

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**



**“INDUCCIÓN A LA MADURACIÓN SEXUAL Y DESOVE DE  
*Oncorhynchus mykiss* “TRUCHA ARCO IRIS” POR FOTOPERIODO  
EN EL CIPBS – CHUCUITO, UNA PUNO”**

**TESIS**

**PRESENTADO POR:**

**Bach. DARWIN ISACC SALAMANCA CANSAYA**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

**LICENCIADO EN BIOLOGÍA**

**PUNO – PERÚ**

**2020**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**

“INDUCCIÓN A LA MADURACIÓN SEXUAL Y DESOVE DE *Oncorhynchus mykiss* “TRUCHA ARCO IRIS” POR FOTOPERIODO EN EL CIPBS – CHUCUITO  
UNA PUNO”

**TESIS**

**PRESENTADO POR:**

Bach. DARWIN ISACC SALAMANCA CANSAYA

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

LICENCIADO EN BIOLOGÍA

**APROBADO POR:**

**PRESIDENTE:**

  
Ing. M. Sc. FELIX RODOLFO MEZA ROMUALDO

**PRIMER MIEMBRO:**

  
Ing. M. Sc. JOSE DAVID VELEZVIA DÍAZ

**SEGUNDO MIEMBRO:**

D. Sc. BELISARIO MANTILLA MENDOZA

**DIRECTOR / ASESOR:**

  
Ing. M. Sc. EDWIN FEDERICO ORNA RIVAS

Fecha de sustentación: 10/01/2020

ÁREA : Ciencias Biomédicas

TEMA : Biología reproductiva de peces de cultivo.



## Urkund Analysis Result

Analysed Document: Borrador-Tesis-2020F.pdf (D62363657)  
Submitted: 1/14/2020 7:48:00 PM  
Submitted By: acanales@unap.edu.pe  
Significance: 7 %

### Sources included in the report:

TESIS MONICA CARDENAS.docx (D14077781)  
anteproyecto Bravo Verenice 010618.docx (D39763861)  
TESIS LUDENA FINAL - NUEVO NOMBRE.pdf (D36420565)  
TESIS DE JOSE LUIS CORDOVA GOMEZ.docx (D28640254)  
1A\_Chumpitaz\_Fernandez\_Alex\_Enrique\_Titulo\_Profesional\_2017.pdf (D30509083)  
Propuesta de libro-Juan Ortiz Tirado.pdf (D12717791)  
<https://www.slideshare.net/mariaalanoca/bases-fisiologicas-de-la-reproduccion-de-peces-tropicales>  
1dcf2410-d4a9-416e-abff-02736c81253c  
3540d8e9-6d25-40da-97e2-62c7e1639d80  
550b93fa-6912-47ff-a011-aab915de44ed  
378e9ed7-12ee-484c-8a8b-bacea05e3772  
17689fad-1de6-41b3-a459-8fc2d07f5845  
<https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/127/1/235961.pdf>  
<https://repositorio.unicach.mx/bitstream/20.500.12114/2369/1/BIOM%20639.3%20H47%202018.pdf>

### Instances where selected sources appear:

52

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA "INDUCCIÓN A LA MADURACIÓN SEXUAL Y DESOVE DE *Oncorhynchus mykiss* "TRUCHA ARCO IRIS" POR FOTOPERIODO EN EL CIPBS - CHUCUITO, UNA PUNO" TESIS PRESENTADO POR: Bach. DARWIN ISACC SALAMANCA CANSAYA PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE: LICENCIADO EN BIOLOGÍA PUNO - PERÚ 2020

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA "INDUCCIÓN A LA MADURACIÓN SEXUAL Y DESOVE DE *Oncorhynchus mykiss* "TRUCHA ARCO IRIS" POR FOTOPERIODO EN EL CIPBS - CHUCUITO, UNA PUNO" TESIS PRESENTADO POR: Bach. DARWIN ISACC SALAMANCA CANSAYA PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE: LICENCIADO EN BIOLOGÍA APROBADO POR:  
 PRESIDENTE: \_\_\_\_\_ Ing. M. Sc. FELIX RODOLFO MEZA  
 ROMUALDO PRIMER MIEMBRO: \_\_\_\_\_ Ing. M. Sc. JOSE DAVID VELEZVIA DÍAZ SEGUNDO MIEMBRO: \_\_\_\_\_ D. Sc. BELISARIO MANTILLA MENDOZA DIRECTOR / ASESOR:

\_\_\_\_\_ Ing. M. Sc. EDWIN FEDERICO ORNA RIVAS Fecha de sustentación: 10/01/2020 ÁREA : Ciencias Biomédicas TEMA : Biología reproductiva de peces de cultivo.

Dedicatoria El presente trabajo de grado va dedicado a Dios, quien como guía estuvo presente en el caminar de mi vida, bendiciéndome y dándome fuerzas para continuar con mis metas trazadas sin desfallecer. A mis padres Isacc y Georgina, por todo su amor, comprensión y apoyo, pero sobre todo gracias infinitas por la paciencia que me han tenido y me han permitido llegar a cumplir hoy un sueño más. A mis hermanas por estar en todo momento, a la familia por los consejos y palabras de aliento hicieron de mí una mejor persona y de una u otra forma me acompañan en todos mis sueños y metas. A mi esposa Emiluz y mi hijito Emilio que son personas que iluminan mi vida, que con su apoyo, su amor cada día , y paciencia me ayudo a concluir esta meta. Finalmente A la Universidad Nacional del Altiplano, por haberme acogido en sus aulas en todo este trayecto profesional brindándome tantas oportunidades y enriqueciendo mi conocimiento en especial a mi asesor de tesis Ing. Edwin Orna Rivas, por haberme guiado, no solo en la elaboración de este proyecto de titulación, sino a lo largo de mi carrera universitaria y haberme brindado el apoyo para desarrollarme profesionalmente y seguir cultivando mis valores.

ÍNDICE GENERAL I. INTRODUCCIÓN

..... 11 1.1 Objetivo general

..... 12 1.2 Objetivos específicos

..... 12 II. REVISIÓN DE LITERATURA

..... 13 2.1 ANTECEDENTES

..... 13 2.1.1 Uso del fotoperiodo en el

manejo reproductivo ..... 16 2.1.2 Efecto fisiológico del fotoperiodo en

peces ..... 16 2.1.3 Manipulación artificial del fotoperiodo: uso de

luces ..... 18 2.1.4 Factores a considerar en la implementación de un sistema

de iluminación ... 19 2.2 MARCO TEÓRICO:

..... 19 2.2.1 Clasificación taxonómica de la

## *Dedicatoria*

El presente trabajo va dedicado a Dios, quien como guía estuvo presente en el caminar de mi vida, bendiciéndome y dándome fuerzas para continuar con mis metas, sin desfallecer.

A mis padres Sergio y Georgina como también a mis hermanas, por todo su amor, comprensión y apoyo, sobre todo gracias infinitas por la paciencia que me han tenido y me han permitido llegar a cumplir hoy un sueño más. A mi futura esposa Emiluz e hijo Emilio André que son personas que iluminan mi vida, con su apoyo, su amor de cada día, y paciencia me ayudo a concluir esta meta.

## *Agradecimiento*

A la Universidad Nacional del Altiplano facultad de ciencias biológicas, escuela profesional de biología, por haberme acogido en sus aulas en todo este trayecto de mi formación profesional enriqueciendo mis conocimientos, en especial a mi director de tesis Ing. Edwin F. Orna Rivas, por haberme guiado, no solo en la elaboración de este proyecto, sino a lo largo de mi carrera universitaria y haberme brindado el apoyo para desarrollarme profesionalmente y seguir cultivando mis valores.

**ÍNDICE GENERAL**

I. INTRODUCCIÓN.....	13
1.1 Objetivo general.....	14
1.2 Objetivos específicos .....	14
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	15
2.1 ANTECEDENTES .....	15
2.1.1 Uso del fotoperiodo en el manejo reproductivo .....	18
2.1.2 Efecto fisiológico del fotoperiodo en peces .....	18
2.1.3 Manipulación artificial del fotoperiodo: uso de luces.....	20
2.1.4 Factores a considerar en la implementación de un sistema de iluminación....	21
2.2 MARCO TEÓRICO: .....	21
2.2.1 Clasificación taxonómica de la trucha .....	21
2.2.2 Etología de la trucha.....	22
2.2.3 Determinación del sexo.....	23
2.2.4 Características de reproducción .....	24
2.2.5 Fecundación y desarrollo embrional .....	25
2.2.6 Cerebro y reproducción en peces: bases neurales y neuroendocrinas .....	31
2.2.7 Glandula pineal: integración neural y neuroendocrina de la información ambiental .....	32
2.2.8 Proceso neuroendocrinologico en la reproduccion de peces .....	32
2.2.9 Principales parámetros fisicoquímicos del recurso hidrico.....	38
2.2.10 Manejo y producción .....	42
2.3 MARCO CONCEPTUAL: .....	46
III. MATERIALES Y MÉTODOS .....	48
3.1. Zona de estudio.....	48
3.2. Tipo de estudio.....	49
3.3. Población y muestra.....	49
3.4. Metodología .....	50

3.4.1. Determinar el efecto del tiempo de exposición a la luz en la inducción a la maduración sexual (ovogénesis y espermatogénesis) y desove de la trucha arco iris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ). Por el método de fotoperiodo en el CIPBS – Chucuito, UNA PUNO. ....	50
3.4.2. Determinar el efecto sobre la maduración en reproductores de trucha arco iris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ), de un régimen de fotoperiodo de día largo (18L: 6O) y día corto (18O:6L) hasta el desove (Objetivo Específico 1). ....	51
3.4.3. Determinar los principales parámetros fisicoquímicos del agua, para la crianza de trucha arco iris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ) (Objetivo específico 02). ....	53
3.4.4. Comparar y determinar el proceso de la ovogénesis y espermatogénesis, de un lote sometido a fotoperiodo largo y corto, frente al proceso natural (Objetivo específico 03). ....	55
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	58
V. CONCLUSIONES .....	75
VI. RECOMENDACIONES .....	76
VII. REFERENCIAS .....	77
ANEXOS .....	85
a. Tablas .....	86
b. Formatos de control - proyecto fotoperiodo .....	87
c. Toma de imágenes durante la ejecución del proyecto .....	94

**ÍNDICE DE FIGURAS**

Figura 1: Efecto de la iluminación artificial en la producción de melatonina.....	19
Figura 2: <i>Oncorhynchus mykiss</i> .....	24
Figura 3: Variaciones de la forma en espermatozoides de ciertos peces óseos.....	27
Figura 4: Estructura del óvulo .....	28
Figura 5: Estadios de desarrollo sexual en peces.....	30
Figura 6: Esquema representativo del eje pineal .....	31
Figura 7: Eje cerebro-hipófisis- gónada.....	33
Figura 8: Representación esquemática de la biosíntesis de las gonadotropinas.....	36
Figura 9: Esquema representativo de los ritmos diarios y estacionales de secreción de melatonina.....	37
Figura 10: Pellets de diferentes tamaños .....	45
Figura 11: Ubicación de la zona de estudio, CIPBS-UNAP, DICIEMBRE, 2018.....	48
Figura 12: Porcentaje de maduración en reproductores.....	60
Figura 13: Análisis de la temperatura (°C) .....	63
Figura 14: Análisis del oxígeno disuelto (mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	64
Figura 15: Análisis nitrito (NO <sub>2</sub> -)(mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	65
Figura 16: Análisis químico de alcalinidad (mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	66
Figura 17: Análisis químico del pH, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	66
Figura 18: Análisis químico de dureza (ppm), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	67
Figura 19: Análisis químico del amonio, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	68
Figura 20: Análisis físico del caudal (l/s), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	68
Figura 21: Semovientes aptos para reproducirse entre machos y hembras , CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	69
Figura 22: Análisis espermático para los tres tratamientos, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	73



## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Resumen comparativo de gónadas masculinas y femeninas .....	25
Tabla 2: Grupos de desarrollo o progresión sexual según Naier Buckmann.....	29
Tabla 3: Requerimientos del agua para el cultivo de trucha.....	38
Tabla 4: Proporción de oxígeno disuelto en crianza de truchas .....	39
Tabla 5: Flujo de temperaturas para peces de agua fría.....	40
Tabla 6: Flujo de pH para peces de agua fría .....	40
Tabla 7: Componentes básicos necesarios, en el alimento para trucha. ....	43
Tabla 8: Porcentaje de requerimiento nutricional, que debe tener el alimento, según el estado de desarrollo de la trucha. ....	43
Tabla 9: Cantidad de veces a alimentar por día, según tamaño de la trucha. ....	44
Tabla 10: Tipo y diámetro de alimento de acuerdo al estadio.....	46
Tabla 11: Coordenadas geográficas y UTM del CIPBS-UNAP, diciembre, 2018.....	48
Tabla 12: Población y muestra, CIPBS-UNAP, diciembre, 2018. ....	49
Tabla 13: Diseño experimental, CIPBS-UNAP, diciembre, 2018.....	50
Tabla 14: Diseño de registro de resultados, CIPBS-UNAP, diciembre, 2018.....	57
Tabla 15: Porcentaje de maduración de reproductores CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	58
Tabla 16: Estadísticos descriptivos de los parámetros fisicoquímicos del agua, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	62
Tabla 17: Número de trucha arco iris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ), aptos para el desove y extracción de líquido seminal, CIPBS-UNAP, marzo, 2019. ....	70
Tabla 18: Descripción de la etapa de extracción de gónadas de semovientes machos y hembras de ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ), para los 3T, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	71
Tabla 19: Cantidad de huevos total en una unidad de volumen según, tabla de Von Bayer, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	72
Tabla 20: Estadísticos descriptivos y prueba de t para las medias del análisis espermático (ml) de trucha arco iris ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> ), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.....	74

**ÍNDICE DE ACRÓNIMOS**

CIPBS	: Centro de Investigación y Producción de Bienes y Servicios
T1	: Tratamiento uno
T2	: Tratamiento dos
T3	: Tratamiento tres
O	: Oscuridad
L	: Luz
GnRHs	: Gonadoliberinas
GN-RH	: Hormona liberadora de gonadotropina
GTH	: Hormona gonadotropina
GTH I	: vitelogénica
GTH II	: Hormona gonadotropina maduracional
FSH	: Hormona estimulante del folículo
LH	: Hormona luteinizante
A.S.I.H	: Sociedad Americana de Ictiólogos y Herpetólogos
ATP	: Adenosín Trifosfato
HCO <sub>3</sub>	: Bicarbonato
pHi	: Potencial de hidrogeniones intracelular
pH	: Potencial de hidrogeniones
AMPc	: Adenosina monofosfato cíclico
SNC	: Sistema Nervioso Central

## RESUMEN

La investigación se realizó, durante los meses de diciembre del 2018 a marzo del 2019, en el Centro de Investigación y Producción de Bienes y Servicios – Chucuito de la Universidad Nacional del Altiplano, con el objetivo de determinar, el efecto del fotoperiodo sobre la maduración sexual del *Oncorhynchus mykiss*, la metodología y tratamiento fue: un régimen de fotoperiodo largo (18L:6O) y corto (18O:6L), frente a un tratamiento natural (12O:12L), hasta su reproducción. Se emplearon 30 semovientes, divididos en 03 tratamientos, en proporción de 5:5 machos y hembras, haciendo un valor porcentual de 33.3% para cada tratamiento, ante estas condiciones variables del medio ambiente controlado de la trucha, se tienen ajustes básicamente glandulares responsables de la síntesis de hormonas que estimulan el avance o dilación de la maduración sexual. Luego de los 120 días de investigación, se obtuvo un 30.0% de reproductores aptos correspondiente al T3, un 13.3% del T2 y el 0.00% del T1, demostrado estadísticamente mediante la prueba de reducción de frecuencias no paramétricas de Chi-cuadrado de (valor de probabilidad)  $p = 0.00 < \alpha = 0.05$ , por tanto, se rechaza la hipótesis nula, es decir que el estado de maduración depende del tratamiento aplicado. Mediante un análisis descriptivo se determinó los principales parámetros fisicoquímicos del agua, registrando durante los 120 días, una media de 12,5 °C de temperatura como parámetro significativo. En tanto los gametos femeninos reportados para el T3 fueron 7095 unidades, con un diámetro medio de 4.4 mm y para la prueba espermática mediante el estadígrafo t-Student, los promedios espermáticos de los T1:0.00, T2: 9.2 ml y T3: 17ml, con una significancia  $= 0.022 < \alpha = 0.05$  es decir, que son estadísticamente diferentes siendo la prueba significativa.

**Palabras clave:** Fotoperiodo, desove, ovogénesis, espermatogénesis y melatonina.

**ABSTRACT**

The investigation was carried out, during the months of December 2018 to March 2019, at the Center for Research and Production of Goods and Services - Chucuito of the National University of the Altiplano, with the objective of determining, the effect of the photoperiod on maturation *Oncorhynchus mykiss*, the methodology and treatment was: a long (18L: 6O) and short (18O: 6L) photoperiod regime, compared to a natural treatment (12O: 12L), until its reproduction. 30 semovientes were used, divided into 03 treatments, in a proportion of 5: 5 males and females, making a percentage value of 33.3% for each treatment, given these variable conditions of the controlled trout environment, basically glandular adjustments responsible for the synthesis of hormones that stimulate the progress or delay of sexual maturation. After 120 days of research, 30.0% of eligible players corresponding to T3, 13.3% of T2 and 0.00% of T1 were obtained, statistically demonstrated by the Chi-square non-parametric frequency reduction test of (value of probability)  $p = 0.00 < \alpha = 0.05$ , therefore, the null hypothesis is rejected, that is, the maturation state depends on the treatment applied. Through a descriptive analysis, the main physicochemical parameters of the water were determined, registering during the 120 days, an average of 12.5 ° C of temperature as a significant parameter. While the female gametes reported for T3 were 7095 units, with an average diameter of 4.4 mm and for the sperm test using the t-Student statistic, the sperm averages of the T1: 0.00, T2: 9.2 ml and T3: 17ml, with a significance = 0.022  $< \alpha = 0.05$  that is, they are statistically different being the significant test.

**Keywords:** Photoperiod, spawning, oogenesis, spermatogenesis and melatonin.

## I. INTRODUCCIÓN

Para tener un sistema de producción sostenida de truchas, es necesario superar el problema de la escasez de insumo biológico (ovas y alevinos), que se da durante la mayor parte del año, limitando la producción perenne de este recurso. En este sentido se conoce un método y la eficacia del mismo en la obtención de ovas durante cualquier época del año, utilizando para ello la variación del fotoperiodo que estimula la maduración sexual de la trucha. Este “producto” resulta altamente atractivo para las empresas del sector acuicultor, debido a que en la actualidad existe alto interés por parte de estos, para lograr el abastecimiento continuo a lo largo del año de ovas nacionales (Ingle *et al.*, 2012).

La manipulación del fotoperiodo en el cultivo de peces es utilizada a fin de modificar el ciclo reproductivo, mejorar la sincronía de la maduración sexual, inducir el desove e incluso resolver problemas de sobrepoblación (Kissil *et al.*, 2001).

Estas modificaciones pueden ser generadas mediante variaciones de luz sobre la glándula pineal y el hipotálamo, ambas glándulas secretan, y sintetizan hormonas reproductivas, como la hormona liberadora de gonadotropina, el estradiol, la progesterona y la testosterona, las cuales regulan el desarrollo gonadal en los peces (Prayogo *et al.*, 2012).

Las variaciones del fotoperiodo influyen en el comportamiento social y uso de energía de los peces, así como la disponibilidad y consumo de alimento. De forma similar los periodos de luz producen variaciones en la liberación de la hormona melatonina de la hipófisis quien es responsable de la inhibición (Carrillo *et al.*, 2009), de la liberación de hormonas de la glándula pituitaria y la expresión de los genes GnRH3 y GnRH-R2a del cerebro y glándula pituitaria. Las respuestas fisiológicas a los periodos de luz pueden acelerar el crecimiento y generar mayores tasas reproductivas en una especie específica, lo cual puede impactar positivamente en el cultivo comercial, al reducir los periodos de cultivo y poder elevar los ciclos productivos (Aragón *et al.*, 2014).

Vale decir, que con el desarrollo de la presente investigación y los resultados obtenidos se estableció el fotoperiodo artificial, como una alternativa para superar la deficiencia de insumo biológico (ovas y alevinos), de trucha arco iris en esta actividad de producción; llegando así al mercado regional en forma directa. Además, existe el interés por autoabastecerse debido a las restricciones a las importaciones de ovas, originadas por el riesgo de introducir enfermedades foráneas a la región (Ingle *et al.*, 2012). Para la

industria acuícola peruana resulta altamente deseable, desde un punto de vista estratégico, eliminar la dependencia de otros países (competidores), para lograr el abastecimiento continuo de ovas y alevinos, de la trucha “arco iris” (*Oncorhynchus mykiss*).

Por lo que se consideró razones suficientes para viabilizar la ejecución del presente trabajo de investigación; el mismo que permitirá, en gran medida solucionar un problema crítico que limita el desarrollo de la acuicultura local, regional y nacional.

### 1.1 Objetivo general

- Determinar el efecto del tiempo de exposición a la luz en la inducción a la maduración sexual (ovogénesis y espermatogénesis) y desove de la Trucha “Arco iris”, *Oncorhynchus mykiss*, por el método de fotoperiodo en el CIPBS – Chucuito, UNA PUNO.

### 1.2 Objetivos específicos

- Determinar el efecto sobre la maduración en reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), de un régimen de fotoperiodo de día largo (18L: 6O) y día corto (18O:6L) hasta el desove.
- Determinar los principales parámetros fisicoquímicos del agua, para la crianza de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).
- Comparar y determinar el proceso de la ovogénesis y espermatogénesis, de un lote sometido a fotoperiodo largo y corto, frente al proceso natural.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 ANTECEDENTES

Trabajando con trucha arco iris se obtuvo dos desoves en un grupo de peces sometidos a dos fases de fotoperiodo, aumentando las horas luz hasta alcanzar la relación de 16L:8O, e inversamente, reduciendo las horas luz hasta alcanzar la relación 6L:18O, repitiendo este ciclo produjo un desove entre mayo-julio y un segundo desove entre enero-marzo siguiente menciona (Paredes 1994, tomado de, Díaz y Neira 2004). En la mayor parte de los casos, este método se ha aplicado para adelantar la maduración de los peces con fotoperiodo acelerado, y rezagar con ciclos de fotoperiodos prolongados (Díaz y Neira, 2004), o acelerados de 9 a 6 meses y un retraso de desove se logró empleando luz continua (Bon *et al.*, 1997), se ha realizado en diferentes salmónidos con similares resultados (Bourlier y Billard, 1984), lo que indica que la metodología es viable para ser utilizados en una programación de la producción de insumos biológicos, para los cultivos de peces (Bromage *et al.*, 1992; Elliott tomado de Bromage *et al.*, 1984).

Entre la compleja red de señales que participan en la maduración sexual, se encuentran factores ambientales (luz, temperatura, presión atmosférica, entre otros) y nutricionales (almacenamiento de energía). Dentro de todos estos factores, el cambio periódico en la duración del día, según las estaciones del año, conocido como fotoperiodo, es el responsable de la maduración sexual de la mayoría de las especies de peces teleósteos cultivados (Bromage *et al.*, 2001).

Los órganos receptores de la luz en los peces son la glándula pineal y los ojos, específicamente, la retina (Ekstrom y Meissl, 1997). En tanto, la glándula pineal capta longitudes de onda entre 510– 540 nm, logrando el óptimo a los 500 nm, valores que se encuentran dentro del espectro de luz visible en los rangos de luz verde-azul. Se sabe que el fotoperiodo es percibido por los fotorreceptores ubicados en la glándula pineal, lo que se traduce en liberación de melatonina, hormona clave en la percepción del día y la noche de los peces, influenciando la mayor parte de procesos fisiológicos, entre ellos, la reproducción (Ali, 1961).

La maduración en trucha arco iris se inicia y subsecuentemente es modulada, por señales producidas por el cambio estacional del ciclo de longitud de luz del día. Ha sido ampliamente demostrado que el desove puede ser adelantado o atrasado respectivamente,

comprimiendo o extendiendo los cambios anuales de la duración del día, alargando o acortando estos periodos de tiempo en un año. La maduración del ovario y la vitelogénesis temprana es estimulada por la longitud o el incremento de la duración del día, en cambio la sincronización de los últimos estados de maduración de la gónada y ovulación es dependiente de un decremento o acortamiento del fotoperiodo (Elliott tomado de Bromage *et al.*, 1984).

El ciclo reproductivo en los peces involucra los eventos de pubertad y maduración sexual, los cuales están modulados por una numerosa red de señales, tanto internas como externas, que inciden sobre el eje cerebro-hipófisis-gónada, el cual, a su vez, controla los procesos hormonales que desencadenan la producción y liberación de gametos (Carrillo *et al.*, 2009; Díaz y Neira, 2004).

Se sabe que el fotoperiodo es percibido por los fotorreceptores ubicados en la glándula pineal, lo que se traduce en fluctuaciones rítmicas de melatonina, hormona clave en la percepción del día y la noche de los peces, influenciando la mayor parte de procesos fisiológicos, entre ellos, la reproducción. Estos ritmos pueden ser afectados por la intensidad de la luz y el espectro lumínico. Estudios demuestran que, en salmón Atlántico, por ejemplo, la intensidad mínima requerida para inhibir la producción rítmica de melatonina es 0,016 W/m<sup>2</sup> (Migaud *et al.*, 2006).

El uso de luz artificial para inducir regímenes de fotoperiodos artificiales se ha usado extensivamente en los últimos 20 años para aumentar la tasa de crecimiento, controlar la esmoltificación y manipular la reproducción en peces. Al manipular artificialmente el fotoperiodo a través del uso de luces, la capacidad de los peces para reconocer la duración del día se enmascara y, por lo tanto, los procesos fisiológicos que inician el desarrollo de las gónadas y la gametogénesis se retrasan o adelantan dependiendo del fotoperiodo (Porter *et al.*, 1999).

El sistema neuroendocrino involucra un conjunto de hormonas del hipotálamo, la hipófisis y las gónadas. El hipotálamo ejerce sobre la hipófisis un papel regulador, estimulador mediante la hormona liberadora de gonadotropina, GN-RH e inhibidor por la dopamina. La hipófisis produce gonadotropina, GTH, que es la hormona más relevante en la maduración de los ovocitos, y está presente en las formas de GTH-I y GTH-II. La GTH-I (FSH) actúa en el ovario sobre las células tecales y granulosas de los folículos



para la síntesis del esteroide  $17\beta$  estradiol, que a su vez actúa sobre el hígado para iniciar y mantener la síntesis de vitelogenina en el ovocito. La GTH-II (LH) interviene en la captura de la vitelogenina sanguínea para incorporarla al ovocito. El  $17\beta$  estradiol actúa también liberando la producción de gonadotrofina, interviene en los procesos de maduración gonadal, y estimula el desarrollo de los caracteres sexuales secundarios del pez. En la fase final de la maduración de los ovocitos se incrementa el nivel de GTH-I estimulando a las células tecales a producir la  $17\alpha$   $20\beta$  dihidroxiprogesterona que intervienen la haploidización previa a la ovulación (Ingle *et al.*, 2012).

