



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS



**Desarrollo de un protocolo de sanidad acuícola
para un lote de reproductores de verdillo
Paralabrax nebulifer (Girard, 1854)
(Teleostei: Serranidae)**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

PRESENTA

MVZ. JULIO ALEJANDRO YSLA GUZMÁN

LA PAZ, B.C.S., MÉXICO, JUNIO DE 2015



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., siendo las 11:00 horas del día 15 del mes de Junio del 2015 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CICIMAR para examinar la tesis titulada:

"DESARROLLO DE UN PROTOCOLO DE SANIDAD ACUÍCOLA PARA UN LOTE DE DE REPRODUCTORES DE VERDILLO *Paralabrax nebulifer* (GIRARD, 1854) (TELEOSTEI: SERRANIDAE)"

Presentada por el alumno:

YSLA
Apellido paterno

GUZMÁN
materno

JULIO ALEJANDRO
nombre(s)

Con registro:

B	1	3	0	8	7	7
---	---	---	---	---	---	---

Aspirante de:

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA DEFENSA DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA

Directores de Tesis

DR. JOSÉ LUIS ORTIZ GALINDO
Director de Tesis

DR. MARTÍN OSCAR ROSALES VELÁZQUEZ
Director de Tesis

DRA. ROSA ISABEL OCHOA BÁEZ

DR. ADRIÁN FELIPE GONZÁLEZ ACOSTA

DR. MELÁN RENÉ TORRES VILLEGAS

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

DRA. MARÍA MARGARITA CASAS VALDEZ



IPN
CICIMAR
DIRECCION



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., el día 18 del mes Junio del año 2015
el (la) que suscribe MVZ. JULIO ALEJANDRO YSLA GUZMÁN alumno(a) del
Programa de MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS
con número de registro B130877 adscrito al CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS
manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de tesis, bajo la dirección de:
DR. JOSÉ LUIS ORTIZ GALINDO Y DR. MARTÍN OSCAR ROSALES VELÁZQUEZ
y cede los derechos del trabajo titulado:

"DESARROLLO DE UN PROTOCOLO DE SANIDAD ACUÍCOLA PARA UN LOTE DE REPRODUCTORES
DE VERDILLO *Paralabrax nebulifer* (GIRARD, 1854) (TELEOSTEI: SERRANIDAE)"

al Instituto Politécnico Nacional, para su difusión con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Éste, puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección: alejandroysla@gmail.com - jortizgalindo@gmail.com - mrosales0400@ipn.mx
Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

MVZ JULIO ALEJANDRO YSLA GUZMÁN

nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

Dios, te agradezco por todo el cuidado que has tenido a lo largo de mi vida, así como por llevarme a los lugares y a las personas indicadas que han sido importantes para llevar a cabo mis logros. Gracias por tu perdón y tu Salvación que han hecho posible que entienda la razón de mi vida. Asimismo, porque has hecho de mi un hombre digno, como a todos los que se acercan a ti de todo corazón. Te amo Dios, gracias por mi vida y por lo que has hecho de ella.

Gracias Papá y Mamá por el amor y el apoyo que siempre me han brindado, porque gracias a ustedes esos collares de oro y adornos de gracia en mi cabeza van conmigo adonde quiera que voy. Los amo.

Gracias Mike porque siempre has sido un consejero fiel y un apoyo para mi vida en todo momento. Es una dicha que además de ser hermanos seamos mejores amigos. Te amo hermanito.

Gracias Blanca por tu amor, tu apoyo y tu tiempo. Tu vida es un regalo de Dios que quiero guardar por siempre. Te amo Bebi.

Gracias a mis amigos: Jos, Rubén y Mary, Alfredo y Paty, Tío Paco y Tía Lucy, Miguel y Mariana, Gabriel y Fanny, familia Vindell, Daniel y Katy, Paola y Juan, Arturo, Alejandrina y Estrellita Clayton. Gracias a todos por su cariño y sus consejos.

"Pero los que esperan a Jehová tendrán nuevas fuerzas; levantarán alas como las águilas; correrán, y no se cansarán; caminarán, y no se fatigarán."

Isaías 40:31

AGRADECIMIENTOS ACADÉMICOS

Agradezco al Centro Interdisciplinario de Ciencia Marinas CICIMAR-IPN por todo el apoyo brindado durante la realización de este trabajo.

Agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico brindado para la realización y culminación de los estudios de maestría.

Agradezco a mis directores de tesis, el Dr. José Luis Ortíz Galindo y el Dr. Martín Oscar Rosales Velázquez por el gran apoyo académico, moral y económico recibido durante la realización del presente trabajo. Esto no habría sido posible sin su intervención. Muchas gracias.

Agradezco al M. en C. Tanos Grayeb del Alamo, por haber sido el contacto para que pudiera conocer a este maravilloso grupo de trabajo en peces marinos. Así también, por todas las pláticas interesantes, innovadoras y constructivas que tuvimos durante la realización del presente trabajo.

Agradezco al M. en C. Víctor Carrasco Chávez por todo el apoyo incondicional recibido, pues sin su apoyo este trabajo no habría sido posible. Gracias por la disposición sacrificial.

También agradezco al comité revisor, la Dra. Rosa Isabel Ochoa Báez y al Dr. Julián René Torres Villegas, por estar siempre dispuestos a aconsejarme, por el interés mostrado hacia este trabajo y por todas las facilidades brindadas para revisar las muestras histológicas. Así también quiero agradecer, al Dr. Adrián Felipe

González Acosta por su buena disposición y por la revisión minuciosa dedicada a este trabajo.

Agradezco al M. en C. Horacio Lozano Cobo por su amistad y el apoyo recibido para la realización de los estudios parasitológicos del presente trabajo.

Agradezco a mis compañeras del Laboratorio de Biología Experimental, la M. en C. Xchel Aurora Pérez Palafox y la E. M. Mirtha Yanet Vargas Galeana por su compañía, su apoyo y sus consejos para la realización de este documento.

Agradezco a Lucía Soto Simental por su compañía y sus consejos durante toda mi estancia en la maestría.

Agradezco al Dr. Rodolfo Ramírez por su amistad, sus críticas constructivas y su verdadero interés por la ciencia.

Agradezco al Dr. Rodolfo Pecero por su amistad, sus consejos y el interés por mi trabajo, así como por los contactos y la bibliografía proporcionada.

Agradezco a la Q.B.P. Juanita María Esther Carrillo Bareño por su colaboración con los análisis sanguíneos realizados.

Agradezco a la Dra. Carmen Rodríguez Jaramillo, responsable del laboratorio de Histología e Histoquímica del CIBNOR, por el apoyo en el uso de sus equipos para la digitalización de las imágenes.

Agradezco a Emigdio Higuera y a todas las personas de la cooperativa de Puerto Chale en Las Barrancas, Municipio de Comondú, Baja California Sur,

México, por su entrega, paciencia y el apoyo proporcionado para que pudiéramos obtener este material de trabajo. Sin su ayuda no habría sido posible.

Agradezco a Juan García Rangel y a todo el personal de la Biblioteca de CICIMAR por su trato amable y cordial.

Agradezco también a todo el personal de limpieza y de vigilancia del CICIMAR, pues su trato amable y cálido han hecho placentera mi estadía en el instituto, además de que lo mantienen limpio y seguro.

ÍNDICE

ÍNDICE	i
RELACIÓN DE FIGURAS	iv
RELACIÓN DE TABLAS	ix
GLOSARIO	xii
RESUMEN	xviii
ABSTRACT	xx
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	3
3. OBJETIVOS	5
3.1 General	5
3.2 Específicos	5
4. MATERIAL Y MÉTODOS	6
4.1 Características de las capturas	6
4.1.1 Características de los equipos de traslado	6
4.1.2 Manipulación y cuidados de los ejemplares durante el traslado	7
4.2 Cuarentena y aclimatación	7
4.2.1 Características del Sistema Cerrado de Inducción el Desove	8
4.2.2 Alimentación, limpieza y control fototérmico	10
4.2.3 Calidad del agua	10
4.3 Obtención de muestras	11
4.3.1 Obtención de muestras de ejemplares capturados <i>in situ</i>	11
4.3.2 Obtención de muestras de ejemplares mantenidos en cautiverio	12
4.4. Análisis de muestras	12
4.4.1 Perfil hematológico	13

4.4.2 Colección de referencia fotográfica	16
4.4.3 Análisis histológico	17
4.4.4. Identificación parasitológica	18
4.4.5 Peces mantenidos en cautiverio	19
4.4.5.1 Análisis conductual-sintomático	20
4.4.5.2 Evaluación de lesiones macroscópicas	20
4.5 Análisis estadístico	21
5. RESULTADOS	22
5.1 Área y fecha de las capturas realizadas	22
5.2 Peces capturados	23
5.3 Parámetros ambientales del sitio de captura	25
5.4 Estandarización de las muestras de los peces de campo	28
5.4.1 Análisis hematológico	28
5.4.2 Biometría de los ejemplares	29
5.4.3 Colección de referencia fotográfica	29
5.4.3.1 Coloración externa de los ejemplares de verdillo	30
5.4.3.2 Coloración interna de los ejemplares de verdillo	31
5.4.4 Análisis histológico	33
5.4.5 Identificación parasitológica	35
5.4.5.1 Relación de la lectura parasitaria y la hematológica	37
5.4.5.2 Elenco parasitario del verdillo	39
5.5 Introducción de los ejemplares a condiciones de cautiverio	41
5.5.1 Inicio del cuadro patológico	41
5.5.1.1 Colección fotográfica	44
5.5.2 Alteraciones fisiopatológicas	49
5.5.2.1 Colección fotográfica	49
5.5.3 Calidad del agua	55

5.5.4 Perfil hematológico	56
5.5.5 Revisión histológica	59
5.5.5.1 Hígado	59
5.5.5.2 Riñón	61
5.5.5.3 Gónada	63
5.5.6 Identificación parasitológica	66
5.5.6.1 Comparación entre el tratamiento profiláctico y el examen parasitológico	68
6. DISCUSIÓN	69
7. CONCLUSIONES	76
8. RECOMENDACIONES	78
9. SUGERENCIAS PARA TRABAJOS FUTUROS	80
10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	82
11. ANEXOS	89

RELACIÓN DE FIGURAS

Figura		Página
1	Circuitos de flujo y tratamiento del agua del Sistema Cerrado de Inducción al Desove. La proporción del tamaño de los componentes no está a escala. (Tomada de: Martínez-Brown, 2012).	9
2	Ubicación geográfica de los sitios donde se realizaron las capturas de los reproductores de <i>Paralabrax nebulifer</i> . Primera captura (1), segunda captura (2, 3 y 4) y tercera captura (5), frente a la localidad de Las Barrancas, B.C.S.	23
3	Valores de la temperatura del agua durante el traslado de ejemplares de <i>P. nebulifer</i> . a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).	26
4	Valores del oxígeno disuelto en el agua durante el traslado de <i>P. nebulifer</i> en ambas temporadas: a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).	27
5	Valores de la salinidad del agua durante el traslado de <i>P. nebulifer</i> en ambas temporadas: a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).	27
6	Aspecto y coloración de 4 ejemplares de verdillo de condiciones silvestres (5, 7, 28 y 30), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).	30
7	Coloración del hígado (H) y de la gónada (G) de 4 ejemplares de verdillo (5, 7, 28 y 30), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).	31
8	Fibrosis adherida a la gónada (F) de 4 ejemplares de verdillo (8, 10, 21 y 26), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).	32
9	Acercamiento de las fibrosis (F) encontradas en la gónada de los ejemplares de verdillo hembra (a) y macho (b) en campo, pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).	33
10	Cortes histológicos de: gónada (a y b); hígado (c y d); riñón (e y f), realizados con la tinción hematoxilina-eosina, de un ejemplar macho de verdillo, perteneciente a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).	34

11	Corte histológico con la presencia de un melanomacróforo en: hígado (a y b) realizado con la tinción hematoxilina-eosina. En un ejemplar de verdillo, perteneciente a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacróforos presentes en el tejido.	35
12	Número de ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos de los parásitos liberados durante el tratamiento profiláctico de las 3 capturas, pertenecientes a dos temporadas reproductivas distintas: TR (mayo, 2014) y TNR (noviembre, 2013 y octubre, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.	36
13	Número total de los ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos de los parásitos encontrados en 9 ejemplares de verdillo, de la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014).	39
14	Parasitofauna asociada a los ejemplares de verdillo capturados en la localidad de Las Barrancas, Baja California Sur.	40
15	Comportamiento gregario de los ejemplares de verdillo en cautiverio (a) y (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	41
16	Signos clínicos de nado errático (a) y (b), durante el proceso de cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013).	42
17	Equimosis (a), ulceración b) y descamaciones dorsales (c) en ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	43
18	Infección purulenta del opérculo branquial izquierdo de un ejemplar de verdillo dentro del agua (a) y fuera del agua (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	44
19	Apariencia de crecimiento micótico en la boca de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	44
20	Ulceración y opacidad corneal en el lado izquierdo de un ejemplar de verdillo dentro (a) y fuera (b) del agua, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	45
21	Hemorragia bucal interna (a) y decoloración bucal (b) en 2 ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	45
22	Hemorragia en aleta y pedúnculo caudal del lado izquierdo de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento del mismo	46

	ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	
23	Ulceración necrótica ventral de la boca y aletas pectorales de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento a las aletas pectorales del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	46
24	Aletas pectorales con telangiectasia (a) y acercamiento a las aletas pectorales del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	47
25	Distensión de la vejiga gaseosa de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento a la vejiga gaseosa del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	47
26	Fibrosis (F) en 2 ejemplares de verdillo: a) entre las gónadas (G) e intestino (I) y b) sobre las gónadas, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	48
27	Petequias en mesenterio intestinal (a) y petequias en mesenterio cecal (b) de dos ejemplares de verdillo, observados durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	48
28	Infecciones presentes en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Infección necrótica ulcerativa en la branquia izquierda. (b) Infección ulcerativa en el labio superior lado izquierdo.	49
29	Signos clínicos y lesiones observadas en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Decoloración general. (b) Branquia izquierda con descomposición necrótica licuefactiva.	50
30	Signos clínicos por sobresaturación de gases en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Presencia de burbujas en la aleta lateral derecha. (b) Exoftalmia unilateral izquierda.	50
31	Lesiones observadas en un ejemplar de verdillo observadas durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ulceración lateral y deshilachamiento de la aleta izquierda. (b) Acercamiento de ulceración lateral izquierda.	51
32	Lesiones hemorrágicas y fibrosis observadas en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ciegos hemorrágicos que presentan decoloración y congestión hepática. (b) Fibrosis sobre la gónada.	51

33	Presencia de nematodos en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Nemátodo (N) enquistado debajo del hígado (H), sobre el estómago (E) y en ciegos pilóricos (C). (b) Nemátodo (N) enquistado sobre el riñón (R).	52
34	Lesiones en componentes del sistema digestivo de dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ciegos hemorrágicos (C). (b) Ciegos hemorrágicos, hígado ictérico (H) y fibrosis (F).	52
35	Signo clínico de la vejiga gaseosa distendida de un ejemplar de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Vejiga gaseosa distendida (V). (b) Aumento de la imagen de la vejiga gaseosa distendida.	53
36	Fibrosis en el mesenterio hepático de un ejemplar, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Fibrosis y puntillero petequial sobre mesenterio (P). (b) Aumento de la imagen de la fibrosis.	53
37	Lesiones en dos ejemplares de verdillo durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Petequias y líquido biliar derramado sobre ciegos pilóricos. (b) Vasos mesentericos de intestino congestionados	54
38	Valores de los parámetros de: (a) temperatura, (b) oxígeno disuelto, (c) salinidad y (d) amonio de los tanques del SCID; durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).	55
39	Cortes histológicos de hígado realizados con la tinción hematoxilina y eosina: ejemplar de <i>P. nebulifer</i> de referencia (a y b); ejemplares 11 y 13 de la semana 4 de cuarentena (c y d); ejemplares 21 y 22 de la semana 6 de cuarentena (e y f). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	60
40	Corte histológico de hígado, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 13 (a) y 23 (b) de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	61
41	Cortes histológicos de riñón, realizados con la tinción hematoxilina-eosina: En un ejemplar de <i>P. nebulifer</i> de referencia (a y b); de los ejemplares 11 y 13 de la semana 4 de cuarentena (c y d); de los ejemplares 21 y 22 de la semana 6 de cuarentena (e y f). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	62

42	Corte histológico de riñón, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 23 de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). (a) Corte de histológico de riñón. (b) Corte histológico de riñón a menor aumento. Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	63
43	Cortes histológicos de la gónada de peces macho, realizados con la tinción hematoxilina-eosina y mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). (a y b) Ejemplar de <i>P. nebulifer</i> de referencia; (c y d) ejemplares 13 y 21 de la semana 4 de cuarentena; (e y f) ejemplares 22 y 23 de la semana 6 de cuarentena. Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	64
44	Corte histológico de gónada, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 23 (a) y 21 (b) de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.	65

RELACIÓN DE TABLAS

Tabla		Página
1	Número de los reproductores obtenidos, sacrificados y muertos durante el traslado y reproductores sometidos a cautiverio, procedentes de las tres capturas realizadas de <i>P. nebulifer</i> en la localidad de Las Barrancas, B.C.S	24
2	Valores de los parámetros de temperatura, salinidad y oxígeno disuelto, evaluados durante las primeras dos capturas de los ejemplares de <i>P. nebulifer</i> , en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.	25
3	Parámetros de temperatura, oxígeno disuelto y salinidad durante el traslado de las primeras dos capturas de <i>P. nebulifer</i> , evaluados en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.	25
4	Valores máximos y mínimos de la biometría hemática realizada a 27 ejemplares de <i>P. nebulifer</i> que fueron utilizados como estándar y que corresponde a la TR (mayo, 2014). FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio	28
5	Valores máximos y mínimos de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 5 ejemplares de <i>P. nebulifer</i> utilizados como estándar, pertenecientes a la segunda captura que corresponde a la TR (may, 2014).	29
6	Promedio y desviación estándar de la longitud total (LT), la longitud patrón (LP) y el peso total (PESO) de los ejemplares muestreados en las 3 capturas realizadas, en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.	29
7	Intensidad media de infección ectoparásita de las tres capturas realizadas en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.	36
8	Número de ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos encontrados con el tratamiento profiláctico y el examen parasitológico de 9 peces. Datos de la tercera captura correspondiente a la TNR (octubre, 2014).	37
9	Número total de especies de parásitos encontrados en 9 ejemplares de verdillo, muestreados en la tercera captura	38

	que corresponde a la TNR (oct, 2014), en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.	
10	Valores de la biometría hemática de 4 ejemplares de verdillo (3, 4, 5 y 6), muestreados en la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.	38
11	Valores de la biometría hemática de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que correspondió a la TNR (noviembre, 2013). FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.	56
12	Valores de la biometría hemática realizada a 6 ejemplares de verdillo (15 - 20), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013). FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.	57
13	Valores de la biometría hemática de 3 ejemplares de verdillo (21, 22 y 23), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013). FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.	58
14	Valores de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).	58
15	Valores de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 3 ejemplares de verdillo (21, 22 y 23), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).	59
16	Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en el examen parasitológico de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).	66
17	Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en los residuos del tratamiento profiláctico de 27 ejemplares de verdillo (24 – 50), durante el proceso de cuarentena de la primera captura, que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).	67
18	Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en el examen parasitológico de 27 ejemplares de verdillo (24 –	68

50), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

GLOSARIO

Adinamia. Extremada debilidad muscular que impide los movimientos del enfermo (Navarro-Beltrán, 1993).

Alimento a saciedad. Cantidad de alimento voluntariamente ingerido hasta que el animal deja de consumirlo. Un criterio considera el tiempo de alimentación, 15 minutos contados a partir del término de la adición (De La Lanza-Espino *et al.*, 1991).

Anemia. Disminución de cualquiera de los valores del hematocrito, de eritrocitos o de la hemoglobina, por debajo de los valores de referencia para la especie evaluada (Núñez & Bouda, 2007).

Basófilo. Leucocito maduro de la serie granulocítica con gránulos basófilos heterocromáticos que contienen histamina ligada a una proteína y también heparina como matriz mucopolisacárida. No son células fagocíticas (Núñez & Bouda, 2007).

Basofilia. Aumento anormal de los leucocitos polinucleares basófilos, en sangre periférica.

Boqueo. Apertura de la boca de un animal, normalmente cuando está a punto de expirar o morir.

Cuerpo extraño. Es un cuerpo o partícula de origen biológico o inerte, introducido voluntaria o involuntariamente en un lugar del organismo que no le corresponde.

Decúbito. Estado en el que un cuerpo permanece sobre un plano horizontal.

Deformación. Que estaba formado correctamente, pero se alteró su morfología. Esto puede adjudicarse a múltiples causas, entre las cuales se encuentran las nutricionales, virales, bacterianas, parasitarias, entre otras.

Ectoparásito. Parásito que vive en la superficie externa del hospedero (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Endoparásito. Parásito que vive en el interior del hospedero (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Eosinófilo. Leucocito maduro de la serie granulocítica, con gránulos que tienen afinidad por la eosina. En peces son gránulos redondos, lo que los distingue de los heterófilos (Núñez & Bouda, 2007).

Eosinofilia. Presencia de una cantidad anormalmente alta de eosinófilos en sangre periférica.

Equimosis. Mancha lívida, negruzca o amarillenta de la piel o de los órganos internos, que resulta de la sustrucción de la sangre a consecuencia de un golpe, de una fuerte ligadura o de otras causas (Navarro-Beltrán, 1993).

Eritrocitosis. Incremento de los eritrocitos en sangre periférica con respecto a los valores de referencia (Núñez & Bouda, 2007).

Esplenomegalia. Aumento de volumen o hipertrofia del bazo (Navarro-Beltrán, 1993).

Estenosis. Estrechamiento de un orificio o conducto (Navarro-Beltrán, 1993).

Exoftalmia. Situación saliente del globo ocular (Navarro-Beltrán, 1993).

Factor de condición. Es un índice basado en la relación que guarda la longitud con el peso del pez y refleja el estado nutricional o de salud de un individuo (Rodríguez-Gutiérrez, 1992).

Hemorragia. Sangrado interno y la subsiguiente coagulación causada por la ruptura de los vasos sanguíneos (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Hematocrito. Es el volumen que ocupan los eritrocitos en la sangre. El término se origina en la centrifugación realizada con un instrumento de ese nombre (Núñez & Bouda, 2007).

Hipercromasia. Abundancia de cromatina en el citoplasma de una célula.

Hospedero. Un organismo vivo que alberga a otro organismo (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Inapetencia. Falta de apetito.

Infeción. La invasión y multiplicación de un microorganismo en los tejidos del cuerpo (Noga, 2010).

Infeción secundaria. Agente infeccioso que invade un tejido después de otro agente que ha dañado inicialmente (Noga, 2010).

Infestación. Subsistencia de un agente parásito en la superficie de la piel o branquias, sin la invasión de este dentro de los tejidos (Noga, 2010).

Lesión. Cualquier cambio mórbido en la función o estructura de un órgano o tejido (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Leucocitosis. Valores de leucocitos en sangre periférica superiores a los de referencia para la especie en estudio (Núñez & Bouda, 2007).

Leucopenia. Valores de leucocitos en sangre periférica inferiores a los de referencia para la especie en estudio (Núñez & Bouda, 2007).

Letargo. Debilidad o pesadez (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Linfocito. Leucocito formado a partir de linfoblastos y prolinfocitos del tejido linfocítico distribuido por todo el cuerpo (linfonodos, bazo, timo, tonsilas, placas de Peyer y médula ósea) (Núñez & Bouda, 2007).

Linfocitopenia. Bajos niveles de linfocitos en la sangre periférica.

Lote. Conjunto de organismos con características afines por ser de la misma especie, tener la misma talla, procedencia, sexo, entre otras (De La Lanza-Espino *et al.*, 1991).

Mesenterio. Repliegue del peritoneo, formado principalmente por tejido conjuntivo que une el estómago y el intestino con las paredes abdominales (Navarro-Beltrán, 1993).

Micosis. Una infección ocasionada por hongo en un animal (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Microhematocrito. Es una técnica que utiliza muy poca sangre periférica para determinar los valores del hematocrito.

Monocito. Leucocito fagocítico de mayor tamaño que el resto de los leucocitos. Se forma a partir de los promonocitos. Los monocitos son transportados de la sangre periférica a los tejidos, donde se transforman en macrófagos (Núñez & Bouda, 2007).

Necrosis. Mortificación o gangrena de los tejidos del organismo (Navarro-Beltrán, 1993).

Necropsia. Autopsia o examen de los cadáveres (Navarro-Beltrán, 1993).

Neutrófilo. Leucocito maduro de la serie granulocítica con función fagocítica, formado en la médula ósea (a veces extramedularmente) y liberado a la circulación sanguínea (Núñez & Bouda, 2007).

Patogenicidad. Se refiere a la capacidad potencial de un microorganismo para causar una enfermedad en un hospedero (Falkow, 1990).

Patógenos oportunistas. Son microorganismos de vida libre, pero que requieren de condiciones favorables para su propia proliferación en los sistemas de crianza o en asociación con el hospedero para causar una enfermedad (Elston, 1984).

Petequia. Diminuto punto rojo causado por la fuga de una pequeña cantidad de sangre (Noga, 2010).

Septicemia. Enfermedad presente en todo el organismo, causada por la invasión y multiplicación de los microorganismos patógenos en la sangre (Pelczar *et al.*, 1982).

Signo clínico. Cualquier evidencia de enfermedad observada por el clínico (ej. enrojecimiento de la boca, nado errático) (Noga, 2010).

Sistema cerrado. Es un sistema en el cual el agua se recicla con la utilización de diversos filtros y se reutiliza (Álvarez-González, 1999).

Sufusión. Derrame de un líquido orgánico fuera de su estructura o sus conductos.

Telangiectasia. Arañas vasculares. Dilataciones de capilares pequeños y de los vasos superficiales.

Trombocitopoyesis. Formación de plaquetas en mamíferos y trombocitos en reptiles, peces y aves (Núñez & Bouda, 2007).

Trombocitopenia. Disminución del número de plaquetas en la sangre (Navarro-Beltrán, 1993)

Ulceración. Herida abierta en la piel o en las superficies mucosas (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004).

Bibliografía de Glosario

- Álvarez-González, C. A. 1999. *Optimización del proceso de producción de semilla de la cabrilla arenera Paralabrax maculatofasciatus (Percoidei: Serranidae) en sistemas de circulación cerrada*. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN, 108 p.
- De la Lanza-Espino, G., R. De Lara-Andrade & J.L. García-Calderón, 1991. *La Acuicultura en palabras*. A.G.T. Editor, S.A, 160 p.
- Elston, R. A. 1984. Prevention and management of infectious diseases in intensive mollusc husbandry. *J. World Maricult. Soc.*, 15: 284-300.
- Falkow, S. 1990. The “Zen” of bacterial pathogenicity, 3-8. En: Iglewski, B. H. & V. L. Clark (Eds.). *Molecular basis of bacterial pathogenesis*. Academic Press, San Diego, California.
- Nagasawa, K. & E.R. Cruz-Lacierda. 2004. *Diseases of cultured groupers. Southeast Asian Fisheries Development Center*. Aquaculture Department, Iloilo, Philippines, 81 p.
- Navarro-Beltrán, I. E. 1993. *Diccionario terminológico de ciencias médicas*. 13ª Edición. Masson, Barcelona, 1319 p.
- Noga, E. J., 2010. *Fish disease: Diagnosis and treatment*. 2nd edition, Blackwell Publishing, Iowa State University Press, Ames, 519 p.
- Núñez-Ochoa L. & J. Bouda, 2007. *Patología clínica veterinaria*. 2ª Edición. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. México, 331 p.
- Pelczar, M. J., R. D. Reid & E. C. S. Chain. 1982. *Microbiología*. 4ª. Edición. McGraw Hill, Mexico, 826 p.

RESUMEN

El verdillo *Paralabrax nebulifer* (Girard, 1854), es un pez marino de importancia comercial que se logró reproducir de manera continua y bajo condiciones controladas. A la fecha, no se tenían los estudios para determinar el estado de salud de esta especie en laboratorio. El objetivo del presente estudio fue describir los parámetros hematológicos, histológicos y la parasitofauna asociada al verdillo, a partir de tres muestreos realizados en campo en la localidad de Las Barrancas, Baja California Sur, México. Los ejemplares recolectados se utilizaron como referencia para diagnosticar su estado de salud en cautiverio, en consideración de los parámetros referidos más el monitoreo conductual y calidad del agua. La parasitofauna se obtuvo mediante un tratamiento profiláctico en agua dulce y un examen parasitológico de los ejemplares. Los valores hematológicos de los individuos silvestres no mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre sexos. El 26 % del total de los peces presentaron fibrosis adheridas a las gónadas, sin diferencias significativas ($p < 0.05$) entre sexos ni entre cada una de las variables hematológicas. El tratamiento profiláctico con agua dulce contra los ectoparásitos fue efectivo, con excepción del copépodo *Hatschekia* sp. y el monogéneo *Mamaevicotyle villalobosi*. Los peces recolectados durante la temporada reproductiva de mayo (2014), presentaron una mayor intensidad media de infección ($I = 8$). El copépodo *Caligus* sp. fue el ectoparásito más abundante de las dos temporadas, mientras que los monogéneos más abundantes fueron: *M. villalobosi* durante la temporada reproductiva (mayo, 2014) y *Allobenedenia pseudomarginata* en la no reproductiva (noviembre, 2013; octubre, 2014). Se concluyó que los centros

melanomacrófagos encontrados y cuantificados mediante el análisis histológico en el hígado y el riñón, así como los estándares sanguíneos de los ejemplares de *P. nebulifer* obtenidos en campo, sirvieron como indicadores de salud para los ejemplares mantenidos en cautiverio.

