

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA

Facultad de Ciencias

Escuela Profesional de Biología - Microbiología

Evaluación de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos que influyen en la mortalidad de juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” en el Centro de Acuicultura Morro Sama - Tacna

TESIS

Presentada por:

Bach. Rocio del Pilar Saravia Ticona

Para optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO - MICROBIÓLOGO

TACNA - PERÚ

2019

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS No. 326

En la ciudad de Tacna, en el auditorium de la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann; siendo las 11:30 horas del día 13 de marzo del 2019, estando presente el jurado calificador nominado por Resolución de Facultad No. 9288-2019-FACI/UNJBG, conformado por los siguientes docentes:

Dr. DALADIER MIGUEL CASTILLO COTRINA	Presidente
Dr. PABLO JUAN FRANCO LEÓN	Secretario
Mgr. GIOVANNI ADEMHIR ARAGON ALVARADO	Miembro

Acto seguido, se dio lectura a la Resolución correspondiente, y del mismo modo se dio lectura al Artículo 22 del Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ciencias.

A continuación, el Presidente del Jurado instó a la Bachiller: Rocio del Pilar Saravia Ticona, a exponer la tesis titulada: Evaluación de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos que influyen en la mortalidad de juveniles de *Anisotremus scapularis* "Sargo" en el Centro de Acuicultura Morro Sama – Tacna.

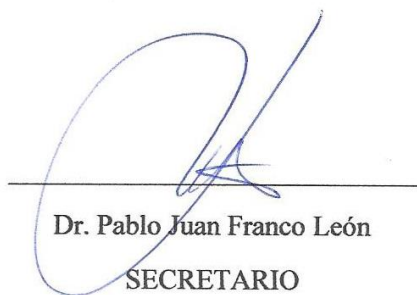
Siendo las 12:45 horas, la tesista concluye su exposición, luego se procedió a la formulación de las preguntas por parte de los miembros del jurado calificador. Terminando este proceso, se invitó a que los miembros del jurado emitan su calificación de acuerdo a reglamento. El promedio de la calificación dio el siguiente resultado: Aprobado por unanimidad, con el calificativo de Regular (13), de acuerdo al Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ciencias.

Siendo las 13:20 horas se dio por concluido el acto de sustentación de la tesis, firmando los señores miembros del jurado calificador, en señal de conformidad.



Dr. Daladier Castillo Cotrina

PRESIDENTE



Dr. Pablo Juan Franco León

SECRETARIO



Mgr. Giovanni Aragón Alvarado

MIEMBRO

DEDICATORIA

Dedico este trabajo, en primer lugar a Dios, que en todo momento me dio la fortaleza para creer en mí y no dejar que los inconvenientes de la vida me derrumben.

Gracias a mi madre por ser la persona que día a día nunca me dejó olvidar que tenía un compromiso que cumplir conmigo misma, el obtener mi título profesional.

Gracias a mi hermano por creer siempre en mí y apoyarme en todo lo que su tiempo le permitió; a mi cuñada y sobrina porque les robe por unos minutos a mi hermano.

A mis amigas de la infancia y de la universidad que siempre me apoyaron a pesar de las distancias físicas.

A los maestros, que cada vez que me veían en la universidad, me decían y tu título ¿para cuándo?

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mi más sincera gratitud a todas las personas y entidades que, han hecho posible la realización de este trabajo, y muy especialmente a FONDEPES Morro Sama y al proyecto de la universidad “Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: Corvina y Sargo en la región de Tacna”, a cargo del Ing. Luis Espinoza Ramos, quienes me brindaron las facilidades para llevar a cabo los trabajos para realizar esta Tesis.

A mi asesor, el Blgo. Victor Carbajal Zegarra, catedrático del Departamento de Biología; quien me brindó sus consejos, que hicieron posible la realización de este trabajo.

A mi familia y amigos, que han estado involucrados de múltiples formas en cada una de las partes que componen este trabajo.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

RESUMEN	xvi
ABSTRACT	xvii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Hipótesis.....	2
1.2. Objetivos	2
1.2.1. Objetivo general.	2
1.2.2. Objetivos específicos.....	2
II. MARCO TEÓRICO	4
2.1. Antecedentes	4
2.2. Situación Mundial y Peruana de la Acuicultura.....	6
2.3. La Acuicultura.....	7
2.4. Enfermedades en la Acuicultura	7
2.4.1. Enfermedades infecciosas.	7
2.4.2. Enfermedades no infecciosas.	9
2.5. Calidad del Agua en la Acuicultura	10
2.5.1. La temperatura.	10
2.5.2. La salinidad.	11
2.5.3. La intensidad lumínica.	11

2.5.4. El pH.	12
2.5.5. Oxígeno disuelto.	12
2.5.6. Coliformes termotolerantes.	13
2.6. El Sargo.....	13
2.6.1. Distribución y hábitat.	13
2.6.2. Hábitos.	13
2.6.3. Taxonomía.....	14
2.6.4. Morfología.	14
2.6.5. Sistema de cultivo del Sargo en el Centro de Acuicultura Morro Sama.	15
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
3.1. Área de Estudio y Material Biológico.....	17
3.1.1. Área de estudio.....	17
3.1.2. Adecuación del material biológico.....	18
3.2. Métodos de Evaluación de la Calidad del Agua	19
3.2.1. Evaluación de los parámetros fisicoquímicos del agua.....	19
3.2.2. Evaluación del parámetro microbiológico del agua.....	23
3.3. Métodos de Caracterización de las Alteraciones Morfológicas y de comportamiento de los Juveniles de Sargo	28

3.3.1. Caracterización de la morfología interna y externa de los juveniles de Sargo por el Examen de “VISU”.....	29
3.3.2. Caracterización del comportamiento de los juveniles de Sargo por el Examen de “VISU”.....	32
3.4. Determinación de la Flora Microbiana de los Juveniles de Sargo VIVOS.	32
3.4.1. Toma de muestra (Facultad de Ciencias del Mar, 1997).	32
3.4.2. Tinción Gram (Christian Gram, 1884).....	33
3.4.3. Aislamiento de bacterias (Collins, 2000).....	35
3.4.4. Prueba de la catalasa (Método del portaobjetos).....	36
3.4.5. Pruebas bioquímicas para cocos Gram positivos, según Bergey.	37
IV. RESULTADOS.....	39
4.1. Evaluación de la Calidad del Agua.	39
4.1.1. Evaluación de los parámetros fisicoquímicos del agua.....	39
4.1.2. Evaluación del parámetro microbiológico del agua.....	52
4.2. Caracterización de las Alteraciones morfológicas y de comportamiento de los Juveniles de Sargo	55
4.2.1. Caracterización de la morfología interna y externa de los juveniles de Sargo.....	55
4.2.2. Caracterización del comportamiento de los juveniles de Sargo.....	72
4.3. Determinación de la Flora Microbiana de los Juveniles de Sargo VIVOS.	74

V. DISCUSIÓN	76
VI. CONCLUSIONES.....	82
VII. RECOMENDACIONES.....	84
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	85
IX. ANEXOS	92

TABLAS

Tabla 1. Enfermedades en ambientes naturales y en cultivos.	8
Tabla 2. Salinidad (ppt) a las 08:00 horas.	43
Tabla 3. Salinidad (ppt) a las 20:00 horas.	44
Tabla 4. Resultados del análisis de fermentación de tubos múltiples, NMP para la numeración de Coliformes termotolerantes en agua.	53
Tabla 5. Juveniles de Sargo muestreados por tanque.	55
Tabla 6. Aspecto general del hígado de los juveniles de Sargo.	56
Tabla 7. Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo.	58
Tabla 8. Aspecto general del estómago e intestino de los juveniles de Sargo.	60
Tabla 9. Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo.	62
Tabla 10. Deformaciones de los juveniles de Sargo.	64
Tabla 11. Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo.	66
Tabla 12. Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo.	68
Tabla 13. Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo.	70
Tabla 14. Aspecto general de los juveniles de Sargo.	72
Tabla 15. Crecimiento de colonias en agar TSA 2% NaCl.	74
Tabla 16. Pruebas bioquímicas realizadas a las colonias aisladas de los juveniles de Sargo enfermos.	75
Tabla 17. Determinación de la temperatura (°C) de los tanques "A" y "B".	94
Tabla 18. Determinación de la salinidad (ppt) de los tanques "A" y "B".	95

Tabla 19. Determinación de la intensidad lumínica (lux) de los tanques "A" y "B".	96
Tabla 20. Determinación del pH de los tanques "A" y "B".	97
Tabla 21. Determinación del oxígeno disuelto (mg/L) de los tanques "A" y "B".	98

FIGURAS

Figura 1. Tuberías en el fondo marino.....	16
Figura 2. Tanque de cabecera.....	16
Figura 3. FONDEPES Morro Sama de Tacna.....	17
Figura 4. Tanque “A” ubicado en el galpón del área de engorde.....	18
Figura 5. Tanque “B” en el galpón del área experimental.....	19
Figura 6. Multiparámetro YSI 550A.....	20
Figura 7. Luxómetro HANNA 97500.....	21
Figura 8. EcoSense pH 100A.....	22
Figura 9. Toma de muestras de agua del tanque ubicado en el área de engorde.	24
Figura 10. Toma de muestras de agua del tanque ubicado en el área experimental.	25
Figura 11. Acondicionamiento de las muestras para su traslado a laboratorio... 25	
Figura 12. .Tubos con Caldo A-1 doble concentración inoculados con 10 mL de muestra; 5 tubos positivos.....	27
Figura 13. Tubos con Caldo A-1 simple concentración inoculados con 1 mL de muestra; 3 tubos positivos.....	27
Figura 14. Tubos con Caldo A-1 simple concentración inoculados con 0,1 mL de muestra; 1 tubo positivo.....	27
Figura 15. Colección de los juveniles de Sargo, con ayuda de la red colectora.	28
Figura 16. Esquema de la apertura de la cavidad abdominal.....	30

Figura 17. Apertura de la cavidad abdominal de un juvenil de Sargo.	31
Figura 18. Observación macroscópica interna de un juvenil de Sargo.	31
Figura 19. Crecimiento de colonias sembradas por estrías en agotamiento en agar TSA 2% NaCl.	33
Figura 20. Cocos Gram positivos.	34
Figura 21. Siembra en caldo BHI.	35
Figura 22. Crecimiento de colonias en Agar TSA 2% NaCl en tubo inclinado. .	36
Figura 23. Colonias catalasa negativo y catalasa positivo.	37
Figura 24. Beta hemolisis en Agar Sangre.	38
Figura 25. Pruebas de la Normalidad de la Temperatura.	40
Figura 26. Prueba de U de Nann Whitney para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.	41
Figura 27. Prueba de U de Nann Whitney para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.	41
Figura 28. Prueba de Levene para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.	42
Figura 29. Prueba de Levene para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.	42
Figura 30. Prueba de t-Student para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.	43

Figura 31. Prueba de t-Student para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.....	43
Figura 32. Pruebas de la Normalidad de la Intensidad Lumínica.	44
Figura 33. Prueba de U de Nann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.	45
Figura 34. Prueba de U de Nann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 12:00 horas.	45
Figura 35. Prueba de U de Nann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 16:00 horas.	46
Figura 36. Pruebas de la Normalidad del pH.	46
Figura 37. Prueba de U de Nann Whitney para el pH del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.....	47
Figura 38. Prueba de U de Nann Whitney para el pH del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.....	48
Figura 39. Pruebas de la Normalidad del Oxígeno Disuelto.....	49
Figura 40. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.	49
Figura 41. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.....	50
Figura 42. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.....	50

Figura 43. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.	51
Figura 44. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.	51
Figura 45. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.	51
Figura 46. Prueba de U de Nann Whitney para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.	52
Figura 47. Coliformes Termotolerantes (NMP).....	53
Figura 48. Distribución Normal de NMP de coliformes termotolerantes.....	54
Figura 49. Prueba de Kruskal Wallis para el NMP de coliformes termotolerantes del Tanque A, Tanque B y del ingreso de agua.	55
Figura 50. Aspecto General del Hígado de los juveniles de Sargo del Tanque A.	57
Figura 51. Aspecto General del Hígado de los juveniles de Sargo del Tanque B.	57
Figura 52. Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo del Tanque A. ...	59
Figura 53. Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo del Tanque B. ...	59
Figura 54. Aspecto general del Estómago e intestino de los juveniles de Sargo del Tanque A.	61

Figura 55. Aspecto general del Estómago e intestino de los juveniles de Sargo del Tanque B.	61
Figura 56. Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo del Tanque A.	63
Figura 57. Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo del Tanque B.	63
Figura 58. Deformaciones de los juveniles de Sargo del Tanque A.	65
Figura 59. Deformaciones de los juveniles de Sargo del Tanque B.	65
Figura 60. Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo del Tanque A.	67
Figura 61. Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo del Tanque B.	67
Figura 62. Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo del Tanque A.	69
Figura 63. Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo del Tanque B.	69
Figura 64. Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo del Tanque A.	71
Figura 65. Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo del Tanque B.	71
Figura 66. Aspecto General de los juveniles de Sargo del Tanque A.	73
Figura 67. Aspecto General de los juveniles de Sargo del Tanque B.	73

ANEXOS

Anexo 1. Índice del NMP al 95% de Confianza para varias Combinaciones de resultados positivos cuando se usan 5 tubos por dilución (10ml, 1ml, 0.1ml).....	92
Anexo 2. Ficha de datos para el Examen de "VISU" de juveniles de Sargo (Anisotremus scapularis)	93
Anexo 3. Datos de parámetros fisicoquímicos del tanque A y Tanque B.	94

RESUMEN

El objetivo del presente estudio consiste en la evaluación de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua de cultivo de los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”, en el Centro de Acuicultura Morro Sama durante los meses de octubre a noviembre del año 2017, en donde estos juveniles desarrollaron alteraciones como letargia, natación errática, aletas deshilachadas y aletas hemorrágicas, volviéndolos susceptibles a padecer patologías, llegando a presentar tasas de mortalidad de un 10 % durante los meses de junio a octubre del mismo año. La población total de los juveniles de Sargo se distribuyeron en dos tanques: tanque A con 2 500 juveniles con capacidad de 12 500 litros y el tanque B con 200 juveniles con una capacidad de 1 000 litros; de donde se evaluaron parámetros fisicoquímicos del agua como la temperatura, salinidad, intensidad lumínica, pH y oxígeno disuelto. Además de realizar la determinación y evaluación de coliformes termotolerantes en el agua, a través del método de Fermentación de Tubos Múltiples. Así también, de un total de 70 juveniles muestreados se realizó la caracterización de las alteraciones físicas internas y externas. Luego se determinó la flora microbiana posiblemente patógena de 33 juveniles de Sargo muestreados vivos. Los resultados obtenidos fueron que la baja oxigenación y la elevada presencia de coliformes termotolerantes en el agua, redujeron la calidad de la misma, así también se determinó como posible agente causante a *Streptococcus spp.*, cocos Gram positivos, catalasa negativos y beta hemolíticos.

Palabras clave: Acuicultura, *Anisotremus scapularis*, mortalidad, *Streptococcus spp.*, Morro Sama, Tacna.

ABSTRACT

The objective of the present study is the evaluation of the physicochemical and microbiological parameters of the water of culture of the juveniles of *Anisotremus scapularis* "Sargo", in the Center of Aquaculture Morro Sama during the months of October to November of the year 2017, where these juvenil developed alterations such as lethargy, erratic swimming, frayed fins and hemorrhagic fins, making them susceptible to pathologies, reaching mortality rates of 10% during the months of June to October of the same year. The total population of Sargo juveniles was distributed in two tanks: tank A with 2,500 juveniles with a capacity of 12,500 liters and tank B with 200 juveniles with a capacity of 1,000 liters; where water physicochemical parameters such as temperature, salinity, light intensity, pH and dissolved oxygen were evaluated. In addition to the determination and evaluation of thermotolerant coliforms in water, through the method of Fermentation of Multiple Tubes. Also, from a total of 70 sampled juveniles, the characterization of the internal and external physical alterations was carried out. Then the possibly pathogenic microbial flora of 33 juveniles of Sargo sampled alive was determined. The results obtained were that the low oxygenation and the high presence of thermotolerant coliforms in the water, reduced the quality of the same, likewise it was determined as possible causative agent to *Streptococcus spp.*, Gram positive cocci, catalase negative and beta hemolytic.

Key words: Aquaculture, *Anisotremus scapularis*, mortality, *Streptococcus spp.*, Morro Sama, Tacna.

I. INTRODUCCIÓN

Durante los meses de junio a noviembre del año 2017, en el Centro de Acuicultura Morro Sama de Tacna, se presentaron casos de mortalidad de juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”, los que iniciaron su ciclo biológico en cautiverio en Morro Sama, en donde se capturaron individuos adultos del medio natural, y se seleccionaron a los posibles reproductores que fueron aclimatados en tanques de cultivo, para posteriormente esperar el desove y fecundación espontánea, los huevos fecundados se trasladaron a tanques incubadoras de ambiente controlado hasta la eclosión larval, alevinaje y posterior obtención de los juveniles. Siendo en esta última etapa donde se presentaron hasta el 10 % de mortalidad de los juveniles, los que fueron cultivados en tanques con un sistema hídrico de flujo abierto, con agua filtrada extraída directamente del mar.

Las alteraciones que presentaron los peces antes de su muerte fueron la letargia, natación errática, aletas deshilachadas y aletas hemorrágicas; pero, para los miembros ejecutores del proyecto de cultivo del Sargo los principales sospechosos fueron los patógenos como virus, bacterias, hongos o parásitos. Razón por la cual se realizaron baños medicados con OTC, azul de metileno y formalina (tratamientos habitualmente empleados en la acuicultura). Sin embargo, la mortalidad de los juveniles persistió reduciendo la población inicial de estos.

Por lo cual, el objetivo del presente estudio, estuvo relacionado a la evaluación de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua de cultivo de los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”.

1.1.Hipótesis

Los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua influyen en *Anisotremus scapularis*, “Sargo” desarrollando alteraciones morfológicas y funcionales que los vuelven susceptibles a padecer patologías que incrementan las tasas de mortalidad a un 10 %, en el Centro de Acuicultura Morro Sama de Tacna.

1.2.Objetivos

1.2.1. Objetivo general.

Determinar si los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua, influyen en la mortalidad de los juveniles de “Sargo” *Anisotremus scapularis* cultivados en el Centro de Acuicultura Morro Sama.

1.2.2. Objetivos específicos.

- Evaluar los parámetros fisicoquímicos del agua de cultivo de juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”.
- Evaluar microbiológicamente el agua de cultivo de juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”.

- Caracterizar la morfología interna y externa de los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” que manifiesten alteraciones morfológicas y funcionales.
- Caracterizar el comportamiento presente en los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” que manifiesten alteraciones morfológicas y funcionales.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES

Las tasas de mortalidad en los cultivos de peces marinos en cautiverio, han propiciado una serie de estudios para determinar al agente causante de estas mortalidades, es así que en el año de 1999 en la IV región de Valdivia Chile, se pudo determinar al hongo *Exophiala salmonis* como el causante de la micosis presentada en “Turbot” (*Scophthalmus maximus*), los cuales manifestaron nódulos individuales y múltiples de consistencia blanda que se proyectaban desde la superficie de la piel, con una coloración rosada a roja (Godoy Gatica, 1999). Luego en los años 2009, 2012 y 2013 en Europa realizaron las investigaciones sobre las enfermedades parasitarias que se dieron en cultivos de “Sargo” que provocaron elevadas tasas de mortandad, de los cuales lograron aislar 7 especies de monogéneos, 17 tremátodos digenéticos, 1 especie de mixozoo, 1 acantocéfalos, 5 copépodos, 2 isópodos y 2 especies de crustáceos de muestras tomadas en branquias, intestinos, ciegos, cerebros y vesículas biliares de peces infectados (Ramos Baptista, 2013); mientras tanto en el Laboratorio Costero de Chimbote de Perú en el año 2014, los “Lenguados” (*Paralichthys adspersus*) padecieron un brote de Scuticociliatosis durante la etapa de cultivo de hatchery y engorde causada por ciliados histiófagos como *Miamiensis avidus*, el cual causo la mortandad del 70 % de los peces cultivados manifestando alteraciones en la natación, hiperpigmentación en el lado dorsal, despigmentación difusa sobre el dorso y en la

base del opérculo, aletas rasgadas hemorrágicas, abdomen abultado y prolapso del intestino (Medina, Sotil, Flores, & Fernandez, 2016). Así también, en el Centro “El Toruña” del Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera de Andalucía, durante los años 2003 al 2006 las especies de “Urta” (*P. auriga*), “Pargo” (*P. pagrus*) y “Sargo” (*D. sargus*), presentaron hemorragias en las aletas caudales, descamación, erosión de las aleta pectorales, exoftalmia, hígado hemorrágico, alto contenido en grasa visceral, esplenomegalia y hemorragias de tipo petequeial de donde se determinó al género *Vibrio* (*V. harveyi*, *V. fischeri*, *V. alginolyticus*, *V. splendidus* y *V. ichthyenteri*) y a una especie del género *Photobacterium* (*P. damsela* ssp. *damsela*) como los agentes causantes de mortandad (Labella, y otros, 2009); luego en dos granjas de cultivo de “Rodaballos” de la Costa Gallega de España, se realizó el aislamiento de la cepa bacteriana de *Enterovibrio nigricans*, que causó mortalidad en individuos de 20,3 gr a 73,5 gr, los cuales presentaron branquias pálidas, cavidad abdominal dilatada y hemorragias en aletas, músculo y riñón, patología que generó grandes pérdidas debido a la reducción en la tasa de crecimiento de los peces, la baja calidad de los mismos y además de incrementar los costos de producción por los gastos generados para los diversos tratamiento (Fuentes Edfut, y otros, 2009). Finalmente, en el verano del 2006 en el Instituto Canario de Ciencias Marinas, se dio la aparición del brote de una enfermedad en los juveniles de “Bocinegro” *Pagrus pagrus* y “Doradas” *Sparus aurata* de 20 gr de peso, que presentaban letargia, anorexia, natación

errática, exoftalmia y muerte súbita, con una tasa mortalidad de 25 % y 10 % respectivamente; mediante el estudio realizado se determinó como agente causal a *Streptococcus iniae*, que en las últimas décadas se convirtió en un patógeno acuático importante que ya afectó a más de 34 especies de peces causando grandes pérdidas en cultivos de todo el mundo (El Aamri, 2013).

