



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO

---

---

FACULTAD DE CIENCIAS

EFFECTO DEL FOTOPERIODO EN LA FRECUENCIA  
DE REPRODUCCIÓN DEL PEZ BETA (*Betta splendens*)

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGO

P R E S E N T A:

**Yael Olaf López Soria**



DIRECTORA DE TESIS:  
Dra. María del Carmen Miñana Solís

CIUDAD UNIVERSITARIA, CDMX      2017



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

1. Datos del alumno.  
López  
Soria  
Yael Olaf  
57730339  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Ciencias  
Biología  
308036640
2. Datos del asesor.  
Dra.  
Miñana  
Solís  
María del Carmen
3. Datos del sinodal 1.  
Dra.  
Escamilla  
Chimal  
Elsa Guadalupe
4. Datos del sinodal 2.  
M. en C.  
De la Rosa  
Cruz  
Gabino
5. Datos del sinodal 3.  
M. en C.  
Pérez  
Cruz  
María Estela
6. Datos del sinodal 4.  
M. en C.  
Morales  
Salas  
Ignacio Andrés
7. Datos del trabajo escrito.  
Efecto del fotoperiodo en la reproducción del pez Beta (*Betta splendens*)  
61 p  
2017

## **AGRADECIMIENTOS**

En primer lugar quisiera agradecer a mi mamá Mayra por todo el apoyo incondicional que me ha brindado, por la educación y los valores que me ha enseñado, ya que sin ella no podría haber llegado hasta este punto. Agradezco a mis hermanos Jessica y Ángel porque siempre han estado a mi lado y a toda mi familia que me ha servido como ejemplo para lograr mis objetivos.

A mi asesora Mary Carmen por el apoyo que me brindo durante el desarrollo del trabajo, por su amistad y porque es un ejemplo para mí. Demostrándome que el que persevera alcanza y que nunca hay que rendirse, porque no hay que derrumbar nuestros sueños, sino las barreras que nos impiden alcanzarlos. Gracias Mary por todos esos momentos alegres, por las lágrimas, las risas, los regaños, las enseñanzas que compartimos y que me ayudaron a crecer no solo como estudiante sino como persona.

Gracias a mis amigos que me apoyaron durante la carrera y a todos aquellos que conocí a lo largo del camino y aportaron algo para llegar hasta este punto. En especial quiero agradecer a mis mejores amigos Cristina y Uziel quienes siempre han estado a mi lado, todos esos días de risas, de enojos, de regaños, son especiales por el simple hecho de tenerlos a mi lado.

## AGRADECIMIENTOS ACADEMICOS

Agradezco a la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Ciencias por permitir mi formación como biólogo durante estos años.

A la Dra. Elsa Escamilla por permitir mi participación en los seminarios y ser parte del laboratorio de Neurofisiología y Ritmos Biológicos, así mismo les agradezco a la doctora y a los integrantes del laboratorio por los consejos que me dieron durante todo el desarrollo de este trabajo.

Al M. en C. Gabino de la Rosa Cruz por sus consejos y comentarios para realizar el trabajo así como hacer que mi estancia en el acuario fuera más agradable.

A la Dra. Rosaura Mayén Estrada, a la Biol. Margarita Reyes Santos y al laboratorio de protozoología por ayudarme con el cultivo de protozoarios (*Paramecium sp.*) para la alimentación de los organismos empleados en el trabajo.

Agradezco de manera especial a los encargados del acuario de la facultad de ciencias, el M. en C. Ignacio Andrés Morales Salas y la M. en C. María Estela Pérez Cruz, por permitirme realizar este trabajo en las instalaciones del acuario y por ayudarme con el mantenimiento de los organismos. Así mismo agradezco su apoyo, sus consejos, su paciencia y todas las facilidades que me brindaron durante la realización del experimento.

# ÍNDICE

Resumen.....	8
<b>1. Introducción .....</b>	<b>9</b>
<b>1.1. Aspectos generales de los ritmos biológicos .....</b>	<b>9</b>
<b>1.2. Fotoperiodo y fotoperiodismo .....</b>	<b>12</b>
<b>1.3. Efectos del fotoperiodo en vertebrados.....</b>	<b>14</b>
1.3.1. <i>Mamíferos</i> .....	14
1.3.2. <i>Aves</i> .....	15
1.3.3. <i>Reptiles</i> .....	16
1.3.3. <i>Anfibios</i> .....	17
1.3.4. <i>Peces</i> .....	18
<b>1.4. Fotoperiodo y hormonas .....</b>	<b>20</b>
1.4.1. <i>Eje Hipotálamo-Hipófisis-Gonadas (HHG)</i> .....	20
<b>1.5. Fotoperiodo y acuicultura .....</b>	<b>22</b>
1.5.1. <i>Peces ornamentales</i> .....	24
1.5.2. <i>Fotoperiodo en peces de ornato</i> .....	25
<b>1.6. Clasificación del pez beta (<i>Betta splendens</i>).....</b>	<b>26</b>
1.6.1. <i>Distribución</i> .....	27
1.6.2. <i>Biología reproductiva</i> .....	28
<b>2. Justificación .....</b>	<b>30</b>
<b>3. Hipótesis.....</b>	<b>31</b>
<b>4. Objetivo.....</b>	<b>31</b>

<b>5. Materiales y método .....</b>	<b>32</b>
<b>5.1. Animales y condiciones .....</b>	<b>32</b>
<b>5.2. Iluminación y fotoperiodos.....</b>	<b>34</b>
<b>5.3. Frecuencia de reproducción y número de alevines.....</b>	<b>35</b>
<b>5.4. Supervivencia.....</b>	<b>35</b>
<b>5.5. Análisis estadístico.....</b>	<b>35</b>
<b>6. Resultados .....</b>	<b>36</b>
<b>6.1. Frecuencia de reproducción .....</b>	<b>36</b>
<b>6.2. Número de alevines y eventos reproductivos.....</b>	<b>36</b>
<b>6.3. Longitud patrón .....</b>	<b>39</b>
<b>6.4. Peso de los organismos.....</b>	<b>42</b>
<b>6.5. Supervivencia.....</b>	<b>44</b>
<b>7. Discusión.....</b>	<b>46</b>
<b>7.1. Frecuencia de Reproducción.....</b>	<b>46</b>
<b>7.2. Número de alevines y eventos reproductivos.....</b>	<b>46</b>
<b>7.3. Longitud patrón .....</b>	<b>47</b>
<b>7.4. Peso de los organismos.....</b>	<b>48</b>
<b>7.5. Supervivencia.....</b>	<b>49</b>
<b>8. Conclusiones.....</b>	<b>53</b>
<b>9. Perspectivas .....</b>	<b>54</b>
<b>10. Referencias bibliográficas .....</b>	<b>55</b>



## Resumen

La luz ha moldeado y definido a lo largo de la evolución las características temporales en los diferentes ambientes mediante el ciclo del día y la noche. Lo cual ha permitido que muchos de los ritmos biológicos se encuentren asociados a los cambios entre las horas luz y oscuridad en 24 horas, lo que se conoce en cronobiología como fotoperiodo. Esto permite a los organismos responder ante los cambios ambientales, los cuales son responsables de sincronizar la actividad de las especies.

El presente trabajo evaluó el efecto que tienen diferentes fotoperiodos en la frecuencia de reproducción, así como en los posibles cambios en el peso, la longitud patrón y la supervivencia del pez beta (*Betta splendens*). Se colocaron 8 parejas de pez beta en cada fotoperiodo de 12:12 (control), 18:06 y 06:18 LO. Durante el periodo de tiempo que duró el experimento (365 días) se contabilizó el número de eventos reproductivos y de alevines que se produjeron en cada condición experimental. Asimismo tanto machos como hembras fueron pesados y medidos cada 21 días. No se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en el peso, talla y frecuencia de reproducción entre los tres fotoperiodos, sin embargo se encontró que el pez beta se puede reproducir en promedio cada 22 días. El número de alevines fue significativamente diferente entre los tres fotoperiodos 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO. El mayor número de crías se obtuvo en fotoperiodo 18:08 LO con 4367 alevines, y el menor número en 06:18 LO con 2062. Debido a que el número de organismos fue disminuyendo con el paso del tiempo, es posible que el fotoperiodo afectara la supervivencia de los organismos, sin embargo se requieren más estudios para determinarlo.

# 1. Introducción

En la naturaleza existen diferentes fenómenos biológicos que presentan ritmicidad, esta se refiere a la presencia de eventos con patrón recurrente dentro de cierto margen de regularidad (Escandón, 1994). La ritmicidad puede ser observada en los diversos procesos bioquímicos, fisiológicos y conductuales, con frecuencias y periodos regulares a través del tiempo. En ellos actúan factores ambientales y/o procesos fisiológicos celulares y del medio interno de los organismos. Este término fue establecido en 1857 por Claude Bernard y se entiende como el ambiente en donde se desarrollan e interactúan las células también conocido como medio extracelular (Victoria, 2016).

Estos fenómenos que se repiten y se presentan en los individuos se conocen como ritmos biológicos, los cuales pueden definirse como la recurrencia de cualquier evento dentro de un sistema biológico, que se presenta a intervalos regulares de tiempo (Aschoff, 1981). La disciplina que se encarga de su estudio es la cronobiología.

## 1.1. Aspectos generales de los ritmos biológicos

Los ritmos biológicos se encuentran en todos los seres vivos, desde organismos unicelulares hasta pluricelulares, así como en los diferentes niveles de organización (molecular, celular, tejidos, órganos, individuos, poblaciones, etc.) (Cardinali, *et al.*, 1994). En la naturaleza se presentan como oscilaciones o variaciones regulares a través del tiempo y se caracterizan por diferentes parámetros como: Periodo, frecuencia, mesor, amplitud, acrofase y batifase (Figura 1).

El **periodo** se define como el intervalo de tiempo entre dos acontecimientos idénticos, es decir, es la duración del ritmo completo. Se denota como T (periodo del ritmo exógeno o ambiental) o  $\zeta$  (periodo del ritmo endógeno).

La **frecuencia** indica el número de ciclos que tienen lugar en cierto intervalo determinado.

El **mesor** se define como el valor medio de la variable a lo largo del periodo.



- **Circamareal:** Se encuentran relacionados con el periodo de las mareas, aproximadamente ocurren cada 12.5 h.

De acuerdo a su frecuencia se pueden clasificar en:

- **Ritmos ultradianos:** son aquellos donde la oscilación se repite en tiempo menor a 19 horas, como por ejemplo el ritmo de la respiración.
- **Ritmos circadianos:** son aquéllos cuya oscilación se presenta aproximadamente en tiempo de 24 horas (20-28 h). Por ejemplo el ritmo sueño vigilia en el humano.
- **Ritmos infradianos:** la oscilación de estos ritmos se repite en tiempo superior a las 28 horas. Por ejemplo el ciclo menstrual en las mujeres.

De las funciones más importantes de los ritmos biológicos que se conocen, es asegurar que las variables fisiológicas y conductuales se ajusten apropiadamente a las señales ambientales periódicas, este fenómeno se conoce como sincronización (Salazar, *et al.*, 2006). Esta depende de manera general de factores ambientales que marcan el momento exacto en el que se realiza determinada actividad o función, a estos sincronizadores se les conoce como “*Zeitgeber*”. Término Alemán que viene de *zeit* (tiempo) y *geber* (dador) que significa “dador de tiempo”. Se puede definir como alguna señal externa que tiene la capacidad de sincronizar la actividad del ritmo biológico, es decir impone fase y periodo a la variable determinada (Grandin, *et al.*, 2006).

Existen diferentes señales ambientales que permiten a los organismos estimar el tiempo externo, es decir, funcionan como *Zeitgeber*. Estos pueden ser la temperatura, la actividad locomotora inducida por estímulos novedosos, los estímulos sociales, el estrés, la restricción de alimento, ciertas drogas y fármacos, capaces de sincronizar el **reloj biológico**, es decir, el sistema celular capaz de generar orden temporal en las actividades de los organismos (Mercado y Díaz 2011). Sin embargo la luz es considerada como el principal *Zeitgeber*, ya que en condiciones naturales esta ejerce de manera determinante influencia sobre el reloj

circadiano (Núcleo supraquiasmático (NSQ) en mamíferos y glándula pineal en aves, reptiles, peces y anfibios (Salazar, *et al.*, 2007). La luz ha definido a lo largo de la evolución las características temporales en los diferentes ambientes mediante el ciclo del día y la noche, excepto en las cavernas y regiones abisales, donde no hay luz y por tanto no se conoce si las especies adaptadas a estos sitios (troglóbios) presentan patrones de actividad con componentes circadianos. Por otro lado la mayoría de los organismos expuestos al ciclo luz-oscuridad perciben las señales cíclicas, lo que les permite estimar el tiempo y llevar a cabo sus actividades con cierta ritmicidad (Walsh, *et al.*, 2014). Estas variaciones ambientales periódicas a las cuales responden los organismos están relacionadas con los movimientos de rotación y traslación de nuestro planeta ya que la relación entre el día y la noche se modifica al depender de la latitud o la época en la que nos encontremos y es similar cada año. Esta relación entre las horas luz y oscuridad se conoce en cronobiología como **fotoperiodo** (Márquez, 2004).

## 1.2. Fotoperiodo y fotoperiodismo

Debido a la inclinación del eje de la Tierra que es de 23.5 grados, los rayos de luz del sol inciden sobre la superficie del planeta de manera distinta. Esto va a depender de la latitud y la época del año en la que nos encontremos. Es decir, conforme nos alejamos del ecuador las horas de luz y oscuridad cambian y se llega al extremo de los polos donde se tienen 6 meses de luz constante y 6 meses de oscuridad constante. De igual forma durante el verano los rayos de luz inciden de manera perpendicular respecto a la Tierra, mientras que en invierno lo hacen lateralmente, lo que origina días con más horas de luz y noches con menos horas de oscuridad (verano), o noches con más horas de oscuridad y días con menos horas de luz (invierno). Sólo en el Ecuador los rayos del sol inciden de la misma manera durante todo el año, lo que da como resultado la relación de 12 horas de luz (L) y 12 horas de oscuridad (O) (12:12 LO) (Figura 2).



Figura 2.- Relación entre las horas luz y oscuridad en el ecuador (12:12 LO) y fotoperiodo en Invierno (06:18 LO), Verano (18:06 LO) en latitudes cercanas a los polos.

La relación de horas luz-oscuridad o fotoperiodo es importante ya que diferentes ritmos biológicos se encuentran asociados a él, lo que permite a los organismos sincronizar su actividad ante los cambios ambientales (Márquez, 2004). Por ejemplo la melatonina, hormona que se sintetiza y secreta por la glándula pineal, lo hace en la fase oscura (**escotofase**) del fotoperiodo. Durante la noche posee su acrofase de secreción a las 02:00 horas de la madrugada, mientras que en la fase luminosa (**fotofase**) del fotoperiodo la secreción de la hormona se inhibe (Bardasano, 2002).

