

**EVALUACIÓN DE DIFERENTES DENSIDADES EN INCUBACIÓN DE
HUEVOS DE TILAPIA ROJA (*Oreochromis sp*; Trewavas 1983), MEDIANTE
UN SISTEMA DE INCUBACIÓN ARTIFICIAL, EN LA ESTACION PISCÍCOLA
ALTO MAGDALENA, GIGANTE, HUILA, COLOMBIA**

ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERIA EN PRODUCCION ACUICOLA
PASTO, COLOMBIA
2008**

**EVALUACIÓN DE DIFERENTES DENSIDADES EN INCUBACIÓN DE
HUEVOS DE TILAPIA ROJA (*Oreochromis sp*; Trewavas 1983), MEDIANTE
UN SISTEMA DE INCUBACIÓN ARTIFICIAL, EN LA ESTACION PISCÍCOLA
ALTO MAGDALENA, GIGANTE, HUILA, COLOMBIA**

ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA

**Tesis de grado presentada como requisito parcial para optar al título de
Ingeniero en Producción Acuícola**

**Director
GUSTAVO SALAZAR ARIZA
Biólogo Marino**

**Codirector
WILMER RENE SANGUINO ORTIZ
Ingeniero en Producción Acuícola**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERIA EN PRODUCCION ACUICOLA
PASTO, COLOMBIA
2008**

“Las ideas, conceptos, comentarios y conclusiones aportadas en la Tesis de Grado, son responsabilidad exclusiva de su autor”

Artículo 1º del acuerdo N° 324 de octubre 11 de 1966, emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño.

NOTA DE ACEPTACIÓN:

GUSTAVO SALAZAR ARIZA
Director de Trabajo de grado

WILMER RENE SANGINO ORTIZ
Codirector de Trabajo de grado

JULBRINNER SALAS BENAVIDES
Jurado delegado

VILMA YOLANDA GOMEZ NIEVES
Jurado

San Juan de Pasto, Mayo de 2008

DEDICO A: Mi madre que está en el cielo, quien ha sido mi ángel de la guarda, a mi padre, mis hermanos y sobrinos, quienes son el motivo para seguir adelante, y a mis amigos incondicionales, los que siempre han sabido apoyarme.

ANA ELISABETH

AGRADECIMIENTOS

Expreso mis sinceros agradecimientos a:

GUSTAVO SALAZAR ARIZA	Biólogo Marino. Profesional Especializado INCODER.
WILMER RENE SANGUINO ORTIZ	Ingeniero en Producción Acuícola Profesor Universidad de Nariño.
JULLBRINNER SALAS BENAVIDES	Biólogo. Profesor Universidad de Nariño.
VILMA YOLANDA GOMEZ NIEVES	Biólogo. Profesor Universidad de Nariño
OCTAVIO DAVILA VILA	Biólogo Marino. Director Estación Piscícola INCODER
JORGE NELSON LOPEZ MACIAS	M.V.Z., Esp., M.Sc., Ph.D.(C) Profesor Universidad de Nariño
DIEGO ALEJANDRO NIÑO SANCHEZ	Zootecnista DIAN Acuicultura
ROBERTO GARCÍA	Ingeniero en Producción Acuícola Profesor Universidad de Nariño.
ELIAS MAZO TORRES	Biólogo Marino Profesional INCODER
MARCO ANTONIO IMUEZ F.	Zootecnista. Profesor Universidad de Nariño
CARLOS CAICEDO CASTRO	Ingeniero en Producción Acuícola
SHIRLEY QUINTERO ESTUPIÑAN	Ingeniero en Producción Acuícola
OSCAR MEJIA	Economista. Bibliotecario I.P.A.
OSCAR GOMEZ	Ingeniero Civil
PIEDAD MEJIA	Secretaria Ing, producción Acuícola

A todos los operarios de la Estación Piscícola Alto Magdalena, perteneciente al Instituto Colombiano de Desarrollo Rural - INCODER.

Y a todas las personas que en una u otra forma contribuyeron al desarrollo exitoso de esta investigación.

CONTENIDO

	Pág.
GLOSARIO	16
RESUMEN	18
ABSTRACT	20
INTRODUCCION	22
1. DEFINICION Y DELIMITACION DEL PROBLEMA	24
2. FORMULACION DEL PROBLEMA	25
3. OBJETIVOS	26
3.1 OBJETIVO GENERAL	26
3.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS	26
4. MARCO TEORICO	27
4.1 BIOLOGIA DE LA TILAPIA ROJA <i>Oreochromis sp.</i> (Trewavas, 1983)	27
4.1.1 Reseña histórica de la especie	27
4.1.2 Generalidades de la familia <i>Cichlidae</i>	27
4.1.3 Clasificación taxonómica de la tilapia roja <i>Oreochromis sp.</i> , (Trewavas 1983)	28
4.1.4 Aspectos reproductivos de la tilapia roja <i>Oreochromis sp</i>	28
4.1.5 Influencia ambiental en la reproducción	31
4.1.6 Desarrollo del ovario	31
4.2 CLASE DE HUEVOS DE PECES	32
4.2.1 Huevos libres	33
4.2.1 Huevos adherentes	33
4.3 DESOVE DE LOS REPRODUCTORES	34
4.4 DESARROLLO EMBRIONARIO	35
4.5 INCUBACIÓN DE LOS HUEVOS	38
4.6 CLASES DE INCUBADORAS	39
4.6.1 Incubadoras en forma de artesa	39
4.6.2 Incubadoras cónicas, tipo Woynarovich	41
4.6.3 Incubadoras tipo Mc Donald	42
4.6.4 Incubadoras giratorias en forma de barril o tambor	43
4.6.5 Incubación en tanques con aireación	44
4.6.6 Incubación en bandejas con movimiento de agua por goteo	44
4.6.7 Incubación en cámara de rociado	44
4.7 DESARROLLO DE LAS LARVAS DE PECES	45
4.8 PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS DEL AGUA	46
4.8.1 Sólidos totales	47
4.8.2 Sólidos suspendidos	47
4.8.3 Sólidos disueltos	47

	Pág.	
4.8.4	Temperatura	48
4.8.5	Oxígeno	48
4.8.6	pH	49
4.8.7	Amonio	51
4.9	REPRODUCCIÓN NATURAL	52
4.9.1	Preparación de reproductores	56
4.9.2	Problemas de productividad en los sistemas tradicionales de producción de semilla de tilapia	58
4.10	PRODUCCIÓN DE LARVAS BAJO SISTEMAS DE INCUBACION ARTIFICIAL	59
4.10.1	Incubación en el sistema artificial	61
4.10.2	Larvicultura en el sistema artificial	63
4.11	ENFERMEDADES DE LARVAS Y ALEVINOS DE TILAPIA.	64
4.11.1	El gyrodactilus	64
4.11.2	La trichodina	65
5.	DISEÑO METODOLOGICO	67
5.1	LOCALIZACION Y DESCRIPCIÓN DEL SITIO	67
5.2	PERIODO DE ESTUDIO	68
5.3	MATERIAL BIOLOGICO	68
5.4	INSTALACIONES	69
5.4.1	Estanques	76
5.4.2	Sala de incubación	76
5.4.3	Sala de larvicultura	77
5.4.4	Materiales, insumos y equipos	77
5.5	PLAN DE MANEJO	79
5.5.1	Adecuación de instalaciones	80
5.5.2	Montaje del sistema hidráulico	80
5.5.3	Control de parámetros físico-químicos del agua	80
5.5.4	Manejo de reproductores	81
5.5.5	Recolección de huevos	82
5.5.6	Transporte y medición de los huevos	84
5.5.7	Conteo e incubación de los huevos	84
5.5.8	Reabsorción del saco vitelino	85
5.6	TRATAMIENTOS	86
5.7	DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANALISIS ESTADISTICO	86
5.8	VARIABLES EVALUADAS	88
5.8.1	Porcentaje de eclosión	88
5.8.2	Tiempo de latencia de eclosión	88
5.8.3	Sobrevivencia larval	88

	Pág.
5.8.4 Relación de dependencia entre las variables y los parámetros fisicoquímicos	89
5.8.5 Relación costo beneficio	89
6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	90
6.1 REPRODUCCIÓN	90
6.2 SISTEMA DE INCUBACIÓN	95
6.2.1 Diseño del sistema de incubación artificial	95
6.2.2 Evaluación del sistema	96
6.3 CALIDAD DEL AGUA	98
6.4 PORCENTAJE DE ECLOSIÓN	102
6.5 TIEMPO DE LATENCIA DE ECLOSION	104
6.6 SOBREVIVENCIA LARVARIA	106
6.6.1 Análisis de varianza para determinar peso larval	108
6.6.2 Desarrollo embrionario de la tilapia roja <i>Oreochromis sp</i>	109
6.7 RELACIÓN DE DEPENDENCIA ENTRE LAS VARIABLES Y LOS PARAMETROS FISICO-QUIMICOS	112
6.7.1 Análisis de regresión múltiple para las variables eclosión vs. pH, amonio, oxígeno y temperatura	112
6.7.2 Análisis de regresión múltiple para las variables sobrevivencia vs. pH, amonio, oxígeno y temperatura	113
6.8 RELACION BENEFICIO COSTO	114
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	116
7.1 CONCLUSIONES	116
7.2 RECOMENDACIONES	117
8. BIBLIOGRAFIA	119
9. ANEXOS	123

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Parámetros fisicoquímicos aptos para tilapia roja	48
Tabla 2. Solubilidad del oxígeno (mg/l) a diferentes temperaturas	49
Tabla 3. Valores de amonio no ionizado NH ₃ a diferentes temperaturas y valores de pH	51
Tabla 4. Porcentajes de eclosión y sobrevivencia de larvas de <i>Scianenops ocellatus</i> , expuestas a diferentes niveles de amonio	52
Tabla 5. Promedio de los parámetros fisicoquímicos de la quebrada la Guandinosa	69
Tabla 6. Parámetros nutricionales del balanceado para reproductores	82
Tabla 7. Frecuencias para huevos por kg de peso de los reproductores	90
Tabla 8. Producción de huevos de <i>O. niloticus</i> y <i>O. mossambicus</i>	92
Tabla 9. Número de larvas por kg de reproductor por día, bajo sistema artificial	93
Tabla 10. Parámetros productivos de larvas de <i>Oreochromis</i> , bajo el sistemas de remoción e incubación artificial de huevos	94
Tabla 11. Porcentaje de eficiencia del sistema de filtración y decantación del agua que llega al laboratorio de incubación artificial y larvicultura	96
Tabla 12. Eficiencia del agua utilizada en la producción de larvas bajo el sistema artificial y el tradicional	97
Tabla 13. Eficiencia de incubadoras Mc Donald frente a las de tipo Woynarovich	98
Tabla 14. Parámetros fisicoquímicos del agua para la fase de incubación	99
Tabla 15. Parámetros fisicoquímicos del agua para la fase de larvicultura	99

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ejemplar de Tilapia roja	29
Figura 2. Diferenciación sexual en Tilapia	30
Figura 3. Huevos libres	33
Figura 4. Huevos adherentes	34
Figura 5. Desarrollo del huevo fertilizado	37
Figura 6. Incubadora tipo artesana, para incubación de huevos	40
Figura 7. Incubadoras cónicas	41
Figura 8. Incubadoras tipo Mc Donald	42
Figura 9. Incubadoras giratorias en forma de barril	43
Figura 10. Incubación en cámara de rociado.	44
Figura 11. Chinchorro para cosechar reproductores	55
Figura 12. Tanques de descanso para reproductores	55
Figura 13. Recolección de larvas de tilapia	56
Figura 14. Laboratorio de incubación de tilapia en Brasil	62
Figura 15. Incubadoras tipo Mc Donald en el Brasil	62
Figura 16. Bandejas de larvicultura de tilapia roja (<i>Oreochromis sp</i>)	64
Figura 17. Parásito Gyrodactilus	65
Figura 18. Parásito Trichodina	66
Figura 19. Panorámica de la estación Piscícola Alto Magdalena	67
Figura 20. Tamaño de huevos de tilapia roja, comparados con granos de balanceado para reproductores	68
Figura 21. Pesaje y medición de huevos de tilapia	69
Figura 22. Quebrada la Guandinosa	70
Figura 23. Vista de planta del sistema de alimentación hidráulica	71
Figura 24. Vista de planta del sistema de alimentación hidráulica	72
Figura 25. Vista de planta del laboratorio de incubación y larvicultura	73
Figura 26. Vista de perfil del laboratorio de incubación y larvicultura	74
Figura 27. Detalles del sistema de incubación y larvicultura	75
Figura 28. Estanque para reproducción natural	76
Figura 29. Incubadoras experimentales	77
Figura 30. Bandejas de reabsorción de saco vitelino	77
Figura 31. Canales de concreto para descanso de los reproductores	79
Figura 32. Sistema hidráulico	80
Figura 33. Equipo Hach	81
Figura 34. Pesaje y medición de los reproductores	82
Figura 35. Nidos en estanque de reproducción	83

	Pág.
Figura 36. Revisión de reproductores	83
Figura 37. Hembra incubando huevos	83
Figura 38. Recolección de huevos	84
Figura 39. Incubadoras experimentales	84
Figura 40. Lavado y desinfección de huevos	85
Figura 41. Larvas en bandejas de reabsorción de saco vitelino	85
Figura 42. Medición de las larvas con y sin el saco vitelino	86
Figura 43. Número de larvas por kilogramo de reproductor por día, comparado entre tratamientos y con el sistema tradicional	93
Figura 44. Comportamiento de los parámetros promedios del agua en estanque de reproducción	98
Figura 45. Comportamiento de la temperatura en la fase de incubación larvicultura	100
Figura 46. Comportamiento del Oxígeno en la fase de incubación	100
Figura 47. Comportamiento del pH en la fase de incubación y larvicultura	101
Figura 48. Comportamiento del Amonio en la fase de incubación y larvicultura	102
Figura 49. Porcentaje de eclosión de los tratamientos	103
Figura 50. Comportamiento de la eclosión de huevos durante el ensayo	104
Figura 51. Tiempo de latencia de eclosión inicial y final	105
Figura 52. Número de horas que tardan en eclosionar los huevos sujetos a cada tratamiento	106
Figura 53. Porcentaje de sobrevivencia durante la fase de reabsorción de saco vitelino o larvicultura.	107
Figura 54. Comportamiento en porcentaje de mortalidad larvaria durante el ensayo	108
Figura 55. Peso de larvas durante la fase de reabsorción de saco vitelino	109
Figura 56. Desarrollo embrionario de tilapia roja (<i>Oreochromis sp</i>)	110
Figura 57. Larva con alta presencia de Trichodina	111
Figura 58. Larva con Gyrodactilus	112
Figura 59. Relación beneficio-costo	115

LISTA DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Materiales utilizados en el ensayo	78
Cuadro 2. Equipos utilizados en el ensayo	78
Cuadro 3. Insumos utilizados en el ensayo	78
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos	86

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
ANEXO 1. Registro de muestras de reproductores y evaluación de número de huevos por kilogramo de reproductores	124
ANEXO 2. Análisis de varianza para la variable huevos por kilogramo de reproductor	127
ANEXO 3. Medias estadísticas para número de huevos por kilogramo según el lote de reproductores	127
ANEXO 4. Registro de las muestras de agua para realizar las pruebas de sólidos totales	128
ANEXO 5. Comprobación del sistema hidráulico	128
ANEXO 6. Evaluación de la eficiencia de las incubadoras Mc Donald	129
ANEXO 7. Registro de los parámetros físico químicos del agua del estanque de reproducción	129
ANEXO 8. Registro de temperatura en °C, para la fase de incubación y larvicultura	130
ANEXO 9. Registro de oxígeno en mg/l, para la fase de incubación y larvicultura	131
ANEXO 10. Registro de pH para la fase de incubación y larvicultura	131
ANEXO 11. Registro de amonio en ppm, para la fase de incubación y larvicultura	132
ANEXO 12. Registro del número de larvas eclosionadas en el ensayo	132
ANEXO 13. Prueba de Brand Snedecor para porcentaje de eclosión	133
ANEXO 14. Registro de caudales (L/min) durante la fase de incubación	133
ANEXO 15. Prueba de Kruskal-Wallis para tiempo de latencia inicial y final de eclosión según Tratamiento	133
ANEXO 16. Registro del tiempo de latencia de eclosión en horas grado	134
ANEXO 17. Registro de caudales diarios (L/min) manejados en la fase de larvicultura	134
ANEXO 18. Prueba de Brand Snedecor para la variable sobrevivencia larvaria	134
ANEXO 19. Mortalidad larvaria diaria de las réplicas y los tratamientos durante el ensayo	135
ANEXO 10. Registro de peso de larvas recién eclosionadas y recién reabsorbido saco vitelino	135
ANEXO 21. Análisis de la Varianza para Peso larval	138

	Pág.
ANEXO 22. Comparaciones múltiples para la variable peso larval según Tratamiento. Método: 95,0 porcentaje LSD	138
ANEXO 23. Registros de tamaño y peso de una muestra de los huevos recolectados	139
ANEXO 24. Análisis de Varianza para evaluar la relación de dependencia de eclosión vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura	140
ANEXO 25. Análisis de Regresión Múltiple para determinar la relación de dependencia de eclosión vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura	140
ANEXO 26. Análisis de varianza para evaluar la relación de dependencia de la sobrevivencia larvaria vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura	140
ANEXO 27. Análisis de regresión múltiple para calcular la relación de dependencia de la sobrevivencia larvaria vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura de incubación	141
ANEXO 28. Regresión múltiple para sobrevivencia larval solo con los parámetros pH y temperatura	141
ANEXO 29. Costos variables de los tratamientos	141
ANEXO 30. Relación beneficio costo	142

GLOSARIO

ASINCRÓNICO: Término utilizado para especificar la ejecución de distintos procesos de forma independiente unos de los otros respecto al tiempo.

BANDEJAS DE REABSORCION: Recipientes redondos con capacidad de 5 litros, en los cuales se colocan las larvas recién eclosionadas y en donde acabarán de reabsorber su saco vitelínico.

BENTÓNICO: Se les llama a los organismos que permanecen en el fondo de un ecosistema.

BLASTULA: Embrión que resulta de la segmentación de un huevo fecundado.

CORION: Membrana exterior del huevo que sirve de envoltura protectora y nutricia. Envoltura externa del huevo.

ECLOSION: Momento en el cual la larva abandona el huevo o corión en el que se desarrollo, rompiendo éste y saliendo hacia el medio exterior.

FECUNDACIÓN: Fusión de un gameto masculino con uno femenino que produce una célula con nuevas propiedades: el cigoto o huevo fecundado.

FECUNDIDAD: Es el potencial reproductivo de los peces, medido por el número huevos eclosionados, larvas o alevinos obtenidos.

GASTRULA: Tercer estadio del huevo fecundado. Forma de embrión primitivo formado por la invaginación de la blástula y se compone de una capa externa de ectodermo y una interna de mesodermo.

GYRODAGTILUS: Es un parasito trematodo, que ataca a los peces en cualquier etapa de su desarrollo, se localiza en el tegumento de los peces, pudiendo atacar en cualquier parte del cuerpo, incluyendo los ojos.

INCUBACIÓN ARTIFICIAL: Término utilizado para describir de incubación de los huevos de los peces por métodos artificiales, como las incubadoras.

INCUBACION BUCAL: Tipo de incubación que corresponde a un comportamiento de cuidado de las crías, por parte de uno de los progenitores. Consiste en el acarreo de los huevos dentro de la boca, hasta el momento de la eclosión o incluso mucho tiempo después.

INCUBADORA Mc DONALD: Recipiente cilíndrico con base redondeada, de flujo descendente, donde se colocan a incubar los huevos de tilapia roja, con condiciones ambientales que pueden ser regulados a niveles óptimos para su desarrollo y crecimiento.

MORULA: Es un estado del desarrollo embrionario de los peces, que incluye la fase de 16 células, la fase de 32 células y la fase de 64 células.

LARVA: Primer estado juvenil de los peces o estadio embrionario libre, capaz de vivir de manera independiente.

PELAGICO: Se refiere a los organismos que se encuentran en la superficie del agua.

SACO VITELINO: Bolsa parecida a la placenta, llena de vitelo o reserva proteica del que se alimentan los embriones de los peces, durante la primera etapa de su desarrollo, ya que su aparato digestivo no se encuentra totalmente desarrollado para ingerir alimento exógeno.

TIEMPO DE LATENCIA PARA ECLOSIÓN: Tiempo que transcurre desde el momento que se llevan a incubar los huevos de Tilapia, hasta de las larvas salen del huevo o de la membrana que los recubre llamada corión. Es expresado en grado horas; o en grados día.

TRICHODINA: Es un parásito ciliado, perteneciente a los protozoos. Puede atacar cualquier parte del cuerpo, teniendo preferencia por ubicarse en las aletas.

RESUMEN

Esta investigación se realizó en la Estación Piscícola Alto Magdalena, perteneciente al Instituto de Desarrollo Rural - INCODER, ubicada en el municipio de Gigante, departamento del Huila, a 79 kilómetros de la ciudad de Neiva y a seis kilómetros del municipio de Gigante; el periodo de estudio comprendió desde el 3 de Julio de 2007 hasta el 28 de Marzo de 2008. Para éste estudio se utilizaron 240 reproductores de un año de edad de un mismo lote, 180 hembras y 60 machos con peso promedio de 520 ± 20 g y talla promedio de $29,78 \pm 3,68$ cm; y se obtuvieron 216,000 huevos con diámetro promedio de $1,8 \pm 0,2$ mm y peso promedio de $5,8 \pm 1,0$ mg.

El propósito de ésta investigación fue evaluar el uso de un sistema de incubación artificial de huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*) evaluado a diferentes densidades de siembra; ya que con esta metodología se busca obtener un mayor número de larvas por hembra, mayor número de ciclos al año de los reproductores, mejorar la calidad sanitaria, mejorar la eficiencia de la reversión sexual de los alevinos y permitir ofrecer alevinos con tallas y edades uniformes, lo que permitirá el desarrollo de la acuicultura, impulsando a los pequeños y grandes piscicultores. Para incubar de manera artificial los huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*), se realizó un montaje del sistema, utilizando incubadoras tipo Mc Donald de capacidad de 1,5 L, al octavo día de sembrados los reproductores en el estanque, se procedió a recolectar los huevos de la boca de las hembras, limpiándose minuciosamente con abundante agua antes de sembrarlos en las incubadoras experimentales, en tres tratamientos: T1: 8.000 huevos/litro, T2:12.000 huevos/litro y T3: 24.000 huevos/litro. Durante el periodo de incubación y reabsorción del saco vitelino se llevó control diario de temperatura, oxígeno, pH y amonio del agua.

Las variables estudiadas fueron: porcentaje de eclosión y sobrevivencia larvaria, que se evaluaron mediante la prueba de Brand Snedecor. El tiempo de latencia de eclosión, se evaluó mediante la prueba de Kruskal Wallis y se determinó la relación beneficio-costo. Además se realizó un análisis de regresión múltiple, para determinar la dependencia de las variables porcentaje de eclosión y sobrevivencia larvaria frente a los parámetros fisicoquímicos del agua.

Se encontró que al octavo día de sembrado los reproductores en el estanque escavado, las hembras ya se encontraban incubando los huevos de manera bucal, y que las hembras de peso entre 166-333 g fueron las que mayor número de huevos por kilogramo obteniéndose de ellas un promedio de 3330 huevos/kilogramo de peso de hembra.

Que el T3 es el mejor tratamiento ya que se produce 329,5 larvas/kg hembra/ día, comparado con el T2 y T1, y que además es mejor comparado con el sistema tradicional que produce 15,68 larvas/kg de hembra/ día. Para la variable porcentaje de eclosión existen diferencias altamente significativas, entre los tratamientos, y que el mejor tratamiento es el T3, que presentó un 57,4%, frente al 44,3% y 25,2% del T2 y T1 respectivamente. En el tiempo de latencia de eclosión inicial, no se hallaron diferencias significativas, sin embargo, en el tiempo de latencia de eclosión final, el T3 presentó un menor tiempo para la eclosión, con valores de 122 horas, con respecto al T2 y T1 de 130 y 143 horas respectivamente. La supervivencia larval mostró que existen diferencias altamente significativas y que el T2 es estadísticamente significativo frente a los demás tratamientos, con un 96,6% de supervivencia, por ende el mejor tratamiento.

Al evaluar el sistema hidráulico se determinó que existe una eficiencia del 94,7 %, que por tanto el dicho sistema si se lo recomienda.

Al realizar la correlación de las variables frente a los parámetros fisicoquímicos del agua, se encontró que el pH y la temperatura influyeron en el porcentaje de eclosión, mientras que en la sobrevivencia larvaria solo el pH tuvo incidencia.

Con base en los resultados anteriores, la relación costo-beneficio resulta altamente positiva para el tratamiento T3 con el índice de 4,9 pesos recibidos por cada peso invertido. Con los anteriores resultados se concluye que el sistema de incubación artificial de huevos, se logra obtener una alta producción, así mismo mejorar el nivel de rentabilidad ya que este proyecto es económicamente viable.

ABSTRAC

This research fulfilled on the Estacion Piscícola Alto Magdalena, belonging to the Institute of Rural Development - INCODER located in the municipality of Gigante, department of the Huila, to 79 kilometres of Neiva city and to six kilometres of the municipality of Gigante; the period of study understood from July 3, 2007 until March 28, 2008. For this one study there were in use 240 breeding animals of a year of age, of the same lot, 180 females and 60 males with average weight of 520 ± 20 and average length of $29,78 \pm 3,68$ cm; and 216.000 eggs obtained with average diameter of $1,8 \pm 0,2$ mm and average weight of $5,8 \pm 1,0$ mg.

The intention of this one investigation was to evaluate the effect of different densities of sowing egg of tilapia red (*Oreochromis* sp), under a system of production of larvae using a system of artificial incubation; since with this methodology one seeks to obtain the best number of larvae for female, best number of cycles to the year of the breeding animals, to improve the sanitary quality of the fries, to obtain lots of fries with heights and uniform ages, to facilitate the efficiency of the sexual reversion of the fries, which will allow the development of the aquaculture, stimulating the small and big aquacultures.

To incubate in an artificial way the eggs of tilapia red (*Oreochromis* sp), the montage of the system was realized, using incubators type Mc Donald of capacity of 1,5 l, to the eighth day of cultivated fields the breeding animals in the reservoir, one proceeded to gather the eggs of the mouth of the females, being cleaned meticulously by abundant water before sowing them in the experimental incubators, in three treatments: T₁: 8.000 eggs / liter, T₂:12.000 eggs / liter and T₃: 24.000 eggs / liter. During the period of incubation and reabsorption of the sack yolk one took daily control of temperature, oxygen, pH and ammonia of the water.

The studied variables were: percentage of appearance and larval survival, which was evaluated by means of Brand Snedecor's test. The time of latency of appearance, it was evaluated by means of Kruskal Wallis's test and the relation decided benefit - cost. In addition there was realized an analysis of multiple regression, to determine the dependence of the variables percentage of appearance and larval survival opposite to the physicochemical parameters of the water.

The results obtained in the determination of the females that best number of eggs for kilogram were those who were in a range of weight of 166-333 g, an average

of 3330 being obtained of them eggs/kilogram of female's weight and that in addition to the eighth day already were incubating this eggs.

That the T_3 is the best treatment since one produces 329,5 eggs / kg female/day compared with the T_2 and T_1 , and that in addition is better compared with the traditional system that produces 15,68 larvaes/kg of female/day. For changeable highly significant differences exist percentage of appearance, among the treatments, and that the best treatment is the T_3 , which 57,4 % presented, opposite to 44,3 % and 25,2 % of the T_2 and T_1 respectively. In the time of latency of initial appearance, significant differences were not situated, nevertheless, in the time of latency of final appearance, the T_3 presented a minor time for the appearance with values of 122 hours, with regard to the T_2 and T_1 of 130 and 143 hours respectively. The larval survival showed that highly significant differences exist and that the T_2 is statistically significant opposite to other treatments, with 96,6 % of survival, being the best treatment.

On having evaluated the hydraulic system one determined that there exists an efficiency of 94,7%, that therefore the above mentioned system if one recommends it.

On having realized the correlation of the variables opposite to the physicochemical parameters of the water, one thought that the pH and the temperature influenced the percentage of appearance, whereas in the larval survival only the pH had incident.

With base in the previous results, the relation benefit-cost turns out to be highly positive for the treatment T_3 with the index of 4,9 weight got for every reversed weight. With the previous results one concludes that the system of artificial incubation of eggs, it is achieved to obtain a high production, likewise to improve the level of profitability since this project is economically viable.

INTRODUCCIÓN

La Acuicultura, es en la actualidad una de las principales fuentes de proteína de origen animal y tal como lo reporta el informe de la FAO¹, ésta ha crecido a un ritmo constante, de tal manera que ha pasado de un 3,9% de la producción total de proteínas mundial en el año de 1970 a un 27% en el año 2000 y presenta una tasa de crecimiento mucho mas rápida que cualquier otro tipo de producción de proteína de tipo animal, la cual representa el 9,2% anual².

La especie que participa activamente del crecimiento de la acuicultura mundial, es la tilapia roja (*Oreochromis sp.*) debido a que es una especie de fácil adaptación a diferentes ecosistemas, a cultivos en cautiverio, a altas densidades de siembra y a la buena aceptación en el mercado, por ende es que en los últimos 20 años ha crecido a una tasa del 12% anual, explotación liderada principalmente por la China, duplicándose desde 830.000 toneladas en 1990 a 1,6 millones de toneladas en 1999 y mas de 2,5 millones de toneladas en el 2005, de las cuales China está aportando casi 1 millón de toneladas³.

La Tilapia (*Oreochromis sp*; Trewavas, 1983), es un pez que es originario de África tropical, está catalogado por la FAO⁴ como la tercera especie producida en cautiverio, después de la carpa (*Cyprinus carpio*) y el salmón (*Oncorhynchus Kisutch*). Es una especie que por su rusticidad al cultivo, fácil adaptación a medios confinados, alta tasa de crecimiento, buen aspecto físico, consecución de semilla durante todo el año, la gran demanda en el mercado y por su buen sabor, ha logrado una producción que ha crecido a ritmo constante a nivel nacional y mundial, siendo en la actualidad la especie con mayor proyección y crecimiento para pequeño, medianos y grandes productores.

¹ ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. La acuicultura. Italia, Roma: FAO, Julio 2003 (Citado 27 febrero, 2008). Disponible en internet: URL: <http://www.fao.org/docrep/007/y4768s/y4768s00.htm>

² *Ibíd.*, p. 2.

³ ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. La cadena de la piscicultura en Colombia. Bogotá: Ministerio de Agricultura y desarrollo rural, Febrero 2005 (Citado 27 Febrero, 2008). Disponible en Internet: URL: http://www.agrocadenas.gov.co/piscicultura/documentos/caracterizacion_piscicultura.pdf

⁴ ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. Informe del mercado de tilapia. España: FAO GLOBEFISH, Junio 2007 (Citado 1 Marzo, 2008). Disponible en internet: URL: <http://aguaverde.acuicultura.googlepages.com/InformedelMercadodeTilapiaJUN2007.pdf>

La producción de tilapia ha crecido en los últimos años, y ante la alta y creciente demanda que se está generando día a día de este producto, el requerimiento de alevinos es cada vez mayor y con los procesos de selección de los animales para mejorar su productividad de carne, se ha desmejorado la productividad de alevinos por hembra, que afecta principalmente la rentabilidad de los cultivos, por esta razón se busca implementar nuevas tecnologías como la de incubación artificial de huevos de Tilapia (*Oreochromis sp*) que permite optimizar la producción de alevinos, sistema que se practica en otras partes del mundo como los países de Tailandia y Brasil, sin embargo la información dada del diseño, construcción y manejo del sistema es limitado, por ende existe la necesidad de investigar e implementar alternativas de alta producción mediante el uso de la ingeniería de la producción a nivel nacional y regional.

Es fundamental la implementación, adaptación y desarrollo de tecnologías que permitan obtener mayores beneficios productivos y económicos, como es la incubación artificial de los huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) que permite obtener un número mayor de alevinos por hembra, pues los huevos son extraídos directamente de la boca de ella y son incubados artificialmente bajo sistemas controlados, logrando larvas de mejor calidad sanitaria, homogeneidad de los lotes de engorde, control en los procesos de reversión sexual y patrones de trazabilidad de los mismos.

Por consiguiente, el objetivo de ésta investigación, es estandarizar el protocolo de incubación artificial de huevos de tilapia (*Oreochromis sp.*), en la estación piscícola Alto Magdalena, mejorando su nivel de producción de alevinos y con ello permitir el acceso de esta tecnología a la comunidad piscícola, como parte de las funciones extensionistas de la entidad y de generación y validación de tecnologías de punta, innovadoras y aplicables a la acuicultura regional y nacional.

1. DEFINICION Y DELIMITACION DEL PROBLEMA

La producción de tilapia ha estado en constante desarrollo en el país, y con ello la demanda de alevinos, los sistemas de levante y engorde han ido mejorando sus fases de producción, introduciendo aireadores para aumentar las densidades de cultivo, engordando en jaulas flotantes para maximizar la producción por unidad de área, inoculando bacterias nitrificantes para mejorar la calidad de suelos en estanques y haciendo un mejoramiento continuo en la formulación de los alimentos balanceados; por todo esto se suele decir que Colombia es un país líder en la explotación de Tilapia, pero a pesar de este desarrollo, su base, la producción de alevinos no ha tenido un desarrollo significativo, pues no se ha superado a la producción tradicional, donde no existe un control de los factores ambientales, donde se desconoce el real potencial reproductivo de los animales y el control sanitario es mínimo; esto ha llegado a crear un desabastecimiento de alevinos sobre todo en la temporada de lluvias, cuando la producción de alevinos puede disminuir hasta en un 30% de lo obtenido normalmente. Adicionalmente es común que los alevinos suministrados al mercado se encuentren afectados por agentes patógenos, hongos, bacterias o parásitos, lo que genera altas mortalidades al ser sembrados en las granjas de engorde generando grandes pérdidas productivas.

Es por esto que resulta de vital importancia, iniciar el desarrollo tecnológico del sector de producción de alevinos que ha crecido de manera empírica y donde se desaprovechan las bondades productivas de esta especie. En gran medida esto está dado por el desconocimiento de la técnica, la falta de capacitación académica de los productores de alevinos y de la no interacción productores – Academia. Con este estudio se busca evaluar el sistema de incubación artificial, como son el manejo de reproductores, recolección de huevos y la incubación artificial como tal y con ello impulsar la tecnificación de las granjas productoras de alevinos, optimizando sus recursos naturales y genéticos y por lo tanto la generación de una mejor dinámica en el sector.

2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Mediante el sistema de incubación artificial de huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*) es posible incrementar sustancialmente la producción de larvas, frente al sistema tradicional en estanques utilizado en la estación Piscícola Alto Magdalena?

