



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

EFECTO DE LA TEMPERATURA EN EL
DESARROLLO LARVARIO TEMPRANO DEL
HUACHINANGO DEL PACÍFICO *Lutjanus peru*
(NICHOLS & MORPHY, 1922)

TESIS

Que para obtener el grado de

Maestro en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
Orientación Acuicultura

Presenta

Luis Daniel Moreno Figueroa

La Paz, Baja California Sur, Agosto de 2011.

ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 10 horas del día 4 del Mes de Julio del 2011, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"EFECTO DE LA TEMPERATURA EN EL DESARROLLO LARVARIO TEMPRANO DEL HUACHINANGO DEL PACÍFICO *Lutjanus peru* (NICHOLS & MORPHY, 1922)"

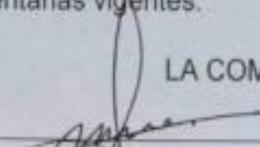
Presentada por el alumno:

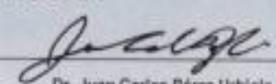
LUIS DANIEL MORENO FIGUEROA

Aspirante al Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACION DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACION EN **ACUICULTURA**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA


Dra. Mercedes Maldonado García
DIRECTOR DE TESIS


Dr. Juan Carlos Pérez Urbola
CO-TUTOR


Dr. Vicente Gracia López
CO-TUTOR


DRA. ELISA SERVIERE ZARAGOZA,
DIRECTORA DE ESTUDIOS DE POSGRADO

COMITÉ TUTORIAL

Dra. Minerva Concepción Maldonado García
Director de tesis
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Co-Tutor
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Vicente Gracia López
Co-Tutor
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

COMITÉ REVISOR

Dra. Minerva Concepción Maldonado García
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Vicente Gracia López
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

JURADO DE EXAMEN DE GRADO

Dra. Minerva Concepción Maldonado García
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Vicente Gracia López
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste

Dr. Jesús Rodríguez Romero
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste
(Suplente)

RESUMEN

Uno de los principales problemas que se ha presentado dentro del cultivo de peces marinos es la alta mortalidad en estadios tempranos larvarios. Dentro de este contexto, la temperatura toma un papel fundamental en el desarrollo larvario, la cual se ha reportado tiene una influencia directa en el crecimiento y supervivencia de las larvas. Así mismo, la temperatura del agua influye en el porcentaje de eclosión, el tamaño larval al momento de la eclosión, el tiempo de absorción del saco vitelino y la eficiencia en el uso de las reservas energéticas. El objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de la temperatura sobre el porcentaje de eclosión, eficiencia en la absorción de las reservas energéticas, desarrollo del sistema digestivo y ocular, así como la supervivencia de larvas de huachinango del Pacífico *Lutjanus peru*, durante los primeros días de vida, con la finalidad de optimizar las condiciones de incubación de los huevos y larvas con vitelo. Para este experimento se utilizaron huevos obtenidos de manera natural a partir de reproductores mantenidos en cautiverio de *Lutjanus peru*. Los huevos y larvas fueron sometidos a diez temperaturas experimentales: 10, 13, 16, 20, 23, 26, 29, 32, 35 y 38°C con 3 réplicas para cada tratamiento a una densidad de 100 huevos/L. Los parámetros de respuesta del presente experimento se inician con la evaluación del porcentaje de eclosión larval; a su vez las medidas morfométricas se realizaron a partir de imágenes de larvas vivas evaluando: longitud notocordal (LN), longitud del saco vitelino (LSV), ancho del saco vitelino (ASV) y diámetro de la gota de aceite (DGA). Además, se realizó una descripción larvaria partiendo desde el estadio huevo hasta la etapa de absorción completa del vitelo y gota de aceite para todos los tratamientos experimentales.

A los resultados de las medidas morfométricas se les aplicó un análisis de varianza (ANOVA) de un factor, considerando un intervalo de confianza del 95%. Los resultados obtenidos mostraron un mayor porcentaje de eclosión (90-95%) para las temperaturas a 20, 23, 26, 29 y 32°C que para las demás temperaturas experimentales; encontrándose diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los diferentes tratamientos: 10°C (0%), 13°C (10%), 16°C (46%), 35°C (30%), 38°C (0%). Las mejores temperaturas en términos de tasa de crecimiento fueron 26 y 29°C con 0.260 y 0.267 mm d⁻¹ respectivamente, seguidos por

las temperaturas de 23 y 20°C con 0.217 y 0.210 mm d⁻¹ y por último la temperatura de 32°C con una tasa de crecimiento de 0.190 mm d⁻¹. En cuanto a los resultados de la supervivencia total; la temperatura de 23°C presentó el mayor tiempo con un total de 168 hrs, seguido de la temperatura de 26°C con 120 hrs de supervivencia. Las temperaturas de 20, 29 y 32°C tuvieron una supervivencia de 96 hrs. En lo referente al desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos, las temperaturas de 29 y 32°C iniciaron el proceso a las 24 hrs y lo completaron a las 36 hrs, el tratamiento evaluado a 26°C hizo lo propio a las 36 hrs, completando el proceso a las 48 hrs. Para el tratamiento de 23°C el inicio de la pigmentación ocular y la formación del sistema digestivo se dio a las 48 hrs y ambos procesos culminaron a las 72 hrs; finalmente para la temperatura de 20°C el inicio y termino de la formación del sistema digestivo se observó a las 48 hrs y 72 hrs respectivamente, la pigmentación ocular inicio a las 72 hrs y culminó a las 96 hrs. Con respecto a lo obtenido se concluye que los mejores resultados en cuanto a porcentaje de eclosión, eficiencia en la absorción del saco vitelino y gota lipídica, así como la supervivencia larval, ocurrió en el tratamiento evaluado a 26°C. Se sugiere mantener el cultivo larval en un rango circundante a los 26°C, con la finalidad de obtener los mejores resultados de eclosión y desarrollo larval.

Palabras clave: desarrollo larval, temperatura, huachinango del Pacífico.



Vo.Bo. Director de Tesis

ABSTRACT

One of the main problems marine aquaculture has faced is the high mortality at larval stage. Inside this context, temperature takes an important role because it is been reported has a direct influence in the growth and survival on larvae. Likewise, water temperature influences on the hatching rate, larval size at hatch moment, the absorption time of the yolk sac and oil globule and the efficiency in the use of energetic reserves. The objective of this study was to evaluate the temperature effect in the hatching rate, absorption efficiency of energetic reserves, digestive and ocular system development and the survival of red snapper *Lutjanus peru* on the first days of life, with the purpose of optimize the incubation conditions of eggs and larvae. The eggs used in this experiment were obtained from natural spawns carried out by a *Lutjanus peru* broodstock maintain in captivity. The eggs and larvae were maintained under ten experimental temperatures: 10, 13, 16, 20, 23, 26, 29, 32, 35 and 38°C with three replics for each treatment with a 100 eggs/L density. The response parameters for this study initiated with the hatching rate evaluation, in turn the morphometric measurements were made from images of live larvae for evaluation: standard length (LS), yolk sac length (LSV), yolk sac height (ASV) and the oil globule diameter. In addition a larvae description was made from the egg stage to the complete yolk sac and oil globule absorption stage for all treatments. The results of morphometric measurements were submitted by an analysis of variance (ANOVA) of one factor, considering a confidence interval of 95%. The results obtained in this study showed a major hatching rate (90-95%) for temperatures 20, 23, 26, 29 and 32°C than the others experimental temperatures; being significant differences ($P < 0.05$) between the experimental treatments: 10°C (0%), 13°C (10%), 16°C (46%), 35°C (30%), 38°C (0%). The best temperatures in growth rate terms were 26 y 29°C with 0.260 y 0.267 mm d⁻¹ respectively, followed by the temperatures 23 and 20°C with 0.217 and 0.210 mm d⁻¹, finally the 32°C temperature with a 0.190 mm d⁻¹ growth rate. The total survival results, the 23°C temperature showed the highest survival time with 168 hrs, followed by 26°C temperature with 120 hrs. The temperatures 20, 29 and 32°C had a survival time of 96 hrs. The digestive development and eye pigmentation results showed that 29 and 32°C temperatures began the process at 24 hrs and finished at 36 hrs; the 26°C treatment began and finished the process at 36 and 48 hrs

respectively. For the 23°C treatment the eye pigmentation and digestive development started at 48 hrs and both finished at 72 hrs; finally for the 20°C temperature the beginning and finish of digestive system development was observed at 48 and 72 hrs respectively, the eye pigmentation began at 72 hrs and finished at 96 hrs. In view of obtained data, we concludes that the best results of hatching rate, yolk sac and oil globule efficiency, digestive and ocular system development and the larval survival was the ones evaluated at 26°C. We suggest maintain larval culture at 26°C with the purpose of obtain the best results at hatching and larval development.

Key words: Larval development, temperature, Pacific red snapper.

DEDICATORIA

A mis padres: José Luis Moreno e Irma Yolanda Figueroa, por su amor incondicional hoy y siempre.

A mi hermana: Alejandra Moreno, por todo el cariño, consejos, regaños y alegrías.

AGRADECIMIENTOS

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste por las facilidades otorgadas durante mi fructífera estancia en el mismo, especialmente al Proyecto SEP-CONACYT 052-C, bajo la responsiva de la Dra. Minerva Maldonado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por la beca otorgada durante la realización de la presente tesis.

A la Dra. Minerva Maldonado por ser mi directora de tesis, por sus consejos y paciencia durante las continuas revisiones de la tesis y durante la fase experimental de la misma.

Al Dr. Juan Carlos Pérez por aceptar ser mi tutor y haber compartido sus conocimientos dentro y fuera del aula.

Al Dr. Vicente Gracia por aceptar ser mi tutor y por sus enseñanzas en las clases que tuve la oportunidad de tomar con él.

Al Dr. Jesús Rodríguez por sus enseñanzas teórico-prácticas vistas en clase.

A los doctores Humberto Villarreal y Francisco Javier Magallón por mostrarme las vastas oportunidades que la acuicultura marina ofrece y por compartir su experiencia dentro del aula.

Al laboratorio de histología e histoquímica y muy especial para la M.C. Carmen Rodríguez por enseñarme todo lo relacionado a la toma de imágenes y su posterior análisis.

Al laboratorio de ecofisiología marina por las facilidades otorgadas para la realización de la presente tesis.

A la familia Polanco Moreno por recibirme con los brazos abiertos durante mi estancia en la Paz y por todos los momentos vividos en familia.

A mis amigos de toda la vida: José Zavala, Mauricio Herrera, Ayanti Herrera, Christian García, por estar siempre presentes aunque nos encontremos a miles de kilómetros de distancia.

Finalmente a la generación de maestría del CIBNOR 2009-2011 y muy especial para “el lado divertido de la isla” sé que me llevo amigos para siempre, les deseo lo mejor a todos y cada uno de ustedes.

CONTENIDO

1. Introducción	1
1.1. Generalidades de la especie	
1.1.1 Biología y distribución	7
1.1.2 Hábitos alimenticios	10
1.1.3 Reproducción	11
2. Antecedentes	12
3. Justificación	15
4. Hipótesis	16
5. Objetivos	
5.1. Objetivo general	17
5.2. Objetivos específicos	17
6. Materiales y Métodos	18
6.1. Manejo de reproductores y obtención de huevos	18
6.2. Condiciones del agua marina	19
6.3. Diseño del experimento	
6.3.1 Efecto de la temperatura en la tasa de eclosión	20
6.3.2 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal, el consumo del saco vitelino y de la gota lipídica	20
6.3.3 Efecto de la temperatura sobre la tasa de crecimiento y supervivencia larval	22
6.3.4 Efecto de la temperatura en la correlación entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino	22
6.3.5 Efecto de la temperatura en el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos	22
6.4 Análisis estadísticos	24
7. Resultados	25
7.1. Análisis Físicoquímicos del agua del estanque de reproductores <i>Lutjanus peru</i>	25
7.2. Efecto de la temperatura en la tasa de eclosión	26
7.2.1 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal	27
7.2.2 Efecto de la temperatura sobre el consumo del saco vitelino	32
7.2.3 Efecto de la temperatura sobre el consumo de la gota lipídica	38
7.3.1 Efecto de la temperatura sobre la tasa de crecimiento	41
7.3.2 Efecto de la temperatura sobre la supervivencia al cuarto día y la supervivencia total	42
7.4 Efecto de la temperatura en la correlación entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino	43
7.5 Efecto de la temperatura en el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos	46
8. Discusión de Resultados	47
9. Conclusiones	53
10. Recomendaciones	54
11. Referencias bibliográficas	55

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Distribución del huachinango del Pacífico <i>Lutjanus peru</i> . (Allen, 1985)	8
Figura 2. Estanque supralitoral de 120 m ³	18
Figura 3. Colector de huevos	19
Figura 4. Laboratorio de bioensayos de especies marinas	20
Figura 5. Mediciones biométricas realizadas a las larvas de <i>Lutjanus peru</i>	21
Figura 6. Inicio de la formación del sistema digestivo larval de <i>Lutjanus peru</i>	23
Figura 7. Formación completa del sistema digestivo y pigmentación de los ojos en larvas de <i>Lutjanus peru</i>	23
Figura 8. Inicio de la pigmentación de los ojos en larvas de <i>Lutjanus peru</i>	23
Figura 9. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 6	27
Figura 10. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 12	28
Figura 11. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 24	28
Figura 12. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 48	29
Figura 13. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 72	29
Figura 14. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 96	30
Figura 15. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 120	30
Figura 16. Longitud notocordal a los 23°C a la hora 144	31
Figura 17. Longitud notocordal a los 23°C a la hora 168	31
Figura 18. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 6	32
Figura 19. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 12	33
Figura 20. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 24	33
Figura 21. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 48	34
Figura 22. Volumen del saco vitelino a 20°C a la hora 72	34
Figura 23. Consumo del saco vitelino para el tratamiento de 20°C	35
Figura 24. Consumo del saco vitelino para el tratamiento de 23°C	35
Figura 25. Consumo del saco vitelino para el tratamiento de 26°C	36
Figura 26. Consumo del saco vitelino para el tratamiento de 29°C	36
Figura 27. Consumo del saco vitelino para el tratamiento de 32°C.	37
Figura 28. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 6	38

Figura 29. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 12	39
Figura 30. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 24	39
Figura 31. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 48	40
Figura 32. Volumen de la gota lipídica a 20°C a la hora 72	40
Figura 33. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 20°C	43
Figura 34. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 23°C	44
Figura 35. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 26°C	44
Figura 36. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 29°C	45
Figura 37. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 32°C	45

LISTA DE TABLAS

Tabla I. Clasificación taxonómica de <i>Lutjanus peru</i>	7
Tabla II. Distribución de la Familia Lutjanidae en el litoral Mexicano (Pacífico, Golfo de México y Mar Caribe)	9
Tabla III. Análisis Físicoquímicos del agua del estanque de reproductores <i>Lutjanus peru</i>	25
Tabla IV. Porcentajes de eclosión por tratamiento	26
Tabla V. Tasa de crecimiento por tratamiento	41
Tabla VI. Supervivencia larvaria al 4to día y supervivencia total por tratamiento	42
Tabla VII. Desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos por tratamiento	46

1. Introducción

El cultivo de peces marinos es una industria en expansión en nuestros días, en relación a esto, son muy pocas las especies estudiadas a un nivel fisiológico capaz de garantizar una producción con una calidad constante, lo cual es indispensable para su comercialización. Además, el colapso de las pesquerías y de los altos precios de las especies más estudiadas y cultivadas, señalan la urgencia de una diversificación de la oferta de especies, por lo que se hace indispensable la introducción de alternativas para la acuicultura (Pintos et al., 2004).

Uno de los aspectos a contemplar en el desarrollo de la acuicultura, es que la especie a cultivarse tenga una importante demanda comercial, local, nacional o internacional. El huachinango es un alimento muy popular a lo largo y ancho del continente americano, por esta razón es una especie de interés en la acuicultura marina. Sin distinción, se sigue practicando el cultivo o engorda para ésta y más especies marinas en jaulas flotantes, empleando juveniles silvestres; debido a que no todos los aspectos de la tecnología han sido cubiertos como en las especies dulceacuícolas, provocado a las dificultades que se presentan dentro del cultivo de peces marinos (Tucker, 1998). La etapa del cultivo que presenta mayor problema para muchas especies en la actualidad es el cultivo larval; razón por la cual ha recibido gran atención debido a las dificultades que se presentan en el mismo. Un exitoso cultivo larval se reflejaría en el abasto constante de semilla permitiendo así, el incremento en la producción a diferentes escalas. Sin embargo, uno de los principales problemas que se presentan es la alta mortalidad. Citando algunos ejemplos en *Centropomus parallelus* se ha reportado un 60% de mortalidad (Cerqueira & Brugger, 2001), 85-90% en el pangasio *Pangasius hypophthalmus* (Subagja et al., 1999), 98.5% en la cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea* (Gracia-López et al., 2005). No es fácil cubrir los requerimientos nutricionales de las larvas de peces marinos ya que para la mayoría de las especies se desconocen. La alimentación en los primeros días de cultivo consiste generalmente en proporcionar alimento vivo (Peña et al., 2005). No obstante para lograr un buen cultivo larval se debe complementar aspectos importantes como la asimilación endógena de las reservas energéticas y la alimentación exógena.

La asimilación endógena se considera desde la eclosión del huevo hasta que se haya consumido la totalidad del saco vitelino y la(s) gota(s) lipídica(s). El huevo puede ser considerado como un sistema semicerrado. Una vez que las membranas se endurecen, es relativamente impermeable a muchos solutos, aunque todavía ocurre intercambio gaseoso (Heming & Buddington, 1988). Como consecuencia, la mayoría de los embriones de peces dependen de las reservas endógenas para obtener la energía destinada al crecimiento (Heming & Buddington, 1988). La fuente endógena de alimentación está constituida por el saco vitelino y la (las) gota(s) lipídica(s). La composición nutricional de ambos, es especie-específica y varía en función de la edad, el peso y la alimentación de la madre (Kamler, 1976; Palumbi, 2004).