Debido a que la variación del fotoperiodo en la naturaleza depende de la latitud a la que los organismos habitan, este hace que las distintas especies puedan estimar la estación del año en la que se encuentran y ajustar las variables fisiológicas al mismo (Salveti, 2002). Los organismos presentan la capacidad de percibir y utilizar la duración del periodo de luz como señal de anticipación temporal a los eventos estacionales en sus historias de vida, lo que permite que

respondan a los cambios del fotoperiodo. Esta respuesta o capacidad que tienen los organismos de responder ante los cambios de luz se conoce en cronobiología como **fotoperiodismo** (Bradshaw, 2007). Sin embargo la intensidad de respuesta de los organismos a los cambios de luz depende de la **sensibilidad al fotoperiodo** que presentan las especies. La respuesta que genera cada organismo ante el fotoperiodo ha sido de interés para demostrar que la luz puede afectar a los diferentes grupos de vertebrados en su fisiología y conducta.

### **1.3. Efectos del fotoperiodo en vertebrados**

La duración del día, así como la época del año en la que los organismos se encuentran es vital, debido a que diversos cambios biológicos y de comportamiento dependen de este fenómeno. El fotoperiodo puede producir alteraciones en el color de la piel, muda de plumas, la migración, hibernación, comportamiento sexual, e incluso la diferencia de tamaño de los órganos sexuales (Caneva, *et al.*, 2000). Además se ha demostrado que muchos de los cambios de carácter estacional que ocurren en los seres vivos, están asociados a modificaciones fotoperiódicas en la fase de luz y de oscuridad (García, *et al.*, 2011).

Existen diferentes estructuras que se ha demostrado presentan fotorreceptores o células fotosensibles en los diversos grupos de vertebrados, estos órganos permiten a los animales obtener información de las variaciones en el fotoperiodo a lo largo del tiempo. Ya que modificaciones en la duración de las horas luz y oscuridad han demostrado generar cambios fisiológicos y conductuales en los animales (Miranda, 2003).

#### **1.3.1. Mamíferos**

En mamíferos, el núcleo supraquiasmático es el órgano donde la información fótica llega a través de las células ganglionares de la retina sensibles a la luz. La

información viaja a través del grupo de fibras nerviosas denominadas tracto retino-hipotalámico. Estas se conectan mediante sinapsis a otras estructuras del hipotálamo, del encéfalo y llegan al NSQ (Aguilar, *et al.*, 2004). Existen mamíferos que tienen respuestas estacionales, estos organismos requieren determinada duración del fotoperiodo para iniciar la gametogénesis, lo que genera que se lleve a cabo la reproducción (Carrillo, *et al.*, 2009). Por ejemplo, el murciélago *Antrouzous pallidus* presenta desfase entre la espermatogénesis y el apareamiento, influenciado de manera natural por el fotoperiodo. En laboratorio bajo fotoperiodos 14:10 y 10:14 LO se encontró que existe relación entre el peso de los testículos del murciélago y los fotoperiodos con más horas de luz, mientras que en condiciones con menos horas luz se detiene la actividad espermatogénica (Martínez, 2012). Así mismo se sabe que las ovejas, cabras y otros ungulados también presentan reproducción estacional. En otoño se aparean y durante la primavera las crías nacen, estación en la que la comida y las condiciones favorecen su supervivencia. Estos cambios se deben a modificaciones en el fotoperiodo, ya que a medida que las horas de luz disminuyen a finales del verano incrementa la secreción de la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH), lo que estimula las funciones reproductivas (Walton, *et al.*, 2011). Sin embargo en los vertebrados no mamíferos, otras estructuras como la glándula pineal encargada de la producción de melatonina y la retina, están involucradas en el control de los ritmos biológicos y tienen la capacidad de percibir los cambios en el fotoperiodo.

### **1.3.2. Aves**

En aves la glándula pineal y los ojos, son estructuras con células fotosensibles que ayudan a percibir cambios de luz en el ambiente (Paredes, 2007). Inicialmente se pensó que la luz sólo era percibida a través de los ojos, sin embargo con el paso del tiempo se encontró que no era la única estructura que permitía asimilar la luz en las aves. También la glándula pineal es importante para determinar la cantidad de luz en el ambiente y tiene función importante en la inducción del

crecimiento gonadal (Gutiérrez, 1999). Se ha encontrado que el efecto que ejerce el fotoperiodo en la reproducción de aves afecta el crecimiento testicular en gorriones de cresta blanca, donde organismos sometidos a fotoperiodo 08:16 LO y que luego son cambiados a fotoperiodo 20:04 LO muestran rápido crecimiento de los testículos, asociado con el incremento en la producción de hormona luteinizante (LH) y testosterona (Barragán, 2006).

También se ha encontrado que el fotoperiodo puede afectar el tiempo de incubación de huevos en aves del orden paseriformes, como *Sylvia atricapilla*, donde la exposición al fotoperiodo de 20:04 LO y fotoperiodo esqueleto, es decir, dos pulsos de luz con duración de una hora al inicio y termino de las 20 horas, hicieron que los huevos eclosionaran entre 7.5 y 10.2 horas antes en comparación con fotoperiodos de 04:20 LO y 12:12 LO (Austin, *et al.*, 2014).

En aves que presentan reproducción estacional los cambios en el fotoperiodo estimulan su apareamiento, durante el invierno y principio de la primavera cuando los días son cortos, la GnRH-I es secretada en cantidades bajas, lo que hace que las gónadas permanezcan en estado inmaduro. Al ser más largos los días, incrementa la cantidad de GnRH-I que es producida, así como la maduración de las gónadas lo que permite el inicio de la reproducción (Dawson, 2001).

### **1.3.3 Reptiles**

Se sabe que en reptiles la estructura central en la regulación de los ritmos circadianos es la glándula pineal. Esta presenta células fotosensibles y secreta la hormona de la melatonina (Tosini, *et al.*, 2001). A través de la glándula pineal los reptiles perciben principalmente los cambios en el fotoperiodo. Estos pueden alterar aspectos reproductivos en algunas especies, por ejemplo en la lagartija *Anolis carolinensis* el fotoperiodo de 08:16 LO induce la disminución del peso testicular y la espermatogénesis, mientras que condiciones de 14:10 LO incrementa la espermatogénesis (Mayer, 1997). Así mismo se ha encontrado que los niveles de melatonina en la glándula pineal se ven afectados, con más horas de luz en fotoperiodos de 18:06 LO y 10:14, donde los niveles son mayores en

comparación con fotoperiodos con menos horas de luz 08:16 LO y 06:18LO (Mayer, 1997). Por otro lado en las lagartijas *Sceloporus undulatus* y *Tupinambis meriana*, se ha observado que influye en la tasa metabólica y de crecimiento, así como en la habilidad de mantener la temperatura corporal constante durante la primavera (Bradshaw y Holzapfel, 2007).

### **1.3.3. Anfibios**

Al igual que en los reptiles y otros vertebrados no mamíferos, la glándula pineal es la estructura encargada de regular los ritmos circadianos en los anfibios, así como, los cambios de color en la especie *Xenopus laevis*, ya que organismos a los que se les ha extraído la glándula pineal (pinealectomía) muestran inhibición del ritmo de coloración (Caliman, *et al.*, 2005). Otro anfibio como *Bufo ictericus* también expresó oscilaciones circadianas en el cambio de color bajo fotoperiodos 12:12 LO, 14:10 LO y condiciones constantes de oscuridad 00:24 OO (Caliman, *et al.*, 2005).

Se sabe que los cambios en la luz puede afectar la espermatogénesis, en anfibios como *Plethodon cinereus* y *Triturus cristatus*, a temperatura de 20°C donde fotoperiodos de 12:12 LO y 16:08 LO, estimulan la espermatogénesis, mientras que en 08:16 LO se inhibe (Paniagua, 1990). En laboratorio la modificación de los ciclos de luz-oscuridad también afectan el desarrollo de las larvas, así como la tasa de metamorfosis y crecimiento de los organismos de la especie *Rana catesbeiana*, bajo fotoperiodo de 08:16 LO crecieron más rápido los organismos en comparación con los expuestos al fotoperiodo de 16:08 LO (Laurila, *et al.*, 2001). En otros estudios se ha encontrado que el fotoperiodo es la señal ambiental más importante que ayuda a sincronizar algunos ritmos como la estivación o el sonido que producen los anuros (Both, 2008). Por ejemplo en la rana *Hylodes phyllodes* se ha encontrado que la actividad y el canto de esta especie es regulado por la fase luminosa y se ha observado que el número de llamados por hora se incrementa en fotoperiodos con más horas de luz (Hatano, 2002).

#### **1.3.4. Peces**

En los peces la retina y la glándula pineal poseen células fotorreceptoras que desempeñan el papel importante en la ritmicidad circadiana a través de la secreción de melatonina (Carrillo, *et al.*, 2009). Al igual que ocurre en otros vertebrados de reproducción estacional, los peces dependen de las señales ambientales para sincronizar los eventos reproductivos con los cambios de estación, como la maduración de las gónadas y el desove.

El estudio del efecto del fotoperiodo en peces es determinante en la maduración de la mayoría de las especies de teleósteos cultivadas. Incluso en especies tropicales y subtropicales que parecen estar regidas por la temperatura o las lluvias, se ha encontrado que el fotoperiodo es la señal ambiental más importante para el ajuste diario o estacional de las funciones biológicas, ya que esta permanece constante a través de los años y refleja la estacionalidad del ambiente (Carrillo, *et al.*, 2009).

En la mayoría de teleosteos, de importancia para la acuicultura, particularmente los que se encuentran en latitudes sobre el ecuador, las puestas suelen coincidir con temperaturas bajas y fotoperiodos con menos horas de luz. Por ejemplo los salmones que se reproducen a finales del otoño e inicio del invierno (Carrillo, *et al.*, 2009).

Los peces, al ser animales poiquiloterms, es decir su temperatura corporal varia en relación con la ambiental (Mancini, 2002), muestran adaptaciones fisiológicas muy estrechas con el medio donde viven, lo que da lugar a ritmos biológicos diarios y estacionales que suelen estar sincronizados con los factores ambientales, que también tienen la misma oscilación (Carrillo, *et al.*, 2009). Sin embargo, ante la gran diversidad de especies y estrategias reproductoras, existen peces que se reproducen durante cualquier época del año y puede repetirse el evento entre pocas semanas o varios meses (Carrillo, *et al.*, 2009).

Los experimentos en laboratorio donde se ha modificado el fotoperiodo, demuestran que este tiene efecto en la primera alimentación de las larvas de peces bajo fotoperiodo 16:08 LO, lo que da lugar a mayor alimentación y crecimiento de los alevines (Kashyap, *et al.*, 2015), también se sabe que la manipulación del fotoperiodo puede inducir el desarrollo gonadal en especies tropicales (Pankhurst y Porter, 2003).

Así mismo se han empleado ciclos de fotoperiodo en laboratorios, que simulan los cambios de luz que ocurren en 1 año en la naturaleza, pero con tiempo menor o mayor a 12 meses, es decir, los ciclos estacionales de luz que ocurren en el año, se ajustan en laboratorio a periodos cortos menores a 12 meses (**fotoperiodos comprimidos**), o se ajustan con duración mayor a 12 meses (**fotoperiodos expandidos**) (Carrillo, *et al.*, 2009).

En 1937 Hoover y Hubbard demostraron que los fotoperiodos comprimidos adelantaban la puesta de la trucha de arroyo (*Salvelinus fontinalis*), por lo que se comenzó a utilizar ciclos de 6 o 9 meses en varias especies de teleósteos como el salmón, la trucha, el lenguado, el barbo, el bacalao y el fletán, entre otros. Estos presentaron adelantos de puesta entre 2 y 6 meses en comparación con los grupos control. Otro trabajo con organismos juveniles de lubina *Dicentrarchus labrax* bajo fotoperiodo expandido de 18 meses, mostró adelantó de 51 días en la primera madurez sexual en comparación con el grupo control. También se encontró que se presentaba la disminución hasta en 50% de la viabilidad y calidad de huevos y larvas. De la misma forma el fotoperiodo comprimido a 6 meses indujo adelanto significativo de 1 mes en el periodo del desove con respecto al control bajo fotoperiodo natural (40° N; 0° E) (Ramos, *et al.*, 2002).

También se han utilizado fotoperiodos constantes de 24 horas de luz en instalaciones acuícolas en distintas latitudes. Esto es para compensar la reducción en el tamaño de los peces debido a la escasa iluminación durante el otoño e invierno, aunque también se han observado efectos sobre la actividad gonadal, donde fotoperiodos con mayores horas de luz aceleran la maduración de los

peces (Carrillo, *et al.*, 2009). El incremento en el tamaño de las gónadas y las modificaciones en la época del año en la que se reproducen los peces, son atribuidos al efecto que genera el fotoperiodo en el eje reproductivo y la concentración de hormonas sexuales (Mella, 2016).

#### **1.4. Fotoperiodo y hormonas**

Se sabe que existen diferentes factores ambientales como la temperatura, el pH, la alimentación y el fotoperiodo, que actúan de alguna manera en el sistema neuroendocrino e influyen en el desarrollo y la diferenciación gonadal (Rodríguez, 2004). Lo anterior, tiene efecto en la concentración de algunas hormonas como la hormona liberadora de gonadotropina (**GnRH**), **GTH-I** similar a la hormona a la hormona luteinizante (**LH**) y **GTH-II** similar a la folículo estimulante (**FSH**), y melatonina (Bayarri, *et al.*, 2004; Mukesh, *et al.*, 2013), las cuales están involucradas en el eje Hipotálamo-hipófisis-gónadas (HHG) y que a su vez pueden afectar la calidad de huevos y larvas de algunos peces (Ramos, 2002).

Debido a que el proceso reproductor está regulado por gran cantidad de señales tanto internas como externas que inciden sobre el eje Hipotálamo-hipófisis-gónadas (HHG), es importante conocer el efecto que el fotoperiodo tiene sobre las hormonas que participan en esta vía, a causa de que se ha demostrado puede afectar la cantidad de huevos y la época de puesta de algunas especies de peces (Carrillo, *et al.*, 2009).

##### **1.4.1. Eje Hipotálamo-Hipófisis-Gonadas (HHG)**

Los factores ambientales estimulan al sistema sensorial de forma periódica y esta información es transducida, a nivel de los receptores sensoriales, e integrada por el encéfalo. Este produce neuropéptidos, que se generan de forma rítmica, y son

transmitidos a manera de variación a través del eje morfo-funcional conocido como el hipotálamo-hipófisis-gónadas (**HHG**).

