PO Box 76, Ensenada 22800, B.C., México.

Antecedentes de la actividad acuícola

La totoaba está enlistada en peligro de extinción por la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 y enlistado en el apéndice I de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) y su pesca está prohibida desde 1975, ya que en la primera mitad del siglo XX fue pescada hasta disminuir drásticamente sus poblaciones, y aún hoy continua amenazada por la pesca ilegal, la degradación de su hábitat y la aplicación insuficiente de las regulaciones normativas pesqueras y ambientales. El desarrollo de la totoaba como especie acuícola se llevó a cabo gracias al conocimiento existente sobre dos especies estrechamente relacionadas: La lubina roja, (*Sciaenops ocellatus*) y lubina blanca (*Atractoscion nobilis*). El cultivo de totoaba nació y se desarrolló en la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) en Ensenada, Baja California bajo el programa creado hace 20 años por el Gobierno de México. En UABC, se han desarrollado los procedimientos para la captura de reproductores, maduración, crianza de larvas y engorda de juveniles (True *et al.*, 2009; True, 2012). En 2018 un segundo programa de reproducción de totoaba se estableció: el Centro de Reproducción de Especies Marinas del Estado de Sonora (CREMES) en Bahía Kino. Ambas instituciones han liberado miles de juveniles al mar como parte de sus esfuerzos de conservación y han contribuido al cultivo emergente de totoaba produciendo alevines para arrancar operaciones acuícolas.



Entre 2007 y 2010, dos empresas privadas iniciaron ensayos a pequeña escala para criar alevines de totoaba producidos en la UABC en estanques en el municipio de Ensenada. A pesar de los diversos retos asociados para realizar un cultivo semi-comercial por primera vez, y de las bajas temperaturas invernales en la zona, los peces crecieron hasta un promedio de 1.5 kg en 16 meses. Los resultados fueron alentadores, pero no suficientes para generar inversión. En 2012, la empresa Pacifico Aquaculture, SAPI de CV sembró jaulas marinas de superficie en la Isla de Todos Santos frente a la Bahía de Ensenada con juveniles de totoaba procedentes de la Unidad de Biotecnología en Piscicultura (UBP) de UABC. Los ensayos tuvieron un éxito moderado, pero nuevamente las bajas temperaturas sólo permitieron un crecimiento limitado.

En 2016 una nueva empresa entró al campo de la acuacultura de la totoaba: Earth Ocean Farms (EOF) ubicada en la Paz Baja California Sur, México, quienes sembraron juveniles procedentes de UABC en jaulas



flotantes (aquapods) en el Mar de Cortés.

Las instalaciones de cultivo de la empresa EOF se encuentran ubicadas a 50 km al norte de la Paz B.C.S y a solo 2 km de la zona de costa, cuenta con 350 hectáreas de concesión donde pueden desarrollar el maricultivo de especies de peces marinos, concesión que tiene aproximadamente de 30-50 metros de profundidad. Las primeras siembras de totoaba en las instalaciones de EOF fueron con juveniles producidos en la UBP de UABC Ensenada, trasladando a los organismos vía terrestre hacia al lugar de cultivo. Mediante esta visión de la empresa, EOF logró aprovechar el potencial de crecimiento de la totoaba, renovando el interés en su acuicultura comercial y de conservación.

Información biológica

Distribución geográfica: las totoabas desovan al final de la primavera en las turbias aguas del delta del Río Colorado, una reserva de la biosfera en la parte más septentrional del Golfo de California. Los juveniles permanecen generalmente en esa zona durante uno o dos años antes de migrar hacia el sur por la costa peninsular, siguiendo los cardúmenes de sardinas y anchovetas de las que se alimentan. Su área de alimentación de verano se extiende hacia el sur, hasta Bahía Concepción en la península de Baja California y ocasionalmente aún más, hasta la Bahía de La Paz (Valenzuela, 2011) y posiblemente hasta San José del Cabo (Peet, 2009). En estas zonas los peces migran al norte del Golfo de California para su alimentación de verano,

y al sur hacia el delta del Río Fuerte, en Sinaloa, donde se alimentan durante el otoño.

Morfología: es una especie de pez de la familia Sciaenidae en el orden de los Perciformes. Tiene el cuerpo alargado, comprimido, boca puntiaguda y grande, mandíbula inferior saliente, mandíbula superior sin barbillas, dientes en bandas angostas, un poco agrandados y cónicos en la fila externa de la mandíbula superior, incluyendo unos pocos dientes puntiagudos al extremo de la mandíbula; fila interna de dientes de la mandíbula inferior ligeramente más grandes que los de la fila externa, margen del preopérculo casi listo. Su aleta caudal termina en punta al centro (apuntada).

Ciclo de vida: es un pez muy longevo, ya que puede llegar a vivir de 25 a 50 años de edad. Su época reproductiva es de marzo a junio. Las totoabas desovan al final de la primavera.

Tallas máximas y mínimas: la totoaba se encontraba clasificada en el género *Cynoscion*, género en el que la totoaba era la especie que alcanzaba la mayor talla dentro de su familia (Sciaenidae) alcanzando tallas cercanas a los dos metros de longitud (Berdegué, 1955) y pesos superiores a los 135 kg (Cannon, 1966). Actualmente se encuentra clasificada como *Totoaba macdonaldi*, en un género y especie única para esta familia. *T. macdonaldi* es un pez endémico del Golfo de California (Cisneros *et al.*, 1997).



Hábitat: bentónico en fondos blandos, entrando a ríos. Los juveniles se encuentran en la boca de los ríos y alrededor de arrecifes rocosos.

Alimentación en el medio natural: los hábitos de alimentación de peces adultos son pelágicos, prefiriendo las sardinas y anchovetas, aunque los crustáceos bentónicos, tales como camarones y cangrejos, también forman parte de su dieta (Cisneros *et al.*, 1995). Los juveniles consumen organismo pequeños: anfípodos, camarones, cangrejos, entre otros.

Reproducción: la madurez sexual se presenta alrededor de los 5 a 7 años de edad.

Artes de pesca: su pesca está prohibida, sin embargo, la pesca ilegal utiliza chinchorros o redes agalleras de más de 300 metros de largo. Cimbras o palangres con anzuelos de 50 y hasta 1 000 piezas.

Reproducción y cultivo larvario en laboratorio

Debido a que el desove en reproductores de totoaba no ocurre de forma espontánea en los tanques de reproducción, se opta por utilizar la inducción hormonal a base de hormonas liberadoras de gonadotropinas (GnRHa) también llamada hormona liberadora luteinizante. Este método ha sido útil en muchos otros reproductores de peces. Su administración se realiza por medio de implantes a dosis que pueden ir de 100 $\mu\text{g kg}^{-1}$ por peso corporal. El implante puede aplicarse

en el seno dorsal debajo de la aleta. Esta hormona tiene un efecto tanto en hembras como machos ya que estimula la producción normal de las gonadotropinas, que son las hormonas naturales que controlan el proceso de la reproducción en peces. La hormona en los reproductores machos induce a una mayor producción de semen e hidratación del mismo, mientras que en las hembras, la estimulación es para lograr que entren en la fase final de maduración en la cual el ovocito sale de su arresto y procede a hidratarse. El proceso de reproducción se lleva a cabo con control de temperatura (25 °C) y fotoperiodo (14:10 h luz-oscuridad).

Cuando ocurre el desove, la colecta de huevos fertilizados se lleva a cabo mediante un colector con una malla de 300 μm . Los huevos con flotación son seleccionados para ser transferidos a recipientes de 20 l de agua de mar previamente filtrada para recibir un baño con formalina al 0.026 % durante 20 minutos para eliminar bacterias y protozoarios que puedan traer adheridos al corion. Después de recibir el tratamiento, los huevos son lavados con agua de mar filtrada y esterilizada con el fin de evitar la presencia de patógenos antes de la incubación. La siembra de huevos en incubadoras es de una razón de 100 huevos L con ambientes controlados (24 °C, 34 ups, > 6 mg O₂ L⁻¹). La eclosión de los huevos se da a las 20 horas después de la colecta y siembra en las incubadoras y se procede a sifonear los fondos cónicos de las incubadoras para extraer los huevos que no lograron eclosionar y así evitar una contaminación por actividad bacteriana en la degradación de la materia orgánica dentro del sistema



de cultivo.

La alimentación de las larvas se proporciona de acuerdo a lo reportado por Galaviz *et al.*, 2015, la cual inicia a partir del día post eclosión (dpe) 4 una vez que el saco vitelino y la gota de aceite han sido consumidos por completo. El primer alimento vivo que se le suministra a las larvas son rotíferos enriquecidos con ácidos grasos a razón de 5 rotíferos mL⁻¹ durante los primeros 3 días después de haber iniciado la primera alimentación exógena. A partir del dpe 8 las larvas se alimentan 3 veces al día con 10 rotíferos por mL⁻¹ hasta el dpe 16. A partir del dpe 12 se inicia con el traslape para suministrar nauplios de *Artemia* a razón de 0.5 nauplios mL⁻¹, momento en el que la densidad de rotíferos empieza a disminuir hasta que alrededor del dpe 20 son eliminados completamente del tanque de cultivo. Los nauplios de *Artemia* se aumentan de acuerdo a la edad de la larva llegando a proporcionar 5 nauplios mL⁻¹ para el dpe 24 y se mantienen hasta el inicio del cambio de alimento vivo a alimento inerte (destete o deshabitación) que inicia el mismo dpe 24, culminando el periodo de deshabitación del alimento vivo al formulado al dpe 34, tiempo en el que se logra mejor sobrevivencia larvaria.

Nutrición de juveniles

Existe gran avance en el entendimiento de los requerimientos nutricionales de totoaba en sus distintas etapas ontogénicas, sin embargo, uno de los problemas fundamentales es que no hay una formulación valida-

da a nivel comercial, a partir de ingredientes disponibles a nivel nacional y elaborado por empresas mexicanas; por lo que se sigue dependiendo del extranjero para la adquisición/importación de alimentos para la nutrición de esta especie. Existen estudios muy avanzados en relación con los requerimientos nutricionales de juveniles de totoaba (Bañuelos *et al.*, 2014; López *et al.*, 2016; Trejo *et al.*, 2017, entre otros) e incluso la Facultad de Ciencias Marinas (FCM) de UABC cuenta con formulaciones para ésta especie, las cuales se están trabajando para lograr la producción comercial de este alimento específico para totoaba, motivo por el cual el grupo de nutrición acuícola de la FCM-UABC trabaja con diferentes empresas dedicadas a la elaboración de alimentos para la acuacultura, para que a partir de ingredientes nacionales se lleve a cabo la manufactura de dietas para las distintas etapas de desarrollo de la totoaba, desde el destete hasta la engorda.

Desarrollo de la acuacultura de totoaba

La Unidad de Biotecnología en Piscicultura ubicada en la FCM-UABC ha sido pionera en el desarrollo biotecnológico en la producción de juveniles a lo largo de más de 20 años. En la actualidad, existen al menos tres centros de reproducción y crianza para esta especie o Unidades de Manejo Ambiental (UMA): la UABC en Baja California, CREMES del Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora (CREMES-IAES), en Sonora, y la de Earth Ocean Farms (EOF), en La Paz, Baja Cali-





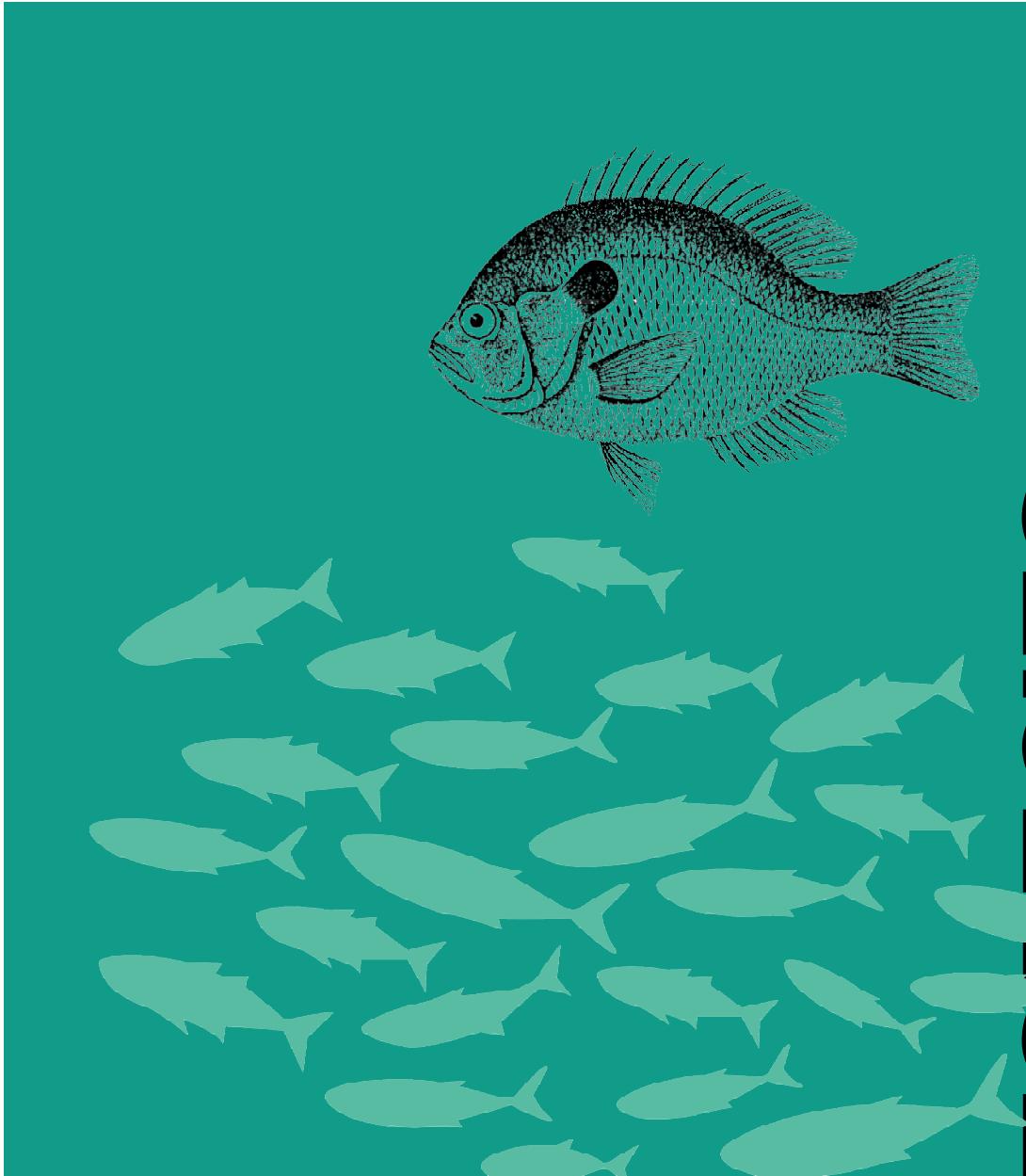
fornia Sur; las dos primeras, entidades gubernamentales, mientras que la última es de iniciativa privada. El fundamento de estas unidades se basa en la capacidad de producción de crías, tanto para la conservación del recurso mediante la suplementación (re poblamiento) de crías al medio natural, así como de aquellas destinadas a una engorda comercial. Así mismo, se cuentan con dos UMAs más para el cultivo acuícola, que son Pacifico Aquaculture y Acuario Oceánico, quienes utilizan jaulas flotantes. Las densidades de cultivo dependen de la naturaleza y comportamiento del pez y el espacio que

requiere para poder nadar libremente dentro del sistema. Uno de los componentes principales de las jaulas flotantes es el aro de flotación, un tubo de un polietileno de alta densidad HDPE por lo general PE80 o PE100 (códigos de acuerdo a certificaciones ISO4427), lo que da estructura a la jaula y mantiene a flote el paño o red que se sujet a él. Este comúnmente es de nylon (poliamida, PA), es sin nudo para evitar daño a los organismos por roce con la red. Las redes son una serie de paneles que ensambladas dan forman a un cubo. Las jaulas se fijan con un sistema de anclaje el cual puede



ser individual para cada jaula o en un sistema de retícula (el más común). Este sistema de retícula permite mantener las jaulas en posición en un sistema modular que facilita la rotación o movimiento de las jaulas. Uno de los principales beneficios es el costo menor, ya que en un sistema de retícula se utiliza un menor número de anclas y de menor peso, las cuales trabajan en conjunto para mantener todo el sistema en posición y cuenta con boyas de señalamiento para la navegación. Uno de los componentes principales de las jaulas de Acuario Oceánico en San Felipe, B.C. es la instalación que cuenta con un aro de flotación de 45 m de diámetro, este aro mantiene suspendida una red de nylon de alrededor de 20 m de caída. Esto da forma a un cilindro de aproximadamente 31,000 m³. Al centro de este corral redondo

se encuentra una barcaza, que además de tener espacio para almacenamiento de materiales y equipos, cuenta con un espacio de aproximadamente 100 m² de espejo de agua con redes para mantener peces dentro en un volumen de aproximadamente 200 m³. Dentro del mismo corral de 45 m de diámetro, y junto a la barcaza mencionado, se encuentran instalados dos corrales redondos de 8 m de diámetro donde se colocan peces para engorda, estos corrales son de aproximadamente 250 m³ c/u. Estos sistemas pueden llegar a manejar densidades de cultivo entre los 20 y 25 kg m⁻³. Con densidades mayores se corre el riesgo de que los organismos se lesionen o contraigan enfermedades, así como afectar las tasas de crecimiento que a estas densidades son de alrededor de 200 gr mes⁻¹.



**ESPECIES
DULCEAUÍCOLAS**

2.1. *Arapaima gigas* (pirarucu) Brasil



Ligia Uribe Gonçalves¹, Aline M. de Alcántara², Flávio A. L. da Fonseca³

Figura 1
Regiones con cultivo en Brasil.



Generalidades

Nombre común: pirarucu, paiche, arapaima y bodeco.

Nombre científico: *Arapaima gigas*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

¹ Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia (INPA). ² Instituto Federal do Pará (IFPA). ³ Instituto Federal do Amazonas (IFAM), Brasil.

Origen: nativo de la Cuenca del Río Amazonas en Brasil, Perú y Colombia, así como en los ríos de la Guyana.

Estatus del cultivo: inicial.

Mercado: regional e internacional.

Limitaciones técnico-biológicas de la actividad: técnica de reproducción inducida no dominada. Falta información sobre requerimientos nutricionales.

Antecedentes de la actividad acuícola

La creación de arapaima es una actividad que se ha desarrollado principalmente a escala rural y experimental con énfasis en la producción de juveniles para su posterior reventa a otros criadores. Los primeros estudios sobre la creación de pirarucu en Brasil se realizaron en la década de los 40 en los estados de Pará y Pernambuco, cuando se obtuvo la reproducción natural en cautiverio. Después de ese período, la creación

fue realizada en sistemas extensivos en charcas en las Regiones Norte y Nordeste y integrado con búfalos en Pará en la década de los 80. El cultivo intensivo fue iniciado a partir de los años 2 000 por parte del Instituto Nacional de Investigaciones de la Amazonía (INPA) y en relación con la adaptación al alimento inerte, la exigencia proteica y la capacidad de soporte de juveniles en tanques-red. Actualmente la producción de la especie está presente en la mayoría de los estados brasileños, pero las unidades de producción de juveniles son aún escasas, localizándose mayoritariamente en la región norte y nordeste. El rápido crecimiento, el sabor y la textura de su carne, el alto rendimiento de sus filetes y el alto valor comercial han estimulado el crecimiento de su cultivo. Presenta desove parcelado y cuidado parental. La pesca en ambiente natural es controlada por leyes para la preservación de la especie, lo cual limita la oferta del pescado. El aumento del mercado consumidor está asimismo restringido debido a la incapacidad actual de oferta a gran escala de este pescado. Se están desarrollando varias investigaciones con el objetivo de disminuir la mortalidad durante la fase larval, ligada a las exigencias nutricionales, el comportamiento agresivo y las enfermedades. El análisis actual sobre la especie está llevándose a cabo en varios centros de investigación y universidades del país, estando orientada hacia aspectos de nutrición, sanidad, genética y reproducción. Actualmente el desarrollo de la crianza de arapaima en cautiverio está asociado al aumento de la oferta de formas jóvenes (producción y supervivencia). Para ello, la crea-

ción de información asociada a las exigencias nutricionales, comportamiento y sanidad resulta prioritaria. Las actividades de extensión realizadas junto a pequeños productores han estimulado el aumento de la oferta de juveniles, así como de nuevos piscicultores.

Información biológica

Distribución geográfica: se distribuye en la cuenca del Amazonas, en Brasil, Perú y Colombia, así como en los ríos de la Guyana. En el Perú se encuentra en las cuencas bajas de los ríos Ucayali, Marañón, Putumayo, Napo, Pastaza y Yavarí. Las poblaciones más importantes se encuentran en la Reserva Nacional Pacaya-Samiria en Perú y en las reservas Mamirauá y Amaná en Brasil.

Morfología: especie de gran porte, pudiendo llegar a 3 metros de largo y pesar 200 kilogramos. Posee cuerpo cilíndrico, cabeza achatada y mandíbulas salientes. Su coloración es marrón-verdosa, oscura en el dorso y rojiza en los flancos, siendo la intensidad variable de acuerdo con el tamaño del individuo y con el tipo de agua en el que vive. Especie de respiración aérea obligatoria, por lo que tiene que subir a la superficie para tomar oxígeno.

Ciclo de vida: la reproducción ocurre en ambientes naturales a lo largo de todo el año, pero se intensifica con el período de lluvias, cuando las aguas comienzan a subir de nivel. En el Perú, algunos estudios realiza-



dos en la Reserva Nacional Pacaya Samiria, muestran que la especie desova durante todo el año con un pico máximo alcanzado de septiembre a diciembre. En la Reserva Mamirauá (Amazonas, Brasil) se reproducen con mayor intensidad en el periodo comprendido entre diciembre y mayo de cada año.

Hábitat: el arapaima es un pez que habita lugares con poca corriente de agua, como lagos, pudiendo encontrarse también en lugares poco profundos del río con abundante vegetación flotante.

Alimentación en medio natural: en el ambiente natural se basa principalmente en diversas especies de carachamas, además de otras como boquichico, yahuarachi, yullillas, mojarras, lisas y sardinas.

Cultivo

Biotecnología: incompleta, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivos: semi-intensivo e intensivo.

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva sólo en agua dulce con temperaturas tropicales. En las zonas más frías, lejos de su hábitat natural, también se utilizan tanques instalados dentro de invernaderos.

Artes de cultivo: en la larvicultura se utilizan tanques excavados de pequeño porte, tanques de albañilería y cajas plásticas o de fibra de vidrio con flujo continuo de agua. En el engorde se utilizan las infraestructuras de engorde, represas, tanques de tierra y tanques-red.

Flujo de agua promedio para el cultivo: el porcentaje de cambios aún no está establecido, pero se usan tanto sistemas estáticos con cambios de agua manuales como sistemas cerrados de recirculación y sistemas abiertos con flujo continuo. A pesar de la resistencia de la especie a bajas concentraciones de oxígeno y altas concentraciones de amoníaco en el agua, se recomienda un cambio frecuente del agua para mantener el bienestar y así evitar enfermedades y pérdidas en el crecimiento.

Densidad de crianza: la cantidad de peces que debe ser cultivada depende del tipo de ambiente y del sistema de cultivo. Los factores como la longitud y el peso inicial y el tiempo de cultivo también influyen en la densidad de almacenamiento. Para la fase de larvicultura 1 a 1.5 larvas/l. Para la fase de recrianza, con una duración de 45 días en sistemas abiertos, individuos entrenados para alimentación con piensos (5 cm) pueden ser almacenados en densidad de 10 peces/m² hasta alcanzar 200 g. En tanques de red de pequeño volumen, se pueden almacenar hasta 25 peces / m³ por peso inicial de 10 g. Los mejores resultados obtenidos en la fase de engorde fueron con una densidad de 1 pez / 16 m².



Tamaño del organismo para el cultivo: se recomienda el uso de individuos por encima de 5 cm de longitud total por ser éste el tamaño final después de adaptación alimentaria.

Porcentaje de supervivencia: durante la larvicultura “interior”, la supervivencia es aproximadamente del 70 %. En sistemas “outdoor” las estimaciones son inferiores al 20 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: un año de vida.

Peso promedio de cosecha: 10 kg.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: piscigranjas particulares que contienen parejas formadas y recolección de alevinos.

Laboratorios en el país: no existen instituciones públicas que realicen reproducciones controladas o asistidas.

Alimento

En ambientes controlados, acepta peces vivos y muertos además de alimento artificial. Se usa alimento para peces carnívoros, ya que no existe alimento comercial específico para la especie, y el cual contiene, de media,

un 40 % de proteína bruta. En promedio, 6 comidas diarias, con cantidades calculadas en función de la biomasa del lote. La tendencia general es que la frecuencia alimentaria disminuya a lo largo del tiempo, estabilizándose en hasta 3 veces al día.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: la recolección precoz de las larvas (1 día después de la inflación de la vejiga gaseosa) es una medida eficaz para evitar o disminuir la mortalidad asociada a los parásitos que pueden provenir de los reproductores o del propio ambiente acuático. El uso de sistemas de abastecimiento con agua monitorizada y de buena calidad es fundamental para evitar mortalidad asociadas a parásitos. Diversas sustancias han sido utilizadas en el control de enfermedades, desde sal a antiparasitarios y antibióticos. Sin embargo, no hay estudios o legislación vigente que recomiende o permita su uso.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Óptimo
Temperatura °C	~ 28.0
OD (mg/l)	> 0.5
Amonio (mg/l)	< 0.02
pH	~ 7.0

Nota: la productividad de las especies disminuye cuando los peces son sometidos a temperaturas inferiores a 26 °C, provocando en algunos casos la mortalidad de estas.



Enfermedades reportadas: los mayores problemas de sanidad están asociados a la producción de formas jóvenes. Las infecciones primarias y secundarias, principalmente durante la larvicultura, representan una de las principales causas de mortalidad. Ecto y endoparasitas son frecuentes generando mortalidad o permitiendo infecciones secundarias de hongos y bacterias. Las branquias y la piel son el principal objetivo de monogenoides, protozoos y crustáceos y las ectoparasitas se encuentran principalmente en el tracto gastrointestinal, vesícula gaseosa. Ectoparasitos - Tricodinídeos: *Trichodina heterodentata*, *T. fariai*, *Trichodina sp.*; Ictiofitiríase: *Ichthyophthirius multifilis*; Piscinoodinose: *Piscinoodinium pillulare*; Monogenoides: *Dawestrema cycloancistrium*, *D. cicloancistroides*; Crustáceos branchiuros: *Argulus sp.* e *Dolops sp.*; Crustáceos isópodes. Endoparasitos - Nematoides: *Goezia spinulosa*, *Nilonema senticosum*, *Eustrongylides sp.*, *Hysterothylacium sp.*; Acantocéfalos: *Polyacanthorhynchus macrorhynchus*; Digenéticos: *Caballerotrema arapaimense*.

Buenas prácticas de manejo: el manejo de reproductores y de formas juveniles son fundamentales para garantizar una alta supervivencia, bienestar y productividad. a) el sexo de los reproductores; b) formación de parejas en tanques con área superior a 1000 m²; c) retirada de las larvas después de la primera subida para inflar la vejiga gaseosa. La retirada de las larvas estimula el inicio de un nuevo desove y disminuye la mortalidad larval asociada a parásitos y predadores; d) mantener las larvas en agua de buena calidad teniendo en cuenta los choques

de las variables limnológicas entre el agua de origen y el agua de uso en el laboratorio; e) realizar el entrenamiento alimentario a partir de los 3.5 - 4 cm de longitud total; f) no utilizar plancton rico en ostacoda al inicio de la larvicultura; g) observar el comportamiento de natación para definir los intervalos de alimentación; h) reservar un tanque que sirva de “enfermería” donde las larvas y juveniles con lesiones puedan recuperarse. La enfermería deberá recibir baños de sal, baja densidad y alimentación más frecuente con uso de plancton suplementario; i) realizar clasificaciones semanales para la homogeneidad del lote en función de la longitud total para evitar agresiones y con ello lesiones y enfermedades; j) uso de redes de protección en los tanques para evitar que los peces salten y así prevenir la mortalidad de los mismos.

Impacto ambiental

No existen todavía estudios, indicadores o sospechas específicas para el cultivo de pirarucu relacionados con impactos ambientales diferentes a los de otras especies amazónicas.

Mercado

Presentación del producto: congelado en forma de filete, conteniendo partes del lomo, del vientre y de la cola. Filete fresco en forma de “manta” para las partes del lomo y de la cola. Filetes salados y secos, además algunos productos procesados, como embutidos.



Precios del producto (M.N.): los precios varían entre R\$ 7.50 y 10.00 por kilogramo. Cuando proceden de Reserva de Desarrollo Sostenible (RDS), los precios tienden a ser más accesibles, dependiendo de la pieza, variando de R\$ 5.00 a 16.00 por kilogramo.

Talla media de presentación: 10 a 12 kg.

Mercado del producto: la comercialización ocurre en todo el territorio brasileño.

Puntos de venta: se comercializan en ferias libres y mercados populares o supermercados. Pueden ser encontrados en restaurantes tradicionales.

Información y trámites:

www.agricultura.gov.br
www.ibama.gov.br
www.ipaam.am.gov.br

Normatividad

Directrices para la actividad

Ley o Norma	Fecha
Instrucción	D.O.U.
Normativa IBAMA Nº 34	22-septiembre-2004
Instrucción Normativa MMA Nº 24	D.O.U. 06-julio-2005

Premisa: generar un producto sano y seguro en su producción, con un método ambientalmente aceptable. Para lograr un desarrollo integral del cultivo de *Arapaima gigas*, se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

- Alimentos que cumplan con los requerimientos nutricionales para la especie, desde la fase larval hasta la fase final.
- Prácticas de manejo adecuadas para posibilitar mejores tasas de supervivencia, principalmente en la fase más crítica (larval), sobre todo durante el destete.
- Trabajar para solucionar el problema con el canibalismo de la aleta caudal, en la fase juvenil, que genera serios problemas con bacteriosis. Además de mejorar los aspectos sanitarios, principalmente para prevenir parásitos.
- Promover mejoras en el manejo inicial para aumentar la oferta de formas juveniles destinadas al engorde.

Investigación y biotecnología

Genética: investigar las posibilidades para desarrollar la técnica de reproducción inducida para *A. gigas*.

Nutrición: desarrollar una ración específica que atienda los requerimientos nutricionales en las diferentes fases de cultivo.

Sanidad: identificar las causas y los medios para prevenir las bacteriosis que se instalan en las aletas caudales,



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

derivadas de canibalismo. Trabajar para reducir los problemas con los parásitos.

Comercialización: promover la oferta de productos con alta calidad y adecuadas condiciones de almacenamiento para evitar la deshidratación y la rancificación.

Manejo: impulsar el desarrollo de sistemas de recirculación de agua de bajo coste. Implantación de técnicas que prioricen el desarrollo sostenible de la acuicultura.

Tecnología alimentaria: crear nuevas estrategias de agregación de valor comercial a los productos procesados del *A. gigas*, generando formas más atractivas de presentación del pescado para el mercado consumidor, incluso con cortes estandarizados.

Ecología: evaluación de impacto ambiental causado por la producción de *A. gigas*, especialmente sobre los cursos de agua en que desaguan los efluentes y los efectos de dietas altamente proteicas sobre la calidad del agua de cultivo.

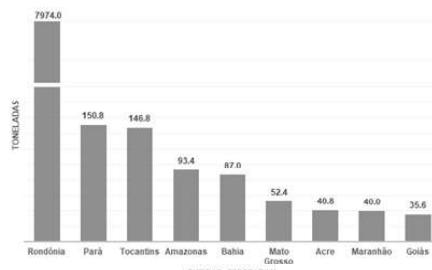
Gráfico 1

Estadísticas de producción. Producción Acuícola Anual de Arapaima en Brasil (2013 / 2016).



Gráfico 2

Estadísticas de producción. Producción Acuícola de Arapaima de las Principales Entidades Federativas de Brasil en 2016.



Fuente: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística IBGE, 2018.



2.2. *Arapaima gigas* (paiche)

Perú

Christian Fernández-Méndez¹, María J. Darias²

Figura 1
Regiones con cultivo.



Generalidades

Nombre común: paiche.

Nombre científico: *Arapaima gigas* (Schinz, 1822, citado por Núñez et al., 2011).



Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

Origen: nativo de la Cuenca del río Amazonas en Brasil, Perú y Colombia, así como de los ríos de la Guyana.

Estatus del cultivo: inicial.

Mercado: regional e internacional.

Limitaciones técnico-biológicas de la actividad: falta información sobre requerimientos nutricionales y alimentos adecuados a lo largo del desarrollo de la especie, así como controlar la reproducción en cautiverio (la producción se basa actualmente en la reproducción natural en estanques de cultivo).

Antecedentes de la actividad acuícola

A mediados de la década de 1980, el paiche pasó de ser la más importante y barata fuente de alimento del poblador amazónico a una exquisitez reservada para aquellos que lograban pagar los altos precios en el

¹ Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Dirección de Investigación en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC), Iquitos, Perú; ² MARBEC, Univ Montpellier, CNRS, Ifremer, IRD, Montpellier, Francia.

mercado a causa de la fuerte presión de pesca que ha sufrido esta especie, situación que se ha venido agravando al punto de que se encuentra incluida en el Apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres - CITES. A inicios de este siglo, la principal limitante para el desarrollo de la paichicultura era la escasa disponibilidad de semilla. En ese sentido, el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) puso en marcha un programa de apoyo al cultivo de paiche en estanques de productores del eje carretero Iquitos - Nauta (ECIN), brindando asistencia técnica y transfiriendo juveniles de paiche entre los años 2000 y 2007, a fin de ampliar la base productiva de esta especie. El programa se llevó a cabo gracias al apoyo logístico y financiero de la ONG italiana Terra Nuova (1999-2001) y la Southern Illinois University Carbondale (2001-2003), respectivamente. En 2007, 135 piscicultores de 33 comunidades de Loreto recibieron del IIAP poco más de un millar de juveniles. En 2010 el aporte a la producción de semilla fue altamente significativo. Así, el 48.2% de la producción total de alevinos de paiche en el ECIN durante el periodo 2007-2009 provino de beneficiarios de dicho programa. Cada año una parte significativa de la producción de semilla de paiche obtenida en Loreto es destinada a la exportación como peces ornamentales. El incremento gradual de la oferta de semilla y la aparición de una amplia gama de alimentos balanceados comerciales destinados a la alimentación de paiche (Purina, Nutrimix, Aquatech y Nicovita) han permitido la incursión de inversionistas

en el engorde de esta especie en localidades como Yurimaguas e Iquitos (Loreto), Pucallpa (Ucayali), Lima, Tumbes y Piura. En la última década, el IIAP, en colaboración con el Instituto francés de Investigación para el Desarrollo (IRD), desarrolló una serie de investigaciones con el objetivo de incrementar el nivel de conocimientos sobre la especie, enfocándose en aquellos aspectos útiles para su crianza en cautiverio. De este modo, se desarrollaron estudios sobre la reproducción en cautiverio, el sexaje y manejo de reproductores, el cultivo en jaulas, la ictiopatología, la nutrición, el reposamiento en cuerpos naturales y la variabilidad genética, entre otros.

Información biológica

Distribución geográfica: el paiche se distribuye en la Cuenca del Amazonas en Brasil, Perú y Colombia, así como en los ríos de la Guyana. En el Perú se encuentra en las cuencas bajas de los ríos Ucayali, Marañón, Putumayo, Napo, Pastaza y Yavarí. Las poblaciones más importantes se encuentran en la Reserva Nacional Pacaya-Samiria. En el siglo pasado fue introducido en la región de Madre de Dios y en la actualidad ha colonizado los ríos Beni, Orthon y Yata en la Amazonía boliviana.

Morfología: es una especie de gran porte, pudiendo llegar a 3 m de largo y 200 kg de peso. Posee un cuerpo cilíndrico, cabeza achatada y mandíbulas salientes. Su coloración es marrón-verdosa, oscura en el dorso y rojiza en los flancos, siendo la intensidad variable de acuerdo



con el tamaño del individuo y con el tipo de agua en el que vive. Especie de respiración aérea obligatoria, por lo que sube a la superficie para tomar oxígeno.

Ciclo de vida: la reproducción ocurre en ambientes naturales a lo largo de todo el año, pero se intensifica con el período de lluvias, cuando el nivel del agua de los ríos comienza a subir. En el Perú, algunos estudios realizados en la Reserva Nacional Pacaya Samiria muestran que la especie desova durante todo el año con un pico máximo alcanzado de septiembre a diciembre.

Hábitat: el paiche es un pez que habita lugares con poca corriente de agua como lagos, pudiendo encontrarse también en lugares poco profundos del río con abundante vegetación flotante.

Alimentación en medio natural: en el ambiente natural se alimenta principalmente de diversas especies de peces como carachamas, boquichico, yahuarachi, yulillas, mojarras, lisas y sardinas.

Cultivo

Bioteconomía: parcial, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivo: los alevinos son recuperados de estanques de tierra de 300 a 1 500 m² donde son cuidados por sus progenitores desde la eclosión. El cultivo de los alevinos se realiza en artesas de madera revestidas con plástico, acuarios de vidrio, piscinas armables, piscinas

inflables, tinas y bandejas plásticas, tanques de fibra de vidrio o de concreto con volúmenes de 50 a 2000 L. Para el engorde se usan estanques de tierra de 1000 a 5000 m² y jaulas flotantes.

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en agua dulce con temperaturas tropicales (26-30 °C). En las zonas más frías, lejos de su hábitat natural, también se utilizan tanques con calefacción y/o invernaderos.

Reproducción: el paiche, que tiene una estrategia reproductiva de tipo K, se reproduce únicamente de forma natural. Para ello es necesario formar parejas que son ubicadas en estanques individuales de 400 a 1000 m², en los que, tras una fase de cortejo nupcial y una delimitación del territorio, el macho construye un nido en el que la hembra deposita los ovocitos, que el macho fertiliza con el semen. Los huevos fertilizados son oxigenados por la pareja con las aletas caudales durante 18-24 h. Se cree que la eclosión sucede a los 4 ó 5 días post fertilización.

Artes de cultivo: las larvas de paiche son protegidas por el macho y emergen a la superficie a los 5 a 6 días post eclosión (1.7-2 cm de longitud total). A partir de ese momento, los alevinos pueden ser capturados y trasladados a estanques de tierra fertilizados pequeños (200-300 m²) o a sistemas de cultivo controlado (tanques, acuarios, artesas). La fase de pre-engorde (a partir de 8-15 cm de longitud y durante 2 meses) se realiza bajo



techo, en tanques de concreto, artesas de fibra de vidrio, cajas de madera con plástico y/o piscinas de plástico, o en estanques de tierra fertilizados de 300 a 500 m² o jaulas flotantes. Para el engorde se utilizan inicialmente estanques de tierra de más de 500 m² hasta que los peces alcanzan un peso de unos 2 kg y, posteriormente, estanques de 1000 a 2000 m² o jaulas flotantes.

Flujo de agua promedio para el cultivo: para el cultivo de alevinos en sistemas de recirculación se usa un flujo de 0.5 L/min y en los sistemas estáticos se hacen cambios diarios de agua durante la limpieza. El pre-engorde en estanques de tierra se realiza con un flujo de 2.5 L/min o en estático. En sistemas de recirculación a grandes densidades se usa un flujo de 10 L/min. En el engorde predominan los cultivos sin flujo de agua con recambio por las precipitaciones y/o escorrentía debido a que esta especie tolera bajas concentraciones de oxígeno y altas concentraciones de amoníaco en el agua. Sin embargo, se recomienda tener una fuente de agua permanente para permitir recambios parciales que mejoran la calidad del agua y evitan la proliferación de enfermedades.

Densidad de crianza: para los estadios iniciales, cuando se realiza la adaptación al alimento balanceado en sistemas de recirculación y estáticos, se usa una densidad de 0.1 a 3 pez/L. Para la fase de pre-engorde se usa una densidad de 1 pez por cada 2 a 6 L, dependiendo del recambio de agua. Durante el engorde se usa de 1 a 0.25 peces/m², densidad que va variando en función del tamaño del pez. Los reproductores son mantenidos en

una densidad mínima de pez/200 m².

Tamaño del organismo para el cultivo: se recomienda iniciar con individuos pequeños de 2-3 cm de longitud total para empezar la adaptación a la dieta balanceada lo antes posible y maximizar la supervivencia.

Porcentaje de supervivencia: durante la primera etapa de adaptación a la dieta balanceada se logra una supervivencia de 80 a 100 %, dependiendo de la experiencia del personal. En los sistemas de pre-engorde y engorde la supervivencia está por encima del 90 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de 8 meses a un año.

Peso promedio de cosecha: 10-12 kg.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: piscigranjas particulares y entidades públicas que contienen parejas de reproductores formadas para producción de alevinos.

Laboratorios en el país: no hay laboratorios especializados en la producción, hay productores que tienen lotes de reproductores y realizan la producción de los alevinos para venta.



Tabla 1*Prie de cría.*

Centro Acuícola	Producción 2016 (individuos)
Productores Loreto	117 465
Productores Ucayali	73 217

Alimento

Durante los primeros estadios de vida se les suministra nauplios de Artemia y/o zooplancton para iniciar posteriormente la adaptación al alimento balanceado (50 a 55 % de proteína bruta) con una frecuencia de alimentación de 4 a 6 veces por día. En condiciones experimentales se ha conseguido adaptar a dietas balanceadas (destetar) a alevinos de paiche de 3 cm de longitud total en 3 días de co-alimentación con un alimento balanceado de 60 % de proteínas y 14 % de lípidos e incluyendo hidrolizado de proteína y fosfolípidos. Para la etapa de pre-engorde se usan alimentos de 40 a 50 % de proteína bruta con una frecuencia de 2 a 4 veces por día. Algunos productores complementan con peces de forraje vivos o congelados. Los reproductores en su mayoría son alimentados con peces frescos congelados y con alimento balanceado una vez cada dos días.

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: es necesario aplicar medidas preventivas como desinfectar los estanques antes de la siembra, monitorear la calidad del agua, ofrecer

una adecuada alimentación, desinfectar periódicamente los materiales y utensilios utilizados, así como evitar el préstamo de redes entre centros de cultivo. Otro punto importante para prevenir la aparición de enfermedades es evitar la manipulación excesiva de los peces, ya que ello los estresa innecesariamente y genera pérdida de mucus, descamación y heridas, que son vías de entrada de los agentes patógenos. La exposición de los alevinos a la incidencia directa de la luz solar también debe evitarse, pues produce desecación de la piel y quemaduras en los ojos.

Tabla 2*Parámetros físico-químicos.*

Parámetros	Valores óptimos
Temperatura (°C)	27 - 29
OD (mg/L)	> 5.0
pH	6 - 7
Amonio (mg/L)	< 0.02
Nitritos (mg/L)	< 0.02
Conductividad ($\mu\text{S}/\text{cm}^2$)	25 - 40
Transparencia (cm)	40 - 45
Profundidad de agua (m)	1.2 - 1.5

Enfermedades reportadas: a pesar que no se han reportado epidemias que afecten a su cultivo, es preciso señalar que en etapas iniciales las post-larvas y alevinos son susceptibles a ataques de bacterias (*Pseudomonas* y *Aeromonas*) y protozoarios (*Ichthyophthirius multifilis*) que ocasionan altas mortalidades en los sistemas de recirculación o estáticos para el cultivo inicial. Además de los protozoarios, cabe destacar la presencia de algunos



metazoarios como el monogenóideo *Dawestrema cycloancistrium*, el cual puede ocasionar altas mortalidades en peces infestados. Entre los endoparásitos destaca el nematodo *Goezia spinulosa*, el cual se aloja en el intestino de los peces, pudiendo migrar a otros órganos y causando lesiones severas que pueden llevar a la muerte del plantel.

Buenas prácticas de manejo: las buenas prácticas de manejo durante todo el cultivo incluyen garantizar una calidad del agua adecuada, cumplir con las densidades y parámetros físico-químicos óptimos, usar alimentos balanceados certificados y en vigencia, cumplir con las acciones profilácticas y reducir los riesgos de contaminación de los materiales y/o sistemas de cultivo. Así mismo se deben mantener las densidades recomendadas y reducirlas en los tiempos adecuados para garantizar el crecimiento proyectado.

Impacto ambiental

No existen todavía estudios, indicadores o sospechas específicas para el cultivo de paiche relacionados con impactos ambientales.

Mercado

Presentación del producto: fresco entero, fresco eviscerado, eviscerado congelado, en filete fresco conteniendo partes del lomo, del vientre y de la cola, filete salado y seco, algunos productos procesados como ahumados o embutidos.

Precios del producto (M.N.): los precios varían entre USD 5.00 y 7.00/kg de filete. Las otras presentaciones varían según la estacionalidad y lugar de venta.