El principal componente dentro del saco vitelino son las proteínas; representando en algunas especies más del 70% del contenido total, seguidos por lípidos y en menor medida carbohidratos (Zavala, 2011). Desde hace más de tres décadas, se han atribuido dos funciones principales a las proteínas, la formación de tejido y la generación de energía mediante procesos catabólicos (Heming & Buddington, 1988). Los lípidos del vitelo se encuentran principalmente en la gota lipídica, que puede variar en número y tamaño (Heming & Buddington, 1988). La gota de aceite es usada como una fuente de energía y fuente de ácidos grasos esenciales necesarios para el mantenimiento y cubrir actividades como la natación una vez que el saco vitelino ha sido completamente absorbido (Barajas-Vega, 2006). Finn (1994) sugiere que la presencia de una sola gota de aceite reflejará un contenido lipídico mayor al 15%. En general los triglicéridos son considerados como mejor fuente de energía que los lípidos polares (Finn, 1994). Los principales ácidos grasos que son catabolizados durante el desarrollo son los n-3 (ácido decosahexanoico, DHA; ácido eicosapentanoico, EPA) (Zavala, 2011).

Se ha reportado que insuficientes niveles en las dietas de EPA y DHA son la causa principal de crecimiento lento y altas mortalidades observadas en las larvas de peces marinos y se requiere la presencia de ellos en las concentraciones y proporciones adecuadas a cada especie para su desarrollo inicial (Watanabe, 1995; Zavala, 2011). Otro rol importante del DHA es que es indispensable para la formación de tejido nervioso y la

formación de la retina (Kanazawa, 1980). De las biomoléculas presentes en el huevo, los carbohidratos son los menos abundantes (Zavala, 2011). Se localizan principalmente asociadas a la membrana del huevo aunque también los hay en forma libre en el saco de vitelo (Heming & Buddington, 1988). Los carbohidratos son los nutrientes mayor empleados desde la fertilización hasta la eclosión y se le han atribuido roles nutricionales en el proceso inicial de segmentación (Heming & Buddington, 1988). El glucógeno presente en el vitelo es el principal carbohidrato. Se utiliza como una fuente de energía relacionada con etapas embrionarias tempranas (Vetter et al., 1983).

Tanto la tasa de absorción como la eficiencia de utilización del vitelo son determinantes en el desarrollo inicial, crecimiento y supervivencia de las larvas de peces. Son afectados por un número de factores tales como la temperatura, la luz, concentración de oxígeno y la salinidad (Heming & Buddington, 1988). Existe una fuerte presión selectiva para maximizar la eficiencia con la cual el vitelo es convertido en tejido (Heming & Buddington, 1988). Entre más eficiente, más grande será la larva, lo cual podrá reflejarse en mejores características para el cultivo; tales como mayor resistencia a la inanición, captura más temprana de presas y un incremento en la eficiencia de la captura de las mismas (Heming & Buddington, 1988). En este contexto, aunque la tasa y la eficiencia de absorción de vitelo son influenciadas por un gran número de factores, la temperatura es considerada como uno de los más importantes (Heming & Buddington, 1988; Laurence & Rodgers, 1976).

Según Fukuhara et al., (1988) y Blaxter (1969), la temperatura es el principal factor que ejerce un efecto directo sobre la velocidad de desarrollo, consumo del saco vitelino, crecimiento y supervivencia de embriones y larvas de peces marinos. Así mismo la duración del periodo de incubación está influenciado por la temperatura a la cual están expuestos los huevos una vez fecundados (Hunter, 1981). También se han citado evidencias de la influencia de la temperatura en la acumulación de vitelo en el huevo y en el desarrollo embrionario de los teleósteos (Munro, 1990). Debido a esto; para la mayoría de las especies las reservas de alimento (saco vitelino y gota de aceite) son limitadas; y considerando el pequeño tamaño de los huevos, únicamente permiten la formación de un organismo

pequeño (Guillaume et al., 2004). Generalmente, el crecimiento de las larvas de peces marinos es mejor a una temperatura mayor, tomando en cuenta el rango de temperatura adecuado para cada especie, el cual no afecte la tasa de supervivencia.

Los cambios bruscos de temperatura durante la crianza larvaria son la causa de mortalidades masivas directa o indirectamente por el estrés causado (Álvarez- Lajonchère & Hernández-Molejón, 2001). Así mismo los autores mencionados anteriormente, recomiendan que la temperatura de incubación debe ser ligeramente inferior a la óptima del medio natural, por que en condiciones de confinamiento, a mayor temperatura se estimula el crecimiento de bacterias y se acelera el metabolismo de las larvas. Tucker (1998) menciona que cuando la temperatura es mayor que la óptima, existe una tendencia a que el saco vitelino sea absorbido rápidamente, provocando que las larvas eclosionen prematuramente. Por el contrario, las bajas temperaturas alargan el periodo de incubación e incrementan la susceptibilidad a enfermedades, por lo que el desarrollo de los embriones se retarda reduciendo la viabilidad.

La información sobre los factores físico-químicos (temperatura, salinidad y oxígeno disuelto) y su relación con las especies de peces marinos susceptibles de ser cultivadas, es primordial para el éxito de una granja acuícola (Gopalakrishnan, 1985). Así mismo, para las larvas de la familia *Lutjanidae* es importante identificar y disponer de organismos apropiados para la primera alimentación, por lo que se considera necesario optimizar el uso del saco vitelino y gota lipídica a través del control de la temperatura, antes del inicio de la alimentación exógena (Williams et al., 2004).

Referente a la especie, el huachinango *Lutjanus peru* constituye un importante componente de la pesca artesanal en las regiones costeras del Pacífico mexicano, debido tanto a los elevados volúmenes de captura, como al beneficio económico que su pesca representa (Díaz-Uribe, 1994). Sin embargo, la evaluación de este recurso indica que el esfuerzo pesquero recae principalmente durante los meses de puesta natural (Vásquez-Hurtado et al., 2010) y sobre organismos que no han logrado reclutarse a los “stocks” reproductivos, es

decir, no han alcanzado la edad para su reproducción; por lo que esta presión de pesca puede llevar al recurso a condiciones críticas (Díaz-Uribe et al., 2004).

Una de las alternativas para aminorar este problema, es la producción del huachinango en cultivo acuícola. El desarrollo del cultivo de nuevas especies requiere la obtención de semillas en gran cantidad para su posterior engorda, ya sea en jaulas y/o en estanques. Diferentes métodos se pueden emplear para cubrir este requisito, tales como: extracción de juveniles del medio natural o inducir el desove a organismos reproductores silvestres y producir juveniles en el laboratorio. Sin embargo, estos métodos no garantizan un abastecimiento constante, además, el uso de estas metodologías tiene desventajas, ya que se requiere un permiso de extracción, que eventualmente puede ser negado por problemas de disminución del recurso, alteración del hábitat o cualquier efecto ecológico adverso. A largo plazo, un cultivo de ciclo cerrado, es decir, la obtención de semillas de reproductores obtenidos del mismo cultivo y llevados a maduración sexual en cautiverio representa el mejor método, ya que asegura un aporte constante de juveniles, a demás de ofrecer la posibilidad de implementar programas de mejoramiento genético. No obstante son muy pocas las especies de peces marinos que se mantienen en cultivo de tipo cerrado en todo el mundo, esto debido principalmente, a que aún no se identifican las condiciones favorables que permiten la maduración gonadal en cautiverio y la producción de juveniles mediante un cultivo larvario exitoso en término de supervivencia y crecimiento (Tucker, 1998).

El huachinango del Pacífico *Lutjanus peru*, es una especie de la cual aún son muy pocos los estudios en cuanto a su cultivo. Sin embargo, se cuenta con avances importantes en reproducción (Dumas et al., 2004; Pelcastre, 2006; Reyna-Trujillo 1994; Cruz-Romero et al., 1991), a demás, existe un estudio preliminar sobre su cultivo larval, en el cual se reporta muy baja producción de juveniles (Duncan et al., 2002). Dentro de este contexto, esta implícita la necesidad de establecer el efecto de diferentes parámetros de cultivo sobre la eficiencia de la alimentación endógena, con la finalidad de optimizar las condiciones de incubación de los huevos y larvas con vitelo, de tal manera que se pueda favorecer un mayor desarrollo; y con ello producir depredadores mas eficientes durante la transición a la alimentación exógena.

De manera general, los estudios relacionados con el efecto de los factores ambientales han permitido mejorar la eficiencia alimenticia, así como la sobrevivencia en especies cultivadas, logrando con ello un desarrollo exitoso del cultivo de peces marinos en varios países del mundo. Por ello, este trabajo propone estudiar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo en la incubación de huevos y larvas y la eficiencia en la absorción endógena de las reservas energéticas en larvas de *L. peru* para la obtención de un mayor crecimiento y alta sobrevivencia larvaria.

1.1 Generalidades de la especie.

1.1.1 Biología y distribución.

El género *Lutjanus* se encuentra dentro de la familia *Lutjanidae*, la cual cuenta con 17 géneros y 103 especies. El huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* pertenece al orden Perciformes y a la familia *Lutjanidae* (Tabla I) (Amezcu-Linares, 1996). La especie fue descrita por De La Cruz-Agüero et al., (1997) y Amezcu-Linares (1996) como se describe a continuación: posee un cuerpo alargado comprimido, dorso poco elevado, hocico poco agudo, boca ligeramente oblicua, dientes mandibulares pequeños, caninos débiles, presentes sólo en la mandíbula superior; dientes vomerinos agrupados en forma de diamante, a veces con prolongaciones hacia atrás; branquiespinas iguales a la mitad del ojo, 12 en la rama inferior; hileras de escamas debajo de la línea lateral, paralelas con esta, 52 en una serie. Aleta dorsal, con 10 espinas, alta y continua, segunda espina anal más fuerte que la tercera; parte blanda igual a la dorsal; caudal lunada alta de lóbulos puntiagudos; pectoral puntiaguda, llega al origen la anal (D X, 12; A III, 7). Color del cuerpo rojo sin marca alguna si acaso con reflejos plateados y con el margen de la aleta caudal oscuro; aletas mas bien claras, mancha axilar en la pectoral.

Tabla I. Clasificación taxonómica de *Lutjanus peru*.

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Osteichthyes
Orden	Perciformes
Familia	Lutjanidae
Género	<i>Lutjanus</i>
Especie	<i>Lutjanus peru</i>

El rango de distribución de la especie es desde Bahía Magdalena, Baja California Sur México a las costas del norte de Perú; incluyendo el sur del Golfo de California (Fig. 1). Habita en aguas costeras de hasta 90 m (Allen, 1985).



Fig. 1. Distribución del huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* (Allen, 1985)

La pesquería de pargos en México se compone de 13 especies que existen; 6 en el litoral del Golfo de México y 7 en el Océano Pacífico (Tabla II), contando con un alto valor comercial debido a la demanda dentro del mercado nacional e internacional (Allen, 1985).

Tabla II. Distribución de la Familia Lutjanidae en el litoral Mexicano (Pacífico, Golfo de México y Mar Caribe).

Especie	Autor	Nombre común	Distribución
<i>Lutjanus peru</i>	(Nichols & Murphy 1922)	Huachinango del Pacífico	Pacífico del Este desde México hasta Perú.
<i>Lutjanus guttatus</i>	(Steindachner, 1869)	Pargo lunarejo	Pacífico del Este desde México hasta Perú.
<i>Lutjanus Campechanus</i>	(Poey, 1860)	Huachinango del golfo	Oeste del Atlántico: Golfo de México y costa este de E.U.A. extendiéndose hacia el norte a Massachussets, costas de Florida pero raramente al norte de las Carolinas.
<i>Lutjanus griseus</i>	(Linnaeus, 1758)	Pargo mulato	Atlántico occidental: Massachussets E.U.A. y Bermudas en dirección sur a Río de Janeiro Brasil incluidas las antillas, al golfo de México y al mar Caribe.
<i>Lutjanus argentiventris</i>	(Peters, 1869)	Pargo amarillo	Pacífico del este: California meridional a Perú, raro al norte de Baja California, en las islas Cocos y en las islas Galápagos.
<i>Lutjanus colorado</i>	Jordan & Gilbert 1882	Pargo colorado	Pacífico del este: California meridional, E.U.A. a Panamá; raro al norte de Baja California, México.
<i>Lutjanus cyanopterus</i>	(Cuvier, 1828)	Pargo cubera	Atlántico occidental: Nueva Escocia y Bermudas a las bocas del Amazonas, raro al norte de Florida y en el golfo de México.
<i>Lutjanus apodus</i>	(Walbaum, 1792)	Schoolmaster snapper	Atlántico occidental: Golfo de México, Massachussets, E.U.A. y Bermudas a Trinidad y Brasil septentrional. Atlántico del este: Costa de Marfil y Guinea Ecuatorial.
<i>Lutjanus ambiguos</i>	(Poey, 1860)	Pargo ambiguo	Atlántico central occidental: conocido actualmente solo en Cuba y Florida meridional, pero probablemente extendido en el golfo de México y mar Caribe.

<i>Lutjanus aratus</i>	(Günther, 1864)	Mullet snapper	Pacífico del este: México a Ecuador.
<i>Lutjanus analis</i>	(Cuvier, 1828)	Multon snapper	Atlántico occidental: Massachussets, E.U.A. y Bermudas a Brasil del sureste, incluidos en mar Caribe y el golfo de México.
<i>Lutjanus jordani</i>	(Gilbert, 1898)	Pargo colmillón	Pacífico del este: México meridional a Perú, incluidas las islas de Mapelo, Cocos y Galápagos
<i>Lutjanus novemfasciatus</i>	Gill, 1862	Pargo prieto	Pacífico del este: México septentrional a Perú septentrional

1.1.2 Hábitos alimenticios.

El grupo de los lutjánidos está compuesto, en términos generales principalmente por especies que se alimentan de un espectro relativamente amplio de presas y que cuando están presentes en el mismo hábitat, compiten por los mismos recursos tróficos presentando niveles de traslape dietético relativamente altos entre las distintas especies (Chiappa-Carrara et al., 2004). Todos los miembros del género *Lutjanus* son carnívoros, principalmente ictiófagos, aunque consumen una gran variedad de organismos bentónicos, entre ellos los crustáceos, principalmente de la familia Penaeidae. En los organismos de este grupo la especialización alimentaria es más notable en los adultos, que en los juveniles. En los adultos solamente los eufaucidos llegan a formar parte importante en la dieta, además de los urocordados. En los juveniles en cambio, son importantes los carideos, miscidáceos y peces (Díaz-Uribe, 1994). Particularmente para la especie de *Lutjanus peru* encontrado en las costas del Pacífico mexicano se ha reportado que se alimenta principalmente de peces pequeños y crustáceos y en menor medida de moluscos (Santamaría-Miranda et al., 2003).

1.1.3 Reproducción.

El huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* presenta dos periodos o ciclos de desove, uno asociado con la temporada de lluvias y elevadas temperaturas (de mayor duración) y otra en la época de invierno menos cálida (más corta), estableciéndose de esta manera que se reproduce todo el año con una temporada alta que va de junio a octubre alcanzando un pico reproductivo en agosto (Santamaría-Miranda et al., 2003). Presenta maduración de ovocitos asincrónica; característica que le permite tener varios desoves a lo largo del año (Lucano-Ramírez et al., 2001). Las tallas mínimas de primera madurez descritas para *Lutjanus peru* son del orden de 22 y 23 cm de longitud estándar para machos y hembras respectivamente (Cruz-Romero et al., 1991).

2. Antecedentes.

La acuicultura marina es una actividad relativamente nueva, cuyo auge data de los años 60's, cuando se desarrollaron las técnicas para la producción de huevos, larvas y juveniles de *Pagrus major* en Japón (Ikenue & Kafuku, 1992). En México, por su parte el desarrollo de la acuicultura marina inicio en los 80's, cuando se realizaron los estudios para la engorda de pámpano *Trachinotus paitiensis* en jaulas flotantes en Baja California Sur, México (Avilés-Quevedo, 2005).

Los criterios que determinan la potencialidad de cultivo de nuevas especies son: velocidad de crecimiento durante los dos primeros meses después de la eclosión, supervivencia, conducta (canibalismo, hábitos gregarios), resistencia a la manipulación, entre otros (Lanza-Espino & Arredondo-Figueroa, 1990). El huachinango del Pacífico presenta varias características que le ubican en una especie con buen potencial. Presenta una carne de excelente calidad, un alto precio en los mercados y es una de las especies marinas comerciales más importantes de México (Díaz-Uribe et al., 2004). A demás, se ha reportado que se adapta con facilidad a las condiciones de cultivo en jaulas flotantes y presenta una buena tasa de crecimiento (2.64 g día^{-1}) (Garduño-Dionate et al., 2010). En el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR) se ha logrado controlar la reproducción en cautiverio y se ha logrado completar su desarrollo hasta juvenil a escala experimental (datos no publicados).

Las larvas de especies del género *Lutjanus sp* no son fáciles de cultivar, siendo pocas las especies de éste en las que se han logrado el cultivo larvario con éxito. Se han reportado trabajos en fase experimental sobre la metodología de cultivo de la especie *Lutjanus johnii*, donde se cultivaron las larvas en temperaturas de 28 a 29°C, logrando obtener un 5% de supervivencia (Lim et al., 1985). Así mismo se han realizado estudios sobre el desarrollo, crecimiento y absorción del saco vitelino de larvas del huachinango del atlántico *Lutjanus campechanus* en Estados Unidos, cultivando las larvas a una temperatura de 28°C (Williams et al., 2004).

Se han hecho investigaciones en Asia sobre el efecto de la temperatura en el proceso de incubación, desarrollo y sobrevivencia de larvas de la especie *Lutjanus argentimaculatus* (Doi et al., 1993). Así mismo, en nuestro país se han hecho estudios sobre la eficiencia de utilización del saco vitelino y la mortalidad, entre ellos el de Gracia-López et al., (2004) y Barajas-Vega (2006) quienes investigaron el efecto de la temperatura y salinidad sobre el crecimiento y sobrevivencia larvaria de la cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea*. y el efecto de la temperatura en la tasa de eclosión y el desarrollo larvario de *Lutjanus argentiventris* respectivamente. Brown et al., (2011) realizó una investigación en la que comparó diferentes temperaturas en la eclosión y en la absorción de las reservas energéticas para *Fundulus grandis*. Hart & Purser (1995) investigaron el efecto de la temperatura y salinidad sobre el periodo de incubación de huevos, así como la temperatura óptima para la absorción del vitelo en larvas de *Rhombosolea tapirina*.