En los machos, la GTH-I actúa sobre las células de Leydig iniciando la producción de 11 keto testosterona, hormona precursora de la maduración testicular vía espermatogénesis. Esta hormona está también relacionada con la manifestación de los caracteres sexuales secundarios de los machos y su producción máxima coincide con la etapa de espermiación. Los niveles plasmáticos más altos de la GTH-I se alcanzan también durante la espermiación, lo que estimula la producción de la  $17\alpha$   $20\beta$  dihidroxiprogesterona para el control del transporte de sodio y potasio, este último requerido para mantener la inmovilidad de los espermatozoides (Ingle *et al.*, 2012). Según los estudios del funcionamiento endocrino se generan biotecnologías para adelantar o retrasar este proceso la maduración reproductiva, adelantando o retrasando la ovulación y la espermiación, y, en consecuencia, controlar la disponibilidad de ovocitos y espermios (Zanuy tomado de Carrillo *et al.*, 2009).

Las gonadotrofinas, si bien hoy está clara la presencia de dos moléculas con acción gonadotropa, denominadas GTH I o vitelogénica y GTH II o maduracional, según sus funciones en el ciclo reproductivo. Actualmente se acepta que la GTH I de peces se corresponde con la FSH, en cambio la GTH II se corresponde con la LH (Quérat *et al.*, 2000). Según (Carrillo *et al.*, 2009) Indica que el factor ambiental actúa, frente a la vitelogénesis por fotoperiodos largos y temperaturas relativamente altas (alrededor de  $12^\circ\text{C}$ ). Sin embargo, la maduración final del ovocito y el desove requieren un fotoperiodo de días cortos y temperaturas inferiores a  $10^\circ\text{C}$ .

“No existe una receta única en la aplicación de un régimen de fotoperiodo, sin embargo, la mejor solución es usar una combinación de luces capaces de generar la intensidad y el espectro necesario para inducir a una respuesta fisiológica esperada, además de incluir el

análisis de costo-beneficio correspondiente, considerando las condiciones del cultivo donde se aplicarán las luces” (Leclercq *et al.*, 2010).

"Truchicultura en el lago Titicaca"; para la producción de trucha arco iris; entre los parámetros físico químicos del lago hace mención a sus temperaturas máxima y mínima (11°C), para el oxígeno disuelto indica un mínimo de 6ppm, y en cuanto al pH que oscila entre 7 y 8.5 (Vera, 1989; citado por Consa, 2014).

### **2.1.1 Uso del fotoperiodo en el manejo reproductivo**

El ciclo reproductivo en los peces involucra los eventos de pubertad y maduración sexual, los cuales están modulados por una numerosa red de señales, tanto internas como externas, que inciden sobre el eje cerebro, hipófisis y gónada, el cual, a su vez, controla los procesos hormonales que desencadenan la producción y excreción de gametos sexuales (Díaz y Neira, 2004; Carrillo *et al.*, 2009).

Entre la compleja red de señales que participan en la maduración sexual, se encuentran factores ambientales (fotoperiodo, temperatura, presión atmosférica, entre otros) y nutricionales (almacenamiento de energía). Dentro de todos estos factores, se cree que el cambio periódico en la duración del día, según las estaciones del año, conocido como fotoperiodo, es el responsable de la maduración sexual de la mayoría de las especies de peces teleósteos cultivadas (Carrillo *et al.*, 2009).

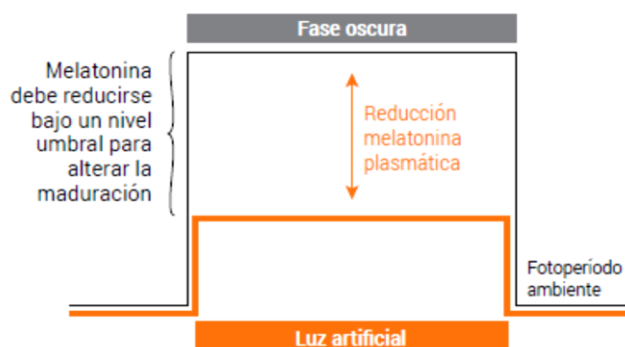
En general, la actividad reproductora está restringida a épocas muy concretas del año que suelen ser las más favorables para la supervivencia de la especie (Carrillo *et al.*, 2009). Esta coordinación se refleja en la maduración gonadal, la cual comienza varios meses antes de que se inicie la producción de gametos, asegurándose que al momento de la primera alimentación de los alevines existan recursos alimenticios disponibles y las condiciones climáticas sean adecuadas para su subsistencia (Bromage *et al.*, 2001).

### **2.1.2 Efecto fisiológico del fotoperiodo en peces**

En la implementación de un régimen de fotoperiodo en reproducción, generalmente, se busca avanzar o retrasar la fecha de desove o reducir el periodo de desove, todo ello preservando la calidad de las ovas. Para desarrollar un manejo efectivo del fotoperiodo es necesario entender claramente como la luz es percibida por el pez. Los órganos receptores de la luz en los salmones son la glándula pineal y los ojos, específicamente, la

retina (Ekstrom y Meissl, 1997). Esta última capta longitudes de onda entre 360 a 620 nm según (Ali, 1961). En tanto, la glándula pineal capta longitudes de onda entre 510– 540 nm, alcanzando el óptimo a los 500 nm, valores que se encuentran dentro del espectro de luz visible en los rangos de luz verde-azul (Morita, 1966; Ekstrom y Meissl, 1997).

Se sabe que el fotoperiodo es percibido por los fotorreceptores ubicados en la glándula pineal, lo que se traduce en fluctuaciones rítmicas de melatonina, hormona clave en la percepción del día y la noche de los peces, influenciando la mayor parte de procesos fisiológicos, entre ellos, la reproducción (Figura 1). Estos ritmos pueden ser afectados por la intensidad de la luz y el espectro lumínico. Se ha descrito que, en salmón, por ejemplo, la intensidad mínima requerida para inhibir la producción rítmica de melatonina es 0,016 W/m<sup>2</sup> (Migaud *et al.*, 2006).



**Figura 1:** Efecto de la iluminación artificial en la producción de melatonina durante la fase oscura (Bromage *et al.*, 2001).

Diferentes espectros lumínicos pueden ser efectivos si se suministran con la intensidad suficiente. Es importante considerar la preferencia de los órganos sensoriales de los salmónidos a ciertas longitudes de onda y también la capacidad de penetración de luz, de acuerdo a su longitud de onda en la columna de agua (Bromage *et al.*, 2001).

En presencia de temperaturas muy altas ocurre un disfuncionamiento en el desarrollo ovárico y se obtienen ovas de mala calidad. Además, se ha observado que la temperatura tiene un efecto regulador en el momento de la maduración final del ovocito y la ovulación, esto es, cuando las temperaturas son extremas (altas o bajas) se observa un retraso en estos eventos (Davies y Bromage, 2001).

Se sabe por ejemplo que, en salmónidos, la vitelogénesis es facilitada por fotoperiodo de días largos y temperaturas relativamente altas (alrededor de 12 °C). Sin embargo, la maduración final del ovocito y el desove requieren un fotoperiodo de días cortos y temperaturas inferiores a 10 °C (Carrillo *et al.*, 2009).

Otro factor muy importante a considerar es el estatus nutricional de los reproductores. Una condición nutricional adecuada se considera como una señal permisiva para que los peces capten las señales del fotoperiodo y se desencadene el proceso reproductivo. De una manera simple, siempre es mejor tener un reproductor lo más grande posible antes de comenzar a dar las señales necesarias para su maduración (Bromage *et al.*, 2001).

### **2.1.3 Manipulación artificial del fotoperiodo: uso de luces**

El uso de luz artificial para inducir regímenes de fotoperiodos artificiales se ha usado extensivamente en los últimos 20 años para aumentar la tasa de crecimiento, controlar la esmoltificación y manipular la reproducción en peces. Al manipular artificialmente el fotoperiodo a través del uso de luces, la capacidad de los peces para reconocer la duración del día se encubre y, por lo tanto, los procesos fisiológicos que inician el desarrollo de las gónadas y la gametogénesis se retrasan o adelantan dependiendo del fotoperiodo sobrepuesto (Porter *et al.*, 1999; Taranger *et al.*, 2003).

La respuesta a un fotoperiodo en salmónidos está determinada por el tiempo de luz recibida por día y en qué momento ésta aparece en el ciclo día-noche. La cantidad (intensidad) y calidad (espectro) de la luz es capaz de variar naturalmente a través de los meses según las estaciones del año y también durante el día (al amanecer y atardecer). La tecnología lumínica que se disponga (espectro lumínico). También, influyen las diferencias en la intensidad lumínica, en el caso de luz natural y luz artificial, que pueden existir entre unidades de cultivo durante las distintas etapas de crecimiento de los reproductores, ya que si no se trabaja con intensidades y espectros lumínicos similares se corre el riesgo de estar dando señales equivocadas (Randall *et al.*, 2001).

Lo más importante en un sistema de iluminación efectivo para modificar el fotoperiodo, es la generación de un campo difuso de iluminación en el sistema de cultivo, que les permita a todos los peces percibir la luz artificial en cantidad suficiente, no importando la posición del pez en la unidad de cultivo (Migaud *et al.*, 2007).

### 2.1.4 Factores a considerar en la implementación de un sistema de iluminación

Actualmente se ha mejorado la comprensión de la percepción de la luz en peces, además, de importantes avances tecnológicos en lo que respecta a las luces disponibles para uso en salmonicultura, lo que ha permitido un refinamiento radical de los sistemas de iluminación disponibles (Taylor tomado de Migaud *et al.*, 2007). Un sistema que está siendo cada vez más utilizado es la tecnología LED, que tiene la característica de tener costos de operación más bajos que los otros sistemas, poseen una larga vida útil y, además, el espectro lumínico puede ser adaptado durante su fabricación a los requerimientos fisiológicos del pez (Mella, 2009).

## 2.2 MARCO TEÓRICO:

### 2.2.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA TRUCHA

Taxonómicamente esta especie se ubica de la siguiente manera:

DOMINIO	:	Eucariota
REINO	:	Animalia
Sub Reino	:	Metazoa
PHYLUM	:	Chordata
Sub Phylum	:	Vertebrata
GRUPO	:	Gnatostomata
SUPER CLASE	:	Pisces
CLASE	:	Osteichthyes
Sub Clase	:	Actinopterygii
SUPER ORDEN	:	Clupeomorpha
ORDEN	:	Salmoniformes
Sub Orden	:	Salmoneidei
FAMILIA	:	Salmonidae
Género	:	Oncorhynchus
Especie	:	" <i>Oncorhynchus mykiss</i> "
Nombre Común	:	"Trucha arco iris"

Fuente: International Commission on Zoological Nomenclature (2012), por (Cornejo, 2014).

### 2.2.2 ETOLOGÍA DE LA TRUCHA

La trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), así como otras especies de salmónidos, ha sido intensamente introducida alrededor del mundo desde finales del siglo XIX. Si bien su rango nativo corresponde a las costas Oeste de Norteamérica y Este de Asia, actualmente se encuentra establecida en todos los continentes a excepción de la Antártida (Thériault y Dodson, 2003).

Las migraciones de los peces diádromos, migran entre el agua dulce y el océano, son particularmente enigmáticas ya que incluyen cambios fisiológicos en la osmorregulación. Dentro de este grupo se encuentran los peces anádromos, entre los cuales se incluye a los salmónidos (Salmonidae), que nacen en agua dulce, migran al océano a alimentarse y crecer y luego retornan al agua dulce a desovar (Jonsson y Jonsson, 1993).

*Oncorhynchus mykiss* desarrollo un comportamiento anádromo parcial, donde sólo una fracción de los individuos de la población migra al océano, mientras que la fracción restante desarrolla una vida residente (Thériault y Dodson, 2003).

#### 2.2.2.1 Distribución:

En el Perú se distribuye en casi todos los ambientes dulce acuícolas de la sierra, al haberse adaptado a los ríos, lagunas y lagos de las zonas alto andinas. Su distribución en los ríos se halla continuamente alterada por su gran movilidad, pues migran de una zona a otra, dependiendo de la estación del año, estadio biológico, de las horas del día, del tipo de alimento, épocas de reproducción (Blanco, 1995).

#### 2.2.2.2 Estructura etárea de los peces

El desarrollo biológico de la trucha comprende seis etapas según el autor (Atencio, 1998):

**a. Embrión.** - Germinación de un cuerpo organizado, es llamado así desde el momento que la esperma fecunda a la ova y empieza el desarrollo embrionario hasta el momento de la eclosión.

**b. Larva.** – se denominan así al pez desde el momento en que eclosionan del huevo y pesa un promedio de 0.2 g. y mide  $\leq 18$  mm. Las larvas se caracterizan por tener el saco vitelino como su reserva alimenticia.

**c. Alevino.** – cuando el pez mide entre 2 cm a 10cm con un peso que oscila entre 0.15 g. a 13 g. Durante este periodo requiere comer mínimo unas ocho veces durante el día.

**d. Juvenil.** - Son peces que miden de 10 cm a 20 cm, cuyo peso es generalmente de 16 a 90 g. La corriente del agua es necesaria pues le permite desarrollar el músculo.

**e. Adulto.** - Es la etapa especial, donde los peces han incrementado su peso y están listos para ser comercializados, estos miden 20cm a 33cm. Con un peso promedio de 105 a 330 g.

**f. Reproductor.** - Es considerada reproductor cuando alcanzan una longitud  $\geq 33$  cm y un peso  $\geq 330$  g, los peces empiezan a formar sus productos sexuales.

### 2.2.3. DETERMINACIÓN DEL SEXO

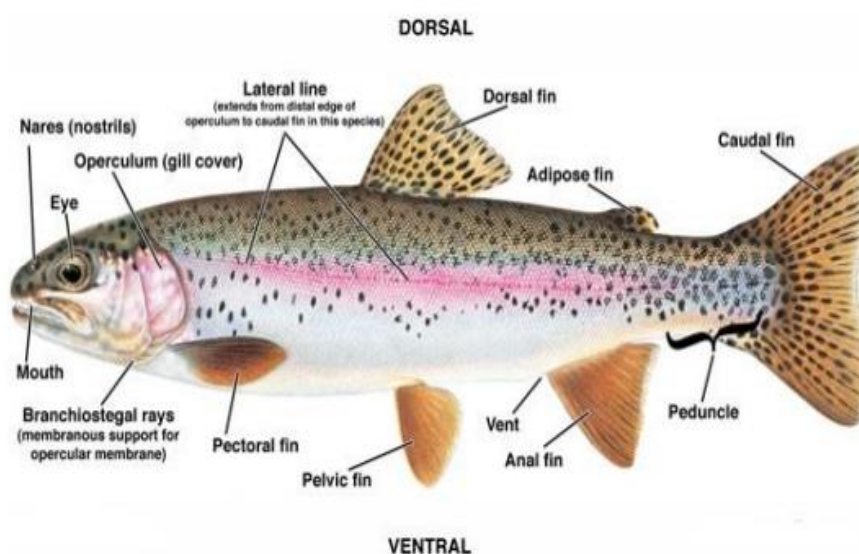
La determinación del sexo es el proceso genético o ambiental mediante el cual se establece el género (macho, hembra) de un individuo (Carrillo *et al.*, 2009), de tal forma que la determinación del sexo es un proceso (conjunto de acciones que tienen un resultado observable) que, por cierto, puede involucrar a distintos mecanismos, y que estas acciones pueden venir controladas por la información genética que hereda el individuo o en respuesta a cambios en las condiciones ambientales.

Normalmente se realiza la disección de la cavidad visceral. Aún después de exponer las gónadas, la diferenciación entre los sexos mediante un examen superficial puede ser difícil o imposible entre los individuos pequeños vírgenes, como lo han demostrado (Carrillo *et al.*, 2009).

#### 2.2.3.1 Descripción Fenotípica

La *Oncorhynchus mykiss*, (figura 2), pertenece a la familia salmonidae, se caracteriza por presentar un cuerpo fusiforme (forma de huso), es de color plateado y la parte ventral de color crema; tanto en el dorso como en los flancos presenta manchas y lunares negros y marrones. A lo largo de los flancos, especialmente en la línea lateral tiene un color rojizo iridiscente, por ello el nombre de arco iris. En el caso de las truchas, tanto el macho como la hembra tienen sexos separados, además se les diferencia por algunas características externas. Por ejemplo, el macho es de cuerpo más delgado, tiene la cabeza de forma

triangular con la mandíbula inferior ligeramente más prolongada y en forma de pico. La hembra tiene la cabeza redondeada (ovalado) y el cuerpo más voluminoso. En los machos la coloración del cuerpo, especialmente durante la época de celo o de reproducción, es más acentuada que en las hembras, especialmente en lo que se refiere a la franja iridiscente que es más encendida. El poro genital en las hembras es de forma redonda de color rojizo y turgente; mientras que el poro genital de los machos es de forma ovoide y de color pálido (Mantilla, 2004).



**Figura 2:** *Oncorhynchus mykiss* La trucha arco iris, presenta un cuerpo alargado y fusiforme, con 60- 66 vértebras, 3-4 espinas dorsales, 10-12 radios blandos dorsales, 3-4 espinas anales, 8-12 radios blandos anales y 19 radios caudales (Blanco, 1995).

#### 2.2.4 CARACTERÍSTICAS DE REPRODUCCIÓN

Caracteres sexuales, se toman en cuenta para diferenciar los sexos (Canazas, 2015), como también el lugar y tiempo son generalmente de gran importancia en el desove de muchas especies, ya que, con buenas condiciones ambientales, tales como la temperatura y luz los gametos desarrollan y maduran. (Tresierra y Culquichicon, 1993) Refuerza que con un manejo apropiado de estos elementos se puede modificar el ritmo reproductivo.

En los peces ocurre prácticamente las 3 formas de reproducción sexual: gonocorismo, hermafroditismo y unisexualidad. La forma más generalizada corresponde a la heterosexual sin embargo las otras peculiaridades son poco frecuentes, pero no dejan de



manifestarse. Por otra parte, se distingue dos formas de fecundación: Externa e Interna (Carrillo *et al.*, 2009).

Con relación a la anatomía de la mayoría de los peces óseos superiores, el aparato reproductor femenino está formado por dos sacos pareados, los ovarios, que se ubican ventralmente a la vejiga natatoria cuando están maduros, los ovarios forman el 70% del peso del cuerpo, en los machos, los testículos son dos sacos de color blanquecino, en posición ventral a la columna vertebral y a la vejiga natatoria. Su estructura es variable de especie a especie, se pueden distinguir dos tipos básicos: el lobular y el tubular (Lagler *et al.*, 1984).

Diferencias morfológicas entre las gónadas masculinas y femeninas de los peces óseos: comparamos las diferencias que existen entre los ovarios y testículos, veremos que existen claras diferencias de estructura entre los machos y hembras, cuya comparación la damos a continuación (Tabla 1), suponiendo igual grado de maduración sexual en machos y hembras (Barreda, 1978).

**Tabla 1:** Resumen comparativo de gónadas masculinas y femeninas de los peces óseos.

<i><b>GÓNADAS FEMENINA U OVARIO</b></i>	<i><b>GÓNADAS MASCULINO O TESTIS</b></i>
<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Ligeramente mayor en tamaño que el testis.</li> <li>2. Color rosado más o menos oscuro.</li> <li>3. Textura externa granulosa.</li> <li>4. Internamente la textura se presenta como granular con corpúsculos.</li> <li>5. Aspecto general algo tubular.</li> <li>6. Algo más rígida o compacta a la presión dactilar.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Ligeramente menor en tamaño que el ovario.</li> <li>2. Color crema o marfil.</li> <li>3. Aspecto de la textura liso y húmedo.</li> <li>4. Textura interna tiene aspecto floculento.</li> <li>5. Aspecto general algo lobulado.</li> <li>6. Algo más blanda que el ovario al presionar con los dedos, casi gelatinoso.</li> </ol>

**2.2.5. FECUNDACIÓN Y DESARROLLO EMBRIONAL**

Para que se realice el proceso reproductivo en los peces es imprescindible al igual que para el resto de animales (excepto los casos de partenogénesis), la función de la célula

sexual femenina u ovulo, con la similar masculina o espermatozoide. De esta función se formará el huevo que, por un proceso embrionario, formará en última instancia una larva que al quedar libre en el agua (ovíparos), asegura la descendencia de los progenitores (Lagler *et al.*, 1984).

### **2.2.5.1 Gametogénesis**

Proceso mediante el cual se forman, por medio de un tipo especial de división celular de las células germinales llamado meiosis, los gametos masculinos (espermatogénesis) o femeninos (ovogénesis) (Carrillo *et al.*, 2009) y (Canazas, 2015).

### **2.2.5.2 Generalidades del espermatozoide**

Dentro de los testículos de teleosteos (espermatogénesis de tipo semicístico) se pueden identificar: espermatogonias, espermatocitos, espermátides y espermatozoides. Durante la espermatocitogénesis, la espermatogonia se divide consecutivamente, reduce el diámetro del núcleo y culmina con la formación de células haploides llamadas espermátides, las cuales son liberadas a la luz de los túbulos seminíferos donde se lleva a cabo la espermiogénesis originando espermatozoides (Andrade *et al.*, 2001).

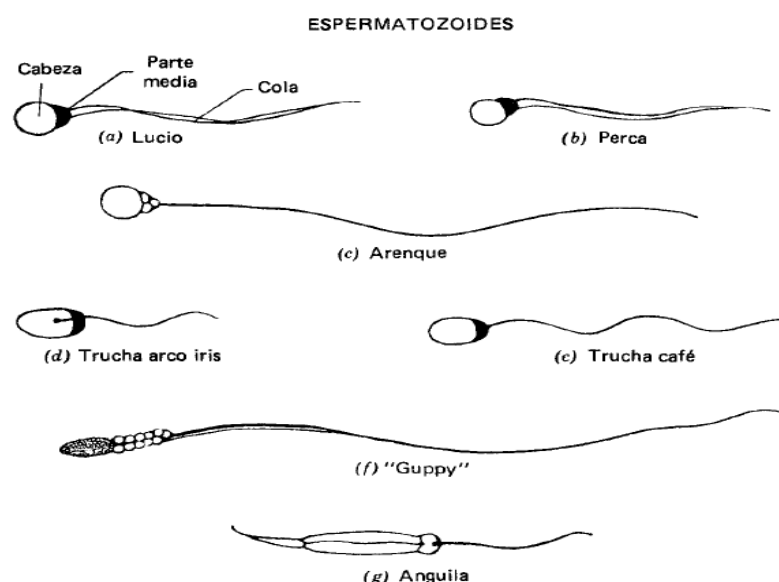
El espermatocisto es la unidad espermatogénica de los peces y consiste de un grupo de células germinales en el mismo estadio de desarrollos circundados por prolongaciones citoplasmáticas de una o más células de Sertoli que forman la pared celular. Las células de Sertoli, además de sus funciones de división y secreción, actúan como barrera que impide el contacto entre las células germinales y el sistema vascular; además, fagocitan residuos de espermatozoides. Las células intersticiales o de Leydig, producen esteroides necesarios para la espermatogénesis y expresión de características sexuales secundarias, estas células están presentes en número variable durante el ciclo reproductivo, más abundantes al inicio de la maduración y disminuyen gradualmente su número durante la maduración avanzada y la espermiación (Ramírez *et al.*, 2010).

#### **a. Morfología**

El espermatozoide de los peces con fertilización externa, tiene una estructura simple de tipo primitivo, la cabeza mide entre 2-4 micras y es casi esférica con un collar que forma la pieza media donde se encuentran los centríolos y entre 2-9 mitocondrias, el flagelo por lo general está constituido por el axonema en arreglo de nueve pares de microtúbulos

periféricos y un par central, sin embargo, algunos grupos taxonómicos como los anguiliformes y elopiformes presentan solamente los nueve pares periféricos. No solamente el esperma o los espermatozoides de diferentes peces contiene materiales hereditarios distintos; también en la forma (Figura 3). Asimismo, es durante este proceso cuando las células espermáticas obtienen un apéndice caudal en forma de látigo que les permite desplazarse hacia el óvulo y penetrar en él para realizar la fertilización más aún, durante su desarrollo.

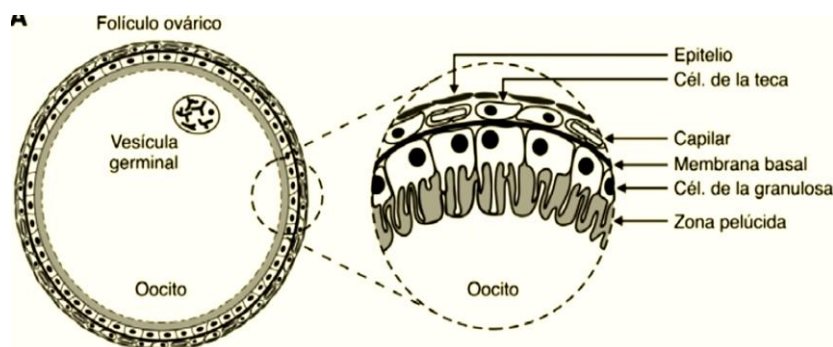
La vitalidad de los espermatozoides es también afectada por la temperatura; por lo general, viven más tiempo cuando las temperaturas son bajas que cuando son elevadas (Lagler *et al.*, 1984).



**Figura 3:** Variaciones de la forma en espermatozoides de peces óseos: (a) Lucio del norte (*Esox lucius*); (b) Perca europea (*Perca fluviatilis*); (c) Arenque del Atlántico (*Clupea harengus*); (d) Trucha arco iris (*Salmo gairdneri*); (e) Trucha café (*Salmo trutta*); (f) Guppy (*Lebistes reticulatus*), y (g) Anguila europea (*Anguilla anguilla*) (Lagler *et al.*, 1984, Basado de Tuzet, Ballowitz, Fontaine y Vaupel, 1958).

### 2.2.5.3 Generalidades del óvulo

La *Oncorhynchus mykiss*, en ambientes naturales y en condiciones controladas, con un manejo adecuado las hembras según años de edad pueden llegar a producir, 1600 A 3300 óvulos / 450 g en sus dos primeros años, y pudiendo llegar hasta 5600 A 7100 óvulos a los 6 años de edad, considerando talla y peso, según (Mantilla, 2004).



