INIDEP

INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO PESQUERO

INFORME DE INVESTIGACIÓN

Número	Páginas	Fecha de aprobación
049	17	9 de Agosto de 2021

Dirección: DIRECCIÓN DE INFORMACIÓN, OPERACIÓN Y TECNOLOGÍA

Programa / Gabinete: Biología Experimental

Actividad: BIOEX 4. Mantenimiento del stock de reproductores de chernia (Polyprion americanus)

MADURACIÓN Y REPRODUCCIÓN DE CHERNIA (*Polyprion americanus*) EN CAUTIVERIO.

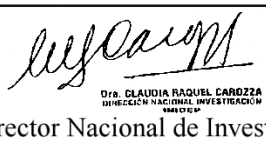
PRIMERAS TEMPORADAS REPRODUCTIVAS

La chernia (*Polyprion americanus*) es una especie de alto valor comercial, sin embargo, sus volúmenes de captura son pequeños en Argentina. Si bien hasta el presente no existe acuicultura comercial de esta especie, sus características biológicas y precio en el mercado, determinan el gran interés que ha despertado su cría en cautiverio. Hasta el momento, los únicos trabajos conducentes al desarrollo de tecnología para el cultivo de la chernia en Sudamérica han sido realizados por el INIDEP. Los estudios se iniciaron en el verano del 2013 con la conformación de un plantel de reproductores, a partir de la captura de individuos juveniles que fueron aclimatados en un sistema de recirculación de agua y mantenidos hasta que alcanzaron su madurez sexual, y posterior reproducción en cautiverio.

Este trabajo presenta los resultados de las dos primeras temporadas (2018 y 2019-2020) reproductivas de la chernia obtenidas de forma natural en el INIDEP. Para lograr la maduración y reproducción del stock de reproductores se siguió un protocolo térmico, se mantuvo la luminosidad de la sala a 0 lux las 24 h durante todo el año, y se aplicó una tasa de alimentación de 0,45% biomasa/día. El 25 de octubre del 2018 se produjo el primer desove del stock. Se registró un total de 14 puestas de las cuales el 2,7% fueron fecundadas y se logró obtener larvas hasta 34 días de vida con una longitud total de 9,2 mm. La segunda temporada reproductiva comenzó el 31 de octubre de 2019 y finalizó el 26 de enero de 2020; con 32 puestas de las cuales el 68,75% fueron fecundadas. Se observó un sustancial incremento en todos los parámetros reproductivos evaluados entre la primera y segunda temporada reproductiva mejorando la cantidad y calidad de huevos debido a que el total del stock alcanzó la edad y talla reproductiva.

Citar Indicando la fuente. El contenido no debe ser reproducido total o parcialmente sin la expresa conformidad del INIDEP

SOLICITADO POR — Institución: | Cargo:

PREPARADO POR	APROBADO POR
Firma: Nombre: SUAREZ, JULIETA	Jefe de Programa / Gabinete
Firma: Nombre: VEGA, ADRIAN GUILLERMO	Director de área
Firma: Nombre: RICCI, ESTEBAN	 Director Nacional de Investigación
Firma: Nombre: HIRT-CHABBERT, JORGE	Director del INIDEP

COPIA ELECTRONICA INIDEP

MADURACIÓN Y REPRODUCCIÓN DE CHERNIA (*Polyprionamericanus*) EN CAUTIVERIO. PRIMERAS TEMPORADAS REPRODUCTIVAS

Suárez Julieta[1], Vega, Adrián[1],Ricci, Esteban[1]&Hirt-Chabbert, Jorge[1,2]

(1) Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP)
(2)Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET)

COPIA EL PROTOCOLO INIDEP

INTRODUCCIÓN

La chernia (*Polyprionamericanus,* Bloch&Schenider, 1801) es un pez teleósteo marino perteneciente a la Familia *Polyprionidae*, con una distribución cosmopolita pero anti-tropical (Heemstra, 1986; Sedberry*et al.,* 1999). Se caracteriza por una extendida fase juvenil pelágica, donde puede pasar años asociados a objetos flotantes antes de reclutarse al ambiente demersal (Sedberry*et al.,* 1996; Machias*et al.,* 2003; Peres*et al.,* 2019). Habita fondos rocosos y lodosos entre los 40 y los 1000 m de profundidad (Sedberry*et al.*, 1999; Suquet y La Pomélie, 2002; Sadovy*et al.,* 2003); sin embargo, en Argentina se han registrado solo hasta profundidades no mayores a los 100 m (Cousseau &Perrota, 2013). Es una especie longeva, se han registrado ejemplares de 80 años (Peres&Haimovici, 2004; Wakefield *et al.*, 2013, Lytton *et al.,* 2016). Asimismo, se han registrado ejemplares de 200 cm de longitud total y una masa corporal de 100 kg (Roberts, 1989). La máxima talla registrada en Argentina no supera los 60 cm de longitud total (Cousseau &Perrota, 2013). Lachernia es una especie gonocorística sin dimorfismo sexual con desoves múltiples (Peres&Klippel, 2003) que madura alrededor de los 8-10 años con tallas de 75-90 cm (Machias*et al.,* 2003; Peres&Haimovici, 2003; Peres&Klippel, 2003; Lytton, 2014).

En el Océano Atlántico sur-occidental, la especie ocurre desde cerca de Río de Janeiro – Brasil (23˚S), hasta el sur de Argentina (47˚S) (Cousseau &Perrota, 2013;Peres, 2000), y conforma un stock genéticamente diferente a las poblaciones del Atlántico norte,del Mar Mediterráneo, y del Pacífico sur (Ball*et al.*, 2000).Debido a sus características biológicas (longevidad, edad de maduración) es una especie altamente vulnerable frente a la explotación pesquera (Cornish, 2004; Peres&Haimovici, 2004; Wakefield *et al.*, 2013; Lytton, 2014; Froese&Pauly, 2019). A nivel global, los datos de esta especie son muy escasos, por lo cual se encuentra categorizada con el estatus de *data deficiente* en la *IUCN Red List* (Sadovy, 2003). Sin embargo, en lo que respecta específicamente a la población de chernia en las costas brasileras, varios trabajos indican una importante reducción en sus capturas y se la categoriza como una especie en grave peligro (Cornish&Peres, 2003; Haimovici&Peres, 2005; Perez*et al.,* 2009; Wakefield *et al.*, 2013). En Argentina, la especie es capturada principalmente por la flota costera con redes de arrastre como especie incidental (Cousseau &Perrota, 2013), con volúmenes de captura anual muy pequeños – 28,3 t en el año 2020 - (MAGyP, 2020).

