



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del mar

Diseño e implementación de un prototipo para la determinación de
perfiles de demanda de oxígeno en especies de interés acuícola

PROYECTO INTEGRADOR

Previo la obtención del Título de:

Ingeniero Acuícola

Presentado por:

Joshue Guizares Pérez Veliz

GUAYAQUIL - ECUADOR

2019



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

College of Maritime Engineering and Sea Science

Design and implementation of a prototype for the determination of oxygen demand profiles in species of aquaculture interest

CAPSTONE COURSE

A project submitted in partial fulfillment of the requirements for
the degree of:

Aquaculture Engineer

By:

Joshue Guizares Pérez Veliz

GUAYAQUIL - ECUADOR

2019

DEDICATORIA

El presente proyecto lo dedico a Dios por permitirme culminar unas de metas más importante para mí.

A mi familia por haber confiado y apoyado en todo momento por su palabras, consejos y sugerencia que me permitieron culminar con éxito.

Finalmente quiero dedicar esta tesis a todos mis amigos, futuros colegas y a Sara Carrera quien me apoyo en los momentos más difícil brindándome fuerza y confianza para seguir adelante.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecerle a Dios por darme muchas bendiciones además de la salud, fuerza y confianza durante todo este proceso. Mi más sincero agradecimiento a las autoridades y personal de Cenaim por ayudarme y permitirme realizar la investigación dentro del centro.

Agradezco la ayuda de mi profesor, Dr Wilfrido Arguello quien siempre estuvo guiándome, antes y durante de la realización de este trabajo, gracias por su paciencia y tiempo.

Y finalmente me gustara agradecer a la Ing. Samira Reinoso y M.Sc. Milton Bohórquez que siempre estuvieron pendientes y prestos a ayudarme en todo lo que necesité en esta investigación

DECLARACIÓN EXPRESA

“Los derechos de titularidad y explotación, me corresponde conforme al reglamento de propiedad intelectual de la institución; *Joshue Pérez Veliz* y doy mi consentimiento para que la ESPOI realice la comunicación pública de la obra por cualquier medio con el fin de promover la consulta, difusión y uso público de la producción intelectual”

JOSHUE PÉREZ

EVALUADORES

.....
Nombre del Profesor/Tutor

WILFRIDO ARGUELLO, Ph.D.

RESUMEN

La tasa metabólica de un organismo es una parte crucial para entender los mecanismos que sustentan el comportamiento y aptitud frente a ambientes cambiantes. El huayaípe (*Seriola rivoliana*) es un pez con un gran potencial para el desarrollo de la acuicultura nacional, y por tal motivo se requiere que su cultivo alcance los máximos rendimientos sin verse afectado el estado de salud del animal o la supervivencia. A nivel de laboratorio, se determinó la tasa de consumo de oxígeno (CO), en ejemplares de diferentes tamaños (peso corporal húmedo), peces grandes (HL: 416-498 g), peces medianos (HM: 320-407 g) y peces pequeños (HS: 291-310 g). Se utilizó un respirómetro de 150 L completamente sellado. Las mediciones del CO fueron realizadas cada 3 min mediante el uso de un oxigenómetro digital. Las tasas de consumo de oxígeno obtenidas fueron HL: $299,76 \pm 26,83 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, HM: $342,52 \pm 40,06 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ HS: $459,26 \pm 13,99 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, mostrando que los animales más pequeños tienen una tasa de respiración significativamente mayor. En estudios de laboratorio controlados, los respirómetros estáticos pueden provocar una menor tensión y producir resultados que son más aplicables a peces en sistemas silvestres o de cultivo.

Palabras clave: *Seriola rivoliana*, peso corporal, tasa de consumo de oxígeno, respirómetro, acuicultura.

ABSTRACT

*The metabolic rate of an organism is a crucial part to understand the mechanisms that sustain the behavior and aptitude of organisms in changing environments. The almaco jack fish (*Seriola rivoliana*) is a fish with great potential for development of aquaculture in both local and international markets. Thus, it is required to enhance its culture with maximum yield without affecting their welfare or survival. At the laboratory level, the oxygen consumption rate (CO) was determined, in different fish with several sizes (body wet weight), in large fishes (HL: 416-498 g), medium fishes (HM: 320-407 g) and small fishes (HS: 291-310 g). A fully sealed 150-L respirometer was used. The measurements of the CO were made every 3 min by the use of a digital oxygen meter. The oxygen consumption rate obtained were HL: $299.76 \pm 26.83 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, HM: $342.52 \pm 40.06 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, HS: $459.26 \pm 13.99 \text{ mgO}_2 \cdot \text{Kg}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, showing that the smallest animals have a higher rate ($p < 0.05$). In controlled laboratory studies, static respirometers can cause less stress and produce results that are more applicable to fish in wild systems or controlled conditions.*

*Keywords: *Seriola rivoliana*, body wet weight, oxygen consumption rate, respirometer, aquaculture.*

:

ÍNDICE GENERAL

EVALUADORES	6
RESUMEN	7
<i>ABSTRACT</i>	8
ÍNDICE GENERAL	9
ABREVIATURAS.....	10
SIMBOLOGÍA.....	11
ÍNDICE DE FIGURAS	12
ÍNDICE DE GrÁficos.....	13
ÍNDICE DE TABLAS.....	14
ÍNDICE DE ESQUEMA	15
CAPÍTULO 1	16
1. Introducción.....	16
1.1 Descripción del problema	17
1.2 Justificación del problema	17
1.3 Objetivos	18
1.3.1 Objetivo General.....	18
1.3.2 Objetivos Específicos	18
1.4 Marco teórico.....	18
CAPÍTULO 2	30
1. Metodología	30
CAPÍTULO 3	45
3. RESULTADOS Y ANÁLISIS	45
CAPÍTULO 4	50
4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	50
2. Bibliografía	52

ABREVIATURAS

ESPOL	Escuela Superior Politécnica del Litoral
CENAIM	Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas
BRA	Blue Ridge Aquaculture
Va	Virginia
HL	Huayaibe Grande
HM	Huayaibe Mediano
HS	Huayaibe Pequeño
FDA	Food and Drugs Administration
HAACP	Análisis de Riesgos y Puntos Críticos de Control
MO	Tasa metabólica

SIMBOLOGÍA

L	Litros
min	Minutos
OD	Oxígeno disuelto
g	Gramos

ÍNDICE DE FIGURAS

Capítulo 1

Figura1. 1 Producción mundial de la pesca por captura y la acuicultura (FAO,2018).....	19
Figura1. 2 Utilización y consumo aparente de pescado a nivel mundial (FAO, 2018)	19
Figura1. 3 Cifras de exportación a diversos países para camarón (CNA, 2017)	21
Figura1. 4 Cifras de exportación a diversos países para tilapia (CNA, 2017) ..	22
Figura1. 5 Factores que influyen la tasa metabólica	25

Capítulo 2

Figura 2.1 Respirómetro tipo Brett	31
Figura 2.2 Respirometría de rutina en <i>L.vannamei</i>	32
Figura 2.3 Sistema de respirómetro óptimo para peces	33
Figura 2.4 Respirómetro de túnel	33
Figura 2.5 Esquema de un respirómetro Circular	34
Figura 2.6 Prototipo#1	39
Figura 2.7 Prototipo final	40
Figura 2. 8 Diseño de la cámara respirométrica	43

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfica 3. 1 Tasa de consumo de oxígeno	46
Gráfica 3. 2 Consumo de oxígeno	46
Gráfica# 3. 3 Saturación de oxígeno	47
Gráfica# 3. 4 Número de aleteo	48
Gráfica 3. 5 Consumo de oxígeno en Camarones.....	49

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 2.1 Análisis de las alternativas	36
Tabla 2.2 Tabla de calificación de las alternativas	37
Tabla 2.3 Peso y longitud de los animales	41
Tabla 2.4 Materiales utilizados en el respirómetro	42
Tabla 2.5 Biomasa de camarones	43
Tabla 3.1 Valores de la determinación de la tasa metabólica	45

ÍNDICE DE ESQUEMA

Esquema 2.1 de Análisis para la elección del tipo de prototipo.....	30
Esquema 2 2 Esquema de la selección y validación del prototipo	35

CAPÍTULO 1

1. INTRODUCCIÓN

En la actualidad, la actividad acuícola ha aumentado en términos de producción y a su vez, la demanda sus productos. El cultivo de especies acuáticas se ha convertido en una de las actividades más importantes para el ser humano a nivel económico, pesquero e industrial, y en los últimos años, la intensificación de los sistemas de cultivos ha generado interés entre los acuicultores. Sin embargo, la industria enfrenta serios problemas que limitan la obtención de mejores rendimientos, entre ellos; a) falta de conocimiento entre la interacción animal-medio, y b) respuesta del organismo a condiciones de manejo, que involucran la composición nutricional de las dietas, parámetros abióticos, calidad de agua, densidad de cultivo, estado fisiológico (bienestar) del animal, entre otros. (Tomalá, 2006). En los cultivos de organismos acuáticos, uno de los factores más críticos es la concentración de oxígeno disuelto en el agua, ya que si se presentan niveles fluctuantes, éstos pueden afectar negativamente la tasa metabólica, la ingestión de alimentos y las actividades de respiración, provocando que los animales sean susceptibles a enfermedades, estrés, nado errático e hipoxia tisular. A pesar de su importancia, usualmente, los productores de organismos acuáticos no estiman la demanda de oxígeno de los organismos en cultivo. La participación del consumo de oxígeno como método de cuantificación del bienestar del animal no está revelada del todo, ya que varía constantemente por factores intrínsecos del organismo y extrínsecos del ecosistema de cultivo. Sin embargo, es fundamental determinar los perfiles de demanda de oxígeno si se espera manejar de una manera eficaz los sistemas intensivos de producción y conocer la respuesta de los organismos a la intensificación o cambios en su ambiente. Además, medir el consumo de oxígeno (respiración) ha sido el método comúnmente utilizado para estimar la tasa metabólica en peces, crustáceos y otras especies para acuicultura (Lear *et al.*, 2018).

1.1 Descripción del problema

En Ecuador, el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas “Edgar Arellano” (CENAIM-ESPOL), actualmente lleva a cabo un proceso de remodelación en sus instalaciones, con el fin de mejorar e implementar tecnologías intensivas de producción de larvas y juveniles de organismos acuáticos marinos (peces y camarones) con sistemas de recirculación de agua. Sin embargo, dicha implementación conlleva el uso de altas densidades de organismos, incremento de las raciones alimenticias y mayor excreción de desechos nitrogenados, que podrían deteriorar la calidad del agua de cultivo y reducir las concentraciones de oxígeno disuelto en el agua, produciendo estrés en los organismos y comprometiendo su crecimiento, estado de salud o fisiológico y la supervivencia. Aunque los organismos puedan sobrevivir y mantener sus funciones vitales con mínimas concentraciones requeridas de oxígeno disuelto, éstas pueden afectar su bienestar e impedir sus máximos rendimientos.