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar diferentes densidades en incubación de huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*; trewavas 1983), mediante un sistema de incubación artificial, en la Estación Piscícola del Alto Magdalena Gigante (Huila).

3.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Determinar el porcentaje de eclosión de huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*) en un sistema de incubación artificial.
- Evaluar la sobrevivencia larval
- Establecer el tiempo de latencia de la eclosión los huevos (grados/hora).
- Realizar un análisis de regresión múltiple entre las variables y los parámetros físico químicos del agua.
- Calcular la relación beneficio-costos entre los tratamientos.

4. MARCO TEORICO

4.1 BIOLOGIA DE LA TILAPIA ROJA *Oreochromis sp.* (Trewavas, 1983).

4.1.1 Reseña histórica de la especie. Según Remolina⁵, sus orígenes se ubican en África y su propagación hoy en día es mundial. En Kenia se llevaron a cabo cultivos experimentales con ésta especie para luego ser difundida por los demás continentes y en África Oriental en el año de 1939 se descubrió la Tilapia Mossambica, nativa de los ríos. A finales de la segunda guerra mundial este pez ya había llegado a Indonesia y los japoneses conocedores de las posibilidades nutricionales de estos peces ayudaron a diseminar la tilapia por Indonesia.

De acuerdo con Merino, Salazar y Gómez⁶ es la especie mas cultivada en Colombia, llegó a comienzos de los 80, se conoce también como mojarra roja, mojarra cardenal, y pargo rojo y la producción reportada para Colombia por las estadísticas del INCODER en el 2.006 fueron de 28.000 toneladas.

4.1.2 Generalidades de la familia *Cichlidae*. Según Hopher y Pruginin⁷, las tilapias comúnmente denominadas en Colombia como mojarras, pertenecen a la gran familia de peces perteneciente a la familia Cichlidae, caracterizadas morfológicamente por tener cuerpo oblongo con aleta dorsal larga con 21 - 32 espinas. Es un pez originario del África considerado como bíblico, muy apreciado a nivel mundial por la calidad de su carne y por las sus bondades para su cultivo. En países como Filipinas e Indonesia ha sido adoptado como pez nativo.

Los mismos autores sostienen que los cíclidos son peces de aguas cálidas tropicales, que tienen un rango de temperatura en el que se obtienen mayores rendimientos en términos de crecimiento, que está entre 25-30 °C, viéndose afectado el crecimiento cuando la temperatura desciende por debajo de los 15°C y si ésta se acerca a los 9°C su muerte es inminente. Son peces rústicos, resistentes a medios adversos con bajas concentraciones de oxígeno por cortos periodos de tiempo y toleran cambios de temperatura. Así mismo en ambientes naturales se alimentan principalmente de fitoplancton y zooplancton y en estado juvenil

⁵ REMOLINA, Edgar. Respuesta a la selección masal para el crecimiento y conformación en *Oreochromis niloticus*. Trabajo de grado (Zootecnista). Bogotá: Universidad de Ciencia Aplicadas y Ambientales, Facultad de Zootecnia, 1997. p. 101.

⁶ MERINO, Claudia; SALAZAR, Gustavo y GOMEZ, Diana. Guía práctica de piscicultura en Colombia. Bogotá: INCODER, 2006. p. 37.

⁷ HEPHER, B. y PRUGININ, C. Cultivo de peces comerciales. Zaragoza, España: Limusa, 1987. p. 94.

también consumen larvas de insectos; aceptan fácilmente concentrados comerciales y también alimentos suplementarios como hojas de bore, hojas de yuca y harinas. Uno de los problemas que presenta esta especie es que se reproducen a partir de los dos meses de edad, teniendo entre 6 a 9 desoves por año.

Cada hembra produce de a 2000 a 3000 huevos por kilogramo de peso, los cuales son desovados y fertilizados de forma natural ocasionando superpoblación en las unidades de cultivo, situación que afecta el crecimiento, conversión alimenticia y disminuye la productividad y rentabilidad de las empresas productoras, puesto que la hembra desvía todas las energías del crecimiento para procesos reproductivos como ovulación, desove y cuidado parental, es que se realizan producciones monosexo de solo machos, quienes son los que presentan mayor crecimiento⁸.

4.1.3 Clasificación taxonómica de la tilapia roja *Oreochromis sp.* Según Trewavas⁹, la clasificación taxonómica de la tilapia roja es:

REINO: Animal

PHYLUM: Chordata

SUBPHYLUM: Vertebrata

CLASE: Teleostomi

SUPERCLASE: Actinopterygii

SUPERORDEN: Acanthopterygii

ORDEN: Perciformes

SUBORDEN: Percoidei

FAMILIA: Cichlidae

GENERO: *Oreochromis*

ESPECIE: *Oreochromis sp* (Trewavas, 1983)

NOMBRE COMUN: Tilapia roja, mojarra roja, pargo de agua dulce, red snapper.

4.1.4 Aspectos reproductivos de la tilapia roja *Oreochromis sp.* Según Merino, Salazar y Gómez¹⁰, a diferencia de otras especies, la tilapia roja (*Oreochromis sp*) (Figura 1) se considera como muy prolífica, debido a que se pueden reproducir a temprana edad, de 3 a 6 meses y esta condición ha hecho que se busquen alternativas de manejo para contrarrestar los efectos de la población en cultivos que conlleva esa alta tasa de reproducción.

⁸ *Ibid.*, p. 96.

⁹ LIM, Chhorn y WEBSTER, Carl. *Tilapia, Biology, culture and nutrition*. New York, Unites States: Food Products Press, 2006. p. 3.

¹⁰ *Ibid.*, p. 37.

Figura 1. Ejemplar de tilapia roja



Para Daza, et al¹¹, las tilapias son conocidas como peces muy fértiles y de fácil emparejamiento; en el género *Oreochromis*, el dimorfismo sexual es más acentuado y aparentemente es la hembra la que selecciona al macho por cortejo. Los machos de éste género son territorialistas y son altamente prolíficos, pueden fecundar varias hembras en periodos cortos de tiempo.

Espejo y Torres¹² aseguran que para el cálculo de una producción final de animales, o kilogramos de peces por unidad de volumen o área a producir, es necesario estimar acertadamente la cantidad de reproductores, huevos, larvas y alevinos a obtener y finalmente juveniles a sembrar. Experiencias realizadas por éstos mismos autores han establecido que el tamaño ideal de los reproductores en el cual alcanzan el mayor pico de producción, se encuentra entre los 160 y 300 g.

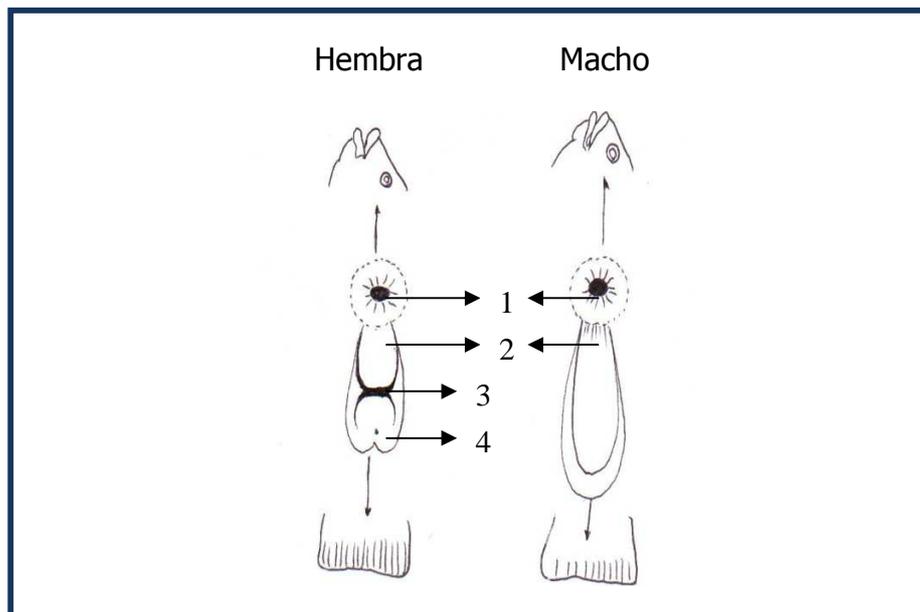
En ésta especie la diferenciación sexual se puede realizar externamente cuando las tilapias tienen entre 20 y 30 g. No obstante, existe un gran interés por el desarrollo de métodos confiables, rápidos y prácticos para sexar las tilapias vivas. El método más práctico utilizado se basa en que el macho presenta dos orificios bajo el vientre: el ano y el orificio urogenital, mientras que la hembra posee tres: el ano, el poro genital y el orificio urinario. El ano está siempre bien visible y es un agujero redondo. El orificio urogenital del macho es un pequeño punto en el extremo de la papila. La papila genital está bien desarrollada y dividida en largos filamentos blanquecinos, que durante el periodo de reproducción pueden alcanzar

¹¹ DAZA, Victoria; LANDINES, Miguel y SANABRIA, Ana. Reproducción de peces en el trópico. Bogotá, Colombia: INCODER, 2005. p. 148.

¹² ESPEJO, Carlos y TORRES, Enrique. Fundamentos de Acuicultura Continental. Bogotá, Colombia: INPA, 2001. p. 284.

varios centímetros. El orificio de la hembra es microscópico, apenas visible a simple vista, mientras que el poro genital se encuentra en una hendidura perpendicular al eje del cuerpo¹³, como se muestra en la Figura 2.

Figura 2. Diferenciación sexual en Tilapia.



1. Ano, 2. Papila genital, 3. Oviducto, 4. Uréter.
BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. p. 363.

Según Daza, et al¹⁴, el comportamiento de las tilapias es influenciado por el sistema reproductivo de la misma especie. Todas las tilapias del género *Oreochromis* presentan cuidado parental, o sea, incubación y protección en la boca de la madre de huevos y larvas durante sus primeros días de vida.

De acuerdo con Turner y Robinson, citados por este mismo autor, sostienen que los machos del género *Oreochromis* muestran características de una fuerte selección por el sexo, siendo éstos más grandes, más brillantes, más coloridos, dominantes, territorialistas y más agresivos que las hembras; construyen nidos y desarrollan estructuras sexuales secundarias como largas aletas dorsales y anales. El género *Tilapia* se caracteriza por presentar cuidado biparental y desove en

¹³ DAZA; LANDINES y SANABRIA, Op. cit., p. 149.

¹⁴ *Ibíd.*, p. 149.

sustratos, pero la selección por sexos es mucho más reducida y probablemente solo en machos, por cuanto estos son más grandes que las hembras¹⁵.

Los reproductores requieren de cantidades suficientes de alimentos bien formulados, a fin de mantenerse en buena condición y producción. Los alimentos malos pueden producir engrasamiento visceral, reducir la fecundidad y causar deficiencias nutricionales que predisponen tanto a los reproductores como a las crías a enfermedades infecciosas. La falta accidental de vitamina C en la dieta parece producir una respuesta inmediata en la condición y mortalidad de los alevinos. La formulación de la dieta que se ofrece a los reproductores debe tener más proteína y vitaminas que la que se les da a los peces en crecimiento, y con niveles más bajos de energía. En la práctica se ha encontrado que los reproductores se deben alimentar con granulados de 2 a 4 mm de diámetro, dos a tres veces al día, con una cantidad equivalente al 1-3% del peso de su cuerpo, dependiendo de la temperatura del agua¹⁶.

4.1.5 Influencia ambiental en la reproducción. Según Anzola¹⁷, los procesos de adaptabilidad de los animales implican un proceso evolutivo de varios millones de años, tiempo en el cual han logrado recopilar la suficiente información del exterior que les permite una óptima correlación entre los cambios medioambientales y sus procesos fisiológicos. Las periodicidades medio ambientales en los peces son expresadas por diversas actividades biológicas presentadas en determinados periodos del año que posibilitan el éxito de su adaptación. En el caso de la reproducción en la zona tropical, las temporadas de lluvias suelen ser el gatillo que dispara el inicio de los eventos reproductivos; ya que son éstos periodos en los cuales las aguas y los alimentos se hallan en las mejores disposiciones para la supervivencia de los alevinos.

4.1.6 Desarrollo del ovario. Ortega y Rodríguez¹⁸, citando a Yamamoto, propone tres tipos de desarrollo ovárico así:

¹⁵ DAZA; LANDINES y SANABRIA, Op. cit., p. 149.

¹⁶ MARTINEZ, Carlos y ROSS, Lindsay. Biología y cultivo de la mojarra latinoamericana *Cichlasoma urophthalmus*. México: GRAFOS S.A., 1994. p. 61.

¹⁷ ANZOLA, Eduardo., et al. Fundamentos de la acuicultura continental. Bogotá: INPA, 2001. p. 421.

¹⁸ ORTEGA, Lucy. RODRIGUEZ, Carlos. Evaluación comparativa del efecto del extracto pituitario de carpa y gonadotropina coriónica humana en la reproducción inducida del bagre del patía (*Rhamdia quelen*) en condiciones de cautiverio. Trabajo de grado (Ingeniero en Producción Acuícola). San Juan de Pasto: Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Pecuarias 2004. p. 29.

- **Desarrollo sincrónico.** Este estado presenta todos los oocitos en el mismo grado de madurez y es característico de especies que realizan una sola puesta en su vida, generalmente seguido por la muerte. Como ejemplo se reportan especies como *Petromyzon planeri* y *Oncorhynchus masou*.
- **Desarrollo sincrónico por grupos.** Es el más común en los teleósteos, en este tipo de maduración existen dos estadios diferentes, uno constituido por oocitos destinados a ser expulsados y otro por oocitos con muy poca cantidad de vitelo, inmaduros, que constituyen la reserva para la siguiente temporada reproductiva. Estos peces generalmente desovan una sola vez al año en una estación corta y definida y pueden presentar varios desoves a lo largo de su vida. Se reportan especies como el arenque, la trucha y los lenguados.
- **Desarrollo asincrónico.** Los peces que corresponden a este tipo son los más numerosos; en este estado el ovario posee oocitos en todos los estados de maduración, la ovulación y el desove ocurren a través de una larga etapa reproductiva y generalmente varias veces en la misma estación. Se presenta en especies como la carpa, tilapia y sardina.

Woynarovich y Horváth citados por Ortega y Rodríguez¹⁹ sustentan que el desarrollo de los huevos es un proceso rápido, especialmente si se trata de peces tropicales y subtropicales, es difícil individualizar tantos estadios de desarrollo como se hallan en la trucha (*Oncorhynchus mykiss*). Los principales estadios observables son: la dilatación, el desarrollo germinativo y el desarrollo embrional. Para los mismos autores es importante tener en cuenta factores determinantes en la incubación como temperatura óptima del agua, oxígeno disuelto, quitar los metabolitos producidos por los huevos, eliminar bacterias u otros organismos patógenos o contaminantes, además de minimizar los efectos que puedan causar sacudidas, choques, tirones o cualquier otra forma de daño a los huevos en su desarrollo. Para este proceso es importante tener en cuenta el tipo de incubadoras, las más recomendadas por Woynarovich, y Horváth, son las incubadoras en forma de embudo, y las tipo Mc donald, en la cual el agua asciende manteniendo la masa de huevos suspendida en el agua y en un continuo movimiento, aportando oxígeno suficiente en cada entrada.

4.2 CLASE DE HUEVOS DE PECES.

Los huevos que caen a la cavidad ovárica no tienen forma definida. La membrana que los recubre es blanda y ciñe estrechamente la masa central, que comprende el núcleo y el vitelo. Cuando los huevos maduros caen al agua, adquieren forma

¹⁹ ORTEGA y RODRIGUEZ, Op. cit., p. 29.

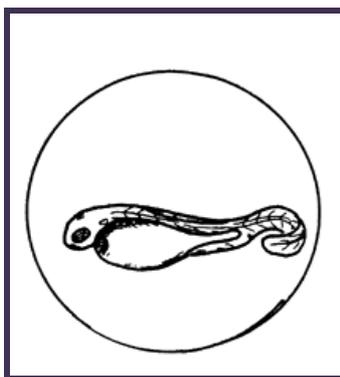
redonda y poco después empiezan a dilatarse. El agua penetra entre la membrana del huevo y la masa central y se desarrolla así el espacio perivitelino. Al cabo de un minuto o menos se cierra el micrópilo y ningún espermatozoide puede ya penetrar en el huevo. La dilatación dura normalmente una o dos horas. El huevo adquiere luego su forma definitiva y queda henchido de agua, pero la dilatación no altera el tamaño de la masa central del huevo²⁰. Los huevos fertilizados de los peces pueden ser de distintos tipos. A efectos prácticos, sin embargo, pueden distinguirse dos categorías principales: libres y adherentes.

4.2.1 Huevos libres. Según Woynarovich y Horváth²¹, los huevos libres pueden dividirse en los cuatro tipos siguientes, según su peso específico:

- a. Huevos sobrenadantes (cuyo peso específico es ligeramente menor que el del agua),
- b. Huevos flotantes (cuyo peso específico es ligeramente mayor que el del agua),
- c. Huevos semiflotantes (cuyo peso específico es mayor que el del agua), y
- d. Huevos rodantes (cuyo peso específico es mayor que el del agua).

El peso específico de los huevos depende del volumen del espacio perivitelino y del peso específico de la masa central. Esta última puede ser pesada, si no tiene gotitas o glóbulos de aceite, o ligera, si tiene una o más. En ésta clase de huevos encontramos a los de la tilapia, cuyos huevos son libres pero pesados, por tal razón también se llaman bentónicos (Figura 3).

Figura 3. Huevos libres



²⁰ WOYNAROVICH, E. y L. HORVÁTH. Propagación artificial de peces de aguas templadas. Brasil: FAO, Junio 1981. (Citado 24 Enero, 2208). Disponible en internet: URL: <http://www.fao.org/DOCREP/005/AC908S/AC908S00.HTM>

²¹ *Ibíd.*, p. 8.

4.2.2 Huevos adherentes. La membrana de estos huevos está recubierta de una capa adhesiva que se activa cuando el huevo entra en contacto con el agua y hace que los huevos se adhieran a algún objeto o se aglutinen entre sí²². Pueden distinguirse dos tipos de adherencia:

- a. los huevos se adhieren a objetos
- b. los huevos se adhieren entre sí, formando una masa o racimo de huevos.

La adhesividad es a veces muy fuerte y los huevos sufren daños si se les arranca de su sustrato. Otras veces es muy ligera y es fácil separar los huevos. Entre ambos extremos se encuentran varios tipos intermedios. La adhesividad disminuye gradualmente a medida que el huevo se desarrolla y el aumento de la salinidad influye negativamente en ella. A ésta clase pertenecen los huevos de las carpas (Figura 4).

Figura 4. Huevos adherentes



4.3 DESOVE DE LOS REPRODUCTORES.

Según Barnabé²³, la puesta tiene lugar en el agua así como la emisión de esperma; a pesar de que numerosos espermatozoides rodean cada huevo, solo uno

²² *Ibíd.*, p. 8.

²³ BARNABE, *Op. Cit.*, p. 119.

penetrará por el micrópilo para asegurar la fecundación, inmediatamente después de ésta el huevo absorbe agua y el corión se endurece. Se forma un espacio perivitelínico y el embrión se desarrolla en un principio, en forma de blastodisco en el polo animal. El blastodisco envuelve al vitelo por epibolia pero deja un blastoporo. El eje embrionario se forma por la convergencia de los tejidos, se metameriza, se aísla del vitelo, la zona cefálica se alarga y posteriormente lo hace el resto del cuerpo. El corazón es funcional y los ojos están formados antes de la eclosión.

4.4 DESARROLLO EMBRIONARIO.

Producida la fecundación, en pocos minutos de la hidratación final de los huevos, la división celular se produce en el polo animal observándose el primer clivaje, que da lugar al estadio dos células. La división celular y el desarrollo son continuos y si las condiciones del abastecimiento de agua, con buen contenido de oxígeno se mantienen con una temperatura media de 26 °C, el desarrollo se completa satisfactoriamente, produciéndose la eclosión y salida de la larva²⁴.

El desarrollo de un embrión generalmente es un proceso delicado y cualquier tipo de anomalía mas allá de lo tolerable puede causar daños irreparables e irreversibles a los huevos en desarrollo. Los límites de tolerancia pueden ser diferentes para huevos de distintas especies. Cuando se incuban los huevos en una incubadora es importante cumplir las condiciones con las cuales se puede evitar la interrupción del desarrollo y mortandad de los huevos, malformaciones y desarrollo irregular del embrión, eclosión prematura, así como daños fatales, para esto los requisitos y condiciones de desarrollo saludables de los embriones no son iguales durante el desarrollo del huevo y también difieren entre especie, por ejemplo cuando el contenido de oxígeno es de 7,0 mg/L en el agua corriente de la incubadora, transporta alrededor de 2100 mg de oxígeno por hora en una incubadora de 200 litros de volumen, esto es suficiente para 200- 300000 huevos. Considerando que la respiración de los huevos y larvas tiene lugar por la difusión a través de la membrana del huevo y la piel de las larvas, respectivamente, las diferencias de concentración influyen en la velocidad de la difusión, por esto, la fuente de oxígeno puede ser insuficiente si el oxígeno disuelto solo es de 4,0 mg/L²⁵.

²⁴ TRATADO DE COOPERACION AMAZONICA. Op cit., p. 49

²⁵ WOYNAROVICH, Elek. Reproducción artificial de las especies Colossoma y Piaractus. Lima, Perú: FONDEPES. 1998. p. 42

Cuando termina el proceso de dilatación del huevo, las dos partes de la masa central están ya perfectamente formadas y son fácilmente distinguibles por su forma y su color. El polo animal se alza como un pequeño promontorio sobre la masa vitelina y adquiere una coloración amarillo oscura. Tras un breve intervalo, cuya duración depende de la temperatura del agua, comienza la segmentación del polo animal y el promontorio unicelular se divide sucesivamente en 2, 4, 8, 16 y 32 células. En esa fase presenta el aspecto de una mora (*morus* en latín) y por ello ese estadio se conoce con el nombre de mórula (Figura 5). Las subdivisiones sucesivas de esas células producen un blastodermo multicelular, que al principio no tiene más que una capa de células y gradualmente adquiere varias capas. Cada una de esas células se llama un "blastómero". A medida que el número de blastómeros aumenta, su tamaño disminuye. En el estadio de mórula el embrión es muy sensible a las sacudidas y las células pueden desprenderse de la superficie, causando la muerte del embrión. Más tarde aparece entre el vitelo y la masa celular un espacio denominado cavidad de segmentación. Se dice entonces que el embrión se halla en el estadio de blástula (Figura 5)²⁶.

Inicialmente las células del blastodermo se disponen encima del vitelo formando una especie de gorro. A medida que avanza la división celular, las células comienzan a envolver el vitelo hasta rodearlo completamente, dejando sólo en el extremo una pequeña apertura, el blastoporo, que más tarde se cierra también. Se llega así al punto de transición entre el estadio germinativo inicial y el estadio de desarrollo embrional. La masa celular adquiere mayor espesor y se dispone en forma de diadema en el lado opuesto al blastoporo. Al mismo tiempo aparecen en ambos extremos los brotes de la cabeza y de la cola. Poco después, ambos brotes son claramente definibles y aparecen los primeros segmentos del cuerpo. En la cabeza se desarrollan los ojos ("vesículas ópticas") y el brote de la cola empieza a crecer longitudinalmente. A mitad del proceso de desarrollo se forma el corazón y empieza a latir. Al mismo tiempo, en la superficie de la masa vitelina se forma un sistema capilar o un vaso sanguíneo. El embrión empieza a agitar la cola ocasionalmente y más tarde agita todo el cuerpo. Posteriormente, el embrión comienza a girar dentro del espacio perivitelino. Ese movimiento giratorio y los demás movimientos se hacen más enérgicos antes de la eclosión. Los metabolitos del embrión contienen algunas enzimas que actúan sobre la membrana del huevo y la disuelven desde adentro, debitándola y permitiendo al embrión romperla fácilmente y salir²⁷.

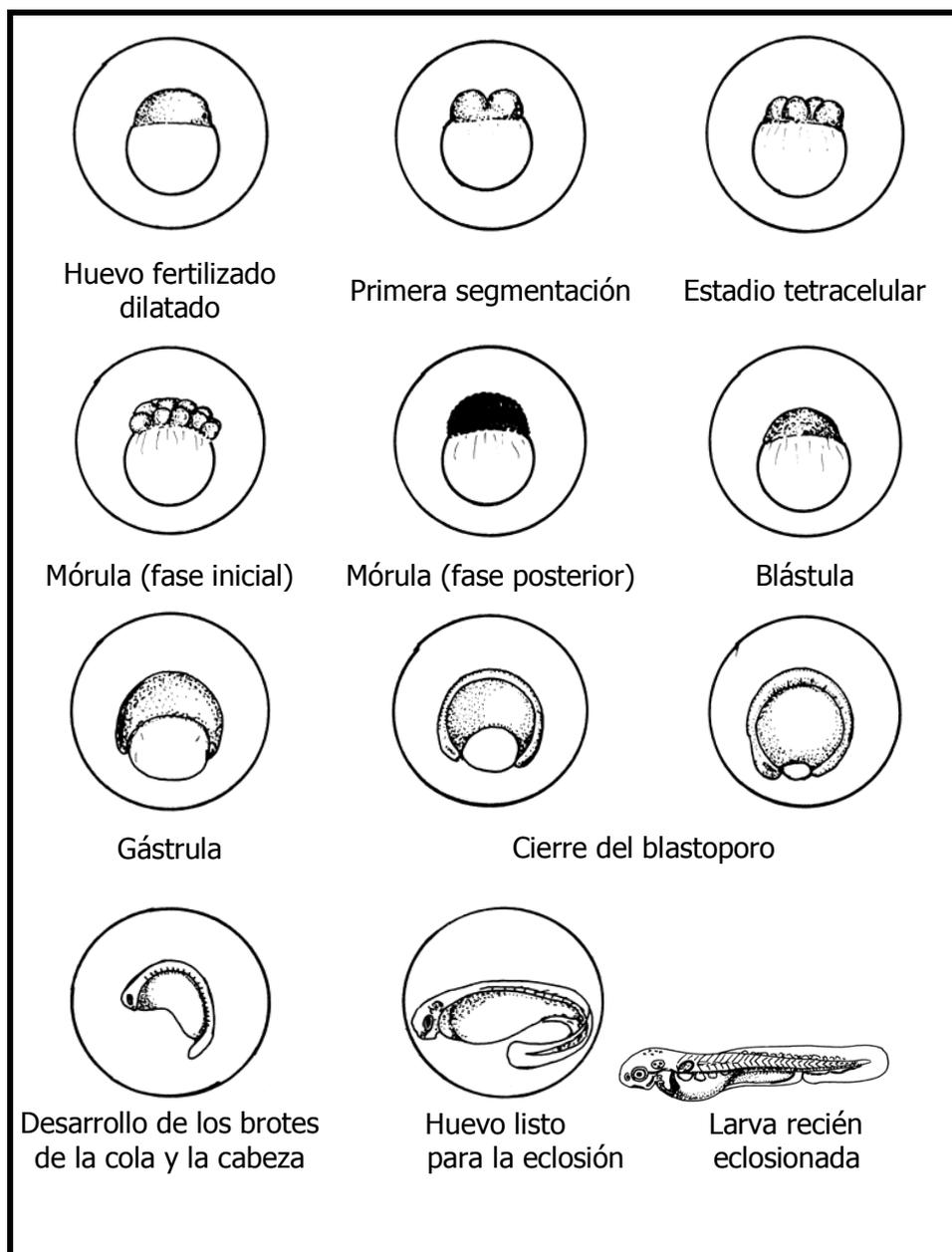
El tiempo que los huevos tardan en desarrollarse varía en general según la especie y depende además de la temperatura durante la incubación y del oxígeno que el

²⁶ WOYNAROVICH y HORVÁTH. Op. Cit., p. 20

²⁷ *Ibíd.*, p.3

huevo puede disponer al principio. La escasez de oxígeno durante la segunda parte del desarrollo embrional no reducirá el ritmo de desarrollo, pero puede ser fatal para el embrión.

Figura 5. Desarrollo del huevo fertilizado.



WOYNAROVICH, E. y L. HORVÁTH. Propagación artificial de peces de aguas templadas. Brasil: FAO, Junio 1981. (Citado 24 Enero, 2208). Disponible en internet: URL: <http://www.fao.org/DOCREP/005/AC908S/AC908S00.HTM>.

4.5 INCUBACIÓN DE LOS HUEVOS.

La incubación de los huevos es una fase importante puesto que las necesidades biológicas de los huevos de cada especie generan técnicas diferentes ya sean pelágicos o bentónicos; libres o adherentes, en el caso de la tilapia que tiene huevos de gran tamaño (2 mm) se recomienda incubadoras con flujo constante y que los tenga en un continuo movimiento, pues éstos son bentónicos, ya que posee mayor densidad a la del agua²⁸.

Para Barnabe²⁹ la duración de la incubación es variable según la especie (de 1 a 5 días después de la fecundación) y está modulada por la temperatura. La cronología de la incubación ha sido descrita en muchas especies y exige de un medio poco variable y propio de cada especie. La calidad del huevo es un parámetro difícil de valorar, pero es innegable que esta calidad varía, siendo la supervivencia de las larvas eclosionadas el primer testimonio, esta calidad está determinada por la nutrición y el entorno de los reproductores.

La calidad de agua para la incubación, en lo posible debe ser carente de sólidos en suspensión y de materia orgánica, sea viva o inerte, ya que estos materiales se depositan sobre la superficie de los huevos, limitando el proceso de respiración que se realiza a través de la membrana³⁰.

De acuerdo con Guillaume y Kaushik³¹, al principio la vida embrionaria se desarrolla en un medio delimitado por el corion del huevo y después tras la eclosión en el medio exterior. El embrión se llama también "vesiculado" ya que la vesícula vitelina forma una prominencia ventral perfectamente visible, o bien "libre" ya que se beneficia de una cierta capacidad de desplazamiento autónomo, a pesar de que el resultado sea todavía muy malo. Desde el punto de vista nutricional el embrión satisface sus gastos de crecimiento, utilizando las reservas vitelinas de origen materno que están presentes en el huevo en el momento de la fecundación.

²⁸ Ibid., p. 160.

²⁹ BARNABE, Op. cit., p. 381.

³⁰ Ibid., p. 56.

³¹ GUILLAUME, J. y KAUSHIK, S. Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. España: Mundi Prensa, 2004. p. 242.

4.6 CLASES DE INCUBADORAS.

Las incubadoras son recipientes cónicos o cilindro cónico, de materiales diversos como vidrio, plástico y en general de cualquier material inerte. Una incubadora debe funcionar con abastecimiento constante de agua, a fin de mantener los huevos en movimiento ya que de otro modo se adhieren entre si y mueren; adicionalmente, la renovación constante del agua permite eliminar los catabolitos, como dióxido de carbono y amoniaco³².

El flujo de incubación no debe ser brusco, solo lo suficiente como para tener un movimiento lento de los huevos en la zona cónica o redondeada de la incubadora. No se debe utilizar un flujo muy alto porque puede ser capaz de producir un movimiento intenso de los huevos mas allá de la zona redondeada que resultaría perjudicial. En todo momento debe tenerse presente que los huevos son muy delicados y que los traumatismos producidos por el flujo excesivo interrumpen el desarrollo embrionario, y producen la mortalidad. El flujo excesivo durante el estadio de mórula por ejemplo, produce desprendimiento de algunas células y luego el huevo muere.

Existen diferentes tipos de incubadoras, teniendo en cuenta las distintas necesidades de los huevos de diferentes especies de peces. En los sistemas de incubación es preferible utilizar agua que llegue por acción de la gravedad, porque con ese sistema es menos probable que se produzcan fallos.

4.6.1 Incubadoras en forma de artesa. Las artesas constituyen el tipo más primitivo de incubadora. Se utilizan para la incubación de huevos de trucha. El agua entra por un extremo y sale por el otro (Figura 6). La longitud de la artesa puede variar de 1 a 3 m. Se utilizan principalmente para incubar huevos pesados, como los de salmónidos, pero pueden utilizarse también para la incubación de huevos adheridos a nidos³³.

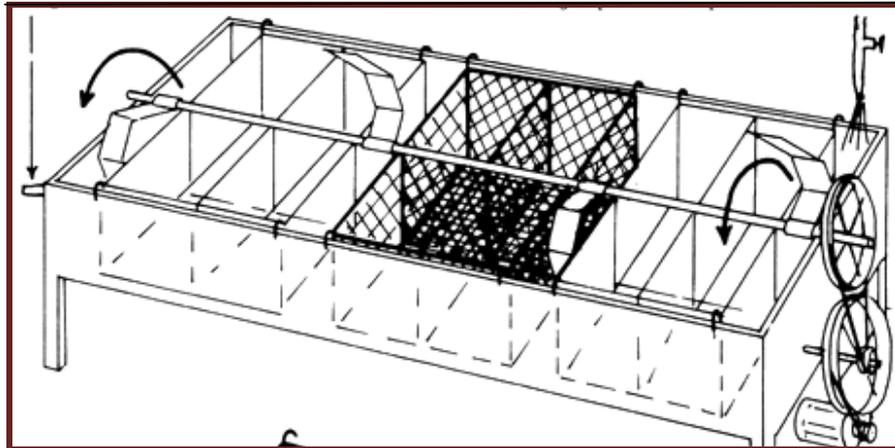
La caja de incubación de dos cajas, una dentro de la otra, la interior de las cuales tiene el fondo perforado o ha sido sustituido por una tela de cedazo de malla fina. El agua entra por abajo y baña los huevos, que no se mueven. Esta incubadora resulta más eficaz para la incubación de huevos de salmónidos y de huevos

³² WOYNAROVICH Y HORVÁTH, Op. cit., p. 10

³³ *Ibíd.*, p. 11.

adheridos a los materiales del nido o aglutinados entre sí formando una masa, se emplean para los huevos de bagre de canal³⁴.

Figura 6. Incubadora tipo artesa, para incubación de huevos.



Las artesas de incubación utilizadas para el bagre de canal tienen 50 cm de anchura, 25 cm de profundidad y 2,5 m de longitud y están hechas de lámina de aluminio o de hierro. Pueden colocarse tabiques para separar los huevos que se hallan en distintos estadios de desarrollo. Cada sección debe tener un desagüe y una toma independiente de agua. A través de la artesa, en su centro, se coloca un tubo o vara de 2,5 cm de diámetro, que actúa de eje giratorio sobre el cual se montan varias paletas. El eje debe tener un asiento en ambos extremos de la artesa y, de ser posible, en los tabiques. Las paletas se hacen de lámina de metal y se colocan, a intervalos, entre las cestas de tela metálica en las que se hallan las masas de huevos³⁵.