Talla media de presentación: 80 a 120 cm.

Mercado del producto: la comercialización ocurre en los mercados locales y puertos de la Amazonía peruana.

Puntos de venta: se comercializa a pie de granja, en mercados regionales, centros turísticos y restaurantes de la Amazonía peruana, así como en algunos supermercados y restaurantes de Lima.

Información y trámites

www.produce.gob.pe

www.iiap.org.pe

www.minam.gob.pe

Normatividad

Ley o norma	Fecha
Ley general de acuicultura	D.S. 003-2016
Ley de promoción y desarrollo de la acuicultura	D.S. 014-2017

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y seguro en el menor tiempo posible de producción, con un método social y ambientalmente aceptable. Para lograr un desarrollo



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

integral del cultivo del paiche se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

- Entender los factores que desencadenan la reproducción en condiciones de cautiverio.
- Formular un alimento adecuado para las distintas etapas de cultivo de acuerdo a los requerimientos nutricionales de la especie.
- Reducir los problemas de enfermedades de bacteriosis, fungosis y ectoparásitos en los primeros estadios de vida, así como identificar tratamientos con productos naturales.
- Promover la transferencia de tecnología generada para optimizar los protocolos en los centros de cultivo.

Investigación y biotecnología

Genética: caracterizar los lotes de reproductores para evitar la endogamia o que provengan de poblaciones genéticas diferentes.

Nutrición: desarrollar dietas específicas de bajo costo que atiendan a los requerimientos nutricionales en las diferentes fases de cultivo.

Sanidad: mejorar las técnicas de cultivo y/o tratamientos que prevengan las bacteriosis y fungosis durante los primeros estadios de vida. Identificar tratamientos con productos naturales para tratar las enfermedades.

Comercialización: garantizar los estándares de calidad a través de protocolos de control durante el cultivo. Capacitación constante del personal en buenas prácticas acuícolas.

Manejo: realizar la estandarización de los protocolos de cultivo para los primeros estadios de vida y adaptación al alimento balanceado. Establecer las condiciones de cultivo en sistemas RAS y jaulas flotantes.

Tecnología alimentaria: crear nuevos productos y presentaciones innovadoras que resulten más atractivos para el consumidor y generar valor agregado que mejore la apertura de nuevos mercados.

Ecología: evaluación de impacto ambiental causado por los efluentes del cultivo de paiche en la Amazonía peruana.

Estadísticas de producción

Año	2014	2015	2016	2017	2018
Producción (t)	55	135	142	218	231
Valor (USD x 1000)	850	3283	809	1669	1754

Fuente: <https://www.fao.org/faostat/es/#home>.



2.3. *Atractosteus tropicus* (pejelagarto) México



Carlos Alfonso Álvarez-González¹, Rafael Martínez-García¹, Emry Saúl Peña-Marín¹, Uriel Rodríguez Estrada¹, Carlos Ramírez Martínez²

Figura 1
Distribución en México.



Fuente: Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA), <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-pejelagarto>.

Generalidades

Nombre común: pejelagarto, catan, pez armado, machorra, pez gaspar.

Nombre científico: *Atractosteus tropicus*.

Nivel de dominio de biotecnología: completa.

Origen: nativo del Sureste Mexicano (sur de Veracruz, Tabasco, Campeche y Chiapas) y de Guatemala, Belice, San Salvador, Nicaragua y Costa Rica (INAPESCA ,2018).

Estatus del Cultivo: comercial.

Mercado: nacional y extranjero.

Insumo necesario para su cultivo: abastecimiento de reproductores genéticamente seleccionados y disponibilidad de crías durante todo el año.

Tendencias de la actividad acuícola

El cultivo de pejelagarto se inició en 1989, los primeros ensayos sobre domesticación y reproducción en cautiverio fueron realizados en encierros semi-naturales y jaulas flotantes en la ranchería El Espino, Municipio del Centro en el Estado de Tabasco. Al mismo tiempo,

¹ Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; ² Universidad Autónoma de Nuevo León. Nota: Información actualizada por los autores a partir de la Carta Nacional Acuícola, 2012 - INAPESCA 27 de marzo de 2018.

se realizaron pruebas sobre el desove, cría de larvas, alevinaje y engorda en estanques rústicos en el Centro de Estudios Agro-piscícolas en el Municipio de Nacajuca, Tabasco. En ambos casos, con el fin de repoblar cuerpos de agua locales. El crecimiento de esta actividad fue en 1997, cuando se generan proyectos acuícolas para producir lotes de reproductores e infraestructura para la reproducción controlada de pejelagarto. El Laboratorio de Acuicultura Tropical de la División Académica de Ciencias Biológicas (DACPBIOL) de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) inicia el desarrollo de técnicas de cultivo e inicia la transferencia de tecnología a potenciales usuarios. En el año 2000 se instala la primera unidad de producción con ciclo completo en el Municipio de Comalcalco, Tabasco. Posteriormente, se establece una unidad en el Estado de México con una producción destinada al mercado ornamental (INAPESCA, 2018). La consolidación de conocimientos y técnicas de manejo se alcanzan entre el 2003 y 2007 en la UJAT. Con la instalación de más de 35 centros de producción de alevines y engorda de la especie.

Aunque la actividad se considera por los productores como “rentable”, esta ha sido afectada por la falta de un alimento balanceado específico y por algunas enfermedades en la etapa de preengorda ocasionadas por hongos. No se tienen reportados otros problemas por enfermedades en los sistemas de engorda, pero existe la posibilidad de que se infecten por copépodos parásitos de poblaciones silvestres (*Ergasilus* y *Argulus* principalmente). En las unidades de producción se han reportado elevados porcentajes de mortalidad asociado

a la presencia de hongos por carecer de buena calidad y volumen de agua, así como falta de buenas prácticas de manejo. La peje-cultura se realiza principalmente en el sureste mexicano, es una región con clima tropical y los sitios donde se encuentran las unidades de producción van de 10 a 50 metros sobre el nivel del mar. En la región se realiza el cultivo en diferentes sistemas y con distintos niveles de intensidad (estanques rústicos, de concreto, geomembrana y jaulas) destinados al autoconsumo y mercado local.

Información biológica

Distribución geográfica: es un pez nativo de la planicie costera de Veracruz, Tabasco y Campeche. En la vertiente del Océano Pacífico solo se encuentra en Chiapas. En Centroamérica, se localiza en Guatemala, San Salvador, Nicaragua y Costa Rica. Ocupa humedales con ríos y lagunas someras con abundante vegetación acuática. En México se cultiva en Tabasco, Campeche y Chiapas (INAPESCA, 2018).

Morfología: es un pez de cuerpo largo y cilíndrico de color verde-grisáceo y los flancos blancos, cubierto de una sustancia mucilaginosa. Posee escamas romboides muy duras que cubren todo el cuerpo, estos organismos pueden alcanzar tallas mayores a un metro, presentando un crecimiento alométrico.

Ciclo vital: maduración y reproducción. Huevo, embrión, larva vitelina, larva, juvenil y adulto.



Tallas máximas y mínimas: huevo 2.5 a 3.2 mm, larva vitelina de 6.6-9 mm, larva 12.5 a 2 mm, Juvenil 3 a 30 cm, adultos mayores a 36 cm. Los machos maduran en el primer año de edad (36-42.5 cm), las hembras en el segundo año maduran y desovan (36- 48.5 cm). Pero, es en el tercer año de edad que las hembras desarrollan su potencial reproductivo (INAPESCA, 2018).

Habitat: el hábitat natural del pejelagarto son los ríos y lagunas someras. Prefiere sitios con abundante vegetación acuática. Son peces de clima tropical, la temperatura promedio del agua suele ser de 28 a 32 °C en verano y disminuir hasta 18 °C en los meses fríos del año (INAPESCA, 2018).

Alimentación en medio natural: las larvas consumen zooplancton (cladóceros, copépodos, larvas de insectos y larvas de peces). Los juveniles incluyen insectos acuáticos y peces. Los adultos son ictiófagos, consumen ocasionalmente zooplancton y suelen ser carroñeros oportunistas (INAPESCA, 2018).

Cultivo

Biotecnología: completa.

Sistemas de cultivo utilizados: intensivo en larvicultura, semi-intensivo en alevinaje y engorda, extensivo para repoblación.

Características de zonas de cultivo: esta especie se puede cultivar semi-intensiva o extensivamente en estanques, lagunas, arroyos y ríos. En general , no requiere de alta calidad de agua debido a la nula dependencia del oxígeno disuelto en la misma.

Artes de cultivo para la engorda: con base en la etapa de desarrollo en la que se encuentre el organismo se utilizan tanques de plástico para incubación y crianza de las larvas, canaletas de fibra de vidrio o plástico y tanques circulares para el alevinaje. Para la engorda se emplean estanques de tierra, concreto, geomembrana, encierros, jagüeyes, jaulas flotantes en ríos y lagunas someras (INAPESCA, 2018). El desove puede ser natural mediante la simulación del ambiente. También, se realiza aplicando inyecciones hormonales. Las larvas son cosechadas y cultivadas por 30 días, periodo en el cual son adaptadas al consumo de alimento balanceado.

Densidad de siembra en la engorda: la cantidad de pejelagartos a sembrar depende del tipo y sistema de cultivo, de la infraestructura para el cultivo, de la disponibilidad de agua y alimentos balanceados comerciales. Se siembran 150 alevines de 2 a 4 g por m², (300 a 600 g/m² en el alevinaje). Se ajusta la densidad al 50 % en el segundo y tercer mes. Se cosechan los juveniles y se clasifican por tamaño manteniendo una densidad en la pre-engorda de 25 a 30 ejemplares/ m² por los siguientes 3 meses (INAPESCA, 2018). Después, son cultivados por 3 a 4 meses más, se cosechan ejemplares de 450 a 600 gramos.



Tamaño para la siembra: el alevinaje se inicia con ejemplares de 8 a 10 cm y su duración es de 3 meses.

Porcentaje de sobrevivencia (desde la siembra a la cosecha): en sistemas semi-intensivos está entre el 80 y 90 %, en sistemas intensivos es mayor al 90 %.

Tiempo promedio de ciclo de Cultivo: un ciclo al año, de 10 a 12 meses dependiendo del sistema de cultivo y de los alimentos comerciales disponibles.

Tamaño y peso en la cosecha: entre 40 a 50 cm y 450 a 900 g.

Insumos para realizar el cultivo: nacionales e importados.

Información y trámites:

- Comisión Nacional de <https://www.gob.mx/conapesca>.
- Servicio Nacional de Sanidad, inocuidad y carga alimentaria. <https://www.gob.mx/senasa/acciones-y-programas/direccion-general-de-inocuidad-agroalimentaria-acuicola-y-pesquera>.
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. <https://gobierno.com.mx/semarnat/>.
- Comisión Nacional del Agua. <https://www.gob.mx/conagua>.

Insumo pie de cría

Origen: los alevines de pejelagarto son de producción nacional, provienen de progenitores silvestres o de laboratorio adaptados a la reproducción en cautiverio.

Procedencia: los alevines provienen de unidades de producción en Tabasco, Campeche y Chiapas.

Presentación y forma de entrega del insumo: los alevines para crecimiento engorda se entregan en bolsas de plástico, en cajas, por centenares o unidades. Alevines de 5 a 7 cm y juveniles de más de 7 cm.

Unidades de Producción en el país

Precio promedio: alevín de pejelagarto: \$5 por unidad (0.25 USD por pez de 5 cm de longitud total).

Talla promedio de presentación: 500 – 1 000 g.

Mercado del producto: mercados regionales.

Puntos de venta: pie de granja, restaurantes regionales, corredores turísticos y mercados locales.

Estado	Unidades de producción
Tabasco	10
Campeche	1
Chiapas	2

Fuente: Instituto Nacional de la Pesca, (2018).



Insumo alimento

Tipo de alimento: alimento vivo como cladóceros, copépodos y nauplios de artemia. Biomasa congelada de artemia desde la primera alimentación si no se cuenta con alimento vivo. En ambos casos se suministran en la crianza de las larvas en los primeros 15 días. Alimento balanceado se ofrece en polvo como iniciador con partículas menores a 650 micrómetros. En el alevinaje se incrementa el tamaño de 850 a 1 500 micrometros (migajas a minipellets). El requerimiento de proteína y grasa para las crías es de 45 y 10 % respectivamente. De acuerdo a su crecimiento se ajusta el tamaño del alimento de 2.5 mm a 5.5 mm de diámetro, son pellets extruidos flotantes con 38 % de proteína y 8 % de grasa. Actualmente, el alimento balanceado está diseñado para pejelagarto, el contenido de proteínas, grasas, flotabilidad y digestibilidad fue formulado por la UJAT y ajustada en el proceso de fabricación industrial por la empresa Consorcio Super SA de CV.

Frecuencia de alimentación para las etapas del cultivo: A) En la larvicultura se suministran de 4 a 8 porciones de alimento en un periodo de 12 horas de labor en los primeros 15 días.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	18 °C	37 °C	28 a 32 °C
Oxígeno disuelto	Incubación y cría de larvas de 3 a 6 mg/l. Las demás etapas no requieren niveles altos.		
pH	7	8.5	7.5



En la siguiente quincena se disminuye de 4 a 6 porciones. B) En el alevinaje se oferta el alimento 3 a 4 veces ampliando el tiempo entre cada suministro. En el pre-engorde los pejelagartos requieren 2 a 3 veces que se les ofrezca alimento. Para la engorda se reduce de 1 a 2 veces. Se recomienda alimentar una vez por la mañana y la otra porción al atardecer.



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola ocupa un lugar de sumo interés por la necesidad que existe de conocer los procedimientos para prevenir y controlar las enfermedades que potencialmente limitan la producción de alevines en unidades de producción. La prevención de las enfermedades es el mejor elemento de control y juega un papel importante en los cultivos acuícolas, teniendo en cuenta las buenas prácticas de manejo y producción. Se debe considerar, que los cultivos tengan un mínimo impacto sobre la salud humana y el medio ambiente, incluyendo cualquier potencial cambio ecológico.

Buenas prácticas de manejo (BPM): la importancia de aplicar un conjunto de procedimientos, condiciones y controles en las unidades de producción, reside en reducir riesgos en las unidades de producción y procesamiento primario de alimentos, tanto para disminuir la incidencia de enfermedades ocasionadas a la población

por la contaminación de los mismos, como para asegurar e incrementar su comercialización interna y de exportación.

Las BPM implican, poner especial atención en cada uno de los procesos de producción: compra de insumos, siembra, engorda, cosecha, transporte de producto, manufactura de éste; diseño, instalación y mantenimiento de la infraestructura y equipos utilizados. Página de Internet del Manual de BPM:

<https://www.gob.mx/senasicia/documentos/manuales-de-buenas-practicas-pecuarias-acuicolas-y-pesqueras>.

Algunos puntos importantes para las buenas prácticas de manejo en la granja son: a) se deben utilizar juveniles sanos en los tamaños y pesos recomendados, b) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga de la granja, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha, c) es recomendable mantener a los organismos en agua clara cuando el agua proviene de

Tabla 1

Enfermedades reportadas.

Enfermedad	Clasificación de la enfermedad
<i>Saprolegnia</i>	Cautiverio solo engorda
<i>Argulus sp.</i>	Silvestre
<i>Ergasilus sp.</i>	Silvestre
<i>Aeromonas</i>	Cautiverio solo engorda
<i>Pseudomonas</i>	Silvestre



rios o lagunas para evitar la presencia de *Argulus*, d) los peces muertos o enfermos deberán ser desechados y enterrados lejos del centro de producción, e) todo el material utilizado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos, f) llevar un control adecuado de la alimentación y el horario en el que este se subministre, g) es recomendable tener tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades, h) es recordable dar tratamiento periódico.

Tabla 2

Estadísticas de producción.

Año	Peso vivo (ton)	Valor (\$)
2006	100	\$ 1 742 790
2007	496	\$ 3 341 024
2008	367	\$ 10 124 787
2009	323	\$ 8 539 601
2010	371	\$ 8 514 528
2011	471	\$ 9 726 886
2012	334	\$ 12 033 630
2013	438	\$ 15 782 042
2014	575	\$ 9 973 119

Fuente: Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA), 2018.

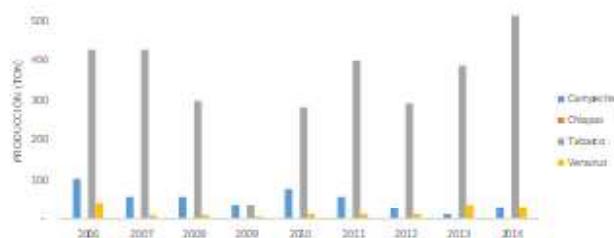
Tabla 3

Producción de crías de pejelagarto.

Año	Crías producidas en laboratorio
2014	70 000
2015	68 000
2016	75 000
2017	108 000
2018	107 500
2019	109 000

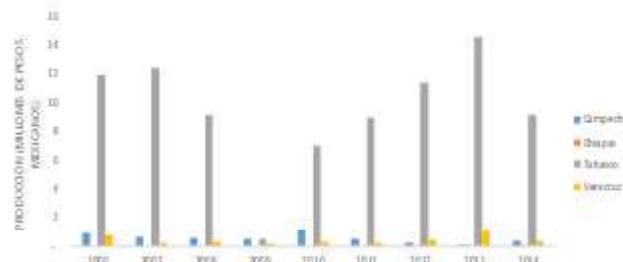
Gráfico 1

Producción por estado



Nota: Producción (peso vivo) total (acuicultura + pesquerías) por entidad federativa de pejelagarto (2006 – 2014).

Fuente: Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA), 2018.



Nota: Producción (valor) total (acuicultura + pesquerías) por entidad federativa de pejelagarto (2006 – 2014).

Fuente: Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA), 2018.

Tabla 4

Centros acuícolas: 1 universidad, 16 particulares.

No. de granjas comerciales 2022	No. de granjas derivadas de proyectos con permiso de fomento 2022	Superficie total de cultivo (en hectáreas)	No. de pesquerías	No. de laboratorios
2	0	4	-	16

Fuente: Subdelegaciones de Pesca – SAGARPA; Márquez y Vázquez, 2015.



dicamente contra hongos y otras enfermedades para evitar que se enfermen los organismos, i) llevar acabo monitoreos mensuales de la calidad del agua del centro de producción, j) no se debe permitir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, ya que estos pueden constituir una fuente de infección para los peces (<https://www.gob.mx/señasica/documentos/manuales-de-buenas-prácticas-pecuarias-acuicolas-y-pesqueras>).

Mercado

Presentación del producto: vivo, entero fresco, congelado y en canal.

Precios del producto

Talla promedio de presentación: 500 a 1 000 gramos, su tamaño es de 40 a 50 cm (70 a 120 pesos por Kg, 3.5 a 6 USD por Kg).

Valor agregado: deshuesado, entero asado, en pulpa y carne cocida empacada para la elaboración de otros platillos.

Mercado del producto: la comercialización se realiza principalmente a mercados regionales y se han realizado pruebas para exportación.

Porcentaje de producción nacional exportada: ND.

Puntos de ventas: dentro de los lugares donde se comercializa se encuentra en los corredores turísticos. El producto se comercializa a pie de granja, a restaurantes, público en general, algunos centros comerciales de la región y mercados.

Ventajas de consumir el producto: tiene un peculiar sabor, unido a la variedad de nutrientes así como su escaso valor calórico ya que contiene un 7% de grasa. Su contenido proteico (83 % de proteína) y la textura de su carne hacen que sea un alimento de alta calidad nutricional, la cual es una alternativa al complemento alimenticio. El pescado debe ser consumido lo más fresco posible, si no se va a comer en menos de 24 horas, lo mejor es congelarlo. En el refrigerador se conserva en buenas condiciones un máximo de dos o tres días, mientras que en el congelador mantienen sus características durante seis meses. La limpieza debe ser minuciosa y obliga a eliminar todo resto de vísceras. Para saber si el pejelagarto es fresco, se deben de observar los siguientes puntos: Debe tener los ojos “saltones” y brillantes; sus colores deben ser limpios y vivos (con las nuevas técnicas el pescado de dos días puede seguir teniendo una aspecto como el descrito); branquias (agallas), deben ser de color rojo fuerte y que se resistan a abrirse, las aletas tiesas, las escamas relucientes y la carne del pescado dura; debe oler bien, nunca a amoniaco; dureza de la carne. Si el pescado es de escama blanda, pulsar con el dedo la carne del pescado, si cede, el pescado no es fresco.



Directrices o lineamientos de la actividad

Premisa: Generar un producto sano y seguro, en una forma ambiental y socialmente aceptable: lo anterior con el objeto de lograr un desarrollo integral del cultivo de pejelagarto, generando las políticas públicas, las directrices técnicas y los lineamientos estratégicos, que certificarán esta actividad en México, se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

Certificación de la actividad:

- a) Producir y proporcionar alimentos inocuos y de calidad: Se recomienda cumplir con las especificaciones emitidas en el Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola del Servicio Nacional de Sanidad e Inocuidad Agroalimentario (SENASICA).
- b) Rastreabilidad: Establecimiento de un Programa Nacional de Bioseguridad, la certificación sanitaria continua de las líneas de reproductores, crías, así como de la certificación de la calidad nutricional y sanitaria de los ingredientes (materias primas), con los que se elaboran los alimentos balanceados
- c) Afectación mínima al medio ambiente: llevar a cabo los movimientos de organismos solo previo diagnóstico de los mismos, para tener elementos de decisión sobre la movilización. Promover el cuidado y reciclamiento del recurso agua.
- d) Responsabilidad social.

Otros puntos para tomar en cuenta:

- a) Políticas que promuevan consorcios o unidades de productores de diferentes escalas.
- b) Tecnificación de la actividad.

- c) Reglas comunes sobre el proceso de producción: Mejorar la eficiencia de la producción para poder ofrecer el producto a precios competitivos.
- d) Gobernanza (desarrollar mecanismos para fiscalización e implementar normas vigentes): Publicar la Norma de pejelagarto, que establezca los requerimientos y medidas para prevenir y controlar la introducción y dispersión de potenciales enfermedades en la República Mexicana.
- e) Estimular el comercio para consumo nacional y extranjero: 1) desarrollar la demanda interna del producto para poder amortiguar las futuras fluctuaciones del mercado externo, 2) Elevar los estándares de calidad del producto para poder penetrar en el mercado extranjero, 3) Seriedad ante los compromisos y contratos aspecto de suma importancia para mantener relaciones comerciales a largo plazo.
- f) Estimular redes de valor.
- g) Desarrollo humano (desarrollo profesional del personal de campo).
- h) Nuevos mercados (productos verdes, etc)
- i) Para asegurar la sustentabilidad es necesario: 1) Marcos económicos, 2) institucionales y 3) legales, sólidos y eficaces (<https://www.fao.org/3/I9540ES/i9540es.pdf>).

Requisitos para concesión acuícola

- Certificado para la importación y exportación y tránsito internacional de especies acuáticas: <https://>



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

www.gob.mx/senasica.

- Certificado para la movilización de especies acuáticas vivas, en cualquiera de sus fases de desarrollo: [https://www.gob.mx/senasica](http://www.gob.mx/senasica).
- Certificado para los establecimientos en operación en los que se produzcan, procesen, comercialicen, transporten y almacenen productos y subproductos acuáticos: [https://www.gob.mx/senasica](http://www.gob.mx/senasica).
- Certificado para las unidades de cuarentena: [https://www.gob.mx/senasica](http://www.gob.mx/senasica).

Investigación y desarrollo tecnológico (INAPESCA, 2018)

Genética: desarrollar un programa de Seguimiento y Mejoramiento Genético para la producción de ejemplares adultos de calidad genética y sanitaria.

Sanidad: desarrollar estudios epidemiológicos y en lo relativo a la estandarización de técnicas para el diagnóstico de enfermedades de alto riesgo.

Comercialización: fomentar el análisis de Riesgo y Control de Puntos críticos que permita obtener productos de mejor calidad.

Manejo: diseño y desarrollo de sistemas de tratamiento post-utilización de agua, recirculación de bajo costo y tecnología alternativa.

Tecnología de alimentos: elaborar con esta especie alimentos con valor agregado, desarrollando nuevas presentaciones para incrementar su consumo.

Normatividad

Ley o norma	Tema	Fecha
Ley general de pesca y acuacultura sustentables	Ley general de pesca y acuacultura sustentables.	24-04-2018
Reglamento de la ley de pesca	Reglamento de la ley de pesca.	08-01-2004
NOM-009-PESC-1993	Establece el procedimiento para determinar las épocas y zonas de vedas para la captura de las diferentes especies de la flora y fauna acuática en aguas de jurisdicción federal de los Estados Unidos Mexicanos.	04-03-1993
NOM-010-PESC-1993	Establece los requisitos sanitarios para la importación de organismos acuáticos vivos en cuales quiera de sus fases de desarrollo destinados a la acuacultura u ornato en el territorio nacional.	16-08-1993
NOM-011-PESC 1993	Regula la aplicación de cuarentenas a efecto de evitar la introducción de enfermedades certificables y notificables en la importación de organismos acuáticos.	16-08-1993
NOM-017-PESC-1994	Regula las actividades de pesca deportivo recreativa en las aguas de jurisdicción federal de los Estados Unidos Mexicanos.	09-05-1995
NOM-128-SSAI-1996	Bienes y servicios que establece la aplicación de un sistema de análisis de riesgo y control de puntos críticos ARCP (HACCP) en la planta industrial procesadora de productos de la pesca.	12-06-1996
NOM-001-ECOL-1996	Establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas y bienes nacionales.	06-01-1997
NOM-003-ECOL-1997	Establece los límites máximos permisibles de contaminantes para las aguas residuales tratadas que se reusen en servicio público.	21-09-1998
NOM-059-ECOL-2001	Protección ambiental: Especies nativas de México, flora y fauna silvestres, categoría de riesgo y especificaciones para la inclusión, exclusión o cambio en lista de especies en riesgo.	06-03-2002



2.4 *Brycon amazonicus* (sábalo de cola roja) Perú



Christian Fernández-Méndez¹, María J. Darias²

Figura 1
Regiones con cultivo.



Generalidades

Nombre común: sábalo cola roja.

Nombre científico: *Brycon amazonicus* (Spix & Agassiz, 1829).

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta, en proceso de estandarización.

Origen: nativo de la Cuenca del río Amazonas y Orinoco.

Estatus del cultivo: comercial local.

Mercado: regional.

Limitaciones técnico-biológicas de la actividad: alta mortalidad en la etapa larval por canibalismo, reproducción estacional (octubre – enero). Necesidad de desarrollar dietas de acuerdo a requerimientos nutricionales.

¹ Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Dirección de Investigación en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC), Iquitos, Perú; ² MARBEC, Univ Montpellier, CNRS, Ifremer, IRD, Montpellier, Francia.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de sábalo en la Amazonía peruana se inició a principios de la década de los 90. Inicialmente, el abastecimiento de semilla procedía del medio natural y se realizaban cultivos semi-extensivos. El primer trabajo para producir semilla en cautiverio fue realizado por Eckmann en 1984. En el año 2010, gracias al esfuerzo de investigación por parte del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) y otras entidades y al desarrollo de tecnología de producción de semilla en laboratorios de reproducción de peces amazónicos, se incrementó el cultivo de esta especie en la Amazonía, obteniendo buenos resultados debido a la buena aceptación del alimento balanceado y al rápido crecimiento de esta especie, que es superior a gamitana, *Colossoma macropomum*, bajo condiciones de cultivo similares.

Información biológica

Distribución geográfica: esta especie se distribuye en las cuencas de los ríos Amazonas y Orinoco en Brasil, Bolivia, Colombia, Guyana, Perú y Venezuela. En la Amazonía peruana se distribuye en las regiones de Loreto, Ucayali y Madre de Dios. Habita generalmente en zonas fangosas y tierras bajas.

Morfología: presenta un cuerpo alargado y comprimido, la cabeza es pequeña, ancha y convexa vista de perfil. Presenta una boca alargada, con dientes maxilares

superiores tricúspides y dientes más pequeños en el maxilar inferior. Esta especie se distingue de las demás de su género por la posición del quinto hueso infraorbital más alto que ancho. La región dorsal es gris azulada, los lados plateados y blanquecinos. La zona ventral y los extremos de los lóbulos de la aleta caudal poseen una tonalidad rojiza. Puede llegar hasta los 3 o 4 kg de peso en el medio natural y en cautiverio alcanza los 2 kg.

Ciclo de vida: durante la época reproductiva realiza migraciones cortas en cardúmenes al inicio de la creciente (noviembre a enero). La reproducción es anual, la maduración de la hembra y del macho es sincrónica; la hembra produce hasta 200 000 óvulos en el primer desove. Los embriones son transportados por la corriente hasta convertirse en larvas móviles. Los alevinos y juveniles menores de un año viven en cardúmenes, con algunas especies acompañantes, en los extensos bosques y planicies de desborde de la estación de lluvias (áreas de inundación).

Hábitat: esta especie se encuentra en ambientes lóticos (quebradas), frecuenta lagunas someras antes de la época de vacante y áreas inundadas por el río en época de creciente, donde se alimenta de frutos, semillas e insectos que caen del bosque.

Alimentación en medio natural: en sus estadios tempranos de vida tiende a alimentarse de larvas de otros peces o incluso de la misma especie (canibalismo). En estadios juveniles es carnívoro, alimentándose de



insectos, arácnidos, peces y crustáceos, entre otros. En la edad adulta es omnívoro y se alimenta de frutos y semillas que captura gracias a sus dientes con tres a cinco cúspides. Posee además dientes faríngeos que le permiten triturar las semillas. Su hábito alimenticio contribuye a la dispersión de semillas en el bosque inundado, lo que facilita la reforestación.

Cultivo

Biotecnología: parcial, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivos: se utilizan sistemas similares a gamitana como tanques de concreto y fibra de vidrio en la etapa larval. Durante el alevinaje y engorde se utilizan estanques de tierra de 500 a 2 000 m².

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en lugares con agua dulce y temperaturas tropicales (26-30 °C).

Reproducción: la reproducción se realiza por inducción hormonal. Los machos son elegidos si expulsan semen tras una ligera presión en el abdomen y las hembras si presentan un abdomen abultado y se confirma el estado de madurez de los ovocitos mediante una biopsia ovárica. Los inductores hormonales más usados son la hipófisis de carpa (hembras: 6 mg/kg, machos: 2 mg/kg) y Ovaprim (hembras: 0.5 ml/kg, machos: 0.25 ml/kg). La inoculación del inductor hormonal se realiza vía intraperitoneal o intramuscular en dos dosis (hembras

10 %:90 % y machos 50 %:50 %) en un intervalo de 12 horas. La fertilización se realiza en seco y los huevos tienen un diámetro de 0.9 a 1 mm al momento del desove.

Artes de cultivo: la incubación de los huevos fertilizados se realiza en incubadoras de flujo ascendente tipo Woynarovich. La eclosión ocurre entre las 14 y 18 horas (28 °C) y las larvas miden alrededor de 3.7 mm de longitud total. Las larvas son sembradas a 1 día post eclosión en estanques de tierra fertilizados de 500 a 1000 m² donde abunde zooplancton nativo (rotíferos, cladóceros, copépodos) y la fertilización se mantiene de manera constante. Tras 15 días, los alevinos alcanzan una longitud de 3 cm y son transferidos a los productores para el engorde que se realiza en estanques de tierra de 1000 a 2000 m².

Flujo de agua promedio para el cultivo: el flujo de agua en la incubación de huevos es de 1.2 L/min. En larvicultura en tanques con sistema abierto el flujo es de 2.5 L/min, similar al utilizado para gamitana. En el engorde en estanques de tierra se usa un flujo de 3 L/min o en sistema estático, con un recambio basado únicamente en las precipitaciones. Para los reproductores se usa un flujo de 10 L/min; sin embargo, también se pueden mantener en estanques sin flujo permanente de agua.

Densidad de crianza: en el cultivo larval se usa una densidad inicial de 60 a 100 larvas/m². Para la fase de



engorde se usa una densidad de 0.6–1 pez/m². La densidad de reproductores es de 1 pez por 25 m².

Tamaño del organismo para el cultivo: se inicia con individuos de más de 3 cm de longitud total que acepten alimento balanceado.

Porcentaje de supervivencia: hasta el fin de la etapa de alevino, la supervivencia es del 5 al 10 % debido al canibalismo. En la etapa engorde, la supervivencia es del 80 al 90 % y, en la etapa adulta (reproductores), la supervivencia es del 60 % debido a que son muy sensibles a la manipulación durante la reproducción inducida, especialmente las hembras.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de siete meses a un año, según la densidad de cultivo y las preferencias de la población local.

Peso promedio de cosecha: de 800 g a 1.2 kg

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: centros de producción de alevinos estatales en Loreto.

Laboratorios en el país: los principales son los laboratorios estatales.

Centro Acuícola	Producción anual (miles de crías)
Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana	20

Alimento

La alimentación exógena (presa viva) inicia a las 24 h post eclosión, al igual que el canibalismo. Las larvas sembradas en estanques de tierra fertilizados se alimentan de zooplancton nativo (rotíferos, cladóceros, copépodos) y posteriormente consumen dietas balanceadas comerciales (28 % de proteína). Durante el engorde se les suministra una dieta comercial para gamitana, con un contenido proteico de 22 a 28 % y lipídico de 3 a 5 %, dos a tres veces por día. Los reproductores consumen un alimento balanceado de 30 % de proteína bruta dos veces al día a una tasa de 1.5 %.

Parámetros físico-químicos

Parámetros	Valores óptimos
Temperatura (°C)	26.0 – 30.0
OD (mg/L)	3.0 - 6.0
Amonio (mg/L)	< 0.2
pH	6.4 – 7.5
Nitritos (mg/L)	< 0.2
Dureza (mg/L)	20 - 60



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: es necesario aplicar medidas profilácticas para evitar la presencia de patógenos que puedan poner en riesgo la salud, calidad y vida de los peces cultivados. La fuente de agua debe cumplir con las condiciones de calidad para evitar enfermedades y mortalidad en el cultivo.

Enfermedades reportadas: en cultivo, esta especie se estresa fácilmente, pudiendo perder sus escamas ante una inadecuada manipulación. Las lesiones y el estrés occasionado provocan desequilibrios en el sistema inmune favoreciendo la aparición de enfermedades (bacterianas y micóticas) que generan mortalidad. También se han reportado enfermedades por parásitos como monogeneos, acantocéfalos y nematodos, ocasionando un crecimiento reducido y mortalidad.

Buenas prácticas de manejo: las buenas prácticas en el manejo del cultivo de esta especie deben garantizar la inocuidad del cultivo. Actualmente se viene trabajando en la adaptación de técnicas y tecnologías de cultivos bioseguros, lo cual motivará las mejoras de la infraestructura actual (aireación, recirculación y bio-remediadores) y las condiciones de cultivo (reducción del estrés).

Impacto ambiental

No existen todavía estudios, indicadores o sospechas específicas sobre el cultivo de sábalo relacionados con impactos ambientales.

Mercado

Presentación del producto: entero fresco y congelado, eviscerado y porción.

Precios del producto (M.N.): entre USD 3.00 y 3.80/kg de pescado entero fresco.

Talla media de presentación: 25 a 32 cm.

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente en los mercados regionales principalmente de Iquitos (Perú).

Puntos de venta: se comercializan en mercados regionales o puertos pesqueros.

Información y trámites

www.produce.gob.pe

www.iiap.gob.pe

www.minam.gob.pe



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Normatividad

Ley o norma	Fecha
Ley general de acuicultura	D.S. 003-2016
Ley de promoción y desarrollo de la acuicultura	D.S. 014-2017

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano, inocuo y seguro, en una forma ambiental y socialmente aceptable, con el objetivo de lograr un desarrollo integral del cultivo de sábalo, generando las directrices técnicas y los lineamientos estratégicos. Para ello se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

- Optimizar los protocolos de alimentación del cultivo larvario que permitan reducir el canibalismo y mejorar la calidad de los alevinos.
- Desarrollar alimentos adecuados a los requerimientos nutricionales a menor costo de producción.
- Fortalecer el sistema inmune para incrementar la resistencia a enfermedades bacterianas.
- Desarrollar protocolos de manejo de los reproductores para reducir la mortalidad y prolongar el periodo de reproducción.
- Realizar un mejoramiento genético de líneas con características optimizadas para las condiciones de cultivo.

Investigación y biotecnología

Nutrición: desarrollar dietas específicas en base a los requerimientos nutricionales de cada etapa de cultivo.

Genética: realizar un mejoramiento genético de líneas con características identificadas.

Sanidad: reducir el estrés en cultivo que mejore la respuesta inmune ante enfermedades bacterianas.

Comercialización: promover la estandarización de procesos en el cultivo que permitan efectuar la trazabilidad del producto.

Manejo: promover la intensificación del cultivo mediante el uso de aireadores en los estanques.

Tecnología alimentaria: crear nuevos productos procesados de sábalo sin espinas, generando formas más atractivas de presentación para el mercado consumidor nacional.

Ecología: evaluación de impacto ambiental causado por los efluentes del cultivo de sábalo en la Amazonía peruana.

Estadísticas de producción

Año	2014	2015	2016	2017	2018
Producción (t)	37	33	87	84	89
Valor (USD x 1000)	112	84	225	211	222

Fuente: <https://www.fao.org/faostat/es/#home>.



2.5. *Cichlasoma dimerus* (chanchita) Argentina



Paula G. Vissio ¹, Daniela I. Pérez Sirkin ¹, María Paula Di Yorio ¹, Tomás H. Delgadillo ¹

Figura 1
Distribución.



Fuente: extraído de Liotta J, 2005. Serie Documentos N°3
ProBiota FCNyM UNLP.

Generalidades

Nombre común: chanchita y acará.

Nombre científico: *Cichlasoma dimerus*.

Distribución geográfica: habita principalmente en las cuencas de los ríos Paraná, Uruguay y Paraguay, desde el sur de Brasil hasta el norte de la provincia de Buenos Aires.

Estatus de cultivo: *no consigna.*

Mercado: local e internacional como especie ornamental.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad

A pesar de ser un excelente modelo para estudios de comportamiento, neuroendócrinos, toxicológicos y de desarrollo (más de 60 publicaciones) no existen datos publicados acerca de las condiciones apropiadas para obtener un cultivo óptimo.

¹ Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires/Instituto de Biodiversidad y Biología Experimental y Aplicada (IBBEA), CONICET-UBA, Buenos Aires, Argentina.

Antecedentes de la actividad acuícola

No consigna.

Morfología

Talla mediana, llegando el adulto a tener un largo estándar de aproximadamente 12 cm, con un cuerpo orbicular y lateralmente comprimido con el perfil dorsal y ventral curvos. El maxilar no alcanza el nivel del margen anterior de la órbita. Las aletas dorsal, pélvicas y anal terminan en punta y en los machos generalmente se extienden en un filamento. La aleta caudal tiene borde redondeado. La coloración es entre verdosa a gris claro/oscuro, con escamas con borde oscuro en el margen posterior. Presenta bandas oscuras transversales y dos manchas, una en la región media del tronco y otra en el pedúnculo caudal (Almirón *et al.*, 2015). Se caracteriza por mostrar variabilidad en el patrón de coloración durante períodos de estrés, formación de parejas y cambios ambientales.

Son animales territoriales que poseen un sofisticado comportamiento social, donde se destaca la presencia de una pareja dominante, que será la que se reproduzca, e individuos subordinados (Pandolfi *et al.*, 2009).

Hábitat

Esta especie frecuenta las zonas vegetadas cercanas a la costa y es muy común en pequeños ambientes

lénticos muy vegetados. Es característico su comportamiento territorial en épocas reproductivas. Puede realizar “migraciones terrestres” junto con tarariras a comienzos de la estación lluviosa en la zona del Pantanal (Almirón *et al.*, 2015). Los ejemplares de *Cichlasoma dimerus* saltan de costado entre charcos de unos pocos centímetros de profundidad o directamente sobre el suelo seco, sin rumbo fijo (Kullander, 1983).

Alimentación en medio natural

La dieta es omnívora y en la naturaleza se alimenta de pequeños invertebrados.

Reproducción y larvicultura

Se reproduce cada 21 días aproximadamente durante 6 meses al año en condiciones naturales extendiéndose a 8 meses en condiciones de laboratorio con fotoperiodo de 14 h luz/10 oscuridad y temperatura (24-26 °C). Durante el invierno esta especie no suele reproducirse. Es una especie ovípara, incubadora de sustrato con desoves principalmente en una superficie lisa, como una laja (en acuarios). Presentan un gran cuidado biparental de las larvas y un alto porcentaje de eclosión cercano al 94 %. El período embrionario abarca las primeras 52-54 h post fecundación. Durante los primeros 4-5 días post eclosión no presenta nado libre y su alimentación es exclusivamente endógena. Al día 12 se ha reportado una alta mortalidad, coincidiendo con la reabsorción total del saco vitelino (Meijide y Guerreiro,



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

2000; Pandolfi *et al.*, 2009). Esta mortalidad disminuye considerablemente a bajas densidades (observaciones personales).

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Óptimo
Temperatura °C	25 - 26
Oxígeno Disuelto (mg/l)	4 - 6
pH	6.5 – 7.1

Parámetro	Cultivo en laboratorio
Salinidad (ppm)	nd
Dureza	nd
Nitrito (mg/l)	< 0.30
Nitrato (mg/l)	< 0.25
Amonio	nd
Alcalinidad	nd
Sólidos totales	nd

Sanidad y manejo acuícola

No consigna

Normatividad

Ley o norma	Descripción	Fecha
Ley 27231	Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola	Promulgada: diciembre 29 de 2015
Decreto 692/17	Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola	Publicada en el Boletín Oficial: 1 de septiembre de 2017
Resolución 1314/2004	Normas que regularán la producción de Organismos Acuáticos Vivos en los emprendimientos/establecimientos que se dediquen a la actividad de acuicultura	2004



2.6. *Colossoma macropomum* (gamitana) Perú



Christian Fernández-Méndez¹, María J. Darias²

Figura 1
Regiones con cultivo.



Generalidades

Nombre común: gamitana.

Nombre científico: *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816).

Nivel de dominio de biotecnología: parcial, con producción constante.

Origen: nativo de la Cuenca del río Amazonas.

Estatus del cultivo: comercial local.

Mercado: regional.

Limitaciones técnico-biológicas de la actividad: optimizar la etapa larval y producción de alevinos. Reducir tiempos de cultivo optimizando la dieta. Estudios de mejoramiento genético.

Antecedentes de la actividad acuícola

En los años 1980 se dio inicio al desarrollo de la acuicultura de esta especie en la Amazonía peruana, con experiencias de manejo y domesticación de especímenes provenientes del medio natural desarrolladas por instituciones estatales pioneras como el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) en Loreto,

¹ Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Dirección de Investigación en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC), Iquitos, Perú; ²MARBEC, Univ Montpellier, CNRS, Ifremer, IRD, Montpellier, Francia.



que permitieron desarrollar las primeras reproducciones por inducción hormonal de gamitana y *Piaractus brachypomus*. Posteriormente se logró tecnificar el cultivo, obteniéndose producciones constantes de alevinos para los productores y reduciéndose la extracción de alevinos capturados del medio natural mediante pesca artesanal para los cultivos en estanques comunales. Con el crecimiento de la actividad acuícola y con el fin de brindar apoyo técnico a los productores, el IIAP realizó, entre 1990 y 2000, un programa de transferencia de tecnología del policultivo de gamitana, *P. brachypomus* y *Prochilodus nigricans* mediante extensionistas en colaboración con proyectos de Terra Nuova, CARE Perú, CARITAS Iquitos y la Agencia Española de Cooperación Internacional (AEKI), logrando mejorar la productividad y la adopción de la tecnología piscícola semi-intensiva entre los pobladores ubicados en ejes carreteros y comunidades ribereñas en la Amazonía peruana. Durante los últimos años se han instalado plantas de elaboración de alimento balanceado para cubrir la creciente demanda local y se han creado programas de transferencia de alevinos para fomentar el cultivo de esta especie. Gracias a los avances de la investigación acuícola y del nivel de adopción de la tecnología del cultivo de la gamitana por parte de los productores piscícolas se ha logrado intensificar los cultivos.

Información biológica

Distribución geográfica: la gamitana está presente en las cuencas de los ríos Amazonas y Orinoco en Brasil,

Bolivia, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela. Habita en los cursos principales de grandes ríos y caños y se suele encontrar en lagunas en épocas de lluvias.

Morfología: durante la etapa juvenil, el cuerpo es amarillento con manchas oscuras irregulares y la aleta anal es de color naranja con bordes negros. Los adultos son de color verdoso por los lados y el dorso, mientras que el vientre y las aletas son de color negro, pudiendo variar en función del tipo de agua donde se desarrollan. Esta especie se caracteriza por el gran tamaño del hueso opercular. Presenta una aleta adiposa con radios osificados, los cuales son más numerosos, duros y uniformes cuando el pez llega a la madurez sexual (4 a 5 años). En partes altas de la Cuenca Amazónica se ha pescado individuos que llegan a medir 90 cm de longitud y a pesar hasta 30 kg.

