



Universidad Autónoma de Baja California
Facultad de Ciencias Marinas
Instituto de Investigaciones Oceanológicas

ANÁLISIS DEL CONSUMO DE OXÍGENO DEL ABULÓN AZUL (*Haliotis fulgens guadalupensis* TALMADGE, 1964) DURANTE EL DESARROLLO ONTOGÉNICO BAJO DIFERENTES CONDICIONES TÉRMICAS

TESIS

PARA CUBRIR LOS REQUISITOS NECESARIOS PARA OBTENER EL
TÍTULO DE

LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA EN ACUACULTURA

PRESENTA

RAÚL RIVERA HERRERA

DICIEMBRE 2025



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
CAMPUS ENSENADA



“ANÁLISIS DEL CONSUMO DE OXÍGENO DEL ABULÓN AZUL (*Haliotis fulgens guadalupensis* TALMADGE, 1964) DURANTE EL DESARROLLO ONTOGÉNICO BAJO DIFERENTES CONDICIONES TÉRMICAS”

TESIS

PARA CUBRIR LOS REQUISITOS NECESARIOS PARA OBTENER EL TÍTULO DE
LICENCIADO EN BIOTECNOLOGÍA EN ACUACULTURA
PRESENTA:

**Raúl Rivera Herrera
365142**

A quien el Comité de Tesis autoriza el trabajo terminal, después de haber efectuado una revisión minuciosa del mismo y de acuerdo con el Art. 19 del R.G.E.P.E.P, las y los señores profesores emiten los siguientes votos aprobatorios mediante rubrica:

**Dra. Laura Liliana López Galindo
DIRECTOR**

**Dra. Hortencia Silva Jiménez
SINODAL**

**Dr. Ernesto Larios Soriano
SINODAL**

“Por la Realización Plena del Ser”

DEDICATORIA

A mi familia y a mi novia que siempre me apoyaron.

A mis amigos y compañeros que me impulsaron.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Baja California (UABC) por las oportunidades académicas, los recursos y la formación integral que me brindó durante mi trayectoria universitaria.

A mi directora de tesis, Dra. Laura Liliana López Galindo, por su guía, paciencia y apoyo constante.

A los miembros de mi comité por su tiempo, orientación y valiosas observaciones durante el desarrollo de este trabajo.

A mi profesor Enrique Valenzuela Wood, por darme la oportunidad de aprender.

A todos mis profesores, por su dedicación y por brindarme las bases académicas necesarias para llegar hasta este punto.

A mis padres por su apoyo y por brindarme las oportunidades que hicieron posible mi formación académica.

A mi novia, a mis amigos, a mi compañera de tesis y a mis compañeros de carrera, por su ayuda, palabras de ánimo y por compartir conmigo este camino.

A todos ustedes, gracias.

RESUMEN

El presente estudio evaluó el efecto de la temperatura sobre las tasas de respiración y la asignación energética durante el desarrollo larval del abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*), subespecie endémica de Isla Guadalupe. Se realizaron tres tratamientos térmicos (20 °C, 23 °C y 26 °C) utilizando sistemas independientes de recirculación de agua y cámaras respirométricas SDR (PreSens). Se determinaron las tasas de consumo de oxígeno (VO_2) en las etapas véliger temprana, véliger tardía y larva competente, y se analizó la redistribución energética entre las etapas de desarrollo. Los resultados mostraron una respuesta diferencial al incremento térmico: en etapas tempranas no se detectaron diferencias significativas, lo que sugiere mecanismos compensatorios frente al estrés moderado; sin embargo, en larvas competentes se observó un aumento significativo del VO_2 a 26 °C, indicando una mayor demanda metabólica y posible proximidad al límite térmico. La energía equivalente reveló una redistribución hacia etapas tardías conforme aumentaba la temperatura, lo que refleja un ajuste fisiológico para mantener la homeostasis bajo estrés térmico. En conjunto, los resultados indican que temperaturas cercanas a 20°C favorecen un metabolismo aeróbico eficiente, mientras que incrementos superiores podrían comprometer la viabilidad y el desarrollo larval. Estos hallazgos aportan información clave para optimizar las condiciones de cultivo y evaluar la tolerancia térmica de poblaciones oceánicas frente a escenarios de cambio climático.

Palabras clave: Abulón azul, consumo de oxígeno, estrés térmico, desarrollo larval y cambio climático.

ÍNDICE

DEDICATORIA	1
AGRADECIMIENTOS	1
RESUMEN	2
LISTA DE FIGURAS	4
LISTA DE TABLAS	5
1. INTRODUCCIÓN	6
2. ANTECEDENTES	8
2.1 Abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>).....	8
2.2 Cambio Climático	10
2.3 Consumo de oxígeno	11
2.4 Metabolismo energético	12
3. HIPÓTESIS	13
4. OBJETIVOS	14
4.1 General	14
4.2 Específicos.....	14
5. METODOLOGÍA	14
5.1 Tratamientos	14
5.2 Sistema de cultivo de larvas.....	14
5.3 Toma de muestra	15
5.4 Sistema de medición de consumo de oxígeno	16
5.5 Medición de consumo de oxígeno.....	16
5.6 Medición de consumo de oxígeno.....	18
6. RESULTADOS	19
6.1 Consumo de oxígeno	19
6.2 Etapa véliger temprana	19
6.3 Etapa véliger tardía	21
6.4 Etapa larva competente	22
6.5 Energía equivalente	23
7. DISCUSIÓN	24
8. CONCLUSIONES	27
9. PERSPECTIVAS A FUTURO	28
10. REFERENCIAS	29
11. ANEXOS	34

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Sistema de recirculación experimental.....	15
Figura 2. Sistema de respirometría utilizado para la medición del consumo de oxígeno del abulón azul (<i>H. fulgens guadalupensis</i>).....	17
Figura 3. Diagrama box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de véliger temprana de <i>H. fulgens guadalupensis</i> bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C).....	20
Figura 4. Diagrama Box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de véliger tardía de <i>H. fulgens guadalupensis</i> bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C).....	21
Figura 5. Diagrama Box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de larva competente de <i>H. fulgens guadalupensis</i> bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C).....	22
Figura 6. Distribución de energía respecto a la cantidad total de oxígeno consumido en distintas etapas larvales (Véliger temprana, Véliger tardía y Larva competente) de <i>H. fulgens guadalupensis</i> bajo las distintas temperaturas experimentales: 20 °C, 23 °C y 26 °C.	23

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Volumen de muestra requerido por etapa de desarrollo de acuerdo con la densidad larval necesaria para el muestreo.	16
Tabla 2. Tasas promedio de consumo de oxígeno (VO_2 , $\mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$) por etapa larval de <i>H. fulgens guadalupensis</i> bajo diferentes temperaturas experimentales.	19

1. INTRODUCCIÓN

La temperatura es uno de los principales factores ambientales que regulan la fisiología de los organismos marinos, ya que influye directamente en procesos esenciales como la respiración, el crecimiento, la reproducción y la supervivencia (Pörtner, 2010). En ectotermos, variaciones térmicas relativamente pequeñas pueden modificar significativamente las tasas metabólicas, incrementando la demanda de oxígeno y alterando el balance energético (Colt, 2012; Liévanos, 2015). En un escenario de cambio climático, el océano experimenta modificaciones sostenidas en parámetros fisicoquímicos como la temperatura, el pH y la concentración de oxígeno disuelto, lo que afecta la distribución, la abundancia y la resiliencia de múltiples especies marinas (IPCC, 2023; Turley et al., 2014). Entre estos cambios, el aumento de la temperatura superficial del mar (SST) destaca como uno de los estresores más relevantes, especialmente para organismos con capacidad de desplazamiento mínima, especies endémicas o aquellas que se encuentran restringidas a un espacio determinado como ocurre en la acuicultura, donde las condiciones ambientales ya resultan subóptimas (González-Peláez & Lluch-Cota, 2010).

El incremento térmico en ambientes marinos acelera el metabolismo y eleva el consumo de oxígeno, ya que la mayoría de las reacciones bioquímicas siguen la ecuación de Arrhenius, la cual establece que la velocidad de reacción aumenta exponencialmente con la temperatura al reducirse la energía de activación necesaria para procesos metabólicos esenciales (Schulte, 2015). En organismos ectotermos, como los moluscos, este principio explica el aumento inicial en la velocidad de las reacciones metabólicas conforme se incrementa la temperatura. Sin embargo, diversos estudios muestran que muchos invertebrados calcificados presentan una sensibilidad metabólica relativamente baja al calentamiento, lo que indica que su metabolismo no se incrementa tan abruptamente como lo predice la teoría general (Watson et al., 2013). Cuando la demanda energética excede la capacidad de transporte y del suministro de oxígeno, se reduce el alcance aeróbico y los organismos deben recurrir a vías anaeróbicas menos eficientes, lo que puede comprometer el crecimiento, la supervivencia y la resiliencia fisiológica (Tripp-Valdez et al., 2017; Samuel et al., 2019). En los moluscos marinos, las etapas tempranas

del desarrollo son particularmente sensibles a estas condiciones debido a su alta demanda metabólica y la limitada capacidad de compensación (Hahn, 2021).

El abulón azul (*Haliotis fulgens*, Philippi, 1845) es una especie de importancia ecológica y económica en México. Su pesquería, históricamente relevante en la península de Baja California, ha disminuido drásticamente en las últimas décadas, debido a la combinación de la sobreexplotación y la variabilidad ambiental (Vega, 2016). Dentro de esta especie, la subpoblación endémica de Isla Guadalupe (*H. fulgens guadalupensis*) habita aguas oceánicas frías y altamente oxigenadas con temperaturas promedio cercanas a 13 °C y una variación estacional moderada (Gutiérrez-González et al., 2007), en contraste con las poblaciones de las zonas costeras de Baja California, donde las temperaturas superficiales pueden superar los 22 °C durante el verano (Buongiorno-Nardelli et al., 2013). Estas diferencias ambientales sugieren la presencia de adaptaciones fisiológicas distintas que modulan la tolerancia térmica y la capacidad metabólica de cada población.

