

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO
FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA Y DE ALIMENTOS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA PESQUERA



**“EVALUACIÓN DE LA TASA DE ECLOSIÓN DE OVAS
EMBRIONADAS DE TILAPIA (*Oreochromis niloticus*) EN
INCUBADORA ACONDICIONADA EN LABORATORIO”**

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO PESQUERO

CARLOS ELOY ROSSELL CARRASCO

Callao, 2016

PERÚ

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CALLAO
FACULTAD DE INGENIERIA PESQUERA Y DE ALIMENTOS

Bellavista, 05 de febrero del 2016

OFICIO N 003-2016-JET/FIPA

Señor

Mg. *WALTER ALVITES RUESTA*

Decano

Facultad de Ingeniería Pesquera y de Alimentos.

Presente.-

Asunto: Sustentación de la Tesis
RN20149-2015-DFIPA, 16/12/2015

De nuestra consideración:

Por intermedio del presente, nos dirigimos a usted, para saludarlo cordialmente e informarle que, en el ambiente del Aula 032 – 031 a las 11:00 horas del día Viernes 05 de febrero del 2016, se reunió el Jurado Evaluador de Sustentación de la Tesis para optar el Título de Ingeniero Pesquero, integrado por:

Presidente: Ing. Gloria Albina Gutiérrez Romero

Secretario: Ing. José Antonio Romero Dextre

Vocal: Ing. Roberto Orlando Quesquén Fernández

Para evaluar la Tesis:

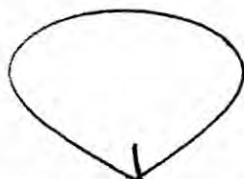
“EVALUACIÓN DE LA TASA DE ECLOSIÓN DE OVAS EMBRIONADAS DE TILAPIA (*Oreochromis niloticus*) EN INCUBADORAS ACONDICIONADAS EN LABORATORIO”

Presentado por el Sr. Bachiller en Ingeniería Pesquera: Carlos Eloy Rossell Carrasco
Participando en calidad de Asesor: MSc. Antonio Mariluz Fernández.

Los señores miembros, después de haber atendido la sustentación y evaluadas las respuestas a las preguntas formuladas y terminada la réplica, luego de debatir entre sí, reservada y libremente lo declaran **APROBADO** por **UNANIMIDAD** con el calificativo de **BUENO**, en fe de lo cual firmamos la presente Acta, siendo las . . . horas del día mismo día se dio por terminado el Acto de Sustentación.

Con la seguridad de contar con su fina atención, le reiteramos nuestra estima.

Atentamente,



Ing. *Gloria A. Gutiérrez Romero*
Presidente

Ing. *José A. Romero Dextre*
Secretario

Ing. *Roberto O. Quesquén Fernández*
Vocal

DEDICATORIA:

A **Dios**, por derramar sus bendiciones y por darme la fuerza para seguir adelante y continuar cuando a punto de caer he estado; por ello, con toda la humildad que mi corazón puede emanar.

De igual forma a mis padres: **Carlos y Yolanda**, que han sabido formarme con buenos sentimientos, hábitos y valores, lo cual me ha ayudado a salir adelante buscando siempre el mejor camino y a mi hermana **Rosa**; por alentarme y enseñarme que con esfuerzo, perseverancia se pueden alcanzar las metas en la vida.

A mi familia en general, porque me han brindado su apoyo incondicional y por compartir conmigo buenos y malos momentos.

A todos ellos les dedico mi tesis, por su infinita paciencia, enseñanzas, apoyo incondicional cariño, tolerancia y comprensión, sin su eterna ayuda nada de esto sería realidad.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente agradezco a Dios por haber concluido este trabajo de investigación, el cual indudablemente me abrirá paso para continuar con mis expectativas;

A mis padres Carlos Rossell y Yolanda Carrasco por el apoyo incondicional a lo largo de mis estudios, y su firme confianza en mí éxito, al igual que mi hermana Rosa por sus grandes consejos;

A mi asesor, maestro, guía y amigo Ing. Antonio Arnulfo Mariluz Fernández, por confiar en mí, por su dirección, asesoramiento también por haberme transmitido sus conocimientos y darme la libertad en la toma de decisiones en la elaboración del presente trabajo de investigación;

Al jurado evaluador que conforma la comisión revisora por sus invaluable sugerencias y consejos útiles, que contribuyeron en el enriquecimiento de la tesis;

A mi alma mater; la Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera, por contar con buenos profesores, quienes volcaron sus enseñanzas y todos sus conocimientos para lograr mi formación profesional así como darme las facilidades de realizar el presente trabajo en sus instalaciones.

Al compañero Marco Tenorio por facilitarme el alimento balanceado con que se alimentaron las tilapias durante la parte experimental de reproducción en laboratorio, quien además me brindo sus ánimos, sin su ayuda este trabajo hubiera sido todavía más complicado.

A mis compañeros de CERPER S.A. por su amistad, apoyo, motivación y buenos deseos;

Agradezco a todas las personas que siempre confiaron y creyeron en mí y además que en una u otra forma, han contribuido a la realización de este logro.

I
ÍNDICE

Índice general	I
Índice de figuras	II
Índice de tablas	III
Índice de graficos	IV
Resumen	V
Abstract	VI
I. PLANTEAMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN	19
1.1. Identificación del problema	19
1.2. Formulación del problema	20
1.3. Objetivos de la investigación	20
1.3.1. Objetivo general	20
1.3.2. Objetivos específicos	21
1.4. Justificación	21
1.5. Importancia del estudio	22
II. MARCO TEORICO	23
2.1. Antecedentes del estudio	23
2.2. Bases teóricas	25

2.2.1. Estudio del recurso	25
2.2.2. Taxonomía	26
2.2.3. Crecimiento	27
2.2.4. Alimentación	28
2.2.5. Parámetros físico – químicos del agua	30
2.2.6. Selección de reproductores	34
2.2.7. Reproducción	36
2.2.8. Incubación artificial	38
2.2.9. Tasa de eclosión	40
2.3. Definición de terminologías	42
III. VARIABLES E HIPÓTESIS	47
3.1. Variables de la investigación	47
3.1.1. Variables independientes	47
3.1.2. Variable dependiente	47
3.2. Operacionalización de variables	48
3.3. Hipótesis de la investigación	48
IV. METODOLOGIA	49
4.1. Tipo de investigación	49

4.2. Diseño de la investigación	49
4.2.1. Diseño experimental	50
4.3. Población y muestra	51
4.3.1. Características de la población	51
4.3.2. Tamaño de muestra	52
4.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos	52
4.4.1. Instrumentos de recolección de datos	52
4.4.2. Técnicas de recolección de datos	53
4.5. Procedimiento de recolección de datos	58
4.5.1. Fase preliminar	58
4.5.2. Fase experimental	69
4.6. Procesamiento estadístico y análisis de datos	115
V. RESULTADOS	116
5.1. Tasa de eclosión	116
5.2. Mortalidad	121
5.3. Periodo de incubación	122
5.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación	124
5.4.1. Temperatura	124
5.4.2. Potencial de Hidrogeno	125

5.4.3. Oxígeno disuelto	127
5.4.4. Nitrito	128
5.4.5. Amoniacó	130
VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS	132
6.1. Contrastación de la hipótesis con los resultados	132
6.1.1. Tasa de eclosión	132
6.1.2. Mortalidad	132
6.1.3. Período de incubación	133
6.1.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación	134
6.2. Contrastación de los resultados con otros estudios similares	138
6.2.1. Tasa de eclosión	138
6.2.2. Mortalidad	140
6.2.3. Período de incubación	142
6.2.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación	143
VII. CONCLUSIONES	148
VIII. RECOMENDACIONES	150
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	152

ANEXOS

- **ANEXO I.** Matriz de consistencia 163
- **ANEXO II.** Cronograma de limpieza de los tanques de reproducción 164
- **ANEXO III.** Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N°1, en los tratamientos (T1 y T2) 165
- **ANEXO IV.** Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N°2, en los tratamientos (T1 y T2) 167
- **ANEXO V.** Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N°3, en los tratamientos (T1 y T2) 169
- **ANEXO VI.** Prueba t de student para los promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias de los tanques N°1, N°2, N°3 en los tratamientos (T1 y T2) 171
- **ANEXO VII.** Prueba t de student para los promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2) 173
- **ANEXO VIII.** Prueba t de student para el promedio de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapias en los tratamientos (T1 y T2) 175

- **ANEXO IX.** Prueba t de student para los promedios globales de las temperaturas del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2) 177
- **ANEXO X.** Prueba t de student para los promedios globales de pH del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2) 179
- **ANEXO XI.** Prueba t de student para los promedios globales de Oxígeno disuelto en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2) 181
- **ANEXO XII.** Prueba t de student para los promedios globales de la concentración de Nitrito en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2) 183
- **ANEXO XIII.** Prueba t de student para los promedios globales de la concentración de Amoniacó en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2) 185

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA N° 2.1. Tilapia Nilotica	25
FIGURA N° 2.2. Anatomía externa de la Tilapia Nilotica	26
FIGURA N° 2.3. Diferenciación sexual de la Tilapia Nilotica	35
FIGURA N° 2.4. Apareamiento de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>)	36
FIGURA N° 4.1. Recojo de datos en el flujo de procesos durante la investigación	53
FIGURA N° 4.2. Acondicionamiento de los tanques de reproducción	59
FIGURA N° 4.3. Sistema de recirculación y filtración del agua	60
FIGURA N° 4.4. Obtención de las especies de los tanques del laboratorio de acuicultura	61
FIGURA N° 4.5. Recolección de tilapias para su selección	62
FIGURA N° 4.6. Sexado manual de las tilapias	63
FIGURA N° 4.7. Sembrado de los peces seleccionados en los tanques de reproducción	64
FIGURA N° 4.8. Construcción de las incubadoras artificiales	65
FIGURA N° 4.9. Acondicionamiento de las incubadoras artificiales en el acuario	67
FIGURA N° 4.10. Partes y zonas del sistema de incubación artificial	67
FIGURA N° 4.11. Limpieza y desinfección de acuarios para recepción de larvas	68
FIGURA N° 4.12. Acondicionamiento de acuarios	69

FIGURA N° 4.13. Uso de redcillas en la limpieza del agua de los tanques de reproducción	70
FIGURA N° 4.14. Sifoneo del agua de los tanques de reproducción	70
FIGURA N° 4.15. Uso de tiosulfato de sódio para declorar agua	72
FIGURA N° 4.16. Decloración del agua potable	72
FIGURA N° 4.17. Tanques de almacenamiento de agua declorada	73
FIGURA N° 4.18. Pesaje de la ración alimentaria diaria	75
FIGURA N° 4.19. Alimentación de los peces reproductores	79
FIGURA N° 4.20. Ingesta del alimento de los peces reproductores	80
FIGURA N° 4.21. Medición de la temperatura del agua de cultivo en los tanques de reproducción	81
FIGURA N° 4.22. Extracción de la muestra de agua para el análisis de NH_3	82
FIGURA N° 4.23. Aplicación de las soluciones para la determinación del NH_3	83
FIGURA N° 4.24. Determinación de NH_3 en el agua utilizando el método colorimétrico	84
FIGURA N° 4.25. Extracción de la muestra de agua para el análisis de NO_2	84
FIGURA N° 4.26. Aplicación de las soluciones para la determinación del NO_2	85
FIGURA N° 4.27. Determinación de NO_2 en el agua utilizando el método colorimétrico	86

FIGURA N° 4.28. Medición del pH del agua de cultivo en los tanques de reproducción	87
FIGURA N° 4.29. Lectura de pH tomada in situ	88
FIGURA N° 4.30. Uso del Oxímetro digital HACH LDO	88
FIGURA N° 4.31. Medición del oxígeno disuelto del agua de cultivo en los tanques de reproducción	89
FIGURA N° 4.32. Muestreo de las hembras reproductoras de Tilapia Nilotica	95
FIGURA N° 4.33. Extracción de las ovas de la cavidad bucal de la hembra reproductora	96
FIGURA N° 4.34. Cronograma de reproducción y desove de cada hembra por tanque	97
FIGURA N° 4.35. Conteo de ovas por circunferencia	98
FIGURA N° 4.36. Desinfección de ovas de Tilapia Nilotica	100
FIGURA N° 4.37. Sembrado de ovas en la incubadora artificial	101
FIGURA N° 4.38. Incubación artificial de ovas	101
FIGURA N° 4.39. Recolección de ovas realizado por la hembra reproductora	103
FIGURA N° 4.40. Guardado de ovas en la cavidad bucal por parte de la hembra reproductora	103
FIGURA N° 4.41. Inspección del agua de incubación en las incubadoras artificiales	105
FIGURA N° 4.42. Medición de la temperatura del agua de recambio	106
FIGURA N° 4.43. Recambio de agua a las incubadoras	107

FIGURA N° 4.44. Inicio y final del proceso de incubación de ovas embrionadas de Tilapia Nilotica	109
FIGURA N° 4.45. Desarrollo larvario de la tilapia	112
FIGURA N° 4.46. Contabilidad de larvas de Tilapia Nilotica	112
FIGURA N° 4.47. Recolección y sembrado de las larvas en peceras	115

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA N° 2.1. Taxonomía	27
TABLA N° 2.2. Requerimientos nutricionales de la tilapia	28
TABLA N° 2.3. Tabla de alimentación	29
TABLA N° 2.4. Rangos de oxígeno y efectos en la Tilapia Nilótica	30
TABLA N° 2.5. Características reproductivas de selección para la Tilapia Nilótica	34
TABLA N° 3.1. Matriz de operacionalización de las variables	48
TABLA N° 4.1. Distribución de las unidades experimentales por tratamiento (T1 y T2)	50
TABLA N° 4.2. Diseño experimental de la investigación por tratamiento (T1 y T2), para cada tanque	51
TABLA N° 4.3. Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado a los reproductores de tilapia para el tanque N° 1	76
TABLA N° 4.4. Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado a los reproductores de tilapia para el tanque N° 2	77
TABLA N° 4.5. Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado a los reproductores de tilapia para el tanque N° 3	78
TABLA N° 4.6. Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el tanque de reproducción N° 1	91

TABLA N° 4.7. Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el tanque de reproducción N° 2	92
TABLA N° 4.8. Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el tanque de reproducción N° 3	93
TABLA N° 4.9. Registro general de desoves y conteo de ovas embrionadas	99
TABLA N° 4.10. Registro general del tiempo durante la incubación artificial de ovas	102
TABLA N° 4.11. Registro general del tiempo durante la incubación natural de ovas	104
TABLA N° 4.12. Registro general de los parámetros físico-químicos del agua de incubación para cada lote de ovas incubadas de manera artificial	108
TABLA N° 4.13. Registro general de los parámetros físico-químicos del agua de incubación para cada lote de ovas encubadas de manera natural	110
TABLA N° 4.14. Registro general de las tasas de eclosión y porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas durante la incubación de manera artificial y natural	114
TABLA N° 5.1. Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 1, en los tratamientos (T1 y T2)	116
TABLA N° 5.2. Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 2, en los tratamientos (T1 y T2)	118

TABLA N° 5.3. Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 3, en tratamientos (T1 y T2)	119
TABLA N° 5.4. Promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias de los tanques: N°1, N°2, N°3, en los tratamientos (T1 y T2)	120
TABLA N° 5.5. Promedios de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2) para sus respectivos tanques	121
TABLA N° 5.6. Promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante la incubación en los tratamientos (T1 y T2)	121
TABLA N° 5.7. Promedio de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2)	123
TABLA N° 5.8. Promedios globales de las temperaturas del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)	124
TABLA N° 5.9. Promedios globales de pH del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)	126
TABLA N° 5.10. Promedios globales del Oxígeno disuelto en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)	127
TABLA N° 5.11. Promedios globales de la concentración de	

Nitrito en el agua de incubación en los
tratamientos (T1 y T2) 129

TABLA N° 5.12. Promedios globales de la concentración de
Amoniacó en el agua de incubación en los
tratamientos (T1 y T2) 130

ÍNDICE DE GRAFICOS

GRAFICO N° 5.1. Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N°1	117
GRAFICO N° 5.2. Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N° 2	118
GRAFICO N° 5.3. Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N° 3	119
GRAFICO N° 5.4. Comparación de los promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2)	120
GRAFICO N° 5.5. Comparación de los promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia según para los tratamientos (T1 y T2)	122
GRAFICO N° 5.6. Comparación de los promedios de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapia para los tratamientos (T1 y T2)	123
GRAFICO N° 5.7. Comparación de los promedios globales de las temperaturas del agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)	125
GRAFICO N° 5.8. Comparación de los promedios globales de pH del agua de incubación según los	

tratamientos (T1 y T2)	126
GRAFICO N° 5.9. Comparación de los promedios globales del Oxígeno disuelto en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)	128
GRAFICO N° 5.10. Comparación de los promedios globales de la concentración de Nitrito en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)	129
GRAFICO N° 5.11. Comparación de los promedios globales de la concentración de Amoniaco en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)	131

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de investigación fue determinar el efecto que tienen los sistemas de incubación; artificial (incubadora acondicionada en laboratorio) y natural (bucal) sobre la tasa de eclosión de ovas embrionadas de Tilapia Nilótica (*Oreochromis niloticus*) para lo cual se diseñó 2 tipos de tratamiento; T1 (incubación artificial) y T2 (incubación natural).

El trabajo de investigación se llevó a cabo en el laboratorio de acuicultura de la Facultad de Ingeniería Pesquera y de Alimentos de la Universidad Nacional del Callao entre los meses de Enero y Julio del 2012.

En el desarrollo de la tesis se utilizó un diseño experimental que corresponde para los dos tipos de tratamiento de manera secuencial (T1 y T2), ambos tratamientos con tres repeticiones por tanque de cultivo (03 hembras y 01 macho de tilapia por tanque) utilizándose 03 tanques en total respectivamente para cada tratamiento.

En las pruebas que se hicieron para determinar la mayor tasa de eclosión, se utilizaron incubadoras acondicionadas en laboratorio (T1) en donde se obtuvo un promedio de 0.9602 ± 0.0009 y en las siguientes pruebas utilizando el tipo de incubación natural (T2) se obtuvo un promedio de 0.7293 ± 0.0024 . Los resultados indicaron según el análisis estadístico con "t de student" aplicados ($p \leq 0.05$) que, si existe una diferencia significativa demostrando un mejor resultado con el tratamiento: T1.

Concluyendo que la Incubación artificial es el método más adecuado para obtener una mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*).

ABSTRACT

The objective of the present investigation was determining the effect that having the incubation systems; artificial (equipped incubator in laboratory) and natural (mouth) about the hatching rate of fertilized eggs of Tilapia Nilotica (*Oreochromis niloticus*) for the whom is designed two types of treatment; T1 (artificial incubation) and T2 (natural incubation).

The research work was conducted at the aquaculture laboratory of than Engineering Faculty Fisheries and Food of than National Callao University, between the months of January and July of 2012.

In the develop of the thesis, was utilized an experimental design that correspond for the two types of treatment of manner sequentially (T1 y T2) both treatments with three replicates through of crop tanks (03 female and 01 male tilapia for tank) utilizing 03 tanks in total, respectively for each treatment.

In the tests that were made to determine the highest rate of hatching, is used incubators equipped in laboratory (T1) where was obtained an average of 0.9602 ± 0.0009 and in the following tests using the type of natural incubation (T2), was obtained an average of 0.7293 ± 0.0024 . The results indicated according to the statistical analysis applied with "t of student" ($p \leq 0.05$) that, if there a significant difference, showing a better result with the treatment: T1.

Concluding that the artificial incubation method is best suited for to get a higher hatching rate fertilized eggs of tilapia (*Oreochromis niloticus*).

CAPITULO I

PLANTEAMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN

1.1. Identificación del problema

El elevado nivel de mortalidad, pérdida de producción de ovas embrionadas, son parte de la base de muchos desafíos que se presentan en los sistemas tradicionales de producción de semilla de tilapia. Problemas resultantes para un operario de hatchery de tilapia, que se han vuelto indispensables tratar de solucionar, aumentando la tasa de eclosión de ovas embrionadas la cual se ha hablado poco pero se sabe que en la acuicultura existe la práctica de numerosos métodos para incubar semillas de tilapia ya sea de manera artificial o natural, que requieren gastos de dinero y tiempo (Maradiegue T. et al., 1998). Estos métodos han sido usados simultáneas veces, pero pocos han evaluado la tasa de eclosión de estas ovas y que resultados ofrecen cada método de incubación.

Producir alevines de tilapia sin conocer la cantidad de ovas desovadas y la tasa de eclosión de estas se ha vuelto una manera mecanizada para los acuicultores, poco se sabe de los factores que intervienen durante la incubación hasta la eclosión pero estos factores negativos a los que están expuestos las ovas recién desovadas de tilapia se pueden reducir dándole los cuidados respectivos. Viendo estos problemas la intervención del hombre no se ha hecho esperar, es así que el diseño y uso de incubadoras acondicionadas en laboratorio intenta aumentar la tasa de eclosión de ovas embrionadas dándole un mejor manejo a la obtención de alevines ayudando a los acuicultores conocer el estado de sus cultivos.

Frente a estas incógnitas se han hecho investigaciones para evaluar la tasa de eclosión de ovas embrionadas con incubadoras artificiales para obtener una alta cantidad de eclosiones con un mínimo grado de manipulación, control de las condiciones físico-químicas del agua para la incubación y mejor monitoreo de las ovas en términos de producción. Reduciendo las principales pérdidas que son debidas a daños físicos causados al corion de las ovas y algunas veces por estrés debido a un imbalance osmótico y contaminación bacterial o por hongos. (Rana, K.J., 1998)

Por tanto es necesario conocer la **evaluación de la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en incubadora acondicionada en laboratorio** para poder saber si ofrece mayores beneficios productivos que el sistema tradicional de incubación natural.

1.2. Formulación del problema

¿Con cuál sistema de incubación; artificial (Incubadora acondicionada en laboratorio) o natural (Incubación bucal), se obtendrá una mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*)?

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivo general

Determinar el efecto de los sistemas de incubación; artificial (Incubadora acondicionada en laboratorio) y natural (Incubación bucal) en la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia. (*Oreochromis niloticus*)



1.3.2. Objetivos específicos

- a. Determinar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) incubadas de forma artificial.
- b. Determinar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) incubadas de forma natural.
- c. Estimar el porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) incubadas de forma artificial.
- d. Estimar el porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) incubadas de forma natural.

1.4. Justificación

Se justifica el presente trabajo de mejoramiento de las tasas de eclosión de ovas y mayor producción de alevines por reproductor de tilapia (*Oreochromis niloticus*) porque, es una especie de gran demanda comercial a nivel nacional e internacional debido a la calidad y valor nutritivo de su carne.

En base a lo anterior, este trabajo está orientado a mejorar las producciones en los hatchery de tilapia dando a conocer que tipo de incubación (artificial o natural) será más favorable y al mismo tiempo fortalecer la acuicultura en nuestro país que actualmente se encuentra en vías de desarrollo.

Dejar un antecedente para quienes deseen investigar acerca de los beneficios utilizando incubadoras artificiales puedan hallar la manera de aumentar la tasa de eclosión, en otras especies de peces comerciales y así contribuir con el desarrollo del país.

1.5. Importancia del estudio

El estudio a llevarse a cabo es importante porque:

- ✓ Los resultados obtenidos en esta investigación determinarán, si el uso de incubadoras acondicionadas en laboratorio, será una propuesta viable para aumentar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*).
- ✓ Obtendremos un mayor beneficio económico (ventas y utilidades) en los hatchery de tilapia debido a que se tendrá conocimiento que tipo de incubación (artificial o natural) ofrece una mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia mejorando la producción y reduciendo costos.
- ✓ El método de incubación seleccionado como el más idóneo, en esta investigación será propuesto para aumentar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia, demostrando que no causa o causa en menor proporción, cualquier efecto negativo que pueda generar atrofias o daños en las ovas puestas a incubar, provocando mejoras en la producción.

CAPITULO II

MARCO TEORICO

2.1. Antecedentes del estudio

El cultivo de la tilapia en el mundo comenzó en 1820, así mismo esta especie viene incrementando anualmente su cultivo, a tal punto que se viene cultivando en 85 países y los países latinoamericanos no son la excepción (Brasil, Colombia y Ecuador, entre otros) aunque en el Perú el cultivo de esta especie todavía se mantiene de manera incipiente (PRODUCE, 2004). Es entonces que en la década de los 70, el instituto del mar del Perú (IMARPE) y la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) introdujeron las especies: *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis hornorum* y *Oreochromis mossambica* (Ramos y Gálvez, 2000 citado por Baltazar P., 2009) con fines de investigación, realizando cultivos en las zonas de la selva alta y también para que sirva como alimento al paiche en el lago Sauce, notando en especial; una rápida adaptación de la especie en la zona.

Posteriormente el cultivo de la Tilapia Nilotica en el Perú, prometió potenciar el desarrollo de la acuicultura, ayudado por los recursos y la diversidad de ambientes con que cuenta nuestro país. Las proyecciones que se tienen con esta especie de la familia cichlidae buscan tecnificar la producción practicada en aguas continentales. (Pillay T., 1997 citado por Aguilar, F., 2010)

Es por esos motivos que los estudios realizados sobre la incubación de ovas, hasta la actualidad muestran un buen avance de esta tecnología por lo que es necesario conocer cómo ha ido evolucionando durante el

tiempo para poder aplicarla en la actualidad, es así que haremos un breve recuento de los principales estudios realizados hasta el momento:

Little et al., (1993) encontró que la producción de semilla de tilapia del Nilo mejoraba de las 31 semillas/kg de hembras por día obtenidas en condiciones naturales, a 106 semillas/kg de hembras por día obtenidas con el destete. Las ovas y las larvas eran retiradas de la boca cada 10 días en el último método, mientras que las larvas libres eran retiradas 5 - 6 veces diarias en el primer método. Cuando la frecuencia de destete se aumentaba una vez cada 5 días, la productividad resultante aumentaba hasta las 278 semillas/kg de hembras por día.

Mendoza L., (2011) realizó estudios donde el proceso de incubación de ovas de tilapia en bandejas con medidas de 40cm x 25cm x 8cm, requerían un flujo constante de agua evitando que las ovas se empocen en un solo lugar y dándole un poco de movimiento a éstos. Obteniendo tasas de eclosión de ovas cercanas a 0.7 en donde el parámetro más crítico en este proceso fue la temperatura, ya que si se detectan niveles menores a 18°C las ovas tendían a honguearse, corriendo el riesgo de contagiar el resto, y por consiguiente perder toda la producción dentro de la incubadora.

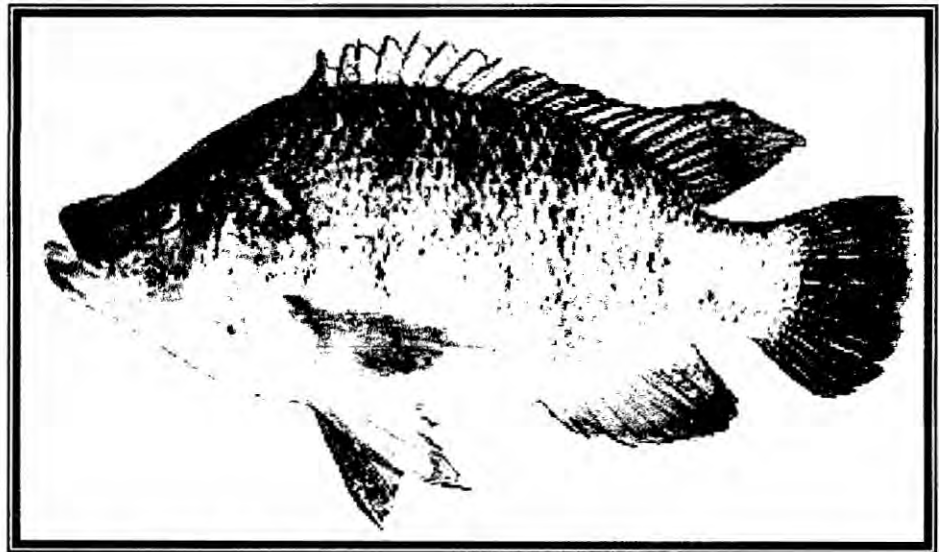
Terán A. C., (2013) en su investigación, incubó artificialmente ovas embrionadas de tilapia roja, utilizando la jarra de Mac Donald llegando a obtener tasas de eclosión de 0.905 como mínimo y 0.908 como máximo, que representaron una sobrevivencia del 90% a más, a flujos bajos de aireación que tenían un caudal el cual se encontraba entre; 1.5 a 2 L/min.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Estudio del recurso

La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), habita mayormente en regiones tropicales donde se dan las condiciones favorables para su reproducción y crecimiento (Quispe J., 2003). Este pez puede medir hasta 0.6 m y pesar hasta 4 kg, además posee un cuerpo comprimido y discoidal, raramente alargado de color gris aceitunado con líneas verticales separadas de color oscuro en la parte dorsal del cuerpo, y pecho blanco (véase la figura N° 2.1)

FIGURA N° 2.1
Tilapia Nilotica



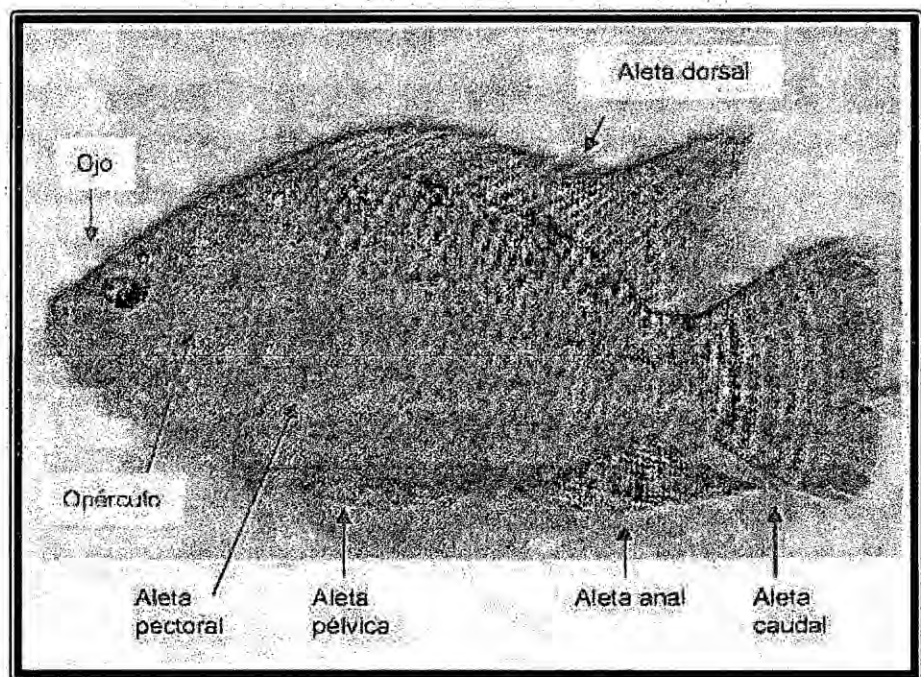
Fuente: Cantor A. F., 2007.

Las tilapias del género *Oreochromis niloticus*, según Courtenay W.R., (1997) presentan aletas pares como las; pectorales y las ventrales; e impares las cuales son las aletas dorsales (sobre el lomo, pueden ser dos) conformando la aleta caudal truncada redondeada (16 a 18 espinas y de 29 a 31 radios) que sirve para

mantener el equilibrio del cuerpo durante la natación y la aleta anal (3 espinas y 10 a 11 rayos). (véase la figura N° 2.2)

Estévez, (1970) señala que esta especie presenta un arco branquial con 27 a 33 branquiespinas, como también posee micro-branquiespinas en un número que varía de 14 a 27 que tienen la función de filtrar pequeños trozos de alimentos, también posee una boca ancha protractil, bordeada de labios gruesos; las mandíbulas presentan dientes cónicos y en algunas ocasiones incisivos.

FIGURA N° 2.2
Anatomía externa de la Tilapia Nilotica



Fuente: Saavedra M. M., 2006.

2.2.2. Taxonomía

La identificación taxonómica de la especie estudiada en la investigación se detalla a continuación. (véase la tabla N° 2.1 en la página 27)

TABLA N° 2.1
Taxonomía

Taxonomía de la tilapia Nilotica

Reino:	Animália
Phylum:	Chordata
Subphilum:	Vertebrata
Superclase:	Gnathostomata
Serie:	Piscis
Clase:	Actinopterygii
Subclase:	Actinopterygii
Orden:	Perciformes
Suborden:	Percoidei
Familia:	Cichlidae
Género:	Oreochromis
Espécie:	<i>Oreochromis niloticus</i>

Fuente: Morales et al., 1991.

2.2.3. Crecimiento

El crecimiento en tilapias está en función de la densidad de cultivo, pudiéndose retardar cuando la densidad es alta (competividad por alimentación) debido a que cada pez no podrá recibir el suficiente alimento por ración para cubrir su deficiencia nutricional, también está asociado a la calidad de agua (degradación de parámetros físico-químicos) (Beveridge C.M., 1990, citado por PRODUCE, 2004). Los niveles tóxicos del agua que dificultan el crecimiento de la tilapia pueden reducirse con recambios diarios de agua de un 20% si es que los peces se crían en tanques, también es recomendable la aireación mecánica la cual puede corregir estos problemas (FAO, 2003).

Para mantener un rápido crecimiento a una densidad de cultivo alta, se deberá complementar su alimentación con alimento externo (Huet M., 1973). Sin embargo para; Bocek, A., (2003) el alimento suplementario no es nutricionalmente completo y no

permitirá un buen crecimiento de los peces si el alimento natural está totalmente ausente. En la mayoría de las tilapias el macho tiene mayor capacidad de crecimiento que las hembras creciendo entre 2 a 3 veces más rápido, aun cultivados por separado (Bardach J.E. et al., 1990). Cabe mencionar que también está relacionado el bajo crecimiento de la hembra debido a la incubación y cuidados maternales ya que no se alimentan durante esas fases, lo que representa un gasto de las reservas de energía del cuerpo que perjudica su crecimiento (Huet, 1970, citado por Hephher B., 1991). Estudios realizados en; *Oreochromis niloticus* demuestran que estas, bajo condiciones muy favorables (T= 28 - 30°C, O₂ > 5 mg/L), pueden alcanzar 850 g en un año. (Juárez P., 1985)

2.2.4. Alimentación

Estudios realizados por Cabrera et al., (2001) revelan que la tilapia requiere un suministro de alimento entre 25 - 50% en proteínas según el estadio en que se encuentre (véase la tabla N° 2.2). Tapia, A.T., (2004) indica que niveles de 28-32% de proteína son apropiados para las necesidades nutricionales de los reproductores ya que se han determinado que niveles elevados (>40%) no otorgan ninguna ventaja en términos de crecimiento. Popper, D. y Lichatovich, (1975) mencionan que; las tilapias ingieren exclusivamente alimento vivo, pero en algunos casos puede

TABLA N°2.2
Requerimientos nutricionales de la tilapia

ESTADIO	PROTEINA (%)	LIPIDO (%)	CARBOHIDRATO (%)
Alevines	35-50	10	< 25
0.02-2.0 g	25-40	10	25-30
2.0-35.0 g	25-35	6-8	25-30
35.0 g a mas	30-32	6-8	25-30

Fuente: Cabrera et al., 2001.

sustituirse con alimento suplementario. El cual debe ser proporcionado según la biomasa cultivada, el peso y edad del pez (véase la tabla N° 2.3), para determinar posteriormente su tasa alimentaria. (Morales et al., 1991, citado por ASTILAPIA, 2009). La ración diaria de alimento más recomendable se da en la mañana (8:00 a.m.; 30% de la ración), mediodía (12:00 a.m.; 35% de la ración) y tarde (4:00 p.m.; 35% de la ración). (CENDEPESCA, 2008)

TABLA N° 2.3
Tabla de Alimentación

	Edad (semanas)	Peso promedio (gramos)	Crecimiento diario (gramos/día)	Alimento diario (% de peso)	Conversión alimentaria
ALEVIN	0	1		15	0.83
	1	3	0.27	10	0.85
	2	5	0.27	8	0.85
	3	7	0.34	5.8	0.86
	4	10	0.36	5.7	0.90
	5	13	0.46	5.5	0.90
JUVENIL	6	17	0.58	5.1	0.90
	7	22	0.71	5.1	0.91
	8	29	0.93	5.0	0.95
	9	37	1.14	4.5	0.98
	10	46	1.29	4.3	0.98
	11	56	1.51	4.2	1.00
PRE-ENGORDA	12	69	1.79	4.1	1.03
	13	83	2.07	4.0	1.03
	14	100	2.43	4.0	1.10
	15	120	2.85	3.5	1.15
	16	140	2.86	3.4	1.15
	17	162	3.14	3.2	1.25
	18	184	3.14	2.9	1.25
	19	207	3.29	2.8	1.26
	20	231	3.43	2.6	1.28
	21	256	3.57	2.4	1.28
ENGORDA	22	282	3.71	2.3	1.28
	23	309	3.85	2.2	1.30
	24	337	4.0	2.1	1.37
	25	355	4.0	1.9	1.37
	26	393	4.0	1.8	1.37
	27	422	4.14	1.7	1.37
	28	451	4.14	1.6	1.37
	29	480	4.14	1.5	1.34
	30	509	4.14	1.4	1.34
	31	538	4.14	1.4	1.35
	32	567	4.14	1.4	1.45
	33	596	4.14	1.3	1.47
	34	629	4.14	1.3	1.49
	35	654	4.14	1.2	1.49
	36	683	4.14	1.1	1.65

Fuente: Alicorp S.A., 2002

2.2.5. Parámetros físico – químicos del agua

a. Oxígeno disuelto

Las tilapias son capaces de sobrevivir con un requerimiento mínimo de concentraciones de oxígeno disuelto (0.5 - 1 mg/L) por periodos cortos, debido a la capacidad que posee su sangre para saturarse de oxígeno (Hepher B., 1991, citado por Villaruel C. et al., 2011). Normalmente para Gonzales R, (2005) es recomendable que se mantengan concentraciones de oxígeno por encima de 4.5 mg/L (véase la tabla N° 2.4). Otros autores como; Castillo, L., (1994) manifiestan que en la producción de ovas de la especie *Oreochromis niloticus*, el oxígeno debe mantenerse por encima de los 3 mg/L como rango ideal y finalmente Tapia, A.T., (2004) que considera que este debe ser de 5.0 mg/L a más.

TABLA N° 2.4
Rangos de oxígeno y sus efectos en la Tilapia Nilótica

Oxígeno (ppm)	Efectos
0.0 - 0.3	Los peces pequeños sobreviven en cortos periodos.
0.3 - 2.0	Letal en exposiciones prolongadas.
3.0 - 4.0	Los peces sobreviven pero crecen lentamente.
> 4.5	Rango deseable para el crecimiento del pez.

Fuente: Iversen E.S., 1982.

Mantener este parámetro en los reproductores ayuda a lograr un crecimiento deseable y no contar con el efecto de estrés; ya que caso contrario podría ocasionar: aumento de la conversión alimentaria, inapetencia, letargia, infecciones patógenas

respiratorias, incremento de la susceptibilidad a enfermedades y disminución de la capacidad reproductiva. (Iversen E.S., 1982)

Una forma sencilla de darse cuenta la falta de oxígeno en el agua, es la presencia de las tilapias en la superficie boqueando es decir tratando de buscar tomar directamente el oxígeno, estos síntomas son causados por diversos factores como; descomposición de materia orgánica en el agua, aumento de la tasa metabólica por el incremento de la temperatura, densidades de siembra muy altas, presencia de sólidos suspendidos y escape del oxígeno del agua hacia la atmósfera. (Cedeño, 1993 citado por Villaruel C. et al., 2011)

b. Temperatura

Es uno de los parámetros externo que más influye en la regulación del ciclo reproductivo de la tilapia debido a que es un animal poiquiloterma es decir su temperatura corporal depende de la del medio. (Bardach J.E. et al., 1990)

El rango de temperatura para inducir la reproducción de esta especie varía entre 28-30°C, siendo óptimo a 28 °C, por el contrario a temperaturas debajo de los 20°C, toda actividad reproductiva queda suspendida. (Gutiérrez R. G., 1998)

Se le considera un parámetro fundamental durante la incubación de ovas y es óptima entre 28 – 29°C pudiendo lograr supervivencias cercanas al 80% (Prieto, C. y Olivera, A., 2002). Durando la incubación bajo ese rango de temperatura; 96 horas, además se reportan variaciones en el periodo de incubación de 6 días a 20 °C y de 2 a 3 días a 34.5 °C. (ISA, 2005)

La tilapia tiene un rango de tolerancia de 12- 42°C, con un crecimiento de hasta, tres veces más rápido, si vive a temperaturas optimas (27- 32°C) pero si estas tienen variaciones de hasta 5°C puede provocar estrés y algunas veces la muerte (Colpos., 2008). El incremento de la temperatura aumenta la tasa metabólica y por ende, mayor consumo de oxígeno. (Little D. y Muir, 1987)

c. Potencial hidrogeno (pH)

El pH óptimo en las tilapia para favorecer directamente su desarrollo, debe estar en el rango de 7 a 9, ya que valores inferiores a ese rango, cercanos a 5 provocan muerte por fallos respiratorios en un período de 3 a 5 horas además despigmentación y aumento de secreciones como mucus en el tejido branquial (Huet M., 1973). Otros autores como; Lovshin, L. y Popma, T., (1996) reportan que el rango de pH para tilapias se encuentra entre 6.5 a 8.5 siendo el óptimo 7.5.

