

**EVALUACIÓN DE LA RESPUESTA FISIOLÓGICA CARDIACA AL ESTRÉS
HIPÓXICO Y A LA ANOXIA EN LA ESPECIE ÍCTICA *Oreochromis niloticus*,
(Linnaeus 1758) (TILAPIA NILÓTICA)**

DIANA CAROLINA MACÍAS ARGOTE

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN
PROGRAMA DE BIOLOGÍA
GRUPO RECURSOS HIDROBIOLÓGICOS CONTINENTALES
POPAYÁN
2009**

**EVALUACIÓN DE LA RESPUESTA FISIOLÓGICA CARDIACA AL ESTRÉS
HIPÓXICO Y A LA ANOXIA EN LA ESPECIE ÍCTICA *Oreochromis niloticus*,
(Linnaeus 1758) (TILAPIA NILÓTICA)**

DIANA CAROLINA MACÍAS ARGOTE

**Trabajo de trabajo de grado para optar al título de Biólogo
BIOLOGIA**

Director

Mg. JOSE T. BELTRÁN VIDAL

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y DE LA EDUCACIÓN
PROGRAMA DE BIOLOGÍA
GRUPO RECURSOS HIDROBIOLÓGICOS CONTINENTALES
POPAYÁN
2009**

NOTA DE ACEPTACION

Mg. José Beltrán Vidal
DIRECTOR

MD. Santiago Ayerbe
JURADO

MDV. Diego Vergara Collazos
JURADO

Fecha de sustentación: Popayán, 28 de enero del 2009

DEDICATORIA

A mi Padre benjamín,
A mi Hermano Benjamín,
A mi novio Ramiro Andrés
Y muy especialmente a mi madre Luz Nancy
Por su amor, y apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTOS

Al Mg. Jose Beltrán Vidal por su acertada dirección y orientación.

Al Mg. Silvio Carvajal, por su asesoría en el análisis estadístico.

A la CRC y al Sr. Jaime Mauna, por su colaboración en el suministro de peces.

A Beatriz Elisa Piamba, Darwin E. Hoyos, Jhon Carlos Meléndez y José Ricardo Paz Técnicos del Laboratorio de Biología.

TABLA DE CONTENIDO

	Pág.
1. INTRODUCCIÓN	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	3
2.1. PREGUNTA PROBLEMA	4
3. ANTECEDENTES	5
4. OBJETIVOS	8
5. MARCO TEÓRICO	9
5.1. BIOLOGÍA DE LA ESPECIE ÍCTICA <i>O. niloticus</i> , TILAPIA NILÓTICA	9
5.1.2. Taxonomía	9
5.1.3. Hábitat y Requerimientos Ecológicos	9
5.2. FISIOLÓGÍA DE PECES OSEOS	10
5.2.1. Sistema Respiratorio	10
<i>Fisiología de la respiración</i>	11
5.2.2. Sistema Circulatorio En Peces	12
<i>El corazón:</i>	12
<i>Circulación branquial</i>	13
5.3. HIPOXIA, ANOXIA Y SU RELACION CON LA FISICOQUÍMICA DEL AGUA	13
5.3.1. Oxígeno Disuelto (OD)	14
<i>Aclimatación a la hipoxia ambiental:</i>	16
<i>Consumo metabólico de Oxígeno (VO₂):</i>	16
<i>Relación con la temperatura:</i>	17
<i>Relación con la altitud:</i>	17
5.4. ELECTROCARDIOGRAFÍA	18
5.4.1. Derivaciones.	18

5.4.2. Componentes Eléctricos del Ciclo Cardíaco	19
<i>Onda P:</i>	19
<i>Intervalo o segmento PR</i>	19
<i>Complejo QRS</i>	19
<i>Segmento o intervalo ST</i>	20
<i>Onda T</i>	20
<i>Intervalo QT</i>	20
<i>Onda U</i>	20
<i>Intervalo RR</i>	20
5.4.3. Anomalías del Ritmo Cardíaco	20
5.5. SEDACIÓN Y ANESTESIA EN PECES	21
5.5.1. Metasulfonato de Tricaina (MS222)	21
<i>Relación estructura actividad</i>	21
5.5.2. Lidocaína o Xilocaína	22
<i>Composición</i>	22
<i>Indicaciones</i>	22
<i>Posología y administración</i>	22
<i>Precauciones y reacciones adversas</i>	22
6. MATERIALES Y METODOS	23
6.1. DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA MEDICION DE LA ACTIVIDAD CARDIACA EN HIPOXIA	23
6.1.1 Variables	23
6.1.2. Población	23
6.1.3. Procedimiento preliminar	24
<i>Tratamiento del agua de acuarios experimentales</i>	25
<i>Respirómetro</i>	26
6.1.4. Desarrollo experimental	26