2.2. SITUACIÓN MUNDIAL Y PERUANA DE LA ACUICULTURA

Según la FAO en el último decenio, la producción de la pesca de captura se ha mantenido en una fase estable, mientras que la acuicultura ha tenido un crecimiento mayor a la pesca. En el año 2014 la acuicultura alcanzó un hito al superar el suministro de pescado proveniente del cultivo al del medio natural. Además, Asia es considerado como el principal productor acuícola seguido de América, África, Europa y Oceanía (FAO, 2016). Así también se tiene la información del Fish Stat Plus de la FAO, que los principales países americanos acuicultores para el 2009 fueron Chile con 38,4 %, Brasil con 21 %, México con 14,4 %, Ecuador con 11 % y el Perú con un 3,9 % (Mendoza, 2011).

Para el Perú, la situación actual de la acuicultura está cimentada en los estudios realizados con apoyo de la FAO, que brindan la visión de un país acuícola; principalmente representada por el cultivo de *Argopecten purpuratus* “Concha de abanico” y *Litopenaeus vannamei* “langostino”, que son realizadas en Piura y Tumbes respectivamente. En nuestro país se plantea potencializar la acuicultura con la inclusión de nuevas especies de algas marinas, peces marinos y otros recursos

hidrobiológicos bentónicos, que podrían realizarse en regiones como Tumbes, Piura, La Libertad, Áncash, Lima Ica, Moquegua y Tacna (PRODUCE, 2010).

2.3. LA ACUICULTURA

Nació de la necesidad de cubrir la demanda de pescado como alimento, el cual era principalmente abastecido por la captura de peces salvajes. A nivel mundial la acuicultura se ha dividido en dos secciones, una que utiliza aguas continentales y otra con aguas marinas y costeras.

Para una acuicultura sustentable, se debe llevar un adecuado Plan de Sanidad Acuícola, para la prevención y control de enfermedades causadas por diferentes factores: biológicos, fisicoquímicos, nutricionales y denso-dependientes (FAO, 2011). Por lo tanto, la enfermedad de los peces en la acuicultura, es un factor limitante del potencial productivo y de la rentabilidad comercial de las empresas acuícolas (Torroella, 1988). Y el agua es considerada como el principal elemento en la acuicultura, por lo tanto, es importante tener controlado parámetros como: temperatura, oxígeno disuelto, turbidez y color, dureza, pH, materia orgánica y desechos nitrogenados (Andres Pulido & Iregui C., 2008/2009).

2.4. ENFERMEDADES EN LA ACUICULTURA

2.4.1. Enfermedades infecciosas.

Los agentes causales de estas enfermedades son las bacterias, parásitos, hongos y virus. Sin embargo, estos no son los únicos factores determinantes para el desarrollo de la enfermedad. Los hospederos susceptibles, organismos

patógenos y condiciones ambientales propicias, son los tres factores que determinan el desarrollo de la enfermedad. (Herman, 2009).

A su vez, este tipo de enfermedad puede clasificarse en aquellas causadas por agentes patógenos específicos u obligados, que son los que están en contacto directo con el hospedero; y las causadas por agentes patógenos no específicos, facultativos u oportunistas, que solo desencadenan la enfermedad cuando las condiciones como la calidad de agua y debilidad de los peces, le son propicias (Torroella, 1988) (FAO, 2011).

Las enfermedades infecciosas en la acuicultura se presentan con mayor probabilidad que en los de ambientes naturales; tal como lo menciona Enrique Mateo Salas, 2012 (ver Tabla 1).

Tabla 1.

Enfermedades en Ambientes Naturales y en Cultivos.

Características	Ambientes naturales	Ambientes de cultivo
Factor de dilución del patógeno	Patógeno está muy diluido	Patógeno está muy concentrado
Presencia de estrés	Casi inexistente	Muy elevada
Calidad del agua	Muy buena o buena	Deficiente
Parásitos de ciclo directo	Rara causa de enfermedades	Comunes: causan epizootias
Parásitos de ciclo indirecto	Muy comunes	Son raros (excepto en jaulas)

Fuente: Mateo Salas, Enrique (2012). *Naturaleza de las enfermedades de las Truchas: Enfermedades Infecciosas*. (Diapositiva 12). Instituto del Mar del Perú. Lima-Perú.

2.4.2. Enfermedades no infecciosas.

En este tipo de enfermedades, al no tener un agente infeccioso, su identificación se limita al reconocimiento de los signos y síntomas clínicos, no obteniéndose una metodología específica de diagnóstico; sin embargo, los cambios de comportamiento de la población, son los principales indicadores de una enfermedad (Leatherland & Woo, 2010) .

Son clasificadas de diversas maneras según los autores, tales como: de tipo genético, nutricional o funcional (Rodríguez Gutiérrez, Rodríguez Cázares, Monroy García, & Mata Sotres, 2001). Medioambientales, nutricionales, tumorales y malformaciones (Fundación Alfonso Martín Escudero, 2000). Enfermedades debidas a causas intrínsecas, nutrición deficiente, ambiente adverso y a lesiones físicas (Torroella, 1988). Todas estas clasificaciones, Enrique Mateo Salas, investigador peruano en el campo de Patología acuática, las considera como hereditarias y ambientales.

Dentro de las causas de enfermedades ambientales están:

- Contaminación por vertederos municipales, relaves mineros, insecticidas agrícolas.
- Cambios atmosféricos por lluvias ácidas, nubosidad, radiación solar, temperatura.
- Manipulación con un estrés severo.
- Lesiones hepáticas, lesiones renales por medicación.

- Alimentación con deficiencia o exceso de una vitamina o nutriente.
- Mala calidad del agua a causa de densidades elevadas.

Siendo esta última la causa principal, al ser el medio en el cual se realizan los cultivos de peces.

2.5. CALIDAD DEL AGUA EN LA ACUICULTURA

Para todo cultivo de especies hidrobiológicas, el agua es el elemento fundamental para la obtención de una buena producción. Es por eso, que la sanidad acuícola vela por mantener el equilibrio de todos los parámetros fisicoquímicos y biológicos del agua; porque, al romperse tal equilibrio, los peces entran en un estado de estrés, siendo susceptibles a organismos patógenos presentes en el medio (Pulido B. & Iregui C., 2008/2009) (Meyer, 2004).

Los parámetros fisicoquímicos importantes a considerar en el agua son: la temperatura, salinidad, intensidad lumínica, pH y oxígeno disuelto; y los parámetros microbiológicos como los coliformes termotolerantes (Castelló Orvay, 1993) (MINAM, 2017).

2.5.1. La temperatura.

La temperatura del agua es el parámetro que influye en los procesos metabólicos de los peces como la respiración y nutrición. Cuando se da un aumento de temperatura, se disminuye la concentración de oxígeno disuelto; cuando los peces no están en el rango óptimo de temperatura, suelen reducir su

apetito. Además, es importante considerar que los peces no presentan la capacidad de regular su temperatura corporal, sino que dependen del medio acuático en el que viven; por lo que manifiestan poca tolerancia a los cambios repentinos y cortos, generando una situación de estrés (Rodríguez Gómez & Anzola Escobar, 2001).

2.5.2. La salinidad.

La salinidad corresponde a la concentración de todos los iones disueltos en el agua. Un aumento en la salinidad del agua incrementa proporcionalmente la presión osmótica, por tal motivo los peces soportan grados de salinidad según sus requerimientos de presión osmótica. Los peces de agua de mar, en sus fluidos corporales presentan sales más diluidas que en el agua. Por tanto, mientras los peces pierden agua a través de la piel y branquias, debido a una entrada excesiva de sales por difusión, la compensan bebiendo agua de mar. Agua que contiene entre 35 000 a 36 000 ppm (35 a 36 ppt) de sal, equivalente a unos 35 kilos de sal por cada metro cúbico de agua (Rodríguez Gómez & Anzola Escobar, 2001).

2.5.3. La intensidad lumínica.

La luz puede actuar de múltiples maneras sobre el desarrollo de los peces, asociada con otros factores ambientales, como la temperatura y los ritmos internos del pez. La luz estimula la respuesta pituitaria, el sistema endocrino y simpático. Su periodicidad natural induce la producción de la hormona de

crecimiento y otros esteroides anabólicos, y puede influenciar en la actividad locomotora asociada a la estimulación tiroidea (Rodríguez Gómez & Anzola Escobar, 2001).

2.5.4. El pH.

Es la concentración de hidrogeniones que caracteriza a las aguas como ácidas o alcalinas. El pH apto para la mayoría de peces está comprendido entre 6 a 9, por debajo de estos valores, la productividad reduce. Este parámetro es importante controlar en la acuicultura, debido a que las aguas ácidas, irritan las branquias de los peces, las cuales tienden a cubrirse de moco llegando en algunos casos a la destrucción histológica del epitelio. Así mismo, la presencia de dióxido de carbono acidifica más el agua, causando alteraciones en la osmorregulación y acidificando la sangre, llegando a provocar la muerte por asfixia (Rodríguez Gómez & Anzola Escobar, 2001).

2.5.5. Oxígeno disuelto.

Este parámetro es fundamental, porque es vital para la oxigenación y el consumo de alimento, que beneficia al crecimiento de los peces. Su presencia en el medio disminuye, según como la temperatura del agua aumente, además un incremento de la salinidad también lo disminuye (Rodríguez Gómez & Anzola Escobar, 2001).

2.5.6. Coliformes termotolerantes.

Se denominan organismos coliformes a las bacterias Gram negativas en forma de bastoncillos, que fermentan la lactosa a 44-45 °C produciendo ácido, gas y aldehído en un período de 24 a 48 horas. Son oxidasa negativa y no forman esporas. La finalidad de la prueba de coliformes, no es detectar contaminación fecal, sino examinar la calidad sanitaria del agua (Arcos, Ávila, & Estupiñán, 2005).

2.6. EL SARGO

2.6.1. Distribución y hábitat.

El “Sargo” *Anisotramus scapularis*, es un pez marino distribuido en las regiones templadas del Pacífico oriental en el hemisferio sur desde Manta (Ecuador), Antofagasta (Chile), incluyendo las Islas Coco y Galápagos (Chirichigno & Cornejo, 2001) (IMARPE, 2015).

Esta especie bentopelágica y carnívora, cumple una importante interacción en las comunidades litorales marinas, ya que utiliza recursos tróficos tanto de ambientes arenosos como rocosos donde forman cardúmenes desde los 3 a 30 metros (Iannacone & Alvariano, 2012).

2.6.2. Hábitos.

Es un depredador nocturno. Sus hábitos alimenticios cambian de omnívoros en su estadio juvenil, donde consumen macroalgas e invertebrados menores; y

al pasar al estadio adulto se vuelven mayormente carnívoros (Cota Mamani, 2016).

2.6.3. Taxonomía.

Clase:	Actinopterygii
Orden:	Perciformes
Familia:	Haemulidae
Género:	Anisotremus
Especie:	<i>Anisotremus scapularis</i> (Tschudi, 1846)

2.6.4. Morfología.

Los adultos se caracterizan por poseer un cuerpo alto y robusto, cabeza convexa y boca pequeña, baja y terminal. El color de la región dorsal y lateral del cuerpo es plateado; la región ventral es de color blanco o plomo claro.

Sus escamas son grandes con manchas oscuras en sus márgenes anteriores, las cuales le dan una apariencia de bandas oblicuas.

Las espinas anteriores de las aletas dorsal y anal son más largas que las espinas posteriores, lo que da a estas aletas una forma triangular. La aleta anal posee espinas gruesas, la segunda espina es más larga y fuerte que la tercera. Las aletas pélvicas se encuentran posterior a la base de las aletas pectorales, que son puntiagudas. La aleta caudal posee el lóbulo superior ligeramente más grande que el inferior (Kong Urbina & Castro Fuentes, 2002)

2.6.5. Sistema de cultivo del Sargo en el Centro de Acuicultura Morro Sama.

Los reproductores de “Sargo” *Anisotremus scapularis*, fueron capturados del litoral tacneño; los que por medio de una etapa de aclimatación se trasladaron a un tanque con un sistema hídrico de flujo abierto, con agua filtrada extraída directamente del mar. Posterior a esta etapa, se consiguió el desove natural de los reproductores y los huevos fecundados se llevaron al área de Hatchery, donde se trabajó con el agua de mar prefiltrada y esterilizada con irradiación ultravioleta. En esta área se llevó a cabo la incubación en tanques con recambios de agua diariamente, hasta obtener las larvas, alevines y juveniles; siendo estos últimos trasladados al área de engorde con un sistema hídrico de flujo abierto y agua filtrada.

En Morro Sama, durante todo el ciclo biológico del “Sargo” logrado hasta el momento de la obtención de los juveniles, no se presentaron casos de mortalidad de los individuos; sin embargo, al llegar al área de engorde se comenzó a evidenciar alteraciones morfológicas y funcionales de los “Sargos”, que llegaron a desencadenar mortalidad en un 10 % al inicio, la cual fue disminuyendo gradualmente.

El abastecimiento del agua, en el Centro de Acuicultura Morro Sama, es a través de un sistema de tuberías tendidas en el fondo marino, el agua es succionada, pasando por un filtro de mallas anchoveteras, hasta llegar a unos

pozos instalados cerca a la orilla, de donde el agua es bombeada hacia un tanque de cabecera de concreto; de allí el agua fluye por gravedad hacia los tanques de cultivo. El propósito de este tanque es evitar la sobresaturación de gases y propiciar la sedimentación de partículas.



Figura 1. Tuberías en el fondo marino.
Fuente: Elaboración propia



Figura 2. Tanque de cabecera.
Fuente: Elaboración propia

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. ÁREA DE ESTUDIO Y MATERIAL BIOLÓGICO

3.1.1. Área de estudio

El trabajo se realizó en el Centro de Acuicultura Morro Sama ubicado en la localidad de Morro Sama, distrito de Sama Las Yaras, provincia de Tacna en la región Tacna; la cual pertenece a la Dirección General de Capacitación y Desarrollo Técnico en Acuicultura, de FONDEPES.



Figura 3. FONDEPES Morro Sama de Tacna.
Fuente: Elaboración propia

3.1.2. Adecuación del material biológico

La población de juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” estaba distribuida en dos tanques circulares de acero galvanizado recubiertos con liner de PVC:

- Tanque A: de 12 500 litros de volumen, con 2 500 juveniles, ubicado en el galpón del área de engorde.
- Tanque B: de 1 000 litros de volumen, con 200 juveniles, ubicado en el galpón del área experimental.



Figura 4. Tanque “A” ubicado en el galpón del área de engorde.
Fuente: Elaboración propia



Figura 5. Tanque “B” en el galpón del área experimental.
Fuente: Elaboración propia

3.2. MÉTODOS DE EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL AGUA

3.2.1. Evaluación de los parámetros fisicoquímicos del agua.

3.2.1.1. Evaluación de la Temperatura por el Método APHA 2550.B (2005).

Procedimiento:

- 1º.** Se presionó el botón de encendido y apagado del equipo Multiparámetro YSI 550A y se sumergió la sonda en la columna de agua, manteniéndola a una profundidad de 25 cm por debajo de la superficie.
- 2º.** Se agitó continuamente la sonda en la columna de agua.
- 3º.** Se dejó que la lectura de temperatura se estabilice; se observó y registró las lecturas.
- 4º.** Luego de realizar la lectura, se presionó el botón de encendido y apagado del equipo.

Frecuencia:

Se realizó la lectura de la temperatura cada 6 horas: 02:00 h, 08:00 h, 14:00 h y 20:00 h.



Figura 6. Multiparámetro YSI 550A.

Fuente: Elaboración propia

3.2.1.2. Evaluación de la Salinidad por el método APHA 2520.B (2005).

Procedimiento:

- 1°. Se presionó el botón de encendido y apagado del equipo Multiparámetro YSI 550A y se insertó la sonda en la columna de agua, manteniéndola a una profundidad de 25 cm por debajo de la superficie.
- 2°. Se agitó continuamente la sonda en la columna de agua.
- 3°. Se dejó que el sensor se estabilice; se observó y registró las lecturas.
- 4°. Luego de realizar la lectura, se presionó el botón de encendido y apagado del equipo.

Frecuencia:

Se realizó la lectura de la salinidad cada 12 horas: 08:00 h y 20:00 h.

3.2.1.3. Evaluación de la Intensidad Lumínica con luxómetro HANNA 97500

Procedimiento:

- 1°. Se ubicó la fuente de luz y se determinó ese punto para realizar la medición.
- 2°. Se colocó el sensor de luz del equipo Luxómetro HANNA 97500, a una distancia de 3 centímetros de la superficie del agua.
- 3°. Se presionó el botón de encendido y apagado del medidor y se esperó aproximadamente 1 segundo a que la lectura se estabilice.
- 4°. Se dejó estabilizar el sensor y registró las lecturas.

Frecuencia:

Se realizó la lectura de luz cada 4 horas: 08:00 h, 12:00 h y 16:00 h.



Figura 7. Luxómetro HANNA 97500.

Fuente: Elaboración propia

3.2.1.4. Evaluación del pH por el método APHA 4500+H.B (1992).

Procedimiento:

- 1°. Se presionó el botón de encendido y apagado del equipo EcoSense pH 100A y se insertó la sonda en la columna de agua, manteniéndola a una profundidad de 25 cm por debajo de la superficie.
- 2°. Se agitó continuamente la sonda en la columna de agua.
- 3°. Se dejó que la lectura de pH se estabilice; se observó y registró las lecturas.
- 4°. Luego de realizar la lectura, se presionó el botón de encendido y apagado del equipo y se enjuagó con agua destilada la sonda del equipo.

Frecuencia:

Se realizó la lectura de pH cada 12 horas: 08:00 h y 20:00 h.



Figura 8. EcoSense pH 100A.
Fuente: Elaboración propia

3.2.1.5. Evaluación del oxígeno disuelto por el método electrométrico.

Procedimiento:

- 1°. Se presionó el botón de encendido y apagado del equipo Multiparámetro YSI 550A y se insertó la sonda en la columna de agua, manteniéndola a una profundidad de 25 cm por debajo de la superficie.
- 2°. Se agitó continuamente la sonda en la columna de agua.
- 3°. Se dejó que la lectura de oxígeno disuelto se estabilice; se observó y registró las lecturas.
- 4°. Luego de realizar la lectura, se presionó el botón de encendido y apagado del equipo y se enjuagó con agua destilada la sonda del equipo.

Frecuencia:

Se realizó la lectura del oxígeno disuelto cada 6 horas: 02:00 h, 08:00 h, 14:00 h y 20:00 h.

3.2.2. Evaluación del parámetro microbiológico del agua.

3.2.2.1. Toma de muestras.

En frascos de vidrio de 250 mL se recolectaron muestras de agua obtenidas de las tuberías de ingreso de agua de mar y el agua de los tanques ubicados en el área de engorde y experimental; con una frecuencia de cada 7 días, tiempo en el cual se ejecutaba la limpieza.

Su limpieza consistía en levantar el tubo de control de nivel de agua del tanque o “pipa”, con la finalidad de evacuar el agua con mayor velocidad y así se producía la eliminación de los sedimentos de los tanques (restos de alimento, excretas, etc.), esta operación se realizaba con ayuda de una escoba, teniendo el cuidado de no producir un mayor estrés a los peces.