Ciclo de vida: durante el inicio de la temporada de precipitaciones (noviembre a diciembre), los adultos migran para llegar a la confluencia de los ríos, donde reproducción tiene lugar una vez al año.

Hábitat: vive la mayor parte del tiempo en cuerpos de agua léticos, con pH ácido y cubiertos de vegetación (zonas inundadas). Sin embargo, también se encuentra en ambientes lóticos de aguas blancas y claras.

Alimentación en medio natural: una especie principalmente omnívora y se alimenta de frutos, semillas y nueces que tritura con los dientes molariformes que



posee. El zooplancton, también es una fuente de alimento que obtienen por filtración con las braquiespinas.

Cultivo

Biotecnología: parcial, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivos: durante la etapa larval se utilizan tanques de concreto, fibra de vidrio o madera con plástico donde se realiza la primera alimentación. Para la etapa de alevinaje y engorde se utilizan estanques de tierra de 500 a 2000 m² o jaulas flotantes en cuerpos de agua de grandes dimensiones (>5000m²).

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en lugares con agua dulce, precipitaciones importantes durante la mayor parte del año y temperaturas tropicales (26-30 °C). Para la construcción de los estanques de tierra se prefiere lugares con pendiente pronunciada, arcillosos y con fuente de agua de quebradas.

Reproducción: la reproducción se realiza por inducción hormonal. Los machos son elegidos al expulsar semen tras una ligera presión en el abdomen y las hembras, si presentan un abdomen abultado, se confirma el estado de madurez de los ovocitos mediante una biopsia ovárica. Los inductores hormonales más usados son la hipófisis de carpa (hembras: 6 mg/kg) y el acetato de buserelina (machos: 1 ml/kg). La inoculación del inductor hormonal

se realiza vía intraperitoneal en dos dosis (hembras 10:90 % y machos 50:50 %) en un intervalo de 12 horas. La fertilización se realiza en seco y los huevos tienen un diámetro de 0.7 a 1.1 mm al momento del desove.

Artes de cultivo: la incubación de los huevos fertilizados se realiza en incubadoras de flujo ascendente tipo Woynarovich. La eclosión ocurre entre las 15 y 20 horas (28 °C) y las larvas miden de 4 a 5 mm de longitud total. El cultivo larval se realiza en tanques de concreto o artesas de madera durante los primeros siete días y posteriormente las post-larvas son sembradas en estanques de tierra fertilizados. Tras 30 días los alevinos alcanzan una longitud de 4 a 5 cm y son transferidos a los productores para iniciar el engorde, que se realiza mayormente en estanques de tierra de 1000 a 2500 m². Algunos productores también usan estanques cubiertos con geomembrana. Ocasionalmente también se usan jaulas flotantes en cuerpos de agua naturales. A nivel experimental, el cultivo de las primeras etapas de vida se realiza en sistemas de recirculación de agua (RAS) con tanques de fibra de vidrio, filtración mecánica y biológica, y recientemente se están empleando sistemas Biofloc y RAS a nivel intensivo.

Flujo de agua promedio para el cultivo: el flujo de agua en la incubación es de 1.2 L/min y en el cultivo larvario en tanques en sistema abierto de 2.5 L/min. En el engorde en estanques de tierra se usa un flujo de 3 L/min o en sistema estático, con un recambio basado únicamente en las precipitaciones. Para los reproductores



se usa un flujo de 10 L/min; sin embargo, también se pueden mantener en estanques sin flujo permanente de agua.

Densidad de crianza: en el cultivo larval se usa una densidad inicial de 60 larvas/L. Durante la fase de alevino se usa una densidad de 60 a 100 individuos por m². Para la fase de engorde se usa una densidad de 0.8 - 1 pez por m² en los estanques de tierra. La densidad de reproductores es de 1 pez por 50 m² o 1 kg de peso vivo por 10 m².

Tamaño del organismo para el cultivo: se inicia con individuos de 4 a 5 cm de longitud total que acepten alimento balanceado.

Porcentaje de supervivencia: durante las primeras fases del cultivo y hasta el fin de la etapa de alevino, la supervivencia es del 25 % en sistemas abiertos y semi-extensivos. En la etapa engorde la supervivencia es del 90 al 95 % y en los reproductores es de un 100 %. Las mortalidades que puedan ocurrir en estos últimos son ocasionadas por una manipulación excesiva durante la reproducción inducida.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: de seis meses a un año, según la densidad de cultivo y las preferencias de la población local.

Peso promedio de cosecha: de 400 g a 1.2 kg.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: centros de producción de alevinos estatales en Loreto y escasos centros privados en Amazonas y San Martín.

Laboratorios en el país: los principales son los laboratorios estatales.

Centro Acuícola	Producción anual (individuos)
Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana	1 000 000

La alimentación inicial en larvas se brinda a los tres días post eclosión a base de rotíferos, protozoarios y microalgas durante cinco días y al sexto día se brinda nauplios de Artemia. Al séptimo día los alevinos son sembrados en estanques de tierra fertilizados donde abunda zooplancton nativo (rotíferos, cladóceros, copépodos) y en los que la fertilización se mantiene de manera constante. Posteriormente consumen dietas balanceadas comerciales (28 % de proteína). Durante el engorde se emplean alimentos balanceados extrusados y peletizados fabricados por diferentes marcas comerciales con un tenor proteico de 22 a 32 % y lipídico de 3 a 5 % y un tamaño de partícula de 4 a 9 mm. Algunos



productores elaboran su alimento de manera artesanal incluyendo insumos locales. Se recomienda una tasa de alimentación de 2 a 8 % según el tamaño de los peces y una frecuencia de dos a tres veces al día. La tasa de conversión alimenticia es de 1.5 a 1.8 en cultivo con buenas condiciones de agua. Durante las precipitaciones o en mañanas con bajas de temperatura se suspende la alimentación. Los reproductores consumen alimento balanceado formulado para reproductores (22 % de proteína bruta) dos veces al día a una tasa de 1 a 2 % y se complementa la alimentación con algunos frutos locales.

Tabla 2
Parámetros físico-químicos.

Parámetros	Valores óptimos
Temperatura (°C)	26.0 – 30.0
OD (mg/L)	3.0 - 6.0
Amonio (mg/L)	< 0.2
pH	6.4 – 7.0
Nitritos (mg/L)	< 0.2

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: es necesario aplicar medidas profilácticas para prevenir la presencia de patógenos que son un riesgo para la salud de los peces y los consumidores. La fuente de agua debe cumplir con las condiciones de calidad para evitar enfermedades y mortalidad en los cultivos.

Enfermedades reportadas: se han reportado infecciones por parásitos como monogeneos, acantocéfalos y copépodos que ante algún desequilibrio en el pez ocasionan enfermedad y mortalidad. Los protozoarios también afectan a la gamitana, siendo el más importante *Ichthyophthirius multifiliis*, que aparece generalmente con bajas de temperatura y las lesiones que causa favorecen el ingreso de hongos y bacterias. Los hongos generan vellos algodonosos en el cuerpo y son agentes secundarios ante una lesión externa. Las bacterias, principalmente *Aeromonas hydrophila*, ocasionan un enrojecimiento en la base de las aletas, hemorragias en la piel y lesiones en los órganos internos.

Buenas prácticas de manejo: las buenas prácticas en el manejo del cultivo de esta especie deben garantizar la inocuidad del cultivo. Actualmente se viene trabajando en la adaptación de técnicas y tecnologías de cultivos bioseguros y de recirculación, lo cual motivará las mejoras de la infraestructura actual (aireación, recirculación, bioflocs y bio-remediadores) y las condiciones de cultivo. Así mismo se investiga el uso de productos naturales como fitoterapéuticos para el tratamiento de enfermedades.

Impacto ambiental

No existen todavía estudios, indicadores o sospechas específicas para el cultivo de gamitana.



Mercado

Presentación del producto: entero fresco y congelado, eviscerado, filete y algunos productos procesados.

Precios del producto (M.N.): entre USD 2.40 y 3.40/kg de pescado entero fresco.

Talla media de presentación: 27 a 35 cm.

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente en los mercados regionales de Iquitos, Pucallpa, Tarapoto, Bagua y Puerto Maldonado.

Puntos de venta: se comercializan en mercados regionales o puertos pesqueros.

Información y trámites

www.produce.gob.pe
www.iiap.gob.pe
www.minam.gob.pe

Normatividad

Ley o norma	Fecha
Ley general de acuicultura	D.S. 003-2016
Ley de promoción y desarrollo de la acuicultura	D.S. 014-2017

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y seguro de forma ambiental y socialmente aceptable, con el objetivo de lograr un desarrollo integral del cultivo de la gamitana, generando las directrices técnicas y los lineamientos estratégicos. Para ello se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

- Optimizar los protocolos de alimentación del cultivo larvario que permitan mejorar la calidad y sobrevivencia de los alevinos.
- Desarrollar alimentos adecuados a los requerimientos nutricionales y a menor costo de producción.
- Impulsar la intensificación del cultivo mediante el uso de sistemas RAS, aireadores y jaulas flotantes.
- Incentivar la creación de centros privados de producción de alevinos.
- Realizar un mejoramiento genético de líneas con características optimizadas para las condiciones de cultivo.

Investigación y biotecnología

Genética: realizar un mejoramiento genético de líneas con características identificadas.

Nutrición: desarrollar dietas específicas en base a los requerimientos nutricionales de cada etapa de cultivo.

Sanidad: prevenir y tratar la proliferación de parásitos durante todas las etapas de cultivo.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Comercialización: promover la estandarización de procesos en el cultivo que permitan efectuar la trazabilidad del producto.

Manejo: promover la intensificación del cultivo mediante el uso de sistemas RAS, aireadores y jaulas flotantes.

Tecnología alimentaria: crear nuevos productos procesados de gamitana, generando formas atractivas de presentación para el mercado consumidor nacional e internacional.

Ecología: evaluación de impacto ambiental causado por los efluentes del cultivo de gamitana en la Amazonía peruana.

Estadísticas de producción

Tabla 3
Estadísticas de producción.

Año	2014	2015	2016	2017	2018
Producción (t)	504	299	1863	1047	1109
Valor (USD x 1000)	2273	1312	7783	3370	3543

Fuente: <https://www.fao.org/fishery/aquagrisspecies/CSM>.

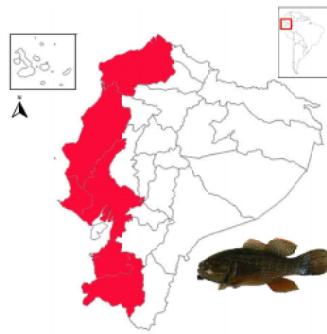


2.7. *Dormitator latifrons* (chame) Ecuador



Ana María Santana-Piñeros, Yanis Cruz-Quintana¹

Figura 1
Zona de cultivo.



Nota: Provincias de Ecuador donde se cultiva *Dormitator latifrons*.

Generalidades

Nombre común: chame, dormilón del Pacífico, camote del Pacífico, guavina o pocoyo (español) y Pacific fat sleeper (inglés).

Nombre científico: *Dormitator latifrons*.

Nivel de dominio de biotecnología: incompleto.

Origen: nativa de la cuenca del Pacífico centro oriental. La especie se distribuye desde el sureste de California (USA) y el golfo de California (Méjico) hasta Perú, incluyendo las islas Galápagos.

Estatus del cultivo: engorde a nivel comercial.

Mercado: nacional ecuatoriano e internacional (Estados Unidos, Canadá y República Dominicana).

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: larvicultura.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de chame nace en Ecuador a finales de la década de 1980. En 1995 el Banco Central del Ecuador

¹ Grupo de Investigación en Sanidad Acuícola, Inocuidad y Salud Ambiental. Departamento de Acuicultura, Pesca y Recursos Naturales Renovables; Facultad de Acuicultura y Ciencias del Mar. Universidad Técnica de Manabí.

reporta las primeras exportaciones de chame vivo a Estados Unidos (Vicuña, 2010), las cuales han fluctuado a lo largo del tiempo, debido a que la oferta de alevinos depende exclusivamente del ambiente natural. La producción de chame comenzó en la provincia de Manabí y se expandió a todas las provincias de la franja costera ecuatoriana. Los juveniles de 12 a 15 cm de longitud total son colectados principalmente en los estuarios de los ríos Esmeralda, Chone y Guayas; y son transportados en cajas plásticas sin agua, hasta los estanques de tierra o de geo-membrana para su engorde. El chame es un pez con un alto potencial acuícola ya que tiene varios aspectos atractivos para su cultivo como son: alta resistencia fisiológica, soportando ambientes deficientes de oxígeno y cambios bruscos de salinidad y temperatura; crecimiento rápido; carne blanca, de buen sabor y apetecible sobre todo en el mercado asiático.

Información biológica

Distribución geográfica: *Dormitator latifrons* es un pez común de la vertiente del Pacífico, se distribuye desde el sur de California hasta el norte de Perú incluyendo a las islas Galápagos, y es originario de climas tropicales y subtropicales, con preferencia por rangos de temperaturas entre 21 y 33 °C (Ruiz, 2010). Es un pez bentónico que habita principalmente las partes bajas de ríos, pequeños arroyos costeros, pantanos, bahías, estanques lodosos y lagunas (Castro *et al.*, 1999). Los hábitats suelen variar desde aguas dulces a saladas, y de

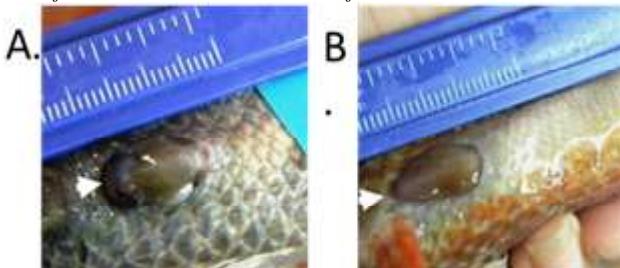
aguas claras a turbias o estancadas, con corriente nula o leve; fondos de lodo, limo, arena, residuos orgánicos, raíces de mangle; vegetación ausente o de *Juncus*, algas verdes, *Pistia*, Jacinto de agua, mangle. Se encuentran a una profundidad hasta 2 m (Miller, 1966; Castro *et al.*, 1999).

Morfología: *Dormitator latifrons* se caracteriza por presentar un cuerpo robusto y alargado, cabeza plana y escamosa, hocico romo, boca oblicua y grande, dientes delgados, móviles y con puntas rectas (Fisher *et al.*, 1995). La primera aleta dorsal presenta VII espinas y la segunda con una espina y 8 a 9 radios, aleta anal con una espina y 9 a 10 radios, línea lateral con 30 a 34 escamas (Froese y Pauly, 2019). Esta especie tiene una talla común de 25 cm, reportándose una talla máxima de 61 cm (Allen y Robertson, 1994). La coloración del dorso es azul y verde oscuro, la cabeza presenta 4 barras oscuras irregulares por detrás del ojo y una barra oblicua a continuación. Aletas pares con puntos oscuros, dorsal con manchas amarillas y caudal con las membranas inter-radiales muy oscuras (Yáñez y Díaz, 1977).

Ciclo de vida y alimentación en el medio natural: esta especie presenta un acentuado dimorfismo sexual; la hembra se diferencia por su color oscuro y presencia de una papila genital cuadrangular con pequeños filamentos, mientras que el macho es de color rojizo con una papila genital triangular y sin filamentos (figura 2).



Figura 2
Dimorfismo sexual en Dormitator latifrons.



Nota: A. Papila genital de la hembra mostrando forma cuadrangular y filamentos en el borde posterior (flecha). B. Papila genital del macho mostrando forma triangular y ausencia de filamentos en el borde posterior (flecha).

Los juveniles son encontrados en aguas salobres, mientras que los adultos se permanecen en sistemas de agua dulce casi todo el año, salvo en los períodos de reproducción cuando migran a los estuarios (Chang y Navas, 1984). A pesar de que se reproduce todo el año, el pico reproductivo coincide con la época de lluvias (Chang y Navas, 1984). Al parecer la especie se reproduce tanto en agua dulce como marina (Ruiz, 2010; (Jiménez-Prado *et al.*, 2015), madura sexualmente desde los 15 cm de longitud (Chang y Navas, 1984) y los huevos son muy pequeños con puestas de hasta 5 millones de huevecillos (Calderón y Cannon, 1977). Los adultos desovan en los estuarios donde las frezas de huevecillos se adhieren a las raíces de los manglares (Haz y Arias, 2002). Las larvas de chame migran río arriba cuando alcanzan una longitud total de 20 mm (Haz y Arias, 2002).

Varios autores mencionan que la especie se alimenta fundamentalmente de detritus, material vegetal y animal (Yáñez y Díaz, 1977; Larumbe, 2002; Vicuña, 2010; Ruiz,

2010). Yáñez y Díaz (1977) clasificaron la especie como un consumidor primario de hábitos detritívoro vegetal; sin embargo, encontraron que la especie tiene la capacidad de cambiar su dieta y comportarse como una especie omnívora dependiendo de la disponibilidad de alimento. Todd (1973); Montenegro y Vallejo (2015) mencionan que *D. latifrons* es de hábito alimentario nocturno. Su dieta incluye algas microscópicas, rotíferos, micromoluscos, ostrácodos, copépodos, restos vegetales como lechuga de agua (*Pistia statioles*), jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*), chorro (*Ceratophyllum sp.*) y larvas de insectos (Chironomidae, *Spirogyram*, *Oscillatoria* y desmidiáceas) (Calderón y Cannon, 1977; Yáñez y Díaz, 1977; Vicuña, 2010).

Reproducción y cultivo larvario

Manejo de los reproductores: la tecnología de cultivo de chame no se ha completado; sin embargo, se ha logrado reproducir la especie mediante inducción hormonal. Los reproductores son colectados en el medio natural y transportados a los laboratorios. Rodríguez *et al.*, 2012, mencionan que los reproductores son alimentados con una combinación de 60/40 % de alimento extruido para tilapia con 32-8 y 25-6 % proteína/lípidos *ad libitum* dos veces por día. Una vez los organismos alcanzan 350 gramos se puede inducir el desove usando inyecciones intramusculares de GnRHa (15 mg/kg) o un implante de 75 µg de GnRHa de salmón (Rodríguez *et al.*, 2012). El diámetro promedio de los ovocitos es de 300 µm y la fecundidad relativa varía de 50 000 a

80 000 ovocitos por gramos de desove (Rodríguez *et al.*, 2012). La activación espermática y la incubación deben realizarse en salinidades por debajo de 5 UPS (Rodríguez *et al.*, 2012).

Cultivo larvario: una vez los huevos son fertilizados, las prolarvas eclosionan a las 17 h con tamaños entre 1 y 1,3 mm de longitud, carentes de boca y aro, con ojos indiferenciados y saco vitelino grande ($171.2 \pm 10.6 \mu\text{m}$); las prolarvas se establecen en el fondo y se desarrollan en postlarvas a las 72 h (Todd, 1975; Rodríguez *et al.*, 2012; López *et al.*, 2015). La abertura de la boca se produce a los 2 dpe, cuando los ojos ya están pigmentados y se pueden observar algunas estructuras internas. Las larvas no sobreviven a los 6 dpe (López *et al.*, 2015), lo que ha impedido completar el ciclo de la especie en cautiverio.

Cultivo

Sistemas de cultivo: los juveniles (12-15 cm) son capturados del medio natural y llevados a estanques de tierra ya sean en agua dulce o salobre, o se utilizan estanques naturales producidos por las inundaciones durante el invierno donde el agua queda retenida hasta finales de verano. En los últimos años algunos productores de chame han tecnificado el cultivo, haciendo piscinas de tierra o con geomembranas, con dimensiones de 600 m² y 1.5 m de profundidad. Pocos productores utilizan aireación y recirculación de agua. En algunas provincias de Ecuador, particularmente en

Manabí, varios productores de camarón realizan policultivo con chame; pero en la mayoría de los casos no se realiza una siembra, sino que los alevines ingresan a las piscinas de engorde de camarón durante el bombeo de agua y crecen durante 4 meses alimentándose con el balanceado de camarones. Esto significa que no existe un control sobre la densidad de siembra o la alimentación, menos sobre la sobrevivencia o tasa de crecimiento, ya que los productores de camarón consideran al chame un subproducto de la camaronicultura para el mercado local.

Características de la zona de cultivo: la mayoría de las zonas de engorde se encuentran en la franja de los ríos de la costa (Guayas, Esmeralda, Chone, Portoviejo) ecuatoriana.

Tamaño y densidad de siembra: la densidad de siembra varía según el sistema de cultivo. Generalmente se utilizan densidades menores a 5 peces/m² ya sea en piscinas de tierra o en albarradas (piscinas naturales resultado de inundaciones) en los cuales no se lleva un manejo de parámetros físico-químicos, ni alimentación. En sistemas de cultivos más tecnificados, que incluyen piscinas de tierra o estructuras metálicas ambas con geomembranas, y donde se incluye alimento balanceado, control de parámetros físico-químicos, recirculación de agua y sistemas de aireación, la densidad de siembra varía de 15 a 60 peces/m².

Alimentación: en cultivos extensivos, los productores no proporcionan alimento balanceado, acostumbran a incorporar pasto picado y/o estiércol (bovino, porcino y avícola) sobre el agua, y adicionan plantas acuáticas (Vicuña, 2010). En cultivos semi-intensivo, la mayoría de los productores utilizan alimento balanceado para camarón y muy pocos utilizan alimento para tilapia. Existe poca información publicada sobre la evaluación de diferentes tipos de dietas y las tasas de crecimiento en chame. Debido al uso de la especie en sistemas de cultivo de Ecuador, es importante desarrollar esta línea de investigación.

Porcentaje de supervivencia: el chame es reconocido por su alta resistencia fisiológica, puede tolerar grandes variaciones de salinidad y oxígeno disuelto. La especie soporta 18 h fuera del agua, pero si se transporta con cobertura de plantas húmedas, los organismos pueden durar hasta 54 h (Chang, 1984). El porcentaje de supervivencia es de 97.5 % cuando los organismos son capturados en agua dulce y puestos sin aclimatación en agua a 35 UPS. El porcentaje de supervivencia es de 100 % cuando los organismos son capturados en salinidades hasta 48 UPS y son puestos sin aclimatación en agua dulce (Chang, 1984). No existe información publicada sobre el porcentaje de supervivencia en sistemas de cultivos; sin embargo, los productores mencionan que el porcentaje de supervivencia es alto.

Tiempo promedio del ciclo de cultivo: de acuerdo a las condiciones ambientales y al sistema de cultivo, el

tiempo de engorde puede variar de 3.5 a 8 meses. La tasa de crecimiento disminuye con temperaturas por debajo de 22 °C.

Peso promedio de cosecha: en el mercado internacional el chame de Ecuador se comercializa con pesos promedios de 300 a 350 g, aunque existe preferencia por organismos de mayor peso (500–700 g). Contrariamente, en el mercado local y/o nacional, el chame de menor talla es más apetecido ya que los consumidores argumentan un mejor sabor en tallas pequeñas (150-280 g).

Sanidad y manejo acuícola

Enfermedades reportadas: se conoce muy poco sobre los patógenos y enfermedades asociadas que afectan a los cultivos de *Dormitator latifrons*. Actualmente, *Argulus* sp., *Diplostomum* sp. y nematodos no identificados, son los únicos parásitos reportados en sistemas de cultivos de Ecuador y en cultivos experimentales de México (FAO, 2010; Vega *et al.*, 2017); sin embargo, se han reportado 19 especies de parásitos de diferentes grupos (Digenea, acanthocephala, nematoda, cestoda, crustacea, hirudinea, copepoda) infestando poblaciones silvestres (Garrido *et al.*, 2004; Violante y Aguirre, 2007; Violante *et al.*, 2007; Aguirre y Violante, 2008; Violante *et al.*, 2008a y Violante *et al.*, 2008b). Debido a que el ciclo de vida del chame no ha sido cerrado en condiciones de laboratorio y los sistemas de cultivos se basan en la adquisición de alevines del medio natural,



varios helmintos parásitos presentes en poblaciones silvestres de Ecuador ingresan a los cultivos con los alevines y ocasionan un deterioro de la salud de sus hospederos durante el engorde. Lamentablemente estas infecciones no se asocian a mortalidades masivas, razón por la cual pasan desapercibidas y no son estudiadas.

La especie *D. latifrons* se considera resistente al manejo acuícola debido a su capacidad para respirar fuera del agua; así como, tolerar cambios bruscos de salinidad, alta carga de materia orgánica y bajas concentraciones de oxígeno disuelto. Sin embargo, debido al manejo inadecuado, frecuentemente se presentan mortalidades ocasionadas por infecciones bacterianas asociadas a enterobacterias oportunistas. Cuadros septicémicos con erosión de piel y aletas y afectación de órganos internos, han sido asociados con *Aeromonas hydrophyla*; mientras que la presencia de forúnculos, lesiones ulcerativas en la zona dorsal del cuerpo y el pedúnculo caudal, malformaciones y retardo del crecimiento han sido asociados a *Enterococcus* sp. en cultivos de Ecuador. Otros problemas de salud que se han observado en prevalencias bajas (<10 %) en los cultivos son malformaciones, tumores y prolapsos rectales, los cuales deben ser estudiados para establecer las causas y los factores que condicionan su aparición.

Como medidas de manejo sanitario para la prevención de enfermedades en cultivos de chame en Ecuador se han implementado el traslado adecuado de organismos para la siembra, lo cual incluye: desplazamientos en horas frescas (antes de las 7:00 am y después de las 6:00 pm); no recargar las cajas con peces

para permitir la respiración aérea; mantener la humedad de la piel; aplicar una correcta aclimatación durante la siembra; aplicar baños profilácticos con extracto de hojas de guayaba (*Psidium* sp.) por 5 min antes de la siembra. Como medidas curativas para el control de infecciones bacterianas se han aplicado baños de inmersión cortos (10 min) con extracto de guayaba y de melón amargo (*Momordica charantia*). En el caso de México, el tratamiento con triclorfon (Neguvon ®) en dosis de 0.3 ppm por 10-12 min, ha sido efectivo para la prevención y control de *Argulus* sp. (Vega et al., 2017). Una vez se logre el ciclo de la especie en cautiverio, se podrán controlar muchas de las enfermedades con medidas de bioseguridad y buenas prácticas de cultivo.

Impacto ambiental

La mayor problemática del cultivo de chame es la sobre-explotación de los alevinos en los ecosistemas. Cada productor de cultivo semi-intensivos requiere alrededor de 15 000 animales/mes, lo que ha llevado a la sobreexplotación de algunas poblaciones silvestres en el Ecuador. En este sentido, se requiere estudiar el cultivo larvario de la especie, con el fin de disminuir la presión al medio ambiente. Por otro lado, considerando la importancia de *D. latifrons* como eslabón trófico en los ecosistemas, la sobreexplotación podría causar desequilibrios importantes con pérdida de biodiversidad; mientras que la acuicultura intensiva y superintensiva podría generar impactos negativos por



contaminación, competencias por el uso de suelo y agua, aspectos que deberán ser estudiados.

Mercado

La especie tiene una alta demanda en el mercado nacional, sin embargo, no existen estadísticas de consumo. En el exterior, el mercado se concentra en restaurantes orientales en Estados Unidos y en menor cantidad República Dominicana y Canadá (Vicuña, 2010).

Investigación y biotecnología

Se requiere investigación en el cultivo larvario y nutrición en las diferentes fases del cultivo.

Estadísticas de producción

La mayoría del producto exportado se comercializa como peces vivos, y en menor cantidad como filete. Según estadísticas oficiales de producción del Ecuador, el chame ha sido objeto de cultivo desde hace varios años, generando volúmenes de producción alrededor de 2 000 t en el año 1993. A pesar que la producción de chame decayó, se observa un leve repunte en años recientes hasta cerca de 800 - 1 000 t entre el 2003 y 2013.



2.8. *Mayaheros urophthalmus*: *Cichlasoma urophthalmus* (mojarra castarrica) México



Carlos Alfonso Álvarez-González¹, Rafael Martínez-García¹, Emry Saúl Peña-Marín¹, Uriel Rodríguez Estrada¹, Carlos Ramírez Martínez²

Figura 1
Entidades con cultivo.



Fuente: Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA), <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-mojarra-castarrica>.

Generalidades

Nombre común: mojarra castarrica, mojarra colorada, mojarra criolla, mojarra rayada y Mayan Cichlid.

Nombre científico: *Cichlasoma urophthalmus*, *Mayaheros urophthalmus* Günter, 1862.

Nivel de dominio de biotecnología: parcial.

Origen: nativa de la región Atlántica en el Sur-Sureste de México, esta especie se distribuye en los estados de Veracruz, Norte de Oaxaca, Tabasco, Chiapas, Campeche, Yucatán y Quintana Roo (INAPESCA, 2018).

Estatus del cultivo: piloto-comercial.

Mercado: regional y local.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: faltan estudios de factibilidad económica en la etapa de engorda, continuar con el programa de mejoramiento genético.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de la mojarra Castarrica en el sureste de México

¹Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; ²Universidad Autónoma de Nuevo León. Nota: información actualizada por los autores a partir de la Carta Nacional Acuícola, 2013 - INAPESCA 23 de marzo de 2018.



es una actividad que se ha desarrollado principalmente a escala rural y experimental en la región de distribución natural de la misma, ha tenido mayor crecimiento en el estado de Tabasco, Campeche y Chiapas en orden de importancia al ser fomentada a nivel local. El cultivo de dicha especie ha considerado principalmente la producción de crías para dos aspectos fundamentales; el repoblamiento de cuerpos de agua sobreexplotados por las actividades pesqueras y las destinadas al cultivo, en la actualidad existen algunos datos sobre cultivo semi-intensivo. La producción de crías a nivel comercial ha sido abastecida en la región principalmente por el Laboratorio de Acuicultura Tropical de la División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, así como de algunos productores con actividad esporádica. En la actualidad existen algunos centros productores de pequeña y mediana escala que operan principalmente en Tabasco. Para desarrollar plenamente la actividad acuícola de la Castarrica, es necesario continuar con el estudio de varios aspectos biotecnológicos, con el fin de afinar esta biotecnología (densidad de siembra, tipos de sistemas de cultivo, etc.), que permitan realizar un cultivo eficiente en términos del tiempo de cultivo y tallas producidas bajo un esquema económicamente factibles para los productores. Regionalmente la mojarra Castarrica tiene una gran aceptación debido al sabor tan apetecible de su carne en comparación de la tilapia, aunque no hay una gran infraestructura para su producción de manera masiva y no contar con la tecnología para su cultivo, es un producto muy apreciado, y en muchos de los casos

mejor aceptado que la tilapia. Debido a lo anterior surge la necesidad de implementar cultivos comerciales para satisfacer el mercado de la región Sureste de México (INAPESCA, 2018). Es fundamental realizar la diversificación acuícola de los cíclidos nativos a fin de potenciar su cultivo como un producto diferenciado a la tilapia.

Información biológica

Distribución geográfica: se distribuye en cuerpos de aguas dulces y salobres en México desde la porción media del Estado de Veracruz, en Tabasco, Campeche, Chiapas, Yucatán y Quintana Roo; en Centroamérica en Belice, Honduras y los cuerpos dulceacuícolas de Nicaragua (INAPESCA, 2018).

Morfología: las características anatómicas principales de la especie son: boca ligeramente protáctil, cuerpo robusto, coloración obscura sobre el dorso (verde-grisáceo) y clara sobre el vientre, presenta en general siete pares de bandas verticales alternadas de coloración negra, rojas sobre los flancos y una mancha ocular y durante la temporada reproductiva la especie muestra patrones particulares de coloración (INAPESCA, 2018).

Ciclo de vida: la reproducción se lleva a cabo entre marzo y octubre, abarcando las épocas de secas y lluvias. La Castarrica es monógama con desoves cada 23 a 27 días, obteniéndose de 4 000 a 7 000 huevos dependiendo del tamaño de la hembra. Los peces que miden entre 70 y



135 mm de longitud total, han completado su primer año y son activos, desde un punto de vista reproductivo (INAPESCA, 2018).

Hábitat: la mojarra Castarrica es un pez tolerante al agua salobre que vive principalmente en cuerpos lagunares con poca corriente, pero también habita los ríos, arroyos, presas y otros cuerpos de agua. También se han observado poblaciones de la especie en cuerpos de agua salobres, principalmente en varias lagunas costeras del Estado de Quintana Roo y Yucatán (INAPESCA, 2018).

Alimentación en medio natural: en condiciones naturales, la dieta de este pez consiste de pequeños crustáceos, insectos, micrófitos y detritos, pero también ha sido introducida al consumo de dietas artificiales que se han desarrollado con base en estudios de nutrición. Es considerada como una especie omnívora, con ciertas tendencias carnívoras, pero que utiliza igualmente los recursos más abundantes del medio donde se encuentra y se comporta como oportunista (INAPESCA, 2018).

Cultivo

Biotecnología: en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivos: semi-intensivo y extensivo.

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en estanques ubicados en diferentes zonas que

incluyen tanto fuentes de agua dulce como fuentes de agua salobre. En ocasiones en jaulas flotantes dentro de ríos y jagüeyes (INAPESCA, 2018).

Artes de cultivo: para la infraestructura de engorda se utilizan, estanques rústicos, estanques de concreto, estanques de geomembrana. (ver actualización de la Carta Nacional Acuícola en el apartado Artes de Cultivo: <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/carta-nacional-acuicola>) (INAPESCA, 2018).

Flujo de agua promedio para el cultivo: para cultivos extensivos y semi-intensivos se recomienda entre 1 a 5 % de recambio de agua semanal para la etapa de alevinaje y pre-engorda, y de 5 a 10 % de recambio de agua diario para la etapa de engorda.

Densidad de siembra: la cantidad de peces a sembrar depende del tipo de estanquería, alimentación, tasa de recambio, oxígeno disuelto y en general de la calidad de agua del estanque o sitio de cultivo. En sistema semi-intensivo se recomienda una densidad máxima 5 a 6 peces/m² para la engorda.

Tamaño del organismo para siembra: se siembran crías de 1 a 2 g, con una longitud total de 2.5 a 5.0 cm de longitud total para cultivo semi-intensivo y extensivo.

Porcentaje de sobrevivencia: en semi-intensivo 70 – 80 %, y en sistema extensivo se desconoce el porcentaje de sobrevivencia, debido a que estas prácticas están enfocadas al repoblamiento.





Tabla 1
Laboratorios en el país:

Centro Acuícola	Producción anual (miles de crías)
Laboratorio de Acuicultura Tropical dacbiol.UJAT	50 000
Otot Ibam	** 1 500 000
Acuaplan	** 250 000

Nota:*Se utilizan organismos masculinizados para engorda y **Sin masculinizar para repoblamiento.

Fuente: Instituto Nacional de la Pesca, 2018.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: por año se considera la producción de solo un ciclo que varía de 7 a 12 meses dependiendo del manejo de las condiciones del cultivo y de los organismos sembrados.

Peso promedio de cosecha: 300 a 350 g.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: laboratorios de producción ubicados en el Estado de Tabasco de carácter social y educativo.

Buenas prácticas de manejo: algunos puntos importantes para las buenas prácticas de manejo en la granja son: a) uso de huevos y crías certificados conforme a la legislación vigente, b) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga del sistema, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha, c) es recomendable mantener a los organismos con una oxigenación mayor

a los 5.5 mg/l, d) mantener los estanques limpios para facilitar la oxigenación, sobre todo en el alevinaje en donde la presencia de tierra y materia orgánica dificulta la respiración de los organismos, e) debe existir un suministro de agua limpia previamente tratada, f) los peces muertos o enfermos deberán ser desechados y enterrados lejos del centro de producción, g) todo el material utilizado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos, h) llevar un control adecuado de la alimentación y el horario en el que éste se suministre, i) es recomendable tener tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades, j) se recomienda dar tratamiento periódicamente contra hongos y otras enfermedades para evitar que se enfermen los organismos, k) llevar a cabo monitoreos mensuales de la calidad del agua del centro de producción, l) no se debe permitir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, ya que éstos pueden constituir una fuente de infección para los peces (INAPESCA, 2018).

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	25 °C	35 °C	28 °C
Oxígeno disuelto	5 a 5.5 mg/l	7 mg/l	7 mg/l
pH	5 a 7	9.5 a 10	6.5 a 7

Nota: la reproducción se inhibe a temperaturas menores a 20 °C, resulta letal a menos de 11 °C (INAPESCA, 2018).

Parámetro	Óptimo
Salinidad	15 – 35 ups
Dureza	400 – 550 mg/l
Nitrito	< 0.55 mg/l
Nitrato	< 100 mg/l
Amonio	< 0.425 mg/l como NH ₃
Alcalinidad	20 a 200 mg/l (como CaCO ₃)
Sólidos totales	500 – 650 mg/l

Alimento

Se usa alimento para tilapia ya que no existe alimento comercial específico para la especie. Se recomienda una ración diaria de alimento, dividida en tres porciones al día, para la fase de pre-engorda, a una tasa del 10 % del peso promedio. Para engorda se recomienda una ración diaria del 5 % del peso promedio, dividida en dos a tres porciones de alimento, con separación de 4 horas entre cada alimentación (INAPESCA, 2018).

Tabla 2
Enfermedades reportadas.

Parasitosis	Origen
Trematoda: Adultos	
<i>Crassicutis cichlasomae Homalometron pallidum</i>	
<i>Oligogonotylus manteri</i>	Silvestre
<i>Tabascotrema verai</i>	
<i>Genarchella isabellae Saccoccelioide ssp.</i>	
<i>Phyllodistomum lacustris</i>	
Trematoda metacercarias	
<i>Perezitrema bychowskyi</i>	
<i>Pelaezia loossi</i>	
<i>Stunkardiella minima</i>	
<i>Ribeiroia ondatrae</i>	
<i>Clinostomum complanatum</i>	
<i>Oligogonotylus manteri</i>	
<i>Tabascotrema verai</i>	
<i>Diplostomum compactum</i>	Silvestre
<i>Posthodiplostomum minimum</i>	
<i>Posthodiplostomum sp</i>	
<i>Uvulifer sp</i>	
<i>Echinochasmus leopoldinae</i>	
<i>Ascocotyle (ascocotyle) tenuicollis</i>	
<i>Ascocotyle (phagicola) nana</i>	
<i>Centrocestus formosanus</i>	
<i>Apharyngostrigea sp.</i>	
Monogenea	
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	
<i>Palombitrema heteroancistrium</i>	Silvestre
<i>Sciadicleithrum mexicanum</i>	
Cestoda: Adultos	
<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>	
<i>Proteocephalidae gen. sp.</i>	Silvestre



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: esta especie, si bien es más resistente a menores niveles de oxígeno disuelto e incrementos en la salinidad, requiere de una calidad de agua de buena calidad con recambios parciales de agua para asegurar que durante su cultivo esté libre de patógenos. Para la producción de alevines es recomendable utilizar sistemas de recirculación con sistemas sencillos de filtración.



2.9. *Menidia estor* (pez blanco de Pátzcuaro) Méjico



Ana Rosa Hernández Téllez, Lidia Ambriz Cervantes, Mariana Dafne Moreno Basurto y Mario Eduardo Abad Javier*

Figura 1
Distribución de *Chirostoma estor*.



Fuente: Carta Nacional Acuícola, 2018.

Generalidades

Nombre común: pescado blanco.

Nombre científico: *Menidia estor* (Miller *et al.*, 2005) también identificada como *Chirostoma estor* (Jordan, 1879).

Nivel de dominio de biotecnología: incompleto.

Origen: especies nativas. *Chirostoma estor* endémico del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. (Bloom, *et al.*, 2009) demostraron molecularmente que los dos géneros son distintos, por lo que esta especie regresa a considerarse en el género *Chirostoma*.

Estatus del cultivo: experimental y piloto.

Mercado: local y regional.

Limitantes técnico-biológicos de la actividad: abastecimiento de crías de laboratorio y reproductores silvestres para evitar procesos de endogamia (Carta Nacional Acuícola, 2012). Oferta limitada de juveniles para la transferencia de tecnología, carencia de alimento balanceados específicos para la etapa de larva, juvenil y reproductores (Rojas, 2013).

*Tecnológico Nacional de México/Instituto Tecnológico de Morelia.

Distribución geográfica

La distribución natural de las especies de pescado blanco está relacionada con la historia geológica de la región central de México, que dio origen a elevaciones montañosas en el Pleistoceno que condujo a la formación de lagos y cuencas endorreicas (Barbour, 1973). El género *Chirostoma*, está relacionado con ancestros marinos y estuarinos considerando que había 18 especies y 6 subespecies, aunque son especies muy similares y se diferencian por el tamaño, entre otras características morfométricas (Barbour, 1973). *Chirostoma estor* tiene como lugares de distribución natural, el Lago de Pátzcuaro y el Lago de Zirahuén en Michoacán, así como el Lago de Chapala en Jalisco, la Presa El Bosque y algunos embalses del Estado de México (INAPESCA, 2018), aunque esta ha sido introducida en otros municipios y estados con finalidades económicas (Rojas, 2013). A inicio de 1960 se amplió su distribución a otros embalses del mismo estado, así como de Chihuahua, Puebla, Tamaulipas, Hidalgo, Querétaro, Guanajuato y Estado de México (Rosas, 1976), sin embargo, no existe un seguimiento sobre su existencia en esos estados.

Antecedentes de la actividad acuícola

Chirostoma estor (Jordan, 1879) es una especie de alto valor cultural, nutricional, ecológico y económico, al ser una especie que en conjunto con el Charal son parte de la pesquería artesanal del Lago de Pátzcuaro, Mi-

choacán (Vigueras, 2016). Además, esta especie sirvió como pilar de la economía de las comunidades p'urhepechas de la rivera del lago. Sin embargo, la contaminación del lago, el deterioro de su hábitat, la introducción de especies exóticas y la pesca inmoderada han causado una marcada declinación en la población de estos peces nativos hasta llegar al punto de ponerla en peligro de extinción (Lyons, *et al.*, 1998). Los primeros estudios desarrollados sobre el cultivo de *Chirostoma estor*, fueron realizados por De Buen en 1940, Solórzano en 1963, seguidos por Mateo Rosas en 1970, Lara en 1974, Armijo y Sasso en 1976, cuyos numerosos intentos para la reproducción y cultivo de los peces en una escala de laboratorio tuvieron resultados poco favorables. No obstante, 12 años después, el Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA) a través del Centro Regional de Investigaciones Pesqueras de Pátzcuaro, Michoacán (CRIP-Pátzcuaro) y posteriormente a partir del 2000, el Instituto de Investigaciones sobre los Recursos Naturales (INIRENA), así como el Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IIAF) de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (UMSNH), han desarrollado diferentes trabajos para analizar las diferentes etapas de vida del pez blanco, cuyos resultados han ayudado a mejorar los procesos de producción (Martínez *et al.*, 2007). No obstante, es necesario profundizar en las áreas de nutrición, genética y sanidad, así como realizar el escalamiento de los procesos para el establecimiento de protocolos para cultivos semi-intensivos e intensivos de ciclo completo a escala industrial/comercial. En la



actualidad, mediante la asesoría técnica de investigadores del CRIP-Pátzcuaro del INAPESCA, se busca la transferencia de la tecnología desarrollada a los productores locales.

Información biológica

Morfología: pez de cuerpo esbelto y alargado, comprimido y fusiforme, cabeza grande y triangular. Tiene una boca superior, protráctil, con dientes mandibulares cortos y unicúspides. La cavidad bucal es un tamiz branquial bien adaptado para la alimentación zooplanctófaga, con espinas branquiales que se desarrollan con la edad hasta una gran complejidad, para formar una alfombra continua flexible e interdigitada. El lecho filtrante tiene muchas de las características de flujo cruzado, que es ideal para una alimentación continua, basada en la filtración y para evitar que el lecho filtrante se ocluya rápidamente, los agregados del filtro de flujo cruzado pasan hasta la parte posterior de la cavidad bucal, donde son triturados con los dientes faríngeos bien desarrollados y conspicuos. Cuerpo cubierto por pequeñas escamas cicloides. Las aletas pectorales son redondeadas o ligeramente agudas con coloración plateada y una marcada banda lateral plateada (Martínez *et al.*, 2019).