Se ha demostrado, por un lado, que la temperatura de incubación determina la duración del desarrollo embrionario y éxito de la eclosión de las larvas en termino de porcentaje de eclosión y presencia de larvas con anomalías (Gutiérrez et al., 2002; Gracia-López et al., 2004; Radonic et al., 2005; Sund & Falk-Petersen, 2005). De igual manera, se ha reportado que la tasa de absorción del vitelo es afectada directamente por la temperatura, es decir que a mayor temperatura, mayor la tasa de absorción del vitelo (Fukuhara, 1990; Laurel et al., 2008). Morehead & Hart (2003) reportaron que aún cuando la talla de las larvas sea diferente en un rango de temperatura, el volumen del vitelo no presenta diferencias, lo cual sugiere que existe una temperatura en la cual la utilización del vitelo es más eficiente.

Respecto a las mediciones hechas a las larvas del huachinango del Pacífico en el presente trabajo Watanabe et al., (1998) reportaron que durante la alimentación endógena, la longitud estándar o notocordal, es utilizada como una medida relativa de la eficiencia de conversión de vitelo. La longitud y altura del saco vitelino son medidas utilizadas para determinar el volumen del saco vitelino desde la eclosión hasta el agotamiento del mismo;

con el objetivo de determinar la tasa de consumo en el crecimiento larvario (Williams et al., 2004).

La eficiencia de utilización del vitelo es un aspecto muy importante para la supervivencia larval (Zavala, 2011). Los factores que afectan la eficiencia de utilización del vitelo pueden clasificarse como bióticos y abióticos (Zavala, 2001). Dentro de los bióticos destacan la calidad y composición del huevo; así como la talla del huevo (Heming & Buddington, 1988). Mientras que los factores abióticos que se han reportado son niveles extremos de pH, temperaturas fuera del rango óptimo, salinidad, bajas concentraciones de oxígeno disuelto, exposición y calidad de la luz y xenobióticos tóxicos (Zavala, 2011), mencionando lo anterior se puede decir que en el número de factores abióticos que se han reportado e identificado, la temperatura es el más estudiado de todos (Zavala, 2011).

3. Justificación.

Debido al potencial con que nuestro país cuenta como productor acuícola, a la demanda de peces como alimento aunado al alto valor en el mercado y al inestable suministro de peces proveniente de la captura comercial, hay un creciente interés en el desarrollo de metodologías para el cultivo de peces marinos. Es intrínseco el desarrollo de investigación encaminada al conocimiento de la biología reproductiva y de crianza de las especies con mayor potencial biológico-económico para convertir a México en un país exportador de productos marinos y posicionarlo como una potencia mundial acuícola.

Una de las principales limitantes en el desarrollo de una estrategia de cultivo del huachinango, es la alta variabilidad de la supervivencia durante el estadio larval. Esto puede atribuirse, entre otros factores físico-químicos y nutricionales, al desconocimiento del efecto de la temperatura óptima en el desarrollo temprano larvario en el huachinango del Pacífico *Lutjanus peru*, por lo anterior es necesario evaluar el efecto de diferentes temperaturas en el desarrollo larvario y de esta manera determinar la tasa de crecimiento y la eficiencia en la absorción de las reservas energéticas; con la única finalidad de determinar la temperatura idónea para el cultivo larval del huachinango del Pacífico y paralelamente contribuirá al conocimiento requerido para establecer, a mediano plazo, una estrategia de cultivo que ayude a aumentar las tasas de supervivencia durante el periodo larvario. La realización del presente estudio aportará conocimiento básico sobre la biología larval de la especie.

4. Hipótesis

Si la temperatura es una variable abiótica que influye directamente en la eclosión, desarrollo, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria, entonces probando diferentes tratamientos de temperatura se podrá determinar la óptima para el cultivo larvario del huachinango del Pacífico *Lutjanus peru*.

5. Objetivos

5.1 Objetivo General.

Determinar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo larvario temprano del huachinango del Pacífico *Lutjanus peru*.

5.2 Objetivos secundarios.

- I. Obtener el porcentaje de eclosión en las temperaturas de 10, 13, 16, 20, 23, 26, 29, 32, 35 y 38°C
- II. Determinar la longitud notocordal y absorción de las reservas energéticas (saco vitelino y gota lipídica) en las temperaturas experimentales.
- III. Determinar la tasa de crecimiento, la supervivencia larval al cuarto día y la supervivencia total en las temperaturas experimentales.
- IV. Determinar la correlación entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino en las temperaturas experimentales.
- V. Determinar el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos en las temperaturas experimentales.

6. Materiales y Métodos.

El experimento de la presente tesis se realizó en el Centro de Investigaciones del Noroeste (CIBNOR) de La Paz B.C.S. México. El trabajo experimental se llevó a cabo el laboratorio de bioensayos de especies marinas y en el laboratorio de histología e histoquímica del CIBNOR.

6.1 Manejo de reproductores y obtención de huevos

Los huevos y larvas utilizados para llevar a cabo el presente trabajo fueron obtenidos a partir de desoves espontáneos logrados con un lote de reproductores de 20 organismos de huachinango del Pacífico a una relación 1:1 machos y hembras mantenidos durante cinco años en cautiverio en un estanque de 120 m³ (Fig. 2) con un recambio del de agua del 10% diario, bajo condiciones naturales de fotoperiodo y temperatura (24°08' N; 110°25' W), dentro de las instalaciones del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR) en La Paz, B.C.S., México. Dos meses antes de la obtención de los desoves, los reproductores fueron alimentados diariamente a saciedad con calamar y sardina hasta culminar el experimento.



Fig. 2. Estanque supralitoral de 120 m³.

En cada desove, los huevos fueron depositados por gravedad en un colector adyacente al estanque de los reproductores (Fig. 3) donde posteriormente se evaluó la viabilidad, el diámetro total y de la gota lipídica. Para este trabajo, se utilizaron desoves con un alto porcentaje de fertilización. Se llevó a cabo un muestreo del agua del estanque al momento del desove con la finalidad de analizar: concentración de oxígeno, pH, amonio, nitritos, nitratos, alcalinidad, dureza, salinidad y sólidos sedimentables en el laboratorio de análisis químico del agua de la institución.



Fig. 3. Colector de huevos.

6.2 Condiciones del agua marina en el laboratorio.

El agua marina usada en la experimentación fue sometida a un proceso de filtración de arena el cual permite el paso de partículas de 20 micras, posteriormente el agua pasó por un filtro de 10 micras y otro de 5 micras. Enseguida el agua se irradió por dos lámparas de luz UV (40 watts c/u). Finalmente el agua marina fue filtrada por dos bolsas gaf de 1 micra.

6.3 Diseño del experimento

El experimento se realizó en un laboratorio cerrado y climatizado a 20°C donde se evaluaron 10 temperaturas (10 ± 1 , 13 ± 1 , 16 ± 1 , 20 ± 1 , 23 ± 1 , 26 ± 1 , 29 ± 1 , 32 ± 1 , 35 ± 1 , 38 ± 1 °C) (Fig. 4). Para ello, se utilizaron 10 tinajas de 80 L de capacidad (una por

cada temperatura) con agua dulce. Para lograr mantener las temperaturas bajas (10 ± 1 , 13 ± 1 , $16 \pm 1^\circ\text{C}$) se agregaba hielo molido periódicamente. Para los demás tratamientos se utilizaron de una a tres resistencias de 300 W por tina para alcanzar las temperaturas deseadas (20 ± 1 , 23 ± 1 , 26 ± 1 , 29 ± 1 , 32 ± 1 , 35 ± 1 , $38 \pm 1^\circ\text{C}$). En cada tina se colocaron tres frascos de vidrio transparentes de 2.5 L de capacidad donde se sembraron los huevos fertilizados ($n=200$ por frasco) con agua de mar a una salinidad de 35 ± 1 ppm, filtrada a $1\mu\text{m}$ y esterilizada con UV con ligera aireación constante. Se registró el tiempo a la eclosión en cada tratamiento y se contó el número de larvas para calcular el porcentaje de eclosión.



Fig. 4. Laboratorio de bioensayos de especies marinas

6.3.1 Efecto de la temperatura en la tasa de eclosión.

El porcentaje de eclosión larval se obtuvo mediante el sifoneo del fondo de los frascos con la finalidad de remover los huevos no eclosionados. Así mismo con los datos obtenidos se estimó el porcentaje de eclosión con base al porcentaje respecto al total de la siembra.

6.3.2 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal, el consumo del saco vitelino y de la gota lipídica.

De una de las réplicas de cada tratamiento se tomaron muestras de larvas ($n=15$) cada seis horas hasta las 24 horas después de la eclosión (h.d.e.), a partir de ahí los muestreos se

realizaron cada 12 horas hasta las 48 h.d.e., finalmente los muestreos se realizaron cada 24 hrs hasta terminar el experimento (168 h.d.e.).

En cada muestreo se midió la longitud notocordal, el volumen del saco vitelino y de la gota lipídica (Fig. 5) en los diferentes tratamientos por medio de fotografías tomadas con una cámara digital (cool SNAP-Pro colour MediaCybernetics ®) montada sobre un microscopio óptico (OLYMPUS Bx4, MediaCybernetics ®). Las imágenes fueron procesadas con el programa Image-Pro Plus versión 5.0 (MediaCybernetics ®).

La fórmula propuesta por Blaxter y Hempal (1966) fue usada para calcular el volumen del saco vitelino (VSV):

$$VSV (mm^3) = \frac{\pi}{6LH^2}$$

Donde:

L es la longitud del saco vitelino (mm)

H es la anchura del saco vitelino (mm)

Para calcular el volumen de la gota lipídica (VGL) se utilizo la fórmula de Williams et al. (2004):

$$VGL (mm^3) = \frac{4}{3} \pi r^3$$

Donde:

r es el radio de la gota lipídica (mm)

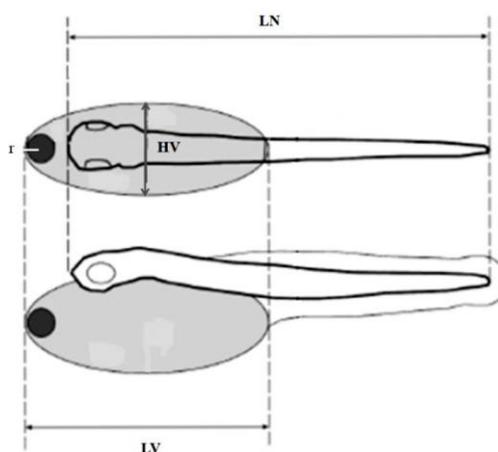


Fig. 5. Mediciones biométricas realizadas a las larvas de *Lutjanus peru*.

6.3.3 Efecto de la temperatura sobre la tasa de crecimiento y supervivencia larval.

Se destinaron dos réplicas por tratamiento para evaluar el efecto de la temperatura sobre la supervivencia larval. Dichas réplicas fueron muestreadas hasta el día 4 después de la eclosión cuando se contó el número de larvas muertas depositadas en el fondo del frasco y se calculó el porcentaje de supervivencia. Se calculó la tasa de crecimiento (TC) mediante la siguiente fórmula:

$$TC \text{ (mm/día)} = \frac{L_f - L_i}{t}$$

Donde:

L_f es la longitud final de las larvas (mm)

L_i es la longitud de las larvas al momento de la eclosión (mm)

6.3.4 Efecto de la temperatura en la correlación entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino.

Para llevar a cabo las correlaciones se utilizó el programa SigmaPlot 11.0; donde se graficaron los resultados y se obtuvieron los índices de correlación de tipo lineal para todos y cada uno de los tratamientos.

6.3.5 Efecto de la temperatura en el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos.

Gracias a las fotografías tomadas en los distintos muestreos para cada tratamiento experimental, se hizo un seguimiento sobre el proceso de desarrollo del sistema digestivo larval (boca, tracto digestivo y ano) desde el inicio (Fig. 6) hasta su completa formación (Fig. 7).

Para el desarrollo en la pigmentación de los ojos de igual manera se hizo un seguimiento con las fotografías tomadas con anterioridad, pero ahora se buscó el inicio de la pigmentación de los ojos (Figura 8) y su culminación con ojos totalmente pigmentados (Fig. 7).

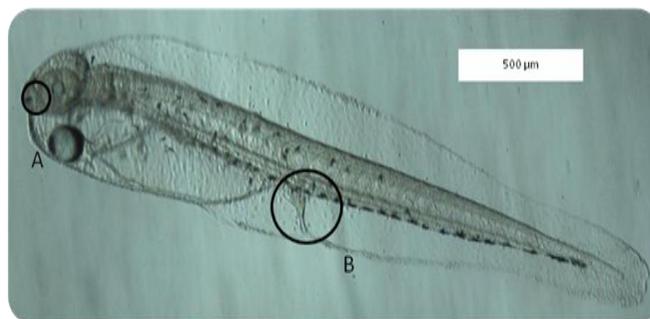


Fig. 6. Inicio de la formación del sistema digestivo larval de *Lutjanus peru*. (A) Inicio de la formación de la boca, (B) Inicio de la formación del tracto digestivo y ano.

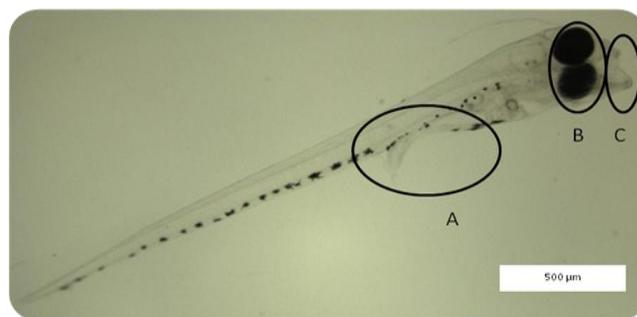


Fig. 7. Formación completa del sistema digestivo y pigmentación de los ojos en larvas de *Lutjanus peru*. (A) Tracto digestivo formado y ano abierto; (B) Pigmentación de los ojos completa; (C) Boca formada y abierta.

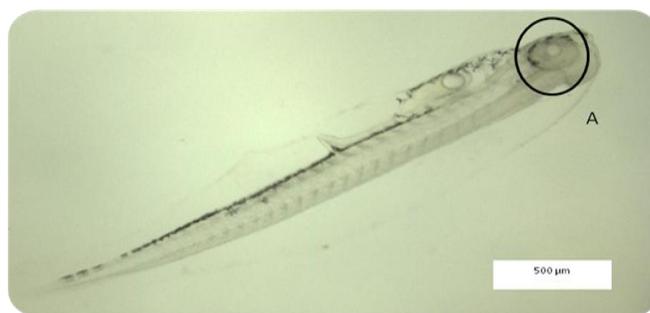


Fig. 8. Inicio de la pigmentación de los ojos en larvas de *Lutjanus peru*. (A) Pigmentación temprana ocular.

6.4 Análisis estadísticos

Se empleó el programa Statistica 6.0 para los análisis estadísticos. Los resultados de la eclosión para los distintos tratamientos se expresaron como porcentajes, por lo tanto fueron transformados mediante la raíz cuadrada del arco-seno para poder ser analizados estadísticamente. Los demás resultados se expresaron como media \pm desviación estándar. Se probó la homogeneidad de las varianzas mediante la técnica de Kolmogorov-Smirnov. Las medias de los tratamientos fueron comparadas por análisis de varianza de una vía (ANOVA) ($P < 0.05$). Así mismo la prueba de rango múltiple Tukey se utilizó para evaluar la significancia de las diferencias observadas entre los tratamientos.

7. Resultados

7.1 Análisis Físicoquímicos del agua del estanque de reproductores *Lutjanus peru*.

En la Tabla III se muestran los resultados obtenidos en cuanto a los principales parámetros que determinan la calidad del agua dentro de un cultivo acuícola.

Tabla III. Análisis Físicoquímicos del agua del estanque de reproductores *Lutjanus peru*

Parámetro	Valor Experimental	Valor Óptimo
Salinidad (ppm)	37.4	33-37
pH	7.7	6.5-8
Nitritos (mg L ⁻¹)	0.21	<0.3
Nitratos (mg L ⁻¹)	28.77	<50
Amonio (mg L ⁻¹)	<0.009	<0.0125
Oxígeno disuelto (mg L ⁻¹)	6.44	>5
Dureza (mg L ⁻¹)	7379	>30
Alcalinidad (mg L ⁻¹)	161	>30
Sólidos sedimentables (mg L ⁻¹)	<0.1	<10

7.2 Efecto de la temperatura en la tasa de eclosión.

El diámetro de los huevos utilizados para el experimento fue de $809.6 \pm 2.7 \mu\text{m}$ y el de la gota lipídica fue de $133.2 \pm 0.8 \mu\text{m}$. Los resultados obtenidos mostraron una mayor tasa de eclosión (90-95%) para las temperaturas a 20, 23, 26, 29, 32°C que para las demás temperaturas experimentales; encontrándose diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los diferentes tratamientos: 10°C (0%), 13°C (10%), 16°C (46%), 35°C (30%), 38°C (0%) (Tabla IV). Cabe resaltar que para las temperaturas críticas 13, 16 y 35°C no fue posible llevar a cabo el seguimiento de su desarrollo larval debido a que no se encontraron larvas vivas en el primer muestreo a las 6 h.d.e.

Tabla IV. Porcentajes de eclosión por tratamiento.

Tratamiento	Porcentaje de eclosión (%)
10±1	0
13±1	10.2±4.1 ^d
16±1	46.3±4.8 ^b
20±1	92.5±3.9 ^a
23±1	95.7±4.2 ^a
26±1	92.3±3.7 ^a
29±1	91.8±4.5 ^a
32±1	90.1±4.1 ^a
35±1	30.5±4.4 ^c
38±1	0

Medias dentro de una columna seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

7.3.1 Efecto de la temperatura en la longitud notocordal.

A continuación se muestran las gráficas representando el cambio de la longitud notocordal en los diferentes tratamientos por hora de muestreo. Cabe resaltar que a la hora 6, únicamente eclosionaron los tratamientos con las temperaturas más altas (26, 29, 32°C). No se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) para el primer muestreo (hora 6) pero sí para los posteriores muestreos.

