

EVALUACION COMPARATIVA DEL EFECTO DEL EXTRACTO PITUITARIO DE
CARPA (EPC) Y GONADOTROPINA CORIONICA HUMANA (HCG) EN LA
REPRODUCCION INDUCIDA DEL BAGRE DEL PATIA (*Rhamdia quelen*) EN
CONDICIONES DE CAUTIVERIO

ALBA LUCY ORTEGA SALAS
CARLOS JULIO RODRÍGUEZ VARGAS

UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERIA EN PRODUCCION ACUÍCOLA
PASTO- COLOMBIA
2004

EVALUACION COMPARATIVA DEL EFECTO DEL EXTRACTO PITUITARIO DE
CARPA (EPC) Y GONADOTROPINA CORIONICA HUMANA (HCG) EN LA
REPRODUCCION INDUCIDA DEL BAGRE DEL PATIA (*Rhamdia quelen*) EN
CONDICIONES DE CAUTIVERIO

ALBA LUCY ORTEGA SALAS
CARLOS JULIO RODRÍGUEZ VARGAS

Tesis de grado presentado como requisito parcial para optar al titulo de
Ingenieros en Producción Acuícola

Presidente
JORGE NELSON LOPEZ MACIAS
M.V.Z., M. Sc., Ph.D (C)

Copresidente
ALVARO RENAN CAJAS
BIÓLOGO

UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
PROGRAMA DE INGENIERIA EN PRODUCCION ACUÍCOLA
PASTO-COLOMBIA
2004

Nota de aceptación:

ARIEL GOMEZ CERON

Jurado delegado

ARMANDO ARROYO OSORIO

Jurado

JORGE NELSON LOPEZ MACIAS

Presidente

San Juan de Pasto. Diciembre 7 del 2004

“Las ideas y conclusiones aportadas en el trabajo de grado son responsabilidad exclusiva de sus autores”.

Artículo 1º del Acuerdo No. 324 de octubre 11 de 1966, emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño.

Dedico a:

Dios

Mis padres: Nevar y Omaira

Mi hermano: Jairo Andrés

Abuelos: Clementina, Jesús, Celina, Fabio.

Tíos: Javier, Olmedo, Amparo, Silvio, Elsevier y demás familiares.

Amigos: Julia, Iván, Ana, Raúl y compañeros de semestre, en especial a mi mejor amigo Carlos Rodríguez y familia.

No basta dar pasos que un día puedan conducir a una meta sino que cada paso a de ser una meta, sin dejar de ser un paso.

Alba Lucy Ortega Salas

Dedico a:

Dios

Mis padres: José y Mayra

Mis hermanos: Andrés y Marcela

Mi sobrino: Camilo

Mis familiares

A mi mejor amiga: Lucy

Mis amigos: Carolina, Iván ,Raúl, Claudia, Johana, Julia, Ana
y compañeros de semestre

A Los que disfrutan de la naturaleza y en especial de los peces

Ayudar a los demás no es solo parte del deber sino de la felicidad.

En la sencillez esta el secreto de lo verdaderamente grande.

No hay que amar lo que se hace sino hacer lo que se ama.

Carlos Julio Rodríguez Vargas

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus más sinceros agradecimientos a:

Jorge Nelson López Macias	M.V.Z.,M.Sc., Ph. D(C)
Ariel Gómez Cerón	Biólogo
Armando Arroyo	Zootecnista
Álvaro Renán Cajas	Biólogo
Jaime Mauna	Biólogo
Carlos Solarte Portilla	Zootecnista., Ph.D
Carlos Espejo Gonzáles	MVZ., M.Sc
Bernardo Baldisserotto	Dr. en Fisiología de peces. UFSM. Brasil
Marco Antonio Imuez	Zootecnista
Luís Alfonso Solarte	Secretario de la facultad
Lismar Urbano	Biólogo
Sandra Espinosa	Ingeniera en Producción Acuícola
Rodrigo Zamora	Ingeniero en Producción Acuícola
Francisco Torres	Economista
Piedad Mejía Santacruz	Secretaria del Programa IPA
Oscar Mejía Santacruz	Economista

A todo el cuerpo de trabajadores de la Estación Piscícola Las Tallas y la Corporación Regional del Cauca (CRC)

A todas las personas que de una u otra manera colaboraron en el desarrollo y culminación de este trabajo.

CONTENIDO

	pág.
INTRODUCCIÓN	20
1. DEFINICION Y DELIMITACION DEL PROBLEMA	21
2. FORMULACION DEL PROBLEMA	22
3. OBJETIVOS	23
3.1 OBJETIVO GENERAL	23
3.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS	23
4. MARCO TEORICO	24
4.1 GENERALIDADES DE LOS SILÚRIDOS	24
4.2 CARACTERISTICAS DE LA FAMILIA <i>Pimelodidae</i>	24
4.3 BIOLOGIA DEL BAGRE DEL PATIA (<i>Rhamdia quelen</i> , Quoy & Gaimard, 1824)	25
4.3.1 Clasificación taxonómica	25
4.4 INFLUENCIA AMBIENTAL EN LA REPRODUCCIÓN	25
4.5 FISIOLOGIA DE LA REPRODUCCIÓN	29
4.5.1 Sistema reproductor en peces	29
4.6 ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN DE LOS TELEOSTEOS	47
4.7. NEUROENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN	51
4.7.1 Glándula pineal	51
4.7.2 Hipotálamo	51
4.8 SOPORTE HORMONAL DE LA REPRODUCCIÓN	52
4.8.1 Hipófisis	52
4.8.2 Gonadotropinas	52
4.8.3 Esteroides	53
4.8.4 Ferohormonas	53
4.9 REPRODUCCION INDUCIDA	53
4.9.1 Técnicas de inducción a la puesta	57
4.10 PRACTICA DE LA REPRODUCCIÓN INDUCIDA	59
4.10.1 Manejo de reproductores	59
4.10.2 Diagnostico del estado de madurez gonadal	60
4.10.3 Determinación de la dosis hormonal	62
4.10.4 Vía y método de inyección	64
4.10.5 Intervalo del tratamiento	65
4.10.6 Desove	65
4.11 FECUNDACION ARTIFICIAL	66
4.11.1 Fertilización de huevos adherentes	67
4.12 INCUBACION	68

4.12.1	Desarrollo de los huevos	69
4.12.2	Tecnología para la incubación de huevos	71
4.13	LARVICULTURA	72
5.	DISEÑO METODOLOGICO	75
5.1	LOCALIZACION	75
5.2	PERIODO DE ESTUDIO	75
5.3	INSTALACIONES Y EQUIPOS	76
5.3.1	Materiales, Insumos y Equipos	76
5.4	PLAN DE MANEJO	77
5.4.1	Adecuación de las instalaciones	77
5.4.2	Captura de reproductores en su hábitat natural	77
5.4.3	Mantenimiento de los reproductores	79
5.4.4	Alimentación	79
5.4.5	Selección de reproductores	79
5.4.6	Pesaje	81
5.4.7	Inducción a la ovulación y desove	82
5.4.8	Desove inducido con hormonas	83
5.4.9	Fecundación	83
5.4.10	Desarrollo e incubación de huevos	84
5.4.11	Larvicultura	86
5.5	DETERMINACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS DEL AGUA	86
5.6	TRATAMIENTOS	86
5.7	DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANALISIS ESTADÍSTICO	88
5.8	FORMULACION DE HIPÓTESIS	89
5.8.1	Prueba de hipótesis para la covariable en la cantidad de oocitos obtenidos	89
5.8.2	Prueba de hipótesis para los tratamientos	89
5.9	VARIABLES EVALUADAS	90
5.9.1	Características reproductivas	90
5.9.2	Efecto de las hormonas	90
5.9.3	Análisis parcial de costos	90
6.	PRESENTACION Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	92
6.1	CARACTERISTICAS REPRODUCTIVAS	92
6.1.1	Características morfológicas	92
6.1.2	Características morfométricas	95
6.2	EVALUACIÓN COMPARATIVA DEL EFECTO DE LAS HORMONAS	101
6.2.1	Índice de ovulación	102
6.2.2	Número de oocitos	103
6.2.3	Efecto de las hormonas en el porcentaje de fertilización	106
6.2.4	Efecto de las hormonas en el porcentaje de eclosión	108
6.3	ANÁLISIS PARCIAL DE COSTOS	112
7.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	113
7.1	CONCLUSIONES	113

7.2 RECOMENDACIONES	114
BIBLIOGRAFÍA	115
ANEXOS	119

LISTA DE TABLAS

	pág.
Tabla 1. Dosis Hormonales para cada Tratamiento	87
Tabla 2. Dosis hormonales empleadas por réplica	88
Tabla 3. Escala de maduración sexual para la especie <i>R. quelen</i>	94
Tabla 4. Estadios de maduración de los oocitos en el <i>R. quelen</i>	95
Tabla 5. Peso, talla y factor de condición para hembras y machos de <i>R. quelen</i>	97
Tabla 6. Horas grado registradas en cada proceso	100
Tabla 7. Tabla comparativa de las horas grado registrados en cada proceso	101
Tabla 8. Porcentajes de hembras ovuladas	102
Tabla 9. Tabla comparativa del porcentaje de hembras ovuladas con respecto a las tratadas	103
Tabla 10. Ajuste de medias de tratamientos para la variable número de oocitos	104
Tabla 11. Comparación del número de oocitos producidos	105
Tabla 12. Porcentaje de fertilización	107
Tabla 13. Comparación del porcentaje de fertilización	108
Tabla 14. Porcentaje de eclosión	108
Tabla 15. Cuadro comparativo del porcentaje de eclosión	110
Tabla 16. Análisis de costo variable total	112

LISTA DE FIGURAS

	pág
Figura 1. Diagrama general del túbulo espermático, y esquema del desarrollo gonadal desde espermatogonia hasta espermatozoide	31
Figura 2. Diagrama general del espermatozoide	33
Figura 3. Regulación hormonal de la espermatogénesis en el Testículo	34
Figura 4. Regulación hormonal de la motilidad espermática	35
Figura 5. Esquema general del producto sexual de la hembra	37
Figura 6. Diagrama general de un oocito con su respectivo folículo ovárico	39
Figura 7. Regulación hormonal de la vitelogénesis en los teleósteos	40
Figura 8. Biosíntesis de 17β -Estradiol en el folículo de los teleosteos. P-450 see, Citocromo P-450 liberador de las cadenas laterales del colesterol ; 3β - HSD, 3β - hidroxisteroide deshidrogenasa; P-450 17α , P – 450 17α -hidroxilasa; 17β -HSD, 17β -hidroxí-esteroide deshidrogenasa; P-450 arom., citocromo aromatasa P- 450	42
Figura 9. Condiciones ambientales y maduración de los oocitos	44
Figura 10. Regulación hormonal de la maduración de los oocitos en los teleósteos	45
Figura 11. Biosíntesis de $17\alpha,20\beta$ -dihidroxi-4-pregnen – 3 – ona en el folículo de los teleósteos. P-450 see, Citocromo P- 450 liberador de las cadenas laterales del colesterol; 3β - HSD, 3β - hidroxisteroide deshidrogenasa-isomerasa; P-450 17α , P – 450 17α -hidroxilasa; 17β -HSD, 17β -hidroxí-esteroide deshidrogenasa; 20β -HSD, 20β -hidroxisteroide deshidrogenasa	46
Figura 12. Desarrollo del oocito	48
Figura 13. Mecanismos que controlan la función reproductora de los teleósteos	49
Figura 14. Enlaces endocrinos de la cadena entre la recepción de estímulos ambientales y la ovulación. Los números rodeados en un círculo señalan las etapas en las que la intervención artificial ha sido por lo menos parcialmente efectiva para inducir la ovulación de peces cautivos	55
Figura 15. Niveles de intervención externa que se pueden utilizar para inducir la maduración y ovulación	56
Figura 16. Desarrollo del huevo	70
Figura 17. Desarrollo de larva a alevino	74
Figura 18. Estación Piscícola Las Tallas	75

Figura 19. Implementos utilizados en Pesca Eléctrica	78
Figura 20. Estanque de especies nativas	78
Figura 21. Pesca con chinchorro	79
Figura 22. Observación del grado de madurez de un macho mediante presión abdominal	80
Figura 23. Hembra madura con abdomen abultado, papila genital dilatada y enrojecida	81
Figura 24. Pesaje de un reproductor	81
Figura 25. Aplicación de la hormona vía intramuscular	83
Figura 26. Conteo por volumetría de los oocitos	84
Figura 27. Mezcla de los huevos con el semen	84
Figura 28. Incubadora flujo ascendente tipo bastidor	85
Figura 29. Distribución de tratamientos y replicas	87
Figura 30. Gónada del macho	92
Figura 31. Gónada de la hembra	93
Figura 32. Núcleo en migración	95
Figura 33. Índice gonadosomático en hembras y machos de <i>R. quelen</i>	98
Figura 34. Índice hepatosomático en hembras de <i>R. quelen</i>	99
Figura 35. Extrusión de los oocitos de la hembra	104
Figura 36. Huevos fértiles e infértiles	106
Figura 37. Huevo fértil	106
Figura 38. Embrión en el momento en que rompe el corión observado al estereoscopio con magnificación de 4x	109
Figura 39. Larvas de <i>R. quelen</i> a las 32 horas de fertilizadas observadas al estereoscopio con magnificación de 4x	109
Figura 40. Larva de <i>R. quelen</i> a las 32 horas de fertilizada	110
Figura 41. Alevinos de <i>R. quelen</i>	111

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo A. Parámetros físico-químicos de las aguas	120
Anexo B. Análisis de covarianza para el número de oocitos	121
Anexo C. Análisis de varianza para el porcentaje de fertilización	122
Anexo D. Análisis de varianza para el porcentaje de eclosión	123

RESUMEN

El presente estudio evaluó la técnica de reproducción inducida de la especie íctica nativa *Rhamdia quelen*, pez considerado hoy en día en categoría vulnerable pero de gran importancia no solo acuícola sino también en la repoblación de cuerpos de agua naturales. El estudio se realizó en la Estación Piscícola “Las Tallas” adscrita a la corporación Regional del Cauca, localizada en las coordenadas geográficas: Latitud N 02° 06' 22" y Longitud W 077° 25' 15.4", a una altura sobre el nivel del mar de 670 m, precipitación promedio anual de 2000 mm, temperatura media de 25.2°C.

En el ensayo se estudiaron 36 reproductores, con un peso promedio para las hembras de 217.91 +/- 48.14 g con tallas de 31.7 +/- 2.83 cm y para los machos un peso promedio de 137.20 +/- 13.18 g con tallas de 26.97 +/- 0.86 cm. Se utilizó un diseño completamente al azar conformado por 4 tratamientos, distribuidos en la siguiente forma: T0 reproducción natural, T1 5.5 mg/kg de EPC, T2 5 UI/g de HCG y el T3 con 2 UI/g de HCG y 4 mg/kg de EPC. El T0 no presentó respuesta positiva. Los demás tratamientos fueron 100% efectivos en la inducción reproductiva, estimándose el efecto de las hormonas con relación al índice de ovulación, número de oocitos, porcentaje de fertilización y de eclosión.

Tomando el peso como covariable en el número de oocitos obtenidos, se determinó que el T2, produjo la mayor cantidad de óvulos (332.602 oocitos/Kg) con significancia estadística. Sin embargo, los porcentajes fertilización y eclosión no representaron diferencias significativas entre los tratamientos T1, T2, T3, de tal manera que el porcentaje de fertilización fue de 32% para el T1, 31.09% para el T2 y 32.5% para el T3. El porcentaje de eclosión fue de 12 % para el T1, 9.43% para el T2, 11% para el T3.

En cuanto al análisis económico se estableció que el tratamiento 1 registró la mejor relación beneficio-costos con 1,22 U.

ABSTRACT

The present study evaluates the artificial reproduction of the native species *Rhamdia quelen*, fish considered vulnerable at this time, but it is an ictic specie of great importance from the stand point of view of aquaculture and conservation. The study was developed in the Fish culture Station "the Tallas" belonged to the Regional Corporation of the Cauca, located in the geographical coordinates of: latitude 02° 06' 22"N and length 077° 25' 15,4"W, to a altitude of 670 m.a.s.l, average annual precipitation of 2000 mm, an average temperature of 25.24°C.

Thirty six adult fish were evaluated, with an average weight of 217,91 +/- 48,14 g y total length of 31.7 +/- 2.83 for de females fish, and for the males an average weight of 137.20 +/- 13,18 g with total length of 26,97 +/- 0.86 cm. A completely ramdon design was used, made up four treatments distributed in the following way: T0 natural reproduction, T1 5,5 mg / /Kg of extract of hipofisis (EPC), T2 5 IU/g of Human Corionic Gonadotropin (HCG), and the T3 with 2 IU of HCG/g and 4 mg/kg of EPC. The T0 do not present positive answer. The other treatments were 100% effective for the artificial reproductive process from the point of view of ovulation index, number of oocitos, percentage of fertilization and eclosión furthermore secondary reproductive traits and spawning.

The weight was considered like covariable in the number of mature oocitos obtained. Therefore the T2 with 5 IU/g of HCG, reported the greater amount of mature oocitos (332,602 oocitos/kg). The percentage of fertilization and eclosión did not present significant differences between T1, T2, T3 in such way the percentage of fertilization of 32% for T1; 31.09% for T2; 32.5% for T3. The percentage of eclosión was of 12% for the T1, 9.43% for the T2, 11% for the T3.

The partial analysis of costs demonstrated that the best treatment according to the cost benefit relation was T1 with 1.22 U.

GLOSARIO

CORTICOIDE: nombre genérico de las hormonas secretadas por las corticosuprarrenales y sus derivados sintéticos; cuya función es regular el metabolismo.

DOPAMINA: neurotransmisor inhibidor de las GnRH, encontrado en altas concentraciones en las terminaciones nerviosas de áreas específicas del hipotálamo.

ESTEROIDE: hormona derivada del esteroide, nombre general de aquellos alcoholes derivados de un núcleo fenantreno cíclico, al que se añade una cadena lateral más o menos larga. Son un componente básico de las hormonas sexuales y suprarrenales.

ESTRÓGENO: sustancia hormonal que se sintetiza en el ovario, esta secreción depende de las hormonas hipofisarias.

GAMETO: célula sexual que se une con otra en el proceso de la fecundación. La célula que resulta de la unión de dos gametos se denomina cigoto; por lo general, éste experimenta una serie de divisiones celulares hasta que se constituye en un organismo completo.

Gn RH: término genético utilizado para denominar la hormona liberadora de las gonadotropinas en los diferentes grupos de vertebrados

GÓNADAS: son los órganos que producen los gametos y las hormonas sexuales.

GONADOTROPINA: una de las hormonas implicadas en el funcionamiento del aparato reproductor masculino y del femenino.

HOMEOSTASIS: proceso por el cual un organismo mantiene las condiciones internas constantes necesarias para la vida.

HORMONA: mensajero químico regulado y excitante funcional específico, son sustancias relativamente simples con peso molecular poco elevado, derivada del colesterol, de los péptidos y de los aminoácidos, la poseen los animales y los vegetales, regulando procesos corporales tales como el crecimiento, el metabolismo, la reproducción y el funcionamiento de distintos órganos.

OVULACION: proceso de liberación de los oocitos a la cavidad ovárica.

INTRODUCCIÓN

Colombia es el país más biodiverso del mundo en proporción al área, destacándose su riqueza ictiológica continental y marina. Por esta razón, el estudio de especies ícticas nativas se constituye en una prioridad frente a los riesgos ecológicos que implica la explotación de especies introducidas con fines acuícolas.

La acuicultura es uno de los subsectores agrícolas más promisorios para aumentar la disponibilidad de proteína y la generación de divisas. Sin embargo, la acuicultura de las especies nativas está limitada por la sobrepesca, la dificultad de la reproducción natural de estas especies, la destrucción irracional de su hábitat y el alto grado de perturbación de los ecosistemas acuáticos; condiciones que afectan su abundancia y diversidad. Además, la piscicultura continental se reduce casi exclusivamente al cultivo de organismos foráneos como el camarón blanco (*Pennaeus vannamei*), la tilapia (*Oreochromis sp*) y la trucha (*Oncorhynchus mikiss*). Por consiguiente, se deben realizar investigaciones tendientes a aumentar la disponibilidad de alevinos de especies nativas, recuperar los hábitats, disminuir el esfuerzo pesquero ejercido sobre estos y mejorar en general el beneficio socioeconómico de la acuicultura en el país.

En la cuenca del Patía y en las vertientes de los ríos Magdalena, Cauca, Orinoco, Amazonas, se encuentra una de las especies de la familia *Pimelodidae* de importancia pesquera, el barbudo (*Rhamdia quelen*); el cual es un pez que según Baldisserotto, et al¹, presenta condiciones ideales para cultivo intensivo por su rusticidad a condiciones fisicoquímicas adversas, tolerancia a altas densidades de siembra, hábitos omnívoros en condiciones de cautiverio y buen sabor del filete.

Desafortunadamente no ha trascendido su cultivo a nivel comercial por la imposibilidad de esta especie de reproducirla en confinamiento. Una solución a este problema sería inducir la reproducción del bagre del Patía (*R. quelen*) mediante hormonas, de tipo hipotalámico, hipofisiario o coriónico.

Por lo anteriormente expuesto, la presente investigación se propuso evaluar comparativamente el efecto del extracto pituitario de carpa (EPC) y la gonadotropina coriónica humana (HCG) en la reproducción inducida del bagre del patía (*R. quelen*) en condiciones de cautiverio.

¹BALDISSEROTTO, Bernardo, et al. Densidade de estocagem e crescimento de alevinos do jundiá *Rhamdia quelen*. En : Ciencia Rural. Vol. 30. (2000)

1. DEFINICIÓN Y DELIMITACION DEL PROBLEMA

Las especies ícticas nativas de Colombia están siendo amenazadas por diferentes factores como la destrucción de sus hábitat's, deforestación de las partes altas de las cuencas hidrográficas que traen consigo un mayor arrastre de partículas, y por tanto mayor grado de sedimentación de los ríos que hacen que vayan disminuyendo de caudal y por tanto las especies migratorias no pueden realizar sus desplazamientos migracionales, otros de los factores que mas afectan es la utilización indebida de sustancias agroquímicas y pesticidas, minería artesanal de batista y carbón que incrementan la cantidad de partículas en suspensión, amenazando gravemente los nichos de alimentación, reproducción y protección de muchas especies ícticas nativas, lo mismo que la extracción inadecuada de materiales de construcción de los ríos, pesca ilícita con mallas y dinamita, al igual que la introducción de especies exóticas, trasplante de especies nativas, la alteración de ecosistemas y flujos hidrológicos por obras de Ingeniería como diques y represas construidas sin considerar criterios ambientales, la desecación intencional de humedales.

Las anteriores condiciones han disminuido peligrosamente las poblaciones naturales de nuestras especies ícticas, impidiendo su reproducción; como sucede con el barbudo (*R. quelen*), importante recurso íctico de la cuenca alta del río Patía.

Los estudios existentes sobre esta especie como los realizados por Bussing² y Castro³, así como por otros autores se han enfocado exclusivamente en la dinámica poblacional, biología y estadísticas pesqueras, sin realizar aportes tendientes a su conservación y a implementar técnicas que aseguren su continuidad.

² BUSSING, William. Peces de las aguas continentales de Costa Rica. 2ed. San José, Costa Rica: Universidad de Costa Rica, 1998. p. 144.

³ CASTRO, Darío. Peces del río Putumayo. 2ed, Mocoa, Colombia: CORPOAMAZONIA, 1997. p. 110.

2. FORMULACION DEL PROBLEMA

¿Cual es el efecto del extracto pituitario de carpa (EPC) y la gonadotropina coriónica humana (HCG) en la reproducción inducida de la especie (*R. quelen*) en condiciones de cultivo?

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Comparar el efecto del extracto pituitario de carpa (EPC) y la gonadotropina coriónica humana (HCG) en la reproducción inducida del bagre del patía (*R. quelen*) en condiciones de confinamiento.

3.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

- ❖ Identificar las características reproductivas de la especie *R. quelen*.
- ❖ Determinar la dosis efectivas de gonadotropina coriónica humana (HCG) y extracto pituitario de carpa (EPC) en el proceso de maduración final de las hembras.
- ❖ Cuantificar el efecto de las hormonas en el porcentaje de fertilización.
- ❖ Evaluar la acción fisiológica de las hormonas en el porcentaje de eclosión.
- ❖ Realizar un análisis parcial de costos en los diferentes tratamientos.

4. MARCO TEORICO

4.1 GENERALIDADES DE LOS SILÚRIDOS

Hoet citado por Hurtado⁴, describe las características de los Silúridos, como peces de forma alargada y abultada. La mayoría tiene el cuerpo casi cilíndrico, anguiliformes y la piel sin escamas. Todas las aletas son blandas, pero en muchas especies se encuentran aletas de uno a tres radios, duros y osificados. Las barbillas son típicas de los Silúridos, a veces son muy largas y su número oscila entre uno y cuatro pares. Por causa de estas barbillas muchas especies reciben el nombre vulgar de “peces gatos”. Poseen numerosos dientes de pequeño tamaño, dispuestos en bandas. Estos peces se mantienen generalmente en el fondo de ríos y lagunas, que constituyen su medio predilecto y al oscurecer capturan peces y anfibios.

Los Nematognatos o Silúridos forman un grupo sumamente numeroso, con representantes en todos los continentes. En Sudamérica existen aproximadamente mil especies.

4.2 CARACTERISTICAS DE LA FAMILIA *Pimelodidae*

Según Bussing⁵, esta familia se distingue por carecer de escamas, por poseer dos pares de barbillas mandibulares y un par de barbicelos largos que se originan de los maxilares superiores. Poseen una aleta adiposa generalmente mas larga que la aleta dorsal. En la mayoría de las especies, el primer radio de las aletas dorsal y pectorales es rígido y punzante, gran parte de las especies de esta familia son bentónicos y nocturnos; generalmente, durante el día, buscan escondites entre raíces o malezas. Esta familia es de distribución neotropical, se extiende desde el sur de México hasta Sudamérica, con excepción de la parte templada al sur del paralelo 40.

⁴ HURTADO, Hernán. “Estudio histológico del sistema digestivo del Capitán de la Sabana y análisis fisicoquímico y microbiológico de su hábitat para la su protección y conservación como especie promisoría (*Eremophilus mutisii*)”. Al Verde Vivo. /Colombia. (Citado el 15 Octubre, 2003). Disponible en Internet: <<http://www.alverdevivo.org/proyectocapitan.htm>>. p. 1.

⁵ BUSSING, Op. cit., p. 141.

4.3 BIOLOGIA DEL BAGRE DEL PATIA (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824)

De acuerdo con Ortega⁶, la distribución de la especie abarca desde el sur de México hasta Argentina. En Colombia se encuentra en los ríos Magdalena Cauca, Patía, San Juan y Atrato. Es una especie de hábitos crípticos que en el día se ocultan tras la vegetación acuática, rocas y restos vegetales. Vive en pequeñas quebradas, ríos grandes y medianos con aguas tranquilas y de bajas corrientes. Con respecto a su morfología, la cabeza es un poco deprimida con la boca terminal; la margen del ojo no se une a la piel de la cabeza; los huesos de la cabeza no se conectan con la aleta dorsal. Se alimenta de insectos acuáticos, peces y material vegetal como frutos y flores que caen al agua.

4.3.1 Clasificación taxonómica. La ubicación Taxonómica del Bagre del Patía realizada por (Quoy y Gaimard, 1824) citados por Fishbase, es:

Reino:	Animal
Subreino:	Metazoa
Phylum :	Chordata
Superclase:	Gnatostomata
Clase:	Actinopterygios
Orden:	Siluriformes
Familia:	<i>Pimelodidae</i>
Genero:	<i>Rhamdia</i>
Especie:	<i>quelen</i>
N.Científico:	<i>Rhamdia quelen</i>
N.Vulgar:	Barbudo, capitán ⁷

4.4 INFLUENCIA AMBIENTAL EN LA REPRODUCCIÓN

Carrillo, et al⁸, comprobaron que las periodicidades medio ambientales influyen en diversas actividades biológicas de los peces presentadas en determinados meses del año, que posibilitan el éxito de la adaptación. Los factores ambientales que mayor influencia ejercen en la reproducción son:

⁶ ORTEGA, Armando, et al. Peces de la cuenca alta del río Cauca: Riqueza Ictiológica del valle del Cauca, Santiago de Cali: CVC, 2000, p. 46.

⁷ *Rhamdia quelen*, FISHBASE. / Alemania. (Citado 5 Oct. 2003). Disponible en Internet <http://www.fishbase.org/Summary/SpeciesSummary.cfm?ID=23351&genusname=Rhamdia&speciesname=quelen>.

⁸ CARRILLO, Mauricio RODRIGUEZ, José. Fundamentos de acuicultura continental. 2 ed. Bogota: INPA, 2001. p. 207- 208.

◆ **Lluvias.** En el caso de la reproducción en la zona tropical, las lluvias, es uno de los factores que inician los eventos reproductivos, debido a que en esta época el agua y los alimentos variados se encuentran en mayores cantidades, lo que asegura la sobrevivencia de los alevinos. Para Donalson, citado por Alonso, et al⁹, la lluvia está relacionada con cambios en la intensidad lumínica y temperatura.

◆ **fotoperíodo.** Como afirma Woynarovich y Carolsfeld citados por Alonso, et al¹⁰, la luz actúa sobre la retina o la glándula pineal, produciendo la secreción de melanina que regula la liberación de la GnRH (hormona liberadora). Para Stacey y Lam citados por Carvajal¹¹, el fotoperíodo es crítico en especies que habitan en altas o bajas latitudes, donde el fotoperíodo es variable a lo largo del año y la ovulación se encuentra sincronizada con estos cambios. En especies que desovan en primavera o a inicios del verano, el desarrollo gonadal es estimulado por largos fotoperíodos generalmente combinados con elevadas temperaturas. Por el contrario, las especies que desovan en otoño o en principios de verano, un fotoperíodo corto a menudo favorece el ciclo reproductivo como en el caso de los salmónidos.

◆ **Temperatura.** Para los mismos autores, la temperatura es otro parámetro que juega un rol importante en el ciclo sexual de especies que habitan en áreas tropicales principalmente. Temperaturas bajas, favorecen la formación de espermatoцитos primarios y la vitelogénesis, mientras que temperaturas altas, inducen la proliferación espermatogonial, espermiación, maduración y ovulación en especies como *Fundulus heteroclitus*, *Fundulus confluentus* y *Enneacanthus obesus*. La temperatura puede ejercer sus efectos en: la secreción de gonadotropina de la pituitaria, la degradación metabólica de las hormonas, la respuesta del hígado a los estrógenos en la producción de vitelogenina; y la respuesta de las gónadas a la estimulación hormonal.

◆ **Sustrato de desove.** Es importante en la regulación de la ovulación, principalmente por la especificidad de los requerimientos de sustrato y su distribución espacio-temporal. De tal manera que la presencia de vegetación acuática, estimula la respuesta ovulatoria de peces cuyos huevos son del tipo

⁹ ALONSO, Juan, Et al. Ensayos de reproducción Inducida en el Mapurito *Callophysus macropterus, 1819* (*siluriformes, Pimelodidae*). Bogotá, 1991. p.21. Trabajo de grado (Biología Marina) Fundación universitaria de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Facultad de biología Marina.

¹⁰ Ibid., p. 12.

¹¹ CARVAJAL, Miguel. “Inducción a la maduración y desove del róbalo (*Centropomus nigrescens*) en cautiverio mediante la utilización de hormonas HCG (Gonadotropina corionica humana) y LHRHa (Luteinizing Hormone Releasing Hormone Ethylamide)”. CENAIM./Ecuador (Citado el 15 Oct. 2003). Disponible en Internet: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/tesisc/t28.pdf>.

adhesivos tales como en la especie (*Carassius auratus*), bagre del canal (*Ictalurus punctatus*) y carpa común (*Ciprinus carpio*).

◆ **Señales químicas.** Ayudan a que se desarrolle normalmente el ciclo reproductivo de algunas especies. Estas señales se transmiten en el medio a través de sustancias químicas llamadas en general semioquímicos, que interactúan entre individuos de diferente especie, siendo conocidas en éste caso como alomonas ó si la interacción ocurre entre individuos de la misma especie son conocidas como ferohormonas.

◆ **Contaminación.** Donaldson, et al, citados por Alonso¹², manifiestan que la contaminación ambiental tiene funestos efectos sobre los componentes del ecosistema que intervienen en el proceso reproductivo; los principales contaminantes que afectan el sistema acuático son: metales pesados, pesticidas e irradiación.

◆ **Estrés.** Carosfeld citado por Alonso¹³, argumenta que el grado de tensión (estrés) puede inhibir o estimular el proceso reproductivo (dependiendo de la especie, grado de maduración y tipo o amplitud del estrés) puesto que los niveles de gonadotropina aumentan bajo ciertas condiciones con el nivel de tensión, produciendo un efecto directo, o un desbalance hormonal.

◆ **Nutrición.** Donalson, Woynarovich y Carosfeld citados por Alonso¹⁴, sustentan que la nutrición influye en varias formas y aunque puede parecer como secundaria de la influencia ambiental, se ha observado en el bagre norteamericano (*Ictalurus punctatus*) que una buena alimentación desde estadios juveniles, producen un mayor tamaño de los individuos, incrementando el tamaño de las gónadas, obteniéndose así una mayor fecundidad. Una alimentación pobre puede reducir la sensibilidad al crecimiento del oocito y en algunas ocasiones puede iniciar la regresión gonadal.