Hasta el presente no existe en el mundo una producción comercial de chernia de acuicultura. Sin embargo sus características biológicas y precio en el mercado(más del triple que la merluza – MCBA, 2019), han despertado un gran interés como nueva especie de cultivo, considerado especialmentesu rápido crecimiento en su fase juvenil (Suquet& La Pomèlie, 2002; Papandroulakis*et al*., 2004;Peleteiro*et al.*, 2010; Rodriguez-Villanueva *et al.,* 2011), con una madurez reproductiva tardía (Sedberry*et al.,* 1999, Machias*et al.*, 2003; Peres&Haimovici, 2003; Peres&Klippel, 2003; Lytton, 2014)y fácil adaptación a condiciones de cultivo (Rodriguez-Villanueva *et al.,* 2011; Papandroulakis*et al.,* 2008). Asimismo, su gran tamaño lo hace apropiado para el procesado y el desarrollo de productos con valor agregado (Suquet*et al.*, 2001).

El éxito del cultivo de peces marinos a nivel comercial depende de lograr una producción constante de juveniles, lo cual implica la obtención de huevos en cantidades suficientes y de buena calidad (Mylonas*et al.,* 2013; Peña, 2015).En lo que respecta a la chernia, existen trabajos puntuales sobre su cultivo desde hace dos décadas (Fauvel*et al.,* 2008; Papandroulakis*et al.,* 2004; Papandroulakis*et al.,* 2008; Peleteiro*et al.,* 2011). Pero es a partir del proyecto Europeo DIVERSIFY 2013-2018 (Constantinos& Robles, 2014; www.diversifyfish.eu), con la participación de todos los centros europeos implicados en la domesticación de la chernia, que el estudio de la cría de esta especie tuvo un fuerte impulso en lo que respecta a la reproducción y el cultivo larvario. Los avances logrados en estas temáticas se encuentranresumidos en los informes y publicaciones científicas de DIVERSIFY (Rodríguez *et al.*, 2017; Álvarez-Blázquez, 2018a; Álvarez-Blázquez, 2018b; Papadaki*et al.*, 2018; Pérez *et al.,* 2019). Por otro lado, en Nueva Zelandia se ha logrado grandes avances en la reproducción y desarrollo larvario de una especie muy similar a la chernia, el hāpuku (*Polyprionoxygeneios*), donde ya se está trabajando a nivel experimental con reproductores F1 (Anderson *et al.,* 2012; Kohn&Symonds, 2012; Symonds*et al.,* 2014; Wylie*et al.*, 2018; Wylie*et al.,* 2019). Todos estos trabajos han generado importantes avances en el manejo reproductivos y larvarios del cultivo de chernia, pero todavía se necesitan estudios más detallados para poder obtener una producción constante de juveniles de alta calidad a escala comercial.

Hasta el momento, los únicos trabajos en cultivo de chernia con ejemplares del stock genético del Atlántico sur-occidental han sido realizados en Argentina por el Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP). A principios del año 2013se iniciaron las primeras actividades conducentes al desarrollo de tecnología para el cultivo de la chernia en el INIDEP. El primer paso fue la conformación de un plantel de reproductores, lo cual representó un reto importante debido a que en las aguas argentinas no se registran ejemplares maduros de chernia. Por tal motivo, se debió capturar ejemplares juveniles, aclimatarlos en tanques de cría,y mantenerlos hasta que alcanzaran su maduración. En los años 2016 y 2017, se identificaron los primeros indicios de maduración de los ejemplares y en años sucesivos se lograron los primeros desoves de buena calidad yel desarrollo de los primeros estadios larvales (Suarez *et al.*, 2012; Suárez y Vega, 2013, 2013a; Vega y Suárez, 2014;Vega *et al.*, 2018).

El objetivo de este trabajo es presentar los avances en el manejo reproductivo de las chernias mantenidas en sistemas de recirculación de agua (RAS, por sus siglas en inglés) mediante los resultados de las dos temporadas reproductivas de esta especie en el INIDEP.

MATERIALES Y METODOS

Stock de reproductores y su mantenimiento

En las instalaciones del INIDEP se conformó un plantel de reproductores de chernia a partir de ejemplares juveniles capturados en la costa marplatense en el 2013, los cuales alcanzaron la talla de primera madurez: 80 cm longitud total y 10-14 kg peso total(Peres&Haimovici, 2003; Peres&Klippel, 2003) en el 2016. Se identificaron en el tanque 4 hembras y 6 machos a través de biopsias gonadales, a partir de muestreos realizado por medio de canulación y masajes abdominales. Estos reproductores fueron mantenidos en un tanque rectangular de fibra de vidrio de 2 x 4,5 x 2 m de profundidad (16,2 m^3) que se encuentra conectado a un RAS. El RAS se compuso por un filtro biológico de 2 m^3, un decantador de 0,36 m^3, un espumador, un equipo Katadyn de desinfección por luz ultravioleta y un intercambiador de temperatura frío/calor, con un intercambio de 70% del agua h^{-1}(Figura 1). Todos los individuos fueron identificados mediante la inserción de un dispositivos electrónicos de 12 mm de largo x 2 mm de diámetro (PIT tag, Biomark) en el paquete muscular de la zona antero dorsal del pez (Vega *et al.,* 2018).

Diariamente se controló la temperatura, salinidad y pH del agua y semanalmente, los compuestos nitrogenados (amonio, nitritos y nitratos) con kits colorimétricos. Asimismo, se realizaron análisis bacteriológicos mensuales del agua, a cargo del Gabinete de Biología Molecular y

COPIA ELECTRONICA INIDEP

Microbiologíadel INIDEP, con la finalidad de evaluar su calidad sanitaria y la presencia de microorganismos indicadores de contaminación y potenciales patógenos de peces (García, 2018).Los parámetros físico-químicos (Tabla 1) y la calidad sanitaria del agua (Tabla 2) en el tanque de los reproductores de chernia se mantuvieron dentro de los rangos adecuados para su cultivo (Vega *et al.*, 2018; Mora, 1996; Leonard, 2000).

Figura 1.Sistema de recirculación del tanque de reproductores de chernia*Polyprionamericanus* de la Sala A del sector de Biología Experimental (BIOEX), INIDEP.

Tabla 1. Valores promedio anual de temperatura, salinidad, pH oxígeno disuelto y compuestos nitrogenados del agua del tanque de reproductores de chernia*Polyprionamericanus.*

Parámetros	Valores
Temperatura	Adaptación de esquema térmico (Tabla 3)
Salinidad	34±1
pH	7,1±0,3
Oxígeno disuelto	6-8 mgL^{-1}
Amonio	<0,5 mgL^{-1}
Nitritos	<0,3 mgL^{-1}

Tabla 2. Promedio anual de los recuentos de microorganismos indicadores de calidad del agua de cultivo del tanque de reproductores de chernia*Polyprionamericanus.*

Bacterias	Resultado	Limite deseable en acuicultura
Bacterias Aerobias Mesófilas	5 ± $2x10^3$ufc/ml	10^5ufc/ml
Bacterias *Vibrionaceae*	8,7±1,$3x10^1$ufc/ml	
Aeromonasspp/*Pseudomonasspp*	< $1x10^1$ ufc/ml	
Coliformes Totales	<1 ufc /100 ml	
ColiformesTermotolerantes	<1 ufc /100 ml	1000 ufc/ 100 ml
Enterococcusspp	<1 ufc /100 ml	100 ufc/ 100 ml
Presencia *E. coli* en 100ml	Ausencia en 100 ml	
Pseudomonaaeruginosa	<1 ufc /100 ml	