La transducción inicia cuando la luz estimula a los fotorreceptores, localizados en la retina y también en la glándula pineal, esta a su vez regula la liberación de melatonina. En peces esta hormona tiene efectos en los cambios de pigmentación de la piel, en la sensibilidad a la iluminación de células ganglionares en la glándula pineal, así como diversas respuestas reproductoras de los peces ante el fotoperiodo (Aspengren, *et al.*, 2003). También se sabe que la producción de melatonina en la glándula pineal está modulada por las variaciones periódicas de la temperatura del agua. En temperaturas bajas la secreción de melatonina disminuye mientras que en las más elevadas la producción de esta hormona se incrementa (Carrillo, *et al.*, 2009). Estos cambios en la secreción de melatonina, desempeñan función predominante en el sistema circadiano de los teleósteos y probablemente actúan sobre la síntesis y liberación de las hormonas liberadoras de las gonadotropinas (GnRHs) como ocurre en los mamíferos. Sin embargo y a diferencia de lo que se observa en estos, los teleósteos no poseen eminencia media (banda de tejido nervioso del hipotálamo que lo conecta con la hipófisis y a través de la cual se secretan las hormonas que regulan a esta última) y por ello, las fibras que transportan GnRH entran directamente en la hipófisis hasta las células gonadotropas donde se libera. El GnRH regula la síntesis y la secreción de las gonadotropinas (GTH-I y GTH-II) en la hipófisis, posteriormente estas llegan a las gónadas, donde regulan la producción de hormonas esteroideas sexuales, la inducción de la gametogénesis, desarrollo folicular, la ovulación, la espermiación y finalmente la liberación de los gametos. Las gonadotropinas actúan a través de receptores específicos (Blancas, 2007), donde la GTH-I o LH está implicada en los procesos tempranos de la gametogénesis y la GTH-II o FSH en las etapas finales de maduración, ovulación y puesta. Por otro lado, los esteroides sexuales también siguen patrones circadianos de liberación por parte de las gónadas y pueden presentar variaciones estacionales en sus ritmos diarios. Estos tienen efectos de retroalimentación con la hipófisis y el encéfalo al modular sus secreciones. El

encéfalo integra nuevamente estas señales internas estableciéndose la relación funcional entre este y los órganos periféricos (Carrillo, *et al.*, 2009). Varios estudios demuestran que diversos factores pueden afectar la regulación del eje, lo que genera cambios en la fisiología reproductiva de los organismos.

Los cambios de fase en las variaciones periódicas ambientales inducen alteraciones en la secreción hormonal a lo largo del eje HHG y en los ciclos hormonales. Estos a su vez son responsables de la alteración en el ritmo de respuesta del evento reproductor, ya que estos eventos se encuentran controlados de forma endógena por un ritmo y son estimulados por cambios ambientales, como luz y temperatura (Blancas, 2007). Por lo que la exposición a distintos regímenes de luz (fotoperiodo) modifica la época del inicio de la gametogénesis, de la maduración, de la ovulación o de la puesta de los peces y puede ser empleado para mejorar las condiciones bajo las que se cultivan en cautiverio algunos peces.

## **1.5. Fotoperiodo y acuicultura**

Para la acuicultura, es decir la actividad que permite obtener la producción por medio del cultivo de organismos acuáticos (plantas o animales), estudiar los efectos que las condiciones ambientales pueden tener sobre las especies, resulta de gran importancia. Mantener la reproducción en peces de comercio a mayor escala, mejora la producción en el mercado y ayuda en el abastecimiento de productos acuícolas a nivel mundial. Sin embargo, la reproducción de los peces en cautiverio es aleatorio y en la mayoría de las instalaciones piscícolas no se toman los parámetros adecuados para el mantenimiento de los organismos. Esto debido a que las variaciones ambientales (luz, temperatura, alimento, etc.) en el cultivo, difieren muchas veces de las condiciones naturales en las que se encuentran los organismos, por lo que mantener el control de los factores abióticos mejora el desarrollo de los peces en cautiverio.

Las variables que normalmente se controlan en el cultivo de peces son la temperatura y la salinidad. Sin embargo también se ha comenzado a controlar el fotoperiodo, debido a que se han realizado estudios que demuestran los efectos del mismo en diferentes etapas del ciclo de vida de algunas especies de peces, tales como: “barramundi” (*Lates calcarifer*), “pargo rosado” (*Pagrus auratus*), “eglefino” (*Melanogrammus aeglefinus*), “carpa común” (*Cyprinus carpio*), “pargo japonés” (*Pargus major*), “caballito barrigudo” (*Hippocampus abdominalis*), “salvelino” (*Salvelinus alpinus*), “trucha arcoíris” (*Oncorhynchus mykiss*), “carpa” *Osteochilus hasselti*, “Lubina negra” (*Centropristis striata*) (Aragón, 2014). Por ejemplo los organismos juveniles de eglefinos (*Melanogrammus aeglefinus*) expuestos a condiciones constantes de luz 24:00 LL, presentan crecimiento acelerado en comparación con fotoperiodos 12:12 LO, 16:08 LO, así mismo cambiar la intensidad de luz de 100 a 30 luxes en condiciones constantes 24:00 LL acelera el crecimiento de los eglefinos y disminuye la actividad locomotora (Trippel y Neil, 2003).

También se ha visto que tiene efectos en el crecimiento de otras especies como el “bacalao” (*Gadus morhua*), “fletán del atlántico” (*Hippoglossus hippoglossus*), “dorada del pacífico” (*Pagrus auratus*), “trucha” (*Oncorhynchus mykiss*) y el “pargo rojo” (*Pargus major*), donde fotoperiodos de 16:8 LO y condiciones constantes de luz 24:00 LL incrementan el tamaño de los organismos y la supervivencia de las larvas (Aragón, *et al.*, 2014; Biswas, *et al.*, 2010). Estos cambios se han atribuido a la alteración del sistema endocrino que se produce bajo condiciones experimentales con luz (Trippel y Neil, 2003).

En la tilapia *Oreochromis niloticus* se han utilizado ciclos de luz 06:06 LO para controlar la reproducción de los peces en los centros acuícolas, debido a que se ha observado que los organismos expuestos a estos ciclos detienen su reproducción después del tercer o cuarto desove y la maduración sexual es inhibida, lo que ayuda disminuir la sobrepoblación de esta especie en los centros

de cultivo. Sin embargo estos regímenes de luz permiten obtener el crecimiento acelerado de los organismos en comparación con fotoperiodos de 14:10 LO y 12:12 LO (Biswas, *et al.*, 2005).

Dentro de la acuicultura podemos encontrar gran variedad de organismos que presentan importancia económica como son los moluscos, crustáceos, algas y peces. Así mismo dentro de cada grupo existen diferentes especies que son comercializadas a mayor escala de acuerdo con la FAO (2017) tal es el caso de los peces ornamentales.

### **1.5.1. Peces ornamentales**

En peces empleados en acuicultura se encuentra el grupo que se denominan ornamentales, es decir, aquellos organismos acuáticos mantenidos en cautiverio con propósitos decorativos. Estos animales han adquirido gran importancia ya que constituyen alternativas económicas generadoras de empleos a nivel mundial y ha tomado relevancia en los últimos años en todos los países, incluido México. Existen algunos que se han especializado en la reproducción y propagación de peces ornamentales de agua dulce como Tailandia, Indonesia, Singapur, China (incluido Hong Kong), Malasia y Japón (Panne y Luchini, 2008).

En México, la producción de especies ornamentales se lleva a cabo principalmente por centros acuícolas establecidos en el estado de Morelos debido a que es el productor de peces de ornato más importante del país, con la derrama económica de \$25,900,000.00 MN anuales (Martínez, *et al.*, 2010). La producción actual en México está cercana a los 20 millones de ejemplares anuales alrededor de 200 granjas productoras. Existe gran diversidad de peces cultivados, entre los que se puede mencionar a *Pterophyllum scalare* “pez ángel”, *Symphysodon aequifasciatus* “pez disco”, *Carassius auratus* “pez japonés”, *Danio rerio* “pez cebra”, *Poecilia reticulata* “guppys”, *Poecilia velifera* “Mollys”, *Barbus tetrazona* “barbus”, *Trichogaster leeri* “gurami”, *Paracheiroduon innesi* “tetras” y *Betta*

*splendens* “pez beta” (Luna y Bonilla, 2011). En algunos centros de cultivo los peces como el pez ángel (*Pterophylum scalare*), tetras y los peces beta, se cultivan en salas de cría, es decir, en sitios donde es posible mantener condiciones controladas de temperatura, calidad de agua y alimentación (Martínez, *et al.*, 2010). En algunos peces de ornato se han realizado trabajos para controlar los factores abióticos y ver cómo puede afectar en el cultivo de los animales.

### **1.5.2. Fotoperiodo en peces de ornato**

El cultivo de especies tropicales de agua dulce y salada es la fuente de comercio de muchas personas, lo que ha llevado a mejorar y controlar las técnicas para mantener y reproducir estos organismos en cautiverio. La manipulación del fotoperiodo ha sido utilizado en varias especies de pez payaso (*Amphiprion melanopus* y *Amphiprion percula*), donde se evaluó el efecto que tiene sobre el crecimiento de las larvas. Se encontró que ambas especies presentan crecimiento acelerado bajo fotoperiodo de 16:08 LO en comparación con 12:12 LO y condiciones constantes de iluminación 24:00 LL (Arvedlund, *et al.*, 2000; Vinoth, *et al.*, 2010). En otro estudio con el “falso pez payaso” *Amphiprion ocellaris* se encontró que la intensidad de la luz induce cambios en la coloración de los organismos, aquellos que se colocaron entre 20 a 50 luxes mostraron colores más brillantes en comparación a los animales expuestos a más de 600 luxes (Yasir y Qin, 2009).

El pez cebrá (*Danio rerio*) no sólo es el modelo biológico en el cual se han realizado diversos estudios, sino que se encuentra entre los peces tropicales que se utilizan para las peceras de ornato. Se reproduce ampliamente en diversos países incluido México (en el estado de Morelos).

En cronobiología varios estudios han caracterizado el ritmo de actividad locomotora en estos peces. Se ha observado que es mayor en la fotofase y persiste en condiciones constantes de iluminación 24:00 LL (López, *et al.*, 2006;

Blanco y Sánchez, 2009). También se ha estudiado el efecto que tienen diferentes pulsos de oscuridad y fotoperiodos en la reproducción de este organismo. Se encontró que debido al fotoperiodo de 14:10 LO, se presenta el ritmo diario de desove con acrofase en *zeitgeber time* 3 (ZT), es decir tres horas después del encendido de las luces, así mismo al aplicar el pulso de oscuridad en ZT= 3, la acrofase del desove se retrasó a ZT= 7 es decir siete horas después del encendido de las luces (Blanco y Sánchez, 2009).

Con peces guppies (*Poecilia reticulata*) se encontró que presentan mayor actividad locomotora durante la fotofase en fotoperiodos de 04:20 LO en comparación con 12:12 LO, atribuido al estrés y desorientación que causa la luz artificial en comparación con la natural (Viso, 2013).

Otro de los peces ornamentales más bellos de los acuarios y muy solicitado a nivel mundial, son los beta. Se destacan por ser de los organismos de aguas tropicales más hermosos debido a sus colores llamativos, además de ser populares y ampliamente vendidos y reproducidos, son organismos conocidos como “luchadores siameses”, debido a la agresividad que presentan contra los de su misma especie (Doutrelant, *et al.*, 2001). Sin embargo no se han realizado estudios que demuestren el efecto de los factores ambientales sobre su mantenimiento.

## 1.6. Clasificación del pez beta (*Betta splendens*)

<b>Filo:</b>	<i>Chordata</i>
<b>Subfilo:</b>	<i>Vertebrata</i>
<b>Superclase:</b>	<i>Osteichthyes</i>
<b>Clase:</b>	<i>Actinopterygii</i>
<b>Subclase:</b>	<i>Neopterygii</i>
<b>Infraclase:</b>	<i>Teleostei</i>
<b>Superorden:</b>	<i>Acanthopterygii</i>
<b>Orden:</b>	<i>Perciformes</i>
<b>Suborden:</b>	<i>Anabantoidei</i>
<b>Familia:</b>	<i>Osphronemidae</i>

**Subfamilia:** *Macropodinae*  
**Género:** *Betta*  
**Especie:** *Betta splendens*

Son peces pequeños de 5 cm de longitud aproximadamente, su cuerpo es alargado y sus costados aplanados. Pertenecen a la familia Belontiidae, y al orden de los Anabantiformes. Son conocidos como peces laberínticos, ya que poseen el órgano llamado laberinto, estructura faríngea que les permite tomar oxígeno atmosférico (García, 2008). Esta es vital ya que los peces beta requieren adquirir cada 3 minutos aproximadamente el oxígeno. Algunos autores han llegado a pensar que esta respiración es más importante que la branquial, ya que peces que han sido colocados en agua saturada de oxígeno pero sin el órgano de laberinto han muerto (Arboleada, 2006).

La especie se identifica por el marcado dimorfismo sexual. El macho es más vistoso que la hembra, ya que su color es más intenso y las aletas son más largas y llamativas. La hembra se caracteriza por ser de menor tamaño, poseer abdomen abultado y cuando está madura presenta líneas verticales y un punto blanco en la mitad de las aletas ventrales, el cual es un huevo que tapa el oviducto (Landines, *et al.*, 2007).

Debido a la domesticación del pez beta y a la selección artificial, podemos encontrar gran variedad de colores y formas de aletas en estos organismos que no ocurren en la naturaleza. En vida silvestre el color de los machos es generalmente marrón-rojizo con tonos verdes-azulados y puntos en hilera de color rojo, verde o azul, mientras que el color de las hembras es más opaco (Martínez, 2008).

### **1.6.1. Distribución**

Son originarios del sudeste asiático (Tailandia, Malasia) y naturalmente se encuentran en latitudes cercanas al ecuador en los cultivos inundados de arrozales, pequeños lagos y lugares con baja renovación del agua que proporciona entornos con bajo contenido de oxígeno disuelto (Landines, *et al.*, 2007). En Tailandia se encuentran entre las latitudes Norte 6° y 21°, en el sureste

asiático, ligeramente sobre la línea ecuatorial. Sin embargo su distribución actual se encuentra muy extendida en todo el mundo por su uso en acuariofilia (Martínez, 2008).

Para su cultivo se recomiendan ciertas condiciones, Temperatura de 25 a 28°C, pH próximo a 7,0 y la dureza del agua (concentración de sales minerales) entre 6 y 8°. La superficie del agua debe estar en calma y el aire externo a la pecera aproximadamente a la misma temperatura del agua (Landines, *et al.*, 2007). Sin embargo no existen estudios específicos que indiquen las condiciones óptimas para su cultivo, así mismo hay pocos trabajos sobre el efecto de condiciones ambientales sobre la fisiología reproductiva de peces ornamentales (Arboleada, 2006).