Durante el desarrollo ontogénico de los invertebrados marinos, la tasa de respiración varía en función del tamaño, la etapa de desarrollo y la temperatura ambiental (Moran & Manahan, 2003). En abulón, estos cambios reflejan ajustes fisiológicos asociados con la diferenciación y la metamorfosis, que determinan la eficiencia del uso energético durante la transición de larva planctónica a juvenil bentónico (Padilla-Gamiño et al., 2013). A medida que la temperatura aumenta, el metabolismo aeróbico se acelera hasta alcanzar un umbral crítico en el que la capacidad de transporte y la utilización de oxígeno se ve comprometida (Pörtner, 2010). Más allá de este punto, el alcance aeróbico disminuye y la energía disponible para procesos clave como la alimentación, el crecimiento o la respuesta inmunológica se reduce (Sokolova et al., 2012).

Aunque estudios previos han documentado que las larvas de *H. fulgens* incrementan su consumo de oxígeno conforme aumenta la temperatura hasta alcanzar un punto de inflexión metabólica (Moran & Manahan, 2003), no existen registros detallados sobre el desempeño fisiológico de *H. fulgens guadalupensis* a lo largo de su desarrollo ontogénico bajo diferentes regímenes térmicos. Generar esta información es esencial para definir los límites de tolerancia de la subespecie y evaluar su

potencial de cultivo en escenarios de cambio climático y de traslocación hacia zonas costeras con condiciones ambientales contrastantes.

Por lo tanto, analizar el consumo de oxígeno durante las distintas etapas larvales del abulón azul, bajo diferentes temperaturas, permitirá identificar las etapas de vida más sensibles al estrés térmico y establecer rangos óptimos para su cultivo. Así mismo, estos resultados aportarán evidencia sobre la plasticidad fisiológica de las poblaciones oceánicas frente a condiciones ambientales adversas, lo que contribuirá al diseño de estrategias de manejo, conservación y desarrollo biotecnológico aplicado a la acuicultura del abulón azul.

2. ANTECEDENTES

2.1 Abulón azul (*Haliotis fulgens*)

Los abulones, pertenecientes a la familia Haliotidae, son gasterópodos que habitan en zonas costeras rocosas, donde comúnmente se asocian con algas y pastos marinos (Carballo & Muciño-Díaz, 1996). A nivel mundial se han descrito alrededor de 56 especies de abulón, la mayoría distribuidas en regiones templadas y tropicales, generalmente en fondos someros de hasta 60 m de profundidad, aunque existen registros aislados a 100 m (Geiger & Owen, 2012; González-Aragón, 2017). Estos moluscos poseen una concha de forma auricular y ovalada, convexa dorsalmente y aplanada, con una hilera de poros respiratorios ubicados de forma anterolateral junto a la cavidad branquial. Su cuerpo es aplanado y la masa visceral se encuentra contenida en la última espiral de la concha (Carballo & Muciño-Díaz, 1996). Durante las etapas tempranas, como las postlarvas y juveniles, los abulones se alimentan de microflora bentónica, mientras que en su etapa adulta consumen principalmente macroalgas (González-Aragón, 2017).

De todas las especies conocidas, menos de 20 alcanzan tallas adecuadas para su explotación comercial y/o acuícola (Spencer, 2002). En el mercado internacional, los abulones se consideran productos de alto valor, con precios que pueden alcanzar los 30 USD/kg (Cook, 2014). En Baja California, la pesquería de abulón es de gran importancia económica y social debido a su valor comercial y capacidad de exportación (Carballo & Muciño-Díaz, 1996). El abulón azul (*Haliotis fulgens*; Philippi,

1814) y el abulón amarillo (*H. corrugata*; Wood, 1828), son las especies con mayor exportación, constituyendo el 78.4% y el 21.1% de la captura total, respectivamente; mientras que otras especies, como el abulón negro (*H. cracherodii*; Leach, 1814), el abulón chino (*H. sorenseni*; Bartsch, 1940) y el abulón rojo (*H. rufescens*; Swainson, 1822), tienen una participación menor (Vargas, 2023).

El abulón azul (*H. fulgens*) se distribuye desde Punta Concepción (California, Estados Unidos) hasta el sur de Isla Margarita (Baja California Sur, México), con las mayores concentraciones entre Isla de Cedros y Punta Abreojos (Carballo & Muciño-Díaz, 1996). En los últimos 40 años, los límites de distribución sur del *H. fulgens* no han cambiado; a pesar de esto se ha observado una disminución de las poblaciones de abulón de 1970 a 2010, la cual estuvo marcada por una reducción dramática en las capturas totales pasando de 3000 toneladas a solo 800 y una disminución en el número de áreas donde se encontró abulón, lo que refleja una grave preocupación ecológica (Vega-García, 2016). Sin embargo, la reducción en las capturas de abulón no afectó a todas las especies por igual, en 1970 el abulón amarillo predominaba, pero para 2011, el abulón azul se volvió más frecuente (Vega-García, 2016). Esto sugiere que las especies de abulón han respondido de manera distinta a la presión de captura y a los factores ambientales a lo largo del tiempo.

En Baja California existe una marcada variabilidad ambiental asociada a la disponibilidad de oxígeno, temperatura y alimento (Vega-García, 2016). En este contexto, destaca la subespecie *H. fulgens guadalupensis* (Talmadge, 1964), endémica de Isla Guadalupe, que alcanza hasta 143 mm de longitud y habita entre 20 y 30 metros de profundidad (Geiger & Owen, 2012). Su clasificación como subespecie se fundamenta en el aislamiento geográfico de la Isla, ubicada a 334 km de Isla de Cedros y en estudios genéticos que muestran la alta diversidad y conectividad, insuficientes para considerarla una especie distinta (Gutiérrez et al., 2007). Aunque ha sido caracterizada genéticamente, existe escasa información sobre su biología reproductiva y sus respuestas fisiológicas ante condiciones ambientales estresantes.

2.2 Cambio Climático

Desde principios del siglo XXI se ha avanzado en la comprensión del efecto de los gases de efecto invernadero sobre el océano. Se ha observado que el dióxido de carbono (CO₂) antropogénico está incrementando la temperatura oceánica a una mayor tasa en comparación con otras eras geológicas, además la escorrentía de nutrientes de la agricultura ha causado zonas sin oxígeno (Laffoley & Baxter, 2019). El Panel Intergubernamental de Cambio Climático (IPCC, 2023) reportó que este fenómeno ha resultado en un aumento de la temperatura global de la superficie oceánica de aproximadamente 0.8 °C a 1.3 °C entre 1850 -1900 y 2010 - 2019; para el periodo 2021-2100 indican que, bajo escenarios de bajas emisiones (SSP1-1.9), el incremento de la temperatura media global podría mantenerse cercano a 1.5 °C hacia mediados de siglo, aunque con probabilidad de superarlo; en contraste, bajo escenarios de altas emisiones (SSP5-8.5), el aumento proyectado podría oscilar entre 3.3 °C y 5.7 °C para finales de siglo.

El cambio climático ha generado modificaciones relevantes en los parámetros fisicoquímicos del océano, incluyendo el incremento de la temperatura, la desoxigenación y la acidificación, que han producido impactos a gran escala que afectan la estructura y funcionamiento de los ecosistemas marinos. Estos factores no actúan de manera aislada, sino que en el futuro podrían presentarse simultáneamente, como el calentamiento, la estratificación, la reducción del oxígeno y el aumento de la acidez, debido al incremento de CO₂ y otros gases de efecto invernadero, lo que impondrá una presión significativa sobre la vida marina (Turley et al., 2014; Samuel et al., 2019).

El calentamiento del océano ha provocado desplazamientos significativos en la distribución de peces e invertebrados; mientras que la desoxigenación limita el crecimiento de las poblaciones al reducir el oxígeno disponible para los procesos metabólicos fundamentales; la acidificación, causada por la absorción del dióxido de carbono al agua, afecta primordialmente a los organismos que construyen esqueletos o conchas de carbonato de calcio, como corales, moluscos y crustáceos (Samuel et al., 2019). En los moluscos bivalvos, la exposición a temperaturas superiores a las de su hábitat, junto con la disminución en la solubilidad del oxígeno,

puede desencadenar el fenómeno conocido como "blow-up"; este ocurre cuando se forman burbujas en los tejidos del sistema circulatorio, provocando anoxia y fallos circulatorios que resultan en la muerte, pero en exposiciones menos severas, este fenómeno puede dificultar el crecimiento y la reproducción (Pereira, 1993). Por otro lado, en los gasterópodos, como *Chorus giganteus*, tanto la concentración de oxígeno disuelto como la temperatura del agua son factores críticos para el desarrollo embrionario y la secreción de la concha, siendo la hipoxia especialmente perjudicial (Cancino et al., 2003).

La subpoblación de *H. fulgens guadalupensis* en Isla Guadalupe se caracteriza por habitar en un ambiente oceánico más frío que en otras zonas del Pacífico mexicano. A profundidades cercanas a los 20–30 m alrededor de la Isla Guadalupe, se registran temperaturas que oscilan aproximadamente entre 10 °C y 18 °C, con valores más fríos durante los periodos de surgencia (primavera) y más cálidos en verano y otoño (Durazo, 2010; Durazo & Baumgartner, 2002). Estas condiciones reflejan un ambiente oceánico particular, donde el aislamiento geográfico y las temperaturas más bajas podrían influir en la fisiología y el metabolismo de esta subespecie endémica, haciéndola especialmente relevante para estudios relacionados con el cambio climático y la tolerancia térmica (Gutiérrez-González et al., 2007; Geiger & Owen, 2012).