1.2 Justificación del problema

Ecuador es el tercer productor mundial del camarón blanco, *Litopenaeus vannamei* y el más grande de Sudamérica (FAO, Actualidad agropecuaria de América Latina y el Caribe, 2011). Su gran capacidad y cantidad de producción de camarón se atribuye a sistemas de producción extensivos y semi intensivos. Sin embargo, la falta de voluntad, economía y tecnología limitan el cambio a sistemas de producción más intensivos. El CENAIM busca implementar un sistema intensivo que se basa en el uso amigable de tecnologías para la optimización de recursos hídricos y reducción de descargas de aguas con altos contenidos de nutrientes al medio, mediante la utilización de sistemas de recirculación de agua, sin que la intensificación comprometa la salud y el bienestar del animal. Por ello se debe conocer cómo afectan estos cambios al estado fisiológico de los organismos. Uno de los métodos más utilizados para evaluar el estado fisiológico, es determinar el metabolismo a través de la tasa de respiración con el uso de cámaras respirométrica. (Lear *et al.*, 2018). Hoy en día con el creciente aumento de la población, la necesidad de abastecimiento de alimento se vuelve aún más exigente; productos proteicos provenientes de la

tierra (ganadería) y mar (pesca) han llegado al límite de su capacidad de producción, aquí interviene la acuicultura como reforma de producción de alimento ejerciendo su papel de “santo grial” en función de producción-economía-nutrición. Pero para que este proceso pueda cumplir con los óptimos que se plantea, la industria acuícola debe escalar empezando con conocer en detalle la fisiología del animal, la influencia de diferentes condiciones ambientales como: alimentación, hidráulica, temperatura, densidad; y el intercambio de gases como: oxígeno, dióxido de carbono y amoníaco con la finalidad de crear un sistema de cultivo intensivo eficiente mejorando la supervivencia, crecimiento del animal y reduciendo el uso del agua.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo General

- Diseñar un prototipo para la determinación de perfiles de consumo de oxígeno y posterior implementación en cultivos de organismos acuáticos de interés comercial.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Analizar diferentes alternativas para determinar la demanda de oxígeno de organismos de interés comercial.
- Diseñar una cámara respirométrica para una posterior implementación en los laboratorios de CENAIM.
- Validar la cámara respirométrica con la determinación de la tasa de consumo de oxígeno en *Seriola rivoliana* y *Litopenaeus vannamei*

1.4 Marco teórico

1.4.1 Producción nacional y mundial de Acuicultura

La producción mundial por acuicultura en la última década ha sufrido un incremento acelerado convirtiéndose en una de las actividades más estable en la obtención de pescado para el consumo humano (figura 1.1). En el año 2016, la acuicultura representó el 47% de la producción pesquera mundial (que incluye pesca de captura y acuicultura) y el resto equivale a la preparación de harina y aceite de pescado con valor aproximado de 80 millones de toneladas de los 171

millones de toneladas totales (FAO, 2018), además desde 1961 y 2016, el aumento anual medio del consumo mundial de pescado comestible es de (3,2%) superando al crecimiento de la población (1,6%) como se muestra en la (figura #1.2) (FAO, 2018).

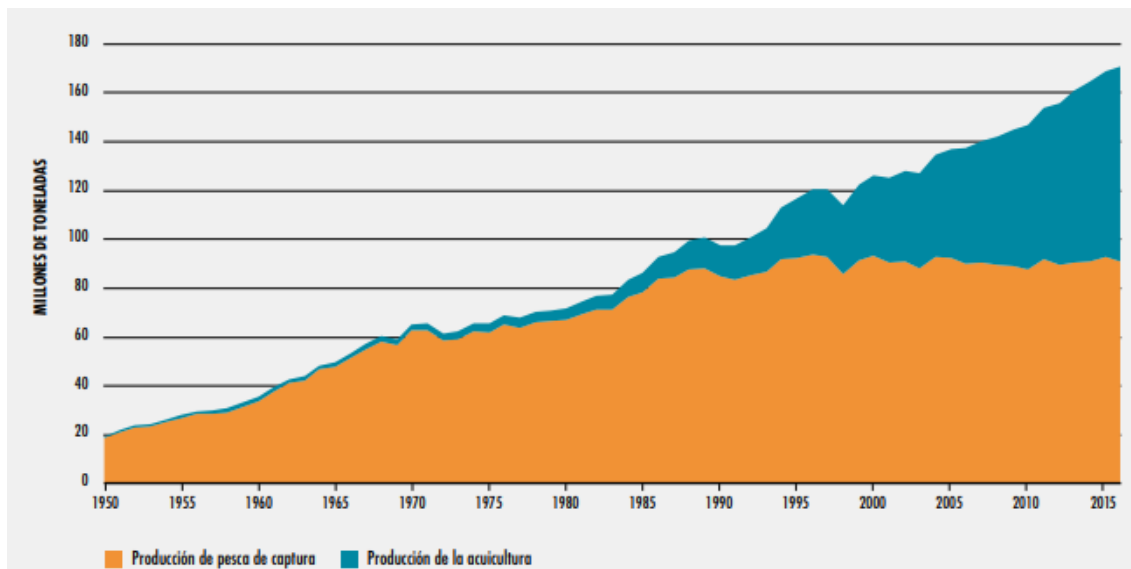


Figura1. 1 Producción mundial de la pesca por captura y la acuicultura (FAO,2018)

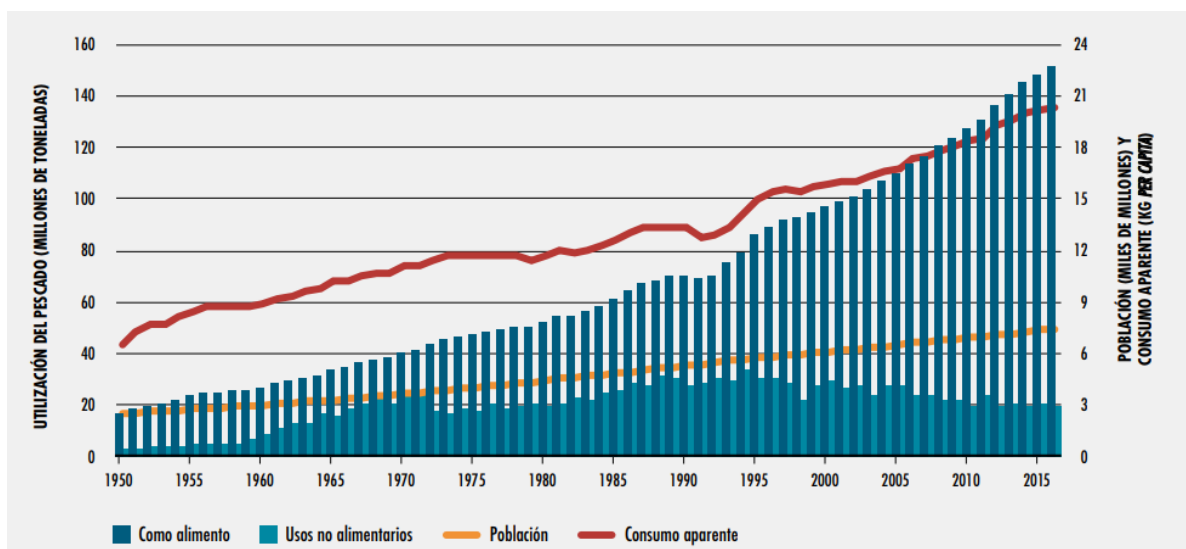


Figura1. 2 Utilización y consumo aparente de pescado a nivel mundial (FAO, 2018)

Con lo que respecta a Ecuador, la producción por acuicultura con mayor volúmen está principalmente representada por el cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, convirtiéndose en uno de los cultivos de mayor interés comercial (OEC, 2016). Seguido en menor proporción por la tilapia (*Oreochromis sp.*) y

demás organismos acuáticos (CNA, 2017). Según la FAO (2018), en el año 2017 la producción por acuicultura del camarón para exportaciones se registró por parte del camarón 938,583,529 lbs lo que representó \$2,860.631.433 y en tilapia 2,890,376 lbs; lo que representó más de \$8.000.000, dando la conclusión que la acuicultura representa un desarrollo importante para el Ecuador (Figura 1.3 y 1.4). Además, el camarón de Ecuador es reconocido internacionalmente por su alto sistema de control de calidad. Lo que ha permitido cumplir las exigencias de la Food and Drugs Administration (FDA - Administración de alimentos y medicamentos), del Departamento de Veterinaria de la Unión Europea, de organizaciones de protección al consumidor de Japón y de organizaciones de inspección de Canadá. El 100% de las plantas procesadoras de camarón cumplen con todas las normas nacionales e internacionales de calidad, con el sistema HAACP (Análisis de Riesgos y Puntos Críticos de Control) y con todos los requerimientos de los compradores (FAO, 2018)

Por otra parte, en los últimos años, Ecuador ha apostado por la diversificación en acuicultura incentivando el cultivo de peces marinos nativos como el huayaibe (*Seriola rivoliana*) y el lenguado (*Paralichthys woolmani*). Es importante nombrar que el huayaibe en particular posee un alto potencial para la acuicultura, debido a su rápido crecimiento y calidad en su carne. Sin embargo, aún se encuentra en etapa de experimentación.

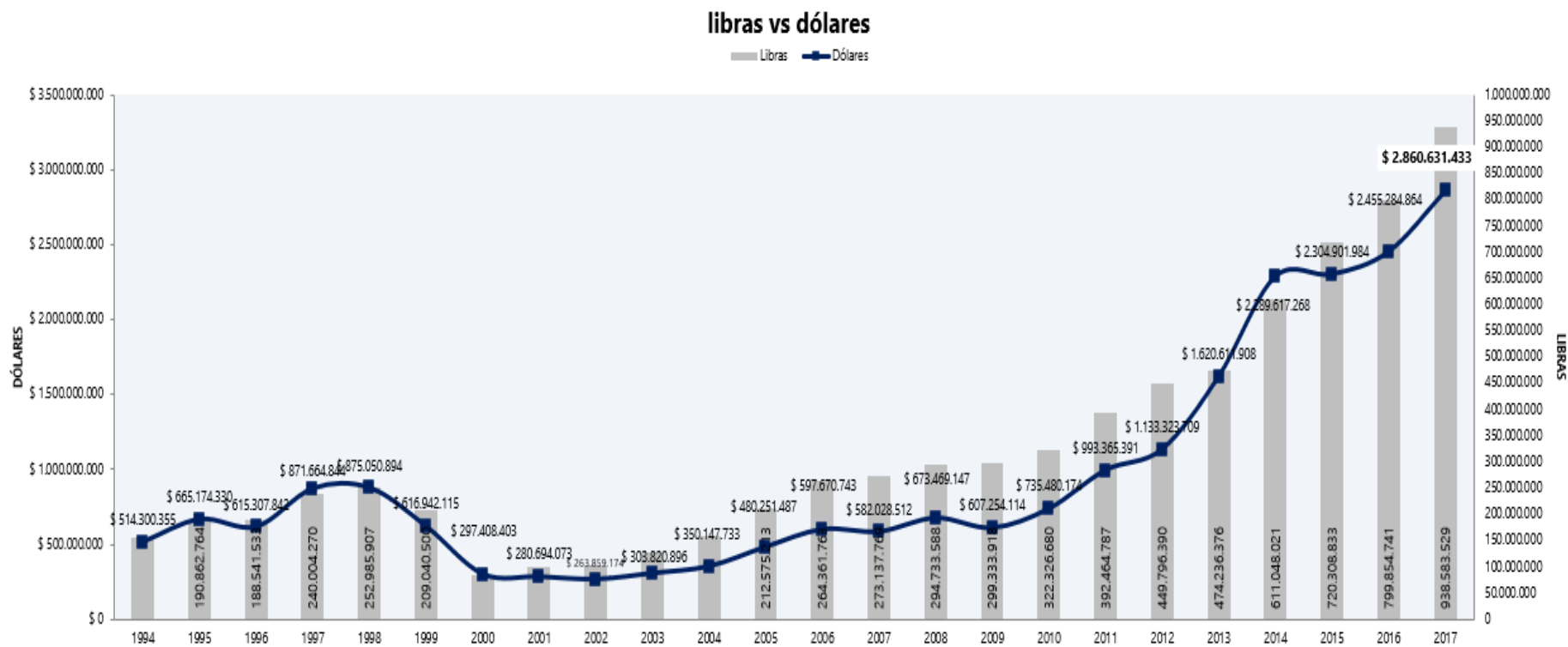


Figura1. 3 Cifras de exportación a diversos países para camarón (CNA, 2017)