Ciclo de vida: al ser una especie ovípara el manejo adecuado de los reproductores de esta especie es indispensable para la obtención de gametos de calidad durante todo el año. El cultivo adecuado requiere de

tanques de entre 3 y 4 metros de diámetro de fondo cónico, los cuales permiten la auto limpieza y recolección de huevos. El uso de tanques de fondo plano requiere de un método de recuperación de huevo adicional, que se realiza a través de un barrido de los estanques mediante un cepillo de alberca que deberá ser elaborado de 2 a 3 veces por semana, evitando la incubación y eclosión de larvas dentro del tanque. Algunos experimentos de fotoperiodo controlado con especímenes reproductores han demostrado que esta especie es altamente sensible a la luz y que días largos de 18 horas luz con 6 horas de oscuridad promueven la reproducción (incrementando la tasa de desoves), por otro lado, el establecer días cortos con tan solo 6 horas luz y 18 horas oscuridad, generan un efecto contrario, al disminuir el número de desoves (Martínez *et al.*, 2007). La variabilidad genética es de vital importancia, por lo que es necesario el tener acceso a diferentes lotes de organismos y suficientes tanques para rotar cada 6 meses evitando así un decremento de la calidad gamética por un sobre esfuerzo reproductivo, permitiendo mantener un control de lotes y familias que nos permitan hacer cruzas programadas, buscando mejores crecimientos o añadiendo nuevo material genético para evitar los efectos de la endogamia. El potencial de mejoramiento en cuanto al crecimiento del pez blanco es muy alto debido a que es una especie totalmente silvestre en donde las generaciones F1, F2 y F3 en cautiverio han mostrado un grado de domesticación muy alto. Además, generando las condiciones ambientales adecuadas antes mencionadas, esta especie desova sin



necesidad de procesos complementarios o adecuaciones en los tanques de cultivo, siendo únicamente necesario un sistema de control en la recuperación de huevos, seguido de un procedimiento para limpiarlos y cortar los hilos de adhesión para poder incubar y obtener una mayor tasa de eclosión e inmediatamente seguir su incubación en jarras tipo Mc Donald entre 20 y 22 grados centígrados, un rango de temperatura en la cual se han observado los mejores resultados de eclosión y supervivencia post-larval, siendo necesario un medio con 5 % de salinidad para evitar infecciones fúngicas (Martínez *et al.*, 2018).

Cultivo

Biotecnología: incompleta. En fase experimental. Se controla la reproducción en cautiverio por fotoperiodo, la incubación y la producción de larvas alimentadas con alimento vivo hasta la etapa juvenil. La nutrición en la etapa juvenil en condiciones controladas es la principal limitante. Asimismo, la reducción de la población natural limita el flujo de *pool* genético a los laboratorios (INAPESCA, 2018).

Sistemas de cultivo: semi-intensivo para la experimentación con juveniles e Intensivo para el mantenimiento de reproductores y la producción de larvas (INAPESCA, 2018).

Características de la zona de cultivo: en desarrollo, actualmente se realizan pruebas experimentales sobre la engorda de la especie en estanques rústicas y en jaulas flotantes (INAPESCA, 2018).

Artes de cultivo: varía de acuerdo a la etapa de desarrollo en la que se encuentre el organismo; generalmente se utilizan canaletas de PVC hidráulico para las larvas. En la engorda y reproducción, se utilizan tanques de geomembrana, y estanques rectangulares rústicos y de concreto, siendo altamente recomendable tanques cilíndricos de fondo cónico (INAPESCA, 2018).

Promedio de flujo de agua para el cultivo: la cantidad de flujo estándar se ha establecido en 1 l/min, pero este valor variará en función de la infraestructura utilizada para el cultivo. Para el caso de las canaletas para producción de larvas es de 0.25 l/min y para tanques de geomembrana es de 4 hasta 12 l/min. Estas condiciones son en sistemas de recirculación en unas unidades experimentales, por lo que se deberá tener un estricto control de los parámetros fisicoquímicos del agua para que se conserven los intervalos de tolerancia requeridos por la especie (INAPESCA, 2018).

Densidad de siembra: cantidad de peces a sembrar depende de la etapa de la talla, siendo recomendada una densidad en larvario de 10 a 25 larvas/l, la densidad para juveniles y reproductores puede variar desde 1.5 a 7 peces/m³, llegando hasta 33 peces/m³ en el caso de cultivo intensivo (INAPESCA, 2018).



Tamaño de siembra: juveniles de 3 a 5 cm (INAPESCA, 2018).

Porcentaje de supervivencia: generalmente se estima un porcentaje 70 % desde la siembra hasta la cosecha, considerando el manejo y tipo de alimento proporcionado para esta especie, además de las condiciones específicas de cultivo, como temperatura, salinidad, oxígeno disuelto pH., entre otros (INAPESCA, 2018).

Tiempo de cultivo: se requieren de 12 a 16 meses aproximadamente, dependiendo de las condiciones ambientales y del manejo de los organismos (INAPESCA, 2018).

Talla y peso de cosecha: entre 17 y 22 cm de longitud total, de 32 g en hembras y 21 g en machos (INAPESCA, 2018).

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: las crías son nacionales, su procedencia puede ser por recolección del medio natural (Lago de Pátzcuaro, Michoacán, embalses del Estado de México), o bien, de producción por el Centro Regional de Investigación Pesquera en Pátzcuaro (INAPESCA-SAGARPA), Centro Acuícola Pátzcuaro (CONAPESCA-SAGARPA), Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IIAF) de la UMSNH y UAM-Iztapalapa. El

Gobierno del Estado de Michoacán cuenta con un Programa de Protección a las Especies Nativas dentro del Lago de Pátzcuaro desarrollado en la Reserva de Urandén (COMPESCA).

Alimento

Los estudios anatómicos e histológicos han revelado que *Chirostoma estor* está bien adaptada a una alimentación basada en zooplancton, ya que presenta una boca superior, protráctil, con dientes mandibulares cortos. La cavidad bucal es un tamiz branquial bien adaptado para la alimentación zooplactofaga. Con base al análisis de contenidos estomacales se demostró que en *Chirostoma estor*, hay un desarrollo de una secuencia de selección de tamaño de partículas a medida que los animales crecen; durante los primeros días, las larvas se alimentan del contenido de su saco vitelino, una vez que existe la apertura del esófago se les suministra alimento vivo como rotíferos del género *Brachionus sp* para las primeras etapas post-eclosión, alimentándose posteriormente con nauplio de Artemia que en ocasiones es enriquecido con vitamina C (ácido ascórbico) y ácidos grasos. Por otro lado, os organismos de mayor edad seleccionan cladóceros de hasta 700 micras de diámetro, aunque algunos adultos mayores en ocasiones seleccionan peces pequeños, la especie es principalmente un consumidor de zooplancton a lo largo de todas sus etapas de vida. Se puede definir a *Chirostoma estor* como pez zooplactofago, que ocasionalmente consume peces y crustáceos en la edad adulta (Ross *et*



al., 2006).

A diferencia de otras especies, no existen alimentos balanceados comerciales formulados específicamente para Pescado Blanco y generalmente se utilizan alimentos diseñados para otras especies de peces, principalmente, trucha y tilapia. Se ha evaluado la engorda de juveniles con dietas comerciales para trucha reducidas en grasas con resultados alentadores en aspectos de crecimiento y supervivencia. Asimismo, se ha evaluado el enriquecimiento de alimento vivo (rotíferos y *Artemia*) utilizando bacterias benéficas como probióticos y obteniendo incrementos en la supervivencia de larvas y juveniles. Asimismo, se han identificado los requerimientos de vitamina C en 80 miligramos por kilo, (Ríos Durán *et al.*, 2006). Se determinó un requerimiento de proteína de 409 gramos por kilo para los juveniles de *Chirostoma estor* (Ambriz *et al.*, 2007).

Se ha demostrado experimentalmente que el uso de niveles altos de lípidos en la dieta reduce el crecimiento e incrementan notablemente la grasa visceral. Se determinó que niveles de lípidos mayores al 5% en el alimento, independientemente del contenido de proteína, reducen el crecimiento, supervivencia y desempeño de los juveniles (López García, *et al.*, 2010).

Normalmente en peces carnívoros niveles mayores al 15 % de carbohidratos digeribles reducen el crecimiento debido a la falta de capacidad de los peces para producir insulina, y contrarrestar los niveles altos de glucosa circulante. De acuerdo a los resultados obtenidos de experimentos nutricionales el pez blanco presenta un crecimiento y supervivencia con niveles de

carbohidratos de no más de 150 kilogramos por kilo, (Martínez Palacios, *et al.*, 2018).

Parámetros fisicoquímicos

Tabla 1

Rangos de las variables de cultivo de *Chirostoma estor*.

Variable	Intervalos recomendados
Temperatura (°C)	22 – 25 ± 1
Oxígeno (mg/l)	4.7 – 8.7
pH	7.1 – 8.9
Dureza (mg/l)	100 – 158
Nitritos (mg/l)	0.001 – 0.060
Nitratos (mg/l)	0.070 - 0.425
Amonio (mg/l)	0.008 – 0.526

Fuente: Martínez *et al.*, (2006); Rojas, (2013); (INAPESCA, 2018)

Diferentes trabajos han determinado los diferentes parámetros para el cultivo de *Chirostoma estor*, variando los rendimientos dependiendo de la escala laboratorio o planta piloto, pero manteniéndose en rangos que se consideran adecuados para el cultivo de la especie (Tabla 1) (Martínez *et al.*, (2006); Rojas, (2013); (INAPESCA, 2018).



Tabla 2

Principales agentes patógenos que afectan la producción de *Chirostoma estor*.

Grupo	Agente
Hongos	Oomycetos
Bacterias	<i>Pseudomonas</i> , cocos, diplococos y estreptococos Gram positivos y bacilos Gram negativos del tipo flexibacter, mixobacterias o flavobacterias.
Protozoarios	<i>Mixobolus sp.</i> , <i>Trichodina</i> , <i>Costia</i> e <i>Ichthyophthirius</i>
Tremátodos	<i>Allocreadium mexicanum</i> , <i>Oiplostomum</i> , <i>Posthodiplostomum minimum</i> , <i>Gyrodactylus sp.</i> y <i>Clinostomum complanatum</i>
Céstodos	<i>Bothriocephalus acheilognathi</i> , <i>Proteocephalidae sp.</i> , <i>Ligula intestinalis</i> y <i>Cyclophyllidae</i>
Nemátodos	<i>Capillaria patzcuarensis</i> , <i>Spinitectus carolini</i> , <i>Spinitectus osorionis</i> , <i>Pseudocapillaria tormentosa</i> y <i>Eustrongyldes sp.</i>
Acantocéfalos	<i>Arhytmorhynchus brevis</i>
Hirudíneos	<i>Myzobdella patzcuarensis</i>
Crustáceos	<i>Argulus sp.</i> y <i>Lernea sp.</i>

Nota: Carta Nacional Acuícola, 2012.

Importancia de la sanidad acuícola: es de vital importancia considerar que en un proceso de cultivo de Pescado Blando, las enfermedades pueden tener efecto en diferentes medidas, pudiendo mermar el crecimiento poblacional de los hospederos, e incluso puede influir directamente sobre el porcentaje de supervivencia, la

tasa de crecimiento y la de reproducción, por lo que es indispensable el desarrollo de un protocolo de buenas prácticas de manejo, para disminuir cualquier afectación y mantener la calidad del producto (INAPESCA, 2018).

Enfermedades reportadas: existen registros de malformaciones en la columna (lordosis y escoliosis), exoftalmia de origen nutricional o incluso por factores físicos, sin embargo también se han reportado una gran cantidad de patógenos que pueden afectar al cultivo y desarrollo del *Chirostoma estor*. Los principales se encuentran ordenados en la Tabla 2.

Buenas prácticas de manejo acuícola: no existe un manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola para el Pescado Blanco. Sin embargo, se recomienda tomar en cuenta algunos lineamientos establecidos para otras especies acuícolas, tales como:

- Mantener a los organismos en agua de acuerdo a los rangos de tolerancia.
- Mantener las artes de cultivo limpios para facilitar la oxigenación y evitar la presencia de agentes patógenos.
- Suministrar de agua limpia de calidad y en cantidad suficiente.
- Eliminar lejos del centro de producción los peces muertos o enfermos (incinerar).
- Lavar y desinfectar todo el material utilizado para el mantenimiento del cultivo.
- Mantener siempre el alimento balanceado en un lugar limpio y seco evitando, para evitar que disminuya su



calidad, además no se debe exceder su almacenaje por más de tres meses.

- g. Llevar un control adecuado de la alimentación y el horario en el que suministre.
- h. Evitar la entrada de materia extraña a las instalaciones por lo que es recomendable colocar tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades.
- i. Aplicar tratamientos profilácticos periódicamente.
- j. Realizar monitoreo periódico de la calidad del agua del centro de producción.
- k. Evitar la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones ya que pueden ser vectores de enfermedades y contaminantes del proceso de producción.

Presentación del producto: fresco-entero y de corte mariposa.

Precios del producto: en Pátzcuaro de \$ 200.00 (MNX)/kg - \$ 400.00 (MNX)/kg, dependiendo de la talla y temporada.

Talla de presentación: 15 a 22 cm (INAPESCA, 2018).

Mercado del producto: local y regional (INAPESCA, 2018).

Puntos de venta: directamente por los pescadores (INAPESCA, 2018).

Normatividad

Las autoridades pertinentes han dado a conocer las normas que guían la producción de *Chirostoma estor*; a través de la Carta Nacional Acuícola en su versión del 2012, sin presentar una actualización de este tema en la versión del 2013.

Tabla 3

Normas oficiales mexicanas de aplicación al cultivo de *Chirostoma estor*.

Ley o norma	Fecha
NOM-009-PESC-1993	DOF 04 03 1994
NOM-010-PESC-1993	DOF 16 08 1994
NOM-011-PESC-1993	DOF 16 08 1994
NOM-001-SEMARNAT-1996	DOF 06 01 1997
NOM-003-SEMARNAT-1997	DOF 21 09 1998

Información y trámites

Debido a que la información para el cultivo de *Chirostoma estor*, se encuentra en constante desarrollo, se recomienda el uso de las siguientes bases de datos para realizar una continua actualización en cuanto a normatividad y técnicas permitidas.

www.conapesca.sagarpa.gob.mx

www.senasica.gob.mx

www.semamatgob.mx



www.cna.gob.mx

Directrices para la actividad

En la búsqueda de una producción adecuada y de calidad se plantean las directrices necesarias para que la producción de *Chirostoma estor* se realice de forma adecuada.

Investigación y biotecnología

Nutrición: formular y evaluar dietas específicas para todas las etapas de desarrollo de esta especie a nivel piloto y a nivel comercial.

Pesca: se requiere la recuperación de las poblaciones silvestres, que actualmente se encuentran en estado de sobreexplotación.

Genética: realizar la certificación genética de ejemplares procedentes del Lago de Pátzcuaro. Desarrollar un programa de seguimiento y selección de ejemplares para la conformación de familias con mejores tasas de crecimiento, factor de condición simple y de condición múltiple, así como de resistencia a enfermedades. Establecer un banco de genoma.

Sanidad: continuar con los estudios sobre desarrollo y aplicación de tratamientos profilácticos y para el control de enfermedades. Aplicación de técnicas rápidas de diagnóstico de enfermedades tanto para bacterias, virus

y parásitos. Evaluación de microorganismos y vitaminas que fortalezcan el sistema immunológico de los peces.

Manejo: se requiere el saneamiento y recuperación del lago de Pátzcuaro. Tecnología de cultivo. Diseñar y

Tabla 4

Direcciones de aplicación al cultivo de *Chirostoma estor*.

Directriz	Parámetro de calidad
Mantener alimentos inocuos y de calidad para los organismos en cultivo.	Los organismos no presentan infecciones y crecen con respecto a los parámetros teóricos.
Programa Nacional de Banco de Genoma de Especies Acuícolas, para el mantenimiento de lotes certificados.	Se reducen los procesos endogámicos manteniendo la variabilidad genética.
Promover el cuidado y reciclamiento del recurso agua.	Se disminuyen procesos infecciosos disminuyendo la mortalidad, asegurando la disponibilidad del recurso hídrico.
Elevar los estándares de calidad del producto.	Elevar los estándares de calidad del producto.
Nuevos mercados para productos verdes y denominación de origen.	Nuevos mercados para productos verdes y denominación de origen.
Mejorar la eficiencia de la producción para ofertar el volumen de crías requeridas por el sector.	Disminuye los costos de producción y asegura el abastecimiento para una producción continua.



desarrollar sistemas de tratamiento post-utilización de agua, recirculación de bajo costo y tecnología alternativa o sistemas de acuaponía para eliminación de desechos nitrogenados.

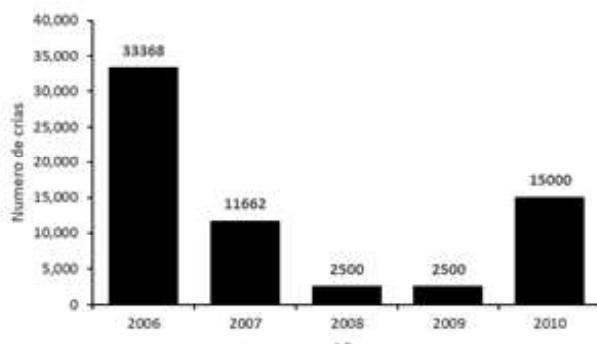
Estadística de producción

Volumen de producción de semilla: las crías de 5 cm producidas en el CRIP-Pátzcuaro del INAPESCA han sido destinadas para estudios de investigación. Desde el año pasado, algunas de las crías fueron destinadas para estudios experimentales en estanques rústicos en diversas localidades de Michoacán. Asimismo, la Reserva de Urandén realiza la liberación de crías al lago de Pátzcuaro.

Número de unidades de producción acuícola: no existen unidades de producción acuícola comerciales o de autoconsumo para el cultivo de pescado blanco, solo laboratorios para cultivos experimentales para producción de juveniles y adultos destinados a la investigación: CRIP-Pátzcuaro del INAPESCA, el IIAF de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, la UAM Iztapalapa y reserva en el Lago de Pátzcuaro para reproducción. El centro acuícola de Pátzcuaro (CONAPESCA-SAGARPA), mantiene un pequeño lote de reproductores para la producción de crías a pequeña escala.

Figura 2

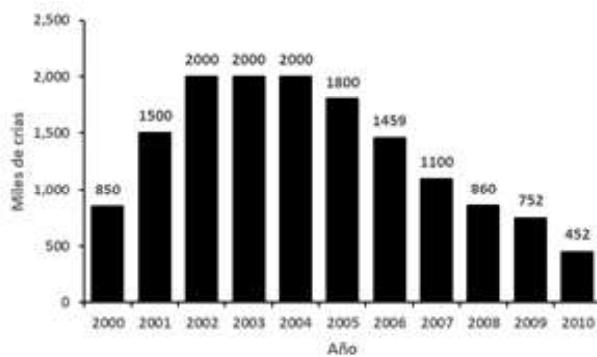
Producción de crías en el CRIP-Pátzcuaro, Michoacán (2006-2010).



Fuente: <https://www.gob.mx/agricultura/prensa/desarrolla-agricultura-estrategia-de-produccion-de-pescado-blanco-en-el-lago-de-patzcuaro?idiom=es#:~:text=El%20laboratorio%20de%20acuacultura%20del%20CRIAPP%C3%Altzcuaro%20cuenta%20con,de%20recirculaci%C3%B3n%20de%20producci%C3%B3n%20de%20alimento%20vivo.>

Figura 3

Producción de crías de pescado blanco.



Fuente: <https://www.gob.mx/agricultura/prensa/desarrolla-agricultura-estrategia-de-produccion-de-pescado-blanco-en-el-lago-de-patzcuaro?idiom=es#:~:text=El%20laboratorio%20de%20acuacultura%20del%20CRIAPP%C3%Altzcuaro%20cuenta%20con,de%20recirculaci%C3%B3n%20de%20producci%C3%B3n%20de%20alimento%20vivo.>



2.10. *Micropterus salmoides* (lobina negra) México



José Ángel Olivas Valdez¹, Mario A. Galaviz¹, Samuel Sánchez Serrano¹, Lus M. López¹, Rosario Jara Montañez¹, Ángel Raúl Herrera Gutiérrez¹

Figura 1
Distribución mundial de M. salmoides



Generalidades

Nombre común: lobina bocona, bajo negro, lobina negra, huro y perca americana.

Nombre científico: *Micropterus salmoides*.

Nivel de dominio de biotecnología: completo.

Origen: América del norte, es nativo del este de Norteamérica e históricamente se distribuye desde el sur de Canadá hasta la cuenca del río Bravo en el noroeste de México, y desde la costa atlántica hasta la región central de los Estados Unidos.

Estatus de cultivo: se cuenta con el dominio del cultivo larvario. Engorda, en varios países se reporta poco desarrollo incluyendo a México, a diferencia de países orientales como China que reporta desarrollo avanzado en toda la fase de cultivo.

Mercado: pesca deportiva y actividad turística. además, gran parte de la comercialización se destina un mercado interno nacional, con frecuencia soportado por las poblaciones silvestres mediante pesca artesanal.

Insumo necesario para su cultivo: laboratorios de producción de larvas y alevines.

¹ Universidad Autónoma de Baja California (UABC), Facultad de Ciencias Marinas, PO Box 76, Ensenada 22800, B.C., México



Limitantes técnico-biológicas de la actividad: el canibalismo; la naturaleza agresiva y depredadora de la lobina provoca que su cultivo sea un reto; la fase transicional de una dieta basada en crustáceos, pequeños insectos o pequeños peces es un periodo crítico en el ciclo de vida de la especie. Además, falta de emprendimientos por ausencia de centros de producción de crías, que ofrezcan organismos adaptados al alimento balanceado, lento crecimiento, además de no existir un alimento especialmente formulado para la especie.

Antecedentes de la actividad acuícola

La lobina se ha reconocido históricamente como un pez de interés para la pesca deportiva. Sin embargo, recientemente su interés se ha volcado hacia su cultivo con fines comerciales. En específico, el desarrollo del cultivo de lobina en México, generalmente se ha realizado bajo programas de re-poblamiento y siembra en presas y embalses, impulsado por programas del gobier-

no federal que incluye la producción de crías en sus centros acuícolas y distribución a los cuerpos de agua continentales. Dependiendo del tamaño de los embalses surge el establecimiento de cooperativas y clubes de pesca deportiva donde la lobina, suele ser considerado uno de los peces más atractivos para consumo y trofeo en pesca deportiva bajo la modalidad de "catch and release" propiciando una importante economía en su entorno. En la mayoría de los sitios la pesca comercial no está permitida y se encuentra regulada por los planes de manejo propios de los embalses, no obstante, la pesca incidental suele permitirse, a la vez propicia un mercado cada vez más ávido de este producto, lo que ha llevado a que se considere su producción mediante técnicas de acuacultura.

Uno de los inconvenientes del cultivo extensivo en México, es que deben existir poblaciones de otros peces que sirvan de alimento natural, generalmente especies forrajeras no aprovechables comercialmente, que sean el soporte alimenticio de la especie depredadora; lo cual, evidentemente hace poco rentable la actividad, pues el estanque es ocupado en su mayor parte por estos peces y no por los peces de interés; ya que para producir un kilogramo de lobina es necesario alimentarlo con poco más de 5 kg de peces forrajeros (Piper *et al.*, 1982).

No obstante, existe una demanda en aumento del producto y el sistema de cultivo de lobina con el uso de alimentos balanceados parece ser una excelente opción para incrementar la oferta del producto sin detrimento de las poblaciones silvestres.



Los precursores de la biotecnología de cultivo se remontan a la década de 1960 cuando surgieron los primeros programas de reproducción para la liberación de crías en nuevos cuerpos de agua, posteriormente, se generaron los avances en torno a la producción de crías entrenadas a la aceptación de alimento balanceado y finalmente se probaron las primeras dietas de desarrollo en organismos a mayores tallas. Sin embargo, a poco más de tres décadas, de existir los elementos tecnológicos para la producción de lobina mediante acuicultura, es hasta hace poco tiempo que se ha estado expandiendo su cultivo, de tal forma que hoy día, es posible encontrar en el mercado alimentos aptos para su cultivo.

Información biológica

Distribución Geográfica: su distribución original incluye gran parte del medio oeste, zonas orientales y sudorientales de los Estados Unidos. Sin embargo, su distribución natural ha sido expandida a través de extensos programas de siembra en el país de origen y posteriormente introducciones en Centro y Sudamérica, Europa, África y Asia con poblaciones naturalizadas en una gran cantidad de países (Heidinger, 1976).

Morfología: es un pez teleósteo de la familia Centrarchidae presenta una boca grande, con dientes filiformes en mandíbulas y región iodéa, su maxilar inferior sobresale un poco del superior. La coloración va desde verde oscuro a verde oliva en la región dorsal y

de color blanco leche a amarillo ventralmente. Presentan aleta caudal homocerca con forma ligeramente truncada con bordes redondeados.

El peso promedio de *M. salmoides* es poco más de un kilogramo, sin embargo, ciertos individuos alcanzan pesos de más de diez kilogramos. Los machos por lo general son más pequeños que las hembras y no superan los 40 cm de longitud total; mientras que las hembras pueden alcanzar hasta 56 cm de longitud.

Ciclo de vida y alimentación en el medio natural: la reproducción es sincrónica estacional y ocurre después del invierno cuando la temperatura empieza a incrementarse y alcanza los 18 °C hasta los 24 °C. El macho prepara un nido en áreas someras, limpiando el fondo con su aleta caudal donde existe arena, grava o vegetación acuática, la hembra es atraída y luego del cortejo libera sus gametos en el nido, casi de forma simultánea el macho los fertiliza, quedando al cuidado de éstos. Los huevecillos son bentónicos, adherentes y con un tamaño promedio de 1 650 micras, el desove puede contener de 3 000 a 20 000 huevecillos dependiendo del tamaño de la hembra. La eclosión ocurre entre 2 y 3 días dependiendo de la temperatura del agua. El macho es el encargado proteger la descendencia y permanece al cuidado de ésta alrededor de 3 semanas, tiempo durante el cual no se alimenta. Las crías en su fase inicial se alimentan de zooplancton y a medida que se desarrollan incluyen larvas de insectos y crías de peces, mientras permanecen en áreas protegidas. A medida que se desarrolla, su dieta incluye peces, lan-





gostinos y presas diversas que pueda ingerir, llegando a engullir presas tan grandes como una tercera parte de su tamaño.

Reproducción y cultivo larvario

Manejo de los reproductores: es recomendable el uso de reproductores F1 que contribuyan a la domesticación de la especie. Aun cuando al primer año vida, estos peces pueden alcanzar la madurez sexual, es conveniente considerarlos candidatos a reproductores a partir de que estén próximos a alcanzar su segundo año de edad. Los peces candidatos a reproductores pueden permanecer en estanques de mantenimiento la mayor parte del tiempo y dos meses previos a la temporada de reproducción se recomienda fortalecer con dieta de maduración que incluya ingredientes frescos (trozos de pescado, cabezas de camarón, hígado de res y complejos vitamínicos). Para la reproducción

se seleccionan a una razón de 2 machos por cada hembra, es recomendable transferir hembras en estado avanzado de madurez, lo cual se puede comprobar mediante revisión al microscopio de ovocitos, extraídos mediante cánula, procurando evitar el método de ordeña, pues éstos no se expulsan con facilidad, aun en estados avanzados de madurez. Con frecuencia los machos no representan problema para obtener muestras de semen aun cuando no suele ser muy abundante. Los organismos seleccionados, son trasladados al estanque de reproducción con una profundidad de 0.4 a 0.6 m donde se coloca un nido artificial considerando un área de al menos 8 m² libres en torno a cada nido. Los machos se apropián de los nidos y los acicalan para luego cortejar a las hembras, posteriormente ocurre el desove. Una hembra puede desovar en 2 o 3 ocasiones durante una semana en el mismo nido, o bien en otros. Los nidos deben ser retirados y los huevecillos dispersos en el área contigua deben ser aspirados para colocar otro nido y favorecer un nuevo cortejo por el mismo u otro macho.

Cultivo larvario: los huevecillos se desprenden del sustrato del nido (ya sea grava o bien, fibras sintéticas o naturales), se desinfectan, se ponen a eclosionar con flujo leve de agua y aireación suave, a una temperatura entre 20 a 26 grados, la eclosión ocurre entre 2 y 3 días dependiendo de la temperatura. Se recomienda realizar el cultivo larvario en tinas pequeñas no mayores a 500 l, con una temperatura entre 26 y 28 °C y si bien, este pez es de ambiente continental realizar el

cultivo larvario entre salinidades de 2 y 4 ppt favorece el cultivo larvario.

Luego de la eclosión, las larvas permanecen en el fondo de la tina formando agrupaciones que es necesario disgregar eventualmente para retirar restos de mucus y evitar larvas atrapadas en él. A medida que el desarrollo avanza, la larva empieza a ser competente para iniciar su alimentación exógena, lo cual ocurre alrededor de 5 DPE. Las reservas de vitelo ofrecen el soporte energético para completar la apertura y continuidad de la boca hacia el tubo digestivo y ano; lo cual ocurre alrededor de 5 DPE para posteriormente, iniciar el desarrollo de vejiga natatoria, mismo que coincide con un comportamiento de nado en la columna de agua y superficie, momento en el que empieza a atrapar su alimento, a medida que empiezan a desaparecer las reservas de vitelo, esto alrededor de 9 DPE. Su primer alimento exógeno en cultivo larvario puede ser un componente del zooplancton de tamaño regular como los nauplios de Artemia, eclosionados a una salinidad entre 5 y 10 ppt preferentemente enriquecidos ácidos grasos. De 5 a 8 DPE, los adultos de *Daphnia* sp suelen ser grandes para el tamaño de su boca, donde algunos grupos taxonómicos como los ostrácodos, no son bien aceptados por las larvas, inclusive durante todo el periodo larval.

La alimentación exógena consistente en zooplancton, se mantiene entre el día 5 y día 18 post-eclosión; a partir del día 15 se puede dar zooplancton congelado mezclado con micropartícula de dieta de destete. Será a partir del día 18 al 21 cuando se realice

la sustitución gradual del zooplancton por la dieta micro-particulada de destete. A partir del día 22 el 100 % de la dieta debe ser balanceado. Un aspecto muy importante en la fase larvaria, es proporcionar el alimento con una frecuencia mínima de dos a 3 horas entre raciones y no dejar periodos de inanición que excedan las 8 horas, especialmente en periodo nocturno.

Las larvas de *Micropterus salmoides* al igual que otras especies carnívoras, son caníbales y aplican los principios generales considerados en peces carnívoros para disminuir el canibalismo, esto es, separación de tallas, alimentos en calidad y cantidad suficiente y densidad de cultivo adecuada para minimizar estas conductas. La densidad de cultivo en esta fase puede iniciar en 100 larvas por litro y concluir con una densidad de 50 larvas por litro, ya sea por desdoble o bien por sobre-vivencia. La fase larvaria concluye alrededor de 25 DPE a una temperatura de 28 °C cuando la larva, ahora juvenil, alcanza un tamaño promedio alrededor de 25 mm.

Cultivo

Sistemas de cultivo: después de la fase larvaria y destete, se recomienda una fase de pre-engorda, teniendo especial cuidado en la separación de tallas, las cuales deben ser tan frecuentes como sea necesario, inclusive cada 10 días hasta que los juveniles alcancen los 60 mm, que en esta especie es cuando disminuye notablemente el canibalismo. La densidad de cultivo en esta fase puede ser de 3 a 5 organismos por litro.



El alimento a suministrar en esta fase, generalmente contiene un 45 % de proteína y 16 % de grasa, donde a menudo se usan dietas para trucha dado que hasta hace muy poco tiempo no existían dietas específicas para este pez, mismas que consideran un 40 % de proteína y un 10 % de grasa. Los resultados en sobrevivencia y desarrollo, mejoran con el uso de dietas japonesas para peces marinos. Al principio de esta fase, se ofrecen tres raciones diarias para concluir con dos raciones al día. Esta fase dura aproximadamente 60 días, cuando los juveniles alcanzan entre 5 y 7 cm de longitud.

La siembra en fase de engorda se recomienda se realice con juveniles mayores a los 50 mm, mismos que pueden ser sembrados en estanques de tierra a cielo abierto de diferentes dimensiones, procurando 1.0 a 1.2 m de profundidad. En esta fase, la densidad de siembra es 1.0 a 1.5 organismos por metro cúbico, esto es, sin uso de aireación suplementaria, correspondiendo a un sistema de cultivo semi-intensivo. Recién transferidos a los estanques de engorda y dependiendo de la extensión de este, es recomendable que los peces no se dejen en libertad en toda la extensión del estanque, para ello, se puede utilizar un área cerrada con un cerco de red de malla, donde se les alimente de forma rutinaria y luego de un tiempo se dejen libres, procurando durante la alimentación apegarse a los mismos horarios y área de alimentación, a la vez que se fijan nuevas áreas de alimentación en el estanque. Cuando la temperatura desciende por debajo de los 22 °C es posible disminuir a una ración al día, en tanto,

si la temperatura desciende por debajo de los 10 grados es recomendable alimentar cada tercer día.

Recientemente los acuicultores de lobina en Estados Unidos han adaptado una técnica consistente en un sistema que maneja la reproducción en estanques bajo techo y uso criaderos con nidos artificiales, donde una vez se obtiene el desove, los nidos se llevan a estanques a cielo abierto previamente fertilizados y con abundante zooplancton, luego de que los alevines alcanzan entre 5 y 8 cm se capturan y se llevan a estanques bajo techo para enseñarles a aceptar el alimento balanceado, posteriormente son llevados a estanques de mayores dimensiones donde ocurre la engorda a cielo abierto permaneciendo en ellos hasta la cosecha (Quintero *et al.*, 2019).

Tamaño y densidad de siembra: la densidad de siembra está en función del sistema de cultivo implementado. En el sistema semi-intensivo propuesto en E.U. en un estanque de tierra con 1.2 m de profundidad y con una densidad de siembra de 1.2 a 1.8 organismos por m², el rendimiento es entre 4.5 a 7.5 ton/Ha.

Mientras que en China, el sistema de producción utiliza estanques pequeños de tierra entre 0.3 y 1.0 Ha y una profundidad de 1.5 a 3.0 m con rendimientos entre 15 y 30 ton/Ha, lo que los lleva a utilizar aireación suplementaria y recambio de agua continuo para mantener las variables de calidad del agua.

Existe otro modelo de producción empleado en China, consistente de un cultivo en jaulas rectangulares construidas con malla de polipropileno y estructuras de



bambú u otros materiales; con una capacidad entre 40 y 75 m³. En ellas, se siembran juveniles entre 3 y 5 cm a una densidad de 500 por m³, cuando los peces alcanzan los 12 cm de longitud, la densidad de cultivo se reduce a un rango entre 100 y 150 por m³, finalmente para alcanzar un desarrollo adecuado la biomasa de cultivo a la cosecha se mantiene entre 10 y 15 kg/m³ (Gui *et al.*, 2018).

Alimentación: la mayoría de los alimentos que se utilizan en la fase larval y postlarval, con frecuencia suelen ser los mismos productos que se utilizan para destete de peces carnívoros marinos que se encuentren disponibles en el mercado, entre ellos algunos productos japoneses. No obstante, recientemente se encuentra en el mercado una línea de alimentos para *Micropterus salmoides* de la marca Purina, que considera alimentos para las diferentes fases de desarrollo con contenido de nutrientes específicos para cada fase de desarrollo. Así, se cuenta con un alimento con 52 % proteína y 17 % de grasa para una fase inicial, en tanto, la fase de juvenil puede utilizarse alimento con 45 % de proteína y un 16 % de grasa. Finalmente, existe un alimento para la fase de engorda con 45 % de proteína y 10 % de grasa, lo que permitiría una disminución de los problemas de grasa visceral observados generalmente con el uso de alimentos para trucha. En la fase de engorda se suministran generalmente dos raciones al día obteniéndose un FCA entre 2.3 a 3.3 (Engle *et al.*, 2013).

En tanto, los granjeros chinos emplean una especie

de “surimi” para hacer el cambio de zooplancton a alimento inerte. Posteriormente, para alimentar a juveniles avanzados en la fase de engorda utilizan diversos peces pequeños que mantienen constantemente en refrigeración. Asimismo, reportan problemas de hígado graso con el uso de alimentos balanceados, además de mencionar que luego de los 200 g de peso en los organismos cultivados presentan poca aceptación al alimento balanceado.

Porcentaje de supervivencia: en la fase larval hasta finalizado el destete, la supervivencia suele ser alrededor del 30 %. Mientras que en la fase de pre-engorda hasta que los juveniles alcanzan entre 5 y 7 cm de longitud, la sobrevivencia es alrededor del 70 %, siendo las pérdidas principalmente debido al canibalismo. Finalmente, en la fase de engorda la supervivencia con frecuencia puede alcanzar un 90 %.

Tiempo promedio del ciclo de cultivo: la mayoría de las experiencias en cultivo de lobina requieren de un año de cultivo, donde un análisis de mercado encuentra mayor rentabilidad con los resultados durante el primer año. El tiempo de cultivo está en función de la presentación demandada por el mercado, en este sentido, la presentación más común es en filete, donde los pesos promedios de filetes son 85 y 142 g para el primer y segundo año. Mientras que en el mercado Chino el tamaño de 500 g es adecuado por ser suficiente para la presentación más común demandada en restaurantes y hogares que considera la pieza entera



eviscerada y descamada para la presentación de cocina- do al vapor; por lo que no es necesario cultivarlo más de un año.

Peso promedio de cosecha: las experiencias de cultivo de la lobina en los Estados Unidos reportan pesos de 600 y 1000 g para el primer y segundo año de cultivo, en un mercado enfocado a suplir la demanda de la población asiática en los Estados Unidos (Quintero *et al.*, 2018). Asimismo, otros autores en estudios pre- vios reportan pesos promedio alrededor de 500 g para el primer año de cultivo, manteniendo una tasa de cre- cimiento de 1.0 a 1.3 g/día para el primer año de cul- tivo, mientras que para el segundo año de cultivo una tasa de crecimiento diario de 0.8 a 1.0 g. Lo anterior, nos lleva a un peso de cosecha para el primer año entre los 426 a 515 g mientras que para el segundo año un peso promedio de 744 a 896 g (Engle *et al.*, 2013). En tanto, los cultivadores chinos también reportan pesos que superan a los 500 g durante un ciclo anual (Gui *et al.*, 2018).

Sanidad y manejo acuícola

Enfermedades reportadas: existen diversos estudios, principalmente en poblaciones silvestres que incluyen a diversos parásitos metazoarios como tremátodos digeneos, céstodos, nemátodos, acantocéfalos, copépodos parásitos y sanguijuelas (Galaviz *et al.*, 2016), que potencialmente pueden causar daño y even- tualmente desencadenar una enfermedad. Asimismo,

el Síndrome Ulcerativo Epizoótico se ha reportado tan- to en poblaciones silvestres como de cultivo; este se caracteriza principalmente por afectaciones en la piel, donde agentes como bacterias, hongos, metazoarios y virus, pueden ser algunos de los agentes causales aso- ciados a la enfermedad (Noga, 1996; Grove *et al.*, 2008). Entre los casos más alarmantes de enfermedades re- portadas en *Micropterus salmoides* se encuentran even- tos de mortalidades masivas durante el 2006 al 2008 en Foshan, un área de la provincia de Guangdong, China; sitio donde se produce la mayor cantidad de lobina en el mundo (Gui *et al.*, 2018). El agente causal asociado a dichas mortalidades fue un virus de la fa- milia *Iridoviride*, específicamente del género *Ranavirus* (Deng, *et al.*, 2010). Previo a las mortalidades ocurridas en China, el virus ya había sido identificado por Mao y colaboradores (1999), como LMBV (Largemouth Bass Virus, por sus siglas en inglés) y asociado a varios even- tos de mortalidad ocurridos en diversas regiones de los Estados Unidos (Grizzle *et al.*, 2002), sin embargo, los ensayos de infectología realizados a raíz de las mortalida- dades en China, demostraron que las lesiones en piel, incluyendo cuadros de necrosis muscular con exposi- ción de músculo e inflamación de bazo y riñón fueron ocasionado por la presencia del virus.



Tabla 1
Enfermedades reportadas.

Parásito	Enfermedad Generada	Signología
Virus		
<i>Virus de la necrosis pancreatico infecciosa (IPNV).</i>	Necrosis Pancreática infecciosa	Nado errático en espiral, heces blancas y filamentosas, distensión abdominal, exoftalmia, oscurecimiento de la piel.
<i>Rhabdovirus, Virus de la viremia primaveral de la carpa.</i>	Viremia Primaveral de la Carpa	Nado errático y letargo, distensión abdominal, edemas y hemorragias en piel. Internamente hemorragias en vejiga natatoria principalmente afectando también a bazo, hígado, riñón e intestino.
<i>Rhabdovirus, Virus de la septicemia hemorrágica Viral.</i>	Septicemia Hemorrágica Viral	Nado errático, letargo o hiperactividad, coloración más obscura del o normal con branquias pálidas y con petequias. Hemorragias en ojos, aletas y en piel. Internamente, ascitis, bazo agrandado y de tonalidad roja muy oscura y hemorragias en diversos órganos. Riñón con color muy rojo en etapas incipientes y opacos en etapas avanzadas de la enfermedad.
Bacterias		
<i>Yersinia ruckeri</i>	Enfermedad entérica de la boca roja	Obsurecimiento de la piel, enrojecimiento de las comisuras de la boca, paladar, lengua, branquias y hemorragias internas en ojos. En casos graves, internamente líquido en abdomen.
<i>Aeromonas sp.</i>	Furunculosis	Exoftalmia, hemorragias, necrosis y furúnculos en piel. En órganos internos marcada hemorragia en hígado.
<i>Flavobacterium sp.</i>	Columnaris	Perdida de coloración, ulceras, necrosis en piel y aletas.
<i>Mycobacterium sp</i>	Micobacteriosis	Erosión y ulceras en piel, distensión abdominal y anorexia. En órganos internos presencia de granulomas.
<i>Streptococcus iniae</i>	Streptococcosis	Nado errático pérdida de apetito, lesiones en piel. Internamente se observa inflación en cerebro, necrosis en hígado, bazo y riñón.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Tabla 1
Enfermedades reportadas (Continuación)

Parásito	Enfermedad Generada	Signología
<i>Edwardsiella tarda</i>	Edwardsielosis	Ulceraciones y abscesos en piel y músculo.
<i>Vibrio spp.</i>	Vibriosis	Letargo, hemorragias y úlceras en piel, aletas, branquias y ojos. Internamente, fluido en cavidad abdominal con tonalidad turbia y presencia de sangre procedente de los diversos órganos.
<i>Photopacterium damsela</i>	Pseudotuberculosis	Perdida de coloración y anorexia. Internamente se presentan órganos con nódulos y hemorragias.
<i>Nocardioides seriolae</i>	Nocardiosis	Masas amarillas en branquias Úlceras amarillas en piel.
Dinoflagelado		
<i>Amyloodinium ocellatum</i>	Oodinirosis (Enfermedad de terciopelo)	Apariencia de piel blanquecina opaca en etapas de alta infestación.
Protozoarios		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (etapas dulceacuícolas)	Ichthyophthiriosis o Ich (enfermedad del punto blanco)	Presencia de puntos blancos (apariencia de granos de arroz) en piel y branquias.
<i>Cryptocaryon irritans</i> (etapas marinas)	Ichthyophthiriosis o Ich (enfermedad del punto blanco)	Presencia de puntos blancos (apariencia de granos de arroz) en piel y branquias.
<i>Trichodina sp.</i>	Trichodinasis	Secreción excesiva de mucus, desprendimiento de escamas, enrojecimiento de zonas afectadas y frotamiento en paredes y fondo de los tanques.
<i>Chilodonella sp.</i>	Chilodoneliasis (enfermedad de la opacidad de la piel)	Piel rasposa y desprendimiento de la misma, frotamiento en paredes y fondo de los tanques, así como boqueo en superficie y nado errático.
<i>Epistylis sp.</i>	Epistyliosis (enfermedad de la llaga roja)	Presencia de úlceras color rojas con hemorragias y perdida de escamas.
<i>Tetrahymena sp.</i>	Escuticociliatosis (Enfermedad del Guppy)	Inflamación de músculo y órganos internos.
<i>Uronema sp.</i>	Escuticociliatosis	Inflamación de músculo y órganos internos
<i>Ichthyobodo sp.</i>	Escuticociliatosis	Inflamación de músculo y órganos internos



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Tabla 1
Enfermedades reportadas (Continuación)

Parásito	Enfermedad Generada	Signología
Metazoarios		
<i>Clinostomum</i> sp.	Clinostomosis (Enfermedad del punto negro)	Externamente quistes negros en piel y quistes amarillos en músculo.
<i>Ancyrocephalus</i> sp.	Infestación por <i>Ancyrocephalus</i>	Perdida de coloración en branquias, y boqueo continuo.
Hongos		
<i>Saprolegnia</i> sp.	Saprolegniosis	Apariencia blanquecina en piel de apariencia algodonosa.
<i>Aphanomyces</i> sp.	Afanomicosis	Apariencia blanquecina en piel de apariencia algodonosa acompañada de ulceras en piel y músculo.
<i>Branchiomyces</i> sp.	Branquiomicosis	Letargo, branquias con zonas blancas y rojas de forma dispersa y deshilachadas.
Anélidos		
<i>Myzobdella lugubris</i>		Erosión en la zona afectada, perdida de la coloración en infestación.
Copépodos		
<i>Ergasilus</i> sp.	Ergasilosis	Perdida de coloración en branquias, y boqueo continuo.
<i>Lernaea</i> sp.	Lerneasis	Pérdida de peso, nado activo con frotamiento en paredes y fondos.