2.3 Consumo de oxígeno

En la producción acuícola, comprender la relación entre la temperatura del agua y la disponibilidad de oxígeno disuelto es fundamental para optimizar las condiciones de cultivo, dado que ambos factores regulan directamente el metabolismo y la supervivencia de los organismos (Morash & Alter, 2015). El incremento de la temperatura en los sistemas acuáticos provoca una disminución de la concentración de oxígeno disuelto, un proceso bien documentado en la química acuática y que responde a la reducción en la solubilidad de los gases a medida que aumenta la temperatura (Colt, 2012; IPCC, 2023). En consecuencia, el agua más cálida retiene menos oxígeno, lo que puede requerir medidas de manejo, como la aireación o la inyección de oxígeno, para mantener ambientes adecuados en sistemas de cultivo (Samuel et al., 2019). Durante el desarrollo larval, la transición de trocófora a véliger

está asociada a un incremento de la demanda metabólica de oxígeno, debido a la formación de la concha y al aumento en la complejidad corporal, lo que hace a los organismos más sensibles a variaciones ambientales (Moran & Manahan, 2003; Hahn, 2021). Factores como la temperatura y la disponibilidad de alimento modulan estas tasas respiratorias, de manera que, bajo condiciones óptimas, las larvas logran una mayor eficiencia en la absorción y el uso del oxígeno (Liévanos, 2015).

Moran & Manahan (2003) estudiaron la tasa de respiración de larvas de *H. fulgens* y *H. sorenseni* en distintas fases de desarrollo. Para *H. fulgens*, evaluaron desde las fases embrionarias hasta los 9 días de crecimiento, manteniéndolas en cultivos a una temperatura controlada de 15 ± 2 °C. En el caso de *H. sorenseni*, solo lograron medir en larvas de 7 a 10 días de desarrollo, con cultivos a 13 °C, utilizando agua de mar filtrada y tratada con luz UV para garantizar condiciones óptimas durante el estudio. Para determinar la cantidad de oxígeno consumido, se utilizó el método de “determinación de punto final”, en el que se emplearon cámaras de respiración y sensores polarográficos para realizar las mediciones en intervalos de 2 a 4 horas. Los resultados mostraron tasas de respiración consistentes entre dos cultivos, con promedios de 83.4 ± 2.6 pmol O₂ larva⁻¹ h⁻¹ en el Cultivo 1 y 80.0 ± 5.3 pmol O₂ larva⁻¹ h⁻¹ en el Cultivo 2. En contraste, las larvas de *H. sorenseni* exhibieron una tasa respiratoria media más baja de 58.9 ± 4.7 pmol O₂ larva⁻¹ h⁻¹. Por otro lado, Gómez-Reyes (2024) llevó a cabo un estudio con abulón rojo (*Haliotis rufescens*), evaluando las tasas de respiración en cuatro etapas del desarrollo velígero (24, 48, 60 y 110 horas post-fertilización, hpf) bajo diferentes condiciones de pH y a una temperatura de 16 ± 0.6 °C. Las tasas promedio de respiración (pmol O₂ larva⁻¹ h⁻¹ Ind⁻¹) en condiciones normales de pH 8.0 fueron de 51.19 ± 10.21 a las 24 hpf, 21.19 ± 13.27 a las 48 hpf, 2.84 ± 7.25 a las 60 hpf, y 19.27 ± 2.38 a las 110 hpf; concluyendo que las tasas de respiración se vieron aumentadas por el efecto de la acidificación; además, las tasas de respiración de larvas de 24 hpf y de 110 hpf contribuyeron al aumento en el metabolismo aerobio.

2.4 Metabolismo energético

Las larvas de abulón son altamente sensibles a factores ambientales como el estrés térmico y la hipoxia, los cuales afectan de forma directa su metabolismo y el consumo

de oxígeno (Tripp-Valdez et al., 2017). En condiciones de hipoxia, *Haliotis fulgens* puede recurrir a vías anaeróbicas como la glucólisis y la producción de lactato, mecanismos que, aunque permiten la supervivencia, resultan menos eficientes energéticamente y limitan el crecimiento (Liévanos, 2015; Hochachka & Somero, 2002).

El estrés térmico incrementa la demanda metabólica y puede inducir un colapso del alcance aeróbico, forzando la activación de estas rutas menos eficientes, lo que compromete el desarrollo larval (Morash & Alter, 2015). Samuel et al. (2019) demostraron que exposiciones cortas a temperaturas extremas reducen la supervivencia de *H. fulgens*, reflejando la vulnerabilidad de las etapas tempranas.

En juveniles, la combinación de temperatura elevada, hipoxia e hipercapnia acelera la transición hacia el metabolismo anaeróbico, evidenciada por la acumulación de metabolitos como lactato y succinato (Tripp-Valdez et al., 2017). Un patrón similar se ha descrito en otros gasterópodos, como *Chorus giganteus*, donde altas temperaturas y un bajo nivel de oxígeno alteraron el desarrollo embrionario y la formación de la concha (Cancino et al., 2003).

3. HIPÓTESIS

De acuerdo con el efecto proporcional en el aumento de la temperatura y el aumento de la demanda energética de los sistemas biológicos (ecuación de Arrhenius aplicada a sistemas biológicos), las larvas de abulón azul (*H. fulgens guadalupensis*) presentarán una mayor tasa de consumo de oxígeno a 26 °C que a 20 °C. Asimismo, se espera que el incremento térmico modifique la asignación energética entre los distintos estadios larvales, manifestándose en cambios dependientes de la temperatura, en la intensidad respiratoria y la duración de cada fase del desarrollo.

4. OBJETIVOS

4.1 General

- Evaluar las tasas de respiración del abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*) a lo largo de su desarrollo ontogénico bajo diferentes regímenes térmicos, con el fin de identificar las temperaturas que optimizan el desempeño respiratorio y establecer rangos térmicos adecuados para su manejo y cultivo.

4.2 Específicos

- Medir las tasas de consumo de oxígeno en los estadios de véliger temprano, véliger tardío y véliger competente de abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*) bajo diferentes tratamientos térmicos.
- Determinar la asignación energética relativa durante los estadios larvales del abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*), a partir de las variaciones en la tasa de consumo de oxígeno bajo diferentes condiciones térmicas.
- Comparar la respuesta metabólica entre los estadios larvales del abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*) para identificar los estadios más sensibles al estrés térmico y los puntos críticos de cambio en la asignación energética.

5. METODOLOGÍA

5.1 Tratamientos

Para determinar el impacto de distintas temperaturas en el consumo de oxígeno de las larvas de *H. fulgens guadalupensis*, se establecieron tres tratamientos con su control térmico continuo. Cada tratamiento contó con un sistema de recirculación independiente: un control a 20 °C, que representa las condiciones óptimas para el desarrollo larval, y dos tratamientos experimentales a 23 °C y 26 °C, que reproducen situaciones de estrés térmico moderado y alto, respectivamente.

5.2 Sistema de cultivo de larvas

El sistema de recirculación (Fig. 1) utilizado para los distintos tratamientos a 20 °C, 23 °C y 26 °C estuvo conformado por seis peceras de acrílico de 2.8 L, donde las larvas se mantuvieron con un flujo continuo por goteo (24 mL/min). Se utilizaron dos tanques, uno de mezcla y otro de compensación, de aproximadamente 80 L cada

uno. En el tanque de compensación inferior se instaló una bomba sumergible Baby 30 para mantener el flujo de agua en recirculación hacia un manifold, desde el cual se distribuye a cada una de las peceras. El retorno del agua desde las peceras a los tanques de compensación se realizó mediante una canaleta, asegurando un flujo constante y eficiente. El sistema contó adicionalmente con un filtro biológico artesanal con 0.08 m² de biomedio de polietileno de alta densidad con diámetro de 7/16" (SweetWater® SWX Bio-Media, Pentair) para mantener la calidad del agua. En el caso de los tratamientos de 23 °C y 26 °C, la temperatura se reguló mediante un controlador Finnex con sensor y controlador térmico, así como una resistencia con un rango de ± 1 °C. Para el tratamiento de 20 °C se usó un enfriador de agua con controlador de temperatura con un rango de ± 1 °C (Cyclone, Aqua Logic, inc.).