Las muestras fueron transportadas a laboratorio, dentro de un cooler con refrigerantes por debajo de los 10 °C.



Figura 9. Toma de muestras de agua del tanque ubicado en el área de engorde.
Fuente: Elaboración propia



Figura 10. Toma de muestras de agua del tanque ubicado en el área experimental.
Fuente: Elaboración propia



Figura 11. Acondicionamiento de las muestras para su traslado a laboratorio.
Fuente: Elaboración propia

3.2.2.2. Procesamiento de las muestras.

El procesamiento de las muestras se realizó con el método de Fermentación de Tubos Múltiples del Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 21th edition, 2005, parte 9221B,E y 9221 F1.

El método consistió en inocular 10 mL de muestra en 5 tubos con Caldo A-1 de doble concentración; 1 mL y 0,1 mL de muestra en 5 tubos por cada volumen de muestra en Caldo A-1 de simple concentración, obteniendo un total de 15 tubos, que se llevaron a pre-incubar por 3 horas a $35 \pm 0,5$ °C, pasado ese tiempo se incubó a $44,5 \pm 0,2$ °C por 21 horas, con esto se completó las 24 horas de incubación.

Las lecturas se realizaron de los tubos positivos que presentaron gas y turbidez.

Con el código de números de tubos positivos que se obtuvieron al finalizar la prueba confirmativa se procedió a buscar en la tabla de Número Más Probable (Anexo 1).

El resultado final se expresó como NMP/100 mL; luego se procedió a determinar si estos datos superaban o no los LMP (≤ 30 NMP/100 mL) establecidos en la categoría C2: Extracción y cultivo de otras especies hidrobiológicas en aguas marino costeras, del ECA del agua según D.S. N°004-2017-MINAM.

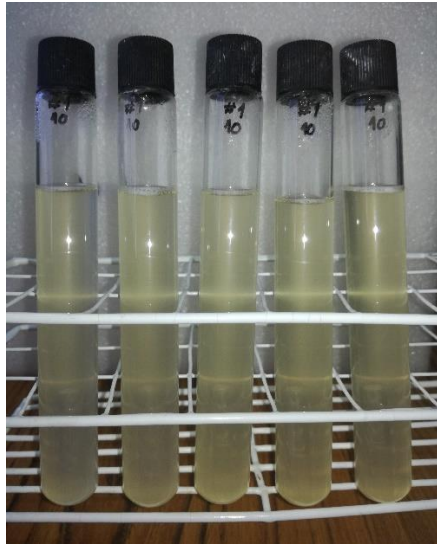


Figura 12. Tubos con Caldo A-1 doble concentración inoculados con 10 mL de muestra; 5 tubos positivos.
Fuente: Elaboración propia



Figura 13. Tubos con Caldo A-1 simple concentración inoculados con 1 mL de muestra; 3 tubos positivos.
Fuente: Elaboración propia



Figura 14. Tubos con Caldo A-1 simple concentración inoculados con 0,1 mL de muestra; 1 tubo positivo.
Fuente: Elaboración propia

3.3. MÉTODOS DE CARACTERIZACIÓN DE LAS ALTERACIONES MORFOLÓGICAS Y DE COMPORTAMIENTO DE LOS JUVENILES DE SARGO

La muestra obtenida fue evaluada por el Examen de “VISU”, según la metodología utilizada por José Ignacio Navas Triano del Centro de Agua del Pino – IFAPA: Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera de España. Se realizó los exámenes tanto a los peces enfermos aún vivos y a los recolectados muertos.

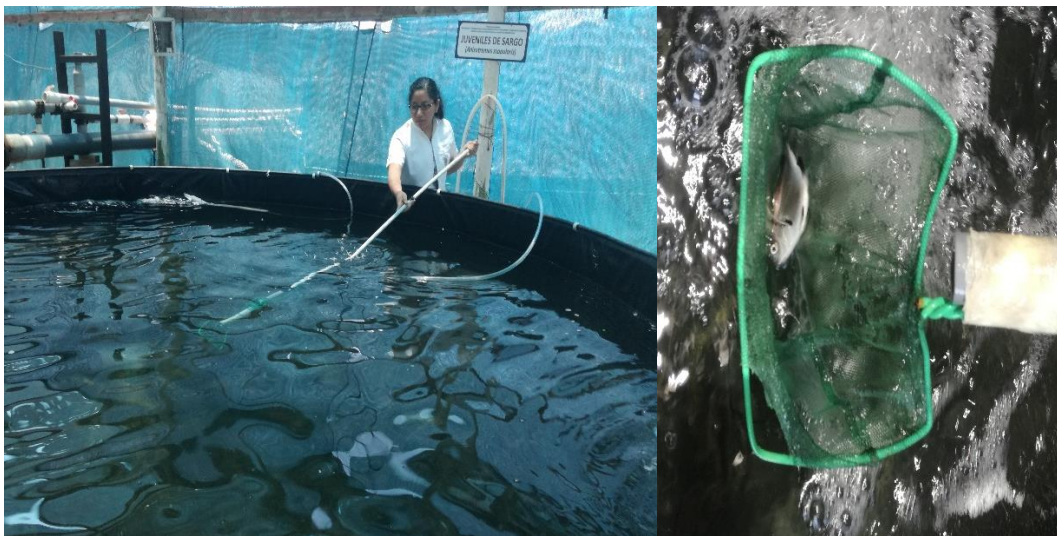


Figura 15. Colección de los juveniles de Sargo, con ayuda de la red colectora.
Fuente: Elaboración propia

3.3.1. Caracterización de la morfología interna y externa de los juveniles de Sargo por el Examen de “VISU”.

Se basó en la observación directa in vivo de las alteraciones morfológicas y fisiológicas, que aportaron información esencial del estado de salud de los peces (Navas Triano, 2012).

3.3.1.1. Sintomatología externa.

La evaluación de los peces enfermos vivos y muertos se realizó con la ayuda de una ficha de datos, donde se registraron los posibles síntomas externos (Anexo 2). Los peces evaluados vivos fueron todos aquellos que presentaron alguna alteración morfológica y/o funcional.

3.3.1.2. Sintomatología interna.

Para los especímenes muestreados aún vivos se realizó su sacrificio realizando un corte a la altura de la primera vertebra (Malta, Thatcher, & Varella, 1982), mientras que a los muertos se les apertura directamente la cavidad abdominal.

Apertura de la cavidad abdominal:

- 1°. Se desinfectó el bisturí con alcohol de 70° y se flameo.
- 2°. Se desinfectó la superficie del pez frotándola con un algodón humedecido con alcohol de 70 °C hasta que quedó ligeramente opaca.

- 3°. Se cortó una aleta lateral con unas tijeras, se realizó una incisión con el bisturí en el punto de intersección entre la línea media ventral y la perpendicular a la misma desde la aleta cortada.
- 4°. Con unas tijeras, y empezando por la incisión se comenzó a cortar por dicha perpendicular hacia la parte dorsal hasta encontrar cierta resistencia, seguidamente se realizó un corte a lo largo de la línea media ventral hasta el ano, pero sin llegar a él.
- 5°. Se levantó la zona cortada con la ayuda de unas pinzas, separándola de la masa visceral.
- 6°. Finalmente, se hizo un corte de la porción de la pared corporal levantada.

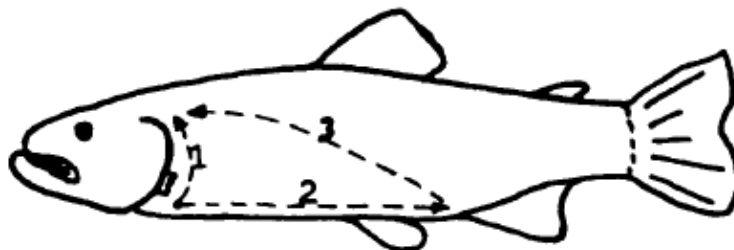


Figura 16. Esquema de la apertura de la cavidad abdominal.

Fuente: Elaboración propia

Estudio macroscópico interno:

Con la ayuda de una ficha de datos con sintomatologías internas (Anexo 2), se registraron el aspecto general de los órganos: color, consistencia, puntos hemorrágicos, inflamaciones, pústulas, presencia o ausencia de comida o mucus

en el estómago e intestinos. Los órganos fueron colocados en placas Petri con agua destilada estéril para examinarlos al estereoscopio.



Figura 17. Apertura de la cavidad abdominal de un juvenil de Sargo.
Fuente: Elaboración propia

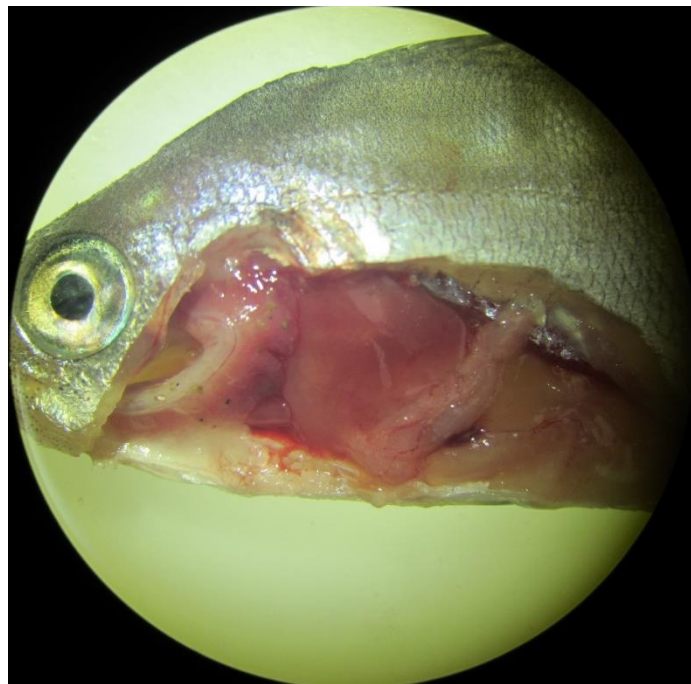


Figura 18. Observación macroscópica interna de un juvenil de Sargo.
Fuente: Elaboración propia

3.3.2. Caracterización del comportamiento de los juveniles de Sargo por el Examen de “VISU”.

Se basó en la observación directa de los peces enfermos vivos que presentaron alteraciones morfológicas, para lo cual se utilizó una ficha de datos tal como del anexo 2, donde se registraron los comportamientos adoptados por los juveniles (Navas Triano, 2012).

3.4. DETERMINACIÓN DE LA FLORA MICROBIANA DE LOS JUVENILES DE SARGO VIVOS.

3.4.1. Toma de muestra (Facultad de Ciencias del Mar, 1997).

- 1°. Se esterilizó un asa de col (de platino) con la llama de un mechero.
- 2°. Se realizó una punción directa en los órganos del pez (branquias, hígado, bazo e intestino).
- 3°. Se sembró por duplicado en placas conteniendo TSA 2 % NaCl, por estría en agotamiento.
- 4°. Se incubó a 35 °C por 96 horas (5 días).



Figura 19. Crecimiento de colonias sembradas por estrías en agotamiento en agar TSA 2%NaCl.
Fuente: Elaboración propia

3.4.2. Tinción Gram (Christian Gram, 1884).

- 1°. En una lámina portaobjeto se añadió una gota de agua destilada.
- 2°. Con un asa de col esterilizada se tomó un inóculo de la colonia y se extendió por toda la lámina.
- 3°. Se dejó secar el frotis en una superficie plana. Una vez seco se pasó 3 veces por la llama de un mechero, se dejó enfriar la lámina.
- 4°. Se colocó la lámina sobre un soporte de tinción y se cubrió la superficie con solución de cristal violeta. Se coloreó por un minuto y se lavó con agua destilada.

- 5°. Se cubrió la lámina con lugol de Gram durante un minuto; se lavó con agua destilada.
- 6°. Se sostuvo el portaobjetos entre el pulgar y el índice y se bañó la superficie con unas gotas de alcohol acetona hasta que dejó de arrastrar más colorante violeta.
- 7°. Se lavó con agua destilada y se colocó nuevamente sobre el portaobjetos.
- 8°. Se cubrió la superficie con safranina durante un minuto. Se lavó con agua destilada.
- 9°. Se dejó secar la lámina y se observó en un microscopio con objetivo 100X de inmersión.

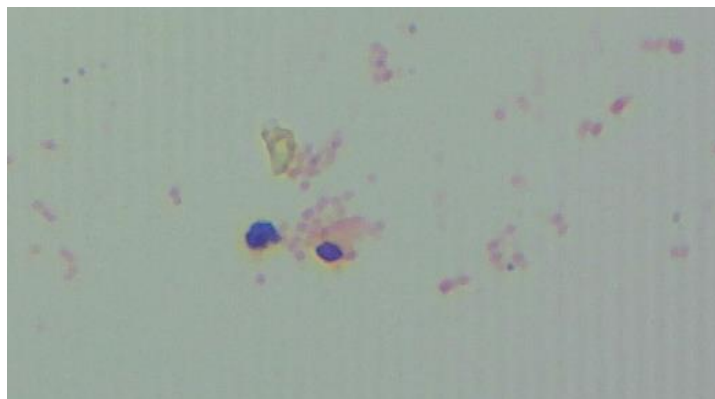


Figura 20. Cocos Gram positivos.
Fuente: Elaboración propia

3.4.3. Aislamiento de bacterias (Collins, 2000).

- 1°. Con un asa esterilizada se tomaron las cepas seleccionadas.
- 2°. Se sembraron en caldo BHI y se incubaron por 24 horas a 34 °C.
- 3°. Al término de este tiempo se tomó un inóculo del caldo de cultivo y se sembraron por estrías en un nuevo TSA 2 % NaCl en tubo inclinado, y se incubaron por 24 horas a 34 °C.



Figura 21. Siembra en caldo BHI.

Fuente: Elaboración propia



Figura 22. Crecimiento de colonias en Agar TSA 2%NaCl en tubo inclinado.

Fuente: Elaboración propia

3.4.4. Prueba de la catalasa (Método del portaobjetos).

- 1°. Con un asa de col en aguja se recogió el centro de la colonia pura de 18 a 24 horas y se colocó sobre un portaobjetos de vidrio limpio.
- 2°. Se agregó una gota de H_2O_2 (peróxido de hidrógeno) al 30 % sobre el organismo del portaobjetos, usando un gotero.
- 3°. Se observó la inmediata formación de burbujas (liberación de gas) y se registró el resultado.

Interpretación.

- Prueba positiva: formación inmediata de burbujas bien visibles (formación de O₂).
- Prueba negativa: no hay formación de burbujas (no se forma O₂).



Figura 23. Colonias catalasa negativo y catalasa positivo.
Fuente: Elaboración propia

3.4.5. Pruebas bioquímicas para cocos Gram positivos, según Bergey.

Prueba del hemolisis en agar Sangre.

- 1°. Con un asa de col esterilizada se recogió el centro de la colonia pura de 18 a 24 horas y se sembró por estrías en una placa con Agar Sangre.
- 2°. Se incubó por 24 horas a 34 °C.

Interpretación.

- Alfa hemolisis: halo verdoso alrededor de la colonia. Lisis parcial de glóbulos rojos.

- Beta hemolisis: halo transparente alrededor de la colonia. Lisis completa de glóbulos rojos.
- Gamma hemolisis: no hay hemolisis.



Figura 24. Beta hemolisis en Agar Sangre.

Fuente: Elaboración propia

IV. RESULTADOS

4.1. EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL AGUA.

4.1.1. Evaluación de los parámetros fisicoquímicos del agua.

Durante 56 días se evaluaron los parámetros fisicoquímicos de temperatura, salinidad, intensidad lumínica, pH y oxígeno disuelto; como se evidencia en el anexo 3 (Tablas 24, 25, 26, 27 y 28 respectivamente); que permite determinar sus estadísticos descriptivos a través del paquete estadístico IBM SPSS *Statistics 23*: Normalidad y diferencia de Medias, para evaluar el comportamiento de cada uno de los parámetros que influenciaron los casos de mortalidad de los juveniles de Sargo.

4.1.1.1. Evaluación de la temperatura.

En el Figura 25 se muestran los niveles de significancia del parámetro de temperatura obtenidos con la Prueba de Kolmogorov-Smirnov (prueba de Normalidad aplicada a base de datos mayores a 50), que permite determinar estadísticamente el tipo de distribución de los datos obtenidos de cada temperatura evaluada. Los valores de las temperaturas a las 08:00 y 14:00 horas presentan una distribución No Normal o No paramétrica, siendo que sus valores de significancia son menores a 0,05; también se observa que los valores de las temperaturas a las 20:00 y 02:00 horas presentan una distribución Normal o Paramétrica, ya que sus valores de significancia son mayores a 0,05.

Temperatura evaluada a las:	Kolmogorov-Smirnov ^a		
	Estadístico	gl	Sig.
08:00 horas	0,116	112	0,001
14:00 horas	0,120	112	0,000
20:00 horas	0,081	112	0,067
02:00 horas	0,058	112	0,200*

*. *Esto es un límite inferior de la significación verdadera.*

a. *Corrección de significación de Lilliefors*

Figura 25. Pruebas de la Normalidad de la Temperatura.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

En las Figuras 26 y 27 se muestran los niveles de significancia del parámetro de temperatura evaluado por la Prueba U de Mann Whitney (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución No Normal o No Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que la temperatura a las 08:00 y 14:00 horas en los

tanques A y B se mantuvieron iguales, ya que su valor de significancia es mayor a 0,05, por lo cual la temperatura a dichas horas no influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Estadísticos de prueba ^a	T° 08:00 horas
U de Mann-Whitney	1557,500
W de Wilcoxon	3153,500
Z	-0,061
Sig. asintótica (bilateral)	0,951

a. Variable de agrupación: 08:00 horas.

Figura 26. Prueba de U de Nann Whitney para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Estadísticos de prueba ^a	T° 14:00 horas
U de Mann-Whitney	1465,500
W de Wilcoxon	3061,500
Z	-0,597
Sig. asintótica (bilateral)	0,551

a. Variable de agrupación: 14:00 horas.

Figura 27. Prueba de U de Nann Whitney para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Mientras que en las Figuras 28 y 29 se muestran los niveles de significancia del parámetro de temperatura evaluado por la Prueba de Levene (prueba de diferencia de varianzas para valores que presenten una distribución Normal o Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que la temperatura en los tanques A y B a las 20:00

y 02:00 horas cuentan con una homogeneidad de varianza (homocedasticidad) ya que su valor de significancia es mayor a 0,05.

Prueba para muestras independientes		Prueba de Levene de calidad de varianzas	
		F	Sig.
T° 20:00 horas	Se asumen varianzas iguales	0,092	0,762
	No se asumen varianzas iguales		

Figura 28. Prueba de Levene para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Prueba para muestras independientes		Prueba de Levene de calidad de varianzas	
		F	Sig.
T° 02:00 horas	Se asumen varianzas iguales	0,003	0,954
	No se asumen varianzas iguales		

Figura 29. Prueba de Levene para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Seguidamente en las Figuras 30 y 31 se muestran los niveles de significancia del parámetro de temperatura evaluado por la Prueba t-Student (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución Normal o Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que la temperatura a las 20:00 y 02:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron iguales, ya que su valor de significancia es mayor a 0,05, por lo cual la temperatura a dichas horas no influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Prueba de muestras independientes		prueba t para la igualdad de medias							
		F	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior	Superior
T° 20:00 horas	Se asumen varianzas iguales	0,092	0,652	110	0,516	0,1411	0,2165	-0,2879	0,5701
	No se asumen varianzas iguales		0,652	109,828	0,516	0,1411	0,2165	-0,2879	0,5701

Figura 30. Prueba de t-Student para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Prueba de muestras independientes		prueba t para la igualdad de medias							
		F	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
								Inferior	Superior
T° 02:00 horas	Se asumen varianzas iguales	0,003	0,039	110	0,969	0,0071	0,1847	-0,3588	0,3731
	No se asumen varianzas iguales		0,039	109,979	0,969	0,0071	0,1847	-0,3588	0,3731

Figura 31. Prueba de t-Student para la Temperatura del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

4.1.1.2. Evaluación de la salinidad.

Las Tablas 2 y 3 muestran una desviación estándar igual a cero del parámetro de salinidad evaluada a las 08:00 y 20:00 horas en los tanques A y B durante el desarrollo de la investigación, lo cual permite determinar estadísticamente que la salinidad en el agua fue una constante, por lo tanto, la salinidad no influyó en los casos de mortalidad de los juveniles.

**Tabla 2.
Salinidad (ppt) a las 08:00 horas.**

	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
Tanque A	34,9	34,9	34,9	0,00
Tanque B	34,9	34,9	34,9	0,00

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Tabla 3.
Salinidad (ppt) a las 20:00 horas.