El pH puede ser alterado o modificado por la presencia de descomposición de materia orgánica y/o por la respiración excesiva de los peces (Nicovita, 2000). Estos hechos producen Dióxido de carbono (CO₂) y provocan que el pH disminuya a mayor concentración de (CO₂) disuelto en el agua. (CENDEPESCA, 2008)

Hickling C. F., (1971) menciona que la letargia, inapetencia o disminución de las tasas de crecimiento, reproducción y supervivencia, son debido al pH. Estos pueden ser evitados si se tiene un pH óptimo de 6.5 a 9.0 (Cedeño, 1993). Así mismo, el pH controla una amplia variedad de reacciones entre la forma no ionizada y la ionizada del amoniacó también nitritos, influyendo en su toxicidad. (Tomasto J., 2004)

d. Amoniac

El amoniac excretado es toxico para las tilapias en concentraciones de 0.6 – 2.0 mg/L durante cortos periodos de exposici3n, el cual aumenta a bajas concentraci3n de; ox3geno, pH alto (alcalino), temperaturas altas, ocasionando procesos patol3gicos en branquias y a concentraciones mayores afecta el sistema nervioso central, eleva la frecuencia cardiaca y respiratorias ocasionando mortalidades en el t3rmino de 2 a 3 horas (Timmons et al., 2002). En lo que se refiere a la incubaci3n de ovas de tilapia se han considerado que los primeros casos de mortalidad ocurren luego de una prolongada exposici3n de concentraci3n de amoniac mayores a 0.2 mg/L. (Lovshin, L. y Popma, T., 1996)

Kinkelin y Ghittino, (1985) mencionan que la suma de los dos compuestos ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$) se denomina amoniac total o nitr3geno amoniacal (NAT) y debe permanecer por debajo de 1mg/L, en donde el NH_3 es la forma que m3s toxicidad aporta al NAT. En general la tilapia que es un pez de aguas c3lidas tolera mejor la toxicidad del amoniac que otros peces. (Garc3a J.I., 1985)

e. Nitrito (NO_2)

El nitrito es el producto intermedio en el proceso de nitrificaci3n del amoniac a nitrato el cual se da relativamente r3pido mediante ozono y bacterias nitrificantes presentes en el medio por lo que las tilapias est3n expuestas a intoxicarse ya que es producido constantemente (Castillo, 1994). Cuando el nitrito ingresa al torrente sangu3neo de la tilapia, oxida el hierro de la mol3cula de hemoglobina desde el estado ferroso al f3rrico. El producto

resultante se llama "metahemoglobina" y se encuentra a concentraciones máximas de nitrito de 0.5 mg/L. (Timmons et al., 2002)

Estudios realizados demuestran que exposiciones permanentes a concentraciones de nitrito de 5.0 mg/L a mas, ocasiona problemas para transportar oxígeno a la sangre (ISA, 2005). Mantener concentraciones por debajo de 0.1 mg/L es muy provechoso para la calidad del agua y el desarrollo de las ovas durante la incubación, siempre y cuando se realicen constantes recambio y limpieza de agua. (Cedeño, 1993)

2.2.6. Selección de reproductores

Es la selección consciente del mejor individuo o cohorte, para proporcionar una adecuada y correcta descendencia, por lo que es importante; que hayan tenido una alimentación baja en grasa, buena capacidad abdominal y un porcentaje de proteína cercano al 32% y otras características (Mariluz A., 2007). (véase la tabla N° 2.5)

TABLA N° 2.5
Características reproductivas de selección para la Tilapia Nilotica

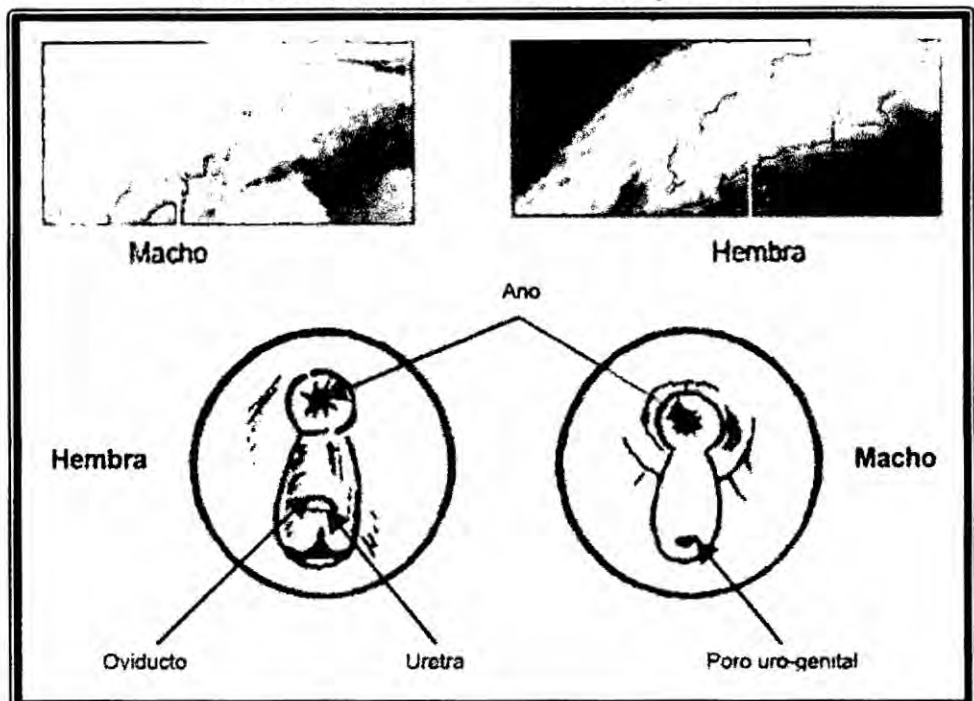
Edad para selección de hembra	3-5 meses
Edad para selección de macho	4-6 meses
Peso	100-400 g.
Longitud	10-18 cm.
Temperatura para el desove optima	25-30 °C
Temperatura mínima	25° C
Fecundidad: Rango	100- 2000 ovas /desove
Fecundidad: Promedio	200-400 ovas/desove
Numero de desoves	5-8 veces al año
Vida útil de los reproductores	2-3 años
Tipo de incubación	Bucal
Tiempo de incubación bucal	60-72 horas

Fuente: ASTILAPIA, 2009

ASTILAPA, (2009) sostiene que para la selección de reproductores, físicamente se deben tener en cuenta ciertos criterios como; tallas grandes, cabeza angosta, pecho grueso y estén sanos, sin parásitos ni malformaciones, entre otros.

Las tilapias poseen sexos separados, existiendo en muchos casos una clara diferencia entre macho y hembra durante el sexado: las hembras presentan tres orificios que conforman la papila genital, la uretra y el ano, mientras que el macho presenta dos orificios bajo el vientre; el ano y el orificio urogenital (Arboleda, 2006, citado por Villaruel C. et al., 2011). La identificación de estos orificios se hace más difícil cuanto más pequeño sea el ejemplar es por eso que se recomienda usar; azul de metileno (FONDEPES ,2004). (véase la figura N° 2.3)

FIGURA N° 2.3
Diferenciación sexual de la Tilapia Nilótica



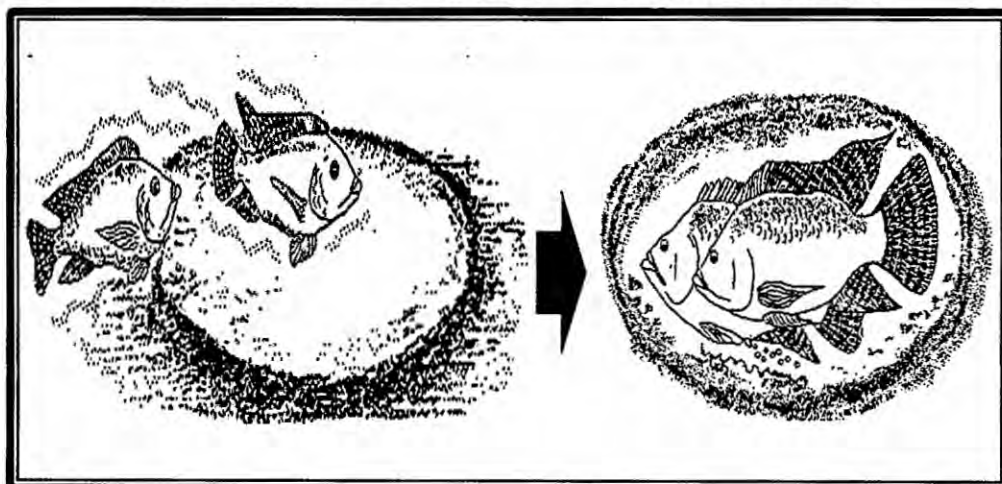
Fuente: Saavedra, M. M., 2006.

La proporción de reproductores es de; 3 hembras por macho, siendo la densidad de siembra de 4 peces/m² (Juares, P., 1985). Para estimular a los reproductores es recomendable usar el fotoperiodo pero no sobrepasarse por más de 08 horas ya que dificultan la reproducción y pueden ocasionar ligeras quemaduras a los reproductores. (Shelton y Rodríguez, 1931)

2.2.7. Reproducción

El macho establece su territorio, cava un hoyo de 5 - 8 cm de profundidad y 20 - 30 cm de diámetro (Saavedra M. M., 2006). Las hembras nadan cerca del lek estimulando al macho, al estar maduras entran en él y después de ser cortejadas por el macho, ovopositan en el nido (véase la figura N° 2.4), desovando 1-2 ovas por gramo de peso corporal (Castillo, F.L., 1989). Las ovas son esféricas cubiertas por una membrana porosa, transparente y rugosa, que al entrar en contacto con el agua se distiende volviéndose tersa (Lovshin L. y Popma T., 1996). Burrows, (1970) citado por Villaruel C. et al., (2011) menciona que la membrana presenta un orificio llamado micrópilo que es penetrado por el

FIGURA N° 2.4
Apareamiento de la tilapia (*Oreochromis niloticus*)



espermatozoide para la fecundación. Marcillo, E. y Landívar, J., (2000) consideran que las hembras del genero *Oreochromis* ejercen cuidados maternos a las ovas una vez fertilizadas, guardándolas en su boca para su incubación. Antes de que lleguen a eclosionar las ovas, existe según Mendoza, L., (2011) pérdidas que comúnmente se dan por variaciones de temperatura o en algunos casos por las mismas tilapias que digieren algunas ovas accidentalmente durante la incubación bucal. Macintosh y Little, (1995) sostienen que los daños físicos y asfixia a los que están expuestos las ovas , son producto del espacio reducido que ofrece la cavidad bucal de la hembra generando que las ovas estén en constante fricción entre ellas, dando como resultado un ambiente saturado para su desarrollo.

El CENDEPESCA, (2008) menciona que la incubación que realiza la hembra de *Oreochromis niloticus* dura 3 a 5 días dentro de su boca, por lo que durante ese periodo no comen. Castillo F. L., (1989) difiere manifestando que dura 72 a 96 horas aprox., dependiendo de la temperatura. A mayor temperatura se acelera la embriogénesis acortando el periodo de incubación pero posiblemente disminuyendo el porcentaje de sobrevivencia. (Pauly, D. J., 1993)

Durante la incubación Woynarovich, E. y Horvath, L., (1980) afirman que existe una acumulación de temperatura en condiciones naturales de; 90 – 112 °C/ 3 – 4 días. Baltazar, P., (2009) menciona que las tilapias obtienen tasas de eclosión naturalmente entre 0.8 a 0.95. Puede haber pérdidas en la tasa de eclosión si no se tiene control de los parámetros físico-químicos y microbiológicos a la que están expuestas las ovas, ocasionando su deterioro y en algunos casos mortalidades casi totales. (Guichenot, 1848)

Al terminar la incubación, se rompe la cáscara que envuelve a las ovas y nacen entre; 200 -300 larvas por hembra/ciclo (Cantor A., F., 2007). Estas presentan una bolsa con vitelo adherida a su cuerpo, la cual permanece 5 a 7 días adicionales hasta absorber el 60 – 75 % y comiencen a nadar (López, 1998). Las larvas forman cardúmenes y regresan a la boca de la madre si el peligro acecha pero cuando estas ya nadan y comen libremente solas, se disgregan prácticamente al cabo de unos diez días. (Hepher B., 1991)

La hembra reanuda su actividad alimenticia y reacondiciona sus ovarios dentro 2 – 4 semanas para estar lista para una nueva puesta, acortando su ciclo reproductivo (Suresh, A.V., 2000, citado por ISA, 2005). El macho permanece en su territorio cuidando el nido y es capaz de fertilizar las ovas de tres hembras más (una hembra realiza 8-12 puestas en un año en condiciones favorables de temperatura y alimento), si es que no hay periodo de frío que suprima el desove. (CENDEPESCA, 2008)

2.2.8. Incubación artificial

Las ovas son extraídas de la boca de la hembra reproductora, es decir al 5° o 7° día después de ser fecundadas (Rana K.J., 1990 citado por Prieto C., Olivera A., 2002). Se desinfectan las ovas por 10 minutos con soluciones: yodadas o formalina, para evitar infecciones bacterianas (*Aeromona hydrophyla* y *Pseudomona Fluorescens*) o hongos (*Saprolegnia sp.*, *Fusarium sp.* y *Trichoderma sp.*), disueltas en agua a una concentración de 1ppm. (Rana, K.J, 1998 citado por Prieto C., Olivera A., 2002)

Luego son llevadas a incubadoras que pueden ser de tipo bandejas, encontrándose con agua temperada a 28 – 29°C (Prieto C., Olivera A., 2002) pero Baltazar, P., (2009) recomienda que sean

incubadas a 25 – 28°C. La incubación se realiza según; Macintosh y Little, (1995) con un flujo vertical (1L/ min para 1000 ovas) simulando el movimiento en la boca de la hembra, evitando que se empocen en un solo lugar, debido a su tamaño (2-4 mm) y peso (3,8- 7,8 mg).

En el caso de; tanques de incubación estos están dotados de un flujo de aireación ascendente y renovaciones de agua frecuentes que aseguran una mejor homogenización y suspensión de las ovas, manteniendo el nivel de oxígeno disuelto al 80 – 100% de saturación (Silva, A., 2005). En el hatchery de FONDEPES, en Tambo de Mora la incubación practicada con la técnica del destete, registra mortalidades entre 5 al 15% (Baltazar, M., 2007). En otros casos de incubación artificial, pero de ovas de congrio colorado, con un sistema circuito abierto; Guichenot, (1848) obtuvo una tasa de eclosión de; 0.827, a temperaturas optimas según la especie, concluyendo que las incubadoras artificiales optimizan el proceso de incubación, muy independientemente de que especie sea la ova.

Para Baroiller, (1997) el desarrollo embrionario y la eclosión en incubadora tipo Mac Donald abarcan entre 30 - 40 horas y se puede llegar a obtener, según Terán A.C., (2013) una tasa de eclosión de ovas de 0.905 como mínimo y 0.908 como máximo, con un porcentaje de mortalidad para Baroiller, cercano al 5 - 8% o menos, con el agua manteniéndose a concentraciones de oxígeno no inferiores a los 5 mg/L e intensidad luminosa tenue que para Ridha, M.T. y Cruz, E.M., (2000) debe ser menor a 100 lux aprox., en cambio para el CENDEPESCA, (2008) las incubadoras tipo cono tardan un periodo de 5 a 7 días.

Rana, K.J., (1998) usando recipientes cónicos con flujo de agua descendentes, obtuvo hasta un 41% de mortalidad de ovas. Finalmente Mendoza, L., (2011) resalta de manera general que la

incubación artificial genera una tasa de eclosión de ovas de 0.7 aprox. muy independiente del tipo de incubadora que se utilice.

Estudios realizados por; García, T. y P. Philip, (1986) indican que las ovas toleran variaciones de temperaturas en estadios tempranos (2 células, 2-3 horas post- fertilización, blástula, 10-12 horas) que cuando los cigotos están en estadios avanzados (gastrulación 14-30 horas post-fertilización, cierre del blastoporo 30-48 horas), siendo la fase más crítica el momento de la eclosión (90-102 horas post-fertilización). Las incubadoras pueden presentar pérdidas en la producción de larvas tal como lo señalan; Prieto, C. y Olivera, A., (2002) quienes encontraron mortalidades durante la incubación en bandejas cercana al 10%.

Baroiller, (1997) menciona que una vez formada la mayor parte del organismo (cabeza y cola, los ojos se hacen visibles), el embrión comienza a girar dentro del espacio perivitelino antes de la eclosión. Los metabolitos del embrión según, Mendoza L., (2011) contienen algunas enzimas que actúan sobre la membrana de la ovas y la disuelven desde adentro, permitiendo al embrión romper la cascara de la ova y salir fácilmente. Después de la eclosión (2-3 días desde que se pusieron a incubar), las larvas emergen a la superficie y van abandonando las incubadoras (Hepher, B., 1991). Finalmente las larvas son atrapadas en su totalidad en un recipiente para mantenerlas por 4 a 5.5 días, tiempo que tardan en reabsorber su saco vitelino, ventaja que según Watanabe et al., (1992) solo ofrecen las incubadoras artificiales.

2.2.9. Tasa de eclosión

La tasa de eclosión es utilizada en algunos casos como un indicador de éxito (Bromage y Cumaranatunga, 1988 citado por

Rosado P., 2011). Lahnsteiner et al., (2008) menciona que para lograr estandarizar las condiciones reproducibles para la obtención de una tasa de eclosión aceptable, es necesario establecer producciones constantes con características de homogeneidad validada.

Brook et al., (1997) la formula como el potencial de la ova para producir una larva viable. En la práctica se resume en la lógica expectativa de que los lotes calificados sean aquellos que exhiben una alta supervivencia en las diferentes fases de producción que configuran la obtención de semilla para una especie dada. (Bromage et al., 1994)

Para Olivera A., (2002) la traduce en términos de supervivencia, la cual puede ser determinada al final de la eclosión, teniendo como datos bases la cantidad de ovas obtenidas inicialmente, además está configurada como el colectivo de características que asociadas a la ova son determinantes para establecer su capacidad de sobrevivencia.

Aún con el evidente nivel de conocimiento y desarrollo práctico que se tiene de la especie *Oreochromis niloticus* en el manejo de la reproducción y los procesos de incubación que tienen como tarea la eclosión de ovas, se confirma que existen indicios de pérdidas que pueden alcanzarse hasta un 27% de mortalidad de ovas durante la incubación bucal practicada por la madre. (Prieto, C. y Olivera, A., 2002)

Bajo diferentes prácticas de incubación, las evidencias muestran impactos específicos que se reflejan en variables, tipos de anomalías embrionarias, entre otros., que en una vía experimental para el desarrollo de la eclosión de ovas, requieren de diferentes indicadores dependiendo del tipo de manipulación aplicado sobre los

componentes técnicos de producción de semilla (Kato y Kamler, 1993). Estas pueden ser causadas según; Woynarovich, E. y Horvath, L., (1980) por deficiencias de oxígeno, poco o nulo recambio de agua y temperaturas inadecuadas que puedan afectar el desarrollo embrional de la ova, aun cuando el ambiente en donde se encuentren los reproductores conserven las condiciones de manejo y mantenimiento, la cual puede ser diferente en la cavidad bucal de la madre en donde se realiza la incubación. A grandes rasgos, los factores que intervienen en la tasa de eclosión se pueden agrupar como parámetros de carácter físico, químico y genético (Kjorsvik et al., 2003). Esta circunstancia apoya lo que de forma general y para diferentes especies se consideren como un factor de alto impacto y fuertemente limitante para la producción en masa de ovas. (Lanhsteiner et al., 2008)

2.3. Definición de terminologías

- **Acondicionamiento:** Conjunto de procesos a los que se someten los peces reproductores, para conseguir su maduración sexual en un espacio temporal a su ambiente natural.

- **Acuicultura:** Cultivo de organismos acuáticos como; peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas. La actividad de cultivo implica la intervención del hombre en el proceso de cría para aumentar la producción en operaciones con la siembra, la alimentación, la protección de los depredadores, etc.

- **Alevín:** Nombre que se le da a un pez desde que deja de ser una larva, nadando y comiendo libremente e independiente, con todas las características del adulto. La etapa de alevín termina cuando el

pez consume en su totalidad su saco vitelino, y comienza a alimentarse del medio.

- **Atrofia:** Falta de desarrollo de una parte de un cuerpo por defecto, ausencia de nutrición o de actividad.
- **Biomasa:** Peso seco de los peces, criados en una unidad de volumen o superficie de un determinado hábitat.
- **Blastoporo:** Orificio que se abre en la pared de la blástula al convertirse en gástrula durante el desarrollo embrionario de un organismo.
- **Blastulación:** Segmentación modificada por las diferentes cantidades de vitelo y patrones de división, en general produce una masa de células llamadas blástula.
- **Cichlido:** Peces óseos mayormente de agua dulce.
- **Cohorte:** Grupo de ovas o peces de un stock nacidos contemporáneamente.
- **Corion:** Envoltura externa que recubre a la larva de un pez y que colabora con la formación del saco vitelino.
- **Densidad de cultivo:** Relación entre una determinada cantidad de peces sembrados en una un espacio o área establecida.
- **Desove:** Acto de depositar las ovas y producir crías.

- **Destete:** Proceso en el cual la larvas de pez, desarrollan un estómago funcional y se alimentan solo con comida externa (natural, artificial).
- **Eclosión:** Proceso mediante el cual la ova se abre para liberar a un nuevo individuo ya apto para realizar sus funciones metabólicas.
- **Embrión:** Es la etapa inicial del desarrollo de un ser vivo mientras se encuentra en las ova producida por la madre.
- **Espacio perivitelino:** Espacio que queda entre el ovocito y la zona pelucida que lo envuelve, en el que son liberados los cuerpos polares en el momento de la maduración.
- **Estrés:** Situación en la que el pez o alguno de sus órganos, sufre presiones del medio o exigencias superiores a lo habitual, por lo que puede llegar a enfermar.
- **Fecundidad:** Potencial reproductivo de un organismo.
- **Gastrulación:** Etapa de desarrollo embrionario, que ocurre después de la formación de la blástula, en la segmentación y tiene como consecuencia la formación de capas sobre el embrión.
- **Hatchery:** Criadero, incubadora, planta de incubación, sala de incubación.
- **Inapetencia:** Falta de apetito del pez.
- **Incubadora:** Equipo cuya función común es crear un ambiente adecuado para el nacimiento y crecimiento de larvas en peces.

- **Larvas:** Nombre que se le da a un pez desde que eclosiona de la ova, se alimenta del saco vitelino, hasta que termina su desarrollo y se convierte en un alevín.
- **Lek:** Lugar o arena donde se agrupan los peces macho que competirán por el apareamiento con una hembra, la cual seleccionará al macho con el que se va a aparear.
- **Letargia:** Pérdida momentánea de la sensibilidad y el movimiento, dando al cuerpo la apariencia de la muerte real. Muerte aparente.
- **Monitoreo:** Evaluación continua de una acción en desarrollo, proceso coordinado por los responsables de la acción.
- **Ósmosis:** Fenómeno físico relacionado con el movimiento de un solvente a través de una membrana semipermeable.
- **Ovas:** Huevecillos de algunos peces que se encuentran agrupados.
- **Ovopositar:** Acción de algunos peces, de poner o depositar sus ovas o huevos en el suelo del nido durante la reproducción.
- **Papila urogenital:** Pequeño orificio saliente carnoso en los peces, por el cual son expulsados las ovas en las hembras y los espermatozoides en los machos.
- **Perciforme:** Orden de peces osteíctios con una o dos aletas dorsales con fuertes radios espinosos.

- **Poiquilotermo:** Habilidad que tienen algunos peces cuya temperatura corporal varía según la del medio ambiente en el que están.

- **Porcentaje de mortalidad:** Control de defunciones o muertes que ocurren en una determinada población de peces.

- **Saco vitelino:** Reservas energéticas disponibles y presentes en el desarrollo del embrión y larva, para continuar con su crecimiento. El vitelo es incorporado a la ova por la madre en forma de gránulos, y está constituido de lípidos y/o proteínas.

- **Sexado:** Diferenciación del sexo manual de machos y hembras por la apariencia que presentan o características particulares.

- **Tanques:** Estructuras o depósitos cerrados que sirven para almacenar líquidos, en donde se pueden criar peces.

- **Tasa de eclosión:** Cantidad proporcional de nacimientos de larvas o eclosiones que tienen lugar en una comunidad en un lapso de tiempo determinado.

CAPITULO III

VARIABLES É HIPOTESIS

3.1. Variables de la investigación

3.1.1. Variables independientes

➤ **Sistemas de incubación :**

✓ **Incubación artificial:** Incubación acondicionada en laboratorio.

✓ **Incubación natural:** Incubación natural bucal.

3.1.2. Variable dependiente

➤ **Tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia.**

➤ **Mortalidad de ovas embrionadas de tilapia.**

3.2. Operacionalización de variables

TABLA N° 3.1
Matriz de operacionalización de las variables

TIPOS	VARIABLES	INDICADORES
VARIABLES INDEPENDIENTES	Incubación artificial	03 incubadoras artificiales acondicionadas en laboratorio (T, O ₂ , pH, NH ₃ , NO ₂)
	Incubación natural	03 Tanques de cultivo acondicionados en laboratorio (T, O ₂ , NH ₃ , NO ₂)
VARIABLES DEPENDIENTES	Tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia.	Cantidad de ovas eclosionadas (determinación de diferencias significativas entre tratamientos)
	Mortalidad de ovas embrionadas de tilapia.	Cantidad de ovas no eclosionadas (porcentaje de mortalidad entre tratamientos)

Fuente: Elaboración propia

3.3. Hipótesis de la investigación

El uso de un sistema de incubación artificial (Incubadoras acondicionadas en la laboratorio), en lugar de la tradicional incubación natural (Incubación bucal), permitirá obtener una mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*).

CAPITULO IV

METODOLOGIA

4.1. Tipo de investigación

- **Experimental**, porque se manipuló las variables independientes, bajo condiciones controladas (sistemas de incubación artificial y natural) con el fin de conocer de qué modo o causa se produjo el acontecimiento con las variables dependientes (tasa de eclosión y porcentaje de mortalidad de ovas).
- **Descriptiva**, porque permitió proporcionar información del fenómeno estudiado (tasa de eclosión y porcentaje de mortalidad) a través de sus diferentes atributos (rasgos, propiedades, características, comportamiento) fundamentando la investigación con la realidad.
- **Aplicada**, porque buscó resolver un problema específico (conocer que sistema de incubación; artificial o natural aumentó la tasa de eclosión de ovas embrionadas de *Tilapia Nilotica*).
- **Correlacional**, porque estudió la relación de influencia que tuvieron las variables independientes (sistemas de incubación artificial y natural) sobre las variables dependientes (tasa de eclosión y porcentaje de mortalidad de ovas).

4.2. Diseño de la investigación

Los tratamientos (T1 y T2) se dieron de manera secuencial evaluándose 03 repeticiones (R1 - R3) por tratamiento, iniciándose con T1

(Incubación artificial) en un tiempo de duración de t_1 y luego un control T2 (Incubación natural) en un tiempo de duración de t_2 por cada tanque de cultivo respectivamente, teniéndose al final del experimento un total de 18 incubaciones ($n = 18$); 09 con incubadora artificial y 09 con incubaciones de forma natural, respectivamente en ese orden. (véase la tabla N° 4.1)

TABLA N° 4.1
Distribución de las unidades experimentales por tratamientos (T1 y T2)

TRATAMIENTOS			n = 18		
			TANQUE 1	TANQUE 2	TANQUE 3
T1	t_1	R1	n_1	n_2	n_3
		R2	n_4	n_5	n_6
		R3	n_7	n_8	n_9
T2	t_2	R1	n_{10}	n_{11}	n_{12}
		R2	n_{13}	n_{14}	n_{15}
		R3	n_{16}	n_{17}	n_{18}

Fuente: Elaboración propia

Leyenda:

T1 : Incubación artificial
 T2 : Incubación natural
 R1 - R3 : Repeticiones
 $n_1 - n_{18}$: Numero de muestras

n : Tamaño de muestra
 t_1 : Tiempo de duración para T1
 t_2 : Tiempo de duración para T2

4.2.1. Diseño experimental

Fue un diseño experimental con prueba y grupo control, para cada hembra reproductora por tanque (3 hembras reproductoras y 1 macho reproductor por tanque). La muestra se obtuvo

aleatoriamente para los 3 tanques de cultivo, realizándose 3 repeticiones por tratamiento en cada tanque. (véase la tabla N° 4.2)

TABLA N° 4.2
Diseño experimental de la investigación por
tratamiento (T1 y T2), para cada tanque

R	G ₁	X ₁	O ₁
R	G ₂	X ₁	O ₂
R	G ₃	X ₁	O ₃
R	G ₄	-	O ₄
R	G ₅	-	O ₅
R	G ₆	-	O ₆

Fuente: Elaboración propia

Leyenda:

R	: Aleatorio	O	: Evaluacion (Tasa de eclosión y mortandad de ovas embrionadas de tilapia)
G	: Grupos	-	: Grupo control (Incubacion de manera natural)
X ₁	: Tratamiento (Sistema de incubacion artificial, T°, pH, O ₂ , NO ₂ , NH ₃)		

4.3. Población y muestra

4.3.1. Características de la población

La población consto de 300 ejemplares de tilapia (*Oreochromis niloticus*), las cuales tuvieron una longitud y peso promedio de 20 cm y 100 g aprox. además de tener una edad mayor

a 8 meses, provenientes de los tanques de crianza, ubicados en el laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ingeniería Pesquera y de Alimentos de la Universidad Nacional del Callao.

4.3.2. Tamaño de muestra

El tamaño de muestra con la cual se trabajó durante la parte experimental consto de 12 reproductores (09 peces hembras y 03 peces machos) de tilapia (*Oreochromis niloticus*) que fueron seleccionados previamente, con una edad entre 8 meses a 1 año, los cuales contaron con una longitud promedio mayor a 20 cm y un peso promedio mayor a 100 g, siendo distribuidos en 03 tanques con una densidad de carga de 04 peces por tanque (03 hembras y 01 macho). Cada hembra por tanque de cultivo desovo 02 veces (01 para el tratamiento de incubación artificial y 01 para el tratamiento de incubación natural), donde se obtuvo al final de la parte experimental un total de 18 incubaciones (03 con incubadora artificial y 03 con incubadora natural por 03 tanques), para su post evaluación.

4.4. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

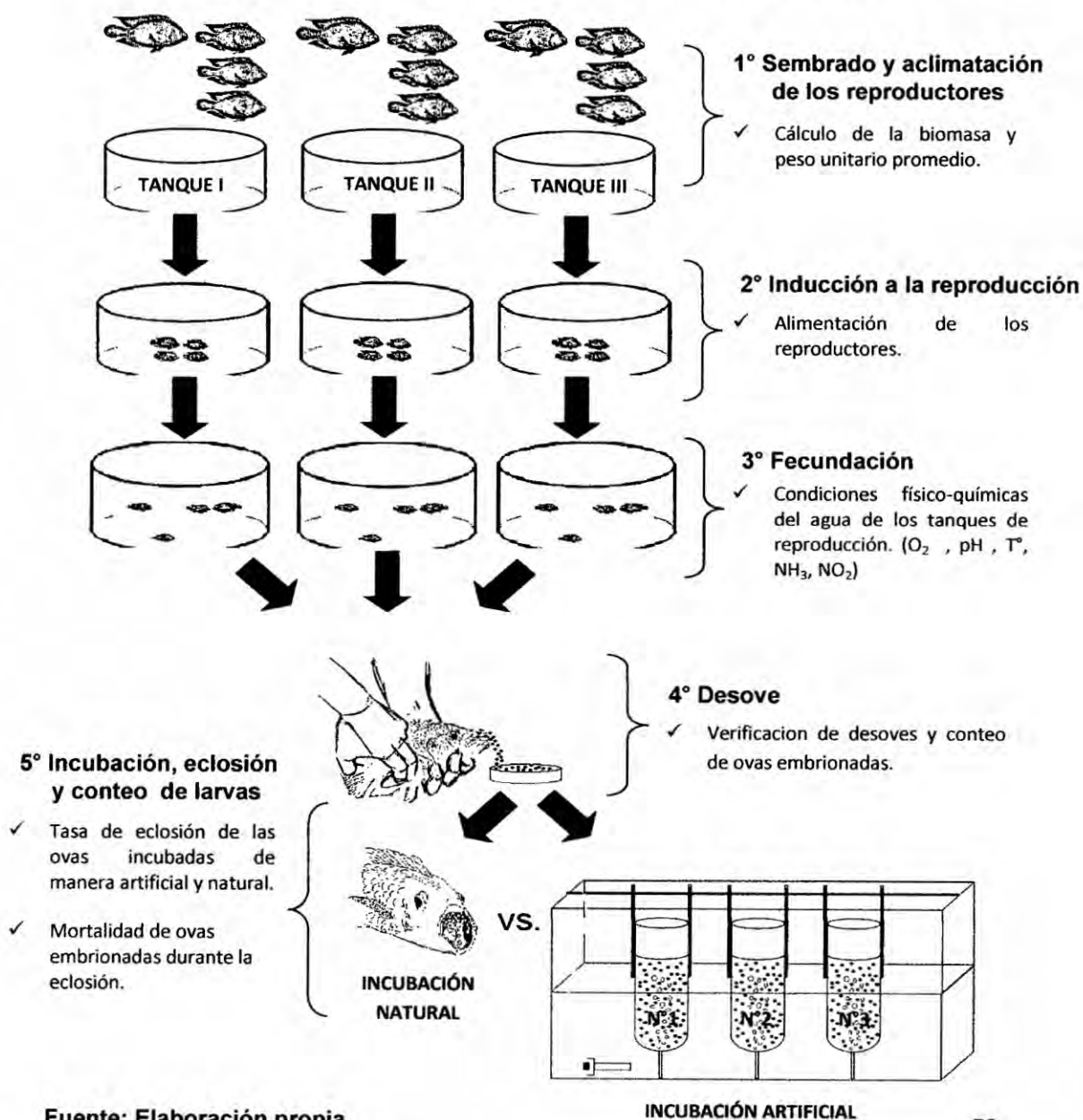
4.4.1. Instrumentos de recolección de datos

- ✓ 01 Balanza digital OHAUS – EXPLORER
- ✓ 01 Cámara fotográfica digital CANON POWER SHOT A59 IS
- ✓ 01 Potenciómetro digital METROHN modelo 827pH Lab.
- ✓ 01 Termómetro de alcohol
- ✓ 01 Oxímetro digital HACH LD
- ✓ 01 Kit de amoníaco TETRA TEST
- ✓ 01 Kit de nitritos TETRA TEST

4.4.2. Técnicas de recolección de datos

Los datos que se recolectaron en algunas etapas de la investigación (desde el sembrado de los reproductores hasta la obtención de larvas) fueron obtenidos mediante; tablas de registro, graficas, cálculo de fórmulas, evaluaciones, etc. (véase figura N° 4.1)

FIGURA N° 4.1
Recojo de datos en el flujo de proceso durante la investigación



a) Biomasa y peso unitario promedio

Se determinó el peso corporal de cada reproductor de Tilapia Nilotica semanalmente de manera directa, durante los 191 días que duro la parte experimental, siendo retirado cada ejemplar por tanque (03 hembras y 01 macho) para ser pesados individualmente en una balanza. Los datos recolectados sirvieron para calcular posteriormente, otras variables más como:

➤ **Biomasa:** Según Tapia, (2004).

$$B = NP \times PP$$

Dónde:

B : Biomasa (g).

NP : Numero de peces por tanque de reproducción.

PP : Peso promedio de reproductor por tanque (g).

b) Cantidad de alimento diario, suministrado a los reproductores de tilapia

Los reproductores sembrados en los tanques, fueron alimentados diariamente, por lo que durante el periodo que duro la parte experimental, la cantidad de alimento diario fue variando. Los datos adquiridos fueron guardados en tablas (véase tablas N° 4.3, 4.4 y 4.5 en las páginas; 76, 77 y 78 respectivamente) y fueron calculados semanalmente mediante la siguiente fórmula:

➤ **Cantidad de alimento diario:** Según Tapia, (2004).

$$C.A.D = B \times (T.A/100)$$

Dónde:

C.A.D : Cantidad de alimento diario (g).

B : Biomasa estimada (g).

T.A : Tasa de alimentación (Alicorp S.A., 2002).

c) Parámetros físico-químicos del agua de reproducción (tanques) y del agua de incubación (l. artificial y natural)

Las condiciones físico-químicas del agua fueron monitoreados diariamente, tanto la: temperatura, pH, NO₂, NH₃, O₂, para los 03 tanques y para cada tipo de incubación (l. artificial y natural), en sus respectivos horarios durante el tiempo que se requirió, con el fin de conocer la calidad de agua durante la investigación. Los valores fueron obtenidos in situ y directamente, utilizándose un kit para determinar nitrito, amoniaco, y también equipos como: potenciómetro, oxímetro, debidamente calibrados. Toda la información recopilada se guardó en tablas de registro. (véase tablas N° 4.6, 4.7, 4.8, 4.12 y 4.13 en la páginas 91, 92, 93, 108 y 110 respectivamente)

d) Verificación de desoves y conteo de ovas embrionadas

Para llevar a cabo los objetivos de la investigación, fue necesario iniciar la trazabilidad de las ovas recién desovadas con un conteo manual de ellas de manera directa previa a los tratamientos, cada vez que hubo desove durante el tiempo que duró la parte experimental, con el fin de saber la cantidad de ovas obtenidas por

puesta. Los datos obtenidos como son; identificación de la hembra reproductora por tanque, fecha de desove, temperatura de desove, numero de ovas desovadas, fueron guardados en tablas de registro para su post evaluación. (véase tabla N° 4.9 en la página 99)

e) Tiempo de incubación durante los tratamientos (Incubación artificial o natural)

Los datos que se obtuvieron del periodo de tiempo que demoraron las incubaciones hasta la eclosión de las ovas de tilapia, para los 2 tipos de tratamientos respectivamente, fueron recopilados y guardados en tablas de registro para su post evaluación. (véase tablas N° 4.10 y 4.11 en la páginas 102 y 104 respectivamente)

f) Tasa de eclosión y porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas durante la incubación de manera artificial y natural

Se determinó la cantidad de ovas de tilapia eclosionadas (larvas) para estimar la tasa de eclosión y el porcentaje de mortalidad, después del proceso de incubación ya sea por el tipo de tratamiento que hayan recibido (Incubación natural o artificial), esto se realizó directamente mediante un conteo manual de larvas obtenidas al 100%, teniéndose así al final de la parte experimental 03 series de conteos de larvas para los tratamientos con Incubadora artificial y con incubación natural, respectivamente por tanque de reproducción (total 03 tanques).

Los datos que se obtuvieron en esa etapa de la investigación se guardaron en tablas para su post evaluación, donde se registraron

las cantidades de ovas eclosionadas (alevines), que se obtuvieron por puesta, porcentaje de mortalidad y tasa de eclosión calculados. (véase tabla N° 4.14 en la página 114)

➤ **Tasa de eclosión:** Según LLasaca Calizaya, E., (2013).

$$T. E = \frac{\text{N° de ovas eclosionadas}}{\text{N° de ovas desovadas}}$$

$$T. E = \frac{\text{N° de larvas}}{\text{N° de ovas desovadas}}$$

Dónde:

T.E : Tasa de eclosión.

N° de ovas eclosionadas = N° de larvas.

➤ **Porcentaje de mortalidad:** Según Guichenot, (1848).

$$\% \text{Mortalidad} = \frac{(\text{N° de ovas muertas}) \times 100}{\text{N° de ovas desovadas}}$$

$$\% \text{Mortalidad} = \frac{(\text{N° de ovas desovadas} - \text{N° de larvas}) \times 100}{\text{N° de ovas desovadas}}$$

Dónde:

N° de ovas muertas = N° de ovas desovadas – N° de larvas por pez.