◆ **Interacciones comportamentales.** Davy y Chovinord citados por Alonso¹⁵, afirman que las interacciones comportamentales entre el macho y la hembra antes del desove pueden actuar como estímulo social para la maduración gonadal. Se tiene poca información sobre el efecto de la maduración gonadal al agrupar diferentes densidades de machos y hembras, tampoco hay claridad sobre el efecto de las ferohormonas como medio de comunicación química en la

¹² ALONSO, Op. cit., p.14.

¹³ Ibid., p.14.

¹⁴ Ibid., p.14.

¹⁵ Ibid., p.14.

sincronización de la maduración de las especies cultivadas. Un mejor entendimiento de estos factores etológicos y físico químicos pueden mejorar las técnicas de reproducción y reducir el uso de las hormonas comerciales.

◆ **Migraciones.** Según los reportes de Estrada y Brand citados por Acevedo, et al¹⁶, al finalizar la estación de lluvias, el nivel de los ríos disminuye y por consiguiente, se presenta una pérdida progresiva del nivel de aguas de lagos y ciénagas, deteriorándose el ambiente acuático al avanzar la estación seca. El calentamiento del agua conlleva a la pérdida de la capacidad de albergar oxígeno y acelera el proceso de descomposición orgánica del detritus, se produce CO₂, el cual acidifica el medio y se generan otros gases nocivos tales como: metano (CH₄) y ácido sulfúrico (H₂S); se cree que estos cambios desfavorables para los peces, constituyen el estímulo primario para su salida de las ciénagas hacia los ríos, lo que se denomina popularmente "subienda". Los peces en los ríos encuentran condiciones favorables de oxígeno y valores normales de gases, pero poco alimento excepto para los predadores.

Los mismos autores manifiestan que el agua corriente del río demanda mayor gasto de energía a los peces, este hecho, unido al poco alimento disponible produce la quema progresiva de sus reservas de grasa acumuladas durante su engorde y localizada en las circunvoluciones intestinales; estos procesos metabólicos generan cambios fisiológicos conducentes a la maduración gonadal, de tal forma, que al llegar a las partes más altas de su recorrido están listos para efectuar el desove. Según Chaparro¹⁷, el consumo de esta grasa en la obtención de energía produce un aumento de ácido láctico en la sangre del animal, siendo esta saturación un factor importante desde el punto de vista fisiológico, para la maduración total de las gónadas.

Dhal y Reid citados por Acevedo¹⁸, reportan que a medida que los peces maduran, realizan desplazamientos migracionales ascendentes o descendentes de tipo reproductivo, buscando ríos secundarios o afluentes ricos en oxígeno y con corriente que se encargue de incubar los huevos que en la mayoría de peces migratorios como los bagres son pelágicos o flotantes.

¹⁶ ACEVEDO, Carlos, Et al. Reproducción inducida e incubación del bagre pintado (*Pseudoplatystoma fasciatum*) (Linnaeus, 1766) y barbudo (*Pimelodus grosskopfii*) (Steindachner, 1880) bajo condiciones del Valle del Cauca. Palmira, 1999, 12 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad Nacional. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

¹⁷ CHAPARRO, Nicolás. Reproducción artificial y manipulación genética en peces. Barranquilla, Colombia ; Mejoras, 1994. p. 23.

¹⁸ ACEVEDO, Op. cit., p. 12-15.

4.5 FISILOGIA DE LA REPRODUCCIÓN

Carolsfeld citado por Ortega, et al¹⁹, aseguran que el conocimiento de la fisiología reproductiva es lo que permite la inducción y control de la reproducción. El proceso de reproducción de los peces, es controlado por una red neuroendocrina de interacción sensorial, neural, hormonal y de tejido gonadal. La morfología y funcionamiento hormonal es diferente en cada sexo, además el cambio estructural en las gónadas es el mayor monitor del proceso de maduración.

Para García citado por Zanuy S. y Carrillo M²⁰, los mecanismos reproductivos de los peces son variados y dependen de la especie, por ejemplo, existen especies que se reproducen de manera continua, cíclica (anual o estacional) o única a lo largo de su vida. Igualmente, el grado de fecundidad y duración del periodo de puesta también varían según la especie.

4.5.1 Sistema reproductor en peces. Carrillo, et al²¹, aseguran que el desarrollo de la gónada de los vertebrados está íntimamente ligado al desarrollo del sistema renal. Embriológicamente, el testículo y el ovario tienen un origen distinto, formándose a partir de dos proliferaciones celulares embrionarias diferentes pero estrechamente ligadas. La proliferación más lateral o cortex dará lugar al ovario; la médula o porción medular dará lugar a los testículos y al tejido adenocorticotropo. En estado indiferenciado, las mencionadas formaciones coexisten y en un momento determinado, una de ellas empieza a desarrollarse mientras la otra se inhibe, determinándose de esta manera el sexo del individuo como sucede en elasmobranchios y en los tetrápodos. Por el contrario en teleósteos y ciclóstomos, la gónada deriva de un solo primordio germinal. En estos dos últimos tipos de peces, la gónada (Testículo y ovario) se desarrolla directamente a partir del epitelio peritoneal, es decir a la parte correspondiente al cortex de los vertebrados.

❖ **Gónadas del macho.** Para Lager citado por Chaparro²², en los peces los testículos son pares y están suspendidos en la cavidad celómica, su peso representa aproximadamente el 12% de la masa total del reproductor maduro. El mismo autor, sostiene que en los peces óseos los testículos tienen en su interior gran cantidad de túbulos, llamados conductos eferentes que se comunican con el conducto deferente, el cual termina en el poro genital situado dentro de la papila

¹⁹ ORTEGA, Jairo y VILLOTA, Carlos. Efecto de la buserelina en la calidad del semen de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo condiciones de cautiverio. Pasto, 1994, 92 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias.

²⁰ S, Zanuy y Carrillo, M. Reproducción en acuicultura. Madrid, España. 1987. J. Espinosa de los Monteros y U. Labarta. p . 29.

²¹ CARRILLO, Op. cit., p. 189.

²² CHAPARRO, Op. cit., p. 26 –28.

genital. En algunos peces, no existen conductos deferentes por lo cual los espermatozoides son vertidos dentro de la cavidad del cuerpo y posteriormente salen por la vía espermática que termina detrás del ano. Parece ser que los espermatozoides están durante todo el año en los testículos y más directamente dentro de los túbulos seminíferos, sin embargo se observa que durante la etapa de predesove se aumenta el tamaño de los túbulos y se incrementan significativamente los espermatozoides.

Para Hoar citado por Chaparro²³, en los peces teleósteos, los testículos poseen unas glándulas secretoras, encargadas de producir hormonas sexuales masculinas o andrógenos básicas para la reproducción del pez.

- **Espermatogénesis.** Para Carvajal²⁴, la estructura testicular de la mayoría de los teleósteos es de tipo tubular y esta conformada inicialmente por 3 tipos de células: las de Leyding ubicadas en la periferia sobre el tejido intersticial; que segregan hormonas necesarias para la espermatogénesis y las de Sertoli localizadas dentro de los túbulos seminíferos, con función nutritiva.

De acuerdo con Chaparro²⁵, en los túbulos seminíferos de los testículos, se observa la formación y desarrollo de unas células sexuales primitivas llamadas espermatogónias que se convertirán en espermatozoides. Las células de los túbulos seminíferos poseen diferente morfología, de acuerdo a su grado de desarrollo; así los de la periferia son más grandes y con núcleos esféricos, denominadas espermatogónios; en la zona intermedia se encuentran células de menor tamaño llamadas espermatocitos y las espermátidas, células más pequeñas penetran las células de Sertoli donde sucede la espermiogénesis, es decir la formación final de los espermatozoides (Fig. 1).

En la espermatogénesis se observan varias fases:

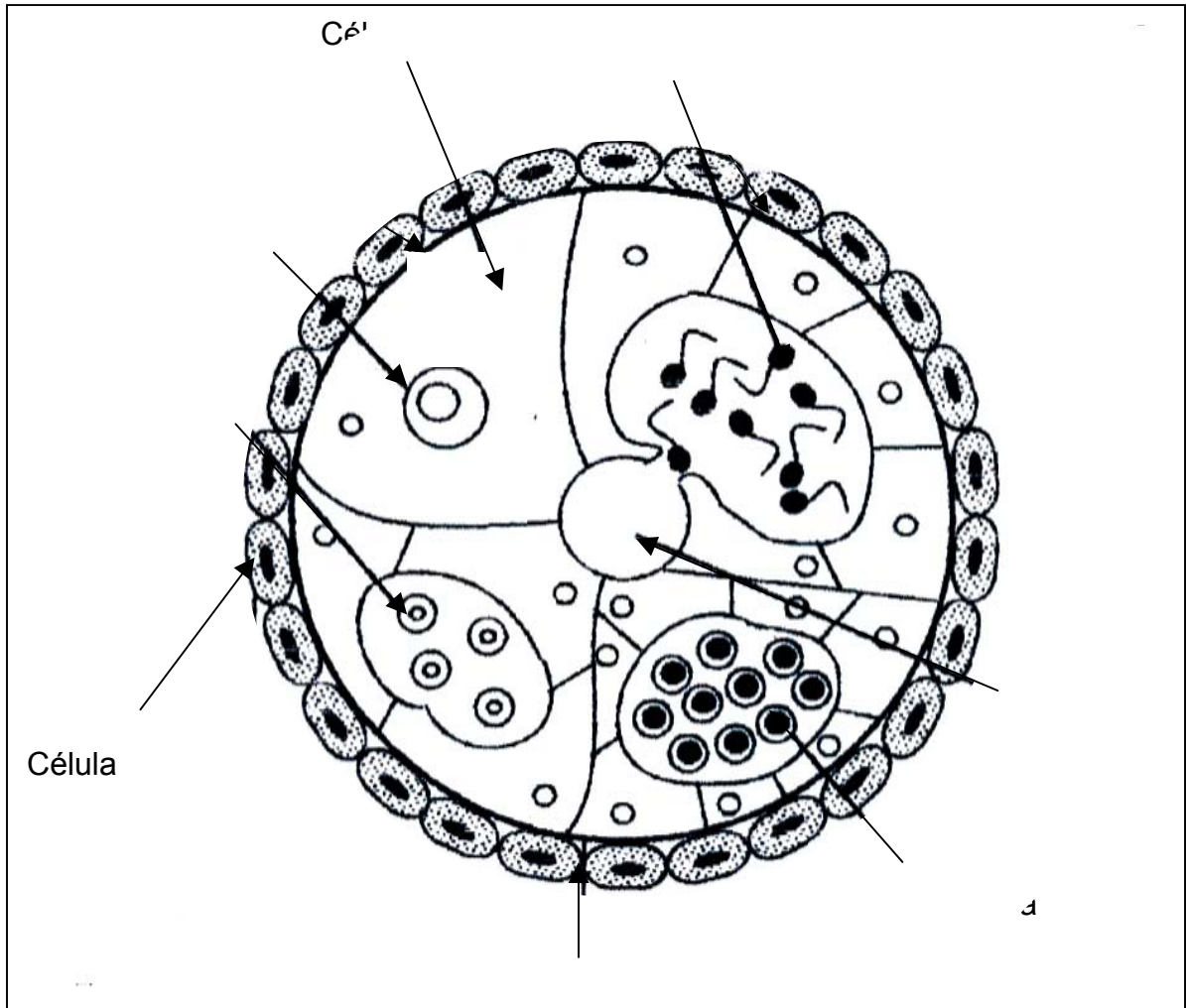
- Espermatogénesis activa con un lumen lleno de espermatozoides y alrededor cistos con células en determinado grado de desarrollo, posteriormente los cistos disminuyen de tamaño y el lumen continua con espermatozoides.
- Inicia la espermatogénesis, hay renovación del epitelio germinal; en el túbulo se observa la multiplicación de cistos y la ausencia del lumen.
- Proliferan los espermatogónios que se dividen para originar espermatocitos y posteriormente a las espermátidas y espermatozoides.

²³ Ibid., p. 28.

²⁴ CARVAJAL, Op. cit., p.16.

²⁵ CHAPARRO, Op. cit., p. 26 –28.

Figura 1. Diagrama general del túbulo espermático y esquema del desarrollo gonadal desde espermatogonia hasta espermatozoide.



Fuente Nagahama, 1983.

Según Takashima e Hibiya citados por Carvajal²⁶, el proceso de desarrollo de la espermatogonia para dar lugar a la formación de espermatozoides se denomina espermatogénesis, este proceso se encuentra dividido en tres fases: meiosis, espermiogénesis y espermiación. Nagahama citado por el mismo autor, manifiesta que la espermatogénesis inicia con la división mitótica de las espermatogonias primarias, dando lugar a las espermatogonias secundarias que mediante una nueva división mitótica, dan origen a los espermatocitos primarios. Posteriormente

²⁶ CARVAJAL, Op. cit., p. 18.

los espermatocitos primarios sufren la primera división meiótica (meiosis I) o división de reducción, originándose los espermatocitos secundarios que mediante la segunda división meiótica (meiosis II) o de equitatividad, dan origen a las espermátidas. Redding y Patiño citados por el mismo autor, afirman que las espermátidas mediante el proceso de diferenciación denominado espermatogénesis, dan lugar a los espermatozoides. La transformación involucra la elongación del núcleo, desarrollo de un flagelo y expulsión del citoplasma a través de la parte terminal del flagelo. El producto final esta conformado por una cabeza, un cuello y un flagelo; la cabeza generalmente, es de forma esférica u oval, el cuello consiste en una porción del flagelo central, rodeado de un corpúsculo formado por la fusión de varias mitocondrias (Fig.2).

Fostier citado por Carvajal²⁷, comprobó que la actividad esteroideogénica de las gónadas masculinas, se encuentra regulada principalmente por la GtH II producida por el hipotálamo. Las células esteroideogénicas que intervienen en la producción de andrógenos son las de Leyding y las de Sertoli. Durante las primeras fases de la espermatogénesis, la gonadotropina estimula a las células de Leyding a producir 11Ketosterona, hormona que activa a las células de Sertoli a producir activina B y que a su vez actúa sobre las espermatogonias regulando el proceso de espermatogénesis y espermiogénesis (Fig.3).

De acuerdo con Zanuy y Carrillo²⁸, la espermatogénesis y la espermiogénesis son paralelos a un incremento de actividad de las células gonadotrópas de la hipófisis y se incrementa cuando está próxima a la puesta. Para Carvajal²⁹, la espermiación consiste en la expulsión de espermatozoides hacia los vasos deferentes del tracto genital donde son almacenados y adquieren motilidad. Por su parte Harvey, Hoar y Calosfeld, citados por Alonso, et al³⁰, aseguran que poco antes de la reproducción se acelera el proceso de la espermiación en el lumen y este se hidrata por la adición de fluido seminal secretado por las paredes del ducto espermático. Para Carvajal³¹, la espermiación se encuentra influenciada por la hormona 17α , 20β dihidroxi-4-pregnen-3-ona, producida por el espermatozoide a partir del esteroide precursor 17α -hidroxiprogesterona, sintetizado por las células somáticas en respuesta a la gonadotropina. La función del 17α , 20β dihidroxi-4-pregnen-3-ona es el de incrementar el pH del conducto espermático, lo que influye de manera positiva en la síntesis de AMP cíclico que interviene en la adquisición de motilidad por parte de los espermatozoides (Fig. 4).

²⁷ Ibid., p. 20.

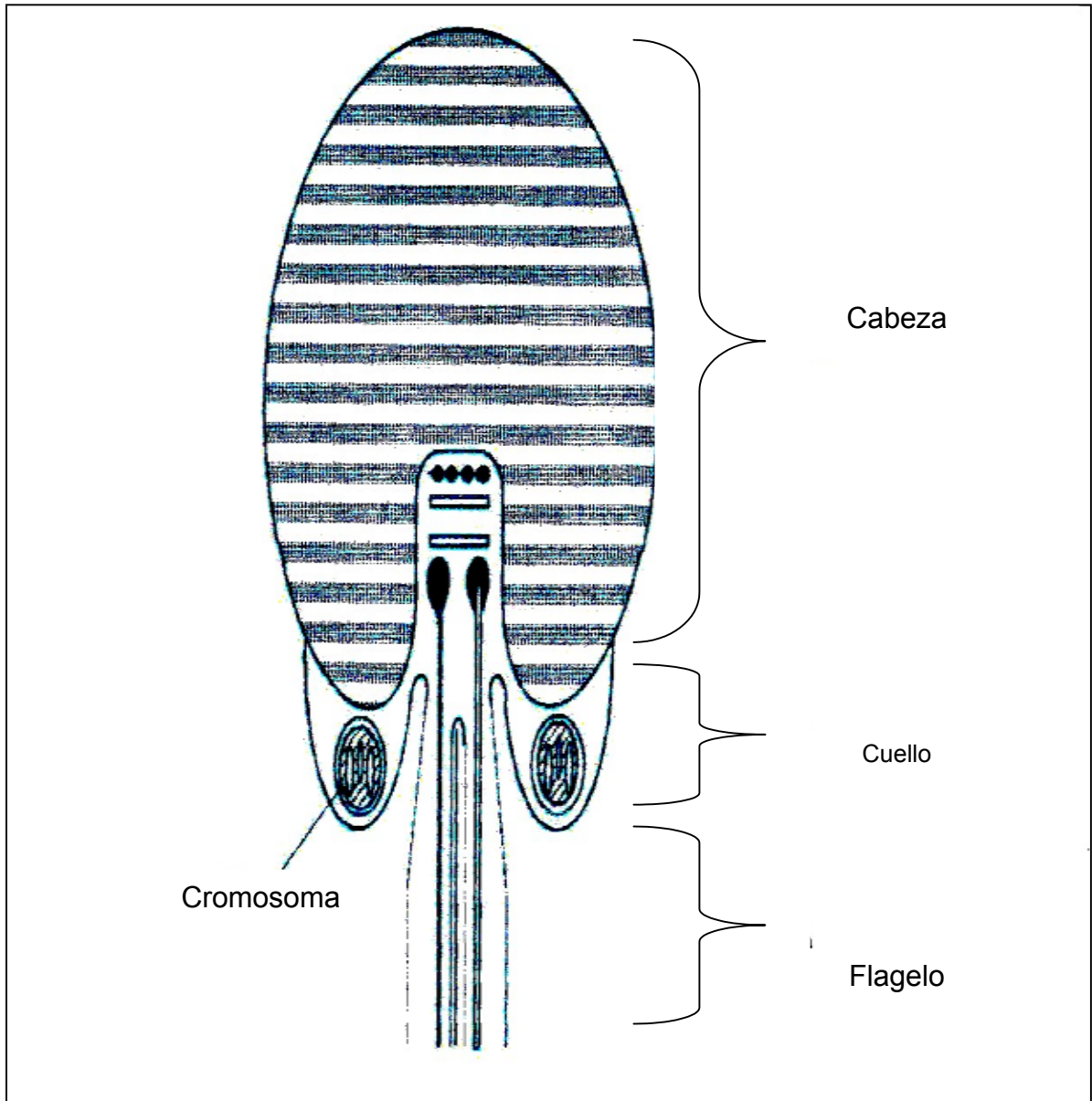
²⁸ S, ZANUY Y CARRILLO, Op. cit., p. 44.

²⁹ CARVAJAL, Op. cit., p. 20-21

³⁰ ALONSO, Op. cit., p. 20-21

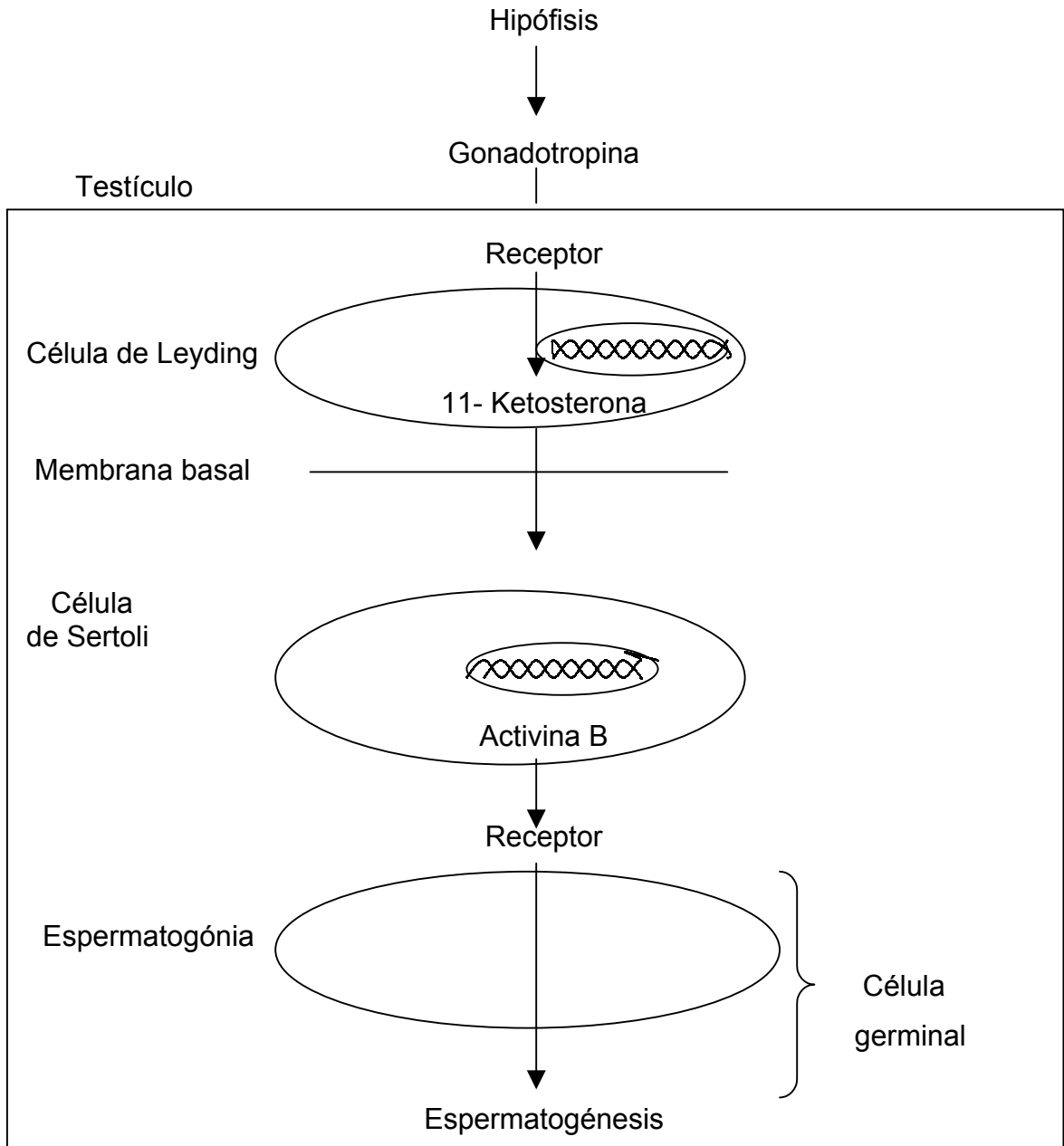
³¹ CARVAJAL, Op. cit., p. 20-21.

Figura 2. Diagrama general del espermatozoide.



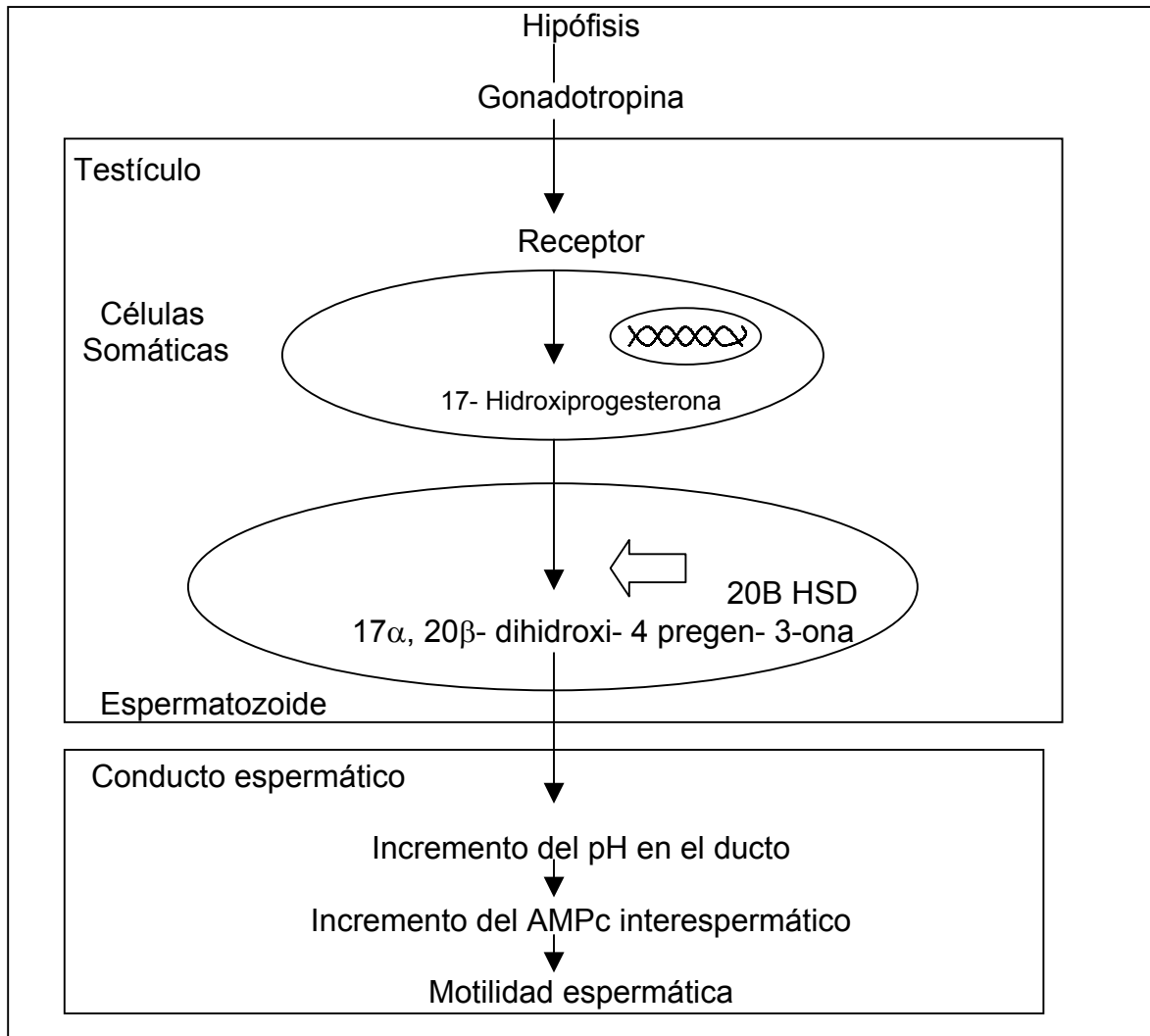
Fuente Takashima e Hibiya, 1997.

Figura 3. Regulación hormonal de la espermatogénesis en el testículo



Fuente Nagahama. 1994.

Figura 4. Regulación hormonal de la motilidad espermática .



Fuente. Nagahama, 1994

La espermiación según Yamasaki y Donaldson citados por Zanuy y Carrillo³², es la hidratación de la gónada del macho que precede a la adición del esperma y tiene lugar cuando las espermátidas se metamorfozan en espermatozoides.

³² S, ZANUY Y CARRRILLO, Op. cit., p. 43.

❖ **Gónadas en la hembra.** Para Gonzales³³, el ovario es un saco lobulado delineado por un epitelio germinal, que forma numerosos oocitos rodeados por una capa folicular. Chaparro³⁴, argumenta que los ovarios son pares y se encuentran debajo de la vejiga hidrostática y de los riñones. Cuando están maduros, pueden ocupar hasta el 70% de la cavidad corporal de la hembra.

S, Zanuy y Carrillo, et al³⁵, mencionan que estructuralmente, el ovario de los teleósteos, puede ser un saco cerrado que se comunica con la cloaca mediante el oviducto o un conducto de folículos que se abren a la cavidad corporal mediante ductos en forma de pequeños embudos. En el primer caso los ovocitos son ovulados en la cavidad ovárica, mientras que en el segundo caso, en la cavidad corporal. El mismo autor, afirma que el ovario de los teleósteos, posee un epitelio germinal, derivado de una extensión del peritoneo, que da lugar a los folículos ováricos. Justo por debajo del peritoneo germinal, se extiende la túnica albugínea que es una capa muy densa de tejido conectivo, con músculos de fibra lisa y vasos sanguíneos. Los folículos formados a partir del epitelio germinal, que recubre toda la parte interna del ovario, están embebidos en el estroma ovárico, que se extiende a partir de la túnica albugínea hacia el interior de la glándula.

Según S.Zanuy y Carrillo³⁶, la parte interna del epitelio se pliega dando lugar a los pliegues ováricos que prácticamente obliteran a la cavidad ovárica. El epitelio germinal suele variar su grosor (altura epitelial) con al actividad sexual. Este epitelio germinal, parece también estar relacionado con la secreción del fluido ovárico, que a su vez permite que los oocitos ovulados mantengan su viabilidad durante un tiempo determinado y varía según la especie.

- **Ovogénesis.** Lagler et al, citado por Carvajal³⁷, demostró que la ovogénesis es el proceso de desarrollo del oocito a partir del cual resulta la célula mas grande que se pueda encontrar en los peces, y que además presenta la particularidad de poder producir un nuevo individuo de la misma especie después de su fertilización (Fig.5).

El ovario de las hembras sexualmente inmaduras se encuentra conformado principalmente por epitelio germinativo a partir del cual se van a diferenciar las oogonias durante la época de diferenciación sexual.

³³ GONZALES, Op. cit., p. 8.

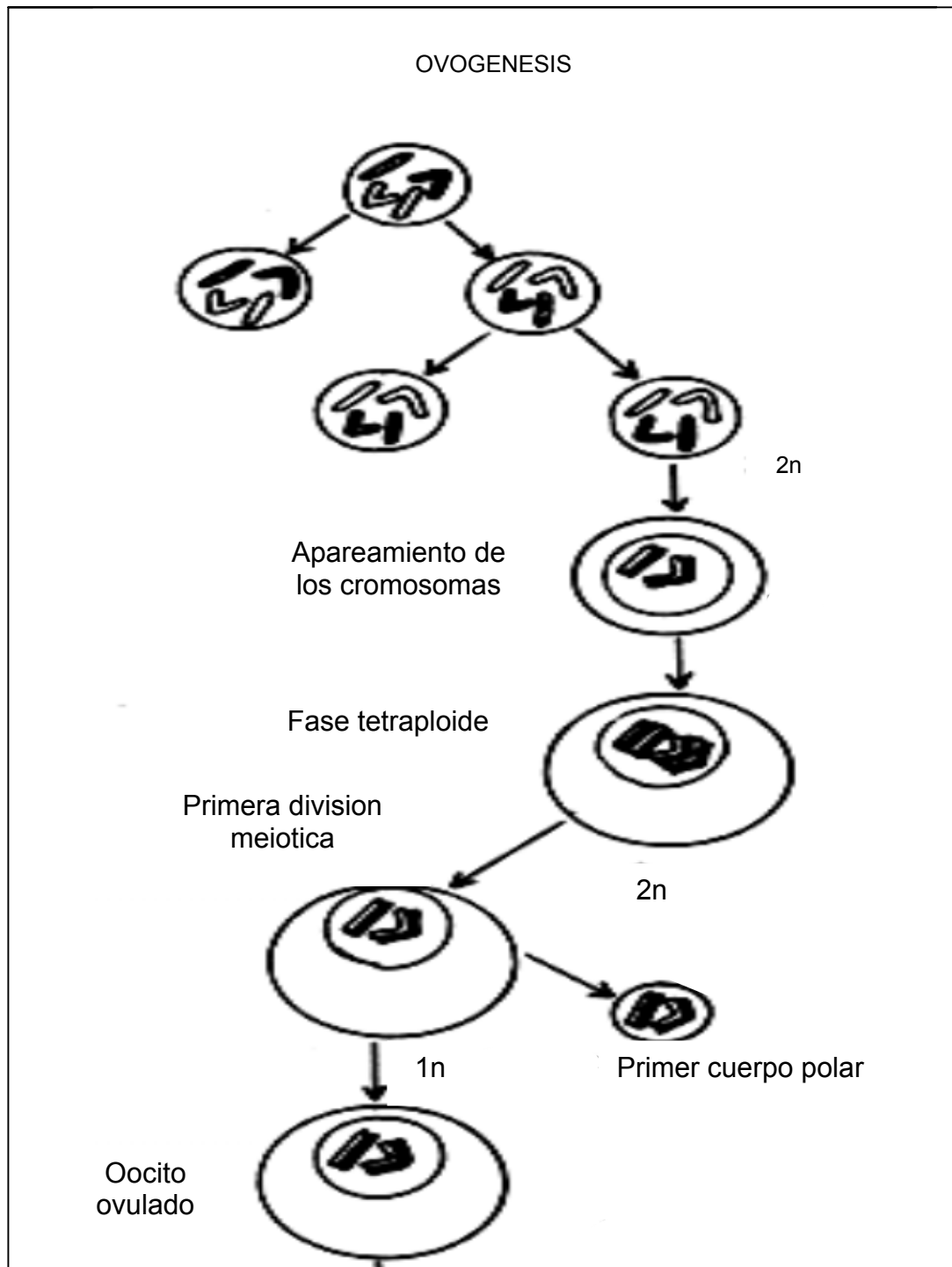
³⁴ CHAPARRO, Op. cit., p. 28.

³⁵ S, ZANUY Y CARRILLO, Op. cit., p. 29.