Alimentación

COPIA ELECTRÓNICA

Para cubrir los requerimientos energéticos de crecimiento y maduración de los ejemplares se implementó un plan de alimentación con una tasa de 0,45% biomasa/día. La tasa de alimentación diaria se mantuvo constante durante todo el año, pero la frecuencia de alimentación fue de 3 veces por semana (lunes, miércoles y viernes) desde enero a junio (meses de reposo) y de 2 veces semanales (martes y viernes) para el resto de los meses. Los reproductores se alimentaron con calamar (*Illexargentinus*)(77% del alimento anual consumido),surel (*Trachuruslatami*) (20%), y con alimento balanceado húmedo de elaboración propia (3%- sólo durante mayo, junio y julio). Este último se elaboró en base a harina de pescado (35%) y a una mezcla de composición variable de pescado blanco/azul y mariscos (65% - *e.g*. merluza, pescadilla, corvina, caballa, anchoíta, surel, calamar, langostino) (Vega *et al.*, 2018). Dicho alimento balanceado fue colocado dentro del manto del calamar, para facilitarles la captura e ingesta a los peces.

Manejo reproductivo del stock de reproductores

Para lograr la maduración y reproducción del *stock* de reproductores de chernia se siguió un protocolo térmico (Tabla 3) y se mantuvo la luminosidad de la sala a 0 lux las 24 h durante todo el año.

Tabla 3. Protocolo de temperatura del agua aplicado a los reproductores de chernia*Polyprionamericanus*para la inducción reproductiva.

Mes	Temperatura (ºC)
Enero	16,5
Febrero	16,0
Marzo	15,0
Abril	14,0
Mayo	13,0
Junio	12,0
Julio	12,0
Agosto	12,5
Septiembre	13,5
Octubre	14,0
Noviembre	15,0
Diciembre	16,0

Recolección y caracterización de huevos

Los huevos de chernia*(*planctónicos durante los primeros estadios) se obtuvieron de desoves naturales, y fueronrecolectados por rebalse con una red de 910 µm ubicada debajo de dos orificios de 2 pulgadas en la pared del tanque de los reproductores. Los huevos fueron colocados en una jarra de 3 L y separados por decantación en “flotantes” (huevos potencialmente viables) y “no flotantes” (huevos malos o no viables). La cantidad de huevos se determinó por volumetría en mL con una probeta plástica de 1 L (Figura 2). Luego, se estimaron la cantidad de huevos mediante el recuento de tres submuestras de 1 mL en cada uno de los desoves obtenidos. Para las observaciones del porcentaje de eclosión, se tomó una muestra de 30 huevos en un vaso de precipitado de vidrio de tres litro, mismo que se mantuvo sumergido en el tanque de colecta de huevos para mantener la misma temperatura del desove. La tasa de eclosión se evaluó 5-6 días después, contando uno a uno los huevos sin eclosionar y las larvas eclosionadas.

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

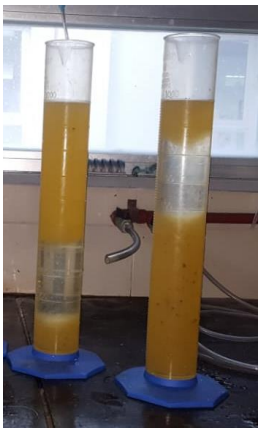


Figura 2. Probetas de 1 L con huevos de chernia*Polyprionamericanus* fecundados. Huevos flotantes (viables) y huevos no flotantes (malos).

Incubación y larvicultura

Los huevos fecundadosse incubaron a 16ºC en tanques troncocónicos de 150 L con renovación constante de agua y aireación moderada. A las 24 y 48 h se realizó una pequeña purga del incubadorpara eliminar los huevos muertos depositados en el fondo. Cuando los huevos alcanzaron el estadio de embrión (48 h) fueron traspasados con jarras a un tanque de 400 L denominado “tanque de eclosión”, en donde los huevos se mantuvieron en flotación mediante circulación de agua y aireación. La circulación de agua producida en el tanque de eclosión fue muy importante para la separación de huevos y larvas, debido a que las larvas de chernia no mostraron comportamiento planctónico durante los primeros 6-8 días de vida, sino que se observaron en el fondo del tanque.Luego de 72 h, las larvas recién eclosionadas fueron transferidas a otro tanque a través de un dispositivo diseñado específicamente para separar las larvas de las cáscaras de huevos y/o huevos sin eclosionar. Este dispositivo consistió en un colector con una red de 1,5 mm y un sifón para poder traspasar las larvas a otro tanque con aireación(Figura 3).

Figura 3. Dispositivo para separar las larvas de chernia*Polyprionamericanus* recién eclosionadas de los huevos sin eclosionar y/o cáscaras de huevos.

Se realizaron todas las incubaciones de huevos viables obtenidos durante las dos temporadas reproductivas y sus respectivas larviculturas bajo el protocolo y condiciones detalladas en el Anexo 1, realizadoen conjunto con investigadores del Instituto Español Oceanográfico de Vigo (IEO) (Suárez, 2018); excepto las de la 2da. temporada que sólo se efectuaron para determinar las condiciones óptimas de eclosión y la supervivencia larval en ayuno debido a la ausencia de producción de alimento vivo ese año.

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Primera Temporada reproductiva

Desoves y caracterización de huevos

El día 25 de octubre del 2018 se produjo el primer desove del *stock* de reproductores de chernia, los cuales se extendieron hasta el 17 de diciembre del mismo año. Los desoves ocurrieron de forma natural y espontánea cada 4±1,7 días.Se registró un total de 14 puestas de las cuales el 2,7% fueron fecundadas (Tabla 4).Los huevos de cherniafueron planctónicos durante las primeras 48 horas a 16 ºC, tornándose bentónicos en el estadio de embrión. Presentaron una única gota oleosa de 0,54 ± 0,02 mm de color amarillo–naranja o varias gotas oleosas (multigotas) distribuidas de forma aleatoria (Figura 4). Se estimó un promedio de 189,5 ± 10,5 huevos/ml, y un diámetro medio de 1,90 ± 0,06 mm.Peleteiro*et al.*(2011) obtuvieron huevos de chernia fecundados artificialmente con un diámetro de 2,05± 0,03 mm y una gota oleosa de 0,59± 0,08 mm.Los huevos de chernia se caracterizan por su gran tamaño, siendo comparativamente más grandes que los huevos de otros teleósteos pelágicos (Hardy, 1978).