**Figura 4:** Estructura del óvulo de la trucha arco iris (Carrillo *et al.*, 2009).

El proceso de maduración en los ovarios de peces se denomina ovogénesis y comprende dos fases, Previtelogénesis y Vitelogénesis que en conjunto tienen seis y ocho estadios, el número total depende de las especies y el criterio de los científicos. La ovogénesis puede ser sincrónica o asincrónica, en este último caso, pueden reconocerse diversos estadios de desarrollo. La ovogénesis es sincrónica cuando todos los ovocitos tienen el mismo estado de desarrollo y en consecuencia la puesta puede ser total, como es común en especies de aguas templado frías y en algunas especies de aguas dulces tropicales (González y Lugo, 1997), por lo que este proceso desarrollo del óvulo en los ovarios, paralelo al de la formación de los espermatozoides en los testículos.

De este proceso no solamente resulta la más grande de las células que se pueda encontrar en los peces (la mayoría de 0.5 a 5.0 centímetros de diámetro, sino también una célula provista de la especial peculiaridad de poder producir, después de su fertilización, un nuevo individuo de la misma especie. Durante la ovogénesis, las células epiteliales (granulosas) envoltantes proveen al ovocito en desarrollo de cantidades relativamente grandes de material alimenticio conservado en forma de yema granular (proteína) y grasa (Lagler *et al.*, 1984).

#### 2.2.5.4 Desarrollo gonadal

Se refiere a la progresión o avance de la maduración de las gónadas, lo que se describe sistemáticamente identificando cada estadio con números romanos según el autor. Este desarrollo o progresión se muestra en lo que corresponde a los grupos de Naier Buckmann citado por (Canazas, 2015).

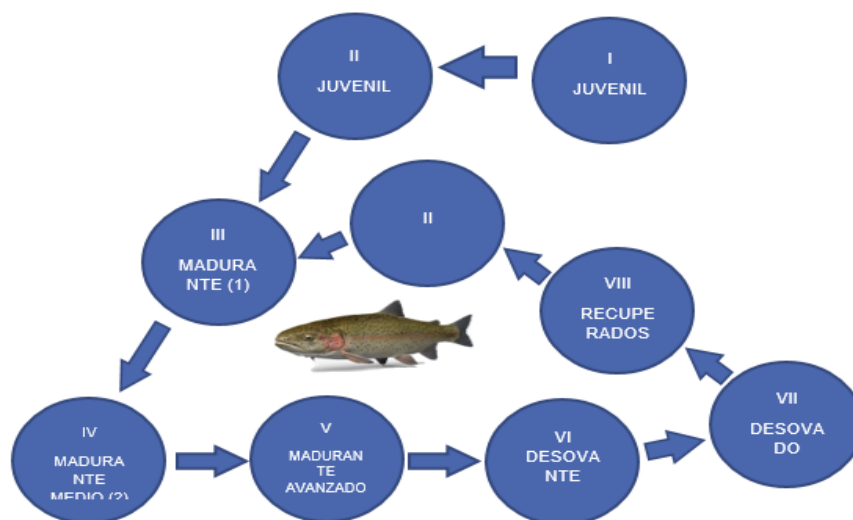
**Tabla 2:** Grupos de desarrollo o progresión sexual según Naier Buckmann.

ETAPA	TESTÍCULO	OVARIO
<b>I</b>	Testículos pequeños vidriosos, transparente, sin color o algo grisáceos	Ovario vidrioso, transparente, pequeño y con paredes tirantes. Los óvulos no se pueden ver a simple vista; bajo el microscopio se les puede ver como pequeñas células transparentes y poligonales, de tamaños diversos. Bajo la lupa; paredes ováricas internas homogéneas.
<b>II</b>	Testículos pequeños, turbios ligeramente rojizos, transparentes.	Ovario turbio pero transparente, rojizo o rojo-grisáceo, de paredes tirantes y pequeño. Los óvulos se pueden reconocer con la lupa como células redondeadas y transparentes, pero todavía hay ovulas como en I.
<b>III</b>	Testículos pequeños, rojizos, con vasos sanguíneos opacos	Ovario casi opaco, rojo grisáceo o anaranjado, con bastantes vasos sanguíneos. Algunos óvulos se pueden reconocer a simple vista
<b>IV</b>	Testículos pequeños, rojo blanquizco, tirante, con pocos vasos sanguíneos. Cuando se le aprieta no sale liquido	Totalmente opaco, naranja a rojo blanquizco, relativamente pequeño (mitad del tamaño definitivo), muy rollizo. Óvulos que se pueden notar a simple vista, con vitelo que le comunica un color naranja a rojo blanquizco, por estar muy pegados unos a otros, pueden tomar la forma poligonal.
<b>V</b>	Testículos totalmente opacos, con la longitud definitiva, rollizo-tirante, libera líquido blanco cuando se hace presión.	Opaco naranja o rojo-blanquizco; ha alcanzado el tamaño y peso definitivo. Los óvulos como en IV, pero nuevamente bien redondeados.

<b>VI</b>	Testículo igual que al anterior, pero libera líquido lechoso; las paredes bien estiradas.	Rojo-grisáceo, viéndose algo transparente, con algunos puntos naranja. La mayor parte de los óvulos se han hecho transparentes y se deslizan con facilidad.
<b>VII</b>	Testículos opacos, blancos con algo rojizo, liberan todavía esperma, algo acortados y con paredes distendidas.	Gris a rojo oscuro, transparente, algo acortado. Las paredes se agrupan y tienen algunos vasos sanguíneos ningún óvulo opaco.
<b>VIII</b>	Testículos rojos o gris-rojizos, muy cortos, no sale esperma. Paredes muy suaves y con muchos vasos sanguíneos.	Color rojo y transparente, claramente acortado. Paredes suaves, rugosas, con vasos sanguíneos. De los óvulos blancos, quedan muy pocos, estando algo aplastados y en reabsorción.

(Elaborado por el autor, tomado de Canazas, 2015).

Tanto para el caso del macho como de la hembra, los estadios VII y VIII indican que se ha liberado esperma u óvulos y que se reinicia un periodo de maduración, particularmente, en los últimos grados de maduración, tanto en machos como en hembras (Barreda, 1978).



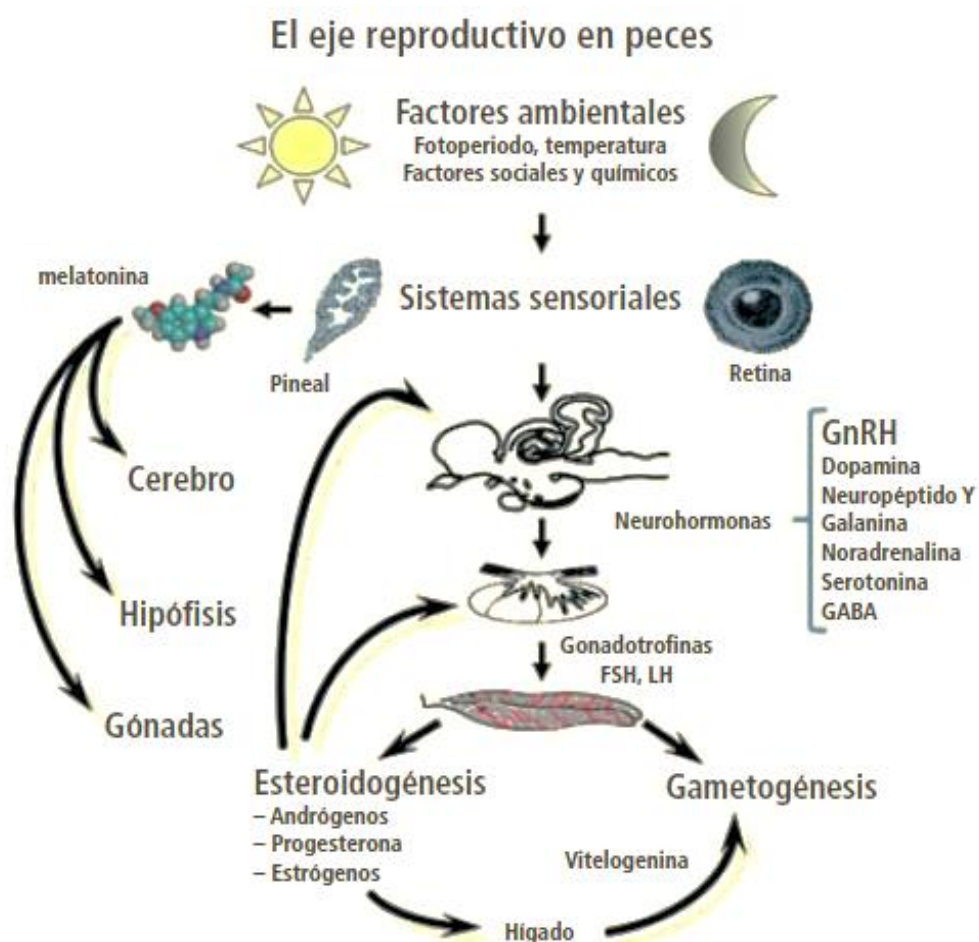
**Figura 5:** Estadios de desarrollo sexual en peces (Elaborado por el autor, tomado de Alvites 1990, citado por Consa 2014).

En peces de aguas frías o de aguas tropicales, la mejor calidad de gametos ocurre solamente a determinadas edades, así para el caso puntual de trucha arco iris la mejor

calidad de óvulos y espermatozoides se dará entre la segunda y quinta reproducción, vale decir cuando los reproductores tengan entre 3 y 6 años (Lagler *et al.*, 1984).

### 2.2.6 CEREBRO Y REPRODUCCIÓN EN PECES: BASES NEURALES Y NEUROENDOCRINAS

Este proceso fisiológico, de marcado carácter estacional, es el resultado de la integración de la información ambiental por sistemas sensoriales específicos y su transducción en una cascada hormonal que tiene lugar a lo largo del eje pineal-cerebro-hipófisis-gónada, y que tiene por objeto que la reproducción tenga lugar en el momento más favorable para la supervivencia de la progenie. El órgano pineal y el cerebro desempeñan un papel relevante en la actividad del eje reproductivo ya que desarrollan funciones receptoras, integradoras y efectoras (Carrillo *et al.*, 2009).



**Figura 6:** Esquema representativo del eje pineal-cerebro-hipófisis-gónada, que gobierna el proceso reproductivo en peces (Carrillo *et al.*, 2009).

### **2.2.7 LA GLANDULA PINEAL: INTEGRACIÓN NEURAL Y NEUROENDOCRINA DE LA INFORMACIÓN AMBIENTAL**

La reproducción de los peces es un proceso de marcado carácter rítmico, que se encuentra regulado por factores ambientales cíclicos como el fotoperiodo y la temperatura. Así, en nuestras latitudes los animales están expuestos en el medio natural a los cambios diarios y estacionales de los ciclos de luz-oscuridad, esta modificación estacional del fotoperiodo ha sido una práctica muy habitual desde hace tiempo para adelantar o retrasar las puestas en algunas especies como la trucha (Bromage *et al.*, 2001) y (Carrillo *et al.*, 2009).

El desarrollo adecuado de todos estos procesos requiere múltiples y complejas interacciones que tienen lugar a lo largo del eje pineal, cerebro e hipófisis gónada (Figura 6). Para ello, los individuos disponen de sistemas sensoriales y receptores específicos que perciben los estímulos ambientales y sociales (presencia de otros individuos, densidad de población, proporción de sexos, etc). Como veremos en este capítulo, el órgano pineal, una estructura neural con capacidad secretora, desempeña en peces un papel muy importante en la percepción de la información del fotoperiodo y la temperatura y en la codificación de esta información en señales nerviosas (neurotransmisores) y neuroendocrinas (melatonina) que permiten la sincronización ambiental de numerosos procesos rítmicos, entre ellos la reproducción (Carrillo *et al.*, 2009).

La glándula pineal de los peces es un órgano fotosensible que posee verdaderos pinealocitos fotoreceptores y, en el curso de la evolución, estos pinealocitos han perdido progresivamente sus propiedades fotoreceptoras (Ekstrom y Meissl, 1997).

La captación de la información luminosa reside exclusivamente en la retina, ya que es la estructura que presenta células fotoreceptoras (conos y bastones). Esta información de la retina llega al cerebro a través de un tracto retino-hipotalámico y alcanza diversos núcleos nerviosos, entre ellos el núcleo supraquiasmático, donde se localiza el marcapasos central que controla los ritmos biológicos (Carrillo *et al.*, 2009).

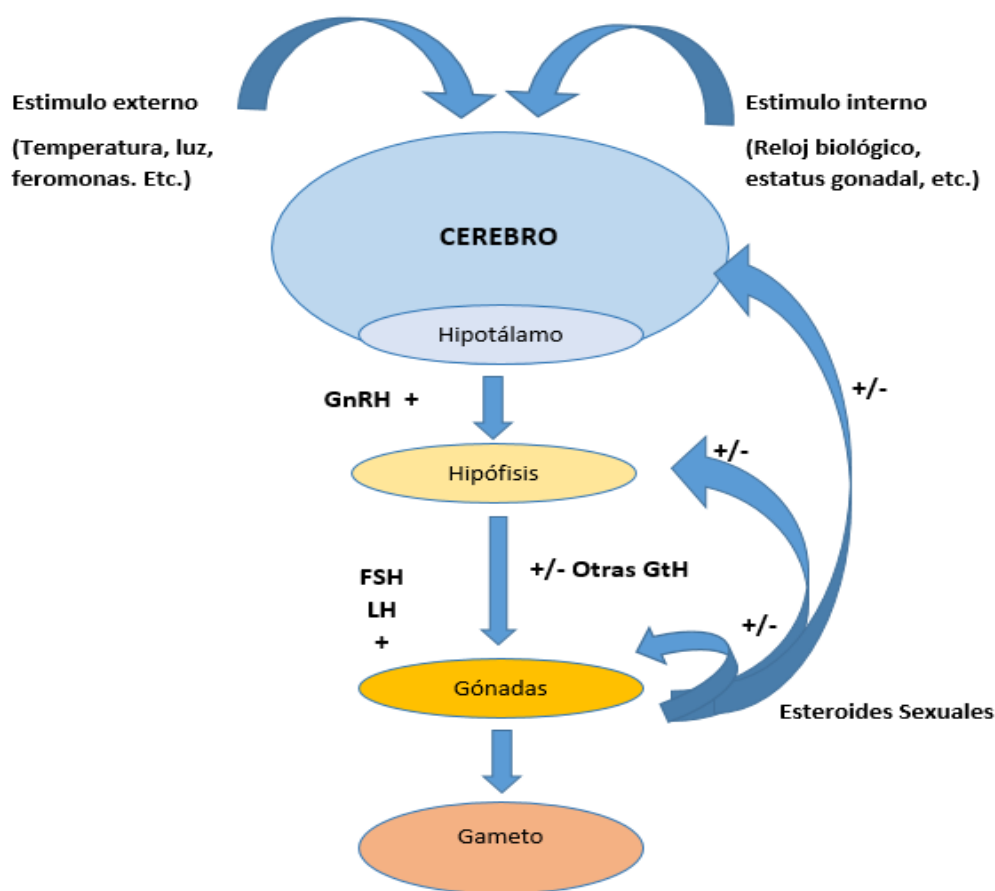
### **2.2.8 PROCESO NEUROENDOCRINOLOGICO EN LA REPRODUCCIÓN DE PECES**

El cultivo intensivo de peces introduce, en la mayoría de los casos, variaciones respecto a las condiciones en las que se encuentran las poblaciones naturales, provocando alteraciones en su ciclo reproductivo. De hecho, numerosas especies no se reproducen



durante el primer año en cautividad, probablemente por la falta de síntesis y/o liberación de gonadotrofinas (Matsuyama *et al.*, 1995).

El sistema endocrino se compone de un conjunto de órganos y tejidos que liberan mensajeros químicos denominados hormonas, que se encargan de la transmisión de información entre los diferentes órganos y tejidos que integran el sistema endocrino. Los componentes que integran este sistema conforman el denominado eje Cerebro, Hipófisis y Gónada (Pelcastre, 2006) (Carrillo *et al.*, 2009).



**Figura 7:** Eje Cerebro-Hipófisis- Gónada (Elaborado por el autor, tomado de; Pelcastre, 2006)

### 2.2.8.1 Condiciones ambientales

Para que la reproducción tenga éxito es preciso que se produzca una sincronización de los reproductores entre sí y de éstos con las variaciones de los factores ambientales, esta sincronización permitirá que los individuos maduren simultáneamente y en el momento más idóneo para garantizar una mayor supervivencia de la progenie (Zanuy, tomado de

Carrillo *et al.*, 1989). Esta sincronización de los individuos con los factores ambientales resulta de gran importancia en el ciclo reproductivo de los peces teleósteos, que presentan cambios cíclicos en sus niveles hormonales y viven en un medio que experimenta marcadas variaciones estacionales en factores tales como la luz y la temperatura, cada individuo debe disponer de un sistema que reciba las informaciones procedentes tanto del exterior como del interior del organismo, que las integre y determine el establecimiento de un estado endocrino idóneo, que regule a su vez, todos los eventos fisiológicos que conducirán a la reproducción. Estas complejas funciones se llevan a cabo a través de múltiples interacciones que tienen lugar a lo largo del eje cerebro, hipófisis y gónada (Lethimonier *et al.*, 2003).

### 2.2.8.2 Control Hormonal de la Reproducción de peces

La hipófisis de peces se encuentra unida al hipotálamo por un tallo fino denominado neurohipófisis, que está constituido por los axones de las células neurosecretoras que penetran en la hipófisis desde el cerebro, la hipófisis de peces presenta la peculiaridad de carecer del sistema portal (vascular) hipotálamo-hipofisiario. De esta forma, las neurohormonas que controlan la actividad de las distintas células endocrinas de la hipófisis son liberadas desde los terminales neurosecretoras de forma más o menos directa en el entorno de las células diana (Carrillo *et al.*, 2009).

La hipófisis desempeña un papel crucial en el control del proceso reproductivo, ya que sintetiza y secreta las gonadotrofinas, unas hormonas de naturaleza glicoproteica que dirigen el desarrollo gametogénico y la secreción de esteroides en las gónadas, las gonadotrofinas están representadas por dos moléculas: la hormona luteinizante (LH) y la hormona estimulante del folículo (FSH), a las que hay que añadir en Mamíferos una tercera gonadotrofina de origen placentario o gonadotrofina coriónica (GC) y en peces ha existido controversia sobre la dualidad de las gonadotrofinas, si bien hoy está clara la presencia de dos moléculas con acción gonadotropa, denominadas GTH I o vitelogénica y GTH II o maduracional, según sus funciones en el ciclo reproductivo. Actualmente se acepta que la GTH I de peces se corresponde con la FSH, mientras que la GTH II se corresponde con la LH (Quérat *et al.*, 2000).

Podemos decir, en general, que la gametogénesis en el ovario y el testículo, dependen de la acción de las gonadotrofinas. Esta acción está mediada por la unión de las mismas a receptores situados en la membrana de ciertas células de las gónadas e implica la

activación de la ruta de síntesis y secreción de diferentes esteroides sexuales. Así, tanto los ovarios como los testículos de teleósteos son capaces de producir varios tipos de esteroides (estrógenos o esteroides C18, andrógenos o esteroides C19 y progestinas o esteroides C21) según el momento del ciclo y en respuesta a cada tipo de gonadotrofina.

Las gonadoliberinas (GnRHs) constituyen una familia de moléculas peptídicas cerebrales cuya naturaleza y diversidad está bastante estudiada en peces teleósteos, ya que representan el principal factor liberador de las gonadotrofinas hipofisarias (Millard y King, 1992; Lethimonier *et al.*, 2003).

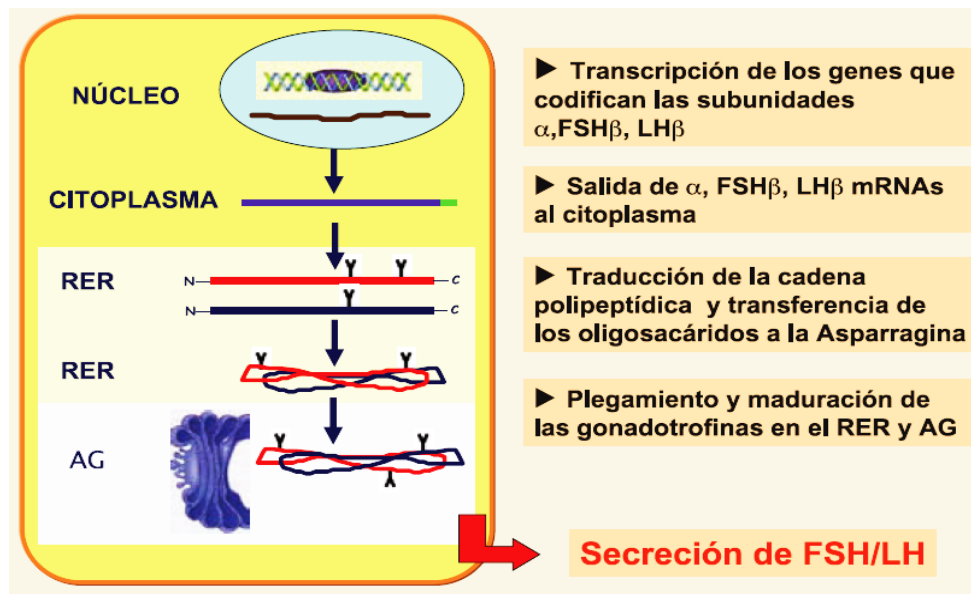
#### **a. Gonadotrofinas**

Las gonadotrofinas son las hormonas que regulan la gametogénesis y la esteroidogénesis gonadal (Joy *et al.*, 2000), si bien existen varias hormonas capaces de influir sobre algún aspecto de la función gonadal, el término "gonadotrofinas" se aplica únicamente a las glicoproteínas sintetizadas por la hipófisis: la hormona estimulante del folículo (FSH) y la hormona luteinizante (LH). En Mamíferos, existe una tercera glicoproteína de origen placentario denominada gonadotrofina coriónica (CG) (Pierce y Parsons, 1981).

La LH y la FSH cumplen papeles diferentes en el ciclo sexual. De la LH dependen los procesos de ovulación y secreción de esteroides gonadales, especialmente de progesterona en el ovario y de andrógenos en el testículo. A la FSH se le asigna una acción estimuladora del desarrollo folicular temprano y de la preparación de las gónadas para las acciones posteriores de la LH y en teleósteos también se ha descrito la existencia de dos GTHs, GTH I y GTH II, análogas a la FSH y a la LH, respectivamente (Quérat *et al.*, 2000).

#### **b. Localización de las células gonadotropas: síntesis y secreción de las gonadotrofinas**

Las células productoras de gonadotrofinas se han localizado en la hipófisis de numerosas especies de teleósteos, en la trucha arco iris, las células LH se localizan en las regiones centrales de los cordones glandulares de la *Pars Distalis Proximal (PDP)* y en ocasiones, en el borde de la *Pars Intermedia (PI)*. Esta ausencia de co-localización celular de FSH y LH por tanto, ambas hormonas se producen en células gonadotropas distintas, lo que parece diferenciar la hipófisis de peces respecto a la de otros vertebrados superiores, en los que coexisten FSH y LH en la misma célula (Joy *et al.*, 2000).



**Figura 8:** Representación esquemática de la biosíntesis de las gonadotropinas por las células gonadotropas de la adenohipófisis. RER, retículo endoplasmático rugoso. AG, Aparato de Golgi (Zanuy, tomado de Carrillo *et al.*, 2009).

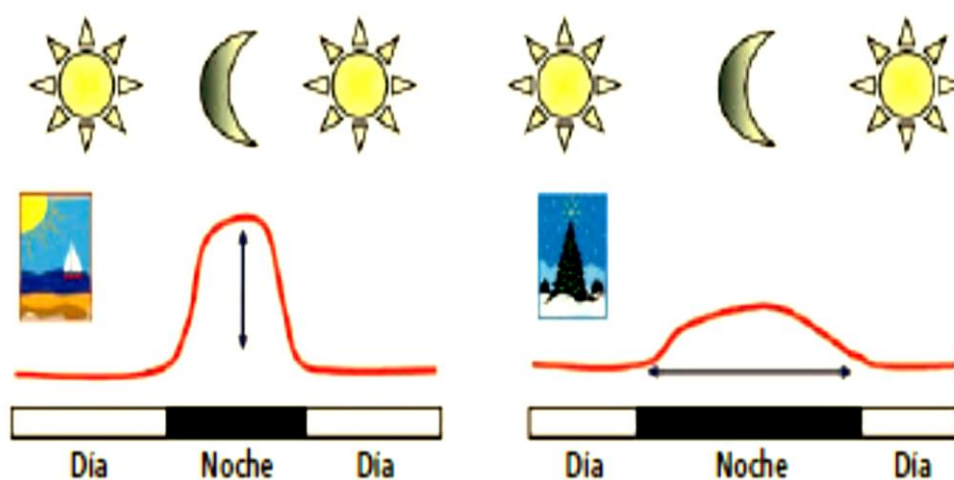
### 2.2.8.3 Secreción de melatonina y efectos sobre el eje reproductivo

La melatonina procedente de la pineal se secreta al torrente sanguíneo únicamente durante la fase de oscuridad, por lo que actúa como reloj para el animal. De hecho, también se le conoce como «oscuridad química», ya que su presencia advierte de la llegada de la noche a aquellos tejidos sin capacidad fotoreceptora propia, gracias a la existencia de dichos ritmos, los reproductores estacionales programan el momento idóneo para la reproducción, es decir, aquel en el que las condiciones vayan a ser óptimas para la supervivencia de la progenie (Reiter, 2003).

En peces, al igual que sucede en mamíferos, la información del fotoperiodo es percibida por el órgano pineal en una señal neuroendocrina que se corresponde con la hormona melatonina, la cual es estimulada por la luz a los fotoreceptores, localizados en la retina de los ojos laterales y también en la glándula pineal, inhibiendo la síntesis y la liberación de melatonina que además, a su vez, puede estar modulada por las variaciones periódicas de la temperatura del agua (Gracia tomado de Carrillo *et al.*, 2009) (Reiter, 2003).

La producción de melatonina responde a estímulos lumínicos así, dicha producción está regulada por la longitud del fotoperiodo (luz) y es evidente durante la oscuridad. De esta forma, la información sobre el estado de luz/oscuridad ambiental llega a la glándula pineal

y determina el ciclo de la síntesis de melatonina. Dada su naturaleza hidrofóbica y lipofílica y su pequeño tamaño, atraviesa todas las membranas celulares del organismo, como pueden ser las mitocondrias. Como se comentó anteriormente, la melatonina presenta un ritmo circadiano, con valores máximos nocturnos (Carrillo *et al.*, 2009), por otra parte (Reiter, 2003) comenta, que parece ser el “marcapasos central” o “reloj biológico”. En este sentido, la melatonina parece estar implicada en fenómenos como la sincronización circadiana, la inducción del sueño, la regulación de la temperatura corporal y también la regulación del sistema inmunitario.