El eje se hace girar a una velocidad de 30 revoluciones por minuto mediante un motor eléctrico y una serie de correas de transmisión. Un motor de ¼ hp (1 750 rpm), con una combinación de una polea de 3–4 cm unida por una correa de transmisión a otra de 25 cm y una polea de 3–4 cm unida a otra de 30 cm, hará girar el eje a 30 rpm aproximadamente. Las cestas en las que se colocan los huevos se suspenden con ganchos de las paredes laterales de la artesa. Tienen

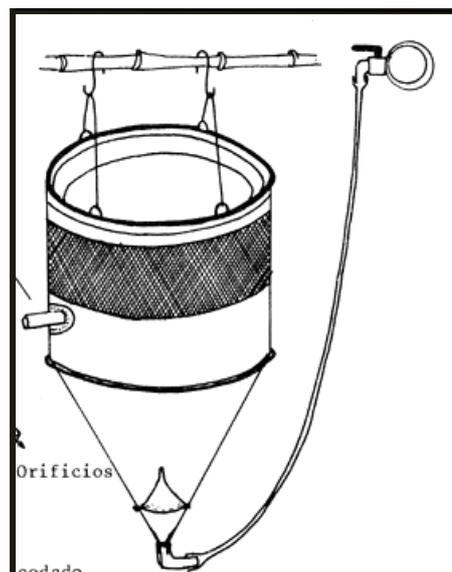
³⁴ *Ibíd.*, p. 11.

³⁵ *Ibíd.*, p. 11.

7,5–8,0 cm de profundidad, están divididas en dos o cuatro compartimientos y se construyen con tela metálica de 5–6 mm de malla³⁶.

4.6.2 Incubadoras cónicas, tipo Woynarovich. Estas incubadoras como su nombre lo indica, tienen aproximadamente la forma de un cono o embudo (Figura 7). El modelo original es la vasija Zoug, hecha de cristal. El agua entra por el fondo, a través de un pequeño embudo cónico, y se desborda por la parte alta de la incubadora. La corriente ascendente mantiene la masa de huevos suspendida en el agua y en movimiento continuo. Para evitar salpicaduras de agua, se prolonga la incubadora con un cabezal de plástico o metal, en el que se introduce un tubo de desagüe, o con un trozo de neumático de caucho, dejando un orificio para la salida del agua. Estas incubadoras pueden hacerse también con una combinación de arcilla o plástico y lienzo o tela de cedazo. Para que el embudo mantenga la forma es preciso montarlo sobre una armadura o al menos sobre dos anillas de bambú o de metal. Para evitar que el agua entre con demasiada fuerza y pueda dañar los huevos, se coloca en el fondo un rociador o uno o dos embudos de cocina³⁷.

Figura 7. Incubadoras cónicas.



Las vasijas Zoug (llamadas así por el lago Zoug, en Suiza, donde se utilizaron por primera vez) son de vidrio y su capacidad varía entre 6 y 16 l. Hoy día se hacen de fibra de vidrio, con capacidades que van de 40–80 l hasta 200. También se utilizan

³⁶ *Ibíd.*, p. 11.

³⁷ *Ibíd.*, p. 12.

incubadoras en forma de embudo hechas de metal, pero en ese caso es necesario pintar la pared interior con una pintura neutra. Pueden utilizarse también incubadoras de metal revestidas con una lámina de plástico. Las incubadoras en forma de embudo hechas de lámina de plástico tienen una capacidad de 6–8 l, si no han de ir sumergidas en agua. Las incubadoras hechas con lámina de plástico y tela de cedazo, que se colocan dentro del agua, tienen una capacidad que varía entre 15 y 100 L³⁸.

4.6.3 Incubadoras tipo Mc Donald. El vaso de Mc Donald es un recipiente cilíndrico con fondo esférico (Figura 8). El agua entra por un tubo que llega hasta el fondo del cilindro y en su movimiento ascendente mueve y mezcla la masa de huevos continuamente. En las incubadoras de forma cilíndrica, los huevos, separados unos de otros, se mueven y mezclan continuamente, mientras el agua que entra aporta oxígeno suficiente y arrastra consigo todos los desechos. Es importante regular bien la entrada del agua para evitar que los huevos sufran daños³⁹.

Figura 8. Incubadoras tipo Mc donald.



Estas incubadoras son los aparatos de incubación más comúnmente utilizados. Se utilizan para huevos no adherentes de diferentes pesos específicos y para huevos adherentes cuya capa adhesiva se haya eliminado. Puede utilizarse también para huevos adheridos al material del nido. En una incubadora con 10 litros de agua, el

³⁸ *Ibíd.*, p. 12.

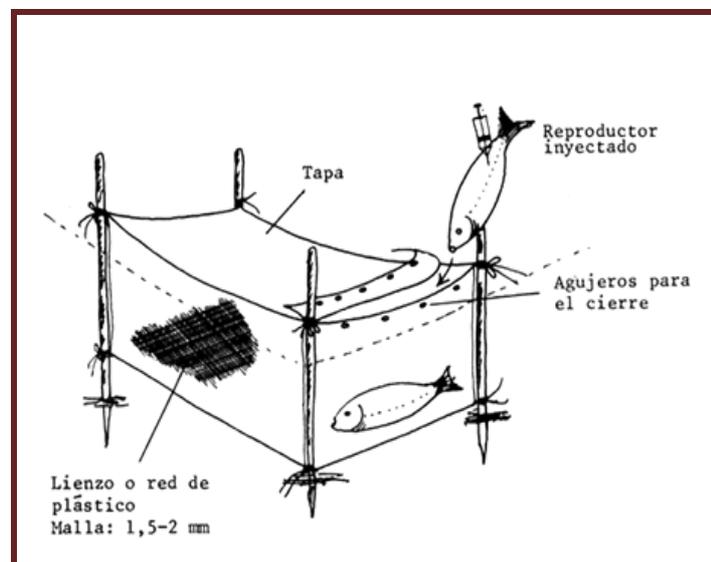
³⁹ *Ibíd.*, p. 12.

agua debe entrar a razón de 1,2 L/min en las primeras fases de desarrollo del huevo y de 1,0 –1,5 l/min después del cierre del blastoporo. Si los huevos se mantienen en movimiento continuo quiere decir que la entrada de agua es suficiente. Son utilizadas actualmente para la incubación de cíclidos como las tilapias⁴⁰.

4.6.4 Incubadoras giratorias en forma de barril o tambor. Estas incubadoras se preparan con tela de cedazo tendida sobre una armadura metálica (Figura 9). El fondo y la tapa del tambor son de madera o metal y en esta última se abre una ventanilla para introducir los huevos y sacar las larvas. El tambor va montado sobre un eje, alrededor del cual se le hace girar colocándolo en la corriente de un río o empleando una rueda hidráulica o un motor eléctrico. Con este aparato pueden incubarse huevos rodantes pesados, como los de esturión y mahseer.

Los barriles o tambores giratorios pueden construirse fácilmente en cualquier taller. Su ventaja principal es la facilidad con que pueden incubarse gran número de huevos, pero se encuentran algunas dificultades para manipular los huevos y extraer las larvas después de la eclosión⁴¹.

Figura 9. Incubadoras giratorias en forma de barril.



⁴⁰ *Ibíd.*, p. 12.

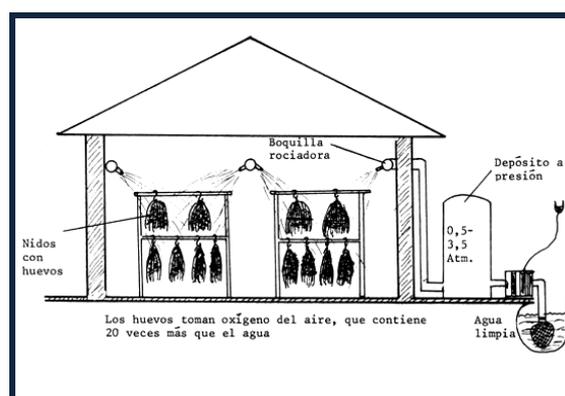
⁴¹ *Ibíd.*, p. 12.

6.6.5 Incubación en tanques con aireación. Si no se dispone de agua corriente, los huevos flotantes pueden incubarse en grandes recipientes en los que por bombeo de aire, el movimiento del agua y la oxigenación sean continuos. Las burbujas de aire remueven el agua, mantienen los huevos a flote y aportan oxígeno. En esos recipientes se colocan 300–400 huevos por litro de agua, lo que quiere decir que en 1 m³ pueden incubarse 400 000 huevos. Este tipo de incubadora se utiliza para los huevos de mújol (*Mugil cephalus*), manteniendo una salinidad del 32 por ciento, una temperatura de 20°C y un contenido de oxígeno de 7,0 ppm aproximadamente⁴².

4.6.6 Incubación en bandejas con movimiento de agua por goteo. Es posible incubar los huevos en una bandeja poco profunda (1–2 cm de agua) si sobre ella gotea agua continuamente desde una altura de 20–30 cm. El goteo debe ser suficientemente intenso para asegurar una aportación suficiente de oxígeno y eliminar los productos de desecho. Según el tamaño de los huevos, pueden incubarse 5–10 huevos en 1 cm² de superficie. Con este método pueden incubarse huevos pesados y huevos que tienden a aglutinarse entre sí, pero resulta útil sólo para la incubación experimental y no para la propagación masiva⁴³.

4.6.7 Incubación en cámara de rociado (cámara de aspersión). Los huevos que están adheridos a nidos y tienen un espacio perivitelino muy estrecho y una membrana suficientemente resistente, pueden incubarse en cámaras de rociado (Figura 10). Con este método, los huevos absorben oxígeno del aire, cuyo contenido en oxígeno es unas 20 veces mayor que el del agua saturada de oxígeno.

Figura 10. Cámara de rociado.



⁴² *Ibíd.*, p. 12.

⁴³ *Ibíd.*, p. 13.

Si sobre la superficie del huevo se mantiene una capa fina de agua o se mantienen los huevos apenas húmedos, el oxígeno del aire puede penetrar en ellos por difusión. Para mantener continuamente húmeda la superficie de los huevos se hace llegar sobre ellos una lluvia fina de agua a presión, utilizando un rociador. Con una presión de rociado de 0,5 a 4,5 atmósferas los huevos se mantienen constantemente húmedos. Con este método pueden incubarse los huevos de lucio y de carpas, que forman masas de huevos densas y aglutinadas sobre los nidos, e incluso los huevos enterrados bajo otros pueden conseguir suficiente oxígeno. En cambio, si los nidos se sumergen en agua, muchos de los huevos que se hallen en el interior perecerán por falta de oxígeno. En esas cámaras, además, pueden evitarse las infecciones de *Saprolegnia*, porque estos y otros hongos no pueden soportar el movimiento continuo de aire. Sólo cuando los huevos están a punto de hacer eclosión se coloca el nido dentro del agua⁴⁴.

4.7 DESARROLLO DE LAS LARVAS DE PECES.

De acuerdo con Benavides y Ortega⁴⁵, de los huevos sale una larva que se alimenta de vitelo y que al terminar con las reservas vitelinas debe alimentarse de forma exógena. La apariencia externa de un alevín es similar al pez adulto, excepto en el caso de los peces planos cuyos ojos migran a uno de los lados y el alevín se hace bentónico. El crecimiento es continuo, dependiendo principalmente de la temperatura del agua y de la alimentación. La larva es libre, en ella el vitelo es claramente visible y se encuentra conectado con el tubo digestivo en desarrollo. Todas las estructuras del animal adulto ya están presentes, si bien su desarrollo y por lo tanto su función no son completas todavía. La incipiente musculatura permite a la larva efectuar pequeños movimientos.

Las actividades natatorias de la larva se establecen progresivamente, pasiva al principio, cuando la larva se orienta boca abajo en posición horizontal hacia la luz y mantiene dicha posición en aguas poco agitadas, es el caso de la larva de tilapia, que por presentar gran reserva vitelínica siempre tiende a irse al fondo lo que explica que la madre la mantiene dentro de su boca, para mantenerla en movimientos suaves y constantes⁴⁶.

⁴⁴ *Ibíd.*, p. 12.

⁴⁵ BENAVIDES, Jorge y ORTEGA, María. Evaluación de la gonadotropina coriónica humana (HCG) Y el Extracto Pituitario de Carpa (EPC) en la reproducción inducida del capitán *Eremophilus mutisii* (HUMBOLDT, 1805) en condiciones de cautiverio. Trabajo de grado (Ingeniero en Producción Acuícola). San Juan de Pasto: Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Pecuarias. 2005, p. 30

⁴⁶ BARNABE, Op. Cit., p. 390.

4.8 PARÁMETROS FÍSICO QUÍMICOS DEL AGUA.

Para cualquier fase del cultivo de peces se debe tener en cuenta que el agua debe estar disponible durante todo el año en cantidades adecuadas, de tal forma que pueda ser controlada y manejada. Debe existir una fuente de agua segura, la cual puede provenir de lluvia, manantiales, ríos, riachuelos, lagos, reservorios y agua del subsuelo.

Según Gallardo⁴⁷ para cualquier fase de un cultivo en la acuicultura, se necesita que la calidad del agua sea óptima, especialmente para las primeras fases de su desarrollo, para la fase de incubación de huevos y para la fase de larvicultura; puesto a que el agua que llega a los reservorios o fuentes de almacenamiento no es de la mejor calidad, por esto se diseñan y se manejan sistemas de filtración y decantación, con el fin de mejorar sus propiedades.

De acuerdo con el mismo autor, para mejorar la calidad del agua se han utilizado muchos procesos que han sido verificados individualmente y combinados en forma experimental en el pasado, pero no resultan económicamente viables para la fase comercial. Los principales procesos utilizados en los tratamientos a efectuar en este tipo de sistema, son los siguientes:

- ◆ Utilización de filtros
- ◆ Sedimentadores o decantadores
- ◆ Filtración media granular
- ◆ Filtración biológica
- ◆ Aireación.

Los filtros de arena y decantadores son la mejor opción para disminuir considerablemente la concentración de sólidos suspendidos, quedando inclusive por debajo de las exigencias establecidas. La eficiencia de éstos se mide de acuerdo a la cantidad de sólidos retenidos en él, el valor de la eficiencia se la expresa en porcentaje que va des de 0 – 100%⁴⁸.

⁴⁷ GALLARDO, Rodrigo. Sistema de recirculación de agua para la cría de alevinos de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) Y carpa común (*Cyprinus carpio*). Bogotá: SAGPYA, 2006. (Citado 23 Marzo, 2008). Disponible en internet: URL: http://www.produccionbovina.com/produccion_peces/piscicultura/3sistemas_cerrados_de_recirculacion.htm

⁴⁸ GUIME, Fernando. Filtración de sólidos suspendidos y materiales filtrantes. Bogotá: InterPure Water, Septiembre 2002. (Citado 25 Febrero, 2008). Disponible en internet: URL: http://www.interpurewater.com/filtracion_de_solidos_suspendidos_y_materiales_filtrantes.html

Los problemas que actualmente se tienen en granjas acuícolas relacionados con la cantidad de agua son: bajo tiempo de recambio, baja velocidad del agua y sobrepoblación de los espacios de cultivo. Los problemas relacionados con la calidad del agua, generalmente, derivan en enfermedades o en estrés, que no permite el buen desarrollo de las larvas y alevinos.

La piscicultura de flujo abierto, lamentablemente son un tanto más ineficientes que una de flujo cerrado (con aportes diarios) ya que en estas últimas la posibilidad de medir y corregir algún parámetro que presente una amenaza para el equilibrio del sistema es totalmente posible. Para una operación normal de las primeras fases del cultivo, el límite de sólidos totales admitidos, suele ser de 10 mg/litro, alcanzando un límite superior de 25 mg/l. Por ello, la remoción de los sólidos totales (suspendidos y disueltos) es indispensable. El registro y control tanto del pH, amonio, temperatura y oxígeno son parte fundamental en la eficiencia que se busca en la operación de estos sistemas⁴⁹.

4.8.1 Sólidos totales. Los sólidos totales son la suma de los sólidos suspendidos y los sólidos disueltos.

4.8.2 Sólidos suspendidos. Es la medida de los sólidos sedimentables, que pueden ser retenidos por un filtro. Se puede determinar pesando el residuo que queda en el filtro, después del secado. Son pequeñas partículas de contaminantes sólidas que flotan en la superficie o que están suspendidos en el agua u otros líquidos. Pueden ser removidos por medios físicos o mecánicos a través de procesos de filtración y sedimentación⁵⁰.

4.8.3 Sólidos disueltos. Los sólidos disueltos es la medida de la cantidad de materia disuelta en el agua, determinada por la evaporación de una cantidad determinada de agua, previamente filtrada. Corresponde al residuo seco con filtración previa. El origen de los sólidos disueltos pueden ser varios, orgánicos e inorgánicos⁵¹.

La cantidad de agua necesaria va a depender de la tasa de evaporación. Además de la cantidad, debe considerarse la calidad, la cual está determinada por los

⁴⁹ *Ibíd.*, p. 2.

⁵⁰ LAPEÑA, Miguel. Tratamientos de aguas. Bogotá: MARCOMBO, 1989. (Citado 13 Enero, 2008). Disponible en internet: URL: <http://books.google.com.co/books?id=fQcXUq9WFC8C&pg=PA32&lpg=PA32&dq=solidos+disueltos&>

⁵¹ *Ibíd.*, p. 8

valores de ciertos parámetros físicos y químicos. Entre los caracteres físicos más importantes está el oxígeno, la temperatura, el pH y el amonio (Tabla 1)⁵².

Tabla 1. Parámetros físico químicos adecuados para el cultivo de la tilapia roja (*Oreochromis sp.*)

Parámetros	Valores Mínimos	Valores Óptimos	Valores Máximos
Oxígeno mg/l	4,5	6,0	9,0
Temperatura (°C)	22	27	32
Dureza ppm.	50	150	350
pH	6,5	7,0	9,0
Amonio ppm.	0,05	0,05	0,1
Nitritos ppm.	0,1	0,1	1,0
Dióxido de carbono ppm.	10	10	18

BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. p. 363.

4.8.4 Temperatura. Según Vinatea⁵³, la temperatura es el parámetro físico mas comúnmente observado debido a la facilidad con la que puede ser registrado, además por ser uno de los principales limitantes en una variedad de procesos biológicos. La temperatura es uno de los factores ambientales que más influencia tiene sobre el desarrollo de los huevos y larvas de peces. Generalmente, bajas temperaturas retardan el desarrollo y las altas temperatura lo aceleran. Dentro de los niveles de tolerancia, la temperatura controla la tasa metabólica y de desarrollo en embriones de peces, niveles extremos de temperatura pueden resultar en mortalidades durante la incubación de los huevos o causar anomalías en el desarrollo, haciendo que se reduzca la viabilidad de las larvas.

4.8.5 Oxígeno. Para Vinatea⁵⁴, el oxígeno es el gas más abundante en el agua después del nitrógeno, pero a su vez el más indispensable. Cuando los niveles de oxígeno disuelto se encuentran muy bajos en los estanques de acuicultura, los organismos cultivados pueden estresarse y eventualmente morir. La concentración

⁵² VINATEA, Luís. Principios químicos de calidad del agua en acuicultura. Brasil: CBS, 1998. p.17

⁵³ *Ibíd.*, p. 59.

⁵⁴ *Ibíd.*, p. 17.

de oxígeno disuelto en el agua se expresa tanto en partes por millón (ppm), en miligramos por litro (mg/l) y en porcentaje de saturación.

Para Boyd, citado por Vinatea⁵⁵, las concentraciones del oxígeno disuelto son más altas a 0 °C y decrecen con el aumento de la temperatura, tal como lo podemos apreciar en la Tabla 2.

Tabla 2. Solubilidad del oxígeno (mg/l) a diferentes temperaturas.

°C	mg/l	°C	Mg/l	°C	mg/l
0	14,16	11	10,67	22	8,53
1	13,77	12	10,43	23	8,38
2	13,40	13	10,20	24	8,25
3	13,05	14	9,98	25	8,11
4	12,70	15	9,76	26	7,99
5	12,37	16	9,56	27	7,86
6	12,06	17	9,37	28	7,75
7	11,76	18	9,18	29	7,65
8	11,47	19	9,01	30	7,53
9	11,19	20	8,84	31	7,42
10	10,92	21	8,64	32	7,32

VINATEA, Luís. Principios químicos de calidad del agua en acuicultura. Brasil: CBS, 1998. p.17

De acuerdo con Chien, citado por Vinatea⁵⁶, la fuente de oxígeno más importante para las especies acuáticas de cultivo proviene del fitoplancton durante los procesos de fotosíntesis. La difusión del oxígeno atmosférico hacia el agua también es considerada como una fuente de aporte, pese a que la mayoría de las veces se trate de un proceso lento, excepto bajo las condiciones de turbulencia (viento) y aireación.

4.8.6 pH. Para Anzola⁵⁷, el valor de pH está dado por la concentración del ión hidrógeno e indica si el agua es ácida o básica y se expresa en una escala que

⁵⁵ *Ibíd.*, p. 17.

⁵⁶ *Ibíd.*, p. 17.

⁵⁷ ANZOLA, Op. cit., p. 421.

varía entre 0 y 14,0. Si el pH es 7,0, indica que es neutra, un agua por debajo de 7,0 es ácida y por encima de 7,0 es básica. Los cambios de pH en un mismo cuerpo de agua están relacionados con la concentración de dióxido de carbono, el cual en combinación con el H₂O se convierte en ácido.

La estabilidad del pH viene dada por la reserva alcalina o sistema de equilibrio que en definitiva corresponde a la concentración de carbonatos o bicarbonatos. Los estanques con aguas que tienen alcalinidad total baja, por lo general presentan valores de pH que oscilan entre 6,0 a 7,2 a las primeras horas del día, pero este valor se puede elevar a 10 o más en las horas de la tarde como consecuencia de la alta concentración de fitoplancton que está demandando dióxido de carbono y no permite que actúen los carbonatos como sustancia amortiguadora. Cuando se presentan aguas con alcalinidad total alta, los valores de pH oscilan entre 7,5 y 8,0 en las primeras horas de la mañana y entre 9,0 y 10 en horas de la tarde⁵⁸.

Los extremos letales de pH para la población de peces, en condiciones de cultivo, están por debajo de 4,0 y por encima de 11. Aunque los peces pueden sobrevivir en valores de pH cercanos a estos extremos, se observa un crecimiento lento y baja producción en los estanques. Así mismo, cambios bruscos de pH como consecuencia del traslado de peces de un estanque a otro, con marcada diferencia de pH, pueden causar la muerte. Las aguas ácidas irritan las branquias de los peces, las cuales tienden a cubrirse de moco llegando en algunos casos a la destrucción histológica del epitelio. Así mismo, la presencia de dióxido de carbono acidifica más el agua causando alteraciones de la osmorregulación y acidificando la sangre. Además, señala la peligrosidad de las aguas ácidas ricas en hierro, que pueden producir un precipitado de hidróxido férrico en las branquias de los peces y como consecuencia adquieren un color marrón oscuro por asfixia⁵⁹.

Para el mismo autor, los límites de pH, en niveles altos afectan el epitelio branquial disminuyendo así los procesos de respiración y por ende la muerte a causa de asfixia; los niveles bajos de pH se produce un incremento en la secreción de mucus, apareciendo hipertrofia de las células basales y en período de larga exposición termina por producir una verdadera destrucción histológica, además de mortalidades en un periodo de 3 a 5 horas, por fallas respiratorias. El pH juega un papel muy importante con respecto al amoníaco que es muy tóxico, el cual en pH ácidos se transforma en ion amonio (forma ionizada) la cual no es tóxica. Lo contrario ocurre en pH alcalinos⁶⁰.

⁵⁸ *Ibíd.*, p. 421.

⁵⁹ ANZOLA, *Op cit.*, p. 422.

⁶⁰ *Ibíd.*, p. 424.

4.8.7 Amonio. Emerson⁶¹ afirma que éste compuesto se origina como producto del metabolismo de los peces bajo cultivo y es liberado durante la descomposición que hacen las bacterias sobre la materia orgánica animal o vegetal.

Para Vinatea⁶², el amonio es el principal producto de excreción de los organismos acuáticos, resultante del catabolismo de las proteínas, éste autor nombra en la Tabla 3 los valores de amonio no ionizado a diferentes temperaturas y pH. A bajas temperaturas la toxicidad del amonio no ionizado, parece incrementar la toxicidad, especialmente por debajo de los rangos óptimos de crecimiento. Los niveles de tolerancia para la tilapia se encuentra en el rango de 0,6 a 2,0 ppm.

En la Tabla 4 Holt y Arnold⁶³ presentan de porcentajes de eclosión y sobrevivencia de larvas de *Scianenops ocellatus*, expuestas a diferentes niveles de amonio.

Tabla 3. Valores de amonio no ionizado NH₃ a diferentes temperaturas y pH, según Vinatea⁶⁴.

Temperatura °C	pH				
	6,5	7,0	7,5	8,0	8,5
16	0,1	0,3	0,9	2,9	8,5
18	0,1	0,3	1,1	3,3	9,8
20	0,1	0,4	1,2	3,8	11,2
22	0,1	0,5	1,4	4,4	2,7
24	0,2	0,5	1,7	5,0	14,4
26	0,2	0,6	1,9	5,8	16,2
28	0,2	0,7	2,2	6,6	18,2
30	0,3	0,8	2,5	7,5	20,3

VINATEA, Luís. Principios químicos de calidad del agua en acuicultura. Brasil: CBS, 1998. p.17

⁶¹ EMERSON, K. Aqueous ammonia equilibrium calculations: Effects of pH and temperature. New York: Mc Graw-Hill, 1975. p. 237.

⁶² VINATEA, Op. Cit., p. 40.

⁶³ HOLT, J y ARNOLD, C. Effects of ammonia and nitrite on growth survival of red drum eggs and larvae. London: Transactions of the American fisher Society, 1983. p. 314.

⁶⁴ Ibid., p. 43

Tabla 4. Porcentajes de eclosión y sobrevivencia de larvas de *Scianenops ocellatus*, expuestas a diferentes niveles de amonio.

Concentración amonio mg/l Total	NH3	% Eclosión	% sobrevivencia			
		1 día	4 días	7 días	10 días	
0,2	0,02	95	95	52	49	
1,5	0,11	95	94	52	42	
3,6	0,26	95	85	60	0	
4,5	0,31	98	90	38	0	
7,7	0,55	99	18	0	0	
20,0	1,44	19	0	0	0	
100,0	7,20	0	0	0	0	
500,0	35,00	0	0	0	0	

HOLT, J y ARNOLD, C. Effects of ammonia and nitrite on growth survival of red drum eggs and larvae. London: Transactions of the American fisher Society, 1983. p. 314.

4.9 REPRODUCCIÓN NATURAL

Para Hopher y Pruginin⁶⁵, la reproducción natural consiste en ofrecer al pez ciertas condiciones medio ambientales para la reproducción propia de su especie. El manejo que se realiza en estos individuos trata de simular ciertos aspectos biológicos involucrados en su actividad reproductiva. Las estrategias utilizadas para esto son:

- Proporcionar un sustrato artificial para el desove, como nidos y superficies que faciliten el desove del pez, simulando al medio natural.
- Simular condiciones naturales manejando corrientes de agua, relaciones macho-hembra, densidades adecuadas, foto-periodos, sustratos de postura, propiedades físico-químicas como temperatura, pH, salinidad, dureza, oxígeno y todas aquellas que tengan un papel preponderante en la biología del pez.

Para Ramírez⁶⁶, el sistema tradicional de producción de alevinos de las tilapias está basado en la captura de larvas del estanque para separarlas de los reproductores y

⁶⁵ HEPHER y PRUGININ, Op. cit., p.76.

⁶⁶ RAMIREZ, Reinaldo. Memorias V seminario internacional de acuicultura. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional, 2005. p. 69.

seleccionarlas, utilizando las larvas de talla menor de 12mm, posteriormente son colocadas en tanques en donde se realiza la reversión sexual con alimento balanceado incorporándole hormona masculinizante, para obtener poblaciones monosexo, solo machos.

El mismo autor afirma que éste sistema genera canibalismo, disparidad de tallas, porcentajes de reversión por debajo del 95%, producciones por hembra de 53 a 60 alevinos efectivos por desove y baja productividad de los animales.

De acuerdo a Suresh⁶⁷ los sistemas para producir semilla para el cultivo de tilapias varían de un lugar a otro según la demanda local de ésta, las condiciones geográficas y ambientales y los factores económicos. La forma más simple es utilizar los alevinos resultantes de la reproducción de tilapias de engorde mantenidas en estanques o en tanques. Cualquier sistema que utilice ambos sexos de una especie de tilapia en engorde producirá semilla de tilapia como resultado el proceso reproductivo natural. Esta reproducción es indeseable porque conlleva a una sobrepoblación, y por lo tanto impiden el crecimiento de las tilapias adultas. A pesar de que en la actualidad se dispone de tecnologías adecuadas y fiables para controlar esta reproducción mediante la producción de semillas exclusivamente de machos, muchos pequeños productores todavía utilizan semillas de ambos sexos para la siembra de sus estanques. Para estos, los alevinos producidos en sus estanques son el material de siembra para posteriores engordes. Una forma más intensiva de producción de semilla que es la más ampliamente practicada es el uso de estanques de reproducción. En este sistema, se destinan estanques específicamente para la producción de larvas y alevines. Los estanques suelen ser pequeños (100 – 1000 m²) y son bien manejados por medio de fertilización, control del agua, etc. Los reproductores son mantenidos en los estanques y alimentados. Las larvas y alevinos son pescados con redes periódicamente (diariamente, semanalmente o quincenalmente). Este sistema de producción de semilla es mucho más productivo que confiar en la reproducción natural en los sistemas de engorde, pero todavía plantea algunos retos a los criadores de tilapia.

En los reproductores, la temperatura del medio es determinante, interviene en la actividad en general y particularmente en la alimentaria; las temperaturas anormalmente bajas disminuyen el apetito y la potencialidad de captura. Cuando las reservas de grasa están agotadas, son las gónadas las que suministran los metabolitos suficientes que les permite sobrevivir a los peces. Las glándulas

⁶⁷ SURESH, Arul. Recent advances in tilapia broodstock management. Saint Louis: Acuacultura Proceedings, 1999. p. 3.

sexuales juegan entonces un papel importante de último órgano de reserva, en detrimento de la reproducción⁶⁸.

Bocek mencionado por Coral⁶⁹, asegura que de 10 a 11 días de haber sembrado los peces reproductores se puede empezar a buscar las larvas. Se localizan visualmente los bancos de larvas y se recogen con una red de malla de abertura fina (1,5 a 22 mm). De acuerdo con Espejo⁷⁰, en el sistema tradicional las larvas se recolectan en las orillas del estanque por cuanto los peces toman allí la gran cantidad de alimento existente en estas zonas como fitoplancton y zooplancton.

Bocek, citado por Coral⁷¹ reitera que en 21 días los peces reproductores deben cosecharse y separarse de sexo en tanques y por espacio de dos semanas se deben mantener en estanques separados, antes de sembrarlos en los estanques de reproducción nuevamente. El ciclo puede extenderse por más de 21 días si la producción de las larvas permanece alta. Sin embargo, el canibalismo de las larvas grandes por las más pequeñas puede causar grandes reducciones en la población después de 3 a 4 semanas; por lo tanto la reducción del número de larvas es una señal para drenar el tanque y comenzar un nuevo ciclo.

Espejo⁷² sostiene que las larvas recolectadas deben ser pasadas por tamices para lograr que solo las de menos de 10 mm sean sometidas al tratamiento de reversión sexual con hormona andrógena, debido que los peces en este tamaño están indiferenciados sexualmente y por consiguiente el andrógeno actuará en las células sexuales induciendo a éstas a la masculinización.

El sistema de producción de alevinos manejada en la estación piscícola Alto Magdalena propiedad del INCODER y ubicada en Gigante - Huila, es el sistema de reproducción tradicional en estanques en tierra y se trabaja con Tilapia roja y tilapia nilotica. Los reproductores son sembrados en estanque en tierra de 1000 metros cuadrados a una densidad de 1 reproductor/m², y con una relación macho: hembra de 1:3 (300 machos y 700 hembras), son alimentados a una tasa de un

⁶⁸ BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. p. 363.

⁶⁹ CORAL, Iván. Reproducción y comercialización de tilapia roja *Oreochromis sp.* San Juan de Pasto, Colombia: Universidad de Nariño. 2005, p. 15.

⁷⁰ ESPEJO, Op. cit., p. 286.

⁷¹ CORAL, Op. cit., p. 15.

⁷² ESPEJO, Op. cit., p. 287.

2% del peso vivo por día con alimento balanceado comercial para reproductores del 30% de proteína y se alimentan con una frecuencia de dos raciones diarias, mañana y tarde. El ciclo reproductivo tiene una duración de 17 días, al cabo de los cuales, se comienza a bajar el nivel de agua del estanque y mediante un chinchorreo se pescan los reproductores (Figura 11); los cuales son transportados dentro de una cava de fibra de vidrio con capacidad 1000 L, implementada con oxígeno y a la cual se le adiciona sal marina a razón de 5 ppm o 25 ppm como medida profiláctica o curativa, respectivamente. En la cava se transportan 500 reproductores por viaje hasta tanques de concreto (Figura 12), donde los animales se separan por sexo y se les da un periodo de descanso de 8 días, hasta su próximo ciclo reproductivo.

Figura 11. Chinchorreo para cosechar reproductores.



Figura 12. Tanques de descanso para reproductores



Una vez retirados los reproductores del estanque se pescan las larvas en la caja de pesca mediante la utilización de una nasa en forma de raqueta (Figura 13), cosechando en promedio 80.000 larvas durante cada ciclo, teniendo una producción de 15,68 larvas/ kg hembra/día, las larvas son seleccionadas por el tamaño usando un clasificador de malla plástica y son transportados en camillas para ser sembrados en los estanques de 200 m²; previamente son contadas mediante una tara con un colador de diámetro de 7 cm., y en cual equivale a 4000 larvas, de tal manera que se siembran a una densidad de 250 - 400 larvas/ m², por lo que se estima que se siembran entre 50.000 y 80.000 larvas por estanque. Cuando se tiene hembras de un peso de 300 g y una producción promedio baja de 1500 huevos/ hembra, se calcula que menos del 10% de todos esos huevos eclosionan y terminan la fase de reabsorción vitelino.

Figura 13. Recolección de larvas de tilapia.



Estas larvas son alimentadas con alimento comercial en polvo de un 45% de proteínas y en el cual ya se encuentra incorporada la hormona 17 α metil testosterona, que es la que permite el proceso de masculinización de los pececillos, son alimentados a razón de un 15% de la biomasa a razón de 6 raciones diarias.

Los animales que por su exceso de talla en el momento de la clasificación no se seleccionan para el proceso de reversión, se eligen por fenotipo y son llevados a otro estanque para ser levantados como futuros reproductores de la estación o para personas con granjas piscícolas interesadas en padrotes.