ABSTRACT

The Barred Sand Bass *Paralabrax nebulifer* is a marine fish with commercial importance value that was successfully spawned under controlled conditions. To date no studies were to determine the health status of this species in the laboratory. The aim of this study was to describe haematological and histological parameters, and associated parasitefauna of Barred Sand Bass from three surveys conducted in the field, in the town of Las Barrancas, Baja California Sur, México. The collected specimens were used as reference to diagnose their health in captivity, in consideration of the parameters referred more behavioral monitoring and water quality. Parasitefauna was obtained by a prophylactic freshwater treatment and parasitological examination of the specimens. Haematological values of wild individuals showed no significant differences ($p < 0.05$) between sexes. 26% of all fish fibrosis had adhered to the gonads with no significant differences ($p < 0.05$) between the sexes or between each of the haematological variables. Prophylactic freshwater treatment was effective with the exception of copepod *Hatschekia* sp. and monogenean *Mamaevicotyle villalobosi*. Fish collected in the May breeding season (2014) had a higher average intensity of infection ($I = 8$). The copepod *Caligus* sp. was the most abundant ectoparasite of the two seasons while the most abundant monogeneans were: *M. villalobosi* during the breeding season (May, 2014) and *Allobenedenia pseudomarginata* in the non-breeding season (November, 2013; October, 2014). It was concluded that melanomacrophage centers found and identified by histological analysis of liver and kidney and blood specimens standards

of *P. nebulifer* obtained in the field, served as health indicators for the specimens kept in captivity.

1. INTRODUCCIÓN

La cabrilla verde de arena o verdillo, *Paralabrax nebulifer* (Girard, 1854), es un pez serránido de importancia comercial con importantes capturas dentro del rubro escama (Gobierno del Estado de Baja California Sur, 2011).

Con relación a su cultivo, en el año 2012 se logró su mantenimiento y reproducción bajo condiciones controladas (Martínez-Brown, 2012). Sin embargo, hasta el momento no se cuenta con un protocolo de sanidad acuícola que dicte las condiciones de manejo para esta especie.

La sanidad acuícola engloba al conjunto de medidas (físicas, químicas y biológicas) que se establecen para la prevención o erradicación de enfermedades en organismos acuáticos sujetos a cultivo (Anderson & Barney, 1991). Dichas enfermedades pueden ser ocasionadas por problemas de nutrición y de condiciones inadecuadas de cultivo (Tucker, 1998). Para evitar esto, es indispensable llevar a cabo buenas prácticas de manejo que sean replicables de una manera sencilla, lo que conlleva la necesidad de realizar acciones preventivas para mantener ejemplares sanos (Harvey & Hoar, 1981).

La selección de un lote de reproductores debe hacerse a partir de un buen diagnóstico de sanidad, de tal forma que se tenga la certeza que los peces seleccionados estarán libres de parásitos y enfermedades. Estos van a garantizar la producción de la progenie cuya calidad será indispensable para la obtención de ejemplares sanos que aporten filete de excelente calidad (Harvey & Hoar, 1981).

Diagnosticar peces sanos con fines de producción no es una tarea fácil, principalmente porque no podemos saber si el pez tiene un problema de salud hasta

el momento en que presenta la enfermedad, o bien cuando se está presentando algún signo clínico precursor de esta.

Normalmente, las enfermedades en los peces se detectan, mediante una serie de anomalías en la condición corporal y su comportamiento, mismas que se verifican al observar su tamaño, el aspecto de las escamas, los ojos y las branquias; o bien cuando se detecta un comportamiento aletargado o agresivo, y por lo tanto el pez no consume alimento o cuando se observa que boquea (Rodríguez-Gutiérrez *et al.* 2001). Sin embargo, estas anomalías no reflejan un parámetro confiable de lo que en realidad está sucediendo, ni tampoco indican de manera objetiva como evitar que suceda. Por esta razón, es necesario contar con un protocolo que permita diagnosticar el estado de salud de los peces en cautiverio.

Se pretende que este trabajo de investigación aporte de manera práctica y bajo sustento clínico, un protocolo que permita diagnosticar el estado de salud de reproductores de *P. nebulifer*, con base a la descripción de parámetros diagnósticos que permitan evaluar la salud del verdillo bajo condiciones de cautiverio, lo cual servirá de base para el desarrollo de un protocolo de sanidad acuícola para esta especie.

2. ANTECEDENTES

Entre algunos protocolos de sanidad acuícola para especies marinas de producción comercial, se encuentran el de la lobina (*Dicentrarchus labrax*) y la dorada europea (*Sparus aurata*) descritos por Moretti *et al.* (1999), en los que se detallan las características para la obtención de los reproductores, tratamiento profiláctico y las condiciones propicias para su mantenimiento y reproducción.

Con respecto a los estudios sobre el cultivo de peces marinos y como evaluar el estado de salud de los peces, Tucker (1998) mencionó que los estudios hematológicos, histológicos y parámetros bioquímicos de organismos aparentemente sanos, pueden utilizarse como línea base para diagnosticar a los peces enfermos. Por su parte, Anderson & Barney (1991) mencionaron que dentro de los parámetros diagnósticos que podemos utilizar, destacan los estudios hematológicos, histopatológicos, parasitológicos y la toma de parámetros ambientales (temperatura y oxígeno), ya que son útiles para el diagnóstico de ejemplares en campo y cautiverio. Por su parte, Crumlish (2012) mencionó que las muestras histológicas de peces aparentemente sanos, también pueden utilizarse como tejidos de referencia. Esto se complementa con lo descrito por Bernet *et al.* (1999), en un estudio de histopatología en el cual menciona que el hígado y el riñón son órganos que pueden ser utilizados como referencia para dar un diagnóstico de la salud de los ejemplares. Shotts (1990) y Tucker (1998), mencionaron que los principales problemas que ocurren en el cultivo de peces, tienen relación en primer lugar con la calidad del agua (oxígeno y nitritos), en segundo lugar con los parásitos y en último lugar con la presencia de bacterias, virus y hongos.

Anderson & Barney (1991), mencionaron que tomar muestras de peces moribundos podría aportar información sobre las enfermedades presentes en el sistema de cultivo. Entre algunos estudios que tratan sobre enfermedades en *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindacher, 1868), se encuentran los realizados por Martínez-Díaz & Anguas-Vélez (2002), en donde describieron una enfermedad hemorrágico ulcerativa en un lote de dicha especie. Por otra parte, con relación a estudios efectuados en periodos larvales de serránidos, están los realizados por Moreno-Legorreta (2004), quien se enfocó en la microflora bacteriana (Vibrionaceae) presente en las fases iniciales de vida de la cabrilla arenera *P. maculatofasciatus*. Por su parte, Medellín-Rubio (2003) y Macayo-Alvear (2004) efectuaron estudios sobre las bacterias asociadas a microalgas y rotíferos relacionados con el cultivo de la cabrilla arenera.

En estudios sobre la cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea*, Gómez-Rojo (2007) relacionó la susceptibilidad de las fases iniciales de vida con la infección experimental generada con *Aeromonas hydrophila*; mientras que Burgos-Aceves *et al.* (2010), hicieron una descripción de células sanguíneas para diagnosticar enfermedades. Entre los estudios que se tienen de *P. nebulifer*, se encuentra el de Gómez del Prado-Rosas (2012), en el que se describió la parasitofauna de estos peces, en las costas del Noroeste de México.

No obstante lo anterior, a la fecha no se cuenta con un protocolo estandarizado que permita diagnosticar el estado de salud de lotes de reproductores de los peces de la familia Serranidae en México.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Describir los parámetros hematológicos, histológicos y la parasitofauna asociada que permitan desarrollar un protocolo de sanidad acuícola en reproductores de *Paralabrax nebulifer*.

3.2 Objetivos específicos:

3.2.1 Establecer los valores de referencia de la biometría hemática y química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de *P. nebulifer* en medio silvestre.

3.2.2 Identificar la parasitofauna asociada a *P. nebulifer* en su temporada reproductiva y no reproductiva.

3.2.3 Analizar el estado conductual-sintomático de los organismos en cautiverio.

3.2.4 Describir las alteraciones fisiopatológicas de ejemplares de *P. nebulifer* en condiciones de cautiverio.

3.2.5 Determinar la relación del estado de salud y enfermedad de ejemplares de *P. nebulifer* por medio del análisis histológico.

3.2.6 Diagnosticar el estado de salud de los ejemplares de *P. nebulifer* sometidos a un régimen fototérmico para inducir la maduración gonádica y el desove espontáneo.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

Para continuar con el desarrollo de este protocolo de sanidad fue conveniente analizar peces en estado silvestre y en cautiverio. Por lo cual, se realizaron varias capturas de peces en su estado natural, mismos que fueron introducidos en condiciones de cautiverio para continuar con su evaluación, la cual se dividió en diferentes rubros de trabajo que se describen a continuación.

4.1 Características de las capturas

Todas las capturas se realizaron a bordo de embarcaciones menores con motor fuera de borda, mediante trampas cebadas con sardina (*Sardinops sagax*). Para evitar daños en los ejemplares capturados, debido a la profundidad de su captura (30 m aproximadamente), las trampas fueron extraídas a una velocidad de 2 m por minuto, según lo establecido por Martínez-Brown (2012). La toma de muestra se describe en el apartado de muestreo de ejemplares en campo.

4.1.1 Características de los equipos de traslado

Los peces fueron trasladados vía terrestre hacia las instalaciones del Laboratorio de Biología Experimental (LBE), el cual está ubicado dentro de las instalaciones del CICIMAR-IPN en La Paz, Baja California Sur. Los ejemplares de verdillo se transportaron en un tanque vivero de 1,100 l de capacidad, mismo que se equipó con un aireador (ATMAN AT-704 con Reostato), medición de oxígeno disuelto y temperatura (sistema multipuebas YSI 556 MPS), y recirculación (bomba

Rule Pro-Series®; 1,900 l·h⁻¹). Durante la tercera captura se sustituyó el aireador (ATMAN AT-704 con Reostato) por un sistema de inyección de oxígeno (2 l·min⁻¹).

4.1.2 Manipulación y cuidados de los ejemplares durante el traslado

Durante el traslado se retiraron los ejemplares muertos del tanque vivero, para evitar el aumento de la demanda bioquímica de oxígeno y el hacinamiento innecesario. Además, se cuidó que la temperatura no superara los 24 °C y la saturación de oxígeno disuelto en el agua no disminuyera de 3 mg/l, esto se hizo mediante la introducción de bolsas de hielo de acuerdo a lo recomendado por Tucker (1998).

4.2 Cuarentena y aclimatación

Los peces trasladados del lugar de captura al LBE, recibieron un tratamiento profiláctico contra ectoparásitos previo a su introducción a cuarentena, el cual consistió en un baño de agua dulce durante 5 minutos en una tina de 50 l de capacidad, de acuerdo a lo establecido por Baynes *et al.* (1993). Posteriormente, se filtraron los residuos de dicho tratamiento en un tamiz (37µm) para un estudio parasitológico.

Los ejemplares pertenecientes a todas las capturas permanecieron 21 días en observación, con el fin de detectar posibles infecciones y propiciar su aclimatación a las condiciones de cautiverio, tal como lo estableció Rosales-Velázquez (1997) para *P. maculatofasciatus*. A los peces lesionados se les aplicó azul de metileno de presentación comercial Acuario Lomas 120 ml/2 Oz., de acuerdo a lo recomendado por Martínez-Brown (2012).

4.2.1 Características del Sistema Cerrado de Inducción al Desove

El Sistema Cerrado de Inducción al Desove (SCID) está constituido por seis tanques (unidades de cultivo) cilíndricos de fibra de vidrio de 1,100 l de capacidad, complementados con un tanque recolector de embriones de fibra de vidrio de 150 l, un tanque reservorio de 600 l, una bomba de recirculación (bomba centrífuga Century®, 0.7 HP), un filtro mecánico con capacidad de retención de 200 µm (Sta-Rite®, 100 lbs, 1.26 ft², 25.5 gal/min), un espumador, un filtro biológico (reactor biológico de sustrato de gránulos flotantes/cm²; 20 l/min para la oxidación por medio de bacterias de NH₄⁺, NO₃⁻ y NO₂⁻) y un filtro UV (LIFEGUARD aquatics®, ultraviolet sterilize Model QL-120). La temperatura del agua de cultivo se reguló con un aire acondicionado tipo mini Split (Daewood®, DSA-240LR, 1 Ton) en modo automático.

El fotoperiodo se simuló con dos temporizadores electrónicos, de los cuales, uno mantiene encendidas tres lámparas fluorescentes tipo circular (luz de día; 35 W, de 07:00 a 20:00 h), que se encuentran distribuidas de forma equidistante sobre la línea central y paralela a las dos líneas de tanques. El otro temporizador mantuvo encendidas seis pares de lámparas (luz de día; 30 W) de 08:00 a 19:00 h cada par de lámparas estuvieron suspendidas a 50 cm de altura sobre el tanque correspondiente, de acuerdo a lo establecido por Martínez-Brown (2012) (Fig. 1).

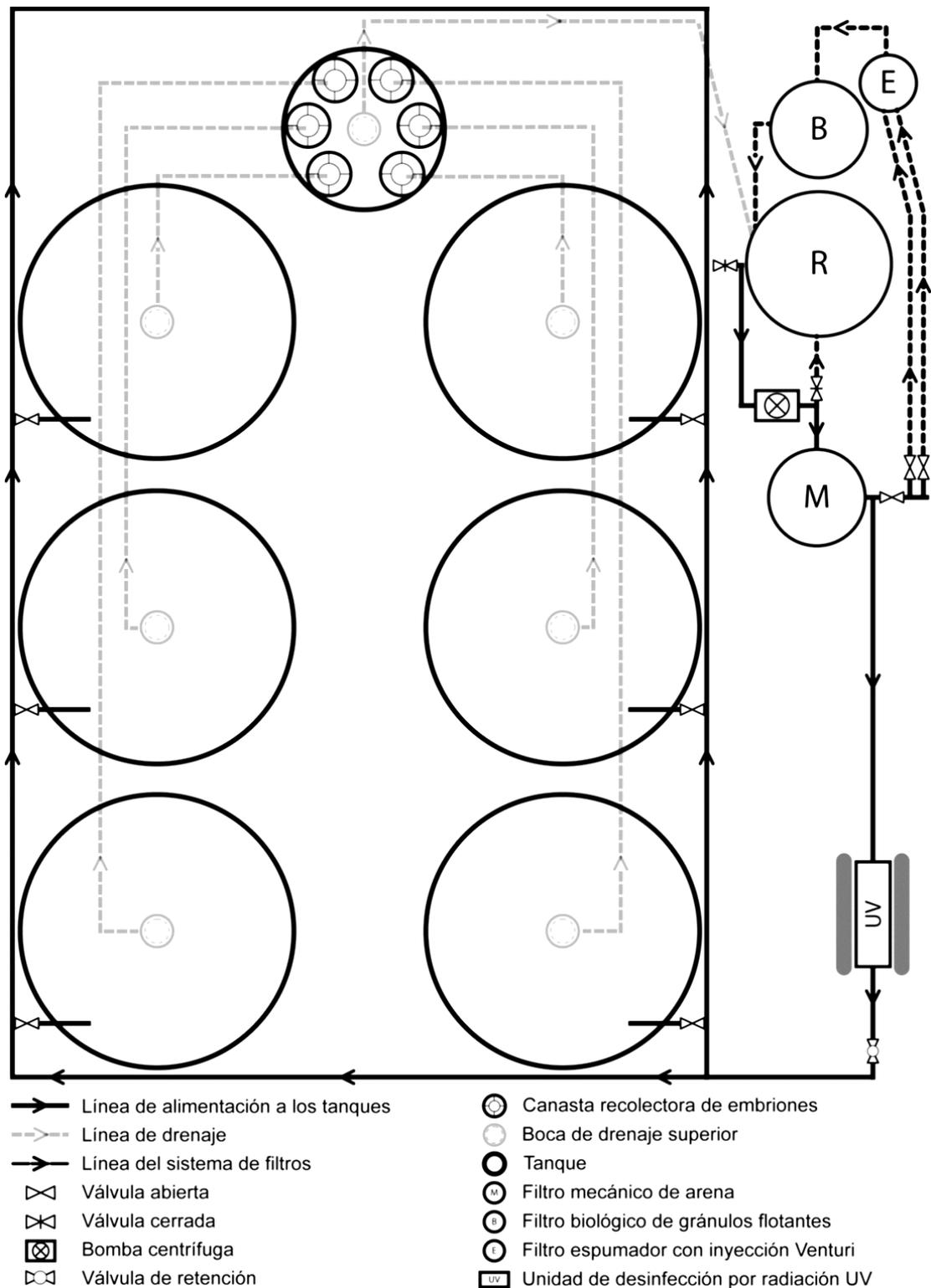


Figura 1. Circuitos de flujo y tratamiento del agua del Sistema Cerrado de Inducción al Desove. La proporción del tamaño de los componentes no está a escala. (Tomada de: Martínez-Brown, 2012).

4.2.2 Alimentación, limpieza y control fototérmico

Los organismos fueron alimentados a saciedad con juveniles de mojarra y trozos de calamar. Las mojarras fueron obtenidas mediante un arrastre semanal con chinchorro playero de 2.5 cm de abertura de malla, se sometieron a un baño en agua dulce durante 20 minutos y se almacenaron en refrigeración a -4 °C. Esto con la finalidad de evitar posibles infestaciones de parásitos (Rosales-Velázquez, 1997; Moretti *et al.*, 1999).

Con el fin de complementar el alimento del stock reproductor se administró calamar, el cual se adquirió en un establecimiento comercial. El alimento no ingerido y las excretas liberadas durante el día, se sifonearon una hora después que el alimento se suministró, según lo recomendó Rosales-Velázquez (1997).

Los peces fueron sometidos bajo un régimen fototérmico a una temperatura de 21.0 ± 1 °C y un fotoperiodo de: 13 h luz y 11 h oscuridad, con lo cual se favoreció la maduración, la ovulación y el desove voluntario de *P. nebulifer*, conforme a lo recomendado por Martínez-Brown (2012).

4.2.3 Calidad del agua

La calidad del agua se evaluó diariamente con un equipo multiparámetros modelo YSI 566 MPS, por medio del cual se cuantificó la salinidad, temperatura y el oxígeno disuelto, de acuerdo con las recomendaciones hechas por Bautista-Parejo (1993). Al inicio de cada periodo de cuarentena, se evaluó el amonio cada día por medio de la técnica descrita por Strickland & Parsons (1972) modificada para volúmenes de muestra pequeños (Carrasco-Chávez, 2004). Después de quedar

estabilizada la concentración de amonio durante el periodo de cuarentena, se hicieron evaluaciones semanales.

4.3 Obtención de muestras

A continuación se describe la secuencia de obtención de las muestras para obtener los parámetros de salud y de enfermedad de los ejemplares de *P. nebulifer* en condiciones de campo y cautiverio. El detalle de los análisis de dicha obtención de muestras, se presenta en el apartado de análisis de muestras.

4.3.1 Obtención de muestras de ejemplares capturados *in situ*

Los ejemplares capturados en el campo fueron introducidos en una tina de 20 l con agua dulce y una solución de eugenol (aceite de clavo) Sultan Chemists, Inc., a una concentración de 40 mg/l. Los ejemplares permanecieron en dicha tina hasta que alcanzaron el estado de anestesia profunda (5 minutos aproximadamente), Posteriormente, se realizó una extracción de sangre de 1 ml de la vena caudal de cada pez vivo, en decúbito lateral derecho, que se almacenó en tubos eppendorff de 2 ml con anticoagulante ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) para evitar la coagulación; estas muestras se mantuvieron en hielo hasta su centrifugación y análisis. Posteriormente, se evaluó el peso de los especímenes, con una balanza Ohaus (CS 2000), de 1 g de precisión, además de la longitud patrón y la longitud total con un ictiómetro convencional. Después, se hizo una incisión sagital por la parte ventral de cada pez, desde el ano hasta la intersección branquial, para llevar a cabo una inspección ocular de la coloración de los órganos internos. Toda la información obtenida, se documentó con ayuda de una cámara digital (Nikon

Coolpix L310). Finalmente, el hígado, la gónada y el riñón se conservaron en frascos de 50 y 250 ml con formaldehído fosfatado (10 %) para fijar sus tejidos y posteriormente ser analizadas mediante cortes histológicos. Al término del muestreo, se realizó la identificación parasitológica por medio del filtrado de agua dulce con anestesia, para evaluar el tipo y la cantidad de parásitos liberados con el tratamiento profiláctico; mientras que el examen parasitológico se realizó solamente con los ejemplares muertos, según se presentó la ocasión.

4.3.2 Obtención de muestras de ejemplares mantenidos en cautiverio

Los ejemplares mantenidos en cautiverio fueron seleccionados de manera aleatoria para la toma de muestras, posteriormente fueron analizados con los mismos procedimientos que se aplicaron en el muestreo de campo: la anestesia, el filtrado del tratamiento profiláctico (parásitos), la extracción de sangre, las biometrías, la documentación fotográfica y la preservación de las muestras histológicas. El análisis conductual sintomático sólo se realizó con los ejemplares mantenidos en condiciones de cautiverio.

4.4 Análisis de muestras

A continuación se presenta con detalle el procesamiento y los análisis de cada una de las muestras obtenidas, que fueron descritas en el apartado de obtención de muestras.

4.4.1 Perfil hematológico

Para establecer y evaluar los parámetros hematológicos obtenidos de los ejemplares muestreados en campo y en cautiverio, se consideraron los siguientes parámetros: conteo total de eritrocitos, concentración de hemoglobina, paquete porcentual de glóbulos rojos (microhematocrito), índices eritrocíticos, cuenta total de leucocitos, recuento diferencial de glóbulos blancos y plaquetas, con base a lo establecido por Ióvine & Selva (1985). La recolección de la sangre periférica, se realizó con jeringas de 3 ml (TERUMO ® 21G x 1 1/4”), previamente humectadas con el anticoagulante EDTA para evitar la coagulación sanguínea; después se depositaron muestras en tubos eppendorf de 2 ml adicionados con 50 µl de EDTA. Las muestras se mezclaron por inversión y se guardaron en hielo para su posterior análisis. Los frotis sanguíneos utilizados para hacer los conteos diferenciales, fueron teñidos con el colorante Wright (Martínez-Díaz, 1995); la hemoglobina se determinó por colorimetría siguiendo el método de la cianometahemoglobina en un espectrofotómetro Spectronic 21D - Milton Roy (Ióvine & Selva, 1985). El análisis de microhematocrito se realizó con tubos capilares heparinizados utilizando una microcentrífuga a una velocidad de 10,000 a 13,000 r.p.m. por 5 minutos, para separar el suero del paquete celular para medir la proporción suero-paquete celular en una tabla para microhematocrito. Los índices eritrocíticos se obtuvieron por medio de las siguientes fórmulas (Ióvine & Selva, 1985):

$$CHCM = \frac{Hb/100 \text{ ml} \times 100}{\text{Dos primeras cifras de eritrocitos}}$$

Donde,

CHCM = hemoglobina corpuscular media

Hb = hemoglobina

$$HCM = \frac{Hb \text{ en gramos}/100 \text{ ml} \times 100}{\text{Volumen globular}}$$

Donde,

CHCM = concentración de hemoglobina corpuscular media

Hb = hemoglobina

$$VCM = \frac{\text{Hematocrito} \times 10}{\text{millones de glóbulos rojos}}$$

Donde,

VCM = volumen corpuscular medio

Para el conteo total de eritrocitos, leucocitos y los trombocitos, se utilizó la cámara de Neubauer, para lo cual se colocó la muestra mediante una pipeta tipo Thoma, para obtener una dilución 1:20 de una solución con ácido acético al 2 %.

Posteriormente, después de agitar la pipeta durante 60 segundos, se desecharon las tres primeras gotas y se procedió a llenar por capilaridad según Gómez-Rojo (2007).

Los conteos diferenciales de leucocitos se realizaron contando un mínimo de 100 células de la serie blanca, también se cuantificaron las células mononucleares (linfocitos y monocitos) y los polimorfonucleares (neutrófilos, basófilos y eosinófilos), observando en todos los casos las características morfológicas de cada tipo de célula y su cantidad, utilizando para este propósito la siguiente fórmula:

$$\text{Valor absoluto} = \frac{\text{Leucocitos} \times \text{Fórmula de cada uno de los grupos (L, M, E, B, N)}}{100 \%}$$

Donde,

L = linfocitos

M = monocitos

E = eosinófilos

B = basófilos

N = neutrófilos

Las observaciones de las células sanguíneas se realizaron por medio de un microscopio óptico (SWIFT) a 100 x.

Se obtuvieron muestras aleatorias de 5 peces capturados en campo para obtener un referente de los valores de urea, creatinina y nitrógeno ureico. Tales valores se obtuvieron con ayuda de un los Kits de Urea (UREA – 37 Spinreact) y

Creatinina (CS Pointe Scientific), mismos que fueron analizados mediante un espectrofotómetro (Spectronic 21D - Milton Roy) a 510 nm de longitud de onda en ambos casos. La medición de nitrógeno ureico se obtuvo mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Nitrógeno ureico} = \frac{\text{Urea}}{2.14}$$

Los intervalos de referencia de la biometría hemática y de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico), se obtuvieron por medio de los valores máximos y mínimos de los ejemplares en condiciones silvestres (Vázquez & Guerrero, 2007).

Los valores sanguíneos obtenidos de los ejemplares de campo, se contrastaron con los valores sanguíneos de los ejemplares mantenidos en condiciones en cautiverio.

4.4.2 Colección de referencia fotográfica

Se documentó fotográficamente cada uno de los ejemplares designados para establecer los parámetros de *P. nebulifer* en condiciones silvestres, de los cuales se obtuvieron imágenes de la coloración externa, e interna, características no comunes en los órganos y decoloraciones naturales. Esto se realizó con una cámara digital Nikon Coolpix L310.

4.4.3 Análisis histológico

Las muestras destinadas para el estudio histológico fueron: hígado, gónada y riñón; correspondientes a los peces muestreados en condiciones silvestres y algunas muestras de ejemplares de la primera captura en cautiverio, que presentaron signos de enfermedad. Las muestras fueron fijadas con formaldehído fosfatado (10 %), para su conservación hasta su procesamiento histológico.

Las muestras se procesaron mediante la inclusión de los tejidos en parafina, lavándose previamente con agua corriente para eliminar el exceso de fijador y posteriormente se realizó la deshidratación con alcohol etílico en concentraciones crecientes (80°, 96° y 100°) y una solución 1:1 de alcohol absoluto:americlear. Después, se incluyeron en parafina a 56 °C, y luego se realizó su inclusión definitiva en parafina a 60 °C. Finalmente, se realizaron cortes seriados de 3 µm, que se tiñeron con la técnica hematoxilina-eosina (Humason, 1979). Se obtuvieron las preparaciones histológicas de todos los ejemplares, los cuales se fotografiaron con una cámara digital (CoolSNAP-Pro, Media Cybernetics) acoplada a un microscópio óptico (Olympus BX41) con diferentes aumentos, con el fin de conservar una colección de referencia histológica. Se identificaron por campo el número de melanomacrófagos presentes en los tejidos, que servirán como primeros indicadores de ayunos prolongados, anemias hemolíticas y presencia de infecciones bacterianas (Agius, 1979, 1981).

4.4.4 Identificación parasitológica

La obtención de los parásitos se realizó mediante dos procedimientos distintos: 1) El tratamiento profiláctico, el cual consistió en la inmersión de cada pez en agua dulce, durante 5 minutos. Este tratamiento provocó que los ectoparásitos sufrieran un choque osmótico y se desprendieran del pez. Los parásitos fueron retenidos en un tamiz de 37 μm y preservados en frascos de 25 ml con etanol al 70 % y formol al 4 % neutralizado con borato de sodio, para su identificación posterior; 2) el examen parasitológico consistió en obtener los parásitos mediante la disección de cada pez, aislando los agentes parásitos de manera individual y preservándolos en etanol al 70 % para su identificación.