Los huevos eclosionaron a los cinco días, acumulando 80ºC días o UTA (Unidades Térmicas Acumuladas) y las larvas recién eclosionadas midieron 4,0 ±0,3 mm.La tasa de eclosión estimada fue de 85%. Estos resultados son similares a los obtenidos en las primeras temporadas reproductivas de los 2 *stocks* de chernia del Centro Oceanográfico de Vigo (Álvarez-Blázquez*et al.,* 2017).

Tabla 4. Producción de huevos de *Polyprionamericanus*durante la primera temporada reproductiva(2018) en el INIDEP.

Nº Puesta	Fecha	Temp. Agua (ºC)	Diámetro huevo (mm)	Diámetro gota oleosa (mm)	Huevos Viables (ml)	Total Huevos (ml)	Nro. huevos
1	25-oct	13,6	2,01	0,51	-	130	24.167
2	31-oct	13,4	1,86	0,52	-	310	57.629
3	05-nov	14,0	1,80	0,52	-	2020	375.518
4	13-nov	14,8	1,98	0,54	-	3300	613.470
5	16-nov	15,7	1,95	0,51	-	1720	319.748
6	20-nov	15,6	1,90	0,57	-	1720	319.748
7	25-nov	15,5	1,92	0,55	-	1800	334.620
8	28-nov	15,5	1,85	0,55	-	1460	271.414
9	30-nov	15,7	1,83	0,50	-	1280	237.952
10	02-dic	15,9	1,86	0,55	-	2500	464.750
11	05-dic	16,0	1,92	0,57	270	3010	559.559
12	08-dic	15,6	1,88	0,51	380	3990	741.741
13	13-dic	15,1	1,92	0,55	20	3350	622.765
14	17-dic	15,0	1,92	0,56	90	1410	262.119
PROMEDIO			1,90	0,54			
±sd			0,06	0,02			
TOTAL					760	28.000	5.205.200
%					2,5	100	100

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

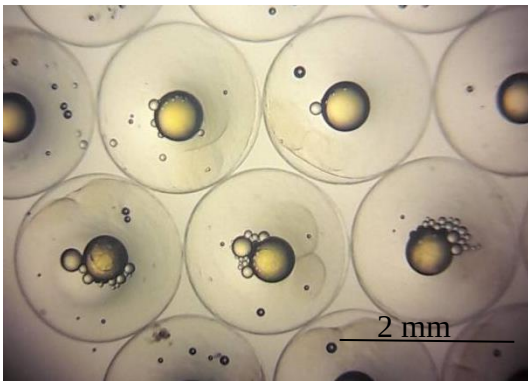


Figura 4. Huevos fecundados de chernia*Polyprionamericanus*colectados durante la temporada reproductiva en el INIDEP.

Los primeros huevos no fecundados se observaron en el colector cuando la temperatura del agua alcanzó los 13,6 ºC. Mientras que el 5 de diciembre, cuando la temperatura del agua llegó a los 16ºC, se recolectaron los primeros huevos fertilizados (270 ml), los cuales fueron puestos a incubar (Figura 5). Se estimó que las puestas se produjeron entre las 07:00 y 08:00 am ya que a las 09:00 se visualizaban los primeros estadios de división (2 y 4 células). El porcentaje de fertilización varió entre el 6 y 9,5 % excepto un desove que arrojo 0,6%.

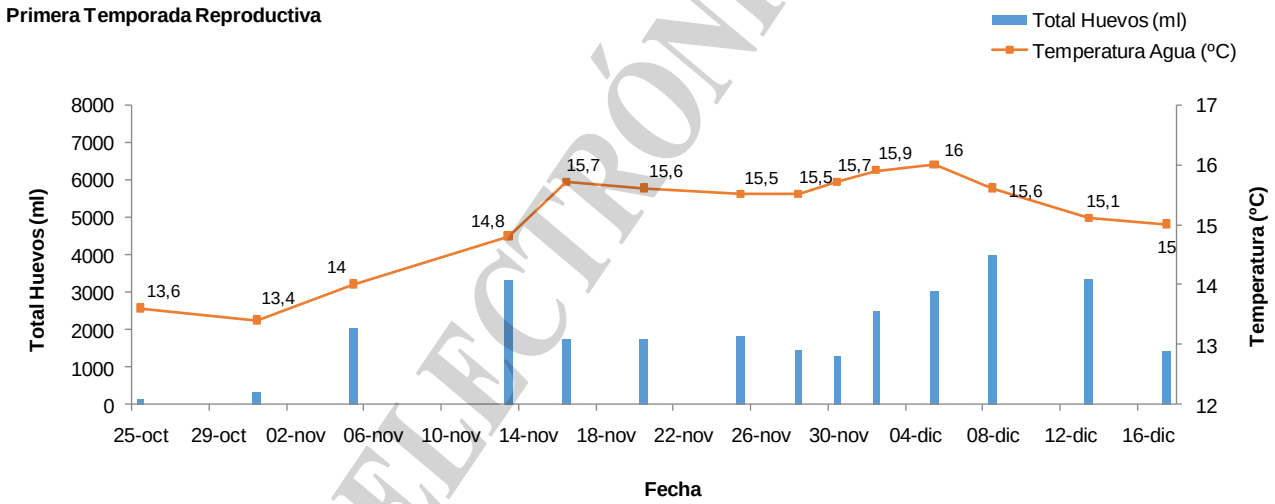


Figura 5: Númerototal de huevos (ml) de chernia*Polyprionamericanus*registrados durante la temporada reproductiva correspondiente al año 2018

Larvicultura

En base a la información de experiencias realizadas en conjunto con colegas del IEO (Suárez, 2018), se confeccionó un protocolo para la larvicultura de chernia (Anexo I) que fue aplicado, obteniendo larvas hasta 34 días de vida con una longitud total de 9,2 mm (Figura 6).

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

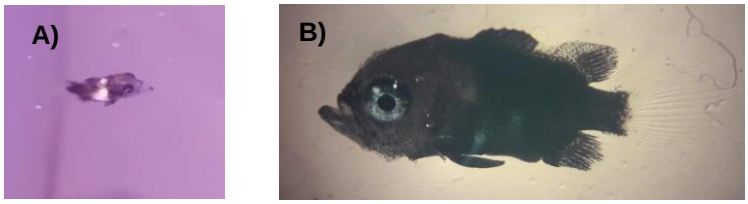


Figura 6: Larva de chernia*Polyprionamericanus*de (A) 29 días de vida (8,5 mm) y (B) 34 días de vida (9,2 mm) criada en el INIDEP.

Segunda Temporada reproductiva

Desoves y caracterización de huevos

La segunda temporada reproductiva comenzó el 31 de octubre de 2019 y finalizó el 26 de enero de 2020 (88 días) obteniéndose, al igual que en la primera temporada reproductiva, desoves de forma natural y espontánea. Los mismos se produjeron cada 2,81 ± 2 días.
Se obtuvieron 32 puestas de las cuales el 68,75% fueron fecundadas, contabilizándose un total de 70l de huevos que equivale a 13.231.458,5 de huevos. Los mismos presentaron una gota oleosa central de 0,55 ± 0,06 mm y un diámetro promedio de 1,88 ± 0,06 mm (Tabla 5).