### **1.6.2. Biología reproductiva**

La reproducción del pez beta es relativamente fácil si se tienen los cuidados necesarios. En estos peces el macho es el encargado de construir el nido con pequeñas burbujas de mucus salival pegajoso en la superficie del agua en forma de plataforma flotante, así se asegura que las crías estén bien oxigenadas. Durante el cortejo extiende sus aletas, abre sus opérculos y muerde a la hembra, cuando está lista para reproducirse el macho la rodea en lo que se conoce como “abrazos nupciales”, es decir ejerce presión en el vientre para liberar los huevos y fertilizarlos, el cortejo puede durar hasta una hora. El macho se encarga de subir los huevos y depositarlos en el nido, en algunas ocasiones la hembra colabora a reforzar el nido con burbujas y subir los huevos. El cuidado parental lo realiza el macho quien constantemente se encarga del nido. Durante este tiempo algunos suelen ser más agresivos y territoriales. Finalizado el desove la hembra abandona el área, pues el macho inicia su cuidado minucioso sobre el nido y ataca a cualquier pez que se acerque, que incluye a la pareja reproductora (Landines, *et al.*, 2007).

Con la información que se ha obtenido de diferentes estudios podemos darnos cuenta que la manipulación del fotoperiodo tiene diferentes efectos sobre la fisiología y conducta de los peces. Al ser la reproducción de gran interés para la investigación y la acuicultura, nuevos estudios ayudarán a incrementar el conocimiento sobre el efecto de la luz en la fisiología de los peces. Debido a que la información sobre el efecto que ejerce el fotoperiodo en peces ornamentales es poca y el comercio de estos resulta como alternativa económica a nivel mundial, el presente trabajo contribuirá en ser de los primeros en estudiar el efecto que el fotoperiodo tiene sobre los peces beta y ayudará a mejorar las condiciones en las que se mantienen los organismos en laboratorio.

## **2. Justificación**

Los cambios atribuidos al fotoperiodo sobre la fisiología y conducta de la reproducción de peces, son de interés para evaluar la influencia que ejerce sobre los organismos en cautiverio.

Conocer el efecto fotoperiodo en la reproducción de los peces ornamentales, ayudará a mejorar las técnicas de cultivo y mantenimiento de los organismos en laboratorios de investigación y acuarios para su posible aplicación en futuras investigaciones.

### **3.Hipótesis**

Si los peces beta (*Betta splendens*) presentan sensibilidad fotoperiódica y la luz incrementa la respuesta reproductiva, entonces la frecuencia de la misma aumentará bajo los fotoperiodos con mayores horas de luz.

### **4.Objetivo**

Evaluar el efecto que tienen diferentes fotoperiodos en el número de eventos reproductivos del pez beta *B. splendens*.

## 5. Materiales y método

### 5.1. Animales y condiciones

El presente trabajo se realizó en el acuario de la facultad de ciencias. Se utilizaron 24 parejas reproductivas de peces *B. splendens*, de edad aproximada a 3 meses, obtenidas a partir de un proveedor del estado de Morelos. Las parejas se mantuvieron en acuarios de 5 litros en condiciones de fotoperiodo 12:12 LO durante 21 días previos al desarrollo del experimento para aclimatar a los organismos. Los acuarios fueron colocadas en tres compartimientos del estante y este cubierto con tela negra para aislarlas de la luz exterior. Durante este periodo de tiempo, se establecieron las parejas al azar, la hembra se mantuvo separada del macho con ayuda de un vaso de plástico, los organismos fueron pesados en la balanza analítica marca Stainless hardened y se midieron con vernier marca Moderntools. Se evaluó la **longitud patrón** del pez que comprende desde la punta de la boca hasta la base del pedúnculo caudal (Figura 3). Estas mediciones se realizaron cada 21 días.

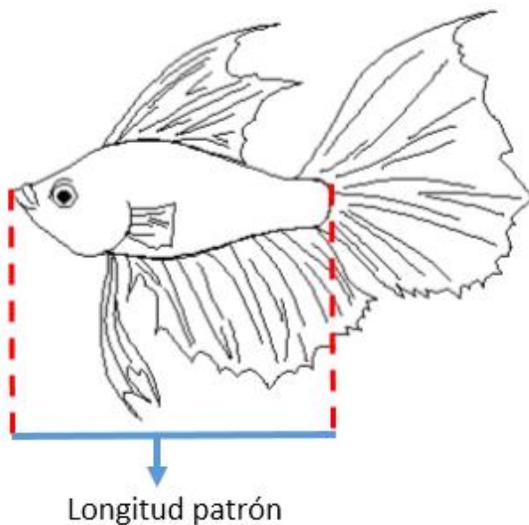


Figura 3. Representación de la longitud patron en el pez beta.

Los organismos fueron alimentados *ad libitum* dos veces al día con larvas de mosquito, pulgas de agua y alimento comercial para peces beta marca Bettabit.

Los organismos fueron colocados en los acuarios manteniéndose la proporción de 1:1 (macho y hembra).

Las peceras fueron equipadas con calentador marca “El Sol” de 50 W para mantener la temperatura a 27°C, oxigenación de 1 burbuja por segundo con ayuda de la manguera de plástico. Así mismo se cortó por la mitad un vaso de unicel que mantuviera la forma curva de este (Figura 4), así el macho podía hacer el nido debajo del trozo de unicel, se sabe que utilizar hojas de plantas u objetos que protejan el nido facilitan la labor del macho durante el cuidado parental (Tetra, 2008). Se colocó *Elodea sp.* en cada pecera, esta planta permite crear el ambiente natural y sirven como refugio a las hembras al momento de la reproducción, ya que el macho muerde y ataca a la hembra durante este proceso (Fluval, 2016).

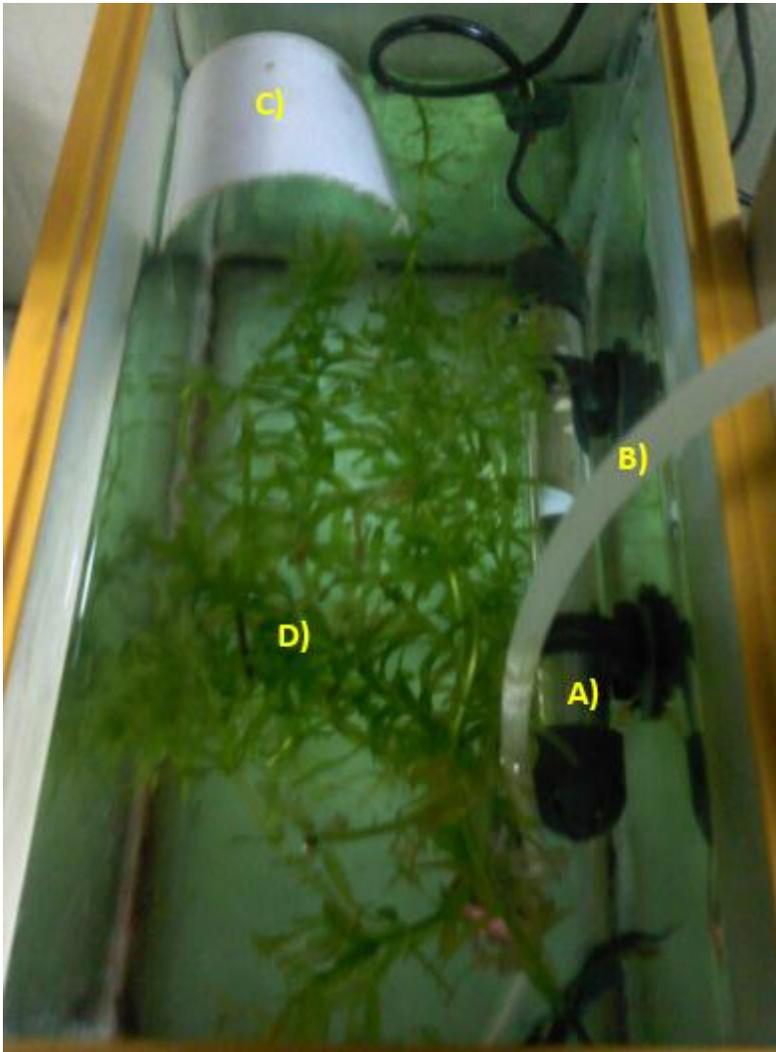


Figura 4. Pecera equipada para la reproducción del pez beta. A) Calentador, B) Manguera para oxigenación, C) Vaso de unicel cortado por la mitad, D) *Elodea* sp.

## **5.2. Iluminación y fotoperiodos**

Posterior al periodo de aclimatación, los peces se dividieron en 3 grupos experimentales con  $n = 8$  parejas bajo diferentes condiciones de fotoperiodo (Luz, L: Oscuridad, O) 12:12 LO control, 18:06 LO, 06:18 LO, debido a que de acuerdo con varios estudios, se ha demostrado que los fotoperiodos con más horas de luz y condiciones continuas generan cambios en el crecimiento, época de puesta, supervivencia de varias especies de peces (Biswas, 2010; Kashyap, 2015; Kissil, 2001). La luz se controló con un *timer* analógico marca Grässlin y se utilizaron

focos de 510 luxes. El encendido de las luces a las 09:00 horas para los tres grupos.

### **5.3. Frecuencia de reproducción y número de alevines**

Después de llevarse a cabo la reproducción, cuando las hembras se alejaban del macho y del nido, estas fueron separadas con ayuda de 1 vaso de plástico, en el cual permanecían durante 48 horas, tiempo suficiente para que los machos realicen el cuidado parental de los huevos. Cuarenta y ocho horas después de nacer los alevines, se contabilizaron y con ayuda de la pipeta pasteur de plástico, fueron trasladados a otra pecera con agua limpia bajo las mismas condiciones del contenedor de reproducción.

Se realizó el recambio de agua de las peceras al finalizar el conteo de los alevines y se tomó en cuenta cambiar el agua en las peceras por lo menos una vez a la semana, para evitar que se acumularan los desechos de los organismos y mantener la calidad apropiada del agua. Los parámetros para mantener a los organismos en condiciones adecuadas se tomaron como referencia de la guía de acuarismo para peces beta (Tetra, 2008).

### **5.4. Supervivencia**

Se tomó en cuenta el número de organismos que quedaron vivos durante los días en que se realizaron las mediciones de longitud patrón y peso (21 días), entre el total de animales ( $n = 8$ ) en cada condición experimental.

### **5.5. Análisis estadístico**

Los datos obtenidos se graficaron con el programa Excel 2013, con sus respectivos errores estándar. Los datos se analizaron con el programa IBM SPSS Statistics 23. Se utilizó la prueba de ANOVA de una vía para evaluar la frecuencia, número de alevines, peso y talla de los organismos. Se utilizó la prueba *post-hoc* de Sheffé para los parámetros con número diferente de individuos.

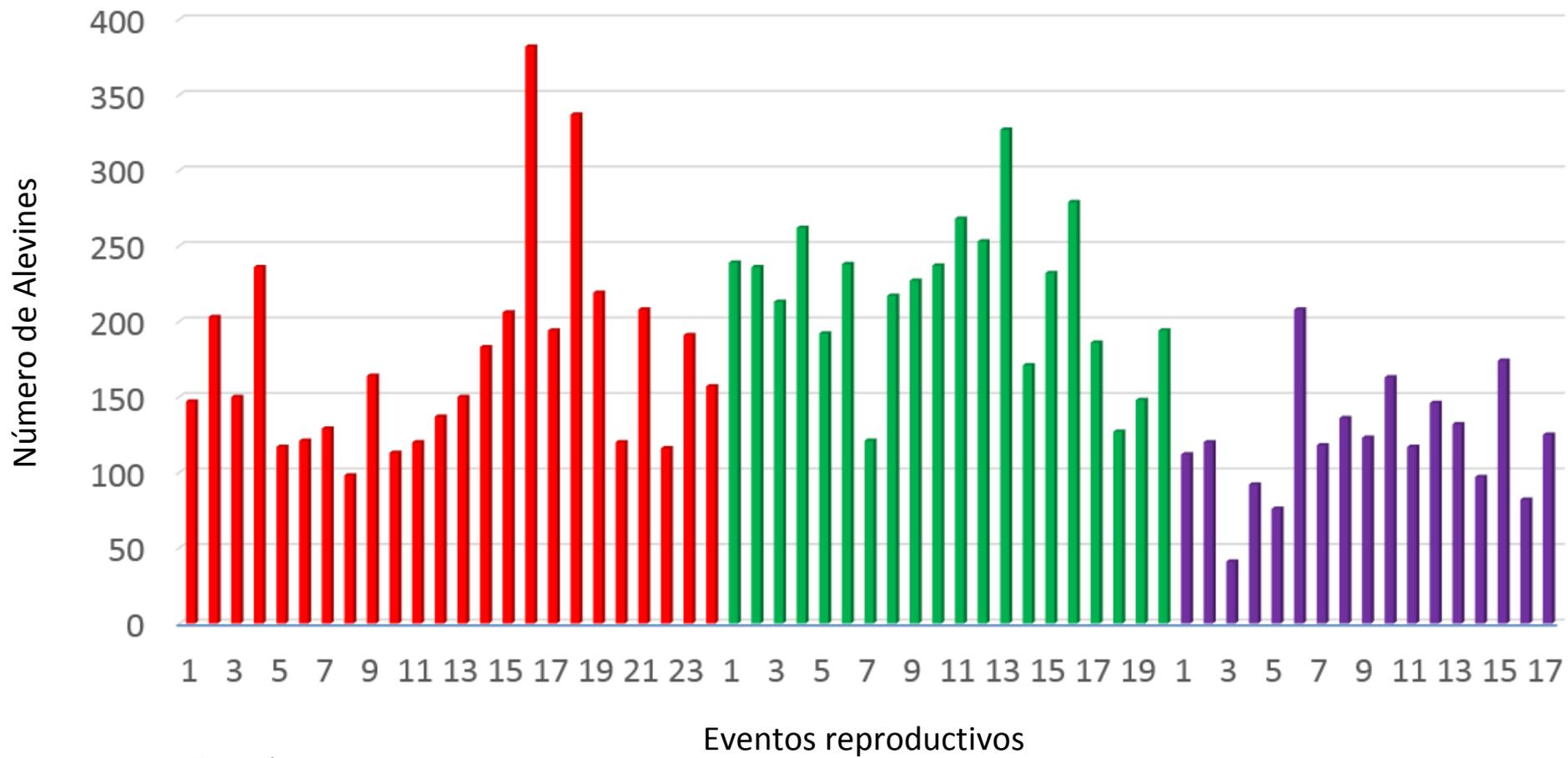
## **6.Resultados**

### **6.1. Frecuencia de reproducción**

La frecuencia de reproducción que se obtuvo para los fotoperiodos 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO fue de 20.76, 20.57 y 25 días respectivamente. No se encontraron diferencias significativas ( $F= 0.582$ ; NS) entre los grupos.

### **6.2. Número de alevines y eventos reproductivos**

Se obtuvieron en total 61 reproducciones en las parejas del pez (*Betta splendens*), 24, 20 y 17 eventos reproductivos fueron los que se obtuvieron bajo los fotoperiodos 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO respectivamente (Gráfica 1). Se contabilizaron en total 10627 alevines, de los cuales 4198, 4367 y 2062 fueron obtenidos en los fotoperiodos 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO (Tabla 1). Se encontraron diferencias significativas en el número de alevines entre los tres grupos experimentales 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO ( $F= 13.597$ ;  $p = 0.000014$ ) (Gráfica 2).