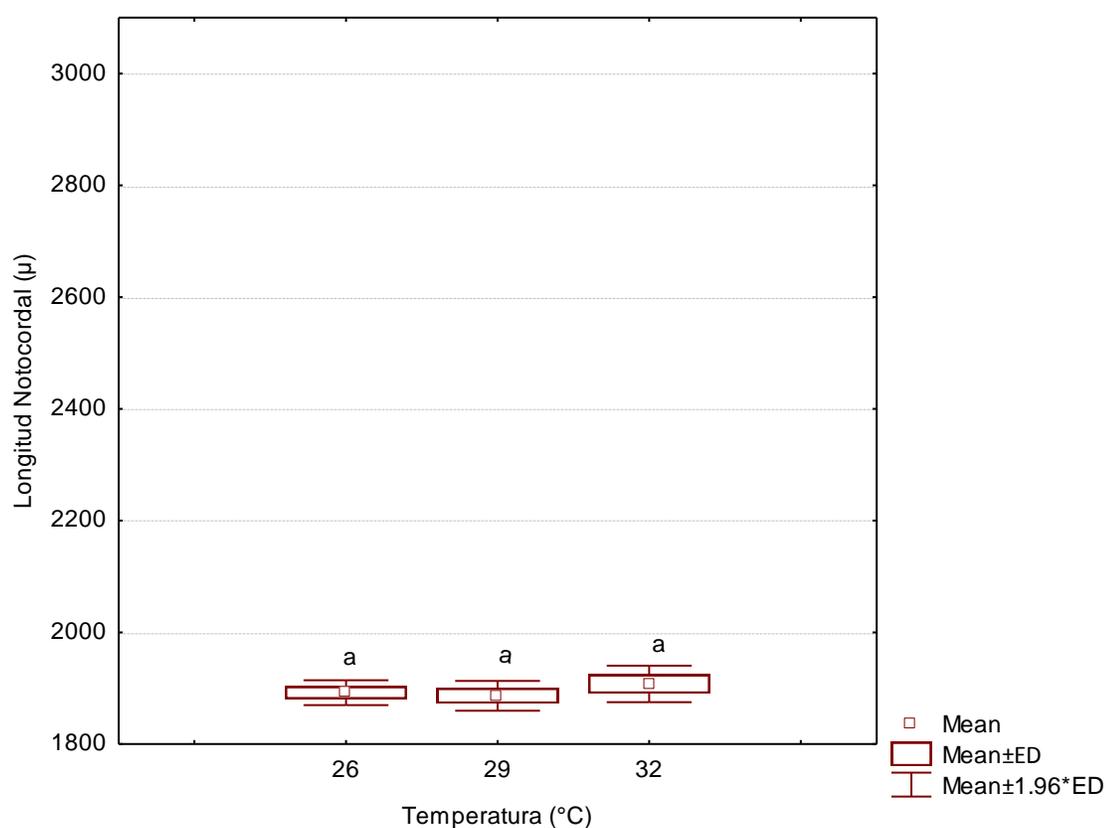


Fig. 9. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a las 6 horas; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

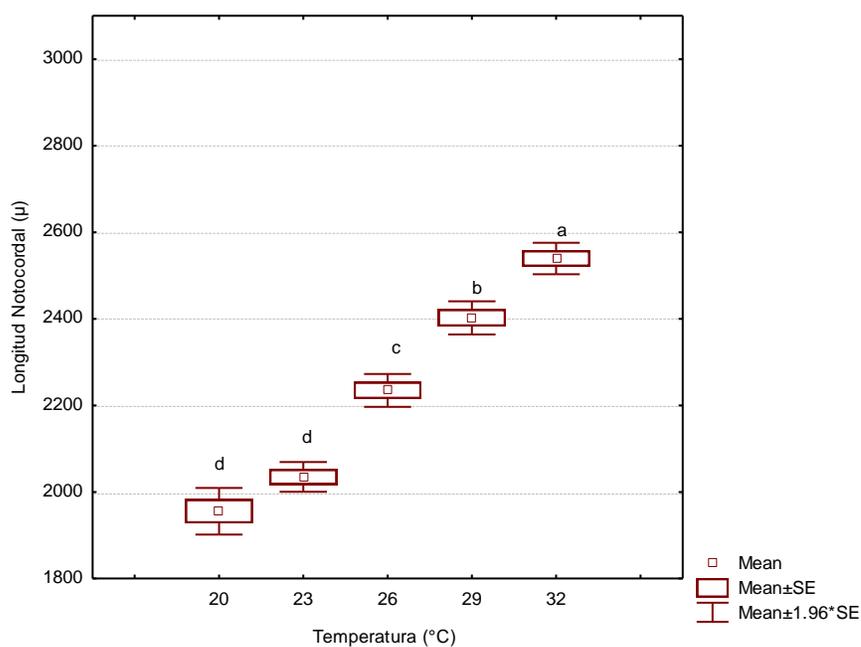


Fig. 10. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 12; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

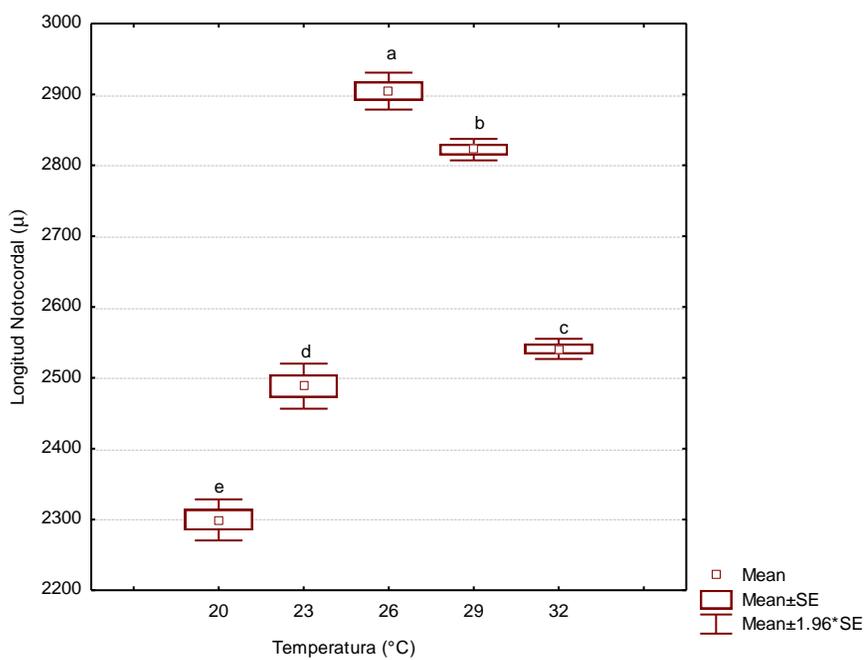


Fig. 11. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 24; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

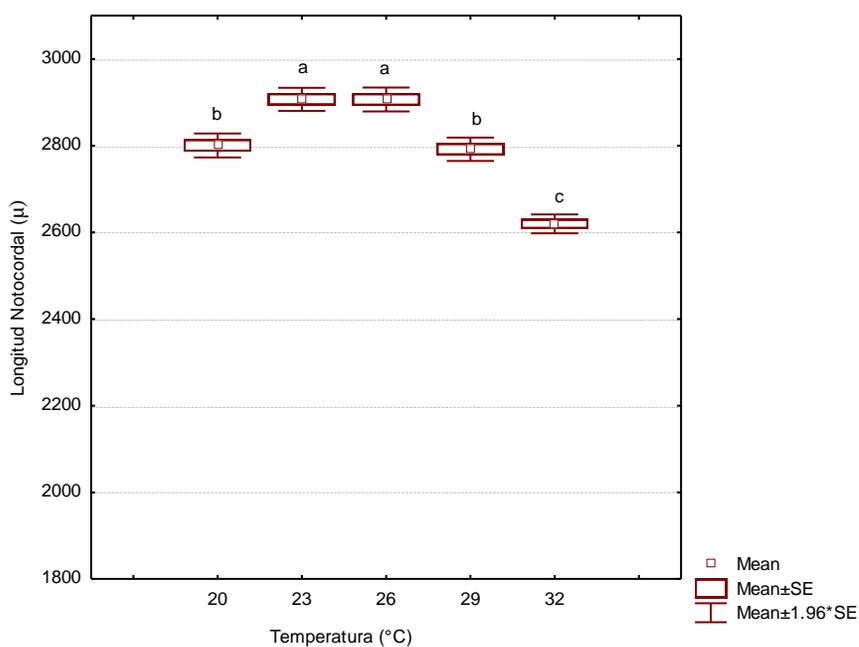


Fig. 12. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 48; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

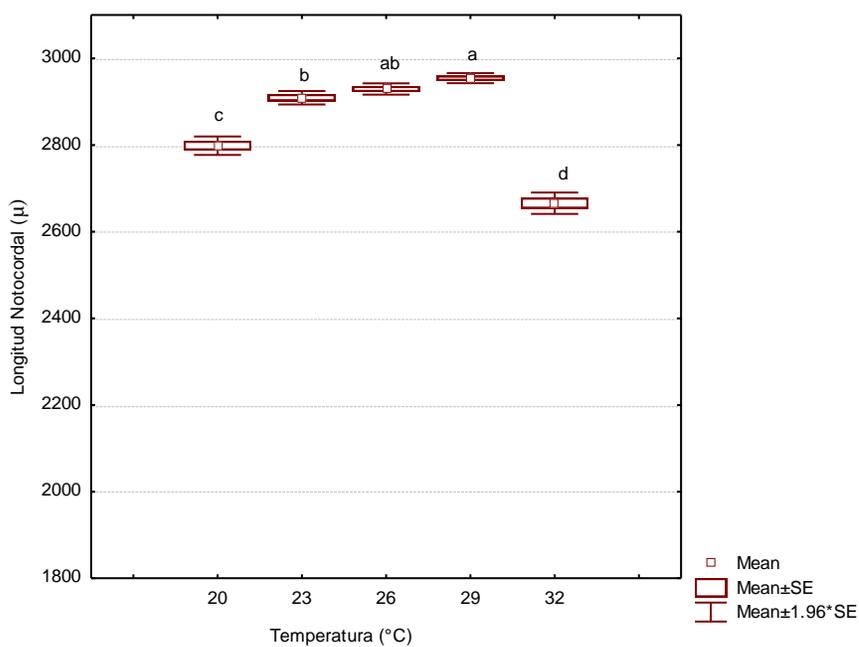


Fig. 13. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 72; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

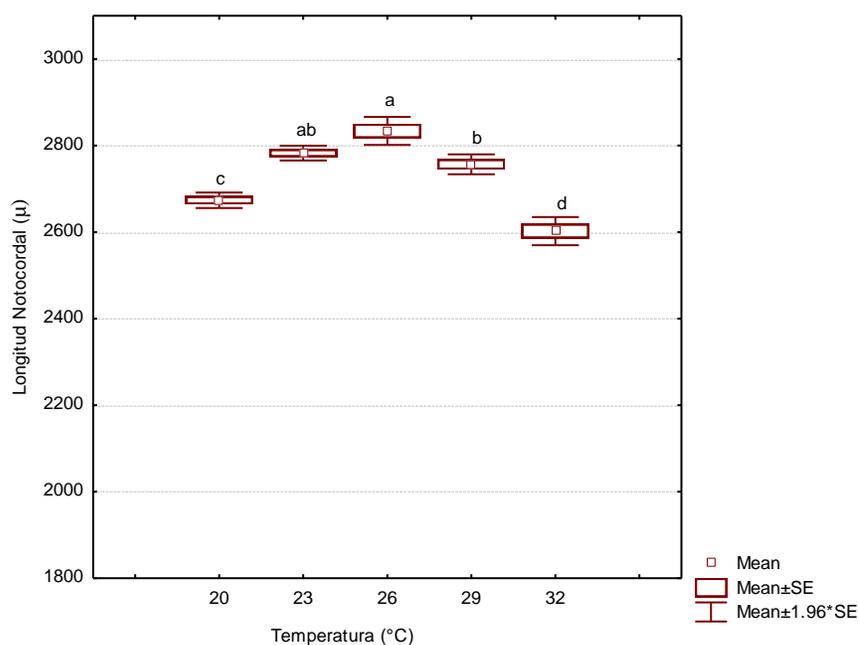


Fig. 14. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 96; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

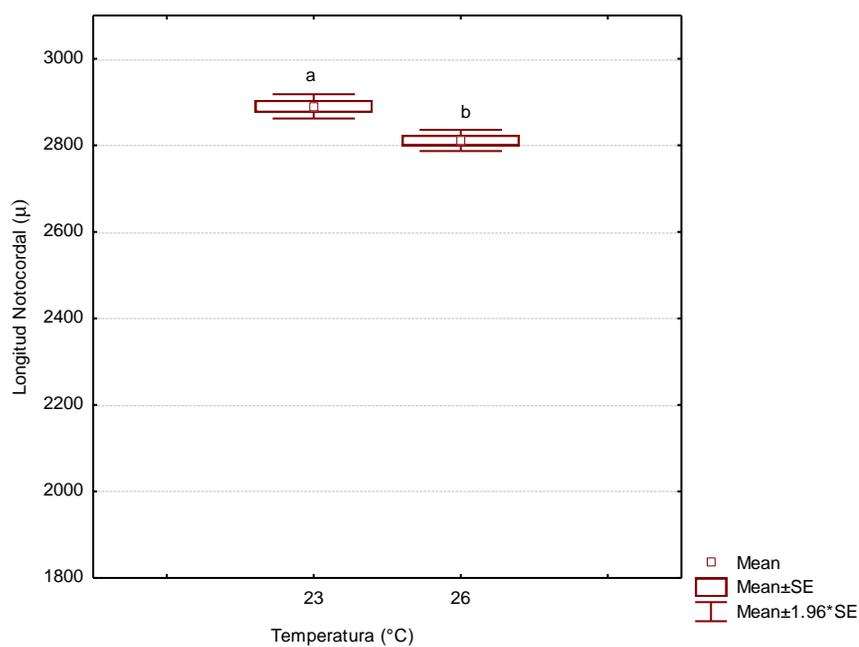


Fig. 15. Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a la hora 120; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

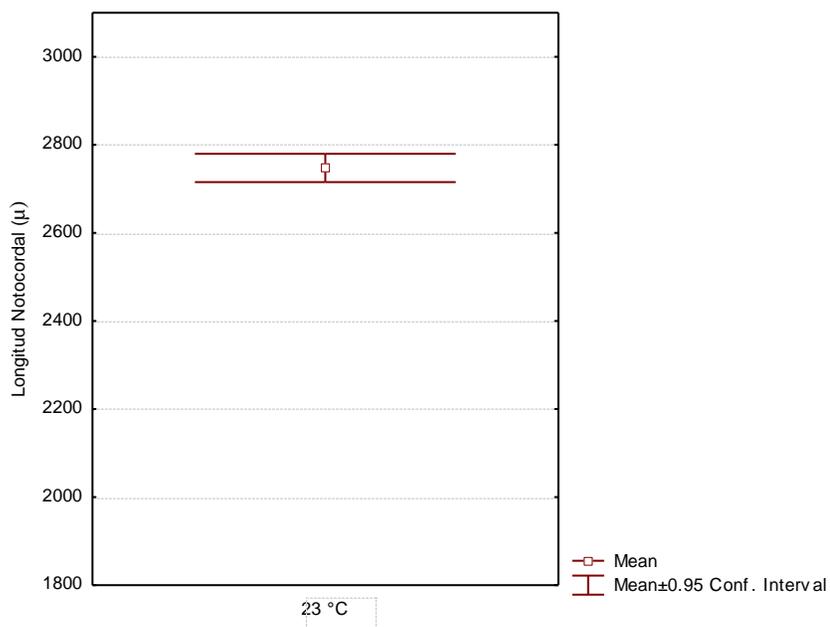


Fig. 16. Longitud notocordal a los 23°C a la hora 144.

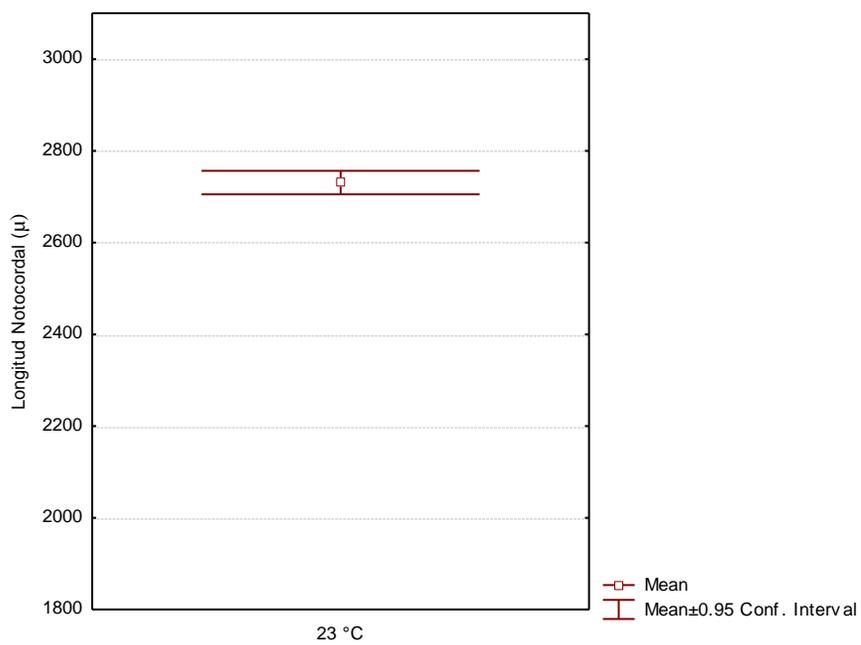


Fig. 17. Longitud notocordal a los 23°C a la hora 168.

7.3.2 Efecto de la temperatura en el consumo del saco vitelino.

A continuación se muestran las gráficas representando el consumo del saco vitelino en los diferentes tratamientos por hora de muestreo. El volumen del saco vitelino está representado en mm^3 y es factible observar su consumo con el paso del tiempo para cada tratamiento.