4.9.1 Preparación de reproductores. La crianza de los reproductores no es parte de la reproducción artificial, pero se puede convenir en que es una pre

condición para una preparación exitosa de los reproductores, es el tener la cantidad adecuada de hembras y machos sexualmente maduros de buena calidad. Es una regla general que el tamaño del stock de futuros reproductores debe ser alrededor de 10- 20% del actual stock de reproductores, porque esto permitirá no solo el reemplazo de la pérdida sino también el trabajo de selección necesario. El reclutamiento de los reproductores generalmente se obtiene de los estanques de producción de peces y se crían en estanques separados bajo condiciones semejantes a las naturales, significa que la densidad de los probables reproductores es baja. Los posibles reproductores deben ser alimentados regularmente con una dieta que contenga mínimo 20% de proteína⁷³.

Para Bocek ⁷⁴ la preparación de reproductores de tilapia roja, es importante tener en cuenta que la madurez sexual para los machos se presenta desde los 4-6 meses, y que para las hembras de 3 – 5 meses; en condiciones naturales el número de desoves anuales va desde los 8 – 5, y que el número de huevos por hembra dependen de varios factores como, disponibilidad de alimentos, densidades de siembra, factores genéticos, etc.

La vida útil para los reproductores de tilapia es de 2 a 3 años, trabajar con reproductores de más tiempo de lo recomendado hace que se disminuya la productividad tanto en cantidad como en calidad de los alevinos⁷⁵. Según este autor, un reproductor debe cumplir con las siguientes características:

- Poseer un cuerpo proporcionalmente ancho comparado con su longitud, es decir, que su cabeza ocupe más de 1.5 veces el ancho del cuerpo.
- Tener cabeza pequeña y redonda.
- Poseer buena conformación corporal (buen filete, cabeza pequeña, pedúnculo caudal corto.)
- Libre de toda malformación.
- Ser cabezas de lote y estar sexualmente maduro.
- Poseer buena coloración y en el caso de la tilapia roja, estas no deben poseer manchas de cualquier otra coloración

⁷³ TRATADO DE COOPERACION AMAZONICA. Piscicultura amazónica. Lima, Perú: SECRETARIA PRO TEMPORE, Agosto 2002. (Citado 21 Enero, 2008). Disponible en Internet: URL: <http://www.fao.org/Ag/AGL/agll/rla128/iiap/iiap1/TEXT0.htm>

⁷⁴ BOCEK, Alex. Introducción al cultivo de la tilapia. Alabama: Aquatic, 2006. p. 5.

⁷⁵ *Ibíd.*, p. 6

4.9.2 Problemas de productividad en los sistemas tradicionales de producción de semilla de tilapia. Suresh⁷⁶ afirma que:

La maduración precoz, la facilidad de reproducción, la realización de puestas frecuentes y múltiples y el elevado nivel de cuidados parentales son los obstáculos que se presentan en los sistemas tradicionales de producción de semilla de tilapia. El primero de todos, la reproducción incontrolada que conduce a la sobrepoblación, que frena el crecimiento en los estanques de engorde y la reproducción en los estanques de reproducción. En los sistemas de estanques de reproducción, la cantidad producida de larvas normalmente aumenta rápidamente después de que los reproductores son introducidos y luego disminuye gradualmente; este fenómeno se atribuye a dos razones principales: uno, es imposible recolectar todas las larvas liberadas, de forma que el estanque pronto estará superpoblado con los animales resultantes de las puestas precoces. Esto conlleva a un aumento en la competencia por el alimento y el espacio que redundan en una disminución de la producción de semilla. También, se produce un considerable número de casos de canibalismo de larvas jóvenes por parte de larvas mayores que producen un descenso en la producción de la semilla. La segunda razón es que la puesta de las hembras no ocurre en forma sincronizada, justo después de que los nuevos reproductores introducidos completen su primera puesta. Como resultado, la producción de larvas se produce de forma continua, pero a un ritmo bajo. Debido a este comportamiento de puesta asíncrona también aumentan las probabilidades de que se produzca canibalismo entre las larvas. Asimismo la inversión de tiempo y energías por parte de las tilapias en practicar los cuidados parentales también es causa de una inferior productividad en los sistemas de producción de larvas de tilapia. Las hembras de *Oreochromis sp*, normalmente incuban las larvas en su boca unos 10 días. Durante este periodo están privadas de la mayoría de los alimentos y como resultado, necesitan de un periodo de aproximado de dos semanas para reacondicionarse antes de volver a desovar. Por lo tanto es necesario cualquier reducción en el periodo de incubación bucal o de reacondicionamiento para aumentar la productividad de los reproductores.

⁷⁶ SURESH, Op. cit., p. 3.

4.10 PRODUCCIÓN DE LARVAS BAJO SISTEMAS DE INCUBACION ARTIFICIAL.

Según Ramírez⁷⁷, éste sistema fue desarrollado por el instituto asiático de tecnología de Tailandia y mejorado en Brasil (Figura 14). Se basa en el manejo de reproductores en hapas o tanques para su apareamiento, permitiendo la fácil captura de ellos y la extracción y clasificación de huevos los fertilizados, para ser incubados en el laboratorio desarrollado para tal fin. Las larvas provenientes de estos laboratorios son transferidas a hapas o tanques de fibra o concreto para su reversión, mediante el suministro de alimento balanceado con hormona masculinizante.

Para Ramirez⁷⁸, éste sistema tiene como características importantes la homogeneidad de alevinos, alta tasa de reversión sexual, por encima del 99%, mayor números de ciclos reproductivos de las hembras y mayor producción de alevinos efectivos por hembra hasta 220 frente al sistema natural en estanque que tiene una producción de 31 alevinos efectivos.

Según Prieto y Olivera⁷⁹, en Tailandia y desde hace pocos años en Brasil, se acondicionan los reproductores en donde las hembras tienen un periodo de descanso, esto permite controlar también el crecimiento de las hembras y mantener lotes de reproductores de tallas homogéneas y de tamaño adecuado, para no tener dificultades en la manipulación.

De acuerdo con los mismos autores, las hembras son mantenidas en jaulas de malla a densidades elevadas (2,5 Kg/m²) durante 10 a 14 días, donde reciben alimento balanceado en proporción de 2 -3 % de la biomasa; posteriormente se trasladan a las jaulas de reproducción, de mayor tamaño, donde permanecen junto a los machos de 5 a 7 días, a una densidad más baja (6,0 peces/m²) que la densidad de descanso. En este periodo se pueden alimentar, en cuyo caso la cantidad de alimento es menor que en las jaulas de descanso, ya que las hembras por haber desovado y tener los huevos en su boca no puede alimentarse. Una vez se recogen los huevos en el día 5º o 7º, las hembras regresan nuevamente a las jaulas de descanso; mientras un lote de hembras está trabajando durante 5 o 7 días.

⁷⁷ RAMÍREZ, Op. cit., p, 69.

⁷⁸ Ibid., p. 69.

⁷⁹ PRIETO, Camilo y OLIVERA, Martha. Incubación artificial de huevos embrionados de Tilapia Roja *Oreochromis sp.* Antioquia: Universidad de Antioquia, Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, 2001. p. 2.

Este sistema de incubación ampliamente utilizado en países asiáticos ha abierto nuevos horizontes a países occidentales y regiones donde las explotaciones no cuentan con extensiones grandes de tierra o sus condiciones climáticas son muy extremas. Desde el punto de vista investigativo, la técnica se presta para realizar trabajos sobre desempeños genéticos superiores y mayor supervisión individual de los animales. En granjas productoras de alevinos en Brasil, producen un millón de alevinos de tilapia/mes, aún en invierno, con tasas de eficiencia en reversión sexual del 99%. En Colombia, en los llanos orientales, departamento del Meta, se está trabajando con este sistema de producción y actualmente se evalúa su viabilidad económica puesto que la inversión inicial es elevada y requiere de personal entrenado⁸⁰.

Prieto⁸¹ destaca las ventajas del sistema de incubación artificial, entre ellas la principal es el control individual que se tiene sobre los lotes de huevos recolectados de cada hembra. Es decir, cada ovoposición de una hembra puede ser incubada separadamente del resto de los huevos; además el sistema de incubación artificial de huevos de Tilapia es muy efectivo para producir una alta calidad de alevinos con un mínimo grado de manipulación, se tiene control sobre las condiciones fisicoquímicas del agua de incubación, se hace un mejor monitoreo de los reproductores en términos de producción de huevos y alevinos, así como el aprovechamiento del 100% de las larvas sexualmente indiferenciadas para someterlas a tratamientos hormonales de reversión sexual, con resultados por encima del 99%, situación que evitaría mucho manejo y sexaje en el proceso de engorde. Al poder incubar embriones de la misma edad, o con diferencia de edades muy cercanas, se obtienen poblaciones con diferencias de tamaño mínimas que evitarían los problemas de canibalismo, además la técnica de incubación artificial permite un programa de selección eficiente por familias y así se evita la disminución de la introgresión genética.

El mismo autor describe las desventajas de éste sistema, una de ellas es la demanda de tiempo que se necesita para realizar dicho proceso, además de manejar periódicamente los reproductores, que se traduce en el incremento de la mano de obra. Adicionalmente se requiere de una infraestructura adecuada para el montaje del sistema de incubación y larvicultura que mantenga las condiciones de agua óptimas para obtener mejores resultados, lo cual aumenta los costos de producción⁸².

⁸⁰ Ibid., p. 6.

⁸¹ Ibid., p. 2.

⁸² Ibid., p. 2.

Según Prieto⁸³, la obtención de huevos para incubación artificial requiere de cinco pasos principales:

- 1- Acondicionamiento y siembra de reproductores.
- 2- Adaptación e incubación de los huevos.
- 3- Absorción del saco vitelino en bandejas.
- 4- Adaptación de las larvas a las bandejas y acostumbramiento al alimento.
- 5- Reversión sexual

4.10.1 Incubación en el sistema artificial. De acuerdo a Prieto⁸⁴, al día quinto o séptimo de sembrados los reproductores hembras y machos en un mismo estanque, se retiran los huevos fecundados de la cavidad oral, son divididos en lotes dependiendo del estadio de desarrollo. Los huevos se desinfectan con soluciones de yodo, formalina, verde de malaquita o acriflavina, para evitar infecciones bacterianas, principalmente de *Aeromona hydrophyla* y *Pseudomona fluorescens*, o de hongos como *Saprolegnia sp.*, *Fusarium sp.* y *Trichoderma sp.*, lo que puede disminuir los porcentajes de eclosión considerablemente, para luego ser sembrado en las incubadoras (Figura 15).

De acuerdo a lo nombrado por Prieto, el verde de malaquita es un colorante verde, activo frente a una gran variedad de parásitos externos y agentes patógenos como hongos, bacterias, etc. Su principal aplicación es para el tratamiento contra parásitos protozoos de agua dulce. Y la acriflavina es un colorante amarillo, también sirve para combatir parásitos en los peces. Sin embargo la utilización de éstos productos fue prohibido por la Administración Federal de Alimentos y Medicamentos, FDA, en el año 1992, porque se descubrió que podía tener efectos cancerígenos y efectos indeseables de mutagénesis respectivamente.

Los huevos de las especies del género *Oreochromis* se incuban en recipientes con fondo redondeado, lo cual permite su continua rotación. Debido a su gran tamaño (1,4 – 2,2 mm) y peso (3,8 – 7,8 mg), tienden a descender rápidamente al fondo del recipiente siendo necesario mantener un flujo de agua constante, simulando el movimiento de rotación que los huevos sufren en la boca de la hembra. Las principales pérdidas son debidas a daños físicos causados al corion de los huevos y algunas veces por stress debido a un desbalance osmótico y contaminación bacterial o por hongos⁸⁵.

⁸³ Ibid., p. 3.

⁸⁴ Ibid., p. 4.

⁸⁵ PRIETO, Op. cit., p. 5.

Figura 14. Laboratorio de incubación de tilapia en Brasil.



Figura 15. Incubadoras tipo Mc Donald en el Brasil



Rana⁸⁶, usando tablas vibradoras o recipientes cónicos con flujo de agua descendente para la incubación de huevos de tilapia, obtuvo resultados hasta un 59% de sobrevivencia de las larvas.

Prieto⁸⁷, afirma que los rangos de temperatura aconsejados en la etapa de incubación están entre 24-32°C, con un óptimo de 28-29°C; si se mantienen estas

⁸⁶ RANA, J. An evaluation of two types of containers for the artificial incubation of *Oreochromis* eggs. New York: Aquaculte, 1986. p. 139-140.

temperaturas constantes se pueden lograr supervivencias cercanas al 80% en aproximadamente 96 horas; el mismo autor reporta variaciones entre 6 días a 20°C hasta 2-3 días a 34,5° C.

Para Hepher⁸⁸, cuando las tilapias alcanzan su madurez sexual sus colores se vuelven diferentes, se tornan naranja más brillante o rojo en las orillas de las aletas y el macho cava un nido en la grava fina del fondo. Inmediatamente después del desove y de recoger la hembra los huevos en la boca, se quedan allí por 3 a 5 días y después son sacados. Luego la incubación continúa artificialmente en recipientes colocados en plataformas vibratoras o en un incubadora llamada "Zuger"; éstas incubadoras son recipientes de fondo plano, sentadas en una plataforma vibradora, la cual hace que los huevos estén en movimientos leves y continuos, impidiendo que se junten y que se infecten por hongos, mantenidos a temperaturas de 25-27 °C los huevos eclosionan aproximadamente a las 50 horas (1250-1350 grado /hora), para ser transferidos a los recipientes, pero las larvas se mantienen en la plataforma por otros 8 a 10 días hasta que el saco vitelino es completamente reabsorbido. Entonces son transferidos a tanques más grandes o jaulas ubicadas en estanques para su crianza. Durante la incubación, los huevos muertos son retirados, evitando así la contaminación microbiana del resto de la población.

4.10.2 Larvicultura en el sistema artificial. Prieto⁸⁹, indica que una vez nadan horizontalmente, las larvas van cayendo atrapadas en bandejas de poca profundidad, con dimensiones 40 x 25 x 8 cm. de aluminio o plástico, las cuales deben tener dos filas de perforaciones de 2 cm. de diámetro y protegidas con malla fina a lo largo de cada lado de la bandeja, para evitar la fuga de las larvas contenidas en ellas, bandejas en donde reabsorberán su saco vitelino y en las que se pueden mantener de 10.000 a 20.000 larvas (Figura 16). El tiempo que toman las larvas en reabsorber su saco vitelino varía de 4 a 5,5 días, si se mantienen las mismas condiciones ambientales que se presentaron en el proceso de incubación. Una vez hayan reabsorbido su reserva vitelinica y coman activamente, son trasladadas a unidades más grandes como estanques o canaletas y son alimentadas con balanceados y preparado con hormonas androgénicas que aseguren una alta tasa de reversión gonadal. El principal riesgo durante la fase de larvicultura es la infección por organismos parásitos como *Trichodina sp.*, o *Dactilogyrus sp.*, parásitos que atacan la piel y branquias, produciendo entre el 70-

⁸⁷ PRIETO, Op. cit., p. 5.

⁸⁸ HEPHER, Balfou. Cultivo de peces. México: LIMUSA. 1989. p. 101.

⁸⁹ Ibid., p. 5.

80% de mortalidad en la población, en un periodo de 10 días. Si se mantienen las condiciones de buena calidad del agua, se minimiza este riesgo. El sistema de las bandejas ha sido evaluado en términos del efecto del flujo de agua y de la densidad en cada bandeja, sobre el comportamiento de las larvas y alevinos y se encontró que estos últimos sobrevivieron mejor a altos flujos de agua. La supervivencia por bandeja es cercana al 90% a densidades entre 5000 a 12000 larvas, con flujos de 0,3 a 0,4 L/min, mientras que las mejores tasas de crecimiento específico se encuentran a bajos flujos de agua (0,002 L/min). Las larvas producidas en este sistema presentan mejor supervivencia que las larvas producidas naturalmente (73% vs 98,4%).

Figura 16. Bandejas de larvicultura de tilapia roja (*Oreochromis sp.*).



4.11 ENFERMEDADES DE LARVAS Y ALEVINOS DE TILAPIA.

De acuerdo a la calidad del agua, existen parásitos encontrados en las larvas y alevinos de las tilapia, como son el gyrodactilus y la trichodina.

4.11.1 Gyrodactilus. Es un parásito nematodo, forma parte de la flora ambiental y es capaz de producir la aparición de viscosidad en el cuerpo. Se diferencia de la trichodina ya que la viscosidad se acompaña de pequeños puntos de sangre en la piel⁹⁰. El gyrodactilus en larvas se puede fácilmente reconocerse

⁹⁰ LEVINGTON, Alan. Los parásitos y el uso del microscopio. Bogotá: Universidad Nacional, Marzo 2003 (Citado el 3 Mayo 2008) .Disponible en Internet: URL: <http://www.cesdonbosco.com/profes/jafrutos/koi/50-55carpaskoi/parasitos/parasitos.htm>

con la ayuda de un microscopio con un ocular en 10X, con el ocular de 100X el gran gancho con que el gyrodactilus se ancla a la piel del pez puede verse con claridad en la Figura 17.

Los tratamientos para contrarrestar éste parásito es: Una solución salina de 2 - 3,5 % (20-35 gramos por litro) mata al gyrodactilus en 15 segundos, se debe sumergirse en esta solución unos 2-3 minutos. Como precaución deben tomarse todas las medidas para que los tratamientos no entre en contacto con las manos del operador

Figura 17. Parásito Gyrodactilus.

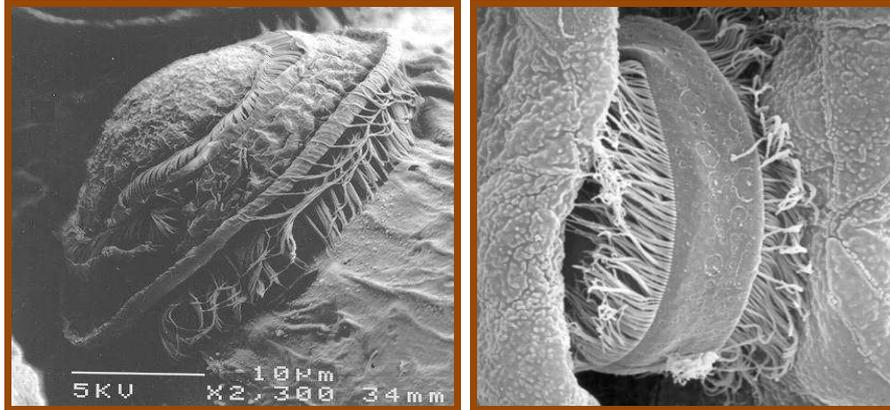


4.11.2 La trichodina. Es un parásito protozooario, generalmente se manifiesta una capa de mucus blanquecina en la cabeza y en lados del cuerpo, en estados muy avanzados se nota irritación de la piel y las aletas deshilachadas, el organismo libre visto de lado, se caracteriza por tener forma de campana, posee 3 cinturones o anillos de cilias quitinosas alrededor de su cuerpo (Figura 18.). Este parásito se adhiere fuerte provocando irritación de la epidermis, llevando a las células mucosas del pez a segregar una gran cantidad de mucus, es entonces como de células muertas como se alimenta el parásito⁹¹.

Es fácilmente detectable en los raspados de piel con un aumento del 10X. Cuando esta vivo este parásito se parece al típico platillo volante y cuando esta muerto se asemeja a una circunferencia con pelos y dientes a su alrededor. Los cilios que están situados alrededor de la circunferencia le sirven al parásito para desplazarse.

⁹¹ *Ibíd.*, p. 2

Figura 18. Parásito Trichodina.



Los tratamientos que se aplican para la trichodina son cloruro de sodio al 1% en un baño de 10 minutos; nequvón en solución de 2- 3.5% durante 2-3 minutos; baños de Formol al 10% durante 5,0 minutos y permanganato de potasio 15 ppm.

5. DISEÑO METODOLOGICO

5.1 LOCALIZACION Y DESCRIPCIÓN DEL SITIO

El presente trabajo se realizó en la Estación Piscícola Alto Magdalena, perteneciente al Instituto de Desarrollo Rural INCODER (Figura 19). Está ubicada en el departamento del Huila, a 79 kilómetros de la ciudad de Neiva y a seis kilómetros del municipio de Gigante; en la región Sur Occidental de Colombia entre la latitud N 0°55'16" y S 1°30'4"; y Longitud E 74°25' y W 76°35'16" con referencia al meridiano de Greenwich. Se encuentra a una altura de 960 m.s.n.m., con una temperatura promedio de 24°C y pluviosidad promedio anual de 1250 mm⁹³.

Figura 19. Panorámica de la estación Alto Magdalena.



⁹³ PEÑA, José Manuel. Ensayos sobre Reproducción Inducida del Bagre Sapo *Pseudopimelodus bufonius*, (Cuvier y Valenciennes 1840) (Pisces: Siluriformes) empleando Extracto de hipófisis de carpa y prymogonil.. Trabajo de grado (Biólogo). Ibagué: Universidad del Tolima, Facultad de Ciencias Básicas, 2001. p. 39

5.2 PERIODO DE ESTUDIO

El periodo de estudio comprendió desde el 3 de Julio de 2007 hasta el 28 de Marzo de 2008, la primera etapa que fue el preensayo abarcó la estandarización del manejo, acondicionamiento de reproductores, recolección de huevos, incubación de huevos y larvicultura, ésta se dio desde el 3 de julio al 15 de Octubre de 2007; la segunda etapa fue el desarrollo del estudio o ensayo de investigación, en el cual se tomó todos los datos para posterior análisis, ésta etapa se dio desde el 16 Octubre hasta el 21 de Diciembre de 2007. La tercera etapa fue el procesamiento, análisis y discusión de los resultados comprendido desde el 1 de Enero hasta el 28 de Marzo de 2008.

Las condiciones ambientales presentadas durante la fase de preensayo y ensayo fueron un poco desfavorables, por cuanto se dio en época de lluvias, donde la calidad del agua se deteriora por esta misma condición.

5.3 MATERIAL BIOLÓGICO

Para ésta investigación se utilizó 216000 de huevos de tilapia roja *Oreochromis sp.* (Figura 20.) con diámetro promedio de $1,8 \pm 0,2$ mm, y peso promedio de $5,8 \pm 1,0$ mg (figura 21)(Anexo W) datos tomados un día después del desove. Para esto se uso un lote de reproductores de un año de edad, con peso promedio de 520 ± 20 g y talla promedio de $29,78 \pm 3,68$ cm. Se necesitó un total de 180 hembras y 60 machos.

Figura 20. Tamaño de huevos de tilapia roja *Oreochromis sp.*, comparados con granos de balanceado para reproductores.



Figura 21. Pesaje y medición de huevos de tilapia roja.



5.4 INSTALACIONES

La estación piscícola cuenta con un área total de 29,0 Ha, de las cuales 5,5 Ha corresponden a estanques excavados en tierra de diferentes dimensiones y las hectáreas restantes están dedicadas para oficinas, habitaciones, laboratorio, sala de manejo, y zonas verdes⁹⁴. El agua es captada de la quebrada la Guandinosa (Figura 22), la cual posee condiciones físicoquímicas (Tabla 4) aptas para la realización de actividades de acuicultura.

Tabla 5. Promedio de los parámetros físicoquímicos del agua de la quebrada la Guandinosa.

PARAMETROS	DATOS
Temperatura del agua °C	22,5
Oxígeno mg/l	7,5
Amonio ppm	0,1
pH	7,5

⁹⁴ *Ibíd.*, p. 39.

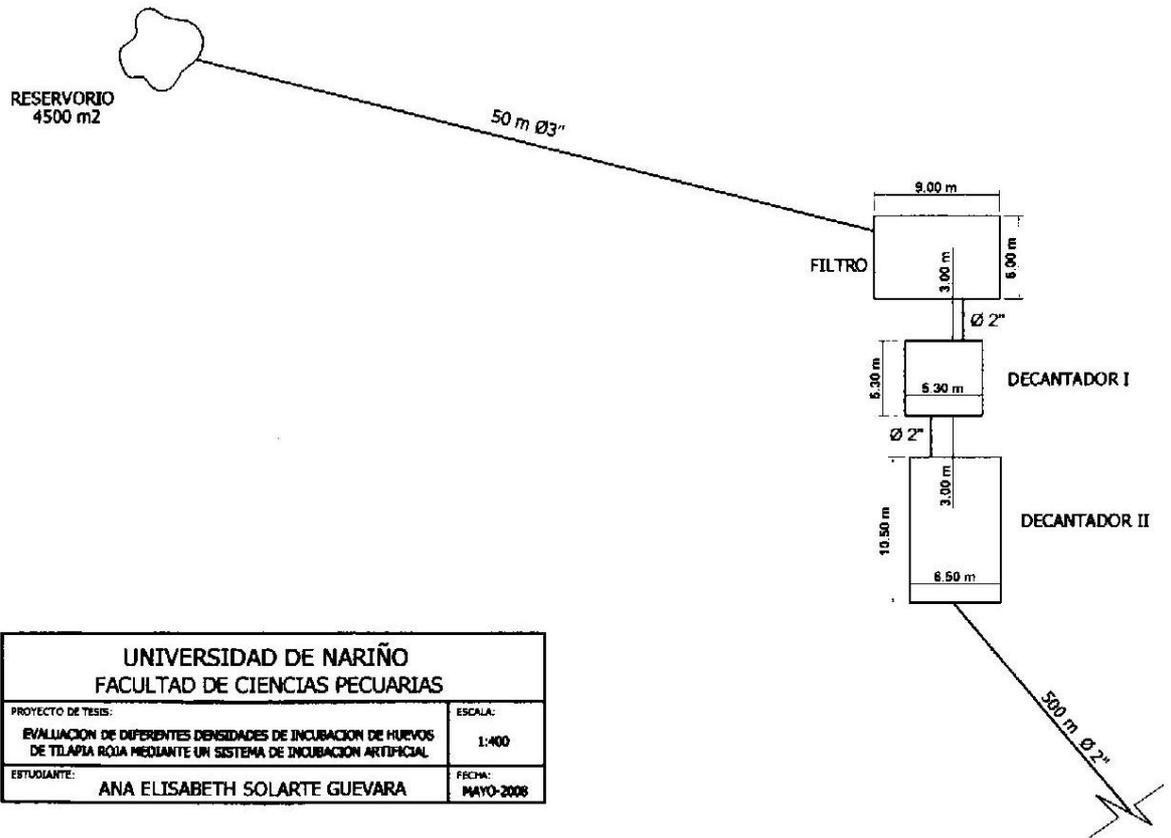
Figura 22. Quebrada la Guandinosa



La estación piscícola cuenta también con dos reservorios de 3500 y 4500 m³, los cuales reciben el agua captada de la quebrada la Guandinosa, los dos se comunican entre si, después del último reservorio se encuentra una bifurcación de la tubería, en la cual, la primera se extiende para todas las series de estanques, la segunda se dirige a la casa de manejo donde se ubica el laboratorio de incubación y larvicultura, pero antes pasa por un filtro de arena de flujo ascendente con el fin de retener al máximo los sólidos que se encuentran en el agua, ya que en condiciones de invierno el agua trae consigo muchos sólidos totales, este filtro tiene las siguientes dimensiones 9 m de largo, 6 m de ancho y 2 m de profundo; de éste pasa a un pequeño decantador de sólidos de dimensiones 5,5 m largo, 5,5 m ancho y 2 m de profundo; después del primer decantador el agua pasa a un segundo decantador de sólidos con dimensiones de 10,5 de largo, 6,50 m de ancho y 1,8 m de profundo y por último llega a un tanque elevado con dimensiones de 2,6 m de largo, 1,8 de ancho y 1,3 m de profundo; que es desde se envía el agua por gravedad hasta el laboratorio. Cabe resaltar que desde el reservorio existe una pendiente pronunciada por lo cual al agua llega y pasa por el filtro, los decantadores y el tanque elevado solo por gravedad.

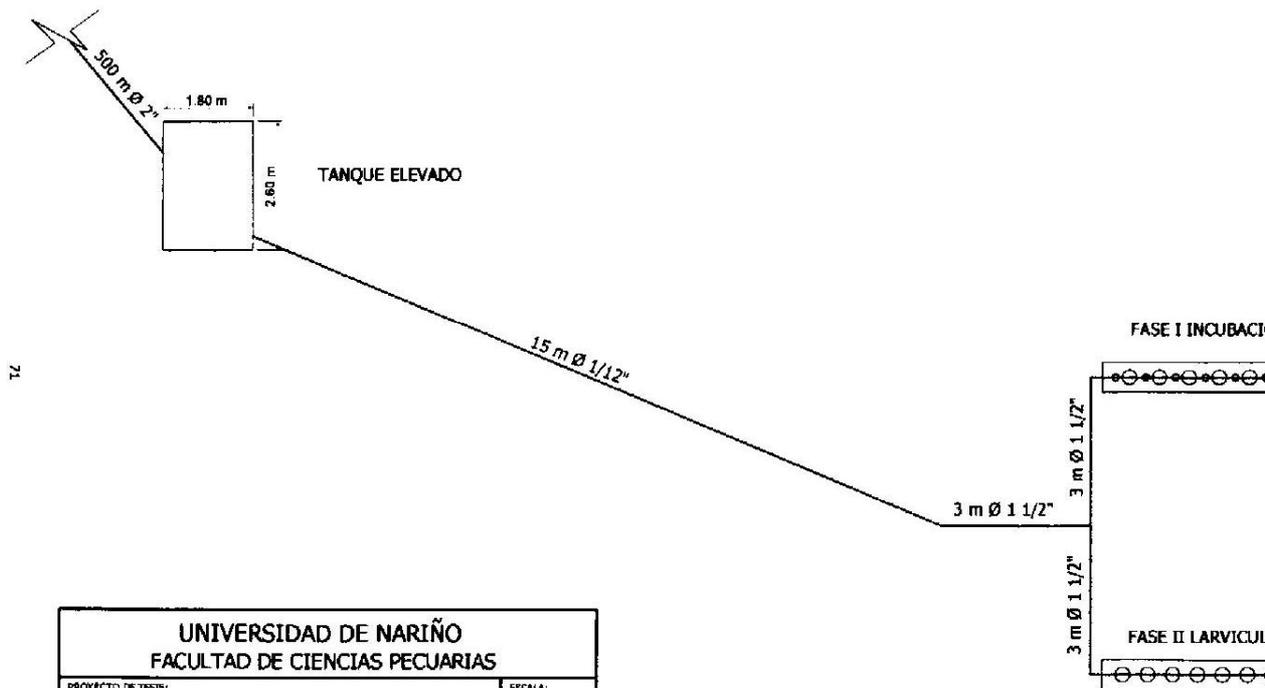
En las Figuras 23 y 24 se observa una vista de planta todo el sistema de alimentación hidráulica, en la Figura 25 se muestra la vista en planta solo del laboratorio de incubación y larvicultura, en la Figura 26 se muestra un perfil del laboratorio de incubación y larvicultura, mostrando los detalles de éste en la Figura 27.