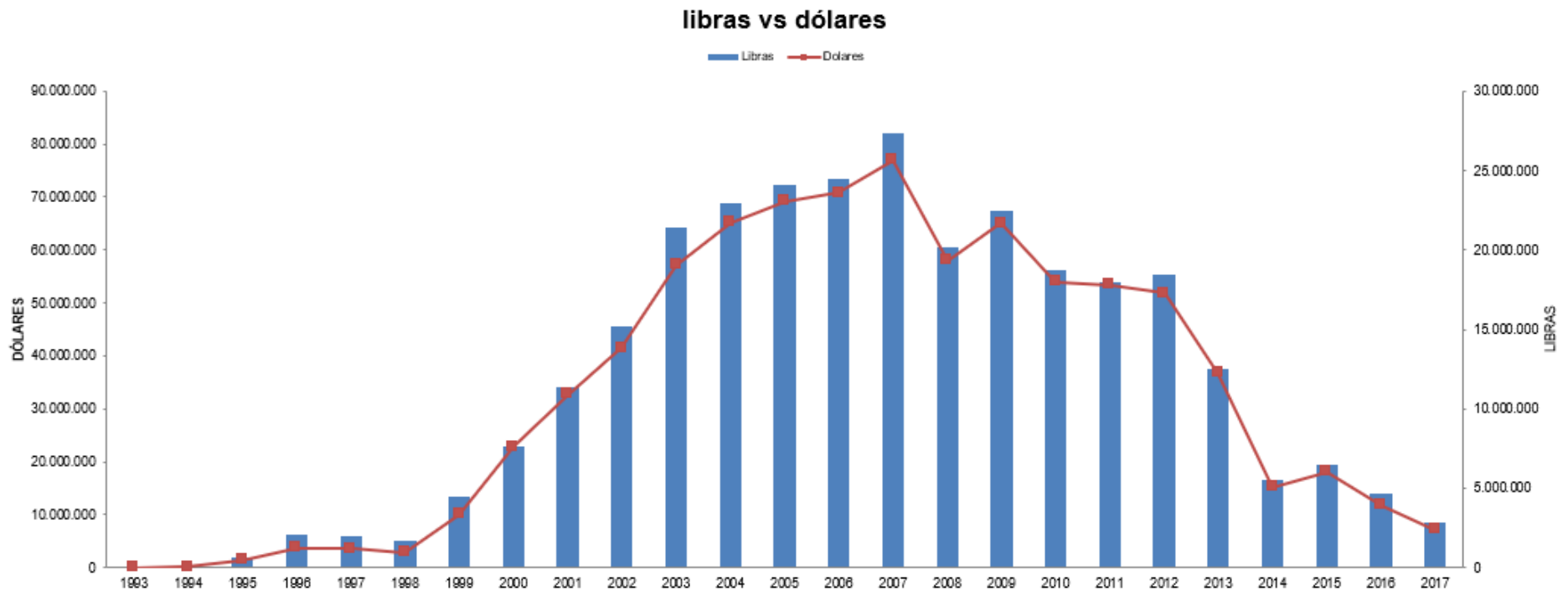


Figura1. 4 ¡Error! Utilice la pestaña Inicio para aplicar 0 al texto que desea que aparezca aquí. **Cifras de exportación a diversos países para tilapia (CNA, 2017)**

1.4.2 SISTEMAS TRADICIONALES DE PRODUCCIÓN EN ACUICULTURA

Según (Altan, 2010) los sistemas tradicionales en acuicultura se realizan de la siguiente manera:

Sistemas extensivos

Este tipo de sistema se caracteriza por el uso de grandes áreas, nivel tecnológico bajo, uso de productividad primaria como alimento y una baja proporción de insumos para la actividad de cultivo; la intervención humana es mínima.

Sistemas intensivos

Este tipo de sistema demanda una fuerte inversión en tecnología, fertilizantes, alimento artificial, control de calidad en agua y suelo, además de un control permanente de los parámetros físicos, químicos y biológicos que aseguren su rentabilidad.

Sistemas semi-intensivos

Este tipo de sistema es un nivel intermedio entre los sistemas extensivos e intensivos, donde reúne las cualidades positivas de cada uno y las integra de forma que la actividad beneficie a la empresa y al medio ambiente.

1.4.3 Sistemas de recirculación en Acuicultura (Recirculation Aquaculture System, RAS)

Los Sistemas de Recirculación Acuícola (RAS, por sus siglas en inglés) ofrecen dos ventajas inmediatas: rentabilidad y reducción del impacto ambiental a diferencia de los cultivos naturales que generalmente dependen de condiciones externas como la temperatura, niveles de oxígeno o material particulado que se desplaza en el agua (Bovendeur, Eding, & Henken, 1987). Los RAS, permiten la eliminación y el manejo total o parcial de estos factores para el cultivo de organismos en altas densidades dentro de un ambiente controlado y saludable para las especies en cultivo.

Esta tecnología, por ejemplo, es usada en Blue Ridge Aquaculture (BRA). La instalación de BRA en Martinsville (VA, EE.UU.), que utiliza sólo un galpón de 1 ha, duplicó la producción de peces para Virginia en el año 2000 y convirtió a la compañía en el mayor productor de tilapia en los Estados Unidos. (blueridgeaquaculture, 1993).

1.4.4 Oxígeno

La producción exitosa en los cultivos de organismos acuáticos depende del buen manejo de oxígeno. El consumo de oxígeno en las especies acuáticas es una respuesta fisiológica, debido a que la tasa respiratoria está relacionada con el metabolismo y el flujo de energía disponible, el cual es utilizado no solo para la supervivencia, sino también en procesos metabólicos oxidativos, crecimiento, reproducción, entre otras actividades (Libey, 2010). Es importante resaltar que el oxígeno es una variable que cambia constantemente ya que es afectada principalmente por el aumento de temperatura, salinidad e incluso el aumento de la velocidad de natación de los organismos. (Claireaux, 2006). La demanda de oxígeno es conocida también como concentración limitante de oxígeno para el metabolismo de rutina o basal. (Spanopoulos, 1874). En el caso de los peces el oxígeno dependerá de la velocidad a la que el agua pasa a través de las branquias (volumen por unidad de tiempo). Es importante considerar las tasas de respiración ya que refleja el metabolismo basal del individuo.

Cada especie acuática posee rangos de tolerancia, los niveles de tolerancia (sub-letales) son aquellos que no elimina a la especie pero pueden afectar negativamente a su crecimiento, metabolismo, etc.

1.4.5 Metabolismo

Las tasas metabólicas de una especie son una parte crucial para entender los mecanismos que sustentan el comportamiento y aptitud de los organismos en ambientes cambiantes, tiene mayor énfasis en la investigación que apunta a comprender cómo los organismos responden y se adaptan a los factores de estrés antropogénicos y ambientales. Además, conocer el gasto energético de un organismo, es decir, costos de energía derivados para mantener funciones endócrinas, basales, de actividad, digestión, absorción, procesamiento de los alimentos y reproducción (Pörtner y Farrell, 2008; Alcaraz et al., 2013).

Conceptualmente el metabolismo es el conjunto de procesos físico-químicos que permiten proporcionar y aprovechar la energía para mantener el funcionamiento adecuado en el organismo. En los cultivos intensivos es importante conocer las pérdidas debidas a demandas metabólicas, generalmente constituyen una gran proporción del presupuesto energético de un pez, es decir, estos costos de energía se pueden dividir en los costos mínimos requeridos para mantener la

función básica del cuerpo como la actividad, digestión, la absorción y el procesamiento de los alimentos.

En general el metabolismo aeróbico en peces se puede clasificar como estándar, rutina, natación, y actividad. El metabolismo basal o estándar es considerado como la tasa metabólica que corresponde a los niveles mínimos, es decir realiza la menor cantidad de movimientos de natación posible. (Walker, 2009). El metabolismo de rutina es el metabolismo donde, muestra actividad espontánea frecuente. El metabolismo de natación básicamente es la tasa metabólica de natación voluntaria o forzada, y el metabolismo de la actividad básicamente se refiere a la cantidad de energía que utilizan los peces para nadar (migración, depredación y escape (Jr, 2011).

1.4.5.1 Factores abióticos que influyen en la tasa metabólica

Brett, 1987 establece que los factores abióticos más importantes que afectan al metabolismo en los organismos acuáticos son la temperatura y salinidad siendo la temperatura incidente directa de la tasa de todos los procesos biológicos, y la salinidad impone una demanda osmorreguladora a los organismos. Ambos tienen efectos sobre el contenido de oxígeno del medio.

La tasa metabólica estar influenciada por:

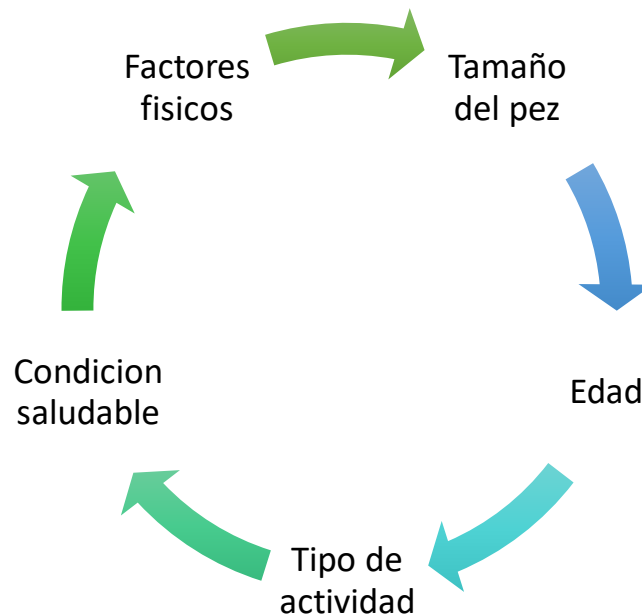


Figura1. 5 Factores que influyen la tasa metabólica

Como se puede observar en la figura 1.5, el tamaño de los peces influye en la tasa metabólica, ya que peces más grandes tienen tasas metabólicas relativamente más lentas. La edad interviene en los peces jóvenes ya que crecen más rápido hasta antes de la maduración gonadal. La actividad, se refiere a peces con mayor movimiento como resultado tendrán mayor tasa metabólica. La condición saludable significa que peces en mal estado necesitan más mantenimiento en sus tejidos y los factores físicos esta relacionados con los factores del medio ambiente que afectan a la velocidad del metabolismo como temperatura, oxígeno y la salinidad (Cruz, 2015)

1.4.5.2 Métodos para determinar el metabolismo

- **Método de Winkler**

Es una técnica el cual se la realiza mediante la titulación para medir las concentraciones de O₂ en el agua. Es altamente preciso ya que utiliza una serie de reactivos que fijan la muestra y luego es pasado al proceso de titulación (Bruckner, 2014).

- **Sensores Ópticos de O₂.**

Esta tecnología permite determinar el oxígeno disuelto mediante colores luminiscentes, básicamente los sensores ópticos poseen una membrana semipermeable el cual emiten una longitud de onda determinada en el agua y el oxígeno interactuará, produciendo una intensidad y luminiscencia, que permitirá medirla mediante un fotodetector (Wetzel, 2016).