Los parásitos del filo Platyhelminthes, fueron teñidos con la técnica Tricrómica de Gomorí, transparentados con salicilato de metilo y montados en resina sintética para obtener preparaciones permanentes. Los parásitos copépodos e isópodos fueron transparentados con aceite de clavo, de acuerdo con la técnica parasitológica de Salgado-Maldonado (1979). Los parásitos se identificaron con claves especializadas para cada tipo de ejemplar parásito (e.g. Yamagutí, 1959, 1961, 1971; Chabaud, 1975; Khalil *et al.*, 1994; Gibson *et al.*, 2002; Jones *et al.*, 2005; Bray *et al.*, 2008). Se tomaron microfotografías de cada ejemplar de parásito con una cámara digital Canon Power Shot A2500. Las abundancias promedio de parasitismo derivadas del tratamiento profiláctico, fueron comparadas para cada una de las tres capturas realizadas en las temporadas reproductiva y no reproductiva; así también, se comparó la eficacia del tratamiento profiláctico. De igual forma, se determinó la prevalencia e intensidad media de parasitismo en

aquellos peces que fueron revisados de manera individual, siguiendo el criterio de Bush *et al.* (1997):

a) Prevalencia: representa el número de hospederos infestados con al menos un parásito, dividido por el total de hospederos revisados. El valor es expresado en porcentaje según la siguiente fórmula:

$$P = \left(\frac{HI}{HE} \right) \times 100$$

Donde,

P = prevalencia

HI = número de hospederos infectados

HE = número de hospederos revisados

b) Intensidad media de parasitismo: número promedio de parásitos encontrados de una especie determinada, se expresa con respecto al número total de individuos examinados.

4.4.5 Peces mantenidos en cautiverio

Los peces pertenecientes a la primera captura (noviembre, 2013), se mantuvieron bajo condiciones de cautiverio para analizar su comportamiento y determinar las lesiones presentadas durante las primeras seis semanas, de acuerdo a los criterios especificados por Rodríguez Gutiérrez *et al.* (2001).

4.4.5.1 Análisis conductual-sintomático

Se observó el comportamiento de los ejemplares durante el cautiverio. El análisis conductual-sintomático se describió en tres periodos de tiempo: 1) al someter a los ejemplares a las condiciones de cautiverio; 2) al inicio del cuadro patológico, en la semana 4; y 3) al final del experimento, donde se presentaron alteraciones fisiopatológicas visibles.

La evaluación conductual sintomática consistió en tomar en cuenta los siguientes signos:

1. Letargo
2. Agresividad
3. Inapetencia
4. Boqueo

4.4.5.2 Evaluación de lesiones macroscópicas

1. Lesiones externas que afectan el estado general y las proporciones corporales de cada organismo

(p. ej. estado de conformación, malformaciones y deformaciones).

2. Presencia de cuerpos extraños.
3. Secreciones (p. ej. moco, sangre) y descamaciones.
4. Cambios de pigmentación.
5. Hemorragias subcutáneas.
6. Coloración branquial.

4.5 Análisis estadístico

Las tallas y los pesos de los ejemplares capturados en el medio silvestre, se analizaron con herramientas de estadísticas descriptivas, expresados como promedios y desviación estándar (Prom+/-DS). Se compararon las diferencias de los parámetros hematológicos (los eritrocitos, la hemoglobina, el hematocrito, el volumen corpuscular medio, la hemoglobina corpuscular media y la concentración de hemoglobina corpuscular media) entre el sexo y las fibrosis presentadas con una prueba de ANDEVA de una vía ($P < 0.05$). En el caso de los valores de los parámetros hematológicos que no cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad (Shapiro-Wilk y Bartlett), tales como los leucocitos, los linfocitos, los monocitos, los eosinófilos, los basófilos, los neutrófilos y los trombocitos; las diferencias se determinaron con una prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis. Para el cómputo de todas las pruebas estadísticas se utilizó el paquete Statistica 7.0 (StatSoft, Inc).

5. RESULTADOS

Los resultados de la presente investigación son el producto de tres muestreos realizados en la localidad pesquera de Las Barrancas, Municipio de Comondú, Baja California Sur, entre noviembre de 2013 y octubre de 2014. La recolecta de organismos y toma de parámetros ambientales se realizó en campo, durante el traslado y en condiciones de cautiverio (Laboratorio de Biología Experimental en CICIMAR-IPN, en la ciudad de La Paz, Baja California Sur).

5.1 Área y fecha de las capturas realizadas

La primera captura se realizó el 7 de noviembre del 2013, en la localidad denominada “Piedra Bala” ($25^{\circ}56'64''$ N, $112^{\circ}19'29''$ W) a una profundidad de 10.4 m; la segunda el 29 y 30 de Mayo del 2014, en la localidad denominada “Piedra del Ángel” ($26^{\circ}01'094''$ N, $112^{\circ} 19'858''$ W) y “El Pabellón” ($25^{\circ}53'277''$ N, $112^{\circ}14'099''$ W) con 32.4 y 21.6 m, y la tercera captura se realizó el 24 de octubre del 2014 en la localidad denominada “El Bajo” ($25^{\circ}22'973''$ N, $112^{\circ}13'700''$ W) con 21.6 m (Fig. 2). La primera y tercera capturas correspondieron a la temporada no reproductiva de la especie (TNR), mientras que la segunda captura a la temporada reproductiva (TR).

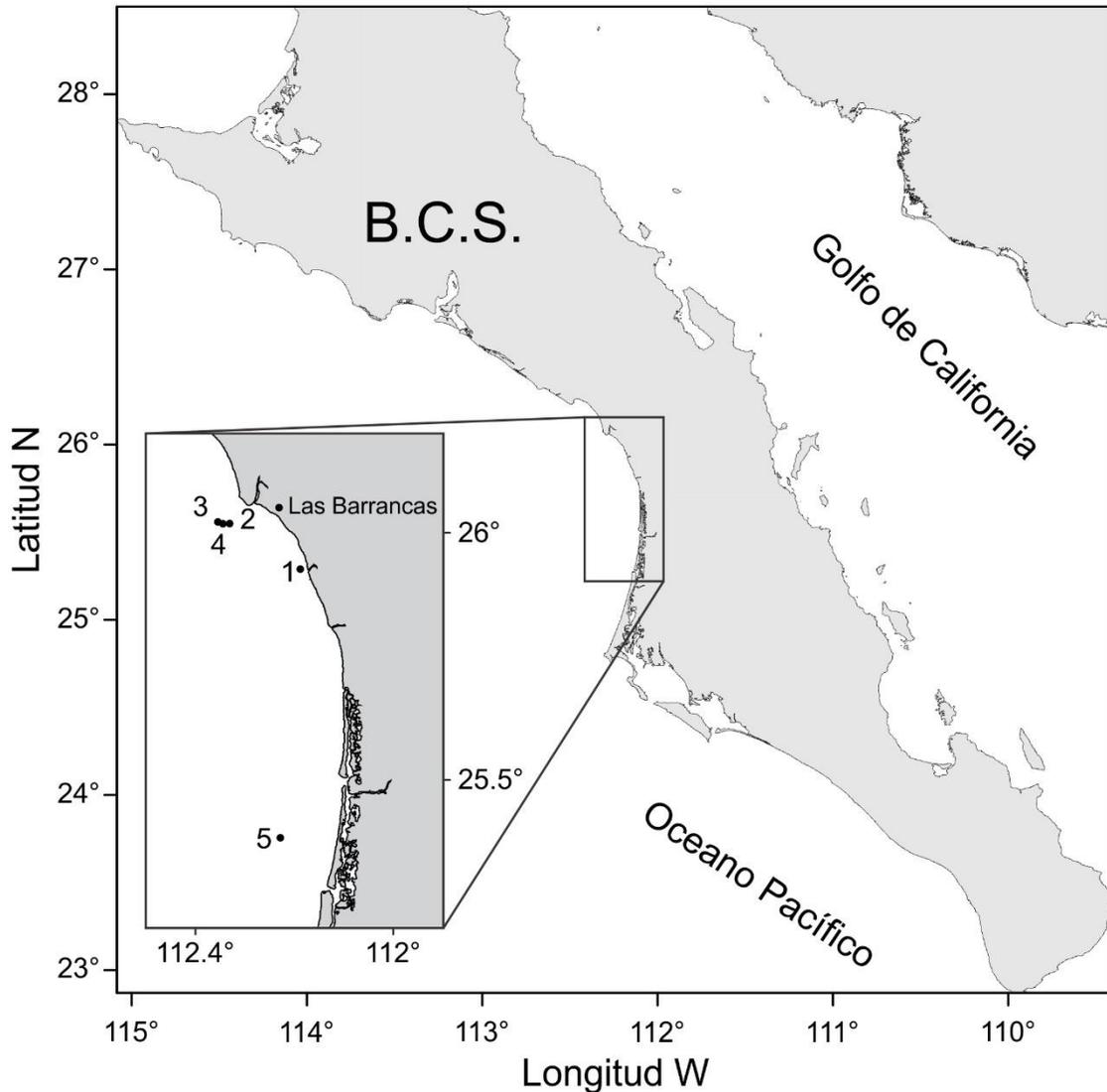


Figura 2. Ubicación geográfica de los sitios donde se realizaron las capturas de los reproductores de *Paralabrax nebulifer*. Primera captura (1), segunda captura (2, 3 y 4) y tercera captura (5), frente a la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

5.2 Peces capturados

Se obtuvieron 98, 150 y 44 reproductores en cada una de la capturas realizadas. Asimismo, en el campo se sacrificaron 10, 30 y 9 ejemplares, respectivamente para la toma de muestras. Fueron trasladados a las instalaciones del CICIMAR-IPN un total de 252 organismos: 88 de la primera captura; 120 de la

segunda; 44 de la tercera. En la primera y tercera captura, no se presentó ninguna pérdida de ejemplares de verdillo, sin embargo, en la segunda murieron 110 (Tabla 1).

La mayoría de los especímenes de la tercera captura presentaron distensión de la vejiga gaseosa, causada por el método y la profundidad de su captura, por lo cual fue necesario proceder a la punción de la vejiga gaseosa para reducir el estrés en los peces. Se sometieron a condiciones de cuarentena 88 peces de la primera captura, los cuales fueron distribuidos en 4 tanques (22 peces por tanque); en el caso de la segunda captura, se pusieron bajo estas condiciones 10 ejemplares distribuidos en 2 tanques (5 peces por tanque); y en la tercera captura se colocaron 39 ejemplares distribuidos en 3 tanques (13 peces distribuidos por tanque).

Se observó que durante la primera semana de aclimatación de los ejemplares capturados en medio silvestre a condiciones de cautiverio, sobrevivieron todos los ejemplares de la primera captura, 6 de la segunda y 23 de la tercera.

Tabla 1. Número de los reproductores obtenidos, sacrificados y muertos durante el traslado y reproductores sometidos a cautiverio, procedentes de las tres capturas realizadas de *P. nebulifer* en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Captura	Reproductores obtenidos	Reproductores sacrificados	Reproductores muertos durante el traslado	Reproductores sometidos a cautiverio
1	98	10	0	88*
2	150	30	110	10
3	44	9	0	39

*En el presente estudio, sólo se tomaron en cuenta los resultados obtenidos de los reproductores introducidos a cautiverio pertenecientes a la primera captura.

5.3 Parámetros ambientales del sitio de captura

Se monitorearon los parámetros ambientales en el área donde se realizaron la primera y segunda capturas (Tabla 2).

Tabla 2. Valores de los parámetros de temperatura, salinidad y oxígeno disuelto, evaluados durante las primeras dos capturas de los ejemplares de *P. nebulifer*, en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.

Captura	Temporada	Temperatura °C	Oxígeno disuelto mg/l	Salinidad ppm
1	TNR (noviembre, 2013)	22.7	5.17	34.6
2	TR (mayo, 2014)	14.8	3.26	33.7

Se monitorearon los parámetros de temperatura, oxígeno disuelto y salinidad durante un promedio de 6 ± 1 h de traslado de los ejemplares. En los cuales se observó que los valores de oxígeno disuelto y la temperatura de la temporada reproductiva, fueron menores que aquellos de la temporada no reproductiva (Tabla 3).

Tabla 3. Parámetros de temperatura, oxígeno disuelto y salinidad durante el traslado de las primeras dos capturas de *P. nebulifer*, evaluados en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.

Captura	Temporada	n	Temperatura °C	Oxígeno Disuelto mg/l	Salinidad ppm
1	TNR (noviembre, 2013)	88	24.8 ± 1.0	3.3 ± 0.4	34.9 ± 0.2
2	TR (mayo, 2014)	120	22.7 ± 1.0	1.3 ± 0.4	32.6 ± 0.5

La temperatura fue monitoreada durante el traslado de los ejemplares, en el cual se observó que la temperatura de la primera captura (Fig. 3a), fue mayor que en la segunda (Fig. 3b); asimismo, que los picos descendentes que se observan en ambas figuras se deben a la introducción de bolsas de hielo, las cuales se utilizaron para controlar la temperatura del agua.

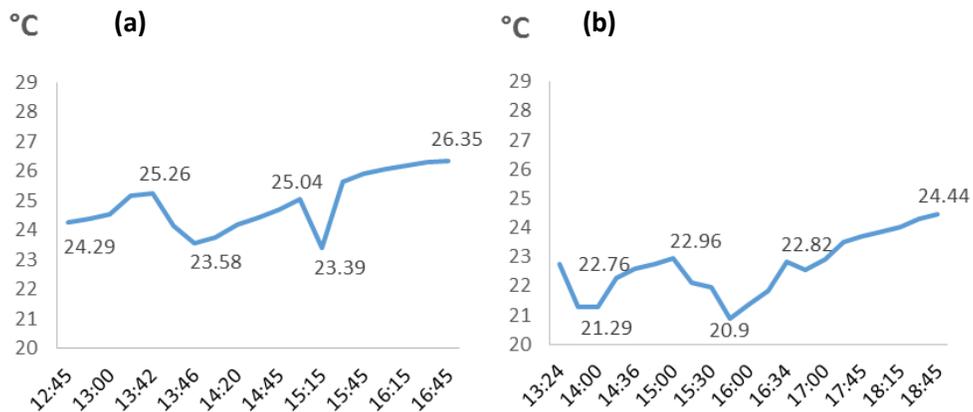


Figura 3. Valores de la temperatura del agua durante el traslado de ejemplares de *P. nebulifer*. a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).

Con relación al oxígeno disuelto, se observó un valor mayor durante la primera captura (Fig. 4a), en comparación con el de la segunda captura (Fig. 4b). Se muestra que la introducción del hielo provocó un aumento en la disponibilidad de oxígeno disuelto, de 1 mg/l para ambas capturas.

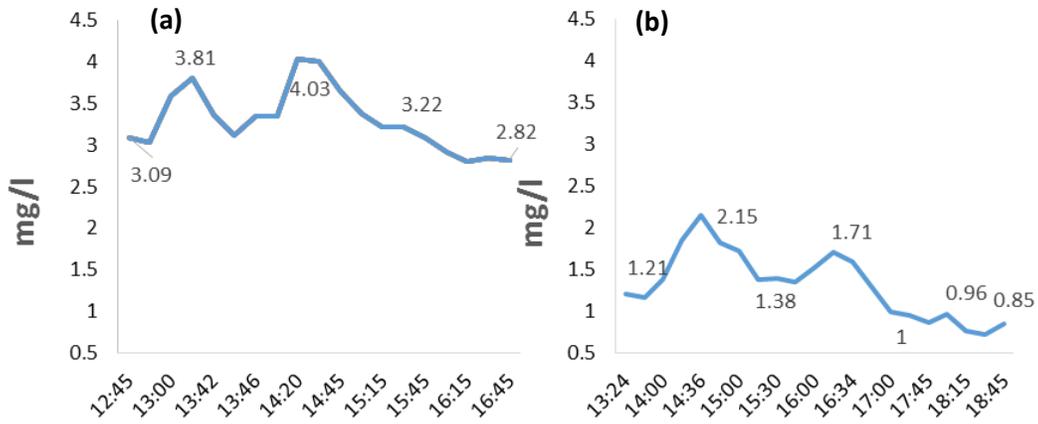


Figura 4. Valores del oxígeno disuelto en el agua durante el traslado de *P. nebulifer* en ambas temporadas: a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).

La salinidad durante el traslado de los peces, fue mayor y más estable durante el primer traslado y se manifestó una estabilidad después de las primeras 2 horas (Fig. 5).

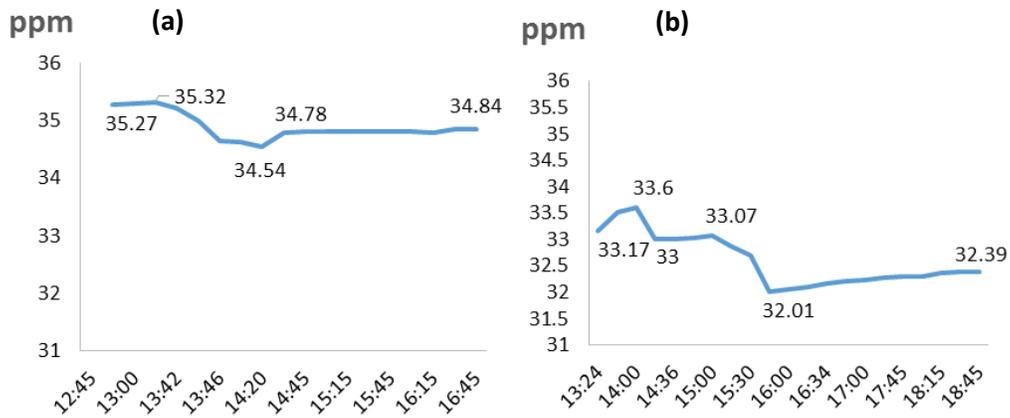


Figura 5. Valores de la salinidad del agua durante el traslado de *P. nebulifer* en ambas temporadas: a) TNR (noviembre, 2013) y b) TR (mayo, 2014).

5.4 Estandarización de las muestras de los peces de campo

A continuación se enlistan los análisis realizados en campo, que permitieron describir los parámetros para diagnosticar el estado de salud del verdillo en condiciones de cautiverio.

5.4.1 Análisis hematológico

No se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre machos y hembras de los valores de la biometría hemática realizada a 27 ejemplares de la segunda captura (Tabla 4) correspondiente a su periodo reproductivo, de los cuales el 26 % fueron hembras (Anexo 7).

Tabla 4. Valores máximos y mínimos de la biometría hemática realizada a 27 ejemplares de *P. nebulifer* que fueron utilizados como estándar y que corresponde a la TR (mayo, 2014). Fl, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

Parámetros de biometría hemática	Valores de referencia
Eritrocitos	1.94 - 3.21 millones
Hemoglobina	9 - 14.7 g/dl
Hematocrito	29.9 - 61.3 %
MCV	129.5 - 224.4 Fl
MCH	37.2 - 48.7
MCHC	20.9 - 31.4
Leucocitos	3,000 – 81,000
Linfocitos	48 - 96 %
Monocitos	1 - 10 %
Eosinófilos	0 - 3 %
Basófilos	0 - 2 %
Neutrófilos	1 - 45 %
Trombocitos	14,000 – 78,000 mm ³

*Los valores de referencia fueron obtenidos en este trabajo.

Los valores de referencia de química sanguínea de los ejemplares de verdillo, se obtuvieron de ejemplares muestreados en la TR (mayo, 2014) (Tabla 5).

Tabla 5. Valores máximos y mínimos de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 5 ejemplares de *P. nebulifer* utilizados como estándar, pertenecientes a la segunda captura que corresponde a la TR (may, 2014).

Parámetros de química sanguínea	Valores de referencia
Urea	2.1 – 4.3 mg/dl
Creatinina	0.1 – 0.4 mg/dl
Nitrógeno ureico	1.0 – 2.0 mg/dl

*Los valores de referencia fueron obtenidos en este trabajo.

5.4.2 Biometría de los ejemplares

Se obtuvo el peso, la longitud total y la longitud patrón de los peces obtenidos de las tres capturas realizadas (Tabla 6). Los datos de los ejemplares se encuentran en la sección de anexos (Anexos 1, 5 y 9).

Tabla 6. Promedio y desviación estándar de la longitud total (LT), la longitud patrón (LP) y el peso total (PESO) de los ejemplares muestreados en las 3 capturas realizadas, en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.

Captura	n	Temporada	LT (cm)	LP (cm)	PESO (g)
1	9	TNR	27.8 ± 1.4	23.5 ± 1.0	296.3 ± 44.6
2	30	TR	30.5 ± 2.1	24.6 ± 1.6	309.9 ± 63.6
3	9	TNR	28.1 ± 3.9	22.9 ± 3.4	263.7 ± 103.5

5.4.3 Colección de referencia fotográfica

Durante la recolección de muestras de los peces en estado silvestre, se obtuvieron fotografías para documentar la coloración externa e interna de los verdillos.

5.4.3.1 Coloración externa de los ejemplares de verdillo

Los verdillos recién obtenidos en vida silvestre, presentaron algunas lesiones en las aletas (peces 5 y 7) debido a su captura con jaula (Fig. 6).



Figura 6. Aspecto y coloración de 4 ejemplares de verdillo de condiciones silvestres (5, 7, 28 y 30), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).

5.4.3.2 Coloración interna de los ejemplares de verdillo

En la revisión de los órganos internos de los ejemplares que se mostraron en la figura anterior (Fig. 6), se observa que el hígado presenta diferentes coloraciones (Fig. 7).

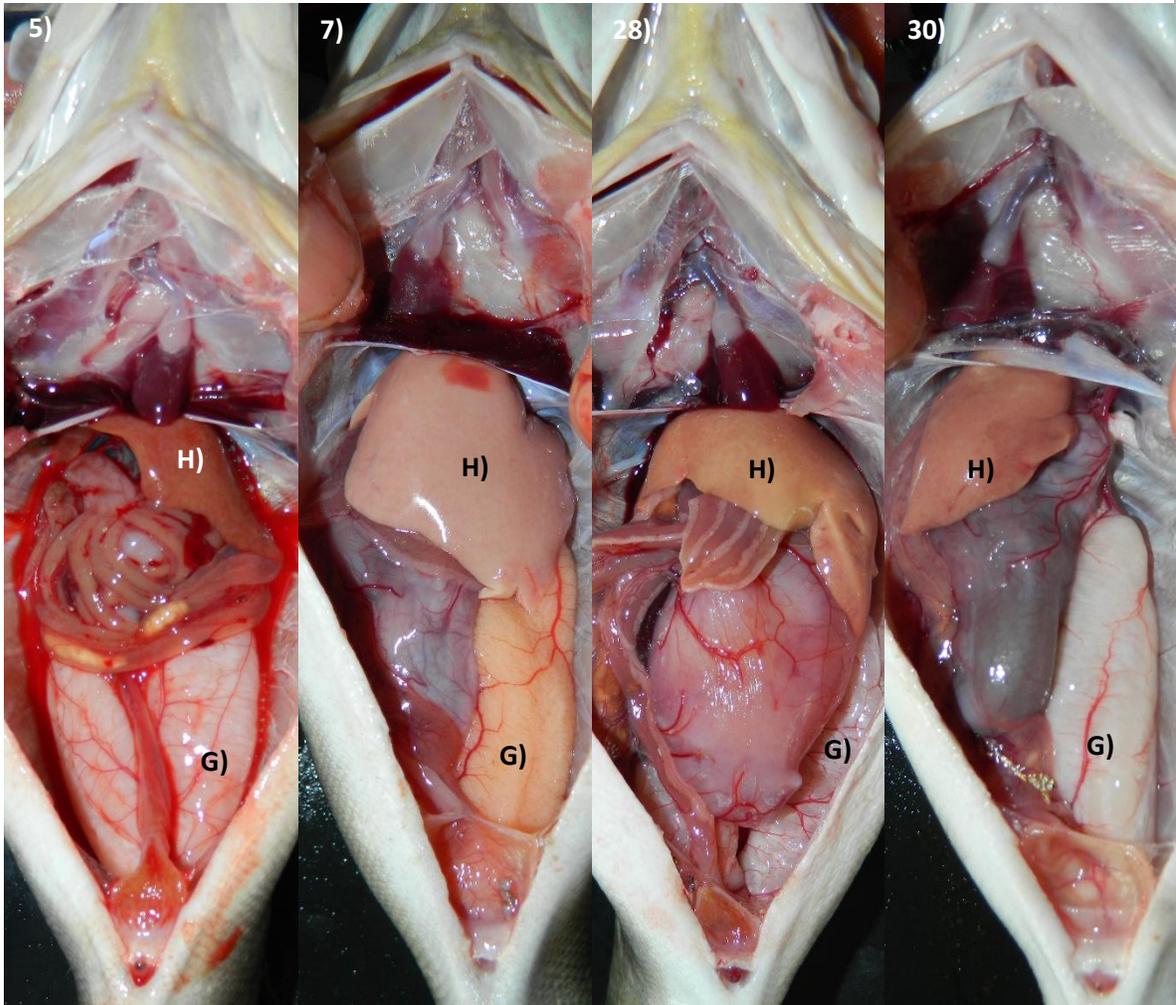


Figura 7. Coloración del hígado (H) y de la gónada (G) de 4 ejemplares de verdillo (5, 7, 28 y 30), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).

Se encontró que el 26 % de los peces presentaron una fibrosis sobre la gónada, el hígado y los intestinos (Fig. 8), en la cual mediante un ANOVA de una

vía no mostró diferencias significativas ($P < 0.05$) entre machos y hembras, ni entre los valores de los parámetros de la biometría hemática (Fig. 8).

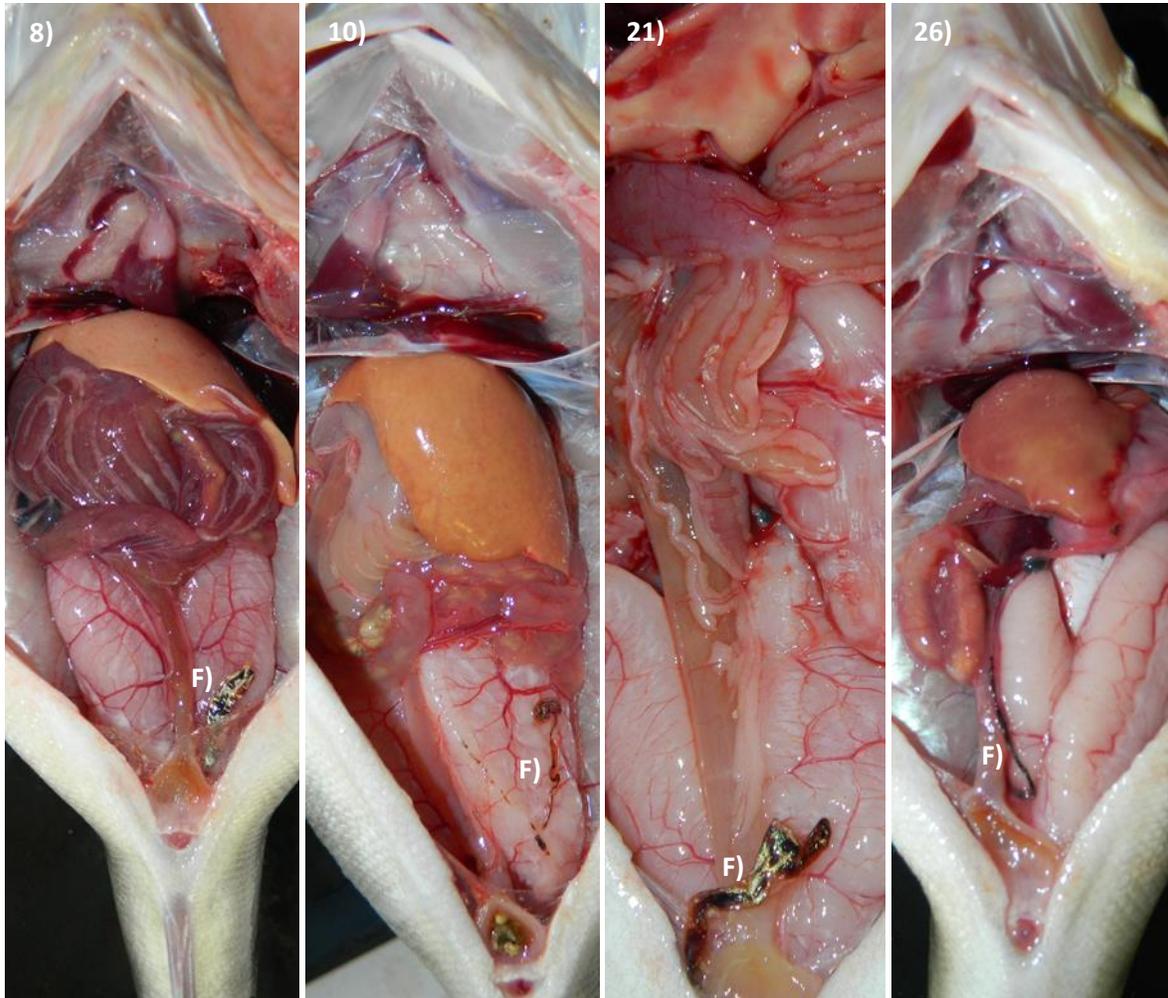


Figura 8. Fibrosis adherida a la gónada (F) de 4 ejemplares de verdillo (8, 10, 21 y 26), pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).

Las fibrosis encontradas en las gónadas de los ejemplares de verdillo (Fig. 9), tienen aspecto de hilo oscuro con diversos grosores. Se pueden encontrar desde uno a más hilos en el mismo pez.