Tabla 5. Producción de huevos de chernia*Polyprionamericanus*durante la segunda temporada reproductiva(2019-2020) en el INIDEP.

Nº Puesta	Fecha	Temp. Agua (ºC)	Diámetro huevo (mm)	Diámetro gota oleosa (mm)	Huevos Viables (ml)	Total Huevos (ml)	Nro. huevos
1	31-oct	14,2	2,0	-	0	75	14212,5
2	07-nov	15,0	1,9	-	0	780	147810
3	08-nov	15,0	1,9	-	0	2760	523020
4	12-nov	15,0	1,9	0,6	880	1640	310780
5	13-nov	14,0	1,8	-	800	1610	305095
6	16-nov	14,0	-	-	0	1250	236875
7	18-nov	15,0	-	-	0	880	166760
8	19-nov	15,2	1,9	0,6	960	2970	562815
9	22-nov	14,8	-	-	0	3000	568500
10	23-nov	14,5	-	-	240	1360	257720
11	25-nov	13,8	1,9	-	1090	3880	735260
12	26-nov	13,8	1,9	-	1580	4640	879280
13	29-nov	14,0	1,9	-	738	2418	458211
14	30-nov	14,5	-	-	0	7200	1364400
15	01-dic	15,3	2,0	-	0	1000	189500
16	03-dic	14,2	1,9	0,5	2570	6220	1178690
17	07-dic	13,4	-	-	4500	6160	1167320
18	10-dic	13,7	1,8	0,5	1100	1650	312675
19	11-dic	14,7	1,9	0,5	2300	3360	636720
20	15-dic	13,7	1,8	0,5	0	1400	265300
21	16-dic	14,9	1,7	0,6	360	780	147810
22	22-dic	14,7	1,9	0,7	490	1800	341100
23	24-dic	15,0	-	-	0	1200	227400

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

24	03-ene	15,8	-	-	710	1620	306990
25	06-ene	16,1	-	-	480	1020	193290
26	08-ene	14,5	-	-	170	1040	197080
27	13-ene	14,4	-	-	2000	2910	551445
28	17-ene	14,9	-	-	360	810	153495
29	20-ene	14,7	-	-	140	1070	202765
30	22-ene	14,2	-	-	1000	1830	346785
31	25-ene	14,6	-	-	20	50	9475
32	26-ene	14,3	-	-	270	1440	272880
PROMEDIO			1,88	0,55			
±sd			0,06	0,06			
TOTAL					22.758	69.823	13.231.458,5
%					32,6	100,0	100,0

Los primeros huevos no fecundados se observaron en el colector cuando la temperatura del agua alcanzó los 14,2ºC; mientras que el primer desove fecundado se registró cuando la temperatura del agua alcanzó los 15ºC, recolectando 880 ml de huevos fertilizados (Figura 6). Durante el mes de diciembre se obtuvieron los desoves de mejor calidad, arrojando valores entre 46 y 73% de huevos fertilizados.

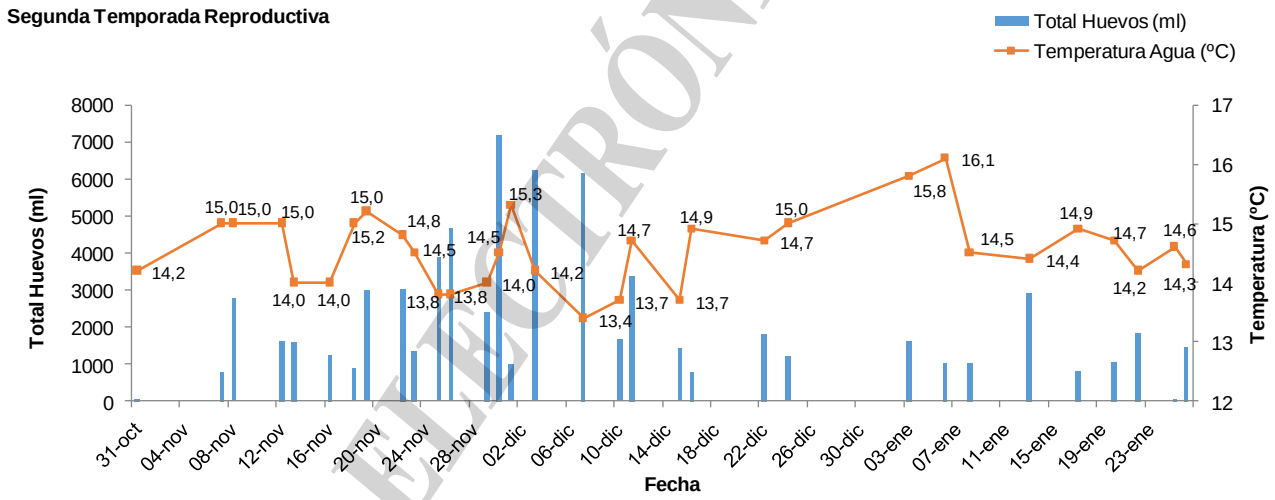


Figura 7: Númerototal de huevos (ml) de chernia*Polyprionamericanus*registrados durante la temporada reproductiva 2019-2020en el INIDEP.

Además, se determinó que las larvas de chernia sobreviven en ayuno hasta el día 15 ± 1 después de la eclosión en las mismas condiciones ambientales que indica el protocolo de larvicultura utilizado (Anexo 1).

Comparación del desempeño de la primera y segunda temporada reproductiva

Comparando las dos temporadas reproductivas de chernia en la segunda temporada se obtuvo un marcado incremento en los valores de cantidad de días de desove, n° de desoves, cantidad de huevos totales, huevos viables, tasa de fecundidad y de viabilidad (Tabla 6). Se logró incrementar

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

muy significativamente el porcentaje de huevos viables, pasando de un 2,7% en la primera temporada a un 32,6% en la segunda.

Tabla 6: Valores comparativos e incremento obtenido entre la primera y segunda temporada reproductiva dechernia*Polyprionamericanus*mantenidas en cautiverioen el INIDEP.

	Primer Temporada	Segunda Temporada	Incremento (%)
Inicio	25/10/18	31/10/19	-
Fin	17/12/18	26/01/20	-
Días de desove	54	89	64,8
N° Desoves	14	32	128,6
Huevos Totales (l)	28,00	69,82	148,9
Diámetro del huevo (mm)	1,90 ± 0,06	1,88 ± 0,06	- 1,1
Diámetro de la gota oleosa (mm)	0,54 ± 0,02	0,55 ± 0,06	1,9
Tasa de fecundidad (%)	28,57	68,75	140,6
Tasa de viabilidad (%)	2,71	32,60	1102,6

Tasa de fecundidad = porcentaje de desoves fecundados x temporada.
Tasa de viabilidad = porcentaje de huevos viables x temporada.