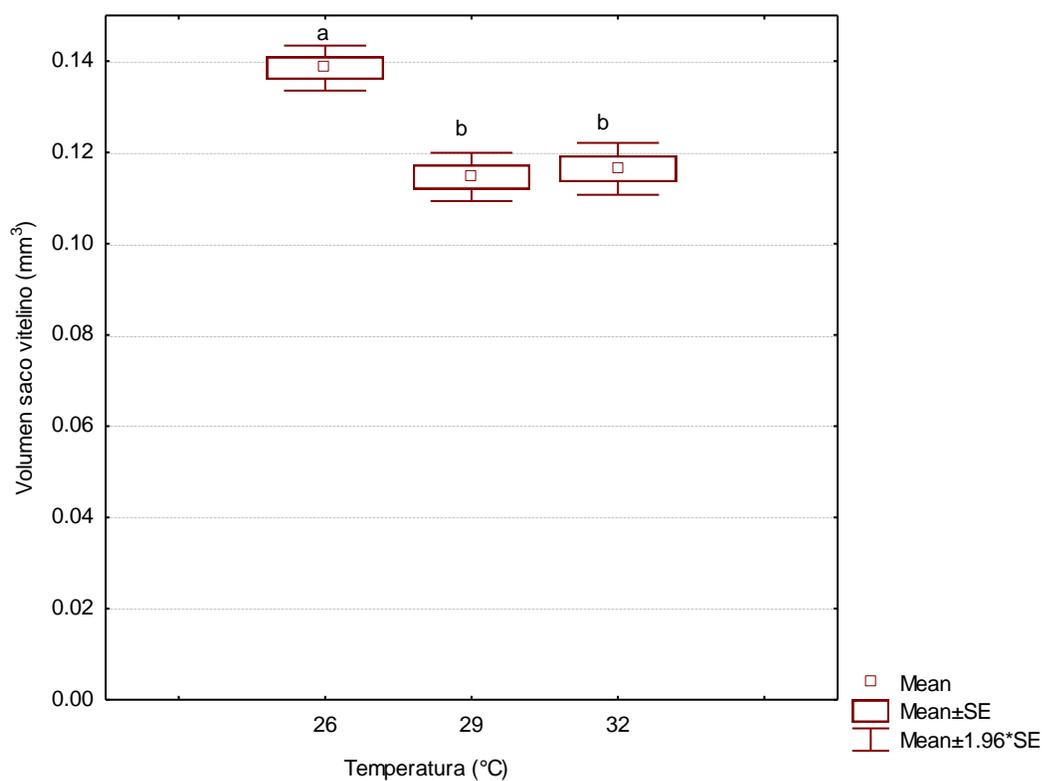


Fig. 18. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 6; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

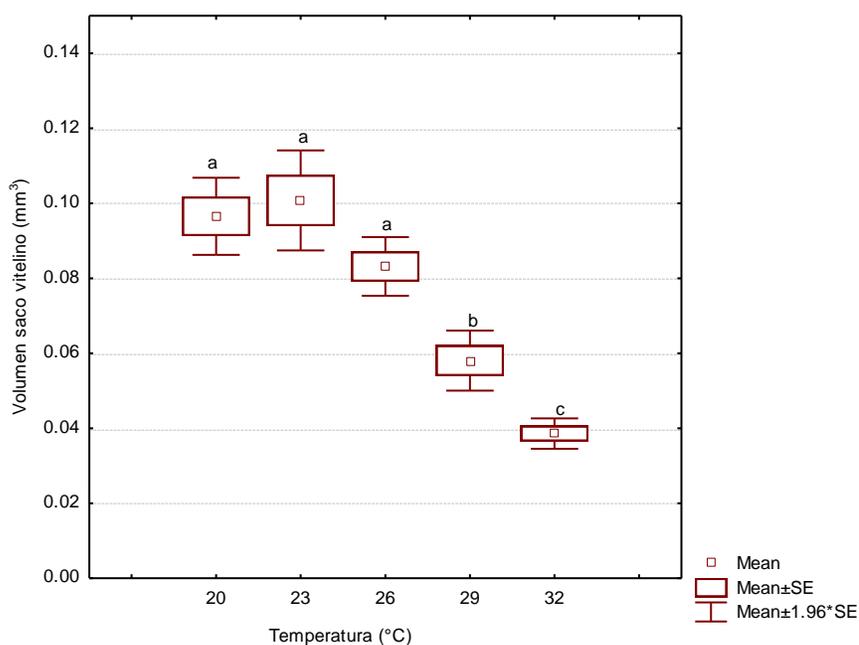


Fig. 19. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 12; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

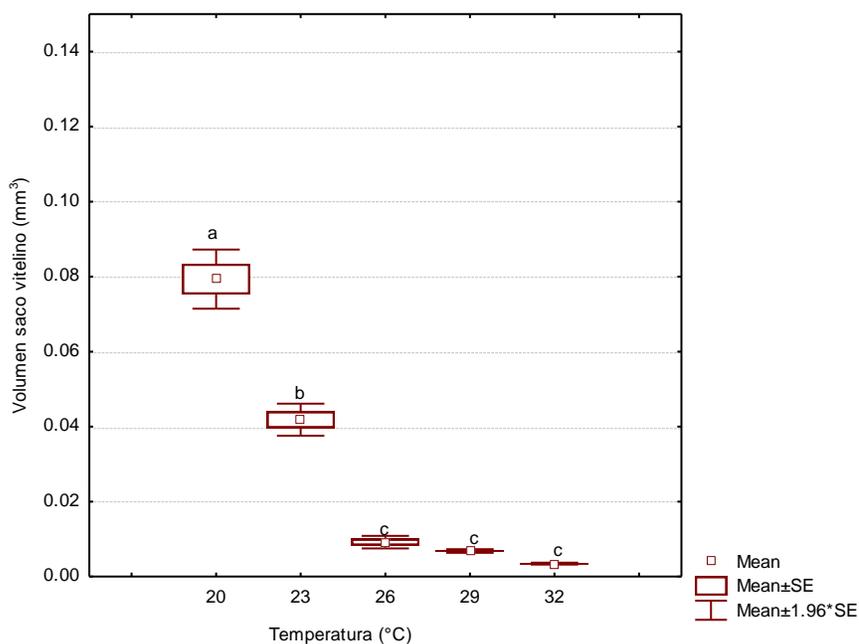


Fig. 20. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 24; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

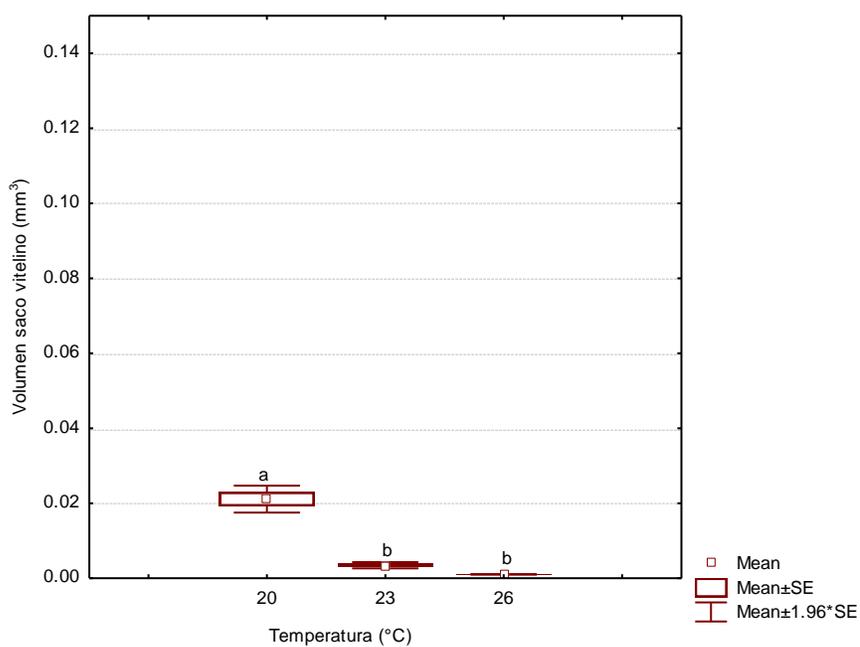


Fig. 21. Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a la hora 48; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

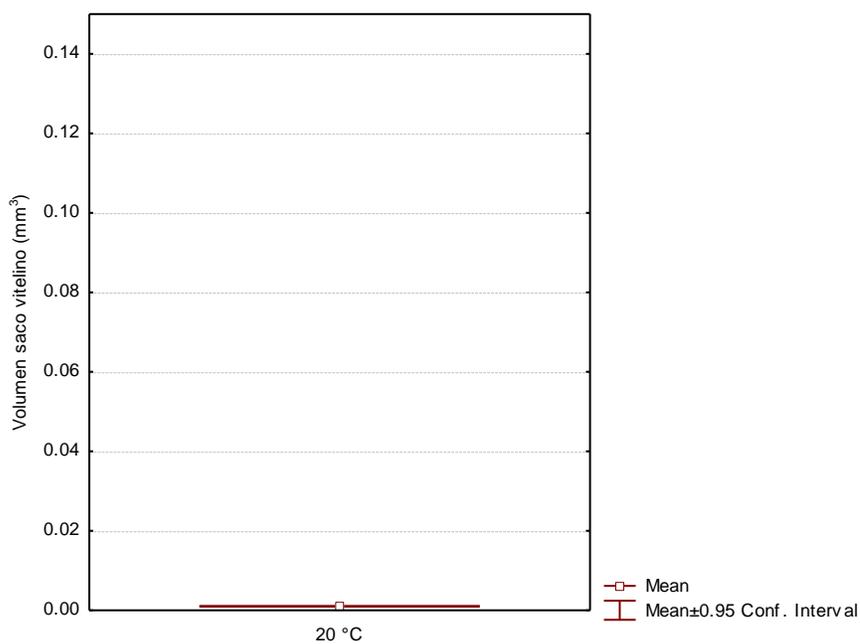


Fig. 22. Volumen del saco vitelino a 20°C a la hora 72.

A continuación se presentan gráficas denotando el consumo del saco vitelino por tratamiento, los resultados obtenidos se comportan siguiendo un modelo de tipo exponencial negativo. Para las temperaturas de 20 y 23°C, el consumo total del saco vitelino se dio en un lapso de 72 h, mientras que para el tratamiento de 26° C se dio a las 48 hrs; y finalmente para las temperaturas de 29 y 32°C, el consumo se dio a las 24 h.

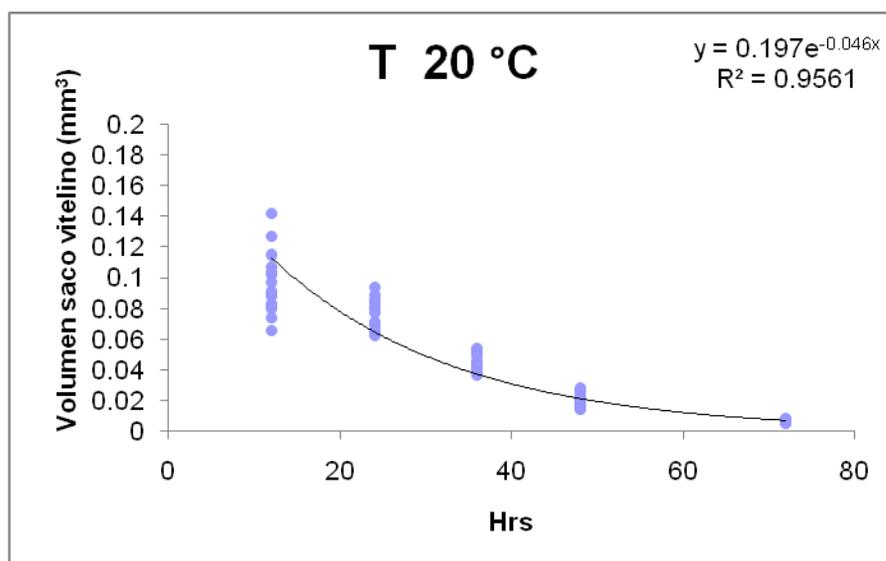


Fig. 23. Consumo en diferentes horas del saco vitelino para el tratamiento de 20°C.

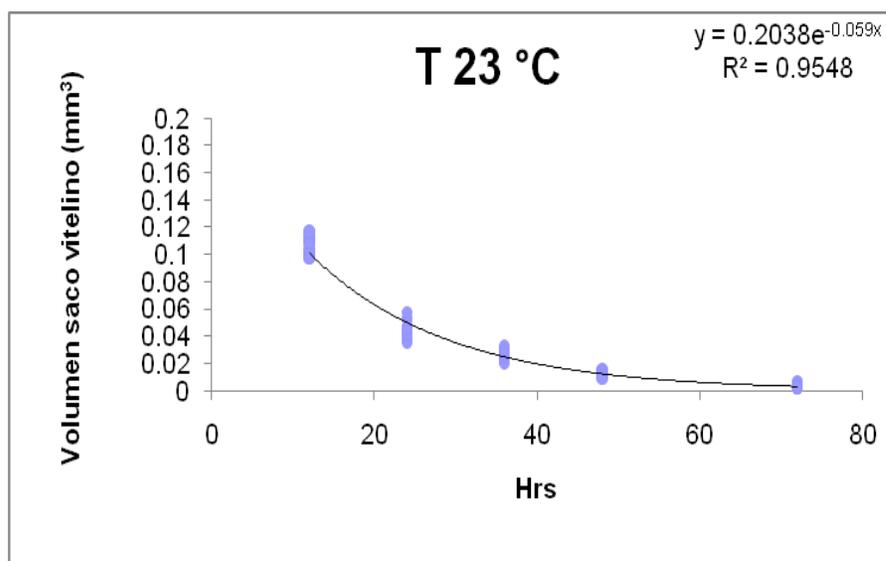


Fig. 24. Consumo en diferentes horas del saco vitelino para el tratamiento de 23°C.

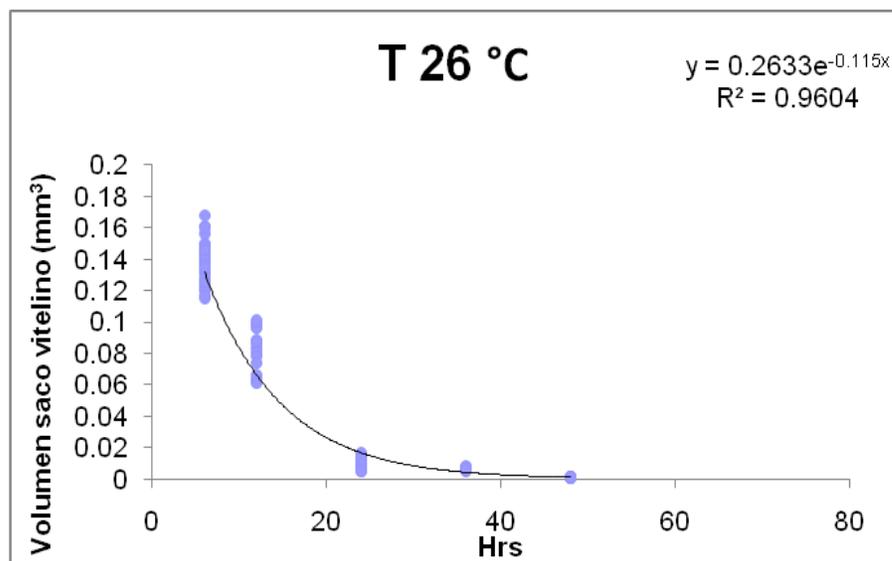


Fig. 25. Consumo en diferentes horas del saco vitelino para el tratamiento de 26°C.

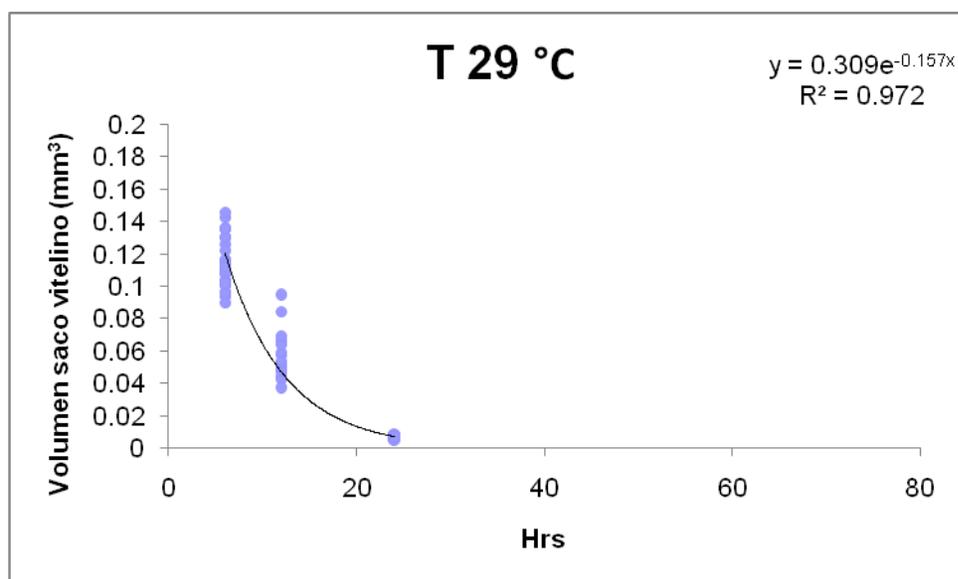


Fig. 26. Consumo en diferentes horas del saco vitelino para el tratamiento de 29°C.