³⁶ Ibid., p. 30.

³⁷ CARVAJAL, Op. cit., p. 9 -10.

Figura 5. Esquema general del producto sexual de la hembra.



Fuente. Woynarovich, E. y L. Horváth, 1981.

El conjunto de acontecimientos que tiene lugar el ovario del pez adulto ovíparo se puede resumir en las siguientes fases:

- **Proliferación oogonial.** Harvey y Hoar³⁸, manifiestan que las hembras que han alcanzado la época de madurez sexual, inician el proceso de ovogénesis con la etapa de proliferación celular; los oogonios surgen de las células sexuales primordiales en el epitelio germinal del ovario, en su etapa precoz son rodeados por una capa de células epiteliales que forman el folículo ovárico. Para Carvajal³⁹, las oogonias que se encuentran en el ovario sufren dos divisiones mitóticas y una meiótica que se detiene en la profase, transformándose en oocitos primarios.

- **Previtelogénesis.** Por su parte Carvajal⁴⁰, asegura que después de la ovogénesis los oocitos entran en una primera etapa de crecimiento denominada Previtelogénesis, en esta fase los oocitos se caracterizan por un gran núcleo rodeado por numerosos nucleolos, además de la presencia en el citoplasma de una estructura denominada corpúsculo de Balbiani formado por varios organelos celulares como mitocondrias, cuerpos de Golgi, retículo endoplasmático granuloso, cuerpos multivesiculares y gránulos de lípidos. En conjunto tienen la función de servir de centro metabólico y de formación de organelos dentro del oocito. Durante la Previtelogénesis, las células del epitelio folicular se diferencian para formar dos capas. La capa interna conformada por células cúbicas, es la granulosa glandular y la externa formada de células alargadas y planas de los tejidos conectivos circundantes, es la teca. Ambas capas, se encuentran separadas por una membrana base; Además por una membrana gruesa que se forma entre el oocito y la capa granulosa, denominada membrana vitelina o zona pelúcida, que se caracteriza por tener una apariencia estriada, debido a que se encuentra atravesada por microvellosidades procedentes del oocito y de las células foliculares, que actúan en el transporte de nutrientes hacia el oocito por irrigación sanguínea. (Fig.6)

- **Vitelogénesis.** Harvey y Hoar⁴¹, afirman que la vitelogénesis comprende la incorporación del vitelo en los oocitos en desarrollo, se cree que este proceso está controlado por la gonadotropina baja en glucoproteínas. Las células receptoras de la gonadotropina hipofisiaria parecen ser las células tecaes especiales de la envoltura folicular y los esteroides sexuales producidos aquí, juegan un papel importante en la regulación de este proceso. El vitelo se deposita en dos formas:

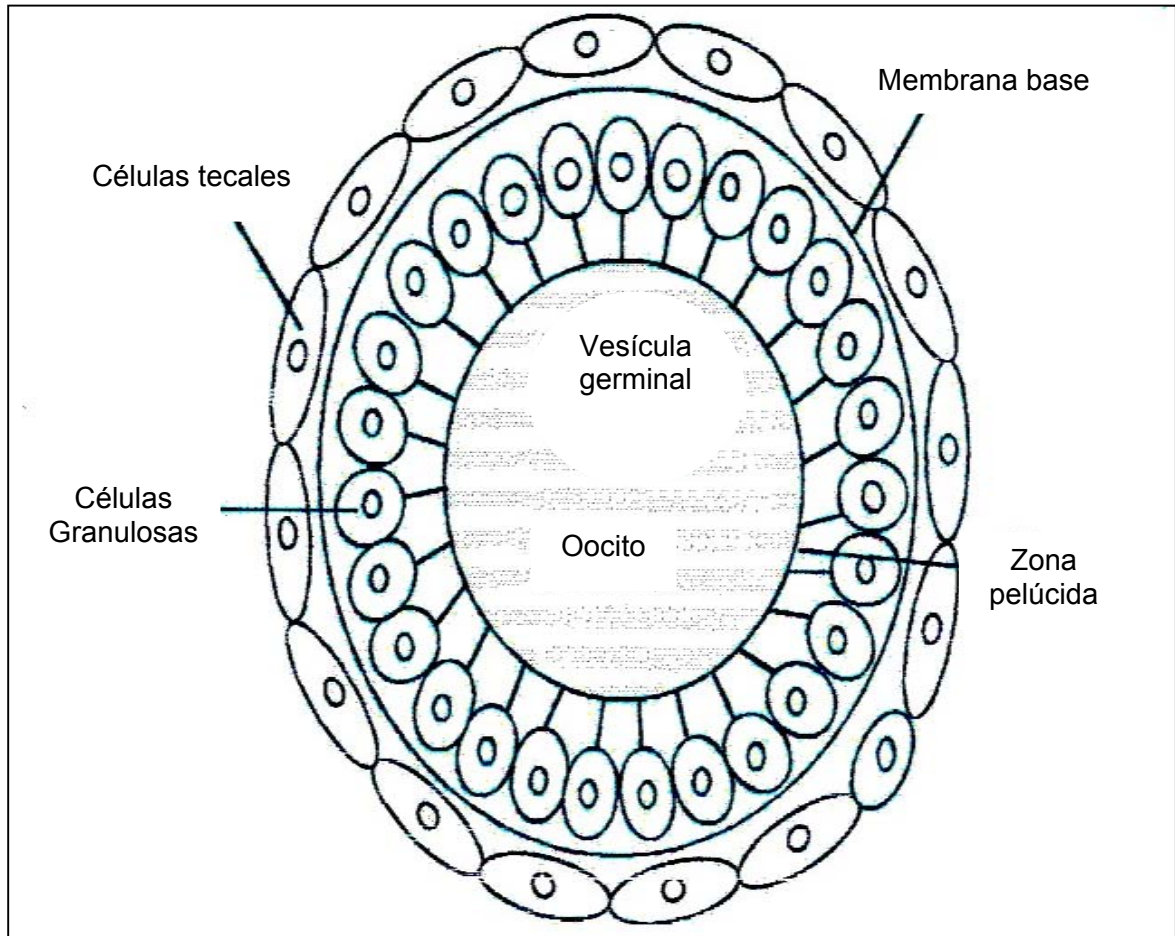
³⁸ HARVEY, Brian y HOAR, William. Teoría y Práctica de la reproducción inducida. Ottawa, Canadá. 1979. p. 13.

³⁹ CARVAJAL, Op. cit., p. 10.

⁴⁰ Ibid., p. 10.

⁴¹ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 13.

Figura 6. Diagrama general de un oocito con su respectivo folículo ovárico.



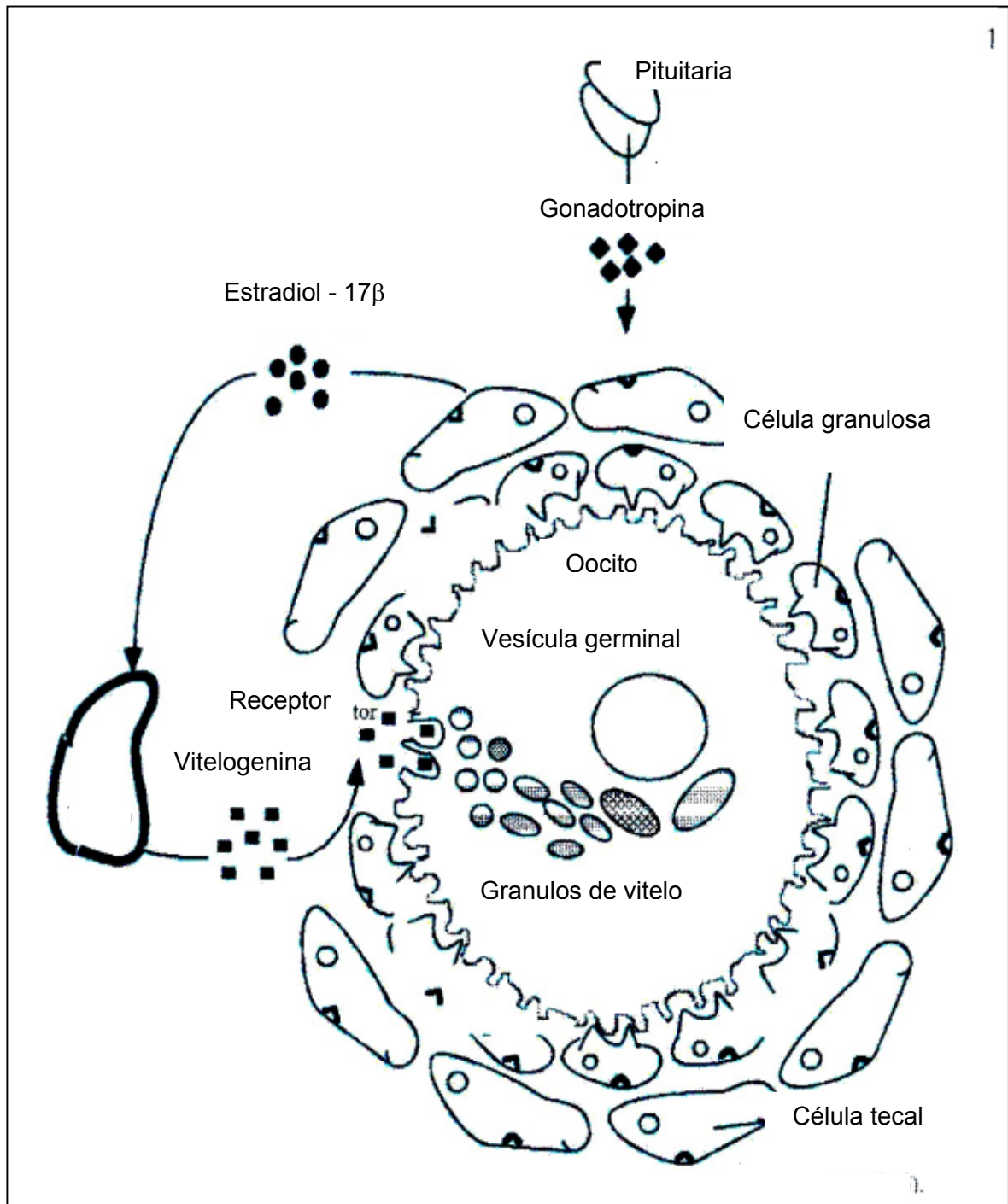
Fuente. Reedina v Patiño. 1993.

vesículas de vitelo y gránulos de vitelo. La formación de vesículas de vitelo que ocurre primero, recientemente ha demostrado ser inducida por estrógenos; se cree que la formación de los gránulos se forman bajo la influencia de la pregnenolona. La síntesis de los precursores del vitelo se efectúa en el hígado y ha probado ser estimulada por los estrógenos.(Fig.7)

Nagahama et al, citados por Carvajal⁴², sustentan que la vitelogenénesis es la incorporación de vitelo a su citoplasma, material conformado por : Proteínas,

⁴² CARVAJAL, Op. cit., p. 9-10.

Figura 7. Regulación hormonal de la vitelogenesis en los teleosteos.



Fuente. Nagahama. 1995.

carbohidratos, ácidos nucleicos y lípidos, que sirven como fuente de energía durante el desarrollo embrionario. La fase de vitelogénesis se divide en: vitelogénesis endógena y exógena; durante la vitelogénesis endógena se originan dentro del oocito, las gotas de aceite y las vesículas de vitelo, interviniendo en este proceso el retículo endoplasmático y el aparato de Golgi; mientras que en la vitelogénesis exógena, los gránulos de vitelo se producen a partir de la vitelogenina y la fosfolipoproteína producidas y secretadas por el hígado, por estímulo de la gonadotropinas hipofisarias y el 17β estradiol, secretado por las células foliculares.

Harvey y Hoar⁴³, deducen que las hormonas de la tiroides, también participan en la vitelogénesis. Bajas dosis de tiroxina estimulan la vitelogénesis en la carpa dorada inmadura y se ha sugerido que las hormonas de la tiroides, actúan sinérgicamente con la gonadotropina, para influir en el desarrollo ovárico, posiblemente a través de un aumento de la sensibilidad ovárica ante estímulos de la gonadotropina.

S, Zanuy y Carrillo⁴⁴, argumentan que durante los meses anteriores a la puesta, se produce un crecimiento drástico de la mayoría de los teleósteos (desde menos del 1% a un 20 % o más de (IGS) índice gonadosomático, dependiendo de las especies). Este crecimiento es debido a un acumulo de grandes reservas nutritivas o de vitelo por parte de los oocitos.

Para Nagahama et al, citados por Carvajal⁴⁵, el proceso hormonal que ocurre durante la vitelogénesis es el siguiente: La capa folicular bajo la influencia de la GtH II produce estradiol -17β , liberado al sistema circulatorio y al llegar al hígado estimula la síntesis y secreción de vitelogenina, luego se dirige al torrente sanguíneo por donde es transportado hacia el ovario, atraviesa el folículo ovárico y se adhiere a receptores específicos ubicados en la superficie del oocito, siendo incorporado al citoplasma mediante micropinocitosis. Una vez dentro del oocito la vitelogenina sufre proteólisis dando origen a las proteínas lipovielina y fosvitina, componentes de los gránulos de vitelo. (Fig.8)

El mismo autor manifiesta que la producción de estradiol -17β por parte del folículo involucra la intervención de ambas capas celulares en el proceso. La capa te cal bajo la influencia de la GtH II produce el andrógeno testosterona a partir del colesterol, que es liberado y se adhiere a la capa granulosa donde es aromatizado a estradiol -17β (Fig.8). Los oocitos postvitelogénicos son fisiológicamente

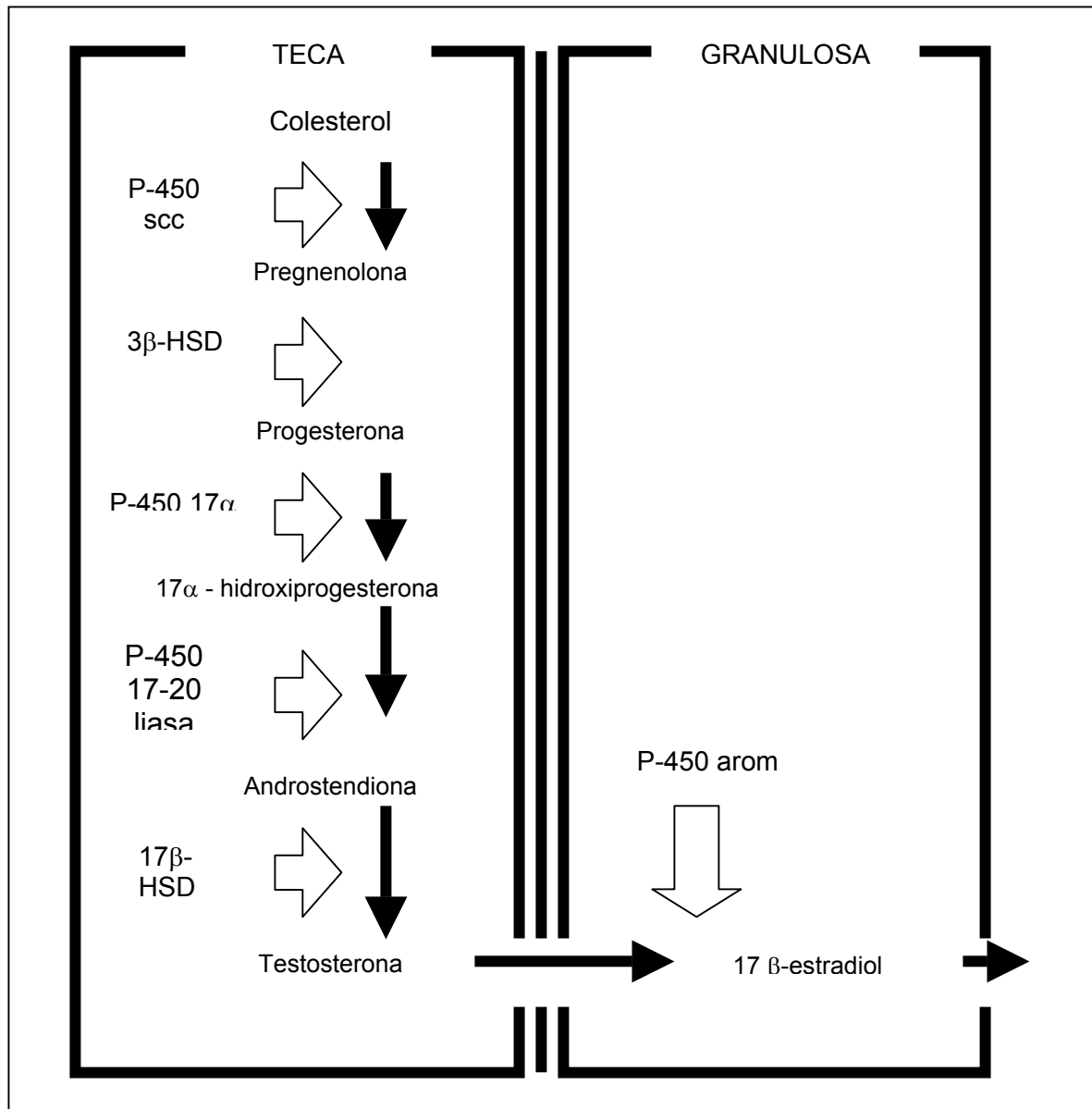
⁴³ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 13.

⁴⁴ S, ZANUY Y CARRILLO, Op. cit., p. 32.

⁴⁵ CARVAJAL, Op. cit., p. 10.

inmaduros por lo que no pueden ser fertilizados. Para que esto ocurra es necesario que se produzca la maduración final de los oocitos luego de la vitelogenesis.

Figura 8. Biosíntesis de 17 β -Estradiol en el folículo de los teleosteos. P-450 see, Citocromo P-450 liberador de las cadenas laterales del colesterol ; 3 β - HSD, 3 β - hidroxiesteroide deshidrogenasa; P-450 17 α , P - 450 17 α -hidroxilasa; 17 β -HSD, 17 β -hidroxi-esteroide deshidrogenasa; P-450 arom., citocromo aromatasa P- 450.



Fuente. Nagahama.1995.

- **Maduración de los oocitos.** Para S, Zanuy y Carrillo⁴⁶, morfológicamente, se caracteriza por la clarificación del vitelo (debido a la fusión por separado de las sustancias de origen lipídico o proteico), por un incremento de tamaño debido a la hidratación y finalmente por la rotura de la membrana nuclear. La maduración esta asociada a la migración de la vesícula germinal (Núcleo) del centro hacia el polo animal ubicado en la periferia, donde tendrá lugar el rompimiento de su membrana nuclear y la metafase de la primera división meiótica detenida en la profase. Una vez finalizada la primera división meiótica, se forma el primer cuerpo polar que es expulsado del oocito. Al mismo tiempo se produce la fusión de los gránulos de vitelo con las gotas lipídicas y el incremento en el tamaño del oocito debido a su hidratación. (Fig.9).

Según Harvey y Hoar⁴⁷, los mediadores hormonales que intervienen durante la maduración son: El esteroide (17α -hidroxi- 20β -dihidroprogesterona (17α - 20β progesterona) producido por la envoltura folicular en respuesta a la gonadotropina pituitaria y los corticoesteroides, posiblemente a través de la sensibilización de los oocitos a la acción del 17α - 20β progesterona; estas hormonas asumen una función aún más importantes en la maduración de los oocitos en el bagre.

Según Nagahama citado por Carvajal⁴⁸, los mediadores hormonales son la GtH II, esteroides inductores de la maduración (MIS) y el factor promotor de la maduración (MPF), que actúan a nivel de la envoltura folicular, la membrana vitelina y el citoplasma de los oocitos respectivamente. (Fig.10). Previo a la maduración, las células foliculares adquieren la capacidad de producir esteroide inductor de la maduración en respuesta a la GtH II. El principal esteroide es el 17α , 20β - dihidroxi-4-pregnen-3 ona, (17α , 20β - DP). Para la formación del esteroide intervienen ambas capas foliculares, la capa tecal produce a partir del colesterol, el esteroide 17α -hidroxiprogesterona que atraviesa la lamina basal y se adhiere a la capa granulosa donde es convertido en 17α , 20β Dihidroxi-4-pregnen-3 ona (Fig.11). La capacidad de la capa tecal de producir testosterona permanece, mientras que la actividad de aromatización por parte de la capa granulosa decrece, lo que provoca que el folículo ovárico disminuya su capacidad de producir estradiol - 17β , obteniéndose elevados niveles de testosterona en el plasma, que pueden estar involucrados, a través de retroalimentación positiva, en la regulación de la producción y liberación de gonadotropina pre-ovulatoria. Durante la maduración, los oocitos intrafoliculares desarrollan la habilidad de sufrir competencia maduracional en respuesta a la estimulación hormonal, la cual consiste en el incremento de la sensibilidad del oocito hacia ciertas hormonas y

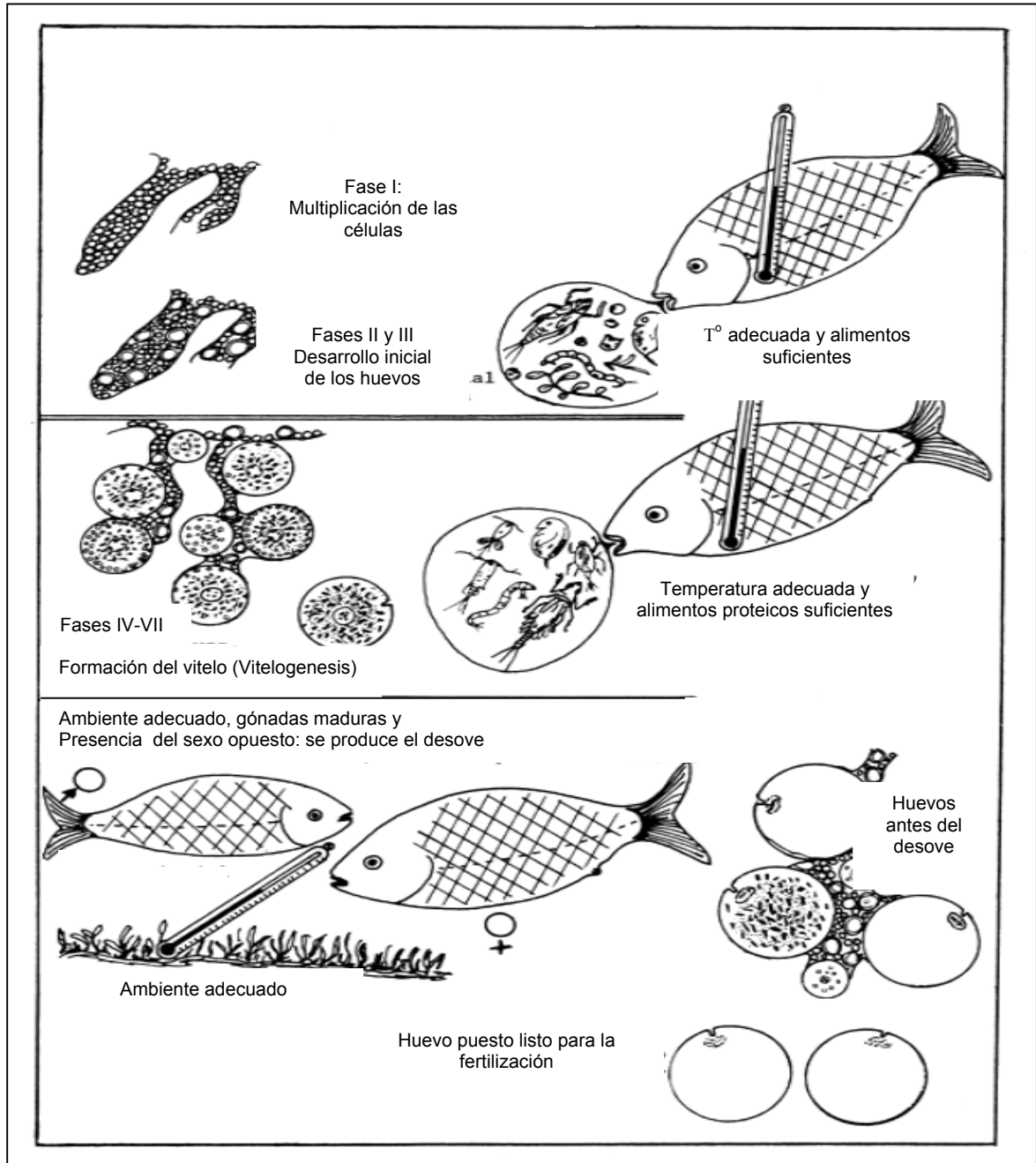
⁴⁶ S, ZANUY Y CARRILLO, Op. cit., p. 33.

⁴⁷ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 14.

⁴⁸ CARVAJAL, Op. cit., p. 10.

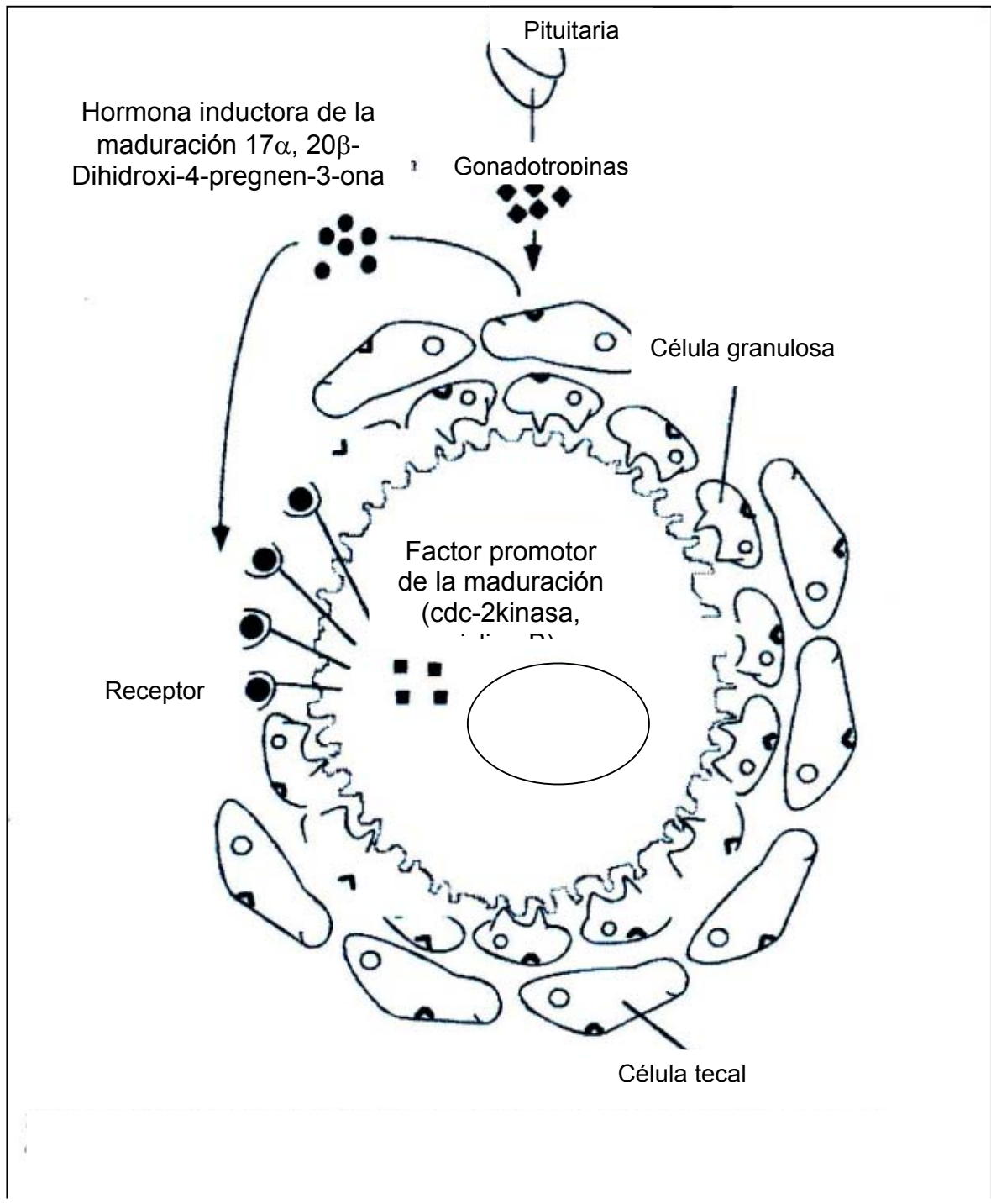
ocurre bajo el control de la GtH II. La competencia maduracional esta asociada con el incremento de receptores de los esteroides de maduración, en el oocito y el aumento de canales de unión del oocito con las células granulosas.

Figura 9. Condiciones ambientales y maduración de los oocitos



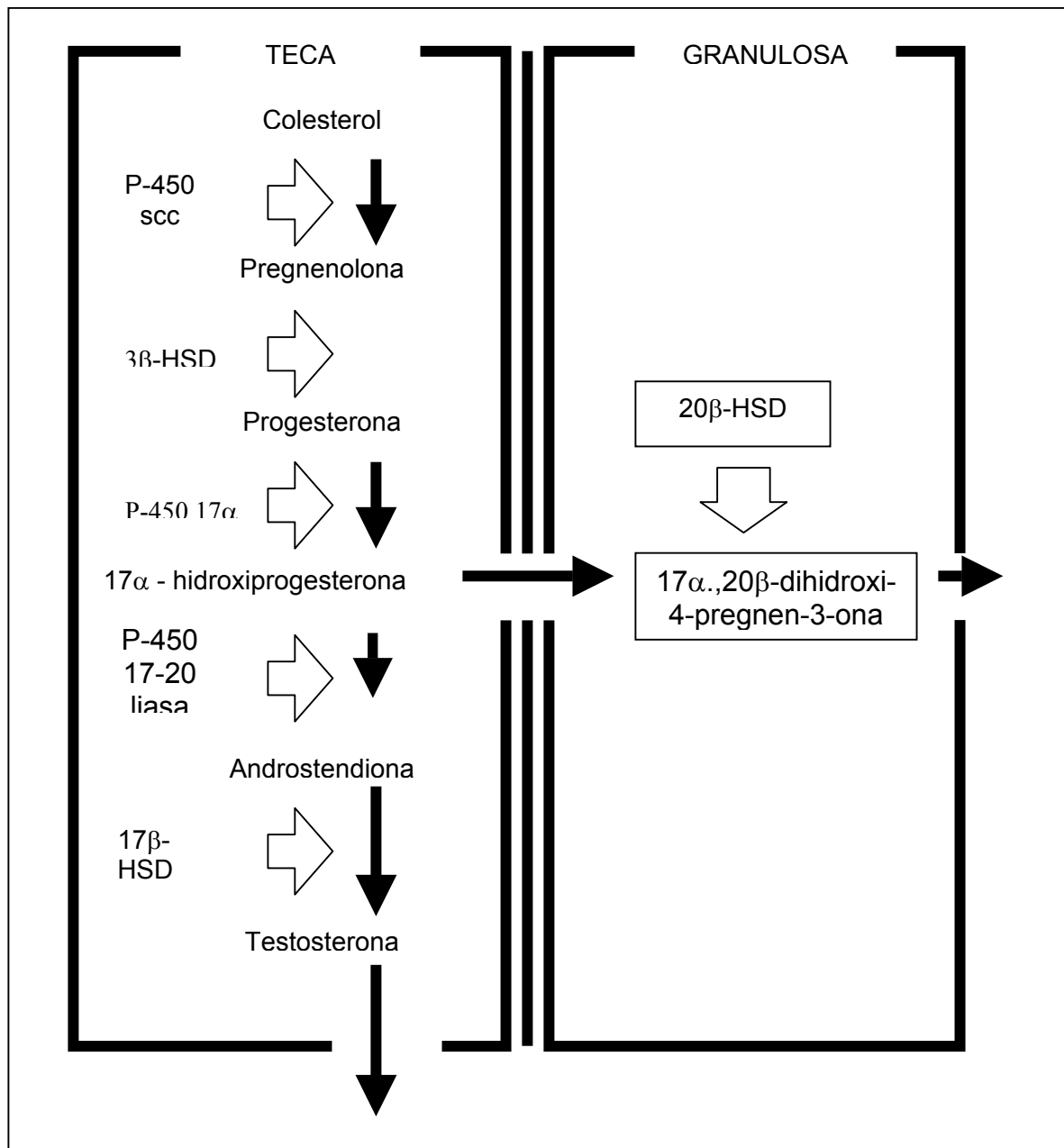
Fuente. Woynarovich, E. y L. Horváth, 1981

Figura 10. Regulación hormonal de la maduración de los oocitos en los teleósteos.



Fuente. Nagahama.1995.

Figura 11. Biosíntesis de $17\alpha,20\beta$ -dihidroxi-4-pregnen-3-ona en el folículo de los teleósteos. P-450 see, Citocromo P- 450 liberador de las cadenas laterales del colesterol; 3β -HSD, 3β -hidroxiesteroide deshidrogenasa-isomerasa; P-450 17α , P - 450 17α -hidroxilasa; 17β -HSD, 17β -hidroxiesteroide deshidrogenasa; 20β -HSD, 20β -hidroxiesteroide deshidrogenasa.



Fuente. Nagahama, Et al. 1995.

El mismo autor argumenta, que uno de los eventos fundamentales durante la maduración del oocito, es la activación del factor promotor de la maduración, conformado por dos subunidades proteicas, una proteína con actividad kinasa y una proteína reguladora conocida como ciclina B. La proteína kinasa cdc2 se encuentra presente en el citoplasma y para que la síntesis y activación del promotor de la maduración se realice, es necesario el desarrollo de las siguientes etapas: la síntesis de la ciclina B, proceso inducido por el esteroide de la maduración; La formación del complejo kinasa cdc2 –ciclina B, y la fosforilación de la treonina de la kinasa cdc2 y de la serina de la ciclina B. La función del promotor de la maduración posiblemente es la de servir como un indicador de la metafase en los oocitos.