- **Sensores electroquímicos**

Estos sensores también se lo demonizan sensores tipo Clark, pueden ser de tipo galvánico o polarográfico, básicamente utilizan dos electrodos polarizados, un ánodo y un cátodo, en una solución de electrolito. (Revital Katznelson, 1998)

Unas de las técnicas más usada para estimar la tasa metabólica en peces es mediante la medición del consumo de oxígeno, a través de la Respirimetría ya que se ha convertido en el método más común y hasta la fecha, ha sido utilizado para medir el metabolismo en más de 20 especies de elasmobranquios. (Bernal *et al.*, 2012) y más de 100 especies de peces teleósteos (Killen *et al.*, 2016).

1.4.6 Respirómetro

Un respirómetro es un dispositivo que determina la tasa de respiración de un organismo al medir la tasa de intercambio de O₂ y CO₂, en condiciones ambientales específicas, proporcionando una medida cuantitativa de la rapidez con que la energía y el oxígeno están siendo convertidos o usados.

Principio:

El método del respirómetro se basa en el hecho de que cuando un pez respira desde un volumen limitado de aire o agua, el contenido de oxígeno disminuirá, y a partir de esta disminución se puede calcular $\dot{M}O_2$ (Lenfant, 1961; Cech, 1990; Lighton, 2008). Los resultados pueden variar dependiendo de la duración del tiempo. Por lo general se utiliza una cámara transparente ya que ayudar al pez encerrado a orientarse al ambiente. Se coloca un organismo vivo luego se encierra en un recipiente sellado, dentro de la cámara se producirá dióxido de carbono y oxígeno el cual la producción de dióxido de carbono se puede medir con un registrador de datos o por cambios de pH si la muestra se sumerge en agua. El volumen del respirómetro generalmente debe ser de 30 a 50 veces el del pescado. Un respirómetro más pequeño que esto puede estresar a los peces de prueba y elevar las tasas metabólicas respiratorias.

1.4.6.1 Tipos de respirómetro

Hay esencialmente dos tipos de respirómetros: respirómetros cerrados, en los que se utiliza continuamente el mismo volumen de medio respiratorio con poco reemplazo, y respirómetros abiertos, en los que el medio se reemplaza continuamente. (Jr, 2011)

Respirometría de flujo cerrado

Los sistemas cerrados fueron el primer enfoque para medir el metabolismo (Ege y Krogh 1914; Fry 1947). Básicamente es el mismo volumen que pasa por toda la cámara. Los cambios en la concentración de oxígeno disuelto a través del tiempo en el volumen cerrado reflejan la velocidad del metabolismo respiratorio, en este caso a una velocidad de natación particular.

La desventaja de los sistemas cerrados es que el método solo permitió estimaciones de la tasa de consumo de oxígeno durante períodos de tiempo

largos. Durante estos períodos prolongados, la concentración de oxígeno disminuye, mientras que los productos excretados aumentan dentro del respirómetro, lo que potencialmente podría conducir a un estrés adicional a los peces.

Respirómetro de tipo Brett,

También conocido como respirómetro túnel de agua consiste en un circuito cerrado de tubería que contiene una bomba centrífuga o una hélice conectada a un motor eléctrico. La velocidad producida por el motor cambia la velocidad del agua más allá del pez. (Jr, 2011).

Respirómetro de (Blazka)

Se basa en tubos concéntricos (coaxiales); La cámara de natación está en el tubo interno y el agua regresa entre los tubos interno y externo. Una hélice, accionada por un motor eléctrico, o una bomba de agua sumergible, tira o empuja el agua hacia el organismo y la devuelve a la parte delantera de la cámara a través del tubo exterior. El volumen de agua que se utiliza es relativamente pequeño además minimiza el tiempo necesario para medir las tasas de consumo de oxígeno a una temperatura y velocidad de natación específicas. (Jr, 2011).

Respirometría de flujo abierto

Los respirómetros abiertos resuelven muchos de los problemas que surgen durante los estudios. Los flujos continuos eliminan la necesidad de flujos periódicos es decir los desechos no se acumulan y las características deseadas, como la concentración de oxígeno se mantienen. Sin embargo, estos sistemas dependen de la velocidad de flujo a través del sistema y del volumen del respirómetro (Steffensen 1989). Por lo tanto, las tasas de consumo de oxígeno estimadas deben corregirse en un tiempo determinado.

Los respirómetros continuos generalmente son de acrílico transparente de paredes gruesas, como el plexiglás, unido a una tubería, que dirige el agua a la entra de la cámara. Este tubo debe ser lo más corto posible para minimizar la acumulación de organismos adheridos, y debe ser de la misma longitud en múltiples respirómetros si se usan. Es importante distribuir el flujo en toda la cámara sin crear remolinos o espacios muertos. En caso de que se formen

remolinos se pueden verificar las propiedades del flujo inyectando un tinte en el agua de entrada observando su patrón a través de la cámara.

Respirometría de flujo intermitente

El flujo de agua a través de la cámara del respirómetro se cierra durante intervalos de tiempo regulares, intercalados por intervalos lo que permite enjuagar o limpiar constante la cámara del respirómetro. Este flujo intermitente permite estimar la tasa metabólica en períodos de tiempo muy cortos de 3 a 10 minutos (Forstner 1983; Steffensen et al. 1984, Kaufmann et al. 1989; Herrmann y Enders 2000).

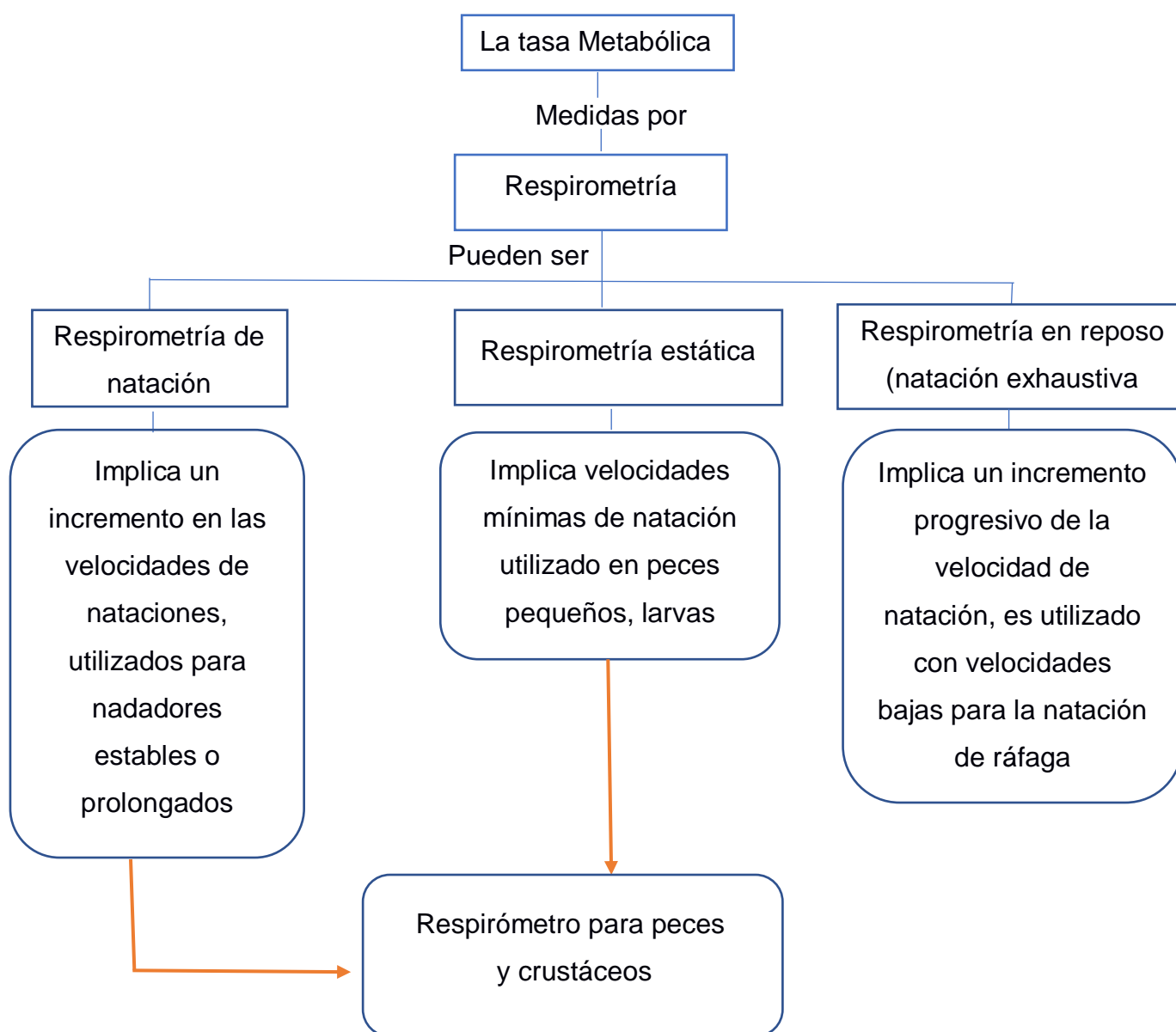
Respirómetros estáticos

Un respirómetro estático contiene un volumen fijo de agua circulante a temperatura constante. Puede ser tan simple como un frasco de vidrio y un tapón de ajuste hermético en el que se han instalado los tubos de muestreo de agua o una sonda que se ha insertado directamente. El recipiente debe ser impermeable a los gases y al menos parcialmente transparente para permitir la detección de burbujas. Debido a que el aire contiene hasta 30 veces más O_2 por unidad de volumen que el agua, las burbujas pueden ser una gran fuente de error en la Respirometría.

CAPÍTULO 2

1. METODOLOGÍA

En este capítulo se resumen varias metodologías para estudiar el desempeño de un organismo en un rango de actividades determinada como se muestra en el Esquema 2.1. Asegurando que los datos y comparaciones sean confiables. Esta investigación está estrechamente vinculada a la utilización de oxígeno ya que la respirometría es una herramienta comúnmente utilizada para medir las tasas de consumo de oxígeno.



Esquema 2.1 de Análisis para la elección del tipo de prototipo

Como se puede observar en el esquema 2.2 se escogió el proceso más adecuado para medir la tasa metabólica en peces (*Seriola rivoliana*) y en Crustáceos (*Litopenaeus vannamei*). Sin embargo existen un sin números de estos prototipos por ello a continuación se presentarán los prototipos más relevantes:

Respirómetro cerrado

Es un respirómetro de tipo Brett con un sistema cerrado impulsado por una bomba o hélice. Este prototipo fue utilizado en yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) y fue realizado en una sala de temperatura constante utilizando una posición vertical. El respirómetro fue construido a partir de Perspex™ (polimetilmetacrilato), además con tubería (250 mm) de diámetro interno. El respirómetro tenía un volumen de 137 L. El respirómetro se colocó dentro de un baño de agua aireada (longitud 1500mm, ancho 300mm, altura 1200mm) (Figura 2.1) Permitió el recambio agua de mar aireada a 2l/min, que proporcionó estabilidad térmica y una fuente de agua oxigenada para limpiar el respirómetro entre mediciones. La velocidad del agua a través del respirómetro era regulada por una hélice de 245 mm de diámetro, que era colocado en un extremo del respirómetro y conectado a través de un motor. (Clark, 12).