Buenas prácticas de manejo (BPM): la importancia de aplicar un conjunto de procedimientos, condiciones y controles en las unidades de producción, reside en reducir riesgos en las unidades de producción y procesamiento primario de alimentos, tanto para disminuir la incidencia de enfermedades ocasionadas a la población por la contaminación de los mismos, como para asegurar e incrementar su comercialización interna y de exportación.

Las BPM implican, poner especial atención en cada uno de los procesos de producción: compra de insumos, siembra, engorda, cosecha, transporte de producto, manufactura de éste; diseño, instalación y mantenimiento de la infraestructura y equipos utilizados. Página de Internet del Manual de BPM: <http://www.sagarpa.gob.mx/dlg/sonora/documentos/mantrucha.pdf>.



Algunos puntos importantes para las buenas prácticas de manejo en la granja son: a) se deben utilizar juveniles sanos de los tamaños y pesos recomendados, b) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga de la granja, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha, c) es recomendable mantener a los organismos en agua clara cuando el agua proviene de ríos o lagunas para evitar la presencia de *Argulus*, d) los peces muertos o enfermos deberán ser desechados y enterrados lejos del centro de producción, e) todo el material utilizado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos, f) llevar un control adecuado de la alimentación y el horario en el que este se suministre, g) es recomendable tener tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades, h) es recordable dar tratamiento periódicamente contra hongos y otras enfermedades para evitar que se enfermen los organismos, i) llevar acabo monitoreos mensuales de la calidad del agua del centro de producción, j) no se debe permitir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, ya que estos pueden constituir una fuente de infección para los peces.

Impacto ambiental

Al igual que otros sistemas de producción acuícola de peces carnívoros, la producción de *Micropterus salmoides* implica el uso de alimentación suplementaria mediante

alimentos balanceados con alto contenido de proteína, donde una gran proporción de estos no es aprovechada por los peces, pudiendo afectar el ambiente aledaño de cultivo. Sin embargo, la implementación de conceptos de acuacultura multitrófica integrada resulta una excelente alternativa para optimizar la rentabilidad y a la vez disminuir el efecto ambiental por este y otros cultivos.

Mercado

En los últimos años, el mercado de la lobina, *Micropterus salmoides*, se ha expandido rápidamente, en especial el sector de mercados de pescado fresco que abastece a la población asiática en las grandes ciudades de los Estados Unidos, incluyendo Canadá (Watts *et al.*, 2016; Quintero *et al.*, 2018). Lo anterior, ha ocasionado que granjeros que se dedican al cultivo de bagre de canal vean como buena opción diversificar hacia el cultivo de la lobina que se encuentra en expansión. En México, principalmente en el noroeste, la lobina es consumida en pequeños trozos extraídos del filete, conocidos como “cayos de lobina” los cuales son muy apreciados en platillos de mezclas de mariscos frescos o “campechanas”. Asimismo, en la región fronteriza de Baja California, donde la comida china es famosa, se suelen preparar platillos con este pez, entre los que destaca la lobina preparada con jengibre, el cual es muypreciado entre la población china, especialmente en Mexicali. En México, la mayoría del producto presente en el mercado, proviene de la captura de poblaciones silvestres, lo cual implica irregularidades en la



cadena de suministros donde con frecuencia existe un desabasto, que bien puede ser suplido por la acuicultura.

Investigación y biotecnología

En México, existen 10 centros administrados por el gobierno federal dedicados a la producción de crías de peces, entre ellos; carpa, tilapia, bagre, trucha y lobina. No obstante, estos centros no tienen a la venta crías de lobina adaptadas al alimento balanceado, limitando con ello la materia prima necesaria para emprendimientos acuícolas; mismos que pasen de una acuacultura extensiva, a una actividad más tecnificada donde se trabaje con líneas mejoradas de rápido crecimiento y resistentes a enfermedades. Un caso que ilustra lo anterior, es la experiencia de China que luego de una crecimiento acelerado de su actividad, observaron brotes de enfermedad de origen viral, lo anterior, se asoció a lotes endogámicos usados en acuacultura quienes presentaban una diversidad genética del 70 % respecto de las poblaciones silvestres localizadas en los Estados Unidos (Bai *et al.*, 2008).

Estadísticas de producción

Whatts *et al.*, (2016), mencionan que en el mercado chino de peces en los Estados Unidos se comercializan 1 500 toneladas de lobina con tamaños entre 500 y 700 g, además, señala que los precios de venta con frecuencia superan los 10 USD por kg, siendo el precio un importante incentivo para la expansión de la acuacul-

tura con esta especie. En México, la producción record se alcanzó en año 2017 con un poco más de 2 000 toneladas, sin embargo durante los años previos entre el 2012 y 2015 la producción se mantuvo por debajo de las 1 000 toneladas (SEMARNAT, 2020). En tanto, el gigante asiático registró para el 2013 una producción de 340 000 toneladas (Gui *et al.*, 2018).



2.11. *Nematobrycon palmeri* (tetra emperador) Colombia



Lury Nohemy García¹

Figura 1

Cultivo.



Uso: ornamental

Procedencia de cultivo: principalmente de captura en río.

Vertiente del Pacífico: Río San Juan, Departamento del Chocó, Colombia.

Generalidades

Nombre común: tetra emperador.

¹ Universidad del Pacífico, Colombia.

Nombre científico: *Nematobrycon palmeri*.

Nivel de dominio de biotecnología: completa en países asiáticos y europeos, p.ej., Indonesia, Singapur, y la República Checa.

Origen: nativa en los ríos y quebradas de la vertiente del Pacífico; de los ríos San Juan y Atrato, en el departamento del Chocó, en Colombia.

Estatus del cultivo: artesanal en Colombia.

Mercado: principalmente local y regional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: falta de técnicas para la producción masiva de larvas a nivel comercial. Principales limitantes: poca cantidad de parejas maduras y bajas densidades de alimento vivo (p.ej., rotíferos < 1000 rotíferos por ml).

Antecedentes de la actividad acuícola

El tetra emperador pertenece al grupo de los characiformes, reconocidos como uno de los órdenes de mayor importancia de peces ornamentales, tanto por su belleza como por su *valor económico*, en el mercado nacional e internacional, p.ej., el tetra cardenal *Paracheirodon axelrodi*, el neón (*Paracheirodon innesi*) el corazón sangrante (*Hypessobrycon erythrostigma*), el rojito fino (*Hypessobrycon sweglesi*), la monjita (*Gymnocorymbus ternetzi*).

La explotación de peces ornamentales a nivel comercial en Colombia se inicia desde la década de los 50, capturando las especies de las diversas cuencas hidrográficas en el país. Es de resaltar que esta actividad de extracción sigue siendo la principal fuente de obtención de estos recursos.

El cultivo del tetra emperador se ha desarrollado principalmente a escala artesanal en áreas rurales cercanas a su procedencia en el ambiente natural como en Buenaventura, Valle del Cauca. A nivel experimental en la Universidad del Pacífico en Buenaventura y en algunas sedes (Bogotá y Villavicencio) de la Universidad Nacional de Colombia. La especie también se cultiva a nivel intensivo en la república Checa y países asiáticos como Singapur e Indonesia.

La producción del tetra emperador es para uso ornamental. El tetra emperador al igual que los otros tetras; son de gran aceptación en el comercio nacional e internacional de peces ornamentales. En Colombia la fuente de obtención de los ejemplares, es de proce-

dencia principalmente del ambiente natural.

El cultivo de peces ornamentales es atractivo como actividad económica en poblaciones rurales, ya que las especies se comercializan por unidad y no por peso, son de cosecha a corto plazo, y requieren de espacios reducidos para su cultivo.

Información biológica

Distribución geográfica: se distribuye en los cuerpos de aguas dulces de los ríos San Juan y sus tributarios, en las costas del Pacífico colombiano.

Morfología: las características anatómicas principales de la especie son: cuerpo fusiforme, cabeza relativamente pequeña, con ojos grandes y dientes para captura de sus presas. Presenta colores vistosos e iridiscentes: azules, violetas y verde; con una banda lateral ancha de color negro, que va desde la boca hasta el pedúnculo de la aleta caudal, pasando por el ojo y una paralela menos vistosa de color azul. No presenta la aleta adiposa característica de la familia characidae. Alcanza una talla de hasta 7.5 cm de largo.

Esta especie presenta un marcado dimorfismo sexual en los animales maduros: Los machos tienen los colores más intensos que las hembras. Especialmente la aleta caudal en machos es en forma de tridente. Se ha reportado diferentes colores del iris (rojo, azul y amarillo) dependiendo del sexo.



Ciclo de vida: en su medio natural, básicamente se desconoce su ciclo de vida. Los conocimientos biológicos de la especie son basados principalmente de las observaciones hechas por aficionados acuaristas y criadores de peces ornamentales. Las hembras dispersen huevos semi-adherentes entre el follaje acuático que los machos luego fertilizan. No se encontró en la literatura estimación de fecundidad, ni descripción del huevo y embrión de esta especie; basado en anécdotas, los huevos son redondos y podrían tener entre 0.8 y 1.1 mm de diámetro. Igualmente, se desconoce la edad y talla exacta de maduración de los juveniles; sin embargo entre los acuaristas se reporta una talla de longitud total alrededor de los 5 cm. También en acuarios, individuos de la especie alcanzan los 7.5 cm en longitud total. La esperanza de vida se ha reportado entre 5 a 7 años.

Hábitat: viven en aguas dulces, blandas (pH 6.5, y de 5 a 7 d KH), y claras, con abundante vegetación de los afluentes del río San Juan, con temperaturas entre 23 y 27 grados centígrados. Forman cardúmenes y se encuentran en la columna de agua cercana al fondo.

Alimentación en medio natural: en condiciones naturales, este pez es de hábito carnívoro; su dieta consiste principalmente de pequeños crustáceos, lombrices, e insectos.

Cultivo

Biotecnología: artesanal en Colombia. Completa en países asiáticos y europeos, p.ej., Indonesia, Singapur, y la República Checa.

Sistemas de cultivos: extensivo, Semi-intensivo e Intensivo.

Artes de cultivo: se utiliza una variedad de infraestructura para su producción. Desde estanques en tierra, piletas, tanques hasta acuarios. También se utilizan sistemas de recirculación de agua para los cultivos intensivos.

Flujo de agua promedio para el cultivo: para cultivos extensivos y semi-intensivos la principal fuente de toma de aguas es la lluvia, así como agua subterránea; donde el nivel freático es muy alto, solo se hace recambio de agua por perdida de evaporación. Se recomienda que en estos sistemas sea lavado el fondo por lo menos cada año, para evitar la acumulación de residuos. En los sistemas intensivos el recambio diario 20 a 30 %.

Densidad de siembra: se utilizan diferentes densidades ya sea para reproducción o levante. Para reproducción generalmente se seleccionan grupos de 12 a 20 individuos, en 60 litros, en una proporción de 2 machos por una hembra. En la literatura no se reportan densidades específicas para el levante del tetra emperador; sin embargo se podrían utilizar densida-



des reportadas en otros peces ornamentales de 500 individuos por metro cuadrado, en una profundidad máxima de 0.8 metros.

Tamaño del organismo para siembra: cuando se recolectan de la naturaleza son de tallas mayores a 2 cm, siendo fácil de identificarse como individuos de la especie. En cultivo el número y tamaño de las larvas dependen directamente de la reproducción de parejas, que han sido colocadas en los diversos sistemas de producción. No exhiben aparente cuidado parental. Se debe tratar de separar las larvas de los reproductores, para realizar larvicultura, alevinaje y reproducción en sistemas independientes, con el fin de aumentar la sobrevivencia. La cantidad de huevos aproximados es de 60 a 100 huevos, el tamaño de larva en dos semanas es de unos 12 mm.

Se siembran crías de 1 a 2 g, con una longitud total de 2.5 a 5.0 cm de longitud total para cultivo semi-intensivo y extensivo.

Porcentaje de sobrevivencia: se desconoce el porcentaje de sobrevivencia en los diferentes sistemas de producción. Basado en experiencias con otras especies de peces ornamentales, la sobrevivencia en sistemas extensivos suelen ser bajas p.ej. 30 % debido principalmente a depredación por insectos acuáticos y aves. La sobrevivencia en cultivos intensivos puede alcanzar un 70 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: mínimo tres a cuatro meses para lograr un tamaño de comercialización de 3 a 4 cm; pero para obtener ejemplares de gran colorido entre 5 y 6 meses.

Peso promedio de cosecha: 2 a 3 gramos.

Reproductores (pie de cría)

Origen: nacional.

Procedencia: capturados directamente del medio natural.

Alimento

Se utiliza alimento concentrado para otras especies de peces de consumo, como tilapia y trucha, que comúnmente se elaboran en Colombia. Con un nivel de proteína desde 24% a 45 %. Los peces son alimentados dos veces al día.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Promedio
Temperatura	27 °C
Oxígeno disuelto	> 4 mg/l
pH	6.5 a 7



Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la Sanidad Acuícola: en general los principales problemas son la calidad de agua y el manejo de los peces, por ser especies pequeñas. Ya que los sistemas de producción son de pequeña escala, la influencia de aguas contaminadas externa, tiene gran efecto adverso en la calidad del agua. En cuanto al manejo para la cosecha, manipulación y transporte, se debe ser delicado para no causar heridas y traumas, que en muchos casos ocasionan mortalidad. Se recomienda el uso de materiales suaves para la pesca como nasas de materiales delicados como tela de toldillo, sin nudos.

Enfermedades reportadas: se desconocen las enfermedades. Sin embargo al igual que en todos los peces ornamentales cultivados en estanques de tierra; son afectados en su apariencia ornamental por la presencia de metacercarias de trematodos digénéticos, cuando estos se hospedan en los caracoles que abundan en estos sistemas de producción. Otra enfermedad muy prevalente en peces cultivados a la intemperie es el “punto blanco” *Ichthyophthirius multifiliis*, debido a los cambios de alta y baja temperatura durante el día y la noche.

Buenas prácticas de manejo:

- Manejo de los animales. Si se introducen animales someterlos a periodos de cuarentena, y antes de introducción a los sistemas de producción que estén saludables. Observación diaria, alimentación adecua-

da, muestreos y tratamientos.

- Control de patógenos. La mejor práctica durante la producción para prevenir enfermedades es mantener limpieza y tener un protocolo de desinfección en equipos e implementos.
- Gestión del personal. Estaciones de desinfección para las personas (duchas, lavamanos) y los equipos. Manejo de protocolo de producción por turnos.

Impacto ambiental

El mayor impacto que se está generando es que el recurso se está obteniendo proveniente de la pesca, de las poblaciones naturales. El gobierno en Colombia debe propender por incentivar el cultivo de esta especie, así como se realiza en otros países.

Se debe implementar un estricto protocolo de bioseguridad de escape de la especie, sobre todo si se cultiva en otras cuencas.

Mercado

Presentación del producto: venta en vivo, por unidad, y longitud total.

Precios del producto (Pesos Colombianos.): los precios varían localmente, unos \$ 500 (COP) por peces con sexo indiferenciado, \$800 a 1 000 (COP) por individuo macho.



Talla promedio de presentación:

- Talla adulta: 4 a 5 cm longitud estándar.
- Talla comercial: 2 a 3 cm pequeño. Mayor de 4 cm grande.

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente a mercados regionales y locales.

Puntos de venta: en centros de acopio, a pie de granja, bodegas de exportación y almacenes con ventas directas a los acuaristas.

Normatividad

En Colombia, corresponde a la Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca (AUNAP). Quien realiza el ordenamiento, la administración, el control y la regulación; y establece los requisitos para el otorgamiento de los permisos, para el aprovechamiento y desarrollo sostenible de los recursos pesqueros y de la acuicultura.

Para la extracción, cultivo, y comercialización de peces ornamentales se deberá contar con un permiso de la AUNAP. Decreto 1071 de 2015.

<https://www.minagricultura.gov.co/Normatividad/Paginas/Decreto-1071-2015/Decreto-1071-de-2015.aspx>

Investigación y biotecnología

Ciclo de vida: longitud / peso / edad a maduración sexual. Descripción de los gametos, desarrollo embrionario y larvario. Genética: Establecer un plantel de reproductores

para la producción constante de larvas. Desarrollar un programa de mejoramiento enfocado al grado de uniformidad en talla y color de los individuos en producción. Nutrición y tecnología de alimentos: desarrollar concentrados con inclusión de pigmentos para estandarizar y enfatizar intensidad y tono de colores expresados por cada individuo en producción. Desarrollar técnicas para la producción masiva de larvas a nivel comercial (suministro de alimento vivo p.ej., > 1000 rotíferos por ml).

Estadísticas de producción

Se desconocen. Criaderos artesanales en Buenaventura y pesquerías SEPEC.

Ley o norma	Año
Resolución 064 de 2016 del ICA, establece requisitos para obtener el registro pecuario de los establecimientos de Acuicultura.	2016
Resolución 1924 de la AUNAP, autoriza peces ornamentales aprovechables comercialmente y autoriza el cultivo y la comercialización de algunas especies de peces ornamentales no nativas que son cultivadas para acuariofilia.	2015
Resolución 1193 de la AUNAP, minimiza trámites para el permiso de cultivo para los acuicultores de recursos limitados.	2014
Resolución 602, establece el valor de tasas y derechos para el ejercicio de la pesca y la acuicultura.	2012
Resolución 2424 del INCODER, establece normas de ordenamiento que permitan minimizar los riesgos de escape de especies exóticas de peces a medios naturales o artificiales.	2009



2.12. *Odontesthes bonariensis* (pejerrey) Argentina



Silvia E. Arranz¹; Leandro A. Miranda², Gustavo M. Somoza², Paula G. Vissio³

Generalidades

Nombre común: pejerrey.

Nombre científico: *Odontesthes bonariensis* (Valenciennes, 1835). Atheriniformes: Atherinopsidae.

Distribución geográfica: es originario de lagunas pampeanas de Argentina, de los tramos inferiores de los ríos Paraná y Uruguay y el estuario del Río de la Plata. Debido al interés que despierta su pesca deportiva y comercial y a la calidad de su carne, posteriormente fue introducido en otras provincias argentinas y países como Perú, Israel, Chile, Japón, entre otros. La distribución actual debido a las siembras realizadas se muestra en el mapa (Liotta J, 2005. Serie Documentos N°3 ProBiota FCNyM UNLP).

Figura 1: Distribución del cultivo.



Estatus de cultivo: cultivo extensivo en lagunas, cultivo intensivo sólo con fines experimentales y cultivo extensivo en jaulas flotantes también con fines experimentales en fase de investigación.

¹Laboratorio de Biotecnología Acuática, Facultad de Ciencias Bioquímicas y Farmacéuticas, Universidad Nacional de Rosario y MinCTIP Santa Fe, Rosario, Provincia de Santa Fe, Argentina; ²Instituto Tecnológico de Chascomús (CONICET-UNSAM), Chascomús, Argentina; ³Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires/Instituto de Biodiversidad y Biología Experimental y Aplicada (IBBEA), CONICET-UBA, Buenos Aires, Argentina.



Mercado: local e internacional.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad

A pesar de haber cerrado el ciclo productivo en condiciones de cautiverio, la producción de pejerrey no ha pasado a una fase comercial debido a diversos factores. Entre ellos podemos citar: a) Falta de conocimiento en la formulación de dietas óptimas para las distintas fases de cultivo, b) La baja tasa de crecimiento respecto a otras especies que se producen comercialmente. c) El pejerrey alcanza en cautiverio tamaño comercial (250 gramos de peso total) tras 2 años de cultivo, d) El mercado se abastece a partir de la pesca de poblaciones naturales de pejerrey, e) Escasa regulación y/o fiscalización.

Antecedentes de la actividad acuícola

La práctica de la piscicultura del pejerrey, data de varias décadas en las que generalmente se limitaron a poblar o repoblar ambientes con larvas, y juveniles obtenidos mediante desoves artificiales a partir de reproductores tomados de la naturaleza. El principal valor comercial del cultivo de pejerrey está asociado a la pesca deportiva lacustre y fluvial y el movimiento turístico que genera.

En la actualidad se ha avanzado considerablemente en la reproducción y la cría en sistemas cerrados (Miranda *et al.*, 2006; Somoza *et al.*, 2008). A pesar de estos avances, hasta el momento el cultivo intensivo

de pejerrey no es rentable económicamente como se explicó anteriormente. En Argentina, su cultivo está representado por el producto pesquero proveniente de siembras extensivas en cuerpos de agua. Los volúmenes producidos por cría extensiva son muy variables (80 a 120 kg/ha año) dependiendo de las condiciones ambientales que determina la superficie sembrada. La producción de larvas de pejerrey en estaciones de piscicultura abarca más de 7 millones de unidades y es llevada a cabo por varias estaciones de reproducción que poseen reproductores mantenidos en estanques. El método de cría extensiva de larvas y juveniles en jaulas flotantes se ha ensayado como opción alternativa para la producción de pejerrey en lagunas pampeanas desde la década del 2000 (García de Souza *et al.*, 2017). No obstante, la producción obtenida por este método depende de las condiciones ambientales del cuerpo de agua en que se realice el cultivo, particularmente de la abundancia y composición de la comunidad zooplanctónica (García de Souza *et al.*, 2015; 2017).

Morfología: cuerpo hidrodinámico y aguzado. Puede alcanzar excepcionalmente 700 mm de longitud total. Tiene cabeza cónica y boca terminal y protráctil. Colocación plateada con leves reflejos azules o verde iridiscente. Posee una banda plateada y brillante a ambos laterales. Todas las aletas son hialinas pero la caudal tiene el margen distal negro. Todos los miembros de la familia Atherinopsidae se caracterizan por un tracto digestivo corto y la falta de un estómago funcional.



Hábitat: el pejerrey es una especie eurihalina lacustre y fluvial. Tolera una amplia gama de salinidades y temperaturas, aunque tiene preferencia por aguas salobres (2-5 ppm), y se distribuye preferentemente en un rango de temperaturas de 11 a 24 °C.

Alimentación en medio natural

El pejerrey es un pez zooplanctofago facultativo (Ringuelet, 1943), y presenta un espectro trófico amplio y con su dieta que varía según el tamaño corporal. Es un filtrador selectivo. La base de su dieta está constituida mayoritariamente por zooplancton en las etapas larval y juvenil, como copépodos y cladóceros, además de rotíferos y microalgas. Cuando alcanzan alrededor de 10 cm de longitud su dieta incorpora insectos acuáticos como Chironomidos, Hymenopteros, Coleópteros e insectos terrestres que son capturados cuando caen al agua. A tallas mayores consume otros peces, incluyendo ejemplares pequeños de su propia especie.

Reproducción y larvicultura

En Sudamérica, el principal período de actividad reproductiva es entre fines del invierno y fines de primavera, cuando las temperaturas se encuentran entre 13 y 21 °C. El pico de actividad reproductiva se sitúa entre setiembre-octubre (aproximadamente a 18 °C). En otoño, puede existir un desove menor siempre y cuando la temperatura sea óptima. En cautiverio, el primer desove ocurre en la segunda primavera (Miranda *et al.*, 2006), y producen unos pocos miles (desde 2000 hasta 45 000, según la talla) de huevos por puesta (Ringuelet, 1942). Es posible sincronizar la reproducción en cautiverio regulando el fotoperíodo y la temperatura (Strüssmann, 1989; Miranda *et al.*, 2009), y mediante inducción hormonal (Miranda *et al.*, 2005; Miranda y Somoza, 2009). La reproducción tiene lugar por desove natural en estanques de volumen variable, con una proporción de machos/hembras entre 1 y 1.5 y a una densidad entre 5 y 8 kg/m³. Los huevos de pejerrey poseen un diámetro medio de 1.65 mm, son translúcidos de color amarillo-verdosos y contienen numerosas gotas de aceite reunidas en un solo grupo; el corion presenta filamentos (Chalde *et al.*, 2011; 2014), que deben ser retirados en forma mecánica previamente a la incubación de los huevos. La eclosión tiene lugar entre los 8 y 14 días post fecundación (250 a 280 unidades térmicas acumuladas) según la temperatura (entre 17 y 21 °C). La temperatura óptima para la larvicultura es entre 17 y 24 °C, y de 25-27 °C para el crecimiento posterior (Toda *et al.*, 1995; Strüssmann y Yasuda, 2005). La determinación sexual del pejerrey está fuertemente influenciada por la temperatura. Se sabe que el período lóbil a la temperatura, o período de determinación sexual, se extiende desde la semana 1 hasta la semana 5 posteclosión (Strüssmann *et al.*, 1997). De esta forma pueden obtenerse un 100 % de hembras cuando las larvas son mantenidas a 17 °C, y un 100 % de machos si las larvas se mantienen a 29 °C, obteniéndose poblaciones mixtas a temperaturas intermedias (Strüssmann *et al.*, 1997; Fernandino *et al.*, 2008). La transición larva-juvenil tiene lugar cuando las



larvas alcanzan una longitud total (LT) entre 25.2 – 28.2 mm a 17 °C y entre 20.1 y 23.0 mm 24 °C, entre 40 y 52 días post eclosión, según la temperatura de incubación (Chalde *et al.*, 2011).

Precría y engorde

Existen escasas experiencias sobre cría y engorde publicadas en condiciones intensivas.

Alimento

Existen pocos datos sobre los requerimientos nutricionales de larvas, juveniles y adultos de pejerrey (Gómez Requeni *et al.*, 2013). La larvas pueden ser alimentadas en cautiverio, a partir del segundo día posteclosión (dependiendo de la temperatura), con nauplios de *Artemia spp.* durante 40 días y con alimento balanceado a partir de los 30 días posteclosión. Es posible también realizar la larvicultura en estanques enriquecidos con cladóceros y rotíferos. El alimento balanceado utilizado habitualmente para cría de pejerrey para ensayos experimentales posee 40 % de proteína bruta y entre 3 y 10 % de lípidos.

Sanidad y manejo acuícola

Los pejerreyes pueden estar atacados en sus ambientes naturales por un platelminto del orden de los Cestodos, *Ichthyotaenia sp.*, que se localiza en las paredes internas del canal intestinal. La longitud máxima del

parásito alcanza a unos 10 ó 12 milímetros. Se puede mencionar un crustáceo que parasita a los pejerreyes, llamado *Argulus violaceus*, perteneciente a la familia Argulidae, Branchiura (Ringuelet, 1942). Otras patologías encontradas están asociadas a situaciones de estrés debito a características del agua y/o altas temperaturas, siendo los agentes etiológicos más frecuentes, en estos casos, son *Lernaea sp* y *Aeromonas hydrophila* (Mancini *et al.*, 2006). Se han descripto además diversos ecto- y endoparásitos (Flores *et al.*, 2016).

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo
Temperatura	7 °C	27 °C
Oxígeno disuelto	1.2 mg/l	saturación
pH	7	10
Parámetro	Cultivo en laboratorio	
Salinidad	2 – 5 ppm	
Dureza	430 mg CaCO ₃ /l	
Nitrito	< 1 mg/l	
Nitrato	< 3 mg/l	
Amonio	< 0.1 ppm	
Alcalinidad	430 mg/l CaCO ₃	
Sólidos totales	< 2 300 mg/l	



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Mercado

Peces obtenidos de desoves en cautiverio no han sido comercializados.

Información y trámites

Dirección de Acuicultura de la Nación: <https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/>

Normatividad

Ley o norma	Descripción	Fecha
Ley 27231	Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola	Promulgada: diciembre 29 de 2015
Decreto 692/17	Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola	Publicada en el Boletín Oficial: 4 de septiembre de 2017
Resolución 1314/2004	Normas que regularán la producción de Organismos Acuáticos Vivos en los emprendimientos/establecimientos que se dediquen a la actividad de acuicultura	2004



2.13. *Petenia splendida* (tenguayaca) México



Carlos Alfonso Álvarez-González¹, Rafael Martínez-García¹, Emry Saúl Peña-Marín¹, Uriel Rodríguez Estrada¹, Carlos Ramírez Martínez²

Figura 1: Distribución del cultivo.



Fuente: Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA) <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-tenguayaca>.

Generalidades

Nombre común: tenguayaca, tenhuayaca, blanco del Petén, mojarra blanca, mojarra bocona o bay snook.

Nombre científico: *Petenia splendida* (Günther, 1862).

Nivel de dominio de biotecnología: en proceso de estandarización.

¹ Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; ² Universidad Autónoma de Nuevo León. Nota: información actualizada por los autores a partir de la Carta Nacional Acuícola, 2013 - INAPESCA 23 de marzo de 2018.

Origen: nativa del Sureste de México y Centroamérica (INAPESCA, 2018).

Estatus del cultivo: piloto-comercial.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: faltan estudios relacionados con la factibilidad económica en la etapa de engorda, promocionar el cultivo de esta especie.

Antecedentes de la actividad acuícola

El cultivo de la Tenguayaca en México se inició de manera experimental hace más de 25 años, por parte de los investigadores de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) en Tabasco, México. Actualmente, el ciclo de cultivo se ha completado donde el Laboratorio de Acuicultura Tropical de la División Académica de



Ciencias Biológicas de la UJAT, produce crías para ser engordadas en diversos sistema de cultivo de manera experimental y piloto comercial. En el aspecto de engorda, las investigaciones realizadas hasta el momento muestran la necesidad de incursionar en el campo de la genética para mejorar las tasas de crecimiento y de conversión del alimento, ya que se tiene registros de que para alcanzar las tallas comerciales se requiere de hasta dos años, además por ser una especie carnívora, se emplea en su cultivo alimento de trucha, ya que no se ha desarrollado un alimento específico para la especie. Desde el punto de vista del mercado, esta especie se considera de alto valor a nivel local y regional. En este sentido, el mercado puede ser ampliado a otras regiones del país donde la Tenguayaca se distribuye naturalmente, como son los estados de Campeche, Chiapas, Quintana Roo, Tabasco y Yucatán e inclusive realizar transferencias tecnológicas para su cultivo en Centroamérica (INAPESCA, 2018).

Información biológica

Distribución geográfica: desde el Sureste de México (Tabasco, Chiapas, Campeche y Quintana Roo), hasta Centroamérica en Guatemala sobre el río Usumacinta incluyendo Belice, aunque ha sido introducida en Veracruz (Río Tonalá) y Oaxaca (Presa de Temazcal) (INAPESCA, 2018).

Morfología: su cuerpo es alto y comprimido, presenta la aleta caudal redondeada, mandíbulas protráctiles,

la inferior muy sobresaliente. Tiene boca grande y cada mandíbula esta armada con una hilera de dientes viliformes, la otra serie comprende dientes largos y cónicos, sin vaina escamosa en la base de las aletas dorsal y anal. Presenta un solo par de aberturas nasales en la cabeza, con línea lateral interrumpida, una sola aleta dorsal continua formada por una porción espinosa y otra de radios; la aleta anal similar a la dorsal, pero más corta. En la parte media del cuerpo presenta siete manchas de color negro, que van desde el opérculo hasta el pedúnculo caudal, teniendo en la base de éste una mancha más fuerte y definida. El cuerpo es grisáceo con tintes amarillos en la porción media, sobre todo en el opérculo y las mejillas (INAPESCA, 2018).

Ciclo de vida: la época de desove inicia en marzo, alcanzando su mayor actividad entre junio y julio extendiéndose hasta octubre. Su talla mínima de madurez sexual es de 16.5 cm de longitud total. Las hembras desovan cerca de 1 000 huevos que se adhieren a sustratos sólidos y tersos (INAPESCA, 2018).

Hábitat: habita en lagunas, ríos y en lugares denominados popales. Prefiere zonas bajas de cuerpos de agua lóticos con fondos arenosos y fangosos y de mucha vegetación para la deposición de sus huevos en sus nidos (INAPESCA, 2018).

Alimentación en medio natural: es un pez carnívoro por excelencia, que se alimenta principalmente de peces (INAPESCA, 2018).



Cultivo

Biotecnología: experimental y piloto.

Sistema de cultivo: extensivo, semi-intensivo y bicultivo con tilapia.

Características de la zona de cultivo: zonas tropicales cercanas a una fuente de agua limpia con fines de repoblamiento.

Artes de cultivo: esta especie puede ser engordada en diversos sistemas de cultivo como: estanques rústicos, jagüeyes, estanques de concreto y geomembranas, aunque depende del fin del cultivo e intensificación (ver Actualización de la Carta Nacional Acuícola del 2018 en el apartado Artes de Cultivo, publicada en el D.O.F. el 06-06-12).

Flujo de agua para el cultivo: para cultivos extensivos y semi-intensivos se recomienda de 1 a 5 % de recambio de agua semanal para la etapa de alevinaje y pre-engorda, y de 5 a 10 % de recambio de agua diario para la etapa de engorda (INAPESCA, 2018).

Densidad de siembra: para su preengorda es recomendable usar densidades entre 25 a 40 org/m² para organismos entre 40 a 80 g. Para la engorda (peces de 165 g de peso promedio) se recomienda 20 org/m², y 10 org/m², cuando alcancen los 250 g de peso promedio. La densidad de siembra siempre estará relacionada,

con el tipo de sistema utilizado y calidad del agua (concentración de oxígeno) (INAPESCA 2018).

Tamaño del organismo para siembra: pre-engorda promedio 60 g, engorda de 165 g promedio (INAPESCA, 2018).

Porcentaje de sobrevivencia: extensivo 80 %; semi-intensivo 85 %, si se mantiene la calidad de agua óptima para el cultivo de cílicos (INAPESCA, 2018).

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: 12 a 18 meses, dependiendo del manejo de los sistemas (INAPESCA, 2018).

Peso promedio del organismo al cosecharlo: 300 a 350 g.

Pie de cría

Origen: nacional.



Procedencia: Tabasco.

Laboratorios en el país: Laboratorio de Acuicultura Tropical de la División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Alimento

Tipo de alimento: se usa alimento para trucha ya que no existe alimento comercial específico para la especie. Se recomienda una ración diaria dividida en tres o cuatro porciones al día para pre-engorda, con una tasa de alimentación del 10 % de su peso promedio. Para engorda se recomienda una ración diaria, dividida en dos a tres porciones al día, con una tasa de alimentación del 5 % del peso promedio, con separación de 4 h entre cada alimentación (INAPESCA, 2018).

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Mínimo	Máximo	Promedio
Temperatura	26 °C	34 °C	30 °C
Oxígeno disuelto	5 a 5.5 mg/l juveniles y adultos. 6 a 7 mg/l huevos y crías		
pH	6	8.5	6.5 a 7.0
Parámetro	óptimo		
Nitrito	menor a 0.55 mg/l		
Nitrato	menor a 100 mg/l		
Amonio	menor a 0.01 mg/l como NH ₃		

Nota: la reproducción se inhibe a temperaturas menores a 20 °C, y resulta letal a menos de 11 °C (INAPESCA, 2018).

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la Sanidad Acuícola: para prevenir problemas de enfermedades, es fundamental mantener un control total de la calidad del agua a través de sistemas cerrados, particularmente en la etapa de alevinaje. En pre-engorda y engorda, es necesario utilizar agua previamente tratada o en sistemas abiertos en ambientes lóticos con altos niveles de oxígeno y recambios constantes de agua.

Enfermedades reportadas: *Aeromonas* spp., *Cichlidogyrus* sp., *Contraeacum* spp., *Diplostomum* sp., *Gnathostoma* sp., *Lernaea* sp., *Pseudomonas* sp., *Saprolegnia* sp., y *Trichodina* sp (INAPESCA, 2018).

Buenas prácticas de manejo: esta especie de cíclido carnívoro, requiere de una calidad de agua muy alta, por lo que es imprescindible utilizar sistemas de recirculación en etapas iniciales del cultivo, mientras que la pre-engorda y engorda se pueden realizar en sistemas abiertos en ríos o presas con altas concentraciones de oxígeno.

Impacto ambiental

Un aspecto importante que se debe de cuidar y vigilar en la actividad acuícola son las descargas de agua provenientes de este sector, por lo que se recomienda el uso de las mismas prácticas de manejo que para la tilapia. Para mayor información: Manual de Buenas Prácticas en la Producción Acuícola de Tilapia (www.senasica.gob.mx).



Mercado

Presentación del producto: entera fresca eviscerada y entera congelada eviscerada.

Precios del producto: de \$ 70 a \$ 160 (MXN) por kilogramo, dependiendo de la temporada.

Talla promedio de presentación: 300 a 500 g.

Estadísticas de producción

A) Producción nacional.

Tabla 1

Producción (volumen y valor) nacional (acuícola + pesquera) de tenhuayaca/tenguayaca (2006 - 2014).

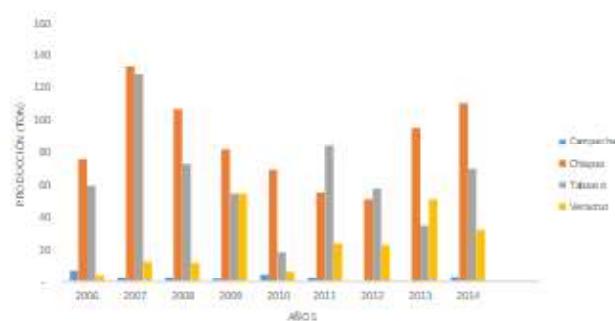
Año	Peso vivo (ton)	Valor (\$)
2006	148	\$ 4 785 002
2007	278	\$ 8 637 453
2008	196	\$ 6 497 448
2009	146	\$ 5 242 642
2010	101	\$ 3 881 105
2011	166	\$ 4 885 244
2012	132	\$ 4 105 661
2013	182	\$ 5 804 622
2014	217	\$ 3 525 967

Fuente: CONAPESCA, (2018).

B) Producción por estado.

Gráfico 1

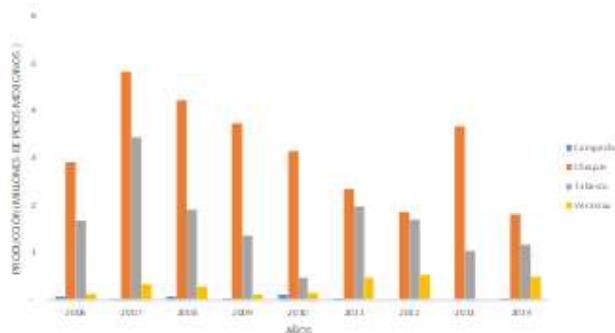
Producción (peso vivo) total (acuicultura + pesquerías) por entidad federativa de tenguayaca (2006 – 2014).



Fuente: CONAPESCA, 2018.

Gráfico 2

Producción (valor) total (acuicultura + pesquerías) por entidad federativa de tenguayaca (2006 – 2014).



Fuente: CONAPESCA, (2018).



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Ley o norma	Fecha
Ley general de pesca y acuacultura sustentables	24-04-2018
Reglamento de la ley de pesca	Última modificación D.O.F. 08-01-2004
Ley general del equilibrio ecológico y la protección al ambiente	D.O.F. 28-01-1988 Última modificación D.O.F. 05-06-2018
Reglamento de la ley general del equilibrio ecológico y la protección al ambiente en materia de áreas naturales protegidas	D.O.F. 30 11 2000 Última modificación D.O.F. 21 05 2014
Reglamento de la ley general del equilibrio ecológico y la protección al ambiente en materia de evaluación del impacto ambiental	D.O.F. 31-10-2014
Ley de bioseguridad de organismos genéticamente modificados	D.O.F. 18-03-2005
Reglamento de la ley de bioseguridad de organismos genéticamente modificados	D.O.F. 19-03-2008 Última modificación D.O.F. 06-03-2009
NOM-009-PESC-1993	D.O.F. 4 03 1994
NOM-017-PESC-1994	D.O.F. 09-05-1995
NOM-128-SSAI-1996	D.O.F. 12-06-1996
NOM-001-ECOL-1996	D.O.F. 30-04-1997
NOM-003-ECOL-1997	D.O.F. 21-09-1998
NOM-059-SEMARNAT-2010	D.O.F. 30-12-2010

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente a mercados regionales (Tabasco y Chiapas).

Puntos de ventas: se comercializa en mercados locales y regionales, así como centros turísticos.

Información y trámites

<https://www.gob.mx/conapesca>
<https://www.gob.mx/senasica>
<https://gobierno.com.mx/semarnat/>



Premisa: generar un producto sano y seguro, en una forma ambiental y socialmente aceptable; lo anterior con el objeto de lograr un desarrollo integral del cultivo de la tenguayaca, generando las directrices técnicas y los lineamientos estratégicos, que certificarán esta actividad en México, se sugiere trabajar bajo los siguientes conceptos:

- Creación de las líneas de alimentos balanceados específicos.
- Potenciar el uso de una línea genética mejorada (F1) para disminuir el tiempo de cultivo.
- Implementar estrategias alternativas de cultivo (bi o policultivo).
- Impulsar la diversificación acuícola de mojarras nativas.

Investigación y biotecnología

Genética: continuar con el programa de Seguimiento y Mejoramiento Genético, con producción de crías de calidad genética y sanitaria.

Nutrición: impulsar la creación de las líneas de alimentos balanceados con base en la fisiología digestiva para su cultivo.

Sanidad: continuar con las investigaciones relacionadas a posibles patógenos, particularmente durante la pre-engorda y engorda.

Comercialización: impulsar la diversificación acuícola, dando énfasis en la importancia de su cultivo y valor nutricional.

Manejo: fomentar entre los acuicultores de la región iniciar el cultivo de esta especie a fin de ofertar otro producto de mayor valor en el mercado.

Tecnología de alimentos: generar las líneas de alimentos específicos a nivel comercial para potenciar su engorda.

Ecología: mantener un programa de verificación de la calidad de agua de los efluentes para cumplir con la normatividad vigente.



2.14. *Piaractus brachypomus* (cachama blanca) Colombia



Adriana Rodríguez Ferero¹

Figura 1
Zonas de cultivo.



Generalidades

Nombre común: cachama blanca, cachama roja y pacú blanco.

Nombre científico: *Piaractus brachypomus*.

Nivel de dominio de biotecnología: completo.

¹. Universidad de Magdalena.

Origen: nativa de las cuencas hídricas de la Orinoquia y Amazonía en el sureste de Colombia.

Estatus de cultivo: se tiene desarrollada su tecnología de cultivo.

Mercados: local, regional y nacional.

Lugares de mayor producción: Antioquia, Boyacá, Caquetá, Casanare, Córdoba, Cundinamarca, Huila, Meta, Nariño, Norte de Santander, Quindío, Risaralda, Santander, Sucre, Tolima, Tolima, y Valle.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: requerimientos nutricionales y dietas en las fases larvarias y reproductivas. Centros de producción de crías y de mejoramiento genético de la especie.

Antecedentes de la actividad acuícola

En la década de los setenta y ochenta, se dio un gran impulso a la investigación y fomento de especies nativas.

vas, entre las cuales está la cachama blanca *Piaractus brachypomus*. Esta especie de aguas cálidas ha logrado una gran aceptación en programas piscícolas, y a la fecha el país cuenta con la tecnología para la producción masiva de sus alevines y adecuados conocimientos para atender proyectos piscícolas de carácter intensivo, semi-intensivo y extensivo. Su cultivo se ha considerado principalmente para la producción de crías debido a dos aspectos fundamentales; el repoblamiento de cuerpos de agua sobreexplotados por las actividades pesqueras y las destinadas a la obtención de proteína para seguridad alimentaria. Actualmente, la producción anual de alevines es de 38 millones, siendo el departamento del Meta el mayor productor con un 71 %, seguido de Córdoba con un 26 %. En cuanto a producción de carne, en 1983 se obtuvieron 50 toneladas/año, mientras que en la actualidad se producen aproximadamente 1 700 toneladas/año. Se han hecho avances en la producción controlada, pero aún deben mejorarse aspectos relacionados con su mejoramiento genético, nutrición, dietas artificiales y enfermedades.

Información biológica

Distribución geográfica: se distribuye por toda la cuenca del río Orinoco desde la confluencia del Guaviare hasta la confluencia con el Meta y el río Amazonas. Se distribuye también en Venezuela, Perú y Brasil.

Morfología: las características anatómicas principales de la especie son: color plateado, cabeza grande, cuer-

po en forma de globo, aletas dorsal, caudal y anal bien definidas. Además, presenta un par de aletas pectorales y un par de aletas pélvicas de color rojizo-naranja. Su dimorfismo sexual se aprecia solamente en épocas de reproducción, cuando la hembra presenta su abdomen abultado, blando y la papila genital roja.

Ciclo de vida: la cachama es un pez reófilo que se reproduce anualmente en la época coincidente con las primeras lluvias en los meses de mayo, junio y julio. Su madurez sexual se alcanza entre los 2 a 4 años y normalmente una hembra desova unos 100 000 óvulos por kg.

Hábitat: es un pez de agua dulce, que vive principalmente en ríos, pero en fases tempranas prefieren cuerpos de aguas lenticas.

Alimentación en medio natural: la cachama es omnívora por naturaleza, pero tendiente a ser frugívora, consume frutas que caen al agua, como guayaba, mango, jobo, guama, otras frutas blandas y algunos productos vegetales.

Cultivo

Biotecnología: completa.