- **Ovulación.** S,Zanuy y Carrillo⁴⁹, aseguran que la ovulación es la expulsión mecánica del oocito fuera del folículo y solamente ocurre después de una fase de desprendimiento entre el oocito y las células foliculares. Durante la ovulación las microvellosidades de las células del folículo y las del oocito se separan de la membrana o corión, este proceso de interrupción entre la membrana ovocitaria y las células foliculares, podrían estar dirigidos por enzimas proteolíticas. En la mayoría de los casos, la ovulación tiene lugar después de la primera división meiótica. Los oocitos ovulados continúan con la meiosis hasta la metafase, estado en el cual es posible la fertilización.

Por su parte Harvey y Hoar⁵⁰, manifiestan que la ruptura folicular y la expulsión del oocito desnudo, parece ser independiente del control hipofisiario. Tanto las prostaglandinas como las catecolaminas, se han propuesto como mediadoras. En la mayoría de los teleósteos, la ruptura folicular y separación del oocito es inducida por la GtH II, que posiblemente actúa estimulando la producción del esteroide de la maduración, pero con la diferencia que el sitio de acción de estas hormonas puede ser extrafolicular. Otra hormona que actúa en la ovulación es la prostaglandina (PG), principalmente la PG F 2 α , secretada por el folículo ovárico, estimulando el proceso de contracción folicular. (Fig.12)

4.6 ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN DE LOS TELEOSTEOS

Para Harvey y Hoar citados por Dorado⁵¹, los sistemas nervioso y endocrino de los vertebrados, actúan concertadamente para coordinar los eventos reproductivos. En las etapas principales de la cadena de eventos a partir de la percepción de estímulos ambientales hasta la liberación de gametos, se puede

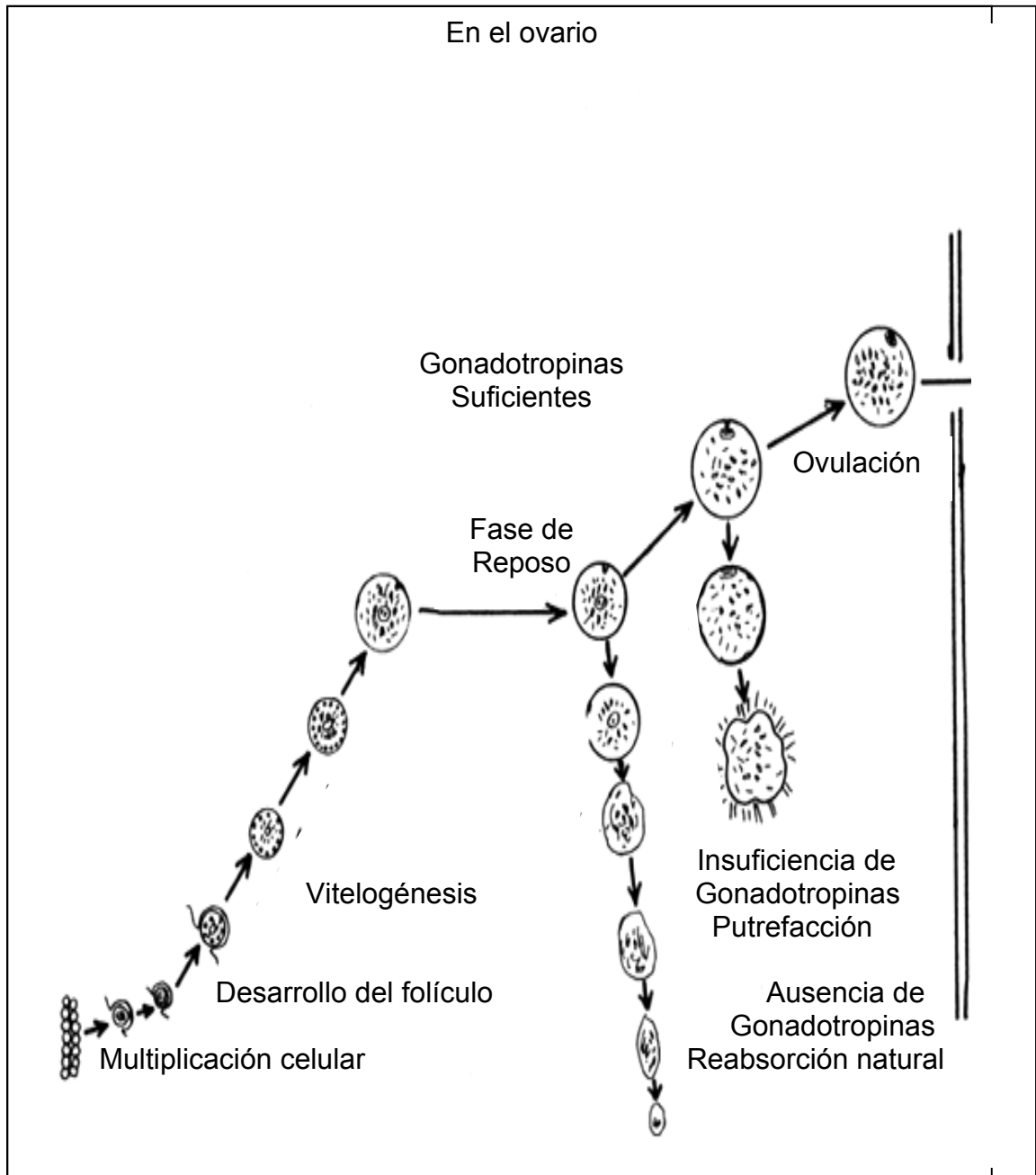
⁴⁹ S, ZANUY Y CARRILLO, Op. cit., p. 34.

⁵⁰ HARVEY Y HOAR. Op. cit., p. 14.

⁵¹ DORADO, Maria, Et al. Optimización de una dosis hormonal para la reproducción del bocachico (*Prochilodus magdalenae*, 1878). Tercera edición . Bogota: INPA, 1995. p. 29.

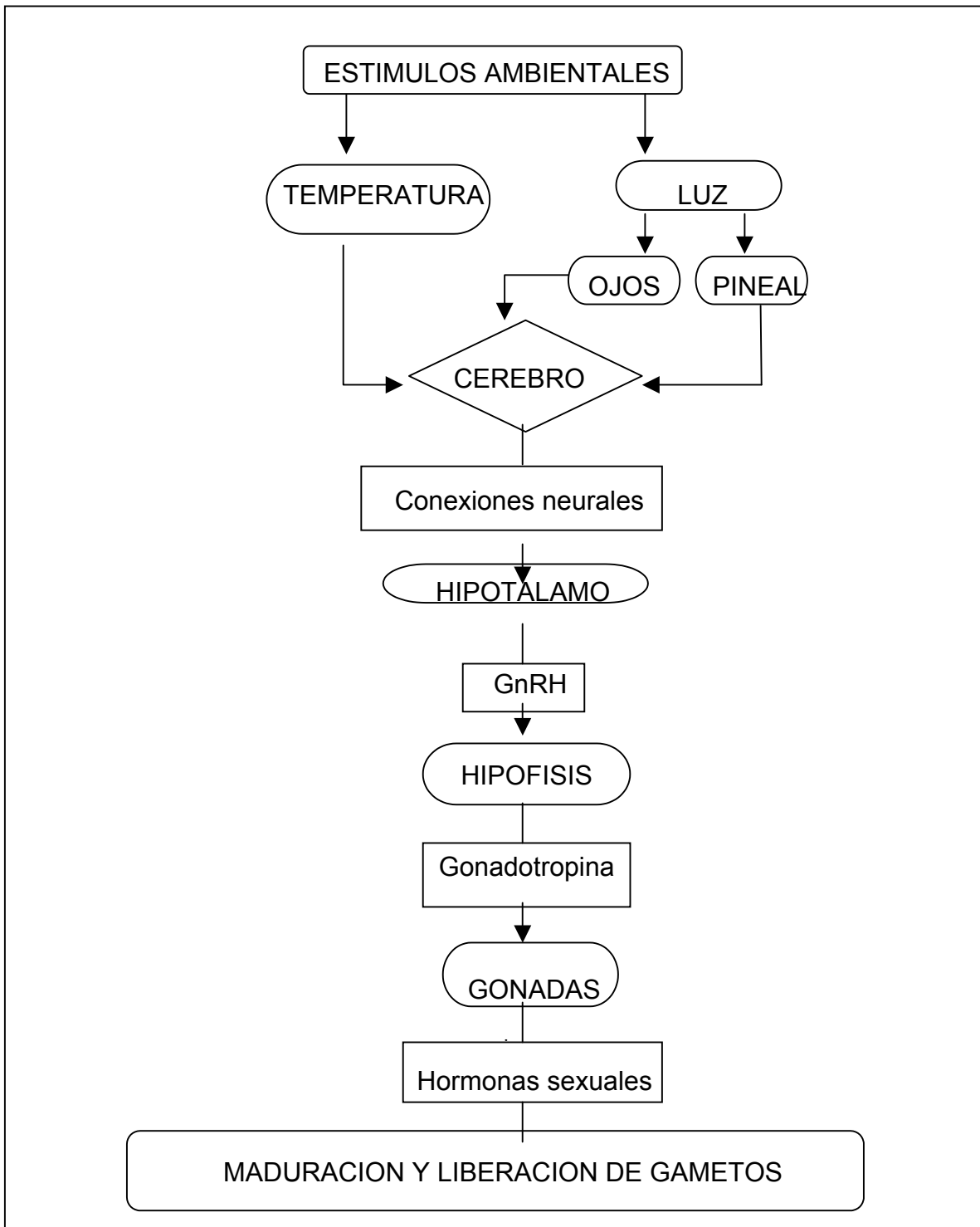
observar que los eventos neurales predominan en las primeras etapas, mientras que las etapas posteriores son de naturaleza hormonal (Fig.13).

Figura 12. Desarrollo del oocito



Fuente. Woynarovich, E. y L. Horváth, 1981

Figura 13. Mecanismos que controlan la función reproductora de los teleósteos



Fuente. Lam. 1989.

El mismo autor reporta que la percepción de estímulos ambientales como el fotoperiodo, la temperatura, alimentación, la pluviosidad y demás características fisicoquímicas de las aguas, rigen el sistema nervioso e incluye el paso de la información desde los receptores sensoriales hasta el cerebro. Al llegar al hipotálamo, la información neural determina la actividad de la hipófisis, por medio de mensajeros químicos denominados hormonas liberadoras. Estas a su vez estimulan a la pituitaria para liberar las gonadotropinas hipofisarias, las cuales se vierten directamente a la sangre y por vía sanguínea llegan a las gónadas e inician su maduración, estimulando la formación y producción de las hormonas gonádicas que controlan el proceso de maduración y liberación de los gametos.

Harvey y Hoar⁵², manifiestan que la hipófisis además de la hormona gonadotrópica que tanto interesa, produce la somatotrofina (hormona de crecimiento), la corticotropina, la prolactina, la hormona tirotrópica y la hormona estimulante de los melanocitos. Uno de los componentes de la hipófisis es la adenohipófisis que se divide anatómicamente en pars distalis rostral, pars distalis proximal y pars intermedia. El componente derivado del aspecto neural de la hipófisis, es la neurohipófisis que conecta la adenohipófisis a la base del cerebro, la cual esta compuesta, en gran parte por fibras axónicas de neuronas cuyos cuerpos celulares están localizados en el hipotálamo. Este tejido nervioso presenta amplia interdigitación con la adenohipófisis, en particular en el pars intermedia y en presencia de este núcleo nervioso, a dado origen al concepto de la hipófisis como órgano doble. Las neuronas hipotalámicas cuyos axones forman la neurohipófisis, son del tipo denominado células neurosecretoras. Estas responden a una señal eléctrica procedente del cerebro, liberando un mensajero químico en el terminal del axón, uniendo así la brecha entre la información nerviosa y hormonal. Sus cuerpos celulares forman varios grupos independientes o núcleo dentro del hipotálamo.

Los mismos autores sostienen, que en la glándula pituitaria o hipófisis de los teleósteos, los dos núcleos que más interesan son el nucleus preopticus (NPO) y el nucleus lateralis tuberis (NLT). Las hormonas producidas por las neuronas del NPO son liberadas en su mayoría a un canal sanguíneo entre la neurohipófisis y la adenohipófisis, algunas pueden inervar directamente las células del pars intermedia. El principal interés, radica en las neuronas del NLT, cuya organización es única en los teleósteos; las células endocrinas de la adenohipófisis parecen aquí inervadas, directamente por los axones neurosecretores. El mensajero químico liberado en esta unión se denomina hormona liberadora (HL); el efecto de esta hormona es estimular la producción de la gonadotropina y su posterior liberación al sistema vascular de la adenohipófisis. La gonadotropina es luego transportada por la circulación sistémica hasta el órgano receptor, la gónada, en

⁵² HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 9.

donde a su vez inicia la producción de esteroides sexuales. Estas hormonas andrógenos, estrógenos y progestógenos son los mediadores directos del desarrollo gonadal.

4.7 NEUROENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

De acuerdo con S, Zanuy y M . Carrilo⁵³, la reproducción es una actividad que involucra diversos factores fisiológicos, controlados por órganos específicos como son:

4.7.1 Glándula pineal. Es una evaginación del diencefalo ubicada en la superficie dorsal del cerebro la cual, utiliza la información para la sincronización del comportamiento diario y estacional de eventos fisiológicos, ya que actúa como un reloj endocrino y fisiológico que predispone al pez frente a condiciones óptimas de reproducción, tiene función sensitiva y neuroendocrina. Las células fotorreceptoras secretan indoloaminas tales como la serotonina y melatonina que en algunos teleosteos inhibe la reproducción.

4.7.2 Hipotálamo. Se encuentra en la región ventral del diencefalo con cuerpos neurales y función neurosecretora, posee receptores para la melatonina, esteroides sexuales y lugares con abundante presencia de inervaciones dopaminérgica y factor liberador de gonadotropinas (GnRH); las cuales inhiben o estimulan la liberación de gonadotropinas (GtH) que actúan sobre la adenohipofisis. El hipotálamo captura impulsos nerviosos del cerebro y los transforma en mensajeros químicos, llamados hormonas liberadoras hipotalámicas (RH) o hormonas liberadoras de gonadotropina.

▪ **Hormonas liberadoras de gonadotropina.** Los mismos autores demostraron que estas hormonas, producidas por el hipotálamo regulan la reproducción; las células neurosecretoras liberan un mensajero químico llamado hormona liberadora de gonadotropina (GnRH), la cual actúa sobre las células gonadotropas de la adenohipofisis y estimula la liberación de gonadotropinas (FSH y LH en mamíferos o GtH I y GtH II en peces).

Una vez la GnRH es liberada sobre la hipófisis, esta es detectada por receptores de las células adenohipofisiarias que poseen afinidad química y son hormonas específicas. Cuando llegan a la célula, hormona y receptor se acoplan, e inician una serie de eventos intracelulares que culminan con la síntesis de la hormona que produce la célula.

⁵³ ZANUY, S y CARRILLO, M, Op. cit., p.3.

4.8 SOPORTE HORMONAL DE LA REPRODUCCIÓN

4.8.1 Hipófisis. De acuerdo con S . Zanuy y Carrillo, M⁵⁴, la hipófisis es una glándula que sintetiza, almacena y libera hormonas peptídicas, es un transductor que a través de sus secreciones, posibilita que el sistema nervioso central, controle las funciones endocrinas. La hipófisis ha evolucionado en dos orígenes diferentes: una evaginación ectodérmica del techo de la cavidad bucal embrionaria que da lugar a la adenohipófisis y una envaginación del proceso ventral del diencéfalo que origina a la neurohipófisis o lóbulo nervioso.

La neurohipófisis está formada por fibras axónicas neurales procedentes de los núcleos hipotalámicos, cuya irrigación sanguínea no se presenta independientemente del tallo neural sino que va embebida en los cuerpos neurales que irrigan directamente a la adenohipófisis. La adenohipófisis en su parte distal rostral, está constituida por células prolactina, tireotropas y corticotropas. En la parte proximal se encuentran las células somatrópicas y gonadotropas y la parte intermedia relacionada con la neurohipófisis esta constituida por melanocitos estimulantes.

4.8.2 Gonadotropinas. De acuerdo con Carrillo, et al⁵⁵, son hormonas glicoproteicas de origen hipofisiario o placentario (mamíferos), que estimulan el desarrollo y función de las gónadas. La actividad de las células productoras de gonadotropina, esta regulada por neurohormonas de origen hipotalámico y por hormonas de origen gonadal.

▪ **Maduración de la gónada en respuesta a la gonadotropina.** Harvey y Hoar⁵⁶, sustentan que la maduración de las gónadas en el pez, se efectúa como resultado indirecto de un aumento de gonadotropina. El efecto de la gonadotropina en la regulación de la gametogénesis, es bastante indirecto, a través de hormonas sexuales y este eslabón final de la cadena, proporciona indicios importantes de las posibles causas de la interrupción de la maduración en cautiverio. Es importante apreciar el hecho de que la maduración gonadal en los machos, puede con mucha frecuencia, no interrumpirse en cautiverio y que en general no es difícil obtener la esperma de peces criados en el estanque. La hipofización de los machos, si es que se lleva a cabo, es a menudo cuestión de conveniencia, para asegurar la coordinación perfecta de la liberación de gametos y sirve también para iniciar un adelgazamiento seminal, que hace la esperma más apropiada para la fecundación artificial.

⁵⁴ Ibid., p. 15-16.

⁵⁵ CARRILLO, Op. cit., p. 212.

⁵⁶ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 13.

4.8.3 Esteroides. Carrillo, et al⁵⁷, afirman que los grupos de esteroides involucrados en la ovogénesis y ovulación son: las progestinas; usadas para la maduración final del ovocito (Migración y ruptura de la vesícula germinal), las cuales para reaccionar, necesitan de GtH plasmático, los corticoesteroides de origen renal o sintetizados en el tejido gonadal; que inducen a la maduración del oocito, y los estrógenos, que se emplean para favorecer la vitelogénesis pero interfieren en los procesos de maduración y ovulación; para contrarrestar este efecto negativo durante estas fases, los estrógenos disminuyen y aumentan los niveles de progestinas.

4.8.4 Ferohormonas. Para S. Zanuy y Carrillo M⁵⁸, son de origen gonadal y están formados por glucorónidos, esteroides conjugados solubles en agua; presentes en el fluido ovárico y seminal de hembras y machos, en donde el producto químico de un individuo, determina el acercamiento de otro, generando una respuesta sexual intensa. En conclusión, las ferohormonas juegan un papel importante en la reproducción, al orientar a los congéneres y asegurar la sincronización física y fisiológicas de los dos sexos.

Para Carvajal⁵⁹, las ferohormonas son esteroides, como la testosterona, estrógenos, 11 ketosterona y prostaglandinas, producidos por las gónadas; cuando son liberadas al agua a través de la orina o de los productos sexuales, son percibidos por los receptores olfatorios o gustativos de individuos del sexo opuesto, logrando su atracción e induciendo el comportamiento sexual, permitiendo sincronizar la actividad sexual e incrementando el porcentaje de fertilización de los huevos desovados.

4.9 REPRODUCCION INDUCIDA

Para Harvey y Hoar⁶⁰, la ovoposición (desove) no necesariamente ocurre de manera espontánea; los huevos pueden extraerse manualmente del pez y en efecto, este procedimiento es aconsejable si se ha de lograr un control total de la fecundación. Sin embargo, para ello hay que asegurar ente todo una madurez completa, normalmente medida por la gonadotropina pituitaria. La (Fig.14) indica las etapas de maduración de hembras, en las cuales hasta el momento ha sido posible intervenir para estimular la ovulación en cautiverio. La intervención con químicos, está dirigida solamente hacia la parte de la secuencia que conduce a la maduración final del oocito. La ovulación en si, aunque es objetivo final de

⁵⁷ CARRILO, Et al, Op. cit., p. 211.

⁵⁸ S. ZANUY Y CARRILLO, M, Op. cit., p. 39 – 40.

⁵⁹ CARVAJAL, Op. cit., p. 21.

⁶⁰ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 13.

cualquier esfuerzo de estimulación, parece ocurrir como resultado de estímulos endógenos y ambientales después de la maduración final del oocito. La administración de gonadotropina exógena es definitivamente el procedimiento de mayor importancia, la intervención de la interfase hipotalámica - pituitaria con administración de hormonas liberadoras (etapa 3) es el procedimiento promisorio y de resultados prácticos; la intervención a nivel de esteroides sexuales (etapa 4), ya sea mediante la simple administración o control retroinformativo, es actualmente objeto de investigación.

De acuerdo con Barnabé⁶¹, la gametogénesis no queda totalmente bloqueada en cautividad y la simulación de factores naturalmente activos sobre dicho proceso en medios lénticos, permite la maduración ovocitaria de las hembras, pero al final de la vitelogénesis, el proceso parece bloquearse, por lo tanto, la fase final de maduración ovocitaria y de ovulación no se efectúa en cautividad.

Para Stacey y los citados por Carvajal⁶², existen especies, que a causa del estrés fisiológico producido por el cautiverio no se reproducen, debido a la inhibición de la producción y liberación de las hormonas sexuales estimulantes del desarrollo gonadal. El desarrollo gonadal, puede ser controlado por la manipulación de los factores ambientales anteriormente mencionados. Sin embargo, debido a los elevados costos que implica la adaptación y mantenimiento de un sistema que controle éstas variables, el más práctico y confiable método de control sobre dicho proceso consiste en el uso de químicos exógenos, como hormonas que estimulan el normal desarrollo gonadal.

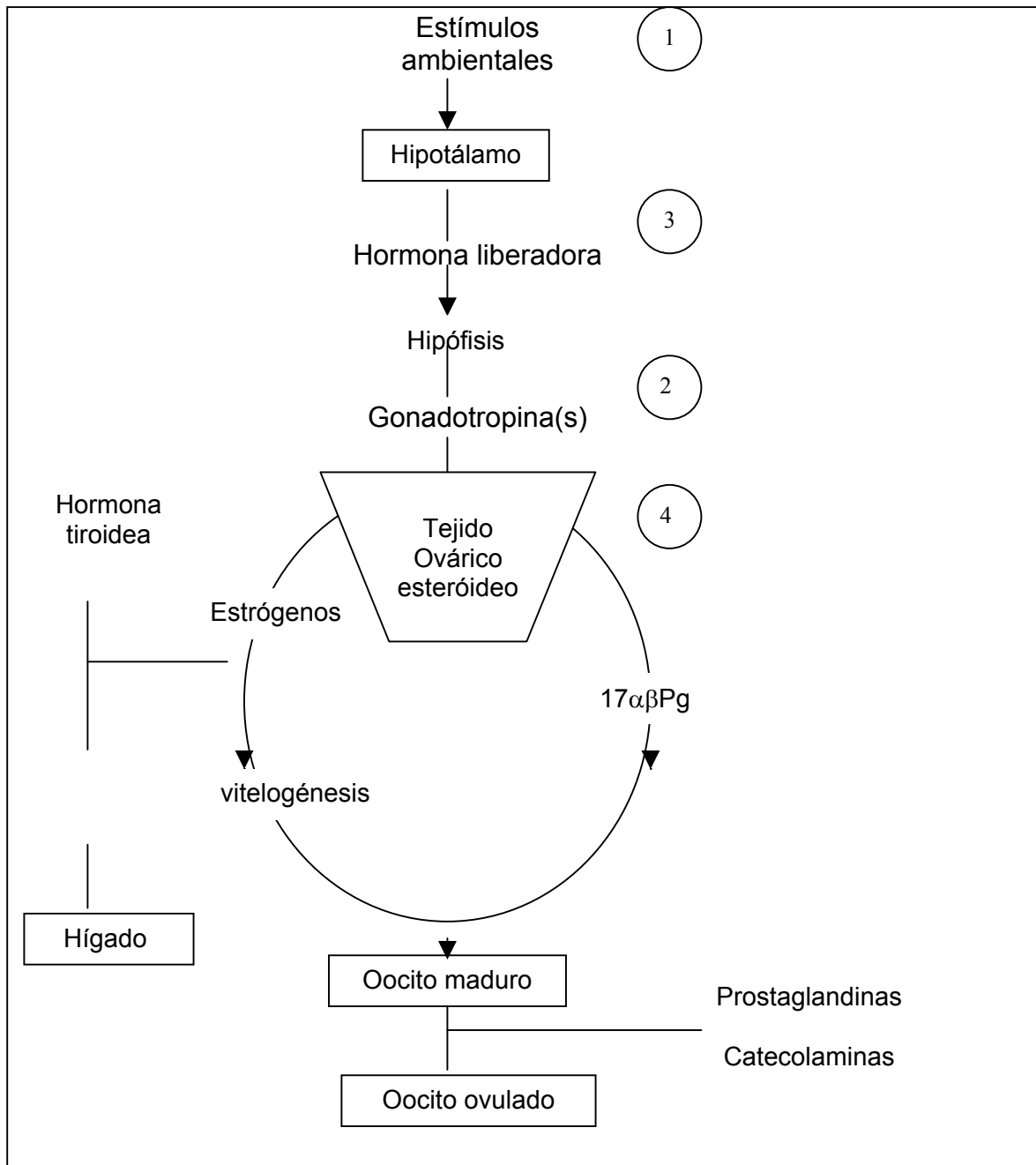
En el tratamiento hormonal, se tienen como objetivos el obtener gametos de una especie, en una época diferente a la de su reproducción natural en el medio ambiente, alargando el período de disponibilidad de alevines, mejora la planificación de la producción, gracias a la sincronización de grupos de reproductores para ovular y espermiar en épocas predeterminadas y obtener elevados porcentajes de fecundidad y sobrevivencia de alevines.

Existen varios niveles dentro del eje hipotálamo – hipófisis – gónada, en los cuales se puede intervenir a través de la administración de compuestos hormonales específicos que actúan conjuntamente con hormonas propias del individuo. (Fig. 15).

⁶¹ BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. p. 367.

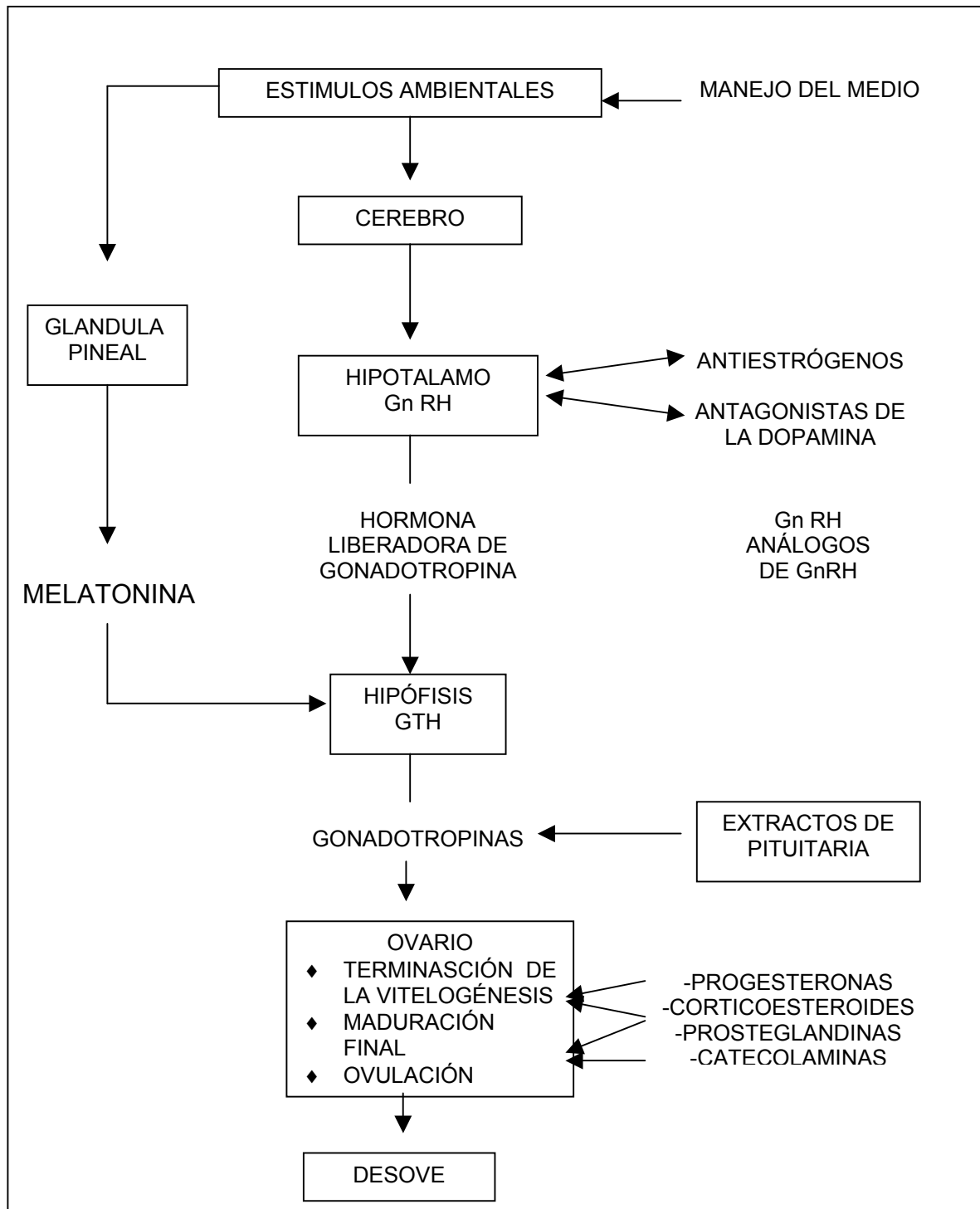
⁶² CARVAJAL, Op. cit., p. 21.

Figura 14. Enlaces endocrinos de la cadena entre la recepción de estímulos ambientales y la ovulación. Los números rodeados en un círculo señalan las etapas en las que la intervención artificial ha sido por lo menos parcialmente efectiva para inducir la ovulación de peces cautivos.



Fuente Harvey y Hoar.1979.

Figura 15. Niveles de intervención externa que se pueden utilizar para inducir la maduración y ovulación



Fuente. Alonso e Ibarra, 1991

4.9.1 Técnicas de inducción a la puesta. Caicyt citado por Pardo⁶³, argumenta que la teoría de la inducción a la puesta, se basa en el control endocrino de la reproducción. En los peces de reproducción controlada, se presenta una serie de eventos que deben ser tenidos en cuenta: mecanismos internos, (endocrinos y genéticos), mecanismos externos (medio ambiente) y otros de origen endocrino (ferohormonas).

Para llevar a cabo la inducción a la reproducción se debe controlar el mayor número de factores posibles, así como optimizar las técnicas de cultivo. La mayoría de los *Silúridos*, necesitan de unas condiciones específicas de aguas, que garanticen abundancia de comida y condiciones de oxígeno disuelto, temperatura, pH, turbidez, concentración de iones de carbonato y fotoperíodo ideales las cuales no pueden ser copiadas en su totalidad en los estanques de cultivo, razón por la cual la inducción es absolutamente necesaria. Alonso⁶⁴, manifiesta que por medio de las técnicas actuales de inducción a la reproducción, se han podido intervenir en las diferentes etapas de desarrollo gonadal, que corresponden a la cadena de eventos fisiológicos encargadas del proceso reproductivo.

Pardo⁶⁵, sustenta que existen varios métodos o sustancias específicas que se utilizan para actuar sobre alguno o varios niveles de intervención para inducir la postura, estos son : A nivel del sistema nervioso central e hipotálamo, controlado por las condiciones ambientales o a nivel del hipotálamo aplicando antiestrogenos y antidopaminérgicos o sus análogos estructurales, a nivel gonadal con la aplicación de (extractos hipofisarios, gonadotropinas semipurificadas, gonadotropinas placentarias de mamíferos, corticoesteroides, prostaglandinas o catecolaminas)

Para S. Zanuy y Carrillo. M⁶⁶, las gonadotropinas purificadas o semipurificadas de la hipófisis de los teleósteos, inducen a la secreción de gonadotropinas en la hipófisis, las técnicas mas empleadas son:

- **Hipófización.** La técnica primitiva fue desarrollada por Rodolfo Von Ihering en los años 1931-1934 en el sur del Brasil, consiste en la inoculación de extractos homoplasmáticos o heteroplasmáticos de pituitarias de dadores sexuales

⁶³ PARDO, Blanca. Revisión y recopilación sobre técnicas de reproducción inducida de silúridos de la cuenca del río Orinoco. Bogotá, 1995, p. 62. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad Nacional. Facultad de Veterinaria y Zootecnia.

⁶⁴ ALONSO, Op. cit., p. 14.

⁶⁵ PARDO, Op. cit., p. 64.

⁶⁶ S, ZANUY Y CARRILLO, M, Op. cit., p. 86-87

maduros. Pueden ser inyectados como extractos totales frescos o macerados de hipófisis preservados en alcohol absoluto o acetona.

Según Carosfeld citados por Alonso, et al⁶⁷, la hipofización consiste en la inyección intramuscular o intraperitoneal de extractos acuosos o suspensiones de hipófisis crudas, para aumentar directamente el contenido de gonadotropinas de la sangre del pez receptor; se selecciona una hembra madura y se le aplica una pequeña dosis preparatoria, que induce al núcleo del oocito a que migre hacia la periferia, seguida con cierto intervalo de tiempo de una dosis final mucho mayor que induce el rompimiento de la vesícula germinal, ovulación y desove.