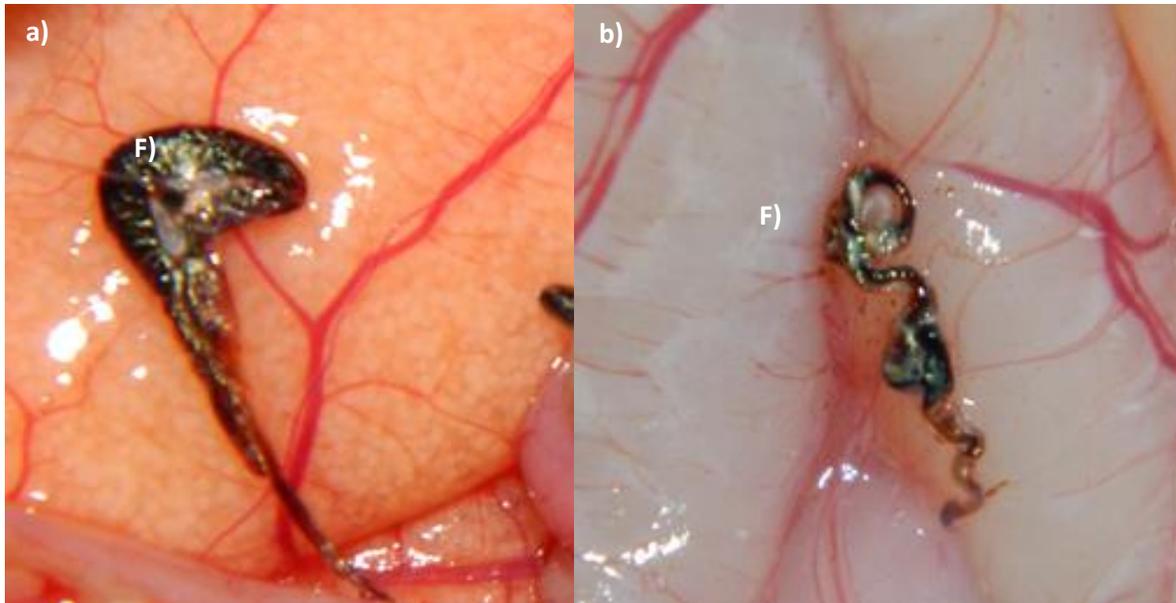


Figura 9. Acercamiento de las fibrosis (F) encontradas en la gónada de los ejemplares de verdillo hembra (a) y macho (b) en campo, pertenecientes a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (may, 2014).

5.4.4 Análisis histológico

En las imágenes de los cortes histológicos del verdillo en estado silvestre, se observa que sus estructuras reproductivas (Figs. 10a y 10b) tienen una coloración intensa; el parénquima hepático presenta hepatocitos de forma poliédrica con un núcleo en posición central, así como las divisiones de sus bordes celulares bien definidas entre una célula y otra. De la misma forma, en el riñón se observa que sus túbulos contorneados proximales y distales, presentan sus células con una morfología cúbica y con núcleo central; se distingue la separación entre cada célula.

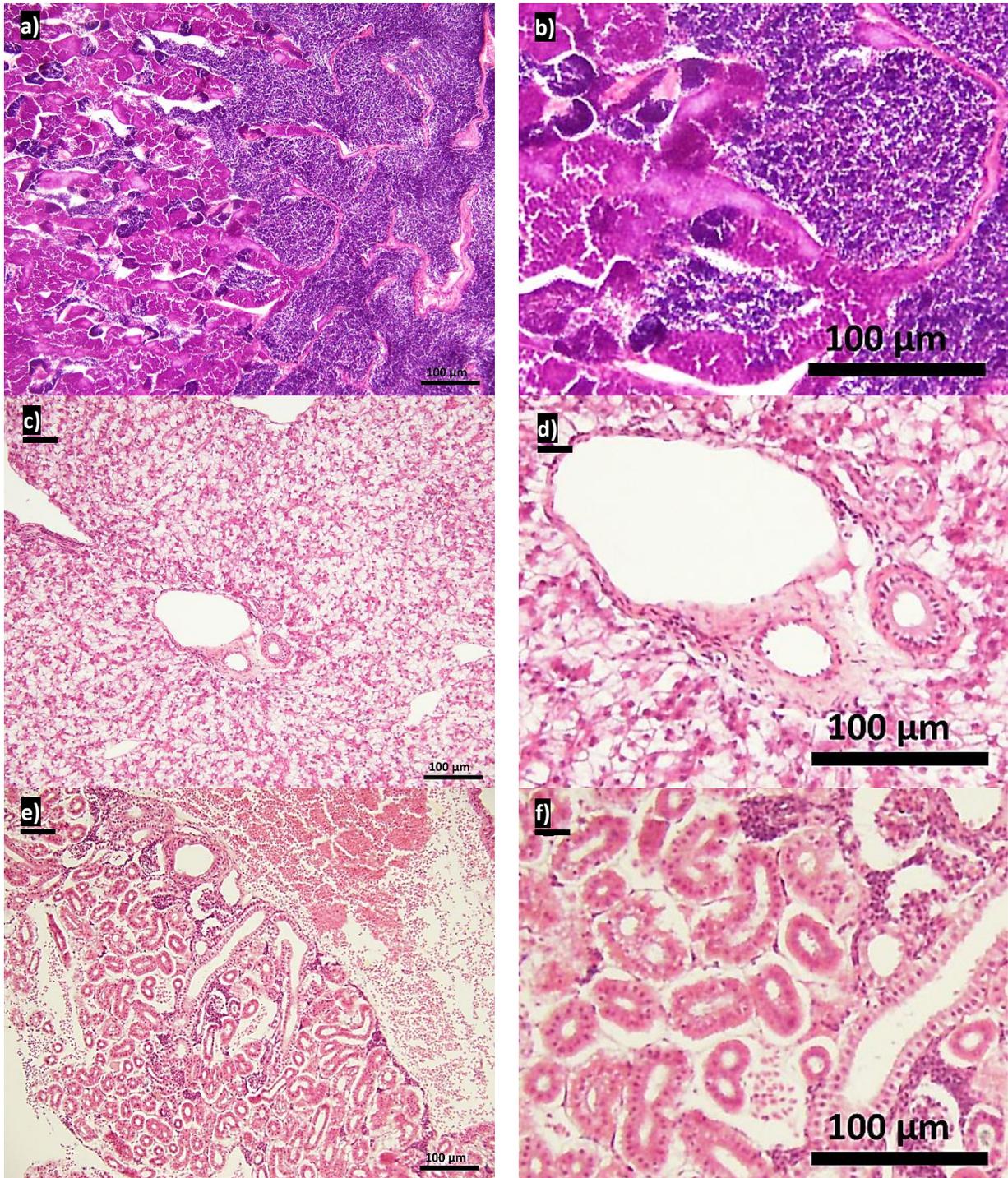


Figura 10. Cortes histológicos de: gónada (a y b); hígado (c y d); riñón (e y f), realizados con la tinción hematoxilina-eosina, de un ejemplar macho de verdillo, perteneciente a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014).

Se observó la presencia de melanomacrófagos en los órganos de los ejemplares de verdillo utilizados como estándar, capturados en la localidad de Las Barrancas, Municipio de Comondú, Baja California Sur (Fig. 11a y 11b).

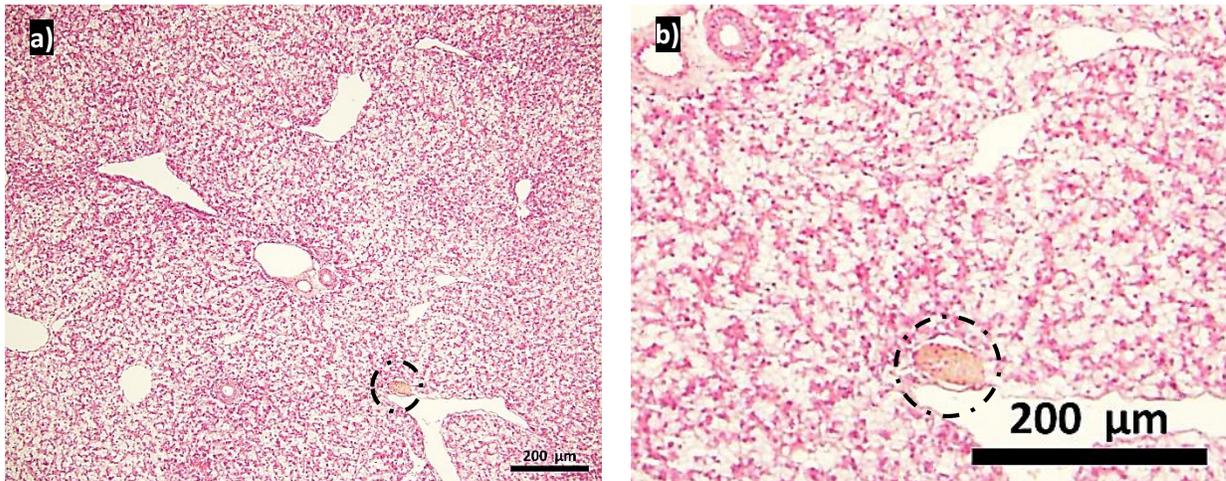


Figura 11. Corte histológico con la presencia de un melanomacrófago en: hígado (a y b) realizado con la tinción hematoxilina-eosina. En un ejemplar de verdillo, perteneciente a la muestra utilizada como estándar de la segunda captura correspondiente a la TR (mayo, 2014). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

5.4.5 Identificación parasitológica

La parasitofauna asociada al verdillo obtenida mediante el tratamiento profiláctico con agua dulce (Fig. 12), muestra que los grupos taxonómicos de los parásitos que presentaron mayor abundancia fueron los copépodos del género *Caligus* sp., en todas sus capturas. Sin embargo, en la segunda captura (TR) se observó la mayor abundancia de este parásito, respecto a las demás capturas. Los monogéneos *Allobenedenia pseudomarginata* fueron los segundos parásitos más abundantes sobresaliendo en las capturas 1 y 3, las cuales pertenecen a la TNR. El monogéneo *Mamaevicotyle villalobosi* presentó su mayor abundancia en la segunda

captura (TR) y el isópodo Gnathidae *Praniza* sp. (larva) se presentó con mayor abundancia en la primera captura (TNR).

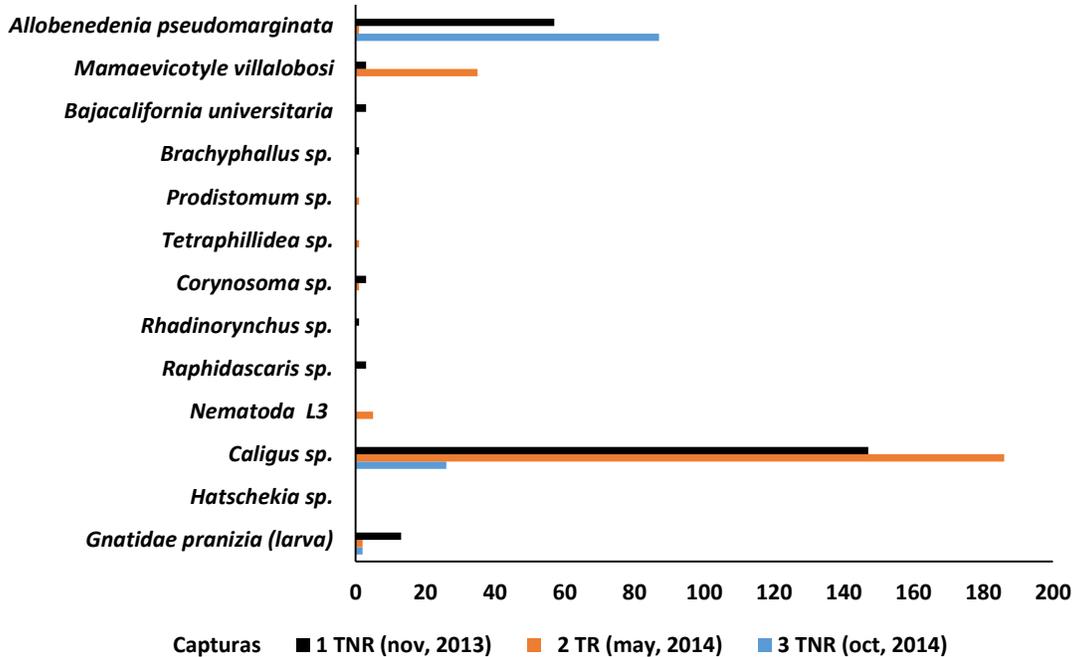


Figura 12. Número de ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos de los parásitos liberados durante el tratamiento profiláctico de las 3 capturas, pertenecientes a dos temporadas reproductivas distintas: TR (mayo, 2014) y TNR (noviembre, 2013 y octubre, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.

En cuanto a las capturas que se realizaron, se observó que la segunda captura perteneciente a la temporada reproductiva (mayo, 2014), presentó la mayor intensidad media de infección (Tabla 7).

Tabla 7. Intensidad media de infección ectoparásita de las tres capturas realizadas en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. TNR, temporada no reproductiva; TR, temporada reproductiva.

Captura	Temporada	n	Parásitos encontrados	Intensidad de media de infección
1	TNR (noviembre, 2013)	88	234	3
2	TR (may, 2014)	30	241	8
3	TNR (oct, 2014)	39	115	3

Se realizó una comparación entre los parásitos liberados con el tratamiento profiláctico y el examen parasitológico de los peces, pertenecientes a la tercera captura de la TNR. Se observó que dicho tratamiento utilizado para controlar a los ectoparásitos, eliminó más de la mitad de los monogéneos y del copépodo del género *Caligus* sp. No obstante, no eliminó a ningún copépodo del género *Hatschekia* sp. (Tabla 8).

Tabla 8. Número de ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos encontrados con el tratamiento profiláctico y el examen parasitológico de 9 peces. Datos de la tercera captura correspondiente a la TNR (octubre, 2014).

Parásito	Tratamiento profiláctico	Examen parasitológico
<i>Allobenedenia pseudomarginata</i>	12	4
<i>Mamaevicotyle villalobosi</i>	1	1
<i>Bajacalifornia universitaria</i>	1	0
<i>Caligus</i> sp.	4	2
<i>Hatschekia</i> sp.	0	11

5.4.5.1 Relación de la lectura parasitaria y la hematológica

La cantidad de los parásitos mostrados en la tabla 9, evidencia que los peces 4, 5 y 6 presentan la mayor abundancia de parásitos, respecto a los peces de la muestra. Esto se evidencia con los valores obtenidos en la biometría hemática de dichos peces, en los cuales se muestra que los peces 4 y 5 muestran una eosinofilia, mientras que en el pez 6 una basofilia ligera (Tabla 10). En la figura 13 se observa que los parásitos que pudieron provocar este aumento en los valores sanguíneos en los peces 4, 5 y 6, son los pertenecientes a la clase Nematoda (L3) con 15, 5 y 15 parásitos, respectivamente.

Tabla 9. Número total de especies de parásitos encontrados en 9 ejemplares de verdillo, muestreados en la tercera captura que corresponde a la TNR (oct, 2014), en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Ejemplar de verdillo	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Parásitos totales	5	5	5	22	19	23	1	1	3

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

Tabla 10. Valores de la biometría hemática de 4 ejemplares de verdillo (3, 4, 5 y 6), muestreados en la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

Parámetros	Valores de referencia	3	4	5	6
Eritrocitos	1.94 - 3.21 millones	2.49	2.67	2.31	2.61
Hemoglobina	9 - 14.7 g/dl	10	10.8	9.9	11
Hematocrito	29.9 - 61.3 %	29.2	39.9	31.9	35.9
MCV	129.5 - 224.4 FI	117.4	149.9	137.9	137.4
MCH	37.2 - 48.7	40.2	40.4	42.9	42.1
MCHC	20.9 - 31.4	34.2	27.1	31	30.6
Leucocitos	3000 - 81000	8,600	9,800	6,900	5,800
Linfocitos	48 - 96 %	80	79	87	81
Monocitos	1 - 10 %	2	5	4	9
Eosinófilos	0 - 3 %	1	4	5	1
Basófilos	0 - 2 %	1	1	1	3
Neutrófilos	1 - 45 %	16	11	3	6
Trombocitos	14000 - 78000 mm ³	956,000	69,000	20,000	15,000

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

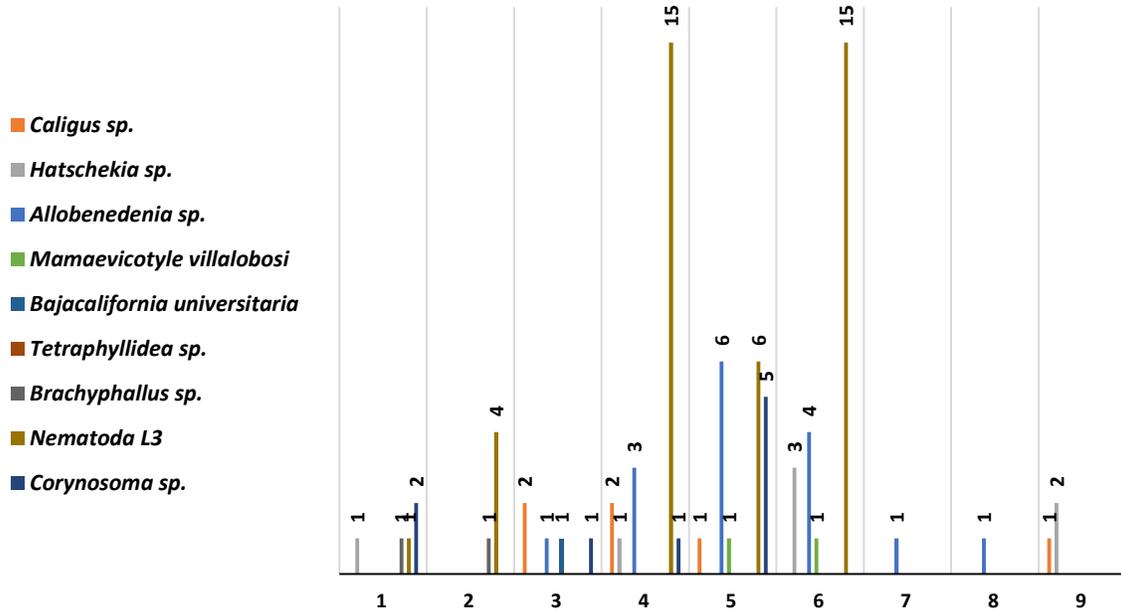


Figura 13. Número total de los ejemplares de cada uno de los grupos taxonómicos de los parásitos encontrados en 9 ejemplares de verdillo, de la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014).

5.4.5.2 Elenco parasitario del verdillo

Los parásitos reportados en este documento, correspondieron a los mencionados por Gómez Del Prado-Rosas (2012), en la revisión realizada en la localidad de Las Barrancas, Baja California Sur, los cuales se muestran en la Figura 14.

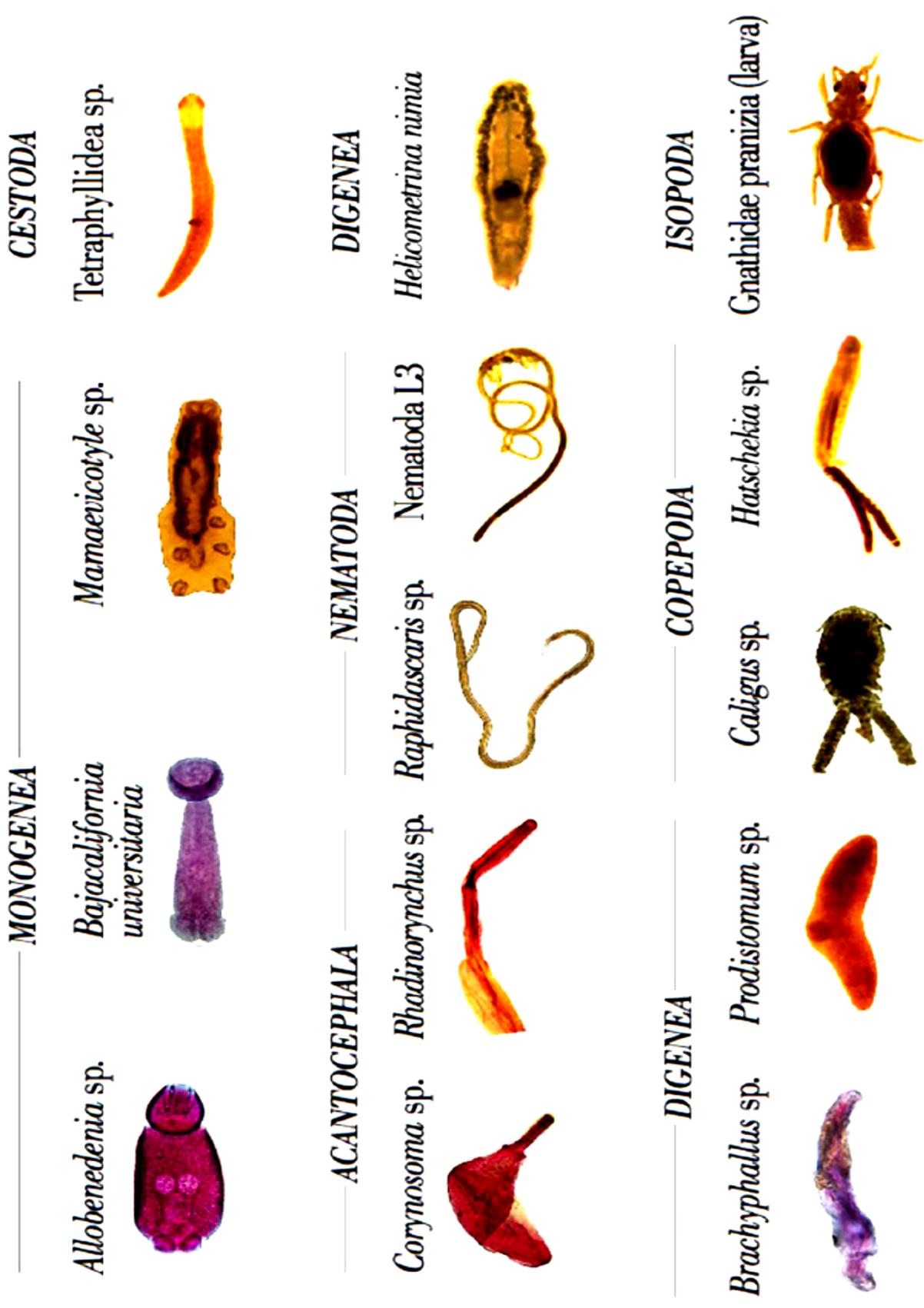


Figura 14. Parasitofauna asociada a los ejemplares de verdillo capturados en la localidad de Las Barrancas, Baja California Sur, México.

5.5. Introducción de los ejemplares a condiciones de cautiverio

Los peces que fueron introducidos al periodo de cuarentena mostraron un comportamiento gregario, tranquilo y reflejo de huida. Estos permanecieron en el nivel de la base de los tanques y se mostraron inapetentes y con timidez durante los primeros dos días (Fig. 15). Posterior a esto, se observó que los peces consumieron alimento, aunque no diariamente, por lo que se alternó la alimentación de los ejemplares.

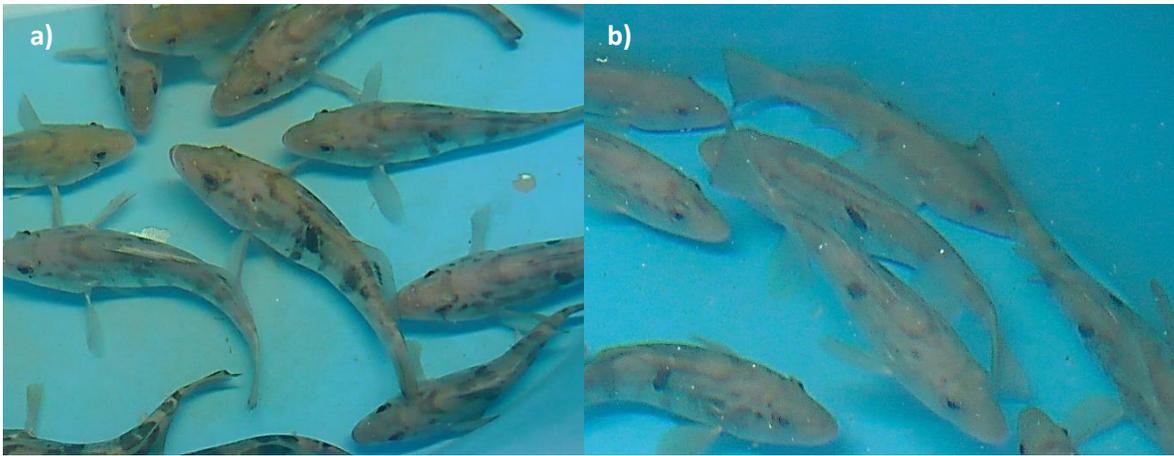


Figura 15. Comportamiento gregario de los ejemplares de verdillo en cautiverio (a) y (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

5.5.1 Inicio del cuadro patológico

Después de dos semanas de que los peces se sometieron a condiciones de cuarentena, se presentó una falla en el sistema de recirculación y tres días posterior a esto, se observó al primer pez con signos de nado errático. Este nado consistió en todo tipo de giros con ausencia del reflejo de huida, con el predominio del nado en decúbito dorsal, movimiento de vaivén continuo y adinamia. Esto se manifestó tanto en la parte superior como inferior de los tanques (Fig. 16). También se observó

que algunos peces sacaron la cola de los tanques y la movían cerca de los aireadores. La manifestación del signo del nado errático, se observó de manera creciente en todos los tanques hasta llegar a un número de 8 a 9 peces por tanque, después de una semana del primer pez observado. Durante este tiempo, se observó que los peces más grandes fueron los que manifestaron los signos más evidentes de nado errático.

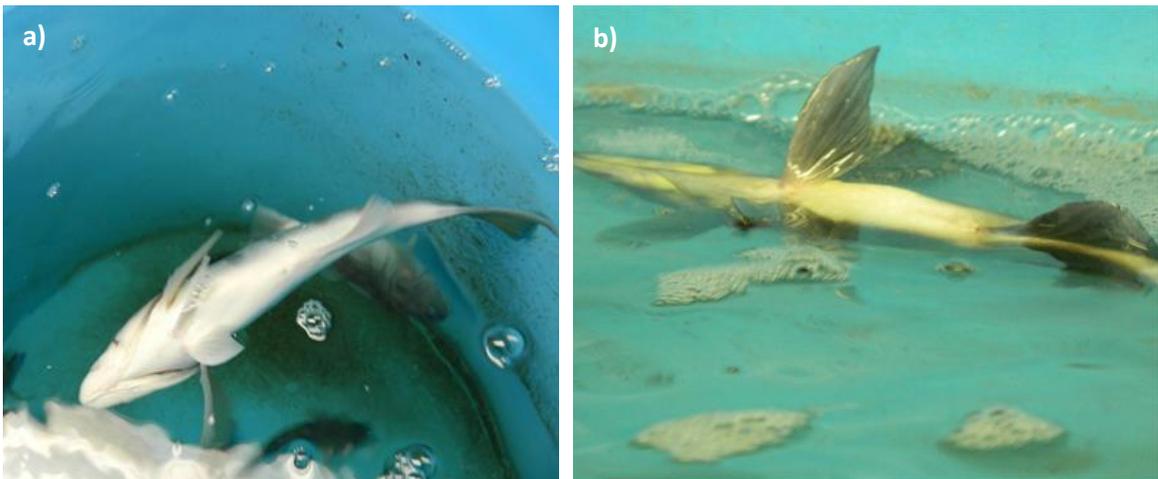


Figura 16. Signos clínicos de nado errático (a) y (b), durante el proceso de cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013).

En la cuarta semana de cautiverio, el cuadro clínico empeoró, debido a remodelaciones adjuntas al laboratorio (LBE). Se observó que los ejemplares presentaron diversas lesiones cercanas a la aleta dorsal, en donde los signos del nado errático continuaron, también se observó que los peces exteriorizaron sus lesiones fuera del agua (Fig. 17). Durante este tiempo, los peces no consumieron alimento y comenzó a manifestarse mortandad en los peces.