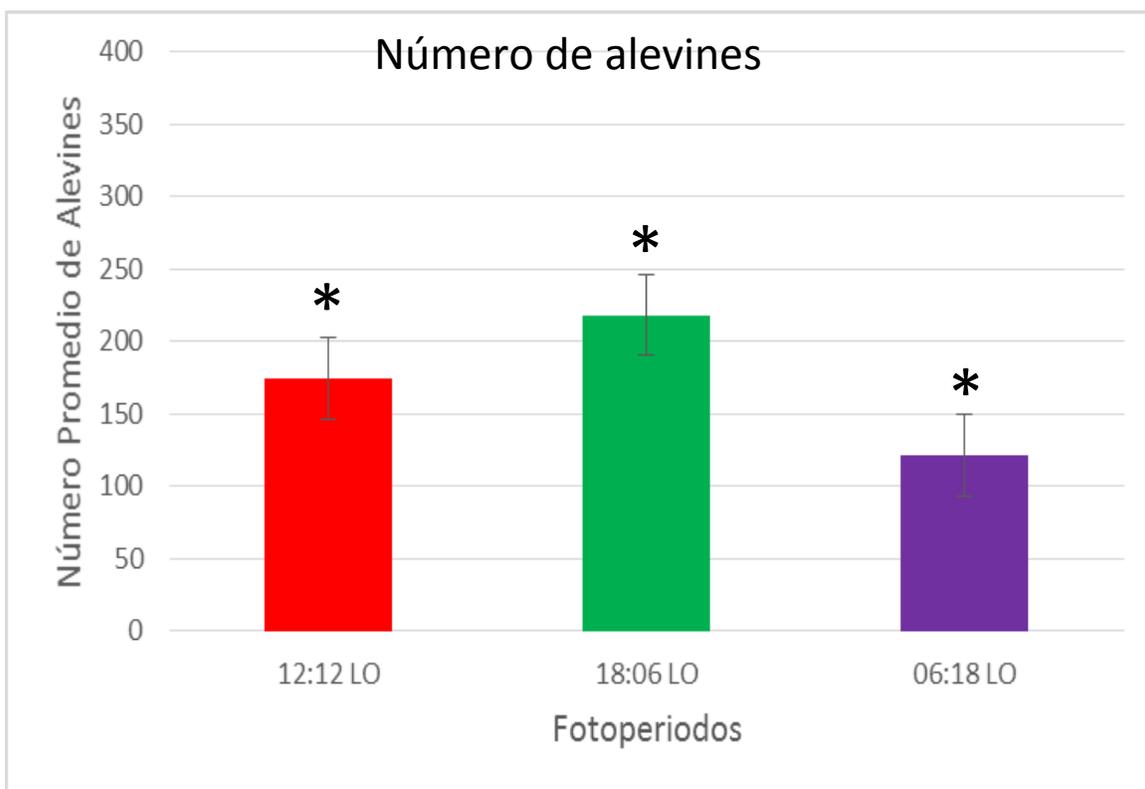


- Parejas**
- n= 8 12:12 LO
  - n= 8 18:06 LO
  - n= 8 06:18 LO

Gráfica 1. Se muestran los eventos reproductivos y el número de alevines contabilizados bajo los fotoperiodos 12:12 LO en rojo; 18:06 LO en verde y 06:18 LO en morado, n = 8 peces en cada grupo experimental.

Tabla 1. Número de eventos reproductivos, número total de alevines obtenidos en cada fotoperiodo y la frecuencia de reproducción.

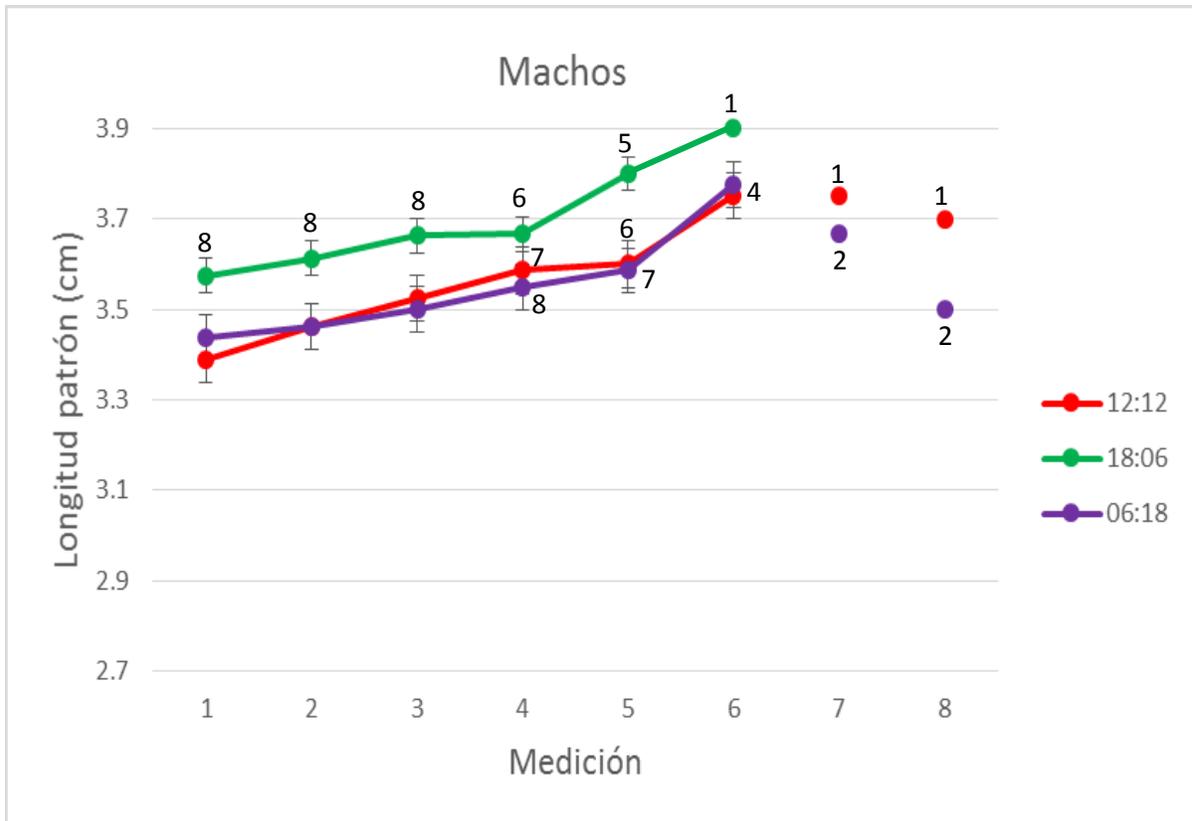
Fotoperiodo	12:12 LO	18:06 LO	06:18 LO	Total
Número de eventos reproductivos	24	20	17	61
Número total de alevines	4198	4367	2062	10627
Frecuencia de reproducción (días)	20.76	20.57	25	



Gráfica 2. Número promedio de alevines contabilizados en los fotoperiodos 12:12 LO, 18:06 LO y 06:18 LO. Los valores se graficaron +/- error estándar (ES). Se encontraron diferencias significativas entre los tres grupos  $p \leq 0.05$ .

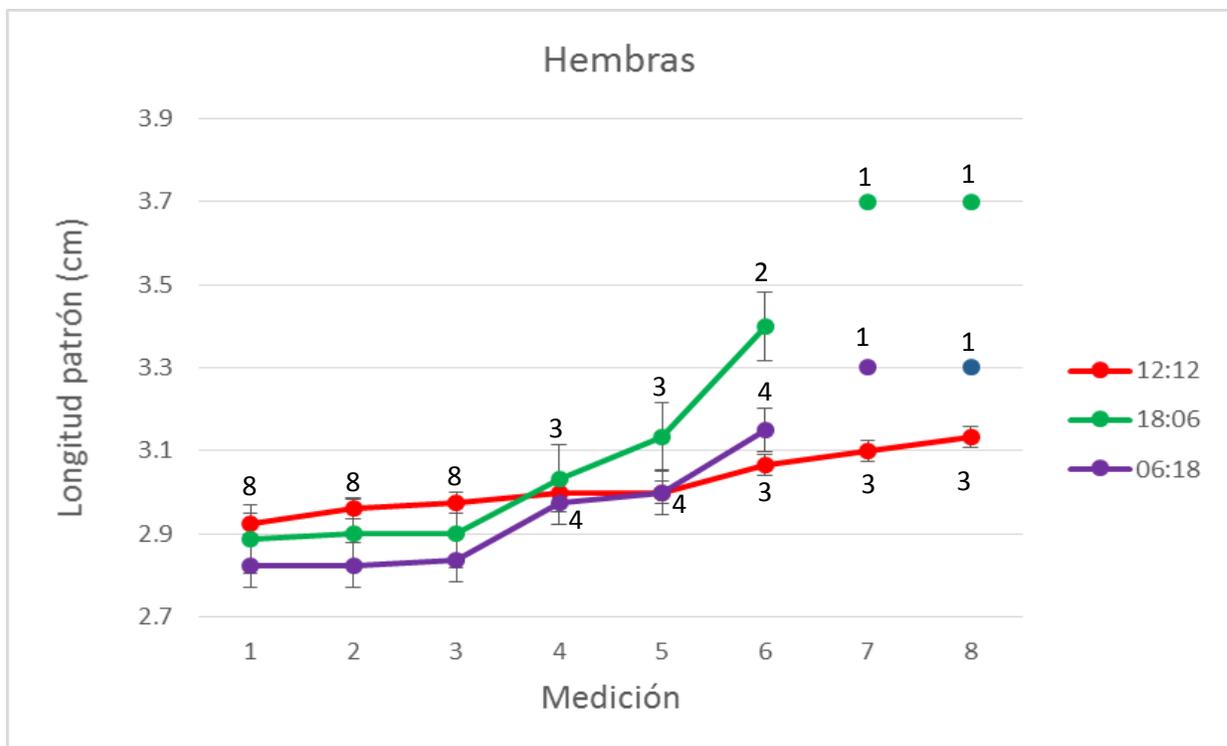
### **6.3. Longitud patrón**

La longitud patrón inicial de los machos de pez beta ( $n = 8$ ) en cada fotoperiodo fue de  $3.3875 \pm 0.27$  cm (12:12 LO),  $3.575 \pm 0.27$  cm (18:06 LO) y  $3.4375 \pm 0.26$  cm (06:18 LO) en promedio. No se observaron diferencias significativas en el tamaño de los machos entre los tres fotoperiodos, durante las mediciones que se llevaron a cabo cada 21 días durante el experimento ( $F = 0.165$ ; NS). A partir de la cuarta medición la  $n$  comenzó a disminuir ya que algunos organismos murieron. Las últimas dos mediciones de longitud patrón del experimento solo se realizaron con 1 ejemplar en los fotoperiodos 12:12 LO y 06:18 LO. A partir de la sexta medición los machos que se encontraban bajo fotoperiodo 18:06 LO murieron. La talla final del macho en 12:12 LO fue de 3.5 cm y en 06:18 LO fue de 3.7 cm (Gráfica 3).



Grafica 3. Promedio de la longitud patrón (cm) de los machos (n = 8) de pez beta (*Betta splendens*) en diferentes fotoperiodos 12:12 LO; 18:06 LO y 06:18 LO. Los puntos sin error estándar corresponden a la longitud patrón de 1 sólo organismo. Los números en la gráfica representan la cantidad de organismos con la que se realizó cada medición. Los valores se graficaron +/- ES.

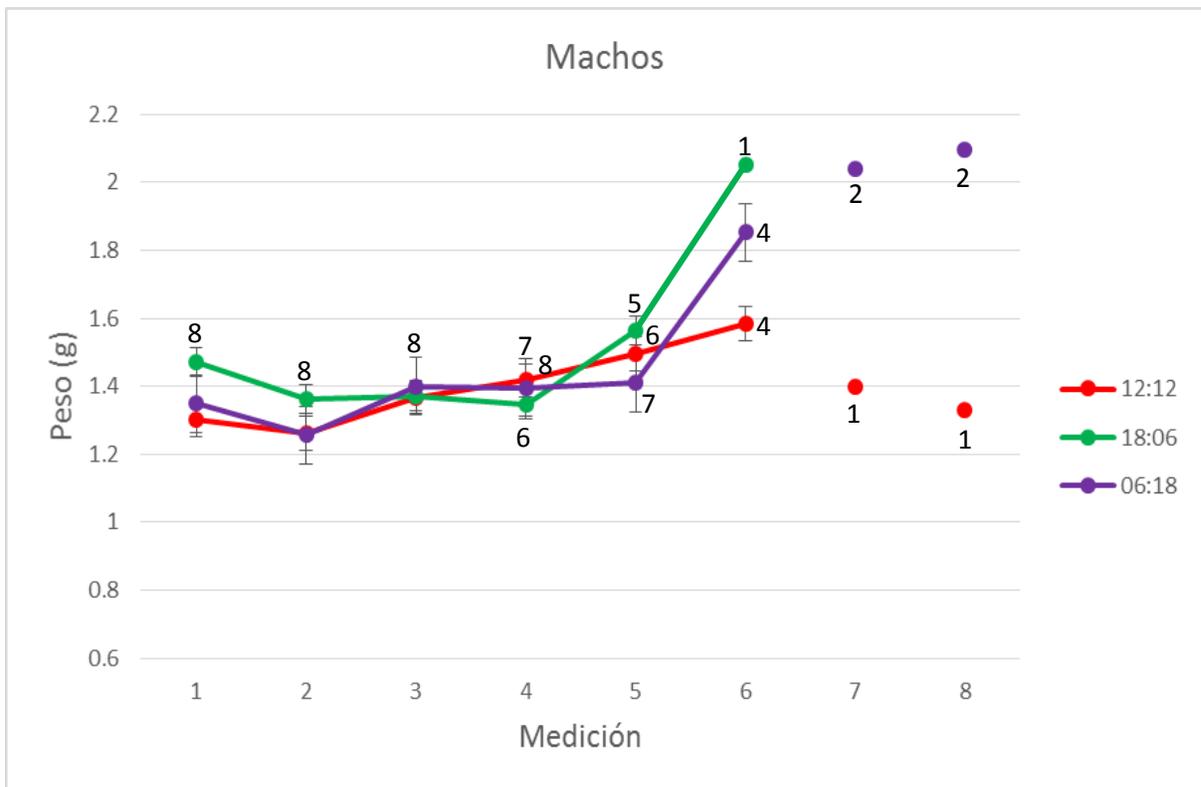
La longitud patrón inicial para las hembras (n = 8) fue de 2.925 +/- 0.29 cm (12:12 LO), 2.8875 +/- 0.25 cm (18:06 LO) y 2.82.5 +/- 0.35 cm (06:18 LO) en promedio. No se encontraron diferencias significativas en el tamaño de las hembras entre los tres fotoperiodos (F= 1.905, NS). A partir de la cuarta medición la n comenzó a disminuir ya que algunos organismos murieron. Las últimas dos mediciones de longitud patrón del experimento solo se realizaron con 1 ejemplar en los fotoperiodos 18:06 LO y 06:18 LO. El peso final de la hembra en 18:06 LO fue de 3.7 cm y en 06:18 LO fue de 3.3 cm, mientras que las hembras (n = 3) bajo condición de 12:12 LO terminaron con peso igual a 3.13 cm (Gráfica 4).