**Figura 9:** Esquema representativo de los ritmos diarios y estacionales de secreción de melatonina. La melatonina representa una señal diaria ya que se secreta a concentraciones más elevadas durante la noche. Asimismo, representa una señal estacional, ya que la duración de las noches (y por tanto la secreción de melatonina) varía a lo largo del año. En poiquilotermos, la temperatura también regula la amplitud del ritmo de secreción de melatonina, siendo mayor a temperaturas elevadas (Carrillo *et al.*, 2009).

No obstante, la naturaleza de estos efectos es variable dependiendo de si los animales son reproductores de días largos (p.e. ciprínidos y peces gato) o de días cortos (p.e. salmónidos). En reproductores de días largos, la pinealectomía estimula la reproducción en invierno (días cortos) mientras que inhibe la reproducción en verano (días largos) y la situación opuesta se ha descrito para reproductores de días cortos (Ekstrom y Meissl, 1997).

## 2.2.9 PRINCIPALES PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL RECURSO HÍDRICO, PARA EL CULTIVO DE TRUCHA ARCO IRIS

### 2.2.9.1 Calidad del agua

El término calidad en general, se refiere al conjunto de características, cualidades, rasgos distintivos, nivel de excelencia, etc., que presentan los seres o cosas, las cuales permiten de alguna forma evaluar. Por eso en cuanto a agua nos referimos, evaluamos sus características fisicoquímicas, (Phillips *et al.*, 2008) indica que la calidad del agua es fundamental en un criadero de truchas, pues es el medio donde los peces se desarrollarán, así que conocer y mantener los parámetros del agua como: temperatura, oxígeno, turbidez, pH y amonio es de suma importancia para que el criadero tenga una buena producción acuícola, y que las truchas cosechadas de nuestro centro acuícola sean de las características deseadas.

Dentro de estos parámetros, la temperatura del agua es muy importante porque regula el crecimiento de los peces, ya que estos no tienen capacidad propia para regular su temperatura corporal. Si la temperatura es muy baja el crecimiento es lento, a temperaturas más altas el desarrollo es más rápido. Otro parámetro que es afectado por la temperatura es el oxígeno disuelto en el agua, pues a temperaturas altas, el oxígeno disuelto es menor que a temperaturas bajas (FAO, 2014).

**Tabla 3:** Requerimientos del agua para el cultivo de trucha.

<b>Temperatura</b>	De 7.2 a 17.0 °C para crecimiento De 7.2 a 12.8 °C para reproducción e incubación.
<b>Oxígeno disuelto</b>	Mayor a 5 mg/l
<b>pH</b>	6.7 a 9.0
<b>Amonio</b>	Menor a 0.012 mg/l como NH <sub>3</sub>
<b>Nitrito</b>	Menor a 0.055 mg/l
<b>Nitrógeno</b>	Menor a 110 % de saturación total

(Phillips *et al.*, 2008)

### 2.2.9.2 Oxígeno disuelto (OD)

Los peces necesitan de oxígeno para respirar, este gas lo toma del agua, necesitando cantidades grandes (en el caso de salmónidos), cuando se realiza crianza intensiva, en

estanques donde la concentración de peces es elevada, por lo que el oxígeno resulta un elemento esencial para la supervivencia de los peces, siendo precisamente los salmónidos una de las especies más exigentes, presentando signos de asfixia cuando su concentración es inferior a 5 mg/l, aparece mortalidad a concentraciones de 3 mg/l, por lo que sus necesidades no son constantes a lo largo del día y dependen de numerosos factores, entre ellos es, la temperatura y el peso de los peces (Orna, 2015).

La trucha arco iris, tiene una exigencia bastante estricta frente al oxígeno disuelto, que tienen básicamente un carácter limitante para el cultivo intensivo, el comportamiento de los peces a falta de este factor es típico, suben a la superficie e intentan aspirar aire. Otros peces permanecen agrupados en zonas próximas a la entrada de agua fresca y tienen un comportamiento normal. Los peces muertos por asfixia, presentan los opérculos levantados y las branquias muy abiertas (Mantilla, 2004).

**Tabla 4:** Proporción de oxígeno disuelto en crianza de truchas

Oxígeno (ppm)	0 a 0.3	3.5 a 4.0	5.0 a 6.0	6.5 a 9.0	> 10.0
Características	Muerte Instantáneas	Sufre gravemente estrés	Más o menos adecuadas	o óptima	Peligrosa

(Orna, 2015)

### 2.2.9.3 Temperatura (T)

La trucha arco iris al igual que todos los peces, no tiene capacidad propia para regular su temperatura corporal, y ésta depende totalmente del medio acuático en que vive (poiquilotermos). La temperatura del agua tiene una incidencia directa sobre los aspectos reproductivos de las truchas, el ritmo de crecimiento de los alevines y adultos, y especialmente sobre el grado de actividad metabólica. Indirectamente como ya se mencionó con anterioridad, la temperatura del agua influye en la concentración de oxígeno disuelto en ella, la concentración de productos metabólicos (amoníaco), así como el tiempo y grado de descomposición de los materiales depositados en el fondo de los estanques; sin embargo, es necesario mencionar que en términos de cría artificial de trucha, los límites de la temperatura del agua en los cuales su crecimiento y desarrollo

son los adecuados es entre los 9 y 17 °C, siendo en la etapa de alevín entre 10 -12 °C la temperatura adecuada, y para los juveniles en pleno crecimiento 16 °C. A pesar de que el rango de temperatura del agua en que las truchas pueden sobrevivir es amplio, a partir de temperaturas por arriba de los 21°C las concentraciones de oxígeno en el agua son muy bajas, inadecuadas para la acuicultura (Phillips *et al.*, 2008).

**Tabla 5:** Flujo de temperaturas para peces de agua fría

- 11° C a 3° C	4° C a 8° C	9° C a 12° C	13° C a 16° C	17° C a 18° C
Muerte	Crece muy lento	Ideal para reproducción e incubación.	Ideal para crecimiento y engorde	Estrés bajo de oxígeno

(Orna, 2015)

#### 2.2.9.4 Potencial de hidrógeno (pH)

Es la concentración de iones de hidrógeno en el agua y está referido al carácter de acidez o basicidad del agua, es importante porque actúa como regulador de la actividad metabólica (Orna, 2015). El pH, se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno, esto se escribe normalmente como  $pH = \text{Log}.10 H^+$ , las aguas cuyo pH se muestra ligeramente alcalino son más convenientes para la crianza intensiva de peces, quizá entre 7 y 8 esté el óptimo, pero los rangos de 6 a 9 son tolerables, cuando el pH del agua es mayor a 9, se debe descartar para la crianza intensiva, no es compatible con la vida de los peces, igualmente las aguas ácidas con pH inferior deben evitarse (Phillips *et al.*, 2008).

**Tabla 6:** Flujo de pH para peces de agua fría

4.0 – 5.0	6.0	7.0 – 8.0	9.0	10.0 – 14.0
Punto ácido de muerte		Optimo		Punto alcalino de muerte
	Deseable: rango de reproducción de peces			

(Phillips *et al.*, 2008).



### 2.2.9.5 Dureza

Se refiere a la presencia de ciertos cationes (mayormente  $\text{Ca}^{++}$  y  $\text{Mg}^{++}$ ) los cuales originan precipitados. Los rangos de dureza apropiados para el agua son de 60 – 300 ppm, los cuales permiten un mejor crecimiento de los peces; si el nivel de la dureza es bajo, esto indica que la capacidad de tamponar es baja y el pH puede variar considerablemente durante el día (Newcombe y Jensen, 1996).

La alcalinidad y la dureza son casos similares sobre calidad de agua, pero estos conceptos representan diferentes tipos de medida, la alcalinidad se refiere a la habilidad de aceptar iones hidrógeno (o neutralizar acidez) y es la contraparte de la acidez, los aniones (-) carbonatos ( $\text{CO}_3^{=}$ ) y bicarbonatos ( $\text{HCO}_3^-$ ) son los más frecuentes; la alcalinidad se refiere a estos iones más el  $\text{OH}^-$  y es expresado en términos de concentración de carbonatos de calcio ( $\text{Ca}^{++}$ ) y magnesio ( $\text{Mg}^{++}$ ) también expresado como su equivalente concentración de  $\text{CaCO}_3$  (Orna, 2015).

Las rocas carbonatadas responsables de la alcalinidad del agua son la misma fuente de  $\text{Ca}^{++}$  y  $\text{Mg}^{++}$ . Responsables de la dureza, los valores de la alcalinidad y dureza son completamente similares cuando son expresados como equivalente de  $\text{CaCO}_3$ .

De acuerdo a la concentración de  $\text{CaCO}_3$  las aguas se pueden clasificar en:

- Agua blanda 0 - 30 ppm como  $\text{CaCO}_3$
- Agua ligeramente dura 30 - 60 ppm como  $\text{CaCO}_3$
- Agua dura 30-150 ppm como  $\text{CaCO}_3$
- Agua muy dura mayores de 150 ppm como  $\text{CaCO}_3$  (Orna, 2015).

### 2.2.9.6 Amonio

Las moléculas de amoníaco no disociadas, es un gas negativo para los procesos de cría, son altamente tóxicos para el pez. Es una base débil, incluso en bajas concentraciones, el amoníaco puede causar hiperplasia branquial, no se recomienda un nivel superior a 0.02 mg/l (Orna, 2015).

Su principal acción tóxica se debe a la irritación que produce sobre el delicado epitelio mucoso que recubre las branquias, donde tiene lugar los intercambios gaseosos entre el medio acuático y el pez. (Phillips *et al.*, 2008).

### **2.2.9.7 Nitritos – Nitratos y Fosfatos**

Estos están considerados como principales nutrientes responsables de la productividad primaria del agua.

Los niveles recomendados están:

- Nitrógeno de nitritos no mayor de 0.055 mg/l.
- Nitrógeno de nitratos no mayor de 100 mg/l.
- Nitrógeno amoniacal no mayor de 0.012 mg/l.
- Fosfato más de 500 mg/l, no es recomendable (Orna, 2015).

### **2.2.9.8 Alcalinidad**

Se refiere a la presencia de ciertos aniones (carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos), los cuales causan que el agua sea alcalina o mantenga el pH alto (sobre 7), los carbonatos y bicarbonatos tamponan el agua; esto es que, tienden a mantener el pH constante. Los hidróxidos no tamponan el agua pero únicamente elevan el pH, las cantidades de carbonato y bicarbonato e hidróxidos pueden determinarse por medio de la medición de la alcalinidad total (Orna, 2015).

## **2.2.10 MANEJO Y PRODUCCIÓN**

### **2.2.10.1 Capacidad de carga de los estanques**

La cantidad de peces (kg/m<sup>2</sup>) que es posible colocar en un estanque está en relación con el peso individual de las truchas, con el oxígeno aportado por el caudal y en base a las instalaciones y condiciones de la granja. La carga de los estanques se expresa en kilogramos de peces por metro cuadrado de estanque. Para el cálculo de la densidad se utiliza como medida patrón de partida y de máximo aprovechamiento, el número de truchas de 200g que es posible colocar en un metro cuadrado a una temperatura de 10 °C; bajo estas circunstancias se aconsejan densidades de 18 a 21 kg/m<sup>2</sup> (Blanco, 1995).

### **2.2.10.2 Importancia del alimento**

Actualmente existen alimentos concentrados debidamente balanceados para llenar las necesidades nutricionales de la trucha, y de esta forma, lograr un buen desarrollo y crecimiento. Existen cinco componentes básicos que son necesarios para su alimentación y que tienen que estar presentes en el alimento (FAO, 2014).

**Tabla 7:** Componentes básicos necesarios, en el alimento para trucha.

Proteínas	Carbohidratos	Grasas	Vitaminas	Minerales
Son importantes para la formación de los distintos órganos del cuerpo y para la trucha esta proteína debe ser mayormente de origen animal (carne, hígado o sangre).	Son muy Necesarios como fuente de energía. Los cereales como el trigo, maíz, cebada, la soya son muy utilizados como fuente de carbohidratos.	Son vitales como fuente de energía.	Son importantes para un buen crecimiento de la trucha y que no se enfermen.	Son importantes en la formación de los huesos, dientes y la sangre. El requerimiento de los minerales es reducido y son asimilados del agua y del alimento.

(Fuente: FAO, 2014)

El nivel de proteína de estos alimentos cambia dependiendo de la etapa de desarrollo del pez. En truchas pequeñas, el porcentaje de proteína del alimento es alto, porcentaje que disminuye conforme el pez aumenta en tamaño.

**Tabla 8:** Porcentaje de requerimiento nutricional, que debe tener el alimento, según el estado de desarrollo de la trucha.

Nutrientes		Truchas Alevinos (%)	Truchas Juveniles (%)	Truchas Adultos (%)	Truchas Reproductoras (%)
Proteínas	mínimo	45.0	42.0	40.0	40.0
Carbohidratos	máximo	22.0	28.0	25.0	25.0
Grasas	mínimo	10.0	10.0	10.0	10.0
Ceniza	máximo	10.0	10.0	10.0	10.0
Humedad	máximo	10.0	10.0	10.0	10.0
Fibra	máximo	2.0	3.0	3.0	3.0
Calcio	mínimo	1.5	1.5	1.5	1.5
Fósforo	mínimo	2.0	2.0	2.0	2.0

(Fuente: FAO, 2014)

### 2.2.10.3 Frecuencia de alimentación

El alimento debe ser distribuido en varios puntos del estanque. El número de veces al día que se tiene que alimentar.

**Tabla 9:** Cantidad de veces a alimentar por día, según tamaño de la trucha.

CARACTERÍSTICAS	TRUCHA			
TAMAÑO EN CENTÍMETROS	5 a 10	10,1 a 15	15,1 a 22	Mayor de 22,1
VECES POR DÍA	4	3	2	1

(Fuente: FAO, 2014)

### 2.2.10.4. Cálculo del alimento diario

La cantidad de alimento a suministrar a un grupo de truchas depende de la clase de alimento, la calidad del agua, temperatura, el estado y el tamaño de los peces. Para saber la cantidad de alimento que se le debe dar a un grupo de truchas, se debe realizar un muestreo, que consiste en tomar una muestra de las truchas existentes en el estanque para calcular su peso promedio y tamaño, con base en estos y en la temperatura del agua, se determina la dosis de alimentación diaria, basándose en una tabla de alimentación (FAO, 2014).

#### *a. Adultos reproductores:*

Se reduce el contenido de proteínas en 40% y de carbohidratos a 25% y equilibrio de grasas de 5%. El suministro es 2 veces/día de forma homogénea.

Otro método recomendado es alimentar en 6 días la cantidad de alimento de 7 días, la cantidad de alimento del séptimo día se adiciona proporcionalmente a los días 1 al 6, así los fines de semana sería día de descanso para el productor y como medida de profilaxis para los peces (FAO, 2014).

#### *b. Conversión alimenticia:*

Es la cantidad de alimento balanceado suministrado para obtener un kilo de carne viva, el cual se reajustará según las necesidades de alimento de los peces, así como al factor de conversión alimenticia, considerándose los siguientes parámetros:

- Número total de peces estabulados.

- Promedio de peso de los peces.
- Promedio de talla de los peces.
- Peso total de peces estabulados.
- Temperatura del agua.
- % peso corporal.

*c. Alimento a utilizar:*

Se empleará alimento comercial extruido, que permita un mejor crecimiento y mayor resistencia a enfermedades, y un nivel de contaminación del medio acuático mínimo, por el factor de conversión y método de alimentación de acuerdo al racionamiento diario, proyectado por semana.

Factores de conversión de 1.2 a 1 (Blanco, 1995).

Las características del alimento varían de acuerdo al estadio de la trucha.

El método para obtener la ración alimenticia diaria para la proyección de alimento para la investigación se obtuvo de la siguiente formula:

$$RA = \frac{B \times T.A.}{100}$$

Donde:

**RA** = Ración alimenticia diaria.

**B** = Biomasa en Kg.

**T.A.** = Tasa alimenticia.



**Figura 10:** Pellets de diferentes tamaños (tomado de CLEXTRA1, procesadora de alimentos para peces)

**Tabla 10:** Tipo y diámetro de alimento de acuerdo al estadio.

Estadio	Tipo de alimento	Diámetro de Pelle Rango (mm)	Peso del pez (gr)	Talla del pez (cm)
Alevinos	Inicio-Crecimiento	2.0 – 2.5	1.5 – 12.5	5 – 9.8
Pre-juvenil	Crecimiento	2.5 – 4.0	12.5 – 25.0	9.8 – 12.5
Juvenil	Crecimiento-acabado	4.5 – 8.0 2	5.0 – 77.0	12.5 – 17.5
Adulto	Acabado – pigmentante	4.5 – 8.0	77.0 – 500.0	17.5 – 33.0
Reproductores	Reproductor	8.0	500 – más	≥33.0

(Fuente: FAO, 2014)

### 2.3 MARCO CONCEPTUAL:

**a. Caracteres sexuales.** - Se llaman caracteres sexuales aquellos que se toman en cuenta para diferenciar los sexos (Barreda, 1978).

**b. Desove.** - Desove y fecundación artificial, Constituye en la expulsión de los óvulos en las hembras y el esperma en el macho. Existen dos métodos para el desove artificial: Método seco (no es recomendable ya que los huevos en contacto con el agua sufren un proceso de hidratación cerrándose el micrópilo del huevo, impidiendo la fecundación), Método húmedo (más recomendado ya que asegura la apertura del micrópilo) (Ragash, 2009).

**c. Espermatogénesis.** - Los gametos masculinos que intervienen en la reproducción, se forman mediante un complicado proceso de divisiones celulares, que en conjunto se llama espermatogénesis o formación de espermatozoides (Barreda, 1978).

**d. Etología.** - La etología se enmarca dentro de la psicobiología, área de conocimiento que, utilizando el método científico, tiene como objeto de estudio la conducta, en tanto que esta se aborda como un proceso biológico (Sánchez, 2014).

**e. Fotoperiodo.** - Se define a la luz artificial para aumentar la tasa de crecimiento, controlar la esmoltificación y manipular la reproducción en peces (Porter *et al.*, 1999; Taranger *et al.*, 2003).

**f. Glándula pineal.** - El transductor principal del fotoperiodo es la glándula pineal, la cual produce melatonina como respuesta a la oscuridad induciendo a nivel del hipotálamo e hipófisis la liberación de FSH, LH (Sasa, 2002).

**g. Hormona.** - Sustancia química secretada por las glándulas endocrinas, al torrente circulatorio, que las transporta a través de todo el organismo animal, de esta manera llegan a (órganos, tejidos o sistemas) en los cuales producen un efecto que se traduce como una modificación de tipo cíclico funcional (Cunningham y Klein 1995).

**h. Maduración sexual.** - Se entiende como la capacidad que tiene el pez para reproducirse, los peces son sexualmente maduros cuando las gónadas salen de su latencia, empiezan a desarrollarse presentando cambios que culminan con la presencia de óvulos y espermatozoide (Tresierra y Culquichicon, 1993).

**i. Ovogénesis.** - Es una secuencia de procesos donde las células germinales se transforman en ovocitos maduros. Es un proceso complejo regulado por una gran cantidad de factores intra y extra ováricos y ovogénesis o formación de óvulos, en el caso de gametos femeninos (Barreda, 1978).

**j. Espermatogénesis.** - En los peces teleósteos la espermatogénesis es cística y ello implica que todas las células germinales de un espermatociste determinado deriven de una sola espermatogonia primaria. Esta, al dividirse sincrónicamente, constituye un clon de células germinales isogénicas bordeadas por extensiones citoplasmáticas de las células de Sertoli que les acompañaran durante todo el proceso de espermatogénesis (Schulz *et al.*, 2005 por Carrillo *et al.*, 2009).

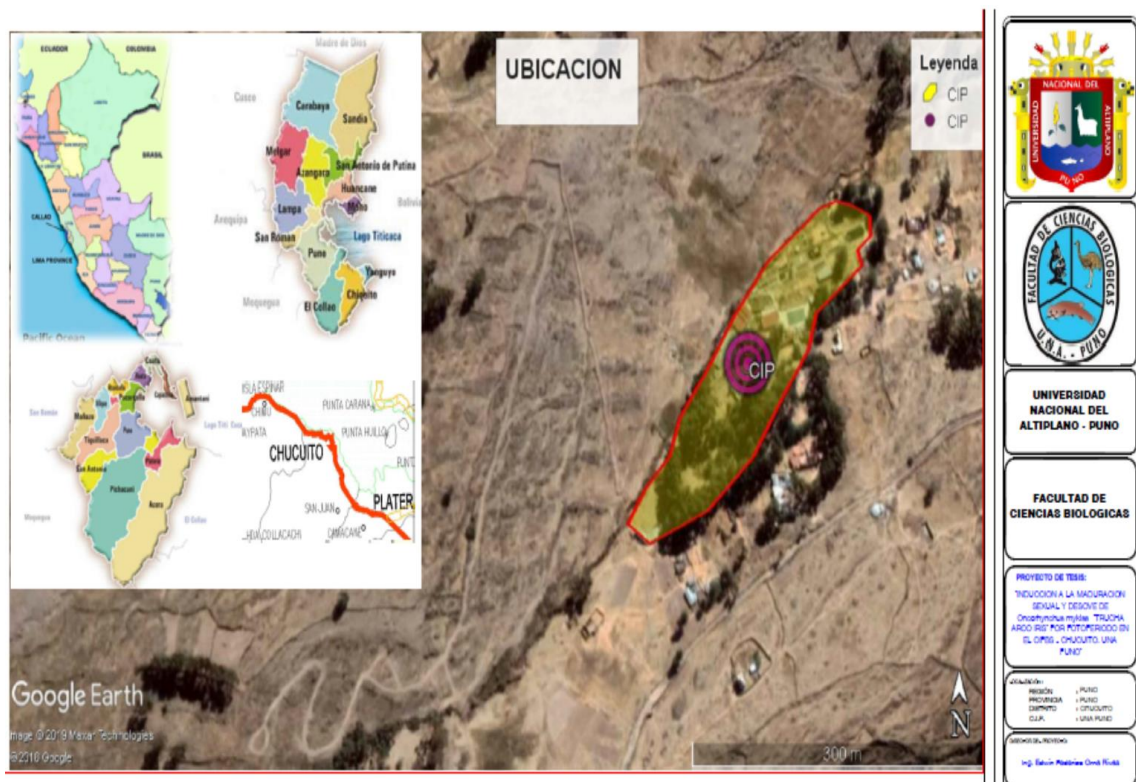
**k. Periodo de reproducción.** - Son intervalos de tiempo determinados que pueden suceder cada mes o cada año que son influenciados por los factores extrínsecos e intrínsecos en una especie (Tresierra y Culquichicon, 1993).

**l. Reproducción.** - Es la capacidad de toda célula o ser vivo de producir descendientes semejantes a los progenitores (Campos *et al.*, 2004).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Zona de estudio

El estudio se realizó durante los meses de diciembre 2018 a marzo 2019, en el Centro de Investigación y Producción de Bienes Servicios perteneciente a la UNA, ubicado en el distrito y provincia de Puno, con ubicación geográfica UTM: Longitud: -69.8966513 Latitud: -15.8979089 (Figura 11), se cuenta con presencia de recurso hídrico, proveniente del recreo llamado Murinlaya.



**Figura 11:** Ubicación de la zona de estudio, CIPBS-UNAP, DICIEMBRE, 2018.

**Tabla 11:** Coordenadas geográficas y UTM del área experimental, CIPBS-UNAP, Diciembre, 2018.

Coordenadas Geográficas							Coordenadas UTM	
Latitud (Sur)				Longitud (Oeste)			(WGS 84 Zona 19)	
Vértice	Grados	Minutos	Segundos	Grados	Minutos	Segundos	Norte	Este
A	15	53	48.80123	99	53	47.60114	-69.89665	-15.89790

Fuente: Elaboración propia



### 3.2. Tipo de estudio

El área de investigación es acuicultura en la especialidad de biología, el ámbito de estudios de Ciencias Biológicas, el tipo de investigación es experimental y analítica, donde se realizó una experimentación basada en un bioensayo y análisis de los factores ambientales y fisicoquímicos del agua. Por lo que se adopta el método experimental con un diseño completamente aleatorio (DCR), con 3 tratamientos (T1, T2 y T3), en el cual se analiza la fiabilidad y la validez de la investigación.

### 3.3. Población y muestra

Para la determinación de la población es necesario una mínima cantidad de tres especímenes biológicos, número que se debe aumentar en función de la tasa de mortalidad, previsión por pérdidas del 10% y facilidad de manipulación, (Paredes 1994, tomado de, Díaz y Neira, 2004). Por lo cual se tomó una población total de 30 individuos entre machos y hembras, en la edad etárea de adultos reproductores, los mismos que estuvieron distribuidos en tres tratamientos (3T), cada módulo de 10 individuos, 05 machos y 05 hembras de trucha arco iris (Díaz y Neira, 2004)

**Tabla 12:** Población y muestra, CIPBS-UNAP, Diciembre, 2018.

<b>POBLACIÓN Y MUESTRA</b>												
<b>CONTROL BIOMETRICO -INICIAL</b>												
<b>POROCEDENCIA:</b>		CIPBS CHUCUITO - TRUCHA NACIONAL										
<b>NÚMERO DE MUESTRAS: 30 UNDS VIVAS</b>												
POBLACION	TRATAMIENTO											
	I				II				III			
PARAMETROS	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	EDAD	MADURES SEXUAL	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	EDAD	MADURES SEXUAL	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	EDAD	MADURES SEXUAL
n°/um	cm	g	Est.	Naier B.	cm	g	Est.	Naier B.	cm	g	Est.	Naier B.
1	45	1166	adulto	2	42	1150	adulto	2	43	1100	adulto	2
2	43	1000	adulto	2	43	1165	adulto	2	44	1220	adulto	2
3	41	1200	adulto	2	41	1210	adulto	2	45	1300	adulto	2
4	40	1300	adulto	1	38	1320	adulto	1	46	1150	adulto	2
5	39	1150	adulto	1	39	1300	adulto	1	42	1200	adulto	2
6	44	1220	adulto	2	43	1120	adulto	2	39	1300	adulto	1
7	45	1300	adulto	2	40	1100	adulto	2	36	1150	adulto	1
8	41	1200	adulto	2	39	1200	adulto	1	45	1310	adulto	2
9	42	1210	adulto	2	45	1450	adulto	2	43	1200	adulto	2
10	44	1220	adulto	2	42	1220	adulto	2	40	1150	adulto	1
Sumatoria Σ												
Promedio X	42.4	1197	adulto	1.8	41.2	1224	adulto	1.7	42.3	1208	adulto	1.7
X̄ Peso (g)	1209											
X̄ Talla (cm)	42.0											

**Fuente:** Elaboración propia (tomado del control biométrico inicial).

### 3.4. Metodología

**3.4.1. Determinar el efecto del tiempo de exposición a la luz en la inducción a la maduración sexual (ovogénesis y espermatogénesis) y desove de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), por el método de fotoperiodo en el CIPBS – Chucuito, UNA PUNO.**

Se ha considerado un diseño completamente aleatorio (DCA), con 3 tratamientos. La variable independiente será el tiempo de exposición a la luz y la dependiente la respuesta de ovulación y desove. El tratamiento 1 (T1 o Testigo) considera a las truchas expuestas a un fotoperiodo natural, que conllevo una duración de 12L:12O, para el tratamiento 2 (T2) una prolongación de las horas oscuridad hasta alcanzar 06L:18O horas diarias y el tratamiento 3 (T3) un aumento de horas luz en proporción de 18L:6O.