	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar
Tanque A	34,9	34,9	34,9	0,00
Tanque B	34,9	34,9	34,9	0,00

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

4.1.1.3. Evaluación de la Intensidad Lumínica.

En la Figura 32 se muestran los niveles de significancia del parámetro de Intensidad Lumínica obtenidos con la Prueba de Kolmogorov-Smirnov (prueba de Normalidad aplicada a base de datos mayores a 50), que permite determinar estadísticamente el tipo de distribución de los datos obtenidos de cada intensidad lumínica evaluada. Los valores de la intensidad lumínica a las 08:00, 12:00 y 16:00 horas presentan una distribución No Normal o No paramétrica, siendo que sus valores de significancia son menores a 0,05.

Intensidad lumínica evaluada a las:	Kolmogorov-Smirnova		
	Estadístico	gl	Sig.
08:00 horas	0,124	112	0,000
12:00 horas	0,139	112	0,000
16:00 horas	0,084	112	0,049

a. Corrección de significación de Lilliefors

Figura 32. Pruebas de la Normalidad de la Intensidad Lumínica.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

En las Figuras 33, 34 y 35 se muestran los niveles de significancia del parámetro de Intensidad Lumínica evaluado por la Prueba U de Mann

Whitney (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución No Normal o No Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones).que permite determinar estadísticamente que la intensidad lumínica a las 08:00 y 12:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron diferentes, ya que su valor de significancia es menor a 0,05, y a las 16:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron iguales , ya que su valor de significancia es mayor a 0,05; por lo tanto la intensidad lumínica de las 08:00 y 12:00 horas influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Estadísticos de prueba ^a	08:00 horas
U de Mann-Whitney	730,500
W de Wilcoxon	2326,500
Z	-4,874
Sig. asintótica (bilateral)	0,000

a. Variable de agrupación: TANQUE

a. Corrección de significación de Lilliefors

Figura 33. Prueba de U de Mann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Estadísticos de prueba ^a	12:00 horas
U de Mann-Whitney	783,000
W de Wilcoxon	2379,000
Z	-4,569
Sig. asintótica (bilateral)	0,000

a. Variable de agrupación: TANQUE

Figura 34. Prueba de U de Mann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 12:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Estadísticos de prueba ^a	16:00 horas
U de Mann-Whitney	1545,000
W de Wilcoxon	3141,000
Z	-0,134
Sig. asintótica (bilateral)	0,893

a. Variable de agrupación: TANQUE

Figura 35. Prueba de U de Mann Whitney para la Intensidad Lumínica del Tanque A y Tanque B a las 16:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

4.1.1.4. Evaluación del pH.

En la Figura 36 se muestran los niveles de significancia del parámetro de pH obtenidos con la Prueba de Kolmogorov-Smirnov (prueba de Normalidad aplicada a base de datos mayores a 50), que permite determinar estadísticamente el tipo de distribución de los datos obtenidos de cada pH evaluado. Los valores de las 08:00 y 20:00 horas presentan una distribución No Normal o No paramétrica, siendo que sus valores de significancia son menores a 0,05.

pH evaluado a las:	Kolmogorov-Smirnov ^a		
	Estadístico	gl	Sig.
08:00 horas	0,122	112	0,000
20:00 horas	0,138	112	0,000

a. Corrección de significación de Lilliefors

Figura 36. Pruebas de la Normalidad del pH.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

En las Figuras 37 y 38 se muestran los niveles de significancia del parámetro de pH evaluado por la Prueba U de Nann Whitney (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución No Normal o No Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que el pH a las 08:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron diferentes, ya que su valor de significancia es menor a 0,05, sin embargo a las 20:00 horas el pH en los tanques A y B se mantuvieron iguales, ya que su valor de significancia es mayor a 0,05; por lo tanto, el pH evaluado a las 08:00 horas influyó en los casos de mortalidad de los juveniles.

Estadísticos de prueba^a	08:00 horas
U de Mann-Whitney	1201,000
W de Wilcoxon	2797,000
Z	-2,138
Sig. asintótica (bilateral)	0,033

a. Variable de agrupación: TANQUE

Figura 37. Prueba de U de Nann Whitney para el pH del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

Estadísticos de prueba^a	20:00 horas
U de Mann-Whitney	1244,000
W de Wilcoxon	2840,000
Z	-1,887
Sig. asintótica (bilateral)	0,059

a. Variable de agrupación: TANQUE

Figura 38. Prueba de U de Mann Whitney para el pH del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS Statistics 23.

4.1.1.5. Evaluación del oxígeno disuelto.

En el Figura 39 se muestran los niveles de significancia del parámetro de Oxígeno Disuelto obtenidos con la Prueba de Kolmogorov-Smirnov (prueba de Normalidad aplicada a base de datos mayores a 50), que permite determinar estadísticamente el tipo de distribución de los datos obtenidos de cada Oxígeno Disuelto evaluada. Los valores de las Oxígeno Disuelto a las 08:00, 14:00 y 02:00 horas presentan una distribución normal o paramétrica, siendo que sus valores de significancia son mayores a 0.05; también se observa que los valores de Oxígeno Disuelto a las 20:00 horas presentan una distribución No Normal o No Paramétrica, ya que sus valores de significancia son menores a 0,05.

Oxígeno evaluado a las:	Kolmogorov-Smirnov ^a		
	Estadístico	gl	Sig.
08:00 horas	0,070	112	0,200*
14:00 horas	0,071	112	0,200*
20:00 horas	0,091	112	0,023
02:00 horas	0,072	112	0,200*

*. *Esto es un límite inferior de la significación verdadera.*

a. *Corrección de significación de Lilliefors*

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 39. Pruebas de la Normalidad del Oxígeno Disuelto.

En las Figuras 40, 41 y 42 se muestran los niveles de significancia del parámetro de temperatura evaluado por la Prueba de Levene (prueba de diferencia de varianzas para valores que presenten una distribución Normal o Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que el Oxígeno Disuelto en los tanques A y B a las 08:00, 14:00 y 02:00 horas cuentan con una homogeneidad de varianza (homocedasticidad) ya que su valor de significancia es mayor a 0,05.

Prueba para muestras independientes		Prueba de Levene de calidad de varianzas	
		F	Sig.
OD 08:00 horas	Se asumen varianzas iguales	2,697	0,103
	No se asumen varianzas iguales		

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 40. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.

Prueba para muestras independientes		Prueba de Levene de calidad de varianzas	
		F	Sig.
OD 14:00 horas	Se asumen varianzas iguales	3,711	0,057
	No se asumen varianzas iguales		

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 41. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.

Prueba para muestras independientes		Prueba de Levene de calidad de varianzas	
		F	Sig.
OD 02:00 horas	Se asumen varianzas iguales	1,514	0,221
	No se asumen varianzas iguales		

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 42. Prueba de Levene para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.

Seguidamente en las Figuras 43, 44 y 45 se muestran los niveles de significancia del parámetro de Oxígeno Disuelto evaluado por la Prueba t-Student (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución Normal o Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que el oxígeno disuelto a las 08:00, 14:00 y 02:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron iguales, ya que su valor de significancia es mayor a 0,05, por lo cual, el oxígeno a dichas horas no influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Prueba de muestras independientes		prueba t para la igualdad de medias						
		t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
							Inferior	Superior
OD 08:00 horas	Se asumen varianzas iguales	-1,019	110	0,311	-0,14982	0,14705	-0,44124	0,14159
	No se asumen varianzas iguales	-1,019	106,923	0,311	-0,14982	0,14705	-0,44133	0,14169

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 43. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 08:00 horas.

Prueba de muestras independientes		prueba t para la igualdad de medias						
		t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
							Inferior	Superior
OD 14:00 horas	Se asumen varianzas iguales	-0,989	110	0,325	-0,15179	0,15340	-0,45579	0,15222
	No se asumen varianzas iguales	-0,989	106,896	0,325	-0,15179	0,15340	-0,45589	0,15232

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 44. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 14:00 horas.

Prueba de muestras independientes		prueba t para la igualdad de medias						
		t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	Diferencia de error estándar	95% de intervalo de confianza de la diferencia	
							Inferior	Superior
OD 02:00 horas	Se asumen varianzas iguales	-0,806	110	0,422	-0,11589	0,14378	-0,40083	0,16904
	No se asumen varianzas iguales	-0,806	108,430	0,422	-0,11589	0,14378	-0,40087	0,16909

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 45. Prueba de t-Student para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 02:00 horas.

En la Figura 46 se muestran los niveles de significancia del parámetro de Oxígeno Disuelto evaluado por la Prueba U de Mann Whitney (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución No

Normal o No Paramétrica, utilizada para diferenciar entre 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que el oxígeno a las 20:00 horas en los tanques A y B se mantuvieron diferentes, ya que su valor de significancia es menor a 0,05, por lo cual, el oxígeno a dicha hora influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Estadísticos de prueba^a	20:00 horas
U de Mann-Whitney	1164,500
W de Wilcoxon	2760,500
Z	-2,348
Sig. asintótica (bilateral)	0,019

a. Variable de agrupación: TANQUE

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

Figura 46. Prueba de U de Nann Whitney para el Oxígeno Disuelto del Tanque A y Tanque B a las 20:00 horas.

4.1.2. Evaluación del parámetro microbiológico del agua.

En la Tabla 4 y Figura 47 se muestra los resultados de NMP de coliformes, termotolerantes correspondientes a las muestras de agua tomadas en diferentes fechas, provenientes del Tanque A, tanque B y de la tubería de ingreso del agua con la que se abastece a cada tanque. Los resultados obtenidos fueron analizados y comparados con el parámetro microbiológico de coliformes termotolerantes (≤ 30 NMP /100 ml) de la Categoría 2, Subcategoría C2: “Extracción y cultivo de otras especies hidrobiológicas en aguas marino costeras” del D.S. N°004-2017-MINAM, correspondiente a los ECA para Agua. Finalmente, se obtuvo

que el agua del tanque A y B no superaron el LMP en la 6° y 7° fecha de muestreo, mientras que el agua de la tubería de ingreso superó el LMP en la 1°, 3° y 4° fecha de muestreo.

Tabla 4.

Resultados del análisis de fermentación de tubos múltiples, NMP para la numeración de Coliformes termotolerantes en agua.

Muestreo	Fecha de muestreo	Tanque "A"		Tanque "B"		Tuberías de ingreso de agua "C"	
		Código	NMP	Código	NMP	Código	NMP
1	2017/10/16	552	540	530	79	510	33
2	2017/10/23	510	33	521	70	500	23
3	2017/10/27	554	1600	552	540	511	46
4	2017/11/03	540	130	530	79	510	33
5	2017/11/09	530	79	521	70	310	11
6	2017/11/17	000	<1,8	000	<1,8	000	<1,8
7	2017/11/23	400	13	200	4.5	200	4.5

Fuente: Elaboración propia.

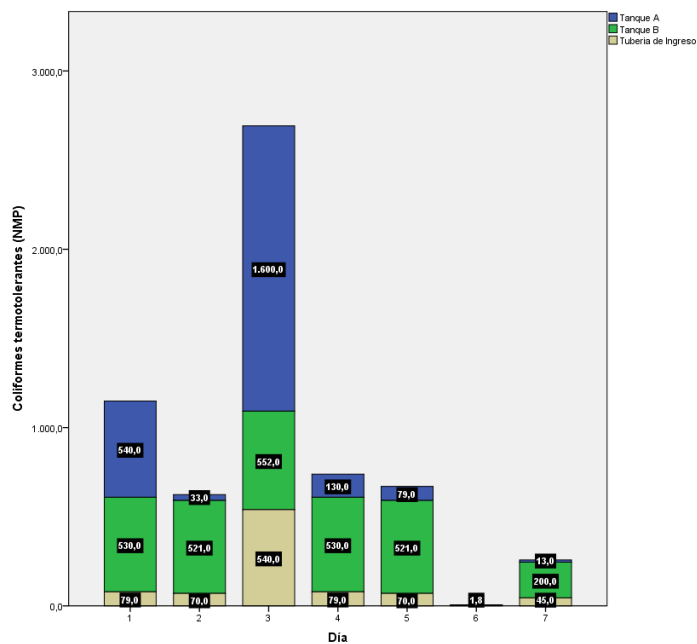


Figura 47. Coliformes Termotolerantes (NMP)

Fuente: Elaboración propia

En la Figura 48 se muestran los niveles de significancia del parámetro de NMP de coliformes termotolerantes obtenidos con la Prueba de Shapiro-Wilk (prueba de Normalidad aplicada a base de datos menores a 50), que permite determinar estadísticamente el tipo de distribución de los datos obtenidos. Los valores de NMP del tanque A, tanque B y del ingreso del agua presentan una distribución No Normal o No paramétrica, ya que sus valores de significancia son menores a 0,05.

NMP muestreado del:	Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.
A	0,665	7	0,002
B	0,694	7	0,003
C	0,590	7	0,000

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

Figura 48. Distribución Normal de NMP de coliformes termotolerantes.

En la Figura 49 se muestran los niveles de significancia del parámetro de NMP de coliformes termotolerantes evaluado por la Prueba de Kruskal Wallis (prueba de diferencia de medias para valores que presenten una distribución No Normal o No Paramétrica, utilizada para diferenciar más de 2 poblaciones), que permite determinar estadísticamente que el NMP de coliformes termotolerantes en el tanque A, tanque B y del ingreso del agua se mantuvieron iguales, ya que su valor de significancia es mayor a 0,05, por lo cual el NMP de coliformes termotolerantes no influenciaron en los casos de mortalidad de los juveniles.

Estadísticos de prueba ^{a,b}	NMP
Chi-cuadrado	2,470
gl	2
Sig. asintótica	0,291

a. Prueba de Kruskal Wallis

b. Variable de agrupación: TANQUE

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

Figura 49. Prueba de Kruskal Wallis para el NMP de coliformes termotolerantes del Tanque A, Tanque B y del ingreso de agua.

4.2. CARACTERIZACIÓN DE LAS ALTERACIONES MORFOLÓGICAS Y DE COMPORTAMIENTO DE LOS JUVENILES DE SARGO

4.2.1. Caracterización de la morfología interna y externa de los juveniles de Sargo.

Para la caracterización de morfología interna y externa que los juveniles de Sargo presentaron durante los 56 días de monitoreo, se muestrearon un total de 70 individuos, de los cuales 36 provenían del tanque “A” con 18 juveniles vivos y 18 muertos; y 34 del tanque “B” 15 juveniles vivos y 19 muertos, tal como se detalla en la Tabla 5.

Tabla 5.
Juveniles de Sargo muestreados por tanque.

	TANQUE	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
		VIVO	MUERTO	
	A	18	18	36
		50,0%	50,0%	100,0%
	B	15	19	34
		44,1%	55,9%	100,0%
	Total	33	37	70
		47,1%	52,9%	100,0%

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

4.2.1.1. Sintomatología interna.

En la Tabla 6 y en las Figuras 50 y 51 se muestra el aspecto del hígado de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció tener un hígado de color rojo 28 de especímenes vivos (17 del tanque A y 11 del tanque B) y 27 muertos (12 del tanque A y 15 del tanque B), mientras que 3 juveniles vivos (1 del tanque A y 2 del tanque B) y 9 juveniles muertos (6 del tanque A y 3 del tanque B) presentaron un hígado rosa pálido; así también, en menor número 2 juveniles vivos y 1 juvenil muerto presentaron necrosis focal, todos del tanque B.

Tabla 6.
Aspecto general del hígado de los juveniles de Sargo.

MORFOLOGÍA DEL HÍGADO	CONDICIÓN DEL PEZ		
	VIVO	MUERTO	Total
NECROSIS FOCAL	2	1	3
HÍGADO ROJO	28	27	55
HÍGADO ROSA PÁLIDO	3	9	12
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

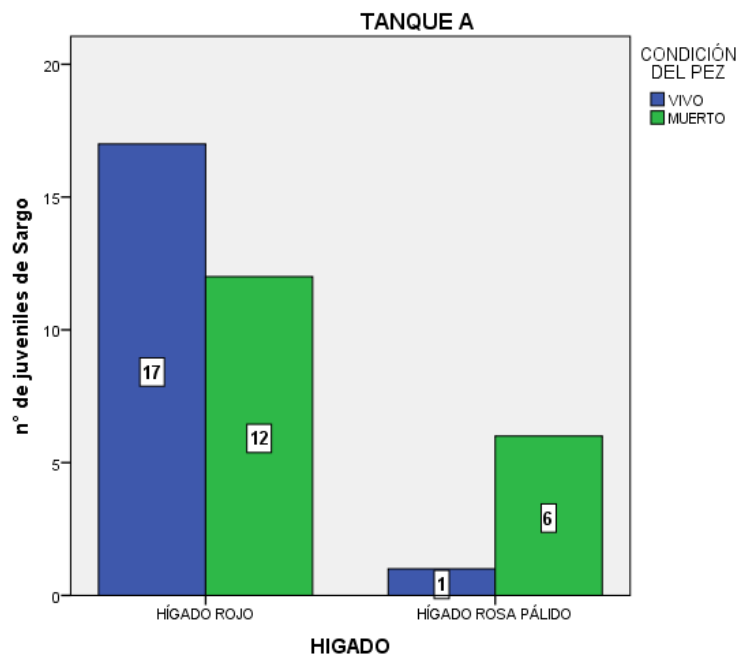


Figura 50. Aspecto General del Hígado de los juveniles de Sargo del Tanque A.

Fuente: Elaboración propia

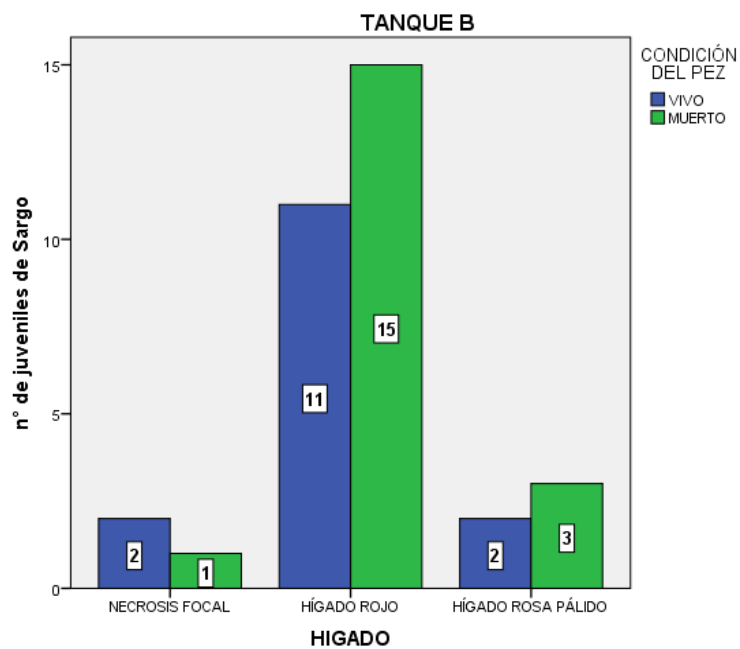


Figura 51. Aspecto General del Hígado de los juveniles de Sargo del Tanque B.

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 7 y en las Figuras 52 y 53 se muestra el aspecto del bazo de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció tener un bazo de color rojo 19 de especímenes vivos (13 del tanque A y 6 del tanque B) y 23 muertos (13 del tanque A y 10 del tanque B), mientras que 14 juveniles vivos (5 del tanque A y 9 del tanque B) y 14 juveniles muertos (5 del tanque A y 9 del tanque B) presentaron un bazo rosa pálido.

Tabla 7.
Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo.