Grafica 4. Promedio de la longitud patrón (cm) de las hembras (n = 8) de pez beta (*Betta splendens*) en diferentes fotoperiodos 12:12 LO; 18:06 LO y 06:18 LO. Los puntos sin error estándar corresponden a la longitud patrón de 1 sólo organismo. Los números en la gráfica representan la cantidad de organismos con la que se realizó cada medición. Los valores se graficaron +/- ES.

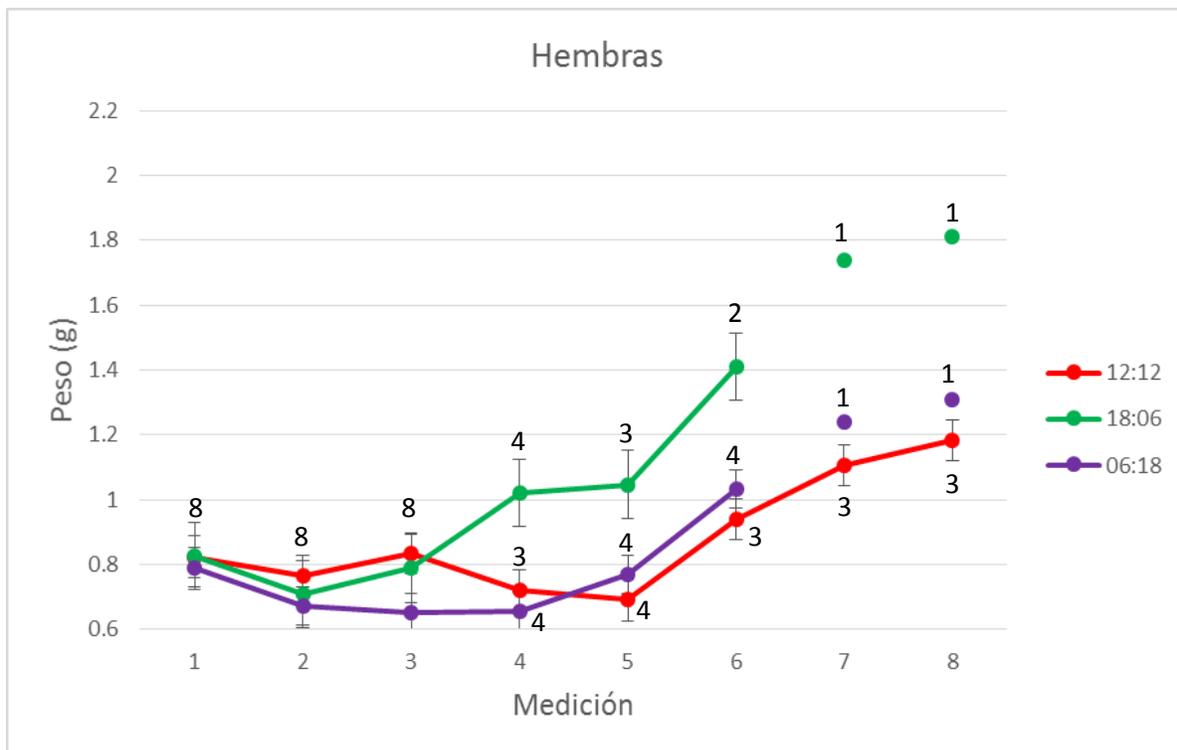
#### 6.4. **Peso de los organismos**

El peso inicial de los peces macho (n = 8) bajo los fotoperiodos fue de 1.3025 +/- 0.4 g (12:12 LO), 1.47 +/- 0.32 g (18:06 LO) y 1.35 +/- 0.53 g (06:18 LO) en promedio. No se encontraron diferencias significativas en el peso de los machos entre los tres fotoperiodos en las diferentes mediciones (F= 2.597; NS). Sin embargo en la sexta medición el macho bajo el fotoperiodo con más horas de luz 18:06 LO presentó el mayor peso 2.05 g. En las últimas dos mediciones que se realizaron con 1 organismo, el peso final del macho bajo el fotoperiodo 06:18 LO fue de 2.095 g mientras que el de 12:12 LO fue de 1.33 g (Gráfica 5).



Gráfica 5. Promedio del peso (g) de los machos (n = 8) de pez beta (*Betta splendens*) en diferentes fotoperiodos 12:12 LO; 18:06 LO y 06:18 LO. Los puntos sin error estándar corresponden al peso de 1 sólo organismo. Los números en la gráfica representan la cantidad de organismos con la que se realizó cada medición. Los valores de graficaron +/- ES.

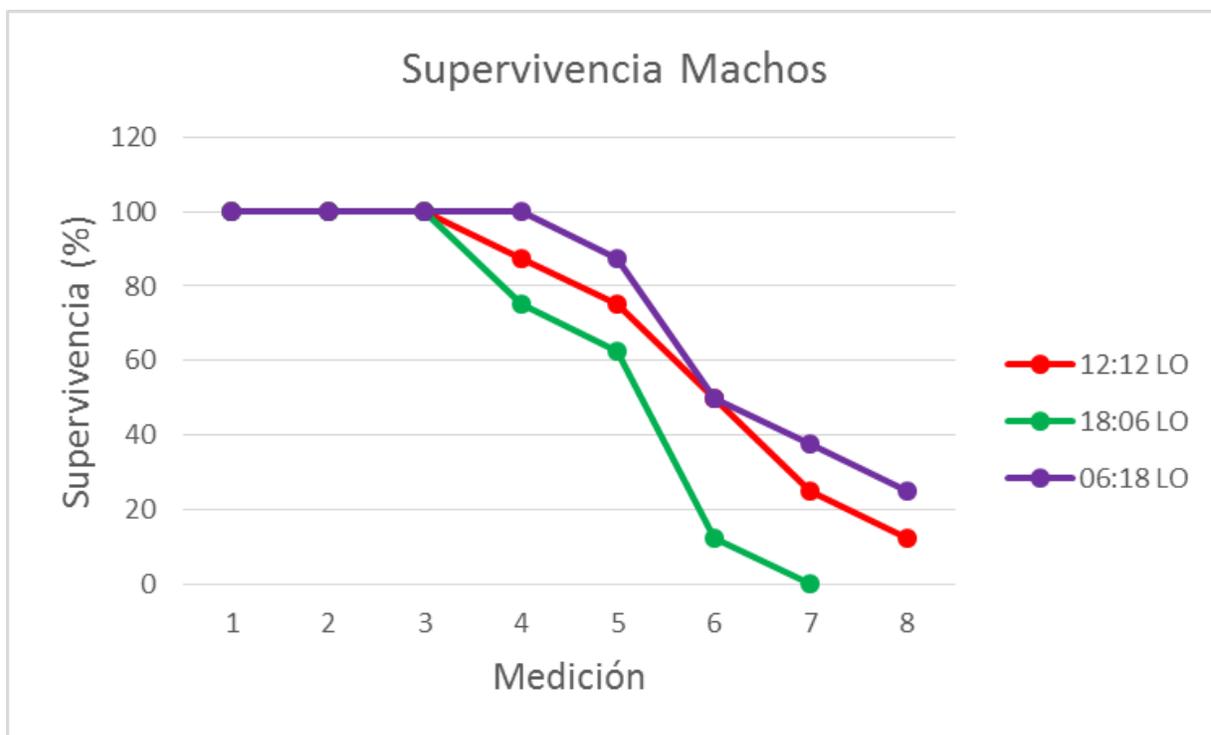
El peso inicial de las hembras (n = 8) en cada fotoperiodo fue 0.8237 +/- 0.151 g (12:12 LO), 0.825 +/- 0.24 g (18:06 LO) y 0.7912 +/- 0.36 g (06:18 LO) en promedio. Sólo la quinta medición presentó diferencias significativas entre el fotoperiodo 12:12 LO (n = 4) y 18:06 LO (n = 3) con p = 0.033 (F= 5.214). El peso de la hembra que sobrevivió en fotoperiodo 18:06 LO fue de 1.81 g y la de 06:18 LO fue de 1.31 g, mientras que las hembras de la condición 12:12 LO (n = 3) terminaron con peso igual a 1.183 g en promedio.



Grafica 5. Promedio del peso (g) de las hembras (n = 8) de pez beta en diferentes fotoperiodos 12:12 LO; 18:06 LO y 06:18 LO. Los puntos sin error estándar corresponden al peso de 1 sólo organismo. Los números en la gráfica representan la cantidad de organismos con la que se realizó cada medición. Los valores se graficaron +/- ES.

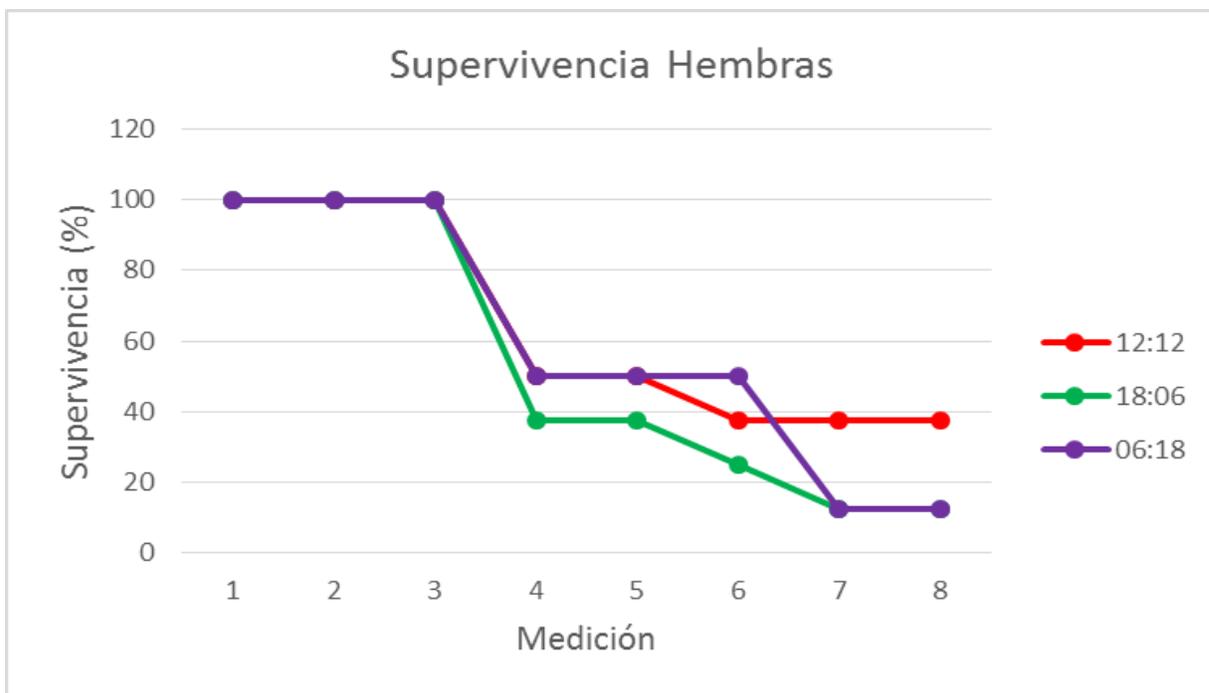
### 6.5. Supervivencia

La supervivencia de machos y hembras se vio afectada a partir de la cuarta medición. El número de machos que se encontraban en fotoperiodo 18:06 LO disminuyó de 5 a 1 organismo (62.5% - 12.5 %) entre la quinta y sexta medición. Al final del experimento sobrevivieron 2 peces (25%) en fotoperiodo 06:18 LO y 1 (12.5%) en fotoperiodo 12:12 LO (Gráfica 6).



Grafica 6. Supervivencia de peces macho expresada en porcentaje, donde 8 organismos representan el 100% de supervivencia.

La supervivencia de las hembras de pez beta disminuyó a la mitad (50%) en los fotoperiodos 06:18 LO y 12:12 LO entre la tercera y la cuarta medición. En contraste en la condición de 18:06 LO disminuyó a 3 organismos (37.5%). Al finalizar el experimento sobrevivieron 3 peces en 12:12 LO y 1 organismos en las condiciones de 18:06 LO y 06:18 LO (Gráfica 7).



Gráfica 7. Supervivencia de las hembras expresada en porcentaje, donde 8 organismos representan el 100%.

## 7. Discusión

### 7.1. Frecuencia de Reproducción

Algunas guías y foros para el cuidado y la reproducción del pez beta mencionan que la frecuencia de reproducción en condiciones óptimas de alimentación, temperatura y parámetros fisicoquímicos del agua puede variar desde 10 a 30 días (Petracini, 2012), sin embargo no existen estudios científicos confiables donde se determine la frecuencia de reproducción del pez beta, por lo que este trabajo enriquece la información que se tiene sobre esta especie. En el presente estudio se determinó que el pez beta se reproduce en promedio cada 22 días, lo que concuerda con el rango que menciona Petracini y algunos foros para el cuidado de los peces. No se encontraron diferencias significativas en la frecuencia de reproducción del pez beta (*B. splendens*) entre los fotoperiodos, sin embargo bajo condiciones de 06:18 LO los organismos presentaron la menor frecuencia, reproduciéndose en promedio cada 25 días.