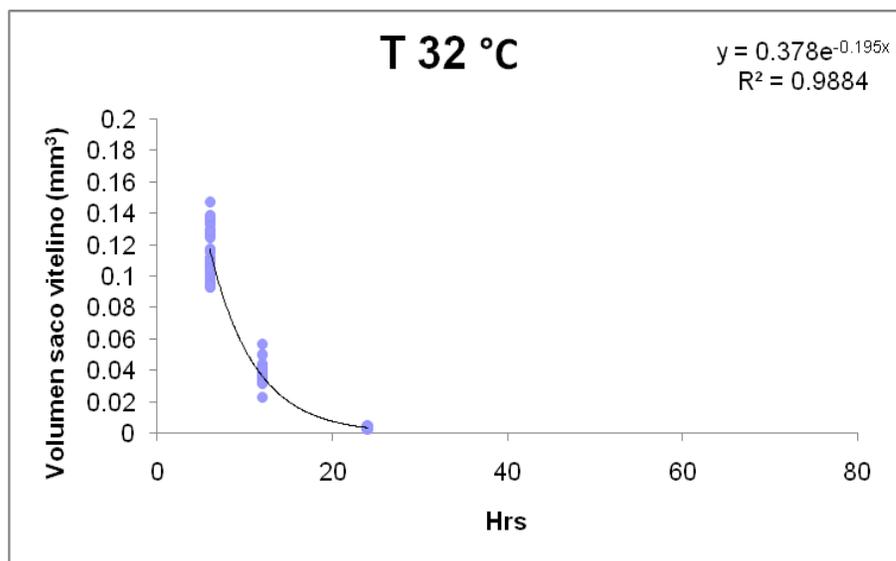


Fig. 27. Consumo en diferentes horas del saco vitelino para el tratamiento de 32°C.

7.3.3 Efecto de la temperatura en el consumo de la gota lipídica.

A continuación se muestran las gráficas representando el consumo de la gota lipídica en los diferentes tratamientos por hora de muestreo. El volumen de la gota lipídica o glóbulo de aceite está representado en mm^3 y al igual que el saco vitelino, es posible observar su consumo con el paso del tiempo para cada tratamiento.

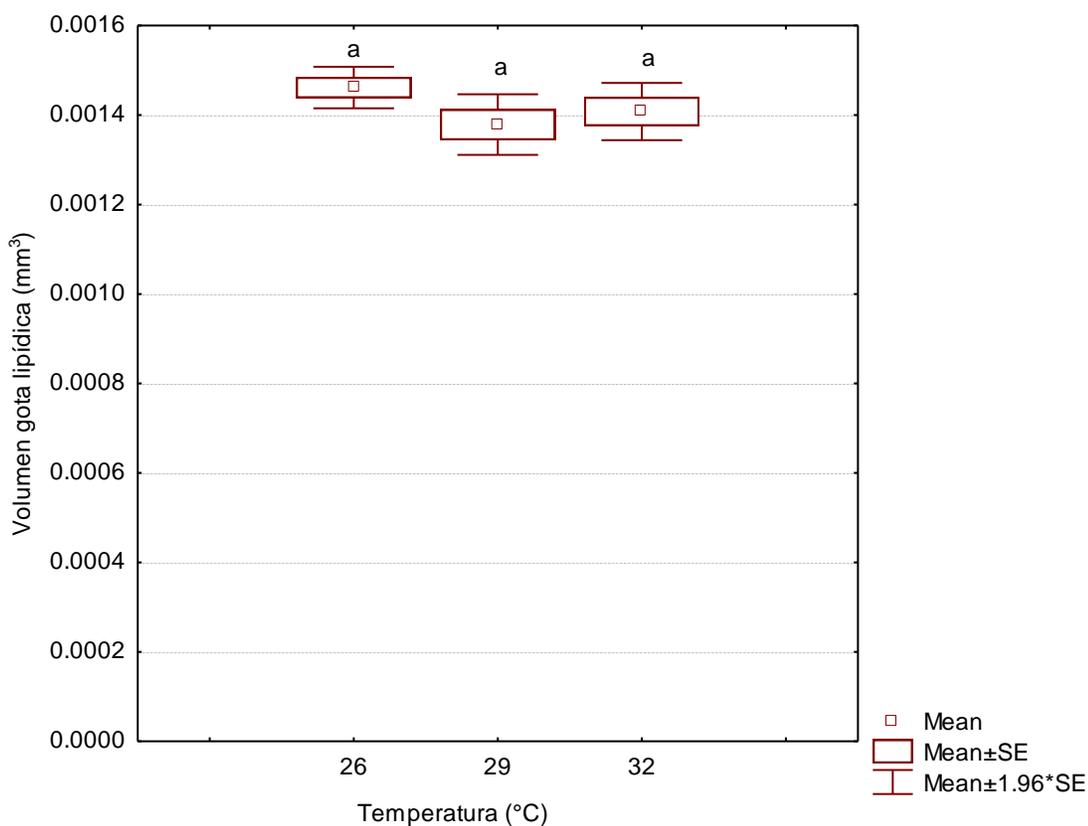


Fig. 28. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 6; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

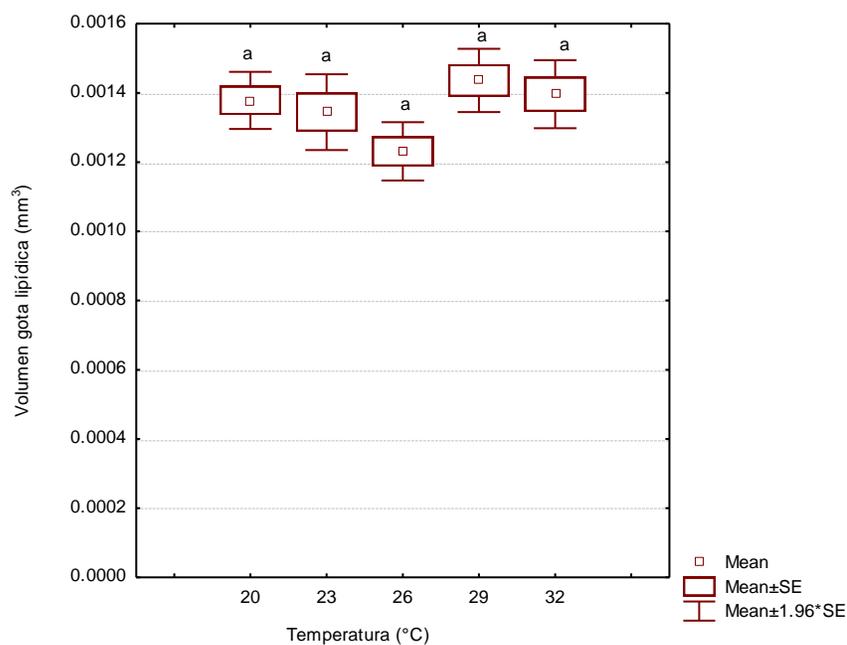


Fig. 29. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 12; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

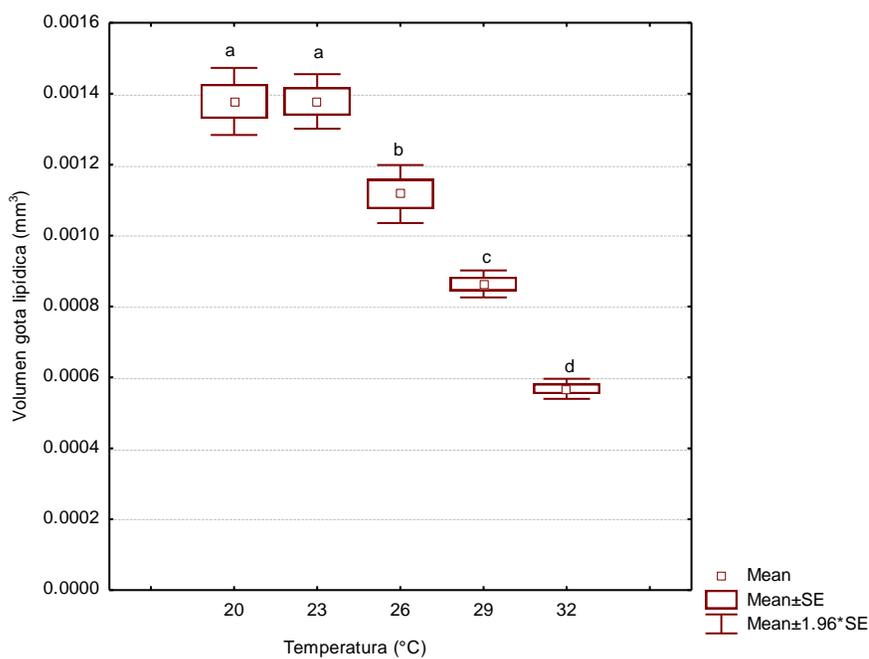


Fig. 30. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 24; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

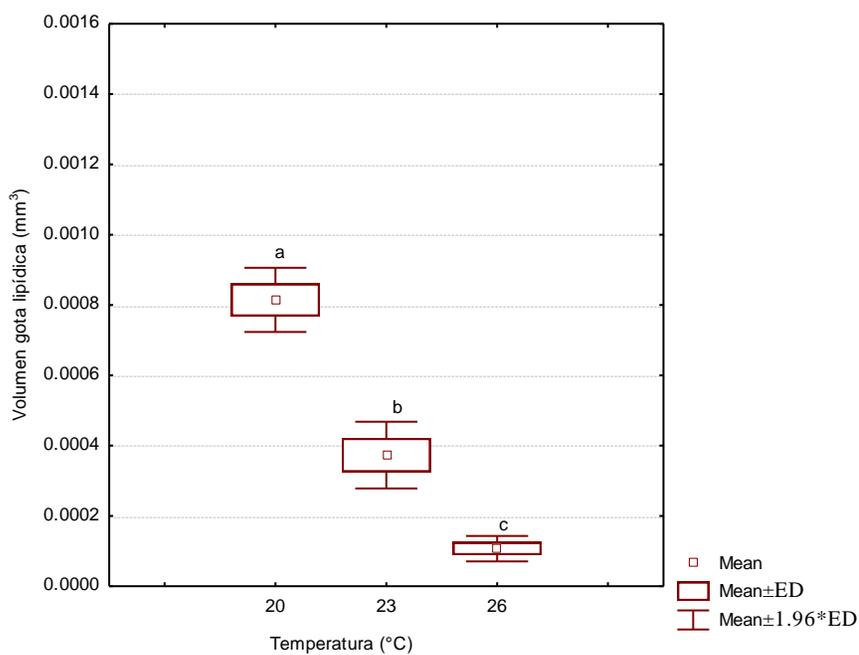


Fig. 31. Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a la hora 48; las medias dentro de una columna, seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

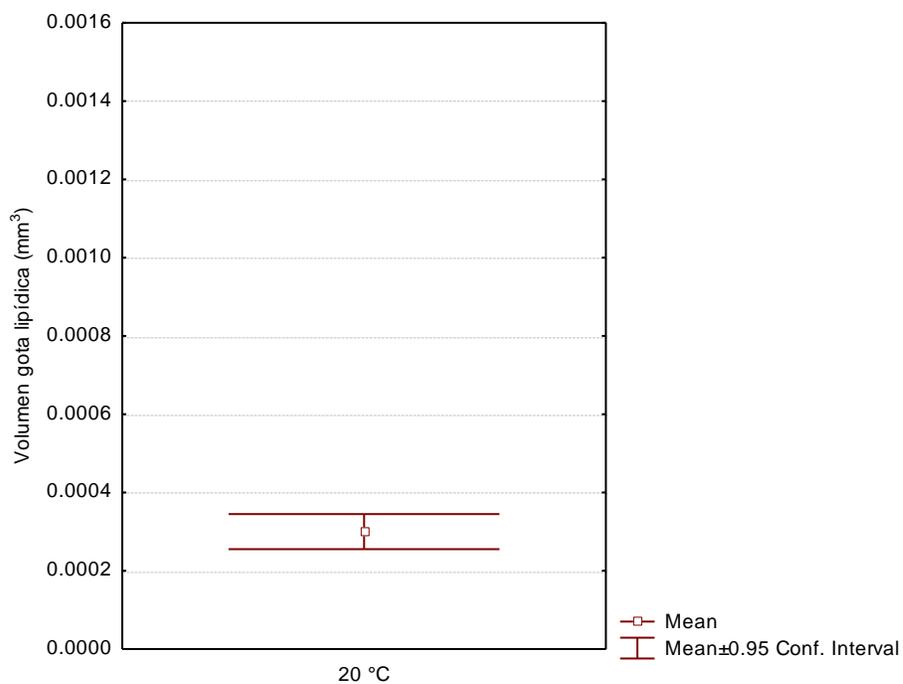


Fig. 32. Volumen de la gota lipídica a 20°C a la hora 72.

7.4.1 Efecto de la temperatura en la tasa de crecimiento.

Se obtuvo una relación directa entre la tasa de crecimiento y el incremento de la temperatura con diferencias significativas ($P < 0.05$) entre las tasas de crecimiento de la larvas mantenidas en altas y bajas temperaturas, donde las temperaturas de 20 y 23°C mostraron una tasa menor a las temperaturas 26 y 29°C (Tabla V).

Tabla V. Tasa de crecimiento por tratamiento

Tratamiento (°C)	Tasa de crecimiento (mm d ⁻¹)
20±1	0.210 ^b
23±1	0.217 ^b
26±1	0.260 ^a
29±1	0.267 ^a
32±1	0.190 ^c

Medias dentro de una columna seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

7.4.2 Efecto de la temperatura sobre la supervivencia larval al cuarto día y la supervivencia total.

No se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los índices de supervivencia de las larvas mantenidas en los distintos tratamientos al cuarto día de experimentación; sin embargo si las hubo en cuanto a la supervivencia larvaria total durante el experimento (Tabla VI), encontrándose que los tratamientos que mantuvieron larvas vivas durante un mayor lapso de tiempo fueron las temperaturas de 23 y 26°C con 168 y 120 hrs respectivamente seguidas de los tratamientos de 20, 29 y 32°C con 96 hrs cada uno.

Tabla VI. Supervivencia larvaria al 4^{to} día y supervivencia total por tratamiento

Temperatura (°C)	Supervivencia (%)	Horas de supervivencia total
20	85±4.3 ^a	96
23	88±5.1 ^a	168
26	86±5.8 ^a	120
29	85±6.1 ^a	96
32	81±6.3 ^a	96

Medias dentro de una columna seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

7.5 Efecto de la temperatura en la correlación entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino.

En las siguientes gráficas obtenidas mediante regresiones lineales entre la longitud notocordal y el consumo del saco vitelino muestran una significativa relación inversa entre ambas variables para todos los tratamientos evaluados; sin embargo el tratamiento que mostró una correspondencia más alta fue el evaluado a 26°C con una $r^2= 0.94$, seguido de los tratamientos de 23, 29, 20 y 32°C con una $r^2= 0.93, 0.92, 0.91$ y 0.89 respectivamente.

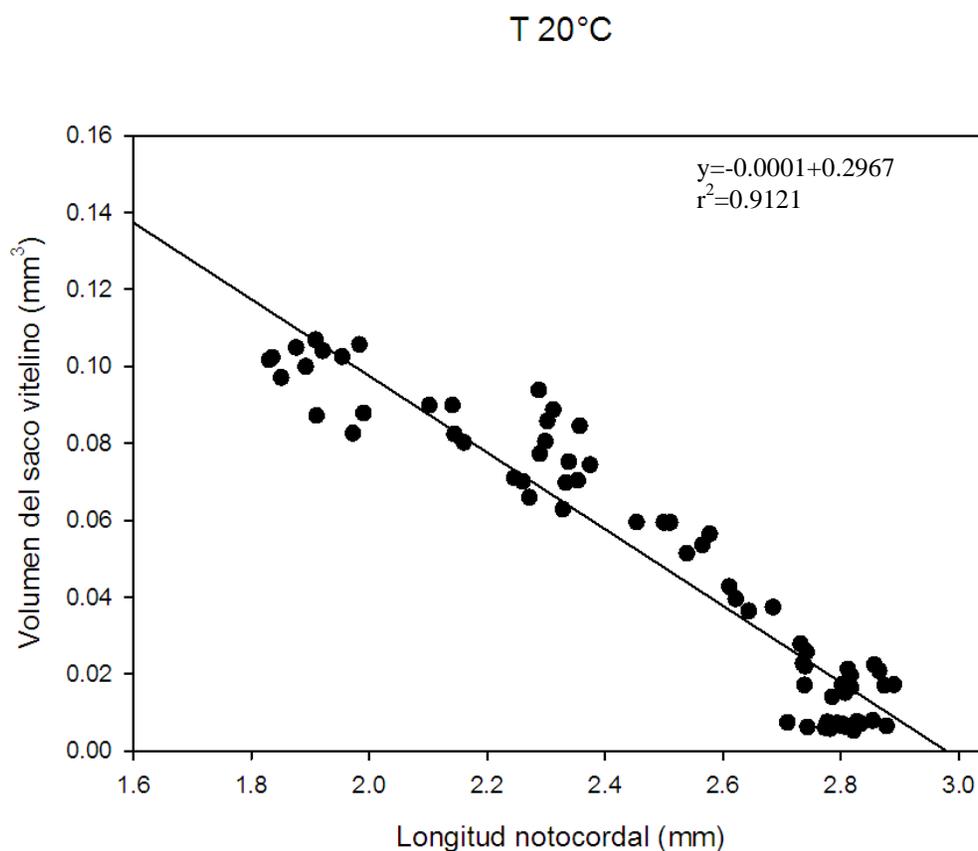


Fig. 33. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 20°C.

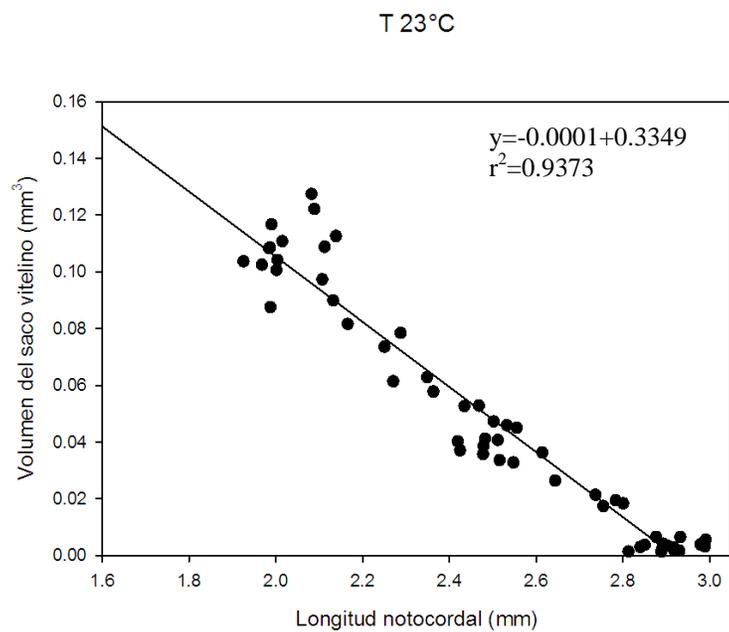


Fig. 34. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 23°C.