MORFOLOGÍA DEL BAZO	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
BAZO ROJO	19	23	42
BAZO ROSA PÁLIDO	14	14	28
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

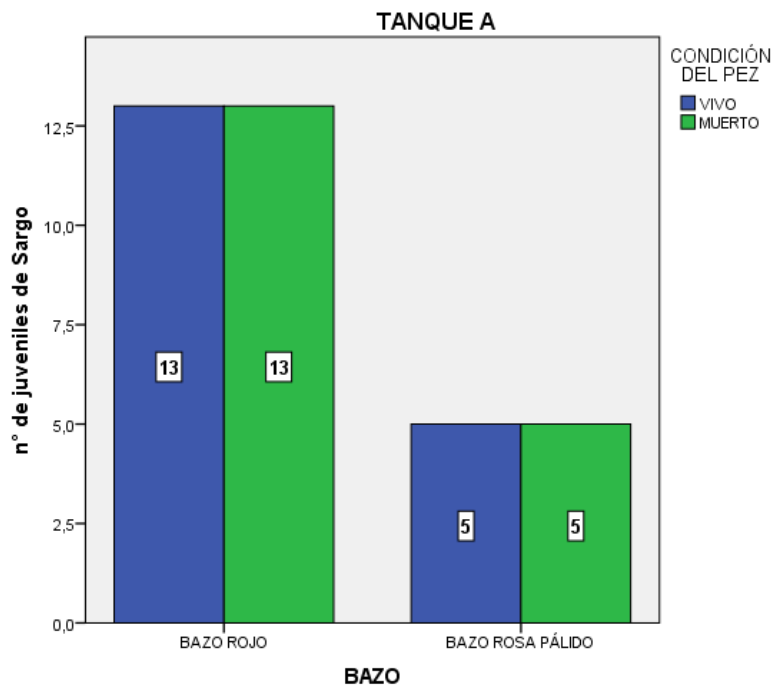


Figura 52. Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo del Tanque A.
Fuente: Elaboración propia

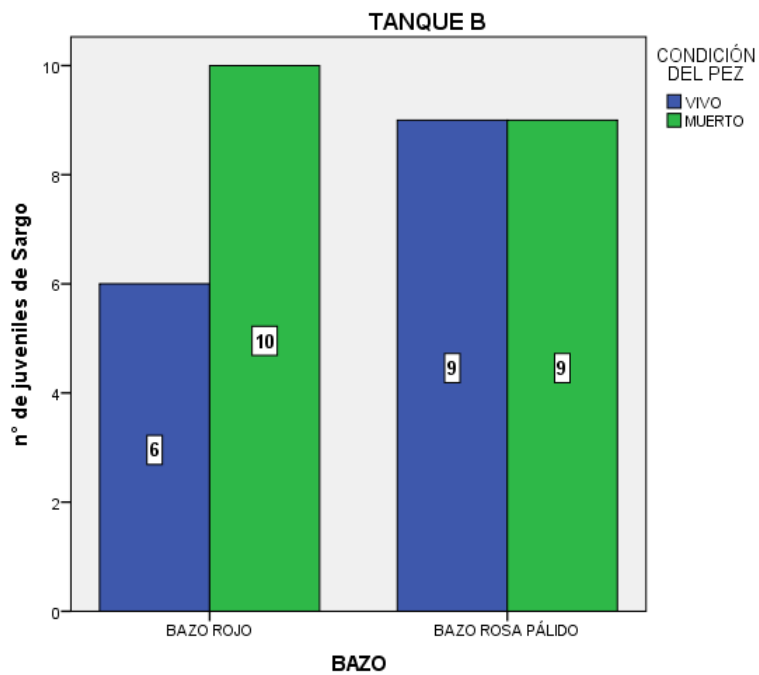


Figura 53. Aspecto general del bazo de los juveniles de Sargo del Tanque B.
Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 8 y en las Figuras 54 y 55 se muestra el aspecto del estómago e intestino de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció tener una acumulación de comida no digerida 26 de especímenes vivos (15 del tanque A y 11 del tanque B) y 23 muertos (12 del tanque A y 11 del tanque B), mientras que 7 juveniles vivos (3 del tanque A y 4 del tanque B) y 14 juveniles muertos (6 del tanque A y 8 del tanque B) presentaron una acumulación de líquido seroso.

Tabla 8.
Aspecto general del estómago e intestino de los juveniles de Sargo.

MORFOLOGÍA DEL ESTÓMAGO E INTESTINO	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
ACUMULACIÓN DE COMIDA NO DIGERIDA	26	23	49
ACUMULACIÓN DE LÍQUIDO SEROSO	7	14	21
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

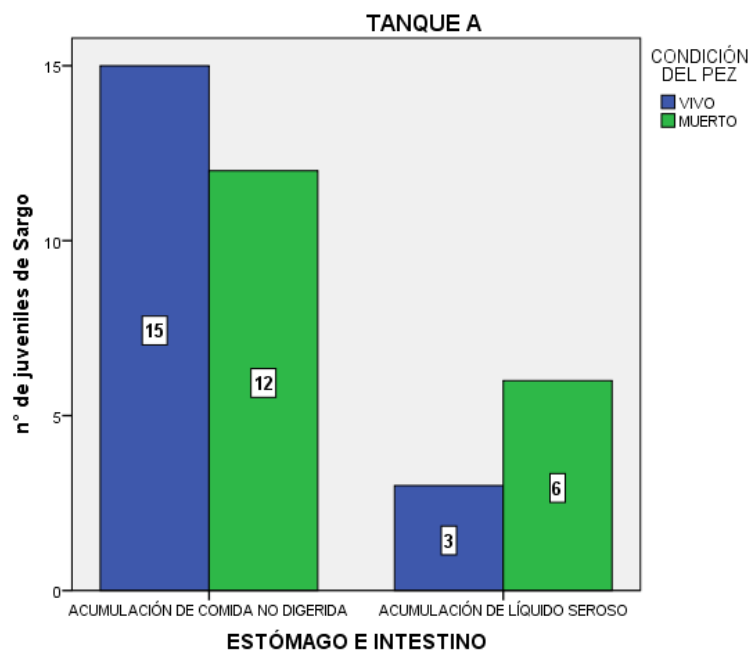


Figura 54. Aspecto general del Estómago e intestino de los juveniles de Sargo del Tanque A.

Fuente: Elaboración propia

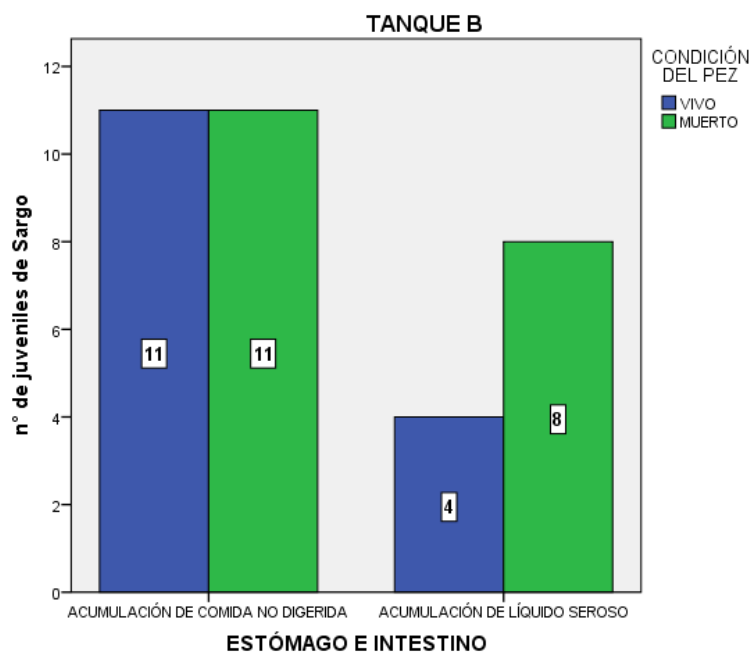


Figura 55. Aspecto general del Estómago e intestino de los juveniles de Sargo del Tanque B.

Fuente: Elaboración propia

4.2.1.2. Sintomatología externa.

En la Tabla 9 y en las Figuras 56 y 57 se muestra el aspecto general de la mucosidad de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció tener una mucosidad de color transparente normal 28 de especímenes muertos (15 del tanque A y 13 del tanque B) y 19 vivos (12 del tanque A y 7 del tanque B), mientras que 14 juveniles vivos (6 del tanque A y 8 del tanque B) y 9 juveniles muertos (3 del tanque A y 6 del tanque B) presentaron una mucosidad anormal con una coloración ploma.

Tabla 9.

Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo.

ASPECTO DE LA MUCOSIDAD	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
NORMAL	19	28	47
ANORMAL	14	9	23
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

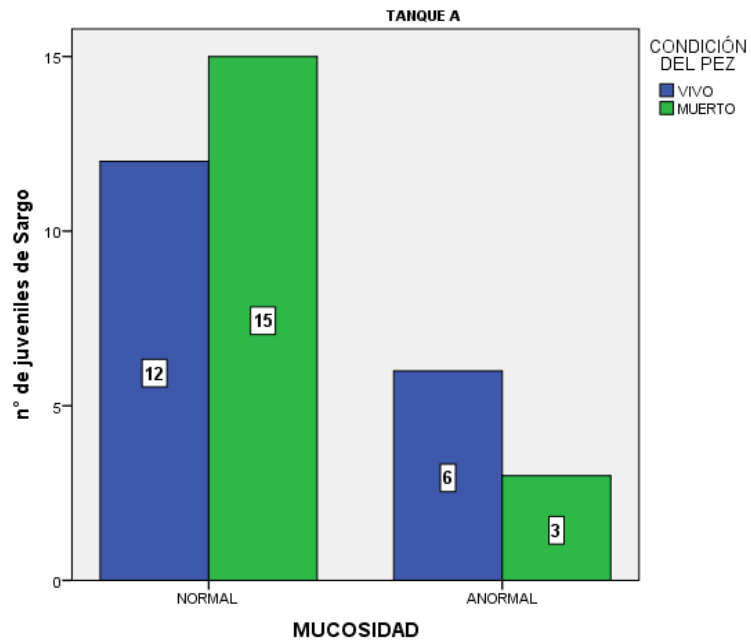


Figura 56. Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo del Tanque A.

Fuente: Elaboración propia

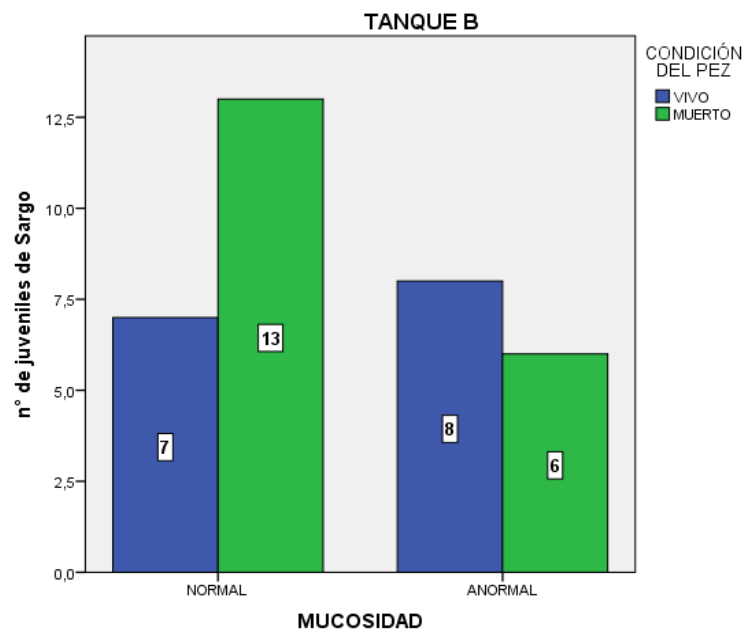


Figura 57. Aspecto general de la mucosidad de los juveniles de Sargo del Tanque B.

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 10 y en las Figuras 58 y 59 se muestra las deformaciones presentadas por los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció 10 especímenes muertos con deformaciones en el opérculo (6 del tanque A y 4 del tanque B) y 5 vivos (3 del tanque A y 2 del tanque B), mientras que 2 especímenes muertos con deformaciones en la columna (1 del tanque A y 1 del tanque B) y 2 vivos del tanque B y 1 juvenil vivo del tanque B presentó deformaciones en la boca; los 50 de juveniles restantes de ambos tanques, no presentaron deformaciones.

Tabla 10.
Deformaciones de los juveniles de Sargo.

DEFORMACIONES	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
NO TIENE DAÑOS	25	25	50
COLUMNA	2	2	4
OPÉRCULO	5	10	15
BOCA	1	0	1
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

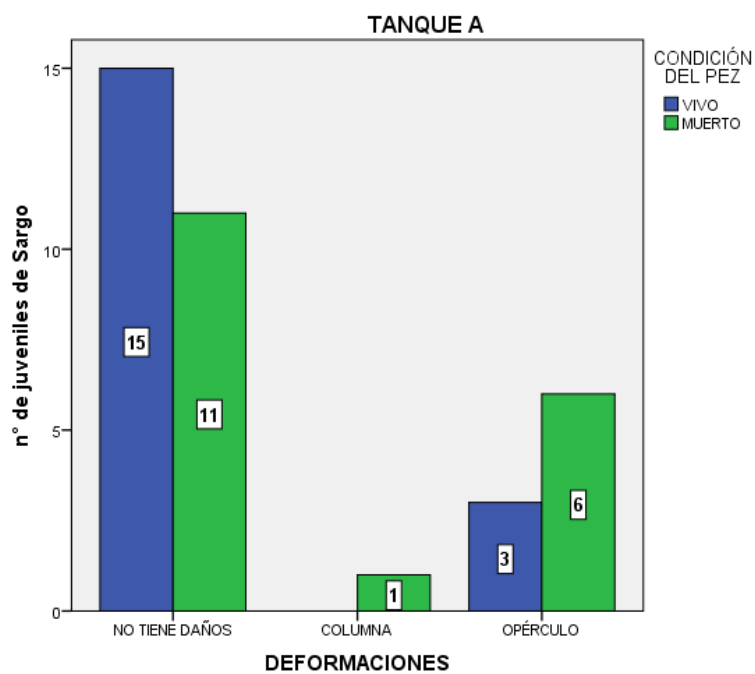


Figura 58. Deformaciones de los juveniles de Sargo del Tanque A.
Fuente: Elaboración propia

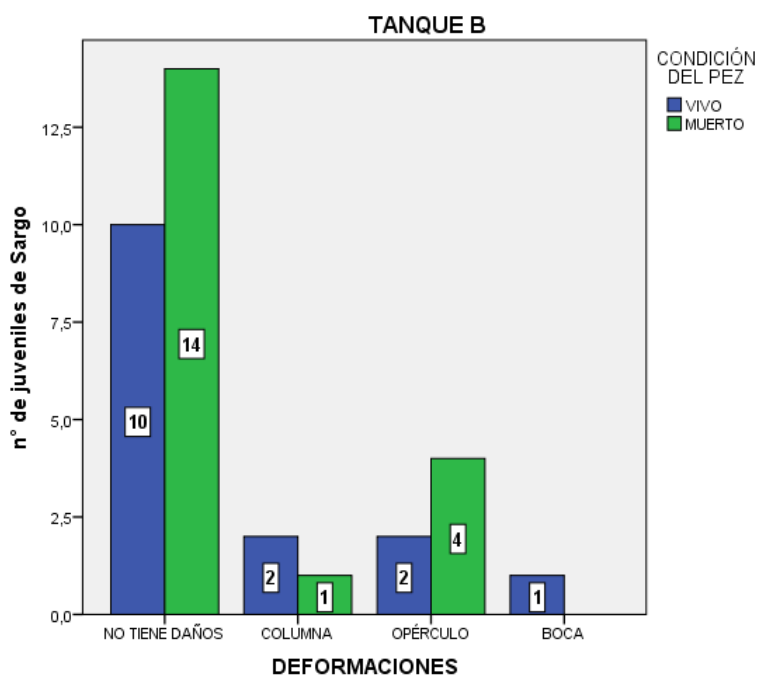


Figura 59. Deformaciones de los juveniles de Sargo del Tanque B.
Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 11 y en las Figuras 60 y 61 se muestra el aspecto general de las escamas de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció 27 especímenes muertos con las escamas completas (13 del tanque A y 14 del tanque B) y 22 vivos (14 del tanque A y 8 del tanque B), mientras que 11 especímenes vivos (4 del tanque A y 7 del tanque B) y 10 muertos (5 del tanque A y 5 del tanque B) con escamas faltantes.

Tabla 11.
Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo.

ASPECTO DE LAS ESCAMAS	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
COMPLETAS	22	27	49
FALTANTES	11	10	21
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

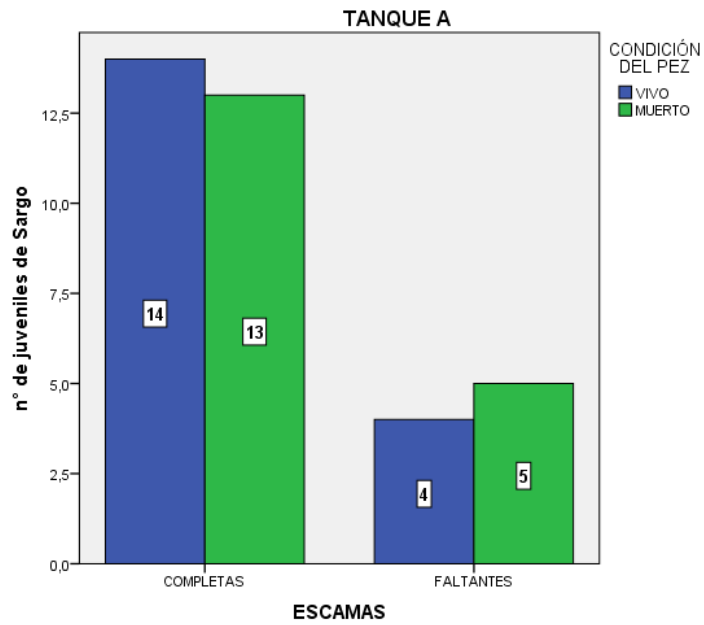


Figura 60. Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo del Tanque A.
Fuente: Elaboración propia

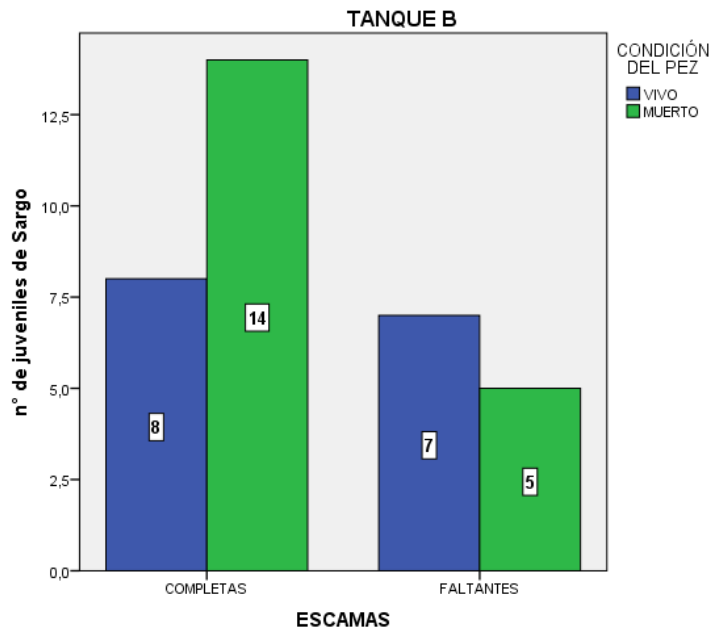


Figura 61. Aspecto de las escamas de los juveniles de Sargo del Tanque B.
Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 12 y en las Figuras 62 y 63 se muestra el aspecto general de las branquias de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció 33 especímenes muertos presentaron branquias pálidas (15 del tanque A y 18 del tanque B) y 27 vivos (15 del tanque A y 12 del tanque B), mientras que 6 especímenes vivos (3 del tanque A y 3 del tanque B) y 4 muertos (3 del tanque A y 1 del tanque B) presentaron branquias con abundante mucosidad.

Tabla 12.
Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo.

ASPECTO DE LAS BRANQUIAS	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
PÁLIDAS	27	33	60
MOCO EN ABUNDANCIA	6	4	10
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

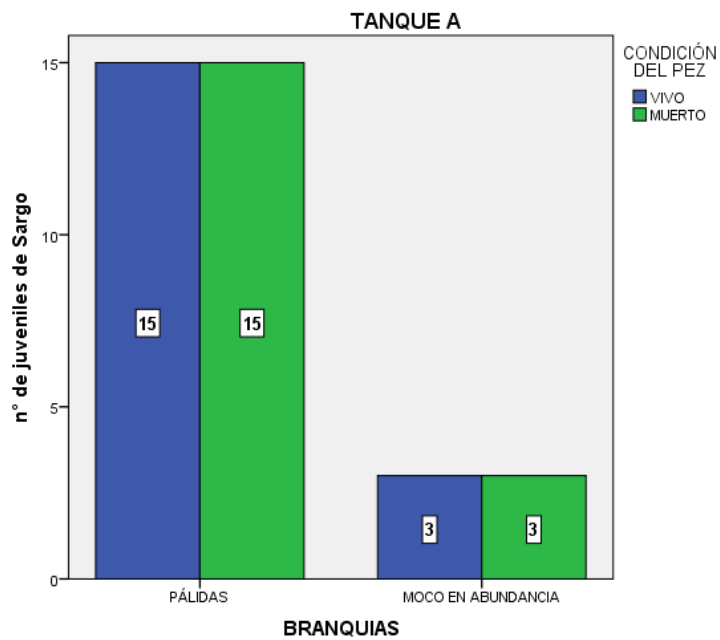


Figura 62. Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo del Tanque A.