### 7.2. Número de alevines y eventos reproductivos

En el presente trabajo se encontró que el fotoperiodo 18:06 LO incrementa significativamente el número de alevines que producen los peces beta ( $p=0.000014$ ). Este aumento en la respuesta reproductiva bajo fotoperiodos con más horas de luz también ha sido reportado en otros peces como la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) donde el fotoperiodo 18:06 LO incrementó la fecundidad total y relativa en comparación con 12:12 LO y condiciones constantes de luz 24:00 LL (Campos, 2004). Otros trabajos muestran resultados similares a los obtenidos, por ejemplo en el pez *Chirostoma estor estor* se sabe que los fotoperiodos con más horas de luz 18:06 LO y 24:0LL incrementan la producción total de huevos, mientras que en condiciones de 12:12 LO y 06:18 LO los organismos no se reproducen durante 4 meses. Sin embargo al pasarlos a

fotoperiodo 18:06 LO los peces comienzan a reproducirse. Lo anterior se debe a que los fotoperiodos con más horas luz estimulan la actividad reproductiva de esta especie (Martínez, *et al.*, 2007). Es probable que el incremento observado en el número de alevines del pez beta, que se observó en este trabajo, se deba a cambios en la concentración de hormonas relacionadas con el ciclo reproductivo de los peces como la melatonina, hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), GTH-1 o luteinizante (LH), GTH-II o folículo estimulante (FSH), testosterona, 17 $\beta$ -estradiol. Se sabe que el fotoperiodo puede modificar la concentración de estas hormonas. Por ejemplo en la lubina *Dicentrarchus labrax* el fotoperiodo de 18:06 LO incrementa la concentración de melatonina en la sangre y en la glándula pituitaria durante la fase de oscuridad (escotofase) (Bayarri, *et al.*, 2004). Esta hormona ayuda a estimular las etapas finales de la maduración sexual en los peces y sincroniza la maduración de los ovocitos con el tiempo adecuado para el desove (Maitra, *et al.*, 2006). Así mismo se sabe que la melatonina puede afectar directa o indirectamente los niveles de otras hormonas involucradas en el ciclo reproductivo de peces. Se ha observado que en las carpas la melatonina afecta los niveles de estradiol en las hembras (Popek, *et al.*, 1997), mientras que en el pez gato *Clarias batrachus* y otros peces teleósteos tiene efecto indirecto sobre la secreción de hormonas gonadotropinas estimulantes de las gónadas como la GTH-II, mediante los centros estimulantes hipotalámicos (GnRH) (Breton, *et al.*, 1993; Juthika y Panchanana, 2005). Es por esta razón que se plantea medir la melatonina y otras hormonas sexuales para futuros trabajos con el pez beta. Así mismo se podría analizar los efectos que el fotoperiodo produce en la fisiología de los organismos y correlacionarlos con los resultados obtenidos en este trabajo.

### **7.3. Longitud patrón**

El tamaño de los peces beta machos y hembras fue evaluado, ya que estudios muestran que el fotoperiodo afecta de manera distinta a machos y a hembras (Fiszbein, *et al.*, 2010). Sin embargo en este trabajo no se vio afectado significativamente el tamaño por el fotoperiodo. A pesar de lo anterior en las

últimas mediciones (6, 7 y 8) las hembras muestran tendencia a mayor crecimiento bajo el fotoperiodo 18:06 LO, lo cual ha sido reportado en varias especies como el pez payaso *Amphiprion melanopus* que muestra mayor crecimiento bajo fotoperiodo de 16:08 LO (Arvedlund, 2000), al igual que el besugo *Pagrus major* en 16:08 LO y 24:0 LL (Biswas, *et al.*, 2006). Los efectos en el crecimiento de estos organismos se debe a que el fotoperiodo con más horas de luz incrementó la eficiencia de conversión de los alimentos al inducir mejor desarrollo (Biswas, *et al.*, 2006), estos resultados son similares a los encontrados por primera vez en el pez *Lepomis cyanellus* donde la eficiencia de conversión del alimento se incrementó en fotoperiodo 16:08 LO. Sin embargo en el presente trabajo las últimas tres mediciones de la longitud patrón de las hembras no son representativas ya que solo sobrevivieron pocos ejemplares (n= 2, 1, 1) para dichas mediciones, por lo que sólo se realizó el análisis estadístico hasta la quinta medición al igual que en los machos. Para determinar si existe relación entre el fotoperiodo y la talla de las hembras se requieren más estudios con la población más grande, para minimizar el desgaste fisiológico debido a la reproducción y así evitar su muerte, ya que la constante puesta de huevos requiere de gran energía para las hembras y puede producir quistes ováricos (Landines, *et al.*, 2007).

#### **7.4. Peso de los organismos**

Muchos estudios muestran que el fotoperiodo afecta la tasa de crecimiento de algunas especies de peces como el besugo *Pagrus major* que en fotoperiodo de 16:08 LO y condiciones de luz constante 24:0 LL aumentó de 1g a 30g. La carpa india mayor *Catla catla* presenta mayor crecimiento en condiciones constantes de luz 24:0 LL después de 60 días, lo que indica que esta especie requiere varias semanas para aclimatarse a nuevos regímenes de luz. Este incremento se debió al aumento en el consumo de alimento y mejor eficiencia de conversión del mismo (Kashyap, *et al.*, 2015). Estos resultados son similares a los obtenidos en el presente trabajo, ya que sólo el peso de las hembras de pez beta que se encontraban en 18:06 LO fue significativo ( $p \leq 0.05$ ) en la quinta medición (105

días) y presentó la tendencia a continuar con el incremento. Sin embargo no se puede concluir que el fotoperiodo influye en el aumento del peso de las hembras debido a que el número de organismos en las últimas mediciones fue menor a 3 peces. Se requieren más estudios con una población más grande para determinar el efecto que genera la luz en el peso de las hembras.

## **7.5. Supervivencia**

La supervivencia de los peces machos y hembras reproductores disminuyó a partir de la cuarta medición. Los organismos que se encontraban en el fotoperiodo con más horas de luz (18:06 LO) presentaron menor supervivencia tanto de hembras como de machos. Algunos estudios demuestran que el fotoperiodo influye en el tiempo de vida de algunos peces en etapas larval, juvenil y adulta. Por ejemplo en larvas del pez besugo *Archosargus rhomboidalis* en fotoperiodo de 19:05 LO presentan mayor mortalidad en comparación con 13:11 LO debido a que incrementa la demanda energética y metabólica con mayores horas de luz. Lo anterior induce el crecimiento lento de los organismos, lo que causa que la mortalidad aumente en esta especie (Dowd y Houde, 1980). Así mismo la supervivencia de las larvas del lenguado bajo condiciones de luz constante 24:0 LL disminuye debido a que aumenta el número de organismos que nacen con malformaciones (Villamizar, *et al.*, 2011)

Por otro lado se sabe que condiciones de oscuridad constante 0:24 OO afectan la supervivencia de algunos peces. En organismos juveniles de la carpa india *Catla catla*, la supervivencia disminuye a los 15 días a 70 %, mientras que en fotoperiodos de 08:16 LO, 16:06 LO y condición de luz constante 24:0 LL la supervivencia se mantiene en después de 90 días. Lo anterior se debe a que los organismos pueden alimentarse durante la fotofase, lo que incrementa el índice de crecimiento (Kashyap, 2015). Resultados similares se han observado en las larvas del pez *Takifugu obscurus* donde condiciones de oscuridad constante provocaron que las 75 larvas (100%) murieran después de 15 días de eclosionar, mientras que en condición de luz constante 24:0 LL se presenta la mayor tasa de

supervivencia 95.87%. Esto se debe a que las larvas no se alimentan en condiciones de oscuridad constante ya que son incapaces de ver y capturar el alimento, por lo que su crecimiento es menor en comparación con otros fotoperiodos y después de 15 días mueren (Yonghai, *et al.*, 2010). La incapacidad de alimentarse en condiciones de oscuridad constante ha sido reportado en otras especies de peces como la lubina *Dicentrarchus labrax* (Villamizar, *et al.*, 2009). En el presente trabajo la supervivencia de los peces beta se vio afectada, sin embargo no podemos concluir que el fotoperiodo es el factor que contribuyó en la mortalidad de los peces ya que se sabe que la constante reproducción desgasta a los organismos al reducir su vida productiva, por lo que es recomendable dejar descansar y alimentar a los peces reproductores entre 15 a 30 días para volver a reproducirlos (Landines, *et al.*, 2007), otro factor que puede influir en la supervivencia de las hembras son los quistes ováricos, los cuales causan el taponamiento del oviducto y posteriormente la muerte (Landines, *et al.*, 2007). Por lo tanto se requieren más estudios para aclarar el efecto del fotoperiodo en la supervivencia de los peces beta.

De manera general se observó que el fotoperiodo incrementa el número de alevines en fotoperiodo de 18:06 LO mientras que en 06:18 LO la cantidad es menor, estos cambios son posiblemente generados por alteraciones en el eje hipotálamo-hipófisis-gónadas, sin embargo el peso y la talla no se ven afectados. Resultados similares se han reportado en otros peces donde se ha evaluado la reproducción y el crecimiento de los organismos de manera simultánea y se muestra que aquellos organismos que presentan maduración sexual y se reproducen, no presentan las tallas más grandes, sin embargo aquellos organismos que obtienen la mejor tasa de crecimiento en fotoperiodos con más horas de luz no presentan el mayor número de huevos o eventos reproductivos, es decir existe correlación negativa entre la reproducción y el crecimiento. Esto se ha observado en el besugo *Pagrus major*, en la tilapia *Oreochromis niloticus*, en el bacalao del Atlántico (*Gadus morhua*). En condiciones de luz constante 24:0 LL el

besugo obtuvo la mayor tasa de crecimiento, mientras que la tilapia se desarrolló mejor en 18:06 LO. Por otro lado el total de huevos del besugo en 16:08 LO fue de 2 062 754 mientras que en 24:0 LL fue de 534 735. Así mismo los niveles de  $17\beta$ -estradiol fueron significativamente más altos que en condiciones constantes de luz (Biswas, *et al.*, 2010). La tilapia presentó mayor número de huevos por hembra, por reproducción y número de reproducciones en fotoperiodo 12:12 LO en comparación con 18:06 LO y condiciones constantes de luz 24:0 LL (Fattah y Mamdouh, 2007). Algunos autores como Biswas y colaboradores (2010); Diana y colaboradores (2015); Fattah y Mamdouh (2007), Hansen y colaboradores (2001), proponen que en fotoperiodos con mayores horas de luz la maduración de las gónadas se inhibe en algunos peces, la tasa metabólica disminuye y la conversión de alimento aumenta, lo que permite que la pérdida energética sea menor, lo que genera la redirección de la energía a través del crecimiento somático. Por otro lado con menos horas de luz la maduración gonadal se desarrolla y la conversión de alimento disminuye por lo que la energía se invierte en el crecimiento de las gónadas. Esto se atribuye a que la sincronización a fotoperiodos con menos horas de luz requiere mayor gasto energético lo que provoca la reducción en el crecimiento de los peces (Fattah y Mamdouh, 2007). Sin embargo los mecanismos fisiológicos por los cuales ocurre dicha correlación negativa aún no son claros, por lo que se requieren más estudios.

De acuerdo con los efectos del fotoperiodo observados en este trabajo en los peces beta y al comparar los resultados con otros estudios podemos llegar a la conclusión que diferentes familias de peces presentan distintos patrones de alimentación, reproducción, crecimiento, actividad locomotora, así como requerimientos nutricionales para las larvas por lo que la respuesta de los organismos ante los cambios ambientales es distinta. El mejor fotoperiodo para obtener mayor número de alevines de pez beta es 18:06 LO, si lo que se busca es mantener a los reproductores por largo tiempo lo mejor es dejar pasar por lo menos 30 días entre reproducciones. Se decidió tomar en cuenta el peso de los organismos tanto machos como hembras ya que se observó que algunos peces presentaban el abdomen abultado y ya que existen reportes que indican que el

fotoperiodo puede influir en el peso de algunas especies, así mismo en la supervivencia, esto sirve para complementar el trabajo y como apoyo en futuras investigaciones.

## 8. Conclusiones

- El fotoperiodo no afecta la frecuencia de reproducción del pez beta (*Betta splendens*).
- Se amplió el conocimiento sobre la frecuencia de reproducción del pez beta, al determinar que se reproducen en promedio cada 22 días.
- El fotoperiodo influye en la cantidad de alevines que produce el beta. Bajo condiciones de 18:06 LO se obtuvo la mayor cantidad de crías, mientras que en fotoperiodo de 06:18 LO el menor número.
- El peso y la talla de los organismos no se vio afectada por el fotoperiodo.
- Podría existir la correlación negativa entre la reproducción y el crecimiento del pez beta.
- La supervivencia podría ser afectada principalmente por la proporción de más horas de luz 18:06 LO en el fotoperiodo.

## 9. Perspectivas

- Diseñar el protocolo en el cual se evalúe de manera independiente el efecto del fotoperiodo en el crecimiento y supervivencia de los peces beta. Lo anterior ayudará a optimizar las condiciones de cultivo.
- Evaluar la concentración de hormonas como la melatonina, GTH-I o FSH y GTH-II o LH que resultan de interés debido a que servirían para comparar los posibles efectos del fotoperiodo en la fisiología y su posible regulación en el eje hipotálamo-hipófisis-gónadas.
- Continuar con el análisis del efecto del fotoperiodo en los alevines del pez beta podría ayudarnos a comprender la forma en la que afecta la luz en diferentes etapas de desarrollo de los peces.

## 10. Referencias bibliográficas

Aguilar R; Guadarrama P; Mercado C; Chávez J. 2004. El núcleo supraquiasmático y la glándula pineal en la regulación de los ritmos circadianos en roedores. UNAM Departamento de neurociencias Instituto Fisiología Celular. México. Pp 321 - 329.

Aragón E; Martínez L; Valdez E. 2014. Efecto del fotoperiodo en peces de consumo cultivados en distintos tipos de sistemas experimentales. Bio Ciencias. **Vol. 3**. 1: 17 - 27.

Arboleada D. 2006. Crianza y producción del Betta (*Betta splendens*) para acuaristas no profesionales. Revista Electrónica de Veterinaria. **Vol. 7**. 4: 1 - 4.

Arvedlund M; McCormick M; Ainsworth T. 2000. Effects of Photoperiod on Growth of Larvae and Juveniles of the Anemonefish *Amphiprion melanopus*. Naga, The ICLARM Quarterly. **Vol. 23**. 2: 18 - 23.

Aschoff J. 1981. A Survey on Biological Rhythms. Biological Rhythms. Max-Planck-Institut für Verhaltensphysiologie, D-8131, Andechs, West Germany. Pp 3 - 10.

Austin S; Hau M; Robinson D. 2014. Effect of photoperiod on incubation period in a wild passerine, *Sylvia atricapilla*. Journal of Avian Biology. 45: 359 - 364.

Aspengren S; Nilsson H; Quiroga G; Martensson L; Wallin M. 2003. Noradrenaline- and Melatonin-Mediated Regulation of Pigment Aggregation in Fish Melanophores. Pigment Cell Research. 16: 59-64.

Bardasano J. 2002. "Electromagnetismo, glándula pineal y salud pública". CCOO Madrid. Jornadas "Campos electromagnéticos, salud pública y laboral". Pp 1 - 12.

Barragán B. 2006. Interacción social y sus efectos en la producción de hormonas sexuales en aves. Tesis de grado para optar al título de Magíster en Psicología con énfasis en Análisis del Comportamiento. Bogotá. Pp 23 - 29.

Bayarri M; Rodríguez L; Sanuy S; Madrid J; Sánchez F; Kagawa H; Okuzawa K; Carrillo M. 2004. Effect of photoperiod manipulation on the daily rhythms of melatonin and reproductive hormones in caged European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). General and Comparative Endocrinology. 136: 72 - 81.

Biswas A; Morita T; Yoshizaki G; Maita M; Takeuchi T. 2005. Control of reproduction in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) by photoperiod manipulation. Aquaculture. 243: 229 - 239.

Biswas A; Seoka M; Tanaka Y; Takii K; Kumai H. 2006. Effect of photoperiod manipulation on the growth performance and stress response of juvenile red sea bream (*Pagrus major*). Aquaculture. 258: 350 - 356.