FIGURA 23. VISTA EN PLANTA SISTEMA DE ALIMENTACION HIDRAULICA



UNIVERSIDAD DE NARIÑO FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS	
PROYECTO DE TESIS: EVALUACION DE DIFERENTES DENSIDADES DE INCUBACION DE HUEVOS DE TILAPIA ROJA MEDIANTE UN SISTEMA DE INCUBACION ARTIFICIAL	ESCALA: 1:400
ESTUDIANTE: ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA	FECHA: MAYO-2008

FIGURA 24. VISTA EN PLANTA SISTEMA DE ALIMENTACION HIDRAULICA
 ESCALA: 1:50



UNIVERSIDAD DE NARIÑO FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS	
PROYECTO DE TESIS: EVALUACION DE DIFERENTES DENSIDADES DE INCUBACION DE HUEVOS DE TILAPIA ROJA MEDIANTE UN SISTEMA DE INCUBACION ARTIFICIAL	ESCALA: 1:50
ESTUDIANTE: ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA	FECHA: MAYO-2008

FIGURA 25. VISTA PLANTA LABORATORIO DE INCUBACION Y LARVICULTURA

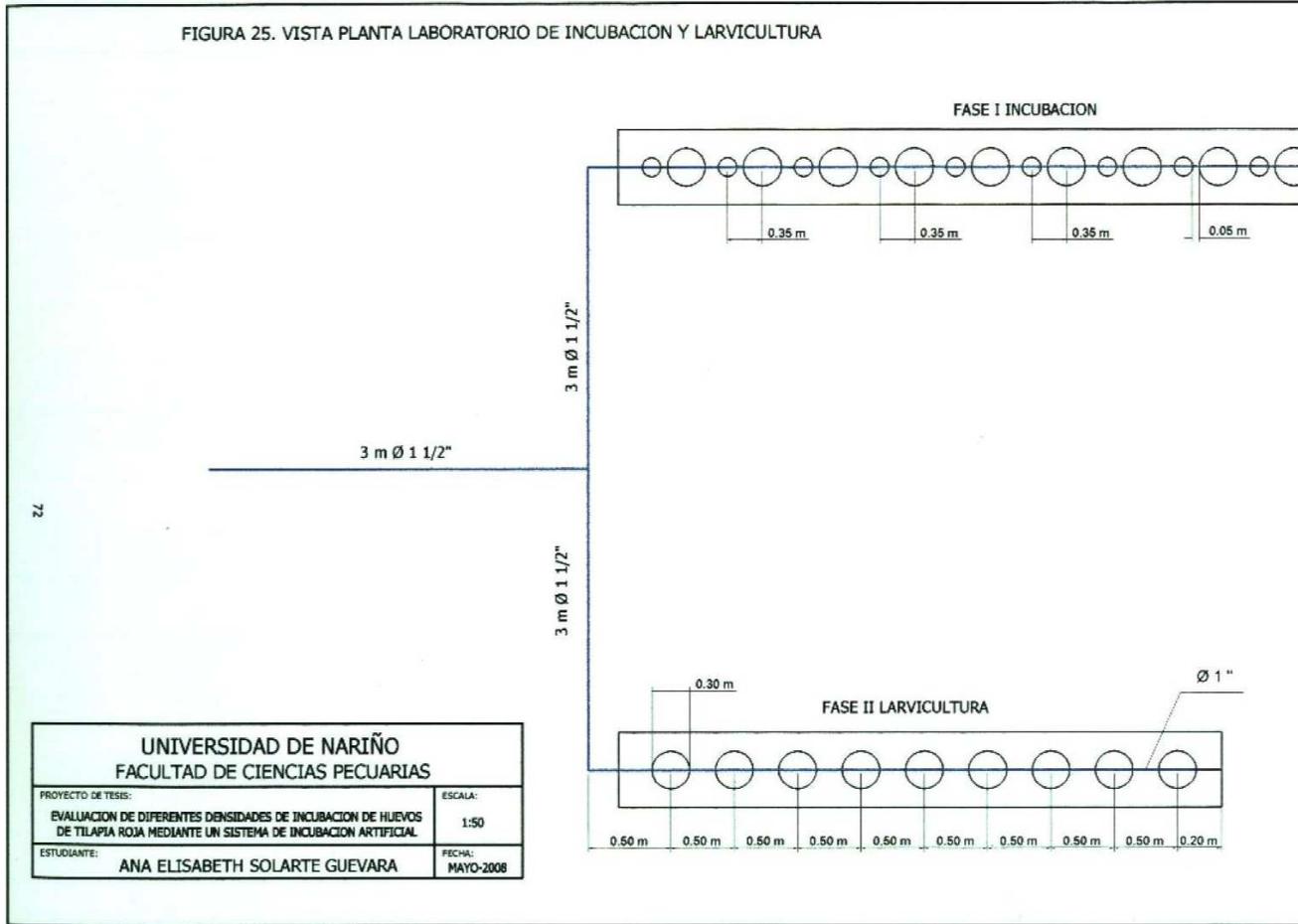
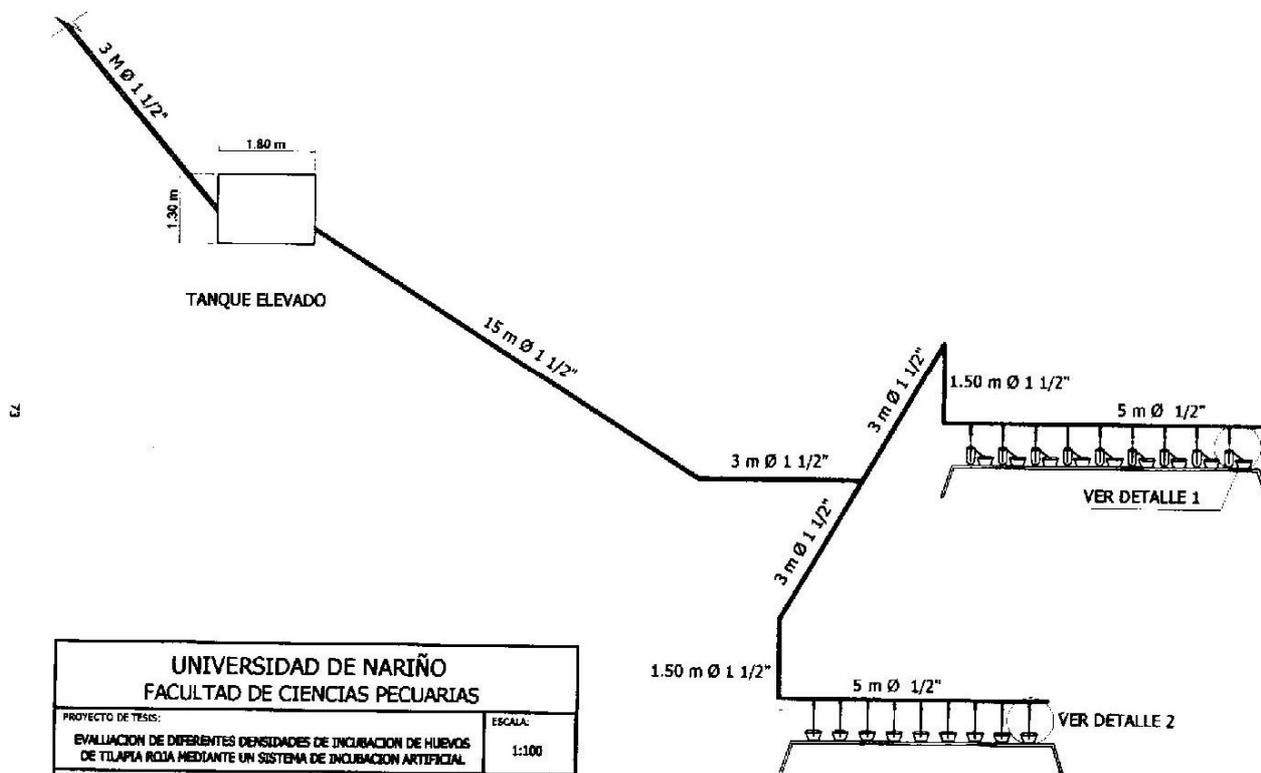
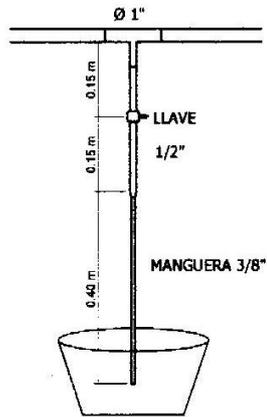


FIGURA 26. PERFIL LABORATORIO INCUBACION Y LARVICULTURA

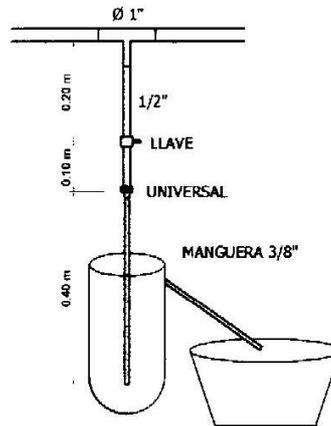


UNIVERSIDAD DE NARIÑO FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS	
PROYECTO DE TESIS: EVALUACION DE DIFERENTES DENSIDADES DE INCUBACION DE HUEVOS DE TILAPIA ROJA MEDIANTE UN SISTEMA DE INCUBACION ARTIFICIAL	ESCALA: 1:100
ESTUDIANTE: ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA	FECHA: MAYO-2008

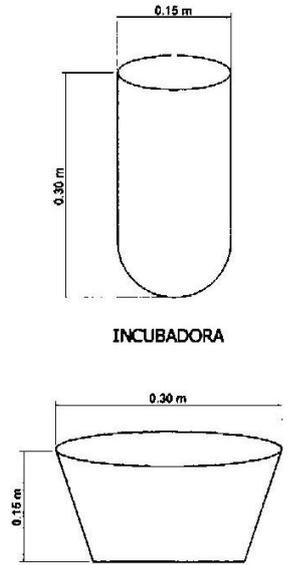
FIGURA 27. DETALLES DEL SISTEMA DE INCUBACION Y LARVICULTURA



DETALLE 1



DETALLE 2



INCUBADORA

BANDEJA

DETALLE RECIPIENTES

UNIVERSIDAD DE NARIÑO FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS	
PROYECTO DE TESIS: EVALUACION DE DIFERENTES DENSIDADES DE INCUBACION DE HUEVOS DE TILAPIA ROJA MEDIANTE UN SISTEMA DE INCUBACION ARTIFICIAL	ESCALA: 1:100
ESTUDIANTE: ANA ELISABETH SOLARTE GUEVARA	FECHA: MAYO-2008

5.4.1 Estanques. Para mantener los reproductores se necesitó un estanque en tierra de 1000 m^2 (Figura 28), con dimensiones de 20 m de ancho, 50 m de largo y 1,2 m de profundidad promedio, con borde libre de 0,3 m y con recambios de agua del 2,0% semanal, éste estanque fue construido con una pendiente del 2%, su suelo es arenoso, por tal motivo fue cubierto con una capa de 5,0 cm de arcilla con el fin de disminuir las filtraciones, tiene desagüe por medio de codo móvil de 6,0 pulgadas de diámetro, que cumple con las funciones del monje, con la ventaja de menor costo en construcción.

Debido a que el terreno en que fue construido el estanque tiene pendiente pronunciada, fue necesario la construcción de un dique para formar el estanque, con pendiente del 65% en sección transversal tiene forma trapezoidal, cuyos lados paralelos son horizontales construyendo una base, también llamada corona, que entre estanques tiene una longitud de 2,0 m. El estanque tiene una sección llamada caja de pesca, ubicada en la parte mas profunda de éste, junto al desagüe, tiene un área de $2,0 \text{ m}^2$, y en donde al ir finalizando el vaciado del estanque se recolectan los reproductores y las larvas en el sistema tradicional de producción de alevinos.

Figura 28. Estanque para reproducción natural.



5.4.2 Sala de Incubación. La sala de incubación fue dotada de nueve incubadoras experimentales tipo Mc Donald de capacidad de 1,5 litros, de 0,15 m de diámetro, 0,3 m de alto (Figura 29) y alimentadas con un caudal de agua de

1,8 litros/minuto y nueve bandejas receptoras de larvas de capacidad de cuatro litros, de 0,30 m de diámetro y 0,15 m de profundidad.

Figura 29. Incubadoras experimentales.



5.4.3 Sala de Larvicultura. Se requirió de 9,0 bandejas de plástico, con capacidad de 6,0 L, con 0,30 m de diámetro y 0,15 m de profundidad (Figura 30), en las que se mantuvieron las larvas hasta la reabsorción del saco vitelino. Se manejaron con un caudal de 1 litro/minuto, con el fin de conservar a las larvas en continuo movimiento, ya que éstas poseen un saco vitelino grande y tienden a estar en el fondo de los recipientes, lugares donde hay menor cantidad de oxígeno.

Figura 30. Bandejas para la reabsorción del saco vitelino



5.4.4 Materiales, equipos e insumos. A continuación se describen los materiales, equipos e insumos que fueron necesarios y utilizados para realizar la investigación, los cuales se describen a continuación en los cuadros 1, 2 y 3.

Cuadro 1. Materiales utilizados en el ensayo.

Cantidad	Material	Uso
1	Termómetro.	Tomar temperatura
9	Incubadoras Mc Donald 1,5 L	Incubación de los huevos
1	Chinchorro 50,0 m x 2,0 m	Captura reproductores
2	Nasas	Captura reproductores
2	Baldes capacidad 12 L	Transporte de agua
1	Ictiómetro.	Medición de reproductores
1	Manguera	Sifoneo, Transporte de agua
3	Probetas	Cuantificar huevos
9	Bandejas capacidad 5,0 L	Reabsorción saco vitelino
18	Llaves de paso	Controlar caudal

Cuadro 2. Equipos utilizados en el ensayo.

Cantidad	Equipo	Uso
1	Microscopio marca NIKON YS2 Ref. 153980	Observación de huevos y larvas.
1	Estereoscopio marca NIKON Ref. 179802	Observación de larvas.
1	Cámara de microfotografías marca DATABACK D4-MC 80DX	Toma de fotografías de huevos y larvas.
1	Equipo de análisis fisicoquímico HACH.	Toma de parámetros físicos y químicos del agua
1	Balanza analítica precisión 0.000001 g	Pesaje de huevos y larvas
1	Cronómetro	Tomar tiempo incubación, caudales.

Cuadro 3. Insumos utilizados en el ensayo.

Cantidad	Insumos	Uso
10 kg	Sal Marina	Desinfección de utensilios y tratamiento preventivo
2 L	Cloro	Desinfectar instalaciones

40 kg	Balanceado 30% proteína.	Alimentación reproductores
-------	--------------------------	----------------------------

5.5 PLAN DE MANEJO

5.5.1 Adecuación de Instalaciones. Para ésta investigación se necesitó instalaciones para dos fases: la primera fase de campo y la segunda fase de laboratorio que incluyen la etapa de incubación y la etapa de larvicultura.

- **Fase de campo.** Fue necesario desocupar el estanque y se dejó secar el fondo por exposición al sol por 10 días con el fin de favorecer la mineralización. Se usó cal viva únicamente en los sitios húmedos del estanque para eliminar alevinos producto de anteriores reproducciones, ya que la cal viva al estar en contacto con el agua forma combustión, lo que hace que haya desinfección, además se procedió a retirar los lodos de la caja de pesca, se colocó el tubo móvil de desagüe de 6". Al cabo de dos días se llenó el estanque con agua del reservorio dejando un borde libre de 30 cm.

Después de haber llenado el estanque se sembró los reproductores, los cuales estaban en un periodo de descanso de ocho días, separados macho de hembras en canales de concreto (3,0 m de ancho, 5,0 m de largo y 0,8 m de profundidad) (Figura 31), a densidades de 47 y 20 reproductores/ m² respectivamente. Allí se les aplicó un tratamiento profiláctico con sal marina a razón de 20 ppm durante 5,0 minutos. Los reproductores fueron transportados desde los canales hasta el estanque dentro de un tanque de fibra de vidrio con capacidad de 1000 litros, acondicionado en una camioneta vehicular.

Figura 31. Canales de concreto para descanso de los reproductores.



- **Fase de incubación y larvicultura.** El laboratorio de incubación fue lavado y desinfectado con una solución de yodo de concentración de 100 ppm, para la

desinfección de las incubadoras y las bandejas de larvicultura se utilizó una solución de sal marina con una concentración de 25 ppm.

5.5.2 Montaje de sistema hidráulico. Para el correcto funcionamiento del sistema, se conto con dos reservorios de 3500 y 4500 m³, desde donde el agua pasó por un filtro ascendente de diferentes tipos de grava, con capacidad de 108 m³ y de allí a un tanque N° 1 de decantación con capacidad de 54,5 m³ con el fin de reducir el alto nivel de sedimentos de la fuente de agua, quebrada La Guandinosa, por disminución de la velocidad del flujo del agua.

Del tanque de sedimentación N° 1, el agua pasó a otro tanque sedimentador N° 2 con capacidad de 136,5 m³, desde éste lugar el agua fue transportada por tubería de PVC de dos pulgadas al tanque elevado de almacenamiento capacidad de 7,5 m³, para de allí ser conducida al laboratorio por tubería de pulgada y media. Internamente en el laboratorio se reduce a tubería de una pulgada y de allí se subdivide para las nueve incubadoras y nueve bandejas de reabsorción de saco vitelino por medio de Tes de PVC y de la tubería de una pulgada se reduce a media pulgada con llaves de paso, para el control del agua , después de la llave de paso se termina conduciendo el agua por medio de manguera de 3/8 de pulgada.

La circulación del agua fue continua con flujo descendente, las incubadoras tuvieron un recambio de 120% por minuto y bandejas 67% por minuto, asegurando la oxigenación permanente de los oocitos y los embriones (Figura 32).

Figura 32. Sistema hidráulico.



5.5.3 Control de parámetros fisicoquímicos del agua. La calidad físico-química del agua en el estanque de reproducción se monitoreo una vez a la semana durante todo el día, cada hora, utilizando las técnicas colorimétricas y de volumetría (Equipo Hach, Figura 33), evaluando oxígeno, pH y temperatura.

En el laboratorio de incubación y larvicultura el sistema del agua fue de recambio continuo, o sea sin recirculación, se monitoreo temperatura, oxígeno, pH y amonio todos los días, tres veces al día, con el fin de determinar si estos parámetros incidían en los resultados de la investigación. Los parámetros de calidad del agua se evaluaron de acuerdo a los rangos óptimos para la tilapia roja, que es una especie de aguas cálidas.

Figura 33. Equipo Hach.



5.5.4 Manejo de reproductores. Los reproductores utilizados fueron de un lote de 1000 animales que se mantenían en un mismo estanque y de los cuales en el chinchorreo solo se escogió 240, buscando entre ellos las hembras que tenían incubando huevos, ya que son peces asincrónicos y no todos se habían reproducido. Los reproductores se mantuvieron en el estanque a una densidad de 1,0 animal/m². La relación manejada hembra:macho fue de 3:1, se necesitó 180 hembras y 60 machos, con pesos promedios de 520 ± 20 g y talla promedio de 29,78 ± 3,68 cm (Figura 34).

Para seleccionar los reproductores, machos de hembras se utilizó el método de observación de los caracteres sexuales externos, identificando el ano y el poro genital en el macho, mientras que en la hembra el ano, el poro genital y el orificio urinario. Tanto la selección como la siembra de los reproductores se realizó en horas de la mañana, ya que en horas de medio día y tarde la temperatura del agua sube haciendo que el metabolismo de los peces se incremente y por ende el consumo de oxígeno.

Para garantizar éxito en la reproducción, los reproductores se alimentaron con un balanceado extrudizado de 30% proteína, alimentados a razón del 2% diario de su biomasa, dos veces al día. Los valores de los nutrientes de la dieta según las casas productoras de balanceados se describen en la Tabla 6.

Tabla 6. Parámetros nutricionales del alimento balanceado para reproductores.

Alimento balanceado	%
Proteína mínimo	30
Grasa mínimo	6
Fibra máxima	8
Humedad máxima	12
Ceniza máximo	12

ITALCOL. Manejo industrial de las tilapias. Palmira: ITALCOL, 2007. p.16

La reproducción fue natural, después de siete días de sembrados los reproductores en el estanque, los machos comienzan a realizar nidos de desove (Figura 35) en el fondo de éste por medio de coletazos, cada hembra desova en un nido sus huevos en promedio de 2158 por kilogramo de reproductor y simultáneamente el macho los fertiliza. Una vez los huevos son fertilizados, la hembra los recoge para incubarlos bucalmente.

Figura 34. Pesaje y medición de los reproductores



Figura 35. Nidos en estanque de reproducción.



5.5.5 Recolección de huevos. Mediante un chinchorreo, al octavo día de sembrados los reproductores se procedió a la captura (Figura 36) de éstos para la recolección de los huevos, sustrayéndolos de la boca de las hembras (Figura 37), recolectándolos en una cubeta (Figura 38) y oxigenándolos constantemente con abundante agua limpia antes de llevarlos a la sala de incubación. Para dicho proceso se tuvo en cuenta que las hembras tuvieran una pronunciación en el maxilar inferior, lo cual indicaba que tenían huevos incubando.

Figura 36. Revisión de reproductores

Figura 37. Hembra incubando huevos



Figura 38. Recolección huevos



5.5.6 Transporte y medición de los huevos. El transporte de los huevos desde el estanque hasta el laboratorio de incubación se realizó inmediatamente terminada la extracción de los huevos a las hembras, se colocó todos los huevos en un mismo recipiente homogeneizándolos, para luego ser incubados al azar. Se tomó una muestra de 40 huevos para medirlos y pesarlos y obtener los valores promedios.

5.5.7 Conteo e incubación de los huevos. Previamente a la siembra en las incubadoras de capacidad de 1,5 litros (Figura 39) fueron lavados para remover partículas de barro y escamas, además fueron desinfectados con una solución salina de 25 ppm, durante un periodo de 20 segundos (Figura 40), para realizar el proceso de siembra de los huevos, se hizo un conteo de éstos mediante el método de volumetría, el patrón fue: 100 huevos desplazaban un centímetro cúbico de agua, se realizó las medias correspondientes para cada densidad de acuerdo las densidades descritas en los tratamientos (Cuadro 4), posteriormente se procedió a incubarlos. La incubación tuvo una duración de 6 días a una temperatura promedio de 26,28 °C

Figura 39. Incubadoras experimentales.



Figura 40. Lavado y desinfección de huevos.



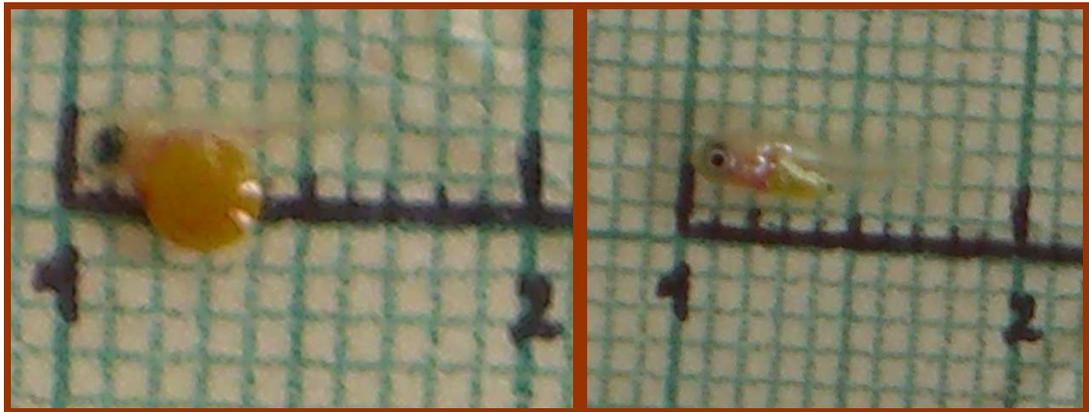
5.5.8 Reabsorción de saco vitelino. Una vez que eclosionaron los huevos, las larvas con saco vitelino emergieron a la superficie y fueron abandonando las incubadoras cayendo atrapadas en bandejas de recepción, posteriormente se trasladaron a las bandejas de reabsorción del saco vitelino (Figura 41), ahí se mantuvieron por cinco días más hasta que presentaron nadado horizontal y terminaron de reabsorber su reserva vitelínica.

Figura 41. Larvas en bandejas de reabsorción de saco vitelino.



Se realizó una medición de peso (mg) y talla (milímetros) de las larvas recién eclosionadas y también una vez terminada la fase de reabsorción de saco vitelino (Figura 42), para este proceso se necesitó la balanza analítica, el estereoscopio y una regla milimétrica.

Figura 42. Medición de las larvas con y sin el saco vitelino.



5.6 TRATAMIENTOS

Para el desarrollo de ésta investigación se evaluaron tres tratamientos con tres réplicas cada uno, que consistió en la evaluación de diferentes densidades de incubación de huevos de tilapia roja (*Oreochromis sp*) bajo un sistema artificial. Los tratamientos se describen en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Descripción de los tratamientos.

Tratamientos	Descripción
--------------	-------------

T1	Densidad de incubación de huevos: 8000 huevos/ litro
T2	Densidad de incubación de huevos: 16000 huevos/ litro
T3	Densidad de incubación de huevos: 24000 huevos/ litro

5.7 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se utilizó un diseño experimental completamente aleatorizado, conformado por tres tratamientos y tres réplicas por tratamiento. Cada unidad experimental estuvo constituido por una incubadora tipo Mc Donald y un lote de huevos fertilizados, en número de acuerdo con la densidad establecida en cada tratamiento, como se indica en la Cuadro 4.

El modelo matemático que representa es diseño es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu_i + T_i + Y_{j(i)} + \varepsilon_{k(ij)} + n_{s(ijk)}$$

Donde:

i= 1, 2, 3 tratamientos.

J= 1, 2, 3 Réplicas.

K= 1,..... ε

s= 1,.... n muestras

Y= Variable respuesta

μ= Media de los tratamientos

T= Efecto del i-ésimo tratamiento.

γ = Efecto de la j-ésima réplica que recibió el i-ésimo tratamiento.

ε= Error experimental asociado a la k-ésima unidad experimental que recibió el i-ésimo tratamiento.

n = Efecto de la s-ésima observación dentro de la k-ésima unidad experimental que fue sometida al i-ésimo tratamiento.

Para el análisis de las variables porcentaje de eclosión y sobrevivencia larvaria se aplicó la prueba estadística Brand Snedecor, con los datos recolectados durante la investigación los muestreos de acuerdo al siguiente modelo:

$$\chi^2 c = \frac{[\sum a_i \cdot p_i] - [p \cdot \sum a_i]}{pq}$$

Donde:

$\chi^2 c$ = Chi cuadrado

a_i = Número de éxitos

p = Número de probabilidad de éxito en una sola prueba

p_i = Probabilidad asociado al iésimo elemento.

Q = $1 - p$

La prueba de Brand Snedecor, lo que hace es aceptar o rechazar la hipótesis nula que corresponde a la existencia o no de diferencias significativas entre los tratamientos, utilizando un programa estadístico.

Se efectuó un análisis de varianza para la variable peso de las larvas. Para la variable tiempo de latencia de eclosión se utilizó la prueba estadística de Kruskal Wallis, con el propósito de establecer y recomendar el mejor tratamiento. Así mismo se utilizó la prueba de regresión múltiple para determinar la relación de las variables evaluadas frente a los parámetros fisicoquímicos del agua.

Lo que hace la prueba de Kruskal-Wallis, es comparar los diferentes tratamientos pero usando la mediana de cada uno de ellos, en lugar de las medias, con la finalidad de determinar diferencias o no entre los tratamientos del estudio a evaluar.

La prueba de regresión múltiple lo que hace es determinar si dos o más variables independientes influyen sobre una variable dependiente.

5.8 VARIABLES EVALUADAS

Las variables evaluadas en ésta investigación fueron:

5.8.1 Porcentaje de eclosión. Se determinó la cantidad de embriones que eclosionaron de toda la población de huevos sembrados.

$$\%E = \left(1 - \frac{(\# T E M)}{\# T E I}\right) * 100$$

Donde:

%E: porcentaje de eclosión

T E M: número total de embriones no eclosionados
T E I: número total de embriones iniciales.

5.8.2 Tiempo de latencia de la eclosión. Se evaluó el tiempo en que tardan los huevos en eclosionar desde el momento de la siembra hasta que salen libres del corion y se determinó en horas/grado.

$$T I = T_h * ^\circ C$$

Donde:

T I = Tiempo de incubación

T_h = Horas en incubación

°C = valor promedio de la temperatura en grados centígrados

5.8.3 Sobrevivencia larval. Se cuantificó la cantidad de larvas con saco vitelino que sobrevivieron durante el periodo de reabsorción del mismo.

$$S = \left(1 - \frac{(\# T L M)}{\# T L I} \right) * 100$$

Donde:

S: sobrevivencia larval

T A M: número total de larvas muertas

T A I: número total de larvas iniciales.

5.8.4 Relación de dependencia entre las variables y los parámetros fisicoquímicos. Se realizó un análisis para determinar si existe una relación dependiente de las variables con los parámetros fisicoquímicos del agua.

$$Y = f(x, w, z)$$

Donde:

Y = Variable dependiente.

x, w, z= variables independientes

5.8.5 Relación beneficio costo entre tratamientos: se determinó los costos variables de cada tratamiento versus la tasa de ingreso estimada por la producción de larvas de tilapia roja (*Oreochromis sp*), obtenidos bajo este sistema.

El análisis de la relación B/C, toma valores mayores, menores o iguales a 1, esto significa que:

B/C > 1 los ingresos son mayores que los egresos, entonces el proyecto es aconsejable

B/C = 1 los ingresos son iguales que los egresos, entonces el proyecto es indiferente.

B/C < 1 los ingresos son menores que los egresos, entonces el proyecto no es aconsejable

$$RCB = \text{beneficio} / \text{Costo}$$

6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1 REPRODUCCIÓN.

Bajo el sistema de reproducción natural de tilapia (*Oreochromis sp*) en estanque excavado, se logró determinar que las hembras utilizadas, a partir del día octavo desde la siembra inician el periodo de incubación de huevos de manera bucal.

Para determinar la frecuencia del peso en que se encontraban las reproductoras hembras utilizados (Anexo 1), se realizó una tabla de frecuencias, estableciendo siete clases, con intervalo entre clase de 0,17 kg; cuyos limites superiores e inferiores corresponden al peso de los reproductores, tal como se indica en la Tabla 7.

Tabla 7. Frecuencias de peso de las reproductoras hembras.

Clase	Limite inferior peso	Limite Superior peso	Frecuencia relativa	Frecuencia acumulada	Frecuencia acumulativa	Frecuencia Acumulada relativa
1	0,166	0,333	24	0,176	24	0,176
2	0,333	0,500	53	0,388	77	0,566

3	0,500	0,666	29	0,2132	106	0,779
4	0,666	0,833	17	0,125	123	0,904
5	0,833	1,000	11	0,080	134	0,985
6	1,000	1,166	1	0,074	135	0,992
7	1,166	1,333	1	0,0074	136	1,000

Media = 0,524779 Desviación típica = 0,199336

Según la Tabla 7, de la columna de frecuencia acumulada relativa, se puede deducir que el 90% de reproductores se encuentran en un peso menor a 833 g y que menos del 56% son reproductores con menos de 500 g, por lo tanto se concluye que la mayoría de éste lote de reproductores son animales jóvenes con pesos menores a 1 kg.

A partir de estas agrupaciones y con el fin de determinar en cual grupo se encuentran las mejores reproductoras hembras, que producen el mayor número de huevos por kilogramo de peso, se realizó un análisis de varianza, en la cual se pudo establecer que existen diferencias altamente significativas ($p=0,01$) entre los rangos de peso de reproductores hembra y la producción de huevos por kilogramo de peso (Anexo 2). Para efectos de determinar el mejor grupo de animales, se efectuó una prueba de Tukey para la medias muestrales de la variable cantidad de huevos por kilogramo de peso de reproductor; encontrando que el mejor grupo es el número uno, es decir, aquellas que pesan entre 166 y 333 gramos, cuya media de producción es de 3330,09 huevos/kg de hembra (Anexo 3). Los demás tratamientos no presentan diferencias estadísticas significativas.

Bocek⁹⁵ estima que cada hembra de tilapia roja de 300 g, puede llegar a producir de 2000 a 3000 huevos por kilogramo de peso, lo que ocasiona en los sistemas productivos en estanque que se presente una sobrepoblación de alevinos; situación que afecta el crecimiento, la conversión alimenticia y disminuye la productividad y rentabilidad de los cultivos; puesto que comienza a presentarse competencia por espacio, alimento y oxígeno.

Castro, Losada y Polania⁹⁶ afirman que en reproductores de tilapia plateada *Oreochromis niloticus*, el peso de estos influye en el capacidad de producción de

⁹⁵ BOCEK, Op. cit., p. 5.

⁹⁶ CASTRO, Catherine, LOSADA Lina y POLANIA, Freddy. Evaluación del potencial reproductivo de la tilapia plateada (*Oreochromis niloticus*), a diferentes edades tallas y pesos corporales. Trabajo de

huevos, determinando que reproductores con más de 600 g bajaban su potencial reproductivo, ya que éstos se encuentran en una madurez más avanzada y por tanto disminuyen la eficiencia de movilización de nutrientes hacia los huevos reduciendo así la calidad y cantidad de los mismos.

Ramírez⁹⁷, afirma que reproductores de tilapia roja de 150 g, tienen posturas entre 716 y 1103 huevos/kilogramo de peso de pez.

Martinez y Ross⁹⁸ determinó la fecundidad de tres tallas de hembras de *Oreochromis niloticus* y *O. mosambicus*, (Tabla 8), concluyendo que las hembras de peso menor a 300 g tenían posturas de mayor cantidad de huevos por kilogramo de peso de reproductor.

Tabla 8. Producción de huevos de *Oreochromis niloticus* y *O. mosambicus*.

Peso hembra g	<i>O. mosambicus</i>		<i>O. niloticus</i>	
	No huevos/ desove	Huevos/ kilogramo	No huevos/ desove	Huevos/ kilogramo
100	529	5290	621	6210
200	782	3910	818	4090
300	983	3276	960	3200

MARTINEZ, Carlos y ROSS, Lindsay. Biología y cultivo de la mojarra latinoamericana *Cichlasoma urophthalmus*. México: GRAFOS S.A., 1994. p. 23.

En la tabla anterior se puede notar de manera clara, la relación inversa existente entre el peso de la hembra y el número de huevos producidos, notándose que a mayor peso de la reproductora, la cantidad de huevos por desove y por lo tanto totales por kilogramo disminuye de forma significativa.

Las experiencias por Espejo y Torres⁹⁹ han establecido que el tamaño ideal de los reproductores de tilapia roja, en donde alcanzan el mayor pico de producción de huevos se encuentra ente 160 y 300 g y que animales con tallas mayores a las

grado (Tecnólogo en acuicultura). Neiva: Universidad Sur Colombiana, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, 2007. p. 25.

⁹⁷ RAMIREZ, Op. cit. p. 179.

⁹⁸ MARTINEZ y ROSS, Op. cit., p. 23

⁹⁹ ESPEJO y TORRES, Op. cit., p. 284.

anteriormente descritas suelen presentar una mayor susceptibilidad al manejo como traslado, pesaje y demás tareas asociadas a la producción de alevinos.

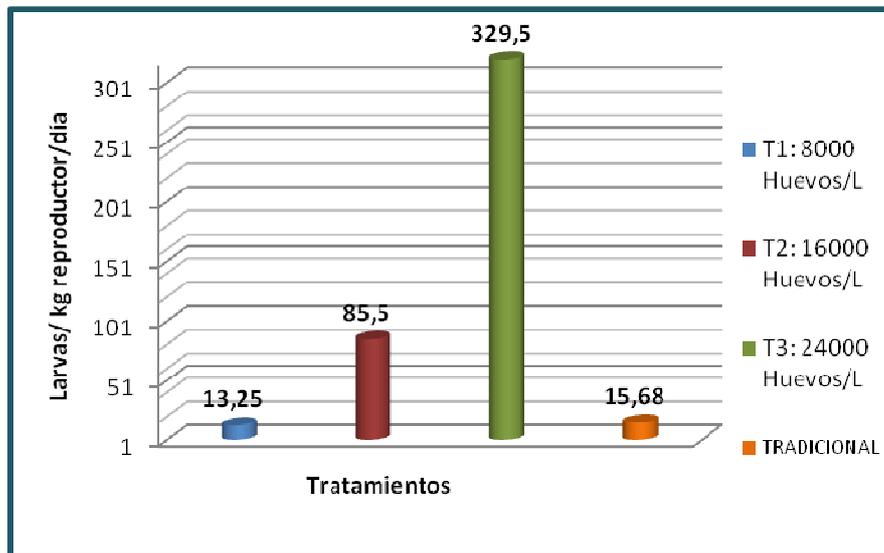
Bajo el sistema de incubación artificial, se determinó la cantidad de huevos producidos por kilogramo de peso de hembra, de la misma manera la cantidad de larvas por kilogramo de peso dividiendo el total de larvas de cada tratamiento entre los ocho días que duró el ciclo reproductivo. Se obtuvieron los resultados y se dedujo que el T3 produce 329,5 larvas /kg hembra/ día; seguido del T2 con 85,5 y T1 con 13,25 larvas /kg de hembra/ día (Tabla 9), y que por lo tanto el tratamiento mas efectivo en la producción de larvas por día es T3, debido principalmente a que en los otros dos tratamientos, T1 y T2, la mortalidad larvaria fue mucho mayor.

Comparando éste sistema con el tradicional en estanques, utilizado también en la estación piscícola Alto Magdalena de Gigante - Huila, se observó que en este último la producción de larvas por kilogramo de peso de hembra es de 266 individuos por ciclo, y siguiendo con la misma metodología del sistema anterior se dividió la cantidad de larvas recogidas por el número de días del ciclo reproductivo, que para este caso es de 17 días, y se obtuvo una producción de 15,68 larvas/kg de hembra/ día (Figura 43).

Tabla 9. Número de larvas por kg de reproductor por día bajo sistema artificial.

	T1	T2	T3
Numero reproductores hembra	30	60	90
Peso promedio reproductores (kg).	0,16 -0,33	0,16-0,33	0,16-0,33
No. Larvas producidas por tratamiento	7961	10262	59376
Larvas/ reproductor	265	171	659
Larvas/kg reproductor	1060	684	2636
Larvas/kg hembra/ día	13,25	85,5	329,5

Figura 43. Número de larvas por kilogramo de reproductor por día, comparado entre tratamientos y con el sistema tradicional.