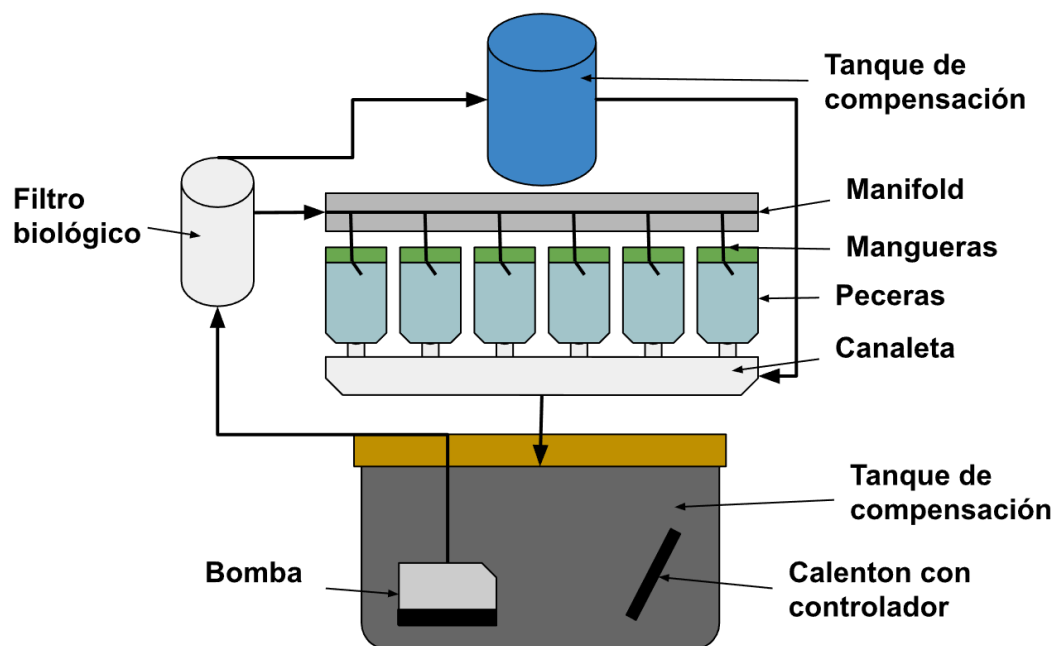


Figura 1. Sistema de recirculación experimental. Esquema con flechas señalando las partes del sistema de recirculación de agua marina utilizado para medir el efecto de los distintos tratamientos de temperatura (20 °C, 23 °C y 26 °C) en la tasa de consumo de oxígeno del abulón azul (*H. fulgens guadalupensis*).

5.3 Toma de muestra

Para la recolección de muestras, inicialmente se realizó un conteo de larvas por pecera para estimar la densidad total inicial por pecera. Posteriormente, las larvas se recolectaron mediante sifón, tomando el volumen necesario según lo indicado en

la Tabla 1. Las larvas se mantuvieron en agua a la temperatura del tratamiento correspondiente. Las muestras se filtraron cuidadosamente, con tamices de 55 μm para separar las larvas, las cuales se enjuagaron delicadamente con agua de mar filtrada y tratada con luz UV a la temperatura experimental correspondiente. En cada paso los tamices se mantuvieron dentro del agua de mar a temperatura experimental con el fin de reducir el estrés por manipulación. Finalmente, las larvas se transfirieron a un volumen conocido de agua para su distribución en la cámara respirométrica y la evaluación del consumo de oxígeno.

Tabla 1. Volumen de muestra requerido por etapa de desarrollo de acuerdo con la densidad larval necesaria para el muestreo.

Etapas	Tiempo (hpf*)	Densidad (L ml^{-1})	Volumen (ml)
Véliger Temprana	28	11	91
Véliger Tardía	42	9	112
Larva competente	120	7	143

hpf: horas post-fecundación.

5.4 Sistema de medición de consumo de oxígeno

El consumo de oxígeno (VO_2) se midió siguiendo el protocolo de Gómez-Reyes (2024), utilizando un Sensor Dish Reader (SDR, PreSens) con una microplaca de 24 pozos distribuidas en 6 columnas (1-6) y 4 filas (A-D), cada uno con capacidad de 1700 μl . La microplaca se selló con un film de silicón y un bloque de peso para asegurar el cierre hermético. Cada microplaca fue introducida en una cámara de acrílico sellada con recirculación de agua de mar a la temperatura experimental correspondiente (Fig. 2). Se realizaron mediciones para tres tratamientos térmicos (20 °C, 23 °C y 26 °C) en cada etapa de desarrollo (Tabla 1).

5.5 Medición de consumo de oxígeno

La medición del consumo de oxígeno se utilizó para evaluar el metabolismo respiratorio del abulón azul durante las etapas véliger temprana, tardía y larva competente bajo diversas condiciones térmicas. Para ello, se realizaron seis réplicas

por tratamiento utilizando aproximadamente entre 500-1000 larvas por cámara para medir el consumo de oxígeno.

En la microplaca respirométrica se colocaron seis controles (1,700 μl de agua de mar del sistema experimental correspondiente) con el fin de estimar el consumo de oxígeno atribuible a microorganismos presentes en el sistema experimental (Gómez-Reyes, 2024). Con la ayuda del programa SDR_v4.0.0 se sincronizaron los SDR's para la medición de la concentración de oxígeno ($\mu\text{mol/L}$). Se permitió un periodo de estabilización de 5 a 10 minutos y posteriormente se inició la medición hasta alcanzar una reducción del 20% respecto a la concentración inicial de O_2 . Una vez finalizada la medición, las larvas se recuperaron en tubos Eppendorf de 1.7 ml y se fijaron en formol al 4% para su conteo posterior.



Figura 2. Sistema de respirometría utilizado para la medición del consumo de oxígeno del abulón azul (*H. fulgens guadalupensis*). Cada cámara respirométrica corresponde a una temperatura experimental (20 °C, 23 °C y 26 °C).

A partir de los datos obtenidos, se calculó la tasa de respiración, utilizando la siguiente fórmula:

$$VO_2 = \frac{A_{O_2} - B_{O_2}}{(h_i - h_f) / ind};$$

Donde A_{O_2} representa el valor máximo de oxígeno ($\mu\text{mol/L}$), B_{O_2} es el valor mínimo de oxígeno ($\mu\text{mol/L}$), $(h_i - h_f)$ es el tiempo transcurrido en horas, e "ind" corresponde al número total de larvas.

Para evaluar la asignación energética en cada fase del desarrollo larval, se calculó el oxígeno total consumido mediante la fórmula:

$$\text{Energía equivalente (\%)} = \frac{VO_{2i}}{\sum VO_{2i}};$$

Donde VO_{2i} representa la tasa de respiración específica de cada etapa y $\sum VO_{2i}$ corresponde al consumo total de oxígeno.

5.6 Medición de consumo de oxígeno

El análisis estadístico de los datos se realizó con el software RStudio versión 4.3.2 (Anexo 1; R Core Team, 2023). Para el procesamiento, visualización y análisis de los datos se emplearon los paquetes tidyverse (Wickham et al., 2019), ggplot2 (Wickham, 2016), dplyr (Wickham et al., 2023), nortest (Gross & Ligges, 2015) y FSA (Ogle et al., 2024). En primer lugar, se verificó el cumplimiento de los supuestos de normalidad y de homocedasticidad. La normalidad de los datos se evaluó mediante la prueba de Shapiro-Wilk y la homogeneidad de las varianzas mediante la prueba de Bartlett. Los conjuntos de datos que cumplieron con ambos supuestos fueron analizados mediante un análisis de varianza de una vía (ANOVA), considerando la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) como variable independiente y el consumo de VO_2 como variable dependiente.

En los casos en que los datos no cumplieron con los supuestos de normalidad u homocedasticidad, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, seguida de la prueba de Wilcoxon para determinar diferencias significativas entre tratamientos. Finalmente, los resultados se representaron mediante diagramas de caja y bigotes (boxplots) para visualizar tendencias y la distribución de los datos.

6. RESULTADOS

6.1 Consumo de oxígeno

A 20 °C, la etapa véliger temprana presentó la mayor tasa de respiración (VO_2), con un promedio de $310.87 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ (Tabla 2), frente a la véliger tardía ($125.20 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$) y la larva competente ($87.90 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$). A 23 °C, se observó una disminución del VO_2 en la etapa véliger temprana ($206.43 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$) y un incremento tanto en la véliger tardía ($141.02 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$) como en la larva competente ($158.05 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$). Finalmente, a 26 °C, el estadio de larva competente mostró el mayor VO_2 registrado ($396.10 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$), seguido por la véliger temprana ($251.59 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$).

Tabla 2. Tasas promedio de consumo de oxígeno (VO_2 , $\mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$) por etapa larval de *H. fulgens guadalupensis* bajo diferentes temperaturas experimentales.

Etapa	20 °C	23 °C	26 °C
Véliger temprana	310.87	206.43	251.59
Véliger tardía	125.20	141.02	—
Larva competente	87.90	158.05	396.10

Nota: (—) indica que no se obtuvo medición para esa combinación de etapa y temperatura.

6.2 Etapa véliger temprana

En la etapa véliger temprana, los datos obtenidos fueron analizados estadísticamente para evaluar diferencias en el consumo de oxígeno entre los tratamientos térmicos. La prueba de Shapiro-Wilk indicó que los datos no siguen una

distribución normal ($p < 0.001$). No obstante, la prueba de Bartlett resultó no significativa ($p > 0.05$), lo que sugiere homogeneidad de varianzas entre los grupos. Dado el incumplimiento del supuesto de normalidad, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis cuyos resultados mostraron que no hubo diferencias estadísticamente significativas en el consumo de oxígeno entre los distintos tratamientos térmicos ($p > 0.05$).

La representación gráfica de los resultados (Fig. 3) mostró que, a 20 °C, los datos presentaron una alta dispersión con un valor atípico superior a 600 $\mu\text{mol/L}^{-1}$, lo que sugiere una mayor variabilidad individual. A 23 °C, se registraron la menor mediana y la variabilidad. En contraste, a 26 °C se observó la mediana más alta, asociada con un aumento moderado en la dispersión.