4.5. Procedimiento de recolección de datos

El trabajo de investigación se desarrolló en dos fases de manera secuencial, siguiendo el orden establecido:

4.5.1. Fase preliminar

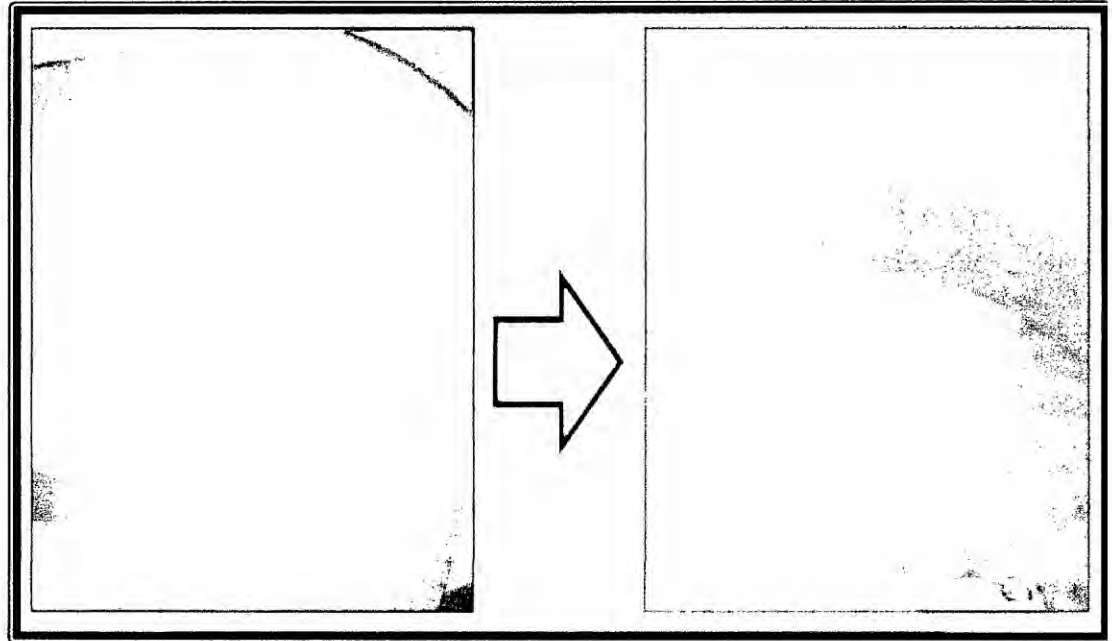
a) Acondicionamiento y distribución de los tanques de reproducción

Se utilizó tres tanques de fibra de vidrio de una capacidad de 1 m³ cada uno. Antes de ser acondicionados para la reproducción de tilapias, estos fueron lavados y desinfectados con una solución de agua y cloro al 5%, para posteriormente ser enjuagados con abundante agua potable.

Los tanques presentaban un orificio pequeño en la parte inferior cerca a la base, por donde salía el agua de limpieza hacia el exterior. En el interior de cada tanque de reproducción se colocó 50 kg de arena fina, que sirvió como suelo para que las tilapias sembradas, en vísperas de reproducirse puedan hacer sus nidos y cumplir con sus hábitos reproductivos. La arena utilizada para cada tanque de reproducción antes de ser colocada, fue previamente lavada y tamizada.

Los tres tanques una vez que estuvieron; lavados, desinfectados y acondicionados, se llenaron con 500 L de agua de clorada (véase la figura N° 4.2 en la página 59), y fueron distribuidos.

FIGURA N° 4.2
Acondicionamiento de los tanques de reproducción



Fuente: Elaboración propia.

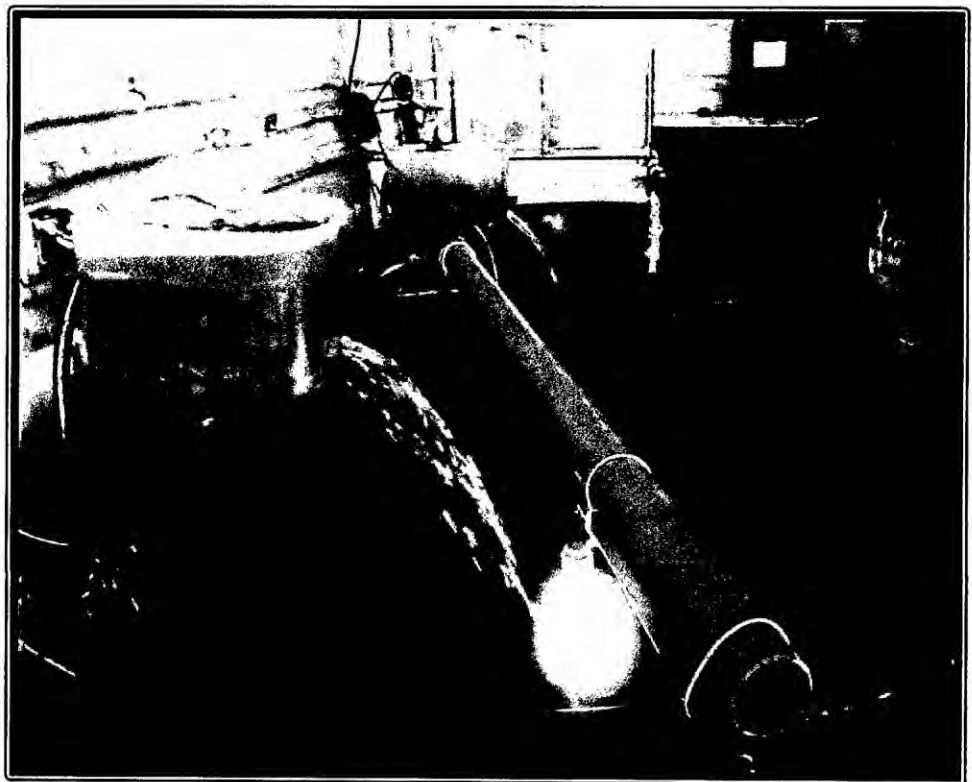
b) Construcción, acondicionamiento del sistema de recirculación y filtros biológicos

Se construyó un filtro biológico para cada tanque de reproducción (total 03 tanques), el cual consistía en un recipiente rectangular plástico que en su interior contenía una primera capa ubicada en la posición superior, hecha por un material filtrante (poroso) con un espesor de 8 cm y la segunda capa en la posición inferior, hecha a base de gravilla con un espesor de 10 cm.

El filtro se encontraba a 01 m aprox. de altura desde la base del tanque y era alimentado por intermedio de una manguera que transportaba el agua impulsada por la bomba en el fondo del tanque, para finalmente llegar a la parte superior del filtro y alimentar al sistema.

La función principal del filtro fue mantener la calidad del agua de cultivo con una alta demanda de oxígeno disuelto, reteniendo las partículas sólidas que se encontraban en suspensión en la columna de agua, evitando la futura acumulación de diatomeas pegadas en las paredes de los tanques así como, heces excretadas y alimento no consumido, que ocasionaban que el agua se ensucie dando como consecuencia el incremento de los niveles de amoníaco y nitritos. (véase figura N° 4.3)

FIGURA N° 4.3
Sistema de recirculación y filtración del agua



Fuente: Elaboración propia.

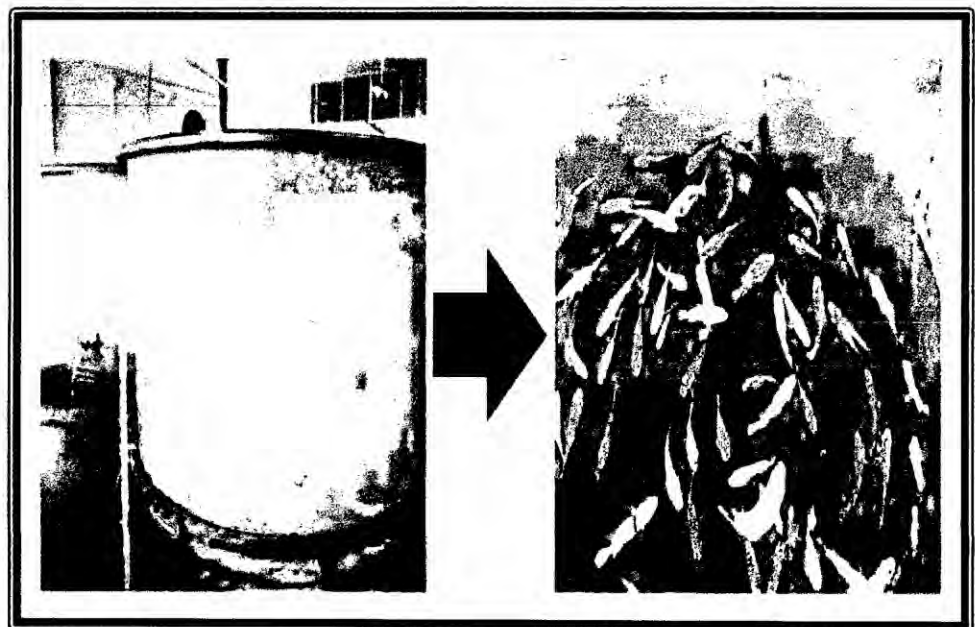
Finalmente una vez que el agua fue filtrada, esta salió por gravedad por un pequeño orificio ubicado en la parte inferior lateral

del filtro, dándose así el sistema de recirculación de manera continua, durante todo el tiempo que duró la parte experimental.

c) Selección y obtención de los reproductores

Las especies fueron obtenidas de los tanques de cultivo del laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ingeniería Pesquera y de Alimentos de la Universidad Nacional del Callao – UNAC. (véase figura N° 4.4)

FIGURA N° 4.4
Obtención de las especies de los tanques del laboratorio de acuicultura



Fuente: Elaboración propia.

Se seleccionaron a los peces según; su talla (> 20 cm), peso (> 100 g), edad (8 meses a 1 año), salud (alimentados adecuadamente, con alimento constituido con 28 – 32% de proteína) y sexo con el fin de contar con los más aptos para la

reproducción, para ello las especies se recolectaron de los tanques con ayuda de un calcal, luego estas fueron puestas en baldes con agua, cada una respectivamente para posteriormente ser evaluadas y sexadas visualmente, utilizándose un colorante (azul de metilo), el cual sirvió para teñir los orificios sexuales de los peces y poder identificar más fácilmente el sexo de cada pez. (véase las figuras N° 4.5 y 4.6, en las páginas 62 y 63 respectivamente)

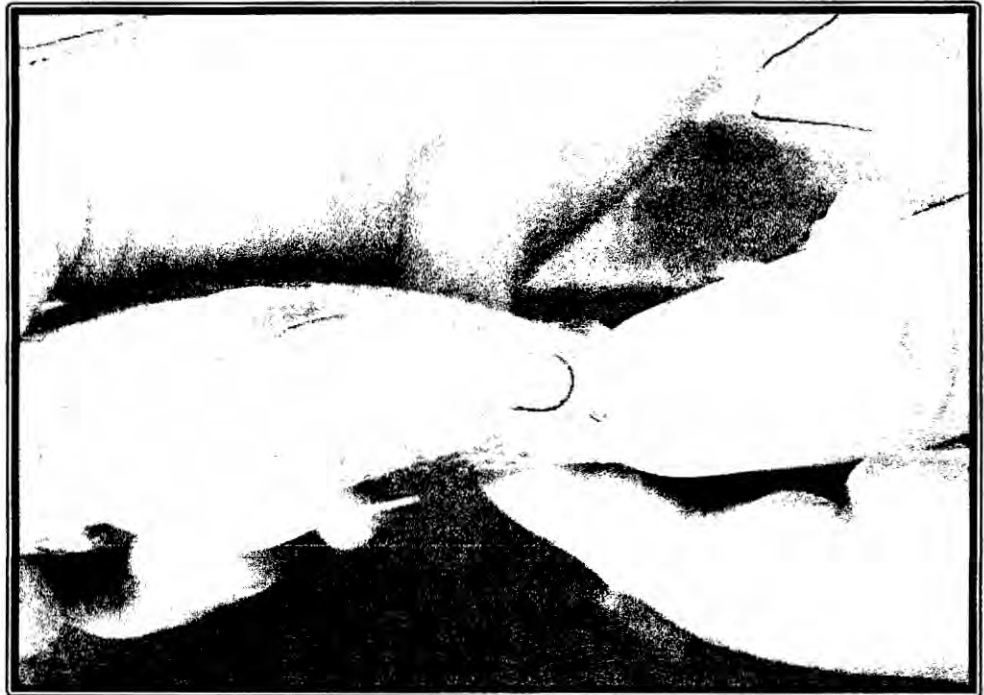
Finalmente se seleccionaron en total 03 machos y 09 hembras de tilapia (*Oreochromis niloticus*), con una edad de entre 8 meses y 1 año, los cuales tuvieron un peso mayor a 100 g y talla mayor a 20 cm aproximadamente, con los que se trabajó toda la parte experimental.

FIGURA N° 4.5
Recolección de tilapias para su selección



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.6
Sexado manual de las tilapias



Fuente: Elaboración propia.

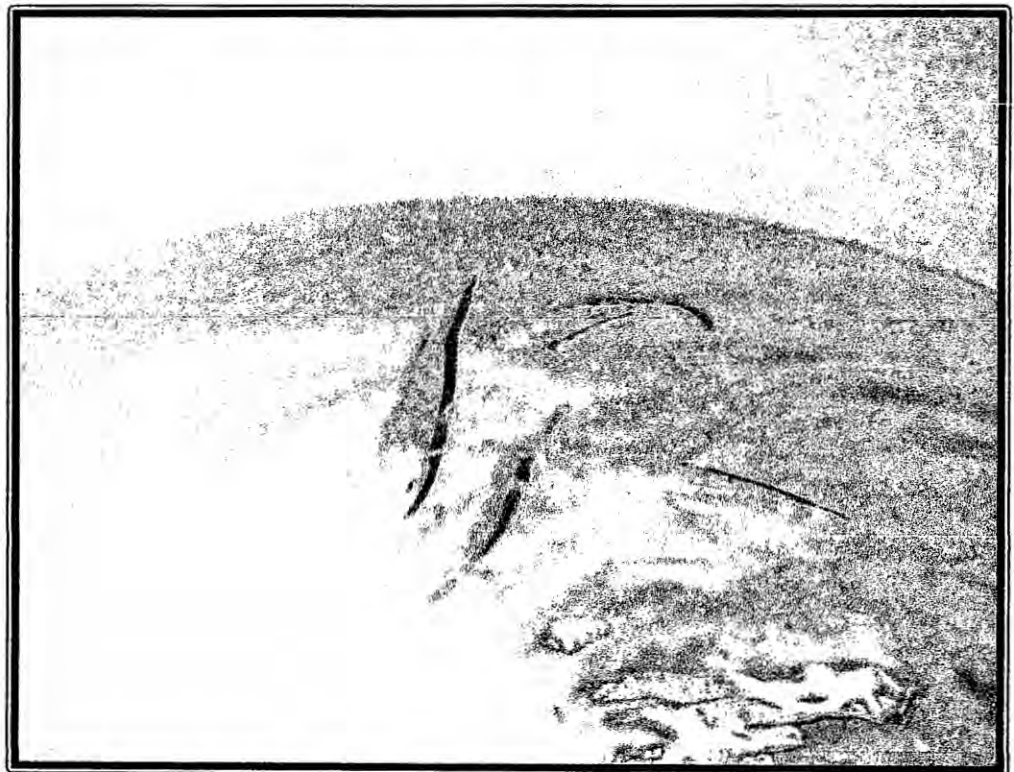
d) Sembrado y aclimatación de los reproductores

Una vez que fueron seleccionados los peces en el laboratorio (09 hembras y 03 machos), estos pasaron cada uno a unas bateas con aguas temperadas que se encontraban inicialmente a 25°C, para luego subir gradualmente hasta 28°C durante 40 minutos, iniciándose así la fase de aclimatación.

Alcanzada la temperatura deseada, en cada batea se procedió a sembrar los peces en los 03 tanques de reproducción ya acondicionados, con una proporción de 03 hembras y 01 macho (4 peces/m²), por tanque (véase la figura N° 4.7 en la página 64). Cada tanque de reproducción estaba implementado con; 01 calentador de 100 watts de potencia que mantenían la temperatura

estable del agua a 28°C aprox., 01 aireador que oxigenaban el agua constantemente y por recomendación de; Ridha, M.T. y Cruz, E.M., (2000) se implementó; 01 lámpara de luz de 100 watts, que iluminaba con 500 lux aprox. durante 6 horas diarias ayudando a estimular, desarrollar y madurar las hormonas de los reproductores, mediante el fotoperiodo para poder mantener el ritmo de reproducción de las tilapias que desovaron estacionalmente. Los peces estuvieron por 2 días sin alimento (ayunaron) en los tanques de reproducción, cubiertos con unas tapas sobrepuestas con el fin de; acondicionarlos a su nuevo hábitat , mantener un ambiente confortable, temperatura del agua de cultivo constante y evitar un shock térmico.

FIGURA N° 4.7
Sembrado de los peces seleccionados en los tanques de reproducción

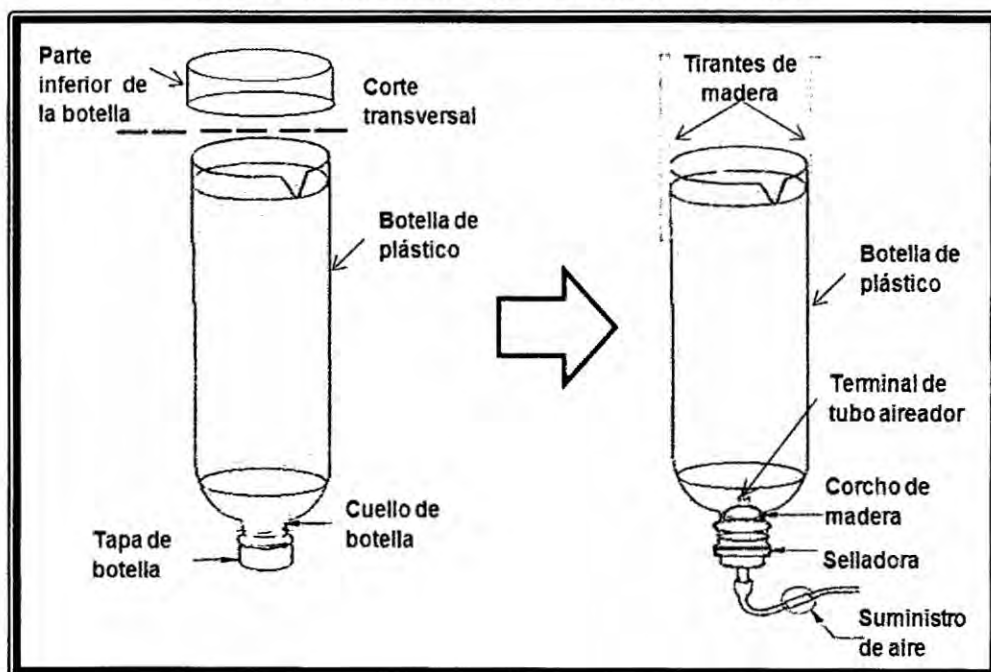


Fuente: Elaboración propia.

e) Diseño y construcción de las incubadoras artificiales

Las incubadoras artificiales se diseñaron teniendo en cuenta algunos factores muy importantes como: tipo de ova a incubar (adhesivo o no), tamaño de ova, cantidad de ovas por desove, forma y material de construcción de la incubadora y densidad de carga, tal que permita maximizar las eclosiones de ovas, permitiendo controlar los aspectos físicos y químicos de la calidad del agua. El material que se utilizó para su construcción fue básicamente plástico y madera. Se acondicionaron tres botellas plásticas de 03 L c/u, previamente limpias y desinfectadas las cuales fueron cortadas transversalmente en la parte inferior, quedando en forma de embudo luego se les retiró la tapa rosca y se insertó en su lugar un tapón de corcho el cual estaba perforado por un terminal de tubo de suministro de aire y ambos fueron fijados y sellados, utilizando silicona líquida. (véase la figura N° 4.8)

FIGURA N° 4.8
Construcción de las incubadoras artificiales



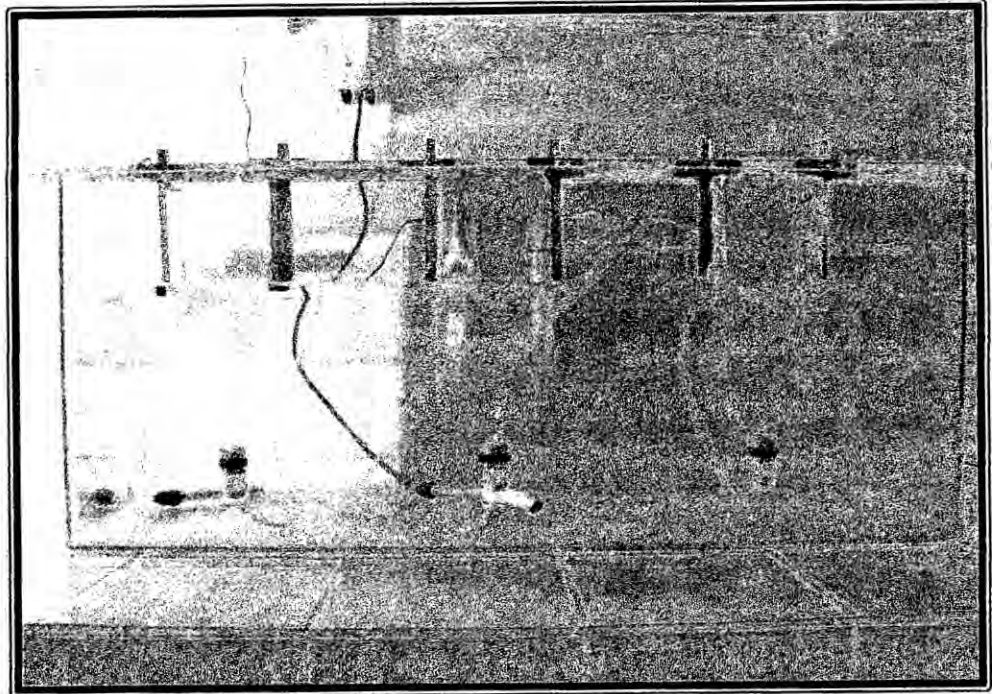
Fuente: Elaboración propia.

Finalmente se les fijaron 02 tirantes de madera a cada incubadora ambas a cada lado para darle rigidez, las 03 incubadoras se sumergieron en un acuario de fibra de vidrio, previamente lavado y desinfectado, el cual contaba con las siguientes dimensiones; 0.9m x 0.35m x 0.40m, debido a la flotabilidad del material de las incubadoras, los tirantes de madera estuvieron fijados a una tablilla que estaba apoyada en la parte superior del acuario dándole estabilidad al sistema.

f) Acondicionamiento del sistema de incubación artificial

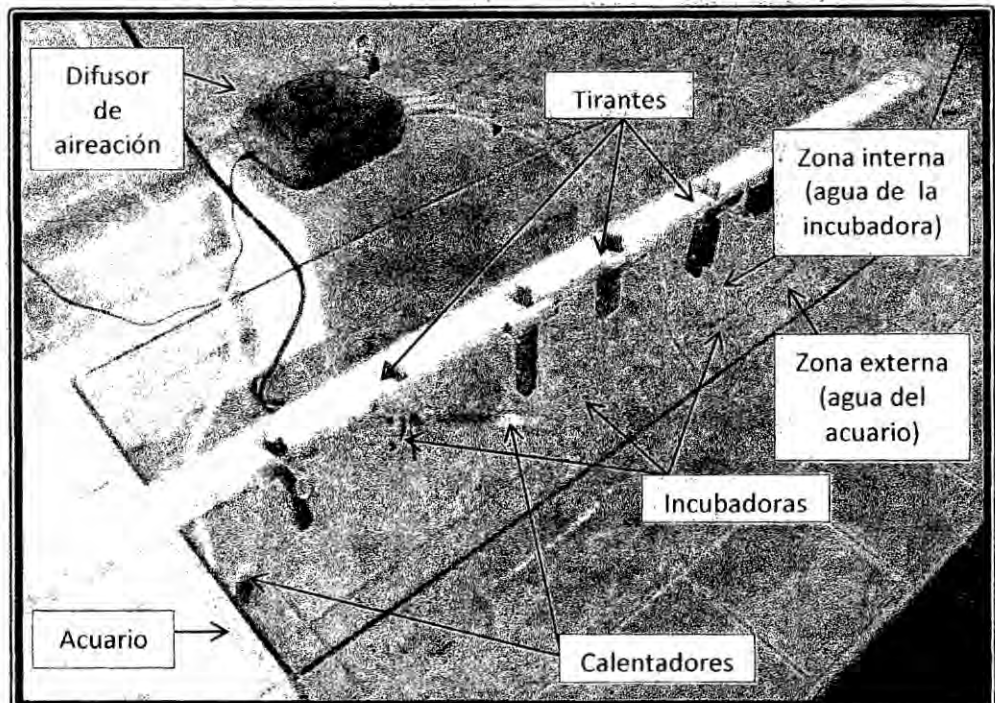
Las incubadoras artificiales se llenaron con 2 L de agua que es el volumen que recomiendan; Ibarra C. et al., (2012) para incubar 500 ovas aprox., luego se sumergieron dentro de un acuario, acondicionado con un sistema de aireación que alimentaba a cada incubadora con un flujo constante de 1.5 L/min. La aireación de cada incubadora era regulada mediante una válvula, que se encontraba en el exterior del acuario. Todo el sistema de incubación artificial montado se encontraba bajo una luminosidad tenue de 80 lux que era emitida por un foco de 10 watts (véase la figura N° 4.9 en la página 67). El sistema de aireación oxigenó el agua y provocó un continuo movimiento suave y moderado de las ovas, evitando que se empocen y se hongúen. El agua, donde se encontraban las 03 incubadoras sumergidas se mantenía temperada a 28 °C aprox. La temperatura del agua de incubación en el interior de las incubadoras, fue la misma que la del acuario (exterior de las incubadoras), debido a que se transmitió calor por conducción, es decir el calor se transmitió de manera directa, sin intercambio de materia entre los 02 cuerpos, por lo que la temperatura del agua en ambos ambientes era la misma. (véase la figura N° 4.10 en la página 67)

FIGURA N° 4.9
Acondicionamiento de las incubadoras artificiales en el acuario



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.10
Partes y zonas del sistema de incubación artificial



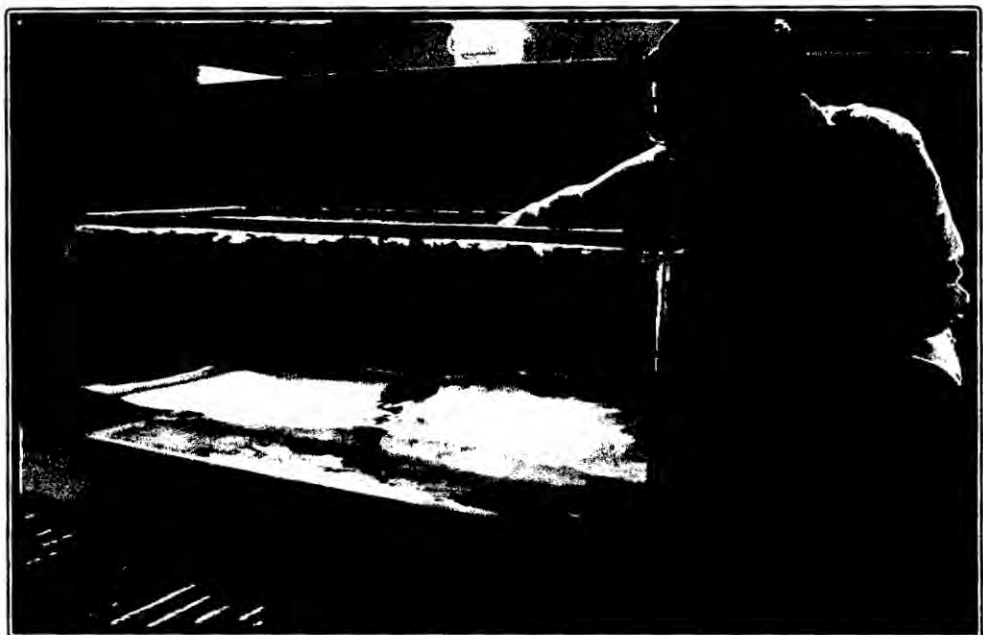
Fuente: Elaboración propia.

Se trabajó la fase de incubación (artificial y natural) y reproducción con la misma temperatura de 28°C aprox. ya que se tenía que mantener la cadena de calor durante todo el proceso, igual sucedió durante el transporte y manipulación de las ovas.

g) Acondicionamiento de acuarios para recepción y conteo de larvas

El acondicionamiento consistió en la limpieza y desinfección de 03 acuarios de las siguientes dimensiones; 0.9m x 0.35m x 0.40m hechos de fibra de vidrio, para ello se utilizó una solución de agua y cloro al 5%, luego se enjuago con abundante agua potable (véase la figura N° 4.11). Los acuarios una vez completamente limpios se llenaron con agua dechlorada y posteriormente se aclimataron a la misma temperatura de incubación (28 °C aprox.) con ayuda de un calentador de 100 watts para cada acuario, también se insertó

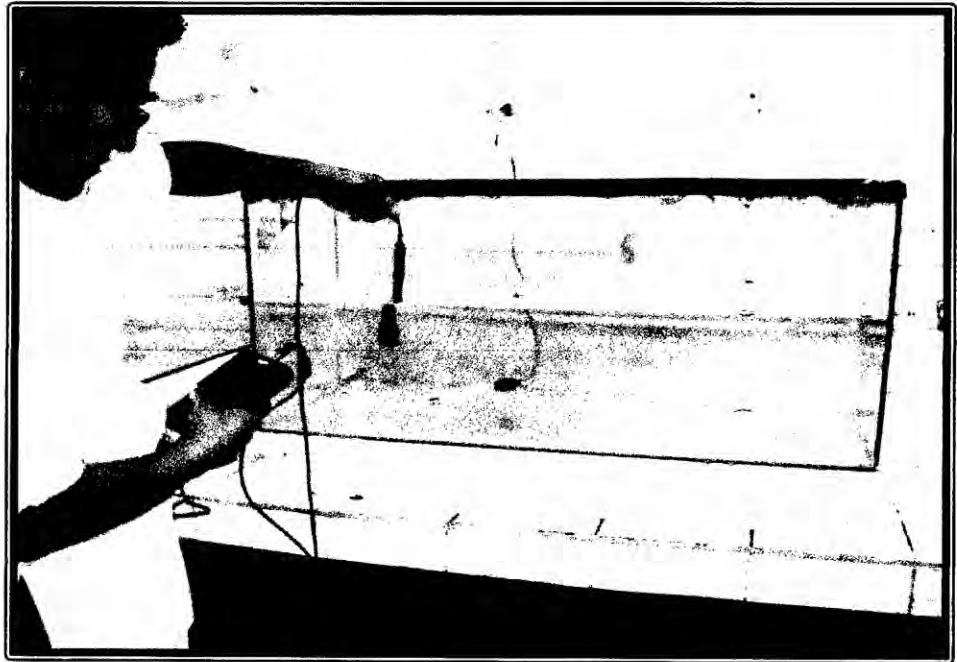
FIGURA N° 4.11
Limpieza y desinfección de acuarios para recepción de larvas



Fuente: Elaboración propia.

difusores de aireación para mantener oxigenada el agua (véase la figura N° 4.12). Una vez que las ovas habían eclosionado en las incubadoras artificiales, las larvas se recolectaron con redecillas y se recibieron en los acuarios, para su posterior conteo.

FIGURA N° 4.12
Acondicionamiento de acuarios



Fuente: Elaboración propia.

4.5.2. Fase experimental

a) Mantenimiento de los tanques de reproducción

Se procedió a la limpieza de los 03 tanques de reproducción, que consistió en la eliminación de material orgánico (heces y alimento no consumido) el cual se encontraba flotando o sedimentado, mediante la técnica de sifoneo o usando redecillas. (véase las figuras N° 4.13 y 4.14 en la página 70)

FIGURA N° 4.13

Uso de redecillas en la limpieza del agua de los tanques de reproducción



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.14

Sifoneo del agua de los tanques de reproducción



Fuente: Elaboración propia.

Este procedimiento se realizó antes de alimentar a los peces, todos los lunes a viernes en los horarios de; 8:00 am, 12:00 pm y 16:00 pm, durante los 191 días que duró la parte experimental, además también se limpiaron totalmente los sistemas de recirculación de agua junto con los filtros de los 03 tanques de reproducción una vez a la semana (sábados a las 02 pm.); retirando todo el sistema de los tanques, desensamblado cada parte (filtro, manguera y bomba de agua), así también se aprovechó para limpiar los conductos de los aireadores y calentadores de agua. La profilaxis de los tanques de reproducción se llevó a cabo gracias a que siguió un cronograma de limpieza (véase el anexo II, en la página 164), el cual especificaba la hora y fecha de la actividad realizada.

Durante el sifoneo realizado en los 03 tanques de reproducción, se notó la pérdida de volúmenes de agua que ocasionaba esta actividad, por lo que posteriormente se adicionó agua limpia declorada para así poder conservar el volumen inicial de cada tanque.

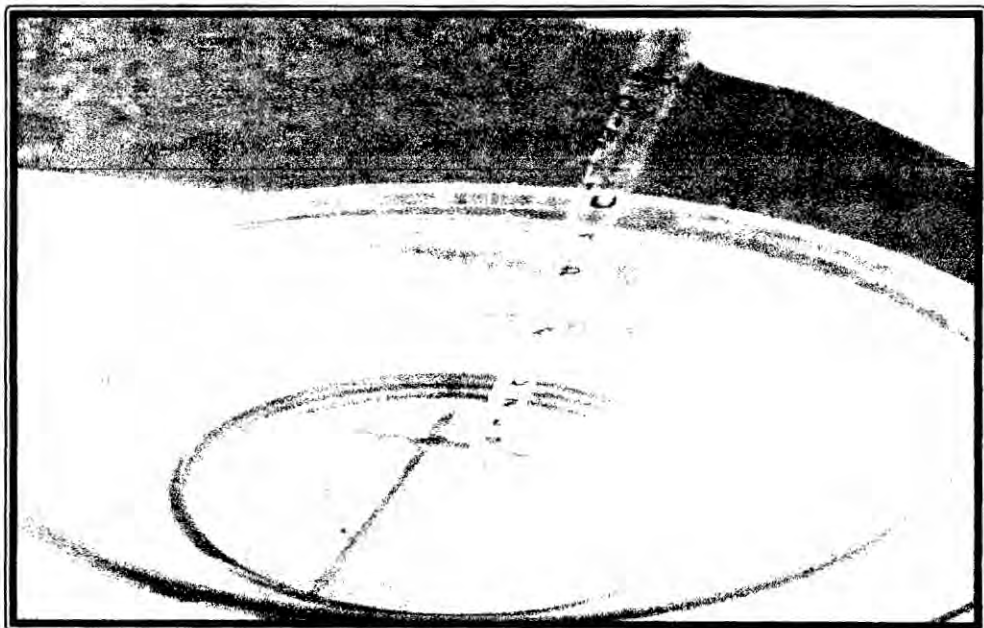
El agua que se adicionó provenía de un tanque de fibra de vidrio de 2 m³ de capacidad, que se utilizó estrictamente para hacer los recambios diarios del agua de cultivo a cada tanque de reproducción. Esta agua de reserva era agua potable declorada en tres a cuatro días, la cual siempre estaba almacenada con aireación suficiente para eliminar todo el cloro, pero también había ocasiones donde se decloraba el agua potable con tiosulfato de sodio a razón de 1 gota/L. (véase las figuras N° 4.15 y 4.16, en la página 72)

FIGURA N° 4.15
Uso de tiosulfato de sodio para declorar agua



Fuente: Elaboración propia.

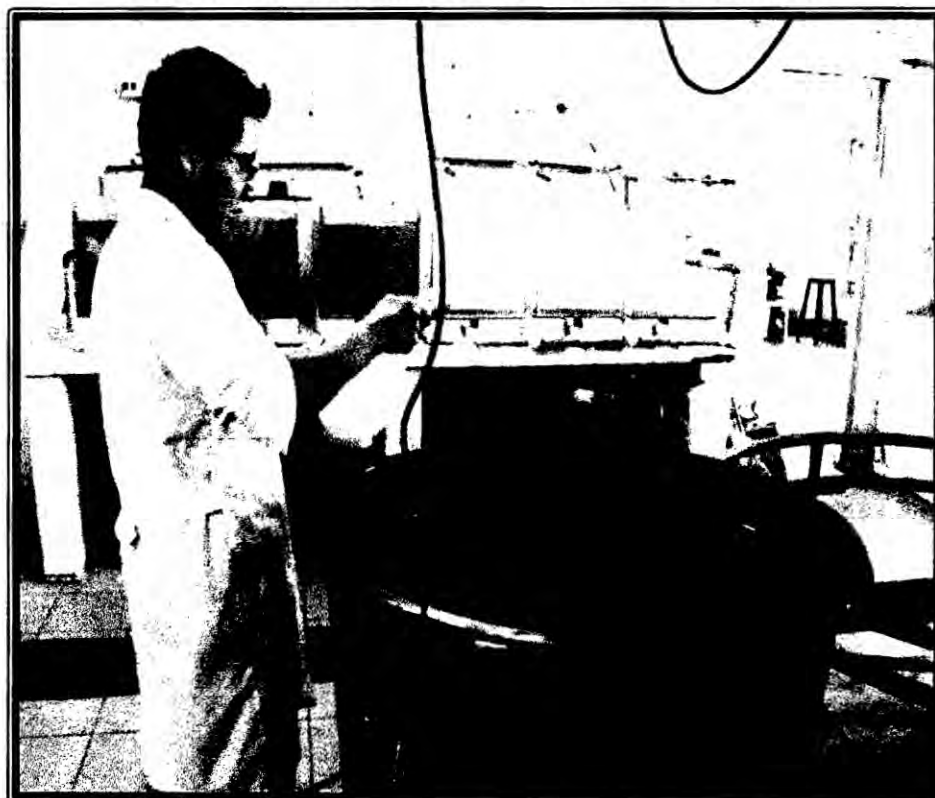
FIGURA N° 4.16
Decloración del agua potable



Fuente: Elaboración propia.

Los recambios diarios de agua de cultivo eran de un 20% del volumen total del agua de cada tanque de reproducción, el volumen de agua de clorada era trasladada desde los tanques de almacenamiento a los tanques de reproducción mediante el uso de bombas y mangueras. (véase la figura N° 4.17)

FIGURA N° 4.17
Tanques de almacenamiento de agua de clorada



Fuente: Elaboración propia.

b) Alimentación de reproductores

El inicio de la alimentación se comenzó 2 días después de la etapa de ayuno, que se hizo cuando los peces seleccionados se aclimataron por primera vez, en los tanques de reproducción. El alimento que se les repartió a las tilapias fue pellets (con una

composición proteica de 32%), el cual cumplía con los requerimientos nutricionales de los individuos y además tenía la particularidad de flotar en el agua por más tiempo antes de hundirse. Este se almacenó en sacos de polietileno de 25 kg y fue guardado en un lugar seco, libre de humedad siendo estibado en parihuelas de madera a 15 cm del piso y a 03 m del techo, evitándose así, que el alimento se vea afectado por los hongos o por otros agentes externos que puedan dañar su composición.

Se alimentaron a los reproductores, 6 días a la semana (lunes a sábado) durante el tiempo que duró toda la parte experimental (191 días), por lo que se trabajó con una tasa de alimentación inicial para los tanques de reproducción N° 1, 2, 3 de; 3.5%, 3.4%, 3.6% y final de 2.8%, 2.8%, 2.9%, respectivamente, esta tasa estuvo en función del peso corporal, las raciones diarias de alimento fueron establecidas en tres frecuencias, en los siguientes horarios; 9:00 am, 01:00 pm y 5:00 pm. La cantidad de alimento balanceado que se le suministró a la biomasa (4 peces/ m²) de cada tanque de reproducción, se halló mediante cálculos, donde se determinó en primera instancia la tasa de alimentación, que se utilizó cada semana, siguiendo los pasos a continuación:

Paso N° 1: Se realizó el pesaje de cada reproductor por tanque, para obtener un peso promedio.

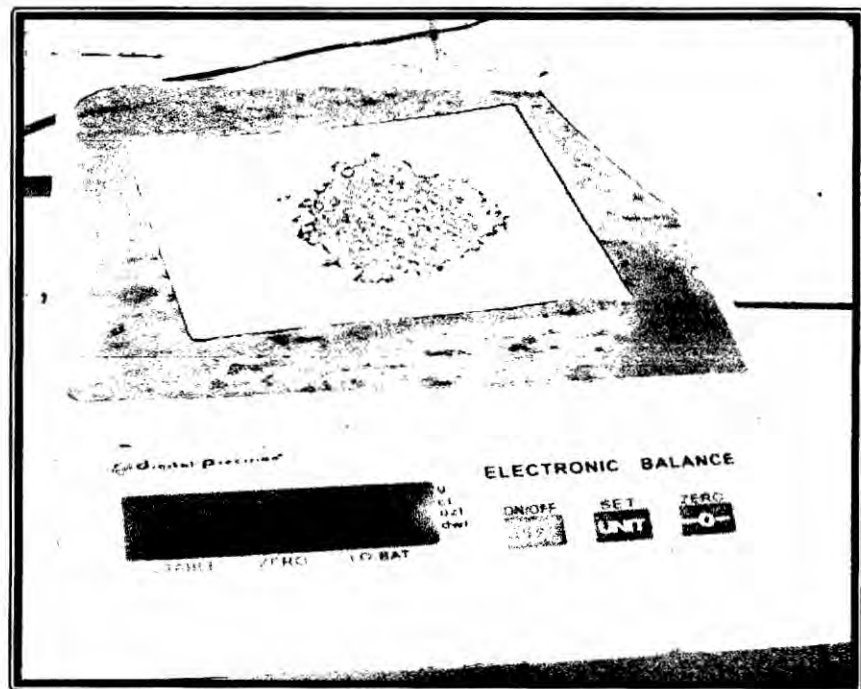
Paso N° 2: Se estimó la biomasa por tanque de reproducción, multiplicando el peso promedio obtenido, con el número total de individuos por tanque.