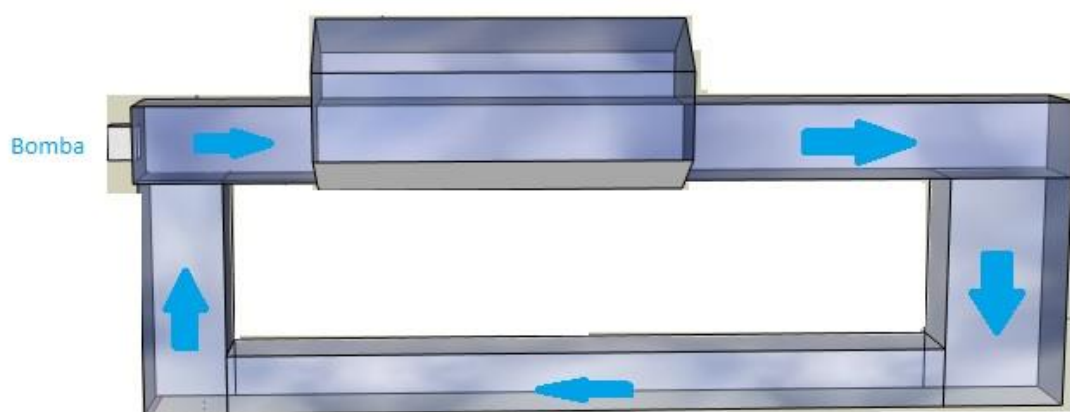


Figura 2.1 Respirómetro tipo Brett

Respirómetro semicerrado

Es un respirómetro utilizado en postlarvas de *L. vannamei*. La temperatura, salinidad y OD se monitorearon al menos diariamente, utilizando un medidor YSI 85® (YSI Inc., Yellow Springs, OH). Se realizó una respirometría con los respirómetros sumergidos. El tamaño de la cámara de Respirometría dependían del tamaño del organismo. (Figura 2.2). Los respirómetros constaba de cámaras de vidrio y plástico en las que se encontraba un modelo YSI 600R multienviental, la sonda había sido insertada. Las sondas YSI monitoreaba datos ambientales cada 15 s y se transmitió esa información a un microordenador. Dos bombas de potencia 4.6 Lh – 1) fueron unidos a cada respirómetro y controlado por la computadora. La bomba se utilizó para recircular el agua dentro de la cámara respirométrica. Mientras que, el otro fue utilizado para el intercambio intermitente de agua saturada en oxígeno con agua aireada de los alrededores. Las bombas fueron controladas por un respirómetro automatizado (Neill, 2009).

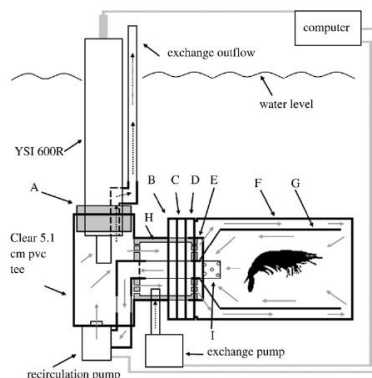


Figura 2.2 Respirometría de rutina en *L.vannamei*

Respirómetro Cerrado

La tercera alternativa es un respirómetro tipo cerrado. Este sistema de respirometría (Figura 2.3) consta de cinco elementos básicos: sistema de recirculación de agua, 10 tanques de respirometría; unidad de filtración, regulación de la temperatura y circuito de medición / control. Posee un caudal de 3 L.min⁻¹, los tanques se encontraban completamente sellados y el tiempo de muestreo se ajustará a través de un sistema de control automatizado o puede manual. (Stiller, 2013)

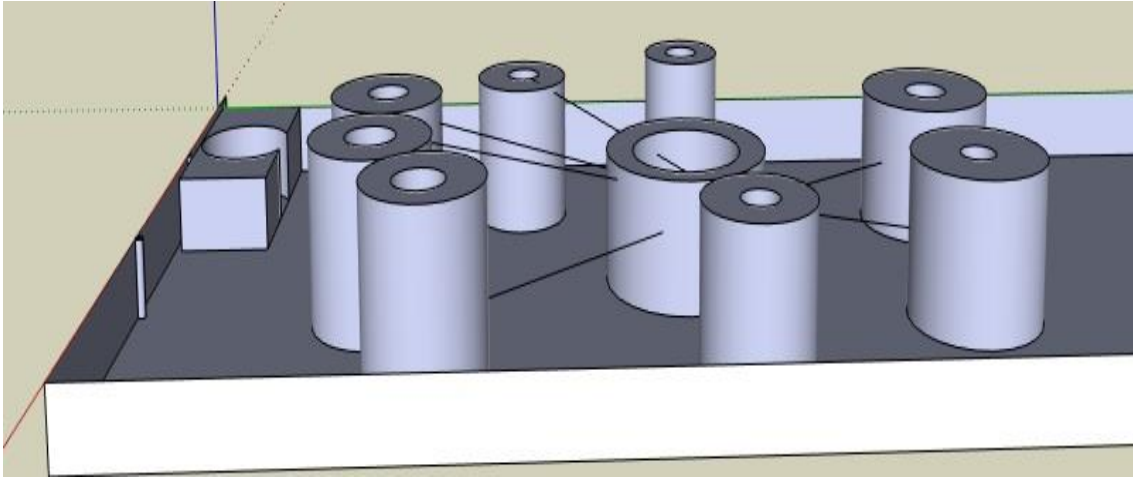


Figura 2.3 Sistema de respirometría óptimo para peces

Respirometría de Túnel

Este es un respirometría de túnel de natación de tipo Brett con una forma ovalada. Los organismos utilizados en esta experimentación fueron juveniles yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). Se utilizó una hélice para conducir el agua en un tubo concéntrico, dentro de un tubo. (Figura 2.4) Por lo general, tienen una forma rectangular redondeada. Este prototipo poseía un flujo de agua en el comienzo del extremo recto opuesto a los dos compartimientos mediante un impulsor conectado a un motor eléctrico, Además, una bomba generó continuamente la circulación de agua en todo el canal para salvaguardar la calidad del agua cuando el impulsor estaba parado. Posee una válvula de paso "bypass" con un electrodo de oxígeno galvánico que permitió registrar de consumo de oxígeno.

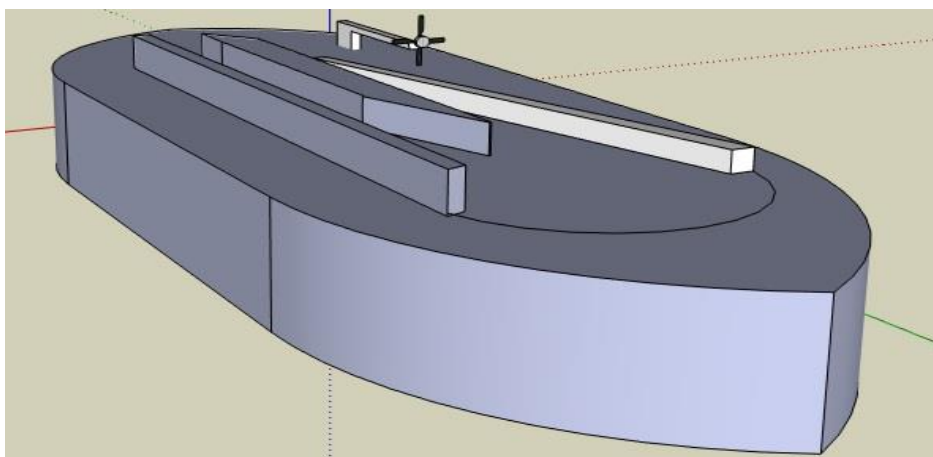


Figura 2.4 Respirometría de túnel

Respirómetro Estático

El respirómetro de tipo estático, posee una forma circular que le permite tener a los animales suficiente espacio para nadar o descansar. El pez nada en círculos apretados. como en un respirómetro tradicional de natación, este método permite realizar estimaciones de tasa metabólica estándar. Se colocaron peces individuales en un cilindro sellado con junta tórica de 2654 mL (17.2 cm de altura, 14.8 cm de diámetro interno) (Perspex, 0.3 cm de espesor) conectado a través de un tubo a una bomba sumergible en un baño de agua con control de temperatura (28.5 ± 0.1 ° C). Una placa de agitación magnética debajo de la cámara activó una barra de agitación (1 cm x 6 cm) para crear un movimiento circular de agua en la cámara. (Figura 2.5). La velocidad de la barra de agitación giratoria se incrementó durante un período de aproximadamente 1 minuto hasta la velocidad máxima a la que el pez solo pudo mantener su posición en la cámara. (Rummer, 2016)

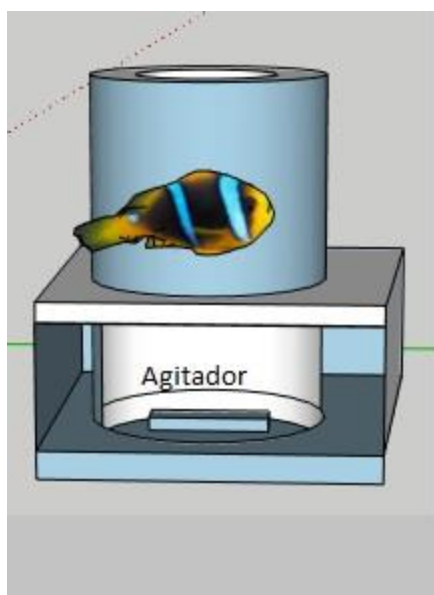


Figura 2.5 Esquema de un respirómetro Circular

La tasa metabólica (MO_2) (en miligramos de O_2 por kilogramo por hora) se calculó en un sistema cerrado utilizando la pendiente de la disminución de la concentración de oxígeno a lo largo del tiempo durante el período de medición de cada ciclo utilizando la ecuación (2.1)

$$MO: \frac{(S-b) \times 60 \times V}{M}$$

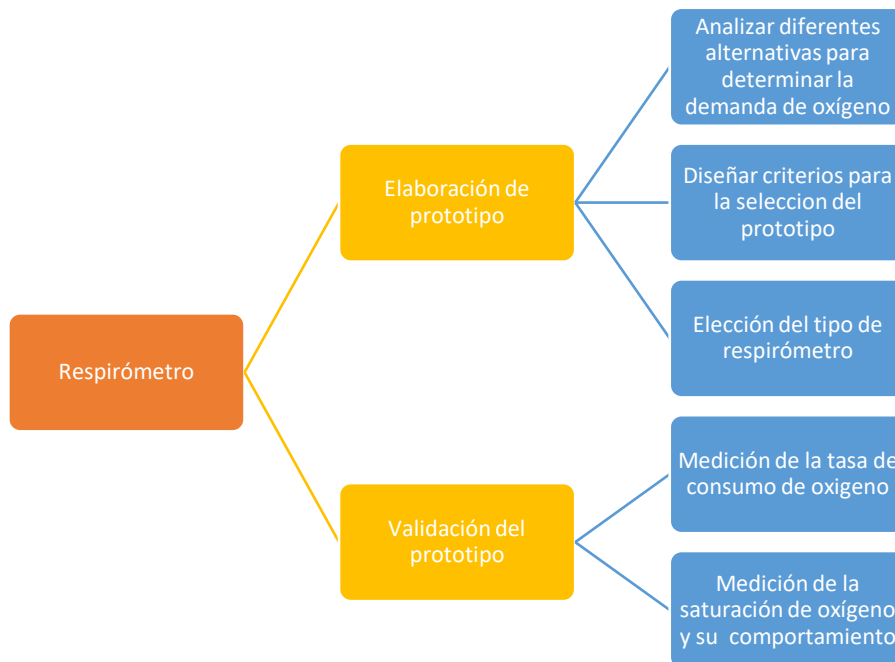
Fórmula 1. Calcular la tasa metabólica

(2.1)

Donde

- S: es la pendiente (mg O₂ min⁻¹)
- b: es la pendiente del agua sin animales (mg O₂ min⁻¹)
- V: Es el volumen del respirómetro (L)
- M es la masa de pescado (kg)

Respirómetro



Esquema 2 2 Esquema de la selección y validación del prototipo

El esquema 2.2 describe los pasos para la selección y validación del prototipo de la cámara respirométrica, además nos permitirá construir el protocolo de utilización para dicho prototipo.