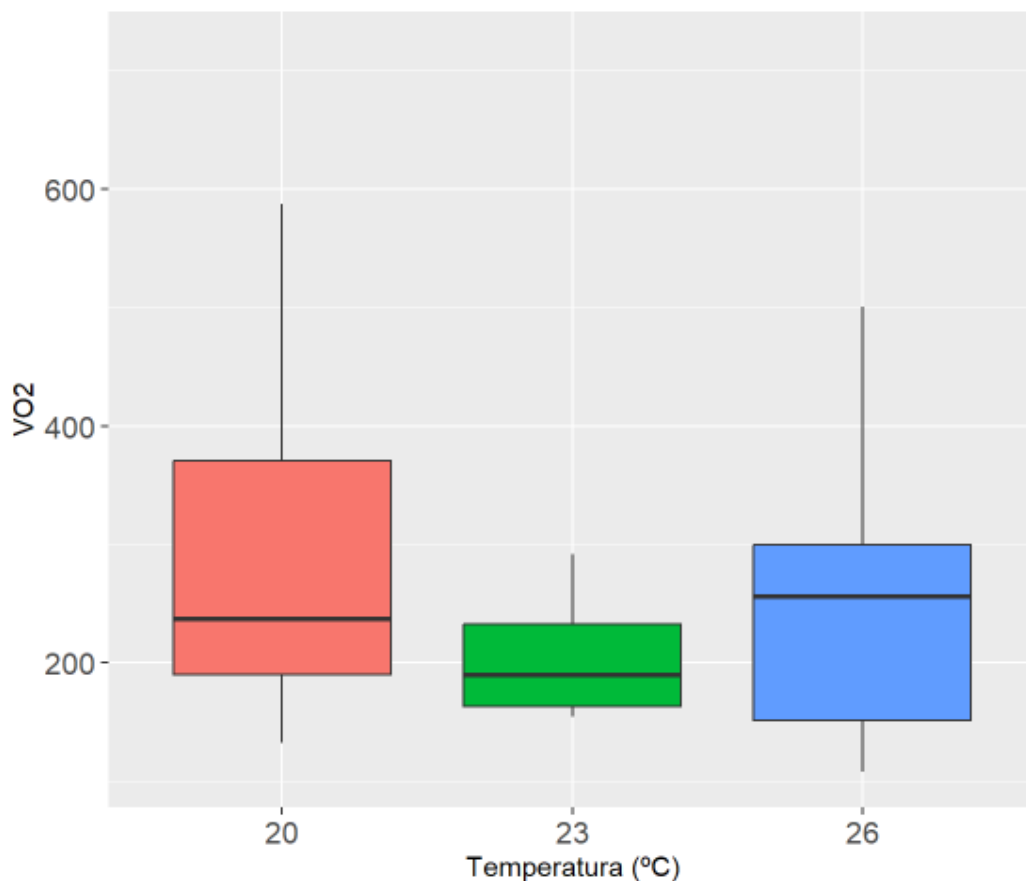


Figura 3. Diagrama box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de véliger temprana de *H. fulgens guadalupensis* bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C).

6.3 Etapa véliger tardía

En la etapa véliger tardía, únicamente se obtuvieron mediciones de consumo de oxígeno para los tratamientos de 20 °C y 23 °C, ya que la mortalidad disminuyó en el tratamiento de 26 °C disminuyó la cantidad de larvas presentes y no permitió evaluar la tasa de consumo en esta etapa. Los análisis estadísticos indicaron que los datos presentaban una distribución normal según la prueba de Shapiro-Wilk ($p > 0.05$), y cumplieron con el supuesto de homogeneidad de varianzas de acuerdo con la prueba de Bartlett ($p > 0.05$). Se realizó un análisis de varianza (ANOVA), que no mostró diferencias estadísticamente significativas en el consumo de oxígeno entre los tratamientos térmicos evaluados ($p > 0.05$).

En la Figura 4 se observa que no existen diferencias marcadas entre los tratamientos térmicos de 20 °C y 23 °C. Las medianas de consumo de oxígeno fueron similares en ambos casos, aunque a 23 °C se presentó una mayor variabilidad, evidenciada por la extensión de los bigotes en el gráfico. No se detectaron valores atípicos.

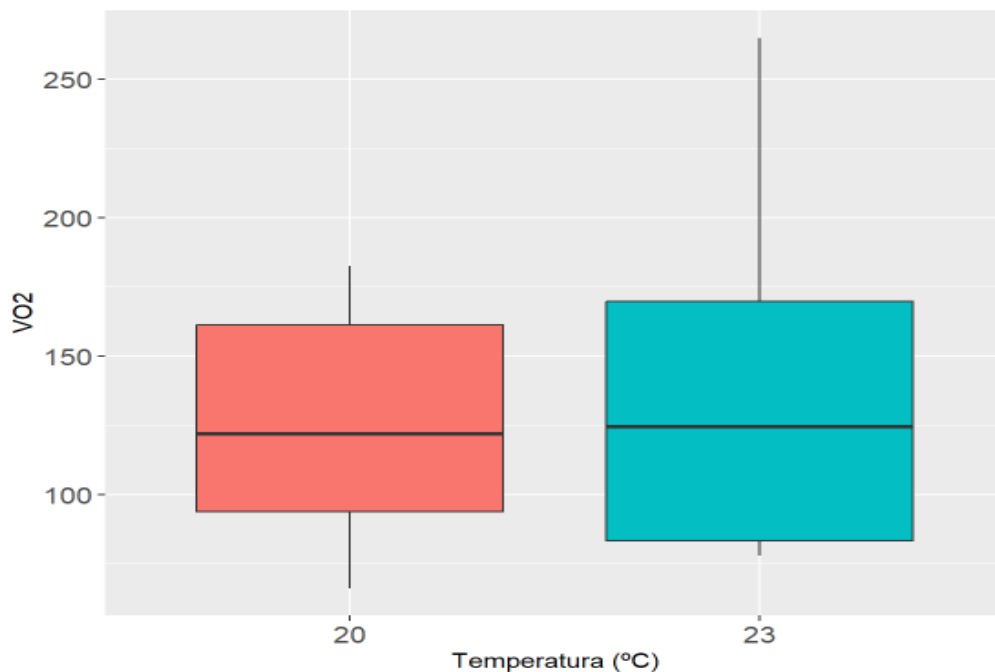


Figura 4. Diagrama Box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de véliger tardía de *H. fulgens guadalupensis* bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C).

6.4 Etapa larva competente

En la etapa de larva competente, los análisis estadísticos revelaron que los datos no presentaban una distribución normal, según la prueba de Shapiro-Wilk ($p < 0.001$), y tampoco se cumplió el supuesto de homogeneidad de varianzas, según la prueba de Bartlett ($p < 0.0005$). Por ello, se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, que mostró diferencias estadísticamente significativas en el consumo de oxígeno entre los tratamientos térmicos ($p < 0.005$). Para identificar entre qué tratamientos se observaron estas diferencias, se utilizó la prueba de Wilcoxon, que evidenció diferencias significativas entre los tratamientos. ($p < 0.05$).

En Figura 5 se observa un patrón claro de incremento progresivo en el consumo de oxígeno directamente proporcional con el aumento de la temperatura. A 20 °C, el valor de VO_2 fue bajo y con escasa variabilidad. A 23 °C, se observó un incremento notable en el consumo, con mayor dispersión y presencia de un valor atípico. A 26 °C, se registró el consumo más alto.

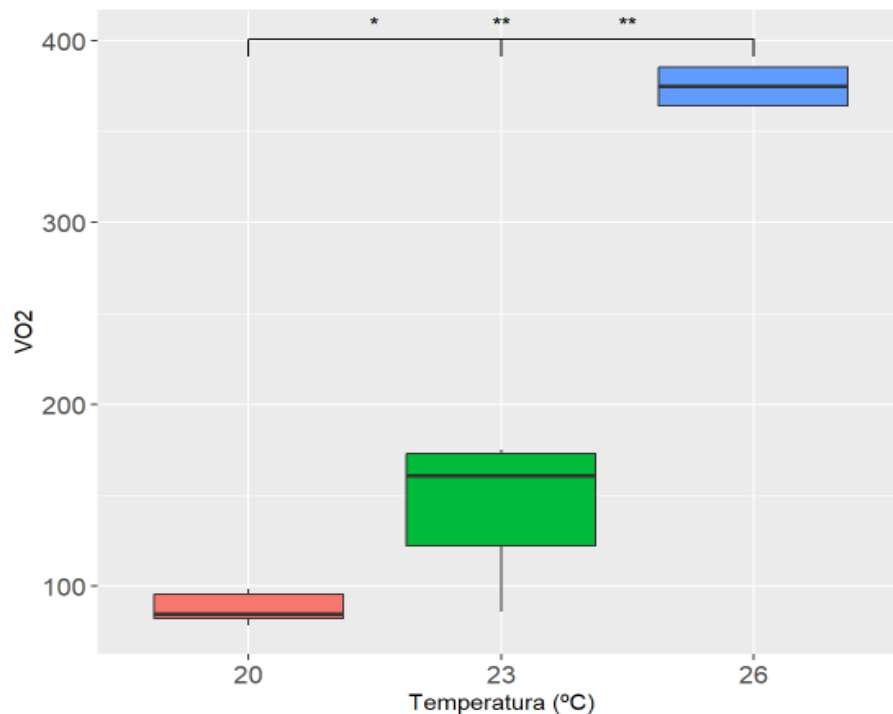


Figura 5. Diagrama Box-plot de la tasa de respiración (VO_2) de las larvas en etapa de larva competente de *H. fulgens guadalupensis* bajo las distintas temperaturas experimentales (20 °C, 23 °C y 26 °C). Los asteriscos indican diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos: * ($p < 0.05$) y ** ($p < 0.01$).

6.5 Energía equivalente

Bajo el tratamiento experimental de 20 °C (Figura 6), la etapa véliger temprana representó la mayor proporción del consumo total de oxígeno (59.3%). La etapa véliger tardía contribuyó con un 23.9%, mientras que la larva competente presentó el menor uso energético (16.8%).

En 23 °C (Figura 6) se observó una redistribución del uso energético entre etapas. La véliger temprana mantuvo la mayor proporción (40.8%), aunque se redujo notablemente respecto a 20 °C. Las etapas véliger tardía (27.9%) y larva competente (31.3%) mostraron un incremento proporcional.