**Tabla 13:** Características - Diseño Experimental, CIPBS-UNAP, Diciembre, 2018.

<b>DISEÑO EXPERIMENTAL</b>	<b>TRATAMIENTO 1 (T1) O TESTIGO</b>	<b>TRATAMIENTO 2 (T2)</b>	<b>TRATAMIENTO 3 (T3)</b>
<b>NÚMERO DE INDIVIDUOS</b>	10	10	10
<b>TEMPERATURA (°C)</b>	12-14	12-14	12-14
<b>PH</b>	7	7	7
<b>HORAS LUZ (FOTOPERIODO) (L/O)</b>	12L:12O Natural	06L:18O	18L:06O

(Fuente: Elaboración propia)

### **3.4.2. Determinar el efecto sobre la maduración en reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), de un régimen de fotoperiodo de día largo (18L: 6O) y día corto (18O:6L) hasta el desove (Objetivo Específico 1).**

Se refiere a la progresión o avance de la maduración de las gónadas masculinas y femeninas, lo que se describe sistemáticamente identificando cada estadio con números romanos. Esta evolución o progresión se muestra en lo que corresponde a los grupos de Naier Buckmann (Canazas, 2015). Para la recolección del estado de maduración sexual, horas de luz y oscuridad por día (hL:hO), como también otros factores biótico y abióticos que afectan a este proceso, como: peso, talla, pH, Temperatura, oxígeno, amonio (NH<sub>4</sub>). Se elaboraron tablas de registro de datos de manera secuencial y ordenada, los datos fueron recolectados de manera permanente por el investigador, con empleo de instrumentos de medición y recolección de datos adecuadamente, con el cuidado a la muestra de no inducir las a un estrés fisiológico.

#### ***a. Frecuencia y tiempo***

Durante 120 días de trabajo, bajo un control riguroso, para la detección de individuos maduros sexualmente entre machos y hembras, se realizó el sexado y diagnóstico táctil de órganos genitales para su detección de reproductores aptos en intervalos de 10 días de forma sensorial, a fin de evitar el estrés fisiológico de la especie en muestra. Desde la puesta de muestras que es el día 1 de diciembre, hasta llegar a contar con reproductores aptos 99.9 % en uno de los 03 tratamientos.

#### ***b. Descripción detallada***

##### ***b.1 Acondicionamiento y adaptación de ambientes controlados.***

Para la puesta de ejemplares vivos, previamente se acondiciono tres estanques distribuidos de la siguiente forma: estanque 1 o natural, estanque 2 día corto y estanque 3 día largo, los dos últimos permitieron simular las condiciones del ambiente natural (Día-Noche), mediante un sistema eléctrico automatizado, interno a base de luces fluorescentes aéreas y sumergibles de color verde-azul  $\lambda$  450-550 nm según estudio realizado por (Migaud *et al.*, 2006) quien menciona que este tipo de luces es de fácil percepción por la retina del pez, así mismo, se construyó una caja de control eléctrico automatizado con temporizadores, para un eficiente control de tiempo de horas luz (hL y hO). Durante el proceso de adaptación a ambientes

controlados, se comprobó, que esta especie es sensible, propensa a un estrés ambiental, además, se observó que al inicio los ejemplares se negaron a recibir alimento, a consecuencia de la manipulación durante el traslado a los estanques de prueba, sin embargo, paulatinamente aceptaron el alimento balanceado en horas luz (hL), lo que favoreció su desarrollo y adaptación al fotoperiodo.

### ***c. Materiales***

***c.1*** Los materiales empleados para el acondicionamiento de ambientes controlados fueron: 20 Calaminas de color oscura convencional marca “techito”; para la estructura se utilizó 24 listones de madera de tipo rollizo de 3 metros de largo, el armado se realizó con herramienta de carpintería manuales, evitando el ruido y alteración del medio ambiente, para la secuencia del armado se utilizaron (clavos de diferentes medidas, alambre, plástico de polipropileno negro y silicona) en cantidades mínimas; para el sistema eléctrico se emplearon, 03 temporizadores de marca 24 hours time Switch Ms-T24, 01 termo magnético de marca Indeco 40A, 100 metros de cable N° 14 mellizo en marca Indeco, 04 enchufes Marca Indeco, 03 tomacorriente marca Indeco, 04 focos Led verde de 50 cm de largo en marca Indeco, 12 metros focos Led sumergibles color verde en marca Indeco, 01 caja de control de sistema eléctrico marca Indeco, para el armado e instalación eléctrica se hizo bajo las condiciones y precauciones adecuadas empleándose los EPPS de seguridad, todo lo descrito anteriormente se financio con recursos propios.

***c.2*** Los materiales de laboratorio empleados fueron: 01 balanza analítica para peso en gramos de marca OHAU-CS200 en calidad de préstamo del CIPBS Chucuito UNA Puno, en calidad de compra con recursos propios fueron los siguientes materiales: 01 balanza para peso en kilo tipo reloj, 01 Ictiómetro de madera con regla metálica de 80 centímetros, 50 pares de guantes quirúrgicos descartables, 04 pares de guantes de lana, 01 toalla, 01 chinguillo, todo esto se empleó para el traslado y puesta de muestras a los ambientes controlados de investigación y a su vez para realizar el control biométrico de semovientes.

### ***d. Diseño Estadístico***

#### ***d.1. Prueba Ji-cuadrado***

Es una prueba estadística no paramétrica utilizada como prueba de significación, cuando se tienen datos que se expresan en frecuencias o están en términos de porcentajes o proporciones, y pueden reducirse a frecuencias.

Al tomar decisiones acerca de parámetros, se comparan los valores observados de Chi Cuadrado calculados en los datos de la muestra con los valores críticos de la distribución teórica de Chi Cuadrado, con  $(c-1)(f-1)$  grados de libertad y a un nivel de significación específico.

El estadístico de contraste es chi-cuadrado o Ji-cuadrado ( $\chi^2$ ) de Pearson, que se define como:

$$\chi_c^2 = \sum_{i=1}^r \sum_{j=1}^c \frac{(n_{ij} - E_{ij})^2}{E_{ij}} \quad \square \quad \chi_{[(r-1)(c-1)];\alpha}^2$$

Donde:

$n_{ij}$  : es el número observado de casos clasificados en la  $i$ -ésima fila de la  $j$ -ésima columna.

$E_{ij} = \frac{n_i \cdot n_j}{n}$  : es el número de casos esperados conforme a  $H_0$ , que clasificarán en la  $i$ -ésima fila de la  $j$ -ésima columna.

Se plantea la siguiente hipótesis:

$H_0$  : No existe relación del tipo de tratamiento aplicado de luz artificial, con el estado de maduración de la trucha (los tratamientos no influyen en estado de maduración).

$H_1$  : Si existe relación del tipo de tratamiento aplicado de luz artificial, con el estado de maduración de la trucha (los tratamientos influyen en estado de maduración).

### **3.4.3. Determinar los principales parámetros fisicoquímicos del agua, para la crianza de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) (Objetivo específico 02).**

La determinación de la Temperatura se realizó con la ayuda de un termómetro de mercurio de un rango de  $-10$  a  $110^\circ\text{C}$ . Las lecturas se realizaron tres veces al día a las

7h, 12h y 17 horas, del recurso hídrico. Para la determinación del oxígeno disuelto se utilizó un oxímetro digital de marca (YSI- 550A). La lectura del pH, amonio, dureza, amonio, alcalinidad y nitrito, se determinaron utilizando el kit de prueba de acuicultura para agua dulce marca (LAMOTTE AQ-2) del CIPBS CHUCUITO- UNA. El mismo que se sustenta en los métodos estándar para análisis de aguas de la American Publica Health Association (APHA, 1986), metodología recomendada por (Orna, 2015)

**a. Materiales de campo:**

Los materiales empleados durante el análisis físico químico del recurso hídrico fueron: 01 Oxímetro Digital de marca YSI- 550A, para la medición de los niveles de oxígeno; 01 Laboratorio Portátil AQ2 de marca LAMOTTE, para la medición de los principales parámetros químicos estos dos bienes en calidad de préstamo por el CIPBS Chucuito UNA Puno; como materiales complementarios se emplearon: 02 Baldes de 5Gl y 01 Gl, que se utilizaron para el cálculo del caudal del agua; 01 Termómetro Digital de marca WT-1 de escala  $-50^{\circ}\text{C}$  a  $+300^{\circ}\text{C}$ , con el cual se obtuvo reporte de los niveles de temperatura dentro de los 120 días de investigación; 01 Cámara Fotográfica de marca Canon PC 1431-10.0 MEGA PIXELS, para la toma de imágenes durante los diferentes procesos; 01 Libreta de apuntes de datos. Estos materiales complementarios fueron adquiridos por recursos propios del investigador.

**b. Diseño Estadístico**

**b.1. Estadístico descriptivo**

Para el análisis de los datos de las características del agua, se usó la estadística descriptiva a través de tablas de frecuencia y gráficos estadísticos. Los estadísticos utilizados son las siguientes:

**b.1.a. Media aritmética:** Es una medida de tendencia central

$$\bar{x} = \sum_{i=1}^n \frac{x_i}{n}$$

**b.1.b. Varianza y desviación estándar:** Son medidas de dispersión.

$$\text{var}(x) = s_x^2 = \sum_{i=1}^n \frac{(x_i - \bar{x})^2}{n} \qquad s_x = \sqrt{\sum_{i=1}^n \frac{(x_i - \bar{x})^2}{n}}$$

**b.1.c. Gráficos:** Se utilizaron los siguientes:

Diagramas de barras

Gráficos de líneas

### **3.4.4. Comparar y determinar el proceso de la ovogénesis y espermatogénesis, de un lote sometido a fotoperiodo largo y corto, frente al proceso natural (Objetivo específico 03).**

#### **a. Frecuencia y tiempo**

Hasta el desove final de reproductores aptos para su reproducción.

#### **b. Procedimiento de laboratorio**

Análisis de gametos, femeninos y masculinos, de forma cuantitativa y cualitativa de los tres tratamientos de ser posible.

##### **b.1. Extracción de gametos femeninos**

Extracción de gametos Se realizó manualmente con masajes ventrales en dirección opérculo-caudal, para la extracción de los óvulos. Los que fueron depositados en bandejas de plástico previamente secas, pesadas y etiquetadas.

##### **b.1.1. Conteo de huevos**

Se realizó bajo el método de Von Bayer, consiste en colocar en fila tantos huevos como alcancen en una canaleta en forma de “V” que mide exactamente 12”, pulgadas o 305mm, contando posteriormente el número de huevos. Esta operación se repite 10 veces, obteniéndose luego un valor promedio, con el cual se ingresa a la tabla de Von Bayer, y se determina la cantidad de huevos total en una unidad de volumen (Tabla A.1, Anexos) (Blanco, 1995).

##### **b.2. Extracción de gametos masculinos**

Selección de reproductores machos del tratamiento óptimo (T1, T2 o T3) para su reproducción, pertenecientes al CIPBS – CHUCUITO.

### ***b.2.1. Extracción de gametos***

Se realizó manualmente con masajes ventrales en dirección opérculo-caudal, para la extracción del semen de los machos, y fue depositado en tubos graduados de 50 mL debidamente etiquetados.

### ***b.2.2. Evaluación del semen***

Se consideraron características cualitativas y cuantitativas, entre las cualitativas se encuentra el color (blanco/amarillo) y consistencia (lechoso/cremoso/acuoso) (Castro *et al.*, 2017).

### ***c. Materiales***

Los materiales empleados para laboratorio fueron: 01 estereoscopio óptico, con aumento de hasta 200x, para el reconocimiento y seguimiento del desarrollo de las ovas fecundadas, como materiales complementarios para esta objetivo de la investigación se utilizó: 02 Lunas De Reloj; 01 Placas Petri; 01 Pipeta Graduada; 01 Tubo Graduados De 50ml y 01 Regla de Vom Bayer, para la manipulación de material sexual en laboratorio; 01 envase de 1 Litro de tipo transparente que se empleó para el cálculo de cantidad de ovas; todos los materiales mencionados anteriormente fueron adquiridos en calidad de préstamo de la UNA Puno-Biología.

### ***d. Diseño Estadístico***

#### ***d.1. Tabla comparativa del producto seminal (Tabla 14)***



**Tabla 14:** Para el registro de resultados del producto seminal, CIPBS-UNAP, Diciembre, 2018.

TRATAMIENTO	T1 (testigo)	T2	T3
ORGANISMO	ml	ml	ml
M1	--	--	--
M2	--	--	--
M3	--	--	--
M4	--	--	--
M5	--	--	--
$\bar{X}$	--	--	--

\*M = muestra, T = tratamiento,  $\bar{X}$ = promedio (Fuente: Diseño propio)

**d.2. Prueba t-Student para dos medias**

Sean  $X_1, X_2, \dots, X_{n_x}$  y  $Y_1, Y_2, \dots, Y_{n_y}$  dos muestras aleatorias independientes de tamaños  $n_1$  y  $n_2$ , extraídas de dos poblaciones con distribución normal  $N(\mu_1; \sigma_x^2)$  y  $N(\mu_2; \sigma_y^2)$  respectivamente, donde  $\sigma_x^2$  y  $\sigma_y^2$  son conocidos o desconocidos

Para el caso de muestras pequeñas ( $n_x + n_y < 30$ ) con  $\sigma_x^2 = \sigma_y^2$ , se tiene el siguiente estadístico:

$$t_c = \frac{(\bar{X} - \bar{Y}) - (\mu_x - \mu_y)}{\sqrt{\frac{(n_x - 1)S_x^2 + (n_y - 1)S_y^2}{n_x + n_y - 2} \left( \frac{1}{n_x} + \frac{1}{n_y} \right)}}$$

$$t_c \sim t_{(n_x + n_y - 2)g.l.}$$

Se plantea la siguiente hipótesis:

$H_0: \mu_x = \mu_y$  (el promedio espermático ml en T2 es igual)

$H_1: \mu_x \neq \mu_y$

Nivel de Significancia ( $\alpha$ )

Seleccionar el nivel de significancia  $\alpha$  ( $0 < \alpha < 1$ , generalmente puede tomar valores de 0.10, 0.05 y 0.01)

#### IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

##### 4.1. Determinar el efecto sobre la maduración en reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), de un régimen de fotoperiodo de día largo (18L: 6O) y día corto (18O:6L) hasta el desove.

El estudio sobre la maduración o maduración sexual en ambos sexos de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) mediante el análisis organoléptico y sensorial del estado de maduración sexual en los tres tratamientos de fotoperiodos diferentes de estudio, para machos y hembras durante el periodo de diciembre a marzo 2019, se analizaron para los tres tratamientos, un total de 30.00 individuos de ambos sexos, observándose estado de maduración en la (Tabla 15).

##### a. Análisis de maduración sexual para los tratamientos (T1, T2 y T3)

En la (Tabla 15), se muestra los resultados de la prueba Chi-cuadrado la cual tiene un valor de probabilidad asociado al estadístico Chi-cuadrado de  $p = 0.00 < \alpha = 0.05$ , por tanto, se rechaza la hipótesis nula, es decir, que el estado de maduración depende del tratamiento aplicado.

**Tabla 15:** Porcentaje de maduración de reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) de sexos masculino y femenino, de un régimen de fotoperiodo de día largo (18L:6O) y día corto (18O:6L) hasta el desove, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

TRATAMIENTO		MADURO SEXUAL M/F		Total
		No	Si	
T1: Testigo	Recuento	10	0	10
	% del total	33,3%	0,0%	33,3%
T2: 6L:18O	Recuento	6	4	10
	% del total	20,0%	13,3%	33,3%
T3:18L:06O	Recuento	1	9	10
	h% del total	3,3%	30,0%	33,3%
Total	Recuento	17	13	30
	% del total	56,7%	43,3%	100,0%

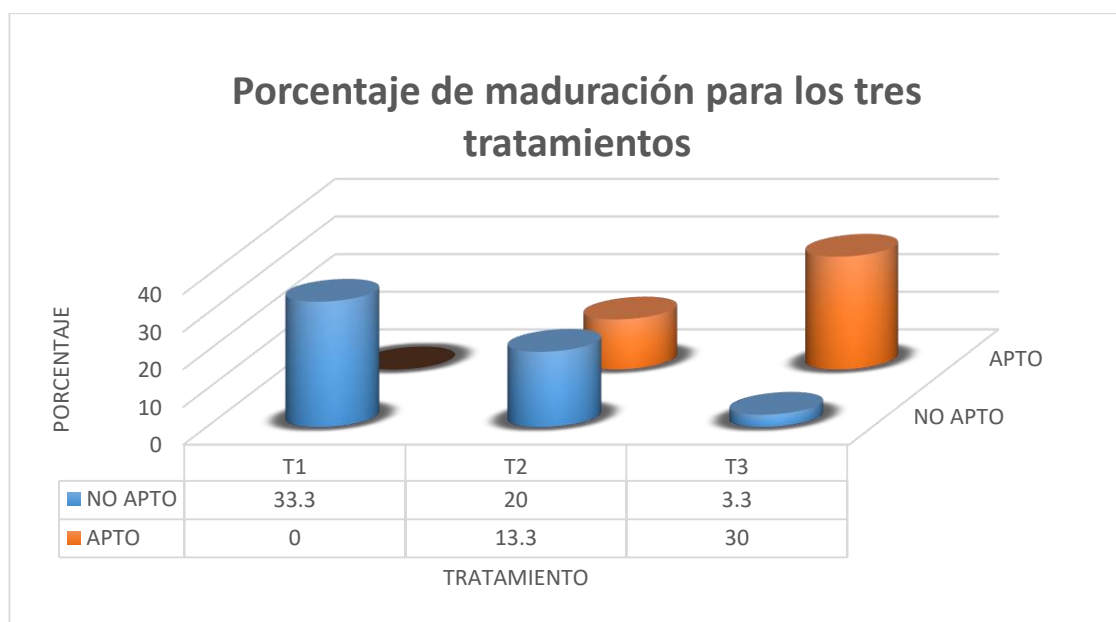
Chi-cuadrado de Pearson (N = 30)	Valor	16,561	df = 2	sig = 0,000
----------------------------------	-------	--------	--------	-------------

\*M=masculino, F=femenino

Fuente: Elaboración propia

El lugar y tiempo son generalmente de gran importancia en el desove de muchas especies, ya que, a diferentes condiciones ambientales, como la temperatura y luz, los gametos sexuales desarrollan y maduran su proceso de gametogénesis, con un manejo adecuado de estos factores ambientales, se puede acelerar o retrasar su reproducción refiere (Tresierra, 1993), por consiguiente se trabajó, con *Oncorhynchus mykiss*, obteniéndose reproductores aptos para reproducirse de sexo masculino y femenino, en dos tratamientos de peces sometidos a dos fases de fotoperiodo.

A este respecto (Díaz y Neira, 2004) afirma la incidencia, cerebro-hipófisis-gónada, el cual, a su vez, controla los procesos hormonales, como la liberación e inhibición de la GnRH, a efectos de la producción de la hormona inhibidora llamada melatonina, que desencadenan la producción y liberación de gametos, como se pudo observar en los tratamientos; T2, bajo esta premisa, la melatonina presenta un ritmo circadiano, con valores máximos nocturnos afirma (Carrillo *et al.*, 2009), por lo que se procedió a reducir las horas luz hasta alcanzar la relación 6L:18O y para su contraste se implanto el T3 aumentando las horas luz hasta alcanzar la relación de 18L:6O, repitiendo este ciclo de luz durante los meses de Diciembre, Enero, Febrero y Marzo; obteniéndose material genético, del T2, 04 machos aptos y 00 hembras aptas para su reproducción y mientras que del T3, se obtuvo 05 machos aptos y 04 hembras aptas para reproducirse, en síntesis observaron resultados fehacientes en tanto a la revisión literaria refiere que la mayor parte de los casos se ha aplicado para adelantar la maduración de los peces con ciclos de fotoperiodo acelerado, pero también para retrasarla con ciclos de fotoperiodos prolongados afirma (Díaz y Neira, 2004).



**Figura 12:** Porcentaje de maduración en reproductores de *Oncorhynchus mykiss* trucha arco iris, según tratamiento de un régimen de fotoperiodo largo T3 (18L:6O) y corto T2 (18O:6L), se muestra de color azul como no apto para su reproducción y en anaranjado como aptos para reproducirse, a los 120 días de investigación en contraste al grupo T1 que presenta un 0.0 % de aptos (testigo)

Los resultados de maduración sexual mostraron que los porcentajes difieren significativamente en los tratamientos aplicados tal como se muestran en la (figura 12), obteniéndose un resultado para el tratamiento, T1 que corresponde a la barra de color azul, el cual muestra un 33.3% de reproductores no aptos para su reproducción, distinto del tratamiento T2 donde se muestra un 20 % de no aptos para reproducirse y un 13.3% de reproductores aptos para su reproducción, mientras que del tratamiento T3 donde se muestra un 3.33 % de no aptos para reproducirse y un 30 % de reproductores aptos para su reproducción, se reveló los valores máximos en el tratamiento (T3).

En *oncorhynchus mykiss*, se obtuvieron adelantos significativos de la fecha de desove utilizando regímenes de luz continua argumenta (Bon *et al.*, 1997), a diferencia de (Bourlier y Billard, 1984) argumenta un retraso de desove, que se lograron utilizando luz continua, en contraste (Ingle *et al.*, 2012), sostiene como resultados que, los reproductores expuestos a luz continua (18L:6O) mostraron diferencia estadísticamente significativa en los días de ovulación con respecto a los reproductores expuestos a fotoperiodo natural.

En síntesis los resultados obtenidos indican que, las primeras investigaciones inequívocas de la influencia de la duración del día en el tiempo de reproducción en peces fue obra de (Hoover, 1937), esto se puede notar en el presente trabajo de investigación, el que sustenta como resultado un adelanto de dos meses en su reproducción, estos resultados obtenidos en nuestra evaluación puede deberse a que nuestro estudio fue realizado en otro ámbito y de diferentes tratamientos de fotoperiodo (hL:hO).

#### **4.2. Determinar los principales parámetros fisicoquímicos del agua, para la crianza de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).**

El agua como recurso indispensable para la acuicultura debe estar disponible en cantidades variables dependiendo del tipo de organismos que se quiera cultivar o del grado de intensidad del cultivo; sin embargo, el razonamiento puede hacerse, al contrario, es decir, el tipo de acuicultura y su intensidad estarán de acuerdo con el volumen y calidad de agua disponible.

La determinación de los parámetros fisicoquímicos del agua del CIPBS CHUCUITO, se realizó a nivel del ingreso del agua al centro de producción, para contrastar los valores cuantitativos de: temperatura, Oxígeno disuelto, nitrito, alcalinidad, potencial de hidrogeno, dureza, amonio y caudal.

##### **a. Análisis de los principales parámetros físico- químicos del agua**

Tomando en cuenta que el proceso de reproducción de la *oncorhynchus mykiss*, se realizó en el Centro de Investigación y Producción de Bienes y Servicios de Chucuito, se hizo el análisis en intervalos de quince días, a fin de evitar el estrés de las muestras vivas en prueba, los principales parámetros físico químicos a consideración fueron, (O.D., N, Alcalinidad, PH, Dureza, Amonio y Caudal), por el contrario del factor de la temperatura (T) que se realizó de forma diaria y en tres horarios, el recurso hídrico, cuyo origen es de tipo reocreno, con brote de la napa freática, que se produce en la quebrada Murinlaya, de donde se deriva a las instalaciones del Centro de Investigación y Producción de Bienes y Servicios de Chucuito, de la Universidad Nacional del Altiplano; cuyos resultados se indica en la (tabla 16).

**Tabla 16:** Estadísticos descriptivos de los parámetros fisicoquímicos del agua tomados en intervalos de 15 días en el proceso de maduración en reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), hasta el desove, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

FACTORES FÍSICO QUÍMICOS	N	Diciembre-Enero-Febrero- Marzo			Desviación estándar
		Mínimo	Máximo	Media	
Temperatura (°C)	120	12,1	13,0	12,5	0,190
Oxígeno disuelto (mg/l)	9	5,1	5,7	5,402	0,215
Nitrito (mg/l)	9	0,0	0,0	0,000	0,000
Alcalinidad (mg/l)	9	70,0	71,0	70,4	0,261
pH (und)	9	7	7,4	7,1	0,158
Dureza (ppm)	9	91	95	92,3	1,414
Amonio (mg/l)	9	0,00	0,02	0,01	0,008
Caudal (l/s)	9	1,6	2,7	2,266	0,361
N válido (por lista)	120-9				

\* N: Cantidad de muestras tomadas

Fuente: Elaboración propia

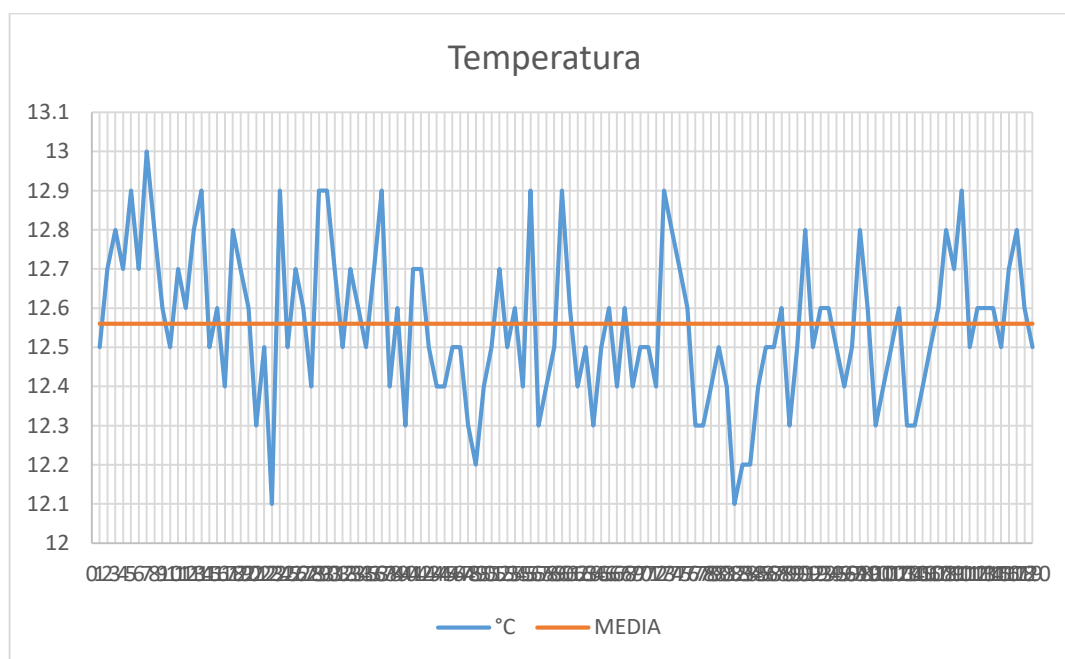
Como resultado a la investigación se obtuvo los valores máximos de; Oxígeno disuelto de 5.7mg/l, mínimos de 5.1 mg/l y una media de 5.4 mg/l con una variación de  $\pm 0.215$ , para el Nitrito un valor cero 0.00 mg/l, la Alcalinidad presento el valor máximo de 71.0 mg/l, mínimo de 70.0 mg/l y una media de 70.4 mg/l con una variación de  $\pm 0.261$ , el PH mostro un valor de 7.1 mostrándose un nivel ligeramente alcalino con una variación de  $\pm 0.15$ , el valor de Dureza registro el valor máximo de 95 ppm, mínimo de 91.0 ppm y una media de 92.3 ppm con una variación de  $\pm 1.41$ . Y para el Amonio se presentó los valores máximos 0.02 mg/, mínimo 0.00 mg/ y medio de 0.01 mg/l con una variación de  $\pm 0.008$ . y finalmente el Caudal reporto el valor máximo de 2.7 l/s, mínimo de 1.6 l/s y una media de 2.26l/s, con una variación de  $\pm 0.361$ , tal como se detalla en la (tabla 16).