Tabla 2.1 Análisis de las alternativas

	Cerrado	Semicerrado	Cerrado	De túnel	Estático
Costo	\$400	\$250	\$300	\$500	\$50
Forma	Rectangular	Rectangular	Circular	Ovalada	Circular
Fácil limpieza	No	No	No	Si	Si
Universalidad	No	No	No	Si	Si
Control automático	No	No	Si	Si	Si
Tiempo de vida	Alto	Bajo	Alto	Alto	Alto
Tipo de ensamblaje	Fácil	Fácil	Difícil	Difícil	Fácil
Tipo de material (Resistencia)	PerspexTM (polimetilmetacrilato)	Vidrio	PVC (translucido/opaco)	PVC	PerspexTM (polimetilmetacrilato)
Acumulación de suciedad	Alto	Alto	Alto	Bajo	Bajo

Criterios de alternativas

Una vez descritas todos los sistemas posibles para la implementación y construcción del prototipo se establecieron algunos criterios como se muestra en la tabla 2.1. Para determinar la mejor alternativa cumpliendo con todos los requisitos requeridos para su posterior implementación.

Criterios de evaluación

Una vez descritos todos los criterios, se escogió la alternativa con el menor valor. En el caso de costos, se dio un valor de 1 barato de (\$0-\$250) y 2 costoso de (\$250-\$500). Se evaluó la forma de la cámara desde el punto de vista de estrés siendo la circular la menos estresante con una calificación de 1, rectangular la más estresante con una calificación de 2. Fácil limpieza, asignando una calificación de 1 fácil limpieza y 2 difícil de limpiar. Universalidad, el prototipo debe ser capaz de realizar mediciones de 2 distintas especies tanto en peces (*Seriola rivoliana*) como crustáceos (*Litopenaeus vannamei*) con una calificación de 1 es universal y 2 no es universal. Control automático se refiere a que el sistema realiza las mediciones automáticamente dando una calificación de 1 si es automático y 2 si no lo es. Tiempo de vida se refiere a si el prototipo tiene una alta durabilidad asignado 1 como alta durabilidad y 2 para un solo uso. Tipo de ensamblaje asignando una calificación de 1 fácil y 2 difícil. Tipo de material desde el punto de vista de resistencia asignado una calificación de 1 resistente y 2 no es resistente y finalmente la acumulación de suciedad asignado una calificación de 1 baja y 2 alta

Tabla 2 2 Tabla de calificación de las alternativas

Descripción	Calificación%	1	2	3	4	5
Costo	10	2	1	2	2	1
Forma	20	2	2	1	1	1
Fácil limpieza	10	2	2	2	1	1
Universalidad	10	2	2	2	1	1
Control automático	10	2	2	1	1	1
Tiempo de vida	10	1	2	1	1	1
Tipo de ensamblaje	10	1	1	2	2	1
Tipo de material	10	1	2	1	1	1
Acumulación de suciedad	10	2	2	2	1	1
Puntuación total	100	15	16	14	11	9
Ponderación %		30	20	60	80	100

Según la tabla 2.2, se puede apreciar que la alternativa 4 y 5 resultó con el menor puntaje, con un total de 11 y 9 puntos, respectivamente. Se evaluó entre las 2 alternativas cual será la mejor para su posterior implementación.

Respecto al respirómetro de túnel se puede observar el diseño en la figura 2.7 al ser un sistema cerrado con recirculación, la implementación de este sistema no fue viable debido a que el sistema de recirculación oxigenaba el agua y los valores de oxígeno era muy variables. Además una de las características principales del sistema es que obligaba al animal que tenga una natación forzada, por lo cual los valores pueden variar debido al estrés que este le puede provocar, además se probó que en el caso del Huayaípe (*Seriola rivoliana*) cuando se encuentran confinado, en espacios pequeños esto tienden a nadar estático en un solo lugar. En el caso de la alternativa 5 como se observa el diseño en la figura 2.8 el prototipo consistía en un sistema cerrado sin recirculación permitiendo una mayor confortabilidad en el sistema, además su estructura cilíndrica permitía que el animal se aclimatara con mucha mayor facilidad disminuyendo el estrés. Se colocó una malla en el centro del sistema para que el animal puede nadar de forma circular permitiendo observar en todo momento.

PROTOTIPO#1:

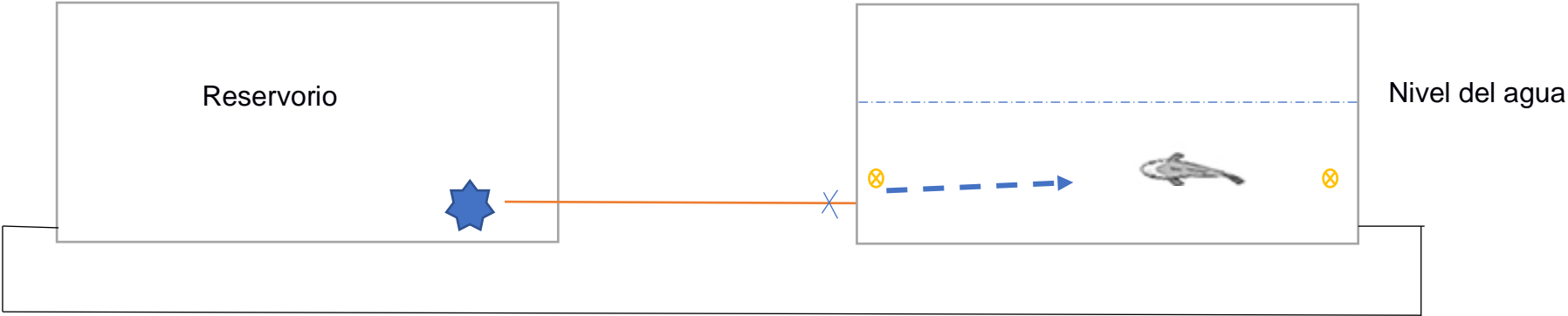
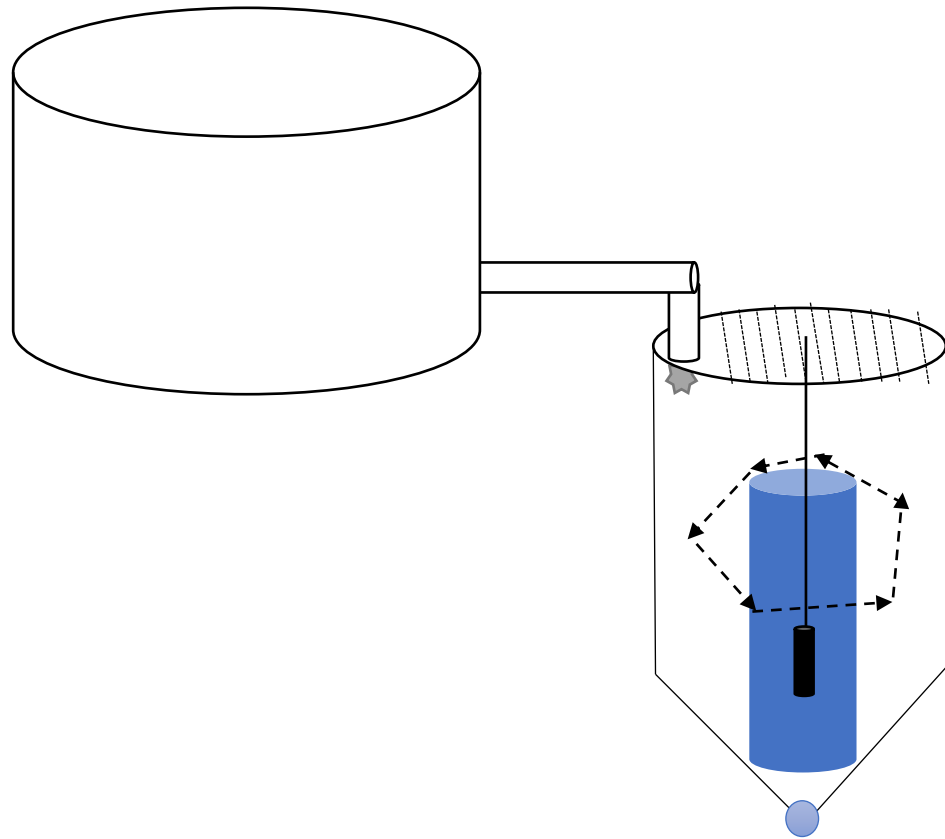








Figura 2.6 Prototipo#1

- Dirección del flujo del agua
- Bomba
- Tubería de entrada
- Tubería de salida
- Sensor de oxígeno
- Válvula de control

Prototipo final:



LEYENDA	
 Dirección del flujo del agua	 Medidor de caudal
 Tapa hermética	 Medidor de oxígeno
 Abastecimiento de agua	 Conducto de salida

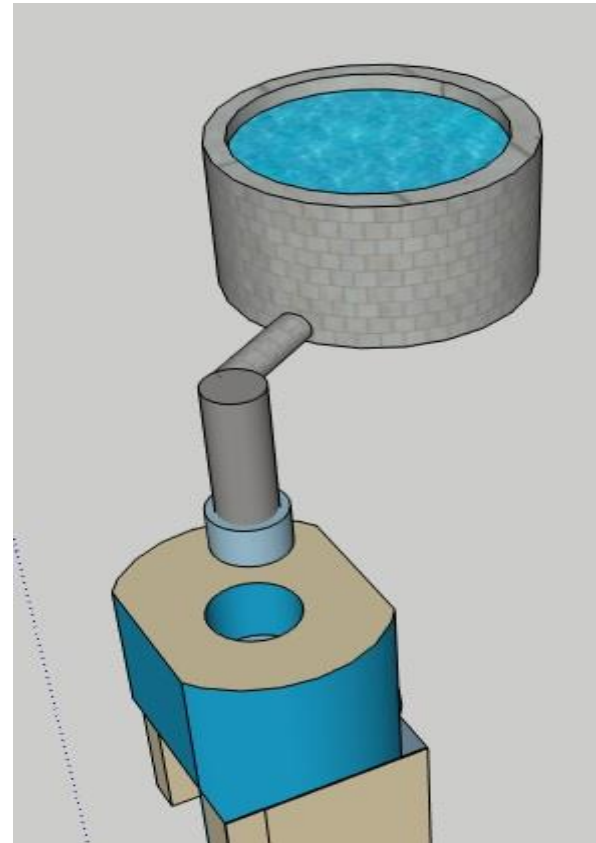


Figura 2.7 Prototipo final

Selección y preparación de animales

Los animales seleccionados fueron provenientes del Centro Nacional de Acuicultura e Investigación Marina (CENAIM). Ubicada en San Pedro en la provincia de Santa Elena. Las especie con las que se trabajó en este proyecto fueron; peces marinos juveniles de huayaibe (*Seriola rivolia*) y camarones (*Litopenaeus vannamei*) de distintos tamaños como se muestra en la tabla 2.3. Una vez pesados y clasificados fueron colocados en jaulas en el interior de un tanque de 18000 L, con flujo continuo y aeración. Los animales fueron alimentados *ad libitum* antes de las 24 y 48 horas del comienzo del ensayo, para asegurarse que lo animales estaban en un estado posabsortivo. Los juveniles de huayaibe fueron colocados en el respirómetro estático al menos 30 minutos antes del inicio de las pruebas para permitir que se aclimaten al sistema con una temperatura de $26.8\pm 3^{\circ}\text{C}$.