Algunos autores citados en la tabla 10, muestran resultados obtenidos en la producción de larvas bajo el sistema de incubación artificial de huevos de tilapia en diferentes variedades y que comparado con los resultados obtenidos en ésta investigación, se puede concluir que se logro obtener una mayor producción con el tratamiento T3, que los presentados por los autores en la tabla 10.

Tabla 10. Parámetros productivos de larvas de *Oreochromis*, bajo el sistema de remoción e incubación artificial de huevos.

Especie	Larvas/ kg hembra/ día	Fuente
Red Florida	101,1	Watanabe et al ¹⁰⁰
<i>Oreochromis niloticus</i>	105,5	Rhida y Cruz ¹⁰¹
<i>Oreochromis niloticus</i>	250,0	Little, et al ¹⁰²

¹⁰⁰ WATANABE, W, et, al. Saltwater culture of red tilapia and other saline-tolerant tilapia. New York: World Aquaculture, 1999. p. 54.

¹⁰¹ RHIDA, T. y CRUZ, M. Effects of controllineg temperatura and Light duration on seed production in tilapia *Oreochromis spirulus*. London: Aquaculture, 1998. p. 403.

¹⁰² LITTLE, C; COWARD, K; BHUJEL, R; PHAM, A. y BROMAGE, R. Effect of broodfish exchange strategy on the spawning performance and sex steroid hormone leves or *Oreochromis niloticus* broodfish in hapas. London: Aquaculture, 2000. p. 77.

<i>Oreochromis sp.</i>	200,8	García y Quintero ¹⁰³
------------------------	-------	----------------------------------

PRIETO, Camilo y OLIVERA, Martha. Incubación artificial de huevos embrionados de Tilapia Roja *Oreochromis sp.* Antioquia: Universidad de Antioquia, Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, 2001. p. 4.

Little, et al¹⁰⁴ encontraron que la producción de larvas de tilapia del Nilo aumentaba de 31 larvas/kg de hembras/día obtenidas en condiciones naturales hasta 106 larvas/kg de hembras/día obtenidas con el sistema de incubación artificial. Los huevos y las larvas eran retirados de la boca cada 10 días en el método artificial. Cuando la frecuencia de incubación artificial se aumentaba a una vez cada 5,0 días, la productividad resultante aumentaba hasta las 278 larvas/kg de hembras/día.

Watanabe et al¹⁰⁵ compararon la producción de larvas de tilapia roja de Florida, trabajando en tanques con agua salobre usando los métodos de incubación natural y artificial y encontraron que con el primer método sólo obtenía una producción de 3,3 larvas/m²/día, mientras que el segundo método obtenían hasta 91,7 larvas/m²/día.

6.2 SISTEMA DE INCUBACIÓN.

Para el desarrollo de este estudio se optó por el uso del sistema de incubación artificial de tilapia, pues es una técnica innovadora a nivel mundial y muy poco desarrollada en el país, ya que esta tecnología es aplicada por unas pocas empresas particulares que no hacen socialización de esta metodología. Adicionalmente, permite optimizar el sistema de producción de alevinos, al manejarse altas densidades de huevos en la incubación, controlar muchos de los factores fisicoquímicos que alteran los procesos de incubación a campo abierto y llevar una estricta vigilancia de todo el proceso y con ello garantizar un producto en la cantidad y calidad requerida por el mercado.

¹⁰³ GARCIA, J y QUINTERO, L. Algunos aspectos reproductivos de la tilapia roja *Oreochromis sp.*, bajo el sistema de remoción e incubación artificial de los huevos.. Bogotá: UNAL, 2004. p. 41.

¹⁰⁴ LITTLE, C.; MACINTOSH, J. y EDWARDS, P. Improving spawning synchrony in the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. En: Aquaculture and Fisheries Management. Vol. I. No. 5, (Agosto, 1993); p. 24.

¹⁰⁵ WATANABE, O., SMITH, J., WICKLUND, I. y OLLA, L. Hatchery production of Tilapia red of Florida seed in brackishwater Tanques under natural-mouthbrooding and clutch-removal methods. New York: Aquaculture Wordl, 1992. p. 88.

Se utilizó incubadoras tipo Mac Donald, que según Woynarovich y Horvath¹⁰⁶ están catalogadas por la FAO dentro de las incubadoras tipo embudo y de flujo descendente, ya que es el tipo sugerido para huevos no adherentes, los que están separados el uno de otro, y que requieren un movimiento suave y constante, de tal manera que el agua circule entre ellos aportando oxígeno y retirando los desechos fisiológicos generados por los embriones. Este sistema de incubación es importante ya que se tiene el control del flujo de agua que ingresa, de tal manera que con este movimiento se imita el que podrían tener en la boca de la hembra para que no sufran lesiones durante el proceso de incubación y ésta se leve a cabalidad.

Es importante también recalcar, que los huevos de tilapia tienen carácter bentónico, pues su peso específico es mayor que la del agua, por lo que según Woynarovich y Horvath¹⁰⁷ se pueden catalogar como semiflotantes, por lo que se requiere un caudal constante para el movimiento de los mismos.

6.2.1 Diseño del sistema de incubación artificial. El diseño de éste tipo de sistema de incubación y larvicultura se eligió debido al tipo de huevos a incubar, las tilapias son peces de aguas tranquilas o quietas, por ende sus huevos necesitan de un flujo suave y constante del agua, pero no brusco; a diferencia de otros sistemas de incubación como el de flujo ascendente, donde se utiliza las incubadoras cónicas para huevos de peces reofílicos, peces que desovan río arriba y que por tanto sus huevos están expuestos a grandes caudales, así mismo a flujos más bruscos de agua, como es el caso del bocachico y de los bagres.

6.2.2 Evaluación del sistema. El sistema de incubación artificial se evaluó desde diferentes puntos de vista citados a continuación.

- **Evaluación del sistema de filtración y decantación.** Se evaluó la eficiencia del sistema de filtración y decantación que existen previos a donde se ubica el laboratorio de incubación artificial y de larvicultura de tilapia. Para esto se realizó un análisis de sólidos totales en el reservorio, en el filtro, decantadores, y al finalizar el sistema, en el tanque elevado de donde inicia la entrada del agua al laboratorio (Anexo 4).

¹⁰⁶ WOYNAROVICH y HORVÁTH, Op. cit., p. 17.

¹⁰⁷ *Ibíd*, p. 18

Se obtuvo que el sistema de filtración y decantación en conjunto tiene una eficiencia del 94,77 % (Tabla 11), puesto a que en la salida del reservorio se encontró 74 mg/L de sólidos totales en el agua, y que al pasar por el filtro y los dos decantadores el agua llega al laboratorio con 3,87 mg/L de sólidos totales. Por tanto el sistema es eficiente desde el punto de retención de sólidos.

Tabla 11. Porcentaje de eficiencia del sistema de filtración y decantación del agua que llega al laboratorio de incubación artificial y larvicultura.

	Reservorio	Filtro	Decantadores	Laboratorio
Sólidos suspendidos mg/l	71,5	54,7	4,475	3,81
Sólidos disueltos mg/l	2,52	4,9	0,54	0,06
Sólidos Totales mg/l	74,02	59,6	5,015	3,87
Porcentaje de sólidos en la muestra	100	80,51	6,77	5,23
Porcentaje de eficiencia %	0	19,49	93,23	94,77

- Comprobación del diseño del sistema. Se realizó la comprobación del diseño del sistema hidráulico de acuerdo a las pérdidas por la tubería que conduce el agua dentro del laboratorio de incubación y larvicultura, mediante la metodología de Darcy Weisbach, obteniéndose que para el caudal manejado durante ésta investigación (Caudal total 25,2 litros por minuto) el sistema diseñado en tubería PVC de una pulgada y media es eficiente en un 267,34% puesto que el caudal máximo que se podría utilizar en éste diseño es 92,57 litros por minuto (Lpm), por tanto con este tamaño de tubería (1½") se alcanzaría a implementar 8 incubadoras y 8 bandejas de reabsorción de saco vitelino adicionales a las que se utilizó para dicha investigación (Anexo 5). Sin embargo se debe recomendar que en estos sistemas se debe reducir al máximo el número el uso de accesorios, esto por que generan pérdidas que repercuten en la eficiencia del mismo.

- Evaluación de la eficiencia de utilización del agua. Al comprobar la eficiencia del sistema artificial de producción de larvas visto desde el punto de utilización total en volumen de agua y en comparación al sistema tradicional en estanque se obtuvo que el sistema de incubación artificial tiene una eficiencia del 345% en la utilización del volumen de agua. Lo cual significa que el sistema es muy eficiente y que además hace un manejo racional del agua (Tabla 12).

Tabla 12. Eficiencia del agua utilizada en la producción de larvas bajo el sistema artificial y el tradicional.

Ítem	Sistema artificial	Sistema tradicional
Volumen de agua utilizada por ciclo (m ³)	355,32	1000
Producción de larvas por ciclo	98124	80000
Producción de larvas/m ³	276	80
Eficiencia %	345	28

- Evaluación de la eficiencia de las incubadoras Mc Donald. Al realizar la evaluación de la eficiencia de las incubadoras Mc Donald utilizadas en éste estudio, y comparándolas con las incubadoras más comúnmente utilizadas, las cónicas tipo Woynarovich, para peces reofilicos, se encontró que las incubadoras Mc Donald son un 160% más efectivas, que las cónicas (Anexo 6), puesto a que utilizan menor cantidad de agua (60%) e incuban mayor número de huevos por unidad de área (Tabla 13).

Tabla 13. Eficiencia de incubadoras Mc Donald frente a las de tipo Woynarovich.

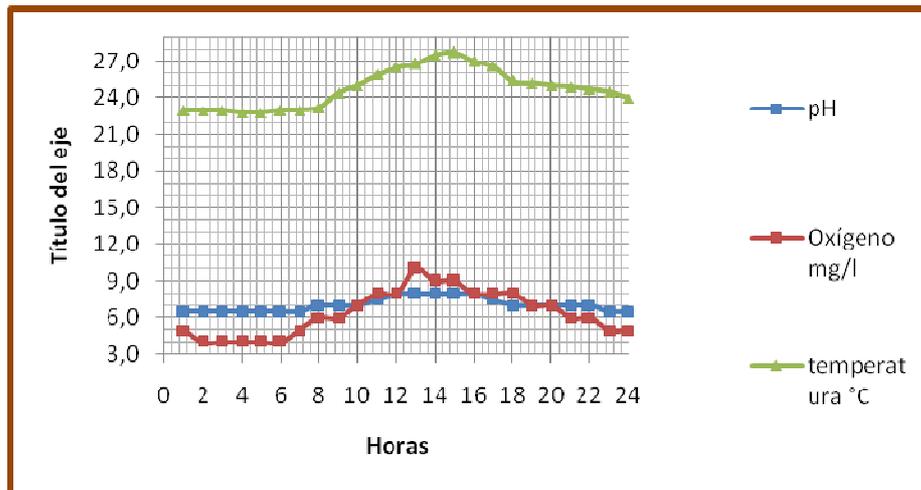
Ítem	Incubadoras Mc donald	Incubadoras cónicas
Caudal requerido (L/min)	1,8	3
Huevos por litro	24000	2040
Eficiencia %	166	60

6.3 CALIDAD DEL AGUA.

Al realizar monitoreo durante todo un día de la calidad fisicoquímica del agua del estanque de reproducción (Anexo 7), se encontró que en horas de la tarde se presentan las temperaturas más altas llegando hasta 27,7°C, así mismo los niveles más altos para oxígeno y pH, esto por cuanto la iluminación solar es mas intensa y por ende la actividad fotosintética. Sin embargo, las horas mas criticas se presentan en horas de la madrugada, pues se presenta un descenso en el oxígeno

desde la 1 a.m. hasta las 6 a.m. con valores que llegan a 4 mg/L, al igual los valores de temperatura con reducciones significativas y llegando hasta 22,8 °C, el pH no muestra fluctuaciones severas, tan solo en horas de la tarde muestra los valores más altos, encontrando que entre las 11 a.m. a 4 p.m. el pH asciende hasta 8,0 (Figura 44).

Figura 44. Comportamiento de los parámetros promedios del agua en estanque de reproducción.



Así mismo se llevó registros diarios de los parámetros fisicoquímicos del agua, durante la fase de incubación y larvicultura (Anexos 8, 9, 10 y 11). Una vez que se dio inicio a la eclosión, dio paso a la siguiente fase de larvicultura, es por esto que en las gráficas aparecen los valores de los parámetros de larvicultura pasado un día de la fase de incubación.

Para la fase de incubación se encontraron los promedios descritos en la tabla 14.

Tabla 14. Parámetros fisicoquímicos del agua para la fase de incubación.

PARAMETROS	VALOR
Temperatura	26,28± 1,9 °C
Oxígeno	76,9 ± 0,5 mg/l
pH	7,83 ± 0,40
Amonio	0,12 ± 0,02 ppm

Durante la fase de larvicultura o reabsorción de saco vitelino se determinaron los promedios de los parámetros evaluados, temperatura, oxígeno, pH y amonio, los cuales están plasmados en la tabla 15.

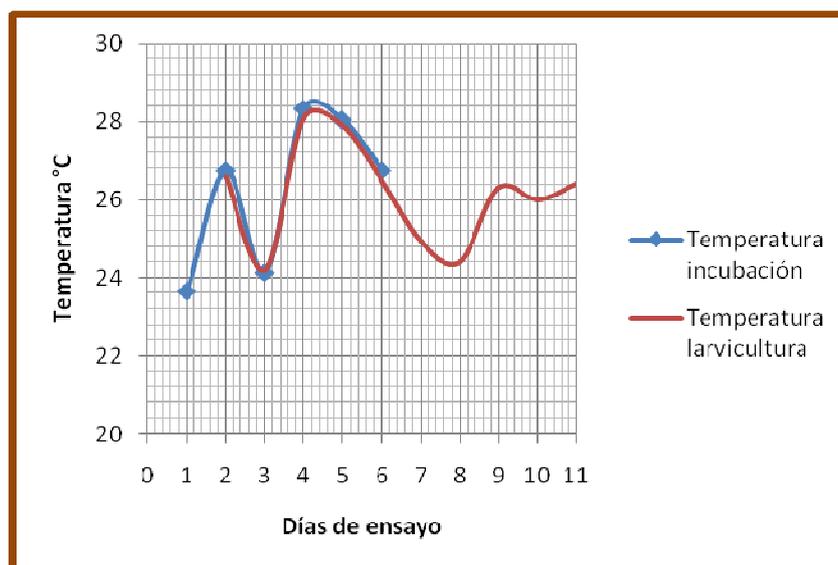
Tabla 15. Parámetros fisicoquímicos del agua para la fase de larvicultura.

PARAMETROS	VALOR
Temperatura	25,46 ± 0,9 °C
Oxígeno	7,5 ± 0,5 mg/l
pH	7,5 ± 0,44
Amonio	0,1 ± 0,01 ppm

Cabe resaltar que éste fue un sistema de circulación abierto o continuo de agua, que no hubo recambio y que al evaluar los parámetros físico químicos del agua, descritos anteriormente, se encontraron que los valores para todos los tratamientos eran iguales. Por ende se muestra en una sola grafica (Figuras 45, 46, 47 y 48) el comportamiento de cada parámetro durante las dos fases, aunque cada fase se dio en diferentes tiempos, el uno seguido del otro.

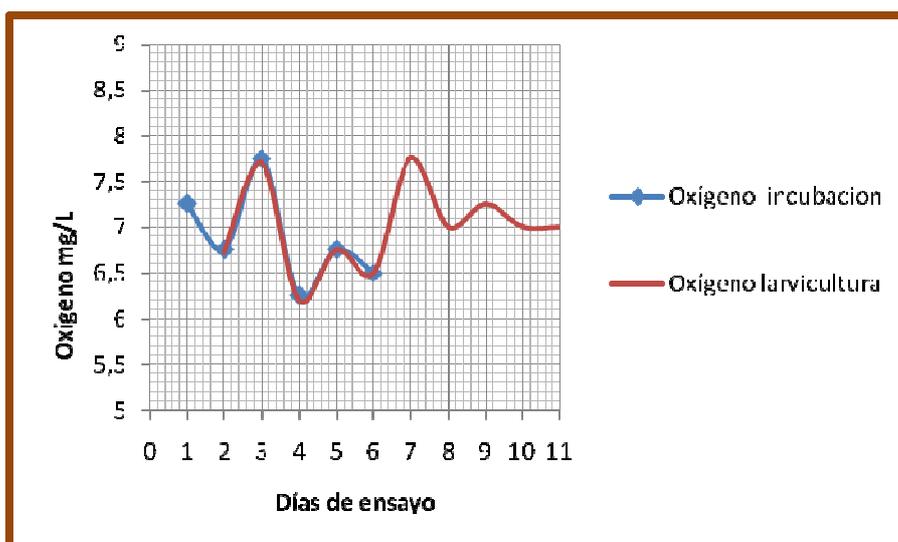
Las varianzas en la temperatura fueron dadas principalmente por los cambios medio ambientales, días soleados y lluviosos, principalmente en la incubación, mientras que en la larvicultura se contaron con condiciones mucho más homogéneas (Figura 45).

Figura 45. Comportamiento de la temperatura en la fase de incubación y larvicultura



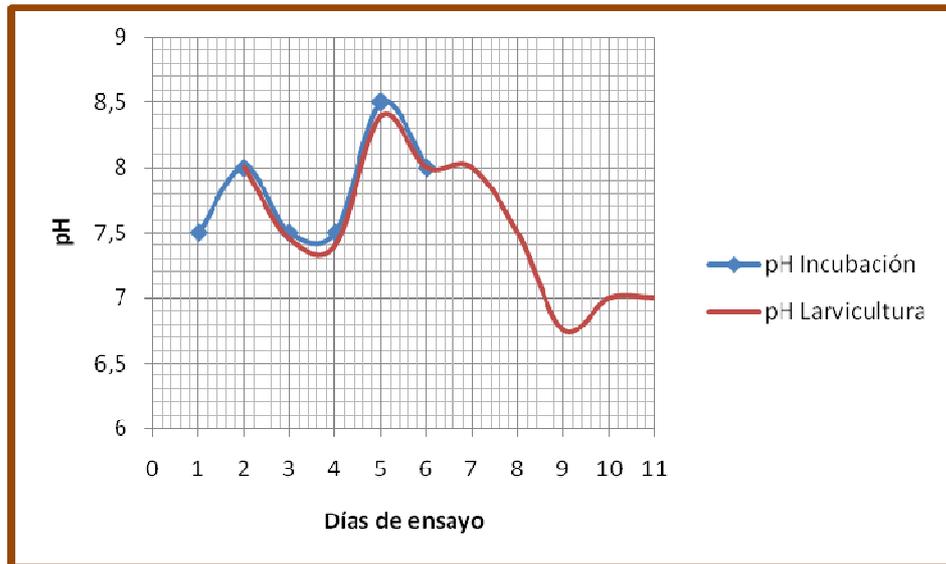
La fluctuación en los niveles de oxígeno tanto en la incubación como en la larvicultura tiene una influencia directa de la radiación solar presentada durante el día y la cantidad de sólidos en suspensión, materia orgánica o algas que presente el agua.

Figura 46. Comportamiento del Oxígeno en la fase de incubación y larvicultura



Los niveles de oxígeno tienen una relación inversa con las cantidades de materia orgánica en suspensión, y por eso es que se puede denotar las altas fluctuaciones en la gráfica anterior, por lo tanto a una mayor presencia de materia orgánica en el agua, la cantidad de oxígeno es menor. No se pueden relacionar directamente estos valores de oxígeno con la producción de algas pues la fuente de agua suele presentar una muy baja presencia de las mismas.

Figura 47. Comportamiento del pH en la fase de incubación y larvicultura.



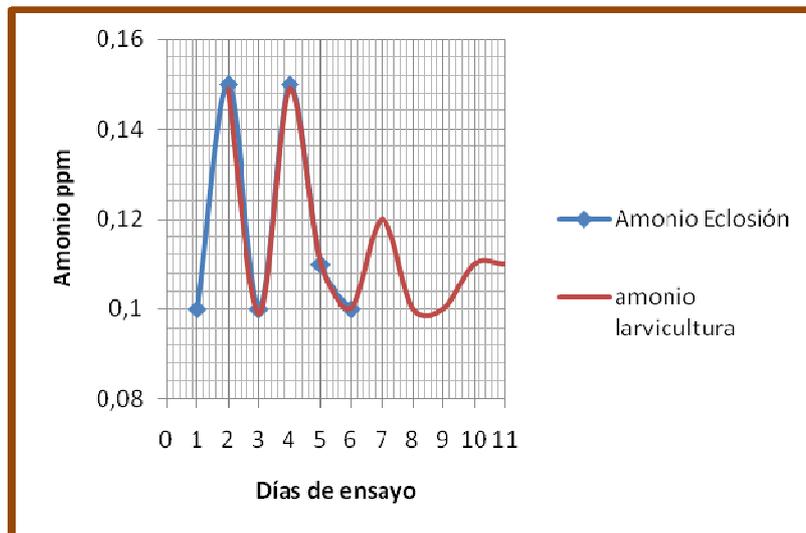
Los valores de pH, suele variar en gran medida por el ciclo de lluvias o sequia de la zona, pues según el grado concentración o difusión de sales en el agua este aumentará o disminuirá. Es común que en los periodos de verano el agua sea mas dura y que esta disminuya en los tiempos de lluvia. Las condiciones en las cuales se presentó el desarrollo de ésta investigación fue en época de lluvias, por lo tanto la variación de pH se pueden apreciar en la siguiente gráfica.

Los análisis de amonio presentaron que durante la fase de incubación tenían una relación directa con la presencia de materia orgánica en el agua y lo cual afectaba de manera directa la disponibilidad de oxígeno.

Según el análisis que Emerson¹⁰⁸ realizó sobre los valores de amonio relacionados con temperatura y pH, fue que a temperaturas de 25 °C y pH de 7,5, el amonio no ionizado se puede encontrar en valores de 1,6 ppm, y según el mismo autor a temperaturas de 26 °C y pH de 7,8, el valor del amonio no ionizado puede llegar hasta 1,9 ppm, lo que permite establecer que la metodología trabajada presentaba valores muy por debajo de los reportados por dicho autor y que permitía un correcto desarrollo larval al no presentarse niveles tóxicos de este compuesto.

Figura 48. Comportamiento del Amonio en la fase de incubación y larvicultura

¹⁰⁸ EMERSON, Op. cit. p. 2220.

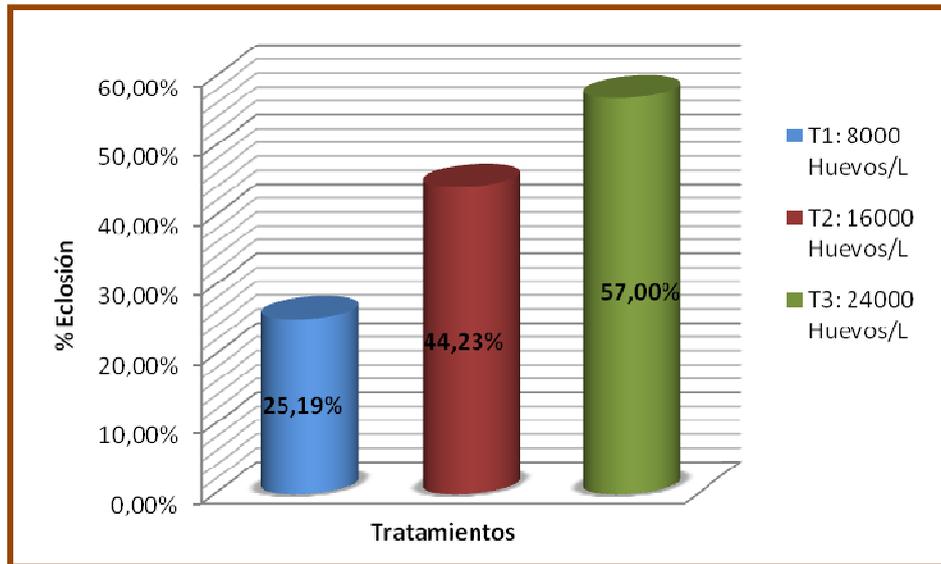


6.4 PORCENTAJE DE ECLOSIÓN.

Los resultados obtenidos de porcentaje de eclosión para los tratamientos fueron los siguientes: el T3 presentó un porcentaje de eclosión de 57,0%, T2 44,23% y T1 25,19% (Figura 49)(Anexo 12). Presentándose el T3 como el tratamiento mas efectivo, con el más alto porcentaje de eclosión frente al T2 y T1.

Ésta variable se determinó cuantificando el número diarios de huevos eclosionados, mediante la prueba de Brand Snedecor con un 95% de confiabilidad (Anexo 13), arrojando que existen diferencias altamente significativas entre los tratamientos, el tiempo que tardó ésta fase en desarrollarse fue de 5 días. El caudal que se manejo en ésta fase fue de 1,8 L/minuto, dependiendo de la densidad de siembra (Anexo 14).

Figura 49. Porcentaje de eclosión de los tratamientos



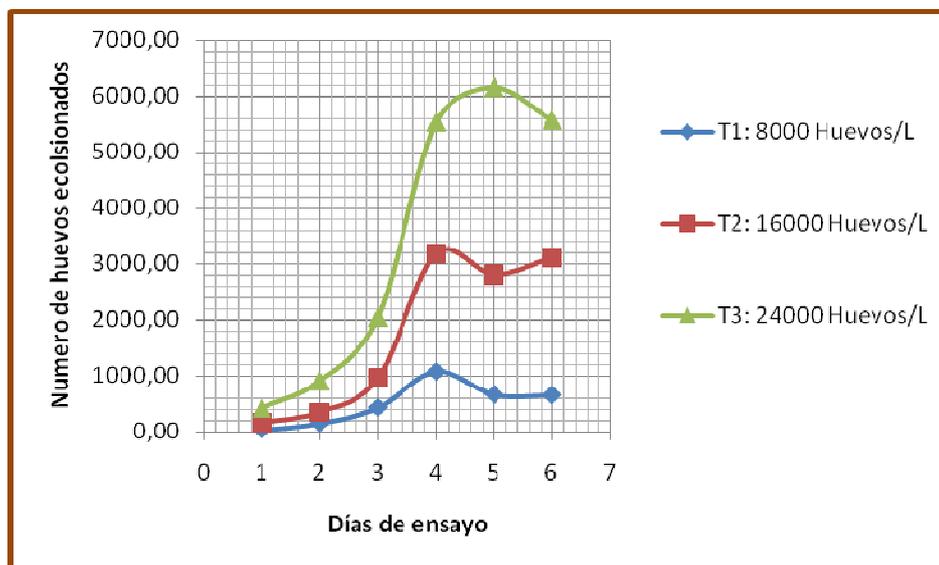
Se observa en la Figura 50, que el pico más alto en cuanto a la cantidad de huevos eclosionados del T3 se presenta en el día quinto, sin embargo en los tratamientos T2 y T1 se presentó durante el día cuarto. Esto posiblemente a la menor densidad de siembra presentada en estos tratamientos.

Durante ciclo de incubación que fue de 6 días, el mejor resultado de eclosión se obtuvo con el T3 en el cual se logro un 57% de eclosión del total de los huevos sembrados, obteniendo una eclosión acumulada al día quinto de incubación del 70% del total de huevos eclosionados y con un pico de nacimientos en el día del 29,8%. Así mismo se muestra en la (Figura 36) que en todos los tratamientos, la máxima cantidad de huevos eclosionados se presentan entre el cuarto y quinto día.

Álvarez¹⁰⁹, describió el desarrollo larval de *Cichlasoma urophthalmus* en condiciones controladas a una temperatura constante de 28°C hasta lograr la reabsorción de saco vitelino y determinó que existe una relación entre el tiempo de eclosión y temperatura del agua, de tal modo que identifico que se presentan las más altas mortalidades entre la eclosión y natación libre a temperaturas de 25 y 35°C respectivamente y que las mortalidades mínimas se presentan a temperaturas de 28 y 30°C.

Figura 50. Comportamiento de la eclosión de huevos durante el ensayo.

¹⁰⁹ ALVAREZ, Marcos. Concentración letal media de amonio no ionizado (NH₃) para *Cichlasoma urophthalmus*, (Gunter 1963). México: Instituto tecnológico del Mar, 1987. p. 68.



6.5 TIEMPO DE LATENCIA DE ECLOSIÓN

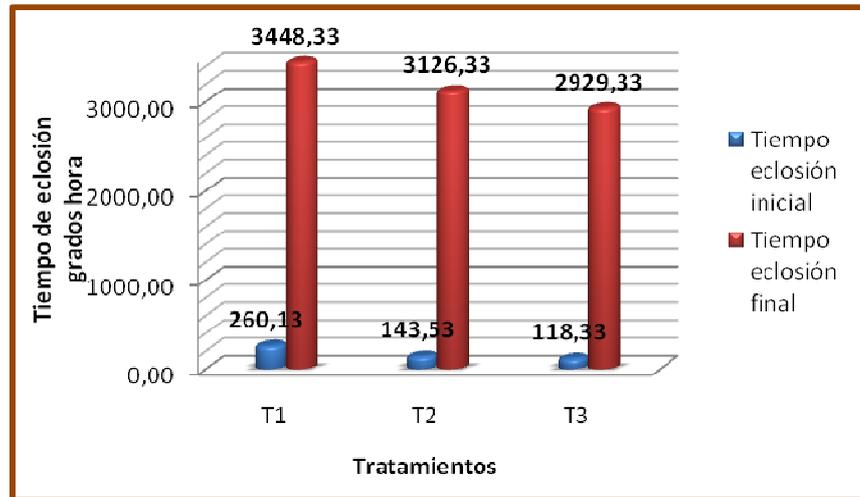
Se encontró que no existen diferencias significativas entre los tratamientos con la variable tiempo de latencia de eclosión inicial, la cual se determinó a partir de el momento en que empezó a eclosionar el primer huevo en la incubadora.

Para el tiempo de latencia de eclosión final, se demostró que si existen diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0,05$) y este parámetro se tomo cuando acabó de eclosionar el último huevo en cada tratamiento. Para éstos análisis se utilizó la prueba de contraste de Kruskal-Wallis con un nivel de confianza del 95% (Anexo 15), donde se observo que el T3 fue el tratamiento con un menor tiempo a la hora de eclosión, seguido del T2 y T1.

Se deduce que cuando existe mayor densidad de incubación de huevos, el tiempo de incubación se reduce, se piensa que es debido a la imitación de las condiciones naturales en la boca de la hembra donde los huevos se encuentran a altas densidades, quedando aproximadamente un 20% de espacio libre en la boca de la hembra.

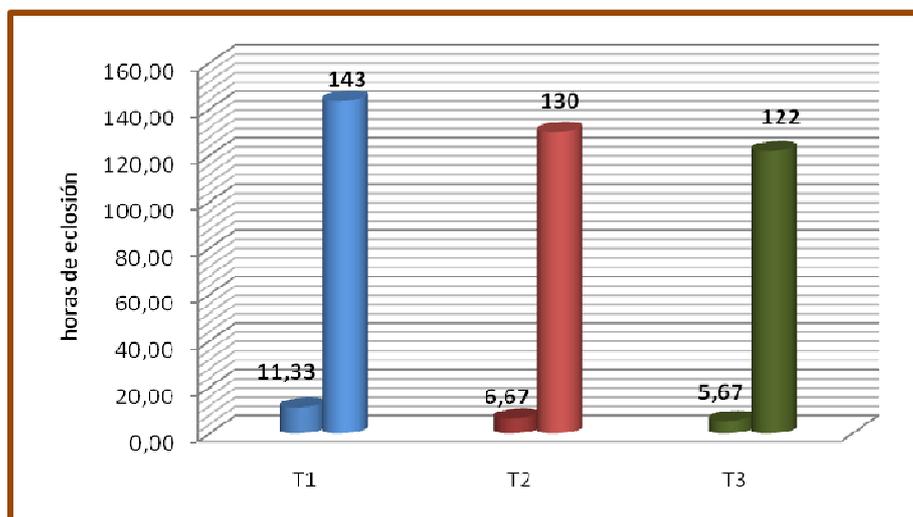
La figura 51 muestra los tiempos en que demoró en eclosionar los huevos de cada tratamiento, los datos son presentados en grados hora (Anexo 16).

Figura 51. Tiempo de latencia de eclosión inicial y final.



En la Figura 52 se puede apreciar el tiempo requerido por los huevos entre el inicio y la finalización de la eclosión y como la relación entre el inicio y el final de la eclosión es directamente proporcional, ya que a mas pronto inicio de la eclosión, mas pronta será la finalización de la misma.

Figura 52. Número de horas que tardan en eclosionar los huevos sujetos a cada tratamiento



Mair¹¹⁰ afirma que los huevos normalmente salen del corion después de 2 o 3 días y que los embriones se incuban hasta la absorción total de la reserva vitelínica y que los peces tengan nado horizontal voluntario.

Para Álvarez¹¹¹ describe el tiempo para eclosión y larvicultura de *Cichlasoma urophthalmus* en cuatro diferentes temperatura (Tabla 16), comparando con dos tilapias incubadoras de fondo y dos especies *oreochromis* incubadoras bucales.

Tabla 16. Tiempos de eclosión de algunas clases de tilapias.

Especies	Temperatura °C	Tiempo eclosión horas	Grados hora para eclosión
<i>C. urophthalmus</i>	25	58,8	1470
<i>C. urophthalmus</i>	28	52	1456
<i>C. urophthalmus</i>	30	48,5	1455
<i>C. urophthalmus</i>	35	42	1470
<i>T. rendalli</i>	28	48-52	1344-1456
<i>T. zillii</i>	28	48-52	1344-1456
<i>O. niloticus</i>	28	96	2688
<i>O. mossambicus</i>	28	96	2688

ALVAREZ, Marcos. Concentración letal media de amonio no ionizado (NH₃) para *Cichlasoma urophthalmus*, (Gunter 1963). México: Instituto tecnológico del Mar, 1987. p. 68.

En la tabla 16, se puede denotar, que a mayor temperatura menor tiempo tarda en eclosionar los huevos y que éstas especies muestran gran afinidad por las aguas cálidas lo que facilita su rápido desarrollo embrionario.