CONCLUSIÓN

Se debe resaltar el éxito de haber obtenido puestas naturales de ejemplares salvajes de chernia mantenidos en cautiverio desde su fase juvenil, sin la utilización de hormonas para la estimulación gonadal de los individuos, durante las dos temporadas reproductivas. A través de la experiencia obtenida en la manipulación de los ejemplares reproductores y la aplicación estricta de los protocolos de alimentación y manejo ambiental (principalmente foto-térmico) se logró un sustancial incremento en todos los parámetros reproductivos evaluados entre la primera y segunda temporada. Además, el *stock* de reproductores se robusteció al cautiverio con el transcurso de los años alcanzando la edad reproductiva en la totalidad de los ejemplares.

El próximo desafío es obtener juveniles de calidad. Para lograr una larvicultura exitosa es fundamental cumplir rigurosamente con el mantenimiento de los parámetros ambientales óptimos (TºC, salinidad, pH, calidad de agua de mar, concentración de nitrito, nitrato y amoniaco) y el seguimiento de protocolos de alimentación con especial énfasis en el alimento vivo de buena calidad nutricional (microalgas, rotíferos, *Artemia* y/o la implementación de copépodos).

BIBLIOGRAFIA

ANDERSON, S.A.; SALINAS, I.; WALKER, S.P; GUBLIN, Y.; PETHER, S. & KOHN, Y. 2012. Early development of New Zealand hapuku*Polyprionoxygeneios* eggs and larvae. Journal of FishBiology 80: 555–571.

ALVAREZ-BLAZQUEZ, B.; RODRIGUEZ, J.L.; VILAR, A.; MYLONAS, C.; PAPANDROULAKIS, C.; PEREZ RIAL, E., LLUCH, N.; PAZOS, G.&LINARES, F. 2017. Progress in the wreckfish

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

intensive culture. New candidate species for aquaculture. Aquaculture Europe 2017 (EAS), 17-20 October, Dubrovnik, Croatia.

ÁLVAREZ-BLÁZQUEZ, B. 2018a. New species for EU aquaculture. Technical Manual–Wreckfish (*Polyprionamericanus*). EU-7FP, DIVERSIFY 603121. 30 pp.

https://pdfs.semanticscholar.org/99a9/c8b7e6d34653a9f6714d04f9b05caf5ed7af.pdf?_ga=2.64180390.84176593.1572905121-207493870.1562007474

ÁLVAREZ-BLÁZQUEZ, B. 2018b. Nuevas especies para la acuicultura de la UE – Manuales técnicos – Cherna (*Polyprionamericanus*). EU-7FP, DIVERSIFY 603121. 35 pp.

BALL, A.O.; SEDBERRY, G.R.; ZATCOFF, M.S.; CHAPMAN, R.W. & CARLIN, J.L. 2000. Population structure of the wreckfish*Polyprionamericanus* determined with microsatellite genetic markers. *Marine Biology*, *137*(5-6), 1077-1090.

CONSTANTINOS, D. & ROBLES, D.R. 2014. DIVERSIFY. *Aquaculture Europe*, Vol*39*(1) – March 2014.http://www.diversifyfish.eu/uploads/1/4/2/0/14206280/20140403_aquaculture_europe_vol_39.pdf

COUSSEAU, M.B.;PERROTA, R.G. 2013. Peces marinos de Argentina. Biología, distribución, pesca. Publicación especial INIDEP, Mar del Plata,193 pp.

CORNISH, A. 2004. *Stereolepis gigas*. In: IUCN (2009) IUCN Red List of threatened species, version 2012. www.iucnredlist.org

CORNISH, A.S. & PERES, M.B. 2003. *Polyprionamericanus*(Brazilian subpopulation). In: IUCN (2012) IUCN Red List of threatened species, version 2012.2. www.iucnredlist.org

FAUVEL, C.; SUQUET, M.; SEVERE, A.; MYLONAS, C.C. & PAPANDROULAKIS, N. 2008.Slow-release GnRHa treatment prevented atresia during vitellogenesis and induced ovulation of captive wreckfish (*Polyprionamericanus*). Cybium, *32(2) suppl.:* 191.

FROESE, R. & PAULY,D. 2019. FishBase: *Polyprionamericanus* – Wreckfish. World Wide Web electronic publication.https://www.fishbase.de/summary/349

GARCIA, A.N. 2018. Análisis microbiológico del agua de los tanques de reproductores de chernia (*Polyprionamericanus*), besugo (*Pagruspagrus*) y lenguado (*Paralichthysorbignyanus*) periodo 2015 al 2017. Inf. Ases y Transf. INIDEP Nº138, 19p.

HAIMOVICI, M.& PERES, M.B. 2005. *Polyprionamericanus* (Bloch& Schneider, 1801). *Análise das principaispescariascomerciais da região sudeste-sul do Brasil: dinâmicapopulacional das espéciesemexplotação. Série Documentos REVIZEE–Score Sul. Instituto Oceanográfico, USP, São Paulo*, 124-131.

HARDY, J. 1978. Development of fishes of the Mid-Atlantic Bight. An atlas of egg, larval and juvenile stages, Vol. III. Fish and Wildlife Service, U.S. Department of the Interior.

HEEMSTRA, P.C. 1986. Family No. 165: Polyprionidae. Page 509 in Smith, M.M. &Heemstra, editors. Smith's Sea Fishes, 6th edition. Springer-Verlag, Berlin. 1047 pp.

KOHN, Y.Y.; SYMONDS, J.E. 2012. Evaluation of egg quality parameters as predictors of hatching success and early larval survival in hapuku (*Polyprionoxygeneios*). Aquaculture 342–343: 42–47

LEONARD, N. 2000. Populations of heterotrophic bacteria in an experimental recirculating aquaculture system. Aquacult Eng. 22: 109-120.

LYTTON, A. 2014. Age validation of the north atlantic stock of *Polyprionamericanus*, using bomb radiocarbon (c14), and new estimates of life history parameters (Doctoral dissertation, College of Charleston).

COPIA ELECTRONICA INIDEP

LYTTON, A.R.; BALLENGER, J.C.; REICHERT, M.J. & SMART, T.I. 2016. Age validation of the North Atlantic stock of wreckfish (*Polyprionamericanus*), based on bomb radiocarbon (14 C), and new estimates of life history parameters. *Fishery Bulletin*, *114*(1).

MACHIAS, A.; SOMARAKIS, S.; PAPANDROULAKIS, N.; SPEDICATO, M.T.; SUQUET, M.; LEMBO, M. & DIVANACH, P. 2003. Settlement of the wreckfish (*Polyprionamericanus*). Marine Biology142(1): 45-52.

MCBA - MERCADO CENTRAL DE BUENOS AIRES. 2019. Precios mayoristas de Pescados y Mariscos – http://www.mercadocentral.gob.ar/servicios/precios-y-volumenes/precios-mayoristas.