Fuente: Elaboración propia

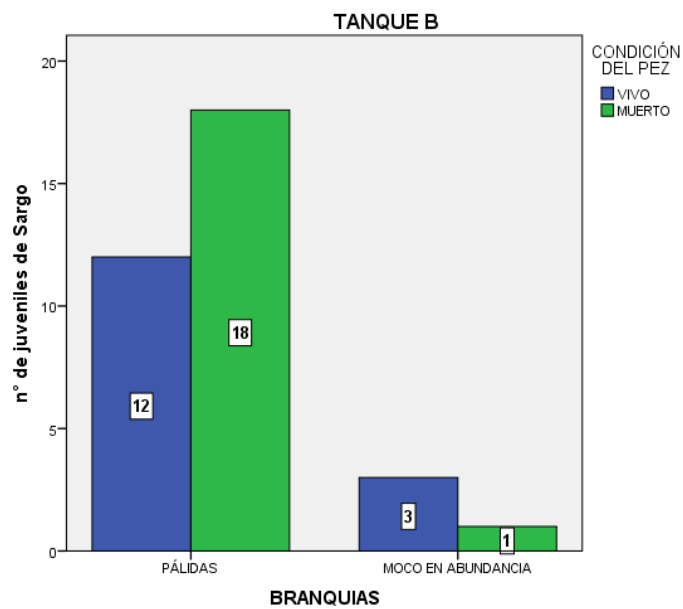


Figura 63. Aspecto de las branquias de los juveniles de Sargo del Tanque B.

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 13 y en las figuras 64 y 65 se muestra el aspecto general de las aletas de los 70 juveniles de Sargo evaluados, de los cuales prevaleció 29 especímenes muertos presentaron aletas deshilanchadas (16 del tanque A y 13 del tanque B) y 21 vivos (16 del tanque A y 5 del tanque B), mientras que 12 especímenes vivos (2 del tanque A y 10 del tanque B) y 8 muertos (2 del tanque A y 6 del tanque B) presentaron aletas hemorrágicas.

Tabla 13.
Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo.

ASPECTO DE LAS ALETAS	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
HEMORRÁGICAS	12	8	20
DESHILANCHADAS	21	29	50
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics 23*.

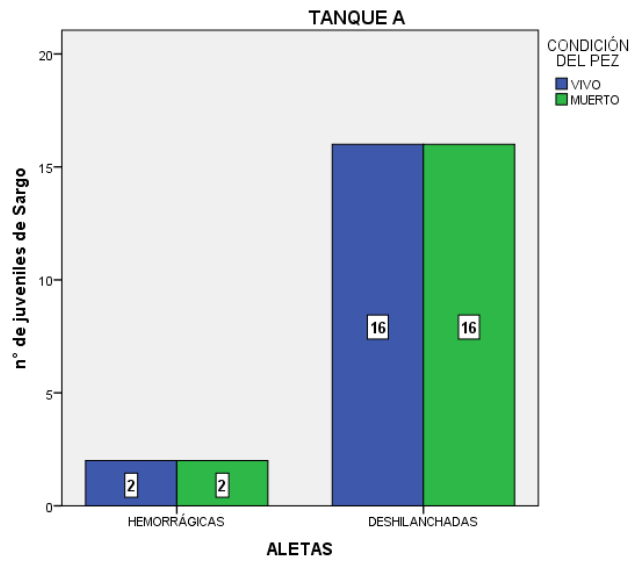


Figura 64. Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo del Tanque A.

Fuente: Elaboración propia

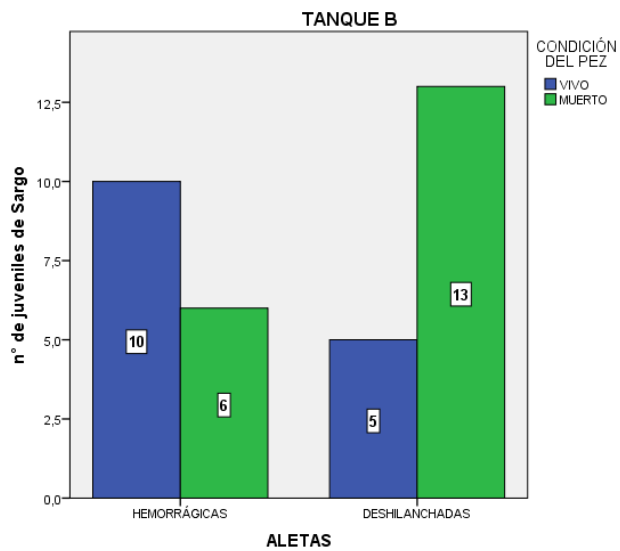


Figura 65. Aspecto de las aletas de los juveniles de Sargo del Tanque B.

Fuente: Elaboración propia

4.2.2. Caracterización del comportamiento de los juveniles de Sargo.

En la Tabla 14 y en las Figuras 66 y 67 se muestra que el comportamiento que prevaleció en los juveniles de Sargo muestreados fue la letargia con 14 casos (9 del tanque A y 5 del tanque B), seguido de la natación errática con 11 casos (7 casos en el tanque A y 4 en el tanque B) y finalmente la natación girando sobre su eje fue el comportamiento que fue presentado solo por 4 juveniles (1 caso en el tanque A y 3 casos en el tanque B). Así también se ve que la delgadez es el aspecto que presentaron los 37 juveniles muestreados muertos (18 del tanque A y 19 del tanque B), mientras que solo 4 (1 del tanque A y 3 en el tanque B) de los 33 juveniles vivos presentaron delgadez.

Tabla 14.
Aspecto general de los juveniles de Sargo.

ASPECTO GENERAL	CONDICIÓN DEL PEZ		Total
	VIVO	MUERTO	
DELGADEZ	4	37	41
LETARGIA	14	0	14
NATACIÓN ERRÁTICA	11	0	11
NATACIÓN GIRANDO SOBRE SU EJE	4	0	4
Total	33	37	70

Fuente: Elaboración propia, datos procesados con IBM SPSS *Statistics* 23.

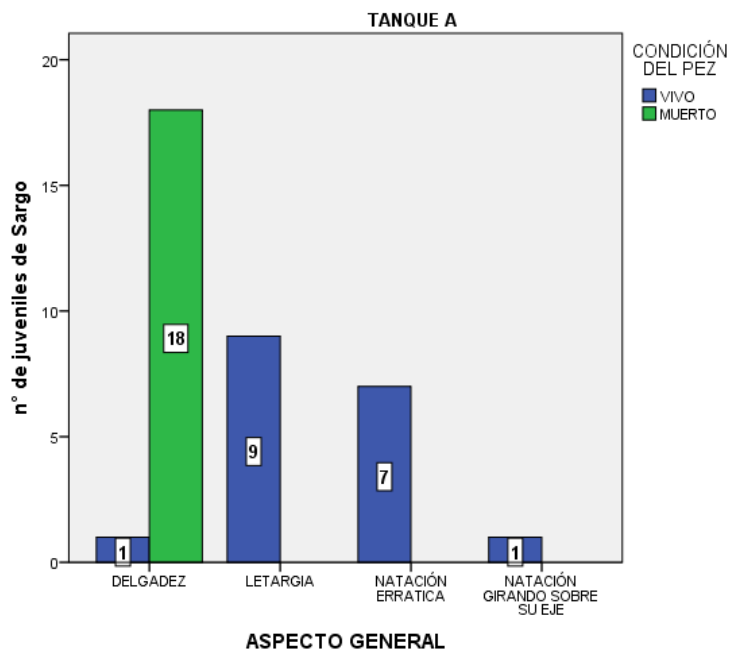


Figura 66. Aspecto General de los juveniles de Sargo del Tanque A.
 Fuente: Elaboración propia

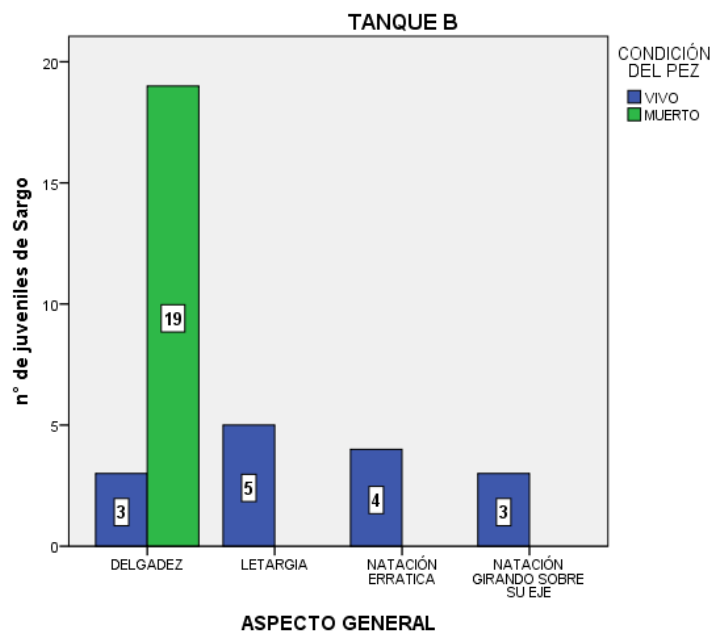


Figura 67. Aspecto General de los juveniles de Sargo del Tanque B.
 Fuente: Elaboración propia

4.3. DETERMINACIÓN DE LA FLORA MICROBIANA DE LOS JUVENILES DE SARGO VIVOS.

De la siembra en agar TSA 2 % NaCl de las punciones de bazo, hígado, intestino y branquias de los 33 juveniles de Sargo enfermos muestreados, se determinó el crecimiento de 7 colonias en las muestras de bazo y 4 en el hígado, tal como se muestra en la Tabla 15.

Tabla 15.
Crecimiento de colonias en Agar TSA 2% NaCl.

N° INDIVIDUOS	BAZO	HÍGADO	INTESTINO	BRANQUIAS
1	Sí creció	No creció	No creció	No creció
2	No creció	No creció	No creció	No creció
3	No creció	Sí creció	No creció	No creció
4	No creció	No creció	No creció	No creció
5	No creció	No creció	No creció	No creció
6	No creció	Sí creció	No creció	No creció
7	No creció	No creció	No creció	No creció
8	No creció	Sí creció	No creció	No creció
9	Sí creció	No creció	No creció	No creció
10	No creció	No creció	No creció	No creció
11	No creció	No creció	No creció	No creció
12	No creció	No creció	No creció	No creció
13	No creció	No creció	No creció	No creció
14	No creció	No creció	No creció	No creció
15	Sí creció	No creció	No creció	No creció
16	No creció	No creció	No creció	No creció
17	Sí creció	No creció	No creció	No creció
18	Sí creció	No creció	No creció	No creció
19	No creció	No creció	No creció	No creció
20	No creció	No creció	No creció	No creció
21	No creció	No creció	No creció	No creció
22	No creció	No creció	No creció	No creció
23	No creció	No creció	No creció	No creció
24	No creció	No creció	No creció	No creció
25	No creció	No creció	No creció	No creció
26	Sí creció	No creció	No creció	No creció
27	No creció	No creció	No creció	No creció
28	No creció	No creció	No creció	No creció
29	Sí creció	Sí creció	No creció	No creció
30	No creció	No creció	No creció	No creció
31	No creció	No creció	No creció	No creció
32	No creció	No creció	No creció	No creció
33	No creció	No creció	No creció	No creció

Fuente: Elaboración propia

De las 11 colonias que se aislaron, se realizó la tinción Gram, prueba de la Catalasa y la prueba de hemolisis, de donde se determinó que 4 colonias pertenecen al Género Streptococcus beta hemolíticos, de las cuales 3 colonias fueron aisladas del bazo de los juveniles de Sargo y 1 colonia aislada del hígado, tal como se muestra en la Tabla 16.

Tabla 16.

Pruebas Bioquímicas realizadas a las colonias aisladas de los juveniles de Sargo enfermos.

CÓDIGO DE COLONIA AISLADA	GRAM	CATALASA	HEMOLISIS
1BAZO	Coco positivo	Negativo	Beta
2BAZO	Coco positivo	Positivo	No se sembró
3BAZO	Coco positivo	Positivo	No se sembró
4BAZO	Bacilo positivo	Positivo	No se sembró
5BAZO	Coco positivo	Negativo	Beta
6BAZO	Coco positivo	Negativo	Beta
7BAZO	Bacilo positivo	Positivo	No se sembró
8HÍGADO	Bacilo positivo	Positivo	No se sembró
9HÍGADO	Coco positivo	Negativo	Beta
10HÍGADO	Bacilo positivo	Negativo	No se sembró
11HÍGADO	Coco positivo	Positivo	No se sembró

Fuente: Elaboración propia

V. DISCUSIÓN

En el presente estudio, realizado en el Centro de Acuicultura Morro Sama de la ciudad de Tacna; se determinó, que de los parámetros fisicoquímicos evaluados en el agua de cultivo de los tanques A y B, como la temperatura y la salinidad no influenciaron en los casos de mortalidad presentada, a diferencia de la intensidad lumínica que durante el día a las 08:00 y 12:00 horas se presentó de diferente manera, a causa que los tanques presentan una exposición a la luz de distinta forma, ya que ambos tanques se ubican en galpones separados. El pH del agua de cultivo evaluada durante las 08:00 horas influyó en la mortalidad de los juveniles debido a su variación entre los tanques A y B, lo cual provocó una asfixia hasta evidenciarse una letargia en los sargos. Así también, la concentración de oxígeno disuelto del agua evaluada a las 20:00 horas influyó a causa de los problemas técnicos que se tuvieron en el centro de cultivo, debido a cortes de luz que provocaron la poca oxigenación de los tanques y la no renovación continua del agua, desencadenando un estrés en los peces y una acumulación de residuos en el fondo de los tanques.

La calidad microbiológica del agua de los tanques A y B es no apta para la realización del cultivo del Sargo, debido a que los resultados obtenidos se compararon con el parámetro microbiológico (≤ 30 NMP /100 ml) de la Categoría 2, Subcategoría C2: “Extracción y cultivo de otras especies hidrobiológicas en aguas marino costeras” del D.S. N°004-2017-MINAM, correspondiente a los ECA

para el agua de donde se evidenció que el agua proveniente del tanque elevado que abasteció a los tanques de cultivo tanto A y B, superaron los límites para los coliformes, los cuales se redujeron a partir de la 5° fecha de muestreo, debido a que coincidió al cuarto día después de haber realizado la limpieza y desinfección del tanque elevado el cual se realizó a cargo del personal de FONDEPES. Esto coincidió con los resultados obtenidos para el agua de mar tomada de los mismos tanques A y B, justo antes que el personal encargado realice la limpieza de los mismos. Donde los resultados superaron por encima de 5 veces el Límite Máximo Permisible, como se aprecia en la tabla 4; además, los resultados elevados obtenidos de los 4 primeros muestreos coincide con fechas de corte de luz que se suscitó en el Centro de Acuicultura Morro Sama, ocasionando que por periodos de 1 a 2 horas se tenga que cortar el ingreso de agua continua y la oxigenación del agua de los tanques. Sin embargo, este parámetro no influyó en la mortalidad de los juveniles, debido a que su comportamiento fue igual en ambos tanques.

Los juveniles de Sargo evaluados en su morfología interna presentaron un hígado rojo tanto en el tanque A (17 vivos y 12 muertos) y B (11 vivos y 15 muertos); un bazo de color rojo en el tanque A (13 vivos y 13 muertos) y B (6 vivos y 10 muertos); así también, los estómagos e intestinos presentaron una acumulación de comida no digerida en el tanque A (15 vivos y 12 muertos) y B (11 vivos y 11 muertos). En su morfología externa se evidenció que presentaron una mucosidad normal de color transparente en el tanque A (15 vivos y 12 muertos) y B (7 vivos y

13 muertos); en su mayoría los peces presentaron deformaciones del opérculo en los juveniles del tanque A (3 vivos y 6 muertos) y B (2 vivos y 4 muertos); las escamas se mantuvieron completas en la mayoría de los peces del tanque A (14 vivos y 13 muertos) y B (8 vivos y 14 muertos); las branquias se presentaron pálidas en los tanques A (15 vivos y 15 muertos) y B (12 vivos y 18 muertos); sus aletas presentaron dos tipos de daños evidentes como el deshilanchamiento en el tanque A (16 vivos y 16 muertos) y B (5 vivos y 13 muertos), y las aletas hemorrágicas en el tanque A (2 vivos y 2 muertos) y B (10 vivos y 6 muertos); además los peces presentaron una delgadez en los tanques A (1 vivos y 18 muertos) y B (3 vivos y 19 muertos).

El comportamiento de los juveniles fue caracterizada por la letargia de 9 juveniles del tanque A y 5 juveniles del tanque B, seguido por la natación errática presente en 7 juveniles del tanque A y 4 del tanque B, y finalmente 1 juvenil del tanque A y 3 del tanque B realizaban una natación sobre su propio eje.

La flora microbiana presente en los juveniles de Sargo se evidenció con cuatro colonias aisladas de *Streptococcus spp.*, cocos Gram positivos, catalasa negativos, anaerobios facultativos. Además se sabe que este tipo de bacteria crece en medios líquidos a temperaturas variadas y tolerantes a altas concentraciones de sal, siendo entre 15,4 °C hasta 17,1 °C el rango de temperatura en el cual se mantuvo el agua durante el tiempo de estudio, estos cambios en la temperatura fueron factores de estrés en los peces, lo cual redujo su respuesta inmune frente a esta bacteria

(KAYANSAMRUAJ Y OTROS, 2014). Estas bacterias requieren de una atmósfera enriquecida con CO₂; según estudios realizados por IMARPE en el año 2014, indicaron que la concentración de oxígeno disuelto en el agua de cultivo de Sargo debería de ser de 9,06±0,06 mg/L (IMARPE, 2014), sin embargo, el oxígeno disuelto de los tanques de cultivo en el Centro de Morro Sama presentaron promedios de 5,18 a 5,95 mg/L, pero en ocasiones se llegó a obtener concentraciones de hasta 7,50 mg/L, con lo cual se contribuyó a mantener una atmósfera rica en CO₂ tal como necesita esta bacteria para su desarrollo. *Streptococcus spp.*, presenta un metabolismo fermentativo sobre los hidratos de carbono con producción de ácido, sin embargo, el pH en el agua tanto en el tanque A y B se mantuvieron entre 7,48 hasta 7,55. Así también, estas bacterias son quimiorganotrofos que necesitan medios ricos en nutrientes (GAUTHIER, 2015), tal como los coliformes termotolerantes.

Según diversos estudios *Streptococcus spp.*, es el agente causante de enfermedades infectocontagiosas que afectan a varias especies de peces marinos, siendo considerada como un tipo de infección importante, ya que pueden persistir durante largos periodos de tiempo, propagándose con gran rapidez y provocando mortalidades en masa, que pueden ocurrir sin el acompañamiento de signos (BAUMS Y OTROS, 2013); en el “Estudio de la patogenicidad y factores de virulencia de *Streptococcus iniae* en peces de acuicultura marina”, realizado en Las Palmas de Gran Canaria-España, se describe un brote natural de enfermedad en

Bocinegro (*Pagrus pagrus*) y Dorada (*Sparus aurata*) con tasas de mortalidad de 25 % y 10 % respectivamente; de donde se aislaron cepas de *Streptococcus iniae* (El Aamri, 2013), mientras que para el caso del cultivo de Sargo en el Centro de Acuicultura Morro Sama se determinó una mortalidad de 10 %. Además se sabe que la infección por estreptococos en los peces se produce en cualquier tamaño y edad, y por varias vías de infección, que incluyen, la ingestión de piensos contaminados (MINAMI Y OTROS, 1979), la cohabitación y la ingestión de peces moribundos (ROBINSON Y MEYER, 1966); tal como ocurrió en los tanques de cultivo de Morro Sama, donde los peces aparentemente sanos compartían espacio con los moribundos.

Los peces afectados con una infección por *Streptococcus spp.*, presentan diversos signos clínicos que depende de la especie de pez que afecta, pudiendo ser: natación errática, pérdida de orientación, letargia, pérdida de control de la flotabilidad, melanosis, exoftalmia unilateral o bilateral, opacidad de la córnea, hemorragias en o alrededor de los ojos, base de las aletas, ano, o en cualquier otra parte del cuerpo, fluido ascítico en la cavidad abdominal y ulceraciones (DOMÉNECH Y OTROS, 1993 Y 1996; ELDAR Y OTROS, 1994 Y 1995-A Y B; BERCOVIER Y OTROS, 1997; ELDAR Y GHITTINO, 1999; YANONG Y FRANCIS-FLOYD, 2006; ORTEGA Y OTROS, 2017).

La bibliografía refiere a que el control de la enfermedad a causa de *Streptococcus spp.*, es muy difícil, debido a que es una bacteria muy ubicua, por lo

que se vuelve difícil la eliminación del patógeno y por lo tanto, la reinfección es muy habitual, razón por la cual se recomienda tomar medidas sanitarias adecuadas, como la eliminación oportuna de los peces enfermos de los tanques, para evitar nuevos contagios; además, evitar la sobrealimentación, y mejorar la calidad del agua tanto en su limpieza, renovación y niveles de oxigenación (SAKO, 1993; AMAL Y ZAMRI-SAAD, 2011).