Paso N° 3: Se determinó la tasa de alimentación (T.A.), interpolando los datos del peso promedio por individuo ya conocido, en la tabla de alimentación, establecida por Alicorp S.A. (2002). (véase la tabla N° 2.3, en la página 29)

Paso N° 4: Se multiplica la T.A. por la biomasa para obtener la cantidad de alimento diario que se suministró a cada tanque.

Paso N° 5: La cantidad de alimento diario fue pesado y racionado en tres partes para su repartición en los horarios ya antes especificados durante el transcurso del día. (véase la figura N° 4.18)

FIGURA N° 4.18
Pesaje de la ración alimentaria diaria



Fuente: Elaboración propia.

La cantidad de alimento diaria que se suministró en cada tanque de reproducción durante el tiempo que duró la parte experimental vario según la tasa de alimentación que se calculó semanalmente (todos los sábados a las 9:00 am.), obteniéndose un registro de todas ellas y también de otros datos obtenidos in situ, que ayudaron para su cálculo. (véase tablas N° 4.3, 4.4 y 4.5 en las páginas 76, 77 y 78 respectivamente)

TABLA N° 4.3
Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado
a los reproductores de tilapia para el tanque N° 1

TANQUE N° 1							
S	Fecha	N° P	B (g)	P.P (g)	T.A (%)	C.A.D (g)	F.D.A
1	21-ene-12	4	501.6	125.4	3.5	17.6	3
2	28-ene-12	4	521.9	130.5	3.4	17.7	3
3	04-feb-12	4	542.4	135.6	3.4	18.4	3
4	11-feb-12	4	563.5	140.9	3.4	19.2	3
5	18-feb-12	4	578.9	144.7	3.4	19.7	3
6	25-feb-12	4	599.2	149.8	3.3	19.8	3
7	03-mar-12	4	619.5	154.9	3.3	20.4	3
8	10-mar-12	4	640.4	160.1	3.2	20.5	3
9	17-mar-12	4	661.2	165.3	3.2	21.2	3
10	24-mar-12	4	682.4	170.6	3.1	21.2	3
11	31-mar-12	4	703.4	175.9	3	21.1	3
12	07-abr-12	4	724.6	181.2	2.9	21.0	3
13	14-abr-12	4	746	186.5	2.9	21.6	3
14	21-abr-12	4	767.4	191.9	2.9	22.3	3
15	28-abr-12	4	780.5	195.1	2.9	22.6	3
16	05-may-12	4	791.6	197.9	2.8	22.2	3
17	12-may-12	4	802.4	200.6	2.8	22.5	3
18	19-may-12	4	813.3	203.3	2.8	22.8	3
19	26-may-12	4	822.2	205.6	2.8	23.0	3
20	02-jun-12	4	833.1	208.3	2.8	23.3	3
21	09-jun-12	4	847	211.8	2.8	23.7	3
22	16-jun-12	4	857.2	214.3	2.7	23.1	3
23	23-jun-12	4	867.5	216.9	2.7	23.4	3
24	30-jun-12	4	875.7	218.9	2.7	23.6	3
25	07-jul-12	4	886.1	221.5	2.7	23.9	3
26	14-jul-12	4	897.8	224.5	2.7	24.2	3
27	21-jul-12	4	911.7	227.9	2.6	23.7	3
28	28-jul-12	4	924.7	231.2	2.6	24.0	3

Fuente: Elaboración propia.

Legenda:

- S : Semanas
- N° P : Numero de peces
- B : Biomasa
- P.P : Peso promedio
- T.A : Tasa alimentaria
- C.A.D: Cantidad de alimento diario
- F.D.A: Frecuencia diaria de alimentación

TABLA N° 4.4
Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado a
los reproductores de tilapia para el tanque N° 2

TANQUE N° 2							
S	Fecha	N° P	B (g)	P.P (g)	T.A (%)		F.D.A
1	21-ene-12	4	542.8	135.7	3.4	18.5	3
2	28-ene-12	4	564.6	141.2	3.4	19.2	3
3	04-feb-12	4	586.6	146.7	3.3	19.4	3
4	11-feb-12	4	608.7	152.2	3.3	20.1	3
5	18-feb-12	4	630.8	157.7	3.2	20.2	3
6	25-feb-12	4	652.7	163.2	3.2	20.9	3
7	03-mar-12	4	675.3	168.8	3.1	20.9	3
8	10-mar-12	4	697.8	174.5	3	20.9	3
9	17-mar-12	4	720.5	180.1	2.9	20.9	3
10	24-mar-12	4	740.7	185.2	2.9	21.5	3
11	31-mar-12	4	761.8	190.5	2.9	22.1	3
12	07-abr-12	4	784.6	196.2	2.8	22.0	3
13	14-abr-12	4	807.8	202	2.8	22.6	3
14	21-abr-12	4	830.6	207.7	2.8	23.3	3
15	28-abr-12	4	842.1	210.5	2.8	23.6	3
16	05-may-12	4	854.1	213.5	2.7	23.1	3
17	12-may-12	4	866.5	216.6	2.7	23.4	3
18	19-may-12	4	878.9	219.7	2.7	23.7	3
19	26-may-12	4	892.1	223	2.7	24.1	3
20	02-jun-12	4	902.7	225.7	2.6	23.5	3
21	09-jun-12	4	915.9	229	2.6	23.8	3
22	16-jun-12	4	929.3	232.3	2.6	24.2	3
23	23-jun-12	4	942.8	235.7	2.6	24.5	3
24	30-jun-12	4	954.1	238.5	2.5	23.9	3
25	07-jul-12	4	965.2	241.3	2.5	24.1	3
26	14-jul-12	4	977.4	244.4	2.5	24.4	3
27	21-jul-12	4	989.2	247.3	2.5	24.7	3
28	28-jul-12	4	1000.8	250.2	2.4	24.0	3

Fuente: Elaboración propia.

Leyenda:

- S : Semanas
- N° P : Numero de peces
- B : Biomasa
- P.P : Peso promedio
- T.A : Tasa alimentaria
- C.A.D: Cantidad de alimento diario
- F.D.A: Frecuencia diaria de alimentación

TABLA N° 4.5
Registro general de cantidad de alimento diario, suministrado a
los reproductores de tilapia para el tanque N°3

TANQUE N° 3							
S	Fecha	N° P	B (g)	P.P (g)	T.A (%)	C.A.D (g)	F.D.A
1	21-ene-12	4	471.4	117.9	3.6	17.0	3
2	28-ene-12	4	488.2	122.1	3.5	17.1	3
3	04-feb-12	4	507.2	126.8	3.5	17.8	3
4	11-feb-12	4	526.3	131.6	3.4	17.9	3
5	18-feb-12	4	545.5	136.4	3.4	18.5	3
6	25-feb-12	4	564.5	141.1	3.4	19.2	3
7	03-mar-12	4	583.4	145.9	3.3	19.3	3
8	10-mar-12	4	602.6	150.7	3.3	19.9	3
9	17-mar-12	4	622.9	155.7	3.3	20.6	3
10	24-mar-12	4	642.5	160.6	3.2	20.6	3
11	31-mar-12	4	658.4	164.6	3.2	21.1	3
12	07-abr-12	4	675.4	168.9	3.1	20.9	3
13	14-abr-12	4	697	174.3	3	20.9	3
14	21-abr-12	4	721.2	180.3	2.9	20.9	3
15	28-abr-12	4	730.3	182.6	2.9	21.2	3
16	05-may-12	4	739.4	184.9	2.9	21.4	3
17	12-may-12	4	751.1	187.8	2.9	21.8	3
18	19-may-12	4	759.8	190	2.9	22.0	3
19	26-may-12	4	771.3	192.8	2.9	22.4	3
20	02-jun-12	4	780	195	2.9	22.6	3
21	09-jun-12	4	791.8	198	2.8	22.2	3
22	16-jun-12	4	802.8	200.7	2.8	22.5	3
23	23-jun-12	4	813.5	203.4	2.8	22.8	3
24	30-jun-12	4	824.4	206.1	2.8	23.1	3
25	07-jul-12	4	835.7	208.9	2.8	23.4	3
26	14-jul-12	4	846.6	211.7	2.8	23.7	3
27	21-jul-12	4	857.9	214.5	2.7	23.2	3
28	28-jul-12	4	869	217.3	2.7	23.5	3

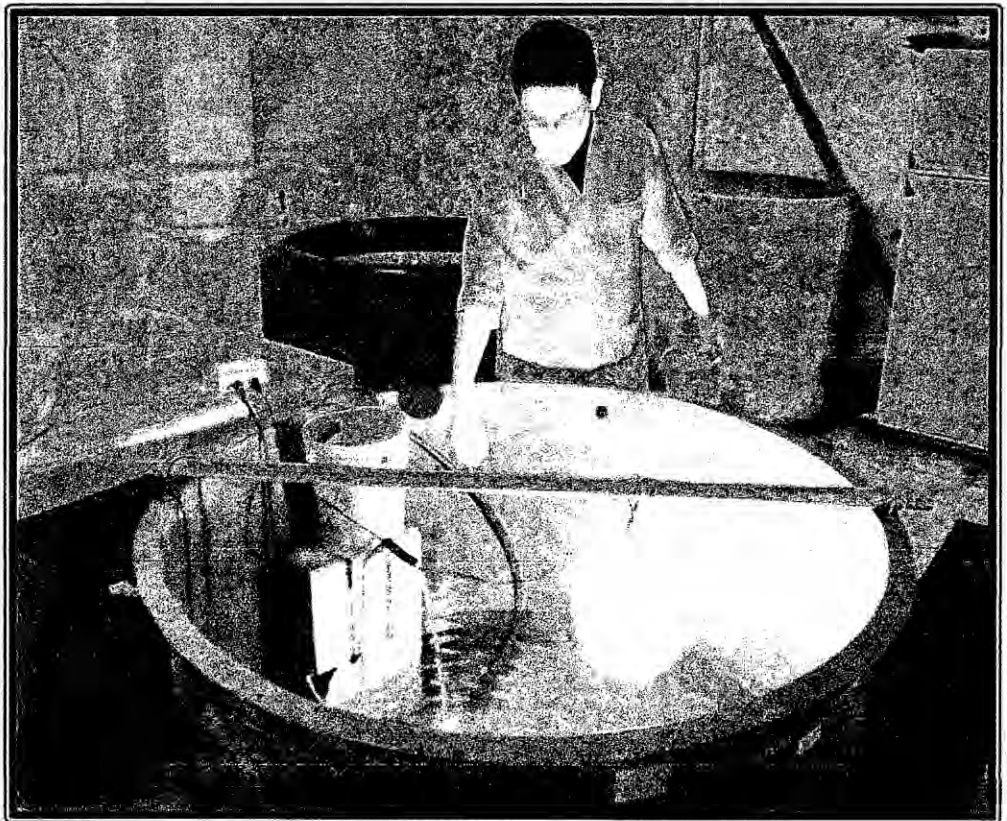
Fuente: Elaboración propia.

Leyenda:

- S : Semanas
- N° P : Numero de peces
- B : Biomasa
- P.P : Peso promedio
- T.A : Tasa alimentaria
- C.A.D: Cantidad de alimento diario
- F.D.A: Frecuencia diaria de alimentación

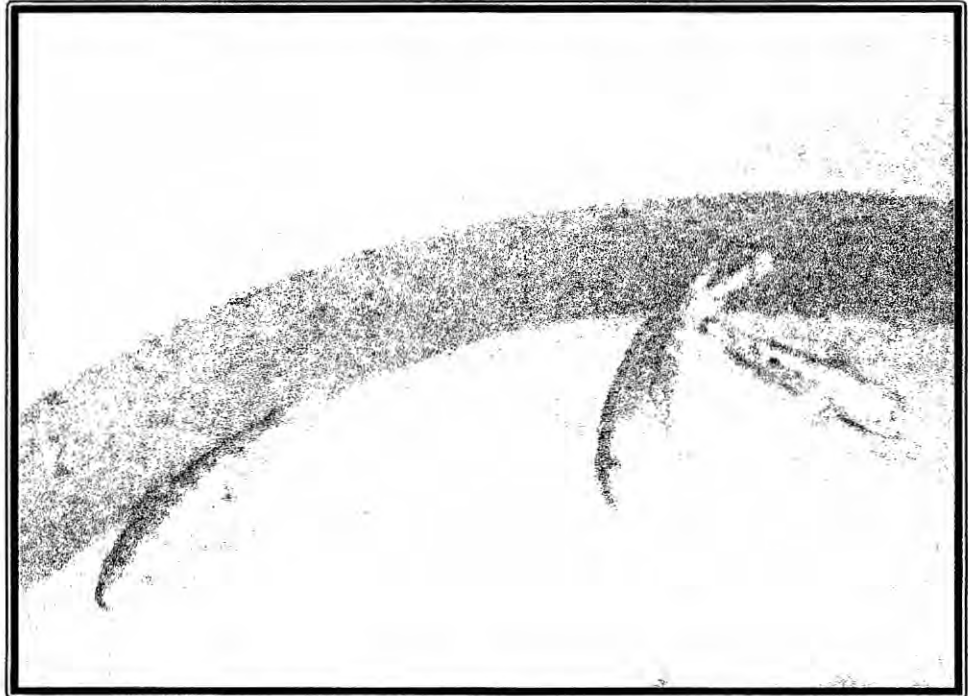
La repartición del alimento en los tanques de reproducción en las horas mencionadas anteriormente se realizó mediante la técnica de alimentación manual al boleo, en esta técnica el alimento se lanzó proporcionalmente a los tanques, según la velocidad de ingesta de los peces, para evitar que se deposite en el fondo de los tanques (se sedimente) o se forme material en suspensión. (véase las figuras N° 4.19 y 4.20 en las páginas 79 y 80 respectivamente)

FIGURA N° 4.19
Alimentación de los peces reproductores



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.20
Ingesta del alimento de los peces reproductores



Fuente: Elaboración propia.

c) Monitoreo de calidad de agua

Para el análisis de la calidad del agua de los 03 tanques de reproducción durante los 191 días que duró la parte experimental se realizaron muestreos in situ, algunos de manera directa y otros indirectamente, para lo cual se utilizaron; equipos, instrumentos y soluciones, siguiéndose una serie de procedimientos para cada actividad durante las mediciones, que se mencionarán a continuación. Los muestreos se llevaron a cabo en sus respectivas horas establecidas, así evaluándose los siguientes parámetros físico-químicos:

- ✓ **Temperatura (°C):** Las mediciones se realizaron de lunes a sábado, a las 8:00 y 16:00 horas, utilizándose un termómetro

de alcohol de 0- 100 °C, el cual era sumergido directamente en el agua de cultivo (solo la parte del sensor del termómetro), por unos 3 minutos, hasta que se estabilizará la lectura. (véase la figura N° 4.21)

FIGURA N° 4.21
Medición de la temperatura del agua de cultivo en los tanques de reproducción

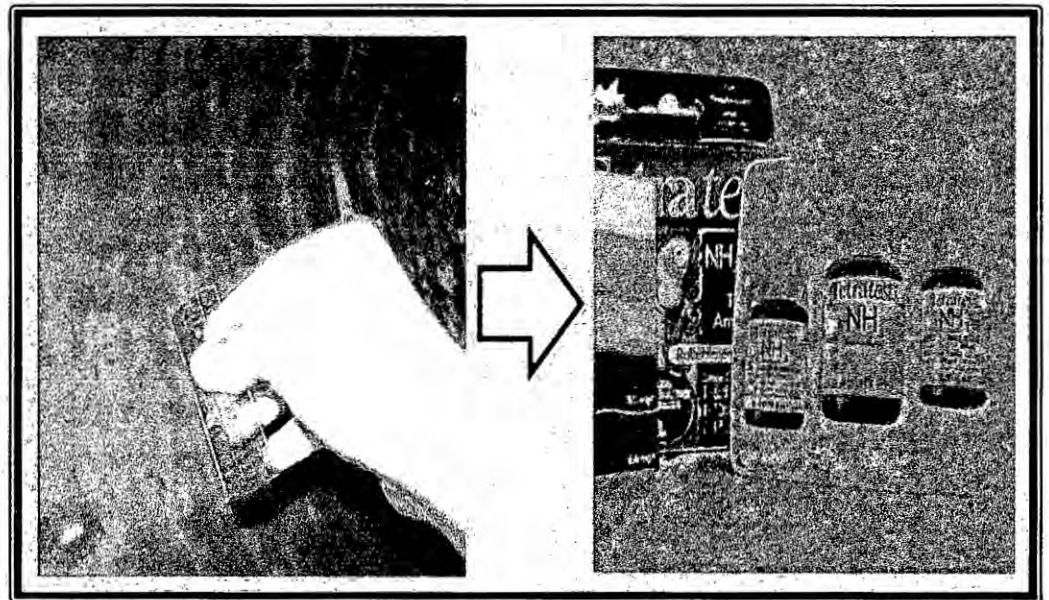


Fuente: Elaboración propia.

Esto se hizo con el fin de mantener la temperatura de reproducción constante en los tanques, la cual siempre estaba oscilando entre 27.27 – 28.96 °C aproximadamente. Se midió la temperatura a los 03 tanques de reproducción a sus respectivas horas y sus lecturas se promediaron semanalmente, para luego ser apuntado en las tablas de registro para su seguimiento.

- ✓ **Amoniaco (NH₃):** Las mediciones de concentración de amoníaco (NH₃), para los 03 tanques de reproducción se realizaron semanalmente (solo los sábados), a las 16:00 horas. Se tomó una muestra de agua del tanque de reproducción de 5 ml para la medición de amoníaco. (véase la figura N° 4.22)

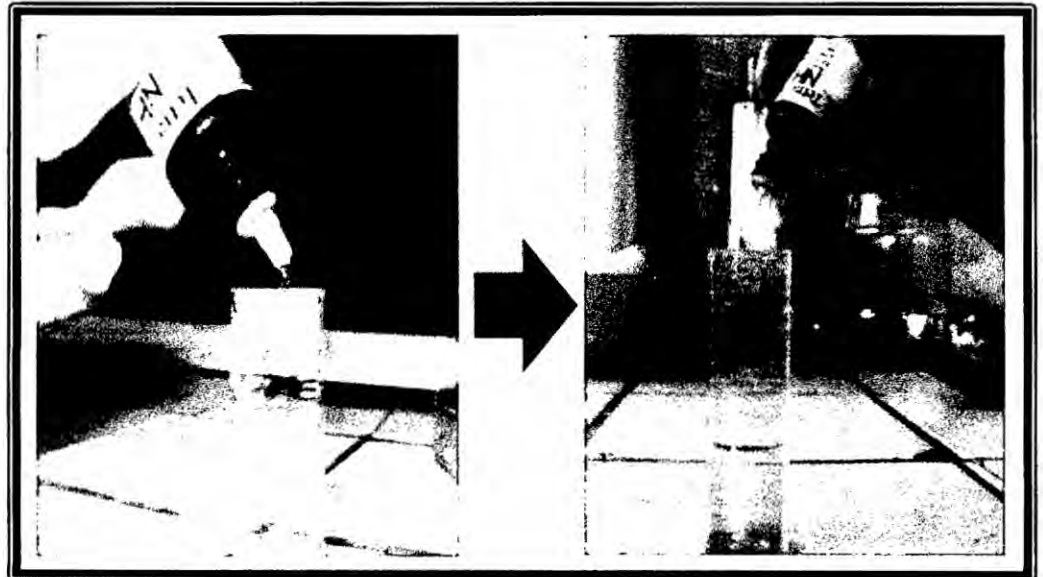
FIGURA N° 4.22
Extracción de la muestra de agua para el análisis de NH₃



Fuente: Elaboración propia.

Luego a la muestra que se extrajo, se le aplicó 03 gotas de la solución N° 1 del KIT TETRA TEST NH₃, después se le agitó por 02 minutos y se continuó aplicando las soluciones N° 2 y 3 respectivamente, de igual manera que se aplicó la solución N° 1, sobre la misma muestra. (véase la figura N° 4.23 en la página 83)

FIGURA N° 4.23
Aplicación de las soluciones para la determinación de NH₃



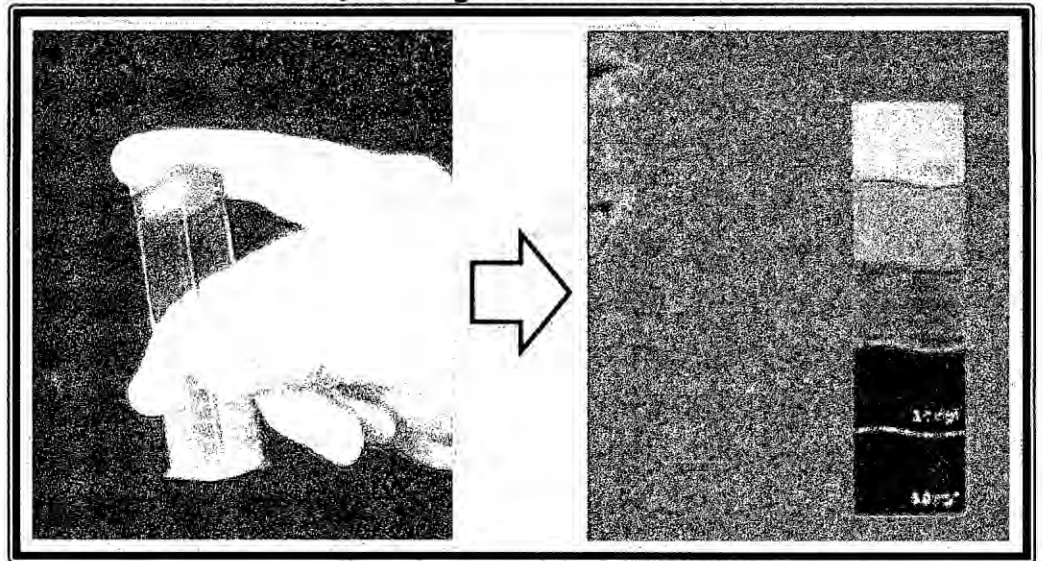
Fuente: Elaboración propia.

Una vez homogenizada la muestra de agua con las soluciones N° 1, 2 y 3 del KIT TETRA TEST NH₃, se pudo evidenciar visualmente que la muestra tomo una coloración verdosa clara.

Finalmente se utilizó el método colorimétrico, que consistió en comparar la tonalidad de la muestra de agua con la escala de colores del KIT TETRA TEST NH₃, que representa la concentración de NH₃, determinándose así la concentración de NH₃, que siempre oscilaba entre; 0 – 0.2 mg/L. (véase la figura N° 4.24 en la página 84)

De igual manera se aplicó el mismo método en los 03 tanques de reproducción a su determinada hora establecida. Los datos obtenidos in situ se guardaron en sus respectivas tablas de registro, para su seguimiento.

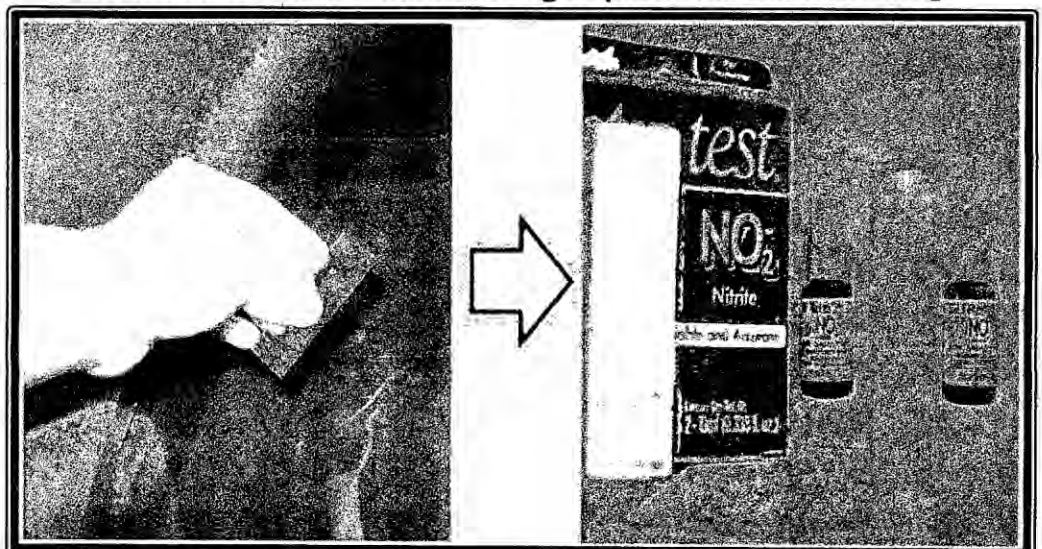
FIGURA N° 4.24
Determinación de NH_3 en el agua utilizando el método colorimétrico



Fuente: Elaboración propia.

- ✓ **Nitritos (NO_2):** La mediciones de concentración de nitrito (NO_2), para los 03 tanques de reproducción se realizaron semanalmente (solo los sábados), a las 16:00 horas. Se tomó una muestra de agua del tanque de reproducción de 5 ml para la medición de nitrito. (véase la figura N° 4.25)

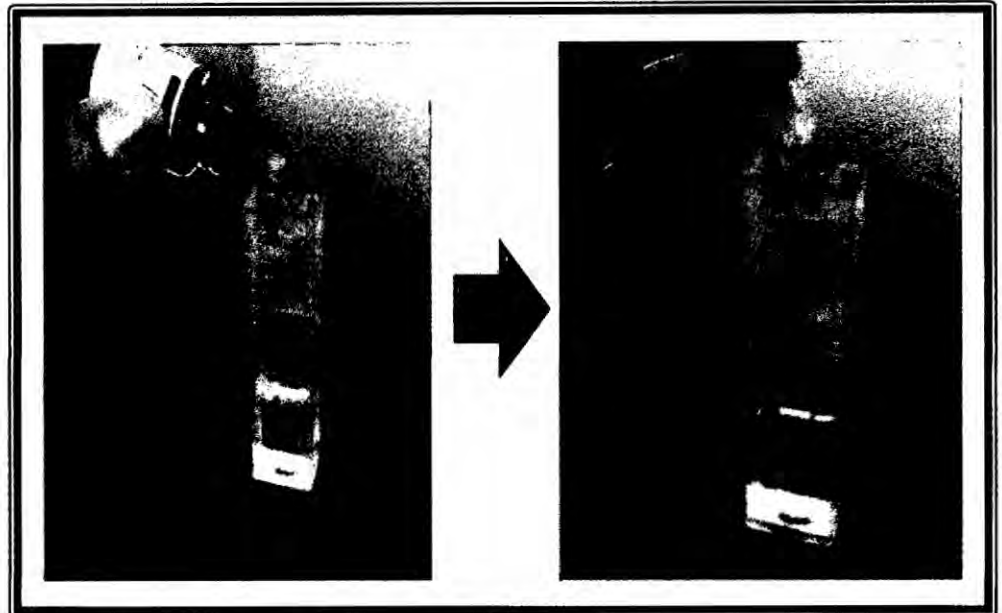
FIGURA N° 4.25
Extracción de la muestra de agua para el análisis de NO_2



Fuente: Elaboración propia.

Luego a la muestra que se extrajo se le aplico 03 gotas de la solución N° 1 del KIT TETRA TEST NO₂, después se le agito por 02 minutos y se continuó aplicando la solución N° 2, sobre la misma muestra. (véase la figura N° 4.26)

FIGURA N° 4.26
Aplicación de las soluciones para la determinación de NO₂



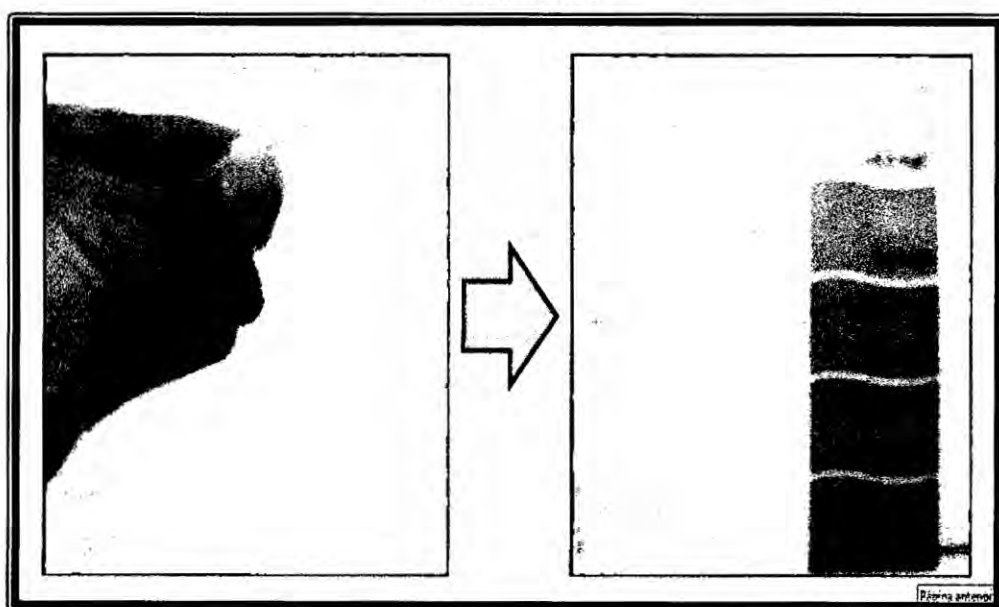
Fuente: Elaboración propia.

Una vez homogenizada la muestra de agua con las soluciones N° 1, 2 del KIT TETRA TEST NO₂, se pudo evidenciar visualmente que la muestra tomo una coloración amarilla clara.

Finalmente se utilizó el método colorimétrico, que consistió en comparar la tonalidad de la muestra de agua con la escala de colores del KIT TETRA TEST NO₂, que representa la concentración de NO₂, determinándose así la concentración de NO₂, que siempre estaba < 0.3 mg/L. (véase la figura N° 4.27 en la página 86)

De igual manera se aplicó el mismo método en los 03 tanques de reproducción a su determinada hora establecida. Los datos obtenidos in situ se guardaron en sus respectivas tablas de registro, para su seguimiento.

FIGURA N° 4.27
Determinación de NO₂ en el agua utilizando el método del colorimétrico



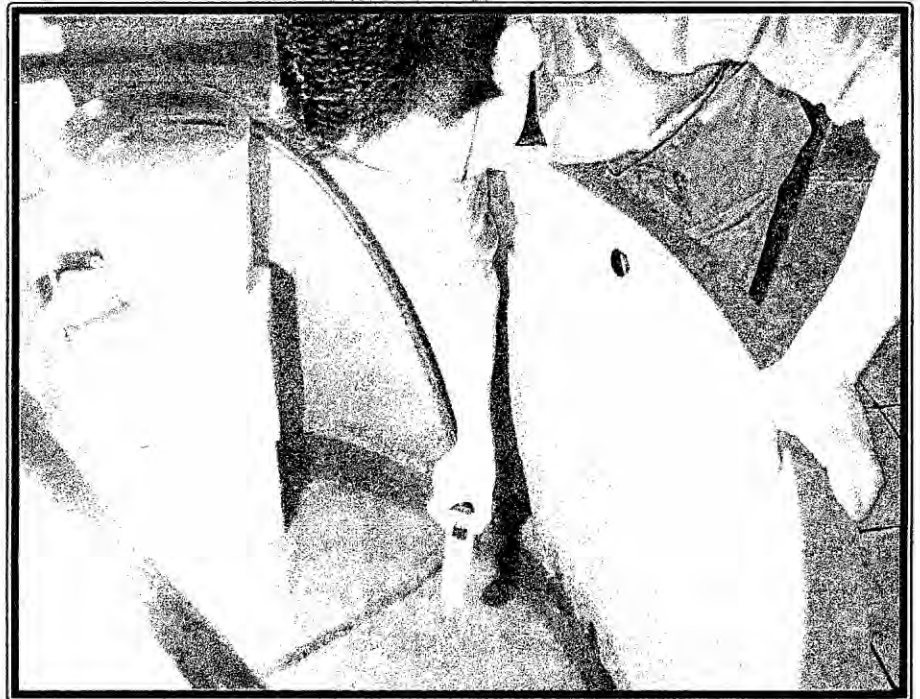
Fuente: Elaboración propia.

- ✓ **Potencial de Hidrógeno (pH):** Las mediciones de pH se realizaron diariamente de manera directa, en los 03 tanques de reproducción, a las 15:00 horas utilizándose un potenciómetro de marca METROHN modelo 827pH Lab.

Antes de realizar las mediciones de pH a los 03 tanques de reproducción, el potenciómetro fue calibrado, para comprobar su correcto funcionamiento. Luego se prendió el potenciómetro y se sumergió solo la parte del sensor en el agua de cultivo del tanque de reproducción y se esperó

hasta que el valor registrado en el equipo se estabilizara para tener así una correcta lectura de pH. (véase la figura N° 4.28)

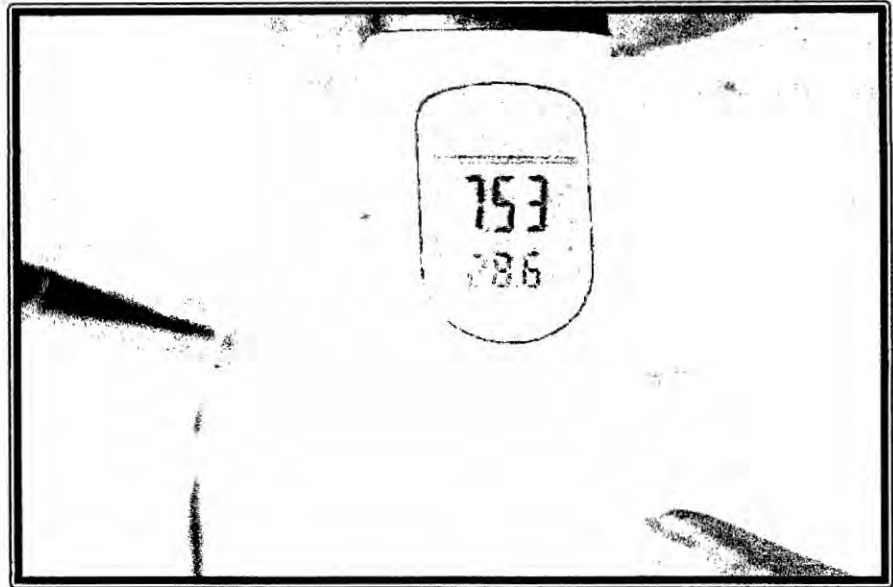
FIGURA N° 4.28
Medición del pH del agua de cultivo en los tanques de reproducción



Fuente: Elaboración propia.

Durante las lecturas de pH que se realizaron in situ a los 03 tanques de reproducción durante el tiempo que duró la parte experimental, se observó que los valores obtenidos oscilaban entre: 7.53 – 8.50 (véase la figura N° 4.29 en la página 88). Los datos obtenidos fueron promediados semanalmente y guardados en una tabla de registro para cada tanque de reproducción respectivamente.

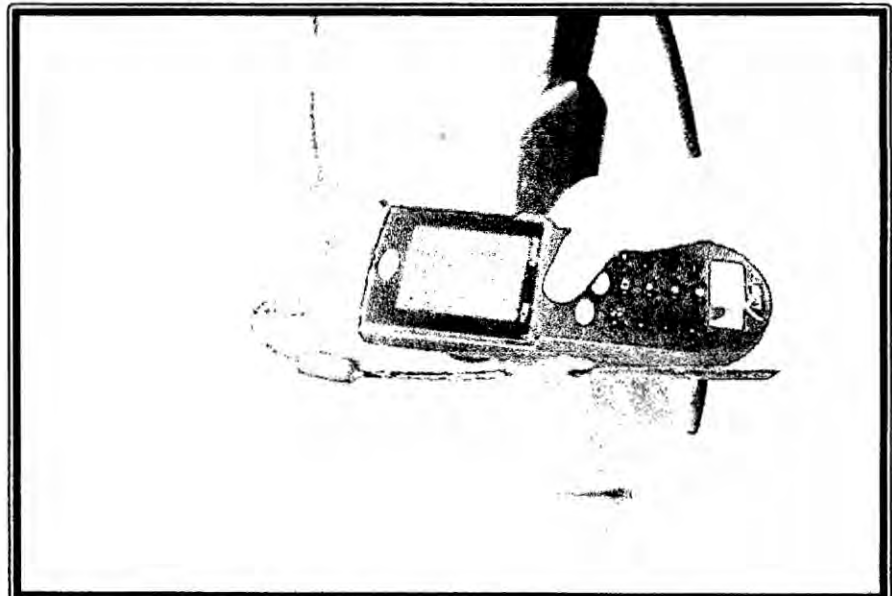
FIGURA N° 4.29
Lectura de pH tomada in situ



Fuente: Elaboración propia.

- ✓ **Oxígeno disuelto:** La mediciones de oxígeno disuelto se realizaron diariamente de manera directa, en los 03 tanques de reproducción, a las 15:00 horas utilizándose un Oxímetro digital HACH LDO. (véase la figura N° 4.30)

FIGURA N° 4.30
Uso del Oxímetro digital HACH LDO

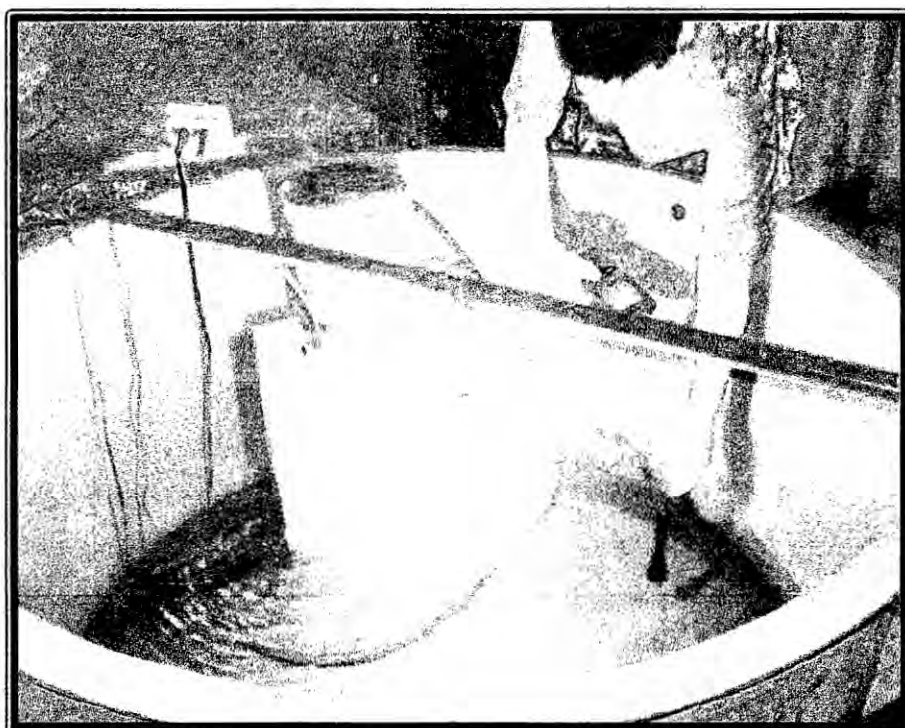


Fuente: Elaboración propia.

Antes de realizar las mediciones de oxígeno disuelto a los 03 tanques de reproducción, el equipo fue calibrado, para comprobar su correcto funcionamiento.

Para la medición de oxígeno disuelto se sumergió la sonda en el agua de cultivo y se esperó que el valor registrado en el equipo se estabilizara, para poder tener así una correcta lectura de concentración de oxígeno disuelto. (véase la figura N° 4.31)

FIGURA N° 4.31
Medición del oxígeno disuelto del agua de cultivo en los tanques de reproducción



Fuente: Elaboración propia.

Durante las lecturas de oxígeno disuelto que se realizaron in situ a los 03 tanques de reproducción durante el tiempo que duró la parte experimental, se observó que los valores obtenidos oscilaban entre: 7.40 – 7.59 mg/L. Los datos obtenidos fueron promediados semanalmente y guardados en una tabla de registro.

Los datos obtenidos en las mediciones in situ de los parámetros físico-químicos, del agua de cultivo como; temperatura, amoníaco, nitritos, potencial hidrogeno y oxígeno disuelto, durante los 191 días que duró la parte experimental de la investigación, fueron guardados como se mencionó líneas arriba en una sola tabla general de registro, para cada tanque de reproducción.