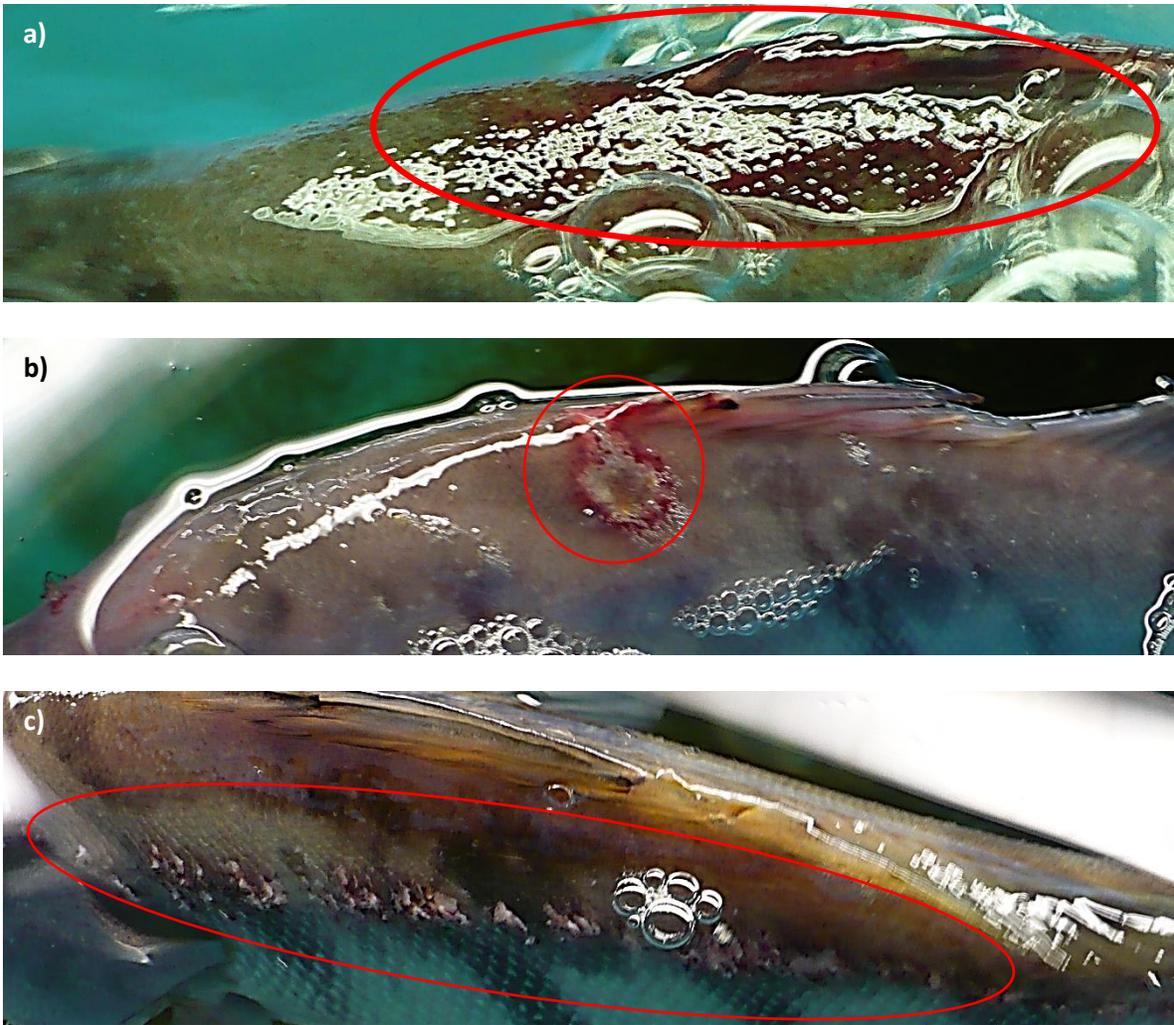


Figura 17. Equimosis (a), ulceración b) y descamaciones dorsales (c) en ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

A continuación se muestran algunas de las alteraciones fisiopatológicas que se presentaron en los peces mantenidos bajo condiciones de cautiverio después de la cuarta semana:

5.5.1.1 Colección fotográfica

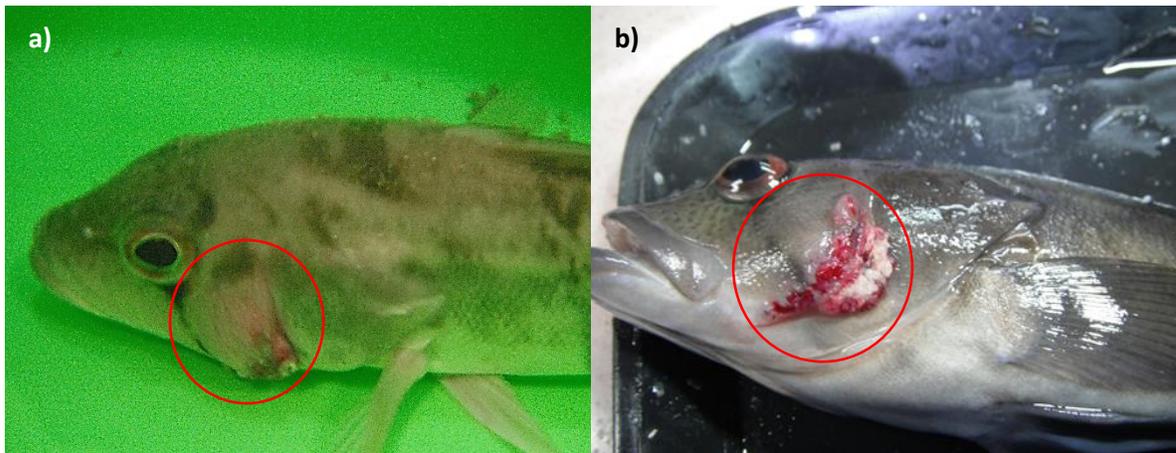


Figura 18. Infección purulenta del opérculo branquial izquierdo de un ejemplar de verdillo dentro del agua (a) y fuera del agua (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

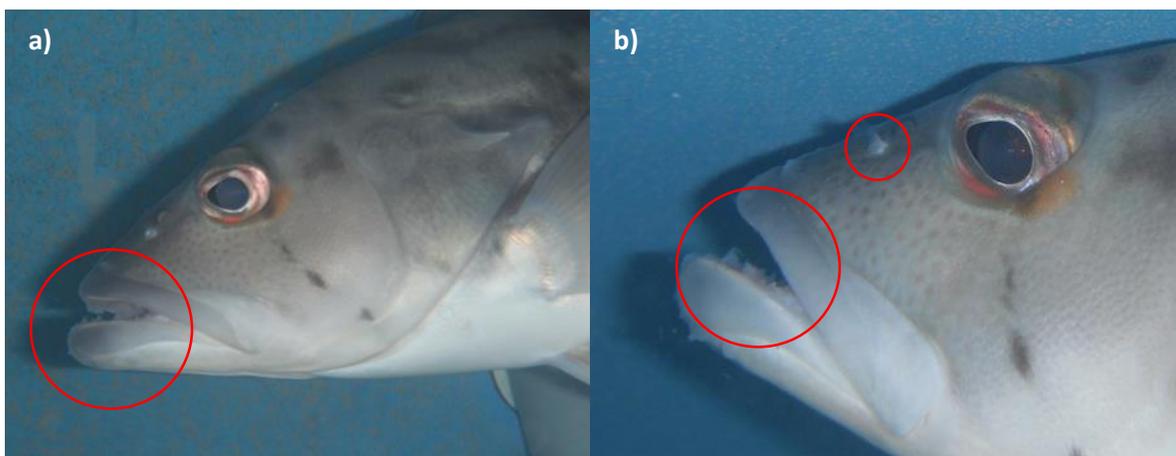


Figura 19. Apariencia de crecimiento micótico en la boca de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

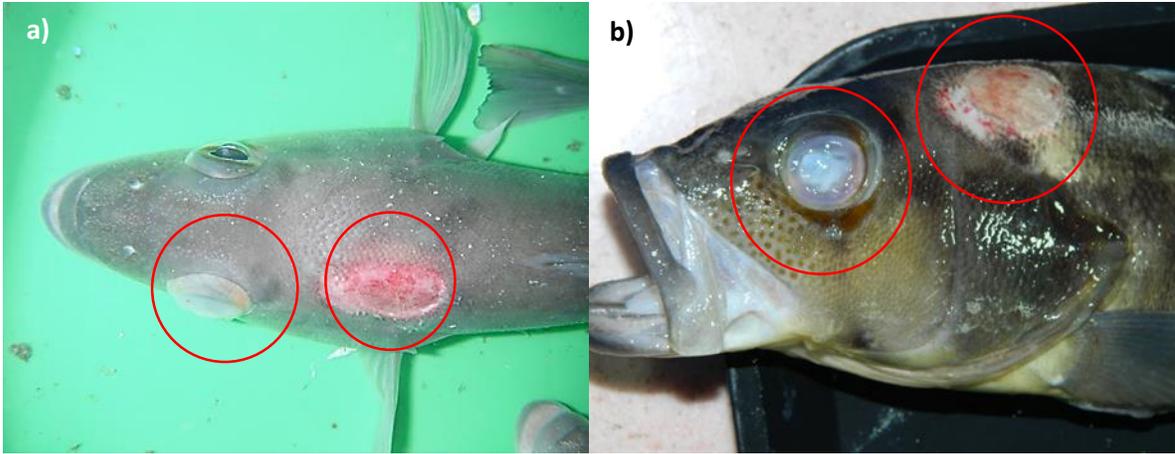


Figura 20. Ulceración y opacidad corneal en el lado izquierdo de un ejemplar de verdillo dentro (a) y fuera (b) del agua, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

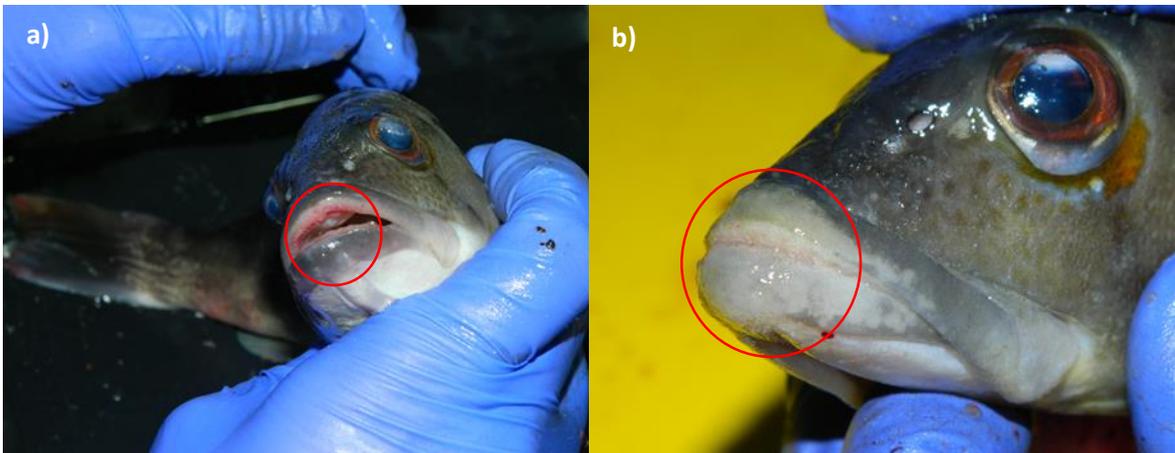


Figura 21. Hemorragia bucal interna (a) y decoloración bucal (b) en 2 ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

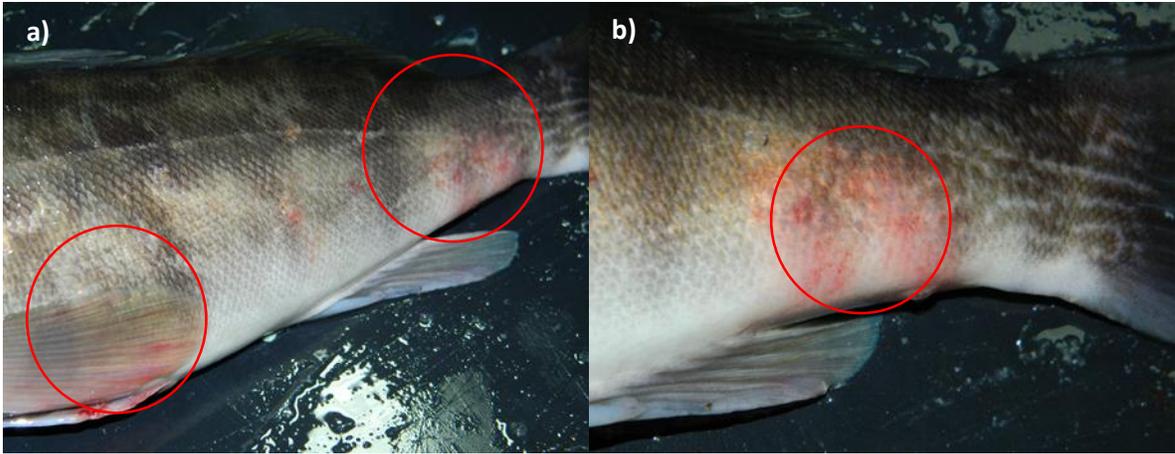


Figura 22. Hemorragia en aleta y pedúnculo caudal del lado izquierdo de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

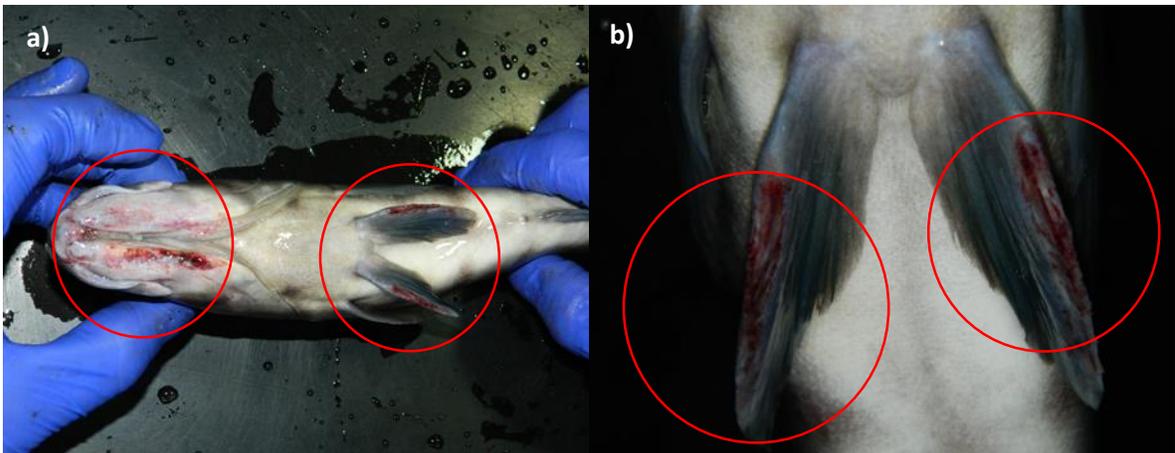


Figura 23. Ulceración necrótica ventral de la boca y aletas pectorales de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento a las aletas pectorales del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

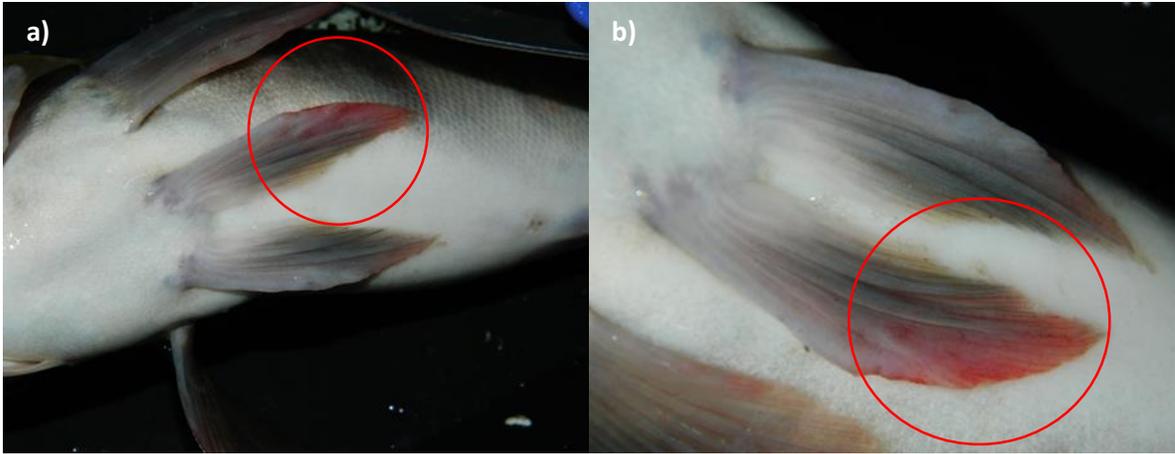


Figura 24. Aletas pectorales con telangiectasia (a) y acercamiento a las aletas pectorales del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

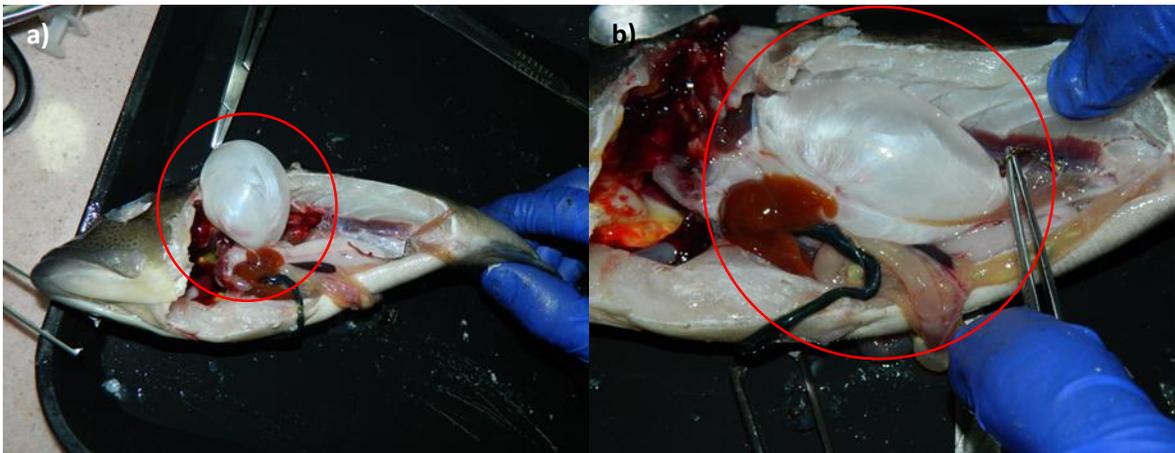


Figura 25. Distensión de la vejiga gaseosa de un ejemplar de verdillo (a) y acercamiento a la vejiga gaseosa del mismo ejemplar (b), durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

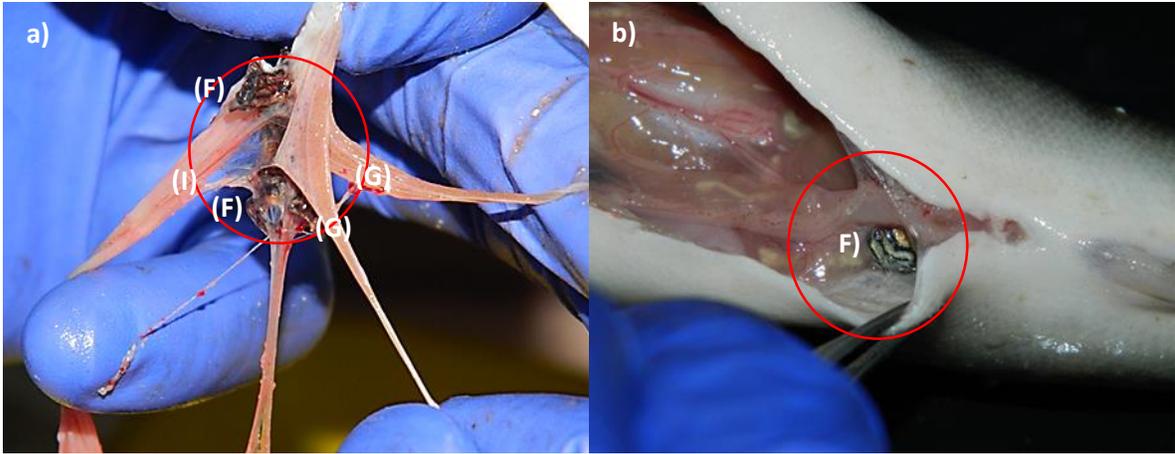


Figura 26. Fibrosis (F) en 2 ejemplares de verdillo: a) entre las gónadas (G) e intestino (I) y b) sobre las gónadas, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

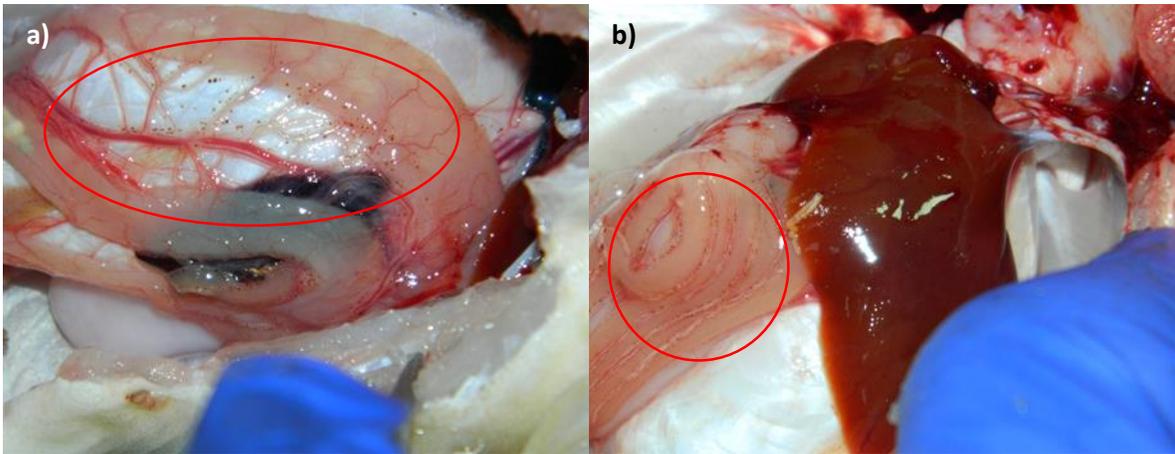


Figura 27. Petequias en mesenterio intestinal (a) y petequias en mesenterio cecal (b) de dos ejemplares de verdillo, observados durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

5.5.2 Alteraciones fisiopatológicas

A partir de la sexta semana, los peces permanecieron con los signos clínicos del nado errático, las alteraciones fisiopatológicas aumentaron en prevalencia, cantidad y en severidad de los signos y las lesiones. La mayoría de los peces consumieron poco alimento, pero los que se mantenían con el nado errático no comieron y finalmente los peces comenzaron a morir.

5.5.2.1 Colección fotográfica

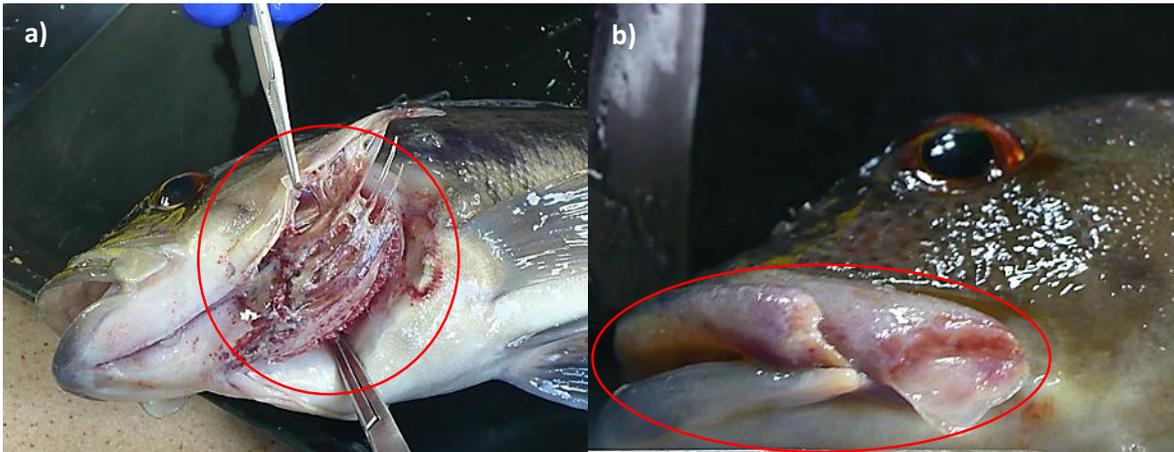


Figura 28. Infecciones presentes en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Infección necrótica ulcerativa en la branquia izquierda. (b) Infección ulcerativa en el labio superior lado izquierdo.

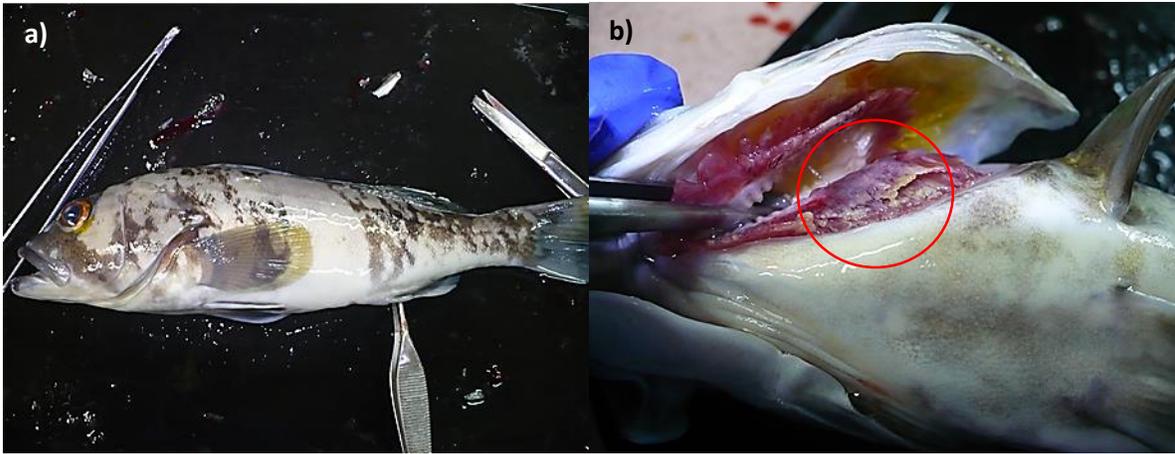


Figura 29. Signos clínicos y lesiones observadas en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Decoloración general. (b) Branquia izquierda con descomposición necrótica licuefactiva.

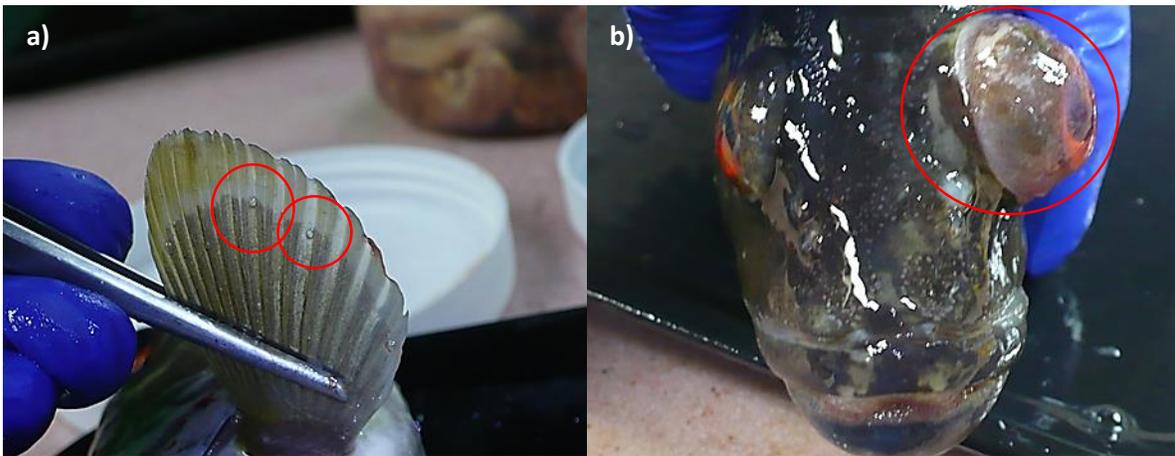


Figura 30. Signos clínicos por sobresaturación de gases en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Presencia de burbujas en la aleta lateral derecha. (b) Exoftalmia unilateral izquierda.

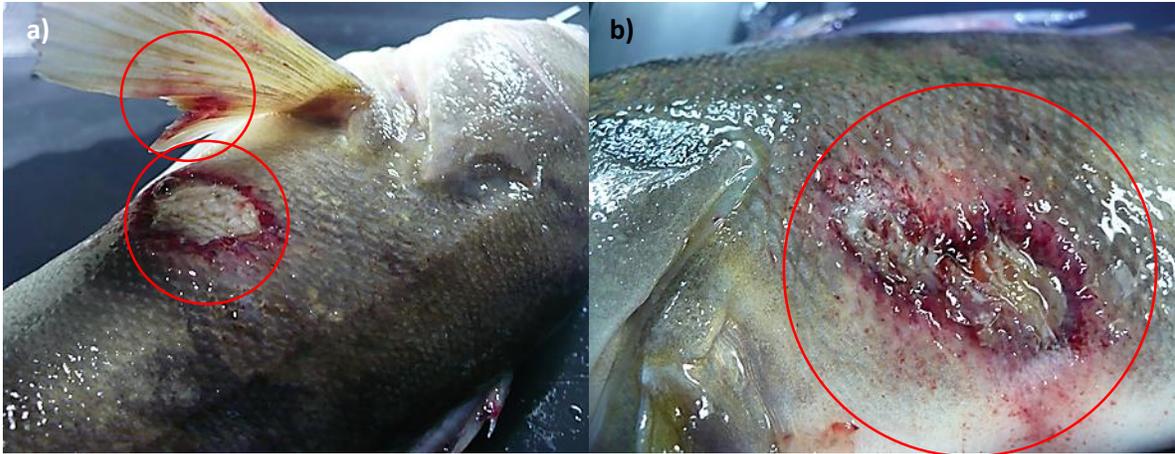


Figura 31. Lesiones observadas en un ejemplar de verdillo observadas durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ulceración lateral y deshilachamiento de la aleta izquierda. (b) Acercamiento de ulceración lateral izquierda.