Biswas A; Seoka M; Inagaki H; Takii K. 2010. Reproduction, growth and stress response in adult red sea bream, *Pagrus major* (Temminck & Schlegel) exposed to different photoperiods at spawning season. Aquaculture Research. 41: 519 - 527.

Blancas G. 2007. Desarrollo ovárico y su relación con los niveles hormonales circulantes de  $17\beta$ -estradiol y  $17\alpha$ -hidroxiprogesterona durante el primer ciclo reproductivo en hembras de pez blanco, *Chirostoma humboldtianum* valenciennes 1835. Tesis doctoral. UAM. Pp 10 - 25.

Blanco B. y Sánchez F. 2009. Synchronisation to light and feeding time of circadian rhythms of spawning and locomotor activity in zebrafish. Physiology & Behavior. 98: 268 - 275.

Bradshaw W; Holzapfel C. 2007. Evolution of Animal Photoperiodism. Annu. Rev. Ecology Evolution and Systematics. 38:1 - 25.

Breton B; Mikolajczyk T; Popek W. 1993. The neuroendocrine control of the gonadotropin (GtH2) secretion in teleost fish. Aquaculture: Fundamental and Applied Research. Pp 199 - 215.

Both C; Kaefer I; Santos T; Cechin S. 2008. An austral anuran assemblage in the Neotropics: seasonal occurrence correlated with photoperiod. Journal of Natural History. Vol. 42. 3-4: 205 - 222.

Campos A; McAndrew B; Coward K; Bromage N. 2004. Reproductive response of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) to photoperiodic manipulation; effects on spawning periodicity, fecundity and egg size. Aquaculture. Vol. 231. 1-4: 299-314.

Carrillo M; Muñoz J; Rocha A; Zanuy S; Bayarri J. 2009. La reproducción de los peces aspectos básicos y sus aplicaciones en acuicultura. Publicaciones Científicas y Tecnológicas de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura. Madrid. Pp 25 - 408.

Caliman A; Vieira A; Mazzilli F. 2005. Circadian rhythm of physiological color change in the amphibian *Bufo ictericus* under different photoperiods. Comparative Biochemistry and Physiology. Part A. 142: 370 - 375.

Caneva G; Nugari M; Salvadori O. 2000. La biología en la restauración. 1ª ed. Nerea. Consejería de cultura - IAPH. Pp 39-40.

Cardinali D; Jordá J; Sánchez E. 1994. Introducción a la cronobiología: fisiología de los ritmos biológicos. Servicio de Publicaciones, Universidad de Cantabria Caja Cantabria D.L. Pp 15 - 54.

Crespo D; Reques P; González M; Fernández C. 2011. Envejecimiento y ritmos biológicos: Concepto de sistema circadiano. Universidad de Cantabria. Capítulo 9. Pp 105 - 150

Dawson A; King V; Bentley G; Ball G. 2001. Photoperiodic Control of Seasonality in Birds. Journal of Biological Rhythms. **Vol. 16**. 4: 365 - 380.

Diana R; Campos S; Saldanha Y; Fortes R; Silva F. 2015. Effects of photoperiod on somatic growth and gonadal development in male Nile tilapia. Acta Scientiarum. Technology. **Vol. 37**. 4: 381 - 385.

Doutrelant C; McGregor P; Oliveira R. 2001. The effect of an audience on intrasexual communication in male Siamese fighting fish, *Betta splendens*. Behavioral Ecology. **Vol. 12**. 3: 283 - 286.

Dowd C. y Houde E. 1980. Combined Effects of Prey Concentration and Photoperiod on Survival and Growth of Larval Sea Bream, *Archosargus rhomboidalis* (Sparidae). Marine Ecology Progress Series. **Vol. 3**. 181 - 185.

Escandón J. 1994. Ritmos biológicos. Ciencias UNAM N°35 Julio – Septiembre. Pp 69 - 75.

FAO. 2001-2017. Aquaculture topics and activities. Acuicultura. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO (En línea). Roma. Actualizado 29 de Diciembre 2015.

Fattah A; Mamdouh K. 2007. Effects of photoperiod on growth and spawning efficiency of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) broodstock in a recycling system. Aquaculture Research. 38: 1242 - 1247.

Fizbein A; Cánepa M; Vázquez G; Maggese C; Pandolfi M. 2010. Photoperiodic modulation of reproductive physiology and behaviour in the cichlid fish *Cichlasoma dimerus*. Physiology & Behavior. 99: 425 - 432.

Fluval (en línea). Sarac Tom. (Fecha de consulta Octubre 2016). El pez beta: Historia y cuidados. <http://www.fluvalaquatics.com>.

García A. 2008. Efecto de la especie y color de los oponentes en la agresividad de los machos de *Betta splendens* (Regan, 1910). Anales Universitarios de Etología. 2:37 - 42.

García G; Sánchez I; Martínez G; Llanes A. 2011. Cronobiología: Correlatos básicos y médicos. Revista Médica del Hospital General de México. Vol. 74. 2: 108 - 114.

Grandin L; Alloy L; Abramson L. 2006. The social zeitgeber theory, circadian rhythms, and mood disorders. Elsevier. Clinical Psychology Review. Vol. 26. 6: 679 - 694.

Gutierrez G. 1999. Hormonas y reproducción en aves: la influencia de factores ambientales y sociales. Revista Latinoamericana de Psicología. Vol. 31. 1: 151-174.

Hansen T; Karlsen O; Taranger G; Hemre G; Holm J; Kjesbu O. 2001. Growth, gonadal development and spawning time of Atlantic cod (*Gadus morhua*) reared under different photoperiods. Aquaculture. 203: 52 - 67.

Hatano F; Rocha C; Van Sluys M. 2002. Environmental Factors Affecting Calling Activity of a Tropical Diurnal Frog (*Hylodes phyllodes*: Leptodactylidae). Journal of Herpetology. Vol. 36. 2: 314 - 318.

Hoover E; Hubbard H. 1937. Experimental modification of the sexual cycle in trout by control of Light. Science. 86:425 - 426.

Junthika G. y Panchanan N. 2005. Seasonal effects of melatonin on ovary and plasma gonadotropin and vitellogenin levels in intact and pinealectomized catfish, *Clarias batrachus* (Linn). Indian Journal of Experimental Biology Vol. 43. 224 - 232.

Kashyap A; Chandra B; Awasthi M; Serajuddin M. 2015. Effect of different photoperiods on the growth and survival of juvenile of Indian major carp, *Catla catla*. Iranian Journal of Fisheries Sciences. Vol. 14. 4: 946 - 055.

Kissil G; Lupatsch I; Elizur A; Zohar Y. 2001. Long photoperiod delayed spawning and increased somatic growth in gilthead seabream (*Sparus aurata*). Aquaculture. Vol. 200. 3-4: 363 - 379.

Landines M; Sanabria A; Victoria P. 2007. Reproducción de peces ornamentales en Colombia. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural (INCODER). Bogotá, D. C. Colombia. Pp 151 - 167.

Laurila A; Pakkasmaa S; Merila J. 2001. Influence of seasonal time constraints on growth and development of common frog tadpoles: a photoperiod experiment. OIKOS. 95: 451–460.

López J; Madrid J; Sánchez F. 2006. Light and temperature cycles as zeitgebers of zebrafish (*danio rerio*) circadian activity rhythms. Chronobiology International. Vol. 23. 3: 537-550.

Luna J. y Bonilla J. 2011. Peces y plantas acuáticas, interactuando en la acuicultura ornamental de Morelos. Revista Hypatia. No 39. Pp 14 - 15.

Maitra S; Seth M; Chatteraj A. 2006. Photoperiod, pineal photoreceptors and melatonin as the signal of photoperiod in the regulation of reproduction in fish. J Endocrinology and Reproduction. Vol.10. 2: 73 - 87.

Mancini M. 2002. Introducción a la biología de los peces. Cursos de introducción a la producción animal y producción Animal I, FAV UNRC. Pp 1 - 19.

Márquez B. 2004. Ritmos circadianos y neurotransmisores: estudios en la corteza prefrontal de la rata. Facultad de ciencias biológicas. Universidad complutense de Madrid. Pp 1 - 3.

Martínez I. 2008. Comportamiento agresivo en el pez luchador de Siam (*Betta splendens*). Anales Universitarios de Etología. 2: 98 - 105.

Martínez C; Chávez J; Santoyo V; Campos A; Martínez C; Ross L. 2007. The effect of photoperiod on the reproduction of *Chirostoma estor estor* Jordan 1879 from Lago de Pátzcuaro, Mexico. Journal Applied Ichthyology. 23: 621 - 623.

Martínez D; Malpica A; Hernández J. 2010. Estructura de la producción de la piscicultura de ornato del estado de Morelos y su relación con la diversidad de la oferta. Sociedades rurales, producción y medio ambiente. vol.10. 20: 15 - 36.

Martínez M. 2012. Relación de la testosterona testicular, el fotoperiodo y la temperatura con el patrón reproductivo asincrónico en murciélagos machos *Corynorhinus mexicanus*. Tesis de maestría en biología. UAM. Pp 9 - 16.

Mayer I; Bornestaf C; Borg B. 1997. Melatonin in Non-Mammalian Vertebrates: Physiological Role in Reproduction. Comp. Biochemistry and Physiology. Vol. 118A. 3: 515-531.

Mella V. 2016. Uso del fotoperiodo en el manejo reproductivo: fisiología y aspectos prácticos. Veterinary Histopathology Center Ltda. Pp 40-44.

Mercado C; Díaz M. 2011. Tic-tac biológico: ¿Cómo medimos el tiempo?. Revista Digital Universitaria. Vol. 12. 3: 1-13.

Miranda M. 2003. Los ojos del reloj en los mamíferos. *Ciencias* Enero - Marzo 69: 20 - 25.

Mukesh K; Neelam S; Kiran D; Jitender K; Aritra B. 2013. Photoperiod, melatonin and its importance in fish reproduction. Central European Journal of Experimental Biology. **Vol. 2.** 4:7 - 15.

Paniagua R; Fraile B; Sáez F. 1990. Effects of photoperiod and temperature on testicular function in amphibians. Histology and Histopathology. 5: 365 - 378.

Pankhursts N; Porter M. 2003. Cold and dark or warm and light: variations on the theme of environmental control of reproduction. Fish Physiology and Biochemistry. 28: 385 - 389.

Panne S; Luchini L. 2008. Panorama actual del comercio internacional de peces ornamentales. Dirección de Acuicultura. Buenos Aires. Pp 1 - 27.

Paredes S. 2007. Efecto de la administración de melatonina y triptófano sobre los ritmos de actividad-reposo, función fagocítica y metabolismo oxidativo en *Streptopelia risoria*. Modificaciones con la edad. Tesis de doctorado. Universidad de Extremadura. Badajoz. Pp 10- 46.

Petracini R. (en línea). 2012. Anabántidos parte II. El acuarista. <http://www.elacuarista.com>.

Popek W; Galas J; Epler P. 1997. The role of pineal gland in seasonal changes of blood estradiol level in immature and mature carp females. Archives of Polish Fisheries. 5: 259 - 265.

Ramos J; Rodríguez L; Carrillo M. 2002. Influencia del fotoperiodo sobre la aparición de la primera madurez sexual, comportamiento reproductivo y calidad de puestas en hembras de lubina *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758). Boletín. Instituto español de oceanografía. 18: 1 - 4.

Rodríguez L; Carrillo M; Sorbera L; Zohar Y; Zanuy S. 2004. Effects of photoperiod on pituitary levels of three forms of GnRH and reproductive hormones in the male European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.) during testicular differentiation and first testicular recrudescence. General and Comparative Endocrinology. 136: 37-48.

Salazar A; Parra L; Barbosa S; Leff P; Antón B. 2007. Sincronización no-luminosa: ¿otro tipo de sincronización? Salud Mental. **Vol. 30.** 3: 39 - 47.

Salazar A; Parra L; Barbosa S; Leff P. Antón B. 2006. Enmascaramiento: un tipo de sincronización. Primera parte. Salud Mental. **Vol. 29.** 6: 39 - 47.

Salvetti N; Ludueña M; Ricci N; Lorente J; Gapel C; Ortega H. 2002. Influencia del fotoperíodo sobre la morfología gonadal del ratón (*mus musculus*): efecto de la falta de alternancia luz/oscuridad. Revista FAVE - Ciencias Veterinarias. **Vol.1.** 1: 21 - 29.

Tetra. 2008. Guía de acuarismo Betta. United Pet Group, INC. Latin America. Pp 1 - 6.

Tosini G; Bertolucci C; Foá. 2001. The circadian system of reptiles: a multioscillatory and multiphotoreceptive system. Physiology & Behavior. 72: 461-471.

Trippel E. y Neil S. 2003. Effects of photoperiod and light intensity on growth and activity of juvenile haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). Aquaculture. 217: 633 - 645.

Vargas M; Rodríguez I; Arias J. 2012. Variabilidad circadiana de la oximetría de pulso en niños sanos menores de 7 años. Archivos de Bronconeumología. **Vol. 48.** 6: 202 - 206.

Victoria M; Borda G; Young M. 2016. Fisiología Humana. Catedra de fisiología Humana. Carrera de enfermería. UNNE. Argentina. Capítulo II. Medio interno. Pp 1 -10.

Villamizar N; García A; Sánchez F. 2009. Effect of light spectrum and photoperiod on the growth, development and survival of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. Aquaculture. 292: 80 - 86.

Villamizar N; Blanco B; Migaud H; Davie A; Carboni S; Sánchez F. 2011. Effects of light during early larval development of some aquacultured teleosts: A review. Aquaculture. **Vol. 315.** 1-2: 86 - 94.

Vinoth R; Ajithkumar T; Gopi M. 2010. Photoperiod induced larval growth of anemonefish *Amphiprion percula*. World Applied Sciences Journal. **Vol. 10.** 3: 283 - 286.

Viso F. 2013. Estudio de la influencia del fotoperíodo en la natación de los guppies (*Poecilia reticulata*). Anales Universitarios de Etología. 7:19 - 25.

Walsh J; Atkinson L; Corlett S; Lall G. 2014. An insight into light as a chronobiological therapy in affective disorders. ChronoPhysiology and Therapy. 4: 79 - 85

Walton J; Weil Z; Nelson R. 2011. Influence of photoperiod on hormones, behavior, and immune function. Frontiers in Neuroendocrinology. 32: 303 - 319.

Yasir I. y Qin J. 2009. Effect of Light Intensity on Color Performance of False Clownfish, *Amphiprion ocellaris* Cuvier. Journal of the World Aquaculture Society. **Vol. 40**. 3: 337 - 350.

Yonghai S; Genyu Z; Yazhu Z; Jianzhong L. 2010. Effects of photoperiod, temperature, and salinity on growth and survival of obscure puffer *Takifugu obscurus* larvae. Aquaculture. 309: 103 - 108.