VI. CONCLUSIONES

La intensidad lumínica y pH a la cual estuvieron expuestos los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”, durante las horas del día fueron los parámetros que influenciaron en los casos de mortalidad, así también el oxígeno disuelto influyó durante las horas de la noche.

El agua utilizada para el cultivo de los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” es no apta para este fin, debido a que supera el LMP de coliformes termotolerantes según el ECA.

Los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”, que formaron parte de los casos de mortalidad, presentaron alteraciones en su morfología interna y externa, como: estómago e intestino con acumulación de comida no digerida, deformaciones en los opérculos, branquias pálidas, aletas deshinchadas y hemorrágicas, además de una delgadez.

Los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo”, que presentaron un comportamiento basado en la letargia, natación errática y natación sobre su propio eje, más tarde fueron parte de los casos de mortalidad que se presentaron.

En muestras de bazo e hígado de los juveniles de *Anisotremus scapularis* “Sargo” sacrificados se aislaron cepas de colonias de *Streptococcus spp.*, cocos Gram positivos, catalasa negativos, anaerobios facultativos. Esta bacteria a causa de la mala calidad del agua, no solo por la concentración de coliformes, sino también por la alta carga de sedimento provenientes de los alimentos, heces de los

proprios peces y los restos de peces muertos que incrementaron la presencia de materia orgánica que fue necesaria para el desarrollo del patógeno, además de los niveles de pH poco alcalino y la poca presencia de oxígeno en el ambiente también contribuyeron a romper el equilibrio existente entre el agente patógeno, medio ambiente y hospedero, propiciando que los juveniles sean vulnerables.

VII. RECOMENDACIONES

- Mejorar el diseño experimental del presente trabajo desarrollado, y en futuros trabajos, no tomar en consideración las lecturas de los parámetros en las horas que se presente un corte de energía eléctrica, que contribuya al aumento de CO₂.
- Realizar el recuento en placa de *Streptococcus sp.* en muestras de agua de los tanques de cultivo, para discernir si los parámetros fisicoquímicos contribuyen a la proliferación de la bacteria.
- Realizar evaluaciones de otros parámetros a parte de la temperatura, oxígeno disuelto, pH, intensidad lumínica y salinidad, tales como sólidos suspendidos y otros.
- Realizar evaluaciones microbiológicas de los sedimentos de los tanques de cultivo A y B.
- Realizar un estudio de la carga microbiológica del agua de mar que es utilizada para el cultivo de los juveniles de Sargo, para determinar la prevalencia del agente patógeno *Streptococcus spp.*
- Implementar una técnica de limpieza y desinfección a realizarse en los tanques de cultivo de los juveniles de Sargo, tanques elevados de agua, sistema de succión de agua del mar y el sistema de tuberías, con la finalidad de evitar la carga elevada de sedimentos y microorganismos en el agua.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- APHA. (1992). *Standard Methods for the examination of water and wastewater, METHOD 4500-H*. Washington: APHA.
- APHA. (2005). *Standard methods for the examination of water and wastewater*. APHA.
- BERGEY, D., Y HOLT, J. G. (1994). *Bergey's Manual of determinative bacteriology 9° Edition*. USA: Kippincott Williams & Wilkins.
- BLANCH, A. (S.F.). Técnica de diagnóstico en enfermedades de peces. En J. Espinosa de los Monteros, & U. Labarta, *Patología en Acuicultura* (págs. 391-428). CAICYT.
- CARRERA, L., COTA, N., LINARES, J., CASTRO, A., ORIHUELA, L., SILVA, E., Y MONTES, M. (2017). *Manual para Acondicionamiento y Reproducción de Chita Anisotremus scapularis*. Callao, Perú: IMARPE.
- CASTELLÓ, F. (1993). *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. Barcelona: Universitade de Barcelona.
- CHIRICHIGNO, N., Y CORNEJO, M. (2001). *Catálogo comentado de los peces marinos del Perú*. Callao: IMARPE.
- COTA, N. J. (2016). *Ontogenia del sistema digestivo y caracterización de la actividad enzimática de las larvas de Chita Anisotremus scapularis*. Ensenada, Baja California, Mexico: CICESE-IMARPE.

- DINIS, N. Z. (2014). *Índices parasitarios en larvas, post larvas y alevinos de Piaractus brachypomus "Paco" en relación a los factores ambientales, en el Centro de Investigaciones Quistococha del Instituto de Investigaciones de la Amazonia peruana, Iquitos - Perú*. Iquitos: Universidad Nacional de la Amazonía Peruana.
- EL AAMRI, F. (2013). *Estudio de la patogenicidad y factores de virulencia de Streptococcus iniae en peces de acuicultura marina*. Arucas: Universidad de las Palmas de Gran Canaria.
- FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR. (1997). *Apuntes - Curso cultivo de peces marinos*. Coquimbo - Chile: Universidad Católica del Norte Chile.
- FAO. (2011). *Manual básico de Sanidad Piscícola*. Paraguay: FAO.
- FAO. (2016). *El estado mundial de la pesca y acuicultura*. Roma: Italia.
- FONDEPES. (2015). *Manual para el Cultivo de Lengüado*. Lima - Perú: Biblioteca Nacional del Perú.
- FUENTES, C., GARCIA, N., GARCIA, P., RUIZ DE OCENDA, M., CABALEIRO, S., Y FERNÁNDEZ CASAL, J. (2009). Aislamiento de *Enterovibrio nigricans* a partir de Rodaballos (*Pestta maxima*) enfermos. En S. e. Acuicultura, *Libro de resúmenes: con la acuicultura alimentamos tu salud* (págs. 250-251). Madrid: XII Congreso Nacional de Acuicultura.
- FUNDACIÓN ALFONSO MARTÍN ESCUDERO. (2000). Análisis del desarrollo de cultivos: Medio, agua y especies. Capítulo 8. Cultivo de peces. En E.

- Polanco, *La Acuicultura: Biología, regulación, fomento, nuevas tendencias Y Estrategia Comercial* (Págs. 187-223). Madrid: Grupo Mundi-Prensa.
- GODOY, M. G. (1999). *Micosis sistémica asociada a Exophiala salmonis en Turbot (Scophthalmus maximus) cultivados en Chile*. Valdivia: Universidad Austral de Chile.
- HANNA. (s.f.). *Manual de instrucciones: HI 97500 Luxómetro Portátil*. HANNA.
- HERMAN, R. L. (2009). O papel de agentes infecciosos na mortandade de peixes. En M. E. Rolla, C. B. Mascarenhas, & N. D. de Campos Barbosa, *Manual de campo para investigacao de morte de peixes* (págs. 46-59). Minas Gerais: Editora e grafica SIGMA.
- IANNACONE, J., Y ALVARIÑO, L. (2012). Microecología del monogeno Mexicana sp. en las branquias de Anisotremus scapularis de la Costa Marina de Lima, Perú. *Neotrop. Helmonthol*, 277-285.
- IMARPE. (2014). Evaluaciones ecofisiológicas en juveniles de Chita y Cabrilla. *Anuario Científico Tecnológico Imarpe Vol. 14*, 146-149.
- IMARPE. (2015). Ciclo de vida de la Chita Anisotremus scapularis. *Serie de divulgación científica año 1-Vol 1 - N°1*, 1.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIONES MARINAS Y COSTERAS "JOSE BENITO VIVES DE ANDREIS". (2003). *Manual de técnicas analíticas para la determinación de parámetros fisicoquímicos y contaminantes*

marinos: Aguas, sedimentos y organismos. Santa Marta - Colombia: INVEMAR.

KONG, I., Y CASTRO, H. (2002). *Guía de Biodiversidad N° 3 Vol. I Macrofauna y algas marinas.* II Región de Antofagasta - Chile: Centro regional de estudios y educación ambiental.

LABELLA, A., ALONSO, M., BERBEL, C., MANCHADO, M., CASTRO, D., Y BORREGO, J. (2009). Aislamiento y caracterización de bacterias potencialmente patógenas asociadas a nuevas especies de Espáridos cultivados. En S. E. Acuicultura, *Libro de resúmenes: con la acuicultura alimentamos tu salud* (págs. 296-297). Madrid: XII Congreso Nacional de Acuicultura.

LEATHERLAND, J. F., Y WOO, P. T. (2010). *Fish diseases and disorders, Volumen 2: Non-Infectious Disorders. 2nd Edition.* Cánada: CABI.

LÓPEZ, J. (2015). *Estudio de la presencia de nematodos anisákidos en distintas especies acuícolas producidas en el litoral español.* Valencia: Universidad Politécnica de Valencia.

MAC, J. F. (2003). *Pruebas bioquímicas para la identificación de bacteria de importancia clínica 3° Edición.* Argentina: Editorial Médica Panamericana.

MALTA, J., THATCHER, V., Y VARELLA, A. (1982). *Metodología para necropsia peixes da Amazonia.* Sao Paulo - Brasil.

- MATEO, E. (2012). *Naturaleza de las Enfermedades de la Trucha: Enfermedades Infecciosas*. Lima: IMARPE.
- MATEO, E. (2012). *Naturaleza de las Enfermedades de la Trucha: Enfermedades No Infecciosas*. Lima: IMARPE.
- MEDINA, M., SOTIL, G., FLORES, V., Y FERNANDEZ, C. (2016). Ocurrencia de Escuticociliatosis en el Lenguado *Paralichthys adspersus* causado por *Miamiensis avidus*, en el Perú. *Revista Peruana de Biología*, 261-270.
- MENDOZA, D. (2011). *Panorama de la Acuicultura Mundial, América latina y el Caribe y en el Perú*. Lima: Dirección General de Acuicultura - Ministerio de la Producción.
- MEYER, D. E. (2004). *Introducción a la Acuicultura*. Honduras: Escuela Agrícola Panamericana Zomorano.
- MINAM. (2017). *D.S. N°004-2017-MINAM - Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para el Agua*. Lima - Perú.
- MONTERO, P. A., Y AGUSTO, K. L. (2009). *Curso taller: Recolección y conservación de muestras en campo después de originado algún daño o perjuicio sobre un cuerpo de agua y su entorno*. Tumbes: IMARPE.
- NAVAS, J. I. (2012). *Curso Teórico-Práctico: Diagnóstico de enfermedades de peces marinos*. Cartaya - España: IFAPA Centro Agua del Pino.
- ORTEGA, Y., BARREIRO, F., CASTRO, G., HUANCARE, K., MANCHEGO, A., ABELO, M. Y SANDOVAL, N. (2017). *Estreptococos beta-hemolítico*

- en Tilapias del Nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivadas en Sullana, Piura-Perú. *MVZ Córdova* 22, 5653-5665.
- PRODUCE. (2010). Plan Nacional de Desarrollo Acuicola 2010-2021. Dirección General de Acuicultura - Ministerio de la Producción.
- PULIDO B., E. A., Y IREGUI C., C. (2008/2009). *Manual Básico de Sanidad de PACús y Tambaquís*. Santa Cruz - Bolivia: Industrias Gráficas Sirena.
- RAMOS, A. F. (2013). *Pesquisa de parasitas em Sargo (Diplodus sargus) da costa Portuguesa*. Portugal: Faculdade de Ciências da Universidade do Porto.
- RODRÍGUEZ, M., RODRÍGUEZ, D. G., MONROY, Y., Y MATA, J. A. (2001). Manual de enfermedades de Peces. *Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la red de diagnóstico - CONAPESCA*, Año 4, Volumen 3, Número 15.
- ROSADO, M., DIONICIO, J., Y AGUIRRE VELARDE, A. (2016). Evaluación de diferentes concentraciones triclaína (MS-222) en el transporte de Chitas (*Anisotremus scapularis*) juveniles. *Revista de Investigación Veterinaria Perú*, 687-697.
- SAKO, H. (1993). Acquired immunity of yellowtail, *Seriola quinqueradiata*, recovered from. *Suisanzoshoku*. 40, 389-392.
- SÁNCHEZ, N., GARCÍA, B., RAGA, J., Y MONTERO, F. (2009). Parásitos como potenciales patógenos del Sargo Picudo en la Acuicultura Española. En S.

- E. Acuicultura, *Libro de resúmenes: con la Acuicultura Alimentamos tu Salud* (págs. 328-329). Madrid: XII Congreso Nacional de Acuicultura.
- TORROELLA, J. J. (1988). Aspectos generales de Patología infecciosa. En CAICYT, *Patología en acuicultura* (págs. 1-36). Madrid: J. Espinosa de los Monteros & u. Labarta.
- VÁSQUES, G., PENAGOS, L., Y IREGUI, C. (2011). *Técnica de necropsia y toma de muestras para Histopatología y Microbiología en peces*. Colombia: Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre.
- YSI ENVIRONMENTAL. (S.F.). *Manual de operaciones YSI 550A. Instrumento portátil de medición de oxígeno disuelto*. YSI Environmental.
- YSI INC. (S.F.). *Manual de operaciones pH100A-ECOSENSE*. YSI Inc.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Índice del NMP al 95% de Confianza para varias Combinaciones de resultados positivos cuando se usan 5 tubos por dilución (10ml, 1ml, 0.1ml)

N° de Tubos Positivos			N° de Tubos Positivos			N° de Tubos Positivos			N° de Tubos Positivos			N° de Tubos Positivos			N° de Tubos Positivos								
Combinación de positivos			Combinación de positivos			Combinación de positivos			Combinación de positivos			Combinación de positivos			Combinación de positivos								
		NMP			NMP			NMP			NMP			NMP			NMP						
0	0	0	<1.8	1	0	0	2	2	0	0	4.5	3	0	0	7.8	4	0	0	13	5	0	0	23
0	0	1	1.8	1	0	1	4	2	0	1	6.8	3	0	1	11	4	0	1	17	5	0	1	31
0	0	2	3.6	1	0	2	6	2	0	2	9.1	3	0	2	13	4	0	2	21	5	0	2	43
0	0	3	5.4	1	0	3	8	2	0	3	12	3	0	3	16	4	0	3	25	5	0	3	58
0	0	4	7.2	1	0	4	10	2	0	4	14	3	0	4	20	4	0	4	30	5	0	4	76
0	0	5	9.0	1	0	5	12	2	0	5	16	3	0	5	23	4	0	5	36	5	0	5	95
0	1	0	1.8	1	1	0	4	2	1	0	6.8	3	1	0	11	4	1	0	17	5	1	0	33
0	1	1	3.6	1	1	1	6.1	2	1	1	9.2	3	1	1	14	4	1	1	21	5	1	1	46
0	1	2	5.5	1	1	2	8.1	2	1	2	12	3	1	2	17	4	1	2	26	5	1	2	64
0	1	3	7.3	1	1	3	10	2	1	3	14	3	1	3	20	4	1	3	31	5	1	3	84
0	1	4	9.1	1	1	4	12	2	1	4	17	3	1	4	23	4	1	4	35	5	1	4	110
0	1	5	11.0	1	1	5	14	2	1	5	19	3	1	5	27	4	1	5	42	5	1	5	130
0	2	0	3.7	1	2	0	6.1	2	2	0	9.3	3	2	0	14	4	2	0	22	5	2	0	49
0	2	1	5.5	1	2	1	8.2	2	2	1	12	3	2	1	17	4	2	1	26	5	2	1	70
0	2	2	7.4	1	2	2	10	2	2	2	14	3	2	2	20	4	2	2	32	5	2	2	95
0	2	3	9.2	1	2	3	12	2	2	3	17	3	2	3	24	4	2	3	38	5	2	3	120
0	2	4	11.0	1	2	4	15	2	2	4	19	3	2	4	27	4	2	4	44	5	2	4	150
0	2	5	13.0	1	2	5	17	2	2	5	22	3	2	5	31	4	2	5	50	5	2	5	180
0	3	0	5.6	1	3	0	8.3	2	3	0	12	3	3	0	17	4	3	0	27	5	3	0	79
0	3	1	7.4	1	3	1	10	2	3	1	14	3	3	1	21	4	3	1	33	5	3	1	110
0	3	2	9.3	1	3	2	13	2	3	2	17	3	3	2	24	4	3	2	39	5	3	2	140
0	3	3	11.0	1	3	3	15	2	3	3	20	3	3	3	28	4	3	3	45	5	3	3	180
0	3	4	13.0	1	3	4	17	2	3	4	22	3	3	4	31	4	3	4	52	5	3	4	210
0	3	5	15.0	1	3	5	19	2	3	5	25	3	3	5	35	4	3	5	59	5	3	5	250
0	4	0	7.5	1	4	0	11	2	4	0	15	3	4	0	21	4	4	0	34	5	4	0	130
0	4	1	9.4	1	4	1	13	2	4	1	17	3	4	1	24	4	4	1	40	5	4	1	170
0	4	2	11.0	1	4	2	15	2	4	2	20	3	4	2	28	4	4	2	47	5	4	2	220
0	4	3	13.0	1	4	3	17	2	4	3	23	3	4	3	32	4	4	3	54	5	4	3	280
0	4	4	15.0	1	4	4	19	2	4	4	25	3	4	4	36	4	4	4	62	5	4	4	350
0	4	5	17.0	1	4	5	22	2	4	5	28	3	4	5	40	4	4	5	69	5	4	5	430
0	5	0	9.4	1	5	0	13	2	5	0	17	3	5	0	25	4	5	0	41	5	5	0	240
0	5	1	11.0	1	5	1	15	2	5	1	20	3	5	1	29	4	5	1	48	5	5	1	350
0	5	2	13.0	1	5	2	17	2	5	2	23	3	5	2	32	4	5	2	56	5	5	2	540
0	5	3	15.0	1	5	3	19	2	5	3	26	3	5	3	37	4	5	3	64	5	5	3	920
0	5	4	17.0	1	5	4	22	2	5	4	29	3	5	4	41	4	5	4	72	5	5	4	1600
0	5	5	19.0	1	5	5	24	2	5	5	32	3	5	5	45	4	5	5	81	5	5	5	>1600

Fuente: Official Methods of Analysis of AOAC Internacional, 18 ed. 2005. Chapter 17.3, pág. 40.

Anexo 2. Ficha de datos para el Examen de "VISU" de juveniles de Sargo (*Anisotremus scapularis*)

EXAMEN DE "VISU" DE JUVENILES DE SARGO (*Anisotremus scapularis*)

FECHA _____ HORA _____ N° DE INDIVIDUO _____

EXAMEN EXTERNO (INDIVIDUO VIVO Y/O MUERTO)

ASPECTO GENERAL		PIEL				
Delgadez	<input type="checkbox"/> sí/no	Úlceras/Tumores	<input type="checkbox"/> sí/no			
Letargia	<input type="checkbox"/>	Heridas	<input type="checkbox"/>			
Natación errática	<input type="checkbox"/>	Oscurecimiento	<input type="checkbox"/>			
Natación en círculos	<input type="checkbox"/>	Puntos blancos en la superficie del cuerpo	<input type="checkbox"/>			
Natación girando sobre su eje	<input type="checkbox"/>	Nódulos grises en superficie del cuerpo (Linfocistis)	<input type="checkbox"/>			
Excitabilidad anormal (salta del tanque)	<input type="checkbox"/>	Hemorragia	<input type="checkbox"/>			
Ritmo opecular acelerado	<input type="checkbox"/>	OJOS				
Abultamiento abdominal	<input type="checkbox"/>	Exoftalmia	<input type="checkbox"/> sí/no			
MOCO		Opacos	<input type="checkbox"/>			
Color	<input style="width: 100%;" type="text"/>	Hemorrágicos	<input type="checkbox"/>			
Aspecto	<input style="width: 100%;" type="text"/>	ESCAMAS				
Producción	<input style="width: 100%;" type="text"/>	Falta	<input type="checkbox"/> sí/no			
DEFORMACIONES		BRANQUIAS				
Columna	<input type="checkbox"/> sí/no	Pálidas	<input type="checkbox"/> sí/no			
Opérculo	<input type="checkbox"/>	Hemorrágicas	<input type="checkbox"/>			
Boca	<input type="checkbox"/>	Telangiectasia (fusión de laminillas)	<input type="checkbox"/>			
		Moco en abundancia	<input type="checkbox"/>			
ALETAS						
	1° Ala. dorsal sí/no	2° Ala. dorsal sí/no	Ala. pectoral sí/no	Ala. pélvica sí/no	Ala. anal sí/no	Ala. caudal sí/no
Hemorrágicas	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Erosionadas	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Deshilachadas	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

EXAMEN INTERNO (INDIVIDUO MUERTO O SACRIFICADO)

HÍGADO				BAZO				
Hemorragias (petequias)	<input type="checkbox"/>			Esplenomegalia (bazo hinchado)	<input type="checkbox"/>			
Necrosis focal	<input type="checkbox"/>			Hemorragias (petequias)	<input type="checkbox"/>			
Nódulos blancos (tumorações)	<input type="checkbox"/>			Necrosis focal	<input type="checkbox"/>			
Hepatitis (hinchado)	<input type="checkbox"/>			Nódulos blancos (tumorações)	<input type="checkbox"/>			
Color	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	
	Rojo	Negro	Amarillo	Rosa pálido	Rojo	Negro	Amarillo	Rosa pálido
RIÑÓN				ESTÓMAGO E INTESTINO				
Hemorragias (petequias)	<input type="checkbox"/>			Acumulación de comida no digerida	<input type="checkbox"/>			
Necrosis focal	<input type="checkbox"/>			Hemorragias puntiformes	<input type="checkbox"/>			
Nódulos blancos (tumorações)	<input type="checkbox"/>			Acumulación de líquido seroso	<input type="checkbox"/>			
Nefritis (hinchado)	<input type="checkbox"/>			Gastrorragia (liq. Sanguinolento en su interior)	<input type="checkbox"/>			
Color	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	<input style="width: 20%;" type="text"/>	
	Rojo	Negro	Amarillo	Rosa pálido				

Anexo 3. Datos de parámetros fisicoquímicos del tanque A y Tanque B.
 Tabla 17. Determinación de la temperatura (°C) de los tanques "A" y "B".