MAGyP- Ministerio de Agricultura Ganadería y Pesca. 2020. *Desembarques de capturas marítimas totales* – Por especie y flota. Periodo: 01/01/2020 – 31/12/2020.

MORA, D. 1996. Criterios microbiológicos para evaluar las aguas en sus diferentes usos. Revista Costarricense de Salud Pública 5 (9): 23-33

MYLONAS, C.C.; MITRIZAKIS, N.; PAPADAKI, M. & SIGELAKI, I. 2013. Reproduction of hatchery-produced meagre Argyrosomusregius in captivity I. Description of the annual reproductive cycle. Aquaculture, 414–415, 309–317.

PAPADAKI, M.; PELETEIRO, J.; ALVAREZ-BLÁZQUEZ, B.; RODRÍGUEZ VILLANUEVA, J.; LINARES, F.; VILAR, A. & MYLONAS, C. 2018. Description of the annual reproductivecycle of wreckfish*Polyprionamericanus*in captivity. *Fishes*, *3*(4), 43. https://www.mdpi.com/2410-3888/3/4/43

PAPANDROULAKIS, N.; SUQUET, M.; SPEDICATO, M.T.; MACHIAS, A.; FAUVEL, C.& DIVANACH, P. 2004. . Feeding rates, growth performance and gametogenesis of wreckfish (*Polyprionamericanus*) kept in captivity. *Aquaculture International*, *12*(4-5), 395-407.

PAPANDROULAKIS, N.; MYLONAS, C.; SYGGELAKI, E.; KATHARIOS, P. & DIVANACH P. 2008. First reproduction of captive-reared wreckfish (*Polyprionamericanus*) using GnRHa implants. Aquaculture Europa 08. September 15-18, Krakow, Poland. Eropean Aquaculture Society Special publication 37. pp 507-508.

PELETEIRO, J.B.; RODRÍGUEZ-VILLANUEVA, J.L.; CRESPO, J.; ALVAREZ-BLÁZQUEZ, B.; MARIÑO, J.C.; LINARES, F.; PÉREZ-RIAL, E. & HERNÁNDEZ-URCERA, J. 2010. First experiences with wreckfish culture (*Polyprionamericanus*) in Galicia. Behaviour and ongrowing. En Aquaculture Europe2010. Porto (Portugal): 988-989.

PELETEIRO, J.B.; LINARES, F.; VILAR, A.; FAUVEL, C.; DUNCAN, N.; RODRIGUEZ, C.; IZQUIERDO, M. & MYLONAS, C. 2015. Diversify: results from the first year of wreckfish (*Polyprionamericanus*) culture. Aquaculture Europe 2015 - Aquaculture, Nature and Society. Rotterdam, The Netherlands, October 20-23, 2015. p. 611-612.

PEÑA, R. 2015. Criterios de calidad de huevos y sus implicaciones en el cultivo de peces marinos. Avances en Nutrición Acuícola.

PERES, M.B. 2000. Dinámica populacional e pesca do cherne-poveiro*Polyprionamericanus*(Bloch e Schneider, 1801) (Teleostei: Polyprionidae) no sul do Brasil. Ph.D. Thesis. FundaçãoUniversidade Federal do Rio Grande, Rio Grande, Brazil, 151 pp.

PERES, M.B. & HAIMOVICI, M. 2003. Alimentação do cherne-poveiro*Polyprionamericanus* (Polyprionidae, Teleostei) no sul do Brasil. Atlântica, Rio Grande, 25(2): 201-208.

PERES, M.B. & KLIPPEL,S. 2003. Reproductive biology of southwestern Atlantic wreckfish, *Polyprionamericanus*(Teleostei: Polyprionidae). Environ. Biol. Fishes, 68(2): 163-173.

PERES, M.B. & HAIMOVICI, M. 2004. Age and growth of southwestern Atlantic wreckfish*Polyprionamericanus*.*Fisheries Research*,*66*(2-3), 157-169.

COPIA NO CONTROLADA INIDEP

PEREZ, J.A.A.; PEZZUTO, P.R.; WAHRLICH, R. & DE SOUZA SOARES, A.L. 2009. Deep-water fisheries in Brazil: history, status and perspectives.*Latin American Journal of Aquatic Research*,*37*(3), 513-541.

PÉREZ, E.; LINARES, F.; RODRÍGUEZ VILLANUEVA, J.L.; VILAR, A.; MYLONAS, C.C.; FAKRIADIS, I. & ÁLVAREZ-BLÁZQUEZ, B. 2019. Wreckfish (*Polyprionamericanus*). New Knowledge about Reproduction, Larval Husbandry, and Nutrition. Promise as a New Species for Aquaculture. ***Fishes*****,** *4*(1), 14. https://www.mdpi.com/2410-3888/4/1/14

ROBERTS, C.D. 1989. Reproductive mode in the percomorph fish genus *Polyprionoken*. Journal of Fishery Biology 34: 1–9.

RODRIGUEZ, J.L.; ALVAREZ-BLAZQUEZ, B.; PEREZ RIAL, E.; MARTINEZ, J.M.; PAZOS, G. & LINARES, F. 2017. Evaluation of wreckfish (P*olyprionamericanus*) growth in Galicia (Spain) Aquaculture Europe 2017 (EAS), 17-20 October, Dubrovnik, Croatia.

RODRIGUEZ-VILLANUEVA, J.L.; PELETEIRO, J.B.; PÉREZ-RIAL, E.; SOARES, E.C.; ÁLVAREZ-BLÁQUEZ, B.; MARIÑO, C.; LINARES, F. & MAÑANÓS, E. 2011. Growth of wreckfish (*Polyprionamericanus*) in Galicia, Spain. In Proceedings of the European Aquaculture 2011, Rhodes, Greece, 18–21 October 2011.

SADOVY, Y. (Grouper & Wrasse Specialist Group). 2003. *Polyprionamericanus*. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2003: eT43972A10845280.

https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2003.RLTS.T43972A10845280_enDownloaded on 14 September 2020.

SEDBERRY, G.R.; CARLIN, J.L.; CHAPMAN, R.W. & ELEBY, B. 1996. Population studies in the pan-oceanic wreckfish, *Polyprionamericanus*(Teleostei: Polyprionidae), as indicated by mtDNA variation. Journal of Fishery Biology 49.

SEDBERRY, G.R.; ANDRADE, C.A.; CARLIN, J.L.; CHAPMAN, R.W.; LUCKHURST, B.E.; MANOOCH, C.S.; MENEZES, G.; THOMSEN, B. & ULRICH, G.F. 1999. Wreckfish*Polyprionamericanus*in the North Atlantic: fisheries, biology, and management of a widely distributed and long-lived fish. American FisherySocietySymposium 23: 27–50.

SUÁREZ, J. 2018. Capacitación sobre tecnología de cultivo de chernia (*Polyprionamericanus*) en el Centro Oceanográfico de Vigo. Instituto Español de Oceanografía (IEO), España. Programa Bec.ar 2018. Informe de Comisión INIDEP Nº 61. 17 p.