Las tablas de registro sirvieron para conocer la calidad del agua durante el desarrollo de la parte experimental e indicaba la fecha y hora de cuando se hicieron las mediciones semanalmente, estos datos fueron apuntados de forma directa en la tablas con excepciones de algunos parámetros físico-químicos como son: la temperatura, pH y oxígeno disuelto, que se midieron diariamente en cada tanque, por lo que solo se consideró en la tabla general su promedio el cual fue calculado semanalmente. (véase tablas N° 4.6, 4.7 y 4.8 en las páginas 91, 92 y 93 respectivamente)

TABLA N° 4.6
Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el
tanque de reproducción N° 1

TANQUE N° 1						
Parámetros	Temperatura (°C)		pH	NH ₃ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)	O ₂ (mg/L)
Horario	8:00 horas	16:00 horas	15:00 horas	16:00 horas	16:00 horas	15:00 horas
Fecha						
21.01.2012	28.40	28.50	8.50	0.10	0.10	7.52
28.01.2012	28.27	28.25	8.34	0.11	0.11	7.50
04.02.2012	28.48	28.24	8.25	0.10	0.10	7.48
11.02.2012	28.39	28.00	8.10	0.11	0.11	7.52
18.02.2012	27.90	27.30	7.53	0.10	0.10	7.54
25.02.2012	27.98	27.50	7.69	0.12	0.10	7.52
03.03.2012	28.49	28.48	8.48	0.11	0.10	7.54
10.03.2012	28.75	28.24	8.29	0.12	0.10	7.53
17.03.2012	28.48	28.15	8.22	0.10	0.11	7.51
24.03.2012	28.51	27.98	8.10	0.12	0.11	7.53
31.03.2012	28.13	27.95	8.00	0.10	0.10	7.54
07.04.2012	28.01	27.85	7.95	0.11	0.11	7.56
14.04.2012	28.51	27.59	7.70	0.12	0.10	7.58
21.04.2012	28.00	27.94	8.07	0.12	0.11	7.57
28.04.2012	28.35	27.99	8.10	0.11	0.11	7.55
05.05.2012	28.70	28.34	8.35	0.10	0.10	7.57
12.05.2012	28.52	28.45	8.50	0.12	0.10	7.59
19.05.2012	28.43	28.47	8.50	0.12	0.11	7.57
26.05.2012	27.96	28.17	7.53	0.11	0.11	7.56
02.06.2012	27.89	27.47	7.69	0.10	0.10	7.57
09.06.2012	28.13	28.48	8.48	0.12	0.11	7.55
16.06.2012	28.34	28.50	8.50	0.12	0.10	7.53
23.06.2012	28.34	28.47	8.48	0.10	0.11	7.50
30.06.2012	28.43	28.50	8.49	0.11	0.11	7.48
07.07.2012	28.34	28.42	8.43	0.11	0.10	7.45
14.07.2012	28.53	28.30	8.34	0.12	0.11	7.44
21.07.2012	28.67	28.45	8.48	0.10	0.10	7.43
28.07.2012	28.64	28.50	8.50	0.12	0.10	7.44

Fuente: Elaboración propia.

TABLA N° 4.7
Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el
tanque de reproducción N° 2

TANQUE N° 2						
Parámetros	Temperatura (°C)		pH	NH ₃ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)	O ₂ (mg/L)
Horario	8:00 horas	16:00 horas	15:00 horas	16:00 horas	16:00 horas	15:00 horas
Fecha						
21.01.2012	28.65	28.48	8.50	0.12	0.10	7.53
28.01.2012	28.34	28.30	8.34	0.10	0.10	7.49
04.02.2012	27.97	27.80	7.93	0.12	0.11	7.49
11.02.2012	27.98	28.00	8.10	0.10	0.10	7.51
18.02.2012	28.15	28.30	8.34	0.10	0.11	7.55
25.02.2012	28.45	28.35	8.38	0.11	0.11	7.53
03.03.2012	28.43	28.30	8.33	0.12	0.10	7.53
10.03.2012	28.45	28.50	8.50	0.12	0.11	7.52
17.03.2012	28.39	28.30	8.34	0.10	0.10	7.52
24.03.2012	28.46	28.50	8.50	0.12	0.10	7.52
31.03.2012	28.26	28.00	8.10	0.11	0.10	7.55
07.04.2012	28.64	28.40	8.42	0.10	0.11	7.55
14.04.2012	28.73	28.50	8.50	0.12	0.10	7.57
21.04.2012	28.59	28.50	8.48	0.11	0.11	7.58
28.04.2012	28.63	28.53	8.48	0.11	0.10	7.56
05.05.2012	28.73	28.48	8.50	0.10	0.11	7.56
12.05.2012	28.96	28.37	7.58	0.12	0.10	7.58
19.05.2012	28.24	27.80	7.93	0.12	0.11	7.58
26.05.2012	28.52	28.46	8.50	0.10	0.11	7.57
02.06.2012	28.63	28.50	8.50	0.11	0.11	7.58
09.06.2012	28.24	28.15	8.22	0.12	0.10	7.54
16.06.2012	27.27	27.30	7.53	0.10	0.11	7.52
23.06.2012	27.84	28.00	8.10	0.12	0.11	7.51
30.06.2012	27.95	28.30	8.34	0.11	0.11	7.47
07.07.2012	28.13	28.25	8.32	0.10	0.11	7.46
14.07.2012	28.46	28.52	8.51	0.12	0.10	7.43
21.07.2012	28.17	28.00	8.09	0.11	0.11	7.44
28.07.2012	28.50	28.30	8.34	0.11	0.11	7.43

Fuente: Elaboración propia.

TABLA N° 4.8
Registro general de los parámetros físico-químicos del agua para el
tanque de reproducción N° 3

TANQUE N° 3						
Parámetros	Temperatura (°C)		pH	NH ₃ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)	O ₂ (mg/L)
Horario	8:00 horas	16:00 horas	15:00 horas	16:00 horas	16:00 horas	15:00 horas
Fecha						
21.01.2012	28.48	28.50	8.50	0.12	0.11	7.52
28.01.2012	28.53	28.30	8.34	0.11	0.10	7.49
04.02.2012	28.24	28.40	8.42	0.10	0.11	7.48
11.02.2012	28.64	28.35	8.38	0.12	0.10	7.50
18.02.2012	28.37	28.40	8.42	0.11	0.11	7.54
25.02.2012	28.25	28.15	8.23	0.10	0.10	7.54
03.03.2012	28.46	28.30	8.34	0.12	0.11	7.53
10.03.2012	28.74	28.45	8.50	0.11	0.11	7.54
17.03.2012	28.25	27.90	8.00	0.10	0.10	7.53
24.03.2012	28.46	28.33	8.37	0.12	0.11	7.53
31.03.2012	28.87	28.40	8.42	0.10	0.10	7.54
07.04.2012	27.34	28.10	8.20	0.11	0.11	7.56
14.04.2012	27.77	27.50	7.69	0.12	0.10	7.56
21.04.2012	28.64	28.40	8.42	0.10	0.10	7.57
28.04.2012	28.46	28.30	8.34	0.12	0.11	7.56
05.05.2012	28.50	28.40	8.40	0.11	0.10	7.56
12.05.2012	27.30	27.50	7.69	0.11	0.11	7.57
19.05.2012	27.60	27.48	7.53	0.12	0.10	7.58
26.05.2012	28.69	28.30	8.34	0.10	0.10	7.57
02.06.2012	28.78	28.45	8.50	0.11	0.11	7.56
09.06.2012	27.60	28.80	7.93	0.10	0.10	7.55
16.06.2012	28.50	28.30	8.34	0.11	0.11	7.53
23.06.2012	28.30	28.50	8.50	0.12	0.10	7.51
30.06.2012	27.46	27.30	7.53	0.12	0.11	7.49
07.07.2012	28.40	28.30	8.34	0.10	0.10	7.47
14.07.2012	28.24	28.00	8.10	0.10	0.11	7.45
21.07.2012	28.18	28.33	8.35	0.12	0.10	7.45
28.07.2012	28.39	27.80	7.93	0.12	0.11	7.44

Fuente: Elaboración propia.

d) Reproducción, desove, contabilidad de ovas e incubación

Las reproducciones de las tilapias en los tanques comenzaron a partir del: 16 de Febrero en el tanque N°1, 22 de Marzo en el tanque N°2 y el 26 de Enero en el tanque N°3, previo a la etapa de sembrado y aclimatación, que se realizó en la fase preliminar.

Se realizaron 03 reproducciones por tanque de diferentes hembras, lográndose 09 reproducciones en total por los 03 tanques, luego los reproductores entraron en periodo de descanso para la siguiente puesta, que inicio el 23 de Mayo en el tanque N°1, 30 de Mayo en el tanque N°2 y 25 de Abril en el tanque N°3, donde igual que la anterior se obtuvieron 09 reproducciones en total por los 03 tanques.

Durante la reproducción en los 03 tanques se observó la presencia de pequeños hoyos hechos en la arena que tenían; 1 - 1.5 cm aprox. de profundidad y 15 - 17 cm aprox. de diámetro, excavados por el pez macho y que sirvieron como nido posteriormente a la hembra reproductora, esto fue señal para que se comenzara con la etapa de desove.

Los 03 primeros desoves de ovas de diferentes hembras por tanque se incubaron artificialmente y los 03 posteriores desoves fueron incubadas naturalmente, es decir por la hembra reproductora en su propio tanque.

En la etapa de desove y manipulación de las ovas obtenidas posteriormente a cada tratamiento (Incubación artificial o natural), se siguió una serie de procedimientos que se mencionarán a continuación.

Después del desove de cada tilapia hembra en su respectivo tanque, se estuvo realizando un muestreo diario de las hembras a partir de las 08 horas aprox. que consistió en extraer con ayuda de una red cada pez de su respectivo tanque, para su revisión de la parte bucal. Esta actividad se realizó con el fin de evidenciar presencia de ovas. (véase la figura N° 4.32)

FIGURA N° 4.32
Muestreo de las hembras reproductoras de Tilapia Nilotica

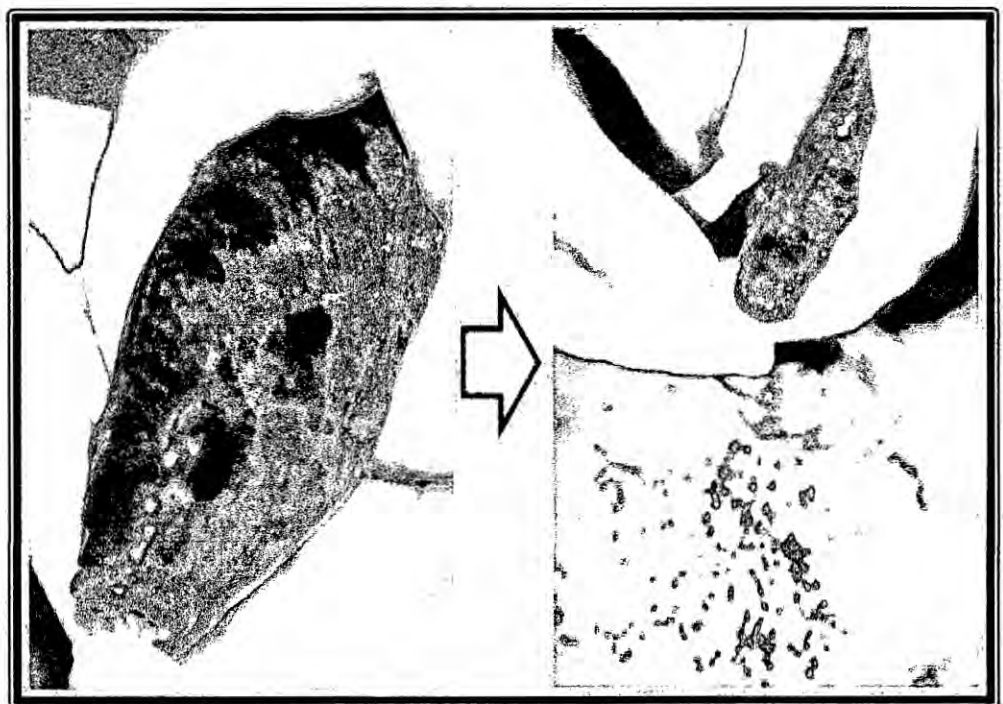


Fuente: Elaboración propia.

En el caso donde no se evidencio presencia de ovas, las hembras fueron devueltas a sus respectivos tanques, caso contrario se aisló a la hembra reproductora en un balde con agua que se encontraba a las mismas condiciones fisico-químicas que las del tanque de reproducción.

Seguidamente se le hizo masajes suavemente a la hembra en la parte de la garganta colocándola en posición boca abajo, esta acción se estuvo haciendo hasta extraer totalmente todas las ovas de la cavidad bucal de la hembra. (véase la figura N° 4.33)

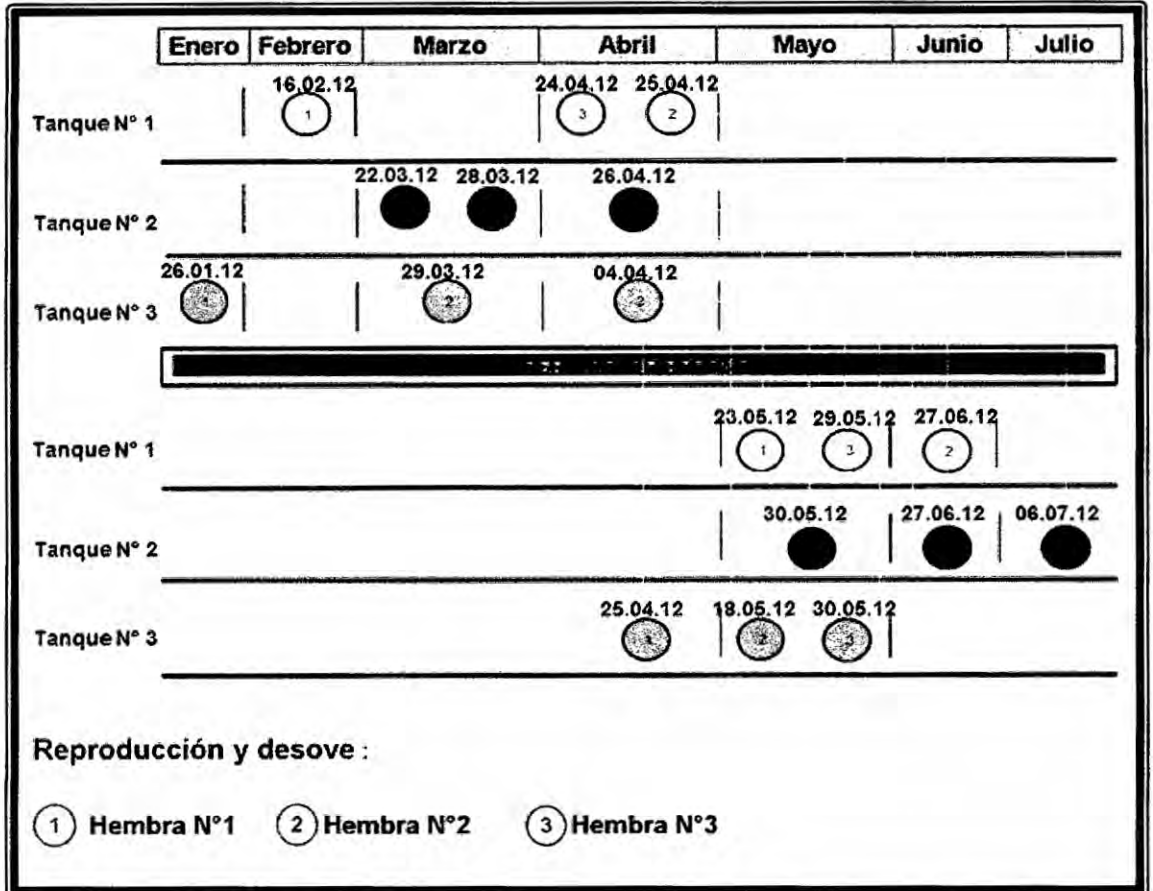
FIGURA N° 4.33
Extracción de las ovas de la cavidad bucal de la hembra reproductora



Fuente: Elaboración propia.

Cabe resaltar que cada hembra reproductora de cada tanque de reproducción, después de habersele extraído las ovas de la primera puesta por primera vez, fueron separadas y llevadas a un tanque aparte para cumplir con su periodo de descanso o reposo, es decir reacondicionar sus ovarios para la siguiente puesta, cumpliéndose así el siguiente cronograma. (véase la figura N° 4.34 en la página 97)

FIGURA N° 4.34
Cronograma de reproducción y desove de cada hembra por tanque

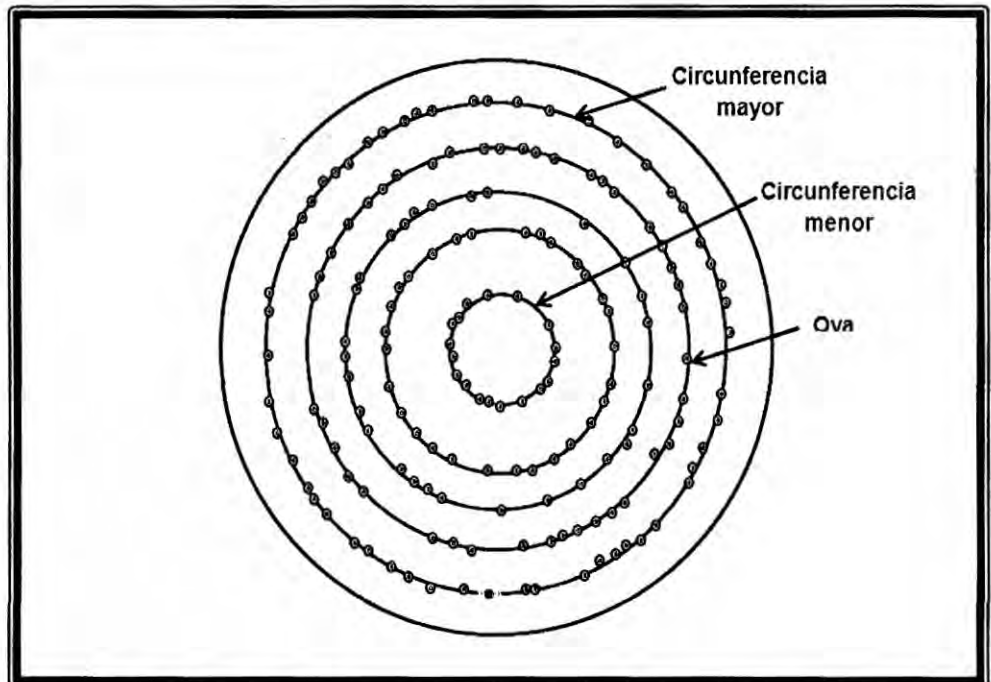


Fuente: Elaboración propia.

Obtenidas las ovas en su totalidad, estas fueron recepcionadas en un recipiente con agua, el cual tenía la particularidad de tener en la base pequeños canales que formaban circunferencias concéntricas de menor a mayor. Luego se realizó un conteo rápido al 100% de todas las ovas por desove de la siguiente forma; se desparramaron todas las ovas en el interior del recipiente, de manera que en cada circunferencia de la base se depositó una cierta cantidad de ovas, donde a continuación se procedió a su contabilidad por circunferencia desde la menor a la mayor,

realizándose así un conteo más preciso y menos engorroso. (véase la figura N° 4.35)

FIGURA N° 4.35
Conteo de ovas por circunferencia



Fuente: Elaboración propia.

Los datos obtenidos fueron registrados en una tabla general de desoves para cada tipo de tratamiento (véase la tabla N° 4.9 en la página 99). Finalizado el conteo de las ovas, estas se pusieron a incubar según su tratamiento (artificialmente o naturalmente). Las incubaciones se presentaron en el siguiente orden; primero, 03 incubaciones artificiales por tanque, cada una de cada hembra reproductora diferente, teniéndose al final un total de 09 incubaciones artificiales por todos los tanques de reproducción, en segundo orden y siguiendo la tabla general de desoves, se continuo con las 03 incubaciones naturales por tanque, cada una de cada hembra reproductora diferente, teniéndose al final un total

de 09 incubaciones naturales por todos los tanques de reproducción.

TABLA N° 4.9
Registro general de desoves y conteo de ovas embrionadas

N° de tanque	N° de hembra	Tipo de tratamiento	T° de tanque (°C)	Fecha de desove	Horario de muestreo	N° de ovas
TANQUE I	1	I. ARTIFICIAL	28.10	16.02.12	8:00 am	441
	2	I. ARTIFICIAL	28.25	25.04.12		446
	3	I. ARTIFICIAL	28.20	24.04.12		368
	1	I. NATURAL	28.15	23.05.12		446
	2	I. NATURAL	28.30	27.06.12		443
	3	I. NATURAL	28.00	29.05.12		362
TANQUE II	1	I. ARTIFICIAL	28.42	22.03.12	8:20 am	453
	2	I. ARTIFICIAL	28.30	26.04.12		444
	3	I. ARTIFICIAL	28.10	28.03.12		398
	1	I. NATURAL	28.00	06.07.12		441
	2	I. NATURAL	28.35	30.05.12		449
	3	I. NATURAL	27.90	27.06.12		383
TANQUE III	1	I. ARTIFICIAL	28.15	26.01.12	8:40 am	449
	2	I. ARTIFICIAL	28.25	29.03.12		463
	3	I. ARTIFICIAL	28.30	04.04.12		386
	1	I. NATURAL	28.10	25.04.12		461
	2	I. NATURAL	28.27	18.05.12		461
	3	I. NATURAL	28.45	30.05.12		390

Fuente: Elaboración propia.

Para el desarrollo de las incubaciones, ya sea artificial o natural se llevaron a cabo una serie de procedimientos que se realizaron después de la contabilidad de las ovas, las cuales se aplicaron de la siguiente manera, según el orden de incubación que se siguió:

- **Incubación artificial:** Antes de que se iniciara la incubación artificial, se desinfectaron las ovas mediante un enjuague con una solución yodada (01 ml de formalina x 01 L de agua), por un tiempo de 10 minutos con el fin de evitar infecciones bacterianas u hongos, luego se realizó un 2° enjuague de las ovas con abundante agua declorada. (véase la figura N° 4.36)

FIGURA N° 4.36
Desinfección de ovas de Tilapia Nilotica



Fuente: Elaboración propia.

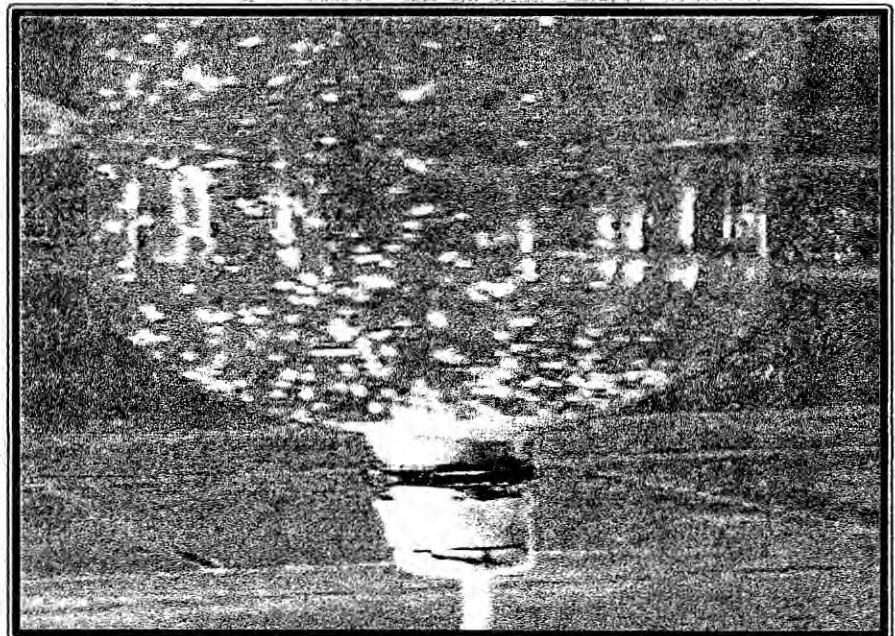
Una vez desinfectadas las ovas, estas se sembraron en las incubadoras para su tratamiento (01 lote de ovas desovadas por pez en una incubadora), cabe mencionar que las incubadoras ya se encontraban idóneamente acondicionadas para la incubación (con un volumen de 2 L de agua temperada a 28°C aprox. y un flujo constante de aireación de 1.5 L/min). Este procedimiento se aplicó para cada desove de hembra reproductora por tanque. (véase las figuras N° 4.37 y 4.38 en la página 101)

FIGURA N° 4.37
Sembrado de ovas en la incubadora artificial



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.38
Incubación artificial de ovas



Fuente: Elaboración propia.

El tiempo que duro la incubación artificial de cada lote de ovas hasta su respectiva eclosión, usando este tipo de tratamiento fue de 48:00 a 57:50 horas aprox. (véase la tabla N°4.10)

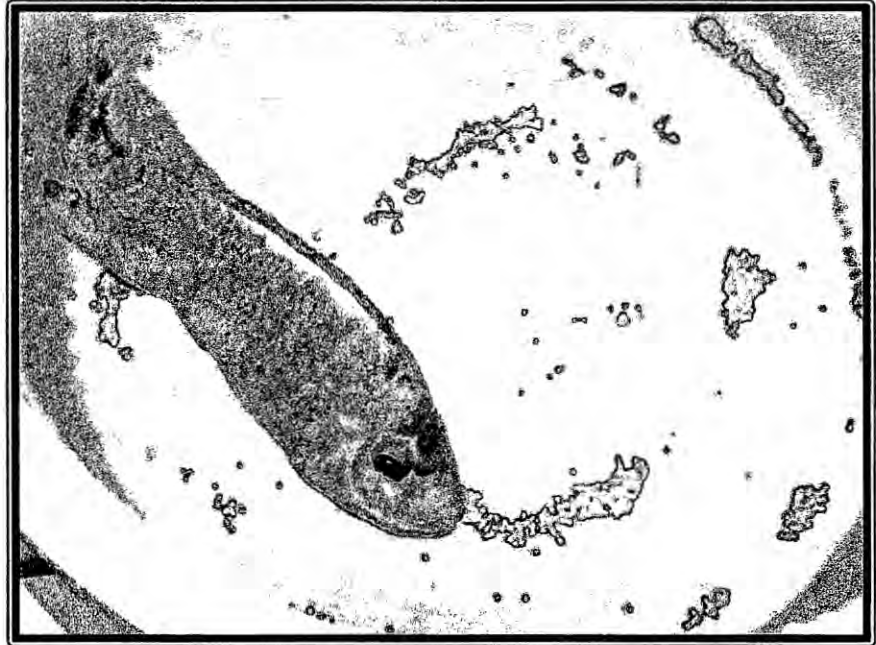
TABLA N° 4.10
Registro general del tiempo durante la incubación artificial de ovas

N° Tanque	N° Hembra	Ovas desovadas	Fecha	Hora de incubación		Total de horas incubadas (h)
				Inicio	Final	
Tanque N°1	1	441	16.02.12	8:05 a.m.	-	56:18
			18.02.12	-	4:23 p.m.	
	2	446	25.04.12	8:00 a.m.	-	48:18
			27.04.12	-	8:18 a.m.	
	3	368	24.04.12	8:10 a.m.	-	57:50
			26.04.12	-	6:00 p.m.	
Tanque N°2	1	453	22.03.12	8:23 a.m.	-	55:18
			24.03.12	-	3:41 p.m.	
	2	444	26.04.12	8:35 a.m.	-	56:53
			28.04.12	-	5:28 p.m.	
	3	398	28.03.12	8:28 a.m.	-	48:00
			30.03.12	-	8:28 a.m.	
Tanque N°3	1	449	26.01.12	8:47 a.m.	-	53:18
			28.01.12	-	2:05 p.m.	
	2	463	29.03.12	8:50 a.m.	-	48:10
			31.03.12	-	9:00 a.m.	
	3	386	04.04.12	8:55 a.m.	-	55:00
			06.04.12	-	3:55 p.m.	

Fuente: Elaboración propia.

➤ **Incubación natural:** Para este tipo de incubación, no se realizó ninguna desinfección, las ovas después de haber sido rápidamente contabilizadas, regresaron con la madre (hembra reproductora), es decir se depositaron en un balde con la hembra reproductora, la cual guardo las ovas de nuevo en su cavidad bucal para posteriormente ser devuelta a su respectivo tanque de reproducción, para continuar con la incubación naturalmente. (véase las figuras N° 4.39 y 4.40 en la página 103)

FIGURA N° 4.39
Recolección de ovas realizado por la hembra reproductora



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.40
Guardado de ovas en la cavidad bucal por parte de la hembra reproductora



Fuente: ISA, 2005.

Este procedimiento se aplicó para la segunda puesta de cada hembra reproductora por tanque, después que se realizaron todas las incubaciones artificiales. El tiempo que duro la incubación de manera natural de cada lote de ovas hasta su respectiva eclosión, usando este tipo de tratamiento fue de 72:00 a 81:30 horas aprox. (véase la tabla N° 4.11)

TABLA N° 4.11
Registro general del tiempo durante la incubación natural de ovas

N° Tanque	N° Hembra	Ovas desovadas	Fecha	Hora de incubación		Total de horas incubadas (h)
				Inicio	Final	
Tanque N°1	1	446	23.05.12	08:10 a.m.		81:20
			26.05.12		05:30 p.m.	
	2	443	27.06.12	08:15 a.m.		81:30
			30.06.12		05:45 p.m.	
	3	362	29.05.12	08:00 a.m.		76:30
			01.06.12		12:30 p.m.	
Tanque N°2	1	441	06.07.12	08:20 a.m.		79:15
			09.07.12		03:35 p.m.	
	2	449	30.05.12	08:35 a.m.		77:40
			02.06.12		02:15 p.m.	
	3	383	27.06.12	08:25 a.m.		72:35
			30.06.12		09:00 a.m.	
Tanque N°3	1	461	25.04.12	08:45 a.m.		72:00
			28.04.12		09:45 a.m.	
	2	461	18.05.12	08:48 a.m.		78:35
			21.05.12		03:23 p.m.	
	3	390	30.05.12	08:55 a.m.		80:55
			02.06.12		05:50 p.m.	

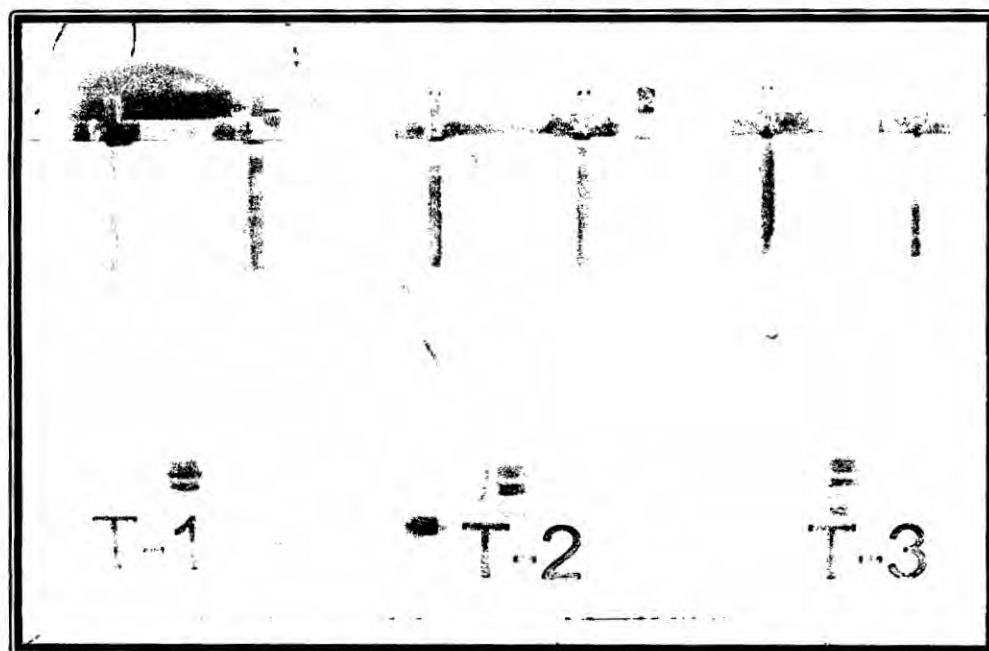
Fuente: Elaboración propia.

e) **Control de los parámetros físicos – químicos del agua de incubación durante los tratamientos T1 y T2, hasta la eclosión de ovas**

Durante el proceso de incubación de las ovas, tanto en el tratamiento T1 (Incubación artificial) y T2 (Incubación natural) se mantuvo en óptimas condiciones la calidad del agua para que las ovas puedan cumplir con su correcto desarrollo hasta su eclosión.

➤ **Incubación artificial:** En las incubadoras artificiales se evidencio después de las primeras 24 horas de haberse puesto a incubar, presencia de turbidez y partículas pequeñas de sólidos suspendidos (véase la figura N° 4.41) las cuales fueron extraídas mediante la técnica del sifoneo (se realizó con mucho cuidado con el fin de no atrapar a las ovas puestas a incubar), reponiendo luego el volumen de agua perdida.

FIGURA N° 4.41
Inspección del agua de incubación en las incubadoras artificiales



Fuente: Elaboración propia.

El volumen de agua de clorada de reposición, fue temperada a la misma temperatura que la de la incubadora (28°C aprox.), así de esta manera se hicieron recambios del 20% del agua de las incubadoras cada vez que fueron necesarios, con el propósito de mantener la calidad de agua de incubación. (véase las figuras N° 4.42 y 4.43, en la página 106 y 107 respectivamente)

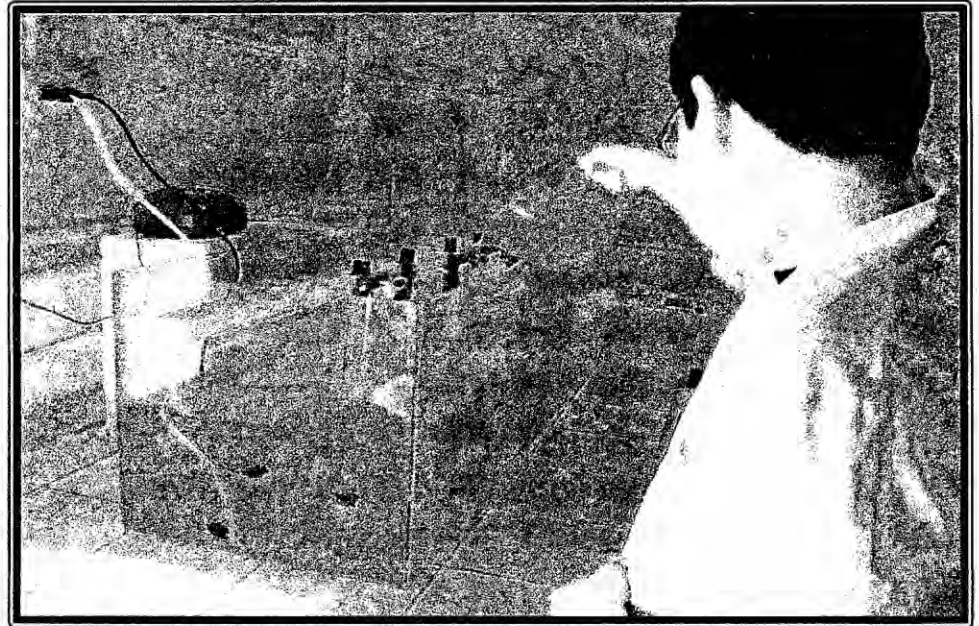
Las incubaciones de cada lote de ovas desovadas por hembra estuvieron bajo un estricto monitoreo, el cual consistió en la medición de los parámetros físico-químicos del agua de cada incubadora respectivamente (temperatura, pH, oxígeno disuelto, amoniaco, nitritos), con ayuda de equipos y soluciones mencionadas ya anteriormente en el trabajo.

FIGURA N° 4.42
Medición de la temperatura del agua de recambio



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.43
Recambio de agua a las incubadoras



Fuente: Elaboración propia.

La medición de los parámetros físico-químicos del agua de incubación se realizó diariamente en el horario de 03:00 p.m., durante todo el periodo que demoró la incubación de las ovas (48:00 a 57:50 horas aprox.), desde que se pusieron a incubar hasta su eclosión. Al finalizar todas las incubaciones artificiales en el laboratorio, se obtuvo un registro de los parámetros físico-químicos del agua de incubación de cada lote de ovas incubadas (véase la tabla N° 4.12 en la página 108). Una vez finalizado el periodo de incubación artificial (T1), en la cual se observó acumulaciones de temperatura en grados día de: 56.25 - 85.07 °C/ 2 - 3 días aprox. para cada lote de ovas incubado individualmente, se presentaron las eclosiones las cuales fueron evidentemente notorias debido a la aparición de pequeñas larvas de tilapia en las incubadoras, las cuales se mantenían suspendidas en el agua debido al sistema de aireación de la incubadora. (véase la figura N° 4.44 en la página 109)

TABLA N° 4.12
Registro general de los parámetros físico-químicos del agua de incubación para cada lote de ovas incubadas de manera artificial

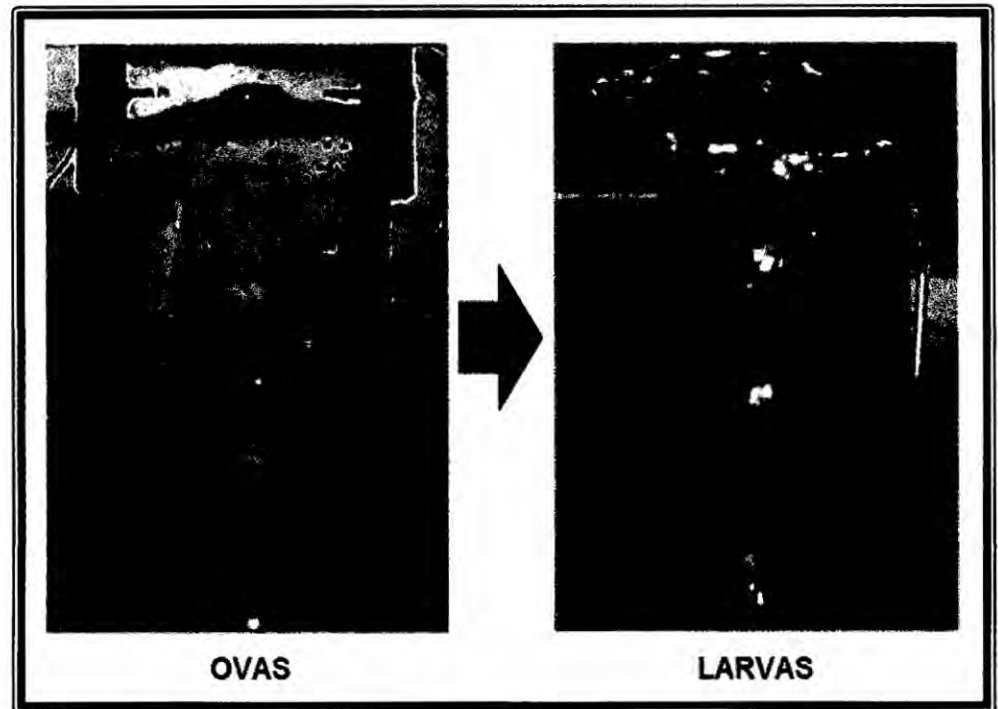
N° T	L.H	Fecha	Hora de incubación		Parámetros físico-químicos (Muestreo a las 15:00 horas)				
			Inicio	Final	T (°C)	pH	O ₂ (mg/L)	NH ₃ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)
1	1	16.02.12	8:05 a.m.	-	28.10	8.39	7.60	0.10	0.10
		17.02.12	-	-	28.30	8.11	7.51	0.18	0.21
		18.02.12	-	4:23 p.m.	28.15	8.33	7.58	0.12	0.13
	2	25.04.12	8:00 a.m.	-	28.25	8.17	7.53	0.16	0.19
		26.04.12	-	-	28.30	8.09	7.51	0.18	0.21
		27.04.12	-	8:18 a.m.	-	-	-	-	-
	3	24.04.12	8:10 a.m.	-	28.20	8.24	7.55	0.14	0.16
		25.04.12	-	-	28.25	8.17	7.53	0.16	0.19
		26.04.12	-	6:00 p.m.	28.30	8.09	7.51	0.18	0.21
2	1	22.03.12	8:23 a.m.	-	28.42	7.99	7.45	0.21	0.25
		23.03.12	-	-	28.30	8.07	7.51	0.18	0.24
		24.03.12	-	3:41 p.m.	28.35	8.01	7.48	0.20	0.25
	2	26.04.12	8:35 a.m.	-	28.30	8.08	7.51	0.18	0.21
		27.04.12	-	-	28.20	8.24	7.55	0.14	0.16
		28.04.12	-	5:28 p.m.	28.15	8.32	7.58	0.12	0.12
	3	28.03.12	8:28 a.m.	-	28.10	8.39	7.59	0.10	0.10
		29.03.12	-	-	28.25	8.17	7.53	0.16	0.19
		30.03.12	-	8:28 a.m.	-	-	-	-	-
3	1	26.01.12	8:47 a.m.	-	28.15	8.31	7.58	0.12	0.12
		27.01.12	-	-	28.10	8.39	7.60	0.10	0.10
		28.01.12	-	2:05 p.m.	-	-	-	-	-
	2	29.03.12	8:50 a.m.	-	28.25	8.16	7.53	0.16	0.19
		30.03.12	-	-	28.15	8.32	7.57	0.12	0.13
		31.03.12	-	9:00 a.m.	-	-	-	-	-
	3	04.04.12	8:55 a.m.	-	28.30	8.08	7.51	0.18	0.21
		05.04.12	-	-	28.10	8.39	7.60	0.10	0.10
		06.04.12	-	3:55 p.m.	28.18	8.26	7.56	0.13	0.15

Fuente: Elaboración propia.

N T°: Numero de tanque de reproducción

L.H: Lote de ovas por hembra

FIGURA N° 4.44
Inicio y final del proceso de incubación de ovas embrionadas
de Tilapia Nilotica



Fuente: Elaboración propia.