Carrillo, et al⁶⁸, asegura que, los extractos hipofisiarios utilizados deben provenir de animales sexualmente maduros, además se debe tener en cuenta que los extractos hipofisiarios solo son efectivos en hembras que presenten la mayoría de sus ovocitos en fase de maduración final, es decir el final de la vitelogénesis.

▪ **Gonadotropinas placentarias de mamíferos.** Zanuy y Carrillo⁶⁹, aseguran que las gonadotropinas placentarias más familiares son: la gonadotropina coriónica humana HCG y el suero de yegua preñada, (PMS). La primera se aísla de la orina de la mujer embarazada, donde la HCG es secretada por el corion placentario, (por tanto es de origen embrionario), La PMS es de origen uterino, tiene acción muy similar a la mezcla de LH y FSH.

Estas hormonas se emplean como sustitutos hipofisiarios, sin embargo a pesar de que son glicoproteínas, bioquímicamente difieren de las gonadotropinas hipofisiarias. La más utilizada en acuicultura es la HCG, cuyas dosis varían entre 0.1 UI y 40 UI por gramo de peso corporal, según la capacidad de la hormona para mimetizar la acción de la gonadotropina hipofisiaria de determinada especie de teleosteo. El éxito depende de la madurez del receptor y de la temperatura que afecta la velocidad de puesta.

Harvey & Carolsfeld citados por Mojica⁷⁰, sostienen que las gonadotropinas hipofisiarias son glicoproteínas que estimulan el crecimiento y desarrollo de las gónadas. Se han aislado dos tipos de gonadotropinas en varios tipos de peces, la gonadotropina I (GtH 1) y gonadotropina II (GtH 2), las cuales presentan

⁶⁷ ALONSO, Op. cit., p. 20.

⁶⁸ CARRILO, M, Op. cit., p. 213.

⁶⁹ S. ZANUY y CARRILLO, M, Op. cit., p. 39-40.

⁷⁰ MOJICA., B. Efecto de LHRHa2 combinada con Domperidone (método Linpe) y de la Hipófisis de Carpa (HC), en la maduración final y ovulación de Curimbatá *Prochilodus scrofa* (Stendachner, 1881) Seminario de acuicultura. Bogota: Universidad Nacional.2003. p. 8.

estructuras similares a las hormonas folículo estimulante y luteinizante en mamíferos respectivamente. Las gonadotropinas influyen en la producción de esteroides gonadales en cada estado de desarrollo, dependiendo del estado de madurez del pez; este responde a las gonadotropinas, de tal manera que en las hembras participan en el desarrollo gonadal desde la formación de las vesículas de vitelo hasta la ovulación y desove, siendo muy importantes en la vitelogénesis. En machos actúan desde la fase de espermatogénesis hasta la liberación de gametos durante la reproducción.

Según Donaldson y Hunter citados por Carvajal⁷¹, para los mamíferos este tipo de gonadotropinas son de origen pituitario (Hormona luteinizante y hormona folículo estimulante), placentario (Gonadotropina Coriónica Humana) o uterino (PMS). Murad y Haynes citados por el mismo autor, argumentan que de las hormonas anteriormente mencionadas la que mejores resultados ha reportado es la HCG, glicoproteína producida por la placenta y que se encuentra en grandes cantidades en la orina de la mujer durante los primeros meses del embarazo lo que permite su fácil obtención para fines comerciales; el efecto de esta hormona en el ser humano es el de estimular al cuerpo lúteo para que produzca esteroides sexuales, tales como progesterona que actúa por medio de una vía de retroalimentación negativa sobre la hipófisis, inhibiendo la producción de la hormona folículo estimulante, responsable de la ovulación y por lo tanto manteniendo el embarazo.

Pardo⁷², sustenta que la HCG presenta la ventaja de ser adquirida fácilmente en laboratorios farmacéuticos como un producto comercial con una cantidad estandarizada de gonadotropina. Esta sustancia ha sido utilizada para inducir el desove en numerosas especies: mandí (*Pimelodus clarias*), curimbatá (*Prochilodus* sp.), bocachico (*Prochilodus reticulatus*), sábalo (*Prochilodus platensis*), dorado (*Salminus maxillosus*), dorada (*Brycon moorei*), chame (*Dormitator latifrons*) (Luchini, 1990), el desove del bagre indio *Heterooneustes fossilis* (Woyanovich y Hovart, 1981); de los bagres *Clarias macrocephalus* (Carreon et al, 1976 citado por donalson y Hunter, 1958) y del golfish *Carassius auratus* (Yamamoto et al, 1966 citado por lam). La PMS solamente ha sido utilizada en un número muy limitado de especies, incluido el bagre indio de agua dulce.

4.10 PRACTICA DE LA REPRODUCCIÓN INDUCIDA

4.10.1 Manejo de reproductores. Para Mazeud y Estrada citados por Acevedo⁷³, en trabajos de reproducción inducida, los reproductores son capturados del medio

⁷¹ CARVAJAL, Op. cit., p.28-29.

⁷² PARDO, Op. cit., p. 73.

⁷³ ACEVEDO, Op. cit., p. 19.

natural y se transportan en recipientes plásticos o de fibra de vidrio casi siempre a razón de 1kg de peso corporal por 10 litros de agua, siendo anestesiados, de esta manera son llevados al laboratorio donde son desinfectados, tratando de adaptarlos a las nuevas condiciones. Cualquier condición de estrés causa una respuesta metabólica debida a actividades enzimáticas trastornadas. Normalmente las actividades enzimáticas están encargadas de desempeñar papeles de regulación de los mecanismos neuroendocrinos y respuestas fisiológicas de ajuste para lograr homeostacia ante el agente estresante, con tres tipos de respuesta: la respuesta primaria de estimulación neurohormonal, donde aumentan los corticoesteroides y las catecolaminas encargadas de producir una respuesta secundaria que es de carácter metabólico, con alteraciones sanguíneas y tisulares como hiperglicemia, disfunción de la glicogénia, declinación de proteínas y lípidos musculares, activación de la neoglicogénesis y desequilibrio electrolítico. Esta segunda respuesta causa a su vez una respuesta terciaria que la conduce a cambios en el crecimiento, reproducción y susceptibilidad a enfermedades. Además de estas respuestas, la respuesta primaria provoca una acción directa y de interacción hormonal que detiene la ovulación.

Harvey y Hoar citados por Alonso, et al⁷⁴, sostienen que los estímulos ambientales, contribuyen a sincronizar la maduración gonadal. La ovulación parece ser el resultado de estímulos endógenos después de la maduración final del ovocito. En la mayoría de las especies tropicales la temperatura del agua y el fotoperíodo estimulan la vitelogénesis; en cautiverio estas condiciones se pueden manipular, simulándose periodos de alta pluviosidad o manejando los niveles de agua del estanque para replicar los cambios estacionales que suceden en la naturaleza y que le informan al pez cuando iniciar o parar alguno de sus procesos fisiológicos. El alimento en abundancia y la sensación de seguridad, originan un ambiente favorable para su reproducción, un animal viviendo en condiciones de estrés permanente, pierde disposición para la reproducción, por ejemplo para la vitelogénesis, es indispensable la existencia de materias ricas en proteínas.

4.10.2 Diagnostico del estado de madurez gonadal. Según Acevedo⁷⁵, el pez debe, mediante examen directo, de sus características sexuales secundarias, presentar signos evidentes de proestro o estro tales como el desarrollo exagerado de la región ventral de las hembras, los músculos ventrales un poco blandos, papila urogenital rojiza y dilatada con los pliegues de terminación del oviducto proyectados hacia fuera.

S. Zanuy y Carrillo, M⁷⁶, aseguran que la determinación del estado sexual de las hembras y la consideración de sus características de maduración son empíricas y

⁷⁴ ALONSO, Op. cit., p. 17.

⁷⁵ ACEVEDO, Op. cit., p. 23.

⁷⁶ S. ZANUY Y CARRILLO, M, Op. cit., p. 94 - 95.

se basan en la observación del vientre hinchado o distendido, papila genital aparente, poro genital rosado y grado de flacidez abdominal. Sin embargo, la hinchazón abdominal puede ser debida a la distensión intestinal, el poro urogenital rosado puede deberse a abrasiones y en cualquier caso, no es garantía absoluta de ovulación o cercanía a la ovoposición. Por lo anterior se aconseja el método de biopsia ovárica.

Para Harvey y Hoar⁷⁷, la cantidad de hormona requerida, varía con el estado de madurez de los oocitos y un buen método para determinar el estado de madurez, es el de la biopsia ovárica mediante el proceso de cateterización, introduciendo hasta el ovario un tubo plástico fino (el diámetro varía según el tamaño de los huevos) a través del poro genital, para extraer por presión negativa una muestra de oocitos. Dicho método funciona en especies como la carpa, la lisa y el bagre, teniendo cuidado con el manipuleo del pez que podría ocasionarle atresia, por lo tanto se hace necesario el uso de anestesia.

El método de biopsia ovárica se aplica teniendo en cuenta las siguientes condiciones:

- Que la anatomía del tracto genital de la hembra, permita que el paso de la cánula pueda predecirse, es decir que el ovario y el oviducto sean continuos, facilitando el paso de la cánula a la masa ovárica, como sucede en la lisa, carpa y bagre, mientras que en el sábalo, los huevos maduros pasan a la cavidad peritoneal y de ahí a un embudo recolector que conduce al poro genital; en este caso el oviducto y el poro genital no son continuos y la cánula podría perforar órganos internos.

- Los oocitos se deben desarrollar al mismo tiempo, es decir que no debe haber gran diferencia en el estado de madurez de la muestras de oocitos tomadas de diferentes regiones del ovario. El método no será confiable si los huevos extraídos de la porción anterior del ovario son más maduros que los extraídos en el segmento posterior, este método es efectivo en especies con madurez sincrónica.

Una vez obtenidas las muestras de los oocitos, se procede al examen a microscopio con el fin de determinar el estado de maduración gonadal y proceder a la dosificación de la hormona.

Contreras y Contreras citados por Acevedo, et al⁷⁸, describen el estado de madurez de los ovocitos de acuerdo a la posición del núcleo, y la dividen en tres fases: huevos con núcleo central son inmaduros e impropios para la inducción; huevos cuyo núcleo esta migrando, tiene las mayores posibilidades para la

⁷⁷ HARVEY, B Y HOAR,W, Op. cit., p. 36.

⁷⁸ ACEVEDO, Op. cit., p. 24.

fecundación y por ultimo huevos con núcleo periférico o maduro son inservibles en el caso de inducción. Se considera óptimo, si se presenta entre un 15-40% de núcleos migrando en un promedio de campos microscópicos.

4.10.3 Determinación de la dosis hormonal. Harvey y Hoar⁷⁹, sostienen que la ovulación es generalmente inducida por la aplicación de extracto pituitario o gonadotropina en dos dosis, la primera se denomina dosis estimulante y la segunda dosis definitiva, a los machos, casi siempre se les inyecta junto con la segunda inyección de las hembras. La división de la dosis total parece algo arbitraria y el lapso entre las dos inyecciones se ha determinado experimentando.

- **Estudios de reproducción inducida en Silúridos.** De acuerdo con Alonso, et al⁸⁰, uno de los primeros reportes sobre reproducción inducida a nivel mundial es el trabajo realizado por Houssay (1931) con *Cnesterodon desmaculatus*, bagre vivíparo de Argentina, el cual al inyectar extracto pituitario de *prochilodus platensis*, logró el nacimiento prematuro de las crías. La utilización de esta técnica se difundió para reproducir peces en cautiverio de alto valor en el mercado, buscando especies resistentes al manejo y de fácil alimentación por lo que los *siluriformes* han quedado como especies susceptibles al cultivo.

A nivel mundial, existen algunos reportes mencionados por Woynarovich y Horvath, citados por el mismo autor, con *Heteropnestes fossilis* y *Clarias batrachus*, bagres de agua dulce de la India, los cuales se indujeron con extracto de hipófisis y HCG, igualmente, reportan a Carreon et al, que inducen a *Clarias macrocephalus* con HCG. Con la misma hormona, Eding et al, reproducen a la especie *Clarias lazera*. Fijan reportó la inducción con hipófisis del *Silurus glanis* en Yugoslavia. De leeuw et al, utilizan con buenos resultados un análogo de la GnRH (Hormona liberadora de la Gonadotropina de mamíferos), para la inducción del Bagre Africano *Clarias gariepinus*. En Estados Unidos se han realizado un gran número de trabajos de reproducción inducida en el *Ictalurus punctatus* (Bagre de canal), del que ya se tiene una técnica estandarizada para lograr su reproducción en cautiverio. Bush y Steeby lograron el desove del *Rhamdia sapo* aplicando 5 y 7 mg/Kg de pez de extracto hipofisiario. En la misma especie se realizó una fertilización aplicando 1.54 UI/gr de pez de HCG, en tres dosis para las hembras y 0.77 UI/gr para los machos en única dosis, obteniendo el desove y fecundación natural. Kossowsky y Madrid indujeron a *Pseudoplatystoma fasciatum* con hipófisis de la misma especie, aplicando dosis preparatorias (0.3-0.4 mg/Kg) y dos definitivas (1.3-1.4 mg /Kg), finalmente realizando una fertilización en seco. Chenediak y Varela mencionan que en Uruguay no se logró la maduración de los bagres *Pseudoplatystoma coruscans* y *Stendachneridion scripta* utilizando GCH y

⁷⁹ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 27.

⁸⁰ ALONSO, Op. cit., p. 21-24.

EPC. En Filipinas, *Clarias macrocephalus*, fue inyectado con HCG, en dosis de 400-500 UI para las hembras y 150 – 250 UI para macho, obteniendo el 58% de respuesta promedio del desove. En la India se inyectó con hipófisis de carpa a la especie *Clarias batrachus* en dosis de 80 a 90 mg/Kg y con respuesta cercana al 100%.

Alonso⁸¹, manifiesta que a pesar del gran interés comercial y la gran variedad de bagres que ofrecen las cuencas colombianas, tan solo se han elaborado estudios taxonómicos, bioecológicos y de distribución geográfica ya que el interés inicial se encontró en el campo pesquero, en el campo de la piscicultura se cuenta con el estudio realizado por Brugman et al, que trabajó con el silúrido *Pimelodus clarias*, haciendo una simulación del medio natural, sin obtener buenos resultados. Montoya et al, intentan sin resultado satisfactorio la reproducción del *Sorubim lima* utilizando HCG, dando las primeras pautas para el manejo de peces sin escamas. El primer intento realizado en Colombia acerca de la reproducción inducida del *Callophysus macropterus*, lo realizó López en (Villavicencio – meta) utilizando sin éxito 1.5 UI/gr de HCG para las hembras y 0.77UI/gr para los machos; en este trabajo se dieron algunas pautas para el manejo y diferenciación de padrotes. A partir de 1986, Colciencias en coordinación con el Inderena financió un proyecto de reproducción inducida en siluriformes en la estación de Gigante Huíla, realizando ensayos de reproducción inducida del *Pseudoplatystoma fasciatum*. En barrancabermeja con Contreras y Contreras se obtuvo con relativo éxito el desove y fertilización del *Pseudoplatystoma fasciatum*, utilizando una primera inyección de 1 mg de hipófisis de Carpa por Kg de peso vivo y una segunda inyección a las 12 horas de 10 microgramos de LHRHa por Kg. En un segundo ensayo se utilizó 2 mg/Kg de EPC, 7 ug /Kg de Hormona Luteinizante(LH) y 4.5 ug/Kg de Hormona Folículo estimulante(FSH) por vía intraperitoneal, repartidas en siete inyecciones en un intervalo de 42 horas, observando un alto grado de desarrollo gonadal pero sin llevar a la ovoposición. Los mismos autores, recomiendan dosis de hipófisis de Carpa de 2mg/Kg de peso en machos de bagre rayado, pero en sus estudios, no la aplican ya que la cantidad de semen es abundante y fluye fácilmente (hasta 100 ml), siendo su viabilidad corta (2.5 minutos con carbamida). Chaparro (1994) sugiere la aplicación de una inyección de 1mg de hipófisis de Carpa por Kg de peso vivo.

Alonso e Ibarra (1991) citados por Acevedo, et al⁸², lograron la reproducción inducida de *Callophysus macropterus* aplicando dosis crecientes (0.1-3.0 mg/Kg de EPC) con alta frecuencia de aplicación en hembras inmaduras y aplicando dosis finales de 4.5 mg/Kg de EPC y 2.0 ug /Kg de buselina (Análogo de Factor de Liberación de la Gonadotropina, GnRH_a). Los machos produjeron semen por

⁸¹ Ibid., p. 21-24.

⁸² ACEVEDO, Op. cit., p. 31.

extrucción, después de un mes de aplicar 0.25 mg/Kg alternando cada cuatro días con dosis de 5×10^{-5} ug/Kg de Buselina. El mismo autor cita a Rodríguez y Nielsen (1990) quienes obtuvieron en (Villavicencio, Meta) la reproducción inducida del bagre rayado *Pseudoplatystoma fasciatum* con EPC en dos dosis con un intervalo de ocho horas, la primera dosis de 0.5 miligramos por kilogramo como inductor en hembras de *P. fasciatum*; los machos no se inyectaron por presencia de abundante semen de gran motilidad. Esta misma aplicación la recomienda Woynarovich, citado por Chaparro(1994) logrando el levante de casi la totalidad de los huevos fecundados.

Acevedo⁸³, argumenta que en 1999, se logró llevar a cabo con éxito la reproducción e incubación de *P. fasciatum* y *P. grosskopfii* en el valle del cauca mediante hipófisis con Extracto de Pituitaria de Carpa (EPC) y la técnica del desove en seco. La dosificación fue de 0.5 y 4.5 mg /Kg de EPC en un intervalo de nueve horas para *P. fasciatum* y dosis de 2 y 5mg/Kg para *P. grosskopfii*.

4.10.4 Vía y método de inyección. Para el mismo autor la inyección intramuscular de hormonas y extractos es la técnica más utilizada, aunque a veces se practica la inyección intraperitoneal. Esta última, tiene el riesgo de dañar los órganos internos, así como de una posible pérdida de extracto al inyectarlo inadvertidamente en el intestino, y en cambio parece ofrecer pocas ventajas. Para Woynarovich, E. y L. Horváth⁸⁴ Los métodos de administración de hormonas generalmente utilizados son los siguientes:

- **Inyección única.** Se administra en una sola inyección el 100 por ciento de la dosis calculada. La hormona producirá su efecto sólo si la hembra está ya lista para el desove. Los peces bien alimentados alcanzan ese estadio durante la segunda mitad de la época de reproducción.

En la mayoría de las especies de peces, los machos suelen estar más maduros para la eyaculación, que las hembras para el desove y por tanto, les basta una sola dosis. Si la dosis que se les administra es excesiva o la administración no se sincroniza con la maduración gonadal de las hembras, puede suceder que eyaculen inútilmente, antes de que las hembras estén listas.

- **Dosis preparatoria y dosis decisiva.** La dosis preparatoria, que equivale a un 10 por ciento de la dosis total necesaria, activa el desarrollo de las gónadas hasta la fase de preovulación. En general se administra 18–24 h antes de la dosis

⁸³ Ibid., p. 31.

⁸⁴ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L. Propagación artificial de peces de aguas templadas. Roma, Italia: FAO, 1981. p. 13.

decisiva (100 por ciento de la dosis calculada). Esta secuencia en la administración de hormonas suele dar buenos resultados en las regiones templadas y subtropicales, resulta también muy adecuada para los peces nerviosos y difíciles de manejar.

A veces el intervalo entre la dosis preparatoria y la decisiva, puede ser menor que el indicado. En la segunda mitad de la temporada de reproducción, basta un intervalo de 14–18 h, dado que la temperatura del agua suele ser superior a la temperatura normal de desove. Si las hembras pesan menos de 1 kg y están maduras para el tratamiento hormonal, un intervalo de 6 horas es suficiente.

4.10.5 Intervalo del tratamiento. Según S. Zanuy y Carrillo, M⁸⁵, la variación del intervalo de dos inyecciones consecutivas, depende del tipo del material inyectado, el estado de madurez gonadal del receptor, lugar de administración de la inyección, la temperatura y la vida media de los materiales inyectados, por ejemplo: la vida media de los factores hipotalámicos es corta y por lo tanto las inyecciones se administraran frecuentemente a intervalos cortos. Cuando se administran análogos estructurales, la vida media es mas larga, el número de inyecciones disminuye y el intervalo de inyección es mas largo. Cuando se intenta acelerar la vitelogénesis, las inyecciones se administran espaciadamente, pero si se trata de conseguir el desove, el intervalo es mas corto. A su vez la tasa de desaparición de la hormona en la sangre, varia con la temperatura, por lo tanto el intervalo de la inyección depende de la temperatura del agua en el momento de aplicar el tratamiento. El tiempo transcurrido desde la ultima inyección a la ovulación se conoce como periodo de latencia. Es importante conocerlo, mediante el empleo del masaje abdominal, de tal manera que si los oocitos ovulados no son emitidos sobremaduran y si el masaje abdominal no se realiza a tiempo, la calidad de las puestas y el porcentaje de eclosión y fertilización disminuye drásticamente. La sobremaduración es irreversible debido a que produce cambios morfológicos, histológicos, fisiológicos y bioquímicos de gran magnitud. El periodo de latencia es mas largo que el periodo transcurrido desde la ovulación a la puesta y depende tanto de la temperatura como de las dosis administradas, por lo tanto, a temperaturas altas el periodo de latencia es mas corto y dosis bajas pueden ser sinónimos de periodo de latencia mas largo.

4.10.6 Desove. Para Woynarovich, E y Horváth, L⁸⁶, el desove comienza con la ovulación, que es la última fase del desarrollo normal del oocito. La preovulación comienza cuando el núcleo de la célula ovular empieza a desplazarse desde el centro hacia la micropila y el oocito absorbe fluidos (este proceso se llama

⁸⁵ S. ZANUY Y CARRILLO, M, Op. cit., p. 98 – 99.

⁸⁶ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 15.

hidratación). La ovulación comienza con la desaparición de la membrana celular, la aparición de los cromosomas y termina con la primera división meiótica. Al mismo tiempo, el folículo, que mantiene los huevos sujetos a la pared del ovario se rompe, se disuelve parcialmente y los oocitos caen a la cavidad ovárica. La masa de óvulos puede ya fluir libremente por el orificio o poro genital.

Este proceso final de maduración toma cierto tiempo y depende en buena parte de la temperatura del agua en que vive el pez. En la práctica, es necesario conocer el intervalo de tiempo que transcurre entre la última inyección decisiva hasta la ovulación. Este intervalo se expresa en “horas-grados”, que se calculan en forma análoga a los “días-grados”, es decir, midiendo la temperatura del agua del tanque en que se hallan los reproductores, de hora en hora, desde la última inyección decisiva hasta la ovulación completa y sumando las cifras obtenidas. Las horas-grados serán más, cuando sólo se administre una dosis, porque en ese caso el desarrollo del oocito habrá de pasar por las fases de preovulación y ovulación.

Según Estrada citado por Acevedo, et al⁸⁷, en condiciones de confinamiento, después de aplicar la segunda dosis de la sustancia inductora, puede ocurrir un desove espontáneo o natural, donde los propios reproductores realizan la ovulación y fertilización en el agua, con el mismo comportamiento como lo hacen en el medio natural; si no realizan el desove espontáneo, es necesario aplicar masajes, ya que usualmente los oocitos se sobremaduran entre media hora y una hora después del tiempo adecuado, lo que daría pie al denominado desove artificial, que se realiza en seco (sin presencia de agua). Cuando la primera dosis es aplicada por encima de lo necesario, puede ocurrir una ovulación antes de tiempo; por otro lado cuando la segunda dosis no alcanza lo que la hembra exige, puede ocurrir una ovulación parcial o que no ocurra ovulación.

4.11 FECUNDACION ARTIFICIAL

De acuerdo con Erazo citado por Ortega⁸⁸, la fecundación puede efectuarse, mediante desove manual, mezclando los oocitos con el esperma o por medios naturales en un estanque de desove. La fecundación artificial, se practica comúnmente con el método húmedo, que consiste en la recolección de oocitos en vasijas con agua, a la que posteriormente se adiciona el semen, si se efectúa con rapidez, se obtienen alta fecundación, de lo contrario el índice puede ser bajo debido a que la motilidad del espermatozoide en el medio acuoso es de 30 a 90 segundos. Además el oocito absorbe agua hidratándose y el micrópilo se cierra

⁸⁷ ACEVEDO, Op. cit., p. 33.

⁸⁸ ORTEGA, Op. cit., p. 12- 13.

impidiendo la entrada del esperma. El método seco es más eficiente debido a que permite llegar a una fecundación total de oocitos.

Según Woynarovich, E. Y L. Horváth⁸⁹, cuando se consigue inducir el desove es fácil obtener huevos fertilizados. En los casos en que, por una u otra razón, la inducción del desove no tiene éxito, es preciso extraer artificialmente de los reproductores los huevos y el semen, procediendo a la fertilización artificial mezclando los productos sexuales obtenidos. Conviene tener presente que sólo los huevos ovulados pueden extraerse fácilmente por desove artificial. Por otro lado, algunos peces tienen músculos circulares alrededor del orificio sexual, si esos músculos no se relajan y se dilatan, el desove artificial puede resultar difícil aún cuando los oocitos estén ovulados. En algunos casos sólo es posible obtener los oocitos abriendo a la hembra. Para extraer los óvulos por desove artificial es preciso tapar al animal con una toalla para una mejor manipulación.

4.11.1 Fertilización de huevos adherentes. Para los mismos autores el espermatozoide que penetra en el oocito a través de la micropila pone en movimiento otros procesos, como la extrusión del segundo cuerpo polar y el desarrollo del pronúcleo femenino, que tiene sólo la mitad del número de cromosomas (n). El pronúcleo femenino se fusiona luego con el pronúcleo masculino, que tiene también solamente la mitad del número de cromosomas (n) y se forma así la primera célula somática ($2n$) del nuevo pez. Se completa de ese modo el proceso de fertilización. El tiempo durante el cual el huevo maduro puede ser fertilizado con éxito es bastante limitado. Ello se debe a que, al entrar en contacto con el agua, el huevo empieza a dilatarse y se cierra la micropila. A la hora de decidir qué cantidad de agua o de solución ha de añadirse a la mezcla de productos sexuales, hay que tener cuidado; Si se añade demasiada agua, es probable que muchos espermatozoides no encuentren la micropila. Por otro lado, si el agua no es suficiente, la micropila de un huevo puede quedar cubierta por otro huevo o por el mucus del ovario, y los espermatozoides, cuya vida es muy breve, no tendrán tiempo de entrar en el huevo y fertilizarlo, a pesar de la presencia de innumerables espermatozoides en el licor seminal: 10 000–20 000 millones en un cm^3 de semen. La adición de agua a la mezcla de huevos y semen hará que los huevos se adhieran unos a otros en pocos segundos, formando una masa. La dilatación de los huevos y su desarrollo resultarán dificultados y los huevos morirán pronto, por no poder conseguir oxígeno. En cambio, con el empleo de

una solución fertilizante, se asegurará la fertilización de los huevos y su desarrollo; los huevos no se adherirán unos a otros mientras se remueven, (cosa que ha de hacerse suave y continuamente) y los espermatozoides se activarán y se moverán rápidamente. Se ha visto que los espermatozoides mantienen su virilidad por mucho más tiempo en una solución de carbamida-sal (20–25 min) que

⁸⁹ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 16.

en agua (1–2 min). Ya que ayuda a disolver las sustancias que obstruyen la micropila de los huevos.

Los mismos autores manifiestan, que cuando los huevos entran en contacto con agua o con una “solución fertilizante”, los huevos maduros se dilatan, también se dilatan los huevos excesivamente maduros y los que sólo han completado la fase de preovulación, pero la dilatación no es tan grande como en los huevos maduros. Los huevos maduros no fertilizados, en cambio, se dilatan normalmente. Es evidente, pues, que la fertilización no es necesaria para la dilatación de los huevos. Cuando el huevo empieza a dilatarse, se cierra la micropila y por tanto, ningún espermatozoide puede ya penetrar en el huevo. Por ello, es preciso mantener los huevos secos durante el desove artificial. Los huevos constan de: una masa central o germen, el espacio perivitelino, y la membrana o cubierta del huevo. La masa central contiene el vitelo, grasas, etc., y las células en división. En el núcleo pueden distinguirse dos polos: el polo animal o germinativo, y el polo vegetativo o vitelino. En el polo animal se halla el núcleo de la célula, que para entonces tiene ya el número normal de cromosomas, igual que cualquier célula somática. Alrededor de la masa central del huevo, se encuentra el llamado espacio perivitelino, ocupado por el líquido perivitelino, que contiene proteínas disueltas. El huevo está rodeado de una membrana o cubierta, que consta de una, dos o tres capas, según la especie de peces. El espesor, dureza y otras características de la cubierta del huevo varían también según la especie. El tipo de incubadora, habrá de escogerse teniendo en cuenta la naturaleza de la cubierta o membrana del huevo.

Según Harvey y Hoar⁹⁰, la fecundación de los huevos de bagre, se efectúa por desove natural, aunque ocasionalmente se practica la extracción y mezcla en seco, el mayor porcentaje de eclosión se obtiene cuando se recogen los huevos fecundados y se incuban en condiciones controladas; aún así los métodos utilizados actualmente para el cultivo de bagre en Asia son poco satisfactorios. Los huevos de bagre son pequeños y adhesivos y pueden extenderse sobre soportes de nylon sumergidos en lagos estancados, provistos de aireación; con más frecuencia se dejan adherir a juncos acuáticos o fibras de palma. En Estados Unidos se han diseñado sistemas perfeccionados con bateas de incubación suspendidas en el agua corriente para el cultivo del bagre a gran escala.

4.12 INCUBACION

Para Woynarovich, E y Horváth, L⁹¹, una vez fertilizado, el huevo empieza a desarrollarse. Durante la incubación, los huevos completan su desarrollo

⁹⁰ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 35.

⁹¹ WOYNAROVICH, E Y HORVATH, Op. cit., p. 19.

embrional dentro de la cubierta protectora del huevo y luego nacen las larvas, rompiendo esa cubierta.

4.12.1 Desarrollo de los huevos. Los mismos autores manifiestan que 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. 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. 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. (Fig.16).

Figura 16. Desarrollo del huevo



Fuente. Woynarovich, E. y L. Horváth, 1981

Los metabolitos del embrión contienen algunas enzimas que actúan sobre la membrana del huevo y la disuelven desde adentro, debilitándola y permitiéndole al embrión romperla fácilmente y salir. El tiempo en que los huevos tardan en desarrollarse varía en general según las especies y depende además de la temperatura durante la incubación y del oxígeno que el 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.

4.12.2 Tecnología para la incubación de huevos. Woynarovich, E y Horváth, L⁹², 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 y el salmón. Los principales estadios apreciables son: la dilatación, el desarrollo germinativo y el desarrollo embrional. Según Woynarovich, A, Woynarovich, E⁹³, algunos de los requisitos importantes a tener en cuenta para realizar el trabajo apropiado durante la incubación son: temperatura adecuada del agua, oxígeno disuelto, quitar los metabolitos producidos por los huevos, eliminar las bacterias u otros organismos dañinos que se desarrollan en las materias orgánicas en las incubadoras, evitar animales que dañen los huevos (ej.: Cyclops, ácaros o larvas de insectos dañinos, etc.) y minimizar los efectos mecánicos que pueden causar sacudidas, choques, tirones o cualquier otra forma de daño a los huevos en desarrollo (Esto es muy importante en los primeros estadios hasta en el de Blástula avanzada). En el primer estadio de desarrollo la demanda de oxígeno de los huevos es muy baja. Woynarovich, E y Horváth, L⁹⁴, manifiestan que los tipos de incubadoras más utilizados en el desarrollo de huevos de bagres son:

- **Incubadoras en forma de embudo.** El modelo original es la vasija 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, dejando un orificio para la salida del agua. Estas incubadoras pueden hacerse también con una combinación de arcilla o plástico, lienzo o tela de cedazo.

En las incubadoras de forma de embudo (incluidos los vasos de McDonald), los huevos, separados unos de otros, se mueven y mezclan continuamente, mientras el agua que entra, aporta oxígeno suficiente y arrastra consigo todos los

⁹² Ibid., p. 20.

⁹³ WOYNAROVICH, Andras, WOYNAROVICH, E. Reproducción artificial de las especies *Colossoma* y *Piaractus*. Lima, Perú: Fondepes, 1998. p. 40.

⁹⁴ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 21.

desechos. Es importante regular bien la entrada del agua para evitar que los huevos sufran daños.

- **Incubación en hapas.** Las hapas para incubación que generalmente miden 2×1×1 m, tienen dos cámaras concéntricas, hechas de tela de cedazo. Los huevos se esparcen sobre el fondo de la cámara interna cuya abertura de malla es de 2–2,5 mm. La cámara externa se hace con mallas aún más fina, para retener las larvas, que después de la eclosión caen a ella a través de las mallas más anchas de la cámara interna.

4.14 LARVICULTURA

Para Woynarovich, A y Woynarovich, E⁹⁵, para criar larvas saludables y bien desarrolladas, es importante proveer todas las condiciones necesarias para su desarrollo. Estas son: Adecuada temperatura del agua, abundante oxígeno disuelto, eliminación de metabolitos producidos tales como CO₂, y NH₃, eliminación de las membranas, huevos malogrados y otros desperdicios.

Según Woynarovich, E y Horváth, L⁹⁶, cuando dentro del huevo, el embrión se ha desarrollado hasta convertirse en una larva, sale al exterior rompiendo la membrana del huevo. Aunque la rotura de la membrana es un proceso mecánico, resulta facilitado por el debilitamiento causado por enzimas.