Considerando nuestros resultados obtenidos con los trabajos realizados, en cuanto a la calidad del agua nos referimos, evaluamos entonces sus características físicas y químicas (Phillips *et al.*, 2008), argumenta que es fundamental la calidad de agua en un criadero de

truchas, pues es el medio donde los peces se desarrollaran, así que conocer y mantener los parámetros fisicoquímicos del agua resulta importante, por otro lado (Carrillo *et al.*, 2009) comenta, “en la mayoría de los casos la reproducción en cautividad de estas nuevas especies sigue siendo un proceso poco controlado y aleatorio en gran parte de las instalaciones piscícolas”.

### *a.1 Análisis físico de la temperatura del agua*

Dentro de los parámetros mencionados líneas arriba, el factor físico de la temperatura del agua es muy importante porque regula el desarrollo fisiológico y endógeno de los peces, ya que estos no tienen capacidad propia para regular su temperatura corporal. Si la temperatura es muy baja el desarrollo fisiológico es lento, a temperaturas más altas el desarrollo es más rápido, al igual que en su reproducción (FAO, 2014), (Carrillo *et al.*, 2009) argumenta que las puestas ocurren invariablemente entre los meses de enero-marzo con pequeños adelantos o atrasos según las variaciones anuales térmicas del agua por lo que se consideró un parámetro importante en la investigación.



**Figura 13:** Análisis de la temperatura (°C) en el proceso de maduración de reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), durante los 120 días de investigación.

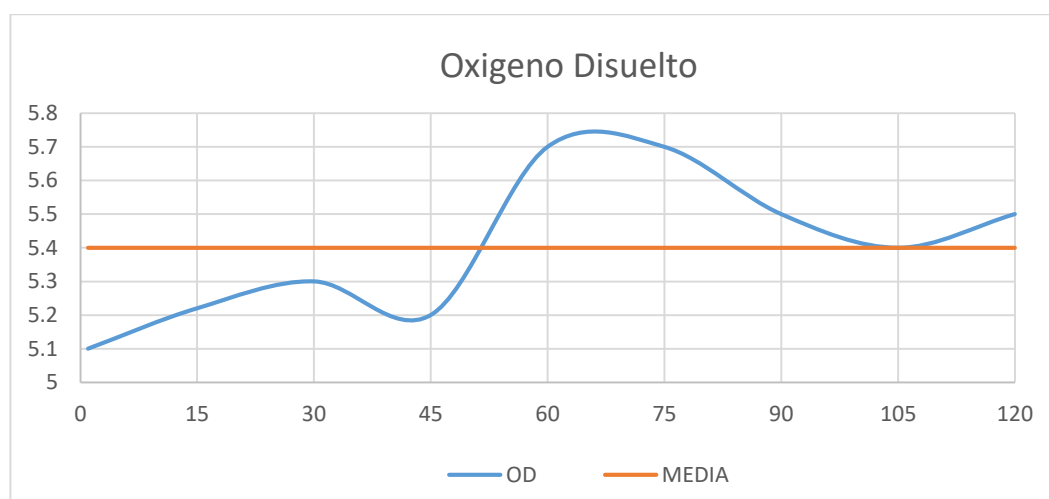
La variación de temperatura durante los 120 días de investigación y 01 muestra tomada por día, se reporta una temperatura mínima de 12.1 °C y una máxima de 13

°C, con un valor medio de 12.5 °C, con una variación de  $\pm 0.190$ , según los datos analizados de estos cambios progresivos en la temperatura del agua y tomando como referencia a, (Carrillo *et al.*, 2009) señala que “las aguas más cálidas en verano, aguas más frías en invierno, temperaturas intermedias en primavera y otoño”. Estas variaciones en la duración de los días y en la temperatura del agua son periódicas y repetitivas de un año a otro y representan señales fiables para los procesos endógenos de los peces.

Dentro de las características cuantitativas del agua como factor importante para nuestra investigación fue la temperatura, mediante una evaluación de tres repeticiones por día, bajo la premisa de (Carrillo *et al.*, 2009) indica que, entre la compleja red de señales que participan en la maduración sexual, se encuentran factores ambientales, como fotoperiodo, temperatura y las condiciones climáticas sean adecuadas para su subsistencia. (Bromage *et al.*, 2001) siendo responsable de la maduración sexual de la mayoría de las especies de peces.

#### *a.2 Análisis químico del oxígeno disuelto (mg/l)*

El oxígeno es un elemento esencial para la supervivencia de los peces, siendo precisamente los salmónidos una de las especies más exigentes, presentando signos de asfixia cuando su concentración es inferior a 5 mg/l, aparece la mortalidad de forma considerable a concentraciones de  $\leq 3$  mg/l (Orna, 2015).



**Figura 14:** Análisis del Oxígeno disuelto (mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

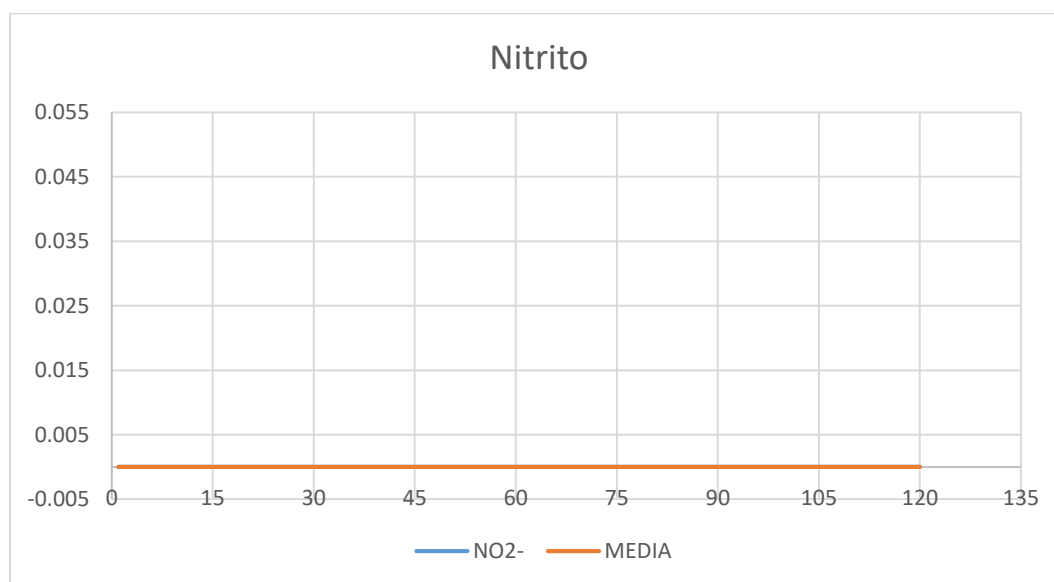
Se registraron los valores máximos de 5.7mg/l, mínimos de 5.1 mg/l y una media de 5,4 mg/l, con una con una variación de  $\pm 0.21$ , estos datos fueron registrados en



intervalos de 15 días durante la investigación por consiguiente, estas variaciones se debe a la disminución de temperatura, puesto que ambos parámetros presentan una relación inversa, sin embargo resulta favorable para la producción de *Oncorhynchus mykiss*, considerando el aporte de (Vergara *et al.*, 2005) quien manifiesta que la concentración de oxígeno disuelto es un factor que puede ser peligroso, si se reduce drásticamente ya que los organismos lo utilizan para respirar (Figura 14).

### a.3 Análisis químico del Nitrito (NO<sub>2</sub>-)

Estos están considerados a consecuencia de los principales nutrientes empleados durante la actividad de la productividad primaria acuícola, ríos, lagunas y lagos (D.S. N° 015-2015 MINAM).

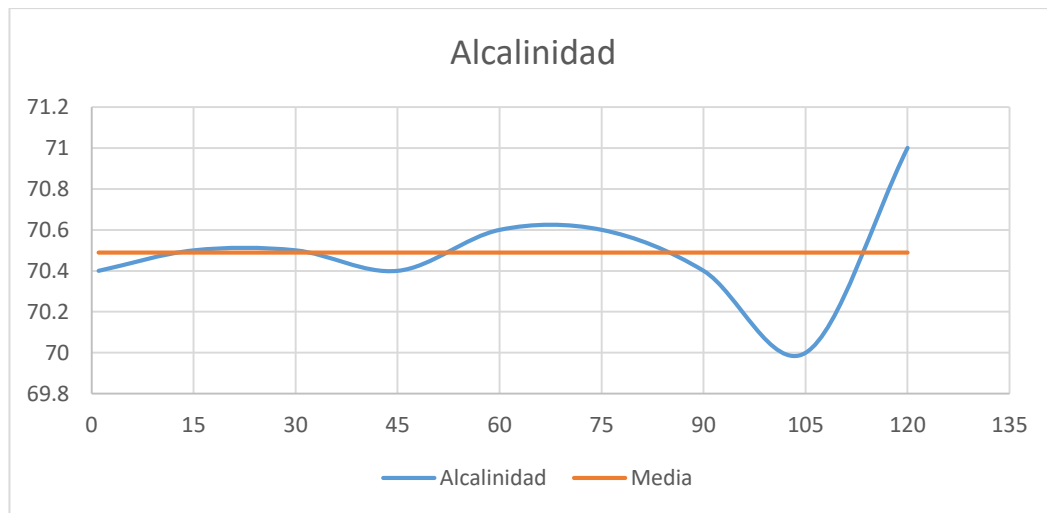


**Figura 15:** Análisis Nitrito (NO<sub>2</sub>-)(mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Los niveles reportados luego del análisis químico muestran un resultado neutro con un valor 0.00 mg/l, por lo que se encuentra por debajo de los límites permisibles menores de 0.05 según (D.S. N° 004-2017-MINAM) para producción acuícola.

### a.4 Análisis químico de alcalinidad

Se refiere a la presencia de ciertos aniones (carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos), los cuales causan que el agua sea alcalina o mantenga el pH alto (sobre 7) (Orna, 2015).

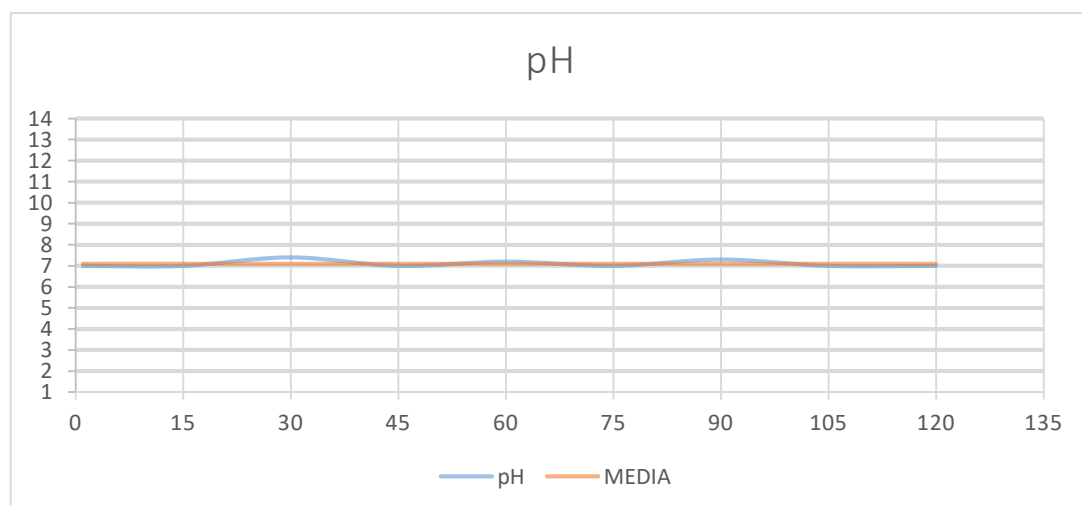


**Figura 16:** Análisis químico de alcalinidad (mg/l), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Se registraron los valores mínimos de 70 mg/l, máximos de 70.6mg/l y una media de 70.5mg/l, con una ligera variación de  $\pm 0.261$ , El rango adecuado para truchicultura fluctúa de 80 a 180 ppm según D.S. N° 004-2017-MINAM, por lo que se considera dentro de los estándares de calidad permitidos.

**a.5 Análisis químico de Potencial de hidrogeniones (pH)**

El valor del pH es determinado por la presencia de hidrógeno en el agua y se expresa en una escala de 0 a 14, dentro de esta escala, un valor de 7 indica que el agua es neutra, un valor inferior a 7 indica que el agua es ácida y si es superior a 7 el agua se considera alcalina.

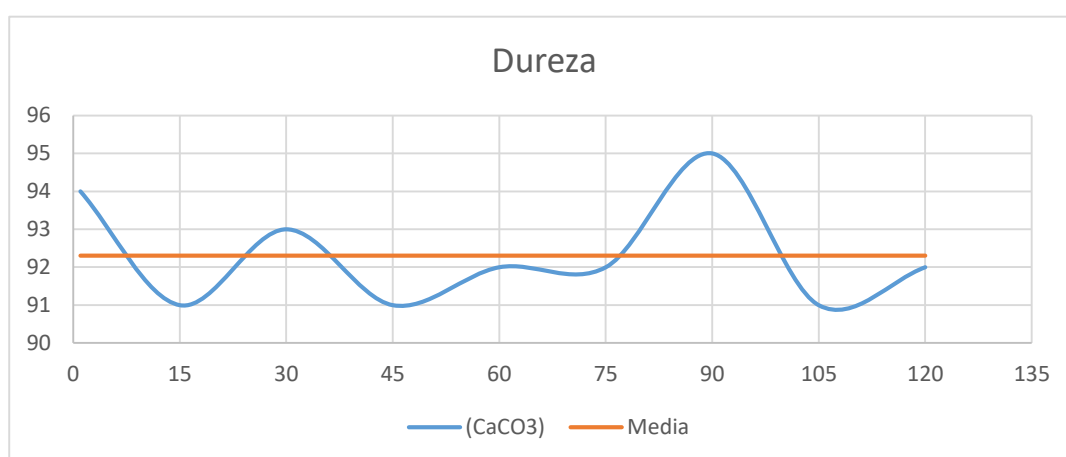


**Figura 17:** Análisis químico del pH, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Durante la investigación, en intervalos de quince días se registraron los valores, mínimos de 7.0, máximos de 7.4 y una media de 7.1, con una variación mínima de  $\pm 0.158$ , nuestros datos obtenidos se registran dentro de los límites permisibles según (Phillips *et al.*, 2008) quien argumenta que, para la cría de la trucha arco iris los valores deseables del pH deben estar en un rango de 6.5 a 9, estos son los más apropiados para la producción, con valores inferiores a 6.5 o mayores a 9.5 la producción disminuye, con un pH por debajo de 4 se presenta la muerte ácida de los peces, y por arriba de 11 la muerte alcalina, sin embargo (Blanco, 1995), recomienda que, la producción intensiva se produzca en aguas ligeramente acidas. En contraste con (Mantilla, 2018), refiere que durante el año 2016 se mantuvo constante donde la concentración se encontró en 7.3, es decir que el agua del CIPBS – Chucuito es ligeramente alcalino con una tendencia a un valor neutro, frente a los resultados obtenidos en nuestra evaluación esto puede deberse a que nuestro estudio fue realizado en otra estación y/o fecha del año.

#### *a.6 Análisis químico de Dureza (CaCO<sub>3</sub>)*

Se refiere a la presencia de ciertos cationes (mayormente Ca<sup>++</sup> y Mg<sup>++</sup>) los cuales originan precipitados. Los rangos de dureza apropiados para el agua son de 60 – 300 ppm (Orna, 2015), los cuales permiten un mejor crecimiento de los peces; si el nivel de la dureza es bajo, esto indica que la capacidad de tamponar es baja y el pH puede variar considerablemente durante el día.

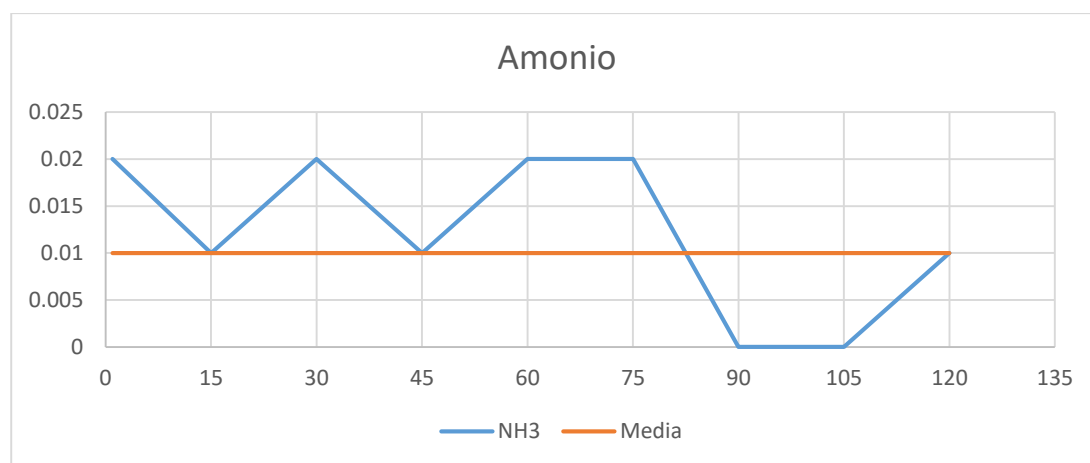


**Figura 18:** Análisis químico de dureza (ppm), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Los niveles de dureza obtenidos durante los 120 días de investigación en intervalos de quince días los valores registrados fueron: mínimos de 91 ppm, máximos de 95

ppm y una media de 92.3 ppm, con una variación de  $\pm 1.41$ , en contraste y a diferencia de (Mantilla, 2018) quien indica que la dureza del agua tuvo el valor medio de 27.4 ppm, se asume que esta diferencia se debe a que las pruebas fueron tomadas en diferentes puntos de muestreo y épocas del año.

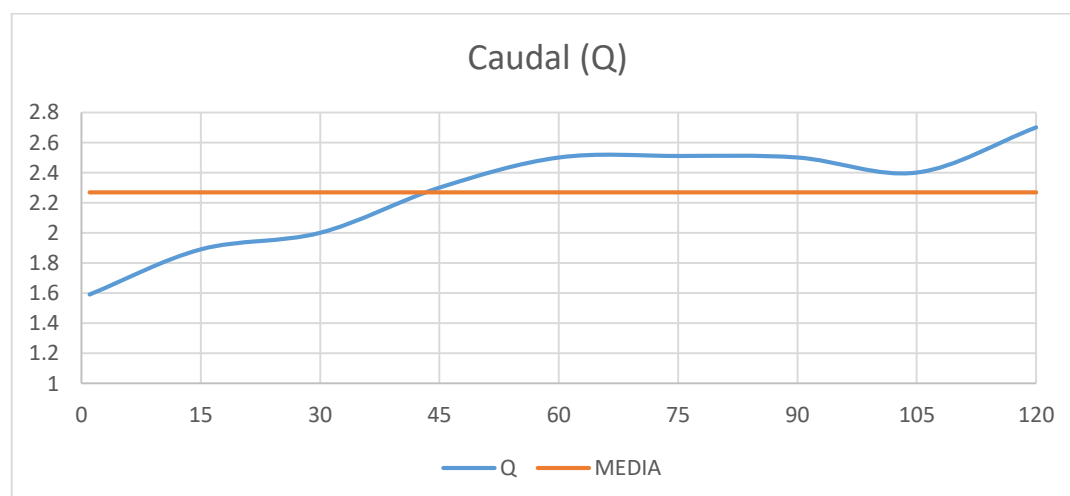
#### a.7 Análisis químico del Amonio ( $NH_3$ )



**Figura 19:** Análisis químico del amonio, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Los niveles encontrados fueron: los mínimos de 0.00 mg/l, máximos de 0.02 mg/l y un valor medio de 0.01 mg/l, con una variación de  $\pm 0.008$ , se toma a consideración los resultados como niveles dentro de los límites permisibles para la truchicultura por encontrarse dentro de los  $\leq 0.02$  mg/l como lo indica D.S. N° 004-2017-MINAM

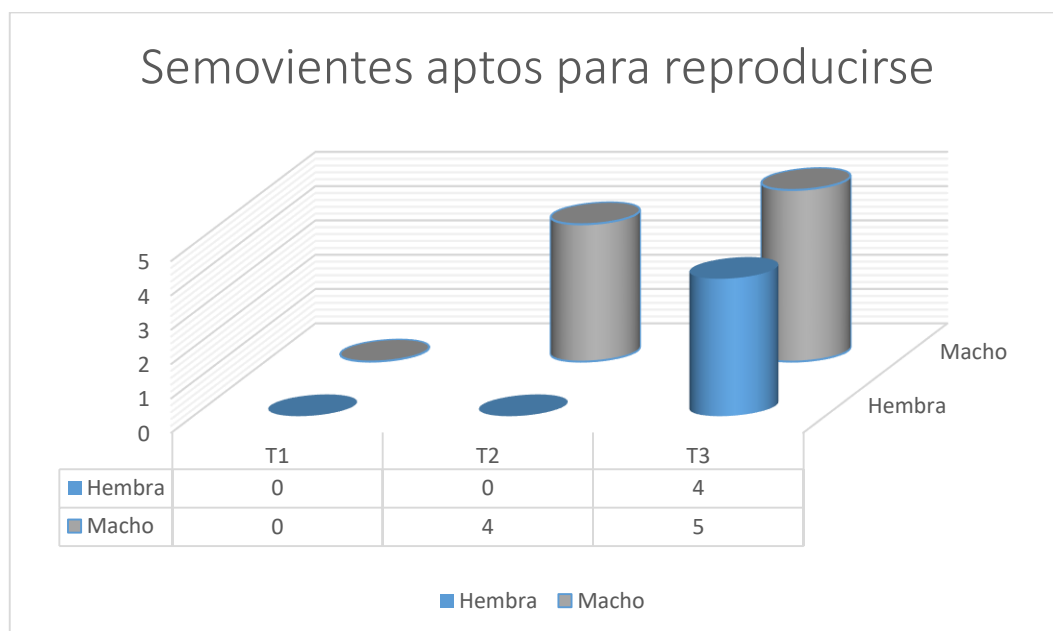
#### a.8 Análisis físico del caudal (l/s)



**Figura 20:** Análisis físico del caudal (l/s), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Durante la investigación se obtuvo los niveles físicos del Caudal (l/s) en el proceso de maduración de reproductores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), hasta su desove, durante los 120 días de prueba y en intervalos de quince días, donde se reportó un caudal (Q) máximo de 2.7 l/s, la menor de 1.6 l/s y un valor medio de 2.2 l/s, asimismo se puede observar que existe una variación mínima de  $\pm 0.3615$ , no existiendo estudios fehacientes realizados en la zona de investigación CIPBS, del caudal, razón por la cual no se emplea discusión y/o contraste con otros autores en el presente ítem.

#### 4.3. Comparar y determinar el proceso de la ovogénesis y espermatogénesis, de un lote sometido a fotoperiodo largo y corto, frente al proceso natural.



**Figura 21:** Semovientes aptos para reproducirse entre machos y hembras de (*Oncorhynchus mykiss*), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Luego de un diagnóstico visual y sensorial de los semovientes de (*Oncorhynchus mykiss*), a los 120 días de la investigación, se obtuvo un total de 13 reproductores aptos para reproducirse, entre machos y hembras de los tratamientos T2 y T3 cuatro y nueve respectivamente, se detalla en la (tabla 17).

**Tabla 17:** Número de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), aptos para el desove y extracción de líquido seminal, según tratamiento (T1,T2 y T3) y sexo, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Tratamiento (T)	Sexo		Sub Total
	Macho	Hembra	
T1: 12L:12O	0	0	0
T2: 6L:18 O	4	0	4
T3:18L:06 O	5	4	9
<b>Total</b>	9	4	13

Fuente: Elaboración propia

En contexto al marco teórico de la presente investigación, y de un análisis de tipo experimental, en contraste con (Valdebenito tomado de Carrillo *et al.*, 2009), indica que, en salmónidos, la gametogénesis es facilitada por fotoperiodos largos, por lo que se reflejan los resultados óptimos en el T3 (fotoperiodo largo), además en mención a (Migaud y col, 2006), señala que la glándula pineal es la responsable de las fluctuaciones rítmicas de melatonina, hormona clave en la percepción del día y la noche de los peces, influenciando la mayor parte de procesos fisiológicos, entre ellos, la reproducción.

**a. Descripción de semovientes aptos para reproducirse, sometidos a los diferentes tratamientos.**

Según la (tabla 18), los resultados obtenidos son: para el tratamiento T1(12L:12O), de desarrollo natural el número de reproductores aptos para su reproducción fue 0:0 machos y hembras, para el tratamiento T2 (06L:18O) el número de reproductores aptos es de 4:0, machos y hembras respectivamente y para el tratamiento T3 (18L:06O) el número de reproductores aptos es de 5:4, machos y hembras mostrándose un número relativamente alto.