Tabla 2 3 Peso y longitud de los animales

Jaula 1			
Codigo	Peso	LT	LH
HL1	416	32,1	30
HL2	485	33,8	31
HL3	497	34,1	31
HL4	498	34,3	32
Jaula 2			
Codigo	Peso	LT	LH
HM1	320	32	29
HM2	393	31,1	29
HM3	397	31,5	29
HM4	407	29,5	28
Jaula 3			
Codigo	Peso	LT	LH
HS1	291	28	24
HS2	298	28,3	26
HS3	309	28	27
HS4	310	30	27

Materiales

Los materiales utilizados en la experimentación fueron obtenidos dentro de las instalaciones del CENAIM (Tabla 2.4)

Tabla 2 4 Materiales utilizados en el respirómetro

Materiales	Cantidad
Tanques cónicos de 200l	2
Malla gruesa plástica (negra)	300cm
Tubos centrales	2
Mangueras	3
Regla de medición	1
Piola	1 rollo
Plástico grueso	2
Jaulas	4
Equipos	Cantidad
Sonda Galvánica	1
Sonda Óptica	1
Balanza digital	1
Eugenol	1
Cronometro	1
Cámara sumergible	1

Respirómetro

El experimento se realizó en recipientes cónicos completamente sellados con un diámetro de la cámara de 1m, El volumen del respirómetro era de 150 litros. En su interior se introdujo una malla circular que le permitió al pez moverse de forma circular como se observa en la figura 2.8. Además, en el centro poseía una sonda de medición de oxígeno YSI. Las mediciones de oxígeno disuelto fueron registradas cada 3 minutos. Además, se observó su comportamiento como la cantidad de aleteo durante 20 segundos y la veces que los peces daban la vuelta por la cámara. Las pruebas comenzaron a los 100% de saturación de aire, y se ejecutaron hasta que el 70% de saturación fuera alcanzado.



Figura 2. 8 Diseño de la cámara respirométrica

Camarón

En esta experimentación se utilizaron 12 animales como se muestra en la tabla 2.5. Se siguió el mismo protocolo que los peces. Se aclimataron por 30 minutos y fueron alimentados antes de las 24 horas del comienzo de la experimentación.

Tabla 2 5 Biomasa de camarones

# Individuos	Peso (gr)
1	7,7
2	13,1
3	11,4
4	12,3
5	8,1
6	11,3
7	8,1
8	9,4
9	11,6
10	10,6
11	7,5
12	7,7
Total	118,8

Protocolo seguido para la estimación del consumo de oxígeno

1. Seleccionar los especímenes.
2. Toma de medidas biométricas (longitud total, longitud horquilla) y peso.
3. Colocar en la cámara respirométrica.
4. Aclimatar el animal con flujo de agua constante durante 30 minutos.
5. Verificar los equipos de medición de oxígeno.
6. Una vez finalizado el tiempo de aclimatación cerrar la cámara.
7. Medir el oxígeno cada 3 minutos.
8. Si la saturación de oxígeno disminuye un 70% se debe parar y renovar completamente el agua.
9. Finalmente anotar todos los consumos de oxígeno y a su vez observar el comportamiento de los animales en el interior de la cámara.

CAPÍTULO 3

3. RESULTADOS Y ANÁLISIS

Los resultados obtenidos con huayaipé (*Seriola rivoliana*) dentro de las cámaras respirométricas, el 92% fueron exitosas, debido a que un animal murió en el proceso de recuperación. Se utilizó la fórmula (2.1) descrita anteriormente donde b es la pendiente de consumo de oxígeno sin animales, obteniendo los siguientes resultados ($P:0,001$ y $R:0,983$)

Una vez procesado los datos, en el programa Excel, se realizaron los cálculos para determinar la tasa metabólica utilizando la fórmula (2.1) descrita anteriormente donde se obtuvieron para HL: Pendiente= 0.0157, ($r^2=0,573$) HM: Pendiente=0,0232 ($r^2=0,725$) y HS: Pendiente=0,0239 ($r^2=0,729$),

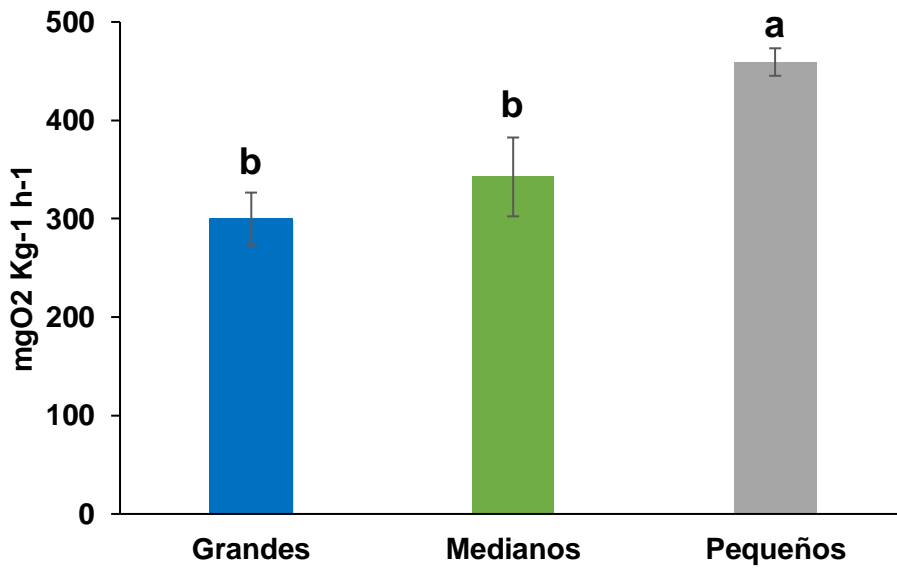
Se realizó una comparación de las tasas de consumo de oxígeno en los 3 grupos experimentales. Los datos obtenidos fueron sometidos a las pruebas de Kolmogorov-Smirnoff para determinar la normalidad de los datos y de Levene para la verificación de la homocedasticidad. Posteriormente, los datos fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) de una vía a un nivel de significancia de 95%. Para establecer diferencias estadísticas entre grupos de animales se utilizó la prueba de rangos múltiples de Tukey. Se utilizó el programa XLSTAT®.

Se obtuvo que los resultados de la tasa metabólica en los animales más pequeños (HS), posee un mayor consumo como se muestra en la tabla 3.1. Los valores de MO son expresados en: ($mgO_2Kg^{-1}h^{-1}$)

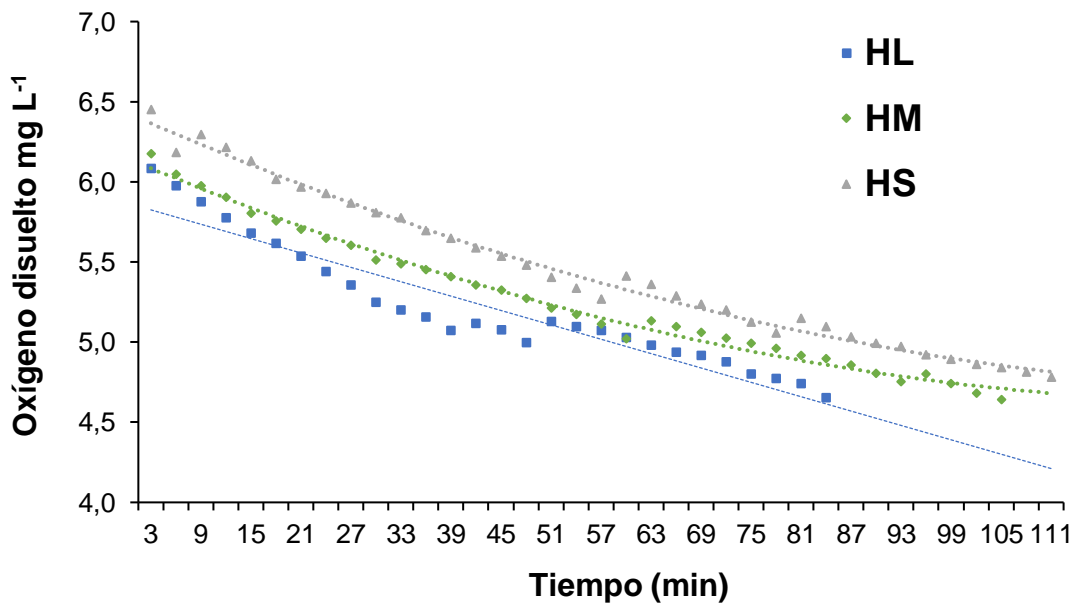
Tabla 3.1 Valores de la determinación de la tasa metabólica

Animales	MO
HL	299,76 ± 26,83
HM	342,52 ± 40,06
HS	459,26 ± 13,99

La MO fue significativamente diferente ($p < 0.05$) en HS frente a los otros dos grupos HM y HL (figura 3.1).

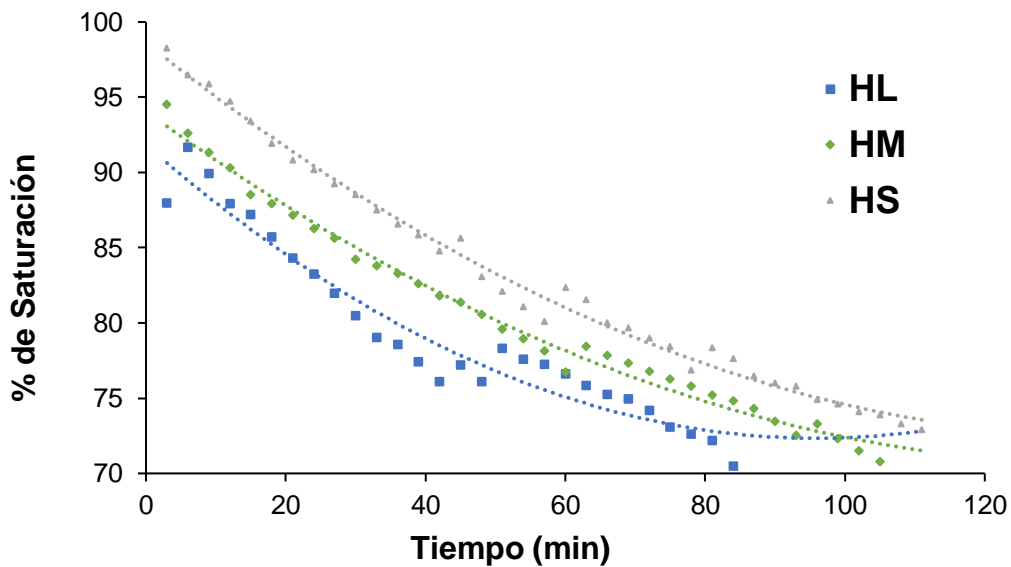


Gráfica 3. 1 Tasa de consumo de oxígeno



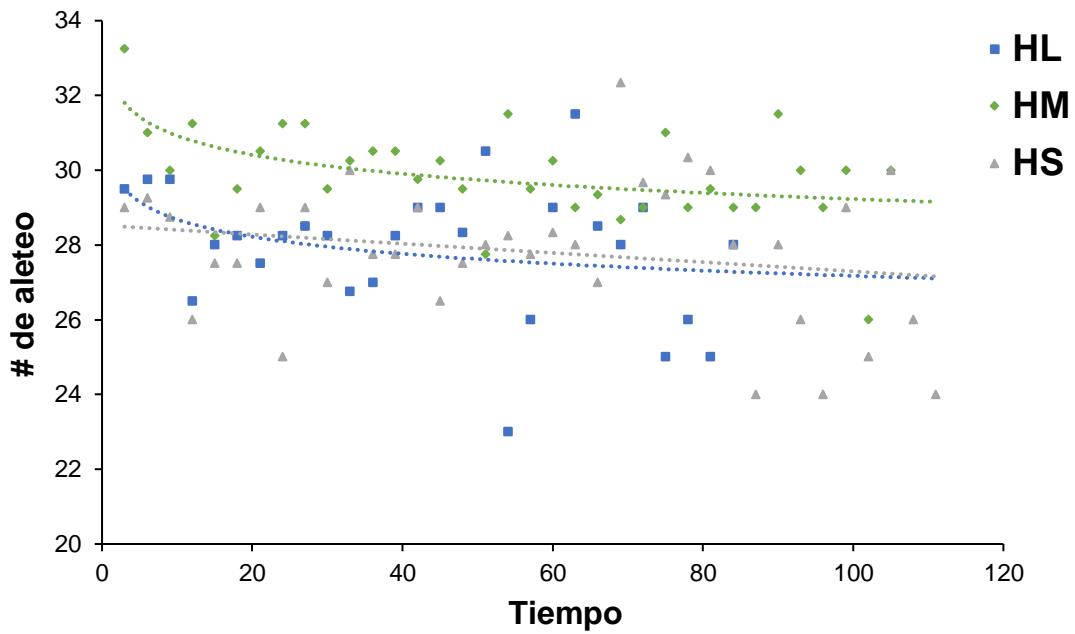
Gráfica 3. 2 Consumo de oxígeno

Como se puede observar en la gráfica 3.2 y 3,3 el consumo de oxígeno y la saturación en cada período durante los ensayos estáticos, los animales mostraron un consumo de oxígeno consistente, es decir, el oxígeno fue disminuyendo a medida que pasaba el tiempo debido a que al estar la cámara completamente sellada no tenía contacto con la atmosfera donde el oxígeno se encuentra presente en un 21%.