6.6 SOBREVIVENCIA LARVARIA

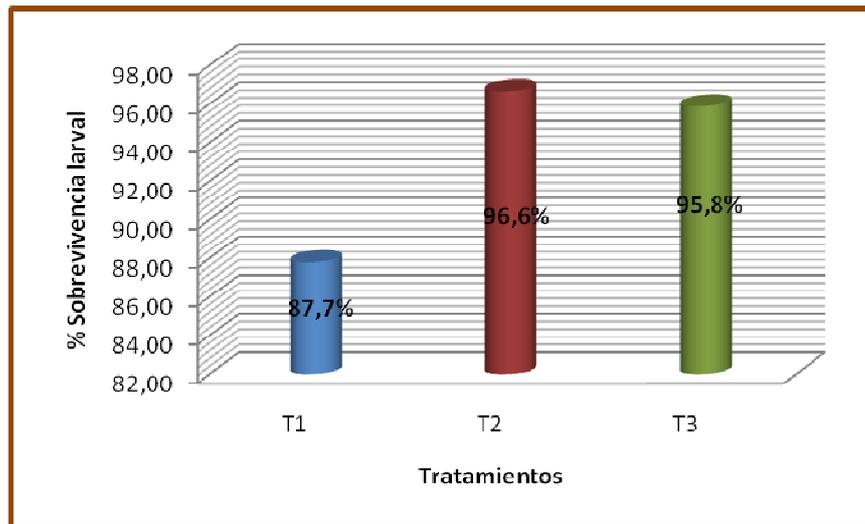
La fase de larvicultura duró 8 días, manejada con caudales de 1 L/minuto, para todos los tratamientos (Anexo 17), los resultados obtenidos para la variable sobrevivencia larvaria fueron: 96,6 % de sobrevivencia para el T2, frente al T3 y T1 con sobrevivencia del 95,8 % y 87,8 % respectivamente (Figura 53). Se

¹¹⁰ MAIR, et, al. Small scale Alevines production systems for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. London: Aquaculture, 1993. p. 25.

¹¹¹ *Ibíd.*, p. 72.

determino que existen diferencias altamente significativas entre los tratamientos, mediante la prueba de Brand Snedecor, con 99 %, de confianza (Anexo 18).

Figura 53. Porcentaje de supervivencia durante la fase de reabsorción de saco vitelino o larvicultura.



En la gráfica anterior se observa que la tasa de supervivencia larval más baja, la presenta el tratamiento T1 y la cual puede ser causada por la baja densidad de huevos en la incubadora, por lo que la posibilidad de traumas entre los huevos o contra las paredes de la incubadora sea mayor.

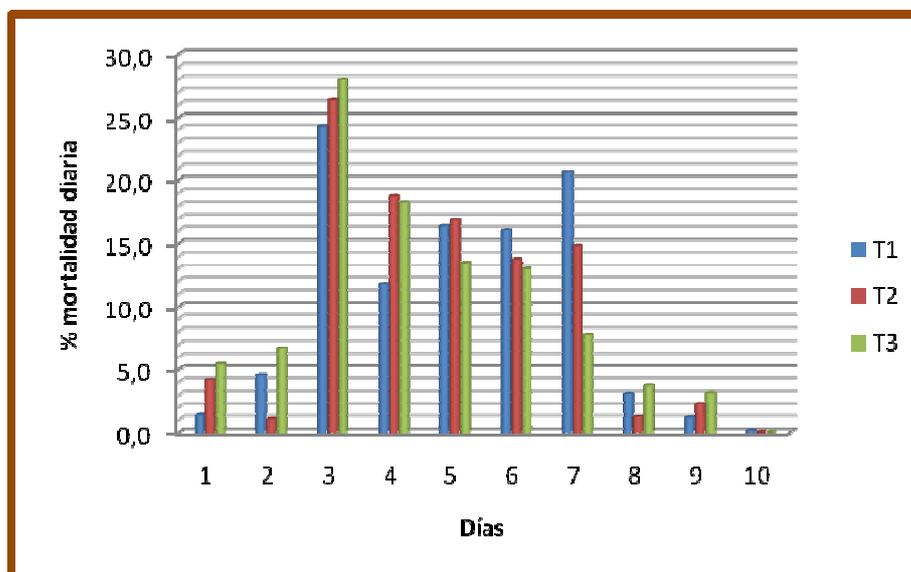
Mair et al¹¹², describe un aumento en la tasa de supervivencia de las larvas cuando se utiliza incubación artificial, principalmente por el máximo aprovechamiento de las posturas de huevos de las hembras.

Los tratamientos T2 y T3 presentaron las más bajas tasas de mortalidad larvaria en comparación con el T1 que fue aproximadamente tres veces mayor, relacionados directamente con la densidad de siembra, como se especificó anteriormente.

En la Figura 54, se presenta el comportamiento del porcentaje de la mortalidad presentada durante la fase de larvicultura (Anexo 19); y se muestra como en el tercer y cuarto día de ésta fase, se presenta la mayor mortalidad en los tres tratamientos.

¹¹² MAIR, et, al., Op. cit. p. 23.

Figura 54. Comportamiento en porcentaje de la mortalidad larvaria durante el ensayo



6.6.1 Análisis de varianza para determinar peso larval. Se llevó registros de peso de las larvas (Anexo 20) para luego realizar un análisis de varianza para peso de larvas (Anexo 21), aunque en el modelo lineal general no existen diferencias, en el análisis siguiente, que corresponden al análisis de la influencia descompuesta en las diferentes causas de variación se observa que entre los tratamientos si existe diferencia (Anexo 22).

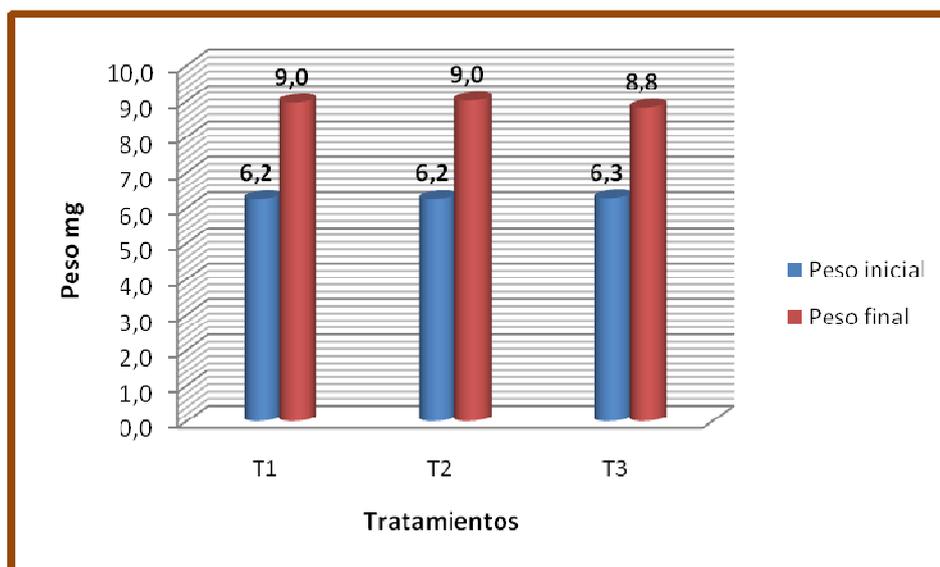
Con un nivel de confianza del 95%, se muestra que existe diferencia significativa entre la media de los tratamientos, que por lo tanto el tratamiento 3 es diferente a los tratamientos 1 y 2 los cuales presentan los mejores resultados, obteniéndose larvas con un peso final de $9 \pm 0,3$ mg para el T1 y T2, y peso final de larvas de $8 \pm 0,3$ mg para el T3.

Para Mair¹¹³, una ventaja del sistema de incubación artificial de huevos y larvas con saco vitelino es que tiene como resultado la obtención de larvas de tamaño uniforme y con edad conocida, ya que las larvas al iniciar su nado horizontal voluntario salen de la incubadora y son colectadas para crear lotes de peces hermanos por día nacimiento y por consiguiente esto permite que se pueda aplicar

¹¹³ MAIR, et al, Op. cit., p. 23.

la reversión sexual con hormonas de forma más efectiva, pues el factor de competencia por tamaño queda minimizada.

55. Peso de larvas durante la fase de reabsorción de saco vitelino

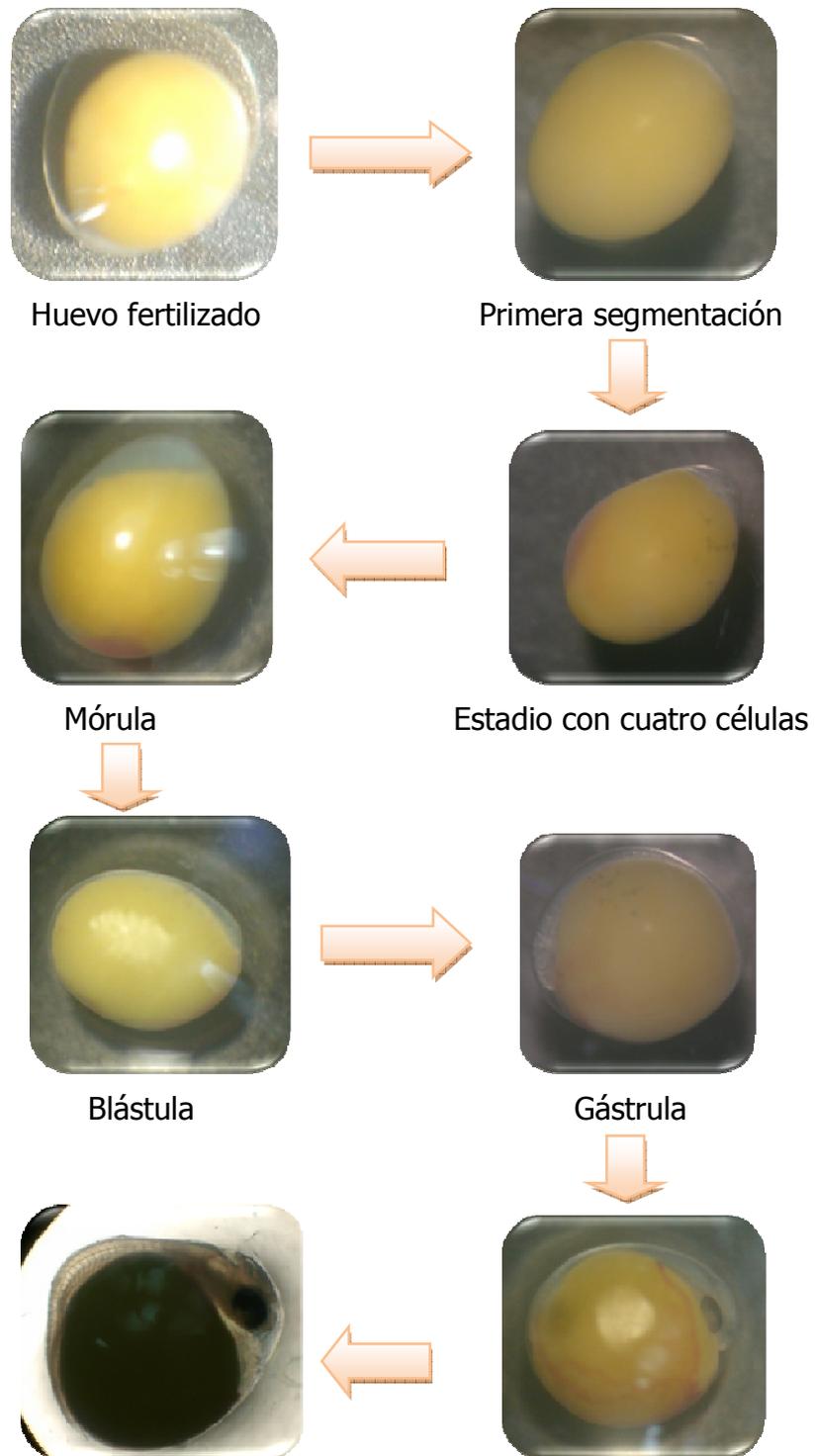


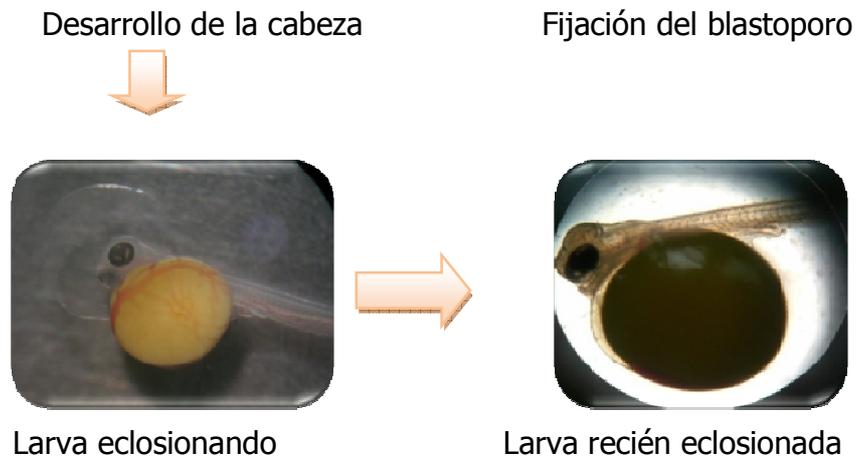
Watanabe *et al*¹¹⁴ describieron que las larvas obtenidas mediante incubación artificial son significativamente más viables de las resultantes de la incubación natural en la boca de la hembra. Pues mediante este sistema se logra el control de un gran número de factores que pueden afectar de manera directa el desarrollo de los huevos como son la temperatura, el oxígeno disuelto, turbidez, pH y compuestos nitrogenados, así como permitir un mejor control patológico de los animales.

6.6.2 Desarrollo embrionario de la tilapia roja *Oreochromis sp.* A continuación se presenta un diagrama gráfico del desarrollo embrionario de la tilapia roja, llevado a cabo durante la incubación artificial de los huevos (Figura 56). Tal como se observa en la Figura 56, la primera segmentación se dio a las 3,0 horas pos fertilización, Blástula a las 12 horas, gástrula a las 30 horas, la fijación del blastoporo se dio a las 48 Horas y el desenvolvimiento de la cabeza con aleta caudal del embrión, se presentó a las 90 horas pos fertilización, la eclosión se dio pasadas las 110 horas

¹¹⁴ WATANABE, et, al., Op. cit., p. 78.

Figura 56. Desarrollo embrionario de tilapia roja (*Oreochromis sp*)





Rana¹¹⁵ describe que en el proceso de fijamento del blastoporo, se presenta una disminución de la dureza del corion, que puede ser ocasionada por estrés térmico, por contaminación con hongos, parásitos, bacterias, o fracturas en las membranas que recubren el corion debido a movimiento mecánico y lo cual puede llegar a causar la muerte del embrión.

Al realizar una revisión microscópica de los huevos y de las larvas que se encontraban en el proceso de incubación artificial, se observó que solo las larvas eclosionadas presentaban presencia de parásitos externos como Gyrodactilus y Trichodina, tal como se puede observar en la figura 57 y 58, mientras que los huevos se observaron libres de estos.

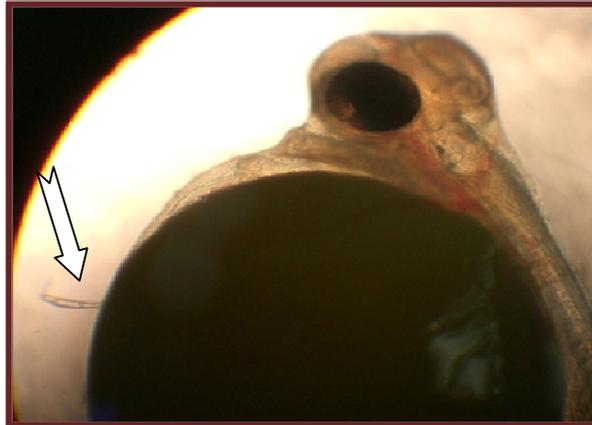
Figura 57. Larva con alta presencia de Trichodina.



¹¹⁵ RANA, Op. cit., p. 87.

Al encontrar éstos parásitos en las larvas, se estima que parte de la mortalidad presentada en la fase de larvicultura fue por causa de éstos.

Figura 58. Larva con Gyrodactilus



6.7 RELACIÓN DE DEPENDENCIA ENTRE LAS VARIABLES Y LOS PARAMETROS FISICO-QUIMICOS

6.7.1 Análisis de regresión múltiple para las variables eclosión vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura.

Se aplicó éste análisis de regresión múltiple con el fin de establecer si los parámetros fisicoquímicos del agua tienen influencia en el porcentaje de eclosión.

Se determinó que existe una relación de dependencia estadísticamente significativa entre la variable eclosión y los parámetros fisicoquímicos del agua, con un nivel de confianza del 95%, dado que el p-valor en la tabla de ANOVA es inferior a 0,5 (Anexo 24).

Mediante el análisis de regresión múltiple y con un 95% de confiabilidad (Anexo 25), se estableció que las variables mas significativas para el porcentaje de eclosión son temperatura y pH; suelen ser las que presentan las variaciones mas drásticas, mientras que el oxígeno y amonio no tienen incidencia tan fuerte en la variable eclosión de huevos.

En éste y cualquier otro sistema de incubación artificial de huevos de tilapia la fluctuación de los parámetros del agua no se deben presentar, ya que afectan el normal desarrollo de los huevos o por el contrario llegan a causar la muerte. En éste caso la influencia del pH y de la temperatura sobre la incubación de los huevos, conlleva a la reducción de la tasa de eclosión.

Siendo el pH el que tiene una influencia altamente significativa, lo que determina que estos dos factores deben ser controlados para obtener buenos resultados cuando se trabaja con incubación artificial.

A continuación se presenta la ecuación del modelo de regresión de mortalidad

$$\text{Eclosión} = -3553,62 - 2188,54 X_1 + 105,242 X_2 + 189,366 X_3 + 67,8272 X_4$$

X_1 = Amonio

X_2 = Oxígeno

X_3 = pH

X_4 = Temperatura

El R^2 indica que el 54,11% de la variabilidad de la eclosión se debe a las variables regresoras analizadas, (pH y temperatura) incluidas en el modelo, mientras que el restante 45,89% se debe a factores no incluidos en este estudio.

Se puede denotar que en los factores analizados, amonio, oxígeno, pH y temperatura, el pH es el que tiene un efecto importante (39,3%) en el proceso de incubación, seguido por la temperatura (11,3%) y a medida que interactúan los demás factores el efecto se incrementa. De igual manera se determinó que las interacciones de los factores como oxígeno y temperatura con amonio, resultan ser los menos influyentes que si se realizara con pH.

6.7.2 Análisis de regresión múltiple para las variables sobrevivencia vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura.

El análisis de regresión múltiple indica que las únicas variables que tiene influencia sobre la sobrevivencia de las larvas dado que el p-valor en el análisis de ANOVA es inferior a 0,01, y que existe una relación estadísticamente significativa entre las variables para un nivel de confianza del 99% (Anexo 26), son los parámetros pH y la temperatura (Anexo 27), mientras que el oxígeno y el amonio no presentaron un efecto significativo y lo que se asocia a que el

agua usada en el sistema se encontraba en flujo constante disminuyendo el efecto de estas dos variables.

Tomando el modelo completo de regresión lineal, se encontró que la temperatura tiene influencia significativa y el pH tiene influencia altamente significativa sobre la variable sobrevivencia, lo cual quiere decir que estos dos parámetros incidieron en la mortalidad larvaria, por lo que resulta de vital importancia el control y manejo de estos dos factores cuando se trabaja con el sistema de incubación artificial de huevos de tilapia.

Con base en lo anterior se realizó un análisis de regresión incluyendo en el modelo únicamente temperatura y pH, donde se observa que el análisis es significativo, pero el análisis de regresión y el ANOVA para varias variables en el orden de ajustes indican que la única variable que tiene influencia significativa es el pH (p valor= 0,0013), lo cual significa que solo el pH influyó en la mortalidad de las larvas, por ser la variable que tiene un efecto más directo en la sobrevivencia larvaria, por tanto se puede explicar que en un 39,38 % el pH afecta a esta variable, el resto se puede deber a otros factores no evaluados en este estudio (Anexo 28).

Teniendo en cuenta estos análisis previos se decidió plantear un modelo de regresión simple incluyendo como única variable regresora el pH, en este caso se observa que el modelo es significativamente al igual que la variable explicativa, cuyo modelo es el siguiente:

$$\text{Sobrevivencia} = -1439,5 + 211,333X_1$$

Donde:

$X_1 = \text{pH}$

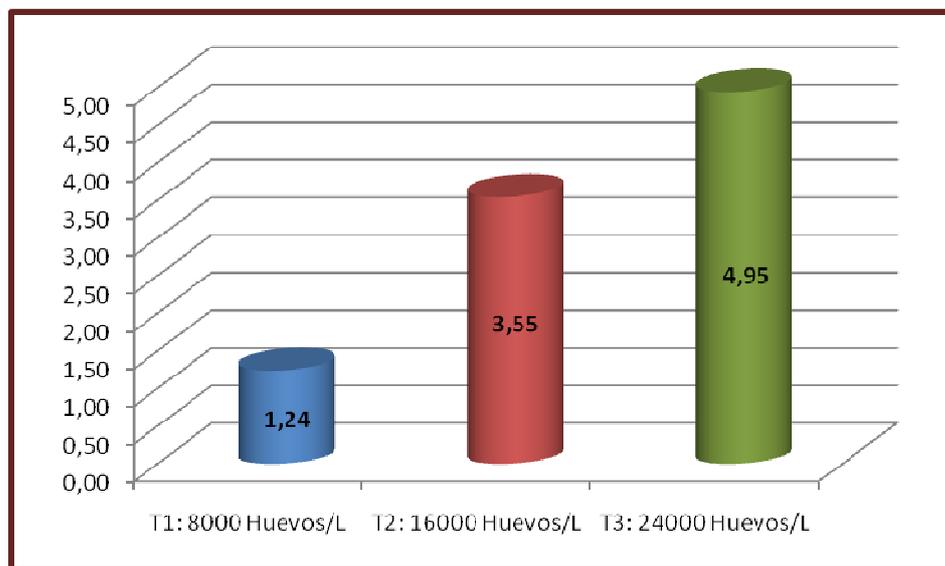
6.8 RELACION BENEFICIO / COSTO

Para determinar la relación beneficio costo, se tuvieron en cuenta los costos variables (Anexo 29) referentes a mano de obra, insumos y costo de los huevos de tilapia a incubar.

Se determinó que el mejor índice fue presentado por el tratamiento T3 (Anexo 30), seguido del T2 y T1; con valores de 4,90; 3,52 y 1,22 respectivamente como se muestra en el Figura 57. Esto indica que por cada peso invertido, utilizando esta tecnología y con una densidad igual a la utilizada en el tratamiento T3 se

obtendrán 4,90 pesos, lo que permitiría al productor que trabaje bajo este sistema productivo obtener una mayor tasa de retorno del dinero invertido y recuperar la inversión en un menor tiempo. Adicionalmente con este método de trabajo se puede garantizar una homogeneidad del producto ofrecido, con un mejor control de sanitario y la capacidad de estimar la cantidad de alevinos ofertados al mercado de una manera constante en el tiempo y estimulando el desarrollo del sector por permitir planificar la producción de las granjas.

Figura 59. Relación beneficio-costos.



7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1 CONCLUSIONES

- ◆ El porcentaje de eclosión más alto en la fase de incubación se obtuvo con el tratamiento T3, el cual tubo una duración 6 días y logro un 57,4 %, seguido del T2 y T1 con el 44,3% y 25,2% respectivamente; en éste mismo orden se dio el menor tiempo de eclosión, presentándose una diferencia significativa entre los tratamientos.
- ◆ Existe una diferencia altamente significativa entre los tratamientos al evaluar la sobrevivencia larvaria, presentando el T2 un 96,6%, seguido del T3 y T1 con sobrevivencia del 95,8 % y 87,8% respectivamente
- ◆ Para la variable peso final de larvas se encontró que el T3 presenta diferencias significativas frente a T1 y T2 los cuales muestran los mejores pesos finales de las larvas en la fase de reabsorción de saco vitelino, con valores de $9 \pm 0,3$ mg.
- ◆ Los parámetros temperatura y pH tuvieron la mayor influencia en la cantidad de huevos eclosionados.
- ◆ En la sobrevivencia larval el factor que presento una influencia directa fue el pH, sin embargo se puede considerar que la mayor parte de la mortalidad se debe a la infección por parásitos.
- ◆ El mejor índice de beneficio costo, lo presento el T3, con el 4,90, seguido del T2 con el 3,52 y finalmente del T1 con el 1,22; por lo tanto este proyecto es económicamente viable.
- ◆ Los reproductores que presentaron los mejores resultados en cuanto a la producción de huevos/ kilogramo de peso, son aquellos que están dentro de un rango de 166 – 300gr., obteniéndose de ellos un promedio de 330 huevos/ kg de reproductor hembra.
- ◆ Bajo el sistema de incubación artificial se obtienen 329,5 larvas/ kilogramo de reproductor/ día, logradas con la mayor densidad de incubación (T3: 24000 huevos /litro), mientras que bajo el sistema tradicional en estanque solo se obtiene 16,68 larvas/ kilogramo de reproductor/día.

- ◆ El sistema de filtración y decantación del agua para la incubación artificial y la larvicultura tuvo una eficiencia del 94,77 %, ya que al inicio se obtenía 74,02 mg/l de sólidos totales y al ingresar del laboratorio este valor disminuyó a 3,87 mg/l de sólidos totales.
- ◆ Al comprobar el diseño del sistema hidráulico se obtuvo que es eficiente en un 267.34%, pues cubría las necesidades del caudal requerido y además se podía adicionar 8 incubadora y 8 bandejas para larvicultura mas.
- ◆ La eficiencia del sistema de incubación artificial en cuanto a utilización del agua es de un 345%, frente al tradicional que su eficiencia solo alcanza el 28%. Puesto que en el primer sistema solo se utiliza 335 m³ y produce 276 larvas /m³, mientras que en el segundo utiliza 1000 m³ y produce 80 larvas /m³.
- ◆ Al evaluar la eficiencia de las incubadoras tipo Mc donald, frente a las incubadoras cónicas tipo Woynarovich, las primeras son un 60% más eficientes por cuanto requieren de menor cantidad de agua e incuban más cantidad de huevos por unidad de área, incubando 21960 huevos/ litro mas que la Woynarovich.

7.2 RECOMENDACIONES

- ◆ Manipular los reproductores con cuidado para no lastimarlos cuando se haga la recolección de los huevos, puesto que conllevaría a que se enfermen por las lesiones producidas a causa de la mala manipulación.
- ◆ Transportar a los huevos en el menor tiempo posible desde la zona de recolección hasta el laboratorio.
- ◆ Es indispensable una meticulosa limpieza y desinfección de los huevos, para eliminar la mayor cantidad de agentes como lodo y escamas que puedan afectar los huevos antes de llevarlos a incubación.
- ◆ Llevar registros de los parámetros fisicoquímicos del agua durante las fases de incubación y larvicultura, con el fin de tener referencias históricas con las que se pueda determinar el comportamiento de los mismos a través del tiempo. Así mismo tener la mayor información del comportamiento durante la eclosión y mortalidad presentada durante estas fases.

- ◆ Implementar de forma industrial el sistema de incubación artificial de huevos de tilapia, para optimizar el potencial productivo y reproductivo de los animales, que bajo el sistema tradicional se encuentra subutilizado.
- ◆ Resulta importante pensar en hacer que el manejo del agua del laboratorio se haga en un sistema cerrado para poder controlar los parámetros físico-químicos del agua y reducir al máximo los efectos de los agentes patógenos que puedan estar en ella.
- ◆ Hacer manejos profilácticos en el agua, para eliminar parásitos como gyrodactilus y trichodina, así como mantener temperaturas altas y constantes, ya que éstos parásitos son oportunistas y tienden a aparecer cuando hay temperaturas bajas o cambios bruscos de la misma.
- ◆ Manejar los reproductores en hapas para facilitar el manejo de estos durante el proceso de recolección los huevos, ya que al capturar los animales por chinchorro, muchas hembras suelen soltar los huevos, por estrés y estos caerán al fondo y se perderán.
- ◆ Evaluar la productividad de los reproductores en diferentes épocas del año, con el fin de determinar y estimar una producción constante.
- ◆ Se recomienda utilizar la mayor densidad de incubación que fue de 24000 huevos/litro.
- ◆ Se sugiere evaluar densidades más altas de incubación para comprobar el comportamiento de las mismas.
- ◆ Evaluar diferentes tipos de incubadoras para huevos de tilapia.
- ◆ Realizar tratamientos preventivos a los reproductores, después de la revisión y extracción de huevos.
- ◆ Tener un lote de reproductores disponibles para realizar renovaciones anualmente, o al sobre pasar los pesos sugeridos o las reposiciones por muertes.
- ◆ Desarrollar proyectos de incubación artificial de huevos de tilapia y reproducción en hapas bajo invernaderos, con el fin de evaluar si permite mantener altas temperaturas y constantes, ya que es uno de los factores que mas influyeron en los resultados de la investigación.

8. BIBLIOGRAFÍA

ALVAREZ, Marcos. Concentración letal media de amonio no ionizado (NH_3) para *Cichlasoma urophthalmus*, (Gunter 1963). México: Instituto tecnológico del Mar, 1987. 130 p.

ANZOLA, Eduardo ; POLO, Gustavo ; RODRIGUEZ, Horacio y SALAZAR, Gustavo. Fundamentos de la acuicultura continental. Bogotá: INPA, 2001. 641 p.

BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. 395 p.

BENAVIDES, Jorge y ORTEGA, María. Evaluación de la gonadotropina coriónica humana (HCG) y el Extracto Pituitario de Carpa (EPC) en la reproducción inducida del capitán *Eremophylus mutisii* (HUMBOLDT, 1805), en condiciones de cautiverio. San Juan de Pasto, 2005, 120 p. Trabajo de grado (Ingeniero en Producción Acuicola). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Pecuarias.

BOCEK, Alex. Introducción al cultivo de la tilapia. Alabama: Aquatic, 2006. 330 p.

CASTRO, Catherine, LOSADA Lina y POLANIA, Freddy. Evaluación del potencial reproductivo de la tilapia plateada (*oreochromis niloticus*), a diferentes edades tallas y pesos corporales. Trabajo de grado (Tecnólogo en acuicultura). Neiva: Universidad Sur Colombiana, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, 2007. p. 25.

CORAL, Iván. Reproducción y comercialización de tilapia roja *Oreochromis sp*. San Juan de Pasto: Universidad de Nariño. 2005, 60 p.

DAZA, Victoria; LANDINES, Miguel y SANABRIA, Ana. Reproducción de peces en el trópico. Bogotá, Colombia: INCODER, 2005. 690 p.

EMERSON, K. Aqueous ammonia equilibrium calculations: Effect of pH and temperature. New York: Mc Graw-Hill, 1975. 239 p.

ESPEJO, Carlos. Cultivo de las tilapias roja *Oreochromis sp* y plateada *Oreochromis niloticus*. Bogotá: INPA. 2001. 284 p.

ESPEJO, Carlos y TORRES, Enrique. Fundamentos de la Acuicultura Continental. Bogotá, Colombia: INPA, 2001. 580 p.

GARCIA, J y QUINTERO, L. Algunos aspectos reproductivos de la tilapia roja *Oreochromis sp*, bajo el sistema de remoción e incubación artificial de los huevos. Bogotá: UNAL, 2004. 45 p.

GUIME, Fernando. Filtración de solidos suspendidos y materiales filtrantes. Bogotá: InterPure Water, Septiembre 2002. (Citado 25 Febrero, 2008). Disponible en internet: URL:

http://www.interpurewater.110mb.com/filtracion_de_solidos_suspendidos_y_materiales_filtrantes.html

GUILLAUME, J. y KAUSHIK, S. Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. España: Mundi Prensa, 2004. 365 p.

HOLT, J y ARNOLD, C. Effects of ammonia and nitrite on growth survival of red drum eggs and larvae. London: Transactions of the American fisher Society, 1983. 98 p.

HEPHER, B. y PRUGININ, C. Cultivo de peces comerciales. Zaragoza, España: Limusa, 1987. 361 p.

HEPHER, Balfou. Cultivo de peces. México: LIMUSA. 1989. 350 p.

ITALCOL. Manejo industrial de las tilapias. Palmira: ITALCOL, 2007. 40 p.

LAPEÑA, Miguel. Tratamientos de aguas. Bogotá: MARCOMBO, 1989. (Citado 13 Enero, 2008). Disponible en internet: URL:

<http://books.google.com.co/books?id=fQcXUq9WFC8C&pg=PA32&lpg=PA32&dq=solidos+disueltos&>

LEVINGTON, Alan. Los parásitos y el uso del microscopio. Bogotá: Universidad Nacional, Marzo 2003 (Citado el 3 Mayo 2008) .Disponible en Internet: URL: <http://www.cesdonbosco.com/profes/jafrutos/koi/50-55carpaskoi/parasitos/parasitos.htm>

LIM, Chhorn y WEBSTER, Carl. Tilapia, Biology, culture and nutrition. New York, Unites States: Food Products Press, 2006. 598 p.

LITTLE, C.; MACINTOSH, J. y EDWARDS, P. Improving spawning synchrony in the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. En: Aquaculture and Fisheries Management. Vol. I. No. 5, (Agosto, 1993); 54 p.

LITTLE, C; COWARD, K; BHUJEL, R; PHAM, A. y BROMAGE, R. Effect of broodfish exchange strategy on the spawning performance and sex steroid hormone levels of *Oreochromis niloticus* broodfish in hapas. London: Aquaculture, 2000. 78 p.

MAIR, L.; ESTABILLO, C.; SEVILLEJA, R. y RECOMETA, R. Small scale Alevines production systems for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. London: Aquaculture, 1993. 68 p.

MARTINEZ, Carlos y ROSS, Lindsay. Biología y cultivo de la mojarra latinoamericana *Cichlasoma urophthalmus*. México: GRAFOS S.A., 1994. 115 p.

MERINO, Claudia; SALAZAR, Gustavo y GOMEZ, Diana. Guía práctica de piscicultura en Colombia. Bogotá: INCODER, 2006. 461 p.

ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. La acuicultura. Italia, Roma: FAO, Julio 2003 (Citado 27 febrero, 2008). Disponible en internet: URL: <http://www.fao.org/docrep/007/y4768s/y4768s00.htm>

ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. La cadena de la piscicultura en Colombia. Bogotá: Ministerio de Agricultura y desarrollo rural, Febrero 2005 (Citado 27 Febrero, 2008). Disponible en Internet: URL: http://www.agrocadenas.gov.co/piscicultura/documentos/caracterizacion_piscicultura.pdf

ORGANIZACIÓN DE LA NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN. Informe del mercado de tilapia. España: FAO GLOBEFISH, Junio 2007 (Citado 1 Marzo, 2008). Disponible en internet: URL: <http://aguaverde.acuicultura.googlepages.com/InformedelmercadodeTilapiaJUN2007.pdf>

ORTEGA, Lucy. RODRIGUEZ, Carlos. Evaluación comparativa del efecto del extracto pituitario de carpa y gonadotropina coriónica humana en la reproducción inducida del bagre del patía (*Rhamdia quelen*) en condiciones de cautiverio. San Juan de Pasto, 2004, 109 p. Trabajo de grado (Ingeniero en Producción Acuícola). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Pecuarias.