**Tabla 18:** Descripción de la etapa de extracción de gónadas de semovientes machos y hembras de (*Oncorhynchus mykiss*) , para los 03 Tratamientos, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

T1 (TESTIGO)		T2		T3	
12L:12O (natural)		06L:18O		18L:06O	
MACHO	HEMBRA	MACHO	HEMBRA	MACHO	HEMBRA
0M	0M	4M	0M	5M	4M
Testigos adultos machos y hembras, NO APTOS para reproducción luego de una evaluación sensorial, de acuerdo a la tabla de Naier Buckman. Se encuentra 01 (una) muestra hembra en la fase V, y (01) uno de sexo macho en la fase IV. Del estado de maduración sexual.		No se procede con el proceso de fecundación por no encontrarse hembras aptas para su reproducción, se procedió al análisis cuantitativo del líquido seminal de los machos aptos en fase VI, según tabla Naier Buckman.		APTOS, Se procedió con la fecundación por encontrarse aptos en fase VI, entre machos y hembras en un 90% de las muestras vivas, según tabla de Naier Buckman.	
*0M: muestras, 4M: cuatro muestras y 5M: cinco muestras.					

Fuente: Elaboración propia

**b. Resultado, conteo de ovas fecundadas del T3**

Luego del sexado y diagnóstico de tipo sensorial, se procedió a realizar la fecundación de los óvulos, para luego ser contadas y evaluadas, en repeticiones de 10 veces, obteniéndose luego un valor promedio, con el cual se ingresa a la tabla de Von Bayer, y se determina la cantidad de huevos totales en una unidad de volumen. (Tabla 19)

**Tabla 19:** Cantidad de huevos total en una unidad de volumen según, tabla de Von Bayer, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

NUM. DE REPRODUCTORES HEMBRAS	ESPECIFICACIÓN	CANTIDAD SEGÚN TABLA REF.	RESULTADO EXPERIMENTAL T3	MORTANDAD EN INCUBADORAS (14%)	MORTANDAD LARVAL (10%)	MUESTRA VIVA (PRODUCTO FINAL)
<b>04 UNIDADES</b>	Total, ovas en ml	1000 ml	550 ml	*	*	*
	Diámetro de ovas	4-5 mm	4,4 mm	*	*	*
	Total de ovas	12900 u	7095 u	993,3 u	709,5 u	5392,2 u

u: unidad

Fuente: Elaboración propia

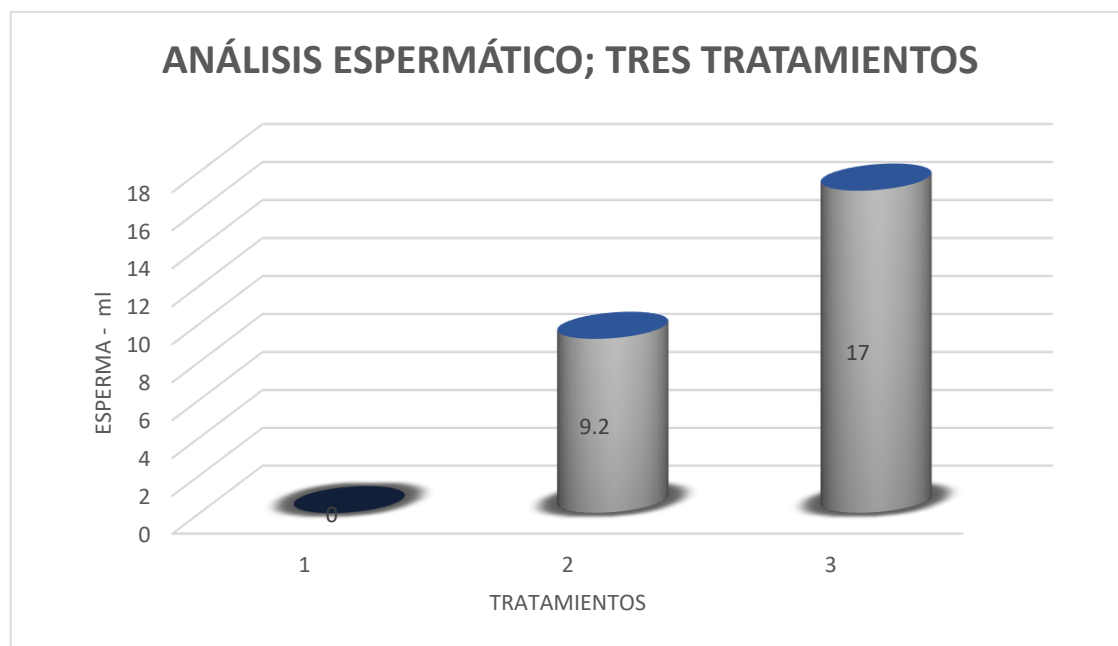
Interpretando, la tabla 19, según el cálculo volumétrico para conteo de ovas fecundadas, los resultados obtenidos fueron, un total de 7095 unidades del producto sexual de 04 semovientes hembras de edad etérea, reproductor para su primera puesta, con un peso promedio de 1192 g, sin embargo, (Mantilla, 2004) menciona que la puesta, puede llegar a 1600 a 3300 unidades de óvulos / 450 g en sus dos primeros años, lo que se consideró para la edad promedio de las muestras empleadas para la presente investigación, se asume que esta reducción de puesta de ovas, conlleva a causa de efectos como: fotoperiodo sobrepuesto, stress, alimentación y edad etérea del pez, (Lagler, 1984) argumenta que generalmente las ovas llegan a medir entre los 4 y 5 mm y presentan forma de pequeñas gotas de aceite, presentado una coloración naranja, por lo que se realizó el contraste con las ovas obtenidas observándose una coloración naranja intenso. (Orna, 2015) Detalla los porcentajes de mortandad en un 14% durante la incubación y un 10% en la fase larval considerando estos porcentajes es que el cálculo final es de 5392,2 unidades de muestra viva (alevinos).

**c. Descripción y contraste del producto seminal, esperma**

Luego de un trabajo de laboratorio, a los tres tratamientos T1, T2 y T3, para una adecuada caracterización del producto seminal, obteniéndose 4 y 5 muestras aptas para su reproducción corresponden a los tratamientos T2 y T3, se pudo apreciar entre una de las características cualitativas, la más sobresaliente fue la coloración blanco intenso, en cantidades de: para el tratamiento T3, el cual presentó 17ml de promedio y 9.2 ml para



las muestras del T2, de muestra recolectada, en tanto para el T1 (testigo) no se registraron aptos (figura 22).



**Figura 22:** Análisis espermático para los tres tratamientos, CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

(Bastardo, 2004) Las características microscópicas, entre ellas, motilidad, espermatozoides, concentración y citomorfología están influenciadas por la edad de las truchas, aclara el mismo autor (Bastardo, 2004) de las características macroscópicas, entre ellas, aspecto, viscosidad y cantidades del semen de las truchas no están influenciadas por la edad, mas por el contrario por el tipo de vida que lleva el pez.

**Tabla 20:** Estadísticos descriptivos y prueba de t para las medias del análisis espermático (ml) de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), CIPBS-UNAP, marzo, 2019.

Prueba espermática	Tratamiento	N	Media	Desviación estándar	Media de error estándar
Análisis espermático (ml)	T2: 6L:18O	5	9,20	5,404	2,417
	T3:18L:06O	5	17,00	2,915	1,304
Prueba de Levene de igualdad de varianzas		f = 0,895	sig. = 0,372	Varianzas iguales	
Prueba t para la igualdad de medias		t = -2,841	sig.= 0.022	Varianzas diferentes	

**Fuente:** Elaboración propia

En la (Tabla 20), se muestra los resultados de la prueba de Levene de igualdad de varianzas, donde se observa primeramente que el valor de probabilidad asociado al estadístico F es de significancia =  $0.372 > \alpha = 0.05$ , por tanto, se acepta la hipótesis nula, es decir, que las varianzas de T2 y T3 son iguales, con esta información se procede a realizar la prueba t-Student la cual tiene un valor de significancia =  $0.022 < \alpha = 0.05$ , por tanto, se rechaza la hipótesis nula, es decir, que los promedios espermáticos de los tratamientos 2 y 3 son estadísticamente diferentes, siendo la prueba significativa, cabe mencionar que no se reportan estudios fehacientes realizados en la zona de investigación CIPBS-Chucuito, sobre temas relacionados a la presente investigación, razón por la cual no se emplea discusión y/o contraste con otros autores en el presente ítem.

Sin embargo, según aportes del extranjero se sabe por ejemplo que, en salmónidos, la gametogénesis es facilitada por fotoperiodos largos 16L:8O según (Carrillo *et al.*, 2009), y en tanto (Veras, 2013) comenta que al realizar pruebas en trucha arco iris juvenil (*Oncorhynchus mykiss*) sumergido en un fotoperiodo largo (18L: 6O) demuestra una estimulación directa al crecimiento debido al aumento en el nivel plasmático de GH en relación con peces sometidos a fotoperiodo natural y régimen 6L: 18O, resultando ser un aporte consistente para la investigación.

## V. CONCLUSIONES

La muestra total se dividió en tres tratamientos, obteniendo un 33.3% como un porcentaje subtotal para cada tratamiento, en el que se obtuvo semovientes aptos para reproducirse, de sexo masculino y femenino, en dos tratamientos de fotoperiodo: T2, 6L:18O se halló la cantidad de 04 semovientes para reproducción, reflejando un 13.3% y para el T3 18L:6O se halló la cantidad de 09 semovientes para reproducción reflejando un 30.0%, a diferencia de T1, 12L:12O (natural) el cual no presentó semovientes aptos para su reproducción reflejando un 0.00%.

En la evaluación de los parámetros físicoquímico de agua, se obtuvo los siguientes valores: el valor medio de OD fue de 5.4 mg/l con una variación de  $\pm 0.215$ , para el Nitrito un valor cero 0.00 mg/l, la Alcalinidad presentó el valor medio de 70.4 mg/l con una variación de  $\pm 0.261$ , el PH mostro un valor medio de 7.1 mostrándose un nivel ligeramente alcalino con una variación de  $\pm 0.15$ , el valor de dureza registro un valor medio de 92.3 ppm con una variación de  $\pm 1.41$ . Y para el Amonio se presentó un valor medio de 0.01 mg/l con una variación de  $\pm 0.008$ . y finalmente el Caudal reporto un valor medio de 2.26l/s, con una variación de  $\pm 0.361$ ,

Los resultados obtenidos en cuanto a los productos sexuales de los semovientes reproductores, para el T3 fueron: del semen en un promedio de 17ml, además se pudo apreciar entre una de las características cualitativas, la más sobresaliente fue: la coloración blanco intenso, en cantidades considerables, en hembras solo para el T3 se obtuvo 04 semovientes aptos para su reproducción, al desovar se observó una coloración naranja intenso de sus ovas, con un diámetro medio de 4.4 mm, luego de ser fecundadas se logró el conteo de 7 095 unidades de ovas.

## VI. RECOMENDACIONES

Si bien es cierto no existe una receta única en la aplicación de un régimen de fotoperiodo, sin embargo, la mejor solución es usar una combinación de luces capaces de generar la intensidad y el espectro necesario para inducir una respuesta óptima para su reproducción, realizar un estudio comparativo del análisis de concentraciones de, hormonas como: Melatonina, GTHs, vitelogenina y testosterona en plasma sanguíneo en truchas mantenidas en un ciclo reproductivo natural y en un ciclo reproductivo por fotoperiodo.

Realizar estudios de forma continua sobre los parámetros físico químicos del agua de esta forma tener un control del recurso hídrico y garantizar la sobrevivencia, tasa de crecimiento y desarrollo de la trucha arco iris.

Realizar estudios en diferentes épocas del año para así evaluar los efectos directos del fotoperiodo y sistema gonadosomático del pez.

## VII. REFERENCIAS

- Alavi, S y Cosson, J. (2006, enero). Motilidad de los espermatozoides en los peces. (II) Efectos de iones y osmolalidad: una revisión. *Biología Celular Internacional*
- Ali M. A. (1961). Histophysiological studies on the juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar*) retina: II. Responses to light intensities, wavelengths, temperatures, and continuous light or dark. *Canadian Journal of Zoology*, 39(4), 511-526.
- Andrade, RF, Bazzoli, N., Rizzo, E. y Sato, Y. (2001). Gametogénesis continua en el teleósteo neotropical de agua dulce, *Bryconops affinis* (Pisces: Characidae). *Tissue and Cell*, 33 (5), 524-532.
- Aragón-Flores, EA, Martínez-Cárdenas, L., y Valdéz-Hernández, EF (2014). Efecto del fotoperiodo en peces comerciales cultivados en diferentes tipos de sistemas experimentales. *Revista Bio Ciencias*, 3 (1), 17–27
- Arregui Maraver L. (2013), Fundación Observatorio Español De Acuicultura, Madrid. Pg.106
- Atencio S. et al (2009), Manual de importación y reincubación de ovas de trucha arco iris (*Oncorhynchus Mykiss*). Gobierno Regional Puno y La Universidad Nacional del Altiplano.
- Barreda M. (1978). Texto De Ictiología General, 474.
- Bastardo, Hilda, Guedez, Carlina, & León, María. (2004). Características del semen de trucha arcoiris de diferentes edades, bajo condiciones de cultivo en Mérida, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 22(3), 277-288. Recuperado en 10 de enero de 2020,
- Blanco, C. (1995). La Trucha, Cría Industrial, 2da Edición, Editorial Mundi Prensa, España.
- Bon, E., Corraze, G., Kaushik, S. y Le Menn, F. (1997). Efectos de los regímenes acelerados de fotoperíodo en el ciclo reproductivo de la trucha arcoiris

hembra: I - Las variaciones estacionales de los lípidos plasmáticos se correlacionan con la vitelogénesis. *Bioquímica y fisiología comparada: una fisiología*, 118 (1), 183-190

Bourlier, A. y Billard, R. (1984). Retraso de la gametogénesis y el desove por la iluminación constante de la trucha arcoiris (*Salmo gairdneri*) durante el primer ciclo reproductivo. *Canadian Journal of Zoology*, 62 (11), 2183–2187.

Bromage, N., Jones, J., Randall, C., Thrush, M., Davies, B., Springate, J., Barker, G. (1992). Manejo de reproductores, fecundidad, calidad del huevo y el momento de producción del huevo en la trucha arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*). *Acuicultura*, 100 (1–3), 141–166.

Bromage, N., Porter, M. y Randall, C. (2001). La regulación ambiental de la maduración en peces de cultivo, con especial referencia al papel del fotoperíodo y la melatonina. *Acuicultura*, 197 (1–4), 63–98.

Bromage, NR, Elliott, JAK, Springate, JRC y Whitehead, C. (1984). Los efectos de los fotoperíodos constantes en el momento del desove en la trucha arcoiris. *Acuicultura*, 43 (1–3), 213–223.

Campos-Mendoza, A., McAndrew, BJ, Coward, K. y Bromage, N. (2004). Respuesta reproductiva de la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) a la manipulación fotoperiódica; Efectos sobre la periodicidad de desove, la fecundidad y el tamaño del huevo. *Acuicultura*, 231 (1–4), 299–314.

Canazas Chavez N.R. (2015), Evolución Gonadal De Las Hembras De Trucha Arco iris (*Oncorhynchus Mykiss*) De La Piscigranja Pumahuanca- Urubamba, *Tesis de Grado UNSAC*, 119

Carrillo M., Bromage N., Zanuy S. and Prat F. (1989). The Effect of Modifications in Photoperiod on Spawning Time, Ovarian Development and Egg Quality in The Sea Bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Aquaculture*, 81: 351-365

Carrillo M., Rocha, Muñoz J.A., Zanuy S., Rocha A., Molés G., S. M., Bayarri J., Piferrer F., Fernández-Palacios H., Izquierdo Y.M.S., Cerdá J., Paz Herráez

- M., Navas J.M., Cañavate J.P., Gracia López V. y Valdebenito Isler I. (2009). La Reproducción de Los Peces Aspectos básicos y sus aplicaciones en acuicultura. *Fundación observatorio español de acuicultura consejo superior de investigación científicas ministerio de medio ambiente y medio rural y marino*. Madrid, 719
- Castro-Castellón A., González-Villaverde P., Cortés-García A., Martínez-Regalado D. y Jiménez-Valencia J. (2017), Calidad del semen en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) lote Michoacano, a finales de su periodo reproductivo.
- Consa Apaza D. (2014). Desarrollo y maduración sexual de *oncorhynchus mykiss* (trucha arco iris) estabulada en redes jaulas, caso Langui – Layo, Tesis de grado, Universidad Nacional De San Antonio Abad Del Cusco, 98
- Cornejo Ccallacondo K. D. (2014) Comparación de las características de alevinos de trucha arco iris *oncorhynchus mykiss*, producidos en ovas importadas y producidas en la región Puno en sistemas de recirculación de agua. Tesis de grado, Universidad Nacional del Altiplano de Puno, 68
- Critser J.K. and Noiles E.E. (1993), Bioassays of sperm function. *Seminars in reproductive endocrinology*; 11:1-16.
- Cuevas alave A.B., (2018). Macro invertebrados bentónicos como referentes de la calidad de aguas del lago titicaca en el centro de investigación y tratamiento tecnológico Chucuito – Puno, Tesis para optar el grado de licenciado en biología, 63
- Cunningham J.G. and Klein B. G. (2009). Fisiología veterinaria. Versión en español de la 4ta edición de la obra original en inglés *Textbook of Veterinary Physiology*. Editora el Elsevier.
- Davies B. and Bromage N. (2001). The effects of fluctuating seasonal and constant water temperatures on the photoperiodic advancement of reproduction in female rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*, 205: 183–200.

- Díaz N.F. and Neira R. (2004). “Biotecnología Aplicada a La Acuicultura I. Biotecnologías Clásicas Aplicadas a La Reproducción de Especies Cultivadas.” *Cie. Invest. Agraria* (Chile).
- Ekstrom P. and Meissl H. (1997). The pineal organ of teleost fishes. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 7(2), 199-284.
- FAO, (2014). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, manual práctico para el cultivo de la trucha arco iris. Ediciones FAO, Guatemala, 67
- Frantzen M., Arnesen A.M., Damsgard B., Tveiten H. and Johnsen H.K. (2004). Effects of photoperiod on sex steroids and gonad maturation in Artic charr. *Aquaculture* 240: 561-574.
- González L.W. y Lugo T. (1997). Ovogénesis de *lutjanus purpureus* poey, 1867 (pisces: lutjanidae) de la región oriental de Venezuela.
- Hoover E.E. (1937). Experimental modification of the sexual cycle in trout by control of light. *Science* 86:425-426.
- Ingle G., Montero M., Salas A. y Mora I., (2012) INAPESCA, “Proceso de adaptación, validación, transferencia y adopción de la tecnología, para la producción de huevo de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) fuera de estación mediante la manipulación de fotoperiodo” 1, 28
- Jonsson B. and Jonsson N. (1993) Partial migration: niche shift versus sexual maturation in fishes. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 3, 348-65.
- Joy K.P., Singh M.S., Senthilkumaran B. and Goos TH. (2000). Pituitary-gonadal Relationship in the Catfish *Clarias batrachus* (L): A Study Correlating Gonadotrophin-II and Sex Steroid Dynamics. Art. Pg.11
- Kissil G. Wm., Lupatsch I., Elizur A. and Zohar Y. (2001). Long photoperiod delayed spawning and increased somatic growth in gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* 200: 363-379.



- Kraaij D.A., Kamermans M. and Spekreuse H. (1998) Spectral sensitivity of the feedback signal from horizontal cells to cones in goldfish retina. *Visual Neuroscience* 15:799-808.
- Krasznai Z., Márián T., Balkay L., Gáspár R. and Trón L. (1995) Potassium channels regulate hypo-osmotic shock-induced motility of common carp (*Cyprinus carpio*) sperm. *Aquaculture*; 129:123-128.
- Lagler K.F., Bardach J.E., Miller R.R. y May D.R. (1984) *Ictiología*, Editorial AGT, México, 27-91,.
- Leclercq E., Taylor J.F., Sprague M. and Migaud H. (2010). The potential of alternative lighting-systems to suppress pre-harvest sexual maturation of 1+ Atlantic salmon (*Salmo salar*) post-smolts reared in commercial sea cages. *Aquaculture Engineering* 44 (2), 35-47.
- Lethimonier Ch., Madigou Th., Muñoz-Cueto J.A., Lareyre J.J. and Kah, O. (2003). Evolutionary aspects of GnRHs, GnRH neuronal systems and GnRH receptors in teleost fish. *Gen. Comp. Endocrinol.* 135: 1-16.
- Mantilla B. (2004). *Acuicultura. Cultivo de Truchas en Jaulas Flotantes en el Lago Titicaca*. Impreso en los talleres gráficos de Editora Palomino E.I.R.L. Puno.124
- Mantilla B. (2018). *Reproducción De La Rana Gigante (*Telmatobius Culeus*, Garman 1875) Del Lago Titicaca En Ambientes Controlados*, Tesis Para Optar El Grado De Doctor, Universidad Nacional Del Altiplano, Puno.104
- Márián T., Krasznai Z., Balkay L., Emri M. and Trón L. (1996) Role of extracellular and intracellular pH in carp sperm motility and modifications by hyperosmosis of regulation of the Na<sup>+</sup> / H<sup>+</sup> exchanger. *Cytometry*; 27: 374-382.
- Matsuyama M., Takeuchi H., Kashiwagi M. Hirose K. and Kagawa H. (1995). Induced gonadal development and spawning in immature red sea bream *Pagrus major* with LHRH-a administration in different ways during Winter season. *Fisheries Science*, 61(3), 472-477.

- Mella V., (2012). Uso del fotoperiodo en el manejo reproductivo: fisiología y aspectos prácticos. Tesis Doctoral, Université Européenne de Bretagne.
- Mella, V. (2009). Uso del en el manejo reproductivo: prácticos. *Salmonexpert*.
- Migaud H., Cowan M., Taylor J. and Ferguson H.W. (2007). The effect of spectral composition and light intensity on melatonin, stress and retinal damage in post-smolt Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Aquaculture* 270, 390–404
- Migaud H., Taylor J.F., Taranger G.L., Davie A., Cerdá-Reverter J.M., Carrillo M., Hansen T. and Bromage N.R. (2006). A comparative ex vivo and in vivo study of day and night perception in teleost species using the melatonin rhythm. *J. Pineal Res.* 41, 42–52.
- Millard, R.P., y King, J.A. (1992). Evolution of gonadotropin-releasing hormones. *TEM* 3: 339-346
- Morita T. (1966) Absence of electrical activity of the pigeon's pineal organ in response to light. *Experientia* 22:402– 406
- Newcombe C.P. and Jensen J.O.T. (1996). «Channel suspended sediment and fisheries: A synthesis for quantitative assessment of risk and impact». *North American Journal of Fisheries Management.* 16: 693-727
- Ohta H. and Shinriki Y. (1997) Changes in osmotic pressure that trigger the initiation of sperm motility in the river sculpin *Cottus hangiongensis*. *Fish Physiology and Biochemistry*; 18: 29-35.
- Pelcastre-Campos V. T. (2006). Inducción a la ovulación y espermiogénensis en el huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* (Nichols y Murphy, 1922) y almacenamiento de su semen. Tesis de Maestría CICIMAR-IPN. México.98
- Phillips Victor, Ron Tschida, Marco Hernandez, (2008) Editor Por Guillermo Aquino Martínez., Manual básico para el cultivo de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), GEM, TIES Cuencas sanas y modos de vida sustentable series de manuales de capacitación.

- Pierce J.G., and Parsons T. F. (1981). Glycoprotein hormones: structure and function. *Ann. Rev. Biochem.* 50: 465- 495.
- Porter M. J. R., Woolcott H. M. and Pankhurst N. W. (2003). The use of additional lighting and artificial photoperiods to recondition early maturing Atlantic salmon (*Salmo salar*) in Tasmania. *Fish Physiology and Biochemistry*, 28(1-4), 391–393.
- Porter M.J.R., Duncan N.J., Mitchell D. and Bromage N.R. (1999). The use of cage lighting to reduce plasma melatonin in Atlantic salmon (*Salmo salar*) and its effects on the inhibition of grilising. *Aquaculture* 176, 237–244.
- Prayogo N.A., Wijayanti G.E., Murwantoko, Kawaichi M. and Astuti P. (2012). Effect of photoperiods on melatonin levels, the expression of cGnRH-II and sGnRH genes and estradiols level in hard-lipped barb (*Osteochilus hasselti* C.V.). *Global veterinaria* 8: 591-597.
- Quérat B., Sellouk A. and Salmon C. (2000). Phylogenetic analysis of the vertebrate glycoprotein hormone family including new sequences of sturgeon (*Acipenser baeri*) beta subunits of the two gonadotropins and the thyroid-stimulating hormone. *Biology of Reproduction*. 63: 222-228.
- Ragash (2009). Manual De Crianza, Trucha (*Oncorhynchus Mykiss*) – Perú. Pg.25
- Ramirez-Merlano J.A., Medina-Robles V.M. y Cruz-Casallas P.E. (2010), Crioconservación espermática en peces, un acercamiento en Siluriformes. *Orinoquia* 14(1):59-71
- Randall Cl., North B., Futter W., Porter M. and Bromage N. (2001). Photoperiod effects on reproduction and growth in rainbow trout. *Trout News*, 32: 12-16.
- Reiter R.J. (2003). Melatonin: clinical relevance. *Best Practice & Research Clinical Endocrinology and Metabolism*. 17: 273-285.
- Sánchez López, S., y Asensio Herrero, Norberto. (2014) *Etología: la ciencia del comportamiento animal*, 592.

- Taranger G.L., Vikingstad E., Klenke U., Mayer I., Stefansson S.O., Norberg B., Hansen T., Zohar Y. and Andersson E., (2003). Effects of photoperiod temperature and GnRHa treatment on the reproductive physiology of Atlantic salmon (*Salmo salar L.*) broodstock. *Fish Physiology and Biochemistry*. 28, 403–406
- Thériault V. and Dodson J. J. (2003) Body size and the adoption of a migratory tactic in brook charr. *Journal of Fish Biology* 63, 1144–1159.
- Tresierra, A. y Culquichicon, Z. (1993). Biología pesquera. 1ra edición. Editorial Libertad. Trujillo – Perú.
- Vergara Martin J.M., Haroun Tabraue R.J. y González Henríquez M.N. (2005). Evaluación de impacto ambiental de acuicultura en jaulas en Canarias. Departamento de Biología, *Facultad de Ciencias del Mar*.
- Veras, G.C.; Murgas, L.D.S.; M.G., Zangeronimo; Oliveira, M.M.; P.V., Rosa; Felizardo, (2013) ritmos biológicos e fotoperíodo em peixes, *Archivos de Zootecnia*, vol. 62, 25-43.