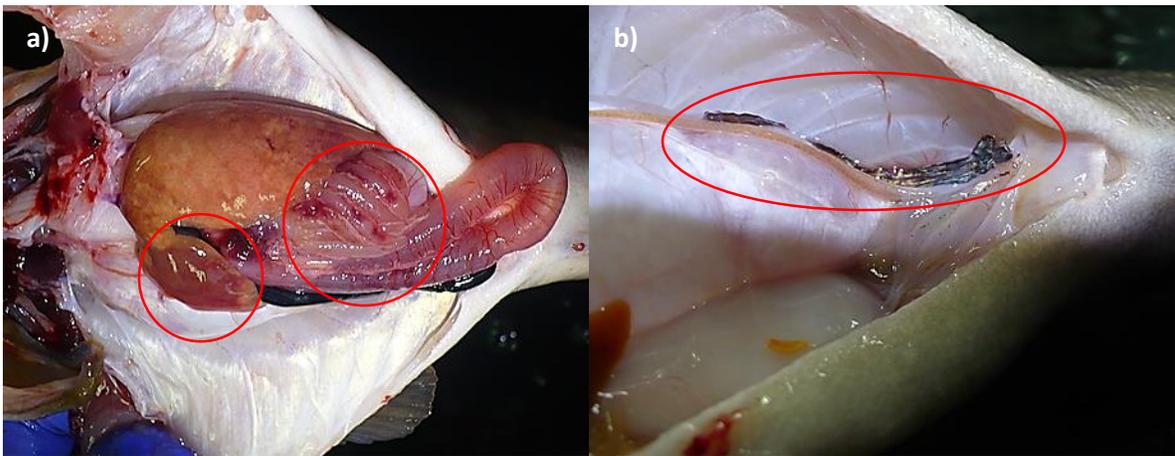


Figura 32. Lesiones hemorrágicas y fibrosis observadas en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ciegos hemorrágicos que presentan decoloración y congestión hepática. (b) Fibrosis sobre la gónada.

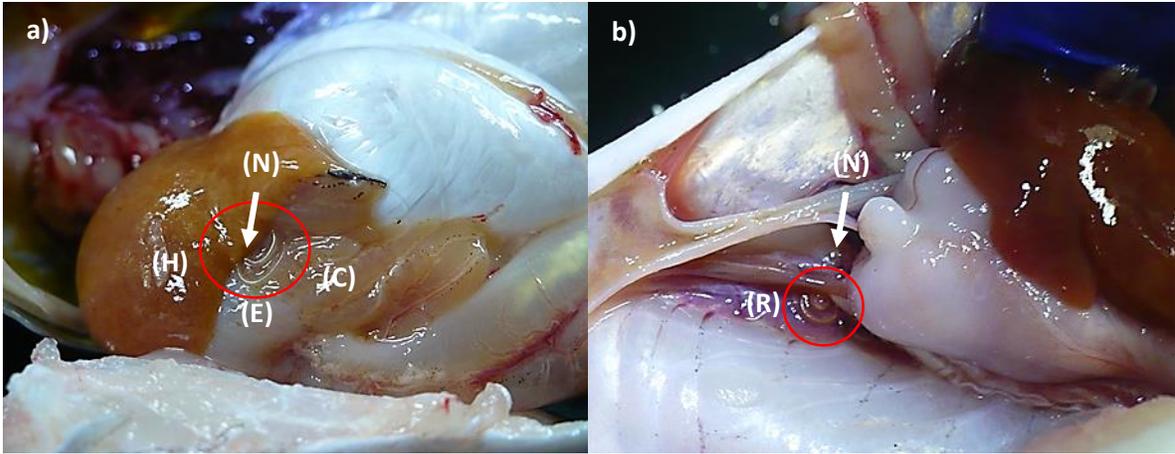


Figura 33. Presencia de nematodos en dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Nemátodo (N) enquistado debajo del hígado (H), sobre el estómago (E) y en ciegos pilóricos (C). (b) Nemátodo (N) enquistado sobre el riñón (R).

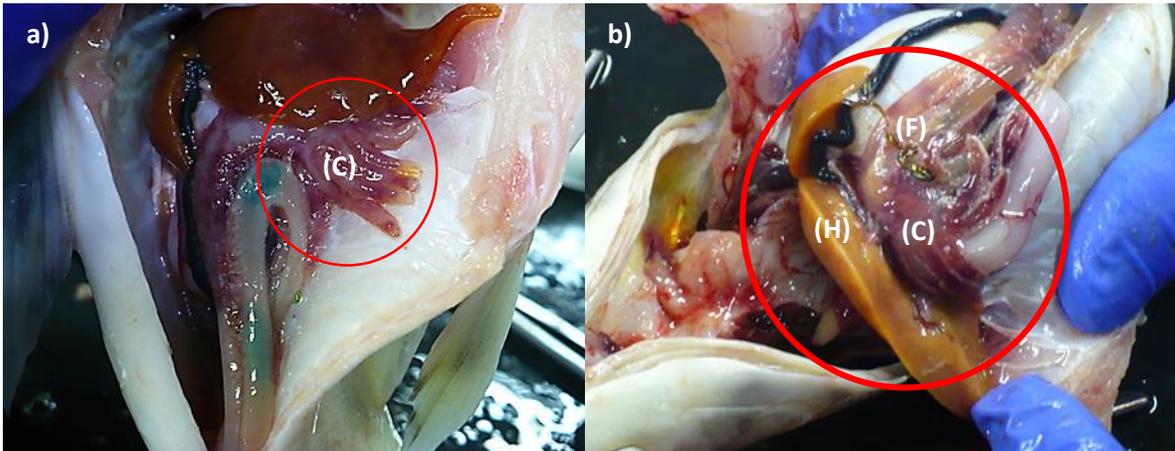


Figura 34. Lesiones en componentes del sistema digestivo de dos ejemplares de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Ciegos hemorrágicos (C). (b) Ciegos hemorrágicos, hígado icterico (H) y fibrosis (F).

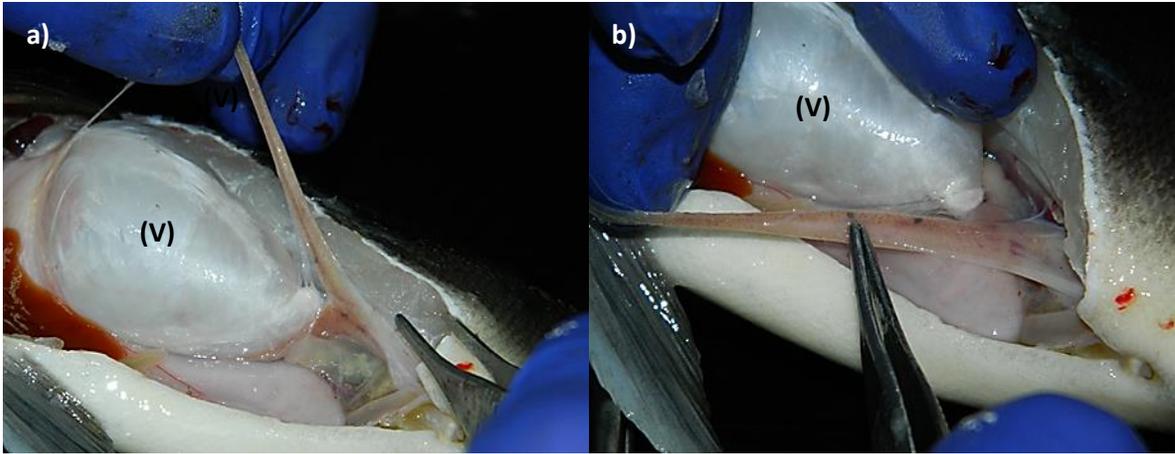


Figura 35. Signo clínico de la vejiga gaseosa distendida de un ejemplar de verdillo, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Vejiga gaseosa distendida (V). (b) Aumento de la imagen de la vejiga gaseosa distendida.

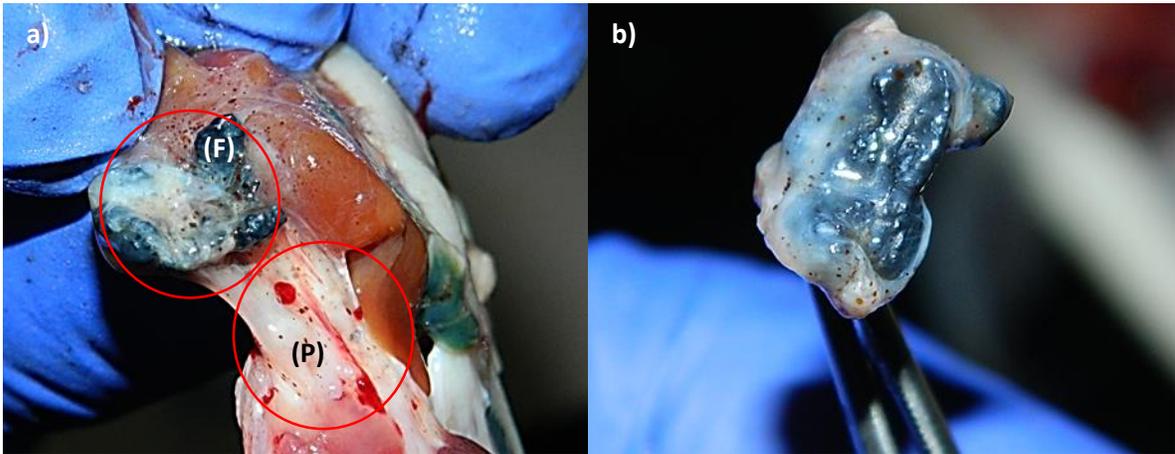


Figura 36. Fibrosis en el mesenterio hepático de un ejemplar, durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Fibrosis y puntillero petequial sobre mesenterio (P). (b) Aumento de la imagen de la fibrosis.

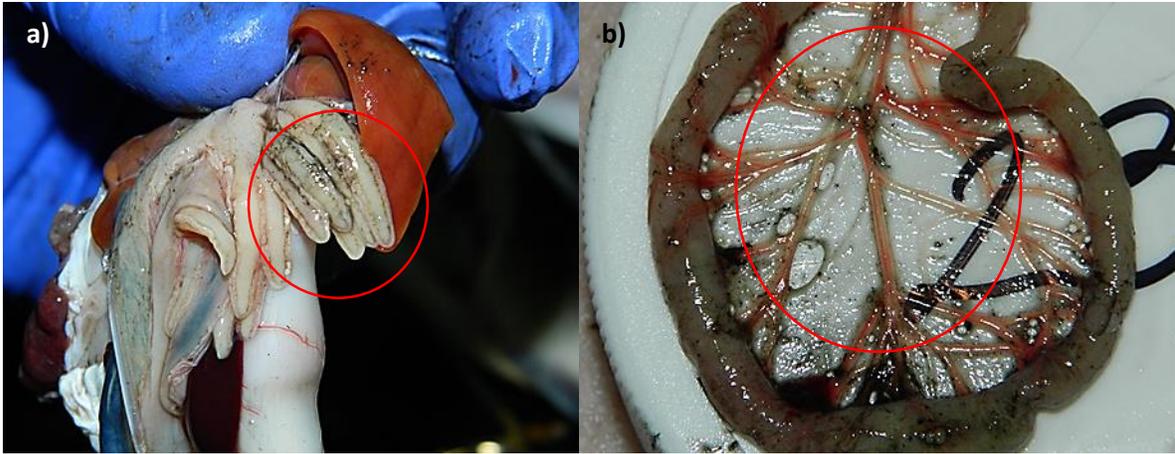


Figura 37. Lesiones en dos ejemplares de verdillo durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013). (a) Petequias y líquido biliar derramado sobre ciegos pilóricos. (b) Vasos mesentericos de intestino congestionados.

5.5.3 Calidad del agua

Durante el proceso de cuarentena en las primeras semanas, se observó que la calidad del agua permaneció estable, con excepción de los niveles de amonio que tuvieron un aumento, aunque después del primer mes sus valores comenzaron a descender (Fig. 38).

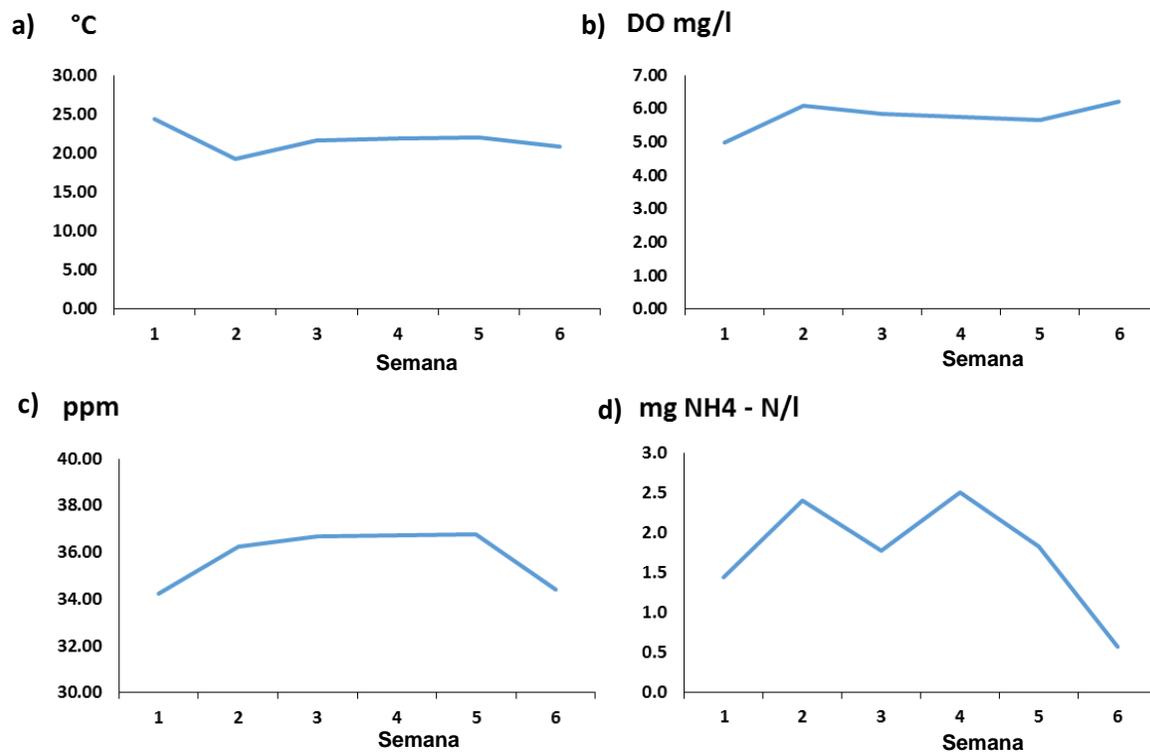


Figura 38. Valores de los parámetros de: (a) temperatura, (b) oxígeno disuelto, (c) salinidad y (d) amonio de los tanques del SCID; durante el proceso de cuarentena de la TNR (noviembre, 2013).

5.5.4 Perfil hematológico

Los valores de la biometría hemática realizada a los peces 11, 12 y 13, que corresponden a la semana 4 de cuarentena, en la cual se evidencia que el pez 11 manifiesta una policitemia y trombocitopenia moderadas, mientras que en los peces 12 y 13 sólo se muestra una trombocitopenia leve a moderada (Tabla 11).

Tabla 11. Valores de la biometría hemática de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que correspondió a la TNR (noviembre, 2013). Fl, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

Parámetros	Valores de referencia	11	12	13
Eritrocitos	1.94 - 3.21 millones	3.26	2.67	3
Hemoglobina	9 - 14.7 g/dl	12.4	11.4	12.7
Hematocrito	29.9 - 61.3 %	52.4	44.4	49
MCV	129.5 - 224.4 Fl	160.7	166.3	160.1
MCH	37.2 - 48.7	39	38	39
MCHC	20.9 - 31.4	23.7	25.7	25.9
Leucocitos	3,000 – 81,000	14,888	16,730	12,310
Linfocitos	48 - 96 %	93	94	92
Monocitos	1 - 10 %	2	1	2
Eosinófilos	0 - 3 %	3	3	2
Basófilos	0 - 2 %	0	0	0
Neutrófilos	1 - 45 %	2	2	4
Trombocitos	14,000 – 78,000 mm ³	6,000	9,000	4,000

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

Los valores de la biometría hemática realizada a los peces del 15 al 20, evidencia que los peces 17 y 19 manifestaron anemia; los peces 15 y 16 sólo manifestaron niveles bajos de hemoglobina; los peces 15, 18 y 19 trombocitosis, el pez 20 trombocitopenia y el pez 15 presentó una monocitosis severa (Tabla 12).

Tabla 12. Valores de la biometría hemática realizada a 6 ejemplares de verdillo (15 - 20), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013). FI, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

Parámetros	Valores de referencia	15	16	17	18	19	20
Eritrocitos	1.94 - 3.21 millones	2.08	1.97	1.87	2.27	1.76	2.46
Hemoglobina	9 - 14.7 g/dl	8.9	8.6	8.1	9.6	8	10.4
Hematocrito	29.9 - 61.3 %	34.2	34.8	34.3	36.6	33.5	39.3
MCV	129.5 - 224.4 FI	164	177	184	161	190	166
MCH	37.2 - 48.7	42	44	43	42	45	42
MCHC	20.9 - 31.4	26	25	24	26	24	26
Leucocitos	3,000 – 81,000	21,200	15,900	19,800	29,300	42,600	10,500
Linfocitos	48 - 96 %	42	90	91	92	89	92
Monocitos	1 - 10 %	44	3	4	3	3	3
Eosinófilos	0 - 3 %	1	2	2	3	2	2
Basófilos	0 - 2 %	0	0	0	0	0	0
Neutrófilos	1 - 45 %	13	5	3	2	6	3
Trombocitos	14,000 – 78,000 mm ³	94,000	35,000	14,000	162,000	255,000	6,000

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

Los valores de la biometría hemática realizada a los ejemplares de verdillo 21, 22 y 23, pusieron de manifiesto una condición de anemia (eritrocitos, hemoglobina y hematocrito) y trombocitosis severas; y en los peces 21 y 22, una eosinofilia leve y otra severa, respectivamente (Tabla 13).

Tabla 13. Valores de la biometría hemática de 3 ejemplares de verdillo (21, 22 y 23), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013). Fl, femtolitros; MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

PARÁMETROS	VALORES DE REFERENCIA	21	22	23
Eritrocitos	1.94 - 3.21 millones	1	1	0.89
Hemoglobina	9 - 14.7 g/dl	5	5.8	3.6
Hematocrito	29.9 - 61.3 %	15.1	18.1	13.7
MCV	129.5 - 224.4 Fl	151	171	154
MCH	37.2 - 48.7	44	45	41
MCHC	20.9 - 31.4	28	26	27
Leucocitos	3,000 – 81,000	3,100	3,600	6,500
Linfocitos	48 - 96 %	70	82	82
Monocitos	1 - 10 %	4	6	2
Eosinófilos	0 - 3 %	16	4	0
Basófilos	0 - 2 %	0	0	0
Neutrófilos	1 - 45 %	10	8	6
Trombocitos	14,000 – 78,000 mm ³	117,000	224,000	496,000

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

Los valores de urea, creatinina y nitrógeno ureico de los peces 11, 12 y 13, evidenciaron valores normales de nitrógeno ureico y creatinina en los peces 11 y 12, mientras que en el pez 13 se encontraron los valores bajos en cuanto a la urea y el nitrógeno ureico (Tabla 14).

Tabla 14. Valores de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Parámetros	Valores de referencia	11	12	13
Urea	2.1 – 4.3 mg/dl	2.4	2.14	1.07
Creatinina	0.1 – 0.4 mg/dl	0.4	0.4	0.4
Nitrógeno ureico	1.0 – 2.0 mg/dl	1.21	1	0.79

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

Los valores de la urea, creatinina y nitrógeno ureico de los peces 21, 22 y 23, muestran que la urea y el nitrógeno ureico se encuentran elevados de 4 a 5 veces el valor del estándar estimado para los ejemplares de verdillo. En los valores de creatinina, el pez 21 se encontró 0.1 mg/dl arriba del estándar y los peces 22 y 23, dentro del intervalo aceptable del estándar de referencia (Tabla 15).

Tabla 15. Valores de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 3 ejemplares de verdillo (21, 22 y 23), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Parámetros	Valores de referencia	21	22	E2
Urea	2.1 – 4.3 mg/dl	23.4	19.2	19.2
Creatinina	0.1 – 0.4 mg/dl	0.5	0.1	0.1
Nitrógeno ureico	1.0 – 2.0 mg/dl	10.93	8.97	8.97

*Las celdas marcadas con gris, indican a los parámetros que se registran fuera de los valores de referencia.

5.5.5 Revisión histológica

5.5.5.1 Hígado

Se realizó una revisión histológica del hígado de ejemplares de verdillo a las 4 y 6 semanas de cuarentena, en los cuales se detectó la presencia de centros melanomacrófagos (CMM) como indicadores de enfermedad. Estos se observaron en los peces 13 (Fig. 39d) y 23 (Fig. 39e).

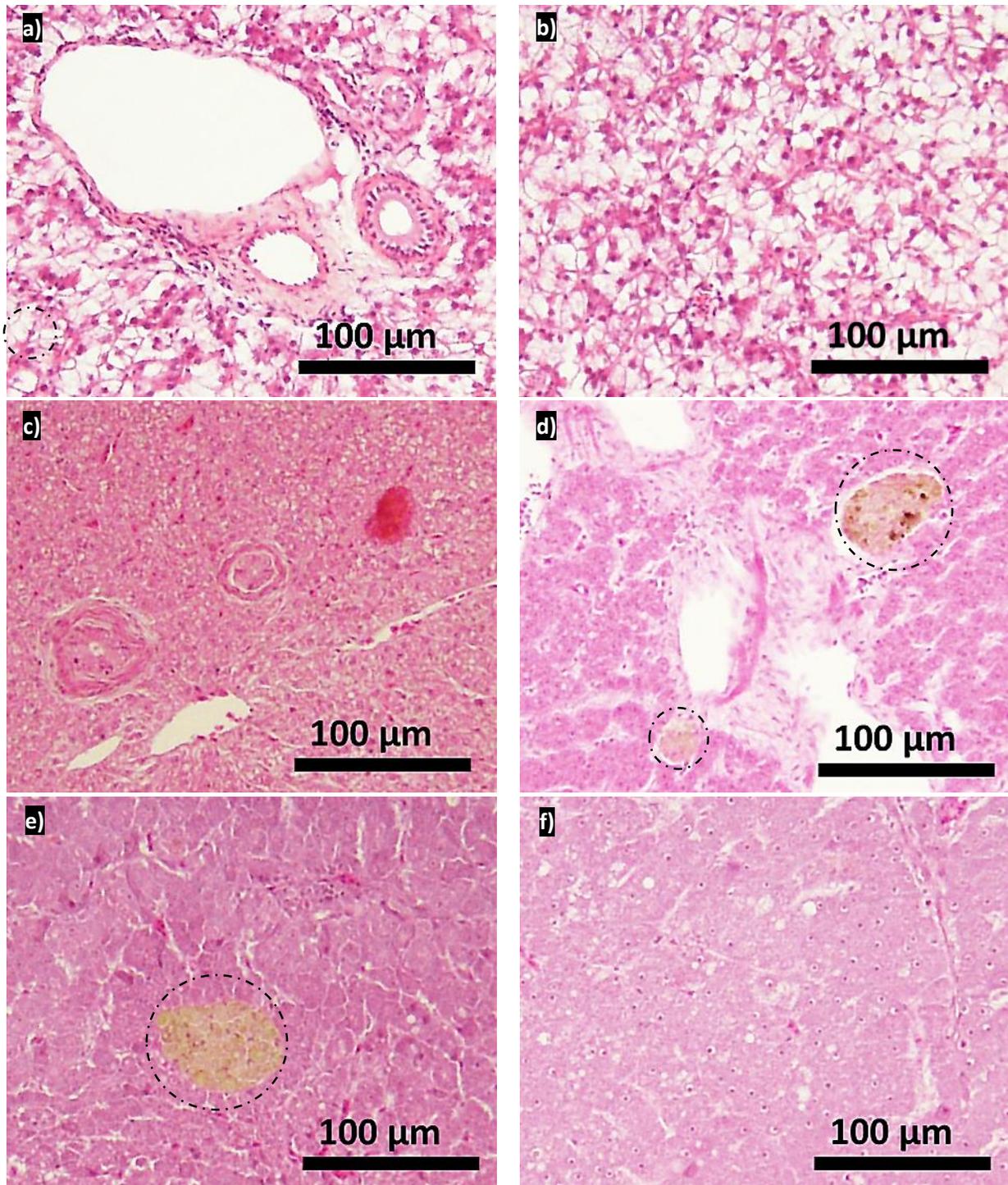


Figura 39. Cortes histológicos de hígado realizados con la tinción hematoxilina y eosina: ejemplar de *P. nebulifer* de referencia (a y b); ejemplares 11 y 13 de la semana 4 de cuarentena (c y d); ejemplares 21 y 22 de la semana 6 de cuarentena (e y f). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

Al observar los cortes histológicos a un menor aumento, el hígado del pez 13 (semana 4) manifestó la presencia de 4 CMM por campo, mientras que el pez 23 (semana 6) su número aumentó a 11 CMM por campo (Figs. 40a y 40b).

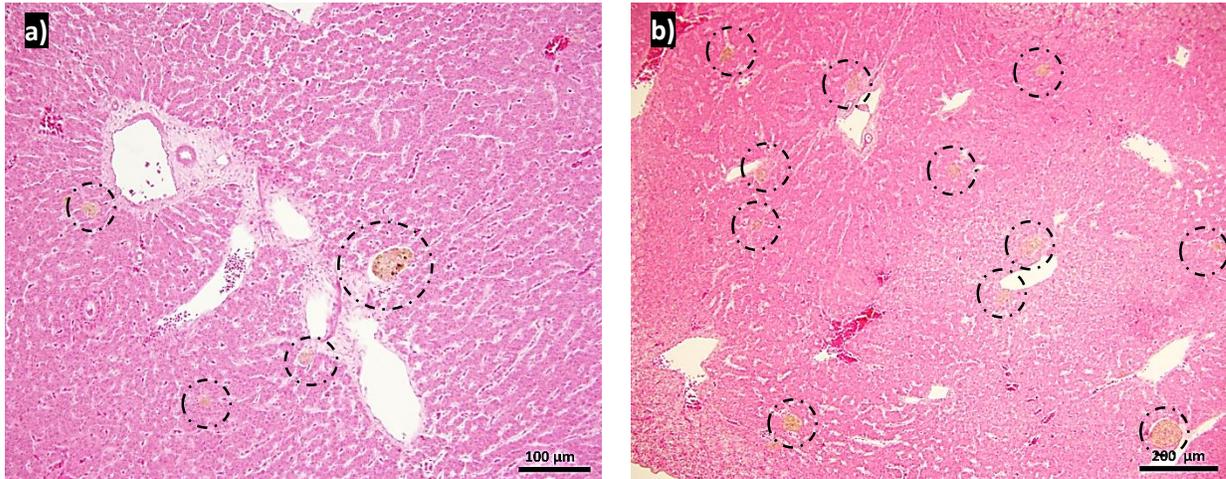


Figura 40. Corte histológico de hígado, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 13 (a) y 23 (b) de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

5.5.5.2 Riñón

Se evaluó la presencia de CMM en el riñón de los ejemplares en la semana 4 de cuarentena, en la cual no se registró su presencia. No obstante, en el pez 11 se observó un agrandamiento de los núcleos de los túbulos contorneados y una hiperchromasia de los mismos, así como una reducción del lumen de dichos túbulos. Respecto a los peces de la semana 6, solamente se observó la presencia de un CMM en el riñón de los peces 22 (Fig. 41d) y 23 (Fig. 41e).