6.2. DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA MEDICION DE LA ACTIVIDAD CARDIACA EN ANOXIA	30
6.2.1. Muestra	30
6.2.2. Procedimiento	30
6.3. MONITOREO, ARCHIVO Y ANÁLISIS DE REGISTROS DE EKG	32
6.3.1. Análisis estadístico de registros EKG	32
6.4. Equipos, Materiales y Reactivos	32
7. RESULTADOS	34
7.1. EVALUACION DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE HIPOXIA	34
7.1.1. Tratamiento 1: Determinación de la frecuencia cardiaca en <i>Oreochromis niloticus</i> con 20 minutos de hipoxia	34
7.1.2. Tratamiento 2: Determinación de la frecuencia cardiaca en <i>Oreochromis niloticus</i> con 40 minutos de hipoxia	36
7.1.3. Tratamiento 3: Determinación de la frecuencia cardiaca en <i>Oreochromis niloticus</i> con 60 minutos de hipoxia	38
7.1.4. Tratamiento 4: Determinación de la frecuencia cardiaca en <i>Oreochromis niloticus</i> con 80 minutos de hipoxia	40
7.1.5. Tratamiento 5: Determinación de la frecuencia cardiaca en <i>Oreochromis niloticus</i> con 100 minutos de hipoxia	42
7.2. EVALUACION DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE ANOXIA	45
8. ANALISIS DE RESULTADOS	48
8.1. Análisis de Estadísticos Descriptivos basados en la frecuencia cardiaca	50
8.1.2. Pruebas Pos-Hoc	53
8.1.3. Análisis por Correlaciones en hipoxia progresiva	55

8.1.4. Alteraciones del ritmo cardiaco en condiciones de hipoxia progresiva	60
<i>Bradycardia</i>	60
8.2. ANALISIS ESTADISTICO DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE ANOXIA	60
8.2.1. Análisis Comparativos	60
8.2.2. Pruebas Pos-Hoc	61
8.2.3. Correlación	61
8. CONCLUSIONES	65
10. RECOMENDACIONES	67
10.1. Preguntas	67
11. BIBLIOGRAFÍA	68
ANEXOS	75

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 20 minutos de hipoxia	35
Tabla 2. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 5 en hipoxia a 20minutos	35
Tabla 3. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 40 minutos de hipoxia	36
Tabla 4. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 9 en hipoxia a 40minutos	37
Tabla 5. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 60 minutos de hipoxia	38
Tabla 6. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 11 en hipoxia a 60minutos	39
Tabla 7. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 80 minutos de hipoxia	41
Tabla 8. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 17 en hipoxia a 80minutos	42
Tabla 9. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 100 minutos de hipoxia	43
Tabla 10. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 24 en hipoxia a 100minutos	44
Tabla 11. Registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 60	45

minutos de anoxia

Tabla 12. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 1 en anoxia	46
Tabla13. Valores de las variables utilizadas en el desarrollo del proyecto y la elaboración de los análisis de resultados	49
Tabla 14. Estadísticos descriptivos	50
Tabla15. ANOVA de un factor para evaluar $[O_2]$, VO_2 y ΔFC respecto al tiempo de exposición a anoxia	52
Tabla 16. Análisis de Varianza (ANOVA) para evaluar $[O_2]$, VO_2 y ΔFC respecto al tiempo de exposición a anoxia	53
Tabla 17. Duncan para $[O_2]$ en el tiempo de hipoxia progresiva	53
Tabla 18. Duncan para VO_2 en el tiempo de hipoxia progresiva	54
Tabla 19. Comparaciones múltiples T3 de Dunnett para ΔFC en el tiempo de hipoxia progresiva	19
Tabla 20. Correlación de Spearman para las variables Tiempo, Δ Frecuencia Cardiaca, concentración y consumo de O_2 y VO_2 .	56
Tabla 21. ANOVA de un factor (Descriptivos)	61
Tabla 22. Duncan para ΔFC en anoxia	61
Tabla 23. Correlación de Spearman para las variables Tiempo y Δ Frecuencia Cardiaca para peces sometidos Anoxia	62
Tabla 24. ANOVA de un factor para los deltas de frecuencia cardiaca en función del Tiempo de exposición a anoxia	63