Sistemas de cultivos: intensivos, semi-intensivo y extensivo.



Características de la zona de cultivo: estos cultivos se dan en zonas con disponibilidad de agua dulce con un promedio de temperatura de 26 °C. Generalmente se cultivan en estanques de tierra.

Artes de cultivo: para la infraestructura de levante y engorde se utilizan estanques rústicos, estanques de concreto, estanques de geomembrana, estanques prefabricados y jaulas flotantes, este último para cultivos super-intensivos.

Flujo de agua promedio para el cultivo: para cultivos extensivos y semi-intensivos se recomienda entre 5 a 15 % de recambio de agua semanal para la etapa de alevinaje y engorde, y mínimo del 30 % de recambio de agua diario en cultivos intensivos.

Densidad de siembra: la cantidad de peces a sembrar depende del tipo de estanque, alimentación, tasa de recambio, oxígeno disuelto y en general de la calidad de agua del estanque o sitio de cultivo. La cantidad de peces en el estanque se encuentra en íntima relación con el peso individual de los peces, así como las condiciones de manejo que se proporcionan. En sistema semi-intensivo se recomienda una densidad máxima 2 a 4 peces/m², en sistema intensivo se siembra de 5 a 15 peces/m².

Tamaño del organismo para siembra: se siembran alevinos de 1 a 4 g, con una longitud total de 2.5 a 5.0 cm para cultivos intensivos, semi-intensivo y extensivo.

Porcentaje de sobrevivencia: 90 – 98 % en cultivo controlado.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: 4 - 6 meses.

Peso promedio de cosecha: 300 a 500g.

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: laboratorios de producción ubicados en Meta, Santander, Córdoba, Atlántico, Tolima, Caquetá, Antioquia y Valle.

Alimento

Se usa alimento comercial (empleado para tilapia, tipo Mojarrá 20, 24, 30 y 40), dependiendo de la fase de crecimiento se varía el nivel de proteína de este. Se recomienda que durante el primer mes se alimente 3 veces por día, 2 veces por día durante el segundo mes y en adelante se suministre una o dos veces por día, iniciando a una tasa del 10 % de su biomasa y finalizando a una tasa del 1.7 %.

Sanidad y manejo acuícola

La cachama blanca tiene una alta tasa de supervivencia, esto además de atribuirse al buen manejo en los cultivos, se debe a la baja incidencia de enfermedades y parásitos. Sin embargo, en el país se han presentado algunos casos



de *Flavobacterium columnaris* (principalmente en alevinos), y en adultos de *Fusarium* sp., *Aspergillus* sp., *Pencillium* sp., *Mucor* sp., *Cándidas* sp., *Dactylogirius* sp., *Myxosporidios*.

Parámetros fisicoquímicos

Parámetro	Rango
Temperatura	25 – 28 °C
pH	6.0 – 7.5
Oxígeno disuelto	4.5 mg/l
Dureza	35 - 200 mg/l de CaCO ₃

Buenas prácticas de manejo

Algunos puntos importantes para las buenas prácticas de manejo en las granjas son: a) uso de huevos y crías certificados conforme a la legislación vigente, b) mantener densidades de siembra adecuadas, considerando la edad y talla de los peces, la capacidad de carga de la granja, la biomasa y talla esperada al momento de la cosecha, c) mantener a los organismos con una oxigenación mayor a los 5.5 mg/l, d) mantener los estanques limpios para facilitar la oxigenación, e) debe existir un suministro de agua limpia con adecuada presión, f) se deben seguir las normas para uso de animales y eliminación de peces muertos o enfermos, g) permanentemente el material empleado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado para evitar contaminación entre los diferentes organismos, h) control óptimo de la alimentación y el horario en el que éste

se suministre para evitar pérdidas y disminuir contaminación, i) ubicar tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades, j) monitorear mensualmente la calidad del agua del cultivo y k) prohibir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, para evitar una fuente de infección para los peces.

Impacto ambiental

Un aspecto importante que se debe de cuidar y vigilar en la actividad acuícola son las descargas de agua provenientes de este sector. El decreto 1594/84 del capítulo 6, trata de esta temática. La Resolución 2424 de 2009 menciona: “Por la cual se establecen normas de ordenamiento para administrar la actividad de la acuicultura en el país, que permita minimizar los riesgos de escape de especímenes de especies exóticas de peces a cuerpos de agua naturales o artificiales y se dictan otras disposiciones”. La Resolución 020186 de 2016: “Por medio de la cual se establecen las condiciones sanitarias y de bioseguridad en la producción primaria de animales acuáticos, para obtener el certificado como Establecimiento de Acuicultura Bioseguro”.

Mercado

Presentación del producto: entera fresca eviscerada y entera, congelada, eviscerada.



Normatividad

Ley o norma	Año
Resolución 2879. "Por la cual se establecen los requisitos que deben cumplir los establecimientos dedicados a la acuicultura en el país para minimizar los riesgos de escape de especímenes de recursos pesqueros ícticos de especies exóticas, domesticadas y/o trasplantadas y de camarón marino a cuerpos de agua naturales o artificiales".	2017
Permiso para el desarrollo de la Acuicultura. Resolución 601 de 2012.	2012
Estatuto General de Pesca. Ley 13 de 1990. https://redjusticiaambientalcolombia.files.wordpress.com/2014/06/ley-13_90.pdf .	1990
Bienestar Animal. Ley 84 DE 1989. Estatuto Nacional de Protección de los Animales.	1989
Código de comercio de Colombia; Ley 57 de 1887; Ley 153 de 1887.	1971
Permiso de uso de agua continental. http://www.minambiente.gov.co/images/GestionIntegraldelRecursoHidrico/pdf/normativa/Decreto_1541_de_1978.pdf .	

Precios del producto: los precios varían localmente entre \$4 000 y \$7 000 (MXN) por kilogramo, dependiendo de la temporada (1 USD = 2 990 pesos colombianos, valores para XII-2018).

Talla promedio de presentación: 300 a 500 g.

Mercado del producto: la comercialización se ha enfocado principalmente a mercados regionales y locales.

Puntos de venta: se comercializa a pie de granja, mercados locales y regionales, así como grandes superficies y restaurantes y lugares turísticos.

Información y trámites

- Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca
<http://www.aunap.gov.co/>
- Ministerio de Agricultura
<https://www.minagricultura.gov.co/Normatividad>
- Instituto Colombiano Agropecuario (ICA)
<https://www.ica.gov.co>

Investigación y biotecnología

Genética: desarrollos de programas de Mejoramiento Genético (estudios de heredabilidad y desempeño fenotípico).

Nutrición: desarrollo de dietas que cubran los requerimientos nutricionales en las diferentes etapas del cultivo.

Sanidad: iniciar estudios epidemiológicos y de técnicas para el diagnóstico de enfermedades. Monitoreo y prevención permanente ante posibles patógenos.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Comercialización: estandarizar la puesta en marcha sobre normas HACCP (Análisis de Riesgo y Control de Puntos Críticos ARCP -HACCP por sus siglas en inglés).

Manejo: mejorar técnicas de manejo, cosecha y poscosecha.

Tecnología de alimentos: desarrollar productos con valor agregado y nuevas presentaciones.

Ecología: desarrollar o profundizar en los estudios de impacto ambiental provocado por el cultivo de la especie. Desarrollar estudios relacionados con calidad de la carne vs. metales pesados.

Estadísticas de producción

Departamento	Producción (ton/año)
Atlántico	33.25
Casanare	30.48
Córdoba	399.5
Huila	32.7
Meta	1 164.2
Tolima	35.5
Total	1 695.63

Fuente: <http://sepec.aunap.gov.co/InformesAcuicultura/ProduccionAnual>.



2.15. *Pseudoplatystoma punctifer* (doncella) Perú



Christian Fernández-Méndez¹, Diana Castro-Ruiz¹, María J. Darias²

Figura 1
Regiones con cultivo experimental.



Nombre común: doncella, zúngaro.

Nombre científico: *Pseudoplatystoma punctifer*. (Castelnau, 1855).

Nivel de dominio de biotecnología: incompleta o parcial.

Origen: nativo de la Cuenca del río Amazonas en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela.

Estatus del cultivo: ninguno.

Mercado: regional.

Limitaciones técnico-biológicas de la actividad: ausencia de centros de producción de alevinos. Falta de experimentación en la fase de engorde.

Antecedentes de la actividad acuícola

Desde 1999, el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) viene investigando la reproducción inducida y el desarrollo embrionario y larval de la doncella. A partir del 2004, en el marco de una alianza entre el IIAP y el Instituto francés de Investigación para el Desarrollo (IRD), se han realizado estudios en los que se ha abordado tanto el cultivo en cautiverio como el estudio de sus poblaciones naturales.

¹ Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Dirección de Investigación en Ecosistemas Acuáticos Amazónicos (AQUAREC), Iquitos, Perú; ²MARBEC, Univ Montpellier, CNRS, Ifremer, IRD, Montpellier, Francia.

Estos estudios incluyen la optimización de la producción de alevinos por inducción hormonal, aspectos relacionados con el canibalismo durante la fase larvaria, efectos maternos y paternos sobre la tasa de eclosión, variaciones de crecimiento larval y nutrición durante las primeras etapas de vida. Respecto a esta última, se ha investigado en particular las capacidades digestivas de larvas y juveniles tempranos mediante el estudio de la ontogenia del sistema digestivo a nivel histológico, enzimático y molecular, así como las necesidades nutricionales en macronutrientes y ácidos grasos durante las primeras etapas de vida y distintos protocolos de adaptación al alimento balanceado (destete). Los conocimientos generados han permitido adelantar el tiempo de destete, mejorar notablemente el crecimiento y la supervivencia y reducir el canibalismo. Actualmente existe mucho interés por cultivar esta especie y algunas instituciones como el IIAP cuentan con tecnología de producción de alevinos. Sin embargo, la tecnología de cultivo para los siguientes estadios no ha sido desarrollada y sólo se han realizado algunos ensayos experimentales que requieren ser validados en sistemas de cultivo tradicionales como los estanques de tierra.

Información biológica

Distribución geográfica: la distribución conocida del género *Pseudoplatystoma* incluye las cuencas hidrográficas principales de América del Sur: Paraná, Amazonas, Orinoco, San Francisco, Magdalena, Rupununi, Esequibo y Suriname. Según la última revisión taxonómica

realizada en 2007, el área de distribución de *P. punctifer* es la cuenca Amazónica. Sin embargo, estudios posteriores a nivel genético y morfológico plantean dudas sobre la correcta clasificación de las 8 especies que actualmente componen este género.

Morfología: presenta una cabeza con bordes laterales casi rectos, fontanela (ranura que pasa entre los ojos) relativamente corta y superficial, no alcanzando la mitad de la distancia entre el ojo y el borde posterior del opérculo. La región anterior de la cabeza es puntiaguda y más ancha en la parte dorsal. La región lateral del cuerpo presenta bandas rectas. La parte posterior de la aleta dorsal decrece gradualmente en relación con la aleta adiposa y caudal. Presenta una pigmentación oscura en la región dorso-lateral extendiéndose a la línea lateral. La línea ventral a lateral es pálida variando de blanco a amarillo. Asimismo, también presenta un patrón de líneas verticales negras adjuntas a líneas verticales blancas y cortas que no se conectan a través de la región dorsal con las líneas del lado opuesto del cuerpo. Tiene una longitud máxima de 1.4 m con un peso de alrededor de 20 kg.

Ciclo de vida: es una especie migratoria cuya reproducción ocurre entre noviembre y abril, con un pico máximo en febrero, que está ligada al ciclo hidrológico del río Amazonas. El periodo de maduración y desove tiene lugar durante el periodo de aguas altas.

Hábitat: esta especie está muy extendida en el bajo Amazonas, pero rara o ausente en los estuarios. Se



encuentra en la cabecera de todos los tipos de ríos, en la cabecera de todos los tipos de ríos, en los canales, en los planos de inundación y a lo largo de los arroyos de la selva lluviosa, tanto en aguas corrientes como tranquilas.

Alimentación en medio natural: se considera que las especies del género *Pseudoplatystoma* se alimentan durante la noche y presentan actividad crepuscular y seminocturna. Es un depredador activo, que busca su presa desplazándose y percibiendo el entorno gracias a sus largos barbillones. La alimentación se compone predominantemente de cardúmenes de caraciformes como *Prochilodus nigricans*.

Cultivo

Biotecnología: incompleta, en proceso de estandarización.

Sistemas de cultivo: en Perú, el cultivo de esta especie se limita a condiciones experimentales. El cultivo larvario se realiza en tanques de concreto o de fibra de vidrio en sistemas de recirculación de agua (RAS). También se ha realizado el cultivo larvario y el pre-engorde (61 a 224 g) en sistemas multitróficos (RAS con microalgas y peces detritívoros y zooplanctívoros). El alevinaje y el engorde se pueden hacer en estanques de tierra o en RAS con tanques de fibra de vidrio o geomenbrana de mayor dimensión.

Características de la zona de cultivo: esta especie se cultiva en agua dulce y con temperaturas tropicales (26-30 °C).

Reproducción: la reproducción se realiza por inducción hormonal. Los machos son elegidos si expulsan semen tras una ligera presión en el abdomen y las hembras por canulación intraovárica para evaluar el estado de madurez de los ovocitos. Los inductores hormonales más usados son la hipófisis de carpa (hembras 5 mg/kg; machos 1 mg/kg) o Conceptal® (hembras 2.6 ml/kg; machos 1 ml/kg). La inoculación del inductor hormonal se realiza vía intraperitoneal o intramuscular con hipófisis de carpa (hembras dos dosis 10 %:90 %, machos una dosis) y Conceptal® en dos dosis (hembras 10 %:90 % y machos 50 %:50 %) en un intervalo de 12 horas.

Artes de cultivo: la incubación de los huevos fertilizados se realiza en incubadoras de flujo ascendente tipo Woynarovich. La eclosión ocurre entre las 18 y 22 horas (28 °C) y las larvas miden alrededor de 3 mm de longitud total. En experimentación, las larvas son transferidas a los 4 días post fertilización (dpf) a un sistema RAS donde son cultivadas en oscuridad total. En 30-40 días pueden alcanzar 4-5 cm de longitud total. En Brasil el cultivo de otras especies de este género y, especialmente, de híbridos interespecíficos e intergenéricos (con *Leiarius marmoratus* o *Phractocephalus hemiolopterus*) está más extendido y las post larvas también son cultivadas en estanques de tierra fertilizados a partir de los 13 dpf (13-15 mm) hasta los 4-5 cm de longitud total.



Posteriormente los juveniles son cultivados en tanques en sistema abierto hasta los 11-13 cm de longitud para ser vendidos para el engorde, que es realizado en estanques de tierra, jaulas flotantes o raceways.

Flujo de agua promedio para el cultivo: el flujo de agua en la larvicultura en sistemas RAS es de 0.2 L/min. En el engorde experimental en sistemas RAS se usa un flujo de 6 L/min. En estanques de tierra se usa un sistema estático con recambio de agua en función de las precipitaciones.

Densidad de crianza: en el cultivo larval larval se han usado con éxito densidades iniciales de 30-50 larvas/L. Para la fase de pre engorde se usa una densidad de 50 peces/m² en sistemas RAS. No existen datos específicos para la etapa de engorde en Perú.

Tamaño del organismo para el cultivo: se recomienda el uso de individuos por encima de los 10 cm de longitud total adaptados al consumo de alimento balanceado extruido.

Porcentaje de supervivencia: en sistemas controlados se ha llegado a obtener una supervivencia del 88 % durante la fase larvaria (hasta 12 dpf) y del 36 % a 26 dpf con una incidencia de canibalismo del 1 al 2.5 %, si bien estos valores varían considerablemente en función del alimento utilizado en el destete. En la etapa de pre engorde a nivel experimental la supervivencia es del 100 %.

Tiempo promedio de ciclo de cultivo: un año y medio (proyección).

Peso promedio de cosecha: 1.5 kg (proyección).

Pie de cría

Origen: nacional.

Procedencia: centros de investigación que producen para experimentación.

Laboratorios en el país: no existen instituciones públicas o privadas que realicen reproducciones controladas o asistidas con fines comerciales.

Alimento

En ambientes controlados, comienza a 4 dpf con nauplios de Artemia y el destete puede realizarse a partir de 13 dpf (durante 3 días) con dietas balanceadas. Los mejores resultados a nivel de crecimiento, supervivencia, incidencia de canibalismo y fisiología digestiva se han obtenido con 45 % de proteína y 15 % de lípidos con proteína hidrolizada y fosfolípidos. La frecuencia debe ser de 5 veces al día. Durante el pre engorde se les brinda, dos a tres veces por día alimento para peces carnívoros (40 % de proteína bruta), debido a que en Perú no existe alimento comercial específico para esta especie. Los reproductores consumen peces vivos y alimento balanceado (40 % de proteína bruta) dos veces al día.



Parámetros físico-químicos

Parámetros	Valores óptimos
Temperatura (°C)	~ 27.0
OD (mg/L)	> 6.0
Amonio (mg/L)	< 0.2
pH	~ 7.0
Nitritos	< 0.3

Sanidad y manejo acuícola

Importancia de la sanidad acuícola: la prevención de las enfermedades es el mejor elemento de control y juega un papel importante en el cultivo larval, que son propensos a enfermedades bacterianas y fúngicas en altas densidades de cultivo. El uso de agua tratada previamente evita el ingreso de organismos patógenos al sistema de cultivo reduciendo la probabilidad de enfermedades en los peces.

Enfermedades reportadas: los mayores problemas de enfermedades en la etapa larval y alevinaje están asociados a *Pseudomonas* sp. Con respecto a la fauna parásitaria, diferentes grupos de parásitos han sido reportados como protozoarios, metazoarios, monogenóideos y cestodos. En reproductores se han reportado infestaciones del parásito externo branchiuro *Dolops discoidalis*.

Buenas prácticas de manejo: las buenas prácticas en el manejo del cultivo de esta especie deben garantizar la inocuidad del agua de cultivo, adecuados niveles de los parámetros físico-químicos, alimentos adecuados y certificados sanitariamente, materiales desinfectados, adecuada manipulación de los peces y seguimiento estricto de los protocolos de cultivo. Estas medidas garantizan que el cultivo se realice en las condiciones adecuadas para los peces y los operarios

Impacto ambiental

No existen todavía estudios, indicadores o sospechas específicas sobre el cultivo de doncella relacionados con impactos ambientales debido a que en Perú no se realiza el engorde a nivel comercial.

Mercado

Presentación del producto: entero fresco eviscerado, entero congelado eviscerado, filete fresco, filete ahumado y algunos productos procesados. Al no existir producción acuícola en Perú, todo procede del medio natural.

Precios del producto (M.N.): los precios de pescado proveniente de la pesca varían entre USD 5.00 y 7.00/kg de filete fresco.

Talla media de presentación: 70 – 90 cm.



Mercado del producto: la comercialización de esta especie proveniente de la pesca se ha enfocado principalmente en los mercados regionales de las ciudades amazónicas (Iquitos, Pucallpa, Puerto Maldonado).

Puntos de venta: se comercializa en mercados populares o puertos pesqueros. También se encuentra en restaurantes.

Información y trámites

www.produce.gob.pe

www.iiap.gob.pe

www.minam.gob.pe

Normatividad

Ley o norma	Fecha
Ley general de acuicultura	D.S. 003-2016
Ley de promoción y desarrollo de la acuicultura	D.S. 014-2017

Directrices para la actividad

Premisa: generar un producto sano y seguro, en una forma ambiental y socialmente aceptable, con el objetivo de lograr un desarrollo integral del cultivo de la doncella, generando las directrices técnicas y los lineamientos estratégicos. Para ello se sugiere trabajar con los siguientes conceptos:

- Desarrollar alimentos que cumplan con los requerimientos nutricionales para la especie durante todo su ciclo de vida.
- Realizar cultivos experimentales en diferentes sistemas de cultivo (RAS, jaulas, estanques de tierra) a escala piloto para determinar los costos de producción.
- Reducir los problemas de enfermedades bacterianas y fúngicas en la fase juvenil, que genera serios problemas de mortalidad. Además, generar protocolos de tratamiento con productos naturales eficaces.
- Promover el cultivo de doncella como nueva especie con potencial acuícola.

Investigación y biotecnología

Genética: realizar un mejoramiento genético de las progenies obtenidas.

Nutrición: desarrollar un alimento específico que cubra los requerimientos nutricionales y de palatabilidad en las diferentes fases de cultivo.



Sanidad: identificar y prevenir las causas de las bacteriosis y fungosis en los juveniles.

Comercialización: promover las buenas prácticas acuícolas durante el cultivo que garanticen el bienestar de los peces y una mejor calidad de la carne.

Manejo: impulsar el desarrollo de sistemas de recirculación de agua (RAS) de bajo coste, especialmente para la larvicultura. Desarrollar protocolos de engorde en diferentes sistemas de cultivo.

Tecnología alimentaria: crear nuevos productos procesados generando formas más atractivas de presentación del pescado para el mercado consumidor nacional.

Ecología: evaluación del impacto ambiental causado por la sobre pesca de esta especie en los ríos de la Amazonía peruana.



2.16. *Pterophyllum scalare* (escalar) Colombia



Adriana Rodríguez Ferero ¹

Generalidades

Nombres comunes: pez ángel, escalar común, escalar de velo y angelfish.

Nombre científico: *Pterophyllum scalare* (Schultze, 1823).

Nivel de dominio de biotecnología: mediano. Existen vacíos en el levante y la nutrición de esta especie. No existe un alimento concentrado acorde con sus requerimientos nutricionales.

Origen: nativa de América del Sur - Colombia.

Estado de cultivo: su tecnología de cultivo se encuentra desarrollada a nivel básico. En la actualidad se desarrolla empíricamente en pequeñas granjas, sin embargo, más del 50 % de la producción es extraída del medio natural.

Mercado: local, regional, nacional e internacional.

Lugares de mayor producción: Antioquia, Cundinamarca, Meta, Tolima y Valle.

Limitantes técnico-biológicas de la actividad: no existen dietas artificiales adecuadas para la especie.

Su reproducción ocurre de manera natural y no hay un control de la misma.

Antecedentes de la actividad acuícola

La producción de esta especie viene dada desde la década de los 70, no obstante, más del 80 % de la producción provenía de individuos capturados del medio natural para su exportación principalmente hacia Estados Unidos, Europa, Centro América y Asia, debido a que, en el país, a diferencia de los países europeos, no se ha dado la transición de individuos salvajes a

¹ Universidad de Magdalena.



líneas o variedades producidas en cautiverio. Este es el tercer pez ornamental mayormente exportado en el país, generando importantes ingresos y aportando económicamente a comunidades que dependen de esta actividad. En la actualidad existen pequeñas granjas que se dedican a su cultivo, sin embargo, la extracción del recurso sigue siendo superior.

Información biológica

Distribución: América del Sur y cuenca del río Amazonas, en Perú, Colombia y Brasil, a lo largo de los ríos Ucayali, Solimões y Amazonas; ríos de Amapá (Brasil), Río Oyapock en la Guayana Francesa; Río Essequibo en Guyana. En Colombia se encuentra en el Amazonas, Putumayo, Caquetá y Guaviare.

Morfología: cuerpo comprimido y en forma de disco; Los radios espinosos dorsal y anal aumentan en longitud desde la parte anterior a la parte posterior de la aleta. Primeros radios ramificados también muy largos; altura del cuerpo en el nivel de la aleta anal 1.07 a 1.29 veces en longitud estándar. Poseen una variada coloración, desde blanco, mármol, café, plateados, negros. Boca terminal, protráctil con dientes cónicos localizados en las dos maxilas.

Ciclo de vida

Habitat: es posible encontrarlos en zonas de desembocadura de afluentes menores a los grandes ríos en zonas

con poca profundidad y abundante vegetación, provistas por árboles y plantas que crecen en los troncos sumergidos.

Alimentación en el medio natural: esta es una especie omnívora que generalmente en su medio natural se alimenta de presas vivas y en ocasiones de la vegetación disponible en el medio.

Cultivo

Biotecnología: incompleta, en proceso de estandarización. Reproducción y puestas naturales.

Sistemas de cultivos: semiintensivo, intensivo.

Características de la zona de cultivo: selección de parejas: la producción de la especie en cautiverio es relativamente compleja, debido a que se requiere del establecimiento de parejas aptas para la reproducción. Se necesita un lote de 12 a 14 ejemplares para que puedan formar parejas. Este proceso suele tardar varias semanas incluso meses dependiendo de los parámetros fisicoquímicos. Se deben monitorear constantemente a los machos adultos ya que estos son muy agresivos y muchas veces suelen causarse graves lesiones entre ellos. A su vez, es necesario mantener una estricta alimentación, de calidad, consistente en alimento vivo y dietas comerciales, ya que este factor juega un papel fundamental en la frecuencia de reproducción de los individuos y la calidad de su puesta.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Para que se haga efectiva la reproducción es necesario mantener los parámetros adecuados establecidos para esta especie, y revisar el pH del agua, esencial para su reproducción y puesta. De igual forma se recomienda introducir un objeto (vidrio, tubo de PVC, ladrillo), de forma vertical para que estos puedan hacer la puesta de los huevos allí.

Larvicultura y alevinaje: esta especie hace cuidado parental, sin embargo, en algunos casos es necesario retirar a los adultos ya que estos pueden comerse a sus propias crías por lo que se sugiere monitorear permanentemente el cultivo. Las larvas recién eclosionadas dependen de su saco vitelino para nutrirse, proceso que dura 3 o 4 días, luego de esto se les debe suministrar alimento vivo. Para ello se debe establecer previamente un plan de alimentación superior a 5 días y que esté basado en los cultivos auxiliares (rotíferos, copépodos o artemias), que garanticen la supervivencia y crecimiento adecuado de los peces. En esta fase del cultivo también son monitoreados los parámetros de calidad de agua ya que las larvas son muy sensibles a cualquier cambio.

Levante: esta etapa se desarrolla en acuarios, piletas, o estanques, y su implementación va a depender de la disponibilidad del acuicultor. Usualmente el crecimiento será más acelerado en estanques.

Sistemas de cultivo: acuarios, tanques (cemento o tierra), estanques o piletas.

Tiempo de cultivo: estos ejemplares para alcanzar una edad adulta pueden tardar entre 5 y 7 meses. Esto dependerá de las condiciones del cultivo.

Tamaño del individuo para comercialización: estos individuos suelen comercializarse con un tamaño promedio que va desde los 3 cm en adelante.

Pie de cría

Origen: de empresa privada nacional y del medio natural (Orinoquía y Amazonía).

Procedencia: cultivos o medio natural.

Laboratorios en el país: laboratorios de acuicultura de Universidades como la Nacional de Colombia, de Córdoba, del Magdalena, entre otras.

Parámetros físico-químicos

Parámetro	Rango
Temperatura	25 – 30 °C
pH	4.0 – 6.0
Oxígeno disuelto	5 - 6 mg/l
Dureza	35 - 80 mg/l de CaCO ₃

Sanidad y manejo acuícola

El cultivo de peces al igual que todos los cultivos acuáticos está expuesto a riesgos sanitarios por la presencia de



patógenos, por lo que hay que estar preparados para proteger las producciones e inversiones realizadas. Es por eso que existe la necesidad de conocer los procedimientos adecuados para prevenir, actuar y controlar las posibles enfermedades que afecten la producción.

Enfermedades reportadas: se han reportado varias enfermedades en estos individuos que son frecuentes en peces de ornato en las cuales se encuentra hidropesía, *Ichthyophthirius* (punto blanco), *Saprolegnia* (hongo), Cestoda, entre otras.

Buenas prácticas de manejo

- a) Se deben estandarizar los registros de producción en todas las fases, de enfermedades o patologías presentadas y registros de calidad del agua.
- b) Se debe realizar un seguimiento para implementar buenas prácticas de manejo de los tanques y estanques utilizados, su preparación, encalado, fertilización.
- c) Se deben tener registros de los lugares de donde provienen los alevinos comprados para evitar o registrar posibles riesgos de consanguinidad y asegurar la calidad del pez.
- d) Implementar sistemas de tratamientos para las aguas residuales.
- e) Implementar y estandarizar el manejo de subproductos y desechos.
- f) Se deben seguir las normas para uso de animales y

- eliminación de peces muertos o enfermos.
- g) El material empleado durante el proceso de cultivo deberá ser desinfectado permanentemente para evitar contaminación entre los diferentes organismos.
- h) Realizar un control óptimo de la alimentación y el horario en el que éste se suministre para evitar pérdidas y disminuir contaminación.
- i) Ubicar tapetes sanitarios en todas las entradas posibles del área de producción para prevenir enfermedades,
- j) Monitorear mensualmente la calidad del agua del cultivo.
- k) Prohibir la entrada y permanencia de animales domésticos en las instalaciones del centro acuícola, para evitar una fuente de infección para los peces.



Mercado

Presentación del producto: ejemplar vivo.

Precios del producto: estos suelen variar y depende del tamaño de comercialización, variedad y color, se pueden encontrar desde 2 USD hasta 20 USD.

Mercado del producto: a nivel nacional en Colombia en los mercados locales y regionales. Estados Unidos, Europa, Asia, Centro América y algunos países suramericanos.

Puntos de venta: granjas, tiendas de acuaristas, mercados locales y regionales.

Investigación

Son pocos los estudios relacionados con la especie, si bien se han descrito algunos enfocándose en la producción en cautiverio. Es necesario entablar investigaciones enfocadas en los requerimientos nutricionales durante los primeros estadios larvarios, dietas para la fase de reproducción y fortalecimiento del conocimiento de la biología reproductiva e investigaciones enfocada en aspectos fisiológicos y de reproducción inducida que puedan contribuir al mejoramiento en la producción de la especie.

Normatividad para la actividad

Ley o norma	Año
Resolución 064 de 2016 del ICA, establece requisitos para obtener el registro pecuario de los establecimientos de Acuicultura.	2016
Resolución 1924 de la AUNAP, autoriza peces ornamentales aprovechables comercialmente y autoriza el cultivo y la comercialización de algunas especies de peces ornamentales no nativas que son cultivadas para acuariofilia.	2015
Resolución 1924 de la AUNAP, autoriza peces ornamentales aprovechables comercialmente y autoriza el cultivo y la comercialización de algunas especies de peces ornamentales no nativas que son cultivadas para acuariofilia.	2014
Resolución 602, que establece el valor de tasas y derechos para el ejercicio de la pesca y la acuicultura.	2012
Resolución 2424 del INCODER, establece normas de ordenamiento que permitan minimizar los riesgos de escape de especies exóticas de peces a medios naturales o artificiales.	2009



REFERENCIAS

Especies marinas

1.1. *Argyrosomus regius*

(corvina)
España

Duncan, N., Estévez, A., Fernandez, H., Gairin, I., Hernández, C., Roo, J., Schuchardt, D. y Vallés, R. (2013). Aquaculture production of meagre (*Argyrosomus regius*): hatchery techniques, ongrowing and market. In Advances in Aquaculture Hatchery Technology. G. Allan & G. Burnell Eds. (pp. 519-541). Cambridge UK, Woodhead Publishing Limited.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2013). The State of the world fisheries and aquaculture. Rome, Italy: FAO, Fisheries and Aquaculture Department.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2016). FAO Yearbook of Fishery and Aquaculture Statistics. http://www.fao.org/fishery/static/Yearbook/YB2016_USBcard/index.htm

Hernández, M., López, M., Álvarez, A., Fernandini, E., García, B. y Garrido, M. (2009). Sensory, physical, chemical and microbiological changes in aquacultured meagre (*Argyrosomus regius*) fillets during ice storage. Food Chemistry, 114, 237-245.

Monfort, M. (2010). Present market situation and prospects of meagre (*Argyrosomus regius*) as an emerging species in Mediterranean aquaculture. Studies and Reviews, 89. Rome, Italy: General Fisheries Commission for the Mediterranean, FAO.

Poli, B., Parisi, G., Zampacavallo, G., Lurzan, F., Mercatti, M. y Lupi, P. (2003). Preliminary results on quality and quality changes in reared meagre (*Argyrosomus regius*): body and fillet traits and freshness changes in refrigerated commercial size Fish. Aquaculture International, 11, 301-311.

1.2. *Centropomus medius*

(robalo aleta prieta)
México

Rivas, L. (1986). Systematic review of the perciform fishes of the genus *Centropomus*. Copeia, 3, 579-611.

Maldonado, M., Gracia, V., Carrillo, M. y Hernández, A. (2005). Stage of gonad development during the reproductive cycle of the blackfin snook, *Centropomus medius* Günther. Aquaculture Research, 36, 554-563.

Evans, D. (1993). Storage products. En: The Physiology of Fishes. D. H. Evans (ed.), CRC Press, Boca Raton. (pp. 68-78).

Fishbase (<https://www.fishbase.de/summary/6429>), (Consultada el 10 de octubre de 2022).

1.3. *Centropomus viridis*

(robalo blanco)
México

Allen, G. y Robertson, D. (1998). Peces del Pacífico Oriental Tropical. 2da. Ed. México. CEMEX, S.A. de C.V., Agrupación Sierra Madre, S.C. y CONABIO.

Álvarez, L. y Tsuzuki, M. (2008). A review of methods for *Centropomus* spp. (snooks) aquaculture and recommendations for the establishment of their culture in Latin America. Aquaculture Research, 39, 684-700.

Castro, J. (1978). Catálogo sistemático de los peces marinos que penetran a las aguas continentales de México, etc. Inst. Nacional de Pesca, Ser. Cient, 1(1), 298.

Ibarra, L., Navarro, J., Sánchez, J., Martínez, J., Ochoa, L. y Rojo, Á. (2017). Hatchery Production of Pacific White Snook at CIAD-Unity Mazatlán, México. WORLD AQUACULTURE.

Labastida, A., Núñez, A. y Oviedo, J. (2013). Aspectos biológicos del robalo hocicudo *Centropomus viridis*, en el sistema lagunar Chantuto-Panzacola, Chiapas, México, 21(2), 21-28.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Lockington, W. (1877) Notes on California fishes. Proc. California. Acad. Sci. 7, 108-110.
- Martínez, O. (2004). Manual de la Pesca Blanca, White Fish, Handbook, 45 especies de interés comercial. ASO EXPEBLA (Asociación de Exportadores de Pesca Blanca del Ecuador). 2da Edición. (pp. 115-120). Ed. ASOEXPEBLA.
- Noffs, A., Tachibana, L., Santos, A. y Ranzani, M. (2015). Common snook fed in alternate and continuous regimens with diet supplemented with *Bacillus subtilis* probiotic. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 50, 267-272.
- Perera, M., Mendoza, M. y Páramo, S. (2008). Dinámica reproductiva y poblacional del róbalo, *Centropomus undecimalis* (Perciformes: Centropomidae), en Barra San Pedro, Centla, México. Universidad y Ciencia, 24(1), 49-59.
- Reyes, R., Ramos, D., Fraga, I., Galindo, J. y Ortega, N. (2004). Creación de un banco de progenitores de Róbalo *Centropomus undecimalis*, Bloch. Evaluación de alimentos artificiales. Comunicación Científica CIVA 2004, 814-820.
- Rivas, L. (1986). Systematic Review of the Perciform fishes of the genus *Centropomus*. American society of ichthyologists and herpetologists (ASIH), 3(4), 579-611.
- Rubio, E., Loaiza, J. y Moreno, C. (2006). Departamento de Biología, Universidad del Valle, Cali (Colombia). Crecimiento de dos especies de Róbalos (*Centropomus viridis* y *Centropomus armatus*) utilizando jaulas flotantes en zonas estuarinas de la Bahía de Buenaventura (Colombia). Informe interno, 6-88.
- 1.4. *Cilus gilberti*
(corvina)
Chile**
- Álvarez, C., Jerez, I., Cárcamo, C., Toledo, P., Flores, H. y Brokordt, K. (2020). Growth performance, physiological responses to hypoxia and flesh quality of Chilean croaker (*Cilus gilberti*) stocked at different densities. Aquaculture 525:735316. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735316>.
- Aqua. (2019). En el norte se siembran 46.000 juveniles de corvina (*Cilus gilberti*). <https://www.aqua.cl/2019/01/29/norte-chile-siembran-46-000-juveniles-corvina/#>
- Barraza, C. (2016). Indicadores productivos de juveniles de *Cilus gilberti* (Abbott 1889) cultivados en estanques. Memoria título Ingeniero en Acuicultura, Universidad Católica del Norte.
- Cárdenas, A. (2012). Biología y acuicultura de corvinas en el mundo. Revista Científica de la Sociedad Española de Acuicultura (Aquatic). 37, 1-13.
- Cárdenas, A. (2014). Acuicultura de Corvinas en el Mundo. Manual del Curso de Acuicultura de Corvina. Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera. Junta de Andalucía, 7-20.
- Chero, J., Iannacone, J., Cruces, C., Sáez, G. y Alvariño, L. (2014). Community of metazoan parasites of corvina drum *Cilus gilberti* (Abbott, 1899) (Perciformes: Sciaenidae) in the coastal zone of Chorrillos, Lima, Peru. Neotropical Helminthology, 8(1), 163-182.
- Chirinos, L. (2019). Determinación de la densidad de carga adecuada sobre la tasa de crecimiento y la tasa de supervivencia de la especie *Cilus gilberti* (corvina) en la etapa de pre-engorde en el Centro de Acuicultura Morro Sama del distrito de Sama las Yaras, provincia de Tacna. Región Tacna. Tesis Ingeniero Pesquero, Universidad San Agustín de Arequipa.
- Fernández, C. y Oyarzun, C. (2001). Trophic variations of the Chilean croake *Cilus gilberti* during the summer period 1997-98 (Perciformes, Sciaenidae). Journal of applied Ichthyology, 17(5), 227-233.
- Froese, R. y Pauly, D. (2019). FishBase. (www.fishbase.org).
- Fundación Chile. (2008). Desarrollo de la Tecnología de Engorda de juveniles de Corvina en Balsas jaula en la IV Región, Coquimbo. Boletín Informativo 1, 1-6.
- Fundación Chile. (2009). Desarrollo de la Tecnología de Engorda de juveniles de Corvina en Balsas jaula en la IV Región, Coquimbo. Boletín Informativo 1, 1-4.
- Fundación Chile. (2012). Programa Integrado para el Desarrollo Sustentable del Cultivo de Corvina (09PDAC-6912). Boletín informativo 1, 1-4.
- Fundación Chile. (2013). Programa Integrado para el Desarrollo Sustentable del Cultivo de Corvina (09PDAC-6912). Boletín informativo 2, 1-8.
- Fundación Chile. (2016). Programa Corvina. (<http://www.fch.cl>).



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Fundación Chile. (2020). Programa Corvina, comercialización de la primera cosecha en sistemas de recirculación. <https://fch.cl/noticias/programa-corpina-comienza-el-2020-con-la-comercializacion-de-la-primer-cosecha-en-sistemas-de-recirculacion/>.
- Garcías, F., Mendoza, R. y George, M. (2001). Variación entre años de las infracomunidades de parásitos metazoos de la corvina *Cilus gilberti* (Pisces: Sciaenidae) en Chile. Rev. Chil. Hist. Nat. 74, 833-840.
- Hormazabal, P. (2015). Metabolismo energético de larvas y postlarvas en corvina *Cilus gilberti*. Tesis Ingeniero en Acuicultura, Universidad Austral de Chile.
- Huaspa, V. (2019). Evaluación de diferentes Niveles de Lípidos totales en la dieta sobre el Crecimiento y Supervivencia de los Juveniles de Corvina (*Cilus gilberti*) en el Centro de Acuicultura Morro Sama del distrito de Sama las Yaras, provincia de Tacna, región Tacna. Tesis Ingeniero Pesquero, Universidad Nacional San Agustín de Arequipa.
- Medina, M., Vega, C. y Araya, A. (2004). Guía de peces marinos de la zona norte de chile. Universidad Arturo Prat. Departamento de Ciencias del Mar. Iquique, Chile. pp. 103.
- Méndez, S., Cruz, W., González, A., Espinosa, I. y Maquera, A. (2017). Captura de corvina y acondicionamiento en cautiverio de corvina *Cilus gilberti* en litoral del Illo y Tacna. Revista Mundo Científico, 01, 24-27.
- Oyarzún, C., Cortés, N., Chong, J., Arancibia, H., Landaeta, M. y Pinto, A. (1999). Estudio biológico pesquero de la corvina en la zona centro-sur. Departamento de Oceanografía, Universidad de Concepción, Chile.
- Oyarzún, C., Fernández, C., Landaeta, M. y Cortes, N. (2001). Ontogenetic and temporal fluctuations in feeding habits of the Chilean croaker *Cilus gilberti* (Perciformes, Sciaenidae) in southern Chile. Cahiers de biologie marine, 42(3), 295.
- Pavéz, O. (2019). Desarrollo Tecnológico del Cultivo a Pequeña Escala para Corvina (*Cilus gilberti*) en la Región de Atacama" Proyecto FIC-R Código BIP 30337272-0.
- Subsecretaría de Pesca y Acuicultura. (2009). Propuesta de Medida de Administración Para las Especies de Lenguado *Paralichthys spp.* y Corvina, *Cilus gilberti* a Nivel Nacional. Informe Técnico (R. Pesq.) N° 129-2009. Ministerio de Economía, Fomento y Reconstrucción. (www.subpesca.cl).
- Ramírez, P. (2017). Cultivo de la corvina chilena como alternativa productiva para la Región del Biobio. Tesis título Ingeniero Civil Industrial, Universidad Católica de la Santísima Concepción.
- Ramos, L. y Mamani, Z. (2018). Captura y acondicionamiento de reproductores de corvina *Cilus gilberti* en el centro de acuicultura Morro Sama-Tacna, Perú. Ciencia & Desarrollo, (22), 43-49.
- Ureta, M., Avalos, P. y Estrada, C. (2009). Desarrollo de la tecnología de engorda de juveniles de corvina (*Cilus gilberti*) en balsas jaula en la IV Región, Coquimbo. Seminario Final de Difusión. del Proyecto InnovaChile-CORFO 05CR11PPD-12.
- Vía OIV. (2015). Crecimiento y desarrollo larvario y postlarvario de Corvina (*Cilus gilberti*) en ambiente controlado. La temperatura y dieta como factores de estudio. Tesis Ingeniero Pesquero, Universidad Austral de Chile.
- ### 1.5. *Epinephelus quinquefasciatus* (mero guasa) Colombia
- Botero, J. y Ospina, J. (2003). Crecimiento y desempeño general de juveniles silvestres de mero guasa *Epinephelus itajara* mantenidos en jaulas flotantes bajo condiciones de cultivo. Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras, 32, 25 -36.
- Castellanos, G., Lina, P., Zapata, L. y Uribe, N. (2015). Peces del manglar del Pacífico Colombiano. WWF Colombia.
- Chapman, F., Gamboa, J., Torres, G. y García, L. (2015). First documentation of male sexual maturation in captivity of Pacific goliath grouper *Epinephelus quinquefasciatus*. Journal of Applied Aquaculture, 27, 182-184.
- Craig, M., Sadovy, Y. y Heemstra, P. (2001). Groupers of the world: a field and market guide. CRC Press.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2010). *Epinephelus coioides*. Cultures Aquatic Species Information Program.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- García, L. y Chapman, F. (2015). Posibilidad de cultivo del mero guasa del Pacífico *Epinephelus quinquefasciatus* en aguas de diferentes salinidades. Revista MVZ Córdoba, 20, 4488-4494.
- García, L., Palacios, D., Gamboa, J. y Chapman, F. (2015). Transitioning to a pelleted diet and compensatory growth of Pacific goliath grouper *Epinephelus quinquefasciatus* in captivity. Journal of Applied Aquaculture, 27, 124-131.
- Rimmer, M. y Glamuzina, B. (2019). A review of grouper (Serranidae: Epinepheline) aquaculture from a sustainability science perspective. Reviews in Aquaculture, 11, 58-87.
- Sadovy, Y., Craig, M., Bertoncini, A., Carpenter, K., Cheung, W., Choat, J., Cornish, A., Fennessy, S., Ferreira, B., Heemstra, P., Liu, M., Myers, R., Pollard, D., Rhodes, K., Rocha, L., Russell, B., Samoilys, M. y Sanciangco, J. (2013). Fishing groupers Towards extinction: a global assessment of threats and Extinction risks in a billion-dollar fishery. Fish and Fisheries, 14, 119-136.
- 1.6. *Genypterus chilensis*
(congrio colorado)
Chile**
- Aballai, M. (2017). Evaluación del efecto del estrés por manejo en la expresión de genes asociados a la inmunidad del congrio colorado (*Genypterus chilensis*) mediante RNA-seq. Tesis Magister en Biotecnología, Universidad Andrés Bello.
- Avilés, S. (1979). Congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot) Teleostomi, Perciformes, Ophidiidae. En: IFOP (ed). Estado actual de las principales pesquerías nacionales. Bases para un desarrollo pesquero. Tomo I, Peces 14: 1-13, CORFO, IFOP, Santiago.
- Córdova, V., Jilberto, F., Araneda, C., Magnolfi, P., Magnolfi, S., Díaz, A. y Lam, N. (2016) Caracterización genética de reproductores de congrio colorado para establecer su cultivo comercial en Chile. Journal of Basic & Applied Genetics 27(1). https://sag.org.ar/jbag/wp-content/uploads/2020/01/V.XXVIII_2016_SupplI_19092016.pdf.
- Córdova, V., Jilberto, F., Araneda, C., Magnolfi, P., Magnolfi, S., Díaz, A., Toledo, M. y Lam, N. (2017). Estudio de la diversidad genética de congrio colorado en Chile para establecer su cultivo comercial. Libro resúmenes XXXVII Congreso de Ciencias del Mar, Valparaíso, Chile.
- Córdova, V., Araneda, C., Jilberto, F., Magnolfi, P., Toledo, M. y Lam, N. (2019). Genetic diversity and population structure of *Genypterus chilensis*, a commercial benthic marine species of the South Pacific. Frontiers in Marine Science. Pp. 12.
- Chávez, R. y Oliva, M. (2011). *Philometra chilensis* (Nematoda, Philometridae) affects the fecundity of the red cusk-eel, *Genypterus chilensis* (Guichenot) (Pisces, Ophidiidae) in Chile. Acta Parasitologica, 56(2), pp. 236.
- Chirichigno, N. (1974). Clave para identificar los peces marinos del Perú. Informe, Instituto del Mar del Perú, 46, 1-109.
- Chong, J. y González, P. (2009). Ciclo reproductivo y talla mediade madurez del congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1881) en el litoral de Talcahuano, Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 44(1), 257-262.
- Chong, J., Sepúlveda, K. e Ibáñez, C. (2006). Variación temporal en la dieta del congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1881) frente al litoral de Talcahuano, Chile (36°32'S-36°45'S). Revista de Biología Marina y Oceanografía, 41(2), 195-202.
- Foss, A. Imsland, A.K.D., Briceño, F.A., Magnolfi, S., Magnolfi, P., Gutiérrez, X. 2020, Stocking density and its influence on the productivity of red cusk eel, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848), in shallow raceways. Latin American Journal of Aquatic Research. 48(5): 818-825.
- Froese, R. y Pauly, D. (2019). Editors FishBase. (www.fishbase.org).
- González, P. (2017). Evaluación de la diversidad genética en una población de Congrio Colorado (*Genypterus chilensis*) utilizando microsatélites. Tesis Magister en Biotecnología, Universidad Andrés Bello.
- Hurtado, L., Miranda, C., Rojas, R., Godoy, F., Añazco, M. y Romero, J. (2020). Live Feeds Used in the Larval Culture of Red Cusk Eel, *Genypterus chilensis*, Carry High Levels of Antimicrobial-Resistant Bacteria and Antibiotic-Resistance Genes (ARGs). Animals, 10(3), pp. 505.