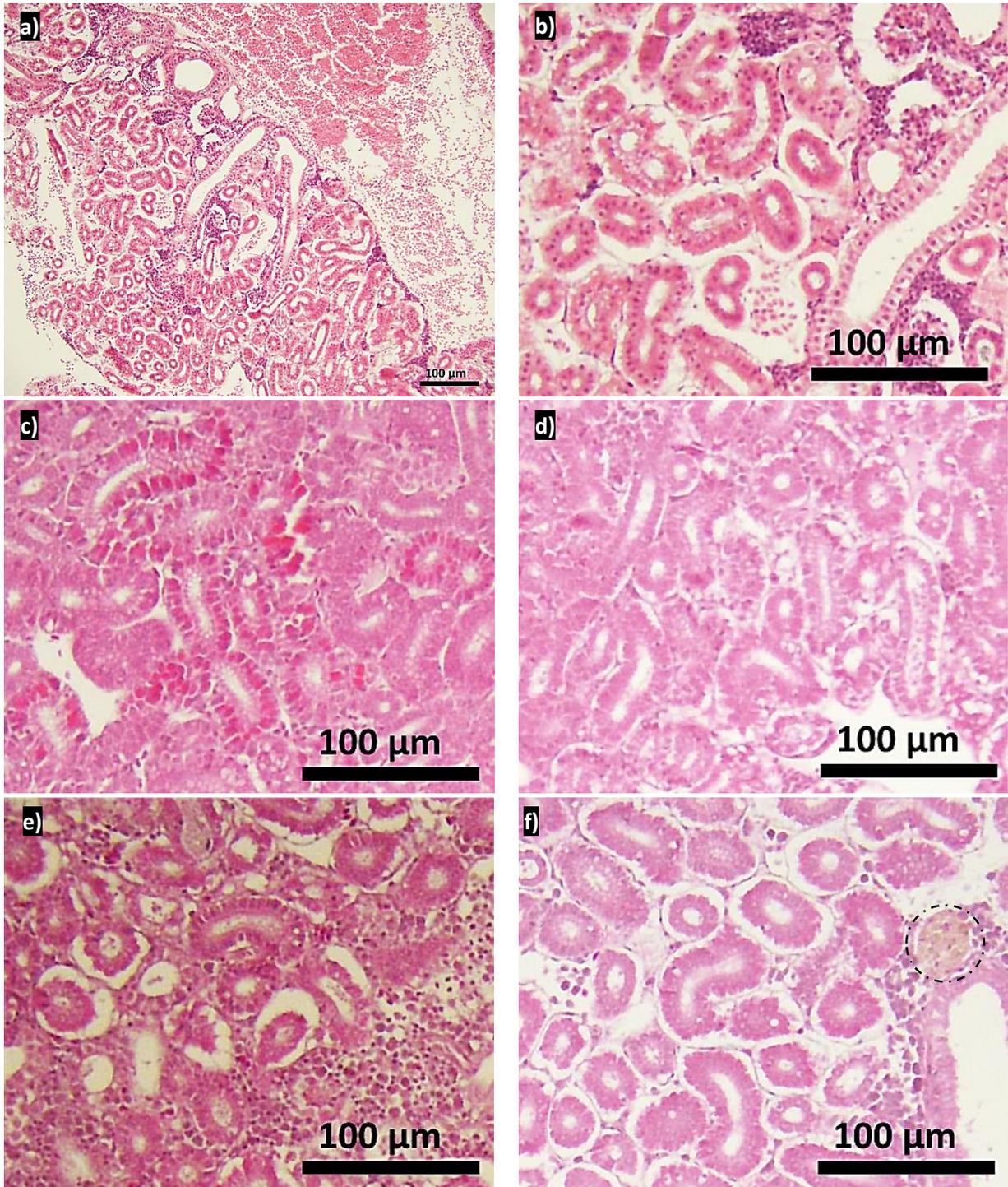


Figura 41. Cortes histológicos de riñón, realizados con la tinción hematoxilina-eosina: En un ejemplar de *P. nebulifer* de referencia (a y b); de los ejemplares 11 y 13 de la semana 4 de cuarentena (c y d); de los ejemplares 21 y 22 de la semana 6 de cuarentena (e y f). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

En el riñón del ejemplar 23 (semana 6), se observó estenosis de los túbulos contorneados (Fig. 42a) y dos CMM; mientras que en una disminución del campo visual, se manifiestan la presencia de 8 CMM por campo (Fig.42b).

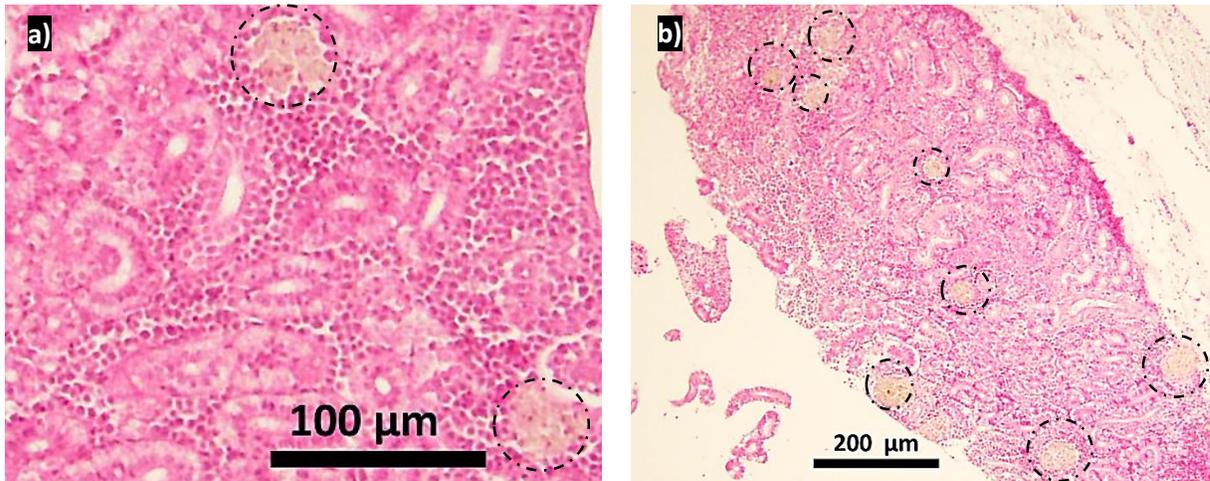


Figura 42. Corte histológico de riñón, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 23 de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). (a) Corte de histológico de riñón. (b) Corte histológico de riñón a menor aumento. Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

5.5.5.3 Gónada

Al comparar la presencia de los CMM en el pez 13 (Fig. 43c) de la semana 4 y del pez 21 (Fig. 43d) de la semana 6. Se observó que el pez que se mantuvo menos tiempo bajo condiciones de cuarentena, tuvo un mayor número de CMM, pero de un tamaño más reducido.

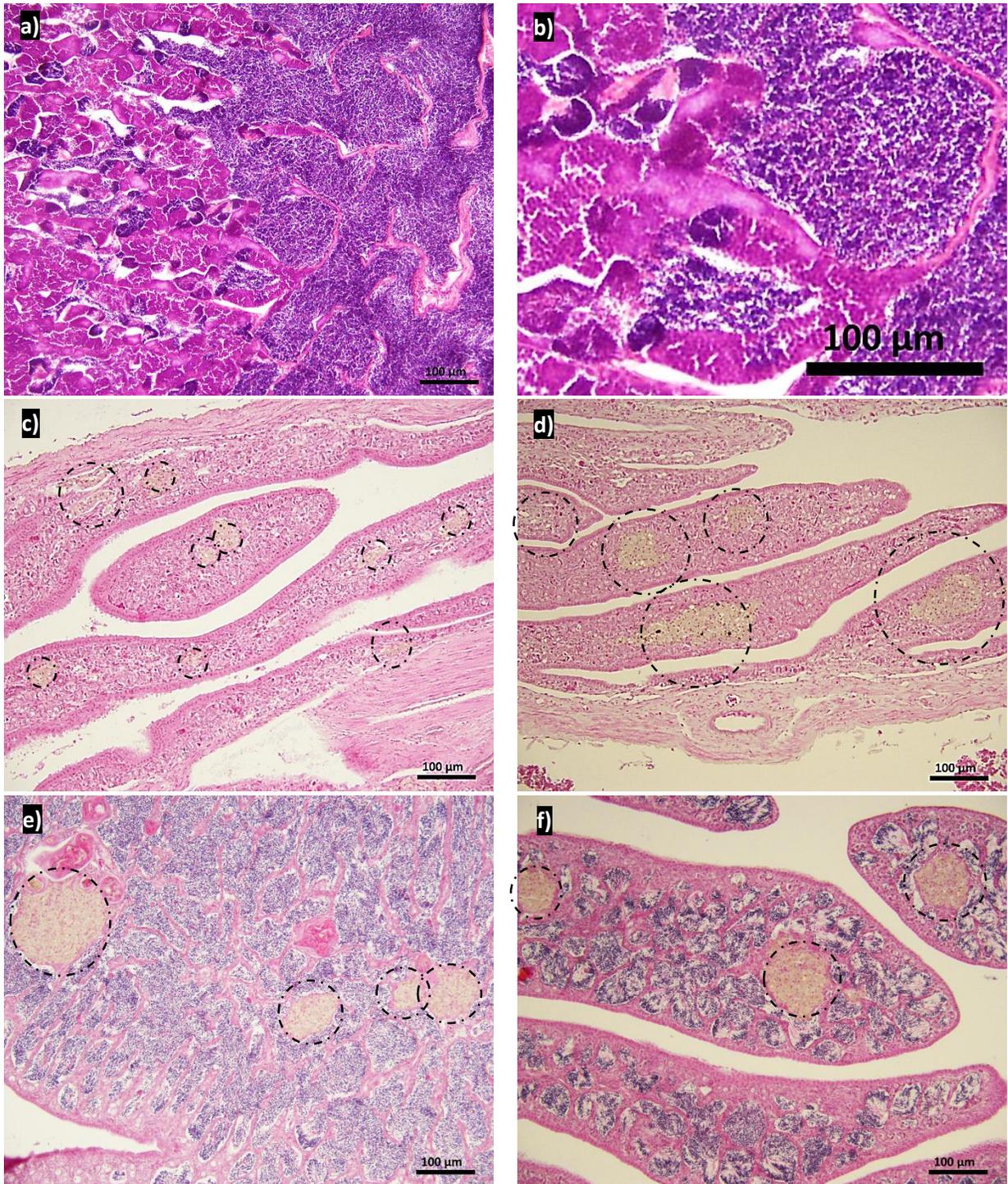


Figura 43. Cortes histológicos de la gónada de peces macho, realizados con la tinción hematoxilina-eosina y mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). (a y b) Ejemplar de *P. nebulifer* de referencia; (c y d) ejemplares 13 y 21 de la semana 4 de cuarentena; (e y f) ejemplares 22 y 23 de la semana 6 de cuarentena. Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

En los ejemplares de verdillo 21 y 23 (Fig. 44a y b) correspondientes a la semana 6, se observó que una abundante presencia de los CMM.

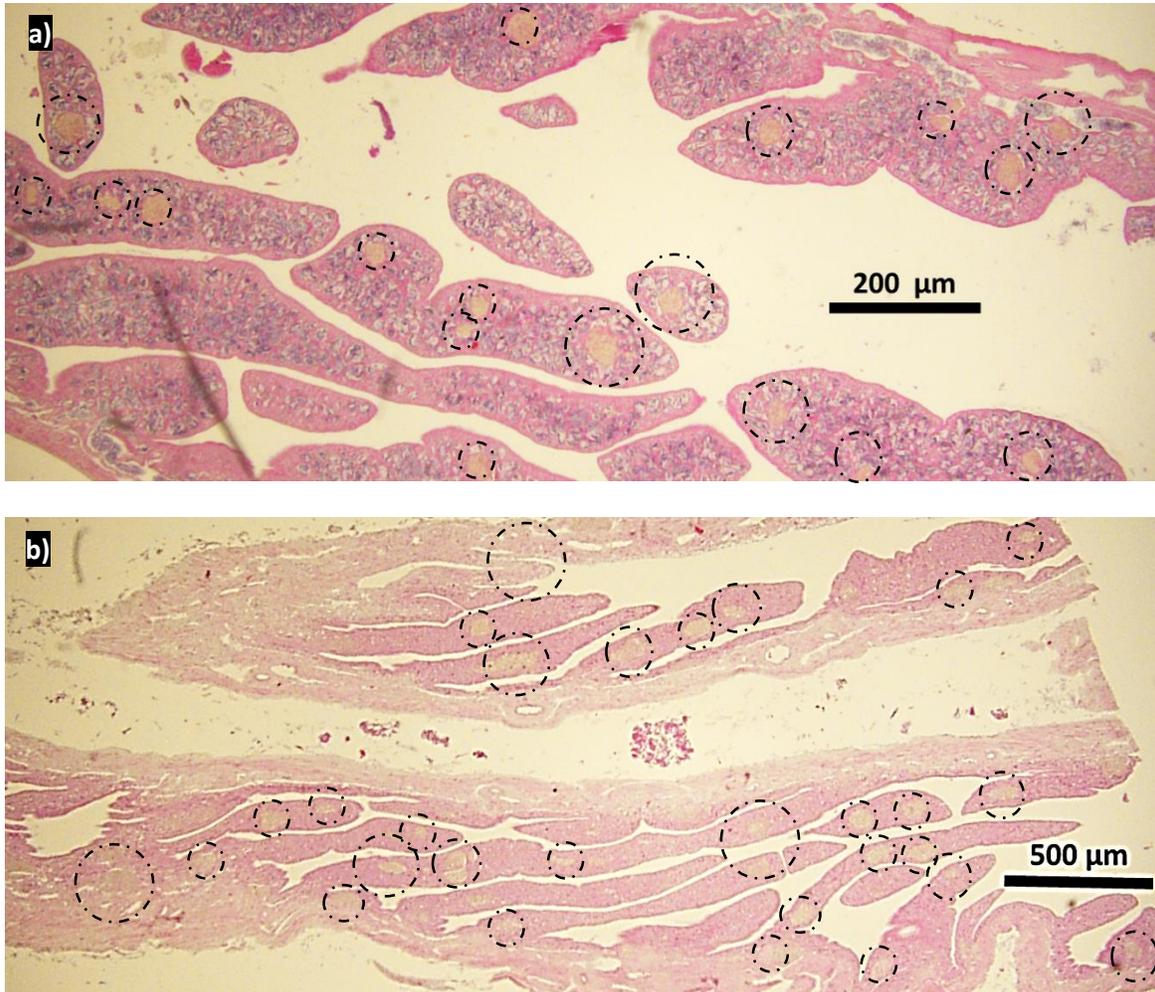


Figura 44. Corte histológico de gónada, realizado con la tinción hematoxilina-eosina, del ejemplar 23 (a) y 21 (b) de verdillo mantenido en cuarentena durante la TNR (noviembre, 2013). Los círculos punteados evidencian los centros melanomacrófagos presentes en el tejido.

5.5.6 Identificación parasitológica

Los parásitos identificados a partir del examen parasitológico de los peces 11, 12 y 13, muestran que el ejemplar 11 de verdillo, tuvo el mayor número de parásitos (12), de los cuales 8 pertenecen al monogéneo *Mamaevicotyle villalobosi*, y 2 al copépodo *Hatschekia* sp. (Tabla 16).

Tabla 16. Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en el examen parasitológico de 3 ejemplares de verdillo (11, 12 y 13), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Parásitos	11	12	13
<i>Mamaevicotyle villalobosi</i>	8	2	0
<i>Bajacalifornia universitaria</i>	1	0	0
<i>Prodistomum</i> sp.	1	1	0
<i>Tetraphyllidea</i> sp.	0	1	0
<i>Corynosoma</i> sp.	0	0	1
Nematoda L3	0	0	1
<i>Hatschekia</i> sp.	2	2	4
Total parásitos	12	6	6

Se realizó un segundo tratamiento profiláctico en la semana 5 de cuarentena para 75 peces en cautiverio y no se encontró ningún parásito en los residuos de dicho tratamiento.

Los residuos del tratamiento profiláctico aplicado a finales de la sexta semana, permitieron encontrar 5 parásitos: 1 ectoparásito monogéneo de la especie *Mamaevicotyle villalobosi* y 4 endoparásitos: 2 de *Helicometrina nimia* y 2 de Nematoda L3 (Tabla 17).

Tabla 17. Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en los residuos del tratamiento profiláctico de 27 ejemplares de verdillo (24 – 50), durante el proceso de cuarentena de la primera captura, que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Clase	Taxa	n=27 (peces)
Monogenea	<i>Mamaevicotyle villalobosi</i>	1
Digenea	<i>Helicometrina nimia</i>	2
Nemátoda	Nematoda L3	2
Total de parásitos		5

Los resultados del examen parasitológico realizado a los ejemplares de verdillo el día 20 de diciembre del 2013, permitieron identificar un total de 345 parásitos: 62 ectoparásitos y 283 endoparásitos. De los cuales se determinó que los copépodos *Hatschekia* sp. presentaron la mayor abundancia en cuanto a los ectoparásitos; mientras que para los endoparásitos: *Corynosoma* sp. y *Helicometrina nimia* (Tabla 18).

5.5.6.1 Comparación entre el tratamiento profiláctico y el examen parasitológico

La comparación entre los dos estudios parasitológicos permitió evaluar la efectividad que tiene dicho tratamiento para eliminar a los ectoparásitos. Esta comparación muestra que fueron eliminados: el 95 % de los monogéneos *Allobenedenia pseudomarginata*; 99 % los copépodos *Caligus* sp.; 100 % de los isópodos de la especie *Gnathidae pranizia*; 19 % de los monogéneos *Mamaevicotyle villalobosi*. Sin embargo, ninguno de los copépodos *Hatschekia* sp. fueron eliminados.

Tabla 18. Grupos taxonómicos de parásitos encontrados en el examen parasitológico de 27 ejemplares de verdillo (24 – 50), durante el proceso de cuarentena de la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Clase	Género	n=27 (peces)
Monogenea	<i>Mamaevicotyle</i> sp.	16
Monogenea	<i>Bajacalifornia</i> <i>universitaria</i>	1
Monogenea	<i>Allobenedenia</i> <i>pseudomarginata</i>	2
Digenea	<i>Helicometrina</i> <i>nimia</i>	101
Acantocéphala	<i>Corynosoma</i> sp.	120
Nemátoda	Nematoda L3	62
Copépoda	<i>Hatschekia</i> sp.	41
Copépoda	<i>Caligus</i> sp.	2
Total parásitos		345

6. DISCUSIÓN

La obtención de herramientas necesarias para el desarrollo de un protocolo de sanidad y como cumplimiento de los objetivos de este trabajo de investigación, requirió completar un proceso que incluyó: la captura, traslado y cautiverio de los ejemplares de *P. nebulifer*, por consiguiente, los resultados anteriormente descritos se discuten a continuación.

De acuerdo a las condiciones batimétricas de los sitios donde se realizaron las capturas del presente trabajo, se consideró que la primera captura realizada fue la que presentó la mayor calidad en cuanto a la supervivencia y viabilidad de los peces durante la introducción y aclimatación a condiciones de cautiverio. Lo anterior se consideró por lo observado en dicha captura, en la cual los lances realizados, fueron los que presentaron la menor profundidad de pesca. Se consideró que la profundidad de 10.4 m, favoreció a que los peces no presentaran distensión de la vejiga gaseosa y por lo tanto, presentaran menor estrés durante el traslado y durante la aclimatación a las condiciones de cautiverio.

Por otra parte, otro de los factores que pudo afectar la supervivencia de los ejemplares fue la temperatura observada entre el medio silvestre y el traslado de la primera y segunda captura de peces, las cuales variaron entre 2 y 8°C, respectivamente. De acuerdo al manual de piscicultura establecido por la FAO (FAO, 2012) se menciona que debe realizarse una aclimatación de los peces de manera gradual de 5°C cada 20 minutos. Así mismo, menciona, que una mayor temperatura disminuye el oxígeno disuelto disponible en el agua, y por otra parte, incrementa el consumo del oxígeno por parte de los peces debido al estrés. Por lo cual,

recomienda la introducción de 600 g de hielo por cada 10 l de agua; mientras que Moretti *et al.* (1999), recomienda la sedación de los ejemplares para evitar que el estrés en los ejemplares conlleve a un consumo elevado de oxígeno.

En cuanto a lo observado para la primera y tercera captura, se consideró que la biomasa que se podría soportar durante el transporte de los ejemplares de verdillo oscila entre 14.5 y 26 kg/m³ y el oxígeno disuelto, superior a 3 mg/l.

En el presente estudio, se consideró que los valores de los parámetros hematológicos pueden utilizarse como punto de referencia para diagnosticar a *P. nebulifer*, puesto que los valores obtenidos permitieron distinguir entre los peces sanos y los enfermos. Esto a pesar de lo mencionado por otros autores (Rey & Guerrero, 2007; Burgos-Aceves *et al.*, 2010 y Del Río-Zaragoza *et al.*, 2011), los cuales recomiendan una aclimatación previa para la obtención de los dichos valores de referencia.

En cuanto al diagnóstico de los peces sometidos a condiciones de cautiverio durante la primera captura, se interpreta que la policitemia y trombocitopenia moderadas observadas en la semana 4, podrían presentarse en respuesta a una mala calidad del agua. En la que la posterior anemia y trombocitosis creciente entre la semana 5 y 6, se relacionó con hemorragias, en las que los trombocitos elevados en la biometría hemática se adjudican al proceso de la coagulación, la inflamación y la fagocitosis descritos por Doolittle & Surgenor (1962) y Zexia *et al.* (2007). Por otro lado, la eosinofilia observada en los peces de la sexta semana, podría ser un indicador de una parasitosis en los ejemplares.

La disminución de los valores de los parámetros de la química sanguínea, obtenidos en la cuarta semana de cuarentena, podrían significar una respuesta compensatoria como en los valores observados en la biometría hemática de la misma semana. Sin embargo, los valores elevados presentes en la sexta semana de cuarentena, concuerdan con la anemia normocítica mencionada por Zhang *et al.* (2007) para la especie *Carassius auratus*, en la que manifestó un daño renal y signos clínicos de anormalidad en el nado de los peces.

Con respecto a la identificación parasitológica, el mayor índice de infestación de parásitos observado en la temporada reproductiva (mayo, 2014), pudiera estar relacionado con el acercamiento de los ejemplares de *P. nebulifer* a la costa para reproducirse (SAGARPA, 2012). Respecto a esta misma temporada, en esta investigación, se consideró importante la mayor abundancia del parásito monogéneo *Mamaevicotyle villalobosi*, el cual no fue liberado a través del tratamiento profiláctico y puede provocar altas mortalidades en los cultivos de peces (Crespo-Crespo, 2003).

El tratamiento profiláctico con agua dulce durante 5 minutos recomendado por Baynes *et al.* (1993), eliminó la mayor parte de los ectoparásitos, con excepción del copépodo *Hatschekia* sp. y el monogéneo *Mamaevycotyle villalobosi*, de las branquias de los ejemplares de verdillo. Por lo que se considera un buen tratamiento, no obstante, es necesario nuevas líneas de investigación para conocer los efectos de esta especie de parásito y tomar las medidas necesarias. El tratamiento profiláctico recomendado por Moretti *et al.* (1999), sugiere el empleo de sustancias en días alternados durante dos semanas, lo que podría resultar muy

estresante después del tiempo de traslado prolongado de los ejemplares. A este respecto, Pelkastre *et al.* (2015) en su estudio con el huachinango *Lutjanus peru*, encontraron que su tratamiento profiláctico en agua dulce con el producto Bioaqua, fue efectivo en una sola aplicación, este tratamiento podría resultar beneficioso para eliminar a los monogéneos y copépodos de las branquias del verdillo y eliminar un riesgo latente de infecciones en cautiverio.

La aparición de los endoparásitos durante el tratamiento profiláctico, se debe a que los peces teleósteos regurgitan con mucha facilidad debido a la presencia de músculos estriados en la pared del esófago, los cuales se extienden hasta el estómago (Álvarez-Díaz *et al.*, 2009). Por lo que, al manipular a los peces para introducirlos en el tratamiento profiláctico con agua dulce, se provoca la regurgitación. Dichos parásitos, no habría que considerarlos con importancia en su aparición en el tratamiento.

El conteo total de los parásitos en los ejemplares de verdillo de la tercera captura, mostró una relación con los valores de los eosinófilos de la biometría hemática, los cuales se asocian con la presencia de parásitos y enfermedades alérgicas (Nuñez-Bouda, 2007). Dichos valores se asociaron con la número de parásitos totales encontrados. En el caso de los nemátodos (L3), se piensa que dichos parásitos pudieran estimular la respuesta inmune eosinofílica, mostrando algunos falsas alarmas en cuanto al diagnóstico de las enfermedades por ectoparásitos.

Los signos clínicos del nado errático encontrados durante el cautiverio de la primera captura, corresponden con la toxicidad provocada por el amonio (Tucker,

1998), en la cual los niveles de este parámetro deben de ser cercanos a cero, mientras que Moretti *et al.* (1999) mencionaron que los niveles aceptables son de 1 mg/l.

Por otra parte, durante estos signos clínicos del nado errático que presentaron los ejemplares, son debidos a la presencia de una vejiga gaseosa distendida y la exoftalmia misma que han sido descritos por especialistas dentro del cuadro de enfermedades en serránidos (Nagasawa & Cruz-Lacierda, 2004), los cuales se asocian a su vez con una patología provocada por problemas de gases en el cultivo de los peces, que son derivados por un cambio abrupto en la calidad del agua. En esta condiciones, los peces mueren por una inanición seguida por infecciones secundarias, y en el segundo caso, los peces mueren debido a embolias producidas por burbujas de gas en la sangre.

De acuerdo a lo mencionado por Evans (2009), el amonio es extremadamente tóxico y tiene la capacidad de ser 27,000 veces más soluble que el CO₂ en soluciones acuosas y de atravesar las células corporales del pez con gran facilidad. Esto está directamente relacionado con lo que menciona Yanong (2013), respecto a los sistemas de circulación cerrada, en el que el recambio de agua es mínimo y debe de utilizarse un filtro biológico que pueda degradar los desechos nitrogenados producidos por los mismos peces. Otros autores (e.g., Tucker, 1998; Blancheton *et al.* 2013), señalaron que en los sistemas de circulación cerrada, las bacterias heterótrofas son las primeras en colonizar dichos sistemas, las cuales son degradadoras de la materia orgánica presente en los sistemas de cultivo. Dichas bacterias crecen rápidamente y consumen gran parte del oxígeno que se utiliza para

la reducción de la materia orgánica, ocasionando la acumulación de los desechos amoniacales durante este lapso de tiempo, por la deficiente carga de bacterias autótrofas, que son degradadoras de desechos amoniacales, por lo que durante este tiempo podría presentarse una toxicidad e inmunodepresión en los peces. Por consiguiente, se recomienda la maduración del filtro biológico un mes antes de someter a los peces a condiciones de cautiverio, para evitar la toxicidad debida al amonio. De este modo, el éxito o el fracaso de la aclimatación de los peces sometidos a condiciones de cautiverio, podría estar directamente relacionado con la maduración del filtro biológico.

Las decoloraciones hepáticas registradas en la colección fotográfica de referencia, forman parte de la coloración normal de las especies de peces carnívoros descrito por Jofre-Torroella (1988). De la misma forma, la presencia de fibrosis sobre las gónadas, hígado e intestinos en los ejemplares machos y hembras de verdillo, está relacionado con lo que Tucker (1998) describe en relación con la presencia de acantocéfalos en la cavidad visceral.

En cuanto a las alteraciones fisiopatológicas encontradas durante la cuarta semana de cautiverio (la vejiga distendida, la exoftalmia y las burbujas en las aletas) y en la sexta semana (ulceraciones necróticas sobre la piel, aletas telangiectásicas, ciegos hemorrágicos y petequias en mesenterio), se encontraron relacionadas a los signos clínicos e infecciones secundarias descritos por Nagasawa & Cruz-Lacierda (2004) en peces serránidos.

El centro melanomacrófago (CMM) encontrado en los ejemplares de vida silvestre, así como los encontrados en mayor número en los cortes histológicos del

hígado y el riñón de los peces sometidos a condiciones de cautiverio, corresponden a lo mencionado por Agius (1979) y Domitrovic (2000), donde la cantidad de los CMM son indicadores del grado de inanición, anemias hemolíticas e infecciones microbianas. Cabe mencionar que también fueron encontrados CMM en tejido gonádico, pero estos no fueron considerados como indicadores debido a que dichos centros melanomacrófagos, también se presentan por la reabsorción gonádica de los peces sexualmente inmaduros.

Debido a lo anterior, se consideró que el cambio abrupto en la calidad del agua, fue el inicio de la cascada de los eventos observados. Esto se encuentra en relación con lo mencionado por Nagasawa & Cruz-Lacierda (2004), en cuanto al nado errático y la exoftalmia, así como por las infecciones secundarias observadas.

Lo anterior, se pudo corroborar durante una falla en el sistema de circulación cerrada, ocurrida durante la etapa de maduración del filtro biológico, del cual se sabe, que después del primer mes de haber sometido a los peces a condiciones de cautiverio, los valores descienden y se estabilizan (Noga, 2010; Yanong, 2013), lo que provocó de esta forma una intoxicación crónica por amonio.

Los peces que manifestaron los signos de nado errático, no consumieron alimento, aspecto que concordó con lo mencionado por Noga (2010), lo cual a su vez se relacionó con la aparición de los centros melanomacrófagos (CMM) en el hígado, el riñón y las gónadas, observados de manera creciente durante el experimento; en los que dichos CMM corroboran que los peces presentaron un cuadro de inanición, posteriormente una anemia normocítica y por último infecciones secundarias.