Para Woynarovich, E y Horváth, L⁹⁷, el comportamiento de las larvas recién eclosionadas puede variar según la especie. Algunas larvas nadan verticalmente hacia la superficie y luego caen hacia el fondo. Este es el comportamiento más común entre las larvas de varios peces, como las carpas chinas, las carpas indias, los desovadores fluviales de América del sur, el lucioperca, el mújol, los coregónidos, etc. Después de nadar por algún tiempo, ciertas larvas se adhieren a diversos objetos mediante una sustancia adhesiva, segregada por una glándula que se halla en el extremo de la cabeza. El grupo de larvas “adherentes o colgantes” mantienen las colas en movimiento continuamente, como por ejemplo las larvas del siluro. El comportamiento de las larvas, puede variar durante su desarrollo; algunas de las que suelen nadar verticalmente pueden yacer sobre el fondo sin moverse, mientras otras pueden empezar a moverse enérgicamente o a saltar de un lado para otro. Las técnicas de cría de larvas han de tener en cuenta, las formas de comportamiento de los distintos tipos de larvas de peces.

Para los mismos autores las larvas recién eclosionadas son muy distintas de los peces adultos. No tienen boca, tubo digestivo, ano, branquias ni vejiga

⁹⁵ WOYNAROVICH, A y WOYNAROVICH, E, Op. cit., p. 45.

⁹⁶ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 25.

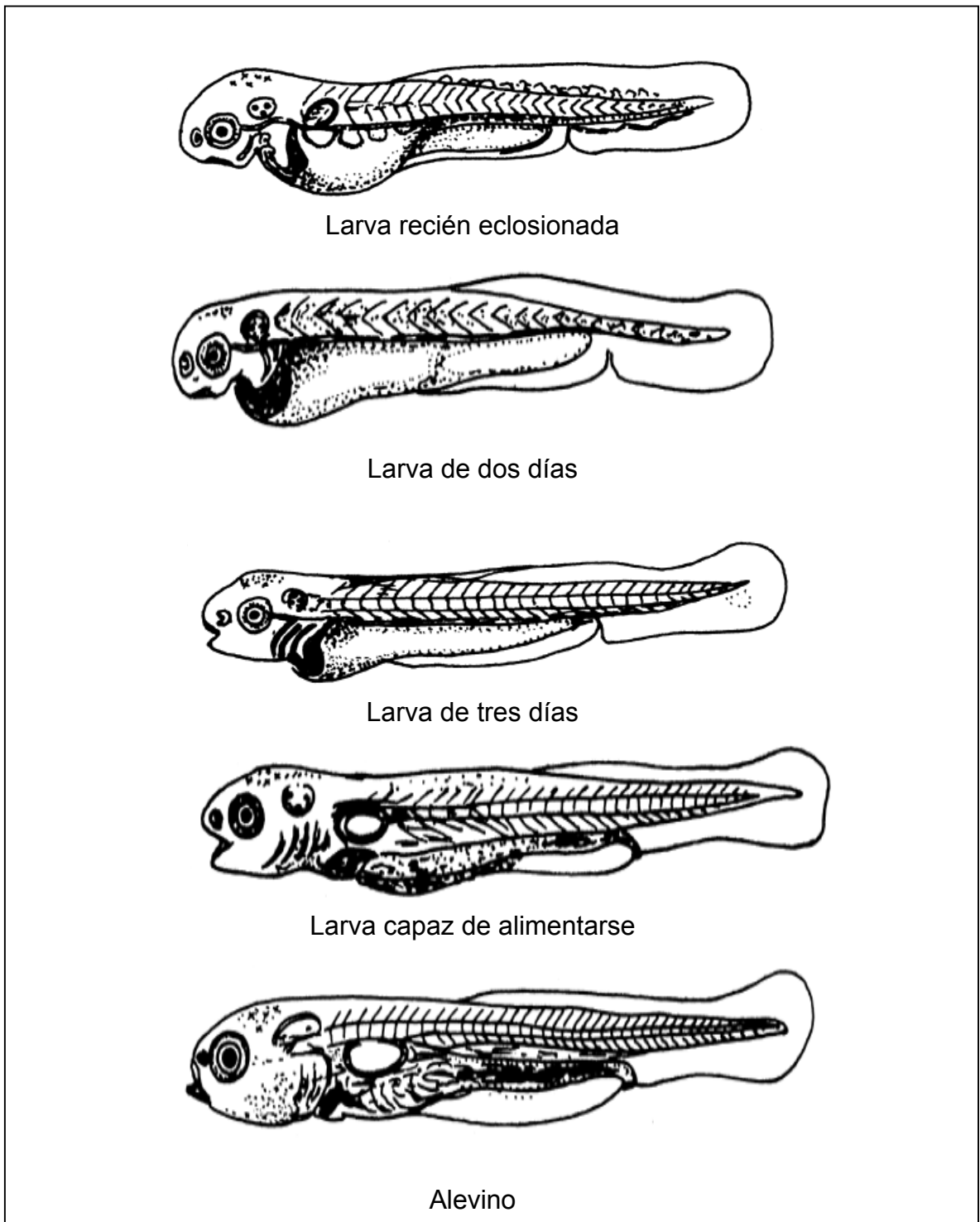
⁹⁷ Ibid., p. 25.

hidrostática, por mencionar sólo los órganos más importantes. La vesícula vitelina les facilita el material y la energía que necesitan para crecer y desarrollarse. El vitelo es un alimento de reserva de excelente calidad que les ha sido “donado” por su madre. El tamaño de la vesícula vitelina y la cantidad de alimentos de reserva varían de un pez a otro y constituyen una prueba de la importancia de los cuidados paternos pasivos.

Para Luchini⁹⁸, en *Rhamdia sapo* hasta el tercer o cuarto día de vida, las larvas se alimentan de su propio vitelo (alimentación interna); a partir de este último día comienzan a buscar alimento por los fondos y bordes del recinto acuícola que habitan y se las observa en continuo movimiento. Hasta este momento la boca no era funcional; en el instante en que comienzan a buscar alimento, la boca y el tubo digestivo se hacen funcionales y es necesario proporcionárselo. En la (Fig 17), se detalla el desarrollo del pez de larva a alevino.

⁹⁸ LUCHINI, Laura. Manual para el cultivo del bagre suramericano (*Rhamdia sapo*). Santiago, Chile: FAO, 1990. p. 19-20.

Figura 17. Desarrollo de larva a alevino



Fuente. Woyanovich, E y Horváth, L.1981

5. DISEÑO METODOLOGICO

5.1 LOCALIZACION

La investigación se realizó en la Estación Piscícola de Las Tallas (Fig. 18), adscrita a la Corporación Autónoma Regional del Cauca. La estación, según Cajas*, presenta las siguientes características:

Figura 18. Estación Piscícola Las Tallas



Coordenadas geográficas: Latitud N 02°06'22" y Longitud W 077°05'15.4". Localizada en la parte alta del río Patía, a 115 km de la ciudad de Popayán de los cuales, 90 km pertenecen a la vía Panamericana y 25 km se recorren a la margen derecha del río Patía, en sentido norte sur, a una altitud de 670 msnm y temperatura promedio de 25.24°C.

Según Martínez⁹⁹, la franja conformada por el Valle del Patía presenta una precipitación de 2000 mm. El Valle geográfico cuenta con importantes ríos como el

* ENTREVISTA con Álvaro Renán Cajas, Biólogo de la Corporación Regional Autónoma del Cauca.(CRC), Colombia, Popayán, 2 de febrero del 2004.

⁹⁹ MARTINEZ, Piedad. Diseño y calculo del mini distrito de riego Vereda La Manguita Municipio del Patía estudio preliminar. Cali, 2000, 50 P. Trabajo de Grado(Ingeniería). Universidad del Valle. Facultad de Ingeniería.

Guachicono, Patía, Sajandi, San Jorge, Quilcace y Esmito. Su principal río, el Patía que nace en el páramo de Sotará, tiene una extensión de 400 km. Además de la cuenca, el municipio posee varias micro cuencas conformadas por las quebradas: Palo, Bobo, Chinche, Pulido, La Cañada, El Puro, Las Patas, Capitanes, Honduras, La Luna, Guachicono, Mama Conde, San Jorge, Sambingo y Las Tallas.

El agua de la estación piscícola, proviene de la quebrada las Tallas, con condiciones físico-químicas propias de arroyos provenientes de baja montaña de la cordillera occidental del Valle del río Patía.

5.2 PERIODO DE ESTUDIO

El trabajo de campo tuvo una duración de 4 meses, comprendidos de septiembre a diciembre del año 2003, meses óptimos para la reproducción del bagre del patia (*R. quelen*), periodo en el cual termina el verano y comienza el invierno. (Cajas^{**})

5.3 INSTALACIONES Y EQUIPOS

Para la realización del proyecto, se utilizó un estanque de 200 m², donde se simuló las condiciones del río; para lo cual se acondicionó rocas, troncos, vegetación acuática y restos vegetales, de tal manera que los ejemplares se adaptaron a las condiciones experimentales. Además se utilizó una pileta en concreto de 7 m³ para la selección de reproductores y 4 piletas de 4.5 m³ cada una, las cuales fueron divididas en tres secciones, para la mejor distribución de los reproductores por réplicas; las mencionadas instalaciones están provistas de tuberías para la conducción y drenaje de agua con un caudal de 0.5 l/sg.

5.3.1 Materiales, Insumos y Equipos. Para la realización del estudio se emplearon los siguientes elementos:

- Chinchorro de 40 m, de largo, por 3 m de ancho y 1 pulgada de ojo de malla.
- Atarrayas de 2.5 m² de diámetro y 1 pulgada de ojo de malla.
- Dos nasas de 0.40 * 0.40 m
- 10 Baldes de 12 litros
- 1 Carreta
- Estereoscopio de microfotografía marca Nycon SMZ-V Zoom 1..10
- Microscopio de microfotografía marca Nycon AFX-DX
- Cámara fotográfica marca Nycon FX-35-DX
- Balanza analítica con precisión de 0.0001 g
- Bastidores
- Balanza granera con aproximación de 5 g

^{**} ENTREVISTA con Álvaro Renán Cajas, Biólogo de la Corporación Regional Autónoma del Cauca.(CRC), Colombia, Popayán, 2 de febrero del 2004.

- Kit para análisis de agua Marca HACH FF – 1A
- Ictiómetro
- 2 motores para la aireación marca Power 100 AC110 V 60 HZ 2W
- Beakers de 50 y 100 ml
- Cajas petri
- Equipo de disección
- Lupa
- 10 jeringas tipo insulina 1 ml
- Solución Serra 100ml
- Carbamida 100ml
- Alcohol 1 galón
- Azul de metileno
- Gonadotropina coriónica humana 4205 UI
- Extracto pituitario de carpa 6.513 mg
- Spirulina 50 g
- *Artemia salina* 50 g
- Nutripez 100 g

5.4 PLAN DE MANEJO

5.4.1 Adecuación de las instalaciones. Antes de iniciar el proceso de adaptación, se procedió a verificar el buen funcionamiento de los estanques, piletas, diques de fondo, estructuras de entrada y salida, canales de conducción, etc. Se realizaron constantes limpiezas y desinfecciones con azul de metileno a razón de 0.25 ppm y sal común en proporción de 40 g por m³ de agua en piletas, mallas, angeos y demás elementos utilizados. Durante el periodo de estudio, el recambio de agua fue regulado para permitir la remoción del 16% del volumen por día en cada estanque y pileta.

5.4.2 Captura de reproductores en su hábitat natural. Se capturaron 50 ejemplares adultos de la quebrada las Tallas, durante la época de reproducción cuando termina el verano y comienza el invierno. Los animales fueron obtenidos por el método tipo calandro, compuesto por una línea principal de anzuelos con carnadas de peces pequeños, acondicionando lastres que impidieron que este aparejo sea arrastrado por la corriente. La captura se realizó en horas de la noche aprovechando la hora de consumo de alimento por parte de esta especie. Se utilizó además el sistema de pesca eléctrica con capacidad de 600 voltios de salida (Fig. 19), en inmediaciones a la estación piscícola; este método fue muy efectivo en los recodos que deja el río, por donde se realizaron barridos en zig-zag para abarcar un mayor campo de acción.

Figura 19. Implementos utilizados para la Pesca Eléctrica



Los animales capturados, se sometieron a un tratamiento profiláctico a base de azul de metileno en proporción de 0.5 ppm y sal en cantidad de 500 g por 10 litros de agua, luego se trasladaron al estanque de especies nativas de la estación piscícola (Fig. 20), donde se sometieron a un proceso de adaptación.

Figura 20. Estanque de especies nativas



5.4.3 Mantenimiento de los reproductores. A pesar de las numerosas dificultades que conllevó la captura de ejemplares y su mantenimiento, se implementaron técnicas de manejo y alimentación adecuadas, que permitieron la disponibilidad de animales sanos y aptos para inducir a la reproducción; de tal manera, que en el estanque de adaptación, los parámetros físico – químicos como temperatura, oxígeno, dureza y pH se conservaron en las condiciones ideales (Anexo. A) manteniendo la entrada de agua limpia y bien oxigenada con un caudal de 3 l/sg. La densidad de siembra fue de 60 reproductores con un peso total de 70 a 360 g en un volumen de 200 m³, las dimensiones y profundidad influyeron sobre la penetración de la luz; así los bagres buscaron los lugares más profundos debido a sus hábitos crípticos.

5.4.4 Alimentación. Los parentales dispusieron de alimento adecuado en la cantidad suficiente para la vitelogénesis del oocito y la ovulación; se suministraron dietas balanceadas según esta fase de desarrollo, en forma de pelets con 30% de proteína a una tasa del 3% del peso vivo diariamente (PVD), suministrado en 3 comidas por día.

5.4.5 Selección de reproductores. Cumplido el periodo de adaptación, se procedió a retirar los ejemplares por medio del método de arrastre, utilizando un chinchorro de 40 m de longitud x 3 m de ancho x 1 pulgada de ojo de malla, y luego se trasladaron en tanques al laboratorio de reproducción (Fig. 21).

Figura 21. Pesca con chinchorro



El criterio de selección, se realizó a través de la condición física, es decir, se escogieron aquellos que no presentaron lesiones graves ocasionadas por los anzuelos o la presencia de ulceraciones en el abdomen. Los reproductores se seleccionaron en machos y hembras de acuerdo a las siguientes condiciones:

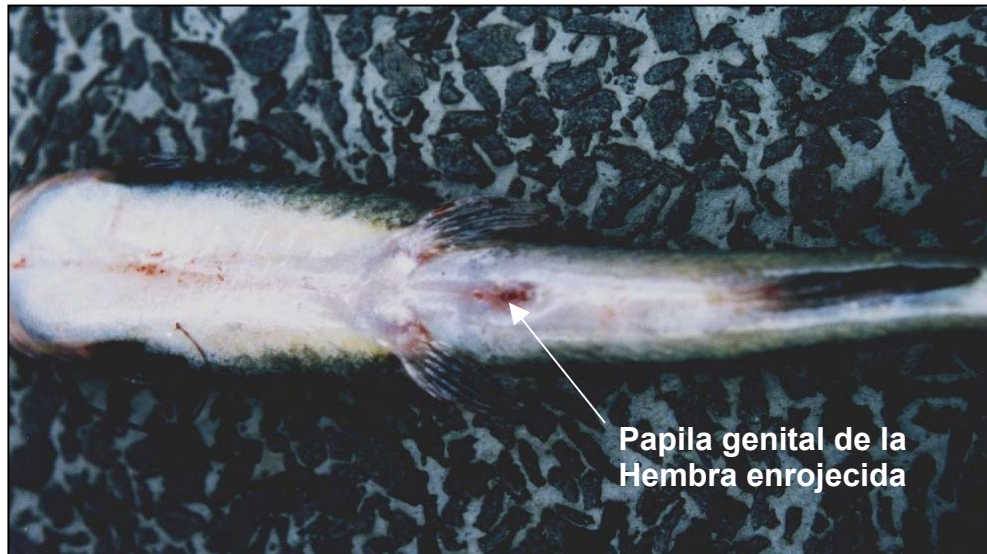
- ◆ Los machos óptimos, se caracterizaron por liberar gotas espesas de semen al oprimir ligeramente el abdomen desde la zona cercana a las aletas ventrales, hasta la región adyacente a la papila genital (Fig. 22).

Figura 22. Observación del grado de madurez de un macho mediante presión abdominal.



- ◆ Las hembras adecuadas, presentaron un abdomen hinchado, blando y el abultamiento se extendía hasta abajo de la pelvis, el orificio genital se presentaba sobresaliente y de color rojizo (Fig. 23). El examen de las hembras se realizó horas antes de recibir alimento, para estar seguros de que el abultamiento de la cavidad abdominal, se debía al tamaño de las gónadas y no a alimentos ingeridos. La selección se confirmó mediante un análisis microscópico por medio de la obtención por presión abdominal de algunos oocitos, los cuales se colocaron en solución Serra; con la finalidad de aclarar el citoplasma y poder observar la posición del núcleo (central, migrando, periférico o atrésico), determinando el grado de madurez de la hembra. Se consideraron las hembras aptas para la inducción cuando el 30% de los oocitos muestreados presentaban el núcleo excéntrico, lo cual es válido en esta especie, si se considera que presenta asincronía en su maduración.

Figura 23. Hembra madura con abdomen abultado, papila genital dilatada y enrojecida.



5.4.6 Pesaje. Los ejemplares seleccionados se pesaron utilizando una balanza gramera con capacidad de 1 kg y aproximación de 5 g (Fig. 24), con el fin de calcular las dosis hormonales, luego se colocaron dos machos y una hembra en las correspondientes réplicas según el respectivo diseño experimental.

Figura 24. Pesaje de un reproductor



5.4.7 Inducción a la ovulación y desove. Teniendo en cuenta que los reproductores en su ambiente natural, pueden emitir sus productos sexuales maduros en breve tiempo cuando las condiciones ambientales son adecuadas; se trató de simular hasta donde fue posible las necesidades naturales de la especie, para optimizar el proceso de maduración y específicamente para el tratamiento testigo.

En cuanto a la inducción reproductiva en cautiverio, se empleó hormonas exógenas comerciales, como la gonadotropina coriónica humana; en presentación de ampollas de 5000 y 10000 UI y el extracto pituitario de carpa en presentación de 1 g. La cantidad de hormona necesaria para la ovulación, se calculó de acuerdo al peso de las hembras, determinando la cantidad de unidades internacionales de HCG por gramo de peso a aplicar o miligramos de EPC por kilogramo de peso corporal, de acuerdo a las dosis propuestas. El disolvente utilizado para los dos tipos de hormona fue el suero fisiológico, compuesto por solución salina. La cantidad de disolvente, se midió con una jeringa graduada de 1 ml, mezclando durante 30 minutos la hormona con el disolvente. La cantidad de hormona a aplicar, se fraccionó en dos dosis (preparatoria y definitiva), la dosis preparatoria consistió en el 20% de la dosis total necesaria, la cual activó el desarrollo de las gónadas hasta la fase de preovulación. Esta dosis se aplicó 12 horas antes de la dosis definitiva del 80%, a una temperatura de 24.57°C.

Después de verificar el grado de desarrollo gonadal y conocido el peso de los reproductores, se procedió a la aplicación de las hormonas, las cuales se suministraron mediante inyecciones intramusculares, directamente en el músculo en la región dorsal, por encima de la línea lateral y por debajo de la parte anterior de la aleta dorsal. Los animales se sacaron del agua y se llevaron al laboratorio cubiertos con una toalla húmeda, evitando retirar el mucus protector contra enfermedades y parásitos. Las hormonas se inyectaron por medio de jeringas estériles tipo insulina de 1cc, la cual se introdujo en el músculo en ángulo de 45 grados, realizando masajes en la zona que rodea al sitio en donde se aplicaba la inyección. Con este método se evitó la pérdida de hormona, provocada por la contracción muscular involuntaria del pez cuando se le administra de esta manera (Fig. 25).

Luego de distribuir los peces en cada unidad experimental y aplicar la primera dosis; se efectuaron observaciones con el fin de establecer algún patrón de comportamiento y modificaciones anatómicas que pudieran manifestar las hembras y los machos durante el tratamiento hormonal, mientras se preparaban para el desove en condiciones de laboratorio e identificar algún tipo de desove natural. Además se registró la temperatura del agua de las piletas de reproducción cada hora, para establecer las horas grado necesarias para la ovulación, fase de desarrollo de los oocitos y larvas; mediante este parámetro, se pudo definir el momento oportuno para realizar el desove en seco después de la última inyección.

Figura 25. Aplicación de la hormona vía intramuscular



5.4.8 Desove inducido con hormonas. El desove se realizó por presión abdominal anteroposterior, observándose los músculos alrededor del orificio sexual relajados y dilatados que facilitaron que los huevos fluyeran libremente en un chorro denso. Presionando ligeramente con el dedo pulgar cerca al orificio genital, se permitió que los óvulos maduros cayeran suavemente en un recipiente completamente seco, posteriormente se contaron por volumetría, mediante la utilización de un beaker de 50 ml y probeta 0.1 ml, para determinar la cantidad de estos por cada replica en cada uno de los tratamientos con relación al peso de la hembra (Fig.26).

5.4.9 Fecundación. Al mismo tiempo en que se desovó artificialmente las hembras, fue preciso obtener semen de los machos, haciéndolo fluir de la misma manera que se realizó con la hembra. El semen obtenido, se vertió sobre los oocitos y se mezcló inmediatamente con una pluma, realizando la fertilización con el material fecundante, producto de la eyaculación de dos machos. Se adicionó carbamida, para conservar la movilidad de los espermatozoides por más tiempo y para disolver las sustancias que obstruyen el micrópilo de los óvulos, aumentando así el índice de fertilización, para evitar que más espermatozoides entren al óvulo se adiciono agua. Este procedimiento se realizó después de 5 minutos de fecundación y fueron hidratados durante 20 minutos, teniendo la precaución de evitar que los huevos quedaran expuestos a los rayos del sol (Fig. 27).

Figura 26. Conteo por volumetría de los oocitos



Figura 27. Mezcla de los huevos con el semen



5.4.10 Desarrollo e incubación de huevos. Después de fertilizados, los huevos pasaron por un periodo de incubación, durante el cual, se trató de mantener las condiciones ideales, para su normal desarrollo embrional dentro de su cubierta protectora hasta el rompimiento de esta. Los huevos fueron depositados en

incubadoras tipo bastidor (Fig. 28), con malla de fibra de vidrio de 1 mm de ojo, suspendidas en canaletas rectangulares de 1.2 m³, con circulación de aire constante gracias a aireadores eléctricos que permitieron la distribución homogénea de los mismos y obtener suministro de oxígeno permanente, indispensable para el desarrollo embrionario.

Figura 28. Incubadora flujo ascendente tipo bastidor



Durante la incubación, fue preciso evitar la acumulación de sustancias tóxicas mediante la aireación y recambios oportunos de agua evitando las fuertes corrientes de la misma que acabarían en breve tiempo con todos los huevos sensibles a las molestias causadas por las sacudidas u otras causas mecánicas, sobre todo en los estadios de segmentación inicial y de mórula, que son las fases más críticas del desarrollo.

Los huevos se incubaron en recintos bajo sombra, debido a la sensibilidad de estos a la luz ultravioleta y a los rayos del espectro visibles. Para determinar los porcentajes de huevos fertilizados, se monitoreo las fases de desarrollo y a las 6 horas después de la fecundación se determino el porcentaje de fertilización.

A simple vista, los huevos viables presentaban un color transparente, mientras que los infértiles un color blancuzco u opaco, a causa de daños sufridos durante el desove artificial o la fertilización. Para el cálculo del índice de fertilización, se tomaron 20 alícuotas de huevos en una pipeta de 30 cm de longitud y de 3 mm de diámetro, con la que se contaron los huevos en buen y mal estado. Para obtener

datos fidedignos se tomó muestras de fondo, centro y superficie de la masa de huevos.

5.4.11 Larvicultura. Para esta etapa de desarrollo, fue necesario mantener la oxigenación constante y evitar la concentración de muchas larvas en un espacio reducido; para lo cual fue necesario sacar las larvas del bastidor separando membranas, huevos muertos y desechos orgánicos, que podían causar infecciones bacterianas, fúngicas y reducir el oxígeno. Las larvas obtenidas, se llevaron a 3 acuarios de 100 litros cada uno, y divididos en secciones para la distribución de larvas por replica, con aireación constante. Se contabilizaron los ejemplares que se encontraban en la fase larvaria, luego de 27 horas después de la fertilización. Para registrar el número de larvas, se contaron mediante muestras representativas y se extrapolo estos datos a la cantidad de oocitos obtenidos.

Después de 4 días de eclosionadas donde ya ha sido reabsorbido el saco vitelino, se alimento con spirulina liofilizada durante los primeros 2 días, después se alimento con *Artemia salina* por 8 días y finalmente se adiciono concentrado pulverizado con 43% de proteína, en escamas formulado para peces ornamentales por 6 días hasta que alcanzaron 1 g de peso.

5.5 DETERMINACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS DEL AGUA

Se monitoreo las condiciones físico químicas del agua tanto en la fase de reproducción como en la de larvicultura. (Anexo A)

5.6 TRATAMIENTOS

Los ejemplares se distribuyeron en 4 tratamientos con 3 replicas cada uno, de tal manera que cada tratamiento estaba conformado por 9 ejemplares (3 hembras y 6 machos) (Fig.29).

Las dosis hormonales propuestas se tomaron de acuerdo a las referencias de autores como: Acevedo¹⁰⁰, Valencia citado por Chaparro¹⁰¹ y Rottmann¹⁰², que recomiendan utilizar 5.5 mg/ kg de EPC, 5 UI/g HCG, 2.0 UI de HCG y 4.0 mg / Kg de EPC respectivamente.

¹⁰⁰ ACEVEDO, Op. cit., p. 78.

¹⁰¹ CHAPARRO, Op. cit., p. 159.

¹⁰² ROTTMAN, J, et. al. Hormone preparation, dosage calculation, and injection techniques for induced spawning of fish. En: SRAC. Vol. 425. p. 2.

Figura 29. Distribución de tratamientos y replicas

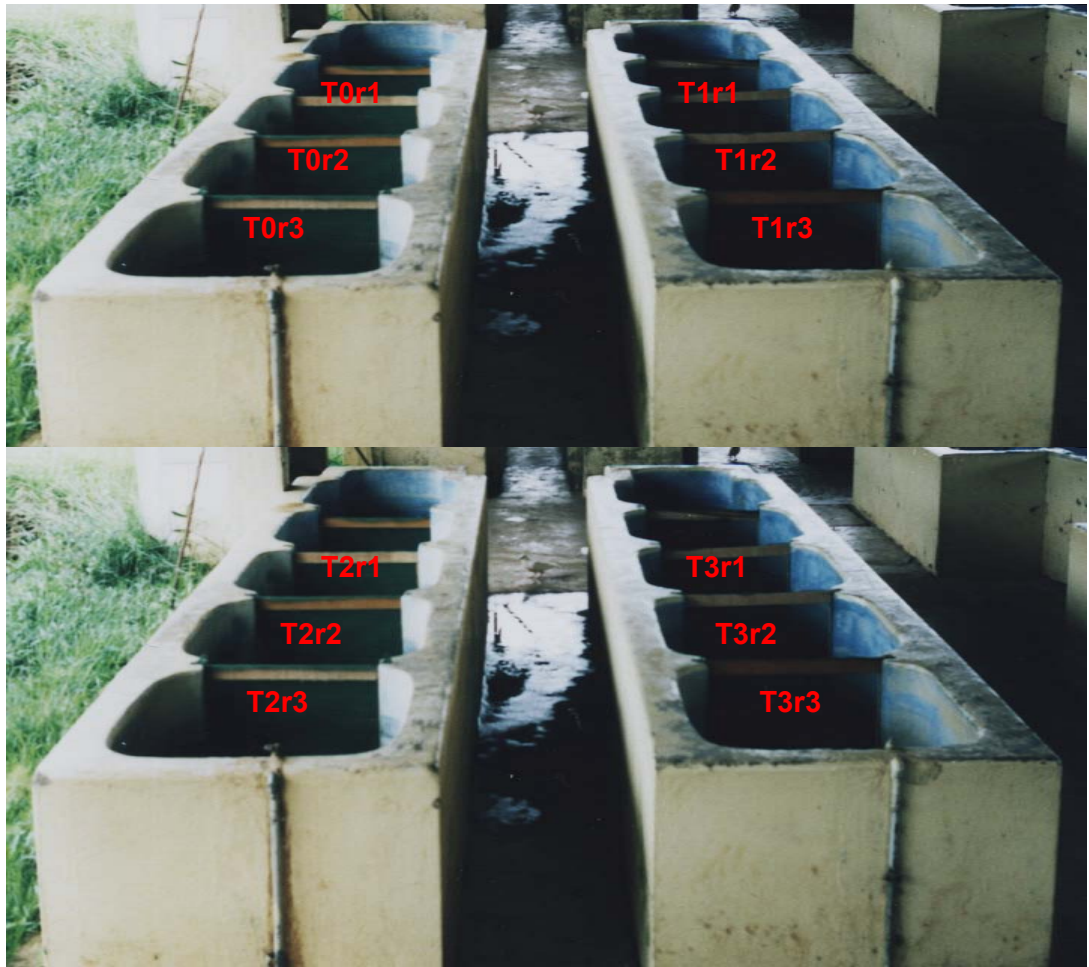


Tabla 1. Dosis Hormonales para cada Tratamiento

Dosis intervalo y temperatura	T1 Extracto pituitario de carpa	T2 Gonadotropina coriónica humana	T3 Extracto pituitario de carpa y gonadotropina coriónica humana
Dosis estimulante	1.1 mg/Kg	1.0UI/g	2.0UI/g (GCH)
Dosis resolutive	4.4mg/Kg	4.0UI/g	4.0 mg/kg (EPC)
Dosis total	5.5mg/Kg	5.0UI/g	
Intervalo entre dosis	12h	12h	12h
Temperatura	24.5°C	24.5°C	24.5°C

Tabla 2. Dosis hormonales empleadas por réplica

	Peso reproductores (kg)	Dosis inicial	Dosis resolutive	Dosis total
Tratamiento 1 EPC		1.1 mg/kg	4.4 mg/kg	5.5 mg/kg
		mg	mg	mg
T1 r1	0.265	0.29	1.16	1.45
T1 r2	0.220	0.24	0.96	1.21
T1 r3	0.212	0.23	0.93	1.16
Tratamiento 2 HCG		1 UI/g	4 UI/g	5 UI/g
		UI	UI	UI
T2 r1	0.07	70	280	350
T2 r2	0.365	365	1460	1825
T2 r3	0.138	138	552	690
Tratamiento 3 HCG + EPC		2 UI/g	4 mg/kg	
		UI	mg	
T3 r1	0.215	430	0.86	
T3 r2	0.210	420	0.84	
T3 r3	0.245	490	0.98	
		1340	2.68	

5.7 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANALISIS ESTADÍSTICO

Se empleó un diseño completamente al azar (DCA), tomando el peso inicial de las hembras como covariable, por lo cual se llevó a cabo un análisis de covarianza (ANCOVA); en la variable cantidad de oocitos obtenidos, determinando el mejor tratamiento según la prueba de medias ajustadas. En las variables propuestas; porcentaje de fertilización y de eclosión, se utilizó un análisis de varianza (ANOVA) y para comprobar la existencia de diferencias estadísticas significativas, se procedió a realizar una prueba de comparación múltiple de Tukey. Las variables se estimaron mediante el programa estadístico SAS versión 8.

Para la evaluación de la variable cantidad de oocitos obtenidos, se tuvo en cuenta el siguiente modelo lineal:

$$Y_{ij} = \mu + T_j + \beta(X_i - \bar{X}) + \Sigma_{ij}$$

Donde

Y_{ij} : Respuesta de la i -ésima unidad experimental que recibe el j -ésimo tratamiento.

μ : Media común para todas las observaciones (unidades experimentales).

T_j : Efecto del j -ésimo tratamiento.

$\beta(X_i - \bar{X})$: Efecto de la covariable (peso inicial).

Σ_{ij} : Error experimental asociado a la i-ésima unidad sometida al tratamiento j-ésima.

Las variables porcentaje de fertilización y eclosión se evaluaron mediante el siguiente modelo lineal:

$$Y_{ij} = \mu + T_j + \Sigma_{ij}$$

Donde

Y_{ij} : Respuesta de la i-ésima unidad experimental que recibe el j-ésimo tratamiento.

μ : Media común para todas las observaciones (unidades experimentales).

T_j : Efecto del j-ésimo tratamiento.

Σ_{ij} : Error experimental asociado a la i-ésima unidad sometida al tratamiento j-ésima.

5.8 FORMULACION DE HIPOTESIS

Las hipótesis planteadas fueron:

5.8.1 Prueba de hipótesis para la covariable en la cantidad de oocitos obtenidos

Hipótesis nula $H_0: \beta = 0$ El peso inicial no tiene un efecto lineal sobre la (s) respuesta (s)

Hipótesis alterna $H_1: \beta \neq 0$ El peso inicial tiene efecto lineal sobre la(s) respuesta (s)

5.8.2 Prueba de hipótesis para los tratamientos

Hipótesis nula $H_0 = \mu_0 = \mu_1 = \mu_2 = \mu_3$ El efecto medio de los tratamientos es igual.

Hipótesis alterna $H_1 = \mu_j \neq \mu_{j'}, j \neq j'$ Existe por lo menos un tratamiento que presenta un efecto medio diferente.