En 26 °C (Figura 6) la larva competente pasó a ser la etapa con mayor demanda energética, con un 61.2% del consumo total de oxígeno, mientras que la véliger temprana descendió a un 38.8%.

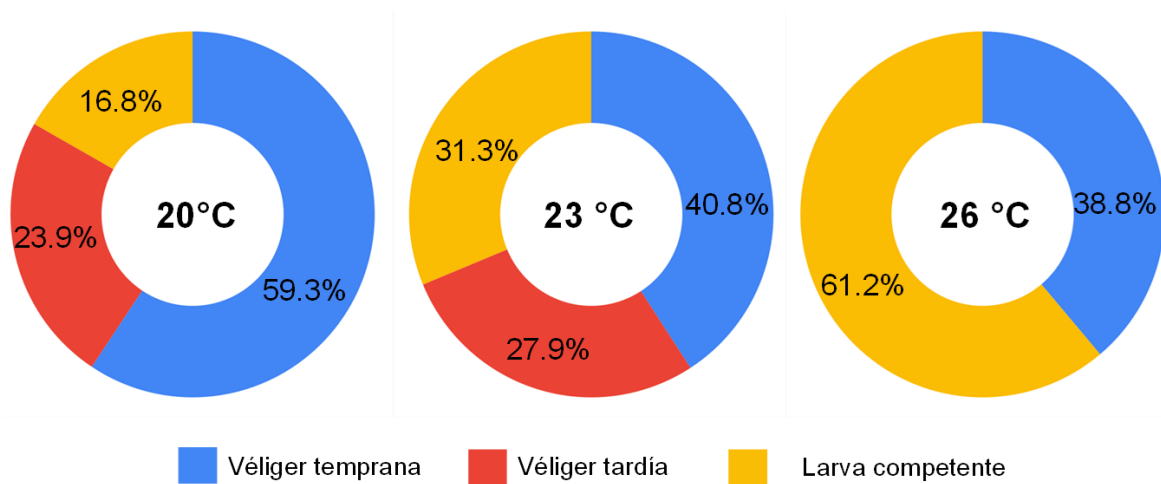


Figura 6. Distribución de energía respecto a la cantidad total de oxígeno consumido en distintas etapas larvales (Véliger temprana, Véliger tardía y Larva competente) de *H. fulgens guadalupensis* bajo las distintas temperaturas experimentales: 20 °C, 23 °C y 26 °C.

7. DISCUSIÓN

El presente estudio analizó las tasas de consumo de oxígeno de larvas de *Haliotis fulgens guadalupensis* expuestas a diferentes tratamientos térmicos a lo largo de tres etapas larvales, con el objetivo de evaluar la respuesta metabólica de cada estadio ante condiciones de aumento térmico. De esta manera, se determinó que la demanda energética y la sensibilidad térmica varían entre etapas, siendo la larva competente la más susceptible al incremento de temperatura, mientras que las fases véliger mostraron mayor estabilidad dentro del rango evaluado.

El análisis del consumo de oxígeno en larvas de *H. fulgens guadalupensis* bajo distintos tratamientos térmicos revela una dinámica variable a lo largo del desarrollo ontogénico. En la etapa véliger temprana, aunque se observó un aumento en el VO_2 de $206.43 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ a $251.59 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ al pasar de 23°C a 26°C , no se registraron diferencias estadísticamente significativas. Sin embargo, se observó que a 20°C se registró la mayor tasa de consumo de oxígeno en comparación con 23°C y 26°C . Es importante considerar que las primeras 24–48 horas post-fertilización representan la fase de mayor demanda energética por unidad de masa, debido a la organogénesis inicial y la formación de la concha primaria. En esta etapa, las larvas dependen exclusivamente de reservas endógenas, lo que incrementa la intensidad del metabolismo aeróbico (Moran & Manahan, 2003). Este fenómeno explica por qué las tasas metabólicas específicas suelen ser más elevadas en la fase véliger temprana, particularmente a $20\text{--}23^\circ\text{C}$, un rango cercano al óptimo térmico para el desarrollo larval de *Haliotis* (Kavousi et al., 2022).

Asimismo, este comportamiento concuerda con lo planteado por Jaeckle & Manahan (1989), quienes describen una eficiencia respiratoria estable durante el desarrollo larval temprano en moluscos lecitotróficos. Sugiriendo que, en la etapa inicial, los organismos mantienen mecanismos compensatorios que permiten amortiguar el estrés térmico sin comprometer significativamente su metabolismo. El marco teórico de Sokolova (2013) establece que, al acercarse al límite térmico, los organismos emplean procesos compensatorios como aumento ventilatorio, movilización de reservas energéticas, activación de mecanismos de reparación celular (HSPs) y, finalmente, depresión metabólica cuando la capacidad aeróbica se ve rebasada.

En la etapa véliger tardía, los resultados estadísticos tampoco mostraron diferencias significativas en el consumo de oxígeno entre tratamientos térmicos. Sin embargo, se registró un ligero incremento en los valores promedio de VO_2 , pasando de $125.20 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ a $141.02 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ entre 20°C y 23°C , acompañado de una mayor dispersión en los datos. Este comportamiento sugiere que, al igual que en la etapa véliger temprana, las larvas mantienen mecanismos compensatorios, evitando alteraciones significativas en su metabolismo respiratorio (Tripp-Valdez et al., 2017; Morash & Alter, 2015).

Las diferencias entre etapas pueden explicarse por una redistribución ontogénica del presupuesto energético: mientras la véliger temprana orienta la mayor parte de la energía hacia la diferenciación celular y la síntesis estructural, las fases tardías deben dividir la energía entre locomoción, regulación osmótica y preparación para la metamorfosis. Esta redistribución reduce la tasa metabólica específica en los estadios más avanzados, aún bajo incrementos de temperatura (Sokolova et al., 2012; Kavousi et al., 2022).

La etapa de larva competente mostró el patrón más evidente de sensibilidad térmica. Se observó un incremento progresivo y significativo en el VO_2 , con promedios de 87.90 , 158.05 y $396.10 \mu\text{mol L}^{-1} \text{h}^{-1} \text{Larva}^{-1}$ a 20°C , 23°C y 26°C , respectivamente. Estos resultados indican un marcado aumento en la demanda metabólica bajo condiciones de temperatura elevada, reflejando que el metabolismo aeróbico sigue siendo funcional, aunque bajo una presión energética creciente. En este escenario, existe el riesgo de que, al superar el alcance aeróbico se active el metabolismo anaeróbico, como se ha reportado en abulones (*Haliotis spp.*) bajo estrés ambiental y de cultivo (Morash & Alter, 2015), así como en otros invertebrados acuáticos, incluyendo gasterópodos intermareales como *Littorina saxatilis*, que muestran una transición compensatoria hacia el metabolismo anaeróbico bajo estrés severo (Sokolova et al., 2012). Vosloo et al. (2013) demostraron que, en situaciones de estrés térmico extremo, el consumo de oxígeno puede incluso disminuir por debajo de lo esperado, lo que sugiere una transición hacia rutas anaeróbicas menos eficientes. Estas vías, al generar cantidades limitadas de ATP y acumular

metabolitos como lactato o succinato, pueden comprometer procesos energéticamente costosos como el crecimiento o la metamorfosis (Pörtner, 2010). De este modo, aunque en el presente estudio las larvas aún respondieron con un aumento del VO_2 , el patrón observado a 26 °C está marcado por disminución drástica en sobrevivencia, presencia de deformidades morfológicas y ausencia de concha (Del Castillo, A. S., comunicación personal, noviembre 2024), lo que podría interpretarse como un indicio de proximidad al límite térmico funcional.

De acuerdo con el marco conceptual de Sokolova et al. (2012), al alejarse de la temperatura óptima, los organismos redirigen parte de la energía disponible hacia funciones de mantenimiento y homeostasis, reduciendo la fracción destinada a procesos como el crecimiento o la diferenciación celular. A 20 °C, considerada una condición cercana al óptimo térmico para el cultivo de *H. fulgens* (Moran & Manahan, 2003), las larvas mantienen un metabolismo aeróbico eficiente, reflejado en tasas de respiración relativamente bajas y estables. Conforme la temperatura aumenta a 23 °C, se observa un aumento del consumo de oxígeno, lo que indica una mayor demanda energética. Finalmente, a 26 °C, el consumo de oxígeno alcanza su valor máximo, especialmente durante la etapa de larva competente. Este patrón refleja un incremento pronunciado de la presión metabólica, que, si bien aún se sostiene en un marco aeróbico, podría estar acercándose al límite de tolerancia térmica.

La redistribución progresiva de la energía entre etapas también ha sido destacada por Liévanos (2015), quien evaluó los efectos combinados de hipoxia y estrés térmico en juveniles de *H. fulgens*. En su estudio, se observó un aumento significativo en el consumo de oxígeno bajo temperaturas elevadas, acompañado de una disminución en las tasas de crecimiento. Este patrón evidenció que, frente a condiciones ambientales adversas, la energía se redirige prioritariamente hacia el mantenimiento fisiológico y la supervivencia, en detrimento de funciones como el crecimiento y la biomineralización de la concha. En conjunto con los resultados de la presente investigación, esto sugiere que, tanto en larvas como en juveniles, los cambios en el balance energético constituyen un mecanismo clave de respuesta al estrés, aunque con consecuencias potencialmente negativas para la continuidad del ciclo de vida y el éxito poblacional de la especie.