PAZ, Wilson. Evaluación del desarrollo embrionario del bagre del patía *Rhamdia quelen* (quoy y gaimard, 1824) a diferentes rangos de temperatura del agua de incubación. San Juan de Pasto, 2005. 98 p. Trabajo de grado (Ingeniero en Producción Acuícola). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Pecuarias.

- PEÑA, José Manuel. Ensayos sobre Reproducción Inducida del Bagre Sapo *Pseudopimelodus bufonius* (Cuvier y Valenciennes 1840) (Pisces: Siluriformes) empleando extracto de hipófisis de carpa y prymogonil. Ibagué, 2001, 118 p. Trabajo de grado (Biólogo). Universidad del Tolima, Facultad de Ciencias Básicas.
- PRIETO, Camilo y OLIVERA, Martha. Incubación artificial de huevos embrionados de Tilapia Roja *Oreochromis sp.* Antioquia: Universidad de Antioquia, Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, 2001. 30 p.
- RAMIREZ, Reynaldo. Evaluación del desempeño reproductivo de dos grupos de tilapia roja (*Oreochromis sp.*). Memorias V seminario internacional de acuicultura. Bogotá, Colombia: Universidad nacional, 2005. 212 p.
- RANA, J. An evaluation of two types of containers for the artificial incubation of *Oreochromis* eggs. New York: Aquaculte, 1986. 260 p.
- REMOLINA, Edgar. Respuesta a la selección masal para el crecimiento y conformación en *Oreochromis niloticus*. Bogotá, 1997, 101 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad de Ciencia Aplicadas y Ambientales. Facultad de Zootecnia.
- RHIDA, T. y CRUZ, M. Effects of controllineg temperatura and Light duration on seed production in tilapia *Oreochromis spirulus*. London: Aquaculture, 1998. 134 p.
- SALDARRIAGA, Juan. Hidráulica de tuberías. Bogotá: Mc Graw Hill, 1998. 563 p.
- SURESH, Arul. Recent advances in tilapia broodstock management. Saint Louis: Acuicultura Proceedings, 1999. 754 p.
- TRATADO DE COOPERACION AMAZONICA. Piscicultura amazónica. Lima, Perú: SECRETARIA PRO TEMPORE, Agosto 2002. (Citado 21 Enero, 2008). Disponible en Internet: URL: <http://www.fao.org/Ag/AGL/agll/rla128/iiap/iiap1/TEXT0.htm>
- VINATEA, Luís. Principios químicos de calidad del agua en acuicultura. Brasil: CBS, 1998. 256 p.
- WATANABE, O.; SMITH, J.; WICKLUND, I. y OLLA, L. Hatchery production of Tilapia red of Florida seed in brackishwater Tanques under natural-mouthbrooding and clutch-removal methods. New York: Aquaculture Wordl, 1992. 65 p.
- WATANABE, W; OLLA. B; WICKLUND, R. y HEAD, W. Saltwater culture of red tilapia and other saline-tolerant tilapia. New York: World Aquaculture, 350 p.

WOYNAROVICH, Elek. Reproducción artificial de las especies Colossoma y Piaractus. Lima, Perú: FONDEPES. 1998. 154 p.

WOYNAROVICH, E. y L. HORVÁTH. Propagación artificial de peces de aguas templadas. Brasil: FAO, Junio 1981. (Citado 24 Enero, 2208). Disponible en internet: URL: <http://www.fao.org/DOCREP/005/AC908S/AC908S00.HTM>

ANEXOS

ANEXO 1. Registro de muestras de reproductores y evaluación de número de huevos / kg de reproductores.

A= Peso en Kg de los reproductores
 B=Longitud total de los reproductores
 C=Longitud estandar de los reproductores
 D= Peso de los huevos
 E= Peso de 10 huevos
 F= Huevos producidos por cada hembra
 G= Huevos por cm de longitud de cada hembra
 H= Huevos por kig de peso de reproductor hembra

A	B	C	D	E	F	G	H
0,18	21,10	22,90	8,03	0,19	422,74	20,04	2415,64
0,21	22,10	25,50	13,18	0,09	1464,22	66,25	7142,55
0,21	22,80	23,50	11,50	0,06	1916,67	84,06	9126,98
0,28	25,30	24,50	14,27	1,29	110,62	4,37	395,07
0,29	26,10	22,00	11,44	0,36	317,83	12,18	1115,20
0,29	24,30	22,00	9,04	0,05	1808,00	74,40	6343,86
0,29	26,50	24,00	8,99	0,05	1797,60	67,83	6307,37
0,30	26,20	21,30	12,05	0,27	446,30	17,03	1512,87
0,30	23,80	22,80	18,12	0,30	604,13	25,38	2047,91
0,30	26,00	21,40	6,39	0,28	228,14	8,77	760,48
0,30	26,20	21,80	9,79	0,28	349,50	13,34	1165,00
0,30	25,50	29,30	12,92	0,14	922,57	36,18	3075,24
0,31	26,60	22,80	9,79	0,28	349,50	13,14	1145,90
0,31	25,50	23,00	11,89	0,76	156,45	6,14	512,94
0,31	26,50	20,00	7,00	0,21	333,24	12,58	1074,96
0,31	27,00	29,00	9,19	0,04	2296,50	85,06	7408,06
0,32	26,40	22,70	11,44	0,36	317,83	12,04	1008,99
0,32	27,00	22,50	7,34	0,17	431,65	15,99	1348,90
0,32	26,60	23,60	7,00	0,21	333,24	12,53	1041,37
0,33	25,50	21,00	9,63	1,82	52,93	2,08	162,87
0,33	27,90	21,00	12,92	0,14	922,57	33,07	2838,68
0,33	26,00	23,50	16,75	0,05	3350,40	128,86	10308,92
0,33	25,60	28,60	16,75	0,05	3350,40	130,88	10308,92
0,33	25,70	32,80	7,04	0,16	439,90	17,12	1353,53
0,34	26,90	24,00	17,12	0,06	2854,00	106,10	8519,40
0,34	28,50	20,90	8,03	0,19	422,74	14,83	1243,34
0,34	26,70	32,00	11,89	0,76	156,45	5,86	460,14
0,35	27,90	21,00	9,27	0,04	2317,00	83,05	6715,94
0,35	26,50	20,70	8,03	0,19	422,74	15,95	1207,82

0,35	33,60	22,00	11,50	0,06	1916,67	57,04	5476,19
0,35	26,90	24,50	8,99	0,05	1797,60	66,83	5136,00
0,36	26,90	19,90	7,49	0,15	499,60	18,57	1407,32
0,37	27,80	22,00	15,72	0,20	786,20	28,28	2153,97
0,37	27,50	30,00	14,27	1,29	110,62	4,02	300,60
0,38	27,70	21,60	6,39	0,28	228,14	8,24	608,38
0,38	28,00	21,70	9,27	0,04	2317,00	82,75	6178,67
0,38	26,00	25,50	15,72	0,20	786,20	30,24	2096,53
0,38	27,00	28,00	11,89	0,76	156,45	5,79	417,19
0,38	28,00	29,50	14,10	0,14	1006,86	35,96	2684,95
0,38	27,20	20,90	7,00	0,21	333,24	12,25	876,94
0,38	29,00	24,00	16,75	0,05	3350,40	115,53	8816,84
0,39	27,60	20,60	11,44	0,36	317,83	11,52	825,54
0,39	29,50	24,40	9,26	0,13	712,62	24,16	1850,95
0,40	26,00	18,40	9,26	0,13	712,62	27,41	1781,54
0,40	25,50	19,00	7,34	0,17	431,65	16,93	1079,12
0,40	28,50	26,80	18,12	0,30	604,13	21,20	1510,33
0,40	26,90	27,80	14,10	0,14	1006,86	37,43	2517,14
0,42	30,10	23,60	13,18	0,09	1464,22	48,65	3528,25
0,43	32,00	19,00	7,00	0,21	333,24	10,41	784,09
0,43	25,00	28,50	13,18	0,09	1464,22	58,57	3445,23
0,43	26,50	31,50	15,72	0,20	786,20	29,67	1849,88
0,44	29,10	21,10	9,79	0,28	349,50	12,01	803,45
0,44	27,80	21,80	17,12	0,06	2854,00	102,66	6560,92
0,44	28,70	28,60	12,92	0,14	922,57	32,15	2120,85
0,44	29,20	20,00	5,74	0,11	521,45	17,86	1185,12
0,44	28,60	21,00	14,27	1,29	110,62	3,87	251,41
0,45	28,50	19,60	8,03	0,19	422,74	14,83	939,42
0,45	31,00	19,60	16,31	0,30	543,67	17,54	1208,15
0,45	24,00	21,30	7,28	0,12	606,83	25,28	1348,52
0,45	28,40	22,40	11,44	0,36	317,83	11,19	706,30
0,45	31,00	24,00	9,63	1,82	52,93	1,71	117,63
0,45	28,60	27,00	9,63	1,82	52,93	1,85	117,63
0,45	35,30	28,00	11,50	0,06	1916,67	54,30	4259,26
0,46	29,50	27,50	14,10	0,14	1006,86	34,13	2188,82
0,47	29,50	18,30	7,00	0,21	333,24	11,30	716,64
0,48	31,50	19,70	7,49	0,15	499,60	15,86	1051,79
0,48	34,30	27,50	12,92	0,14	922,57	26,90	1942,26
0,48	28,50	32,50	9,19	0,04	2296,50	80,58	4834,74
0,50	30,50	19,50	11,78	0,32	368,13	12,07	736,25
0,50	32,30	20,50	11,44	0,36	317,83	9,84	635,67
0,50	32,90	22,70	9,27	0,04	2317,00	70,43	4634,00

0,50	29,00	23,50	9,19	0,04	2296,50	79,19	4593,00
0,50	30,00	27,00	7,04	0,16	439,90	14,66	879,79
0,50	29,50	27,00	13,34	0,06	2223,00	75,36	4446,00
0,50	29,50	28,80	13,34	0,06	2223,00	75,36	4446,00
0,50	29,00	29,00	8,99	0,05	1797,60	61,99	3595,20
0,50	31,00	30,00	14,79	0,08	1920,52	48,14	3841,04
0,53	34,60	21,50	7,10	0,16	443,50	12,82	844,76
0,53	30,00	23,10	9,27	0,04	2317,00	77,23	4413,33
0,53	31,60	24,00	14,79	0,08	1920,52	60,78	3658,13
0,53	32,70	25,60	7,04	0,16	439,90	13,45	837,90
0,53	31,30	26,70	14,10	0,14	1006,86	32,17	1917,82
0,53	32,50	27,50	17,12	0,06	2854,00	87,82	5436,19
0,54	29,00	20,00	9,04	0,05	1808,00	62,34	3379,44
0,55	29,50	18,60	7,34	0,17	431,65	14,63	784,81
0,55	34,30	19,10	7,49	0,15	499,60	14,57	908,36
0,55	31,70	20,00	13,18	0,09	1464,22	46,19	2662,22
0,55	29,00	26,50	16,75	0,05	3350,40	115,53	6091,64
0,55	29,00	26,60	14,10	0,14	1006,86	34,72	1830,65
0,55	29,30	27,50	18,12	0,30	604,13	20,62	1098,42
0,58	31,50	24,00	15,21	0,22	691,36	21,95	1202,37
0,58	29,50	29,00	14,79	0,08	1920,52	65,10	3340,03
0,60	29,00	18,00	7,28	0,12	606,83	20,93	1011,39
0,60	31,40	18,60	8,03	0,19	422,74	13,46	704,56
0,60	30,00	26,00	13,34	0,06	2223,00	74,10	3705,00
0,60	29,50	26,00	13,34	0,06	2223,00	75,36	3705,00
0,60	30,00	27,80	18,12	0,30	604,13	20,14	1006,89
0,63	33,80	21,00	14,15	0,45	314,44	9,30	503,11
0,63	24,00	25,00	11,89	0,76	156,45	6,52	250,32
0,63	29,50	25,80	7,04	0,16	439,90	14,91	703,83
0,65	33,00	18,00	5,74	0,11	521,45	15,80	802,24
0,65	37,00	21,90	9,04	0,05	1808,00	48,86	2781,54
0,65	35,00	24,80	9,04	0,05	1808,00	51,66	2781,54
0,65	32,00	26,50	9,26	0,13	712,62	22,27	1096,33
0,65	32,00	26,50	13,18	0,09	1464,22	45,76	2252,65
0,65	31,50	27,60	18,12	0,30	604,13	19,18	929,44
0,68	43,00	19,90	7,28	0,12	606,83	14,11	899,01
0,68	32,50	22,40	7,10	0,16	443,50	13,65	657,04
0,68	31,50	23,00	9,79	0,28	349,50	11,10	517,78
0,68	29,50	26,30	14,27	1,29	110,62	3,75	163,88
0,68	40,00	26,50	7,04	0,16	439,90	11,00	651,70
0,70	32,30	17,70	6,91	0,27	255,93	7,92	365,61
0,70	32,00	19,90	6,39	0,28	228,14	7,13	325,92

0,70	28,20	20,50	10,64	0,35	304,00	10,78	434,29
0,73	33,00	22,60	11,78	0,07	1682,86	51,00	2321,18
0,75	33,30	20,00	13,34	0,06	2223,00	66,76	2964,00
0,75	35,30	22,00	5,74	0,11	521,45	14,77	695,27
0,75	33,60	22,10	7,34	0,17	431,65	12,85	575,53
0,80	32,50	20,00	5,74	0,11	521,45	16,04	651,82
0,80	30,80	25,50	7,04	0,16	439,90	14,28	549,87
0,80	35,50	25,50	7,34	0,17	431,65	12,16	539,56
0,80	33,50	25,50	11,50	0,06	1916,67	57,21	2395,83
0,80	32,20	27,50	15,72	0,20	786,20	24,42	982,75
0,85	30,00	23,80	7,28	0,12	606,83	20,23	713,92
0,88	35,50	25,50	12,92	0,14	922,57	25,99	1054,37
0,90	37,50	18,30	7,49	0,15	499,60	13,32	555,11
0,90	35,60	21,10	5,74	0,11	521,45	14,65	579,39
0,90	36,00	21,40	7,10	0,16	443,50	12,32	492,78
0,90	31,50	24,50	11,50	0,06	1916,67	60,85	2129,63
0,90	36,00	24,50	17,12	0,06	2854,00	79,28	3171,11
0,90	36,00	27,00	9,63	1,82	52,93	1,47	58,82
0,95	27,30	20,10	9,04	0,05	1808,00	66,23	1903,16
1,00	38,00	18,60	6,39	0,28	228,14	6,00	228,14
1,00	35,00	24,00	14,79	0,08	1920,52	54,87	1920,52
1,05	29,00	24,60	6,39	0,28	228,14	7,87	217,28

ANEXO 2. Análisis de varianza para la variable huevos por kilogramo de reproductor.

Fuente	Sumas de cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
Entre grupos	8,15467E7	6	1,35911E7	2,95	0,0100
Intra grupos	5,95302E8	129	4,61474E6		
Total (Corr.)	6,76848E8	135			

ANEXO 3. Medias estadísticas para número de huevos por kilogramo según el lote de reproductores

Lote	Frecuencia	Media	Error Estándar	Límite inferior	Límite superior
1	24	3330,09	438,498	2716,62	3943,56
2	53	2483,63	295,077	2070,8	2896,45
3	29	2091,03	398,91	1532,94	2649,12
4	17	923,002	521,014	194,088	1651,92
5	11	1164,27	647,705	258,109	2070,43
6	1	217,28	2148,2	-2788,11	3222,67
7	1	505,69	2148,2	-2499,70	3511,08

ANEXO 4. Registro de las muestras de agua para realizar las pruebas de sólidos totales.

	RESERVORIO	FILTRO	DECANTADOR 1	DECANTADOR 2	TANQUE ELEVADO
Volumen de la muestra (L)	0,25	0,25	0,1	0,1	0,1
Peso papel filtro vacío (mg)	1826,5	1851,4	1853,2	1847,4	1872
peso papel con sólidos (mg)	1898	1906,1	1890,1	1900	1910,1
Peso crisol vacío (mg)	50565,3	57332,8	49026,5	56666,5	56664,5
Peso crisol con sólidos (mg)	50575,4	57352,4	49031,6	56672,2	56665,1
Sólidos suspendidos (mg/l)	71,5	54,7	3,69	5,26	3,81
Sólidos disueltos (mg/l)	2,525	4,9	0,51	0,57	0,06

ANEXO 5. Comprobación del sistema hidráulico.

Tubería Material:	PCV
	1,5
Diámetro nominal Pulgadas	
Diámetro real (d) m	0,04
Longitud (l) m	26
Rugosidad absoluta (Ks) m	0,0000015
Área tubería (A) m ²	0,00125648
temperatura °C:	24
densidad (ρ) kg/m ³	997

viscosidad cinemática (μ) pa.s		0,893			
viscosidad dinámica (ν) m ² /s		0,0008			
perdidas menores (km) m		5,42			
diferencia de niveles (h) m		11,5		Error:	0,442307692
H	Ks/d	hfi	V	hfi-1	valor
(m)	(-)	(m)	(m/s)	(m)	
11,5	0,0000375	11,5	1,2602218	11,0612731	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0612731	1,2261894	11,0846489	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0846489	1,2280146	11,0834114	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834114	1,2279180	11,0834770	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834770	1,2279231	11,0834735	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834735	1,2279228	11,0834737	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834737	1,2279229	11,0834737	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834737	1,2279229	11,0834737	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834737	1,2279229	11,0834737	ITERADO
11,5	0,0000375	11,0834737	1,2279229	11,0834737	ITERADO
perdidas por fricción (Hf)				11,083	m
altura manométrica (Hm)				0,417	m
velocidad (ν)				1,228	m/s
caudal (Q) que bota el sistema				92,57	L/ min
Número de incubadoras que se podría tener				34	
Número de incubadoras que se utilizo				18	
Número de incubadoras que se puede agregar				16	

ANEXO 6. Evaluación de la eficiencia de las incubadoras Mc donald.

Item	Incubadora Mc donald	Incubadora Woynarovich
Caudal requerido (L/min)	1,8	3
Huevos incubados (Huevos/L)	24000	2040
Eficiencia %	160	60

ANEXO 7. Registro de los parámetros físico químicos del agua del estanque de reproducción.

HORA	pH	Oxígeno mg/l	Temperatura °C
00:20	6,5	5,0	23,0
01:20	6,5	4,0	23,0
02:20	6,5	4,0	23,0
03:20	6,5	4,0	22,8
04:20	6,5	4,0	22,8
05:20	6,5	4,0	23,0
06:20	6,5	5,0	23,0
07:20	7,0	6,0	23,2
08:20	7,0	6,0	24,4
09:20	7,0	7,0	25,0
10:20	7,5	8,0	25,9
11:20	8,0	8,0	26,5
12:20	8,0	10,0	26,8
13:20	8,0	9,0	27,5
14:20	8,0	9,0	27,7
15:20	8,0	8,0	27,0
16:20	7,5	8,0	26,6
17:20	7,0	8,0	25,4
18:20	7,0	7,0	25,2
19:20	7,0	7,0	25,0
20:20	7,0	6,0	24,9
21:20	7,0	6,0	24,7
22:20	6,5	5,0	24,5
23:20	6,5	5,0	24,0
00:20	6,5	5,0	24,0

ANEXO 8. Registro de temperatura en °C, para la fase de incubación y larvicultura

FECHA	Fase de Incubación								
	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
1 DIA	23,65	23,65	23,65	23,65	23,65	23,65	23,65	23,65	23,65
2 DIA	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75

3 DIA	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15
4 DIA	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35
5 DIA	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05
6 DIA	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75

Fase de larvicultura

1 DIA	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75
2 DIA	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15	24,15
3 DIA	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35	28,35
4 DIA	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05	28,05
5 DIA	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75	26,75
6 DIA	25,15	25,15	25,15	25,15	25,15	25,15	25,15	25,15	25,15
7 DIA	24,4	24,4	24,4	24,4	24,4	24,4	24,4	24,4	24,4
8 DIA	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3
9 DIA	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3	26,3
10 DIA	26,0	26,0	26,0	26,0	26,0	26,0	26,0	26,0	26,0

ANEXO 9. Registro de oxígeno en mg/l, para la fase de incubación y larvicultura

	Fase de incubación								
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
1 DIA	7,3	7,3	7,3	7,3	7,3	7,3	7,3	7,3	7,3
2 DIA	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8
3 DIA	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8
4 DIA	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3
5 DIA	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8
6 DIA	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
	Fase de larvicultura								
1 DIA	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8
2 DIA	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8
3 DIA	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3	6,3
4 DIA	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8	6,8
5 DIA	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5	6,5
6 DIA	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8	7,8
7 DIA	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
8 DIA	7,25	7,25	7,25	7,25	7,25	7,25	7,25	7,25	7,25
9 DIA	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
10 DIA	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0

ANEXO 10. Registro de pH para la fase de incubación y larvicultura

	Fase de Incubación								
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
1 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
2 DIA	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
3 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
4 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
5 DIA	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5
6 DIA	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
Fase de Larvicultura									
1 DIA	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
2 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
3 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
4 DIA	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5	8,5
5 DIA	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
6 DIA	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0	8,0
7 DIA	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5	7,5
8 DIA	6,75	6,75	6,75	6,75	6,75	6,75	6,75	6,75	6,75
9 DIA	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0
10 DIA	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0	7,0

ANEXO 11. Registro de amonio en ppm, para la fase de incubación y larvicultura

	Fase de incubación								
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
1 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
2 DIA	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15
3 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
4 DIA	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15
5 DIA	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11
6 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
Fase de larvicultura									
1 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
2 DIA	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15
3 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
4 DIA	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15	0,15
5 DIA	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11
6 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
7 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
8 DIA	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
9 DIA	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11	0,11

10 DIA 0,11 0,11 0,11 0,11 0,11 0,11 0,11 0,11 0,11

ANEXO 12. Registro del número de larvas eclosionados durante el ensayo

	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
DIA 1	38	63	0	120	203	168	510	488	285
DIA 2	139	81	234	200	344	527	839	937	966
DIA 3	756	375	163	274	1473	1144	1614	2874	1652
DIA 4	1396	830	1017	3550	3652	2379	4524	6305	5760
DIA 5	534	805	665	2818	3615	2015	5006	7007	6454
DIA 6	542	660	770	3175	2780	3413	7578	5356	3772
Total	3405	2814	2849	10137	12067	9646	20071	22967	18889

ANEXO 13. Prueba de Brand Snedecor para porcentaje de eclosión.

Respuesta	T1	T2	T3	Total
Éxito	9068	31850	61927	102845
Fracaso	26932	40150	46073	113155
Total	36000	72000	108000	216000
Pi	0,252	0,442	0,573	0,476
Pi*a _i	2284,1	14089,2	35508,8	48968,0

ANEXO 14. Registro de caudales (L/min) durante la fase de incubación

Caudal	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
DIA 1	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4
DIA 2	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4
DIA 3	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4
DIA 4	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4
DIA 5	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4
DIA 6	1,8	1,8	1,8	3,6	3,6	3,6	5,4	5,4	5,4

ANEXO 15. Prueba de Kruskal-Wallis para tiempo de latencia inicial y final de eclosión según Tratamiento

Tiempo de latencia Inicial de eclosión		
Tratamiento	Tamaño muestra	Rango Promedio
1	3	8,0
2	3	4,0
3	3	3,0

Tiempo de latencia Final de eclosión		
Tratamiento	Tamaño muestra	Rango Promedio
1	3	8,0
2	3	5,0
3	3	2,0

ANEXO 16. Registro del tiempo de latencia de la eclosión en horas grado

Tratamiento	Tiempo de latencia	
	Inicial	latencia Final
T1R1	252,10	3525
T1R2	227,30	3402
T1R3	301,00	3418
T2R1	177,20	3202
T2R2	177,20	3073
T2R3	76,20	3104
T3R1	101,50	2890
T3R2	152,00	2953
T3R3	101,50	2945

ANEXO 17. Registro de caudales diarios (L/min) en la fase de larvicultura.

Caudal	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
DIA 1	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 2	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0

DIA 3	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 4	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 5	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 6	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 7	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 8	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 9	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 10	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
DIA 11	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0

ANEXO 18. Prueba de Brand Snedecor para la variable sobrevivencia larvaria.

Respuesta	T1	T2	T3	Total
Éxito	9.068,00	31.847,00	61.927,00	102.842,00
Fracaso	1.107,00	1.063,00	2.551,00	4.721,00
Total	10.175,00	32.910,00	64.478,00	107.563,00
Pi	0,891	0,968	0,960	0,956
Pi*a _i	8.081,437	30.818,335	59.476,927	98.328,207

ANEXO 19. Mortalidad larvaria diaria de las réplicas y los tratamientos durante el ensayo.

FECHA	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
DIA 1	5	10	0	10	29	5	58	45	35
DIA 2	20	3	27	8	0	3	70	71	29
DIA 3	115	48	105	89	96	95	225	200	287
DIA 4	50	31	49	75	60	64	163	130	172
DIA 5	71	24	86	0	79	100	143	111	89
DIA 6	62	91	24	78	10	58	130	98	102
DIA 7	96	120	12	30	97	30	64	79	54
DIA 8	13	11	10	8	0	5	40	24	31
DIA 9	2	0	11	3	15	6	31	28	21
DIA 10	2	5	4	5	5	0	6	7	8
MUERTOS	436	343	328	306	391	366	930	793	828
ECLOSION	3405	2814	2849	10137	12067	9646	20071	22967	18889
% MORT.	12,80	12,18	11,51	3,01	3,24	3,79	4,63	3,45	4,38

ANEXO 20. Registro de peso de larvas recién eclosionadas y recién reabsorbido saco vitelino.

Tratamiento	Peso Inicial mg	Longitud Inicial mg	Peso Final mg	Longitud Final mg
1	0,006	6	0,009	9
1	0,005	6	0,013	8
1	0,006	6	0,011	10
1	0,007	6	0,01	8
1	0,007	7	0,0095	7
1	0,007	7	0,01	7
1	0,006	7	0,01	7
1	0,006	7	0,01	7
1	0,006	6	0,014	8
1	0,006	6	0,014	9
1	0,006	6	0,01	10
1	0,008	9	0,01	10
1	0,006	6	0,01	10
1	0,006	7	0,01	11
1	0,005	6	0,007	9
1	0,005	6	0,007	9
1	0,006	6	0,007	8
1	0,006	7	0,013	7
1	0,007	7	0,011	7
1	0,006	7	0,011	8
1	0,008	8	0,011	9
1	0,006	7	0,011	9
1	0,006	7	0,011	9
1	0,007	8	0,011	9
1	0,007	8	0,005	9
1	0,007	8	0,005	9
1	0,006	8	0,005	9
1	0,006	7	0,005	8
1	0,006	7	0,008	8
1	0,006	7	0,008	8
1	0,006	7	0,008	8
1	0,006	7	0,007	10
1	0,006	7	0,01	10
1	0,006	7	0,008	10
1	0,006	7	0,007	10
1	0,006	7	0,006	9
1	0,006	7	0,008	9

1	0,006	7	0,007	10
1	0,006	7	0,007	8
1	0,006	7	0,007	8
1	0,008	9	0,006	8
2	0,006	6	0,011	11
2	0,006	6	0,005	9
2	0,006	7	0,005	9
2	0,006	7	0,005	8
2	0,006	7	0,005	7
2	0,006	8	0,008	7
2	0,005	7	0,008	8
2	0,006	7	0,008	9
2	0,007	8	0,007	9
2	0,006	8	0,01	11
2	0,006	8	0,011	9
2	0,006	6	0,005	9
2	0,006	6	0,005	8
2	0,006	7	0,005	7
2	0,006	7	0,005	7
2	0,005	7	0,008	8
2	0,006	8	0,008	9
2	0,007	7	0,008	9
2	0,006	6	0,007	11
2	0,006	6	0,01	9
2	0,006	7	0,011	9
2	0,006	7	0,005	8
2	0,006	7	0,005	7
2	0,006	8	0,005	7
2	0,006	7	0,005	8
2	0,006	7	0,008	9
2	0,006	8	0,008	9
2	0,006	8	0,008	11
2	0,005	8	0,007	9
2	0,006	6	0,01	9
2	0,007	6	0,011	8
2	0,006	7	0,005	7
2	0,006	7	0,005	7
2	0,006	7	0,005	8
2	0,006	8	0,005	9
2	0,006	7	0,008	9
2	0,006	7	0,008	11
2	0,005	8	0,008	9

2	0,006	8	0,007	9
2	0,007	8	0,01	9
2	0,007	7	0,01	10
3	0,006	7	0,007	10
3	0,007	6	0,013	11
3	0,007	6	0,011	9
3	0,007	7	0,011	9
3	0,006	7	0,011	8
3	0,006	7	0,011	7
3	0,008	7	0,011	7
3	0,006	6	0,011	8
3	0,007	6	0,005	9
3	0,006	7	0,005	9
3	0,007	7	0,005	9
3	0,007	7	0,005	9
3	0,007	6	0,008	9
3	0,006	7	0,008	9
3	0,006	6	0,008	9
3	0,008	6	0,007	8
3	0,006	7	0,01	8
3	0,007	7	0,008	8
3	0,007	7	0,007	8
3	0,007	6	0,006	10
3	0,006	6	0,008	10
3	0,006	7	0,007	11
3	0,008	7	0,009	9
3	0,006	7	0,01	9
3	0,006	7	0,011	8
<hr/>				
3	0,007	7	0,011	7
3	0,007	6	0,011	7
3	0,007	6	0,011	8
3	0,006	7	0,011	9
3	0,006	7	0,011	9
3	0,007	7	0,01	9
3	0,007	7	0,01	9
3	0,007	6	0,01	9
3	0,006	6	0,01	9
3	0,007	7	0,008	9
3	0,007	7	0,008	8
3	0,007	7	0,008	8
3	0,006	7	0,007	8
3	0,006	7	0,01	8

3	0,008	6	0,008	10
---	-------	---	-------	----

ANEXO 21. Análisis de la Varianza para Peso larval

Fuente	Suma cuadrados	Grados libertad	Cuadrado medio	Coeficiente F	P valor
Modelo	0,00057911	112	0,00000517	0,27	0,9933
Residuo	0,00077444	4	0,00001936	0,27	

ANEXO 22. Comparaciones múltiples para la variable peso larval según Tratamiento. Método: 95,0 porcentaje LSD

Tratamiento	Recuento	LS media	LS sigma	Grupos homogéneos
2	39	0,00712821	0,000333826	X
3	39	0,00894872	0,000333826	X
1	39	0,00908974	0,000333826	X

Contraste	Diferencia	+/- Limites
1 – 2	*0,00196154	0,000935789
1 – 3	0,000141026	0,000935789
2 - 3	*-0,00182051	0,000935789

* denota una diferencia estadísticamente significativa

ANEXO 23. Registros de tamaño y peso de una muestra de los huevos recolectados

huevos muestreados	peso mg	talla mm
1	5,8	1,8
3	5,2	2
4	4,7	1,6
5	4,9	1,7
6	5	2,1
7	5,8	2

8	5,1	1,8
9	4,2	1,8
10	4,3	1,9
11	4,8	1,9
12	4,1	2,2
13	5,8	1,8
14	6,3	1,8
15	5,9	1,8
16	6	1,6
17	6,5	1,7
18	7,2	1,6
19	7,6	1,9
20	7,1	1,8
21	6,9	2
22	4,5	1,7
23	6,3	1,8
24	6,4	1,8
25	4,6	1,6
26	4,9	1,8
27	5,1	2,2
28	5,9	2
29	6	2,3
30	6,7	1,5
31	6	1,6
32	5,9	1,8
33	6,1	1,9
34	5,5	1,4
35	5,8	1,8
36	7	1,8
37	5,8	1,6
38	6,2	1,7
39	6,3	1,5
40	6,2	1,8
Promedio	5,8	1,8
Desv. estándar	1	0,2

ANEXO 24. Análisis de Varianza para evaluar la relación de dependencia de eclosión vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura.

Fuente	Suma de cuadrados	Grados libertad	Cuadrado medio	Coficiente F	P valor
Modelo	2,89349E8	4	7,15872E7	2,67	0,0801
Residuo	3,49197E8	13	2,68613E7		

ANEXO 25. Análisis de Regresión Múltiple para determinar la relación de dependencia de eclosión vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura.

Parámetro	Error Estadístico	Estimación estándar	T	P-Valor
Constante	-3553,62	961,02	-3,69	0,0013
Amonio	-2188,54	1626,55	-1,34	0,1922
Oxigeno	105,24	52,98	1,98	0,0596
pH	189,36	50,82	3,72	0,0012
Temperatura	67,82	26,05	2,60	0,0162

ANEXO 26. Análisis de varianza para evaluar la relación de dependencia de la sobrevivencia larvaria vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura.

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado medio	Cociente-F	P-Valor
Mode	347700,0	4	86925,1	6,49	0,0013
Residuo	294827,0	22	13401,2		

Total (Corr.) 642527,0 26
R-cuadrado = 54,1145 porcentaje

ANEXO 27. Análisis de regresión múltiple para calcular la relación de dependencia de la sobrevivencia larvaria vs. pH, amonio, Oxígeno y temperatura de incubación.

Parámetro	Estimación	Error Estadístico estándar	T	P-Valor
-----------	------------	----------------------------	---	---------

CONSTANTE	-3553,62	961,02	-3,69776	0,0013
Amonio	-2188,54	1626,55	-1,34551	0,1922
Oxígeno	105,24	52,9892	1,98611	0,0596
pH	189,36	50,8268	3,72571	0,0012
Temperatura	67,82	26,0551	2,60322	0,0162

ANEXO 28. Regresión múltiple para sobrevivencia larval solo con los parámetros pH y temperatura

Parámetro	Error Estimación	Estadístico estándar	T	P-Valor
CONSTANTE	-1821,27	524,887	-3,4698	0,0020
pH	194,94	54,178	3,5982	0,0014
Temperatura	19,44	17,361	1,1202	0,2737

ANEXO 29. Costos variables de los tratamientos.

Costos variables	Valor unidad \$	T1		T2		T3	
		cantidad Unidades	Valor total \$	Cantidad Unidades	Valor total \$	Cantidad Unidades	Valor total \$
mano de obra hora	14000	0,24	3360	0,36	5040	0,48	6720
Huevos tilapia	1,2	12000	14400	24000	28800	36000	43200
Insumos	300	1	300	1	300	1	300
total			18060		34140		50220

ANEXO 30. Relación beneficio costo.

Tratamiento	Costo Total \$	Numero Larvas \$	Precio larva \$	Ingreso Bruto \$	Ingreso Neto \$	Beneficio costo
T1	18.060	2654	15	39805	21.745	1,20
T2	34.140	10262	15	153935	119.795	3,51
T3	50.220	19792	15	296880	246.660	4,91