5.9 VARIABLES EVALUADAS

5.9.1 Características reproductivas. Se realizó un análisis del estado de maduración gonadal mediante características morfológicas y morfométricas, tomando en cuenta las formulas reportadas por Rodríguez¹⁰³:

- Factor de condición: De acuerdo a la relación entre la longitud total y el peso, se determinó el factor K que mide el grado de bienestar o estado de nutrición de la especie. ($K = W / L^b * 100$). W: Peso; L: Longitud; b: Pendiente de la regresión.
- Fecundidad: ($Hn = Wz$) donde Hn: número de oocitos por peso total de la hembra, W: peso total de la hembra, z: cantidad de oocitos obtenidos.
- Índice gonadosomático: ($IGS = \text{Peso gónada} / \text{Peso total} * 100$).
- Índice hepatosomático: ($IHS = \text{Peso del hígado} / \text{Peso total} * 100$).
- Horas grado. Se cuantificaron de acuerdo al tiempo midiendo la temperatura del agua cada hora, en cada fase de reproducción, desarrollo de huevos y larvas.

5.9.2 Efecto de las hormonas

- **Índice de ovulación.** Número de hembras ovuladas / número de hembras tratadas.
- **Número de oocitos.** Se cuantificó el número de oocitos producidos por ejemplar en los diferentes tratamientos.
- **Porcentaje de fertilización.** Esta variable se determinó mediante el número de oocitos fecundados.
- **Porcentaje de eclosión.** Para cada unidad experimental se contabilizó el número de larvas producidas, en el momento que rompen el corion.

5.9.3 Análisis parcial de costos. Para el análisis económico del proyecto, se utilizó un análisis parcial de costos, utilizando los costos variables de la hormona y el alimento, los cuales mantuvieron una incidencia directa en los resultados del ensayo. Los costos fijos considerados a los generados por mano de obra directa, transporte, instalaciones y equipos permanecieron constantes en los tratamientos

¹⁰³ RODRIGUEZ, Martha. Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces. México: AGT, 1992. p. 3-10.

y por tanto no se evaluaron, mediante esta metodología se estableció el costo de cada alevino producido en los distintos tratamientos y su rentabilidad.

6. PRESENTACION Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1 CARACTERÍSTICAS REPRODUCTIVAS

6.1.1 Características morfológicas. El macho presenta un color más oscuro que la hembra y generalmente es más pequeño, la papila urogenital es de forma aguda, posee un solo orificio en la parte extrema terminal, con una leve presión antero – posterior, se observa la presencia de semen cuando el ejemplar esta maduro. Las gónadas que se encuentran a lo largo de la cavidad abdominal, son ventrales a los riñones y a la vejiga hidrostática, inicialmente paralelas al hígado y continúan hasta la papila urogenital. Poseen lóbulos aplanados de color blanco en la parte anterior, en la región media se encuentran unos racimos de pequeños túbulos digitiformes y una masa de lóbulos que van disminuyendo de tamaño hasta la papila (Fig. 30).

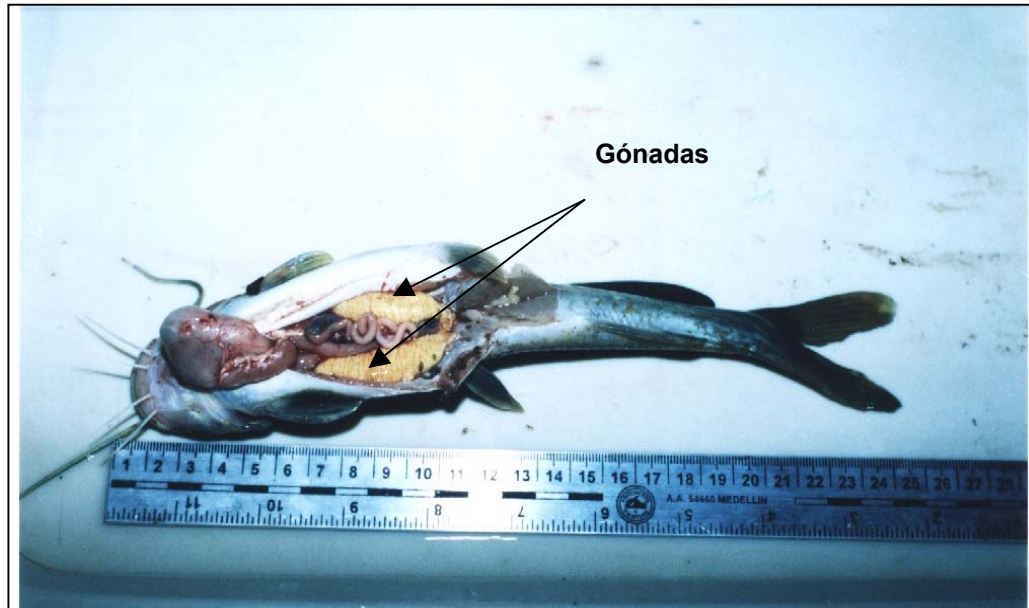
Figura 30. Gónada del macho.



En las hembras el cuerpo es de mayor tamaño, se diferencian de los machos por sus características fenotípicas tales como aumento del volumen abdominal, el cual es mayor a medida que el ejemplar se aproxima al estadio IV de madurez sexual, su papila es redondeada, vascularizada y enrojecida en épocas de reproducción. Las gónadas de la hembra que ocupan la cavidad abdominal, se encuentran en la misma posición que en el macho. Son un par de ovarios independientes en forma de sacos que se ubican a cada lado de la cavidad, en su parte anterior los sacos son redondeados y anchos, disminuyendo en forma cónica hacia la papila genital.

Los ovarios son bastante vascularizados y uno de ellos es más desarrollado que el otro (Fig. 31). Características similares a las observadas por Send (1975) citado por Alonso, et al¹⁰⁴, en el bagre de Canal *Ictalurus punctatus*, al igual que en el *Callophrys macropterus* a cerca de la madurez sexual.

Figura 31. Gónada de la hembra



El dimorfismo sexual de la especie *R. quelen* está marcado por el tamaño del cuerpo, abdomen distendido, ovarios fácilmente palpables, papila genital enrojecida y prominente, además, la forma y ubicación de las gónadas tanto en machos como en hembras de *R. quelen* corresponden al esquema estructural que presentan los Siluriformes como lo señala Acevedo y Angel¹⁰⁵, en la reproducción de *P. fasciatum* y *P. grosskopfii*, igualmente en otros silúridos en los que se ha trabajado la reproducción en cautiverio, es evidente la diferencia de tamaños del macho y de la hembra como sucede con el *Rhamdia sapo* (bagre negro), estudiado por Luchini y Rangel, en *Pseudoplatystoma fasciatum* por Kossousky, Madrid y Nielsen et al y en *Clarias gariepinus* (bagre africano) analizado por Viveen et al, citados por Alonso, et al¹⁰⁶. Para confirmar el grado de maduración gonadal en la que se encontraban los reproductores, fue necesario determinar las

¹⁰⁴ ALONSO, Op. cit., p. 102.

¹⁰⁵ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 51.

¹⁰⁶ ALONSO, Op. cit., p. 104.

características fenotípicas de las gónadas y el desarrollo del oocito, de acuerdo a los estadios de maduración gonadal (Tabla. 3 y 4).

Tabla 3. Escala de maduración sexual para la especie *R. quelen*

Estadio	Características de las gónadas	
	Hembra	Macho
I	Presencia de órganos sexuales pequeños, ovarios de color rozado pálido, no se miran los óvulos a simple vista.	Testículos delgados y translucidos.
II	Los ovarios se tornan amarillos, con óvulos pequeños e irrigación sanguínea.	Los testículos poseen filamentos definidos de color blanco y presencia de irrigación sanguínea en la gónada.
III	Ovarios de color amarillo, irrigación sanguínea acentuada, los óvulos incrementan de tamaño y están próximos al desove.	Testículos con color blanco lechoso, presencia de irrigación sanguínea. No presentan liquido, seminal cuando se les presiona el vientre.
IV	Los ovarios ocupan la mayor parte de la cavidad abdominal, óvulos de color amarillo y grandes, aumento del volumen abdominal, papila redondeada, vascularizada y enrojecida; con una leve presión abdominal se obtienen oocitos. (Fig. 31)	Salida de esperma con una leve presión anteroposterior. Los testículos han alcanzado su máximo peso, la gónada decrece rápidamente por el inicio del proceso de desove. (Fig.30)
V	Apertura genital inflamada, ovarios congestionados.	Órgano sexual flácido, los gametos ya se han expulsado.

Tabla 4. Estadios de maduración de los oocitos en el *R. quelen*

Estadio	Características
I	La vesícula germinal (núcleo), se ubica en el centro.
II	El núcleo, empieza a migrar y se encuentra antes de la mitad del camino al polo animal.
III	La vesícula germinal se ubica mas allá de la mitad del camino al polo animal (Fig. 32).
IV	Núcleo acéntrico, situado cerca al micrópilo, se desintegra la membrana nuclear y empieza la meiosis II antes de la ovulación.
V	Folículos atrésicos, se inicia el proceso de reabsorción.

Figura 32. Núcleo en migración.



6.1.2 Características morfométricas.

◆ **Pesos y tallas de reproducción.** Para la reproducción inducida con hormonas, se utilizaron 36 animales, de los fueron 12 hembras con un peso promedio de 217.91 +/- 48.14 g y una longitud total promedio de 31.7 +/- 2.83 cm.

Los machos con peso promedio de 137.20 +/- 13.18 g y la longitud total promedio de 26.97 +/- 0.86 cm (Tabla 5). En el estudio se registraron tallas mínimas de 22 cm para las hembras y 23 cm para los machos, valores cercanos al intervalo determinado por Acevedo y Angel¹⁰⁷, en *Pimelodus grosskopfii* con talla mínima de madurez para machos de 25 cm y hembras de 29.5 cm, en el *P. fasciatum*, con tallas de madurez en machos de 19.4 cm y 26.6 cm para las hembras.

◆ **Índice de condición de la especie.** Los valores obtenidos se cualificaron de acuerdo a los rangos de Bagenal y Tesh, (1978) citados por Cetina¹⁰⁸, quienes sustentan que los valores del factor de condición para peces óseos, pueden variar entre 2 y 4. Los ejemplares capturados, presentaron índices de robustez en promedio para hembras 2.60 +/- 0.20, y para machos de 2.41 +/- 0.08. El factor k, menor en machos se debe al menor peso gonadal. Los índices registrados se encuentran dentro de los rangos propuestos, los valores obtenidos pueden deberse a el periodo de estudio en época de invierno, en la que se dispone de mayor cantidad y calidad de alimento. Cetina¹⁰⁹, encontró en la especie *Sorubim lima* valores de K entre 2.72 y 2.68, semejantes a los encontrados en este estudio. Para Cetina¹¹⁰, el factor de condición está influenciado por factores internos y externos, reflejando variaciones fisiológicas de los individuos en función del medio ambiente. Esta característica, de buena alimentación se encuentra asociada directamente con la maduración de los órganos reproductores y la adecuada producción de células sexuales.

¹⁰⁷ ACEVEDO, Op. cit., p. 90-91.

¹⁰⁸ CETINA, Wilson, et al. Análisis cuantitativo del cultivo intensivo del bagre blanco (*Sorubim lima*, Bloch 1801) en estanques de cemento. En : II CONGRESO SURAMERICANO DE ACUACULTURA (13 : 1999 : Puerto la cruz. Venezuela). Memorias del II Congreso Suramericano, 1999, p. 122.

¹⁰⁹ Ibid., p. 7.

¹¹⁰ Ibid., p. 7.

Tabla 5. Peso, talla y factor de condición para hembras y machos de R. quelen

Tratamiento	Replica	Hembra			Macho1			Macho2		
		Peso (g)	Talla (cm)	Factor K	Peso (g)	Talla (cm)	Factor k	Peso (g)	Talla (cm)	Factor k
0	1	280	35	2.50	112	26	2.20	160	29	2.36
	2	145	27	2.55	138	27	2.45	108	24	2.61
	3	251	34.5	2.60	128	26.5	2.39	112	25	2.43
1	1	265	34.9	2.38	110	24.5	2.52	195	29.5	2.75
	2	220	34	2.12	195	29.5	2.75	130	27	2.31
	3	212	32	2.39	120	26	2.35	120	26	2.35
2	1	70	22	2.24	165	29	2.43	150	28.5	2.31
	2	365	37	2.81	170	29.5	2.39	120	26	2.35
	3	138	26	2.68	195	29.5	2.75	170	29	2.50
3	1	215	33	2.87	140	27.5	2.37	115	29	1.69
	2	210	31	3.36	85	23	2.30	100	23.5	2.55
	3	245	34	2.76	120	26	2.35	135	27	2.40

▪ **Fecundidad, índices Gonadosomático (IGS) y Hepatosomático (IHS).**

La fecundidad absoluta encontrada en hembras en estadio de madurez avanzado, fue de 21.300 a 102.500 oocitos, la fecundidad relativa fue de 163.846 a 244.048 oocitos por Kg. En *Leporinus macrocephalus*, Reynalte, et al¹¹¹, reportan una fecundidad de 35.200 y 461.680 oocitos por hembra en reproductores de 1200 g. Para Junca¹¹², en la especie *Pimelodus pictus* la fecundidad relativa fue de 141.048 a 256.226 oocitos / kg. Según Mc-Gregor (1957), Carlander (1969) y Vazzoler citados por Junca¹¹³, la fecundidad puede alterarse por el tipo de desove, la duración de la época reproductiva, la reabsorción de los óvulos y demás factores extrínsecos (ambientales) e intrínsecos (metabólicos); por lo cual la fecundidad es el reflejo de la relación entre varios grupos de factores sobre cada organismo. Jonson (1969) citado por el mismo autor, sostiene que la fecundidad, está determinada por factores biológicos y ambientales, tales como el estado de nutrición, la densidad de las poblaciones, temperatura y el fotoperíodo. Bagenal y Cala enfatizan sobre la posible relación entre la fecundidad y la edad.

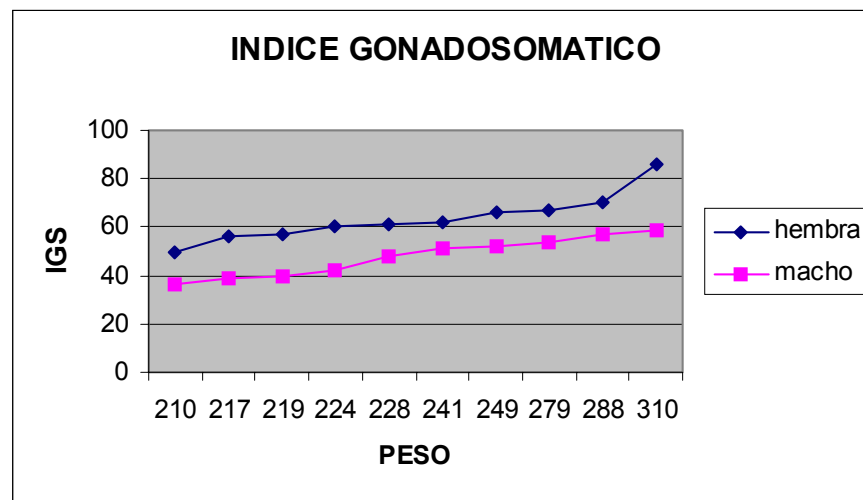
¹¹¹ REYNALTE, David, RETINA, Esquivel. Reproducción Inducida del Piacu, *leporinus macrocephalus* (. Garavello y Britski, 1988) (Characiformes, Anastomidae). Boletín Do Instituto da pesca, Sao Paulo, Brasil, 2002. p. 18.

¹¹² JUNCA, Víctor, Et al. Fecundidad del tigrilo *Pimelodus pictus* (Steindachner, 1876) (Piscis: siluriformes: pimelodidae). En: Boletín Científico. Vol. 7. INPA, (2002): p. 40.

¹¹³ Ibid., p. 41.

En el presente estudio se estableció un índice gonadosomático promedio para hembras 25.75 +/- 1.95% y 19.44 +/- 0.82% para machos (Fig. 33), en consecuencia el tamaño, el peso del ovario, el número de oocitos y el IGS, están en proporción con la longitud del pez. Así el IGS es más alto inmediatamente antes de la ovulación; de echo las hembras que estaban en la etapa preovulatoria, presentaron gónadas con un peso considerable en relación al peso total. Los machos examinados, también presentaron la característica que a mayor maduración gonadal, hay un mayor peso y por ende un IGS más alto. Esta investigación se puede comparar con el estudio realizado por Cala y Sarmiento (1982), citado por Vasquez¹¹⁴, en la especie *E. mutisii* en la laguna de muña, quienes observaron en cortes histológicos la mayoría de los oocitos en estadio IV y un IGS mayor del 12%. Rodríguez¹¹⁵, reporta en el caso de *Cyprinus carpio*, un índice gonadosomático de 29.80% para las hembras y 20.39% para los machos, durante la etapa reproductiva.

Figura 33. Índice gonadosomático en hembras y machos de *R. quelen*



Lo anterior concuerda con esta investigación, en la que las hembras se encontraban en estado de desarrollo IV, presentando índices gonadosomáticos semejantes a los encontrados. Vassoler (1982) reportado por junca¹¹⁶, al referirse al estado de maduración gonadal, afirma que el índice gonadosomático, expresa el cambio de las gónadas en la época reproductiva, con un aumento del peso de

¹¹⁴ VASQUEZ, Fernando, et al. Hábitos alimentarios y vida reproductiva del capitán de la sabana (*Eremophilus mutisii*) (pises) del tramo del río Bogota en el municipio de Suesca (Cundinamarca), Colombia, Bogota: Al Verde Vivo, 2003. p. 36.

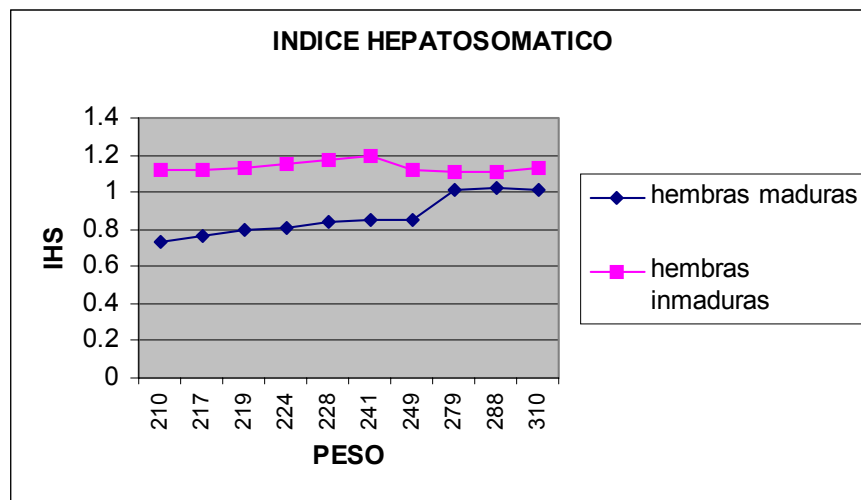
¹¹⁵ RODRÍGUEZ, Op. cit., p. 8.

¹¹⁶ JUNCA, Et al. Op. cit., p. 38.

las mismas. Arango y Rodas citados por el mismo autor, aseguran que un índice gonadosomático alto es indicativo del grado de condición del pez, que reflejan una buena alimentación, en consecuencia un crecimiento rápido y una elevada fecundidad.

El índice hepatosomático en hembras maduras fue de 0.87 ± 0.14 (Fig. 34), observándose en las hembras inmaduras, índices hepatosomáticos altos (superiores a 1.0), debido a que no iniciaban la producción de vitelogenina exógena, a diferencia de las hembras maduras, en las que el peso del hígado disminuye debido a la producción de esta proteína (Harvey y Hoar)¹¹⁷. Esto concuerda con lo verificado por Tyler citado por Vásquez¹¹⁸, en el que afirma que el hígado es de crucial importancia fisiológica para el desarrollo de los ovarios, la maduración de los oocitos y su preservación en el interior de las hembras, hasta que se efectúa el desove. Junca¹¹⁹, en la especie *Pimelodus pictus*, argumenta que el índice hepatosomático promedio para la especie fue de 1.68 ± 0.21 superiores a los encontrados en este estudio.

Figura 34. Índice hepatosomático en hembras de *R. quelen*.



♦ **Horas grado.** Según Woynarovich, E y Horváth, L¹²⁰, el conocimiento de este parámetro, permite determinar el momento preciso para realizar el proceso de desove natural o artificial y evitar que los óvulos se reabsorban.

¹¹⁷ HARVEY Y HOAR, Op. cit., p. 10.

¹¹⁸ VASQUEZ, Op. cit., p. 36.

¹¹⁹ JUNCA, Et al. Op. cit., p. 42.

¹²⁰ WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 15.

Acevedo y Angel¹²¹, sostienen que la importancia de las horas grado, radica en conseguir oocitos aptos para la fecundación; un mayor o menor tiempo, reduce el porcentaje de fertilización; por ello, fue esencial proceder al desove artificial de las hembras ovuladas, tan pronto como la mayoría de los oocitos estaban en el estadio IV de madurez.

Woynarovich, E y Horváth, L¹²², comprobaron que el periodo, en que los oocitos tardan de pasar de estadio IV a estadio V es poco y varia según las distintas especies, por ejemplo en carpa común (*C. carpio*) el tiempo que tarda de pasar de estadio maduro a excesivamente maduro, es de 50 - 80 minutos, en la carpa herbívora (*Ctenopharigodon idella*) de 30 a 40 minutos y en el bacachico (*Prochilodus sp*) es de 20 a 30 minutos. Los mismos autores observaron, que si se incluye una o más inyecciones preparatorias y solo una inyección final, la ovulación durará 240 a 260 horas – grado, en aguas de 21 a 22°C de temperatura, es decir, 12 a 13 horas desde la última inyección; intervalos cercanos a los obtenidos en este estudio, en el cual, con una dosis inicial y otra resolutive, se logró desencadenar el proceso final de maduración de la especie, así el tiempo entre la última inyección y el desove fue de 12 horas a temperatura promedio de 24.5°C, equivalente a 294 horas grado (Tabla 6). Que son similares a los reportados para otras especies (Tabla 7).

Tabla 6. Horas grado registradas desde la aplicación de la segunda dosis hasta la fase larvaria.

Etapas del Proceso	Aplicación de la segunda dosis	Periodo de latencia	Fase de incubación	Fase Larvaria
Temperatura Promedio(°C)	24.5	24.5	24.65	24.65
Horas (H)	12	12	24	112 horas (4.6 días)
Horas grado(°H)	294	294	592	2761

¹²¹ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 103.

¹²² WOYNAROVICH, E y HORVÁTH, L, Op. cit., p. 15.

Tabla 7. Tabla comparativa de las horas grado registradas en cada proceso

Especie	Puesta de latencia			Fase de incubación			Fase larvaria			Autor
	°C	°H	Horas	°C	°H	Horas	°C	°H	Horas	
<i>Pimelodus grosskopfii</i>	26.7	187	28	25	475	19	25	110	44	Acevedo y Angel ¹²³
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	25-29	220 a 240	8.8-8	32	746	23	32	746	23	Acevedo y Angel ¹²⁴
<i>Brycon hillary</i>	27.5	197	7	26.6	401.8	15	27	378	14	Galviz ¹²⁵

Los mismos autores¹²⁶, determinaron que el tiempo que dura la fase larvaria, depende de la temperatura, debido a que esta acelera el metabolismo y la producción de la enzima que disuelve el material que forma el corión del huevo, así, si el agua de la incubadora presenta una temperatura alta, la falta de sincronización entre el desarrollo del embrión y la producción de enzimas, puede dar una eclosión prematura, con el nacimiento de larvas débiles. Si la temperatura del agua no es adecuada, el embrión no puede salir del huevo a causa del retraso en la producción de la enzima disolvente. La larva sigue desarrollándose dentro del huevo y eclosionará, solo cuando la temperatura sea optima, de ahí la importancia de calcular las horas grado registradas en el proceso de eclosión de las larvas.

6.2 EVALUACIÓN COMPARATIVA DEL EFECTO DE LAS HORMONAS

El tratamiento T₀ conformado por animales maduros no inducidos, no presentaron respuesta de cortejo y desove natural en las estanques de reproducción; observándose que todos los oocitos pasaron a estadio V de regresión. Igualmente, en ningún tratamiento fueron inducidos los machos debido a que en todos los ejemplares, fue posible obtener suficiente semen por simple presión abdominal anteroposterior, además, la relación utilizada de 2 machos por 1 hembra garantizó la fertilización de los óvulos.

¹²³ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 89.

¹²⁴ Ibid., p. 89.

¹²⁵ GALVIZ, Roberto. Inducción a la reproducción artificial del sábalo amazónico *Brycon hillary* mediante la utilización del extracto pituitario de carpa en la estación piscícola VAI. Asociación de Acuicultores del Caquetá, (Colombia), 2003. p. 28.

¹²⁶ Ibid., p.15.

6.2.1 Índice de ovulación. Los tratamientos 1,2,3 fueron positivos 100%, lo que significa que fueron igualmente efectivos, en cuanto a la reproducción inducida en cautiverio en las dosis propuestas (Tabla 8).

Tabla 8. Porcentajes de hembras ovuladas

Tratamiento	No Hembras ovuladas / No Hembras tratadas	Resultado	Porcentaje
1	3/3	1	100%
2	3/3	1	100%
3	3/3	1	100%

Los resultados obtenidos se deben a que las cantidades aplicadas de hormonas fueron adecuadas para finalizar la cascada fisiológica: Hipotálamo-hipófisis-gónada con las suficientes cantidades y receptores adecuados de las respectivas hormonas (Carvajal)¹²⁷. Igualmente la efectividad de la hormona fue superior o igual a los resultados reportados por varios investigadores en diferentes peces (Tabla 9).

Los mejores resultados del presente estudio, se explican por las practicas de manejo implementadas para reducir el estrés, evitando la excesiva manipulación, que podía ocasionar involución gonadal completa, y más aún cuando los animales se encontraban en avanzado grado de madurez. Así mismo, muchos de estos estudios emplean la canulación para determinar el grado de maduración, generando en algunos casos involución gonadal e incluso el taponamiento con coágulos de sangre del oviducto, impidiendo la salida de los oocitos. El método utilizado en este estudio de obtener una pequeña muestra de oocitos por extrusión y observar al microscopio la migración de la vesícula germinativa, resultó ser eficiente para determinar el momento adecuado de la inducción.

¹²⁷ CARVAJAL. Op. cit., p. 21.

Tabla 9. Tabla comparativa del porcentaje de hembras ovuladas con respecto a las tratadas.

Especie	Hormona	Dosis	Hembras ovuladas (%)	Autor
<i>Rhamdia sapo</i>	HCG	1000, 800 y 600 UI/Kg	92%, 94% y 100%	Zoel, et al ¹²⁸
<i>Pimelodus grosskopfii</i>	EPC	5.5 mg/Kg	100%	Acevedo y angel ¹²⁹
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	HCG	8 UI/g	0%	Contreras ¹³⁰
<i>Brycon Siebenthalae</i>	EPC	5.5 mg/kg	50%	Carrasco ¹³¹
<i>Prochilodus scrofa</i>	HCG	5 UI/g y 10 UI/g	30%	Fenerich citado por Mojica ¹³²
<i>Brycon Hilarii</i>	EPC	5.5 mg/kg	41%	Gálvis ¹³³
<i>Prochilodus scrofa</i>	EPC	5.5mg/Kg	66%	Mojica ¹³⁴

6.2.2 Número de oocitos. De acuerdo a la cantidad de oocitos producidos por hembra en cada tratamiento (Fig. 35), se realizó una prueba de covarianza (Anexo.B), en el que se detectaron diferencias significativas tanto para la covariable (peso), como para los tratamientos, observando que el peso tiene un efecto lineal sobre el número de oocitos, con lo anterior, se procedió a realizar una prueba de medias mínimo cuadráticas para establecer cual de los tratamientos fue el mejor (Tabla 10).

¹²⁸ VARELA, Zoel. Reproducción artificial del bagre negro (*Rhamdia sapo*).Montevideo, Uruguay: FAO, 1982. p. 4.

¹²⁹ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 115.

¹³⁰ CONTRERAS, Pedro. Resultados preliminares de la reproducción inducida del bagre rayado(*Pseudoplatystoma fasciatum*) (Linnaeus,1766). Inderena. 1989. p. 18.

¹³¹ CARRASCO, Sandra, Et al. Inducción a la ovulación y desove del Yamú (*Brycon Siebenthalae*) con implantes de m Gn RH-a. Meta, Colombia: IALL, 2002.p.21.

¹³² MOJICA, Op. cit., p. 9.

¹³³ GALVIZ, Op. cit., p. 22.

¹³⁴ MOJICA, Op. cit., p. 17.

Figura 35. Extrusión de los oocitos de la hembra.



Tabla 10. Ajuste de medias de tratamientos para la variable número de oocitos

Tratamiento	Media porcentual del peso (kg)	Media ajustada en miles (# de oocitos)	Número de oocitos por kg (miles)
1	0.232	29,258	126.112
2	0.191	63,527	332.602
3	0.223	26.494	118.695

Al realizar la comparación de medias ajustadas, el tratamiento que reportó la mejor media ajustada para la covariable (Peso) fue el T2 con 5 UI/g (HCG) la cual produjo 332.602 oocitos por kilogramo, sin embargo los tratamientos 1 y 3 no registraron diferencias estadísticas significativas por lo que estadísticamente son iguales.

Según Nagahama citado por Carvajal¹³⁵, durante la maduración, los oocitos intrafolículos desarrollan la habilidad de sufrir competencia maduracional en respuesta a la estimulación hormonal; la cual consiste en el incremento de la sensibilidad del oocito hacia ciertas hormonas y ocurre bajo el control de la GtH II. La competencia maduracional esta asociada con el incremento de receptores de

¹³⁵ CARVAJAL, Op. cit., p. 10.

maduración, en el oocito y el número de canales de unión del oocito con las células granulosas.

Por tal razón el presente estudio, demostró que la especie *R quelen*, responde mejor a la gonadotropina coriónica humana (HCG), ya que posiblemente actuó sinérgicamente con las gonadotropinas propias del pez, permitiendo la producción de esteroides sexuales, que son los mediadores directos en el desarrollo gonadal, produjo la maduración de las vesículas del vitelo, la ovulación y el desove. Mientras que Carrillo, et al¹³⁶, manifiesta que los extractos hipofisarios solo actúan en la fase de la vitelogénesis y maduración, obteniéndose por esto menor cantidad de oocitos por kilogramo en este tratamiento.

En este estudio, se observó que la cantidad de oocitos por kilogramo producidos con EPC es mayor que los reportados por diferentes autores en otros peces (Tabla 11), excepto en la especie *Prochilodus scrofa*, la cual supera la cantidad de huevos producidos. En cuanto a la HCG, la dosis empleada en *Hoplias malabaricus* no incrementa la cantidad de huevos producidos con relación a la especie en cuestión. Sin embargo, no se encontró ningún reporte con resultados sobre la aplicación de (gonadotropina coriónica humana y extracto pituitario de carpa) aplicados simultáneamente, que permita comparar con los datos obtenidos en el tratamiento 3.

Tabla 11. Comparación del número de oocitos producidos

Especie	Hormona	Dosis	Total de huevos	Número de huevos por Kg	Autor
<i>Pimelodus grosskopfii</i>	EPC	5.5mg/Kg	16270.8	57493.29	Acevedo y angel ¹³⁷
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	EPC	5mg/Kg	294840	92137.5	Acevedo y Angel ¹³⁸
<i>Prochilodus scrofa</i>	EPC	5.5mg/Kg	250.104	247627	Mojica ¹³⁹
<i>Hoplias malabaricus</i>	HCG	400 UI/Kg	9620-17960	13473.38-15324.32	Querol y Querol ¹⁴⁰

¹³⁶ CARRILO, M, Op. cit., p. 213.

¹³⁷ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 114.

¹³⁸ Ibid., p. 108.

¹³⁹ MOJICA. Op. cit., p. 16.

¹⁴⁰ QUEROL , M, QUEROL, E, Op. cit., p. 56.

6.2.3 Efecto de las hormonas en el porcentaje de fertilización. Para cuantificar esta variable se tuvo en cuenta los huevos fértiles e infértiles (Fig. 36 y 37).