7. CONCLUSIONES

- Los valores de los parámetros de la biometría hemática y de la química sanguínea de los ejemplares de *P. nebulifer* en medio silvestre, no presentaron diferencias significativas entre los sexos y fueron útiles para diagnosticar las patologías de los ejemplares sometidos a condiciones de cautiverio.
- De acuerdo al estudio parasitológico realizado de la temporada reproductiva y no reproductiva de los ejemplares de *P. nebulifer* provenientes del medio silvestre, se encontró que el mayor índice de infestación de ectoparásitos se presentó en la temporada reproductiva. Con respecto a la abundancia de los grupos taxonómicos el grupo predominante fueron los copépodos, de los cuales destacó *Caligus* sp. por su mayor presencia en ambas temporadas. El siguiente grupo en importancia fueron los monogeneos, donde se observó una alternancia de la abundancia dependiendo de la temporada. *Mamaevicotyle villalobosi* fue el más abundante en la temporada reproductiva y *Allobenedenia pseudomarginata* en la no reproductiva.
- El tratamiento profiláctico con agua dulce utilizado en el presente trabajo, tuvo buenos resultados, ya que sólo dos ectoparásitos no fueron eliminados.

- La colección de referencia fotográfica e histológica fue útil en cuanto a la comparación y determinación del estado de salud de los peces en cautiverio, así como para la descripción de las alteraciones fisiopatológicas de los ejemplares de *P. nebulifer* sometidos a condiciones de cautiverio. Las fibrosis encontradas en el hígado, las gónadas y el intestino de los ejemplares de verdillo en medio silvestre, fue un hallazgo común, que fue indistinto respecto al sexo de los ejemplares.
- Los centros melanomacrófagos presentes en los cortes histológicos del hígado y riñón, sirvieron como indicadores de patologías, así como del grado de inanición en *P. nebulifer*.
- Los ejemplares sometidos a condiciones de cautiverio, padecieron dos enfermedades no infecciosas simultáneas llamadas: “síndrome de los tanques nuevos” y “síndrome de la vejiga gaseosa distendida”, las cuales dieron lugar a inanición e infecciones secundarias.

8. RECOMENDACIONES

Con el fin de asegurar la mayor calidad de los ejemplares durante la captura en campo, traslado e introducción a condiciones de cautiverio, se hacen las siguientes recomendaciones derivados de esta investigación:

- Se recomienda capturar a los reproductores de *P. nebulifer* en las temporadas en las que estos se encuentren cerca de la costa, lo cual permite que los peces presenten menor daño por la descompresión durante su extracción.
- Es necesario llevar a cabo un monitoreo de las condiciones de la calidad del agua, durante todo el proceso de captura de los ejemplares; desde el lugar de captura y durante el traslado, hasta la introducción a las condiciones de cuarentena de los especímenes. De manera que esto permita tomar las medidas necesarias para mantener viables y bajo las mejores condiciones a los ejemplares de verdillo, de manera que se permita garantizar la calidad en la sanidad desde el momento en que se capturan los ejemplares hasta que se introducen a condiciones de cautiverio.
- Se recomienda mantener una diferencia de temperatura no mayor a 2 °C al momento de la introducción de los ejemplares a los tanques de cautiverio, por lo que durante el traslado es indispensable suministrar hielo durante periodos menores a dos horas para evitar que el estrés en los peces conlleve

a un elevado consumo de oxígeno y resulte en pérdida de la viabilidad de los ejemplares para su aclimatación a las condiciones de cautiverio.

- Se recomienda madurar el filtro biológico del sistema de reproductores, un mes antes de la introducción del lote de reproductores a las condiciones de cautiverio, de manera que se evite la intoxicación de los ejemplares por los niveles de amonio naturales de este proceso.
- Es necesario la aplicación del tratamiento profiláctico con agua dulce en la introducción de los ejemplares a condiciones de cautiverio, no obstante, para que dicho tratamiento pueda llevarse a cabo, es importante haber realizado con éxito las recomendaciones anteriores, de lo contrario, los peces no resistirán dicho tratamiento.

9. SUGERENCIAS PARA TRABAJOS FUTUROS

- Es indispensable hacer pruebas de la patogenicidad de los parásitos *Mamaevicotyle villalobosi* y *Hatschekia* sp. bajo condiciones de cautiverio, o de lo contrario probar diferentes tipos de tratamientos profilácticos en los ejemplares de *Paralabrax nebulifer* que puedan eliminar dichos ectoparásitos.
- Se recomiendan realizar estudios sobre la microbiota presente en el mucus del intestino y la piel de los ejemplares del medio silvestre de *P. nebulifer* y comparar con la de los ejemplares sometidos a condiciones de cautiverio.
- Es necesario que el tamaño de muestra de los peces capturados en el campo de *P. nebulifer* sea de al menos 30 ejemplares, ya que esto permitirá establecer con mayor precisión los valores de referencia de los parámetros de la biometría hemática y la química sanguínea.
- Se recomienda realizar capturas bimensuales de *P. nebulifer*, con el fin de establecer las mejores condiciones para el traslado y para determinar los estándares de los valores de referencia de la biometría hemática y la química sanguínea con una mayor precisión.

- Se recomienda aclimatar a los peces de *P. nebulifer* a las condiciones de cautiverio, previo a la realización del estándar de sus valores referencia, con el fin de obtener datos más precisos en cuanto a la biometría hemática y la química sanguínea, con el fin de poder mejorar el diagnóstico de los ejemplares sometidos a condiciones de cautiverio.
- Se recomienda evaluar los parámetros de la calidad de agua de manera diaria durante el primer mes de cautiverio de *P. nebulifer*, así como establecer horarios de trabajo definidos en el laboratorio, rutinas de trabajo y programaciones diarias, semanales y mensuales, con el fin de lograr desoves con calidad adecuada.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agius, C. 1979. The role of melano-macrophage centres in iron storage in normal and diseased fish. *J. Fish Dis.*, 2: 337-343.
- Agius, C. 1981. Preliminary studies on the ontogeny of the melanomacrophages of teleost haemopoietic tissue and age-related changes. *Dev. Comp. Immunol.*, 5: 597-606.
- Álvarez-Díaz, A., H. Pérez-Esteban, T. Martín-Hernández, J. Quincosa-Torres & A. Sánchez-Puzo. 2009. *Fisiología animal aplicada*. Universidad de Antioquía (Ed.), Colombia, 380 p.
- Álvarez-Mendoza, F.J. & E.M. Támez-Cantú. 1992. *Técnicas histológicas y hematológicas*. Consultado, 14: 1-4.
- Anderson D. P. & P.J. Barney. 1991. The role of the diagnostic laboratory in fish disease control. *Ann. Rev. Fish Diseases*, 1: 41-62.
- Bautista-Parejo, C. 1993. Calidad del agua en acuicultura, 599-606. En: Castello-Orvay, F. (Ed.). *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. Universitat de Barcelona, España, 739 p.
- Baynes, S. M., B. R. Howell & T. W. Beard, 1993. A review of egg production by captive sole, *Solea solea* (L.). *Aquac. Res.*, 24(2): 171-180.
- Bernet, D., H. Schmidt, W. Meier, P. Burkhardt-Holm, & T. Wahli. 1999. Histopathology in Fish: Proposal for a Protocol to Assess Aquatic Pollution. *J. Fish Dis.*, 22: 25–34.

- Blancheton, J. P., K. J. K. Attramadal, L. Michaud, E. Roque-d'Orbcastel & O. Vadstein. 2013. Insight into bacterial population in aquaculture systems and it's implication. *Aquacult. Eng.*, 53: 30-39.
- Bray, R. A., D. I. Gibson & A. Jones. 2008. *Keys to the Trematoda*. Volume 3. Cab International and Natural History Museum, London, 521 p.
- Burgos-Aceves, M.A., R. Campos-Ramos & D.A. Guerrero-Tortolero. 2010. Description of peripheral blood cells and differential blood analysis of captive female and male leopard grouper *Mycteroperca rosacea* as an approach for diagnosing diseases. *Fish Physiol. Biochem.*, 36: 1263-1269.
- Bush, A., K. Lafferty, J. Lotz & A. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *J. Parasitol.*, 83: 575–583.
- Chabaud, A. 1975. *CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates*. Common Wealth Agriculture Bureaux. England, 27 p.
- Crespo, J. & R. Crespo. 2003. Monogeneos, parásitos de peces en México : estudio recapitulativo. *Téc. Pecu. Méx.*, 41(2): 175–192.
- Crumlish, M. 2012. Quality assurance in aquatic disease diagnostics, 147-160. En: Austin, B. (Ed.). *Infectious Disease in Aquaculture: Prevention and control*. 1st ed. Padstow, Cornwall, UK. Woodhead Publishing, 530 p.
- Del Rio-Zaragoza, O. B., E. J. Fajer-Ávila, P. Almazán-Rueda & M. I. Abdo de la Parra. 2011. Hematological characteristics of the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) healthy and naturally infected by dactylogyrid monogeneans. *Tissue & Cell*, 43(3): 137–142.

- Domitrovic, H. A. 2000. Centros melanomacrófagos en hepatopáncreas, bazo y riñón de *Cichlasoma dimerus* (Pisces, Cichlidae): estructura histológica y modificaciones en relación a condiciones sanitarias y ambientales. *Rev. Ictiol.*, 8(1-2): 9-18.
- Doolittle, R.F. & D.M. Surgenor. 1962. Blood coagulation in fish. *Am. J. Physiol.*, 203: 964–970.
- Ericsson, D. L., J. E. Hightower & G. D. Grossman. 1985. The relative gonadal index: an alternative index for quantification of reproductive condition. *Comp. Biochem. Physiol.*, 81: 117-120.
- FAO. 2012. “Manual Piscicultura-Colección FAO Capacitación” disponible en: ftp://ftp.fao.org/fi/CDrom/FAO_training/FAO_training/general/x6709s/Index.htm. (accesado el 07 de junio de 2015)
- Gadomski, D.M. & M.S. Caddell. 1996. Effects of temperature on the development and survival of eggs of four coastal California fishes. *Fish B-NOAA*, 94: 41-48.
- Gibson, D. I., A. Jones & R. A. Bray. 2002. *Keys to the trematoda*. Volume 1. Cab International and Natural History Museum, London 521 p.
- Gobierno del estado de Baja California Sur. 2011. Secretaria de Pesca y Acuicultura. Información básica: pesquera y acuícola 2011, 21 p.
- Gómez-Rojo, M.E. 2007. *Susceptibilidad de las fases iniciales de vida de la cabrilla sardinera Mycteroperca rosacea a la infección experimental por Aeromonas hydrophila*. Tesis de Maestría. CIBNOR, México, 130 p.

- Gómez del Prado-Rosas, M. C. 2012. *Parasitofauna de peces del género Paralabrax (Pisces: Serranidae) en las costas del noroeste de México*. Tesis de Doctorado. UNAM, México, 362 p.
- Harvey, B.J. & W.S. Hoar, 1981. *Teoría y práctica de la reproducción inducida en los peces*. Ed. Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo. Ottawa, Ca., 48 p.
- Humason, G. L. 1979. *Histology; Stains and staining (Microscopy); Histochemistry; Technique*. W.H. Freeman, USA, 650 p.
- Ióvine, E. & A. Selva. 1985. *El laboratorio en la clínica*. Tercera edición. Panamericana, Buenos Aires, 148 p.
- Jofre-Torroella, J. 1993. Problemática de la patología, 479-488. En: Castello-Orvay, F. (Ed.) *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. Universitat de Barcelona, España, 739 p.
- Jones, A., R. A. Bray & D. I. Gibson. 2005. Keys to the Trematoda Volume 2. Cab International and Natural History Museum, London, 745 p.
- Khalil, L. F., A. Jones & R. A. Bray. 1994. Keys to the cestode parasites of vertebrates. Cab International and Natural History Museum, London, 751 p.
- Macayo-Alvear, J. 2004. *Evaluación de la patogenicidad de Vibrio sp. y Aeromonas sp. en eleuteroembriones y larvas de cabrilla arenera Paralabrax maculatofasciatus*. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN, México, 76 p.
- Martínez-Brown, J. M. 2012. *Hibridación como un mecanismo de cambio de trayectorias ontogénicas: comparación de la ontogenia de Paralabrax maculatofasciatus, P. nebulifer (Serranidae) y la de sus híbridos*. Tesis de Doctorado. CICIMAR – IPN, La Paz, B.C.S., México, 150 p.

- Martínez-Díaz, S. F. 1995. *Estudio de una enfermedad hemorrágico ulcerativa en un lote de reproductores de cabrilla arenera Paralabrax maculatofasciatus (Steindachner, 1868): Osteichthyes; Serranidae*. Tesis Maestría. CICIMAR – IPN, La Paz, B.C.S., México, 85 p.
- Martínez-Díaz, S. F. & B. Anguas-Velez. 2002. Incidence of *Vibrio* during dermal and systemic infections of the spotted sand bass (*Paralabrax maculatofasciatus* Steindachner: 1868) in captivity. *Cienc. Mar.*, 28 (4): 347-356.
- Medellín-Rubio, A. 2003. *Estudio de la interacción de Tetraselmis spp. y las bacterias asociadas a su cultivo*. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN, México, 67 p.
- Moreno-Legorreta, M. 2004. *Estudio de la microflora bacteriana (Vibrionaceae) presente en las fases iniciales de vida de la cabrilla arenera Paralabrax maculatofasciatus*. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN, México, 80 p.
- Moretti, A., M. P. Fernández-Criado, G. Cittolin & R. Guidastrì. 1999. *Manual on Hatchery Production of Sea Bass and Gilthead Seabream*. Volume 1. Rome, FAO, 194 p.
- Nagasawa, K. & E.R. Cruz-Lacierda. 2004. *Diseases of cultured groupers. Southeast Asian Fisheries Development Center*. Aquaculture Department, Iloilo, Philippines, 81 p.
- Noga, E. J., 2010. *Fish disease: Diagnosis and treatment*. 2nd edition, Blackwell Publishing, Iowa State University Press, Ames, 519 p.
- Núñez-Ochoa L. & J. Bouda, 2007. *Patología clínica veterinaria*. 2ª Edición. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México, México, 331 p.

- Pelkastre-Mendoza, N.G., S.G. Castillo-Vargasmachuca, J.T., Ponce Palafox, Á., Ruiz-Ibarra, M. Alcalá-Carrillo & L. Martínez-Cárdenas. 2015. Efecto de dos productos profilácticos en la sobrevivencia del huachinango *Lutjanus peru* (Nichols and Murphy, 1922) en cautiverio, 269-275. En: Sosa-Ávalos, R. & M. G., Verduzco-Zapata (Eds.) *Estudios acuícolas y marinos en el pacífico mexicano*. Universidad de Colima, México, 321 p.
- Salgado-Maldonado, G. 1979. *Procedimientos y técnicas generales empleados en los estudios helmintológicos*. Laboratorio de Helminología. Oficina de Sanidad, Nutrición y Genética. Dirección General de Acuacultura. Departamento de Pesca. México: 17-53.
- Rey-Vázquez, G. & G. A., Guerrero. 2007. Characterization of blood cells and hematological parameters in *Cichlasoma dimerus* (Teleostei, Perciformes). *Tissue & Cell*, 39(3): 151–160.
- Rodríguez-Gutiérrez, M., 1992. *Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces*. AGT. México, 79 p.
- Rodríguez-Gutiérrez, M., D.G. Rodríguez-Cázares, Y. Monroy-García & J.A. Mata-Sotres. 2001. Manual de enfermedades de peces. *Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico*, 3(15): 2-14.
- Rosales-Velázquez, M. O. 1997. *Efecto de la alimentación sobre los desoves de la cabrilla arenera Paralabrax maculatofasciatus (Teleostei: Serranidae) mantenida en cautiverio*. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN, México, 62 p.
- SAGARPA, INAPESCA y PRONATURA. 2012. Verdillo, Baja California Sur. Folleto informativo.

- Schreck, C. B. 2010. Stress and fish reproduction: The roles of allostasis and hormesis. *Gen. Comp. Endocr.*, 165: 549–556.
- Strickland, J. D. & J. R. Parsons. 1972. *A practical handbook of seawater analysis*. Bull. Fish. Res. Bd. Can., 167 p.
- Tucker, Jr., J.W. 1998. *Marine Fish Culture*. Kluwer Academic Publishers, U.S.A., 750 p.
- Walsh, P. J. 1998. Nitrogen excretion and metabolism, 199-214. En: Evans, D. H. (Ed.). *The physiology of fishes*. 2nd ed. Washington, D.C. CRC press. 519 p.
- Yamaguti, S. 1959. Systema Helminthum. *The cestodes of vertebrates*. Vol. II. Interscience Publishers. London, 860 p.
- Yamaguti, S. 1962. Systema Helminthum. *The nematodes of vertebrates*. Vol. III. Part. I. Interscience Publishers. New York, 1261 p.
- Yamaguti, S. 1971. *Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates*. Parts I, II. Keigaku Publishing, Tokyo, Japan, 1074 p.
- Yanong, Roy. 2003. Fish Health Management Considerations in Recirculating Aquaculture Systems. Part 1, 1-8: *Introduction and General Principles*. Circular FA-120.
- Zexia, G., W. Weimin, Y. Yi, K. Abbas, L. Dapeng, Z. Guiwei, & J.S. Diana. 2007. Morphological studies of peripheral blood cells of the Chinese sturgeon, *Acipenser sinensis*. *Fish Physiol Biochem.*, 33: 213–222.
- Zhang, X., P. Xie, D. Li, & Z. Shi. 2007. Hematological and plasma biochemical responses of crucian carp (*Carassius auratus*) to intraperitoneal injection of extracted microcystins with the possible mechanisms of anemia. *Toxicol.* 49(8): 1150–1157.

11. ANEXOS

Anexo 1. Valores de la longitud total (LT), longitud patrón (LP), peso total (PESO) de 9 ejemplares de verdillo, pertenecientes a la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Pez	LT (cm)	LP (cm)	PESO (g)
1	28	22.5	352
2	27	23.5	255
3	27	23.5	348
4	26	22.5	250
5	29	24	290
6	26.3	22.5	248
7	28.5	24.5	274
8	30.5	25.5	355
9	28	23.5	295

Anexo 2. Valores de los parámetros de la biometría hemática de 6 ejemplares de verdillo, de la primera captura correspondiente a la TNR (noviembre, 2013) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

	Pez	Erit	Hglob	Hcrito	MCV	MCH	MCHC	Leuc	Linf	Mono	Eosi	Baso	Segm	Trom
5	2.73	12.1	46.7	171	44	26	2200	86	4	2	0	0	8	35000
6	2.36	9.7	37.8	160	41	25	8900	87	0	9	0	0	4	83000
7	2.41	10.2	36.6	152	42	28	6800	70	12	1	0	0	17	8000
8	2.88	12.1	47.5	165	42	25	20700	76	14	2	0	0	8	5000
9	2.33	10	37.7	162	43	26	8700	87	1	7	0	0	5	82000
10	2.54	10.4	40.9	161	50	25	9400	80	5	3	0	0	12	94000

Anexo 3. Valores de la biometría de 61 ejemplares de verdillo después de un mes de cautiverio. Pertenecientes a la primera captura que corresponde a la TNR (noviembre, 2013).

Pez	Sexo	LT (cm)	LP (cm)	Peso (g)
1	Hembra	29	24.5	319
2	Hembra	29.5	25	324
3	Hembra	28.6	23.6	336
4	-	32	26.4	402
5	-	30.8	25.5	400
6	Hembra	24.4	20.5	184
7	Hembra	25.5	21.2	202
8	Hembra	26.5	22	200
9	-	28	24	270
10	-	33.5	27.5	509
11	Hembra	28.3	24	298
12	-	28	23	288
13	Hembra	26.3	21.6	240
14	-	28	23.5	290
15	-	30	24.5	385
16	-	31	25.4	388
17	-	31.8	26	382
18	Hembra	25.8	21.3	241
19	Hembra	27.7	23	288
20	-	30.5	24.4	256
21	-	28	24	302
22	Hembra	26	21.5	241
23	Hembra	25	20.5	219
24	Hembra	25.1	20.5	195
25	-	32	27	412
26	Hembra	29	24	299
27	-	32	26.3	392
28	Hembra	23	19.2	162
29	-	32.5	27	447
30	-	30	25	342
31	Hembra	25	21	233
32	Hembra	26.5	21.5	250
33	-	28.8	24	311
34	-	30	24.5	337
35	-	29.3	25	312
36	-	29.5	24.6	322

37	-	31	26	361
38	Hembra	24	20	195
39	Hembra	25.6	21.3	217
40	-	26.6	22	256
41	Hembra	27.8	23	283
42	-	28.5	24	289
43	-	30	26	404
44	-	31.4	26.2	412
45	Hembra	24	20.1	185
46	Hembra	25	21.3	245
47	Hembra	24.4	20	193
48	Hembra	28	23.5	313
49	-	27	22.5	267
50	Hembra	28.5	23.5	302
51	-	27.5	22.3	262
52	-	29	24.5	333
53	-	31.5	26.7	402
54	-	29.5	25.3	324
55	Hembra	27	22.1	254
56	-	30	24.5	312
57	-	30	25.3	381
58	-	29.6	25	344
59	-	28	23.4	289
60	-	29.4	24.3	342
61	-	30.8	26.4	401

- Sexo no determinado

Anexo 4. Sexo y valores de la longitud total (LT), la longitud patrón (LP), el peso total (PESO), el peso de la gónada (PG) y el peso del hígado (PH) de 27 ejemplares de *P. nebulifer* utilizados como estándar, pertenecientes a la segunda captura que corresponde a la TR (may, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Pez	Sexo	LT (cm)	LP (cm)	PESO (g)	PG (g)	PH (g)
1	M	29.2	23.2	282	11.7	4.3
2	M	29.1	23.6	280	4.6	5.9
3	H	31.4	25.5	381	6.8	6.5
4	M	35.6	29.1	518	29.1	6.4
5	M	31.7	25.5	322	9.9	2.4
6	M	29.2	23.5	297	5.4	8.5
7	M	30.6	24.5	324	13.7	6.1
8	M	29	23.2	270	11	5.6
9	M	31	25	295	7.7	4.8
10	M	32	25.8	360	14.6	6.2
11	M	33.7	27	389	11.2	4.2
12	M	31.2	25.2	228	9.8	5.7
13	M	30.5	25	307	12	5
14	H	32.9	26.8	380	9	6
15	H	30.4	24.8	327	8.4	4.8
16	M	30.3	24.8	301	10.4	3.7
17	M	31	24.6	296	9.1	2.3
18	M	28	23	271	14.9	3.8
19	M	33	26.5	347	10	4.4
20	H	29.1	23.3	262	6.5	4
22	H	29.5	24	267	3.8	1.5
23	M	32	26	359	4.4	6
26	M	27.6	22.5	221	8.5	2.5
27	M	29.6	24	27.3	12.4	6.2
28	H	27.8	23	263	14	6.1
29	H	33.7	27	412	16.3	8.6
30	M	31	25	300	9.1	3.2

Anexo 5. Valores de los parámetros de la biometría hemática de 27 ejemplares de *P. nebulifer* utilizados como estándar, pertenecientes a la segunda captura que corresponde a la TR (may, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

	Pez	Sexo	Erit	Hglob	Hcrito	MCV	MCH	MCHC	Leuc	Linf	Mono	Eosi	Baso	Segm	Trom
1	M	2.72	11.4	48.7	179.1	41.9	23.4	76,000	94	2	1	0	3	27,000	
2	M	3.2	14	54.4	169.9	43.8	25.7	15,200	58	4	1	2	35	36,000	
3	H	2.76	11.7	50.7	183.7	42.4	23.1	11,500	84	8	2	1	6	25,000	
4	M	3.21	14.7	61.3	191.1	45.8	24	21,200	91	2	3	0	4	15,000	
5	M	2.48	10.8	46.5	187.4	43.5	23.2	8,600	86	6	0	0	8	46,000	
6	M	2.36	11.1	52.4	222.2	47	21.2	10,200	68	7	1	0	24	31,000	
7	M	2.72	12.3	57.6	211.7	45.2	21.4	8,800	77	2	0	0	21	31,000	
8	M	2.32	11.3	50.4	217.2	48.7	22.4	24,000	68	10	2	0	20	36,000	
9	M	3.11	13.5	55	176.7	43.5	24.5	65,000	58	6	2	0	34	35,000	
10	M	2.95	12.1	45.2	153.3	41	26.8	6,000	82	9	1	0	8	42,000	
11	M	3.01	14.2	60.2	200.1	47.2	23.6	79,000	96	2	0	0	2	50,000	
12	M	2.37	11.1	42.1	177.8	46.8	26.4	72,000	57	1	0	0	42	44,000	
13	M	2.88	12.6	49.6	172.1	43.8	25.4	7,000	60	2	1	0	37	23,000	
14	H	2.69	11.8	44.9	166.9	43.9	26.3	3,000	48	7	0	0	45	78,000	
15	H	2.43	10.6	42	173	43.6	25.2	81,000	92	4	0	0	4	25,000	
16	M	2.11	9	40.5	192	42.7	22.2	7,000	62	3	1	0	34	32,000	
17	M	2.98	12.6	47.9	160.6	42.3	26.3	3,200	65	4	0	0	31	21,000	
18	M	2.42	9.9	40	165.1	40.9	24.8	68,000	91	5	0	0	4	50,000	
19	M	2.65	11.3	47.1	177.9	42.6	24	28,000	69	8	1	0	22	36,000	
20	H	2.94	12.7	57.7	196.4	43.2	22	66,000	89	6	0	0	5	59,000	
22	H	2.81	12.3	46.3	164.9	43.8	26.6	11,200	61	5	2	0	32	36,000	
23	M	1.94	9.1	43.5	224.4	46.9	20.9	9,600	66	3	0	0	31	23,000	
26	M	2.49	10.8	48.8	196.1	43.4	22.1	27,000	82	6	0	0	12	44,000	
27	M	3.09	12.1	46.6	153.3	39.8	26	28,200	83	7	0	0	10	74,000	
28	H	2.84	10.9	37.4	131.6	38.9	29.1	12,600	70	3	1	0	26	15,000	
29	H	2.29	9.4	29.9	130.5	41	31.4	8,100	95	1	3	0	1	20,000	
30	M	2.66	9.9	34.4	129.5	37.2	28.8	13,600	96	1	2	0	1	14,000	

Anexo 6. Valores de la química sanguínea (urea, creatinina y nitrógeno ureico) de 5 ejemplares de *P. nebulifer* utilizados como estándar, pertenecientes a la segunda captura que corresponde a la TR (may, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Pez	NU	Creat.	Urea
1	2	0.1	4.3
4	1	0.1	2.1
17	1	0.1	2.1
23	2	0.4	4.3
28	2	0.1	4.3

Anexo 7. Valores de la longitud total (LT), la longitud patrón (LP), el peso total (PESO), el peso de la gónada (PG) y el peso del hígado (PH) de 9 ejemplares de verdillo, muestreados en la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014), en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Pez	LT (cm)	LP (cm)	PESO (g)	PG (g)	PH (g)
1	31	25.5	322	0.5	1.5
2	21	17	114	0.2	0.2
3	31	26	350	2.1	1.7
4	26.5	22	199	0.2	1.3
5	30	25	302	0.9	0.2
6	28.5	23	241	0.4	1.7
7	28.5	23	255	0.5	1.7
8	23	18	146	0.5	1.3
9	33	26.5	444	1	2.3

Anexo 8. Valores de los parámetros de la biometría hemática de 4 ejemplares de verdillo, muestreados en la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014) en la localidad de Las Barrancas, B.C.S. MCH, hemoglobina corpuscular media; MCHC, concentración de hemoglobina corpuscular media; MCV, volumen corpuscular medio.

Pez	Erit	Hglob	Hcrito	MCV	MCH	MCHC	Leuc	Linf	Mono	Eosi	Baso	Segm	Trom
3	2.49	10	29.2	117.4	40.2	34.2	8600	80	2	1	1	16	956000
4	2.67	10.8	39.9	149.9	40.4	27.1	9800	79	5	4	1	11	69000
5	2.31	9.9	31.9	137.9	42.9	31	6900	87	4	5	1	3	20000
6	2.61	11	35.9	137.4	42.1	30.6	5800	81	9	1	3	6	15000

Anexo 9. Sexo y valores de la longitud total (LT), la longitud patrón (LP) y el peso total (PESO) de 9 ejemplares de verdillo, muestreados en la tercera captura correspondiente a la TNR (oct, 2014), en la localidad de Las Barrancas, B.C.S.

Pez	Sexo	LT (cm)	LP (cm)	PESO (g)
1	H	30	25.5	347
2	-	31	28	425
3	-	29	25.5	344
4	H	32	29.5	420
5	H	32	28	387
6	M	24.5	21.5	216
7	H	30.8	27.3	363
8	H	34	30.5	490
9	H	23.8	21	190
10	M	26.4	23	260
11	H	27	20.5	158
12	H	24	21.5	197
13	H	27.3	24.5	302
14	M	27.8	24	289
15	H	23.5	20.5	193
16	M	29	25.5	298
17	H	40	35	705

- Sexo no determinado