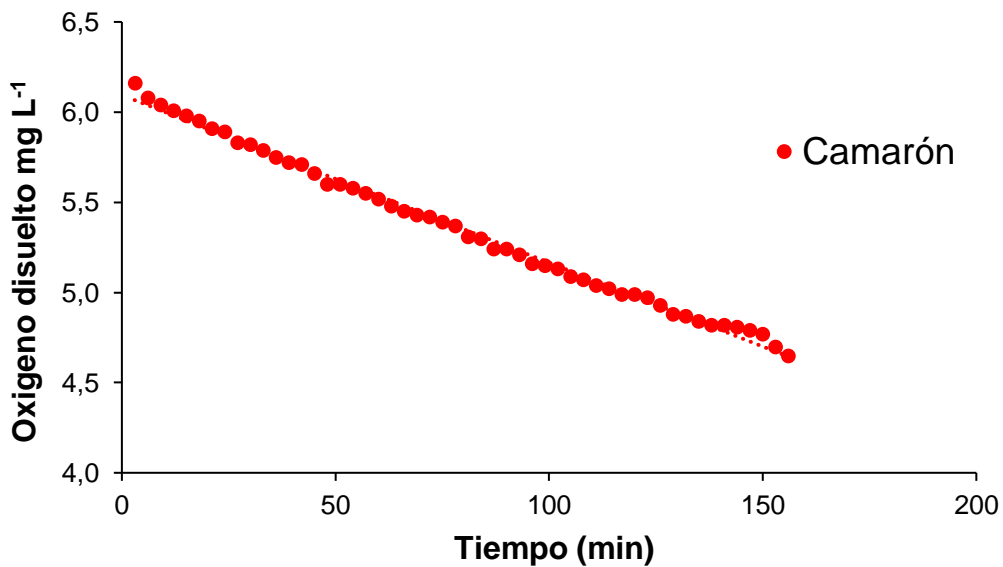
Gráfica# 3. 3 Saturación de oxígeno

Como se puede observar en la figura 3.4 el aleteo en los diferentes tamaños es muy variable sin embargo el aleteo de los HM es mucho mayor comparados a los otros. Una posible razón puede ser debido a que estos animales estuvieron sin alimentación por 48 horas. Al estar confinados y sin alimentación es un detonante para que el animal este estresado. El aleteo de los animales grandes (HG) fue menor debido a que estos animales una vez en el interior de la cámara se comportaron muy tranquilos sin mucha agitación y los animales pequeños (HS) se comportaron de una manera mas agresiva al principio de la experimentación a medida que pasa el tiempo el animal se tranquilizada, cabe recalcar que los 3 grupos de experimentación se quedaron estático en la parte centro inferior, solo 2 animales presentaron movimiento circular en toda la cámara.



Gráfica# 3. 4 Número de aleteo

Los resultados obtenidos en Camarones (*Litopenaeus vannamei*). Se muestran en la Figura 3.5 el consumo de oxígeno en camarones el tiempo de duración de la experimentación fue mayor comparado con los peces sin embargo el consumo de oxígeno fue uniforme a lo largo de tiempo. Además los resultados obtenidos para camarón fueron los siguiente (Pendiente: 0.0093 y r^2 : 0.995) la tasa metabólica calculada en *litopenaues vanamei* fue de 703,36 ($mgO_2Kg^{-1}h^{-1}$)



Gráfica 3. 5 Consumo de oxígeno en Camarones

Presupuesto

La mayoría de los materiales fueron obtenidos del centro de investigación Cenaim. Sin embargo, los equipos pueden ser obtenidos fácilmente para su posterior construcción tabla 3.2.

Tabla 3 2 Precio de materiales

Materiales	Cantidad	Precio
Tanques cónicos de 200l	2	\$35
Malla gruesa plástica (negra)	300cm	\$20
Tubos centrales	2	\$3
Mangueras	3	\$5
Regla de medición	1	\$2
Pirola	1 rollo	\$4
Plástico grueso	2	\$5
Jaulas	4	\$10
Equipos	Cantidad	
Sonda Galvánica	1	350
Sonda Óptica	1	1220
Balanza digital	1	\$15
Eugenol	1	\$10
Cronometro	1	\$5
Cámara sumergible	1	\$300

CAPÍTULO 4

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones

- Los resultados del presente estudio indican, que para peces marinos como el huayaibe, los respirómetros estáticos producen condiciones más adecuadas para el comportamiento de los peces, haciendo más eficiente la determinación de la tasa de consumo de oxígeno.
- La tasa metabólica del grupo de huayaibes pequeños (HS) fue significativamente mayor que los grupos medianos y grandes. Esto se atribuye a que peces más pequeños presentan un movimiento más acelerado (natación) que los animales más grandes y al estar en espacio confinados tienden a asustarse con mayor facilidad.
- La tasa metabólica medida como producto de la actividad o consumo de energía de un pez es dependiente del comportamiento de la especie. Por lo tanto, se debe considerar al momento de seleccionar un respirómetro.
- Los perfiles de consumo de oxígeno del huayaibe obtenidos en este estudio, pueden ser utilizados para la estimación de la tasa de respiración en huayaibes de diferentes tamaños y así intensificar los cultivos de esta especie en CENAIM, sin afectar el estado fisiológico o bienestar de los peces en cultivo.

Recomendaciones

- Se recomienda realizar determinaciones previas de las concentraciones del sedante a utilizar y el tiempo sumergido en el sedante para evitar provocar la muerte del animal por dosis inadecuadas o tiempos

prolongados. Además, estas determinaciones ayudarán a minimizar el estrés durante las mediciones.

- Los animales deben aclimatarse con flujo lento y continuo por 30 minutos ya que al estar en un espacio confinado puede alterarse y estresarse. Por otro lado, los animales deben separarse en diferentes tanques y no en jaulas para evitar que se lastimen.
- La selección de los individuos una vez dormido deberán ser colocados en tanques con agua limpia y con aeración.

AUSPICIO

El presente trabajo fue desarrollado dentro del marco del Proyecto PIC-14-CENAIM-002 “Desarrollo de protocolos de domesticación para el uso sostenible de nuevas especies marinas para consumo de alimentos y repoblación de bancos naturales”, de CENAIM y SENESCYT.

2. BIBLIOGRAFÍA

Sitio Web

- Adukia, A. (13 de Noviembre de 2017). *Respiration in Prawn | Crustacean Anthrapods*. Obtenido de <http://www.notesonzooology.com/prawn/respiration-in-prawn-crustacean-anthropods/1975>
- blueridgeaquaculture. (1993). *What is Recirculating Aquaculture?* Obtenido de <http://www.blueridgeaquaculture.com/recirculatingaquaculture.cfm>
- Bruckner, M. Z. (23 de Abril de 2014). *The Winkler Method - Measuring Dissolved Oxygen*. Obtenido de https://serc.carleton.edu/microbelife/research_methods/environ_samplimg/oxygen.html
- Cruz, M. (15 de Febrero de 2015). Obtenido de How Fish Metabolism Works: https://www.petmd.com/fish/care/evr_fi_fish_metabolism
- Haak, D. (23 de Octubre de 2018). *Crustacean Respiratory System*. Obtenido de <https://study.com/academy/lesson/crustacean-respiratory-system.html>
- Libey, G. (2010). *RECIRCULATING AQUACULTURE SYSTEMS*. Obtenido de <http://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/Fish-Farming-in-Recirculating-Aquaculture-Systems-RAS.pdf>
- Mancini, M. A. (18 de Abril de 2002). *Introducción a la biología de los peces* . Obtenido de http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_peces/piscicultura/07-introduccion_biologia_peces.pdf
- Seafood Trading Intelligence Portal. (2018). *Cultured shrimp in Ecuador*. Obtenido de <https://seafood-tip.com/sourcing-intelligence/countries/ecuador/shrimp/>
- Wetzel, R. (12 de Octubre de 2016). *Measuring Dissolved Oxygen*. Obtenido de <https://www.fondriest.com/environmental-measurements/equipment/measuring-water-quality/dissolved-oxygen-sensors-and-methods/>
- Revital Katznelson, P. (1998). *Dissolved Oxygen Measurement Principles and Methods*. Obtenido de

https://www.waterboards.ca.gov/water_issues/programs/swamp/docs/cwt/guidance/311.pdf

Artículo de revista

- Claireaux, G. (2006). Effect of temperature on maximum swimming speed and cost of transport in juvenile European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Company of Biologists*, 8.
- Clark, T. D. (2006). Cardiorespiratory physiology and swimming energetics of a high-energy-demand. *The Company of Biologists*, 2006.
- FAO. (2018). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. 2-85.
- OEC. (2016). <https://atlas.media.mit.edu/en/>. Obtenido de https://atlas.media.mit.edu/es/visualize/tree_map/hs92/export/ecu/all/show/2016/

Artículo de Periódico

- El comercio . (2018). *El camarón rompió 40 años de liderazgo del banano*. Obtenido de <https://www.elcomercio.com/actualidad/camaron-rompe-liderazgo-banano-exportacion.html>

Artículo de revistas científicas

- Jr, J. C. (2011). Routine metabolism The metabolic rate including. *Elsevier Inc*, 8.
- Rummer, J. L. (2016). Methods matter: considering locomotory mode. *Conservation Physiology*, 13.
- Spanopoulos, M. (1874). The combined effects of salinity and temperature. *ELSEVIER*, 8.
- Stern, S., & Sonnenholzner, S. (2009). History of semi-intensive shrimp farming in Ecuador.
- Stiller, K. T. (2013). A novel respirometer for online detection of metabolites in. *ELSEVIER*, 9.
- Walker, S. J. (2009). Effect of salinity and body weight on ecophysiological performance of the Pacific. *ELSEVIER*, 6.
- Neill, W. H. (2009). Effect of salinity and body weight on ecophysiological performance of the Pacific. *ELSEVIER*, 6.

Roo*, E. G.-C. (2010). POTENTIAL OF ALMAKO JACK *Seriola rivoliana* AS A FAST-GROWING SPECIES FOR EUROPEAN AQUACULTURE DIVERSIFICATION. *ResearchGate* , 3.