Figura 36. Huevos fértiles e infértiles

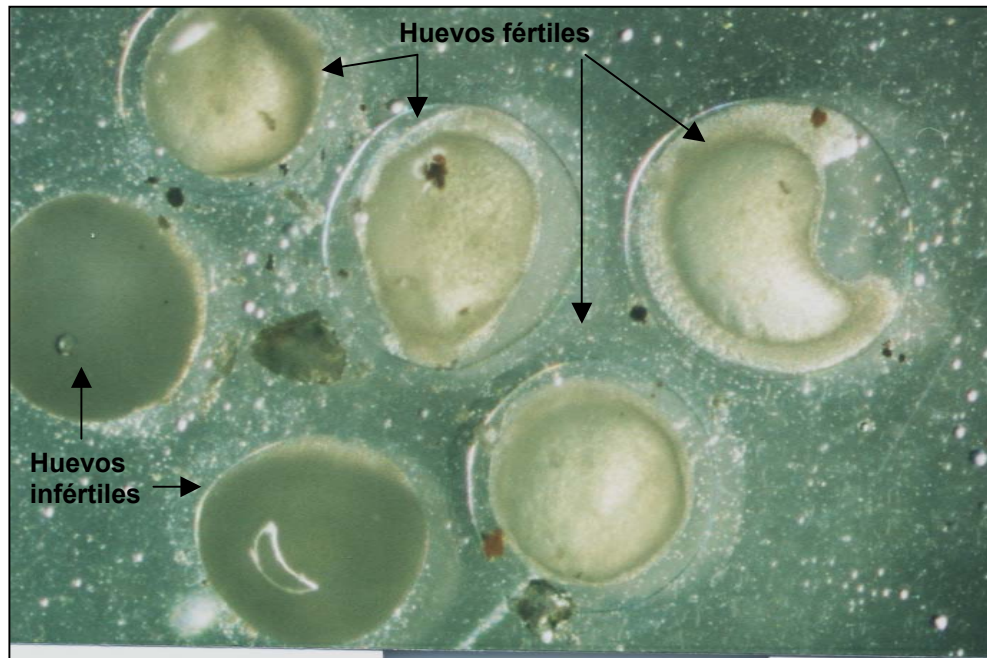
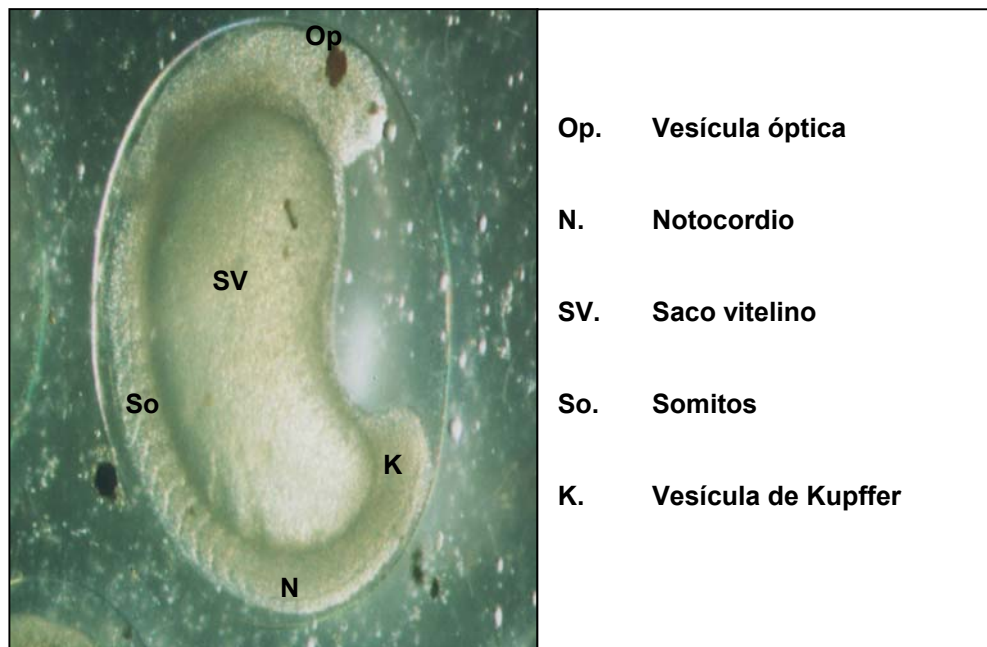


Figura 37. Huevo fértil



Realizando un análisis de varianza (Anexo C) de tal manera que los huevos fecundados inicialmente no se distinguen de los no fertilizados se dilatan del mismo modo y la polarización era igual, pero se retrazaban en la primera segmentación y el polo animal que de ordinario aparecía como un promontorio adquiría una forma inusual haciéndose alargado y puntiagudo, también se observó que los huevos fertilizados que sufrieron trastornos mecánicos por fricción y sacudidas presentaban células en el saco vitelino, generando mortalidad de los mismos. Sin embargo en el momento del cierre del blastoporo, se podía distinguir fácilmente los huevos en buen y mal estado con relación a los huevos no aptos y determinar en este momento el porcentaje de fertilización a las 6 horas después de la fecundación.

El análisis de varianza demostró que no existieron diferencias significativas para los tratamientos por lo tanto son iguales. Los porcentajes de fertilización se obtuvieron del total de oocitos producidos por tratamiento no por las medias ajustadas (Tabla 12).

Tabla 12. Porcentaje de fertilización

Tratamiento	Huevos fértiles	Porcentaje de fertilización %
1	32.035	32
2	53.634	31.09
3	27.689	32.5

El porcentaje de ovas fertilizadas se compararon con otros estudios reportados en la (Tabla 13), lo cual se explica por la ausencia de una sala de incubación adecuada que carece de control digital de temperatura, sistema de recirculación y filtros mecánicos, eléctricos y biológicos que en los estudios anteriormente mencionados si existen obteniendo altos porcentajes de fertilización. Según Maya¹⁴¹, las fluctuaciones bruscas de temperatura y el efecto de turbidez, son los factores que más afectan la etapa de fertilización y eclosión.

¹⁴¹ MAYA, Luis. Principales enfermedades de peces tropicales. Mocoa, Colombia: SENA - COPOAMAZONIA, 1997. p. 12-13.

Tabla 13. Comparación del porcentaje de fertilización.

Especie	Hormona	Dosis	% de Fertilización	Autor
<i>Pimelodus grosskopfii</i>	EPC	5 mg/Kg	87.92	Acevedo y angel ¹⁴²
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	EPC	5 mg/Kg	76.79	Acevedo y Angel ¹⁴³
<i>Brycon hilarii</i>	EPC	5.5 mg/Kg	63.49	Gálviz ¹⁴⁴
<i>Prochilodus scrofa</i>	HCG	5 UI/g y 10 UI/g	90	Fenerich citado por Mojica ¹⁴⁵

6.2.4 Efecto de las hormonas en el porcentaje de eclosión.

De acuerdo a la cantidad de huevos eclosionados (Fig. 38, 39 y 40), por tratamiento, se efectuó un análisis de varianza (Anexo C); el cual demuestra que para esta variable, todos los tratamientos estadísticamente son iguales. El porcentaje de eclosión se obtuvo de acuerdo con el número total de oocitos por tratamiento no por las medias ajustadas.

Tabla 14. Porcentaje de eclosión.

Tratamiento	Larvas	Porcentaje de eclosión(%)
1	12.013	12 %
2	16.263	9.43 %
3	9.371	11 %

¹⁴² ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 116.

¹⁴³ Ibid., p. 110.

¹⁴⁴ GALVIZ, Op. cit., p. 25.

¹⁴⁵ MOJICA, Op. cit., p. 9.

Figura 38. Embrión en el momento en que rompe el corión observado al estereoscopio con magnificación de 4x

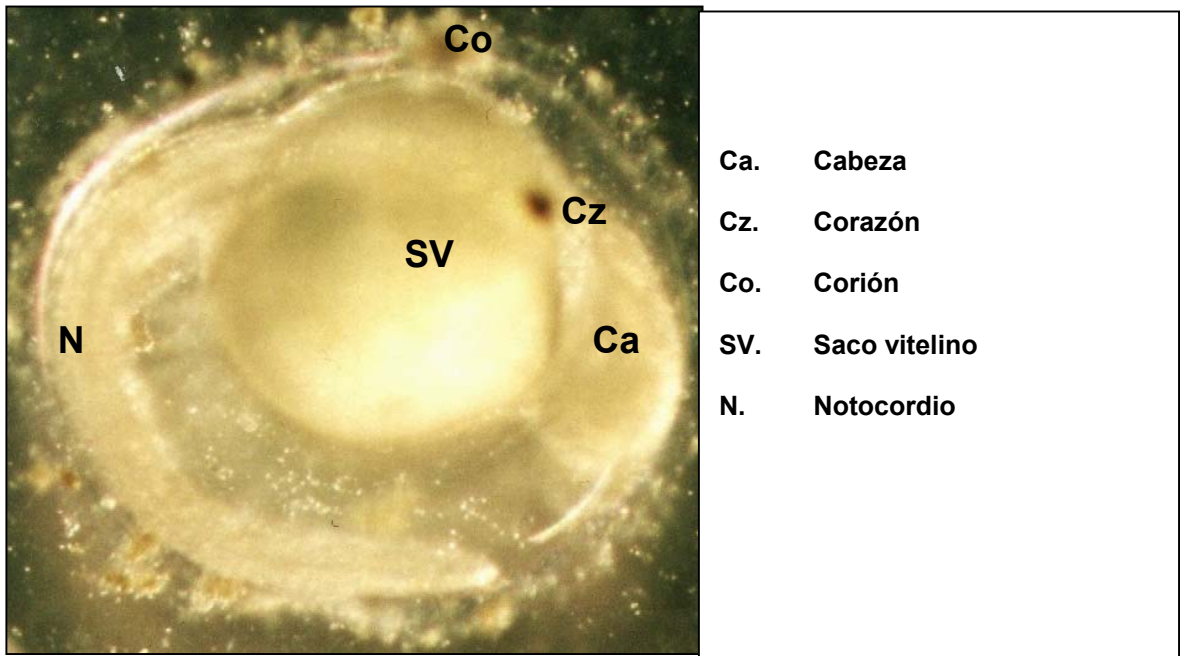


Figura 39. Larvas de *R. quelen* a las 32 horas de fertilizado observadas al estereoscopio con magnificación de 4x

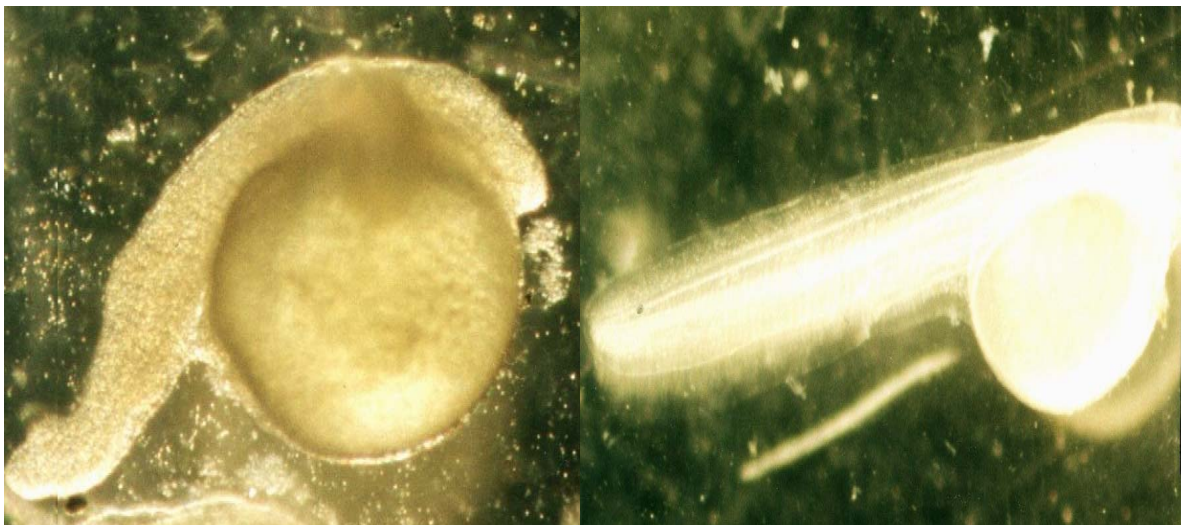


Figura 40. Larva de *R. quelen* a las 32 horas de fertilizado observada al microscopio con magnificación 4x.

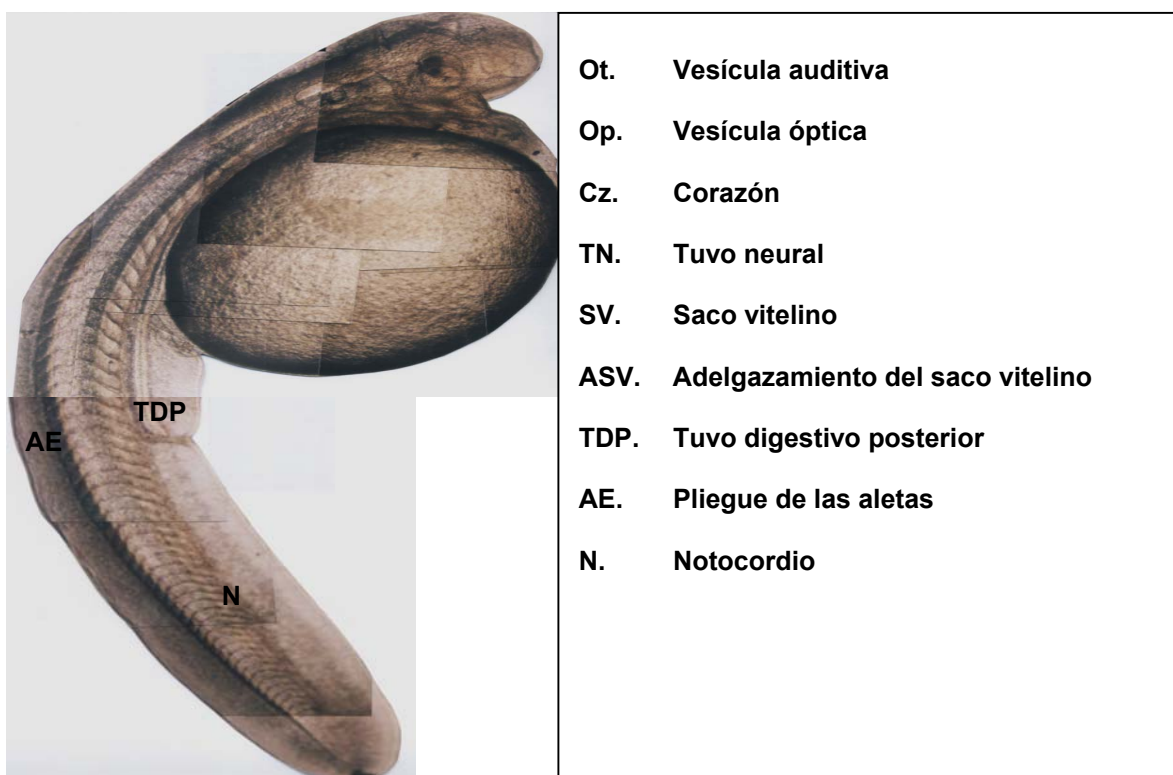


Tabla 15. Cuadro comparativo del porcentaje de eclosión

Especie	Hormona	Dosis	(%) de eclosión	Autor
<i>Brycon hilarii</i>	EPC	5.5mg/Kg	39.1%	Gálviz ¹⁴⁶
<i>Pimelodus grosskopfii</i>	EPC	5 mg/Kg	45.20%	Acevedo y angel ¹⁴⁷
<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>	EPC	5.0 mg/Kg	23.56%	Acevedo y angel ¹⁴⁸
<i>Rhamdia sapo</i>	GCH	1000 UI/kg	86%	Zoel, et al ¹⁴⁹

¹⁴⁶ GALVIZ, Op. cit., p. 28.

¹⁴⁷ ACEVEDO Y ANGEL, Op. cit., p. 116.

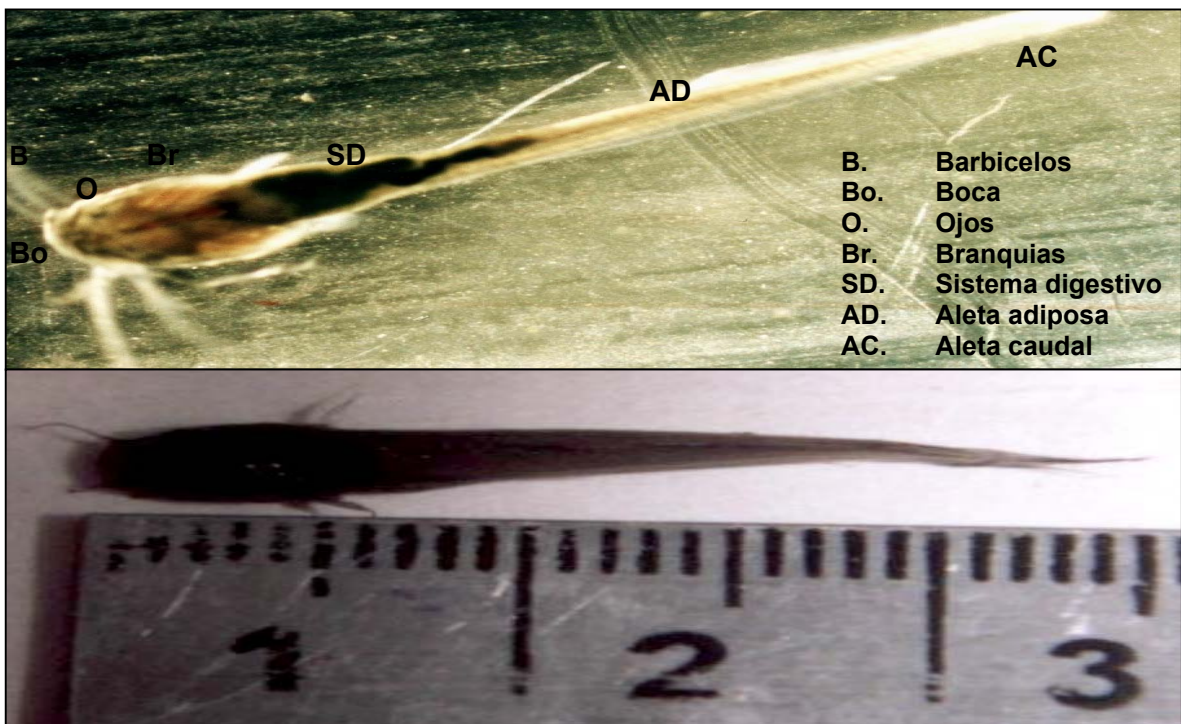
¹⁴⁸ Ibid., p. 110.

¹⁴⁹ ZOEL, Op. cit., p. 11.

Comparando los resultados obtenidos (Tabla 14), con los conseguidos en otros estudios (Tabla 15); se encontraron bajos porcentajes de eclosión, confirmándose, que las fases críticas de crecimiento y sobrevivencia, corresponden a la etapa larval, la cual se ve afectada por factores indicados anteriormente, que lesionan gravemente las branquias, interfiriendo en el proceso de oxigenación y por ende en los mecanismos metabólicos generales de crecimiento y sobrevivencia, causando por ultimo elevada mortalidad por sofocamiento, Maya¹⁵⁰.

Después de la fase de eclosión, las larvas se movían enérgicamente hacia la superficie y luego caían hacia el fondo, manteniendo sus colas en constante movimiento. Esta característica se debe a que las larvas en sus estadios iniciales, no tienen ningún órgano regulador del peso específico como la vejiga hidrostática y el proceso de respiración se da cuando el cuerpo de la larva absorbe el oxígeno disuelto en el agua por difusión, gracias a el conducto de Cuvier ampliado a un sistema capilar que recubre la vesícula vitelina y sirve de órgano respiratorio. Al finalizar la primera fase del desarrollo larval, cuando se formo la boca y el tubo digestivo, la larva subió a la superficie en busca de aire. Una vez allí llenó la vejiga hidrostática y consiguió el ajuste de sus movimientos, el cual les permitió nadar como peces adultos. Después siguieron con la etapa de alevinaje, se contó los alevinos y se extrapolo a la cantidad de oocitos obtenidos para realizar el análisis económico de acuerdo a los tratamientos.

Figura 41 . Alevinos de *R. quelen*.



¹⁵⁰ MAYA, Op. cit., p.12.

6.3 ANÁLISIS PARCIAL DE COSTOS

El precio por alevino se calculó de acuerdo a la cantidad de estos y el costo variable total, así se obtuvo que para el tratamiento T1 el costo variable total, fue de \$164, para el T2 \$ 412, para el T3 \$ 306. En este caso, la diferencia, se debe a la variación en el número de alevinos respecto a la cantidad de hormona utilizada y el costo de la alimentación tanto para reproductores como para alevinos. Si se propone un costo de \$200 por alevino de 1 gr se obtendría los siguientes beneficios \$17.600 para el tratamiento T1, \$20.400 para el tratamiento T2 y \$17.400 para el tratamiento T3.

Al realizar el análisis económico se encontró que los costos de la hormona dependen del peso de los reproductores y el tipo de hormona a emplear por tratamiento en las dosis recomendadas. Además, la cantidad de alimento suministrado, esta relacionado con el peso de los reproductores y la cantidad de alevinos obtenidos por tratamiento. En contraste, el tratamiento en el que más se invirtió, fue el tratamiento 2 con 50.63%, seguido por el tratamiento 3 con el 32.03% y por último el T1 con 17.33%. El tratamiento que produjo la mejor relación beneficio costo fue el tratamiento 1 con 1.22 U el cual indica que por cada peso invertido se obtienen 1.22 pesos según el análisis parcial de costos, los tratamientos 2 y 3 no presentaron beneficios económicos debido a que los costos son mayores que los ingresos. Cabe anotar que esta rentabilidad es parcial ya que no se tuvieron en cuenta los costos fijos (Tabla 16 y 17).

Tabla 16. Costos variables

Costo variable	Tratamiento 1	Tratamiento2	Tratamiento3
Hormona	3.066,40	28.650	15.544
Alimento	11.331,25	13.405,74	11.063,37
Total	14.397,65	42.055,74	26.607,37

Tabla 17. Análisis de costo variable total.

Tratamiento	Costo (\$)	Alevinos (U)	Costo larva (\$)	Precio de venta (\$)	Beneficio (\$)	Ingreso neto (\$)	R b/c (U)
1	14.398	88	164	200	17.600	3.202	1.22
2	42.056	102	412	200	20.400	- 21.656	0.49
3	26.607	87	306	200	17.400	-9.207	0.65

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1 CONCLUSIONES

- ❖ Las dosis óptimas para la reproducción inducida de la especie *R. quelen* son: de extracto pituitario 5.5 mg/kg, gonadotropina coriónica humana 5 UI/gr y la combinación de las dos en dosis de; 2 UI/gr de gonadotropina coriónica humana y 4 mg/kg de extracto pituitario de carpa, en un intervalo de doce horas; las dosis hormonales son efectivas, siempre y cuando los reproductores presenten un estadio de maduración avanzado.
- ❖ Las hormonas utilizadas (EPC, HCG y EPC + HCG) fueron igualmente efectivas en la reproducción inducida de la especie nativa bagre del Patia (*R. quelen*).
- ❖ El Bagre del Patia (*R. quelen*) desova a temperaturas de 24.5°C y 294° hora. La incubación requiere 588° Hora, y la fase larvaria 2744° Hora.
- ❖ La gonadotropina coriónica humana (HCG) en dosis de 5 UI/gr registró el mejor efecto con relación a la producción de oocitos maduros, sin embargo el tipo de hormona no afecta el porcentaje de fertilización y el de eclosión. Además, con el extracto pituitario de carpa en dosis de 5.5 mg/kg de peso se obtiene los mejores beneficios en relación al costo.
- ❖ La menor sobrevivencia en las etapas de fertilización y eclosión se presentaron principalmente por la deficiente calidad físicoquímica del agua específicamente, por las fluctuaciones de temperatura y el nivel de turbidez alto, produciendo sofocamiento y graves lesiones fisiológicas a los peces.
- ❖ Las características que posee la especie *R. quelen*, como son los hábitos omnívoros, su rusticidad en cautiverio y la posibilidad de inducir su reproducción, le confiere a esta especie íctica nativa condiciones especiales para cultivarlo en cautiverio, con fines no solo de conservación sino también de explotación acuícola.

7.2 RECOMENDACIONES

- ❖ Evaluar nuevos inductores de la madurez sexual como los factores liberadores del hipotálamo y comparar su eficacia con HCG y EPC.
- ❖ Realizar nuevos ensayos con respecto a tipos de incubadoras que permitan tener una mayor viabilidad embrionaria y larval del bagre del Patía (*R. quelen*).
- ❖ Ensayar dietas elaboradas con distintos tipos de alimento natural tendientes a elevar los porcentajes de sobrevivencia en la larvicultura de esta especie.
- ❖ Implementar sistemas de filtros y recirculación con control térmico en el laboratorio de reproducción de la Estación Piscícola Las Tallas.
- ❖ Fomentar el cultivo de la especie íctica nativa (*R. quelen*) con fines de conservación y el desarrollo de proyectos de acuicultura sustentable.
- ❖ Aplicar la reglamentación tendiente a la conservación, protección del hábitat, control de la actividad de pesca de la especie íctica nativa (*R. quelen*) que aseguren su continuidad y permita detener el alto grado de perturbación a la que es sometida.

BIBLIOGRAFÍA

ACEVEDO, Carlos, ANGEL, Fabián. Reproducción inducida e incubación del bagre pintado (*Pseudoplatystoma fasciatum*) (Linnaeus, 1766) y barbudo (*Pimelodus grosskopfii*) (Steindachner, 1880) bajo condiciones del Valle del Cauca. Palmira, 1999, 123 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad Nacional. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

ALONSO, Juan, IBARRA, Sandra. Ensayos de reproducción Inducida en el Mapurito *Callophysus macropterus*, 1819 (*siluriformes*, *Pimelodidae*). Bogotá, 1991. 122 p. Trabajo de grado (Biología Marina) Fundación universitaria de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Facultad de biología Marina.

BALDISSEROTTO, Bernardo, PIAIA, Rosamari. Densidade de estocagem e crescimento de alevinos do jundiá *Rhamdia quelen*. En : Ciencia Rural. Vol. 30. (2000). 6 p.

BARNABE, Gilbert. Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura. Zaragoza, España: Acribia, 1996. 519 p.

BUSSING, William. Peces de las aguas continentales de Costa Rica. 2ed. San José, Costa Rica: Universidad de Costa Rica, 1998. 468 p.

CARRASCO, Sandra, ARIAS, José. Inducción a la ovulación y desove del Yamú (*Brycon Siebenthalae*) con implantes de m Gn RH-a. Meta, Colombia: IALL, 2002. 30 p.

CARRILLO, Mauricio; RODRÍGUEZ, Horacio; VICTORIA, Piedad. Fundamentos de acuicultura continental. 2 ed. Bogota: INPA, 2001. 423 p.

CARVAJAL, Miguel. "Inducción a la maduración y desove del róbalo (*Centropomus nigrescens*) en cautiverio mediante la utilización de hormonas HCG (Gonadotropina corionica humana) y LHRHa (Luteinizing Hormone Releasing Hormone Ethylamide)". CENAIM./Ecuador (citado el 15 Oct. 2003). 50 p.

Disponible en Internet <http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/tesisc/t28.pdf>.

CASTRO, Darío. Peces del río Putumayo. 2ed, Mocoa, Colombia: CORPOAMAZONIA, 1997. 174 p.

CETINA, Wilson, W, Charies, OLAYA, Nieto, ATENCIO, Víctor, SEGURA, Alonso. Análisis cuantitativo del cultivo intensivo del bagre blanco (Sorubim lima, Bloch 1801) en estanques de cemento. En : II CONGRESO SURAMERICANO DE ACUACULTURA (13 : 1999 : Puerto la cruz. Venezuela). Memorias del II Congreso Suramericano. 500 p.

CHAPARRO, Nicolás. Reproducción artificial y manipulación genética en peces. Barranquilla, Colombia ; Mejoras,1994. 207 p.

CONTRERAS, Pedro. Resultados preliminares de la reproducción inducida del bagre rayado(*Pseudoplatystoma fasciatum*)(Linnaeus,1766). Inderena. 1989. 21 p.

DORADO, Maria, GUERRERO, Luis. Optimización de una dosis hormonal para la reproducción del bocachico (*Prochilodus magdalenae*,1878). 3 ed. Bogota: INPA, 1995. 188 p.

GALVIZ, Roberto. Inducción a la reproducción artificial del sábalo amazónico *Brycon hillari* mediante la utilización del extracto pituitario de carpa en la estación piscícola VAI. Asociación de Acuicultores del Caquetá, (Colombia) 2003. 50 p.

HARVEY, Brian y HOAR, William. Teoría y Práctica de la Reproducción Inducida. Otawa, Canadá.1979. 48 p.

HURTADO, Hernán. "Estudio histológico del sistema digestivo del Capitán de la Sabana y análisis fisicoquímico y microbiológico de su hábitat para la su protección y conservación como especie promisoría (*Eremophilus mutisii*). Al Verde Vivo. / Colombia. (Citado el 15 Oct. 2003. 1 p.)
Disponble en Internet <[http:// www.alverdevivo.org/proyectocapitan.htm](http://www.alverdevivo.org/proyectocapitan.htm)>.

JUNCA, Victor, VALLEJO, Fabián, MOLANO, Mauricio y PINILLA, Gabriel. Fecundidad del tigrillo *Pimelodus pictus* (Steindachner, 1876) (Piscis: siluriformes: pimelodidae). En: Boletín Científico. Vol. 7. INPA, (2002). 48 p.

LUCHINI, Laura. Manual para el cultivo del bagre suramericano (*Rhamdia sapo*). Santiago, Chile: FAO, 1990. 60 p.

MARTINEZ, Piedad. Diseño y calculo del mini distrito de riego Vereda La Manguita Municipio del Patía estudio preliminar. Cali, 2000, 100 p. Trabajo de Grado(Ingeniería). Universidad del Valle. Facultad de Ingeniería.

MAYA, Luis. Principales enfermedades de peces tropicales. Mocoa, Colombia: SENA -COPOAMAZONIA, 1997. 39 p.

MOJICA, B. Efecto de LHRHa2 combinada con Domperidone (método Linpe) y de la Hipófisis de Carpa (HC)), en la maduración final y ovulación de Curimbatá *Prochilodus scrofa* (Stendachner, 1881) Seminario de acuicultura. Bogota: Universidad Nacional. 2003. 28 p.

ORTEGA, Armando; MURILLO, Oscar; PIMIENTA, Cleopatra y STERLING, José. Peces de la cuenca alta del río Cauca: Riqueza Ictiológica del valle del Cauca, Santiago de Cali: CVC, 2000 , 65 p.

ORTEGA, Jairo y VILLOTA, Carlos. Efecto de la buserelina en la calidad del semen de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) bajo condiciones de cautiverio. Pasto, 1994, 92 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias.

PARDO, Blanca. Revisión y recopilación sobre técnicas de reproducción inducida de silúridos de la cuenca del río Orinoco. Bogotá, 1995, 195 p. Trabajo de grado (Zootecnista). Universidad Nacional. Facultad de Veterinaria y Zootecnia.

QUEROL , Marcus, QUEROL, Enrique. Reproducción natural e inducida del *Hoplias malabaricus* (Bloch,1974), en tanques experimentais, na regio de uruguaiana, Pampa Brasileira, Brasil, 2003. 57 p.

REYNALTE, David, ESQUIVEL, Betina, ESQUIVEL, Juan, ZANIBONI, Eboy Reproducción Inducida del Piacu, *leporinus macrocephalus* (Garavello y Britski, 1988) (Characiformes, Anastomidae).Boletín Do Instituto da pesca, Sao Paulo, Brasil, 2002. 18 p.

Rhamdia quelen, FISHBASE. / Alemania. (Citado el 15 Oct. 2003). 1 p.

Disponible en Internet:

<http://www.fishbase.org/Summary/SpeciesSummary.cfmID=23351&genusname=Rhamdia&speciesname=quelen>

RODRÍGUEZ, Martha. Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces. México: AGT. 1992. 75 p.

ROTTMAN, R, SHIREMAM, J, CHAPMAN, F. Hormone preparation, dosage calculation, and injection techniques for induced sapawning of fish. En: SRAC. Vol. 425. 4 p.

S, Zanuy y Carrillo, M. Reproducción en acuicultura. Madrid, España. 1987. J. Espinosa de los Monteros y U. Labarta. 321 p.

VARELA, Zoel. Reproducción artificial del bagre negro (*Rhamdia sapo*).Montevideo, Uruguay: FAO,1982. 12 p.

VASQUEZ, Fernando, HURTADO Hernán, LÓPEZ ,Raúl , BOHÓRQUEZ, Paola, PINTO, Gloria, JIMÉNEZ, Andrea. Hábitos alimentarios y vida reproductiva del capitán de la sabana (*Eremophilus mutissi*)(Pisces) del tramo del río Bogota en el municipio de Suesca (Cundinamarca), Colombia. Bogota: Al Verde Vivo, 2003. 40 p.

WOYNAROVICH, Andras, WOYNAROVICH, Elek. Reproducción artificial de las especies *Colossoma* y *Piaractus* .Lima, Perú: Fondepes,1998. 40 p.

WOYNAROVICH, E. Y L. HORVÁTH, Propagación artificial de peces de aguas templadas. Roma, Italia: FAO, 1981. 32 p.

ANEXOS

Anexo A. Parámetros físico-químicos de las aguas

Parámetro	Rango deseable	Reproducción	Incubación
Temperatura °C	24-28	24.57	24.65
Oxígeno mg/l	3-8	6	4
Dureza mg/l	20-300	68	80
pH	6.5-9	7.0	7.5

Anexo B. Análisis de covarianza para el número de oocitos

FUENTE	gl	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	R. Cuadrado	F. calculado
Tratamiento	2	2.42677 E9	1.21338 E9	10.09	* 0.0176
Covariable	1	3.00698 E9	3.00698 E9	25.00	* 0.0041
Error	5	6.01364 E8	1.20273 E8		

*Significativo($P < 0.05$)

Ns No significativo

Anexo C. Análisis de varianza para el porcentaje de fertilización

FUENTE	gl	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	R. Cuadrado	F. Calculado
Tratamiento	2	1.28728 E8	6.43638 E7	0.80	Ns 0.4917
Error	6	4.82229 E8	8.03716 E7		

*Significativo ($P < 0.05$)

Ns No significativo

Anexo D. Análisis de varianza para el porcentaje de eclosión

FUENTE	gl	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	R. Cuadrado	F. Calculado
Tratamiento	2	8.06026 E6	4.03013 E6	0.53	Ns 0.6119
Error	6	4.53105 E7	7.55174 E6		

*Significativo ($P < 0.05$)

Ns No significativo