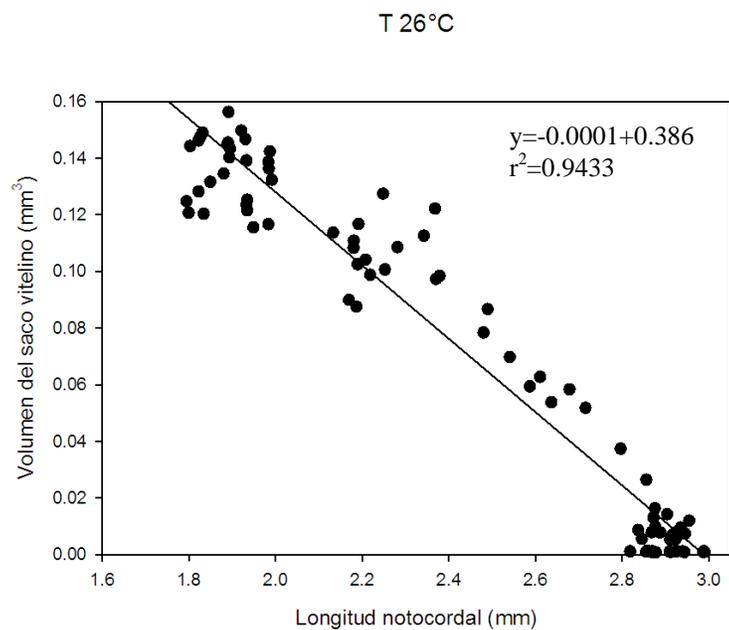


Fig. 35. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 26°C.

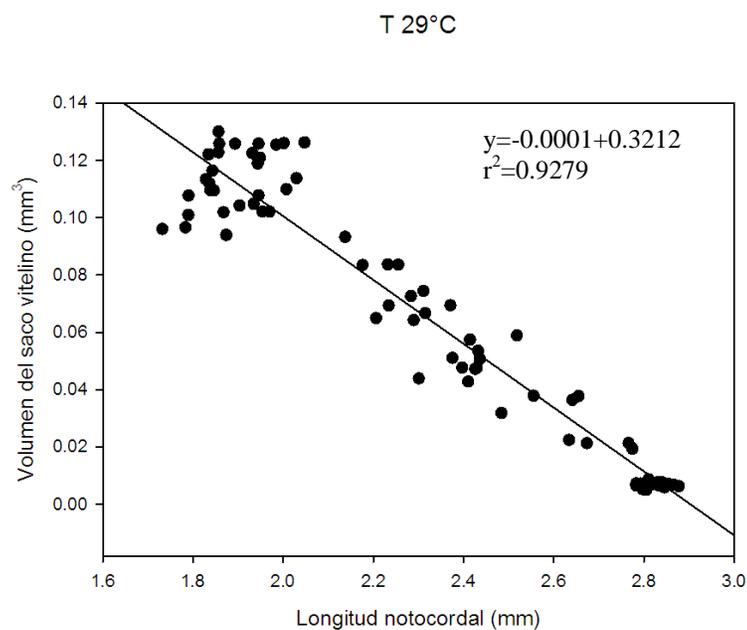


Fig. 36. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 29°C.

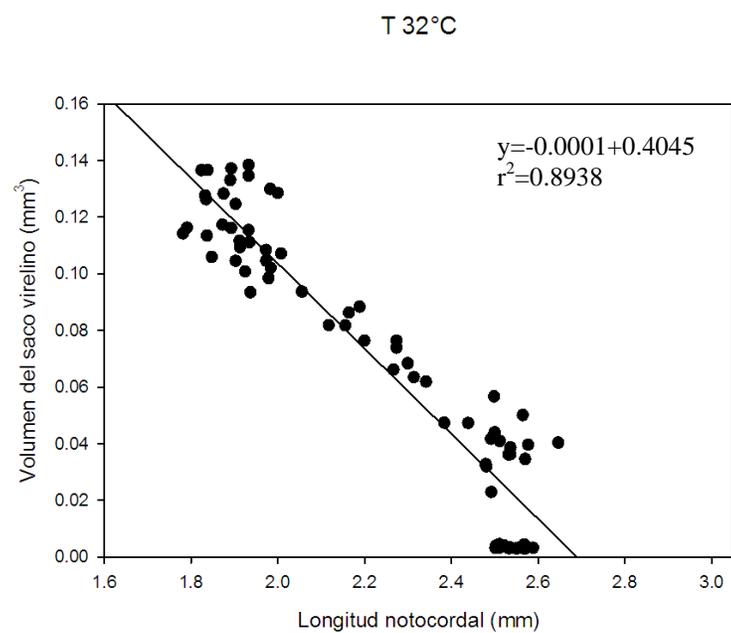


Fig. 37. Regresión lineal entre el volumen del saco vitelino y la longitud notocordal para el tratamiento de 32°C.

7.6 Efecto de la temperatura en el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos.

En la Tabla VII, se muestra a que tiempos se dio el inicio del desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos; así como el tiempo al cual estaba completamente formada la boca, tracto digestivo, ano y la pigmentación de los ojos estaba finalizada para cada tratamiento evaluado. Cabe resaltar que a mayor temperatura menor resultó ser el tiempo en el desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos.

Tabla VII. Desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos por tratamiento

Temperatura/ Hora	24 hrs	36 hrs	48 hrs	72 hrs	96 hrs
20°C			IFSD	IPO/ FSDC	POC
23°C			IPO/IFSD	POC/FSDC	
26°C		IPO/IFSD	POC/FSDC		
29°C	IPO/ IFSD	POC/ FSDC			
32°C	IPO/ IFSD	POC/ FSDC			

Donde:

IFSD: Inicio de la formación del sistema digestivo

IPO: Inicio de la pigmentación de los ojos

FSDC: Formación del sistema digestivo completa

POC: Pigmentación de los ojos completa

8. Discusión.

La calidad del agua esta determinada por sus propiedades fisicoquímicas, entre las más importantes destacan: temperatura, oxígeno, pH, amonio, nitritos, alcalinidad y dureza (Sivira-Sánchez, 2008). Estas propiedades influyen en los aspectos productivos y reproductivos de los peces. Por lo que es importante que los parámetros del agua se mantengan dentro de los rangos óptimos para el desarrollo de los peces dentro de un cultivo acuícola (Sivira-Sánchez, 2008).

El amonio en los ecosistemas acuícolas es un producto del metabolismo de las proteínas de los alimentos y de la descomposición bacterial de la materia orgánica (Sivira-Sánchez, 2008). Los niveles encontrados de amonio en el estanque de los reproductores al momento del desove fue menor a 0.01 mg L^{-1} y es menor a la concentración máxima permisible para peces en cultivo (0.0125 mg L^{-1}). El amonio (NH_3) es altamente tóxico para los peces, una concentración mayor a la óptima permisible puede desencadenar un crecimiento lento, a demás de provocar lesiones en el epitelio branquial ocasionando la reducción en la capacidad de captar oxígeno (García-Ulloa et al., 2005; Sivira-Sánchez, 2008).

Los nitritos son un producto intermedio durante la nitrificación del amonio, convirtiéndose posteriormente a nitrato por la acción de las bacterias que se encuentran en el fondo del estanque (Conijeski, 2008). La concentración de nitritos encontrados en el muestreo fue de 0.215 mg L^{-1} siendo el límite permisible de 1 mg L^{-1} ; en cuanto a los valores de nitrato se reportó una concentración de 28.77 mg L^{-1} , siendo el límite máximo permisible de 50 mg L^{-1} , una concentración por encima de este valor produciría una alta proliferación de algas perjudicando el crecimiento de los peces (Akifumi-Ono & Kubitza 2002).

La concentración de oxígeno disuelto encontrada en el estanque de reproductores fue de 6.44 mg L^{-1} siendo mayor a la mínima óptima ($>5 \text{ mg L}^{-1}$), este parámetro es el más importante dentro de un sistema de cultivo debido a que si no hay una buena concentración,

los peces son vulnerables a enfermedades, parásitos e incluso a morir por hipoxia (Sivira-Sánchez, 2008).

La concentración de sólidos sedimentables encontrados en el muestreo fue menor a 0.1 mg L^{-1} , siendo el máximo permisible 10 mg L^{-1} se ha reportado que niveles por arriba de esta concentración pueden causar estrés, obstrucción branquial (con posible infección bacteriana) y en dado caso que el material sea irritante puede desencadenar lesiones branquiales agudas (Sivira-Sánchez, 2008).

El pH reportado en nuestro muestreo fue de 7.7 y está dentro de lo estipulado para el cultivo de peces marinos (6.5-8), una disminución de pH (acidosis) provoca daños al tejido branquial pudiendo ocasionar la muerte si el daño es severo. Los valores estables de pH se logran cuando la dureza de carbonato se incrementan a más de 30 mg L^{-1} , el valor de la dureza en el estanque fue muy superior al valor mínimo sugiriendo que el pH en el mismo se comporta de manera estable (Akifuni-Ono & Kubitza 2002).

Por último pero no menos importante, el valor óptimo de la salinidad reportada para diferentes lútjanidos (Allen, 1985) oscila entre 33 y 37 ppm, el valor encontrado en el estanque fue de 37.4 ppm; el cual está un poco por encima del máximo permisible, sin embargo esto es provocado por las características inherentes a la calidad del agua de la bahía de la paz. En conclusión, la calidad del agua del estanque de los reproductores es buena, lo cual remarca que el porcentaje del recambio del agua (10%) es el acertado manteniendo la calidad del agua estable óptima para cultivo acuícola.

Ahora bien entrando en materia, el desarrollo larvario del huachinango es similar a lo descrito para las especies de lútjanidos (Williams et al., 2004; Lim et al., 1985; Doi et al., 1994). El porcentaje de eclosión más alto ocurrió en los huevos incubados a las temperaturas entre 20 y 32°C . Este rango de temperatura se encuentra incluido a lo reportado durante los meses de abril a junio ($24\text{-}28^{\circ}\text{C}$) en las costas del mar de cortés en B.C.S., México, donde la especie *Lutjanus peru* es localizada (Díaz-Urbe et al., 2004).

Estudios anteriores con otras especies de peces marinos demuestran que la temperatura tiene un efecto significativo en el porcentaje de eclosión (Walsh et al., 1991; Hart & Purser, 1995). Se encontró una relación directa de [porcentaje de eclosión – temperatura], demostrando una tendencia a disminuir en la tasa de eclosión a temperaturas por debajo y por encima de un óptimo fijado en 26°C.

La temperatura es uno de los factores ambientales más importantes que afectan directamente a los organismos marinos, debido a que intervienen en la función de las moléculas celulares, mortalidad, crecimiento, reproducción, distribución de las poblaciones así como la estructura de las comunidades y ecosistemas (Zavala, 2011). Watanabe et al., (1995) suponen que el factor temperatura podría influenciar a los huevos y larvas del mero *Nassau striatus*, con implicaciones ecológicas, así mismo proponen que la temperatura a la cual se exponen los huevos antes y durante el desove, pueden determinar la tolerancia a la temperatura de los huevos desovados y fecundados.

Debido a las diferencias encontradas entre las distintas temperaturas en cuanto a la supervivencia y tasa de eclosión en el presente estudio; se optó por separarlas en tres grupos según a lo reportado en Collazos-Lasso & Arias (2007):

- a) Letales: temperaturas a las cuales no hubo eclosión alguna (10°C y 38°C).
- b) Críticas: temperaturas a las cuales la tasa de eclosión fueron inferiores al 50% (13, 16, 35°C).
- c) De confort: temperaturas a las cuales la tasa de eclosión fueron superiores al 90% (20, 23, 26, 29, 32°C).

Williams et al., (2004) y Barajas-Vega (2006) reportan que el tiempo destinado para la eclosión está relacionado inversamente a la temperatura del agua para las especies de *Lutjanus campechanus* y *Lutjanus argentiventris* respectivamente. Las tasas de eclosión más bajas en nuestro estudio se determinaron en las temperaturas críticas y diferencias significativas ($P > 0.05$) fueron encontradas entre éstas y las temperaturas de confort. Así

mismo se encontraron diferencias significativas en cuanto al tiempo de eclosión en las temperaturas más bajas (13, 16, 20, 23°C); eclosionando seis horas después aproximadamente que las temperaturas restantes (26, 29, 32, 35°C), se han observado comportamientos similares en otros estudios de peces marinos (Gracia et al., 2004; Walsh et al., 1991; Watanabe et al., 1995).

Los mecanismos de absorción del vitelo fueron revisadas por Heming & Buddington (1988) donde señalan un periodo endotrófico; el cual es definido como el lapso específico de tiempo donde la larva obtiene su alimento del saco vitelino. El crecimiento durante la absorción del vitelo puede ser reducido por el costo de mantenimiento bajo condiciones sub o supra óptimas de temperatura, pH, salinidad, luz, bajas concentraciones de O₂ disuelto y concentraciones subletales de xenobióticos (Gracia et al., 2004).

El vitelo generalmente es absorbido rápidamente en temperaturas altas. La eficiencia con la cual el vitelo es transformado en tejido somático y el efecto de la temperatura en la utilización, son probablemente factores importantes en la supervivencia temprana (Falk-Petersen, 2001). Conociendo la influencia directa del crecimiento durante este periodo en la supervivencia, tamaño y condición de la larva, para la habilidad al inicio de la alimentación exógena, una relación inversa entre el consumo del volumen del saco vitelino y el incremento del tamaño de las larvas fueron observados.

Las altas temperaturas influenciaron el desarrollo del embrión causando primeramente una rápida eclosión comparado con las demás temperaturas y en segundo plano un acelerado consumo del saco vitelino y gota lipídica; mismo comportamiento reportado por Gracia et al., (2004), Barajas-Vega (2006), Brown et al., (2011) y Walsh et al., (1991). Los volúmenes mas altos de saco vitelino fueron encontrados en larvas mantenidas en temperaturas bajas 20-26°C, pero las larvas a 26°C crecieron más rápidamente junto con las larvas mantenidas a 29°C. Nuestros resultados coinciden con los reportados por Gracia et al., (2004), donde encontraron que la eficiencia en la conversión del vitelo se incrementa con el aumento de la temperatura, exceptuando la temperatura de 32°C, la cual tuvo la tasa

de crecimiento menor de los tratamientos debido al ser una temperatura a la cual la absorción del vitelo es acelerada provocando una disminución en la energía designada para el crecimiento del tejido (Heming, 1982).

Hansen & Falk-Petersen (2001) reportaron una mayor eficiencia en la conversión de saco vitelino en masa corporal en bajas temperaturas y un mayor volumen del saco vitelino al momento de la eclosión en altas temperaturas; sin embargo Blaxter (1969) sugirió que el efecto de la temperatura en la eficiencia en la conversión del saco vitelino sea variable y diferente entre especies. Las tasas de crecimiento más altas en nuestro experimento resultaron en dos de los tratamientos con las temperaturas más altas (26 y 29°C) y coincide a lo reportado con Akatsu et al (1983) donde encontró que las larvas de *Epinephelus tauvina* crecieron mejor en un lapso de 12 días en que la temperatura era más alta, así mismo no encontraron ningún efecto en la supervivencia. Johnson & Katavic (1986) reportaron que al cuarto día después de la eclosión, las larvas de *Dicentrarchus labrax* tuvieron un mejor crecimiento en temperaturas altas al igual que lo encontrado en nuestro estudio.

Las correlaciones encontradas entre el consumo del saco vitelino y el incremento de la longitud notocordal demuestran un patrón directo entre ambas variables. Brown (2011) reporta que la eficiencia del uso de las reservas energéticas perfecta no existe debido a la pérdida de energía por el metabolismo de mantenimiento. Aunado a la tasa de crecimiento, el tratamiento con el índice de correlación más alto fue el evaluado a la temperatura de 26°C, lo que demuestra una mayor eficiencia en el uso de las reservas energéticas para convertirlas en tejido somático (Brown, 2011).

La reducción en tamaño al término de la absorción del saco vitelino se debe a un proceso sintomático de absorción de tejido (Williams et al., 2004) y es considerado un proceso normal dentro del desarrollo larval de peces marinos (Jaworski & Kamler, 2002), por tal motivo mientras más temprano la larva pueda alimentarse una vez formada su boca y tracto digestivo, mayor será su posibilidad de completar su desarrollo y sobrevivir.

La formación de la boca y tracto digestivo para *Lutjanus peru* es similar a lo reportado para otras especies de lutjánidos (Micale et al., 2006; Ming-Yih et al., 2003; Williams et al., 2004; Sierra-De la Rosa, 2007; Susiki & Hioki, 1979); teniendo la boca formada y el tracto digestivo visible a las 48 horas después de la eclosión a una temperatura de cultivo de 26°C. A estas instancias en el desarrollo larval los órganos y tejidos digestivos se pueden dividir en cuatro segmentos: faringe, esófago, estómago en desarrollo e intestino (Micale et al., 2006); y en combinación con la pigmentación de los ojos; es cuando se proporciona generalmente la primera alimentación (Micale et al., 2006; Williams et al., 2004). Al igual que lo reportado para *Lutjanus campechanus* y *Lutjanus Kasmira* al momento que la larva está lista para su primera alimentación, un pequeño remanente de la gota lipídica es visible (Williams et al., 2004; Suzuki & Hioki, 1979); lo cual ayuda a solventar los gastos energéticos en la transición de la alimentación endógena a exógena (Zavala, 2011). En las temperaturas más altas (29 y 32°C) las reservas energéticas (saco vitelino y gota lipídica) fueron consumidas en su totalidad en un lapso de 24 h, mientras que el completo desarrollo digestivo y visual fue observado a las 36 h. Futuras investigaciones en el desarrollo larval temprano de la especie van a ser necesarios para entender la dinámica energética antes y después de la primera alimentación.