DÍA	FECHA	TANQUE "A"				TANQUE "B"			
		08:00	14:00	20:00	02:00	08:00	14:00	20:00	02:00
1	01/10/2017	15,2	16,5	18,1	14,6	15,3	16,4	15,3	14,5
2	02/10/2017	15,4	16,9	17,4	15,4	15,3	17,4	16,4	15,3
3	03/10/2017	14,6	15,9	17,2	14,6	14,6	17,4	15,6	14,7
4	04/10/2017	14,7	16,9	15,6	14,6	14,7	17,5	15,6	14,4
5	05/10/2017	14,9	17,4	16,2	15,0	14,9	17,7	16,3	14,9
6	06/10/2017	14,9	16,0	15,4	14,5	14,8	16,3	15,5	14,4
7	07/10/2017	14,9	15,8	15,5	14,2	14,6	16,2	15,6	14,2
8	08/10/2017	13,9	15,3	14,6	13,8	14,0	15,3	14,3	13,8
9	09/10/2017	13,6	15,2	14,5	14,0	13,6	15,2	14,6	13,7
10	10/10/2017	13,7	15,0	14,5	13,6	13,7	15,4	14,3	14,0
11	11/10/2017	14,6	15,8	15,4	14,1	14,6	16,1	15,5	14,2
12	12/10/2017	14,1	14,9	14,0	13,8	14,2	14,8	14,0	13,9
13	13/10/2017	13,7	14,8	14,3	13,6	13,8	15,1	13,9	13,5
14	14/10/2017	13,4	14,2	13,9	13,8	13,3	14,4	13,7	13,8
15	15/10/2017	14,2	15,0	15,1	14,9	14,4	15,1	15,1	14,9
16	16/10/2017	14,9	16,6	15,4	15,0	14,9	17,0	15,4	14,7
17	17/10/2017	14,7	18,1	16,7	15,4	14,8	18,6	16,3	15,7
18	18/10/2017	15,2	17,4	16,6	15,6	15,0	18,4	16,1	15,4
19	19/10/2017	15,2	15,8	15,0	14,8	15,2	15,5	14,8	14,5
20	20/10/2017	14,3	16,7	16,2	15,7	14,2	15,4	16,2	16,0
21	21/10/2017	14,2	16,5	16,7	16,0	14,2	16,7	16,7	16,0
22	22/10/2017	15,7	18,2	17,9	16,1	15,8	18,5	17,7	15,9
23	23/10/2017	15,8	17,5	16,4	15,7	15,8	17,9	16,5	15,6
24	24/10/2017	16,3	18,7	17,2	16,5	16,3	18,7	17,5	15,9
25	25/10/2017	16,5	17,6	17,1	16,0	16,7	17,8	17,2	16,1
26	26/10/2017	15,6	17,6	17,3	16,1	15,9	17,8	17,1	16,0
27	27/10/2017	15,8	17,4	16,5	15,8	15,8	17,4	16,3	15,7
28	28/10/2017	16,0	18,2	17,1	15,4	16,0	18,8	16,8	15,2
29	29/10/2017	15,4	18,0	16,9	16,2	15,5	18,6	16,7	15,9
30	30/10/2017	15,1	16,7	15,7	14,5	15,1	18,3	15,8	15,0
31	31/10/2017	15,0	16,9	16,9	15,4	14,7	17,2	16,8	15,5
32	01/11/2017	14,0	16,4	16,4	15,4	14,0	16,5	15,4	15,5
33	02/11/2017	14,2	15,7	16,6	14,4	14,3	15,4	16,9	14,4
34	03/11/2017	14,4	15,1	15,5	15,3	14,5	15,4	15,8	15,3
35	04/11/2017	15,0	17,6	16,0	15,1	14,5	15,4	15,9	15,2
36	05/11/2017	15,6	17,9	17,8	15,2	15,9	18,0	17,9	15,4
37	06/11/2017	18,0	18,3	17,8	17,0	18,1	18,1	17,6	17,2
38	07/11/2017	16,6	18,6	17,6	17,1	17,0	16,5	17,4	17,0
39	08/11/2017	16,7	18,5	17,5	16,5	16,9	18,5	18,0	17,2
40	09/11/2017	16,2	17,1	17,0	16,5	16,7	17,6	17,3	17,1
41	10/11/2017	16,8	17,9	17,2	16,8	17,0	18,1	17,3	16,9
42	11/11/2017	17,1	17,8	16,8	16,6	17,0	18,1	17,1	16,7
43	12/11/2017	16,2	18,3	17,4	16,3	16,3	18,1	17,9	16,6
44	13/11/2017	16,3	18,6	17,4	16,5	16,7	18,5	16,5	16,8
45	14/11/2017	17,1	17,9	16,4	15,7	17,1	17,8	16,4	15,7
46	15/11/2017	17,5	18,1	18,2	16,5	17,5	18,3	18,3	15,4
47	16/11/2017	17,6	18,1	17,4	17,7	17,7	18,4	17,7	16,8
48	17/11/2017	16,5	18,5	18,2	16,4	16,6	18,9	18,2	16,5
49	18/11/2017	15,5	19,2	18,1	16,0	15,6	19,0	18,2	16,4
50	19/11/2017	15,3	17,3	16,5	16,2	15,4	17,5	16,9	16,2
51	20/11/2017	14,9	17,4	16,3	15,0	15,0	17,4	15,6	15,0
52	21/11/2017	15,0	17,3	17,0	15,0	15,0	17,2	16,9	15,1
53	22/11/2017	16,8	18,7	17,9	16,0	15,9	18,5	17,8	16,0
54	23/11/2017	14,7	17,3	16,9	15,4	14,7	17,3	16,9	15,4
55	24/11/2017	14,9	16,7	16,7	15,1	15,0	16,3	16,3	15,2
56	25/11/2017	14,5	16,5	15,9	14,8	14,5	16,6	16,1	14,5

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 18.
Determinación de la salinidad (ppt) de los tanques "A" y "B".

DÍA	FECHA	TANQUE "A"		TANQUE "B"	
		08:00	20:00	08:00	20:00
1	01/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
2	02/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
3	03/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
4	04/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
5	05/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
6	06/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
7	07/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
8	08/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
9	09/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
10	10/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
11	11/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
12	12/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
13	13/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
14	14/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
15	15/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
16	16/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
17	17/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
18	18/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
19	19/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
20	20/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
21	21/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
22	22/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
23	23/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
24	24/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
25	25/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
26	26/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
27	27/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
28	28/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
29	29/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
30	30/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
31	31/10/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
32	01/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
33	02/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
34	03/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
35	04/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
36	05/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
37	06/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
38	07/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
39	08/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
40	09/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
41	10/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
42	11/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
43	12/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
44	13/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
45	14/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
46	15/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
47	16/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
48	17/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
49	18/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
50	19/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
51	20/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
52	21/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
53	22/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
54	23/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
55	24/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9
56	25/11/2017	34,9	34,9	34,9	34,9

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 19.

Determinación de la intensidad lumínica (lux) de los tanques "A" y "B".

DÍA	FECHA	TANQUE "A"			TANQUE "B"		
		08:00	12:00	16:00	08:00	12:00	16:00
1	01/10/2017	590	3560	380	620	1370	450
2	02/10/2017	840	1440	400	1680	830	360
3	03/10/2017	300	2450	400	230	670	380
4	04/10/2017	930	3700	960	500	1340	420
5	05/10/2017	980	3950	378	620	1245	310
6	06/10/2017	500	2440	280	420	1750	300
7	07/10/2017	540	1320	320	310	870	430
8	08/10/2017	330	1700	280	280	1100	440
9	09/10/2017	730	4000	350	680	1312	470
10	10/10/2017	420	1220	300	270	660	200
11	11/10/2017	550	1660	250	360	930	250
12	12/10/2017	660	1970	240	570	990	310
13	13/10/2017	600	1410	220	380	870	340
14	14/10/2017	340	730	270	280	600	300
15	15/10/2017	310	390	120	290	260	300
16	16/10/2017	1240	1280	210	540	780	350
17	17/10/2017	1260	3600	267	360	1600	290
18	18/10/2017	650	1280	391	460	960	390
19	19/10/2017	390	1160	280	249	1230	250
20	20/10/2017	350	1070	390	230	620	190
21	21/10/2017	820	1570	320	610	1170	240
22	22/10/2017	980	3350	180	700	1480	450
23	23/10/2017	790	1240	387	510	450	380
24	24/10/2017	560	1480	399	282	560	300
25	25/10/2017	402	3115	280	211	1245	200
26	26/10/2017	414	2080	195	216	1020	190
27	27/10/2017	650	2200	210	430	940	270
28	28/10/2017	1050	3020	110	580	1680	370
29	29/10/2017	950	3420	450	680	1980	450
30	30/10/2017	1140	1710	500	350	1800	320
31	31/10/2017	850	1990	240	500	1700	340
32	01/11/2017	670	1830	250	530	1350	460
33	02/11/2017	670	1830	400	600	1990	480
34	03/11/2017	1250	3280	320	530	1350	440
35	04/11/2017	850	1120	380	600	1990	500
36	05/11/2017	640	2680	200	510	1990	280
37	06/11/2017	770	2680	200	880	1990	280
38	07/11/2017	1400	1313	530	840	1000	140
39	08/11/2017	720	3600	260	330	1900	220
40	09/11/2017	430	1260	300	240	1450	180
41	10/11/2017	700	465	370	500	550	280
42	11/11/2017	490	1700	430	360	1400	360
43	12/11/2017	810	1200	530	610	960	410
44	13/11/2017	750	580	480	480	430	240
45	14/11/2017	550	1500	180	310	930	130
46	15/11/2017	1000	800	238	570	540	175
47	16/11/2017	530	650	290	460	550	180
48	17/11/2017	1050	2300	360	670	1980	380
49	18/11/2017	780	2890	480	420	1060	490
50	19/11/2017	1180	2990	490	420	1090	380
51	20/11/2017	1380	4200	730	1040	1900	840
52	21/11/2017	660	1320	690	420	1090	680
53	22/11/2017	1580	1450	460	780	1280	540
54	23/11/2017	580	2500	500	450	1400	510
55	24/11/2017	440	2010	390	380	1600	570
56	25/11/2017	1290	1480	560	280	1450	478

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 20.
Determinación del pH de los tanques "A" y "B".

DÍA	FECHA	TANQUE "A"		TANQUE "B"	
		08:00	20:00	08:00	20:00
1	01/10/2017	7,54	7,53	7,31	7,32
2	02/10/2017	7,05	7,02	7,7	7,68
3	03/10/2017	7,56	7,52	7,83	7,81
4	04/10/2017	7,57	7,53	7,57	7,54
5	05/10/2017	7,57	7,57	7,7	7,68
6	06/10/2017	7,47	7,45	7,45	7,45
7	07/10/2017	7,51	7,49	7,53	7,46
8	08/10/2017	7,49	7,49	7,58	7,46
9	09/10/2017	7,51	7,48	7,65	7,64
10	10/10/2017	7,5	7,48	7,67	7,66
11	11/10/2017	7,52	7,51	7,49	7,47
12	12/10/2017	7,56	7,55	7,62	7,61
13	13/10/2017	7,51	7,5	7,56	7,56
14	14/10/2017	7,4	7,39	7,6	7,58
15	15/10/2017	7,47	7,46	7,7	7,68
16	16/10/2017	7,52	7,51	7,71	7,68
17	17/10/2017	7,54	7,53	7,67	7,63
18	18/10/2017	7,44	7,43	7,6	7,57
19	19/10/2017	7,46	7,45	7,67	7,65
20	20/10/2017	7,38	7,37	7,65	7,63
21	21/10/2017	7,4	7,39	7,64	7,62
22	22/10/2017	7,46	7,45	7,6	7,59
23	23/10/2017	7,45	7,44	7,65	7,65
24	24/10/2017	7,37	7,36	7,55	7,47
25	25/10/2017	7,39	7,38	7,49	7,45
26	26/10/2017	7,35	7,34	7,51	7,49
27	27/10/2017	7,5	7,47	7,6	7,58
28	28/10/2017	7,65	7,64	7,45	7,42
29	29/10/2017	7,56	7,55	7,55	7,46
30	30/10/2017	7,51	7,49	7,48	7,42
31	31/10/2017	7,5	7,5	7,63	7,59
32	01/11/2017	7,35	7,31	7,43	7,38
33	02/11/2017	7,6	7,57	7,54	7,54
34	03/11/2017	7,35	7,34	7,43	7,43
35	04/11/2017	7,6	7,57	7,54	7,49
36	05/11/2017	7,51	7,47	7,49	7,48
37	06/11/2017	7,21	7,19	7,39	7,38
38	07/11/2017	7,23	7,23	7,03	7,03
39	08/11/2017	7,68	7,65	7,61	6,6
40	09/11/2017	7,69	7,66	7,3	7,29
41	10/11/2017	7,69	7,65	7,69	7,65
42	11/11/2017	7,75	7,74	7,67	7,68
43	12/11/2017	7,7	7,69	7,68	7,65
44	13/11/2017	7,55	7,52	7,54	7,54
45	14/11/2017	7,49	7,43	7,5	7,69
46	15/11/2017	7,49	7,46	7,52	7,52
47	16/11/2017	7,65	7,63	7,54	7,52
48	17/11/2017	7,45	7,37	7,68	7,65
49	18/11/2017	7,58	7,51	7,54	7,53
50	19/11/2017	7,55	7,54	7,54	7,54
51	20/11/2017	7,7	7,69	7,54	7,53
52	21/11/2017	7,61	7,59	7,51	7,5
53	22/11/2017	7,62	7,61	7,5	7,48
54	23/11/2017	7,09	7,06	7,41	7,39
55	24/11/2017	7,56	7,53	7,56	7,56
56	25/11/2017	7,65	7,65	7,45	7,44

Fuente: Elaboración propia.


Tabla 21.

Determinación del oxígeno disuelto (mg/L) de los tanques "A" y "B".

DÍA	FECHA	TANQUE "A"				OXÍGENO DISUELTO (mg/L)			
		08:00	14:00	20:00	02:00	08:00	14:00	20:00	02:00
1	01/10/2017	7,02	6,66	6,08	6,13	6,9	6,92	6,2	6,32
2	02/10/2017	6,87	6,39	6,48	6,54	6,65	6,57	6,54	6,67
3	03/10/2017	6,87	6,37	6,22	6,32	7,06	6,87	6,74	6,52
4	04/10/2017	6,98	5,02	5,77	6,06	7,09	6,23	6,79	6,68
5	05/10/2017	6,28	5,74	5,44	6,19	7,08	6,25	6,09	6,72
6	06/10/2017	6,45	4,76	5,9	6,29	6,31	6,98	5,77	6,15
7	07/10/2017	6,31	5,59	5,26	6,6	6,2	5,39	5,87	5,95
8	08/10/2017	6,68	5,75	5,66	5,48	6,48	5,5	6,54	6,06
9	09/10/2017	6,74	6,39	6,45	6,51	6,9	5,92	6,76	6,32
10	10/10/2017	6,7	6,05	6,29	6,27	7,33	6,7	6,35	6,28
11	11/10/2017	6,38	7,5	5,43	6,31	7,2	6,45	6,94	6,2
12	12/10/2017	6,4	6,23	5,4	6,34	6,85	6,62	5,93	6,17
13	13/10/2017	6,98	5,55	5,44	5,78	6,38	6,5	6,83	6,9
14	14/10/2017	5,9	6,51	5,77	6,44	6,93	7,2	7,06	7,05
15	15/10/2017	6,21	5,96	6,15	5,6	6,86	6,31	6,77	5,61
16	16/10/2017	5,92	6,37	6,43	6,45	6,92	6,58	6,43	5,89
17	17/10/2017	6,43	5,23	5,9	5,94	6,61	5,75	6,71	5,99
18	18/10/2017	6,03	5,3	5,17	5,77	6,88	6,12	6,7	5,78
19	19/10/2017	6,01	5,54	4,88	4,95	6,69	6,72	6,73	6,77
20	20/10/2017	5,64	5,9	5,96	6,05	6,96	6,73	6,46	6,22
21	21/10/2017	5,38	5,56	5,85	4,3	5,35	6,8	5,71	5,9
22	22/10/2017	5,75	4,59	3,96	5,38	6,04	5,12	5,6	6,24
23	23/10/2017	5,51	4,42	4,05	4,32	6,2	5,08	6,44	5,87
24	24/10/2017	5,13	4,55	4,76	4,77	5,6	5,16	6,84	6,73
25	25/10/2017	5,22	5,00	4,46	4,46	5,8	5,44	5,77	5,95
26	26/10/2017	4,56	5,09	3,55	5,34	5,42	5,01	5,04	5,66
27	27/10/2017	5,33	4,15	3,56	4,76	5,27	5,04	5,9	6,09
28	28/10/2017	5,32	5,03	4,28	5,54	5,18	5,6	5,85	6,26
29	29/10/2017	5,96	5,13	4,76	5,32	5,95	5,35	5,76	5,35
30	30/10/2017	6,06	5,98	5,21	5,39	6,78	6,54	6,11	5,63
31	31/10/2017	6,27	6,5	6,53	7,11	6,67	5,84	6,38	6,42
32	01/11/2017	7,25	6,7	6,7	7,21	6,56	6,7	6,2	6,42
33	02/11/2017	6,31	6,02	5,58	5,94	5,94	5,84	5,6	6,39
34	03/11/2017	6,5	5,63	5,35	5,4	6,32	4,8	4,64	6,00
35	04/11/2017	5,96	5,7	6,04	5,82	5,6	5,85	5,21	5,15
36	05/11/2017	5,84	5,82	4,65	5,7	4,99	5,9	4,25	5,43
37	06/11/2017	4,97	5,12	4,75	5,17	4,9	4,98	4,33	4,56
38	07/11/2017	5,5	5,01	4,54	5,03	4,9	4,34	4,41	4,4
39	08/11/2017	5,2	5,12	4,7	5,2	5,11	4,4	4,32	4,53
40	09/11/2017	5,3	5,02	4,94	5,08	5,1	4,64	4,45	4,7
41	10/11/2017	5,1	4,75	4,15	5,00	4,83	4,46	4,4	4,63
42	11/11/2017	5,21	4,9	4,61	5,06	5,13	4,1	3,88	4,7
43	12/11/2017	4,81	5,2	4,3	4,45	5,12	5,35	3,75	3,9
44	13/11/2017	4,54	4,28	4,34	4,63	4,28	3,9	3,98	4,34
45	14/11/2017	4,4	5,6	5,76	6,02	4,37	5,01	5,03	5,05
46	15/11/2017	4,7	3,44	4,45	4,76	4,42	3,73	4,08	4,09
47	16/11/2017	4,95	4,44	4,62	4,4	4,6	4,54	4,2	4,62
48	17/11/2017	4,98	4,98	4,32	4,4	4,85	4,8	4,24	4,65
49	18/11/2017	5,41	5,1	4,62	5,1	5,54	4,9	4,5	4,58
50	19/11/2017	5,68	5,42	5,21	5,19	5,9	5,04	4,35	5,00
51	20/11/2017	5,62	5,24	5,35	5,62	5,72	5,03	6,33	5,25
52	21/11/2017	5,69	4,71	4,59	5,37	5,85	4,93	4,46	4,64
53	22/11/2017	5,25	5,72	4,77	5,55	5,27	4,9	5,13	5,32
54	23/11/2017	5,5	5,63	4,98	5,3	6,12	5,4	5,19	5,31
55	24/11/2017	5,88	5,25	4,95	5,48	5,9	5,2	5,08	5,57
56	25/11/2017	5,48	5,62	4,95	5,03	5,85	5,7	6,35	5,53

Fuente: Elaboración propia.


TESISTA
Bach. Rocio del Pilar Saravia Ticona


ASESOR
Blgo. Victor Carbajal Zegarra