- **Incubación natural:** Como este tipo de incubación se realizó en la boca de la hembra, se estuvo monitoreando diariamente las condiciones físico-químicas del agua de los tanques de reproducción (temperatura, pH, oxígeno disuelto, amoníaco, nitritos) con ayuda de los mismos equipos y soluciones mencionadas ya anteriormente, durante el tiempo que duro la incubación bucal hasta la eclosión de las ovas.

La medición de los parámetros físico-químicos del agua se realizó en el horario de 03:00 p.m., durante todo el periodo de incubación de las ovas (72:00 a 81:30 horas aprox.). Al finalizar se observó acumulaciones de temperatura en grados día de: 84.30 - 113°C/ 3 - 4 días aprox. para cada lote de ovas incubado

individualmente, además se obtuvo un registro de los parámetros físico-químicos del agua de incubación de cada lote de ovas. (véase la tabla N° 4.13)

TABLA N° 4.13
Registro general de los parámetros físico-químicos del agua de incubación para cada lote de ovas incubadas de manera natural

N° T	L.H	Fecha	Hora de incubación		Parámetros físico-químicos (Muestreo a las 15:00 horas)				
			Inicio	Final	T (°C)	pH	O ₂ (mg/L)	NH ₃ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)
1	1	23.05.12	08:10 a.m.	-	28.16	8.31	7.57	0.12	0.14
		24.05.12	-	-	28.15	8.32	7.58	0.11	0.13
		25.05.12	-	-	28.15	8.32	7.58	0.11	0.13
		26.05.12	-	05:30 p.m.	28.15	8.32	7.58	0.12	0.13
	2	27.06.12	08:15 a.m.	-	28.29	8.12	7.51	0.17	0.20
		28.06.12	-	-	28.30	8.08	7.51	0.18	0.21
		29.06.12	-	-	28.30	8.09	7.51	0.18	0.21
	3	30.06.12	-	05:45 p.m.	28.30	8.08	7.51	0.17	0.21
		29.05.12	08:00 a.m.	-	28.00	8.53	7.65	0.10	0.10
		30.05.12	-	-	28.40	7.96	7.46	0.20	0.25
31.05.12		-	-	28.20	8.24	7.55	0.13	0.14	
		01.06.12	-	12:30 p.m.	-	-	-	-	-
2	1	06.07.12	08:20 a.m.	-	28.30	8.10	7.51	0.17	0.20
		07.07.12	-	-	28.00	8.54	7.65	0.10	0.10
		08.07.12	-	-	28.10	8.39	7.60	0.10	0.10
		09.07.12	-	03:35 p.m.	28.20	8.24	7.55	0.12	0.13
	2	30.05.12	08:35 a.m.	-	28.36	8.02	7.48	0.20	0.25
		31.05.12	-	-	28.35	8.02	7.48	0.19	0.24
		01.06.12	-	-	28.35	8.03	7.41	0.20	0.25
		02.06.12	-	02:15 p.m.	-	-	-	-	-
	3	27.06.12	08:25 a.m.	-	28.15	8.32	7.58	0.12	0.13
		28.06.12	-	-	28.25	8.17	7.53	0.16	0.19
29.06.12		-	-	28.20	8.24	7.55	0.14	0.16	
30.06.12		-	09:00 a.m.	-	-	-	-	-	
3	1	25.04.12	08:45 a.m.	-	28.11	8.38	7.60	0.10	0.11
		26.04.12	-	-	28.09	8.40	7.60	0.10	0.10
		27.04.12	-	-	28.10	8.39	7.60	0.10	0.10
		28.04.12	-	09:45 a.m.	-	-	-	-	-
	2	18.05.12	08:48 a.m.	-	28.27	8.13	7.52	0.17	0.20
		19.05.12	-	-	28.27	8.13	7.52	0.17	0.20
		20.05.12	-	-	28.26	8.14	7.53	0.17	0.19
		21.05.12	-	03:23 p.m.	28.27	8.13	7.52	0.17	0.20
	3	30.05.12	08:55 a.m.	-	28.30	8.09	7.51	0.18	0.21
		31.05.12	-	-	28.25	8.17	7.53	0.16	0.18
01.05.12		-	-	28.35	8.02	7.48	0.20	0.25	
02.06.12		-	05:50 p.m.	28.30	8.09	7.51	0.18	0.21	

Fuente: Elaboración propia.

N T°: Numero de tanque de reproducción

L.H: Lote de ovas por hembra

Adicionalmente se trató de mantener la calidad del agua de los tanques durante incubación en óptimas condiciones, realizando constantes sifoneos al agua para eliminar sustancias orgánicas de sólidos suspendidos y sedimentables, también se hicieron recambios de volúmenes al 20% de agua temperada (28°C aprox.), cada vez que hubo la necesidad de hacerlo.

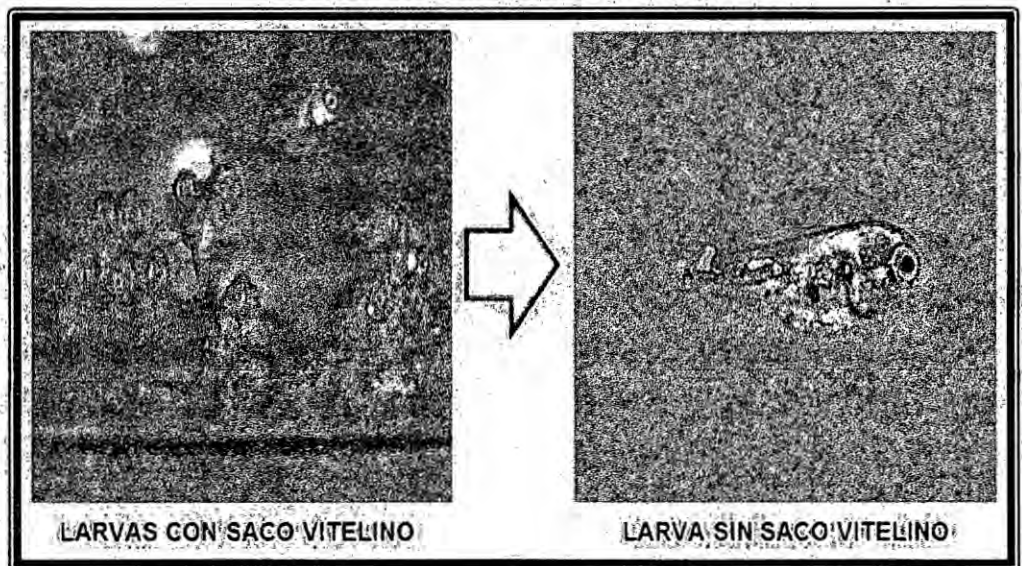
f) Conteo de larvas y sembrado

Las larvas que se obtuvieron producto de las eclosiones de las ovas durante las incubaciones, fueron manipuladas para la realización de su contabilidad, cumpliéndose el siguiente procedimiento en estricto orden, para cada tratamiento (Incubación artificial o natural), a continuación:

- **Incubación artificial:** Las larvas, se recolectaron de las incubadoras con mucho cuidado utilizando finas redecillas, para ser trasladadas y posteriormente sembradas en peceras pequeñas (cada lote de larvas por pecera) que se encontraban acondicionadas con calentadores de agua que mantenían el agua a la misma temperatura que la de las incubadoras (28 °C aprox.) y difusores de aire que se ubicaban en la base en el interior de la pecera, provocando que las larvas no se hundieran ni se acumularan, esto a raíz de que las larvas no podían nadar libremente debido al saco vitelino que presentaban en sus primeros días y que les servía como alimento, hasta la completa absorción de este (véase la figura N° 4.45, en la página 112). Durante el tiempo que estuvieron las larvas absorbiendo su saco vitelino en las peceras, después de la incubación artificial (4 a 4.5 días posterior a la eclosión), se pudo evidenciar que no hubo mortalidades. Las larvas una vez que absorbieron al 100% el

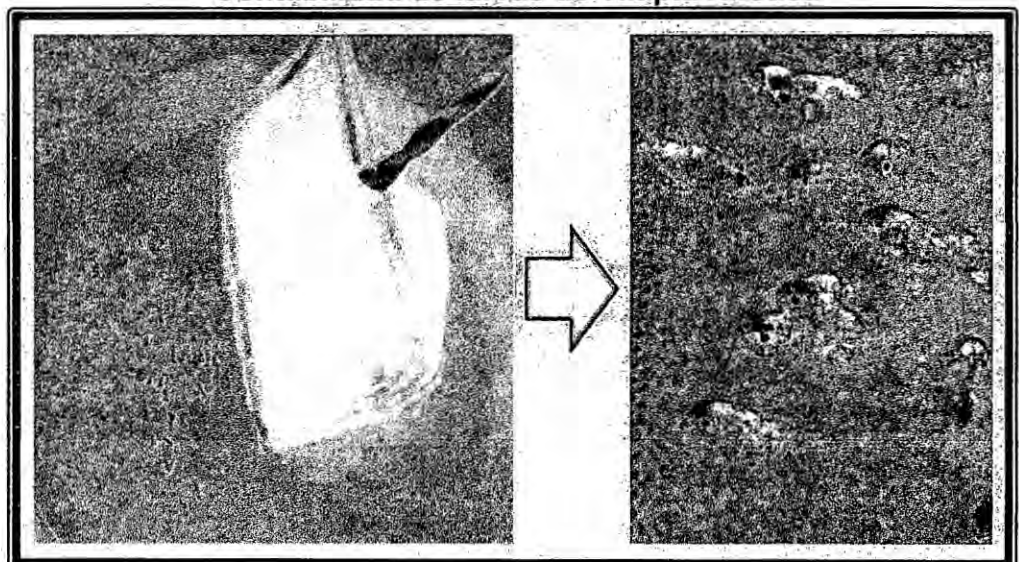
saco vitelino, ya podían nadar libremente, por lo que fueron recolectadas y depositadas en un balde para su respectiva contabilidad, la cual se realizó por lote incubado en incubadora. (véase la figura N° 4.46)

FIGURA N° 4.45
Desarrollo larvario de la tilapia



Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.46
Contabilidad de larvas de Tilapia Nilotica



Fuente: Elaboración propia.

- **Incubación Natural:** En este caso, como las incubaciones se realizaron en la cavidad bucal de las hembras reproductoras en los mismos tanques de reproducción, se tuvo que esperar que las larvas consumieran completamente su saco vitelino y nadaran libremente fuera de los cuidados de la madre reproductora para recién ser recolectadas (4 a 4.5 días posterior a la eclosión). Las larvas se recolectaron totalmente de los tanques de reproducción con finas redecillas para después ser puestas en un balde con agua de clorada y a una temperatura de 28°C aprox. Luego se procedió a la contabilidad de las larvas que fue para cada lote obtenido por hembra reproductora respectivamente. La misma operación se realizó en cada tanque de reproducción.

Las contabilidades que se hicieron de cada lote de larvas de tilapias por desove de hembra, después de su respectiva eclosión, tanto para las que fueron incubadas artificialmente como naturalmente, se registraron en una tabla general de incubación, que plasmo todas las incubaciones durante el tiempo que duro la parte experimental, adicionalmente se calculó la mortalidad y tasa de eclosión de cada lote de ovas incubadas haciéndose uso de las formulas mencionadas anteriormente en el trabajo de investigación. (véase la tabla N° 4.14, en la página 114)

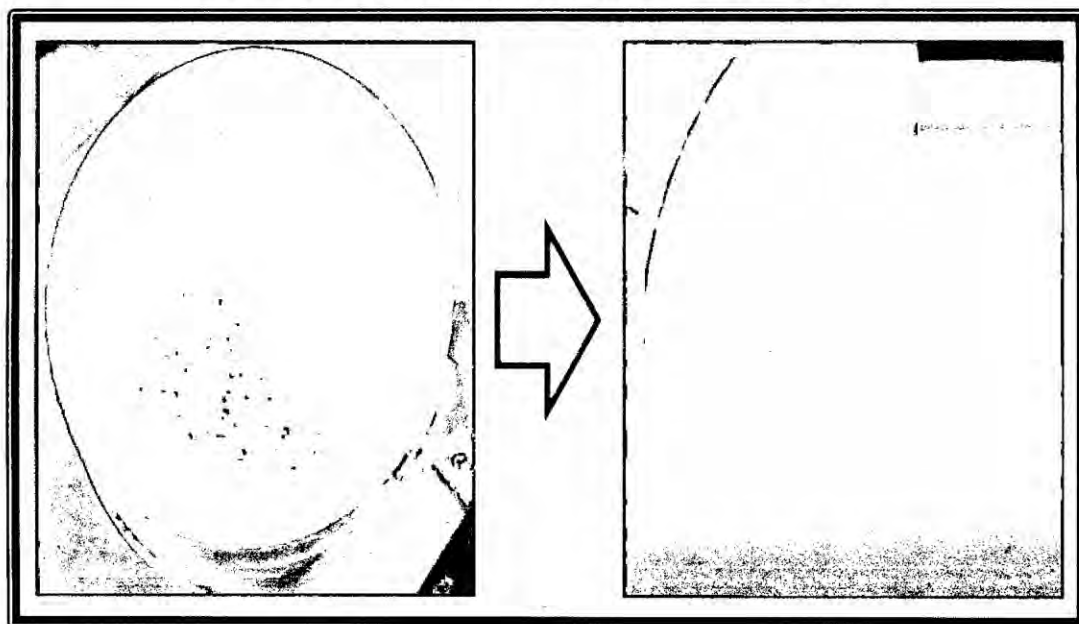
Finalmente una vez terminada la contabilidad de las larvas que se obtuvieron durante las incubaciones; artificialmente y naturalmente, estas fueron trasladadas en un balde para luego ser sembradas en peceras (véase la figura N° 4.47, en la página 115). Las peceras donde se sembraron las larvas estaban equipadas con un calentador de agua, que mantenía la temperatura a 28 °C. Se les asigno una pecera a cada lote de larvas incubado ya sea de manera artificial o natural.

TABLA N° 4.14
Registro general de las tasas de eclosión y porcentajes de mortalidad de ovas
embrionadas durante la incubación de manera artificial y natural

N° de tanque	N° de hembra	Tipo de incubación	Fecha de desove	N° de ovas	Fecha de eclosión	N° de larvas	Mortalidad (%)	Tasa de eclosión
TANQUE I	1	ARTIFICIAL	16.02.12	441	18.02.12	422	4.31	0.9569
	2	ARTIFICIAL	25.04.12	446	27.04.12	430	3.59	0.9641
	3	ARTIFICIAL	24.04.12	368	26.04.12	352	4.35	0.9565
	1	NATURAL	23.05.12	446	26.05.12	327	26.68	0.7332
	2	NATURAL	27.06.12	443	30.06.12	325	26.64	0.7336
	3	NATURAL	29.05.12	362	01.06.12	263	27.35	0.7265
TANQUE II	1	ARTIFICIAL	22.03.12	453	24.03.12	435	3.97	0.9603
	2	ARTIFICIAL	26.04.12	444	28.04.12	428	3.60	0.9640
	3	ARTIFICIAL	28.03.12	398	30.03.12	381	4.27	0.9573
	1	NATURAL	06.07.12	441	09.07.12	320	27.44	0.7256
	2	NATURAL	30.05.12	449	02.06.12	327	27.17	0.7283
	3	NATURAL	27.06.12	383	30.06.12	278	27.42	0.7258
TANQUE III	1	ARTIFICIAL	26.01.12	449	28.01.12	430	4.23	0.9577
	2	ARTIFICIAL	29.03.12	463	31.03.12	445	3.89	0.9611
	3	ARTIFICIAL	04.04.12	386	06.04.12	372	3.63	0.9637
	1	NATURAL	25.04.12	461	28.04.12	335	27.33	0.7267
	2	NATURAL	18.05.12	461	21.05.12	338	26.68	0.7332
	3	NATURAL	30.05.12	390	02.06.12	285	26.92	0.7308

Fuente: Elaboración propia.

FIGURA N° 4.47
Recolección y sembrado de las larvas en peceras



Fuente: Elaboración propia.

4.6. Procesamiento estadístico y análisis de datos

Para el análisis y elaboración de gráficos en el procesamiento de los datos experimentales, se hicieron uso de las siguientes herramientas estadísticas, los software: SPSS 20 y Excel 2010, donde se estimó y comparó, si existía alguna diferencia significativa entre; las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapia, mortandad de ovas, tiempo de incubación de ovas y parámetros físico-químicos del agua de incubación, que se obtuvieron durante la ejecución de la investigación para cada tipo de tratamiento empleado (Incubación artificial y natural).

Los cálculos realizados con los datos obtenidos durante la investigación fueron sometidos a rigurosas pruebas estadísticas como la de; Chapiro Wilk, Levene, T- student, para determinar su validez, tomándose como criterio general un nivel de confianza del 95%.

CAPITULOS V

RESULTADOS

5.1. Tasa de eclosión

En la tabla N° 5.1, se observan los valores de las tasas de eclosión de ovas embrionadas que se obtuvieron de cada lote de ovas desovadas por tilapia hembra en el tanque N° 1, según el tratamiento de incubación que se les dio. Los valores promedios obtenidos fueron: 0.9592 ± 0.0043 y 0.7311 ± 0.0040 para los tratamientos: T1 (Incubación artificial) y el T2 (Incubación natural) respectivamente (véase el grafico N° 5.1 en la página 117).

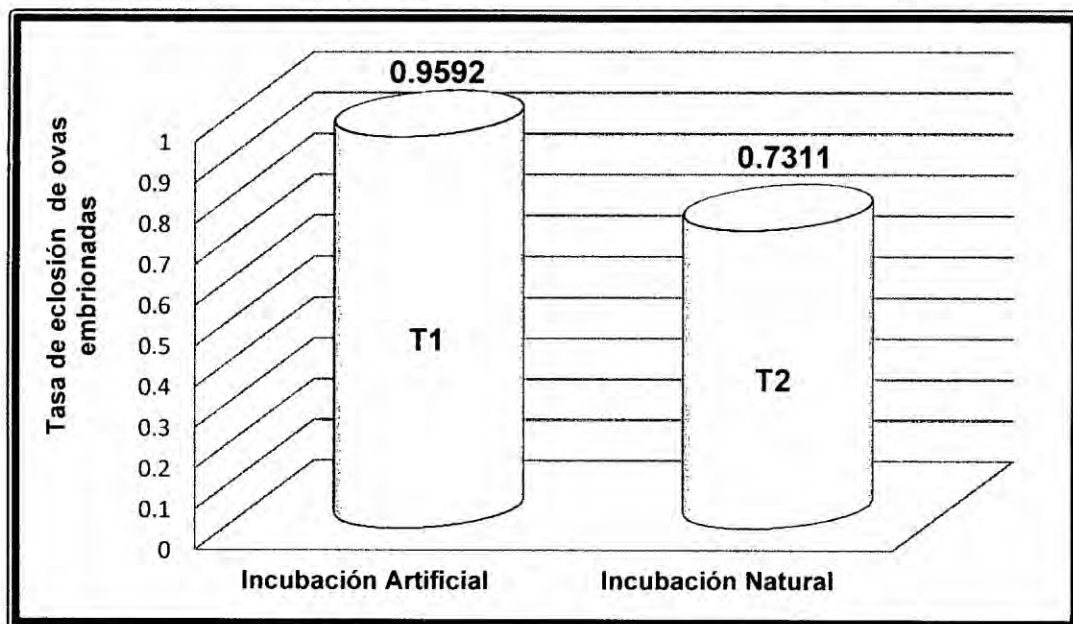
A través del estadístico de prueba t de student ($t = 67.544$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), se demostró que si existe una diferencia significativa entre ambos tratamientos. (véase el anexo III en la páginas 165 y 166)

TABLA N° 5.1
Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 1, en los tratamientos (T1 y T2)

	TASAS DE ECLOSIÓN	
	T1	T2
TANQUE N°1 – Hembra 1	0.9569	0.7332
TANQUE N°1 – Hembra 2	0.9641	0.7336
TANQUE N°1 – Hembra 3	0.9565	0.7265
PROMEDIO	0.9592 ± 0.0043	0.7311 ± 0.0040

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.1
Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N° 1



Fuente: Elaboración propia.

Las tasas de eclosión de ovas embrionadas, que se obtuvieron de cada lote de ovas desovadas por tilapia hembra en el tanque N° 2, según el tratamiento de incubación que se les dio fueron promediados (véase la tabla N° 5.2 y el grafico N° 5.2 en la página 118), obteniéndose los siguientes valores: 0.9605 ± 0.0034 y 0.7266 ± 0.0015 para los tratamientos: T1 (Incubación artificial) y T2 (Incubación natural) respectivamente.

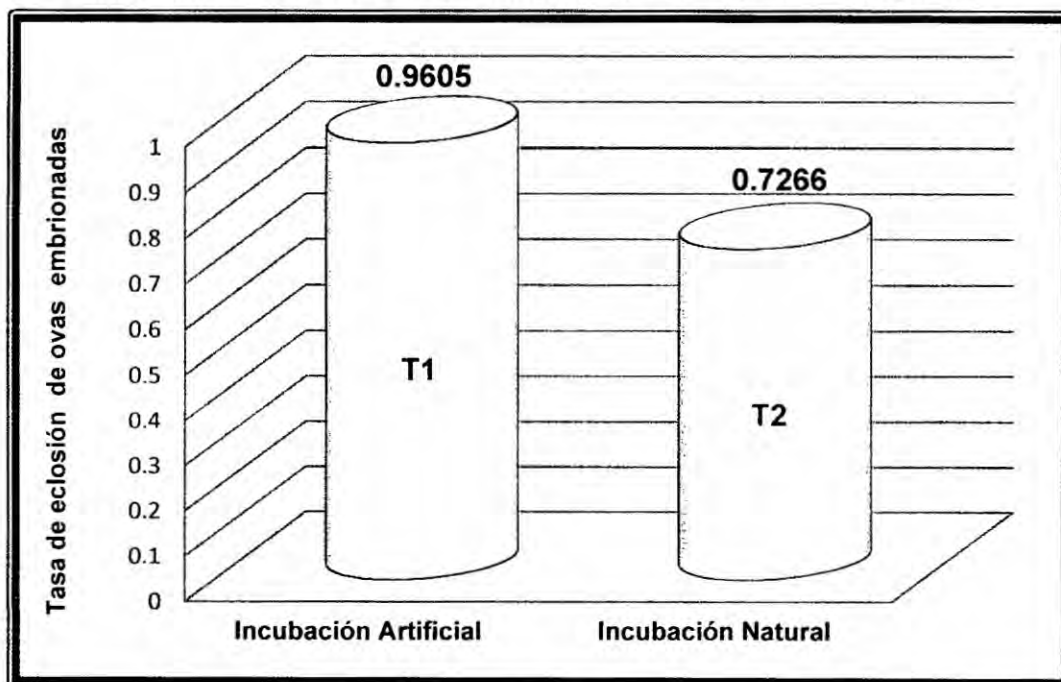
A través del estadístico de prueba t de student ($t = 110.184$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), se demostró que si existe una diferencia significativa entre los tratamientos. (véase el anexo IV en la páginas 167 y 168)

TABLA N° 5.2
Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 2, en los tratamientos (T1 y T2)

	TASAS DE ECLOSIÓN	
	T1	T2
TANQUE N°2 – Hembra 1	0.9603	0.7256
TANQUE N°2 – Hembra 2	0.9640	0.7283
TANQUE N°2 – Hembra 3	0.9573	0.7258
PROMEDIO	0.9605 ± 0.0034	0.7266 ± 0.0015

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.2
Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N° 2



Fuente: Elaboración propia.

En la tabla N° 5.3 (véase la página 119), se observan los valores de las tasas de eclosión de ovas embrionadas, que se obtuvieron de cada lote de ovas desovadas por tilapia hembra en el tanque N° 3, según el tratamiento de incubación que se les dio.

Los valores promedios obtenidos fueron: 0.9608 ± 0.0030 y 0.7302 ± 0.0033 para los tratamientos: T1 (Incubación artificial) y el T2 (Incubación natural) respectivamente. (véase el grafico N° 5.3)

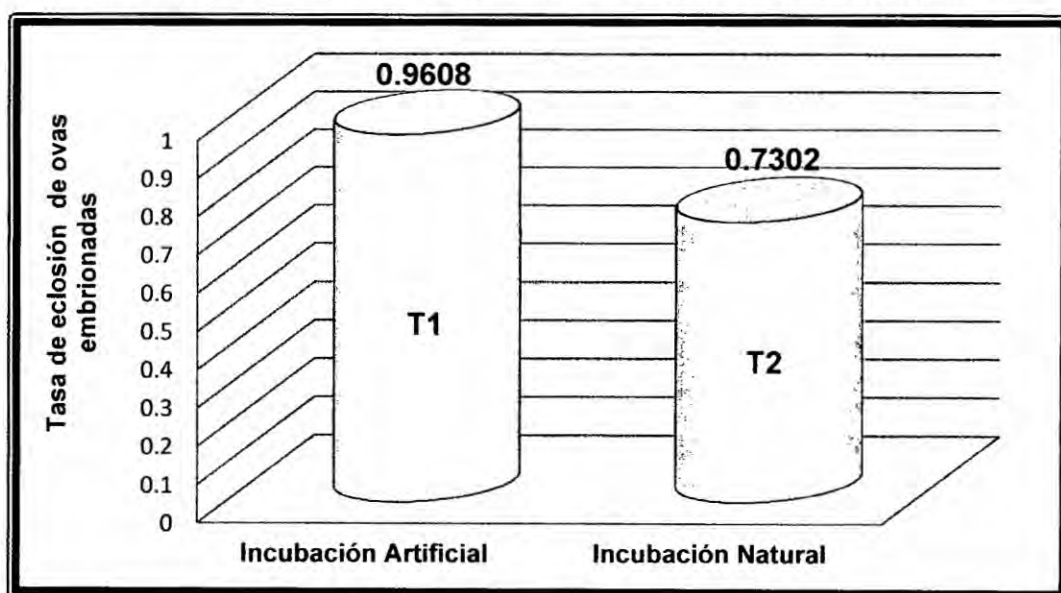
A través del estadístico de prueba t de student ($t = 89.633$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), se demostró que si existe una diferencia significativa entre los tratamientos. (véase el anexo V en la páginas 169 y 170)

TABLA N° 5.3
Promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 3, en los tratamientos (T1 y T2)

	TASAS DE ECLOSIÓN	
	T1	T2
TANQUE N°3 – Hembra 1	0.9577	0.7267
TANQUE N°3 – Hembra 2	0.9611	0.7332
TANQUE N°3 – Hembra 3	0.9637	0.7308
PROMEDIO	0.9608 ± 0.0030	0.7302 ± 0.0033

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.3
Comparación de promedios de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2) en el tanque N° 3



Fuente: Elaboración propia.

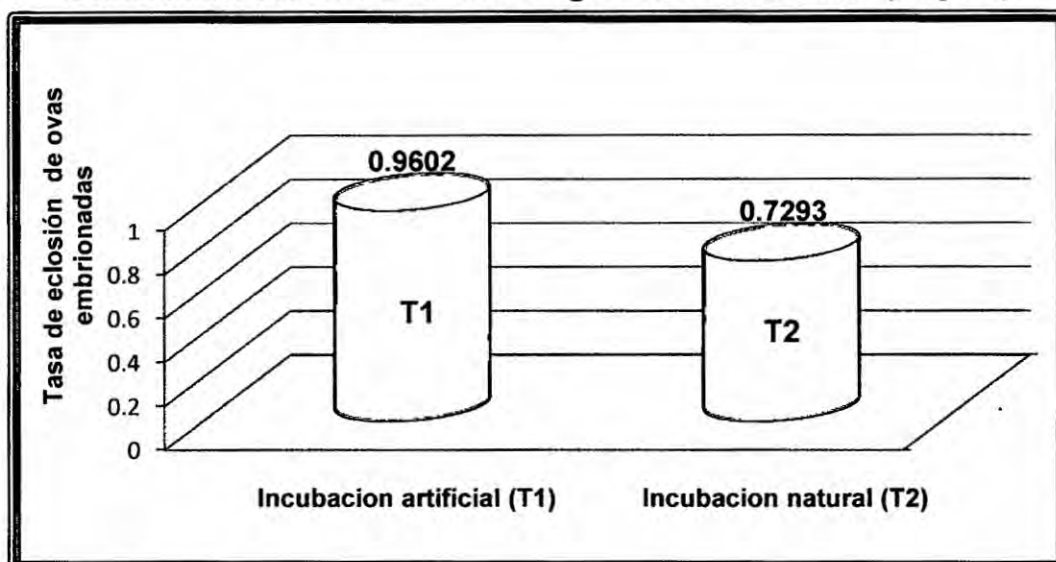
El promedio final total de las tasas de eclosión de ovas embrionadas para cada tipo de tratamiento que se realizó en cada tanque (03 tanques en total) fue el siguiente: 0.9602 ± 0.0009 y 0.7293 ± 0.0024 para los tratamientos: T1 y T2 respectivamente (véase la tabla N° 5.4). Estos promedios finales totales fueron sometidos al análisis estadístico de prueba t de student ($t = 158.146$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), donde se demostró que si existe una diferencia significativa entre los tratamientos. (véase el grafico N° 5.4 y anexo VI en las páginas 120 y 171, 172 respectivamente)

TABLA N° 5.4
Promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias de los tanques: N°1, N°2, N°3 en los tratamientos (T1 y T2)

	PROMEDIOS DE LAS TASAS DE ECLOSIÓN	
	T1	T2
TANQUE N°1	0.9592 ± 0.0043	0.7311 ± 0.0040
TANQUE N°2	0.9605 ± 0.0034	0.7266 ± 0.0015
TANQUE N°3	0.9608 ± 0.0030	0.7302 ± 0.0033
PROMEDIO FINAL TOTAL	0.9602 ± 0.0009	0.7293 ± 0.0024

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.4
Comparación de los promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.2. Mortalidad (%)

En la tabla N° 5.5 se observan los porcentajes de mortalidad de las ovas de tilapia obtenidos durante las incubaciones de cada lote de ovas desovado por hembra en su respectivo tanque, estos fueron promediados para cada tipo de tratamiento: T1 (l. artificial) y T2 (l. natural).

TABLA N° 5.5
Promedios de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2) para sus respectivos tanques

	MORTALIDAD (%)					
	TANQUE N°1		TANQUE N°2		TANQUE N°3	
	T1	T2	T1	T2	T1	T2
Hembra 1	4.31	26.68	3.97	27.44	4.23	27.33
Hembra 2	3.59	26.64	3.60	27.17	3.89	26.68
Hembra 3	4.35	27.35	4.27	27.42	3.63	26.92
PROMEDIO	4.08 ± 0.43	26.89 ± 0.40	3.95 ± 0.34	27.34 ± 0.15	3.92 ± 0.30	26.98 ± 0.33

Fuente: Elaboración propia.

Los promedios finales totales de porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia durante la incubación según para cada tipo de tratamiento; T1 (Incubación artificial) y T2 (Incubación natural), se obtuvieron en base a los promedios calculados anteriormente en la tabla N° 5.5. (véase la tabla N° 5.6)

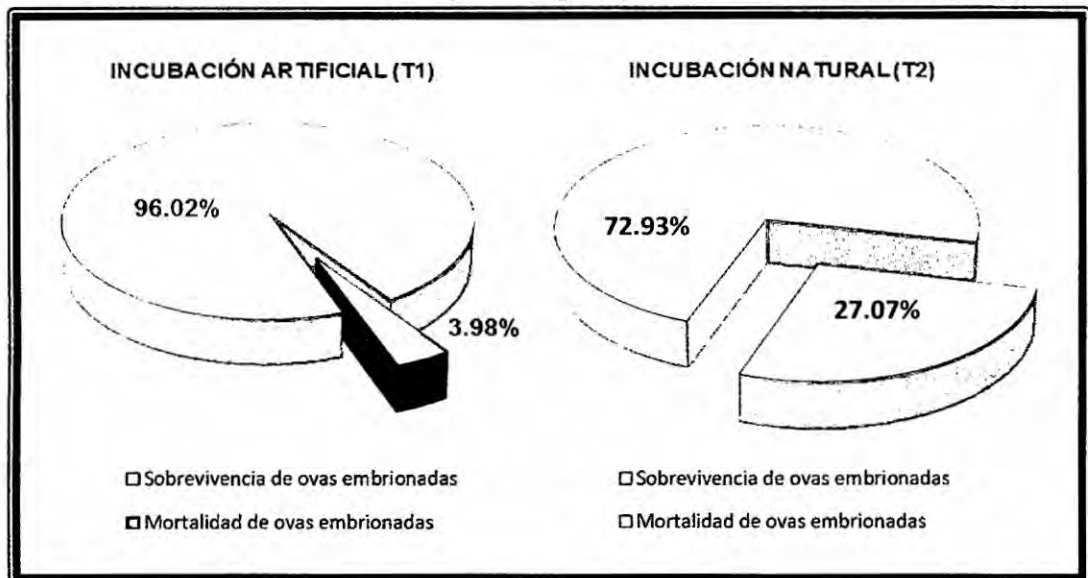
TABLA N° 5.6
Promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante la incubación en los tratamientos (T1 y T2)

	PROMEDIOS DE LOS PORCENTAJES DE MORTALIDAD (%)	
	T1	T2
TANQUE N°1	4.08 ± 0.43	26.89 ± 0.40
TANQUE N°2	3.95 ± 0.34	27.34 ± 0.15
TANQUE N°3	3.92 ± 0.30	26.98 ± 0.33
PROMEDIO FINAL	3.98 ± 0.36	27.07 ± 0.29

Fuente: Elaboración propia.

Los promedios finales totales fueron: 3.98 ± 0.36 y 27.07 ± 0.29 %, para los tratamientos: T1 y T2. En el grafico N° 5.5 se comparó los promedios y a través del estadístico de prueba t de student ($t = -158.146$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), se demostró que si existe una diferencia significativa entre tratamientos. (véase el anexo VII en la páginas 173 y 174)

GRAFICO N° 5.5
Comparación de los promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias según para los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.3. Periodo de incubación

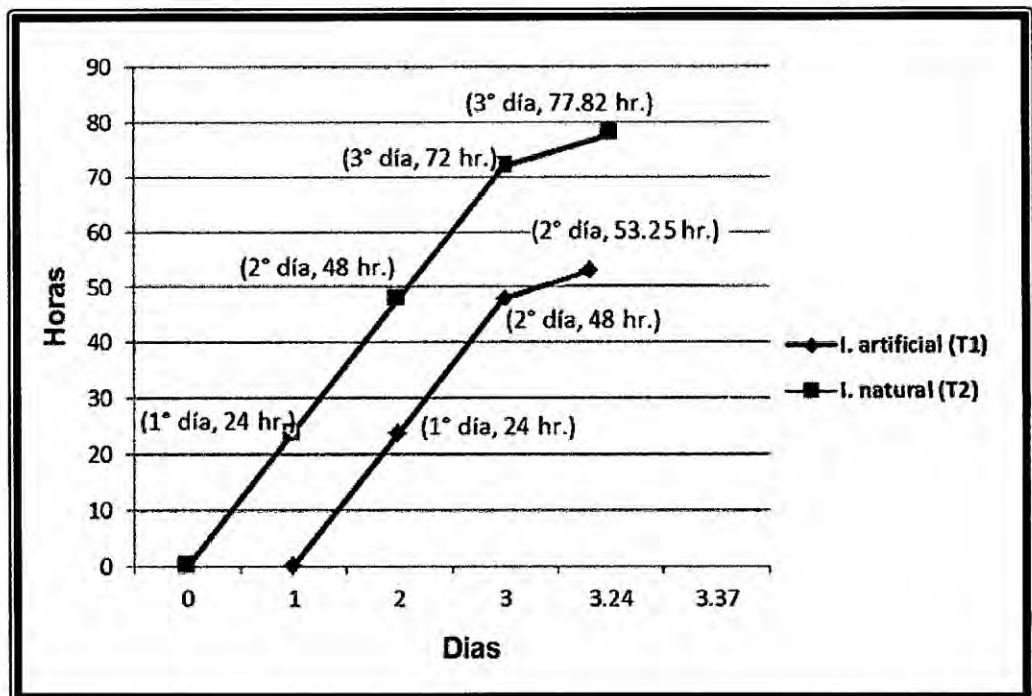
El promedio de los periodos de tiempo de incubación de cada lote de ovas (véase la tabla N° 5.7 en la página 123), en los tanques: N°1, 2 y 3, según el tratamiento de incubación que se les dio fue de: **53 h 15 min** y **77 h 49 min**, para los tratamientos: T1 (Incubación artificial) y el T2 (Incubación natural) respectivamente (véase el grafico N° 5.6 en la página 123). A través del estadístico de prueba t de student ($t = -13.750$, $P = 0.00$; $P \leq 0.05$), se demostró que si existe una diferencia significativa entre los tratamientos. (véase el anexo VIII en la páginas 175 y 176)

TABLA N° 5.7
Promedio de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2)

		PERIODOS DE TIEMPO (min)	
		T1	T2
TANQUE N°1	Hembra 1	3380	4880
	Hembra 2	2900	4890
	Hembra 3	3470	4590
TANQUE N°2	Hembra 1	3320	4755
	Hembra 2	3413	4660
	Hembra 3	2880	4355
TANQUE N°3	Hembra 1	3200	4320
	Hembra 2	2890	4715
	Hembra 3	3300	4855
PROMEDIO		3194.78 ± 240.7	4668.89 ± 213.4
PROMEDIO		53 h 15 min	77 h 49 min

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.6
Comparación de los promedios de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapias para los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación

5.4.1. Temperatura (°C)

Los valores globales de las temperaturas promedio que se determinaron durante la incubación (véase la tabla N° 5.8), para ambos tratamientos (T1 y T2), fueron de; 28.22 ± 0.07 °C (con una acumulación de; 56.25 °C / 2 días – 85.07 °C / 3 días) y 28.22 ± 0.08 °C (con una acumulación de; 84.30 °C/ 3 días – 113.20 °C/ 4 días), respectivamente para cada tratamiento. (véase el grafico N° 5.7 en la página 125)

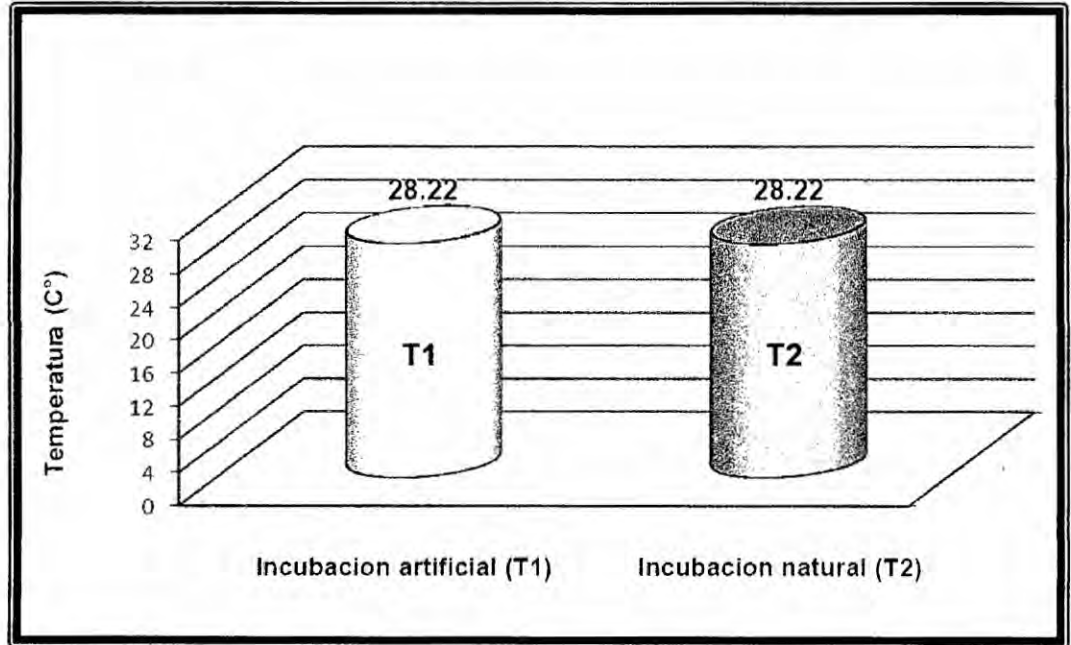
A través del estadístico de prueba t de student ($t = -0.092$, $P = 0.928$; $P > 0.05$), se demostró que no existe una diferencia significativa entre las temperaturas; en el agua de las incubadoras (T1) y la de los tanques, donde se realizó la incubación de manera natural (T2). (véase el anexo IX en las páginas 177 y 178)

TABLA N° 5.8
Promedios globales de las temperaturas del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

Hora	Ovas provenientes	Fecha de muestreo	(C°) – T1	Fecha de muestreo	(C°) – T2	
15:00	Tanque N°1	Hembra N°1	16.02.12 – 18.02.12	28.18	23.05.12 – 26.05.12	28.15
		Hembra N°2	25.04.12 – 27.04.12	28.28	27.06.12 – 30.06.12	28.30
		Hembra N°3	24.04.12 – 26.04.12	28.25	29.05.12 – 01.06.12	28.20
	Tanque N° 2	Hembra N°1	22.03.12 – 24.03.12	28.36	06.07.12 – 09.07.12	28.15
		Hembra N°2	26.04.12 – 28.04.12	28.22	30.05.12 – 02.06.12	28.35
		Hembra N°3	28.03.12 – 30.03.12	28.18	27.06.12 – 30.06.12	28.20
	Tanque N° 3	Hembra N°1	26.01.12 – 28.01.12	28.13	25.04.12 – 28.04.12	28.10
		Hembra N°2	29.03.12 – 31.03.12	28.20	18.05.12 – 21.05.12	28.27
		Hembra N°3	04.04.12 – 06.04.12	28.19	30.05.12 – 02.06.12	28.30
		PROMEDIOS	28.22 ± 0.07	PROMEDIOS	28.22 ± 0.08	