**ANEXOS**

**A. Tablas**


**Para determinar el número de huevos de trucha en un cuarto de galón (32 oz) o en una onza líquida, adoptada por Von Bayer.**

Número de huevos en 305 mm 12"	Diámetro de los huevos		Número de huevos en:		
	mm	pulg	1/4 galón	Litro	100cc
34	8,95	0,353	1538	1625	162
35	8,71	0,343	1672	1772	176
36	8,45	0,333	1833	1939	193
37	8,23	0,324	1990	2105	210
38	8,02	0,316	2145	2268	226
39	7,65	0,308	2316	2447	224
40	7,62	0,3	2506	2650	254
41	7,44	0,293	2690	2845	284
42	7,26	0,286	2893	3058	304
43	7,09	0,279	3116	3295	328
44	6,94	0,273	3226	3518	352
45	6,78	0,267	3555	3760	375
46	6,62	0,261	3806	4025	402
47	6,47	0,255	4031	4320	433
48	6,35	0,25	4331	4580	457
49	6,22	0,245	4603	4870	487
50	6,1	0,24	4895	5175	517
51	5,96	0,235	5214	5510	551
52	5,87	0,231	5490	5800	582
53	5,74	0,226	5862	6209	619
54	5,64	0,222	6185	6535	653
55	5,54	0,218	6531	6905	690
56	5,44	0,214	6905	7300	730
57	5,36	0,211	7204	7620	761
58	5,26	0,207	7630	8070	805
59	5,16	0,203	8089	8550	855
60	5,08	0,2	8499	8950	893
61	5	0,197	8851	19560	937
62	4,92	0,194	9268	9800	980
63	4,85	0,191	7912	10260	1028
64	4,77	0,186	10184	10750	1075
65	4,7	0,185	10688	11300	1130
66	4,92	0,182	11225	11880	1188
67	4,54	0,179	11799	12475	1248
68	4,49	0,177	12203	12900	1289
69	4,42	0,174	12845	13590	1357
70	4,34	0,171	13533	14325	1430
71	4,29	0,169	14020	14840	1480
72	4,24	0,167	14529	15380	1535
73	4,16	0,164	15341	16230	1620
74	4,12	0,162	15916	16830	1680
75	4,06	0,16	15521	17480	1745
76	4,01	0,158	17157	18140	1812
77	3,96	0,156	17825	18550	1883
78	3,91	0,154	18528	19600	1959
79	3,85	0,152	19270	20380	2035
80	3,81	0,15	20050	21130	2120

Fuente: Blanco, 1995

**B. FORMATOS DE CONTROL - PROYECTO FOTOPERIODO**

**B1**

													
FORMATO N° 02													
								PISCIGRANJA: CIPBS. CHUCUITO					
CONTROL DE ANALISIS DE AGUA													
DIA:		120		MES:		dic/en/fe/r		AÑO:		2018-2019		HR. 8-17	
NÚMERO DE MUESTRAS: 30 muestras													
TRATAMIENTO													
I, II y III													
PARAMETROS	TEMPERATURA	OD.*	NITRITO*	ALCALINIDAD*	PH*	DUREZA*	AMONIO*	Q*	OBS.				
DIA	°C	mg/L	ppm	ppm	Und.	ppm	mg/L	lts/s					
1	12.5	5.1	0	70.4	7	94	0.02	1.59	ninguna				
2	12.7								ninguna				
3	12.6								ninguna				
14	12.9								ninguna				
15	12.5	5.22	0	70.5	7	91	0.01	1.89	ninguna				
16	12.6								ninguna				
29	12.9								ninguna				
30	12.9	5.3	0	70.5	7.4	93	0.02	2	ninguna				
31	12.7								ninguna				
39	12.6								ninguna				
45	12.4	5.2	0	70.4	7	91	0.01	2.3	ninguna				
46	12.5								ninguna				
58	12.9								ninguna				
59	12.5								ninguna				
60	12.9	5.7	0	70.6	7.2	92	0.02	2.5	ninguna				
61	12.6								ninguna				
75	12.7	5.7	0	70.6	7	92	0.02	2.51	ninguna				
76	12.6								ninguna				
89	12.3								ninguna				
90	12.5	5.5	0	70.4	7.3	95	0	2.5	ninguna				
91	12.8								ninguna				
104	12.3								ninguna				
105	12.3	5.4	0	70	7	91	0	2.4	ninguna				
106	12.4								ninguna				
119	12.6								ninguna				
120	12.5	5.5	0	71	7	92	0.01	2.7	ninguna				
̄	12.56	5.40	0.00	70.49	7.10	92.33	0.01	2.27	ninguna				

\* Estos parametros fueron tomados solo al ingreso del agua al CIPBS

B2



FORMATO N° 03

PISCIGRANJA: CIPBS.  
CHUCUITO

**CUADRO ANALITICO DE ESTADIOS DE MADURES SEXUAL**

Esta evolución o progresión se muestra en lo que corresponde a los grupos de Naier Buckmann.

<b>DIAS:</b> 120	<b>MES:</b> DICIEMBRE A MARZO	<b>AÑO:</b> 2018-2019
NÚMERO DE MUESTRAS: 10 POR TRATAMIENTO/ADULTOS PASANTES A REPRODUCTORES		

TRA TA MIE NTO	T1- testigo					T2					T3					OBSER VACIO NES					
	MACHO		HEMBRA			MACHO		HEMBRA			MACHO		HEMBRA								
SEX O	MACHO		HEMBRA			MACHO		HEMBRA			MACHO		HEMBRA								
DIA/ MUE STR A	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	N
1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	N
10	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	N
20	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	N
30	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2	3	N
40	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2	3	N
50	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2	3	N
60	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2	3	N
70	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	3	2	3	3	3	3	2	2	2	3	N
80	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	3	2	3	3	3	3	2	2	2	3	N
90	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	3	2	3	3	3	3	2	2	2	3	N
100	2	2	2	2	2	3	2	3	2	2	3	2	3	3	3	3	2	2	2	3	N
110	2	2	2	2	2	4	2	4	2	2	4	3	4	4	4	3	2	2	2	5	N
120	2	3	3	2	2	5	2	4	2	2	6	4	6	6	6	4	2	2	2	4	N



B3



FORMATO N° 04

PISCIGRANJA: CIPBS.  
CHUCUITO

CONTROL BIOMETRICO -INICIAL

DIA:01	MES: DICIEMBRE	AÑO:2018				
NÚMERO DE MUESTRAS: 10 POR TRATAMIENTO						

DÍA	TRATAMIENTO									OBSERVACIONES
	I			II			III			
PARAMETROS	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA (g)	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA (g)	
n°/um	cm	g	K	cm	g	g	cm	g	g	
1	45	1166	11,966	42	1150	12,235	43	1100	12,08	NINGUNA
2	43	1000		43	1165		44	1220		NINGUNA
3	41	1200		41	1210		45	1300		NINGUNA
4	40	1300		38	1320		46	1150		NINGUNA
5	39	1150		39	1300		42	1200		NINGUNA
6	44	1220		43	1120		39	1300		NINGUNA
7	45	1300		40	1100		36	1150		NINGUNA
8	41	1200		39	1200		45	1310		NINGUNA
9	42	1210		45	1450		43	1200		NINGUNA
10	44	1220		42	1220		40	1150		NINGUNA
Sumatoria Σ										
Promedio $\bar{X}$	42,4	1196,6	11,966	41,2	1223,5	12,235	42,3	1208	12,08	
$\bar{X}$ PESO	1,209									K
$\bar{X}$ TALLA	41,967									CM

B4


FOTOPERIODO - UNAP											
FORMATO N° 05											
										PISCIGRANJA: CIPBS. CHUCUITO	
CONTROL BIOMETRICO -FINAL											
DIA:120			MES: MARZO			AÑO:2019					
NÚMERO DE MUESTRAS: 10 POR TRATAMIENTO											
DÍA	TRATAMIENTO									OBSERVACIONES	
	I			II			III				
PARAMETROS	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA (g)	LONGITUD ESTANDAR	PESO (g)	BIOMASA (g)		
n°/um	cm	g	K	cm	g	g	cm	g	g		
1	45.5	1200	12.335	46	1250	15.05	43	1000	12.35	NINGUNA	
2	44	1150		43.5	2000		43	1150		NINGUNA	
3	42	1240		41	2100		40	1100		NINGUNA	
4	41	1310		43	1200		47	1500		NINGUNA	
5	39	1200		46	1350		43	1100		NINGUNA	
6	45	1250		44	1400		43	1450		NINGUNA	
7	45.5	1310		48	1850		43	1350		NINGUNA	
8	42	1240		46.5	1700		45.5	1450		NINGUNA	
9	42.5	1215		41	1050		45	1150		NINGUNA	
10	44.5	1220		41.5	1150		41	1100		NINGUNA	
Sumatoria $\Sigma$											
Promedio $\bar{X}$	43.1	1233.5	12.335	44.05	1505	15.05	43.35	1235	12.35		
$\bar{X}$ PESO	1.325						K				
$\bar{X}$ TALLA	43.50						CM				

B5

EQUIPERIODO - UNAP									
FORMATO N° 06									
								PISCIGRANJA: CIPBS. CHUCUITO	
EXAMÉN DE GÓNADAS Y ETAPAS DE MADUREZ									
DÍA: 30			MES: ENERO			AÑO: 2019			
NÚMERO DE MUESTRAS: 10 POR TRATAMIENTO									
Escala de madurez de ocho puntos para los reproductores totales			TRATAMIENTO						OBSERVACIONES
FASE	ESTADO	DESCRIPCIÓN	♂	♀	♂	♀	♂	♀	
I	Virgen	Organos sexuales muy pequeños, situados cerca de la columna vertebral. Testículos y ovarios transparentes, incoloros o grises. Huevos invisibles a simple vista.							
II	Virgen en maduración	Testículos y ovarios translúcidos, gris-rojo. Longitud de las gónadas $\frac{1}{2}$ , o un poco más, de la longitud de la cavidad abdominal. Huevos individuales visibles con lente de aumento.	✓						
III	En desarrollo	Testículos y ovarios opacos, rojizos con capilares sanguíneos. Ocupan cerca de la mitad de la cavidad abdominal. Los huevos visibles a simple vista como materia granulosa blanquizca.			✓		✓		
IV	Desarrollado	Testículos blanco-rojizos sin licor seminal al presionarlos. Ovarios rojo-naranja. Huevos claramente visibles, opacos. Testículos y ovarios ocupan cerca de $\frac{2}{3}$ de la cavidad abdominal.		✓		✓		✓	
V	Grávido	Los órganos sexuales ocupan toda la cavidad abdominal. Testículos blancos. Al hacer presión salen gotas de licor seminal. Huevos completamente redondos, algunos translúcidos y redondos.							
VI	Reproducción	Huevos y licor seminal salen cuando se presiona ligeramente. Casi todos los huevos translúcidos con unos pocos opacos que quedan en el ovario.							
VII	Después de la puesta	No completamente vacíos, no quedan huevos opacos en el ovario.							
VIII	En reposo	Testículos y ovarios rojos y vacíos. Unos pocos huevos en estado de reabsorción.							

Fuente: Elaboración propia (se muestra un ejemplo de control).

B6

					
FORMATO N° 07					
				PISCIGRANJA:	CIPBS. CHUCUITO
REGISTRO DE ALIMENTACIÓN DIARIA (Kg)					
MES:	DICIEMBRE	AÑO:	2018	MARCA DE ALIMENTO:	NALTECH
NÚMERO DE MUESTRAS:	10			TIPO DE ALIMENTO:	CRECIMIENTO 1
DÍA	TRATAMIENTO			TOTAL DIARIO (g)	OBSERVACIONES
	I	II	III		
1	132	132	132	396	alimentadas durante hL
2	132	132	132	396	alimentadas durante hL
3	132	132	132	396	alimentadas durante hL
4	132	132	132	396	alimentadas durante hL
5	132	132	132	396	alimentadas durante hL
6	132	132	132	396	alimentadas durante hL
7	132	132	132	396	alimentadas durante hL
8	132	132	132	396	alimentadas durante hL
9	132	132	132	396	alimentadas durante hL
10	132	132	132	396	alimentadas durante hL
11	132	132	132	396	alimentadas durante hL
12	132	132	132	396	alimentadas durante hL
13	132	132	132	396	alimentadas durante hL
14	132	132	132	396	alimentadas durante hL
15	132	132	132	396	alimentadas durante hL
16	132	132	132	396	alimentadas durante hL
17	132	132	132	396	alimentadas durante hL
18	132	132	132	396	alimentadas durante hL
19	132	132	132	396	alimentadas durante hL
20	132	132	132	396	alimentadas durante hL
21	132	132	132	396	alimentadas durante hL
22	132	132	132	396	alimentadas durante hL
23	132	132	132	396	alimentadas durante hL
24	132	132	132	396	alimentadas durante hL
25	132	132	132	396	alimentadas durante hL
26	132	132	132	396	alimentadas durante hL
27	132	132	132	396	alimentadas durante hL
28	132	132	132	396	alimentadas durante hL
29	132	132	132	396	alimentadas durante hL
30	132	132	132	396	alimentadas durante hL
31	132	132	132	396	alimentadas durante hL
TOTAL				12,276.00	GRAMOS/MES
DESCRIPCION DEL ALIMENTO SUMINISTRADO:					
* Crecimiento 2, el diámetro del pellets de 3 a 4 mm, y contenido de proteínas, que descienden a un 45% y un ligero aumento de carbohidratos de 25 - 27%. Alimento concentrado con 42% proteína diseñada para truchas en estado juvenil pasante a adulto.					

B7

FOTOPERIODO - UNAP					
FORMATO N° 08					
				PISCIGRANJA: CIPBS. CHUCUITO	
REGISTRO DE CONTROL DE MANTENIMIENTO DE ESTANQUES					
MES: DICIEMBRE		AÑO: 2018			
NÚMERO DE MUESTRAS: 10 POR TRATAMIENTO					
DÍA	TRATAMIENTO			NUMERO DE HORAS	OBSERVACIONES
	I	II	III		
1	X	X	X	3	NINGUNA
2					
3					
4					
5					
6					
7					
8					
9					
10					
11					
12					
13					
14					
15	X	X	X	4	NINGUNA
16					
17					
18					
19					
20					
21					
22					
23					
24					
25					
26					
27					
28					
29					
30	X	X	X	4.5	NINGUNA
31					
TOTAL					

**C. TOMA DE IMÁGENES DURANTE LA EJECUCIÓN DEL PROYECTO**

C.1 Imagen, construcción e implementación del área de ejecución del proyecto fotoperiodo.



C.2 Imagen, Modulo experimental del proyecto fotoperiodo.



C.3 Imagen, Caja de control para temporizadores eléctricos, instalados.



C.4 Imagen, Instalación de luces aéreas y sumergibles dentro del módulo experimental.

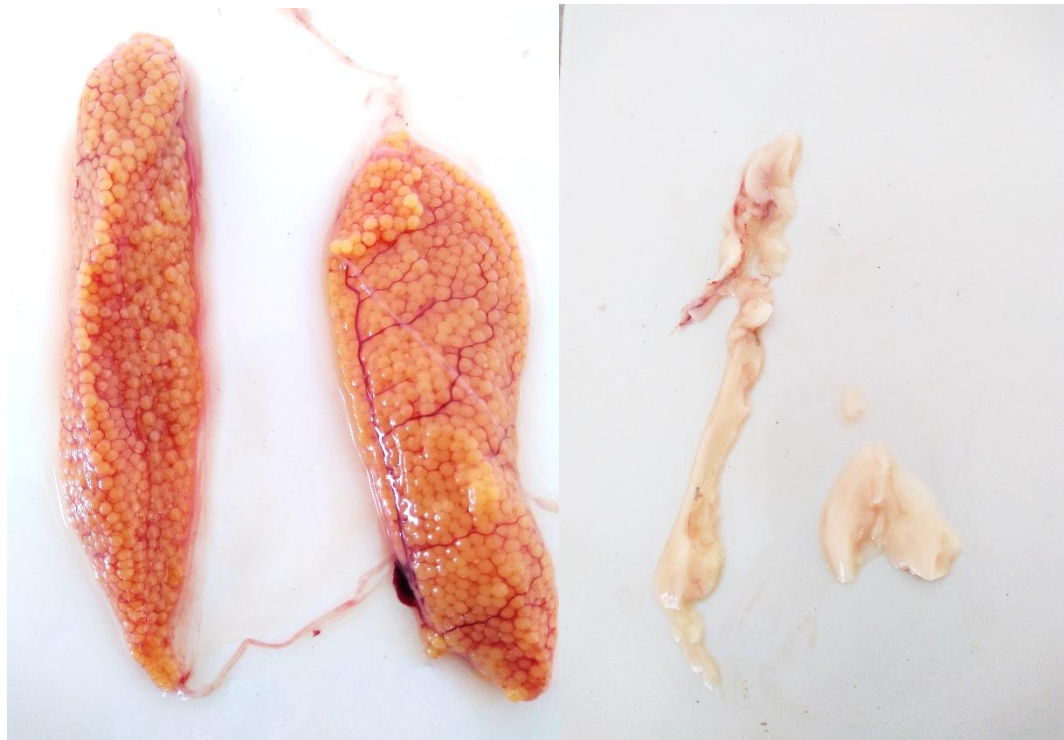


C.5 Imagen, Puesta de muestras vivas, a un lado se visualiza el alimento balanceado diario.



C.6 Imagen, Primera disección, al inicio del proceso experimental.





C.7 Imagen, Gónadas, femeninas y masculinas inmaduras (primera y única disección inicial).



C.8 Calculo y pesado de alimento diario.



C.9 Imagen, Control de parámetros físico químicos dentro del módulo experimental y estanque testigo (natural) respectivamente.



C.10 Imagen, kit de análisis de agua y procedimiento “LAMOTTE”.



C.11 Imagen, evaluación sensorial y biometría de muestra.



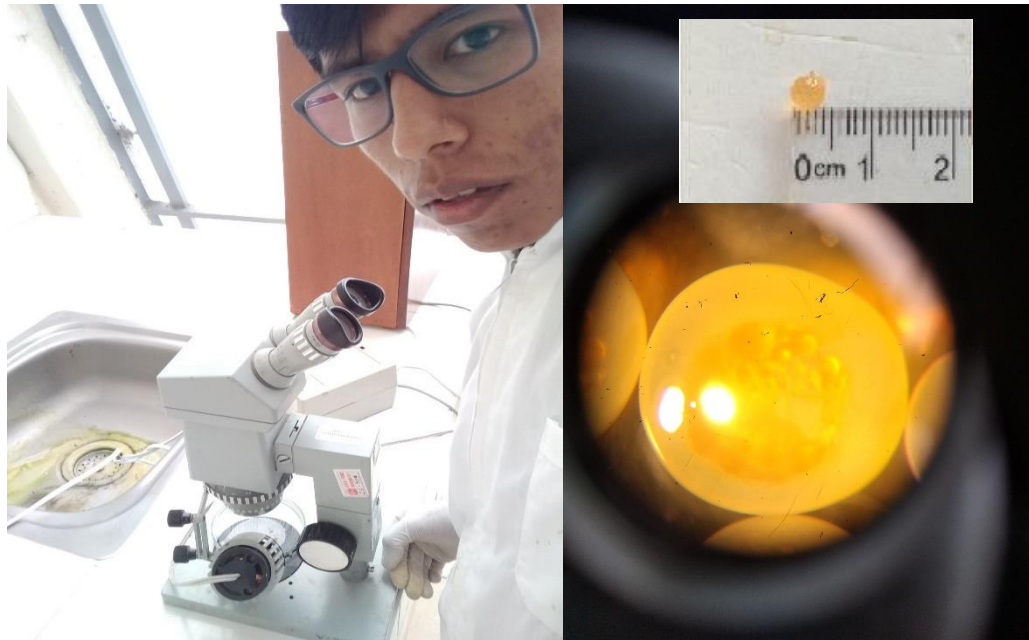
C.12 Imagen, Desove y extracción de semen, para el proceso de fecundación, de muestras del T3.



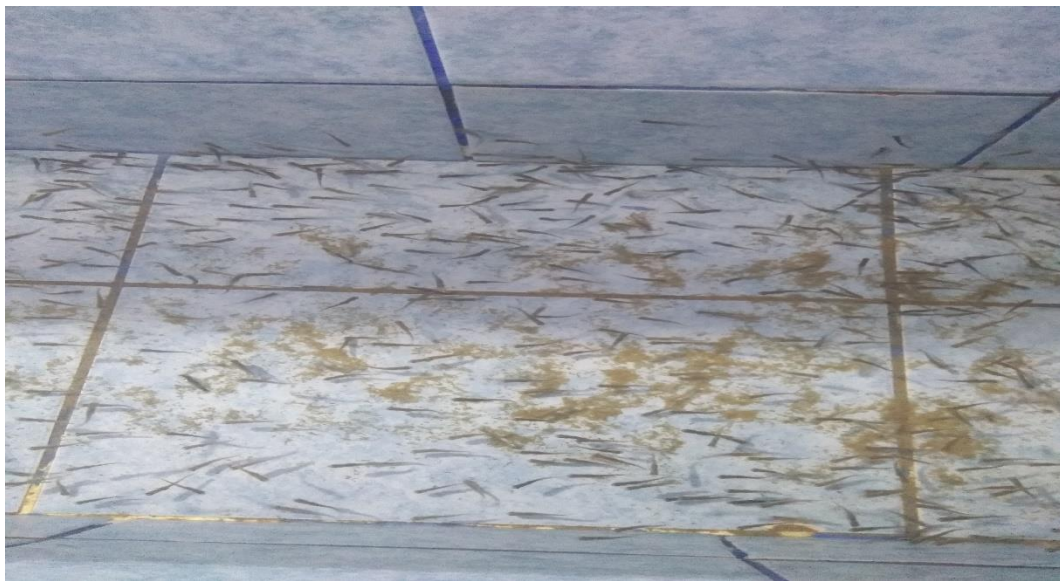
C.13 Imagen, Ovas fecundadas y puesta en las artesas de incubación, procedente del T3.



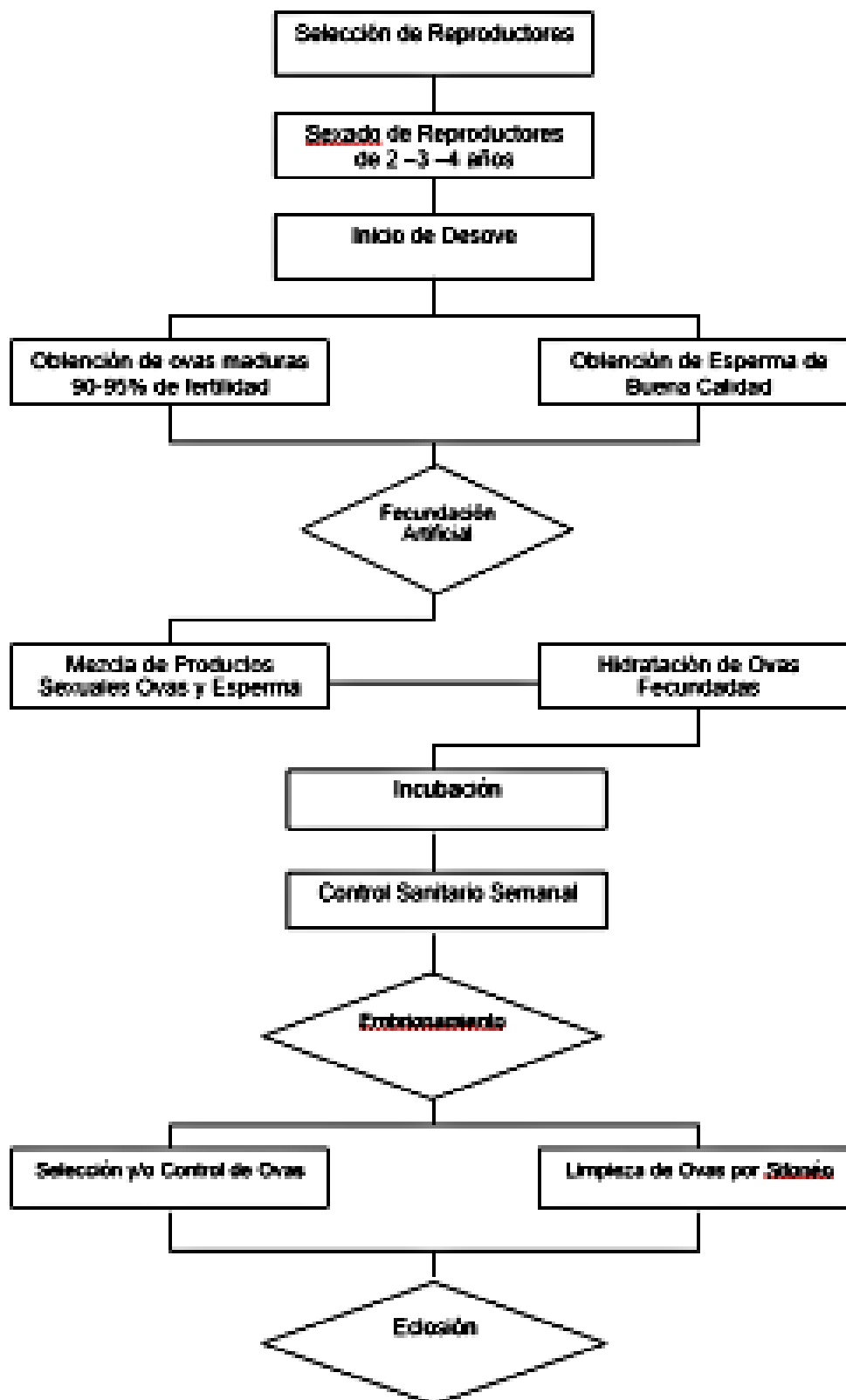
C.14 Imagen, Calculo cuantitativo de productos sexuales.



C.15 Imagen, Vista y medición al microscopio de Ova fecundada



C.16 Imagen, producto final alevines en desarrollo



C.17 Imagen, Flujoograma de la reproducción artificial de trucha arco iris, fuente CIPBS-CHUCUITO



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO DE PUNO  
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y PRODUCCIÓN DE BIENES Y  
SERVICIOS – CHUCUITO

*“Año de la lucha contra la corrupción e impunidad”*

## CONSTANCIA

EL QUE SUSCRIBE, ING. M.SC. EDWIN FEDERICO ORNA RIVAS, DIRECTOR DEL CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y PRODUCCIÓN DE BIENES Y SERVICIOS – CHUCUITO, UNA PUNO.

### HACE CONSTAR QUE:

El Bachiller. DARWIN ISACC SALAMANCA CANSAYA, identificado con DNI N° 44622344, Ha **EJECUTADO** su proyecto de tesis titulado **“INDUCCIÓN A LA MADURACIÓN SEXUAL Y DESOVE DE *Oncorhynchus mykiss* “TRUCHA ARCO IRIS” POR FOTOPERIODO EN EL CIPBS - CHUCUITO”**, en las instalaciones de nuestra institución, desde el mes de diciembre 2018, a marzo del 2019.

Se expide el presente documento a solicitud del interesado, para los fines que estime por conveniente.

Puno, 25 de noviembre del 2019.



Ing. M.Sc. Edwin F. Orna Rivas  
DIRECTOR  
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y PRODUCCIÓN  
DE BIENES Y SERVICIOS CHUCUITO

Cc/arch

1/1