SUÁREZ, J. & VEGA, A. 2013. Captura y traslado de ejemplares vivos de chernia*Polyprionamericanus. Segunda Salida Mako VI.* Inf. Camp. INIDEP Nº 2, 6 pp.

SUÁREZ, J. & VEGA, A. 2013a. Captura y traslado de ejemplares vivos de chernia*Polyprionamericanus. Tercera Salida Mako VI*. Inf. Camp. INIDEP Nº 11, 5 pp.

SUAREZ, J.; VEGA, A.; RADONIC, M. & ARISTIZABAL, E.O. 2012. Captura, aclimatación y mantenimiento de *stock* reproductor de chernia (*Polyprionamericanus*). Inf. Invest. INIDEP Nº 004, 8 pp.

SUQUET, M. & LA POMÈLIE, C. 2002. Le cernier (*Polyprionamericanus*): biologie, pêche, marché et potentielaquacole. Ed. IFREMER (Ressources de la mer), Plouzané (Francia). 279 pp.

SUQUET, M.; NORMANT, Y.; SÉVÈRE, A.; BARONE, H.; FOSTIER, A.; LE DELLIOU, H.& FAUVEL, C. 2001. Growth performance of the wreck_ sh (*Polyprionamericanus*) in captivity. European Aquaculture Society, Oostende, Belgium, 586-589 pp.

SYMONDS, J.E.; WALKER, S.P.; PETHER, S.; GUBLIN, Y.; MCQUEEN, D.; KING, A.; IRVINE, G. W.; SETIAWAN, A.N.; FORSYTHE, J.A. & BRUCE, M. 2014**.** Developing yellowtail kingfish *(Seriolalalandi)* and hāpuku*(Polyprionoxygeneios)* for New Zealand aquaculture. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research 48: 371–384.*

VEGA, A. & SUÁREZ, J. 2014. Captura y traslado de ejemplares vivos de chernia*Polyprionamericanus. Cuarta Salida Mako VI.* Inf. Camp. INIDEP Nº 15, 5 p.

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

VEGA, A.; SUÁREZ, J. & RICCI, E. 2018. Maduración de ejemplares de Chernia (*Polyprionamericanus*) en cautiverio. Período 2013 – 2017. Informe de Asesoramiento y Transferencia INIDEP Nº 113. 9 p.

WAKEFIELD, C.B.; NEWMAN, S.J. & BODDINGTON, D.K. 2013. Exceptional longevity, slow growth and late maturation infer high inherent vulnerability to exploitation for bass groper *Polyprionamericanus* (Teleostei: Polyprionidae). *Aquatic Biology*, *18*(2), 161-174.

WYLIE, M.J.; SETIAWAN, A.N.; IRVINE, G.W.; ELIZUR, A.; ZOHAR, Y.; SYMONDS, J.E.& LOKMAN, P.M. 2019. Induced Spawning of F1 Wreckfish (Hāpuku) *Polyprionoxygeneios* Using a Synthetic Agonist of Gonadotropin-Releasing Hormone.*Fishes*,*4*(3), 41.

WYLIE, M.J.; SETIAWAN, A.N.; IRVINE, G.W.; SYMONDS, J.E.; ELIZUR, A. & LOKMAN, P.M. 2018. Effects of neuropeptides and sex steroids on the pituitary-gonadal axis of pre-pubertal F1 wreckfish (hāpuku) *Polyprionoxygeneios* in vivo: evidence of inhibitory effects of androgens. *General and comparativeendocrinology*, *257*, 113-121.

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

ANEXO I

PROTOCOLO

Incubación y larvicultura de la chernia (*Polyprionamericanus*)

INIDEP – 2018/2019-2020

INCUBACIÓN

Se realizará en la Sala C de Larvas en un sistema de recirculación a temperatura controlada con intercambiador (16±0,5 ºC) y filtro UV.
Los huevos se colocarán en un tanque tronco-cónico de 150 lo en una red de 300 µm sobre un tanque de 500 l con aireación moderada.

LARVICULTURA

Tanques de cría: 500 l o 120 l (en sistema de recirculación de agua con decantador, filtro biológico, espumador y filtro UV)
Densidad Larval: 12 larvas/l = 4.800 larvas

Temperatura: 17±1 ºC (Controlada con Intercambiador de temperatura) En IGAFA:17,5ºC
Salinidad: 33-34
Oxígeno: mayor a 7 mg/l
Iluminación: 300-400 lux
Fotoperiodo: - 0 h L: 24 h O: durante los primeros 5 días aprox. (abre la boca la larva)
- 24 h L: 0 h O: hasta el día 45.
- 12 h L: 12 h O: el resto de los días
Aireación: Sin aire hasta día 45 DE (después de la eclosión) luego muy suave.

Renovación del volumen de agua: al inicio 2-3 veces del volumen del tanque, luego 5-10 del volumen del tanquecuandose alimentan con *Artemia*.

REQUERIMIENTOS

Algas:
Agua verde a partir del día 5 DE con Nannochloropsissp (Nanno) e Isochrysis (Iso)a 400.000cél/ml hasta el día 15 DE, luego 200.000 cél/ml. (50% Iso y 50% Nanno para enriquecer los rotíferos y artemiaconSelco INVE (0,1 g/l).

Rotíferos:
Desde el día 6 al 18 DE= Agregar 10-15 rot/ml enriquecidos con DHA y/o 50% Iso- 50% Nannoen tanque de cría en 3 tomas.
Día 7 DE comienzan a comer las larvas.

Copépodos:
Desde el día 6 al 19 DE (Según disponibilidad del cultivo).

Artemia:
Desde el día 12-15 hasta 19 DE: Agregar 1-2 nauplios/ml enriquecidos con DHA mejor sino con 50% Iso y 50% Nannoen tanque de cría. En 3 tomas.
Desde el día 18 DE en adelante: Agregar 1-2 metanauplios de 24 horas/ml enriquecidos con DHA mejor sino con 50% Iso y 50% Nanno.En 3 tomas.

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP

TÍTULO CENTRADO MAYUSCULAS, NEGRITA, ARIAL 14

Apellidos y nombres de autores, centrado, Arial 11 normal

Institución/es a las que pertenecen los autores en Arial 11, justificada

Resumen SI NO VA EN LA CARÁTULA (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple): Deberá contener toda la información relevante que forma parte del informe, expresando en forma resumida pero en un lenguaje suficientemente claro para un lector no especializado en la naturaleza y el objetivo del trabajo, la metodología empleada, el material utilizado y los principales resultados y conclusiones del análisis realizado.

Introducción (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple)

Materiales y métodos (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple)

Resultados o Resultados y Discusión (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple)

Conclusiones (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple)

Bibliografía (Arial 11, normal, justificada, espaciado simple. Ver Comité Editor)

COPIA ELECTRÓNICA INIDEP