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.7
Comparación de los promedios globales de las temperaturas del agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.4.2. Potencial de Hidrogeno (pH)

Los valores del pH del agua de incubación de cada lote de ovas, que se reportaron en los muestreos a la hora establecida y para ambos tratamientos (T1 y T2) estuvieron oscilando entre; 8.02 – 8.39, llegándose a calcular así un promedio global, donde se obtuvo los siguientes resultados: 8.21 ± 0.09 y 8.20 ± 0.13 , para los tratamientos: T1 y T2 respectivamente. (véase la tabla N° 5.9 y el grafico N° 5.8, en la página 126)

A través del estadístico de prueba t de student ($t = 0.167$, $P = 0.870$; $P > 0.05$), se demostró que no existe una diferencia significativa entre los valores de los promedios de pH; en el agua de las incubadoras (T1) y la de los tanques, donde se realizó la

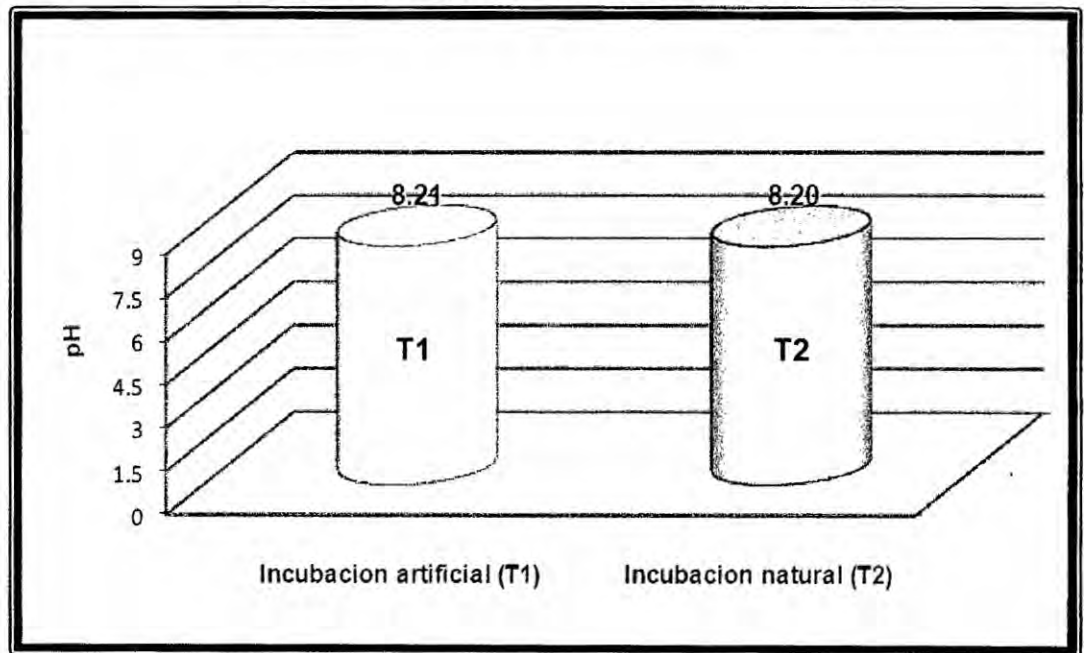
incubación de manera natural (T2). (véase el anexo X en las páginas 179 y 180)

TABLA N° 5.9
Promedios globales de pH del agua de incubación en los
tratamientos (T1 y T2)

Hora	Ovas provenientes	Fecha de muestreo	(pH) – T1	Fecha de muestreo	(pH) – T2	
15:00	Tanque N°1	Hembra N°1	16.02.12 – 18.02.12	8.28	23.05.12 – 26.05.12	8.32
		Hembra N°2	25.04.12 – 27.04.12	8.13	27.06.12 – 30.06.12	8.09
		Hembra N°3	24.04.12 – 26.04.12	8.17	29.05.12 – 01.06.12	8.24
	Tanque N° 2	Hembra N°1	22.03.12 – 24.03.12	8.02	06.07.12 – 09.07.12	8.32
		Hembra N°2	26.04.12 – 28.04.12	8.21	30.05.12 – 02.06.12	8.02
		Hembra N°3	28.03.12 – 30.03.12	8.28	27.06.12 – 30.06.12	8.24
	Tanque N° 3	Hembra N°1	26.01.12 – 28.01.12	8.35	25.04.12 – 28.04.12	8.39
		Hembra N°2	29.03.12 – 31.03.12	8.24	18.05.12 – 21.05.12	8.13
		Hembra N°3	04.04.12 – 06.04.12	8.24	30.05.12 – 02.06.12	8.09
		PROMEDIOS	8.21 ± 0.09	PROMEDIOS	8.20 ± 0.1	

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.8
Comparación de los promedios globales de pH del agua de
incubación según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.4.3. Oxígeno disuelto (O₂)

Los valores del oxígeno disuelto del agua de incubación de cada lote de ovas (véase la tabla N° 5.10), que se reportaron en los muestreos a la hora establecida, así como también sus promedios globales; 7.54 ± 0.03 y 7.54 ± 0.04 mg/L, para los tratamientos: T1 y T2 respectivamente, fueron posteriormente comparados. (véase el grafico N° 5.9, en la página 128)

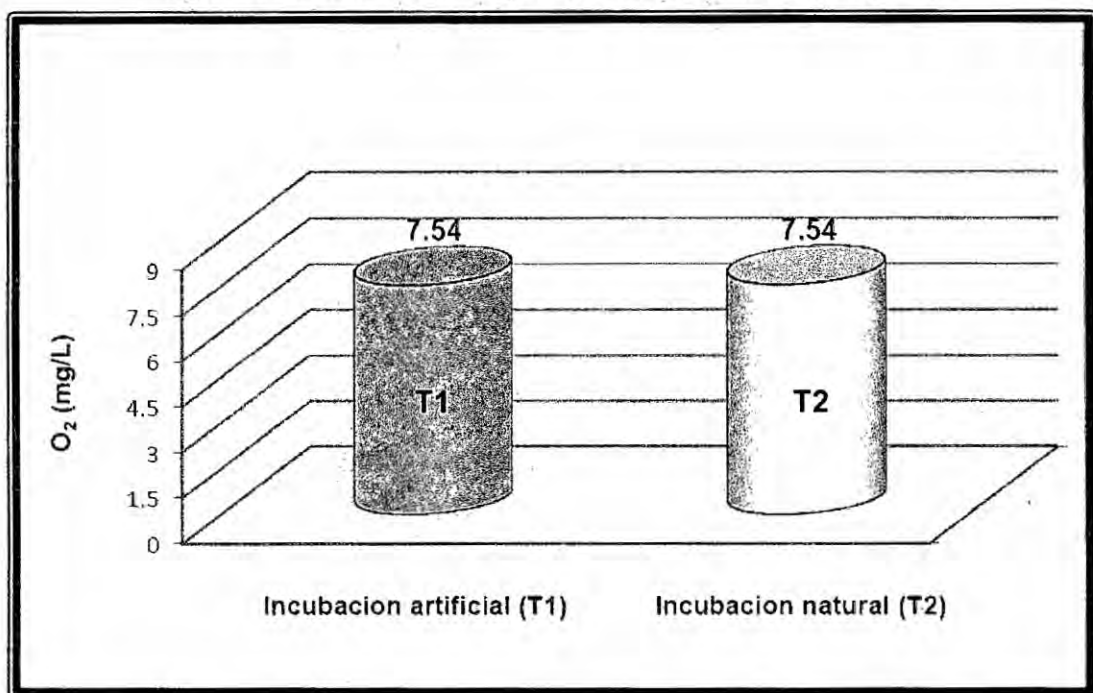
A través del estadístico de prueba t de student ($t = 0.131$, $P = 0.897$; $P > 0.05$), se demostró que no existe una diferencia significativa entre los valores de los promedios de concentración de oxígeno disuelto; en el agua de las incubadoras (T1) y la de los tanques, donde se realizó la incubación de manera natural (T2). (véase el anexo XI en las páginas 181 y 182)

TABLA N° 5.10
Promedios globales del Oxígeno disuelto en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

Hora	Ovas provenientes	Fecha de muestreo	(mg/L) – T1	Fecha de muestreo	(mg/L) – T2	
15:00	Tanque N°1	Hembra N°1	16.02.12 – 18.02.12	7.56	23.05.12 – 26.05.12	7.58
		Hembra N°2	25.04.12 – 27.04.12	7.52	27.06.12 – 30.06.12	7.51
		Hembra N°3	24.04.12 – 26.04.12	7.53	29.05.12 – 01.06.12	7.55
	Tanque N° 2	Hembra N°1	22.03.12 – 24.03.12	7.48	06.07.12 – 09.07.12	7.58
		Hembra N°2	26.04.12 – 28.04.12	7.55	30.05.12 – 02.06.12	7.48
		Hembra N°3	28.03.12 – 30.03.12	7.56	27.06.12 – 30.06.12	7.55
	Tanque N° 3	Hembra N°1	26.01.12 – 28.01.12	7.59	25.04.12 – 28.04.12	7.60
		Hembra N°2	29.03.12 – 31.03.12	7.55	18.05.12 – 21.05.12	7.52
		Hembra N°3	04.04.12 – 06.04.12	7.56	30.05.12 – 02.06.12	7.51
		PROMEDIOS	7.54 ± 0.03	PROMEDIOS	7.54 ± 0.04	

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.9
Comparación de los promedios globales del Oxígeno disuelto en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.4.4. Nitrito (NO₂)

Las concentraciones de nitrito en el agua de incubación de cada lote de ovas, que se reportaron en los muestreos a la hora establecida y para ambos tratamientos (T1 y T2) se mantuvieron estables, observándose una mínima diferencia entre los valores de; 0.10 – 0.25 mg/L, llegándose a calcular así un promedio global, donde se obtuvo los siguientes resultados: 0.17 ± 0.04 y 0.17 ± 0.05 mg/L, para los tratamientos: T1 y T2 respectivamente. (véase la tabla N° 5.11 en la página 129)

A través del estadístico de prueba t de student ($t = -0.160$, $P = 0.875$; $P > 0.05$), se demostró que no existe una diferencia significativa entre los valores promedios de concentración de nitrito;

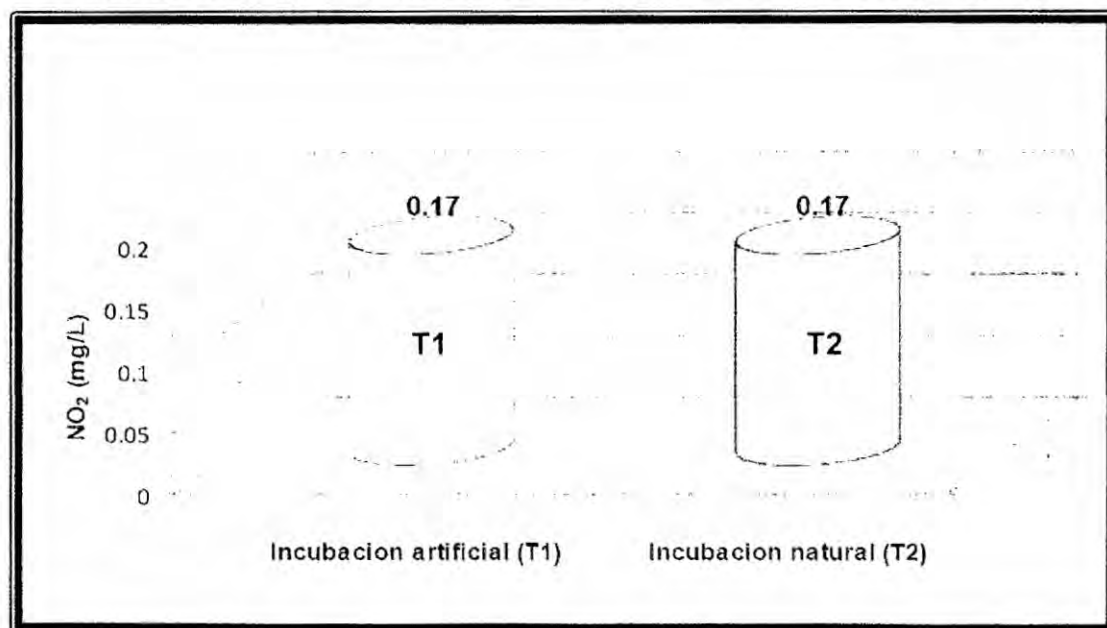
en el agua de las incubadoras (T1) y la de los tanques, donde se realizó la incubación de manera natural (T2). (véase el gráfico N° 5.10 y el anexo XII en las páginas 183 y 184)

TABLA N° 5.11
Promedios globales de la concentración de Nitrito en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

Hora	Ovas provenientes	Fecha de muestreo	(mg/L) – T1	Fecha de muestreo	(mg/L) – T2	
15:00	Tanque N°1	Hembra N°1	16.02.12 – 18.02.12	0.15	23.05.12 – 26.05.12	0.13
		Hembra N°2	25.04.12 – 27.04.12	0.20	27.06.12 – 30.06.12	0.21
		Hembra N°3	24.04.12 – 26.04.12	0.19	29.05.12 – 01.06.12	0.16
	Tanque N° 2	Hembra N°1	22.03.12 – 24.03.12	0.25	06.07.12 – 09.07.12	0.13
		Hembra N°2	26.04.12 – 28.04.12	0.16	30.05.12 – 02.06.12	0.25
		Hembra N°3	28.03.12 – 30.03.12	0.15	27.06.12 – 30.06.12	0.16
	Tanque N° 3	Hembra N°1	26.01.12 – 28.01.12	0.11	25.04.12 – 28.04.12	0.10
		Hembra N°2	29.03.12 – 31.03.12	0.16	18.05.12 – 21.05.12	0.20
		Hembra N°3	04.04.12 – 06.04.12	0.15	30.05.12 – 02.06.12	0.21
		PROMEDIOS	0.17 ± 0.04	PROMEDIOS	0.17 ± 0.05	

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.10
Comparación de los promedios globales de la concentración de Nitrito en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

5.4.5. Amoniaco (NH₃)

Las concentraciones de amoniaco en el agua de incubación de cada lote de ovas, que se reportaron en los muestreos a la hora establecida y para ambos tratamientos (T1 y T2) estuvieron oscilando entre los valores de; 0.10 – 0.20 mg/L, llegándose a calcular así un promedio global, donde se obtuvo los siguientes resultados: 0.15 ± 0.03 y 0.15 ± 0.03 mg/L, para los tratamientos: T1 y T2 respectivamente. (véase la tabla N° 5.12)

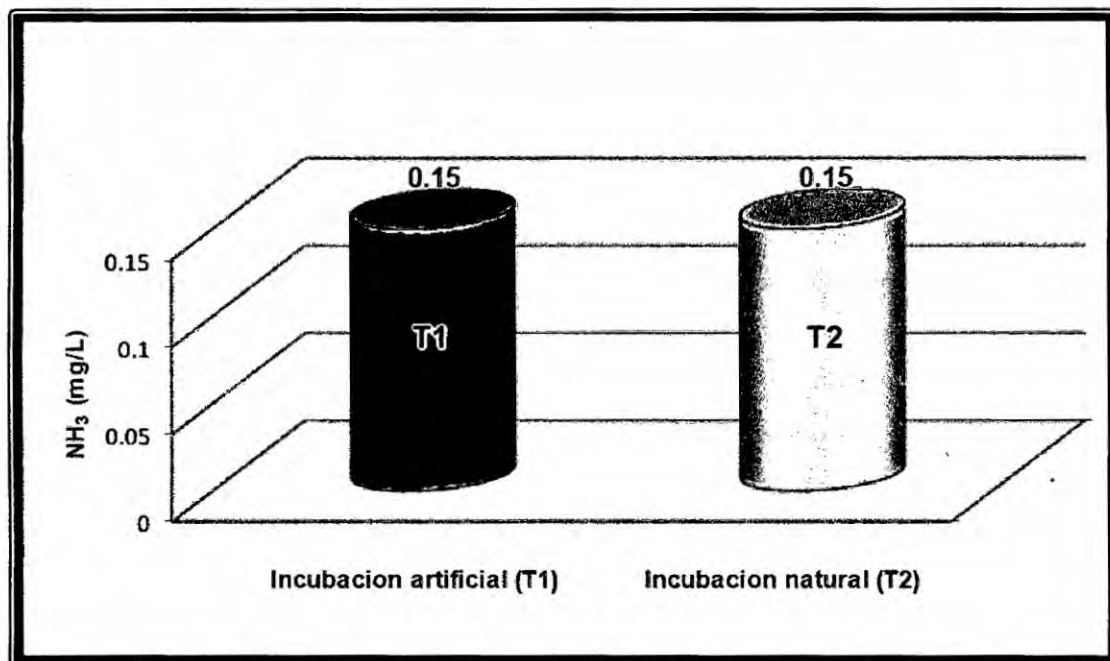
A través del estadístico de prueba t de student ($t = -0.155$, $P = 0.879$; $P > 0.05$), se demostró que no existe una diferencia significativa entre los promedios de concentración de amoniaco; en el agua de las incubadoras (T1) y la de los tanques, donde se realizó la incubación de manera natural (T2). (véase el gráfico N° 5.11 y el anexo XIII en las páginas 131 y 185, 186 respectivamente)

TABLA N° 5.12
Promedios globales de la concentración de Amoniaco en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

Hora	Ovas provenientes	Fecha de muestreo	(mg/L) – T1	Fecha de muestreo	(mg/L) – T2	
15:00	Tanque N°1	Hembra N°1	16.02.12 – 18.02.12	0.13	23.05.12 – 26.05.12	0.12
		Hembra N°2	25.04.12 – 27.04.12	0.17	27.06.12 – 30.06.12	0.18
		Hembra N°3	24.04.12 – 26.04.12	0.16	29.05.12 – 01.06.12	0.14
	Tanque N° 2	Hembra N°1	22.03.12 – 24.03.12	0.20	06.07.12 – 09.07.12	0.12
		Hembra N°2	26.04.12 – 28.04.12	0.15	30.05.12 – 02.06.12	0.20
		Hembra N°3	28.03.12 – 30.03.12	0.13	27.06.12 – 30.06.12	0.14
	Tanque N° 3	Hembra N°1	26.01.12 – 28.01.12	0.11	25.04.12 – 28.04.12	0.10
		Hembra N°2	29.03.12 – 31.03.12	0.14	18.05.12 – 21.05.12	0.17
		Hembra N°3	04.04.12 – 06.04.12	0.14	30.05.12 – 02.06.12	0.18
		PROMEDIOS	0.15 ± 0.03	PROMEDIOS	0.15 ± 0.03	

Fuente: Elaboración propia.

GRAFICO N° 5.11
Comparación de los promedios globales de la concentración de Amoniaco en el agua de incubación según los tratamientos (T1 y T2)



Fuente: Elaboración propia.

CAPITULO VI

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1. Contrastación de la hipótesis con los resultados

6.1.1. Tasa de eclosión

Los resultados obtenidos con los dos tipos de tratamiento (T1 y T2) mostro que el tratamiento de incubación artificial (T1) de ovas embrionadas de tilapia por desove, generaba en una incubadora un promedio de tasa de eclosión de 0.96, con densidades entre 352 a 445 larvas, a flujos bajos de aireación constante (1.5 L/min), lo cual permitía la continua rotación de las ovas, simulando el movimiento que sufren en la boca de la hembra, en comparación con el tratamiento de incubación de modo natural (T2), donde se evidencio un promedio de tasa de eclosión de ovas embrionadas de 0.73 por desove con densidades entre 263 a 338 larvas, bajo los cuidados propios de la hembra reproductora. El analisis estadístico mostro diferencias significativas entre ambos tratamientos de incubación, producto de la variabilidad biológica en la sobrevivencia de las ovas y de la mortalidad total, comprobándose la hipótesis planteada con el aumento de la tasa de eclosión, favoreciendo al tratamiento por incubación artificial (T1) como el más beneficioso para trabajar bajo las condiciones establecidas en el laboratorio.

6.1.2. Mortalidad (%)

El ingreso del agua de recambio, el retiro diario de las ovas muertas, el monitoreo constante de los parámetros fisico-químicos

del agua de incubación que solo ofrece el tratamiento de incubación artificial (T1), posterior a la desinfección de ovas resalta notablemente con un promedio de mortalidad de 3.98% por lote de ovas desovadas, en comparación con el tratamiento de incubación tradicional; natural bucal (T2) por parte de la hembra reproductora que debido a la conglomeración, fricción durante el contacto de las ovas muertas y vivas, esto sumándole las posibles engullimientos accidentales de ovas que pueda tener la hembra reproductora y la alta densidad de ovas en un espacio reducido como es la cavidad bucal del pez durante la incubación fueron las posibles causas principales de una masiva mortalidad, representada por un 27.07% del total de ovas desovadas por puesta y por consecuencia una baja tasa de eclosión, por el acelerado deterioro de la calidad del agua.

6.1.3. Periodo de incubación

En la finalización de la incubación con cada tratamiento (T1 y T2), existió una diferencia significativa respecto a los periodos de tiempo por cada lote de ovas desovadas durante su incubación respectiva, así se observó en los resultados que indican un periodo de tiempo de: 48:00 – 57:50 h con un promedio de 53 h con 15 min, haciendo uso de incubadoras artificiales (T1), en comparación con el periodo de tiempo de; 72:00 – 81:30 h con un promedio de tiempo de; 77 h con 49 min, haciendo uso de la incubación de la forma natural (T2). Los resultados mostraron que debido al entorno favorable para el desarrollo de las ovas que ofrecen las incubadoras artificiales, estas dependieron de; la temperatura adecuada del agua de incubación para la maduración de la ovas (cerca al rango óptimo, a mayor temperatura menor tiempo de incubación), agua de buena calidad rica en oxígeno disuelto, suficiente intercambio de agua y eliminación de desechos o contaminación bacterial (hongos),

continuo y constante rotación de las ovas con flujos de aireación muy bajos, mínimo de molestias causadas por; choques (daños físicos causados al corion), estrés, imbalance osmótico, temblores repentinos o fuertes corrientes de agua y una intensa luminosidad reducida (protección de las ovas contra la luz del sol). El tratamiento de incubación artificial es el más eficiente con respecto al periodo de incubación, gracias a los factores mencionados anteriormente que fueron indispensables en la reducción de tiempo durante la incubación de ovas embrionadas de tilapia.

6.1.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación

a. Temperatura (°C)

La temperatura promedio global del agua, en las incubadoras (T1) y la de los tanques donde estuvieron las hembras con las ovas en la boca (T2) durante el tiempo que duro la incubación para ambos casos, fue la misma con 28.22 °C, demostrándose que no existió alguna diferencia significativa, pero si se pudo observar una menor acumulación total en términos de grado/día de la temperatura con el tratamiento T1, la cual mostro un rango de oscilación entre; 56.25 °C/ 2 días – 85.07 °C/ 3 días, en comparación con el tratamiento T2 donde también hubo rangos de oscilación entre; 84.30 °C/ 3 días – 113.20 °C/ 4 días. La especie *Oreochromis niloticus* por ser un pez típicamente de aguas calidas pudo tolerar estas temperaturas sin ningún problema permitiendo que se complementara más con el uso de las incubadoras artificiales (T1), obteniéndose mejores promedios en las tasas de eclosión (0.96) por desove, beneficiando la aceleración de la embriogénesis, dando como resultado el acortamiento de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapia.

b. Potencial de hidrogeno (pH)

El pH, que se registró del agua de las incubadoras durante el periodo de tiempo que duro la etapa de incubación utilizando el tratamiento de incubación artificial (T1), se mantuvo siempre básico, evidenciándose valores de 8.35 como máximo y 8.02 como mínimo, con un promedio global de; 8.21. En el caso del agua de los tanques donde se llevó a cabo la incubación bucal o natural (T2) por parte de la hembra, se evidencio valores de 8.39 como máximo y de 8.02 como mínimo, con un promedio global de; 8.20. El pH en ambos tratamientos se mantuvo dentro del rango optimo: 7.0 – 9.0, presentando valores adecuados para un buen desarrollo de las ovas embrionadas durante su incubación, evitando así el; estrés ácido, fallas respiratorias y mortalidades, que es uno de los principales efectos de un pH bajo. En los promedios globales de pH de ambos tratamientos no se encontró alguna diferencia significativa por lo que se deduce que ambos tratamientos se realizaron en las mismas condiciones respecto al pH, es decir que al parecer este factor no tuvo influencia marcada sobre la incubación de ovas, donde se obtuvo mejores tasas de eclosión de ovas embrionadas con el tratamiento de incubación artificial (T1).

c. Oxígeno disuelto (O₂)

En el desarrollo de la parte experimental, durante el periodo de tiempo que duro la etapa de incubación, utilizando el tratamiento de incubación artificial (T1), se observó que la concentración de oxígeno disuelto en el agua de las incubadoras, se mantuvo en valores de 7.59 mg/L como máximo y 7.52 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 7.54 mg/L y esto posiblemente esté relacionado a; los recambios diarios del 20% del agua de las

incubadoras, al flujo constante de aireación de 1.5 L/min y la extracción de ovas muertas, que se practicaron en el tratamiento de incubación artificial (T1), permitiendo manejar densidades altas de ovas embrionadas, evitándose así el; consumo de oxígeno en la oxidación de materia orgánica en descomposición, estrés térmico, insolubilidad del oxígeno, aparición de bacterias u hongos oportunistas, fallas respiratorias y mortalidades, que es uno de los principales efectos de una baja concentración de oxígeno disuelto en periodos prolongados de incubación. En el caso del agua de los tanques donde se llevó a cabo la incubación bucal o natural (T2) por parte de la hembras, se evidencio valores de concentración de oxígeno disuelto de 7.60 mg/L como máximo y de 7.48 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 7.54 mg/L, producto del sistema de recirculación y filtrado del agua, instalado en cada tanque.

El oxígeno disuelto en los tratamientos (T1 y T2), se mantuvo superior a 4.5 mg/L, que es el adecuado para el desarrollo de las funciones básicas del metabolismo de las ovas durante la incubación. De acuerdo a los analisis estadísticos, los resultados muestran que no hubo alguna diferencia significativa entre los promedios globales de concentración de oxígeno disuelto en ambos tratamientos (T1 y T2), por lo que se deduce; se realizaron bajo las mismas condiciones.

d. Nitrito (NO₂)

La concentración de nitrito, que se registró del agua de las incubadoras durante el tratamiento T1, estuvo entre; 0.25 mg/L como máximo y 0.11 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 0.17 mg/L, gracias a los continuos recambios manuales de agua, aireación y sifoneo de materia orgánica en descomposición,

practicados en cada incubadora. En el caso del agua de los tanques donde se llevó a cabo la incubación bucal o natural (T2) por parte de la hembra, se evidenció valores de concentración de 0.25 mg/L como máximo y de 0.10 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 0.17 mg/L, en respuesta al sistema de recirculación y filtrado instalado en cada tanque. En ambos tratamientos la concentración de nitritos se encontró dentro de los límites de tolerancia que son; menores de 0.5 mg/L, presentando valores adecuados para un buen desarrollo de las ovas embrionadas durante su incubación, evitando así: dificultades respiratorias que es consecuencia de una alta concentración de nitritos, grado de toxicidad en su generación en el proceso de transformación de amoníaco a nitratos y el posible estrés que pueda ocasionar en las ovas.

Los resultados obtenidos a un 95% de confianza muestran que los promedios globales de concentración de nitritos en ambos tratamientos de incubación (T1 y T2) fue el mismo (0.17 mg/L) por lo que no difieren significativamente, deduciéndose que ambos tratamientos se realizaron en las mismas condiciones, dejando en claro que la concentración de nitritos no beneficio o perjudico la tasa de eclosión de ovas embrionadas en ambos tratamientos (T1 y T2).

e. Amoníaco (NH₃)

En el desarrollo de la parte experimental, durante el periodo de tiempo que se dio la etapa de incubación, utilizando el tratamiento de incubación artificial (T1), se observó que la concentración de amoníaco disuelto en el agua de las incubadoras, se mantuvo en valores de 0.20 mg/L como máximo y 0.11 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 0.15 mg/L y esto fue posible debido a que

se mantuvo la calidad del agua de las incubadoras, evitándose así; la descomposición de materia orgánica (ovas muertas) a elevadas temperaturas, que colaboran en el incremento tóxico de la concentración de amoníaco en el agua, bloqueo del metabolismo, inmunosupresión, supervivencia, susceptibilidad a enfermedades que es un factor limitante en la maduración de las ovas. En el caso del agua de los tanques donde se llevó a cabo la incubación bucal o natural (T2) por parte de las hembras, se evidencian valores de concentración de amoníaco disuelto de 0.20 mg/L como máximo y de 0.10 mg/L como mínimo, con un promedio global de; 0.15 mg/L, producto del sistema de recirculación y filtrado del agua, instalado en cada tanque.

Los promedios globales de amoníaco registrados, para ambos tratamientos de incubación (T1 y T2) mostraron valores que en lo general se mantuvieron dentro de los límites de tolerancia considerados para esta especie y que no se encuentran a concentraciones tóxicas de; 0.6 – 2.0 mg/L reportando un buen desarrollo de las funciones básicas del metabolismo de las ovas durante su incubación. De acuerdo a los análisis estadísticos, con un nivel de confianza de 95%, no se encontró alguna diferencia significativa entre los promedios globales de concentración de amoníaco en ambos tratamientos (T1 y T2), por lo que se deduce; se realizaron bajo las mismas condiciones.

6.2. Contrastación de los resultados con otros estudios similares

6.2.1. Tasa de eclosión

En relación con las pruebas realizadas en la presente investigación, se pueden encontrar una disparidad entre los

resultados, es así que en cada incubación artificial (T1) de un lote de ovas desovadas por hembra, se obtuvieron entre 352 a 445 larvas que representan una tasa de eclosión de 0.96, es decir el 96.02% del total de ovas puestas a incubar en comparación con la incubación natural (T2) donde se obtuvieron entre 263 a 338 larvas que representan una tasa de eclosión de 0.73, es decir el 72.93%. Estos resultados difieren con los obtenidos por; Baltazar, P., (2009) que muestran que las hembras reproductoras de tilapia incubando las ovas de manera natural (bucal), obtienen tasas de eclosión entre 0.8 a 0.95 , que según Cantor A., F., (2007) representan entre 200 – 300 larvas por hembra/ciclo en una incubación normal, por otro lado Guichenot, (1848) menciona que la incubación artificial de ovas de otras especies no solo de tilapia han mostrado tener buenos resultados en la eclosión, es así que haciendo uso de incubadoras artificiales (circuito abierto) obtuvo valores máximos de eclosión, con una tasa de 0.827 en la incubación de ovas de congrio colorado (*G. chiliensis*). Mendoza, L., (2011) también resalta que en el proceso de incubación artificial existe una tasa de eclosión de 0.7, debido a que en la incubación de manera natural en la boca de la hembra se generan pérdidas que se dan por los constantes daños físicos causados al corion de las ovas y/o por contaminación bacterial, obteniéndose cantidades menores de alevines. Finalmente Terán A. C., (2013) en su investigación concluyo que utilizando la jarra de Mac Donald para incubar artificialmente ovas embrionadas de Tilapia Roja se puede llegar a obtener tasas de eclosión de 0.905 como mínimo y 0.908 como máximo.

Cabe mencionar que los resultados de esta investigación no necesariamente concuerdan con las demás investigaciones citadas, pero dejan en claro que; la práctica de incubación artificial utilizando cualquier variante de incubador, para ovas de peces ya sea de

Oreochromis niloticus u otra especie como la que menciona Guichenot, favorece y tiende a aumentar la tasa de eclosión de ovas embrionadas considerablemente en comparación con la incubación natural. Por lo tanto, podría asumirse que su eficiencia este asociada a la baja manipulación, calidad de agua, aireación, flujo y homogeneidad de ovas al momento de incubar que solo puede ofrecer la incubación artificial.

6.2.2. Mortalidad (%)

De los resultados obtenidos se observó que el porcentaje de mortalidad en la eclosión de ovas embrionadas de tilapia fue menor durante el tratamiento de incubación artificial (T1), representando un 3.98% del total de ovas puestas a incubar por desove de hembra, muy al contrario a los resultados donde se practicó el tratamiento de incubación natural (T2), donde se obtuvo un mayor porcentaje de mortalidad de 27.07%.

Estos resultados obtenidos en esta investigación difieren con los de; Rana, K. J., (1998) que usando tablas vibradoras o recipientes cónicos como incubadora artificial con flujo de agua descendente, obtuvo resultados de 41% de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia, por otra parte Baroiller, (1997) encontró que incubando ovas de *Oreochromis* en vasijas tipo Mac Donald, las pérdidas durante la eclosión estarán cerca al 5 – 8% o menos. Prieto, C. y Olivera, A., (2002) también realizaron comparaciones entre los tipos incubación, para ello utilizaron bandejas como incubador artificial en donde obtuvieron alevines a través de la eclosión con un porcentaje de mortalidad por bandeja cercana al 10%, y la incubación de manera natural (bucalmente por parte de la hembra) en donde el porcentaje de mortalidad fue de 27%.

Finalmente Baltazar, M., (2007) menciona que en el hatchery de FONDEPES en Tambo de Mora, se han realizado incubaciones artificiales aplicando la técnica del destete obteniendo una mortalidad entre 5 al 15%.

Los presentes resultados dejan en evidencia que en la incubación natural de ovas embrionadas de *Oreochromis niloticus*, existe un mayor porcentaje de mortalidad que la practicada artificialmente, aproximándose más con los resultados de Baroiller, (1997) y esto tal vez se deba a lo que menciona Silva, A., (2005) que manifiesta que la aireación permite una mayor homogenización y suspensión de las ovas en incubadora que cuando se incuban de manera natural, al igual que Guichenot, (1848) que menciona que un sistema de incubación que no tiene un control total de los parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua de incubación, se evidencia no solo en el rápido deterioro y cambio de color del agua de transparente a café verdoso más intenso, con una mortalidad casi total de los ovas, también Woynarovich, E. y Horvath, L., (1980) afirman que una de las causas de muerte durante la incubación son por la deficiencia de oxígeno, poco o nulo recambio de agua o temperaturas inadecuadas en el desarrollo embrional. Finalmente; Rana K. J., (1998) acota que las principales pérdidas también son debidas a daños físicos causados al corion de las ovas y algunas veces por estrés debido a un imbalance osmótico y contaminación bacterial o por hongos que se presentan comúnmente durante la incubación natural, coincidiendo con Mendoza , L.,(2011) quien sostiene que las ovas de tilapia hembra pueden eclosionar en su mismo hábitat, pero no es seguro que la totalidad de ovas se conviertan en larvas debido a las condiciones de temperatura que se requieren, además que las mismas tilapias tanto hembras como machos se pueden comer algunas ovas.

6.2.3. Periodo de incubación

Los periodos de incubación para cada lote de ovas de tilapia hasta su eclosión, utilizando el tratamiento por incubación artificial (T1) fue de 53 h 15 min aprox. y 77 h 49 min aprox. para el tratamiento por incubación natural (T2), sin embargo según Castillo F. L., (1989) la incubación natural del genero *Oreochromis*, realizada en la boca de las hembras tiene una duración aproximada de 72 a 96 horas, dependiendo de la temperatura del agua y con respecto a la incubación artificial Baroiller, (1997) hace mención que las ovas que se incuban en vasijas tipo Mac Donald o Chase, el desarrollo embrionario y la eclosión abarcan entre 30 - 40 horas a temperaturas optimas, que concuerda con las publicaciones del ISA, (2005) quienes manifiestan que a rangos constantes de temperatura óptima entre 28 – 29 °C; el periodo de incubación de manera natural dura aproximadamente 96 horas, además el mismo autor reporta variaciones en el periodo de incubación de; 6 días a 20 °C y de 2 a 3 días a 34.5 °C.

Otros resultados difieren con respecto al periodo de incubación natural como los que cita el CENDEPESCA, (2008) quienes dicen que la incubación natural de *Oreochromis niloticus* tiene un periodo de 3 a 5 días, mientras que la artificial en incubadoras tipo cono tardan entre 5 a 7 días y finalmente ASTILAPIA, (2009) afirma que las hembras de *Oreochromis* después de recoger las ovas fertilizadas, tienen un periodo de incubación de 60 a 72 horas en su cavidad bucal hasta el momento de su eclosión.

Los resultados de esta investigación indican que el tiempo de incubación es menor con el uso de incubadoras artificiales en comparación con la incubación de manera natural, y esto coincide con lo que describen los autores mencionados anteriormente,

excepto a lo que con respecto al periodo de incubación artificial con vasijas tipo Mac Donald, donde Baroiller, (1997) obtuvo eclosiones en un menor periodo (dentro de las primeras 30 – 40 horas puestas a incubar), esta discordancia posiblemente puede haberse dado debido a la optimización de factores como; temperatura, oxígeno y flujo que estuvieron presentes durante la incubación de las ovas.

6.2.4. Parámetros físico - químicos del agua de incubación

a. Temperatura (°C)

Los promedios globales de temperatura en el agua de incubación a lo largo de toda la investigación que se registraron en ambos tratamientos (T1 y T2) fueron los mismos, con un valor de 28.22 °C, pero se obtuvieron supervivencias en la eclosión diferentes, como en el caso del tratamiento T1 donde fue de un 96.02% y en el tratamiento T2 donde fue un 72.93%, a pesar de que las temperaturas de incubación estuvieron dentro del rango recomendado por; Prieto, C. y Olivera, A., (2002) los cuales mencionan que si se mantienen las temperaturas de incubación natural optimas entre 28-29°C constantes se pueden lograr supervivencias cercanas al 80% , también Baltazar, P., (2009) recomienda que las incubaciones de ovas embrionadas en bandejas rectangulares de 40 x 25 x 8 cm realizadas en laboratorio o hatchery deben estar bajo una temperatura de 25 a 28 °C, por otra parte Mendoza, L., (2011) afirma que si dentro del proceso de incubación de ovas embrionadas de tilapia, se detectan niveles de temperatura menores a 18°C es posible que algunos ovas tiendan a honguearse, corriendo el riesgo de contagiar el resto y por consiguiente perder toda la producción dentro de la incubadora. Otros autores como Guichenot, (1848) manifiestan que en un

sistema de incubación artificial circuito abierto, se pueden obtener eclosiones promedio entre 28 y 43% a temperaturas optimas según la especie. Respecto a las acumulaciones de grados día, las mayores tasas de eclosión observadas en este trabajo se dieron durante el tratamiento (T1), con acumulaciones de 56.25 – 85.07 °C/ 2 – 3 días que difieren con lo reportado por; Woynarovich, E. y Horvath, L., (1980) quienes mencionan que la *Tilapia Nilotica* tiene mayores eclosiones durante la incubación con acumulaciones de 90 - 112 °C/ 3 - 4 días y también con Pauly, D.J., (1993) quien afirma que a mayor temperatura de incubación se acelera la embriogénesis acortando los periodos de incubación y posiblemente disminuyendo los porcentajes de sobrevivencia. Cabe mencionar que en el presente trabajo las incubaciones de las ovas para cada tratamiento (l. artificial y natural) se realizaron en distintos ambientes y condiciones (incubadora o boca del pez) por lo que no se puede aseverar exactamente que el incremento de la temperatura haya sido la causa de la reducción del periodo de incubación.

Los resultados obtenidos en esta investigación dejan entre ver que no necesariamente las temperaturas de incubación deben ser muy altas para acortar el periodo de incubación sino que deben mantenerse constante durante esta etapa, independientemente en cada tratamiento para obtener los resultados deseados (mejorar las tasas de eclosión de ovas embrionadas de *Tilapia Nilotica*) tal como ocurrió con el uso del tratamiento T1.

b. Potencial de hidrogeno (pH)

Los valores de los promedios globales de pH en el agua de incubación para los tratamientos T1 y T2 en esta investigación

fueron 8.21 y 8.20 respectivamente, concordando con los rangos que mencionan; Lovshin, L. y Popma, T., (1996) quienes reportan que el rango óptimo de pH para tilapias se encuentra entre 6.5 a 8.5 siendo el óptimo 7.5, aunque para Cedeño, (1993) el rango óptimo está entre un valor de pH de 6.5 a 9.0. Otros autores como; Huet M., (1973) describen que valores cercanos a 5 provocan cambios de comportamiento en los peces como letargia, inapetencia, retardo en el crecimiento y fallas respiratorias, en periodos de 3 a 5 horas retrasando la producción de larvas y ocasionando la muerte.