- Kong, I., Meléndez, R. y Henríquez, G. (1988). Los peces Ophidiformes de aguas profundas entre Arica e isla Mocha. Estud. Oceanol, 7, 1-15.
- Lasa, A., Avendaño, R., Estrada, J. y Romalde, J. (2015). Isolation and identification of *Vibrio toranzoniae* associated with diseased red conger eel (*Genypterus chilensis*) farmed in Chile. Veterinary microbiology, 179(3-4), 327-331.
- Levican, A. y Avendaño, R. (2015). Bacteria associated with mass mortality of post-larvae of red conger eel (*Genypterus chilensis*) cultured in a Chilean farm. Bull Eur Assoc Fish Pathol 35, 162-169.
- Maldonado, J., Arancibia, G., Estrada, J. y Avendaño, R. (2012). Primer reporte de *Vibrio lentus* asociado a mortalidades de congrio colorado *Genypterus chilensis* cultivado en Chile. IV Congreso Nacional de Acuicultura, Puerto Montt, Chile.
- Mann, G. (1954). La vida de los peces en aguas chilenas. Instituto de Investigaciones Veterinarias, Universidad de Chile, Santiago.
- Moravec, F., Chávez, R. y Oliva, M. (2011). A new gonad infecting species of Philometra (Nematoda: Philometridae) from the red cusk-eel *Genypterus chilensis* (Osteichthyes: Ophidiidae) off Chile. Parasitol Res 108, pp. 227-232.
- Moreno, C., Duarte, W. y Zamorano, J. (1979). Variación latitudinal del número de especies de peces en el sublitoral rocoso: una explicación ecológica. Arch. Biol. Med. Exper. 12, 169-178.
- Muñoz G y Olmos V (2008) Revisión bibliográfica de especies endoparásitas y hospedadoras de sistemas acuáticos. Revista de Biología Marina y Oceanografía 43(2): 173-245.
- Nielsen, J., Cohen, D., Markle, D. y Robins, C. (1999). Ophidiiform fishes of the world (Order Ophidiiformes). An annotated and illustrated catalogue of pearlfishes, cusk-eels, brotulas and other ophidiiform fishes known to date. FAO species catalogue. FAO Fisheries Synopsis, 125(18), pp. 178.
- Paz, C. (1991). Dinámica poblacional del recurso congrio colorado *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1948), frente a las costas de Coquimbo. Tesis de Biología Marina, Universidad Católica del Norte, Coquimbo.
- Tascheri, R., Sateler, J., Merini, J., Díaz, E., Ojeda, V. y Montecinos, M. (2003) Estudio biológico-pesquero del congrio colorado, congrio negro y congrio dorado en la zona centrosur. Informe Final FIP 2001-15: 1-300.
- Torres, P., Moya, R. y Lamilla, J. (2000). Nematodos anisákitos de interés en salud pública en peces comercializados en Valdivia, Chile. Arch. Med. Vet. v.32 n.1. <http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2000000100014>.
- Vega, R., Pradenas, M., Estrada, J., Ramírez, D., Valdebenito, I., Mardones, A., Dantagnan, P., Alfaro, D., Encina, F. y Pichara, C. (2012). Evaluación y comparación de la eficiencia de dos sistemas de incubación de huevos de *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848). Lat. Am. J. Aquat. Res., 40(1), 187-200.
- Vega, R., Estrada, J., Ramírez, D., Flores, C., Zamorano, J., Encina, F., Mardones, A., Valdebenito, I. y Dantagnan, P. (2015). Crecimiento de juveniles de congrio colorado *Genypterus chilensis* en condiciones de cultivo. Lat. Am. J. Aquat. Res., 43(2), 344-350. <http://dx.doi.org/10.3856/vol43-issue2-fulltext-11>.
- Vergara, L. y George, M. (1982). Contribución al estudio del parasitismo en el congrio colorado, *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848). Boletín Chileno de Parasitología, 37, 9-14.
- 1.7. *Graus nigra***
(vieja mulata)
Chile
- Araya, M. y Medina, M. (2006). Estimate of parameters of the life history in coastal fish and evaluation of the populations state. Libro resúmenes: CENSOR Midterm Symposium. Concepción.
- Araya, M., Azocar, C., Claramunt, G., Medina, M., Moreno, P., San Juan, R., Olivares, F., Oliva, M., Vargas, A., Canales, R., Fuentealba, S. y Pepe, R. (2015). Diagnóstico y propuesta de manejo sustentable de pesquerías costeras de peces litorales en la XV, I y II Regiones. Informe Final Proyecto FIP 2013(20), pp. 234.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Araya, M., Azocar, C., Claramunt, G., Medina, M., Moreno, P., Charlin, J., Arcos, A. (2018). Estado de situación y propuesta de manejo sustentable de pesquerías costeras de peces litorales en la III y IV Regiones. Informe Final FIPA, 2016(37), pp. 166.
- Azocar, C., Claramunt, G., Yañez, F. y Futagawa, M. (2014). Efecto de la temperatura sobre el desarrollo embrionario y larval de *Graus nigra* (Kyphosidae) del norte de Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 49(1), 111-122.
- Flores, H. y Smith, A. (2010). Biología reproductiva de *Graus nigra* (Perciformes, Kyphosidae) en las costas del norte de Chile. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 45(S1), 659-670.
- Flores, H. y Rendic, J. (2011). Conducta alimenticia, supervivencia y crecimiento de juveniles silvestres de *Graus nigra* Philippi, 1887 en cautiverio (Perciformes: Kyphosidae). Lat. Am. J. Aquat. Res., 39(3), 607-612.
- Fuentes, H. (1982). Feeding habits of *Graus nigra* (Labridae) in coastal waters of Iquique in northen Chile. Japanese Journal of Ichthyology, 29(1), 95-98.
- Godoy, N. (2008). Pesca por buceo de peces litorales de roca: desembarques, composición de las capturas y efectos sobre la riqueza y la abundancia de las especies. Tesis de Magíster en Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo.
- Hernández, C., Neil, P., Pulgar, J., Ojeda, F. y Bozinovic, F. (2002). Water temperature fluctuations and territoriality in the intertidal zone: two possible explanations for the elevational distribution of body size in *Graus nigra*. J. Fish Biol., 61, 472-488.
- Mann, G. (1954). Vida de los peces en aguas chilenas. Ministerio de Agricultura, Santiago de Chile.
- Moreno, C. (1972). Nicho alimentario de la “vieja negra” (*Graus nigra* Philippi) (Osteichthyes, Labridae). Noticiario Mensual, Museo Nacional de Historia Natural 186.
- Moreno, C., Godoy, N., Gelcich, S. y Castilla, J. (2016). Una Guía para el reconocimiento y observación de peces en Chile. Instituto de Ecología Universidad Austral de Chile & Estación Costera de Investigaciones Marinas (ECIM), Las cruces, Facultad de Ciencias Biológicas, Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile.
- Muñoz, A., Segovia, E. y Flores, H. (2012). Deshabitación alimentaria y crecimiento de juveniles de *Graus nigra* (Philippi, 1887) en condiciones de cultivo. Lat. Am. J. Aquat. Res., 40(3), 578-583.
- Muñoz, A., Segovia, E. y Flores, H. (2012) Acondicionamiento de reproductores, desove y cultivo larval de *Graus nigra* (Philippi, 1887) (Kyphosidae: Girellinae). Lat. Am. J. Aquat. Res., 40(3), 584-595.
- Ojeda, P., Labra, F. y Muñoz, A. (2000). Biogeographic patterns of Chilean littoral fishes. Rev. Chil. Hist. Nat., 73: 625-641.
- Olgún, M. (2018). Talla media de extracción de *Graus nigra* Philippi, 1887 (Perciformes: Kyphosidae) en la Región de Coquimbo, Chile y propuestas administrativas para su conservación. Tesis para optar al Título de Biólogo Marina, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte.
- Schneider, F. (2008). Caracterización de la actividad pesquera de los buzos de la caleta de Pan de Azúcar, Región de Atacama, Chile. Tesis de Biología Marina, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte, Coquimbo.
- Smith, A. (2003). Biología Reproductiva de *Graus nigra* (Perciformes, Kyphosidae), “Vieja negra”, en las costas de la III y IV Región de Chile. Tesis para optar al Título de Biólogo Marina, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte.
- Vargas, F. (2014). Efecto de la temperatura en el consumo de oxígeno en juveniles de *Graus nigra* (Philippi, 1887). Tesis para optar al Título de Ingeniero en Acuicultura, Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Católica del Norte.
- Vargas, M., Soto, R. y Guzmán, G. (1999). Cambios interanuales en la alimentación de peces submareales del norte de Chile entre los 20°11' y 20°20'S. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 34(2), 197-210.
- Vargas, L. y Pequeño, G. (2004). El estatus taxonómico de *Graus fernandezianus* Philippi 1887; Nuevo registro geográfico y comentarios sobre *Graus nigra* Philippi 1887 (Osteichthyes: Perciformes), en Chile. Gayana, 68(1), 63-69.



1.8. *Lutjanus guttatus*

(pargo lunarejo)

Costa Rica

Abdo, M., Rodríguez, L., Rodríguez, G., Velasco, G. e Ibarra, L. (2015). Estado actual del cultivo de larvas del pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*). Lat. Am. J. Aquat. Res., 43(3), 415–423. <https://doi.org/10.3856/vol43-issue3-fulltext-3>.

Álvarez, L., Abdo, M., Rodríguez, L., Velasco, G., Puello, A., González, B., Ibarra A. y Ibarra, L. (2012). The Scale-up of Spotted Rose Snapper, *Lutjanus guttatus*, Larval Rearing at Mazatlán, Mexico. Journal of the World Aquaculture Society, 43(3), 411–422. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2012.00573.x>.

Angulo, J. (2018). Efecto de tres piensos comerciales con diferentes niveles de proteína en el crecimiento y sobrevivencia del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) (Magister dissertation, Universidad del Magdalena).

Cano, A. (2003). Reproduction in captivity and cultivation of the Pacific rose spotted snapper *Lutjanus guttatus* in the Republic of Panamá. World Aquaculture 2003. World Aquaculture Society.

Chacón-Guzmán, J., (2010). Efectos de la Tecnología de Cultivo del Pargo Manchado *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en Jaulas Flotantes en el Golfo de Nicoya, Costa Rica. Tesis de Maestría - Universidad Nacional, Costa Rica.

Chacón-Guzmán, J., Carvajal-Oses, M.M., Herrera-Ulloa, A. 2021. Optimización del cultivo larvario para la producción de juveniles del pargo manchado *Lutjanus guttatus* en Costa Rica. Uniciencia. 35(2): e14104.

Froese R, Pauly D (2019) FishBase: World Wide Web electronic publication. [accessed 2022 December 10] <http://www.fishbase.org>, <https://fishbase.mnhn.fr/summary/Lutjanus-guttatus.html>.

García, A. (2009). Nutrition and feeding research in the spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) and bullseye puffer (*Sphoeroides annulatus*), new species for marine aquaculture. Fish Physiology and Biochemistry, 35(1), 69–80. <https://doi.org/10.1007/s10695-008-9226-1>.

Gil, E. y Sinisterra, J. (2010). Crecimiento en jaulas del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) con dos tipos de dieta en Bahía Málaga, municipio de Buenaventura, Colombia. Entramado, 12-23.

Herrera-Ulloa, Á., Chacón, J., Zúñiga, G., Fajardo, Ó. y Jiménez, R. (2009)- Acuicultura del Pargo la Mancha *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en Costa Rica dentro de un enfoque ecosistémico. Rev. Mar. y Cost, 1, 197–213.

Herrera, A., Chacón, J., Zúñiga, G. y Jiménez, R. (2010). Spotted red snapper (*Lutjanus guttatus*) aquaculture research and development as socio-economic alternative for Costa Rican fishing communities. World Aquaculture Magazine, 41, 20–22.

Ibarra, L. y Duncan, N. (2007). GnRHa-induced spawning of wild-caught spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. Aquaculture, 272(1–4), 737–746. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.09.007>.

Sierra, J. (2007). Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico Colombiano. Revista Electrónica de Ingeniería En Producción Acuícola, 2, 47–60.

1.9. *Pagrus pagrus*

(besugo)

Argentina

Aristizabal, E. (2003). Bioenergética del besugo *Pagrus pagrus*. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad Nacional de Mar del Plata.

Aristizabal, E., Müller, M., Bambil, G., López, A., Sabatini, M., Costagliola, M., Incorvaia, S., Vega, A., Carrizo, J. y Manca, E. (1997). Producción de alimento vivo y cría de besugo. Período 1995-1996. Informe Técnico Interno INIDEP 83.

Aristizabal, E. y Suárez, J. (2006). Efficiency of co-feeding red porgy (*Pagrus pagrus* L.) larvae with live and compound diet. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 41(2), 203–208.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Aristizabal, E., Suárez, J., Vega, A. y Bargas, R. (2009). Egg and larval quality assessment in the Argentinean red porgy (*Pagrus pagrus*). Aquaculture, 287, 329-334.
- Capitoli, R. y Haimovici, M. (1993). Alimentación del besugo (*Pagrus pagrus*) en el extremo sur del Brasil. Frente Marítimo, 14, 81-86.
- Cotrina, C. (1989). Estudio biológico del besugo (*Pagrus pagrus*) del Ecosistema Costero Bonaerense. Ph.D. Thesis, Univ. Nac. Buenos Aires, Argentina.
- Cousseau, M. y Perrota, R. (2013). Peces marinos de Argentina: biología, distribución, pesca. 4^a ed. Mar del Plata, INIDEP.
- Dirección de Acuicultura. (2015). Acuicultura Argentina – Ley 27231/15. Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola. (https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/normativa/actualidad_arrecife_historico_171004_Ley%20N%C2%B02027.231%20de%20Acuicultura.pdf).
- García, S., 2013. La pesquería de besugo (*Pagrus pagrus*). análisis de las capturas, esfuerzo nominal y estructura de los desembarques en 2011. IDEP. Informe Técnico 90. Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca. Mar del Plata, Argentina. 33 p.
- Hirt, J., Mechaly, A., Bianca, F., Bocanfuso, J. (2018) Captura, desembarque, producción, y comercialización de besugo. Volúmenes, tipo de producto, países importadores/ exportadores y precio. INIDEP. Informe de Investigación N° 126.
- Hirt, J. (2018). Fuentes alternativas a las harinas y aceites de pescado para la fabricación de alimentos balanceados en acuicultura. INIDEP Inf. Investigación N° 119.
- Lagos, N. (2010). Pesquería de besugo *Pagrus pagrus* en Argentina. Frente marítimo, 21, 89-96.
- Lagos, N., García, S. y Cordero, H. (2015). Análisis del estado de explotación y recomendaciones de manejo de besugo (*Pagrus pagrus*) en la ZCPAU. Año 2013. Informe Técnico de Investigación 20/15. Mar de Plata: INIDEP.
- Leonard, N. (2000). Populations of heterotrophic bacteria in an experimental recirculating aquaculture system. Aquacultural Engineering, 22, 109-120.
- Manooch, C. (1976). Reproductive cycle, fecundity, and sex ratios of the red porgy, *Pagrus pagrus* (Pisces: Sparidae) in North Carolina. Fish. Bull. 74, 775-781.
- Militelli, M., López, S., Rodrigues, K., García, S. y Macchi, G. (2017). Reproductive potential of *Pagrus pagrus* (Perciformes: Sparidae) in coastal waters of Buenos Aires Province (Argentina) and Uruguay (34°-39°S). Neotropical Ichthyology, 15(2). e160127.
- Ministerio de AgroIndustria. (2018). Informes de Coyuntura. (https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/pesca_maritima/informes/coyuntura/index.php).
- Suárez, J., Vega, A. y Ricci, E. (2016a). Maduración y Reproducción del Besugo (*Pagrus pagrus*). Nuevo stock Reproductor. Informe de Asesoramiento y Transferencia INIDEP N° 34.
- Suárez, J., Radonic, M. y Desiderio, J. (2016b). Engorde de besugo *Pagrus pagrus* en sistema de recirculación de agua de mar. Informe de Asesoramiento y Transferencia INIDEP N° 044.
- Suárez, J., Radonic, M., Desiderio, J., Villian, M., Montecchia, C., Boeri, R. y Aristizabal, E. (2016c). Sustitución parcial de harina de pescado por expeller de soja en dietas balanceadas para juveniles de besugo criados en cautiverio. Informe de Investigación INIDEP N° 073.
- Suárez, J., Vega, A. y Ricci, E. (2018). Maduración y Reproducción del Besugo (*Pagrus pagrus*). Temporada 2016-2017. Informe de Asesoramiento y Transferencia INIDEP.
- 1.10. *Paralichthys orbygnianus*
(lenguado)
Argentina
- Abreu, P., Robaldo, R., Sampaio, L., Bianchini, A. y Odebrecht, C. (2005). Recurrent Amyloodiniosis on Broodstock of the Brazilian flounder *Paralichthys orbygnianus*: Dinospore monitoring and prophylactic measures. Journal of the World Aquaculture Society, 36(1): 42-50.
- Bianchini, A., Robaldo, R. y Sampaio, L. (2013). Cultivo do linguado (*Paralichthys orbygnianus*). In: Baldissarotto, B., & Gomes, L. C. Espécies nativas para piscicultura no Brasil. 2^a edición, Santa María, Editora UFSM.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Boccanfuso, J., Aristizabal, E., Berrueta, M. (2019). Improvement of natural spawning of black flounder, *Paralichthys orbygnianus* (Valenciennes, 1839) by photothermal and salinity conditioning in recirculating aquaculture system. Aquaculture, 502, 134-141.
- Boccanfuso, J., Berrueta, M. y Aristizabal, E. (2017). Modificación de la metodología utilizada en la producción de huevos del lenguado negro (*Paralichthys orbygnianus*) durante la temporada 2015-2016. INIDEP Inf. Investigación Nº4.
- Cousseau, M. y Perrota, R. (2013). Peces marinos de Argentina: biología, distribución, pesca. 4^a ed. Mar del Plata, INIDEP.
- Dirección de Acuicultura. (2015). Acuicultura Argentina – Ley 27231/15. Desarrollo Sustentable del Sector Acuícola. (https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/normativa/171004_Ley%20N%C2%B0%2027.231%20de%20Acuicultura.pdf).
- Díaz -Astarloa, J. (2002). A review of the flatfish fisheries of the south Atlantic Ocean. Revista de Biología Marina y Oceanografía, 37(2), 113-125.
- Hirt, J. (2018). Fuentes alternativas a las harinas y aceites de pescado para la fabricación de alimentos balanceados en acuicultura. INIDEP Inf. Investigación Nº 119.
- Hirt, J., Mechaly, A., Bianca, F. y Boccanfuso, J. (2018). Captura, desembarque, producción, y comercialización del lenguado. Volúmenes, tipo de producto, países importadores/exportadores y precio. INIDEP Inf. Investigación N° 18.
- López Cazorla A. y Forte, S. (2005). Food and feeding habits of flounder *Paralichthys orbignyanus* (Jenyns, 1842) in Bahía Blanca Estuary, Argentina; Springer; Hydrobiología, 549, 251-257.
- López, A., Müller, M., Radonic, M., Bambill, G., Boccanfuso, J. y Bianca, F. (2009). Larval culture technique and quality control in juveniles of flounder *Paralichthys orbygnianus* (Valenciennes, 1839) in Argentina. Spanish Journal of Agricultural Research, 7, 75-82.
- López, A. y Boccanfuso, J. (2010) Maduración y reproducción del lenguado negro *Paralichthys orbygnianus* en cautiverio. INIDEP Inf. Investigación N° 72.
- MINAGRI -Ministerio de AgroIndustria, (2018). Informes de Coyuntura.(https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/pesca_maritima/informes/coyuntura/index.php).
- Müller, M., Radonic, M., López, A., Bambill, G., Boccanfuso, J., Bianca, F. y Cadaveira, M- (2006a)- Engorde del lenguado *Paralichthys orbygnianus* (Valenciennes, 1839) en cautiverio, en la Estación Experimental de Maricultura del INIDEP (Mar del Plata, Argentina). INIDEP Inf. Investigación 68/ 2006.
- Müller, M., Radonic, M., López, A. y Bambill, G. (2006b). Crecimiento y rendimiento en carne del Lenguado *Paralichthys orbygnianus*(Valenciennes, 1839) cultivado en Argentina. Comunicación Científica. VI Congreso Latinoamericano virtual de Acuicultura CIVA (<http://www.civa2006.org>), Dic. 6, 2006-Ene 15, 2007, España. 267-273.
- Radonic, M., López, A., Bernatene, F. y Aristizabal, E. (2017). Manual de producción de larvas y juveniles de lenguado negro *Paralichthys orbygnianus*. INIDEP Inf. Investigación Nº 29.
- Sampaio, L., Robaldo, R. y Bianchini, A. (2008). Hormoneinduced ovulation, natural spawning and larviculture of Brazilian flounder *Paralichthys orbygnianus* (Valenciennes, 1839). Aquaculture Research, 39, 712-717.
- Spinedi, M., Martinez, P., Boccanfuso, J. y Izzo, L. (2014). Engorde de lenguado (*Paralichthys orbygnianus*) 2012-2013. INIDEP Informe Nº 53.

1.11. *Paralichthys woolmani* (lenguado) Ecuador

- Benetti, D. (1997). Spawning and larval husbandry of flounder (*Paralichthys woolmani*) and Pacific yellowtail (*Seriola mazatlanica*), new candidate species for aquaculture. Aquaculture, 155(1-4), 307-318.
- Froese, R. y Pauly, D. (2019). *Paralichthys woolmani*. FishBase (<https://www.fishbase.se/summary/Paralichthys-woolmani.html>).



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Guartatanga, R. (1997). Manual sobre la reproducción y larvicultura del lenguado: *Paralichthys woolmani*. Folleto de difusión CENAIM-ESPOL. Proyecto JICA-CENAIM, 1(1), 5-7.

Van der, H., Lea, B. y Findley, L. (2010). *Paralichthys woolmani*. The IUCN Red List of Threatened Species 2010.

1.12. *Seriola lalandi* (palometa, dorado, jurel) Chile

Abbink, W., Garcia, A., Roques, J., Partridge, G., Kloet, K. y Schneider, O. (2012). The effect of temperature and pH on the growth and physiological response of juvenile yellowtail kingfish *Seriola lalandi* in recirculating aquaculture systems. Aquaculture, 330, 130-135. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.11.043>.

Akazaki, M. y Yoden, Y. (1990a) Egg development and incubation period of hiramasa, *Seriola lalandi*. Bulletin of the Faculty of Agriculture Miyazaki University. Akazaki M., Yoden Y (1990b) The growth and the metamorphosis of larvae and juvenile of hiramasa, *Seriola lalandi*. Bulletin of the Faculty of Agriculture Miyazaki University.

Akazaki, M. y Yoden, Y. (1990b). The growth and the metamorphosis of larvae and juvenile of hiramasa, *Seriola lalandi*. Bulletin of the Faculty of Agriculture Miyazaki University.

Armuelles, C. (2016). Efecto del ajo (*Allium sativum*) adicionado a la dieta del jurel (*Seriola lalandi*) para el tratamiento preventivo contra infestaciones de *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) Price, 1962. Tesis Maestro en Ciencias, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California.

Avilés-Quevedo, A. y Castello, F. (2004). Manual para el Cultivo de *Seriola lalandi* (Pisces: Carangidae) en Baja California Sur, México. In: Cuellar JP, Cadena CO, (Eds.) (1a ed.). Instituto Nacional de la Pesca (INAPESCA).

Avilés, A. y Castello, F. (2013). Cultivo en jaulas del jurel, familia Carangidae. Piscicultura Marina en Latinoamérica. Bases científicas y técnicas para su desarrollo (eBook). Edicions Universitat Barcelona.

Baxter, J. (1960). A Study of The Yellowtail *Seriola lalandi* (Gill). Calif. Dept. Fish Game, Fish. Bull. 10, 1-91.

Chávez, D. (2016). Efecto del suplemento del prebiótico GroBiotic®-A en la dieta sobre el crecimiento, la capacidad digestiva y la respuesta inmune no específica de juveniles de jurel (*Seriola lalandi*). Tesis Maestro en Ciencias, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California.

Chen, B., Qin, J., Kumar, M., Hutchinson, W. y Clarke, S. (2006). Ontogenetic development of the digestive system in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* larvae. Aquaculture, 256(1-4), 489-501. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.01.041>.

Crooke, S. (1983). Yellowtail, *Seriola lalandi* Valenciennes. CalCOFI Rep., Vol. XXIV.

Dyer, B. y Westneat, M. (2010). Taxonomy and biogeography of the coastal fishes of Juan Fernández Archipelago and Desventuradas Islands, Chile. Rev. Biol. Mar. Oceanogr. 45(S1), 589-617.

Froese, R., Pauly, D. y Editors. (2019) FishBase. (www.fishbase.org).

Fowler, A., Ham, J. y Jennings, P. (2003). Discriminating between Cultured and Wild Yellowtail Kingfish (*Seriola lalandi*) in South Australia. Adelaide, Australia. South Australian Research and Development Institute (Aquatic Sciences): RD03/0159.

Gillanders, B., Ferrell, D. y Andrew, N. (1999). Aging methods for yellowtail kingfish, *Seriola lalandi*, and results from ageand size-based growth models. Fish.Bull. 97, 812-827.

Gatlin, M. (2000). Nutrición de reproductores y juveniles de peces marinos. Pp. 73-82 En: Civera-Cerecedo R, Pérez Estrada CJ, Rique-Marie D, Cruz-Suárez LE (Eds.) Avances en Nutrición Acuícola IV. Memorias del IV. Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Noviembre, 15-18, 1998. La Paz, B.C.S., México.

González, C. (2016). Supervivencia y crecimiento de juveniles de palometa *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) en un sistema de recirculación de agua. Memoria para obtener el título de Ingeniero en Acuicultura, de la Facultad de Ciencias del Mar. Universidad Católica del Nor, Chile.

Guerra, F., Viana, M. (2015). Effect of dietary cholesterol content on growth and its accumulation in liver and muscle tissues of juvenile yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). Ciencias Marinas, 41(2), 143-156. <https://doi.org/10.7773/cm.v41i2.2514>.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Hutson, K., Ernst, I., Mooney, A. y Whittington, I. (2007). Metazoan parasite assemblages of wild *Seriola lalandi* (Carangidae) from eastern and southern Australia. *Parasitol. Int.*, 56, 95-105. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2006.12.003>.
- Kolkovski, S. (2005). Evaluation of Yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) grow out in land-based and sea-cage systems and broodstock management. Report for the Aquaculture Development Council of Western Australia.
- Kolkovski, S. y Sakakura, Y. (2007). Yellowtail kingfish culture – Opportunities and problems. World Aquaculture September, 44-48. <https://www.was.org/Magazine/Vol/38/3#.YU4ZBW3MKF0>.
- Liao, C. y Chao, N. (2007). Taiwanese Aquaculture at the Crossroads. In: Leung P., Lee, C. y O'Bryen, P.J.(Eds) Species and System Selection for sustainable aquaculture. Blackwell Publishing.
- Martínez, E. (2016). Diversidad genética y éxito reproductivo del Jurel de Castilla *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) en cautiverio. Tesis Maestro en Ciencias en Acuicultura, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California.
- Martínez, N., Purcell, C., Chabot, C., Craig, M., Paterson, C., Hyde, J. y Allen, L. (2015). A Tale of Three Tails: Cryptic Speciation in a Globally Distributed Marine Fish of the Genus *Seriola*. *Copeia*, 103(2), 357-368. <http://doi.org/10.1643/CI-124-224>.
- McGrouther, M. 2012. Yellowtail Kingfish, *Seriola lalandi* Valenciennes in Cuvier & Valenciennes, 1833. (On-line). Australian Museum. Accessed January, 2022 at <http://australianmuseum.net.au/yellowtail-kingfish-seriola-lalandi/>.
- Morán, D., Smith, C., Gara, B. y Poortenaar, C. (2007). Reproductive behaviour and early development in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi* Valenciennes 1833). *Aquaculture*, 262(1), 95-104. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.10.005>.
- Orellana, J., Waller, U. y Wecker, B. (2014). Culture of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) in a marine recirculating aquaculture system (RAS) with artificial seawater. *Aquacultural Engineering*, 58, 20-28. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2013.09.004>.
- Ottolenghi, F., Silvestri, C., Giordano, P., Lovatelli, A. y New, M. (2004). Capture-based aquaculture: the fattening of eels, groupers, tunas and yellowtails. FAO.
- Poortenaar, C., Hooker, S. y Sharp, N. (2001). Assessment of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi lalandi*) reproductive physiology, as a basis for aquaculture development. *Aquaculture*, 201, 271-286. [https://doi.org/10.1016/S00448486\(01\)00549-X](https://doi.org/10.1016/S00448486(01)00549-X).
- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. (2012). Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Carta Nacional Acuícola. Diario Oficial de la Federación.
- Saraiva, J. (2020). *Seriola lalandi* (shorto profile). FishEthoBase, ed. FishEthoBase Research Group. (www.fishethobase.net).
- Sicuro, B. y Luzzana, U. (2016). The State of *Seriola* spp. Other Than Yellowtail (*S. quinqueradiata*) Farming in the World. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*, 24(4), 314-325. <http://doi.org/10.1080/23308249.2016.1187583>.
- Symonds, J., Walker, S., Pether, S., Gublin, Y., McQueen, D., King, A., Forsythe, J. y Bruce, M. (2014). Developing yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) and hāpuku (*Polyprion oxygeneios*) for New Zealand aquaculture. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 48(3), 371-384. <http://doi.org/10.1080/00288330.2014.930050>.
- Sayes, C., Leyton, Y. y Riquelme, C. (2016). Bacteria *Pseudoalteromonas* sp. con potencial probiótico para cultivos larvales de peces. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 44(1), 76-84. <http://dx.doi.org/10.3856/vol44-issue1-fulltext-8>.
- Sharp, N., Poortenaar, C.W., Diggles, B.K., Willis, T.J. 2003. Metazoan parasites of yellowtail kingfish, *Seriola lalandi lalandi*, in New Zealand: prevalence, intensity, and site preference. *NZ J. Mar. FW. Res.*, 37:273-282.
- Shiraishi, T., Ohshima, S. y Yukami, R. (2010). Age, growth and reproductive characteristics of gold striped amberjack in the waters off western Kyushu, Japan. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*. 44(2), 117-127. <https://doi.org/10.1080/00288330.2010.488787>.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Stuart, K. y Drawbridge, M. (2011). The effect of light intensity and green water on survival and growth of cultured larval California yellowtail (*Seriola lalandi*). Aquaculture, 321(1-2), 152-156. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.08.023>.
- Stuart, K. y Drawbridge, M. (2013). Captive spawning and larval rearing of California yellowtail (*Seriola lalandi*). Aquaculture Research, 44(5), 728-737. <http://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2011.03077.x>.
- Timmons, M., Ebeling, J., Wheaton, F., Summerfelt, S. y Vinci, B. (2002). Sistemas de Recirculación para la Acuicultura. Fundación Chile.
- Tubbs, L., Poortenaar, C., Sewell, M. y Diggles, B. (2005). Effects of temperature on fecundity in vitro, egg hatching and reproductive development of *Benedenia seriolae* and *Zeuxapta seriolae* (Monogenea) parasitic on yellowtail kingfish *Seriola lalandi*. International Journal for Parasitology, 35(3), 315-327. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.08.023>.
- Vergani, M. (2005). Alimentación del pez limón, *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833 in Cuvier y Valenciennes, 1833) en aguas bonaerenses. Tesis Licenciatura en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Mar del Plata.
- Watanabe, K., Hara, Y., Ura, K., Yada, T., Kiron, V., Satoh, S., Watanabe, T. 2000. Energy and protein requirements for maximum growth and maintenance of bodyweight of yellowtail. Fish. Sci. 66: 884-893.
- Wilson, R. (2013). Cultivo de *Seriola lalandi* en Chile. Piscicultura Marina en Latinoamérica. Bases científicas y técnicas para su desarrollo (eBook). Edicions Universitat Barcelona.
- Wilson, R.P. (1989) Amino Acids and Proteins. In: Halver, J., Ed., Fish Nutrition, Academic Press, Washington DC, 111-117.
- Woolley, L., Fielder, D. y Qin, J. (2014). Swimbladder inflation, growth and survival of yellowtail kingfish *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) larvae under different temperature, light and oxygen conditions. Aquaculture research, 45(9), 1489-1498. <https://doi.org/10.1111/are.12097>.
- Yang, S., Ji, S., Lim, S., Hur, S., Jeong, M., Lee, C., Ki, B. y Lee, Y. (2016). Management of Sexual Maturation and Natural Spawning of Captive-Reared Yellowtail Kingfish, *Seriola lalandi*, in an Indoor Rearing Tank. Development y reproduction, 20(2), 141. <https://doi.org/10.12717/DR.2016.20.2.141>.
- 1.13. *Seriola rivoliana*
(huayaipe)
Ecuador
- Bañón, R. (2012). Introducción al estudio de las especies exóticas marinas en Galicia. Revista Galega Recursos Marinos, 3, 1-67.
- Benetti, D. (1997). Spawning and larval husbandry of flounder (*Paralichthys woolmani*) and Pacific yellowtail (*Seriola mazatlanica*), new candidate species for aquaculture. Aquaculture, 155(1-4), 307-318.
- Froese, R. y Pauly, D. (2019). *Seriola rivoliana*. FishBase (<https://www.fishbase.se/summary/Seriola-rivoliana.html>).
- Grossi, E. (2010). Primeras experiencias de cultivo larvario del medregal negro (*Seriola rivoliana*, Valenciennes 1833) en Canarias. Tesis de Maestría.
- Blacio, E., Darquea, J. y Rodríguez, S. (2003). Avances en el cultivo de huayaipe, *Seriola rivoliana* (Valenciennes 1833), en las instalaciones del CENAIM. El mundo acuícola 9(1): 23-24.
- 1.14. *Seriola rivoliana*
(jurel)
México
- Allen, G. y Robertson, D. (1994). Fishes of the tropical eastern Pacific. University of Hawaii Press, Honolulu.
- Benítez, A., Jiménez, S., Sánchez, E., Pérez, J., Tovar, D., Palacios, E. y Civera, R. (2017). Use of marine by-product meals in diets for juvenile longfin yellowtail *Seriola rivoliana*. Aquaculture Nutrition, 24, 562-570. <https://doi.org/10.1111/anu.12588>.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Chen, Z., Li, Y., Liang, P. y Li, M. (2016). The complete mitochondrial genome of longfin yellowtail *S. rivoliana* (Perciformes: Carangidae). Mitochondrial DNA Part A, 27, 3385–3386. <https://doi.org/10.3109/19401736.2015.1018232>.
- Fernández, H., Schuchardt, D., Hernández, J. y Izquierdo, M. (2015). Spawn quality and GnRH_a induction efficiency in longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*) broodstock kept in captivity. Aquaculture, 435, 167-172. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.09.021>.
- Mesa, A., Hernández, C., Betancor, M., Fernández, H., Izquierdo, M. y Roo, J. (2018). Effect of increasing docosahexaenoic acid content in weaning diets on survival, growth and skeletal anomalies of longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*, Valenciennes 1833). Aquaculture Research Aquaculture Research, 49, 1200-1209. <https://doi.org/10.1111/are.13573>.
- Fischer, W. (1978). FAO species identification sheets for fishery purposes. Western Central Atlantic (Fishing Area 31). FAO, Rome. In: Pinheiro IEG, García Jr, Castello JP (2013) Confirmed record of *Seriola rivoliana* (Valenciennes, 1833) in the Saint Peter and Saint Paul Archipelago. Applied Ichthyology. 29:1370-1371. <https://doi.org/10.1111/jai.12276>.
- Pinheiro, I.E.G., García Jr, J., Castello, J.P. 2013. Confirmed record of *Seriola rivoliana* (Valenciennes, 1833) in the Saint Peter and Saint Paul Archipelago. Journal of Applied Ichthyology. 29(6): 1370-1371.
- Saito, H. (2012). Lipid characteristics of two subtropical *Seriola* fishes, *Seriola dumerili* and *Seriola rivoliana*, with differences between cultured and wild varieties. Food Chemistry, 135, 718–729. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.05.122>.
- 1.15. *Seriolella violacea*
(cojinoba del norte)
Chile
- Alveal, K., Silva, A., Lohrmann, K. y Viana, M. (2019). Morphofunctional characterization of the digestive system in the palm ruff larvae, *Seriolella violacea* under culture conditions. Aquaculture, 501, 51-61. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.10.020>.
- Argüello, W. (2015). Efecto de Dos Temperaturas del Agua en el Rendimiento Productivo y en la Frecuencia de Anomalías Craneales Durante el Cultivo Larval de *Seriolella violacea*. Tesis de Doctorado. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile. (<https://docplayer.es/62183506-Universidad-catolica-del-norte.html>).
- Blaskovic, V., Espinoza, P., Torriani, F. y Navarro, I. (2000). Alimentación del Recurso Pesquero. Informe Anual 2000. Instituto del Mar del Perú.
- Bohórquez, M. (2014). Desarrollo osteológico y malformaciones craneales en el cultivo larval de *Seriolella violacea* Guichenot 1848. Tesis de Maestría Universidad Católica del Norte, Coquimbo, Chile.
- Castro, R.C., Baeza, K.H. 1985. *Clavella simplex* sp. nov. (Copepoda: Lernaeopodidae), a parasite of *Isacia conceptionis* (Pisces: Teleostei) in Northern Chile. Crustaceana 49: 173-176.
- Chirichigno, N. y Vélez, J. (1998). Clave para identificar los peces marinos del Perú. Volumen 3, Publicación especial del Instituto del Mar del Perú.
- Chirichigno, N. y Cornejo, R. (2001). Catálogo comentado de los peces del Perú. Cruz & Cia, Callao-Perú.
- Luque, J., Iannaccone, J., Farfán, C. 1991. Parásitos de peces óseosmarinos en el Perú: Lista de especies conocidas. Boletín deLima (Perú) 13: 17-24.
- Nericci, C., Merino, G. y Silva, A. (2012a). Effects of two temperatures on the oxygen consumption rates of *Seriolella violacea* (palm fish) juveniles under rearing conditions. Aquacultural engineering, 48, 40-46. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2011.12.011>.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Nerici, C., Silva, A. y Merino, G. (2012b). Effect of two temperatures on ammonia excretion rates of *Seriola* *violacea* (Palm fish) juveniles under rearing conditions. *Aquacul Eng.*, 46, 47-52. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2011.11.003>.
- Oliva, J., Parker, U., Miranda, H. y Martínez, C. (1996). Evaluación de la Pesquería y del Stock de cojinoba del norte (I y II Regiones). Informes Técnicos FIP-IT / 94-26. Fondo de Investigación Pesquera.
- Oliva, M. (2014). Reproducción, Desarrollo embrionario y Larval de Cojinoba (*Seriola* *violacea*) en condiciones de laboratorio. Tesis de Magister, Universidad Católica del Norte, Chile.
- Parker, U., Martínez, C., Oliva, J. y Fernández, V. (1995). informe final. Diagnóstico del Recurso Cojinoba I Región, SERPLAC I Región. Instituto de Fomento Pesquero Iquique-Chile.
- Retamales, R. y González, L. (1981). Aspectos Reproductivos de la Cojinoba (*Seriola* *violacea*) en la zona norte de Chile. Instituto de Fomento Pesquero (informe interno).
- Silva, A. y Trujillo, O. (2006). Resultados preliminares de crecimiento de juveniles de cojinoba del norte (*Seriola* *violacea* Guichenot, 1848) en estanques. Libro Resúmenes XXVI Congreso de Ciencias del Mar, Iquique, Chile.
- Tantaleán M, Sánchez L, Alina H. 2005. Acantocéfalos del Perú. *Rev Per. Biol* 12: 83-92.
- Wolf, M. y Aron, A. (1992). Diagnóstico de la cojinova (*Seriola* *violacea*) y de la palometa (*Seriola mazatlana*) en la IV Región. Informe final. Universidad Católica del Norte. Proyecto FNDR, IV Región.
- 1.16. *Solea senegalensis*
(lenguado senegalense)**
Portugal
- Canada, P., Engrola, S., Conceição, L. y Valente, L. (2019). Improving growth potential in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) through dietary protein. *Aquaculture*, 498, 90- 99.
- Colen, R., Ramalho, A., Rocha, F. y Dinis, M. (2021). Cultured Aquatic Species Information Programme. *Solea solea*. Cultured Aquatic Species Information Program. In: FAO Fisheries Division [online]. Rome.
- Manchado, M., Planas, J., Cousin, X., Rebordinos, L. y Gonzalo, M. (2016). Current status in other finfish species: Description of current genomic resources for the gilthead seabream (*Sparus aurata*) and soles (*Solea senegalensis* and *Solea solea*). In: MacKenzie S, Jentoft S (Eds). *Genomics in Aquaculture*, Academic Press.
- Navarro, C., Engrola, S. y Yúfera, M. (2018). Daily dynamic of digestive processes in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) larvae and post-larvae. *Aquaculture*, 493, 100-106.
- Oliveira, C., Duncan, N., Pousão, P., Mañanós, E., Sánchez, F. (2010). Influence of the lunar cycle on plasma melatonin, vitellogenin and sex steroids rhythms in Senegal sole, *Solea senegalensis*. *Aquaculture*, 306(1-4). 343-347.

1.17. *Thunnus orientalis*

(atún aleta azul)
México

Acuerdo por el que se da a conocer la actualización de la Carta Nacional Pesquera (11 de noviembre 2018). Diario Oficial de la Federación.

Del Moral, R. y Vaca, J. (2009). Captura de atún aleta azul en Baja California, México: ¿pesquería regional o maquiladora marina? *Región y Sociedad*, 21(841), 159-190.

Del Moral, R. y Vaca, J. (2009). Administración de la pesquería del atún aleta azul en Baja California: Una visión global. *Frontera Norte*, 21(41), 151-175.

Moreno, J., Obregón, M. y Arellano, S. (2018) Proceso De Valoración De Riesgos Para Ranchos Marinos De Engorda De Atún Aleta Azul: Evidencia De Baja California (Valuation of Risks Processes for Marine Ranches of Fattening Bluefin Tuna: Evidence from Baja California). *Revista Global de Negocios*, 6, 55-66.