De manera concordante, Gómez-Reyes (2024) evaluó el consumo de oxígeno en larvas de *H. rufescens* bajo condiciones de acidificación y observó que a pH 8.0 a 16 °C, el 54% de la energía total se destina a las primeras 24 hpf (larva trocófora), reduciéndose paulatinamente en etapas posteriores. Sin embargo, a medida que aumenta el estrés por acidificación (pH 7.8 y 7.6 a 16 °C), se registró una redistribución de la energía hacia estadios más avanzados del desarrollo (40% a las 48 hpf en la etapa véliger tardía y véliger madura). Este patrón es comparable con la redistribución energética observada en el presente estudio, donde a 26 °C el 61.2% de la energía fue utilizada por larvas competentes, reflejando un mecanismo convergente en el cual el estrés ambiental desplaza la asignación energética hacia etapas tardías del desarrollo larval, probablemente como estrategia compensatoria para asegurar la sobrevivencia y permitir la metamorfosis. Asimismo, Tripp-Valdez et al. (2017) demostraron que juveniles de *H. fulgens* bajo condiciones de hipoxia y altas temperaturas activan vías anaeróbicas y reducen su tolerancia térmica. Esta observación apoya la hipótesis de que el marcado incremento en VO_2 observado a 26 °C en la larva competente puede representar un umbral cercano al colapso metabólico, como se ha documentado también en Samuel et al. (2019) en condiciones de estrés ambiental extremo.

8. CONCLUSIONES

Las tasas de respiración de *H. fulgens guadalupensis* variaron en función del estadio larval y la temperatura, registrándose los valores más altos en larvas competentes a 26 °C. Este incremento refleja una mayor demanda energética y posible proximidad a un límite fisiológico frente al estrés térmico. La redistribución de energía hacia etapas tardías sugiere una estrategia compensatoria asociada a una reducción del alcance aeróbico, es decir, de la capacidad del organismo para sostener procesos aeróbicos por encima de su metabolismo basal bajo condiciones de estrés. Esta disminución en la eficiencia fisiológica podría afectar procesos esenciales como el crecimiento y el desarrollo. Se recomienda mantener temperaturas menores a 20 °C para favorecer un metabolismo larval eficiente y asegurar la viabilidad del ciclo biológico en contextos de cultivo frente a los escenarios actuales de cambio climático.

9. PERSPECTIVAS A FUTURO

- **Ampliar la cobertura ontogénica:** Evaluar el consumo de oxígeno y asignación energética en estadios posteriores, como juveniles y adultos, permitiría determinar si la sensibilidad térmica observada en larvas competentes se mantiene, se atenúa o se intensifica a lo largo del ciclo de vida. Esto aportaría una visión más completa del impacto del estrés térmico sobre *H. fulgens guadalupensis*.
- **Explorar un rango térmico más amplio:** Incluir temperaturas inferiores a 20 °C permitiría delimitar con mayor precisión los límites térmicos óptimos y críticos de la subespecie *H. fulgens guadalupensis*. Esto ayudaría a identificar la ventana de tolerancia térmica real y a ajustar protocolos de cultivo bajo diferentes escenarios ambientales y productivos.
- **Estudios moleculares y enzimáticos:** Analizar la expresión génica asociada al metabolismo energético y al estrés térmico, así como cuantificar actividades enzimáticas clave (p. ej., LDH, citocromo c oxidasa), permitiría profundizar en los mecanismos fisiológicos y moleculares que subyacen a las respuestas observadas en el consumo de oxígeno.
- **Aplicación en acuicultura:** Integrar los resultados de este estudio en el diseño de protocolos de cultivo más eficientes bajo escenarios de cambio climático permitiría mejorar la sobrevivencia, el desempeño energético y la sostenibilidad del manejo larval en criaderos, particularmente en zonas donde las temperaturas del agua tienden a incrementarse.

10. REFERENCIAS

- Aragón-López, C. E. (2013). Identificación de especies de abulón (*Haliotis* spp.) con marcadores moleculares. [Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional]. <https://www.mexicoambiental.com/wp-content/uploads/2019/01/Carlos-Eduardo-Arag%C3%B3n-L%C3%B3pez.pdf>
- Cancino, J., Gallardo, J., & Torres, F. (2003). Combined effects of dissolved oxygen concentration and water temperature on embryonic development and larval shell secretion in the marine snail *Chorus giganteus* (Gastropoda: Muricidae). *Marine Biology*, 142, 133-139.
- Carballo, G. L., & Muciño-Díaz, M. (1996). Pesquería de abulón. Estudio Del Potencial Pesquero Y Acuícola de Baja California Sur. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC, La Paz, pp. 15-41.
- Colt J. (2012). Dissolved Gas Concentration in Water: Computation as Functions of Temperature, Salinity and Pressure. (2). Elsevier. DOI: <https://doi.org/10.1016/C2011-0-06095-7>
- Cook P. A. (2014). The Worldwide Abalone Industry. *Modern Economy*. 5, 1181-1186. DOI: 10.4236/me.2014.513110
- Durazo, R. (2010). Climatología de las propiedades hidrográficas en la región de Baja California (1997–2008). Informe Técnico IMECOCAL. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE), Ensenada, B.C., México.
- Durazo, R., & Baumgartner, T. (2002). Evolution of oceanographic conditions off Baja California: 1997–1999. *Progress in Oceanography*, 54(1–4), 7–31. DOI: 10.1016/S0079-6611(02)00041-1
- Echavarría, H. V. (2014). Marco ambiental y capacidad de recuperación ante estrés térmico del abulón azul (*Haliotis fulgens*, Philippi 1845) provenientes de la zona de Bahía Tortugas, BCS. ISO 690
- Geiger, D.L. y Owen, B. (2012). Abalone: world-wide Haliotidae. *ConchBooks*. pp 52-53
- González-Aragón, E. F. (2017). Estandarización de protocolos para la obtención de híbridos de abulón rojo (*Haliotis rufescens*) con abulón amarillo (*Haliotis corrugata*) y abulón azul (*Haliotis fulgens guadalupensis*). [Tesis de maestría, CICESE: Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California].

https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/1305/1/tesis_Gonz%C3%A1lez_Arag%C3%B3n_Erik_Fernando_30_mayo_2017.pdf

González-Peláez, S. S., & Lluch-Cota, D. B. (2010). Cambio climático y la pesquería de la almeja generosa (*Panopea ssp.*) en el Pacífico Mexicano. Cambio climático en México, un enfoque costero-marino. Universidad Autónoma de Campeche CETYS-Universidad, Gobierno del Estado de Campeche, Campeche, 519-532.

Gómez-Reyes, R. J. E. (2024). Efectos de la acidificación en la morfología, fisiología y regulación génica mediada por microarns en el abulón rojo *Haliotis rufescens*. [Tesis Doctoral, Universidad Autónoma de Baja California].

Gutiérrez-González, J. L., Cruz, P., DEL Río-Portilla, M. A., & Perez-Enriquez, R. (2007). GENETIC STRUCTURE OF GREEN ABALONE HALIOTIS FULGENS POPULATION OFF BAJA CALIFORNIA, MEXICO. *Journal of Shellfish Research*, 26(3), 839–846. doi:10.2983/0730-8000(2007)26[839:gsogah]2.0.co;2

Gross, J., & Ligges, U. (2015). nortest: Tests for Normality. R package version 1.0-4. <https://CRAN.R-project.org/package=nortest>

Hahn, K. O. (1989). *Handbook of Culture of Abalone and Other Marine Gastropods*, CRC Press, Boca Raton.

Hahn, D. A. (2021). Physiological sensitivity of larval stages to environmental stress: implications for marine invertebrates under climate change. *Frontiers in Marine Science*, 8, 621–635. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.621635>

IPCC, 2023: Summary for Policymakers. In: *Climate Change 2023: Synthesis Report. Contribution of Working Groups I, II and III to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change* [Core Writing Team, H. Lee and J. Romero (eds.)]. IPCC, Geneva, Switzerland, pp. 1-34, doi: 10.59327/IPCC/AR6-9789291691647.00

Jaekle, W. B., & Manahan, D. T. (1989). Growth and energy imbalance during the development of a lecithotrophic molluscan larva (*Haliotis rufescens*). *The Biological Bulletin*, 177(2), 237-246.

Laffoley, D. & Baxter, J., 2019. La desoxigenación de los océanos : un problema de todos...resumen para los responsables de formular políticas, IUCN: International Union for Conservation of Nature. IUCN, Global Marine and Polar Programme. Retrieved from <https://coilink.org/20.500.12592/d2m8x5> on 20 Nov 2024. COI: 20.500.12592/d2m8x5.