9. Conclusiones

- ✓ La temperatura tiene un efecto positivo en la velocidad de absorción del saco vitelino y gota lipídica.
- ✓ Es posible llevar a cabo el cultivo larvario temprano en el rango de 20-32°C, sin embargo las mejores temperaturas en términos de tasa de crecimiento son la de 26 y 29°C, lo cual refleja una mayor eficiencia en el uso de las reservas energéticas.
- ✓ La mejor temperatura en términos de absorción de las reservas energéticas es la de 26°C, debido a que se da a las 48 hrs y antes que se consuma por completo ya posee el tracto digestivo formado y los ojos pigmentados para poder buscar y digerir el alimento.
- ✓ El efecto de la temperatura es inversamente proporcional al tiempo de desarrollo del sistema digestivo y pigmentación de los ojos.
- ✓ Existe una correlación directa entre el consumo del saco vitelino y el incremento de la longitud notocordal.
- ✓ El porcentaje de eclosión no se vio afectado en el rango de 20-32°C, siendo mayor en todos los casos al 90%.
- ✓ La temperatura no tuvo un efecto significativo en la supervivencia al 4to día en el rango de 20-32°C.
- ✓ Los tratamientos de 23 y 26°C tuvieron la mayor supervivencia total con 168 y 120 hrs respectivamente.
- ✓ En vista a los resultados obtenidos se concluye que los mejores resultados en cuanto al porcentaje de eclosión, tasa de crecimiento y absorción de las reservas energéticas, ocurrió en el tratamiento evaluado a 26°C.

10. Recomendaciones

- ✓ Realizar un estudio comparativo de calidad de huevos y larvas obtenidas a partir de reproductores silvestres contra reproductores mantenidos en cautiverio.
- ✓ Realizar un estudio para describir el desarrollo larvario a partir de la alimentación exógena para las temperaturas de 26 y 29°C.
- ✓ Otorgar la primera alimentación a partir de las 50 hrs, con la finalidad de aclimatar a la larva a su presencia y sea más fácil para ella el poder cazarla una vez que la boca y sistema digestivo estén completamente formados.
- ✓ Se sugiere mantener el cultivo larval a una temperatura de 26 °C, con la finalidad de obtener los mejores resultados de eclosión y desarrollo larval temprano.

11. Referencias Bibliográficas

- Akatsu, S., Al-Abdul-Elah, K.M., Teng, S.K. 1983. Effects of salinity and water temperature on the survival and growth of brown spotted grouper larvae (*Epinephelus tauvina*, Serranidae). Journal of the world Mariculture Society, 14:624-635.
- Akifumi-Ono, E., Kubitza, F. 2002. Planificación, selección de sitio, fuentes de agua, demanda hídrica y propiedad de los suelos. Panorama de acuicultura, 2(12):1-16.
- Allen, G.R. 1985. FAO species catalogue. Snappers of the World. An annotated and illustrated catalogue of lutjanid species known to date. FAO Fish. Synop., 125 (6): 208 p.
- Álvarez-Lajonchère L. & Hernández-Molejón, O.G. 2001. Producción de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: Diseño, Operación y Tecnologías. The world Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, 224 pp.
- Amezcua-Linares, F. 1996. Peces demersales de la plataforma continental del Pacífico central de México. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. CONABIO. México. 184 pp.
- Avilés-Quevedo, A. 2005. Calidad de huevos y larvas según el manejo de los reproductores de la cabrilla arenera (*Palabrax maculatofasciatus*, Pisces: Serranidae). Tesis doctoral. Universidad de Barcelona, España 187 pp.
- Barajas-Vega, O.R. 2006. Desarrollo larvario del pargo amarillo *Lutjanus argentiventris* (Peters, 1869) con énfasis en la temperatura. Tesis de Licenciatura. Universidad de Guadalajara. Guadalajara Jalisco, México.
- Blaxter, J.H.S. 1969. Development of eggs and larvae, En: Fish Physiology. Ed. W. S. Hoar y D.J. Randall. 178-252. Vol. III, Academic Press, Ney York.
- Brown, A.C., Gothreaux, C.T., Green, C.C. 2011. Effects of temperature and salinity during incubation on hatching and yolk utilization of Gulf killfish *Fundulus grandis* embryos. Aquaculture, 315:335-339.

- Cerqueira, R. & Brugger, A.M. 2001. Effect of light intensity on initial survival of fat snook (*Centropomus parallelus*, pisces: Centropomidae) larvae. Braz. Arch. Biol. Technol., 44: 343-349.
- Chiappa-Carrara, X., A. I. Guijarro, M. A. López-Patiño, R. Martínez-Álvarez y M-Mascaró. 2004. Coexistencia de *Lutjanus peru* y *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en la costa de Guerrero, México: relación con la variación temporal en el reclutamiento. Rev. Biol. Trop., 52(1):177-185.
- Collazos, L. F., Arias, C.J.A. 2007. Influencia de la temperatura en la sobrevivencia de larvas de *Rhamdia sebae* (Siluiformes heptapteridae). Orinoquia. 1(11):56-62.
- Conijeski, D. 2008. Ingeniería de cultivos marinos y dulceacuícolas. Plan nacional de desarrollo de la acuicultura (PLANDAC). Canalones, Uruguay, 3-28 p.
- Cruz-Romero, M. Espino-Bar, J. Mimbela-López, A. García-Boa, L. Obregón-Alcaraz & E. Girón-Botello. 1991. Biología reproductiva de tres especies de Lutjánidos en Colima. Rep. Téc. C.R.I.P. Manzanillo.
- De La Cruz-Agüero, J., Arellano-Martínez, M., Cota-Gómez, V.M., y De la Cruz-Agüero, G. 1997. Catálogo de los peces marinos de Baja California Sur. IPN-CICIMAR. D.F. 341 pp.
- Díaz-Uribe, J. G. 1994. Análisis trofodinámico del huachinango *Lutjanus peru* en las bahías de la paz y ventana BCS., México. Tesis de maestría. Centro de Investigaciones Científicas y de Estudios Superiores de Ensenada. 57 p.
- Díaz-Uribe, J. G., Chávez, E.A., & Elorduy, J.F. 2004. Assessment of the Pacific red snapper (*Lutjanus peru*) fishery of the Southern Gulf of California. Cienc. Mar., 30(4): 561:574.
- Doi, M. Suwannachote, P. y Singhagrainwan, T. 1993. Effects of temperature on early development rate and larval survival of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. Thai. Mar. Fish. Res. Bull., 4: 59-66
- Dumas, S., M. O. Rosales-Velásquez, M. Contreras-Olguín, D. E. Hernández-Ceballos & N. Silverberg. 2004. Gonadal maturation in captivity and hormone-induced spawning of the Pacific red snapper *Lutjanus peru*. Aquaculture, 234: 614-623.

- Duncan, N., Z. Ibarra-Zatarain, I. Abdo-de la Parra, G. Velasco, A. García-Ortega, R. Peña, P. Pintos, H. Skyol, M. Rosales, D. Hernández, & S. Dumas. 2002. Larval culture of the Pacific red snapper (*Lutjanus peru*) a preliminary study. VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, Cancún, México.
- Falk-Petersen, B. 2001. Influence of egg-incubation temperature on yolk consumption, development, and survival of spotted wolfish embryos and larvae. Larvi'01-Fish & Shellfish Larviculture Symposium, special publication.
- Finn, R.N. 1994. Physiological energetic of developing fish embryos and larvae. Dr. Thesis. University Bergen. Bergen, Norway. 128 pp.
- Fukuhara, O. 1990. Effects of temperature on yolk utilization, initial growth, and behavior of unfed marine fish larvae. *Mar. Biol.*, 106:169-174.
- Fukuhara, O. & Takao, K. 1988. Growth and larval behaviour of *Engraulis japonica* in captivity. *J. Appl. Ichthyol.*, 4: 158-167.
- Garduño-Dionate, M., Unzueta-Bustamante, M.L., Hernández-Martínez, M., Lorán-Núñez, R.M., Martínez-Insunza, F.R. 2010. Crecimiento de huachinangos juveniles silvestres (*Lutjanus peru*) en un encierro de engorda en Puerto Vicente Guerrero, Guerrero, México. *Ciencia Pesquera*, 1(18):93-96.
- García-Ulloa, M., León, C., Hernández, F., Chávez, R. 2005. Evaluación de un sistema experimental de acuaponía. Universidad de Colima, México. *Avances en investigación agropecuaria*, 1(9):1-5.
- Gopalakrishnan, V. 1985. Taxonomy and Biology of Tropical Fin-Fish for coastal Aquaculture in the Indo-Pacific Region. En: Yañez-Arancibia. *Fish community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons. Toward and Ecosystem Integration*. Universidad Nacional Autónoma de México, 29: 615-628 pp.
- Gracia-López, V., Kiewek-Martínez, M., Maldonado-García, M. 2004. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. *Aquaculture*, 237:485-495.
- Gracia-López, V., M. Kiewek-Martínez, M. Maldonado-García, P. Monalvo-Spencer, G. Portillo-Clark, R. Civera-Cerecedo, M. Linares-Aranda, M. Robles-

- Mungaray & M. Mazón-Suástegui. 2005. Larvae and juvenile production of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea* (Streets, 1877). *Aquacult. Res.*, 36: 110-112.
- Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Metailler, R. 2004. Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. INRA. Ed. Mundi-Prensa, 475 pp.
 - Gutiérrez, M., Balza, M., Marín, B. 2002. Efecto de la temperatura en el desarrollo embrionario de la sardina, *sardinella aurita* (valenciennes, 1847) (Pisces:Clupeidae) en condiciones controladas de laboratorio. *Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela, Univ. Oriente*, 41: 67-72.
 - Hansen, T.K. & I.B. Falk-Petersen. 2001. The influence of rearing temperature on early development and growth of spotted wolfish *Anarhichas minor*. *Aquaculture Research*, 32: 369-378.
 - Hart, P.R. & Purser, G.J. 1995. Effects of salinity and temperature on eggs and yolk sac larvae of the green back flounder (*Rhombosolea tapirina*). *Aquaculture*, 136: 221-230.
 - Heming, T. A., & Buddington, R. K. 1988. Yolk absorption in embryonic and larval fishes. 407-446. En: Hoar, W. S & D. J. Randall. *Fish Physiology*, Academic press Inc., London (4).
 - Heming, T.A. 1982. Effects of temperature on utilization of yolk by Chinook salmon (*Onchorhynchus tshawytscha*) eggs and alevins. *Canada journal of fisheries and aquatic science*, 39: 184-190.
 - Hunter, J.R. 1981. Feeding, ecology and predation of marine fish larvae. En: Lasker, R. *Marine Fish Larvae: Morphology, Ecology and Relation to fisheries*. Seattle: Washington Sea Grant Program. Univ. of Washington Press.
 - Ikenue, H. & T. Kakufu. 1992. *Modern methods of aquaculture in Japan*. Elsevier, Amsterdam, 274 p.
 - Jaworki, A. & Kamler, E. 2002. Development of a bioenergetics model for fish embryos and larval during the yolk feeding period. *Journal of Fish Biology*, 60:785-809.

- Johnson, D. & Katavic, I. 1986. Survival and growth of sea bass (*Dicentrarchus labrax*), larvae as influenced by temperature, salinity and delayed initial feeding. *Aquaculture*, 52: 11-19.
- Kamler, E. 1976. Variability of respiration and body composition during early developmental stages of carp. *Pol. Arch. Hydrobiol.*, 23: 431-485.
- Kanazawa, A., S. Teshima., M. Sakamoto & A. Awal Mo. 1980. Requirement of *Tilapia zilli* for essential fatty acids. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish*, 46: 1353-1356.
- Lanza-Espino, G., Arredondo-Figueroa, J.L. 1990. La acuicultura en México: de los conceptos a la producción. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F. México.
- Laurel, B.J., Hurst, T.P., Copeman, L.A., Davis, M.W. 2008. The role of temperature on the growth and survival of early and late hatching Pacific cod larvae (*Gadus macrocephalus*). *Journal of Plankton Research*, 30(9): 1052-1060.
- Laurence, G. C. & C. A. Rogers. 1976. Effects of temperature and salinity on comparative embryo development and mortality of Atlantic cod (*Gadus morhua*) and haddock (*Melanogrammus aeglefinus*) *J. Cons. Int. Explor. Mer.*, 36: 220-228
- Lim, L.C. Cheong, L. Lee, H.B. y Heng, H.H. 1985. Induced breeding studies of the jhon's snapper, *Lutjanus jhoni* in Singapore. *Sing. J.Pri. Ind.*, 13: 70-83.
- Lucano-Ramírez, G., Villagrán-Santa Cruz, M., Ruiz-Ramírez, S., López-Murillo, T. 2001. Histología de los ovocitos de *Lutjanus peru* (Nichols & Morphy, 1922) (Pisces: Lutjanidae). *Ciencias Marinas*, 27(3): 335-349.
- Micale, V., Garaffo, M., Genovese, L., Spedicato, M.T., Muglia, U. 2006. The ontogeny of the alimentary tract during larval development in common Pandora *Pagellus erythrinus* L. *Aquaculture*, 251:354-365.
- Ming-Yih, L., I-Hui, C. Lee-Shing, F. 2003. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus Argentimaculatus*, larvae in captivity. *The Israeli Journal of Aquaculture*, 1(55):22-30.
- Morehead. D. T., P. Hart. 2003. Effect of temperature on hatching success and size of striped trumpeter (*Latris lineata*) larvae. *Aquaculture*, 220: 595-606.

- Munro, A.D. 1990. Reproductive seasonality in teleosts: Environmental influences. CRC Press. Boca Raton, Florida, 254 pp.
- Palumbi, R. S. 2004. Why mothers matter. *Nature*. (430): 621-622 pp.
- Pelcastre, V. 2006. Inducción a la ovulación y espermiogénesis en el huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* (Nichols & Morphy, 1922) y almacenamiento de su semen. Tesis de maestría. CICIMAR-IPN, México. 96 pp.
- Peña, R., S. Dumas, A. Trasviña, G. García & H. Pliego-Cortéz. 2005. The effects of rearing tank color and prey density on first feeding of spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* Steindachner larvae. *Aquacult. Res.*, 35: 345-349
- Pintos-Terán, P. A., Rosales, O.M., Dumas, S., Pliego-Cortés, H.P., Alcántar, J.P. 2004. Características reproductivas del Huachinango del Pacífico (*Lutjanus peru*) en cautiverio. II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura (CIVA 2003), 615-623 pp.
- Radonic, M., A. López., Oka, M. & Aristizábal, O. 2005. Effect of the incubation temperature on the embryonic development and hatching time of eggs of the red porgy *Pagrus pagrus* (Linne, 1758)(Pisces: Serranidae). *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.*, 40(2):91-99.
- Reyna-Trujillo, M.M. 1994. Desarrollo gonádico y época de desove del “huachinango” (*Lutjanus peru*) en la bahía de La Paz, B.C.S., México. Tesis de licenciatura, Universidad de Guadalajara, Guadalajara, Jalisco. 73 p.
- Santamaría-Miranda, A., J. F. Elorduy-Garay y A. Rojas-Herrera. 2003. Hábitos alimentarios de *Lutjanus peru* (Pisces: Lutjanidae) en las costas de Guerrero, México. *Rev. Biol. Trop.*, 51(2):503-518.
- Santamaría-Miranda, A., J. F. Elorduy-Garay., Villalejo-Fuerte, M., A. Rojas-Herrera. 2003. Desarrollo gonadal y ciclo reproductivo de *Lutjanus peru* (Pisces: Lutjanidae) en Guerrero, México. *Rev. Biol. Trop.*, 51(2):489-502.
- Sierra-De la Rosa, J.F. 2007. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico Colombiano. *Rev. Elec. De Ing. En Prod. Acui.*, (2): 47-60.

- Sivira-Sánchez, E. J. 2008. Evaluación de un sistema de recirculación con filtro biológico y aplicación de clarificante en cultivo de chachama blanca (*Piaractus brachypomun*). Universidad Centroccidental “Lisandro Alvarado”. Tesis de licenciatura. 23-26 p.
- Subagja, J., J. Slembrouck, L. T. Hung, & M. Legendre. 1999. Larval rearing of an Asian catfish, *Pangasius hypophthalmus* (Siluroidei, Pangasiidae): analysis of precocious mortality and proposition of appropriate treatments. *Aquat. Living Res.*, 12: 37-44.
- Sund, T., I.B. Falk-Petersen. 2005. Effects of incubation temperature on development and yolk sac conversation efficiencies of spotted wolffish (*Anarhichas minor*) embryos until hatch. *Aquacult. Res.*, 36: 1133-1143.
- Suzuki, K. & Hioki, S. 1979. Spawning behavior, eggs and larvae of the Lutjanid fish *Lutjanus kasmira* in an aquarium. *Japanese Journal of Ichtiology*, 2(26):161-166.
- Tucker, J. W. 1998. *Marine Fish Culture*. Kluwer Academic Publishers, Norwell Massachusetts, U.S.A. 750p.
- Vázquez-Hurtado, M., Maldonado-García, M., Lechuga-Devéze, C.H., Acosta-Salmón, H., Ortega-Rubio, A. 2010. La pesquería artesanal en la Bahía de La Paz y su área oceánica adyacente (Golfo de California, México). *Ciencias Marinas*, 36(4):433-444.
- Vetter, R.D., R.E. Hodson & C. Arnold. 1983. Energy metabolism in a rapidly developing marine fish egg, the red drum (*Sciaenops ocellata*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 40:627-634.
- Walsh, A. W., C. Swanson & C.S. Lee. 1991. Combined effects of temperature and salinity on embryonic development and hatching of striped mullet *Mugil cephalus*. *Aquaculture*, 97:281-289.
- Watanabe, T. 1995. Importance of docosahexanoic acid in marine fish larvae. *J. Aquacult. Soc.*, 24: 152-161.
- Watanabe, W.O., Ellis, E.P., Ellis, S.C., Chavez, J., Manfredi, C., Hagood, R.W., Sparsis, M., Arnerson, S. 1998. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus*

nalis, a new candidate marine fish species for aquaculture. J. World Aquac. Soc., 29:176-187.

- Williams, K. Papanikos, N. Phelps, R. Shardo, J.D. 2004. Development, growth and yolk utilization of hatchery-reared red snapper *Lutjanus campechanus* larvae. Marine Ecology Progress Series, 275: 231-239.
- Zavala, I. 2011. Caracterización bioquímica del consumo de reservas vitelinas en peces teleósteos de ontogenia indirecta. Rev. Electrón. Vet., 3(12):1-32.