Vaca, J. (2009). Administración de la pesquería del atún aleta azul en Baja California: Una visión global. *Frontera Norte*.

Del Moral, R., Vaca, J. y Alcalá, M. (2010). Análisis socioeconómico e interrelación de las pesquerías de sardina y atún aleta azul en la región noroeste de México. *Región y Sociedad*, 22(47), 09-29.



Vázquez, M., Sánchez, I. y Ortega, A. (2011). Maricultura en la Bahía de La Paz, B.C.S., México: impacto socioeconómico de los cultivos de atún y camarón. Estudios sociales, 19(37), 175-193.

1.18. *Totoaba macdonaldi*
(totoaba)
México

Banuelos, I., Lopez, L., Perez, A. y Peres, H. (2014). Effect of fishmeal replacement by soy protein concentrate with taurine supplementation on hepatic intermediary metabolism and antioxidant status of totoaba juveniles (*Totoaba macdonaldi*). Comparative Biochemistry and Physiology 170B: 18–25.

Berdegué, J. (1955). La pesquería de Totoaba (*Cynoscion macdonaldi*) en San Felipe, Baja California. Rev. Soc. Mex. Hist. Nat 16, 45-78.

Cannon, R. (1966). The Sea of Cortez. Lane Magazine and Book Company. Menlo Park, California.

Cisneros, M., Botsford, L. y Quinn, J. (1997). Projecting of *Totoaba macdonaldi*, a population with unknown age-dependent variability. Ecol Appl, 7, 968–98.

Cisneros, M., Montemayor, G. y Roman, M. (1995). Life history and conservation of Totoaba macdonaldi. Conserv Biol 4.

Galaviz, M., López, L., García, A., Álvarez, C., True, C. y Gisbert, E. (2015). Digestive system development and study of acid and alkaline protease digestive capacities using biochemical and molecular approaches in totoaba (*Totoaba macdonaldi*) larvae. Fish Physiol Biochem, 41, 1117–1130.

López, L., Flores, M., Bañuelos, I., Galaviz, M. y Tru, C. (2015), Effect of fishmeal replacement by soy protein concentrate with taurine supplementation on growth performance, hematological and biochemical status, and liver histology of totoaba juveniles (*Totoaba macdonaldi*). Fish Physiology and Biochemistry, 41, 921– 936.

Peet, R. (2009). The totoaba croaks. (justseeds.org/thetotoabacroaks/# comment-19754).

Trejo, I., Galaviz, M., Flores, M., Alvarez, C. y López, L.. (2017). Replacement of fishmeal by soya protein concentrate in

the diets of *Totoaba macdonaldi* (Gilbert, 1890) juveniles: effect on the growth performance, in vitro digestibility, digestive enzymes and the haematological and biochemistry parameters. Aquacul Res. 48(8), 4038–4057.

True, C. (2012). Desarrollo de la biotecnología de cultivo de *Totoaba macdonaldi*. Tesis de Doctorado en Ciencias en Oceanografía Costera. Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias Marinas.

True, C., Acuna, L., Sandoval, G., Diaz, M. y Castro, N. (2009). Avance tecnológico para el desarrollo de la biotecnología de cultivo de (*Totoaba macdonaldi*) (Technological advances in the development of aquaculture biotechnology for *Totoaba macdonaldi*). Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada, México.

Valenzuela, F., García, F., de Anda, J. y Balart, E. (2011). La Totoaba del Golfo de California ¿una especie en peligro de extinción? Interciencia, 36, 664- 671.

Especies dulceacuícolas

2.1. *Arapaima gigas*

(paiche)
Brasil

Alcântara, A., Fonseca, F., Araújo, T., Faccioli, C., Vicentini, C., da Conceição, L. y Gonçalves, L. (2018). Ontogeny of the digestive tract of *Arapaima gigas* (Schinz, 1822) (Osteoglossiformes: Arapaimidae) larvae. J. World Aquac. Soc., 1–11. <https://doi.org/10.1111/jwas.12545>.

Arantes, C., Castello, L., Stewart, D., Cetra, M. y Queiroz, H. (2010). Population density, growth and reproduction of arapaima in an Amazonian river-floodplain. Ecol. Freshw. Fish 19, 455–465. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0633.2010.00431.x>.

Castello, L. (2008). Nesting habitat of *Arapaima gigas* Schinz in Amazonian floodplains. J. Fish Biol., 72, 1520–1528. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2007.01778.x>.

Cavero, B., Ituassú, D., Pereira, M., Roubach, R., Bordinhon, A., Fonseca, F. y Ono, E. (2003). Uso de alimento vivo como dieta inicial no treinamento alimentar de juvenis de pirarucu. Pesqui. Agropecu. Bras., 38, 1011–1015.

Ferraris, C. (2003). Family Arapaimatidae (Bonytongues). In: Reis, R.E., Kullander, S.O., Ferraris Junior, C.J. (Eds.). Check list of the freshwater fishes of South and Central America. EDIPUCRS, Porto Alegre/ Brazil.

Fogaça, F., dos, S., Oliveira, E., Carvalho, S. y Santos, J. (2011). Rendimento e composição do file de pirarucu em diferentes classes de peso. Acta Sci. - Anim. Sci., 33, 95–99. <https://doi.org/10.4025/actasciamisci.v33i1.10843>.

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. (2016). Pesquisa pecuária municipal da produção da aquicultura por tipo de produto. (<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/3940#resultado>) (accessed 3.23.18).

Imbiriba, E. (2001). Potencial de Criação do Pirarucu em Cativeiro. Acta Amaz., 31, 299–316.

Lima, A. (2018). The influence of sex ratio on the reproduction of pirarucu, *Arapaima gigas*, in captivity. Acta Amaz., 48, 38–41. <https://doi.org/10.1590/1809-4392201701181.38>.

Lima, F., Rodrigues, A., Lima, L., Maciel, P., Rezende, F., Freitas, L., Tavares, M. y Bezerra, T. (2017). Alevinagem, recria e engorda do pirarucu. Embrapa, Brasília.

Oliveira, V., Poletto, S. y Venere, P. (2005). Feeding of juvenile pirarucu (*Arapaima gigas*, Arapaimidae) in their natural environment, lago Quatro Bocas, Araguaiana-MT, Brazil. Neotrop. Ichthyol. 3, 312–314. <https://doi.org/10.1590/S1679-62252005000200010>.

Pereira, M., Gandra, A., Bordinhon, A., Cavero, B., Ituassú, D., Ono, E., Fonseca, F., Silva, J., Roubach, R. y Crescêncio, R. (2003). *Arapaima gigas*: notas sobre seu cultivo no INPA. In: Seminario Taller Internacional de Manejo de Paiche o Pirarucu, 2003, Iquitos.

Pereira, M. y Roubach, R. (2013). Pirarucu (*Arapaima gigas*), in: Baldissarotto B, Gomes LC (Eds.), Espécies Nativas Para Piscicultura No Brasil. Editora UFSM, Santa Maria.

Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas. (2013). Manual de Boas Práticas de Reprodução do Pirarucu em Cativeiro. Serviço Bras. Apoio às Micro e Pequenas Empres.

2.2. *Arapaima gigas* (paiche)

Perú

Alcântara, F., Wust, W., Tello, S. y Del Castillo, D. (2006). Paiche el gigante del Amazonas. IIAP, Iquitos, Perú.

Chu, F., Dugué, R., Aguilar, M., Daza, A., Bocanegra, F., Veintemilla, C., Duponchelle, F., Renno, J., Tello, S. y Nunez, J. (2009). Gender determination in the Paiche or Pirarucu (*Arapaima gigas*) using plasma vitellogenin, 17 α -estradiol, and 11-ketotestosterone levels. Fish Physiol. Biochem., 35(1), 125–136.

Chu, F., Fernández, C., Rebaza, C., Darias, M., García, C., García, A., Tello, S., Campos, L., Alvan, M., Ayarza, J., Arévalo, L., Renno, J. y Arbildo, H. (2017). El cultivo del paiche. Biología, procesos productivos, tecnologías y estadísticas. IIAP, Iquitos, Perú.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Flores, A. y Brown, A. (2010). Peces nativos de agua dulce de América del Sur de interés para la acuicultura: Una síntesis del estado de desarrollo tecnológico de su cultivo FAO, Roma, Italia.
- Núñez, J., Chu, F., Berland, M., Arévalo, L., Ribeyro, O., Duponchelle, F. y Renno, J. (2011). Reproductive success and fry production of the paiche or pirarucu, *Arapaima gigas*(Schinz), in the region of Iquitos, Perú. Aquac. Res, 42(6), 815-822.
- Instituto Nacional de la Pesca (27 de marzo de 2018). Acuacultura - Pejelagarto. <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-pejelagarto>. Recuperado el 15 junio 2021.
- Maldonado, E. y Ponce, J. (1991). Aprovechamiento de peces forrajeros en la alimentación del pejelagarto *Atractosteus tropicus* Gill en jaulas flotantes en el estado de Tabasco, México. Universidad y Ciencia, 8(15), 77-89.
- Márquez, G. y Vázquez, C. (2015) Empoderamiento de las organizaciones sociales en el cultivo de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) en el sureste de México. 8(3), 38-43.

2.3. *Atractosteus tropicus* (pejelagarto) México

Alemán, L. y Contreras, W. (1987). Algunas consideraciones ecológicas sobre el pejelagarto *Lepisosteus tropicus* (Gill) y descripción de sus hábitos alimenticios. IX Congreso Nacional de Zoología. 13 al 16 de octubre de 1987. Villahermosa, Tabasco, México. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco y Sociedad Mexicana de Zoología, A.C. Programa y Resúmenes. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Carta Nacional Acuícola. (2012). Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Diario Oficial de la Federación. Actualizada por los autores.

Contreras, W. (1990). Monitoreo de las poblaciones de pejelagarto *Atractosteus tropicus* en el estado de Tabasco, México. Informe técnico. SEDUE.

Contreras, W. y Alemán, L. (1987). Aspectos reproductivos y desarrollo embrionario del pejelagarto *Lepisosteus tropicus*, (Gill), en el estado de Tabasco. IX Congreso Nacional de Zoología. 13 al 16 de octubre de 1987. Villahermosa, Tabasco, México. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco y Sociedad Mexicana de Zoología, A.C. Programa y Resúmenes. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Gómez, M. (1989). Reproducción del pejelagarto en estanquería rústica. Primer Seminario sobre Acuacultura PEMEX-UJAT en el estado de Tabasco. Marzo 1989. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, PEMEX y Gobierno del Estado de Tabasco.

Resendez, A. y Salvadores, M. (1983). Contribución al conocimiento de la biología del pejelagarto *Lepisosteus tropicus* (Gill) y la tenguayaca *Petenia splendida* Günther, del estado de Tabasco. Biótica, 8(4), 413-426.

2.4. *Brycon amazonicus* (sábalo cola roja) Perú

Eckmann, R. (1984). Induced reproduction in *Brycon cf. erythrophthalmus*. Aquaculture 38(4):379-382. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(84\)90344-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(84)90344-2).

García, C., Sánchez, H., Flores, M., Mejía, J., Angulo, C., Castro, D., Estivals, G., García, A., Vargas, G., Nolorbe, C., Nuñez, J., Mariac, C., Duponchelle, F. y Renno, J. (2018). Peces de consumo de la Amazonía peruana. IIAP, Iquitos, Perú.

Leonardo, A., Hoshiba, M., Senhorini, J. y Urbinati, E. (2018). Canibalismo em larvas de matrinxã, *Brycon cephalus*, após imersão dos ovos à diferentes concentrações de triiodotironina (T3). Bol. Inst. Pesca, 34(2), 231–239.

Lima, F. (2017). A review of the cis-andean species of the genus *Brycon* Müller y Troschel (Characiformes: Characidae). Zootaxa 4222: 1–189. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4222.1.1>.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

2.5. *Cichlasoma dimerus*

(chanchita)
Argentina

Almirón, A., Casciotta, J., Ciotek, L. y Giorgis, P. (2015). Guía de los Peces del Parque Nacional Pre-delta (2008). APN Ciudad Autónoma de Buenos Aires.

Kullander, S. (1983). A review of the South American cichlid genus *Cichlasoma* (Teleostei: Cichlidae). Swedish Museum of Natural History, Stockholm.

Liotta, J., 2006. Distribución geográfica de los peces de aguas continentales de la República Argentina. Serie Documentos N°3. ProBiota FCNyM, UNLP, 701 pp.

Meijide, F. y Guerrero, G. (2000). Embryonic and larval development of a substrate-brooding cichlid, *Cichlasoma dimerus* (Heckel, 1840), under laboratory conditions. Journal of Zoology, 252, 481–493.

Pandolfi, M., Canepa, M., Meijide, F., Alonso, F., Vazquez, G., Maggese, M. y Vissio, P.G. (2009). Studies on the reproductive and developmental biology of *Cichlasoma dimerus*, Perciformes, Cichlidae. Biocell, 33(1), 1-18.

2.6. *Colossoma macropomum* (gamita)

Perú

Alcantara, F y Guerra, H. (1988) .Avances en la producción de alevinos de gamitana, *Colossoma macropomum* y paco, *C. brachypomum* por reproducción inducida. Folia Amazón. 1(1-2): 1–12. <https://doi.org/10.24841/fa.v1i1-2.92>.

Ascón, G. (1992). Producción de alevinos de “gamitana” *Colossoma macropomum* y “paco” *Piaractus brachypomus*, mediante el empleo de dos técnicas de reproducción inducida. Folia Amazón, 4(1). 123-131. <https://doi.org/10.24841/fa.v4i1.185>.

Campos, L. y Kohler, C. (2005). Aquaculture of *Colossoma macropomum* and related species in Latin America. Am Fish Soc Symp, 46, 451–561. http://opensiuc.lib.siu.edu/fiaq_pubs/68.

Gilles, S., Ismiño, R., Sánchez, H., David, F., Núñez, J., Dugué, R., Darias, M. y Römer, U. (2014). An integrated closed system for fish-plankton aquaculture in Amazonian fresh water. Animal, 8, 1319–1328.

2.7. *Dormitator latifrons*

(chame)
Ecuador

Aguirre, M. y Violante, J. (2008). *Saccocoeliooides lamothei* n. sp. from *Dormitator latifrons* (Pisces: Eleotridae) from coastal lagoons of Guerrero, Mexico. Rev Mex de Biodivers, 79, 33S-40S.

Allen, R. y Robertson, D. (1994). Fishes of the tropical eastern Pacific. University of Hawaii Press, Honolulu, USA.

Calderón, A. y Cannon, A. (1977). Reseña taxonómica y biológica de los peces cultivados en el área andina incluyendo la costa del Perú. La Acuicultura en América Latina, FAO Informes de Pesca, 159(2), 106-113.

Castro, J., Espinosa, H. y Schmitter, J. (1999) Ictiofauna estuarino -lagunar y vicaria de México. Limusa-Noriega/ IPN, Ciudad de México.

Chang, B. (1984). Tolerances to salinity and air exposure of *Dormitator latifrons* (Pisces: Eleotridae). Rev Biol Trop, 32, 155-157.

Chang, B. y Navas, W. (1984). Seasonal variations in growth, condition and gonads of *Dormitator latifrons* (Richardson) in the Chone River Basin, Ecuador. J Fish Biol, 24, 637-648. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1984.tb04834.x>.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2010). Peces nativos de agua dulce de América del Sur de interés para la acuicultura: Una síntesis del estado de desarrollo tecnológico de su cultivo. Serie Acuicultura en Latinoamérica. Número 1. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación Roma, Italia. <http://www.fao.org/3/i1773s/i1773s.pdf>.

- Fischer, W., Krupp, F., Schneider, W., Sommer, C., Carpenter, K. y Niem, V. (1995). Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico centro-oriental. Volumen II. Vertebrados-Parte 1. Roma, FAO. 1995.Vol. II. <http://www.fao.org/3/t0852s/t0852s00.htm>.
- Froese, R. y Pauly, D. (2019) FishBase (version Feb 2018).
- (Garrido, L., García, L. y Mendoza, B. (2004). Helminth Parasites of the Pacific Fat Sleeper, *Dormitator latifrons* (Richardson, 1844).
- Garrido, L., García, L. y Mendoza, B. (2004). Helminth Parasites of the Pacific Fat Sleeper, *Dormitator latifrons* (Richardson, 1844) (Osteichthyes: Eleotridae) from Tres Palos Lagoon, Guerrero, México. Am Midl Nat, 151(1), 165-169. <https://www.jstor.org/stable/3566798>.
- Haz, M. y Arias, H. (2002). Producción y exportación de chame como nueva alternativa comercial del Ecuador. Proyecto de grado, Escuela Superior Politécnica del Litoral. Instituto de Ciencias Humanísticas y Económicas. <https://core.ac.uk/download/pdf/12391715.pdf>.
- Jiménez-Prado, P., Aguirre, W., Laaz-Moncayo, E., Navarrete-Amaya, R., Nugra-Salazar, F., Rebollo-Monsalve, E. 2015. Guía de peces para aguas continentales en la vertiente occidental del Ecuador. Esmeraldas. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Sede Esmeraldas; Universidad del Azuay, Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales. 416 p.
- Larumbe, E. (2002). Algunos aspectos biológicos de los Popoyotes (*Dormitator latifrons*) en cautiverio. Revista Panorama Acuícola: 24-25. Disponible en URL: <http://fis.com/panoramaciucola/noticias/noticia%203.htm>.
- Liotta J., (2005). Serie Documentos N°3 ProBiota: Distribución geográfica de los peces de aguas continentales de la República Argentina. FCNy M-UNLP. ISSN: 1666-731X.
- López, V., Rodríguez, G., Galavíz, M., Román, C., Medina, E., Dabrowski, K., et al. (2015). Descripción histológica comparativa del desarrollo del sistema digestivo y visual de larvas de chame *Dormitator latifrons* (Pisces: Eleotridae). Lat Am J Aquat Res 43: 484-494. <https://doi.org/10.3856/vol43-issue3-fulltext-10>.
- Miller, R.R. 1966. Geographical Distribution of Central American Freshwater Fishes. Copeia. 4: 773-802.
- Montenegro, C. y Vallejo, C. (2015). Estudio del potencial acuícola del chame (*Dormitator latifrons*), en la vereda el olivo, municipio de Arboleda Berruecos, departamento de Nariño, Colombia. Universidad de la Costa. Retrieved from <http://www.aunap.gov.co/wp-content/uploads/2016/10/7-INFORME-FIANL-DE-CHAME.pdf>.
- Rodríguez, G., Medina, E., Velázquez, J., López, V., Román, J., Dabrowski, K. y Haws, M. (2012). Producción de larvas de Chame (*Dormitator latifrons*, Pisces: Eleotridae) usando GnRHa and LHRHa. Rev Colomb Cienc Pecu, 25, 422-429. <https://www.redalyc.org/pdf/2950/295024923010.pdf>.
- Ruiz, G. (2010). Catálogo de peces dulceacuícolas de Baja California Sur. Instituto Nacional de Ecología, Semarnat.
- Todd, E. (1973). Positive buoyancy of air breathing: a new piscine gall bladder function. Copeia, 3, 461-464.
- Todd, E. (1975). Vertical movements and development of the prolarvae of the eleotrid fish, *Dormitator latifrons*. Copeia, 3, 564-568.
- Vega, F., Cueto, L., Basto, M., Badillo, D., Chong, O., Ruiz, L., Ríos, K., Vargas, M., Galavíz, J. y Montoya, C. (2017). Ocurrence of Argulus sp. in *Dormitator latifrons*culture: prevalence, mortality and treatment. Revista Bio Ciencias, 4(6), 1-14.
- Vicuña, O. (2010). *Dormitator latifrons*(Chame). En: Flores-Nava A, Brown A (eds.) Peces nativos de agua dulce de América del Sur de interés para la acuicultura: una síntesis del estado de desarrollo tecnológico de su cultivo. Serie Acuicultura en Latinoamérica. Número 1. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación Roma, Italia.
- Violante, J. y Aguirre, M. (2007). Metazoan parasites of fishes from Coyuca Lagoon, Guerrero, México. Zootaxa, 1531, 39-48. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1531.1.3>.
- Violante, J., Aguirre, M. y Vidal, V. (2008a). Temporal variation in the helminth parasite communities of the Pacific Fat Sleeper, *Dormitator latifrons*, from Tres Palos Lagoon, Guerrero, México. J Parasitol, 94(2), 326-334. <https://doi.org/10.1645/GE-1251.1>.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

Violante, J., Rojas, A. y Aguirre, M. (2008b) Seasonal patterns in metazoan parasite community of the “Fat Sleeper” *Dormitator latifrons* (Pisces: Eleotridae) from Tres Palos Lagoon, Guerrero, México. Rev Biol Trop, 56, 1419-1427.

Yáñez, A. y Díaz, G. (1977). Ecología Trofodinámica de *Dormitator latifrons* (Richardson) en nueve lagunas costeras del Pacífico de México (Pisces: Eleotridae). Centro de Ciencia del Mar y Limnol Univ Nal Aután México ,4(1), 125-140.

2.8. *Mayaheros urophthalmus*: *Cichlasoma urophthalmus* (mojarra castarrica) México

Álvarez, C., Márquez, G. y Ramírez, C. (2013). Manual para el cultivo de Mojarras nativas Tenguayca (*Petenia splendida*) y Castarrica (*Cichlasoma urophthalmus*). UJAT, Ecosistemas Mexicanos AC, UANL, e INAPESCA.

INAPESCA. 2018. Carta Nacional Acuícola y Pesquera. <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-mojarra-castarrica>. Instituto Nacional de Pesca (23 de marzo del 2018).

2.9. *Menidia estor* (pez blanco de Pátzcuaro) México

Armijo, O. y Sasso, Y. (1976). Observaciones preliminares en acuarios sobre incubación y alevinaje de aterínidos (*Chirostoma* spp.) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. Volumen 3. Fideicomiso para el Desarrollo de la Fauna Acuática, México.

Barbour, C. (1973). The Systematics and evolution of the genus *Chirostoma* Swainson (Pisces: Atherinidae). Tulane Stud Zool Bot, 18, 97-141. <https://doi.org/10.2307/1443118>.

Bloom, D., Piller, J., Lyons, N., Mercado, N. y Medina, M. (2009). Systematics and Biogeography of the Silverside Tribe Menidiini (Teleostei: Atherinopsidae) based on the mitochondrial ND2 gene. Copeia, 2, 408-417. <https://doi.org/10.1643/CI-07-151>.

De Buen, F. (1940.) Pescado blanco, chacuami y charari del Lago de Pátzcuaro. Volume 1. Estación Limnológica de Pátzcuaro, Pátzcuaro.

INAPESCA. 2018. Carta Nacional Acuícola y Pesquera. <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-pescado-blanco> (23 de marzo del 2018). Instituto Nacional de Pesca.

Instituto Nacional de Pesca. (2012). Carta Nacional Acuícola. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, SAGARPA, México. (<https://www.inapesca.gob.mx/portal/documentos/publicaciones/2011/06062012%20SAGARPA.pdf>).

Instituto Nacional de Pesca y Acuacultura. (2021). Carta Nacional Acuícola. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, SADER, México. (<https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/cartanacional-acuicola>).

Lara, V. (1974). Aspectos del cultivo extensivo e intensivo del pescado blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma estor* Jordan 1879). Simposio FAO/Carpas: Acuicultura en América Latina. FAO 1, 113-116.

Lyons, J., González, J., Soto, J. y Guzmán, M. (1998). Decline of freshwater fishes and fisheries in selected drainages of west-central México. Fisheries, 23, 10-18. (<http://doi.org/10.1577/1548-8446>).

López-García J, Martínez-Palacios CA, Ríos-Durán MG (2010). Effect of dietary protein and lipid levels on growth, survival and feed utilization of Mexican Silverside (*Menidia estor*) juveniles. 14 International Symposium on Fish Nutrition & Feeding, Qingdao.

Martínez, C., Aguilar, M., Stru, C., Ríos, M., Toledo, E., Navarrete, P., Fonseca, P., Martínez, C. y Ross, L. (2019). The orobranchial structures in four neotropical silversides (Teleostei: Atherinopsidae) related with feeding habits. Zoomorphology, 138, 511–523. <https://doi.org/10.1007/s00435-019-00457-1>.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Martínez, C., Chávez, J., Santoyo, V., Campos, A., Martínez, C. y Ross, L. (2007). The effect of photoperiod on the reproduction of *Chirostoma estor estor* Jordan 1879 from Lago de Pátzcuaro, México. *J App Ichthyol*, 23, 621-623. <https://doi.org10.1111/j.1439-0426.2007.00856.x>.
- Martínez, C., Ríos, M., Ambriz, L., Jauncey, K. y Ross, L. (2007). Dietary protein requirement of juvenile Mexican Silverside, (*Chirostoma estor estor* Jordan 1879), a stomachless zooplanktivorous fish. *Aquac Nutr* 13:304-310. <http://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2007.00479.x>.
- Martínez, C., Ríos, M., Martínez, C., Fonseca, J., Toledo, E., Concha, S. y López, J. (2018). El cultivo de los peces blancos. Gobierno del Estado de Michoacán Secretaría de Cultura, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Instituto de Investigaciones Históricas, Morelia.
- Miller, R., Minckley, W. y Norris, S. (2005). Freshwater fishes of México. University of Chicago Press, Chicago.
- Ríos-Durán, M., Hernández, A., Martínez, C. y Ross, L. (2006). The effect of transportation stress on tissue ascorbic acid levels of Mexican silverside (*Chirostoma estor estor* Jordan, 1979). *Biocell*, 30, 149-155.
- Rojas, P. (2013). Avances en el cultivo de pez blanco. Instituto Nacional de Pesca, Ciudad de México.
- Rosas, M. (1970) Pescado blanco (*Chirostoma estor*), su fomento y cultivo en México. Serie de divulgación, instructivo 2. Instituto Nacional de Investigaciones Biológicas-Pesqueras, Ciudad de México.
- Rosas, M. (1976). Peces dulceacuícolas que se explotan en México y datos sobre su cultivo. Instituto Nacional de la Pesca, Ciudad de México.
- Ross, L., Martínez, C., Aguilar, M., Beveridge, M. y Chávez, M. (2006). Determination of feeding mode in fish: the importance of using structural and functional feeding studies in conjunction with gut analysis in a selective zooplanktivore *Chirostoma estor estor* (Jordan 1879). *J Fish Biol*, 68, 1782-1794. <http://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2006.01061.x>.
- Solórzano, A. (1963). Algunos aspectos biológicos del pescado blanco del Lago de Pátzcuaro, Mich. (*Chirostoma estor* Jordan, 1879). Instituto Nacional de Investigaciones Biológicas-Pesqueras, Ciudad de México.
- Vigueras, M., Carbajal, J., Sánchez, L. y Hernández, M. (2016). Modelo computacional para la evaluación de la calidad del agua en el cultivo del pez blanco. *Pistas Educativas*, 38, 1418-1434.
- 2.10. *Micropterus salmoides* (lobina negra)**
México
- Bai, J., Dijar, J., Quan, Y. y Liang, S. (2008). Taxonomic status and genetic diversity of cultured largemouth bass *Micropterus salmoides* in China Aquaculture, 216, 27-30. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.03.016>.
- Deng, G.-c., Li, S., Tie, J., Bai, J.-j. 2010. Characterization of a ranavirus isolated from cultured largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in China. *Journal of Aquaculture*. 312: 198-204.
- Engle, C., Stone, N. y Lin, X. (2013). Feasibility of Pond Production of Largemouth bass, *Micropterus salmoides*, for a fillet market. *J. World Aquac. Soc.*, 44, 805-813. <https://doi.org/10.1111/jwas.12076>.
- Galaviz, S., Escobar, G., Iruegas, B. y Molina, Z. (2016). Metazoan parasites of *Micropterus salmoides* (Centrarchidae: Perciformes) from reservoirs of Nueva León, México and their association with condition factor and gender. *Rev Biol Trop*, 64, 559-569.
- Grizzle, J., Altinok, I., Fraser, W. y Francis, R. (2002). First isolation of largemouth bass virus. *Diseases of Aquatic Organisms*, 50, 233-235.
- Grove, S., Reitan, L.J., Lunder, T., Colquhoun, D. 2008. Real-time PCR detection of *Moritella viscosa*, the likely causal agent of winter-ulcer in Atlantic salmon *Salmo salar* and rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Dis. Aquat. Organ.* 82(2): 105-109.
- Gui, J.-F., Tang, Q., Zhongjie, L., Silva, S.S.D., Jiashou, L. 2018. *Aquaculture in China: Success Stories and Modern Trends* John Wiley & Sons, Limited. 685 p.



CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Gui, J., Tang, Q., Li, Z., Liu, J. y De Silva, J. (2018) Aquaculture in China: Success Stories and Modern Trends. John Wiley & Sons, Limited.
- Heidinger, R. (1976). Synopsis of biological data on the largemouth bass *Micropterus salmoides* (Lacep' ede) 1802. FAO Fish.
- Mao, J., Wang, J., Chinchar, G. y Chinchar, V. (1999). Molecular characterization of a ranavirus isolated from largemouth bass *Micropterus salmoides*. Dis Aquat Org, 37, 107–114.
- Noga, E.J. 1996. Fish Disease: Diagnosis and Treatment, Mosby-Yearbook, St. Louis, MO. 367 p.
- Piper, R., McElwain, I., Orme, L., McCraren, J. y Fowler, L. (1982). Fish Hatchery Management. US Fish and Wildlife Service, Washington DC.
- Quintero, H., Roy, L., Kelly, A., Park, J. y Heikes, D. (2019). Comparison of different pond production systems for raising Large-mouth Bass, *Micropterus salmoides*. Journal of the World Aquaculture Society, 50, 622-633. <https://doi.org/10.1111/jwas.12582>.
- SEMARNAT, 2020. <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-pesquera>.
- Watts, C., Bright, L., Coyle, S. y Tidwell, J. (2016). Evaluation of stocking density during second-year growth of largemouth bass, *Micropterus salmoides*, raised indoors in a recirculating aquaculture system. Journal of the World Aquaculture Society 47: 538-543. <https://doi.org/10.1111/jwas.12315>.
- 2.11. *Nematobrycon palmeri* (tetra emperador)**
Colombia
- García, L., Andrés, M. y Chapman, F. (2020). Effects of different color artificial lights on growth, survival and sex ratio on an experimental population of freshwater ornamental emperor fish *Nematobrycon palmeri*. AACL Bioflux, 13, 1048-1054.
- Landines, M., Ana, S. y Daza, P. (2007). Producción de peces ornamentales en Colombia. INCODER.
- Ortega, A. (2015). Biología pesquera de las principales especies de peces ornamentales continentales de Colombia. AUNAP.FUNINDES.
- Ortega, A. (2016) Guía visual de los principales peces ornamentales continentales de Colombia. AUNAP. FUNDINES 28.
- 2.12. *Odontesthes bonariensis* (pejerrey)**
Argentina
- Chalde, T., Elisio, M. y Miranda, L. (2014). Quality of pejerrey (*Odontesthes bonariensis*) eggs and larvae in captivity throughout spawning season. Neotropical Ichthyology, 12, 629-634.
- Chalde, T., Fernández, D., Cussac, V. y Somoza, G. (2011). The effect of rearing temperature in larval development of pejerrey, *Odontesthes bonariensis*. Morphological indicators of development. Neotropical Ichthyology, 9, 747-756.
- Fernandino, J., Hattori, R., Shinoda, T., Kimura, H., Strobl, P., Strüssmann, C. y Somoza, G. (2008). Dimorphic expression of dmrt1 and cyp19a1 (ovarian aromatase) during early gonadal development in pejerrey, *Odontesthes bonariensis*. Sexual Development, 2, 316-324.
- Flores, E., Chambilla, G., Segura, M., Villanueva, C., Siguayro, H. y Chura, R. (2016). Experimental production of fingerlings *Odontesthes bonariensis* (silverside) under productive management in captivity and laboratory, Puno-Perú. Revista Mexicana de Biodiversidad, 21, 49-56.
- Garcia de Souza, J., Solimano, P., Maiztegui, T., Baigún, C., Claps, M. y Colautti, D. (2017). Seasonality effects over the ecological aquaculture of the native zooplanktivorous fish from South America *Odontesthes bonariensis*. Aquaculture, 471, 19-27.
- Garcia de Souza, J., Solimano, P., Maiztegui, T., Baigún, C. y Colautti, D. (2015). Effects of stocking density and natural food availability on the extensive cage culture of pejerrey (*Odontesthes bonariensis*) in a shallow Pampean lake in Argentina. Aquaculture Research, 46, 1332-1344.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

2.13. *Petenia splendida*

(tenguayaca)

México

Álvarez, C., Márquez, G. y Ramírez, C. (2013). Manual para el cultivo de Mojarras nativas Tenguayaca (*Petenia splendida*) y Castarrica (*Cichlasoma urophthalmus*). UJAT, Ecosistemas Mexicanos AC, UANL, e INAPESCA.

Astorqui, I. (1976). Peces de la cuenca de los Grandes Lagos de Nicaragua. Revista Biología Tropical, 19(1,2), 7-57.

Carta Nacional Acuícola. (2013). Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Diario Oficial de la Federación. Información actualizada por los autores.

Chávez, M., Mattheeuws, A. y Pérez, E. (1989). Biología de los Peces del Río San Pedro en Vista de determinar su Potencial para la Piscicultura. INREBFUCID. Xalapa, Veracruz, México.

CONAPESCA, 2018. Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca. <https://www.gob.mx/conapesca/documentos/anuario-estadistico-de-acuacultura-y-pesca>.

INAPESCA. 2018. Carta Nacional Acuícola y Pesquera. <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuacultura-tenguayaca>. (26 de marzo del 2018). Instituto Nacional de Pesca.

Reséndez, M. y Salvadores, M. (1983). Contribución al conocimiento de la biotecnología del pejelagart *Lepisosteus tropicus* (Gill) y la Tenguayaca *Petenia splenda* Günther, del Estado de Tabasco. Biótica. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos (INIWEB). Xalapa, Veracruz. 8(4), 413-426.

Torres, B. (1991). Los Peces de México. AGT Editor, S. A.

2.14. *Piaractus brachypomus*

(cachama blanca)

Colombia

Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca. (2013) Diagnóstico del estado de la Acuicultura en Colombia. Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca. Bogotá.

Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca/ Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2014). Plan Nacional para el Desarrollo de la Acuicultura Sostenible en Colombia-PlaNDAS, Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca y Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Bogotá.

González, D., Hernández, Y., Meza, Y., Ruiz, P. y Solano, N. (2012). El cultivo de la cachama. (<http://criapezmonagas.blogspot.com.co/p/el-cultivo-de-lacachama.html>).

Mesa, M. y Botero, M. (2007). La cachama blanca (*Piaractus brachypomus*), una especie potencial para el mejoramiento genético. Rev. Col. Cienc. Pec., 20(1), 79-86.

2.15. *Pseudoplatystoma punctifer*

(doncella)

Perú

Buitrago, U. y Burr, B. (2007). Taxonomy of the catfish genus *Pseudoplatystoma* Bleeker (Siluriformes: Pimelodidae) with recognition of eight species. Zootaxa, 1512, 1-38.

Campos, J. (2013). O cultivo do pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* (Spix e Agassiz, 1829), outras espécies do gênero *Pseudoplatystoma* e seus híbridos. In: Baldissarotto B (ed) Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Editora UFSM, Santa Maria, pp 335-361.

Castro, D., Andree, K., Blondeau, E., Fernández, C., García, C., Gisbert, E. y Darias, M. (2021). Isolation, identification, and gene expression analysis of the main digestive enzymes during ontogeny of the Neotropical catfish *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855). Aquaculture.

Castro, D., Andree, K., Solovyev, M., Fernández, C., García, C., Cahu, C., Gisbert, E. y Darias, M. (2021). The digestive function of *Pseudoplatystoma punctifer* early juveniles is differentially modulated by dietary protein, lipid and carbohydrate content and their ratios. Animals, 11(2), 369.

Castro, D., Mozanzadeh, M., Fernández, C., Andree, K., García, C., Cahu, C., Gisbert, E. y Darias, M. (2019). Ontogeny of the digestive enzyme activity of the Amazonian pimelodid catfish *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855). Aquaculture, 504, 210-218.

CARTA ACUÍCOLA IBEROAMERICANA

- Darias, M.J., Castro, D., Estivals, G., Quazuguel, P., Fernández, C., Núñez, J., Clota, F., Gilles, S., García, C., Gisbert, E. y Cahu, C. (2015). Influence of dietary protein and lipid levels on growth performance and the incidence of cannibalism in *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855) larvae and early juveniles. *J Appl Ichthyol*, 31, 74-82.
- Estivals, G., García, C. y Darias, M. (2015). Description of the skeletal anatomy of reared juveniles of *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855) with notes on skeletal anomalies. *J Appl Ichthyol*, 31, 88-97.
- Fernández, C., David, F., Darias, M., Castro, D. y Núñez, J. (2015). Rearing of the Amazon catfish *Pseudoplatystoma punctifer* (Castelnau, 1855): weaning with dry and moist diets. *J Appl Ichthyol*, 31, 83-87.
- Gisbert, E., Luz, R., Fernández, I., Pradhan, P., Salhi, M., Mozanzadeh, M., Kumar, A., Kotzamanis, Y., Castro, D., Bessonart, M. y Darias, M.J. (2022). Development, nutrition, and rearing practices of relevant catfish species (Siluriformes) at early stages. *Rev Aquac.* 14(1), 73-105.
- Gisbert, E., Moreira, C., Castro, D., Öztürk, S., Fernández, C., Gilles, S., Núñez, J., Duponchelle, F., Tello, S., Renno, J., García, C. y Darias, M.J. (2014). Histological development of the digestive system of the Amazonian pimelodid catfish *Pseudoplatystoma punctifer*. *Animal* 8. (11), 1765-1776.
- 2.16. *Pterophyllum scalare*
(escalar común)
Colombia
- Álvarez, R. (2007). Asociaciones y patologías en los peces dulceacuícolas, estuarinos y marinos de Colombia: aguas libres y controladas. Boletín Científico, Centro de Museos, Museo de Historia Natural. FishBase. (www.fishbase.org).
- Keith, P., lBall, P. y Planquette, P. (2000). Atlas des Poissons d'eau douce de Guyane. Tome 2, fascicule 1: Batrachoidiformes, mugiliformes, beloniformes, Cyprinodontiformes, Synbranchiformes, Perciformes, Pleuronectiformes, tetraodontiformes. 286 p. Patrimoines Nat, 43(1).
- Landines, M., Sanabria, A. y Daza, P. (2007). Producción de peces ornamentales en Colombia. INCODER. Bogotá, Colombia.
- Merino, C. (2018). Acuicultura en Colombia. Dirección Técnica de Administración y Fomento, Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca.



AUTORES

ADRIANA RODRÍGUEZ FERERO

Universidad de Magdalena, arodriguez@unimagdalena.edu.co

ALEJANDRO MECHALY

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), amechaly@inbiotec-conicet.gob.ar

ALICIA ESTÉVEZ

Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentaries (IRTA), alicia.estevez@irta.cat

ANA MARÍA SANTANA PIÑEIRO

Grupo de Investigación en Sanidad Acuícola, Inocuidad y Salud Ambiental. Facultad de Ciencias Veterinarias.

Universidad Técnica de Manabí, ana.santana@utm.edu.ec

CARLOS ALFONSO ÁLVAREZ GONZÁLEZ

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), alfonso.alvarez@ujat.mx

CARLOS RAMÍREZ MARTÍNEZ

Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), carlos.ramirezm@uanl.mx

DARIEL TOVAR RAMÍREZ

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), dtovar04@cibnor.mx

EDDIE O. ARISTIZABAL ABUD

Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP), eddie@inidep.edu.ar



ENRIC GISBERT

Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentaries (IRTA), enric.gisbert@irta.cat

GUSTAVO MANUEL SOMOZA

Instituto Tecnológico de Chascomús, somoza@intech.gov.ar

HÉCTOR FLORES

Universidad Católica del Norte (UCN), hflores@ucn.cl

IGNACIO FERNÁNDEZ MONZÓN

Instituto Español de Oceanografía. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, ignacio.fernandez@ieo.es

JONATHAN CHACÓN

Programa de Acuicultura y Biotecnología Marina, Parque Marino del Pacífico,
Programa Parque Marino del Pacífico, Universidad Nacional de Costa Rica, jonathan.chacon.guzman@una.cr

JORGE HIRT-CHABBERT

Instituto Nacional de Investigaciones y Desarrollo Pesquero (INIDEP), hirt.chabbert@gmail.com

JUAN CARLOS PÉREZ URBIOLA

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), jperez@cibnor.mx

LEANDRO ANDRÉS MIRANDA

Instituto Tecnológico de Chascomús, lmiranda@intech.gov.ar

LIGIA GONÇALVES

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, ligia.inpa@gmail.com

LURY NOHEMI GARCÍA

Universidad del Pacífico, lurynohemg3@gmail.com



MARCIA OLIVA ARRIAGADA

Universidad Católica del Norte (UCN), moliva@ucn.cl

MARÍA J. DARIAS

MARBEC, Univ Montpellier / CNRS, Ifremer / Institut Recherche pour Le Développement (IRD) / Montpellier,
Francia, maria.darias@ird.fr

MARIO ALBERTO GALAVIZ

Universidad Autónoma de Baja California, mgalaviz@uabc.edu.mx

PAULA VISSIO

Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad
de Buenos Aires / Instituto de Biodiversidad y Biología Experimental y Aplicada (IBBEA), CONICET-UBA,
pvissio@gmail.com

RICARDO VIEIRA RODRIGUES

Universidade Federal do Rio Grande, vr.ricardo@gmail.com

RAFAEL MARTÍNEZ GARCÍA

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), biologomartinez@hotmail.com

SAMIRA REINOSO

Laboratorio de Piscicultura, Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas, Escuela Superior
Politécnica del Litoral (CENAIM-ESPOL), esreinos@espol.edu.ec

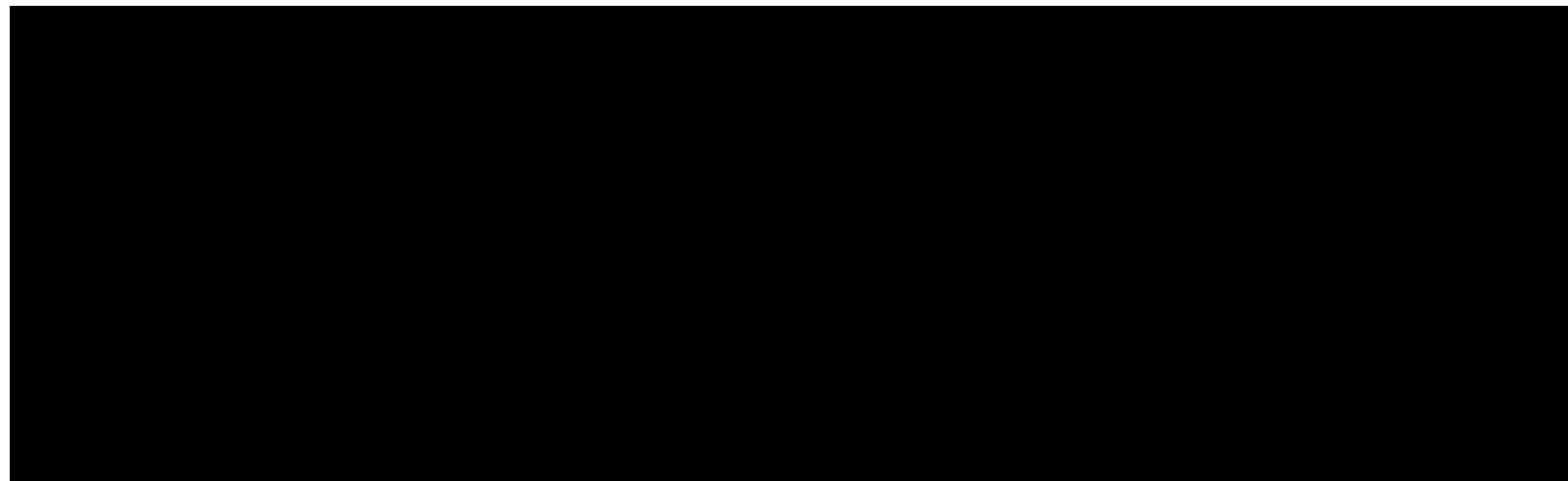
SILVIA ARRANZ

Universidad Nacional de Rosario, sarranz@fbioyf.unr.edu.ar

SOFÍA ENGROLA

Centro de Ciencias del Mar (CCMAR), Universidad de Algarve, sengrola@ualg.pt





La Carta Acuícola Iberoamericana que aquí se presenta, pretende ser un compendio sobre la información disponible de gran parte de especies autóctonas de peces que se cultivan en Iberoamérica, datos que tienen como objetivo servir como referencia para estamentos gubernamentales, universidades, centros de investigación, emprendedores y sector productivo para establecer sus programas y planes de desarrollo acuícolas.