Los resultados demuestran que el pH del agua de las incubadoras y la de los tanques donde se llevó a cabo la incubación de manera natural tuvieron valores similares manteniéndose básico en todo momento, que según las investigaciones realizadas por los autores antes mencionados, es el adecuado para el cultivo de tilapias por lo que se deduce que la tasa de eclosión de ovas embrionadas en esta investigación no fue afectada por este parámetro físico-químico.

c. Oxígeno disuelto (O₂)

La concentración de oxígeno disuelto en el agua de incubación registrado en ambos tratamientos (T1 y T2) fue la misma con un promedio global de 7.54 mg/L estando dentro de los valores óptimos, como lo menciona Castillo, L., (1994) quien manifiesta que para la especie *Oreochromis niloticus*, el oxígeno debe mantenerse por encima de los 3 mg/L como rango ideal y también siendo corroborados por Tapia, A.T., (2004) que afirma que el rango óptimo para las tilapia es de 5.0 mg/L a más. Otros investigadores como Baroiller, (1997) manifiestan que los ovas de tilapia

incubadas en sistemas artificiales como vasijas tipo Mac Donald de diferentes volúmenes, el oxígeno disuelto se mantiene en niveles no inferiores a los 5 mg/L en donde una fecundación considerada normal, puede tener pérdidas cercas al 5 - 8% o menos durante la incubación, coincidiendo con el porcentaje de perdida obtenido de 3.98% bajo un flujo de aire constante de 1.5 L/ min para 368 – 463 ovas con el tratamiento de incubación artificial (T1), en la presente investigación que a la vez es mayor al que mencionan; Macintosh y Little, (1995) quienes utilizaron un flujo de aireación de 1L/ min para 1000 ovas en incubadoras más pequeñas.

Adicionalmente el flujo de aireación constante y las renovaciones diarias de agua al 20%, con la que se trabajó durante el tratamiento T1, brindo mayores tasas de eclosión (0.96) que el tratamiento T2 (0.73), corroborando lo que menciona Silva, A., (2005) quien afirma que los tanques de incubación dotados de un flujo de aireación ascendente y renovaciones de agua frecuentes aseguran una mejor homogenización de las ovas y mantienen el nivel de oxígeno disuelto próximo al 80 – 100% de saturación obteniendo mejores resultados durante la eclosión.

d. Nitrito (NO₂)

Según Timmons et al., (2002) el límite máximo de concentración de nitrito tolerable para la tilapia es de 0.5 mg/L, siendo reafirmado por el ISA, (2005) quien manifiesta que exposiciones permanentes a concentraciones de 0.5 mg/L a más, pueden provocar dificultades respiratorias y estrés en las tilapias. En la presente investigación el promedio global de concentración de nitrito en el agua de incubación para los tratamientos T1 y T2 fue el, con un valor de 0.17 mg/L, el cual está dentro de los límites

permisibles planteados por ambos autores. Sin embargo los valores de la concentración de nitrito que se registraron en la investigación no coinciden con los de Cedeño, (1993) que sostiene la importante necesidad de mantener la concentración por debajo de 0,1 mg/L, haciendo recambios fuertes y eliminando cualquier sustancia orgánica que pueda alterar la calidad del agua para las tilapias. En ese aspecto cabe resaltar que en la presente investigación se hizo todo tipo de actividad que estuvo al alcance (sifoneo, recambio de agua, etc.) para mantener las concentraciones de nitrito bajas en ambos tratamientos de incubación (T1 y T2) y ningún así se pudo llegar a una concentración menor de 0.1 mg/L como menciona Cedeño, que a pesar de ello las mortalidades de la ovas durante la incubación no fueron mayores al 27.07 % en ambos tratamientos.

e. Amoníaco (NH₃)

Timmons et al., (2002) manifiestan que los niveles tóxicos de amoníaco (NH₃) para la tilapia se encuentran entre 0.6 y 2.0 mg/L durante cortos periodos de exposición, además Lovshin, L. y Popma, T., (1996) consideran que los primeros casos de mortalidad ocurren en una prolongada exposición de concentración de amoníaco mayores a 0.2 mg/L, lo que no sucedió en la investigación donde los promedios globales de concentración de amoníaco que se registraron en los tratamientos (T1 y T2) fue el mismo con un valor de 0.15 mg/L, el cual según los autores mencionados anteriormente está dentro del rango óptimo y esto a su vez fue verificado durante las incubaciones en donde no se observó; bloqueo del metabolismo de las ovas puestas a incubar, lesiones, ni presencia de hongos o bacterias

CAPITULO VII

CONCLUSIONES

- a. En la presente tesis se determinó que el sistema de incubación artificial (Incubadora acondicionada en laboratorio) tiene un efecto positivo, en el aumento de la tasa de eclosión de ovas embrionadas de *Oreochromis niloticus* superando en un 24% más, al sistema de incubación natural (Incubación bucal), aceptándose la hipótesis planteada en este trabajo, siendo el sistema de incubación artificial el más recomendado.
- b. La incubación de forma artificial y natural de un lote de ovas determinaron una tasa de eclosión promedio de; 0.9602 ± 0.0036 y 0.7293 ± 0.0029 respectivamente para cada tipo de incubación, demostrándose en este sentido las bondades que proporciona la incubación de forma artificial como; movimiento homogéneo, aireación constante, baja manipulación y un medio adecuado para las ovas, que constituyen mejoras en el manejo de la tasa de eclosión.
- c. Se estimó que el porcentaje promedio de mortalidad de ovas embrionadas de *Oreochromis niloticus*, incubadas de forma artificial fue de 3.98 ± 0.36 %, el cual aumento a 27.07 ± 0.29 % cuando son incubadas de forma natural. Este aumento se le atribuye a la multiplicidad de factores interrelacionados, difícilmente controlados (hongos, asfixia, daños físicos, engullimientos accidentales, etc.) que ocurren en la cavidad bucal de la madre, afectando la tasa de eclosión.

- d. Se observó que las ovas que se incubaron de manera artificial tuvieron un menor periodo de incubación (48:00 – 57:50 h) que las que se incubaron de manera natural (72:00 - 81:30 h), a pesar de que las últimas tuvieron mayores acumulaciones de temperatura (°C/día), lo cual muestra que no necesariamente se tiene que trabajar con temperaturas altas para acelerar el periodo de incubación, si no que estas deben permanecer constantes.

- e. Se demostró estadísticamente que el aumento de la tasa de eclosión en este trabajo de investigación, no se debió a la optimización de los parámetros físico-químicos del agua de un sistema de incubación del otro (se realizaron bajo las mismas condiciones), pero cabe resaltar que las incubadoras facilitaron un seguimiento y mantenimiento más directo del agua (ovas blancas, turbidez, bajo oxígeno, etc.) actividades que son más complicadas realizar cuando la incubación se realiza en la boca de la madre.

CAPITULO VIII

RECOMENDACIONES

- a. Adquirir reproductores de tilapia (*Oreochromis niloticus*) de calidad que se encuentren certificados, para conocer sus características sanitarias (libres de cualquier enfermedad o parásitos) y especialmente que presenten una procedencia conocida, para asegurar el éxito en la obtención de ovas tras su reproducción.
- b. Utilizar incubadoras artificiales hechas de un material adecuado (anticorrosivos), que no contaminen el agua de incubación y que sean de fácil manejo para la realización de su limpieza a fin de evitar acumulaciones de materia orgánica en el fondo de las incubadoras, que es muy importante eliminar.
- c. Realizar una previa desinfección con soluciones yodadas (01 ml de formalina por 01 L de agua) a las ovas antes de poner a incubar en las incubadoras artificiales, para así poder reducir el porcentaje de mortalidad que se pueda dar por infecciones bacterianas o de hongos, previniendo que este se propague y mate al resto de ovas.
- d. Realizar la incubación artificial de ovas de tilapia en habitaciones poco iluminadas, ya que la excesiva presencia de luz puede ocasionar posibles pérdidas en la tasa de eclosión.
- e. Utilizar la incubación natural si es que no se cuenta con los recursos económicos necesarios ya que la incubación de manera artificial requiere de; infraestructura, tiempo, personal entrenado, equipos de

medición y acondicionamiento así como sus respectivos repuestos, entre otros, que conllevan a una mayor inversión de dinero.

- f. Investigar acerca de los parámetros físico-químicos a las que están expuestas directamente las ovas en la cavidad bucal de la hembra, para conocer en qué condiciones se encuentran durante su incubación natural, considerando que no se reportan trabajos que brinden información al respecto.

- g. No utilizar redcillas para trasladar a otro ambiente las larvas obtenidas después de la eclosión, ya que son muy frágiles o sensibles en esta fase y su recolección por este medio podría causar atrofias e incluso mortalidades, muy por el contrario si se tiene la opción de instalar un sistema de recepción de larvas por decantación, evitando así el manipuleo excesivo de las larvas.

CAPITULO IX

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **AGUILAR, F.**, Modelos matemáticos no lineales como herramienta para evaluar el crecimiento de Tilapia Nilotica, alimentadas con dietas peletizadas. Tesis para optar el título de magister. Bogotá- Colombia. Universidad Nacional de Bogotá. 2010.
2. **ALICORP S.A.**, Manual de crianza de tilapia. Perú- Lima. 2002. Disponible en: <http://www.alicorp.com.pe/tilapia.html>. Artículo web. Consultado el 08 de Octubre del 2013.
3. **ARBOLEDA.** Estatus actual de la Tilapia Roja en Colombia: Tilapia Roja, una bomba de tiempo. Revista electrónica de veterinaria. España. 2006. Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revista/rn080806.html>. Artículo web. Consultado el 13 de Marzo del 2014.
4. **ASTILAPIA.** Cultivo de tilapia (*Oreochromis spp.*) a alta densidad en módulos flotantes, con énfasis en buenas prácticas de producción acuícola para la inocuidad alimentaria y para la generación de un producto de calidad suprema. Culiacán-México. Vol.36: 1 a 20. Enero 2009.
5. **BALTAZAR, M.**, La tilapia en el Perú: Acuicultura, mercado y perspectivas – Avances de las ciencias biológicas en el Perú. Perú. Editorial: UNMS. Segunda Edición. Julio 2007.

6. **BALTAZAR, P.**, Situación actual de la tilapia en el Perú. Segunda Jornada de actualización en tilapia. Puerto Vallarta. México. Setiembre 2009.
7. **BARDACH, J.E. et al.**, Acuicultura. Crianza y cultivo de organismos marinos y de agua dulce. México. Editorial: AGT Editor S.A. Sexta Edición. 1990.
8. **BAROILLER**. Influence of environmental and social factors on the reproductive efficiency in three tilapia species, *Oreochromis niloticus*, *O. aureus*, and the red tilapia (red Florida strain). USA. Editorial Fitzsimmons. Second Editions. 1997.
9. **BEVERIDGE, C.M.**, Piscicultura en jaulas y corrales, en *Modelos para Calcular la capacidad de carga y las repercusiones en el ambiente*. Vol.50: 85 a 100. December 1990.
10. **BOCEK, A.**, Alimentando a sus peces-Internationals Center for Aquaculture, Environments. Auburn University, Alabama, USA. Vol. 62: 15 a 28. Abril 2003.
11. **BROMAGE and CUMARANATUNGA** .Egg production in rainbow trout. London. Editorial Cambridge. Roberts Editors. England. Third Editions.1988.
12. **BROMAGE et al.**, The timing of ovulation and stripping and their effect on the rates of fertilization and survival to eyeing, hatch and swim up in the rainbow trout in *Aquaculture- Oxford*. Vol.43: 313 a 322. October 1994.

13. **BROOK et al.**, Egg quality in fish: What makes good eggs in *Fish Biology Fisheries*. Vol. 7:387-416. July 1997.
14. **BURROWS**. The rectangular circulating rearing pond in *Prog. Fish-Cult.* Vol.32: 67-80. May 1970.
15. **CABRERA et al.**, Cultivo del híbrido tilapia en un ambiente marino. 2001. Disponible en: <http://www.inp.semarnat.gob.mx/cabrerab.pdf>. artículo web. Consultado el 03 de Octubre del 2013.
16. **CANTOR A. F.**, Manual de producción de tilapia, en *Mundo Tilapia*. Vol.67: 10 a 27. Marzo 2007.
17. **CASTILLO, F. L.**, Tilapia una evolución de 20 años de la incertidumbre al éxito. 1989. Disponible en: <http://www.ag.arizona.edu/Colombia/tilapi.doc>. Artículo web. Consultado el 29 de Marzo del 2014.
18. **CASTILLO, L.**, La historia genética e hibridación de la Tilapia Roja. Cali-Colombia. Editorial Santander de Quilichao Colombia S.A. Primera edición. 1994.
19. **CEDEÑO**. Principales causas de mortalidad en cultivos intensivos y superintensivos de tilapia en *Revista electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola*. Vol.6: 6 a 18. Colombia. Mayo 1993. Disponible en: <http://www.revistas.udenar.edu./revip/article/view/380/394>. Artículo web. Consultado el 07 de Abril del 2013.

20. **CENDEPESCA.** Manual sobre reproducción y cultivo de tilapia. 2008. Disponible en: <http://www.centralamericadata.com/cendepesca%22>. Artículo web. Consultado el 23 de Setiembre del 2013.
21. **COLPOS.** Curso: cultivo de tilapia en estanques rústicos, en *Acuicultura*. Vol. 5: 72 a 100. Junio 2008.
22. **COURTENAY, W.R.,** Tilapias as non-indigenous species in the Americas: environmental, regulatory and legal issues. 1997. Disponible en: <http://www.usm.edu/docs/wetlands.tilapia%20pdf.pdf>. Artículo web. Consultado el 24 de Setiembre del 2013.
23. **ESTEVEZ.** Recent developments in the essential fatty acid nutrition of fish. In *Aquaculture, fish breeding*. Vol.77: 191 a 199. September 1970.
24. **FAO.** Review of the state of world aquaculture in *Aquaculture world*. Vol. 88:6 a 95. Roma. July 2003. Disponible en: <http://www.fao.org/fi/CDrom/FAO/training/general>. Artículo web. Consultado el 12 de Abril del 2013.
25. **FONDEPES.** Manual de cultivo de tilapia. Documento de gerencia de Acuicultura. Programa de Transferencia de Tecnología en Acuicultura para Pescadores Artesanales y Comunidades Campesinas. Lima-Perú. Editorial: Palomino. 2004.
26. **GARCIA, J.I.,** Tecnología de las explotaciones piscícolas. Madrid. Editorial Muniprensa S.A., Tercera Edición. 1985.

27. **GARCIA, T. y P. PHILIP.** Desarrollo de los ovocitos de la tilapia en *Revista de Investigaciones Marinas*. Vol 32:63-70. Marzo 1986.
28. **GUICHENOT.** Evaluación y comparación de la eficiencia de dos sistemas de incubación de ovas de *Genypperus chilensis* en *Tecnologías de incubación*. Vol. 15: 5 a 49. Enero 1848.
29. **GONZALES, R.,** Características y perspectivas del cultivo de la tilapia. 2005. Disponible en: <http://www.mundotilapia.com/doc/tnilotica.html>. Artículo web. Consultado el 15 de Junio del 2014.
30. **GUTIÉRREZ, R. G.,** Cultivo de tilapia en *Cultivo de peces en Jaulas*. Callao- Perú. Universidad Nacional del Callao. Vol 1: 160 a 248. 1998.
31. **HEPHER, B.,** Cultivo de peces comerciales. México. Editorial Limusa S.A., Tercera Edición. 1991.
32. **HICKLING, C. F.,** Fish culture. España. Editorial Fober y Faber S.A., Segunda Edición. 1971.
33. **HUET, M.,** Tratado de Piscicultura I. Madrid. Editorial Madrid S.A., Ediciones Mundi- Prensa. Primera Edición.1970.
34. **HUET, M.,** Tratado de Piscicultura II. Madrid. Ediciones Mundi S.A., Ediciones Mundi- Prensa. Segunda Edición. 1973.
35. **IBARRA, C. et al.,** Estudio sobre el manejo e incubación de ovas de peces tropicales. *Hidrobiología*. Vol 1: 49 a 57. 2012.

36. **ISA.** Protocolo de producción de juveniles de tilapia y diferentes sistemas de engorde. 2005. Disponible en: <http://c.tilapianayarit.org/Produccion.pdf>. Artículo web. Consultado el 15 de Octubre del 2013.

37. **IVERSEN, E.S.,** Cultivos marinos: peces, moluscos y crustáceos. Madrid. Editorial Acriba. España. Tercera Edición. 1982.

38. **JUÁREZ, P.,** Acuicultura. México. Editorial Continental S.A., Primera Edición. 1985.

39. **KATO and KAMLER.** Criterio for evaluation of fish egg quality in *Study for the Aquaculture* .Vol. 4:61 a 78. July 1993.

40. **KINKELIN y GHITTINO.** Tratado de las enfermedades de los Peces. Zaragoza. Editorial Acribia S.A., Tercera Edición. 1985.

41. **KJORSVIK et al.,** Egg and larval quality criterio as predictive measures for juvenile production in turbot in *Hatchery for Aquaculture*. Vol.3:9 a 20. August 2003.

42. **LANHSTEINER et al.,** New technique for insemination of large egg batches witch cryopreserved semen in the Aquaculture in *Technologies for the reproduction of fish*. Vol.2:359 a 367. May 2008.

43. **LITTLE, D. and MUIR.** Integrated Warm Water Aquaculture. USA. Editorial Stirling. Quinta Edición. 1987.

44. **LITTLE et al.**, Improving spawning synchrony in the Nile Tilapia *Oreochromis niloticus*, in *Aquaculture fish*. Vol. 24:339 a 405. June 1993.

45. **LLASACA CALIZAYA, E.**, Efectos de diferentes tipos de criopreservación sobre la viabilidad del semen de *Colossoma macroponum* "Gamitana". Tesis para optar por el título de magister. Iquitos – Perú. Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. 2013.

46. **LÓPEZ**. Cultivo Industrial de tilapia. Quito-Ecuador. Editorial Universo. Primera Edición. 1998.

47. **LOVSHIN, L. and POPMA, T.**, Worlwide Prospects for Commercial PRODUCTION of Tilapia, in *International Center for Aquaculture and Aquatic Environments*. Vol. 41:50 a 80. March 1996.

48. **MACINTOSH and LITTLE**. Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in: *N. R. Bloodstock Management and Egg and Larval Quality*. London. Vol: 20: 15 a 43. August 1995.

49. **MARADIEGUE, T. et al.**, Plan Estratégico para la producción y comercialización de tilapias. Lima- Perú. Editorial CENTRUM. Tercera Edición. 1998.

50. **MARCILLO, E. y LANDIVAR, J.**, Tecnología de producción de alevines monosexo de tilapia, en *Producción y crianza de Tilapia*. Guayaquil- Ecuador. Vol. 32: 8 a 16. Febrero 2000.

51. **MARILUZ, A.**, Características de reproducción de tilapia en *Reproducción de peces en laboratorio*. Callao- Perú. Universidad Nacional del Callao. Vol 1:76. 2007.
52. **MENDOZA, L.**, Control de Temperatura y monitoreo de pH del agua en el proceso de incubación de tilapias usando PLC .Tesis para optar el título de Ingeniero Electrónico. Lima- Perú. Universidad Católica. 2011.
53. **MORALES et al.**, Datos biológicos. El cultivo de la tilapia en México. México. Editor México S.A., Tercera Edición. 1991.
54. **NICOVITA**. Manual de crianza de tilapia. 2000. Lima – Perú. Disponible en: <http://www.nicovita.com.pe/paginas/esp/tilapia.htm>. Artículo web. Consultado el 18 de Enero del 2014.
55. **OLIVERA, A.**, Incubación artificial de ovas embrionados de Tilapia Roja *Oreochromis sp.*, en *Rev. Col Cienc Pec* 2002. Vol. 15:1a 250. Enero 2002.
56. **PAULY, D., J.**, Algunos métodos simples para la evaluación de recursos pesqueros tropicales, FAO. DOC. Tec. Pesca (234): 49 p., 1993.
57. **PILLAY, T.**, .Acuicultura principios y prácticas. México. Editorial: LIMUSA S.A, Quinta Edición. 1997.

58. **POPPER, D. and LICHATOVICH.** Preliminary success in predator control of *Tilapia mossambic* Aquaculture. USA. Editorial Mc Graw-Hill. Segunda Edición. 1975.
59. **PRIETO, C. y OLIVERA, A.,** Incubación artificial de ovas embrionadas de Tilapia Roja *Oreochromis spp.*, en *Revista Colombiana Ciencia Perú*. Vol 15:115-119. Mayo 2002.
60. **PRODUCE.** Cultivo de tilapia en *Documento Técnico de la Dirección Nacional de Acuicultura*. Vol 7: 20: 24. Lima- Perú. Agosto 2004.
61. **QUISPE, J.,** Cultivo de Tilapia Roja *Oreochromis spp* .utilizando ferohormonas. Tesis para optar por el título de Profesional de Ingeniero Agricultor. Miraflores- Perú. Universidad Nacional Federico Villarreal. 2003.
62. **RAMOS y GÁLVEZ.** Impacto ambiental de la introducción de tilapias en la cuenca del Rio Piura en *Revista Científica de la Universidad Nacional de Piura*. Vol: 5: 80-97. Enero 2000.
63. **RANA, K.J.,** Influence of incubation temperature on *O.niloticus* eggs and fry. Gross embryology, temperature tolerance and rates of embryonic development in *Technical and management in Aquaculture*.Vol. 87:165 a 181. March 1990.
64. **RANA, K.J.,** Reproductive biology and the hatchery rearing of tilapia eggs and fry in *advances in Aquaculture*, Vol.3: 343-406. October 1998.

65. **RIDHA, M.T. y CRUZ E.M.**, Effect of light intensity and photoperiod on Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*). Seed production. Aquaculture Research.2000. Disponible en: <http://www.onlinelibrary.wiley.com/abstract>. Artículo web. Consultado el 10 de Noviembre del 2014.
66. **ROSADO, P.**, Relación entre parámetros físicos y de composición de la ova con la eficiencia en fases de incubación y larvicultura en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss Walbaun*). Tesis para optar por el título de magister. Bogotá-Colombia. Universidad Nacional de Colombia. 2011.
67. **SAAVEDRA, M. M.**, Manejo del cultivo de tilapia en *Rev. Del Departamento de Ciencias Ambientales y Agrarias, Facultad de Ciencia, Tecnología y Ambiente*. Managua-Nicaragua. Vol. 53: 8 a 106. Agosto 2006.
68. **SHELTON Y RODRIGUEZ**. Técnica de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica de peces. México. Editorial: AGT. Editor S.A., Segunda edición. 1931.
69. **SILVA, A.**, Cultivo de peces marinos. Departamento de Acuicultura. Coquimbo. Universidad Católica del Norte. 265p., 2005.
70. **SURESH, A.V.**, Ultimos avances en el manejo de reproductores de tilapia. USA. 2000. Disponible en: <http://www.revistaaquatic.com>. Artículo web. Consultado el 15 de Noviembre del 2013.
71. **TAPIA, A.T.**, Efecto de la relación; proteína a energía digestible en policultivo de Tilapia Roja. Tesis para optar por el título de Ingeniero

Pesquero Acuicultor. Lima-Perú. Universidad Nacional Federico Villarreal. 2004.

72. **TERÁN, A. C.**, Evaluación de 0, 500, 10000 y 15000 ppm de sal en el agua para la incubación artificial de ovas de Tilapia Roja sin aclimatación. Tesis para optar el título de ingeniero agrónomo. Honduras. Universidad de Zamorano. 2013.
73. **TIMMONS et al.**, Recirculating Aquaculture systems in *Care and maintenance in Aquaculture*. Northeastern Regional Aquaculture Center. Vol.42: 7 a 76. October 2002.
74. **TOMASTO, J.**, Efectos del agua soluble en el pescado, crecimiento de alevines de *Oreochromis niloticus*. Tesis para optar por el título de Ingeniero Pesquero Acuicultor. Lima-Perú. Universidad Nacional Federico Villarreal. 2004.
75. **VILLARUEL, C. et al.**, Reproducción y características de tilapia en *Manual de Cultivo de Tilapia*. Vol.2: 4 a 44. Abril 2011.
76. **WATANABE et al.**, Hatchery production of Tilapia Roja de Florida seed in Brackishwater Tanques under natural-mouthbrooding and clutch-removal methods in *Aquaculture*. Vol: 102:77 a 88. April 1992.
77. **WOYNAROVICH, E. y HORVATH, L.**, Reproducción artificial de peces de aguas templadas, en *Manual extensionista. FAO, Documento Técnicos de Pesca*. Vol. 20: 59 a 187. Mayo 1980.

ANEXOS

ANEXO I

Matriz de consistencia

PROBLEMA	OBJETIVO	HIPOTESIS	VARIABLES
<p>Problema general:</p> <p>¿Con cuál sistema de incubación; (Incubadora acondicionada en laboratorio) o natural (Incubación bucal), se obtendrá la mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>)?</p>	<p>Objetivo general:</p> <p>Determinar el efecto de los sistemas de incubación; artificial (Incubadora acondicionada en laboratorio) y natural (Incubación bucal) en la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia. (<i>Oreochromis niloticus</i>)</p> <p>Objetivos específicos:</p> <p>Determinar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) incubadas de forma artificial.</p> <p>Determinar la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) incubadas de forma natural.</p> <p>Estimar el porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) incubadas de forma artificial.</p> <p>Estimar el porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) incubadas de forma natural.</p>	<p>Hipótesis general:</p> <p>El uso de un sistema de incubación artificial (Incubadoras acondicionadas en la laboratorio), en lugar de la tradicional incubación natural (Incubación bucal), permitirá obtener una mayor tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).</p>	<p>Variable independiente:</p> <p>✓ Incubación Artificial: Incubación acondicionada en laboratorio.</p> <p>✓ Incubación Natural: Incubación natural bucal.</p> <p>Variable dependiente:</p> <p>✓ Tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia.</p> <p>✓ Mortalidad de ovas embrionadas de tilapia.</p>

Fuente: Elaboración propia.

ANEXO II

Cronograma de limpieza de los tanques de reproducción

Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado
✓ Limpieza del agua Horarios: 8:00 am, 12:00 pm y 04:00 pm.					✓ Limpieza total de los sistemas de recirculación Horario: 02:00 pm.
ENERO					
					21
					28
FEBRERO					
					04
					11
					18
					25
MARZO					
					03
					10
					17
					24
					31
ABRIL					
					07
					14
					21
					28
MAYO					
					05
					12
					19
					26
JUNIO					
					02
					09
					16
					23
					30
JULIO					
					07
					14
					21
					28

Fuente: Elaboración propia

ANEXO III

Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 1, en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – Tasa de eclosión		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.089	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.096	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 = Las **varianzas** son **iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 = Existe **diferencia** significativa entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.854	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Tasa de Eclosión	Incubacion artificial	3	0.959167	0.0042771	0.0024694
	Incubacion natural	3	0.731100	0.0039887	0.0023029

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Tasa de Eclosión	Varianzas iguales	0.038	0.854	67.544	4	0.000	0.2281	0.0034	0.2187	0.2374
	Varianzas diferentes			67.544	3,981	0.000	0.2281	0.0034	0.2187	0.2375

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, **NO** rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
<p>CONCLUSION: H_1 = Existe diferencia significativa entre la medias de la tasa de eclosión obtenida; con el tipo de incubación artificial y la obtenida con el tipo de Incubacion natural.</p> <p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece mayores tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (0.9592 ± 0.0043) con respecto al tratamiento de incubación natural (0.7311 ± 0.0040).</p>		

ANEXO IV

Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 2, en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor** $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor** $< \alpha$ Aceptar H_1 =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – Tasa de eclosión		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.885	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.127	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor** $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 = Las **varianzas** son **iguales**.
- ✓ **P-valor** $< \alpha$ Aceptar H_1 = Existe **diferencia** significativa entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.346	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Tasas de eclosión" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Tasa de Eclosión	Incubacion artificial	3	0.960533	0.0033561	0.0019376
	Incubacion natural	3	0.726567	0.0015044	0.0008686

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Tasa de Eclosión	Varianzas iguales	1.141	0.346	110.18	4	0.000	0.2339667	0.0212340	0.22807	0.23986
	Varianzas diferentes			110.18	2.773	0.000	0.2339667	0.0212340	0.22688	0.24105

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
<p>CONCLUSION: H_1 = Existe diferencia significativa entre la medias de la tasa de eclosión obtenida; con el tipo de incubación artificial y la obtenida con el tipo de Incubacion natural.</p> <p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece mayores tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (0.9605 ± 0.0034) con respecto al tratamiento de incubación natural (0.7266 ± 0.0015).</p>		

ANEXO V

Prueba t de student para las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias del tanque N° 3, en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – Tasa de eclosión		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.853	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.714	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 = Las **varianzas son iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 = Existe **diferencia significativa** entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.846	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Tasa de Eclosión	Incubacion artificial	3	0.960833	0.0030089	0.0017372
	Incubacion natural	3	0.730233	0.0032868	0.0018977

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Tasa de Eclosión	Varianzas iguales	0.043	0.846	89.633	4	0.000	0.2306000	0.0025727	0.22346	0.23774
	Varianzas diferentes			89.633	3,969	0.000	0.2306000	0.0025727	0.22344	0.23777

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION:		
<p>H_1 = Existe diferencia significativa entre las medias de la tasa de eclosión obtenida; con el tipo de incubación artificial y la obtenida con el tipo de Incubacion natural.</p> <p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece mayores tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (0.9608 ± 0.0030) con respecto al tratamiento de incubación natural (0.7302 ± 0.0033).</p>		

ANEXO VI

Prueba t de student para los promedios finales totales de las tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapias de los tanques: N°1, N°2, N°3 en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución normal.**
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 =Los datos no provienen de una distribución normal.**

PRUEBA DE NORMALIDAD – Tasa de eclosión		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.339	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.363	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Tasa de eclosión" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 = Las varianzas son iguales.**
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 = Existe diferencia significativa entre las varianzas.**

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.136	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Tasas de eclosión" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Tasa de Eclosión	Incubacion artificial	3	0.960167	0.0008505	0.0004910
	Incubacion natural	3	0.729300	0.0023812	0.0013748

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Tasa de Eclosión	Varianzas iguales	3.400	0.136	158.15	4	0.000	0.2308667	0.0014598	0.22681	0.23491
	Varianzas diferentes			158.15	2.502	0.000	0.2308667	0.0014598	0.22565	0.23608

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION:		
<p>H_1 = Existe diferencia significativa entre la media de los promedios finales totales de la tasa de eclosión representativa de los 03 tanques obtenida con el tipo de incubación artificial y la obtenida con el tipo de incubación natural.</p>		
<p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece mayores tasas de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (0.9602 ± 0.0009) con respecto al tratamiento de incubación natural (0.7293 ± 0.0024).</p>		

ANEXO VII

Prueba t de student para los promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad de ovas embrionadas de tilapias durante las incubaciones en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – Porcentajes de mortalidad		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.339	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.363	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Porcentaje de mortalidad" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** = Las **varianzas son iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** = Existe **diferencia significativa** entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.104	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Porcentaje de mortalidad" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Porcentaje de mortalidad	Incubacion artificial	3	3.9833	0.3608505	0.04910
	Incubacion natural	3	27.0700	0.2917926	0.13748

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. bilateral	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Porcentaje de mortalidad	Varianzas iguales	4.400	0.104	-158.146	4	0.000	-23.08667	0.14598	-23.4919	-22.6812
	Varianzas diferentes			-158.146	2.50	0.000	-23.08667	0.14598	-23.6082	-22.5651

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
<u>CONCLUSION:</u>		
<p>H_1 = Existe diferencia significativa entre la media de los promedios finales totales de los porcentajes de mortalidad representativa de los 03 tanques obtenida con el tipo de incubación artificial y la obtenida con el tipo de Incubacion natural.</p>		
<p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece menor porcentaje de mortalidad de ovas embrionadas de tilapia (3.98 ± 0.36 %) con respecto al tratamiento de incubación natural (27.07 ± 0.29 %).</p>		

ANEXO VIII

Prueba t de student para el promedio de los periodos de incubación de ovas embrionadas de tilapias en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – <i>Periodos de incubación</i>		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.056	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.172	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Periodo de incubación" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$** Aceptar H_0 = Las **varianzas son iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$** Aceptar H_1 = Existe **diferencia significativa** entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.506	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Periodo de incubación" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Periodo de incubación	Incubacion artificial	9	3194.778	240.6563	80.2188
	Incubacion natural	9	4668.889	213.3626	71.1209

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. bilateral	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Periodo de incubación	Varianzas iguales	0.464	0.506	-13.750	16	0.000	-1474.111	107.2065	-1701.38	-1246.84
	Varianzas diferentes			-13.750	15.8	0.000	-1474.111	107.2065	-1701.64	-1246.58

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, **NO** rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.000	<	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION:		
H_1 = Existe diferencia significativa entre la media de los promedios de los periodos de incubación representativa de los 03 tanques, obtenida con el tipo de incubación artificial y la natural.		
❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado ofrece menor periodo de incubación de ovas embrionadas de tilapia (3194.78 ± 240.7 min.) con respecto al tratamiento de incubación natural. (4668.89 ± 213.4 min.)		

ANEXO IX

Prueba t de student para los promedios globales de las temperaturas del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – <i>Temperatura de incubación</i>		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.465	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0. 640	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Temperatura de incubación" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** = Las **varianzas son iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** = Existe **diferencia significativa** entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.269	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Temperatura de incubación" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Temperatura de incubación	Incubacion artificial	9	28.2211	0.06772	0.02257
	Incubacion natural	9	28.2244	0.08443	0.02814

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. bilateral	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Temperatura de incubación	Varianzas iguales	1.313	0.269	-0.092	16	0.928	-0.00333	0.03608	-0.07981	0.07315
	Varianzas diferentes			-0.092	15.3	0.928	-0.00333	0.03608	-0.08011	0.07344

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.928	>	$\alpha = 0.05$
<p>CONCLUSION: H_0 = No existe diferencia significativa entre las medias de la temperatura de incubación obtenidas con el tipo de incubación artificial y la natural.</p> <p>❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado estuvo bajo temperaturas (28.22 ± 0.07 °C) similares de incubación con respecto al tratamiento de incubación natural (28.22 ± 0.08 °C), demostrándose que ambos tratamientos se desarrollaron en las mismas condiciones.</p>		

ANEXO X

Prueba t de student para los promedios globales de pH del agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución normal.
- ✓ P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 =Los datos no provienen de una distribución normal.

PRUEBA DE NORMALIDAD – pH de incubación		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.711	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural) = 0.561	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "pH de incubación" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 = Las varianzas son iguales.
- ✓ P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 = Existe diferencia significativa entre las varianzas.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.194	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "pH de incubación" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
pH de incubación	Incubacion artificial	9	8.2133	0.09695	0.03232
	Incubacion natural	9	8.2044	0.12719	0.04240

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
pH de incubación	Varianzas iguales	1.834	0.19	0.167	16	0.870	0.00889	0.05331	-0.10412	0.12190
	Varianzas diferentes			0.167	14.950	0.870	0.00889	0.05331	-0.10477	0.12255

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.870	>	$\alpha = 0.05$
<u>CONCLUSION:</u>		
H_0 = No existe diferencia significativa entre las medias del pH de incubación, obtenidas con el tipo de incubación artificial y la natural.		
<ul style="list-style-type: none"> ❖ El tratamiento de incubación artificial evaluado estuvo bajo pHs similares de incubación (8.21 ± 0.09) con respecto al tratamiento de incubación natural (8.20 ± 0.13), demostrándose que ambos tratamientos se desarrollaron en las mismas condiciones. 		

ANEXO XI

Prueba t de student para los promedios globales de Oxígeno disuelto en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar Normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución normal.
- ✓ P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 =Los datos no provienen de una distribución normal.

PRUEBA DE NORMALIDAD – Oxígeno disuelto de incubación		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.356	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.687	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 =La variable "Oxígeno disuelto de incubación" en ambos grupos se comporta normalmente		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 = Las varianzas son iguales.
- ✓ P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1 = Existe diferencia significativa entre las varianzas.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.283	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Oxígeno disuelto de incubación" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
O ₂ de incubación	Incubacion artificial	9	7.5444	0.03127	0.01042
	Incubacion natural	9	7.5422	0.03993	0.01331

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
O ₂ de incubación	Varianzas iguales	1.234	0.283	0.131	16	0.897	0.00222	0.01691	-0.03362	0.03806
	Varianzas diferentes			0.131	15.1	0.897	0.00222	0.01691	-0.03378	0.03823

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H₀ (se acepta H₁)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H₀ (se acepta H₀)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.897	>	$\alpha = 0.05$
<p>CONCLUSION: H₀ = No existe diferencia significativa entre las medias del Oxígeno disuelto de incubación obtenidas con el tipo de incubación artificial y la natural.</p> <ul style="list-style-type: none"> ❖ El agua en el tratamiento de incubación artificial evaluado, estuvo bajo concentraciones de O₂ (7.54 ± 0.03 mg/L) similares con respecto al tratamiento de incubación natural (7.54 ± 0.04 mg/L), demostrándose que ambos tratamientos se desarrollaron en las mismas condiciones. 		

ANEXO XII

Prueba t de student para los promedios globales de la concentración de Nitrito en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – <i>Concentración de Nitrito</i>		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.322	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.755	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Concentración de Nitrito" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0** = Las **varianzas son iguales**.
- ✓ **P-valor $< \alpha$ Aceptar H_1** = Existe **diferencia significativa** entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.356	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Concentración de Nitrito" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Concentración de Nitrito	Incubacion artificial	9	0.1689	0.03983	0.01328
	Incubacion natural	9	0.1722	0.04842	0.01614

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. bilateral	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Concentración de Nitrito	Varianzas iguales	0.91	0.356	-0.16	16	0.875	-0.00333	0.02090	-0.0476	0.04097
	Varianzas diferentes			-0.16	15.4	0.875	-0.00333	0.02090	-0.0478	0.04110

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, **NO** rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.875	>	$\alpha = 0.05$
<p><u>CONCLUSION:</u> H_0 = No existe diferencia significativa entre las medias de concentración de Nitrito, obtenidas con el tipo de incubación artificial y la natural.</p> <ul style="list-style-type: none"> ❖ El agua en el tratamiento de incubación artificial evaluado, estuvo bajo concentraciones de Nitrito (0.17 ± 0.04 mg/L) similares con respecto al tratamiento de incubación natural (0.17 ± 0.05 mg/L), demostrándose que ambos tratamientos se desarrollaron en las mismas condiciones. 		

ANEXO XIII

Prueba t de student para los promedios globales de la concentración de Amoniaco en el agua de incubación en los tratamientos (T1 y T2)

PRUEBA DE NORMALIDAD

Criterio para determinar Normalidad (prueba de Chapiro Wilk)

- ✓ **P-valor** $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 =Los datos provienen de una distribución **normal**.
- ✓ **P-valor** $< \alpha$ Aceptar H_1 =Los datos **no** provienen de una distribución **normal**.

PRUEBA DE NORMALIDAD – <i>Concentración de Amoniaco</i>		
P- Valor (Incubación artificial) = 0.747	>	$\alpha = 0.05$
P- Valor (Incubación natural)= 0.597	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La variable "Concentración de Amoniaco" en ambos grupos se comporta normalmente.		

IGUALDAD DE VARIANZA

Criterio para determinar igualdad de varianza (prueba de Levene)

- ✓ **P-valor** $\Rightarrow \alpha$ Aceptar H_0 = Las **varianzas** son **iguales**.
- ✓ **P-valor** $< \alpha$ Aceptar H_1 = Existe **diferencia** significativa entre las **varianzas**.

IGUALDAD DE VARIANZA		
P- Valor = 0.223	>	$\alpha = 0.05$
CONCLUSION: H_0 = La varianzas de la variable "Concentración de Amoniaco" en ambos grupos se comportan iguales.		

P- VALOR DE LA PRUEBA

T de Student muestras independientes.

Estadístico por grupo					
	Tipo de incubación	N	Media	Desviación tip.	Error tip. de Media
Concentración de Amoniaco	Incubacion artificial	9	0.1478	0.02635	0.00878
	Incubacion natural	9	0.1500	0.03391	0.01130

Prueba de muestras independientes										
		Prueba de Levene para la igualdad de varianzas		Prueba T para la igualdad de medias						
		F	Sig.	t	gl	Sig. bilateral	Diferencia de Medias	Error tip. De la diferencia	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
									Inferior	Superior
Concentración de Amoniaco	Varianzas iguales	1.610	0.223	-0.155	16	0.879	-0.0022	0.01432	-0.03257	0.02813
	Varianzas diferentes			-0.155	15.1	0.879	-0.0022	0.01432	-0.03257	0.02828

El criterio para decidir es:

- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $\leq \alpha$, rechace H_0 (se acepta H_1)
- ✓ Si la probabilidad obtenida P- valor $> \alpha$, NO rechace H_0 (se acepta H_0)

Prueba T de student		
P- Valor = 0.879	>	$\alpha = 0.05$
<p><u>CONCLUSION:</u> H_0 = No existe diferencia significativa entre las medias de concentración de Amoniaco, Obtenidas con el tipo de incubación artificial y la natural.</p> <p>❖ El agua en el tratamiento de incubación artificial evaluado, estuvo bajo concentraciones de Amoniaco (0.15 ± 0.03 mg/L) similares con respecto al tratamiento de incubación natural (0.15 ± 0.03 mg/L), demostrándose que ambos tratamientos se desarrollaron en las mismas condiciones.</p>		