- Liévanos, S. C. (2015). Respuestas fisiológicas del abulón azul (*Haliotis fulgens*, Philippi 1845) por efecto combinado de hipoxia y estrés térmico. [Tesis de maestría, CIBNOR: Centro de Investigaciones Biológicas del Noreste, S.C.]. http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/2423/110%20calderon_s%20TESIS.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Manahan, D. T., et al. (2004). Metabolic scaling in larvae and juveniles of marine invertebrates. *Biological Bulletin*, 207, 30–45.
- Moran, A. L., & Manahan, D. T. (2003). Energy metabolism during larval development of green and white abalone, *Haliotis fulgens* and *H. sorenseni*. *The Biological Bulletin*, 204(3), 270-277.
- Morash, A. J., & Alter, K. (2015). Effects of environmental and farm stress on abalone physiology: perspectives for abalone aquaculture in the face of global climate change. *Reviews in Aquaculture*, 8(4), 342–368. doi:10.1111/raq.12097
- Ogle, D. H., Doll, J. C., Wheeler, P., & Dinno, A. (2024). FSA: Fisheries Stock Analysis. R package version 0.9.7. <https://CRAN.R-project.org/package=FSA>
- Padilla-Gamiño, J. L., et al. (2013). Developmental plasticity and physiological resilience of marine invertebrate larvae to ocean acidification. *Marine Ecology Progress Series*, 493, 91–105.
- Pereira, F. (1993). *Biología de moluscos bivalvos. Acuicultura marina: fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. Publicacions Universitat de Barcelona, Barcelona, 93-107.
- Pörtner, H. O. (2010). Oxygen- and capacity-limitation of thermal tolerance: a matrix for integrating climate-related stressor effects in marine ecosystems. *Journal of Experimental Biology*, 213(6), 881–893. <https://doi.org/10.1242/jeb.037523>
- R Core Team. (2023). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing. <https://www.R-project.org/>
- Samuel, C. L., Norma Yolanda, H. S., Salvador Emilio, L. C., Pedro, C. H., Felipe De Jesús, A. V., & María Teresa, S. (2019). Survival and respiration of green abalone (*Haliotis fulgens*) facing very short-term marine environmental extremes. *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology*, 52(1), 1–15. <https://doi.org/10.1080/10236244.2019.1607734>
- Schulte, P. M. (2015). The effects of temperature on aerobic metabolism: towards a mechanistic understanding of the responses of ectotherms to a changing

- environment. *Journal of Experimental Biology*, 218(12), 1856–1866.
doi:10.1242/jeb.118851
- Spencer, B. E. (2002). *Molluscan shellfish farming*. John Wiley & Sons. 185-203.
Recuperado de:
<https://books.google.com.mx/books?id=ooVvna2w9l0C&hl=es&num=100>
- Sokolova, I. M., Frederich, M., Bagwe, R., Lannig, G., & Sukhotin, A. A. (2012). Energy homeostasis as an integrative tool for assessing limits of environmental stress tolerance in aquatic invertebrates. *Marine environmental research*, 79, 1-15. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2012.04.003>
- Tripp-Valdez, M. A., Bock, C., Lucassen, M., Lluch-Cota, S. E., Sicard, M. T., Lannig, G., & Pörtner, H. O. (2017). Metabolic response and thermal tolerance of green abalone juveniles (*Haliotis fulgens*: Gastropoda) under acute hypoxia and hypercapnia. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 497, 11-18.
- Turley, C., Keizer, T., Williamson, P., Gattuso, J., Ziveri, P., Monroe, R.A., Boot, K., & Huelsenbeck, M. (2014). Caliente, ácido y sin aire: el océano bajo estrés. *Boletín de la OMM* 63 (1).
https://seors.unfcc.int/applications/seors/attachments/get_attachment?code=O1ERR4K7UFUKHCKZ5O7TONDDH2X9GI78
- Vargas E. (2023). Estatus de pesquería de abulón en deterioro. *Ensenada Net*
<https://www.ensenada.net/noticias/nota.php?id=72405>
- Vega-García, P. D. (2016). Cambios históricos en las poblaciones de abulón azul y amarillo en la península de Baja California [Tesis de doctorado, CIBNOR: Centro de Investigaciones Biológicas del Noreste, S.C.].
http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/494/vega_p.pdf?sequence=1
- Vosloo, A., Hofmeyr, C., & Lalloo, R. (2013). Effects of elevated water temperature on the metabolism of the South African abalone, *Haliotis midae*. *Journal of Shellfish Research*, 32(1), 97–106.
- Watson, S.-A., Morley, S. A., & Peck, L. S. (2013). Low global sensitivity of metabolic rate to temperature in calcified marine invertebrates. *Functional Ecology*, 27(6), 1255–1264. DOI 10.1007/s00442-013-2767-8
- Wickham, H. (2016). *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. Springer-Verlag New York.

Wickham, H., Averick, M., Bryan, J., Chang, W., D'Agostino McGowan, L., François, R., ... & Yutani, H. (2019). Welcome to the tidyverse. *Journal of Open Source Software*, 4(43), 1686. <https://doi.org/10.21105/joss.01686>

Wickham, H., François, R., Henry, L., Müller, K., & Vaughan, D. (2023). dplyr: A Grammar of Data Manipulation. R package version 1.1.4. <https://CRAN.R-project.org/package=dplyr>

11. ANEXOS

ANEXO I. Scripts de R utilizados para el análisis estadístico y generación de gráficos.

```
---
title: "ConsumoOxi"
author: "Raul Rivera"
date: "2025-02-26"
output: html_document
editor_options:
  chunk_output_type: console
---

#cargar libreria
```{r setup, include=FALSE}
library(ggplot2)
library(tidyverse)
library(dplyr)
library(nortest)
library(dunn.test)
library(FSA)
library(ggpubr)
library(ggsignif)
```

#cargar archivos
```{r}
ConsumoOxigeno <- read.csv("C:\\Users\\rul0n\\Documents\\Estadistica
R\\R-Oxigeno\\oxigeno2.csv") #Cargar archivos csv
ConsumoOxigeno
str(ConsumoOxigeno)
head(ConsumoOxigeno)
sapply(ConsumoOxigeno, class)
range(ConsumoOxigeno$Etapa)
range(ConsumoOxigeno$Temperatura)
range(ConsumoOxigeno$VO2)

```

#Subset de datos por etapa
```{r}
Embrion <- subset(ConsumoOxigeno, Etapa == "Embrion")
Embrion
VTemprana <- subset(ConsumoOxigeno, Etapa == "Veliger Temprana")
VTemprana
```

```

VTardia <- subset(ConsumoOxigeno, Etapa == "Veliger Tardia")
VTardia
Competente <- subset(ConsumoOxigeno, Etapa == "Larva competente")
Competente
```

#Prueba Normalidad y homogeneidad de varianza para embriones
```{r}
hist(Embrion$V02)
qqnorm(Embrion$V02)
qqline(Embrion$V02)

shapiro.test(Embrion$V02)

lillie.test(Embrion$V02)

ad.test(Embrion$V02)
```

#Prueba Normalidad y homogeneidad de varianza para Veliger temprana
```{r}
hist(VTemprana$V02)
qqnorm(VTemprana$V02)
qqline(VTemprana$V02)

shapiro.test(VTemprana$V02)

lillie.test(VTemprana$V02)

ad.test(VTemprana$V02)

a <-VTemprana[VTemprana$Temperatura == "20", "V02"]
a
b <-VTemprana[VTemprana$Temperatura == "23", "V02"]
b
c <-VTemprana[VTemprana$Temperatura == "26", "V02"]
c
bartlett.test(list(a,b,c))
```

#Prueba de Kruskal-Wallis Trocofora, para mas de dos grupos (Temp),
para diferencias entre tratamientos, prueba no parametrica
```{r}

```

```

kruskal.test(V02~Temperatura, data= VTemprana)
pairwise.wilcox.test(x = VTemprana$V02, g = VTemprana$Temperatura,
p.adjust.method = "holm")
```

#Diagrama de box-plot Veliger Temprana
```{r}
ggplot(data = VTemprana, aes(x = as.factor(Temperatura), y = V02,
fill=as.factor(Temperatura)))+
 geom_boxplot(outlier.shape = NA)+
 theme(
 axis.text.x = element_text(size = 12),
 axis.text.y = element_text(size = 12))+

 labs(
 x= "Temperatura (°C)",
 y= "V02",
 fill= "Temperatura"
)
```

#Prueba Normalidad y homogeneidad de varianza para Veliger Tardia
```{r}
hist(VTardia$V02)
qqnorm(VTardia$V02)
qqline(VTardia$V02)

shapiro.test(VTardia$V02)

lillie.test(VTardia$V02)

ad.test(VTardia$V02)

a <-VTardia[VTardia$Temperatura == "20", "V02"]
a
b <-VTardia[VTardia$Temperatura == "23", "V02"]
b
bartlett.test(list(a,b))
```

#Prueba Anova
```{r}
anovaVTardia <- aov(VTardia$V02 ~ VTardia$Temperatura)

```

```

summary(anovaVTardia)
```

#Diagrama de box-plot Velliger Tardia
```{r}
ggplot(data = VTardia, aes(x = as.factor(Temperatura), y = V02,
fill=as.factor(Temperatura)))+
 geom_boxplot()+
 theme(
 axis.text.x = element_text(size = 12),
 axis.text.y = element_text(size = 12))+
 labs(
 x= "Temperatura (°C)",
 y= "V02",
 fill= "Temperatura"
)
```

#Prueba Normalidad y homogeneidad de varianza para Competente
```{r}
hist(Competente$V02)
qqnorm(Competente$V02)
qqline(Competente$V02)

shapiro.test(Competente$V02)

lillie.test(Competente$V02)

ad.test(Competente$V02)

a <-Competente[Competente$Temperatura == "20", "V02"]
a
b <-Competente[Competente$Temperatura == "23", "V02"]
b
c <-Competente[Competente$Temperatura == "26", "V02"]
c
bartlett.test(list(a,b,c))
```

#Prueba de Kruskal-Wallis Competente
```{r}
kruskal.test(V02~Temperatura, data= Competente)
pairwise.wilcox.test(x = Competente$V02, g = Competente$Temperatura,
p.adjust.method = "holm")
dunnTest(V02 ~ Temperatura, data = Competente, method = "holm")

```

```

...
#Diagrama de box-plot Competente
```{r}
comparisons = list(c("20","23"),c("23","26"),c("20", "26"))
ggplot(data = Competente, aes(x = as.factor(Temperatura), y = V02,
fill=as.factor(Temperatura)))+
  geom_boxplot(outlier.shape = NA)+
  theme(
    axis.text.x = element_text(size = 12),
    axis.text.y = element_text(size = 12))+
  labs(
    x= "Temperatura (°C)",
    y= "V02",
    fill= "Temperatura"
  )+

  geom_signif(data=Competente,comparisons=list(c("20","23"),c("23","2
6"),c("20", "26")),map_signif_level = TRUE)
...

```