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. <i>Oreochromis niloticus</i>	9
Figura 2. Anomalías del ritmo cardiaco A: Bradicardia sinusal B: taquicardia sinusal	21
Figura 3. Estanque de selección, estación piscícola Pambío ubicada en el municipio de Timbío	24
Figura 4. Acuario de aclimatación con aireación mediante aireadores de piedra porosa	25
Figura 5. <i>O. niloticus</i> sedado con MS222	26
Figura 6. <i>O. niloticus</i> con electrodos de presión A: Ventral, B: Dorsal	27
Figura 7. <i>O. niloticus</i> dentro de respirómetro con capacidad de dos litros	28
Figura 8. <i>O. niloticus</i> dentro de respirómetro con capacidad de dos litros diseñado para anoxia	30
Figura 9a. Polígrafo marca Powerlab (A) y computador con software Chart™ & Scope™ (B), Oxigenómetro YSI (C), con sonda (D)	33
Figura 9b. Aireadores para acuario en piedra porosa	33
Figura 10. Electrocardiograma de <i>O. niloticus</i> , tilapia nilótica, derivación superficial, electrodos de contacto. (obtenido en este estudio)	34
Figura 11. Registro electrocardiográfico del minuto 7.5 al minuto 18.5, obtenido del pez 9 con 40 minutos de hipoxia	38
Figura 12. Registro electrocardiográfico obtenido del pez 11 con 60 minutos de hipoxia A: del minuto 1 al 14, B: del minuto	40

17 al 30.	
Figura 13. Registro electrocardiográfico del minuto 4 al minuto 17, obtenido del pez 20 con 80 minutos de hipoxia	41
Figura 14. Registro electrocardiográficos en Anoxia	47
a: Del minuto 11 al 23, obtenido del pez 5 con 20 minutos de anoxia	
b: Del minuto 18 al 30, obtenido del pez 9 con 20 minutos de anoxia	
c: Del minuto 2 al 6, obtenido del pez 9 con 40 minutos de anoxia	
Figura 15a. Electrocardiograma de <i>O. niloticus</i>, tilapia nilótica, derivación bipolar de plano frontal I (obtenido en este estudio)	50
Figura 15b. Electrocardiograma de <i>O. niloticus</i>, tilapia nilótica, derivación bipolar de plano frontal I (Beltran y Vasquez, 2005)	51
Figura 15c. Electrocardiograma de <i>H. didactylus</i>, (pez sapo marino), derivación precordial, (Benitez A et al, 1998)	51
Figura 16. Regresión lineal a partir de los valores de Diferencias de Frecuencia Cardíaca y Concentración de Oxígeno ([O₂])	57
Figura 17. A: Regresión lineal con intervalo de predicción al 95% a partir de los valores de Concentración de Oxígeno ([O₂]) y VO₂	58
B: Promedio de Concentración de Oxígeno ([O₂]) vs. VO₂	
Figura 18. Regresión lineal a partir de los valores de Δ Frecuencia en función del tiempo en anoxia	62
Figura 19. Relación entre el promedio de Δ Frecuencia cardíaca y el tiempo de exposición a anoxia	64

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
ANEXO 1	
BIOÉTICA EN LA EXPERIMENTACIÓN ANIMAL	75
ANEXO 2	
TABLAS DE REGISTRO DE FRECUENCIA CARDIACA Y DURACION DEL CICLO CARDIACO PARA LOS PECES EN HIPOXIA	76
TABLAS DE REGISTRO DE FRECUENCIA CARDIACA Y DURACION DEL CICLO CARDIACO PARA LOS PECES EN ANOXIA	102

RESUMEN

El estudio desarrollado, consistió en un bioensayo en laboratorio en la especie íctica *Oreochromis niloticus*, con el que se examinaron las alteraciones que produce a nivel cardiaco y por ende en el metabolismo de la especie al disminuir la concentración de oxígeno disuelto en el agua “estrés hipóxico” y cuando el pez se encuentra en un ambiente anóxico (fuera del agua) “estrés anóxico”.

Se llevaron a cabo una serie de análisis fisiológicos en los que se tomó como variable independiente el tiempo de permanencia del pez en un respirómetro sellado y la concentración de Oxígeno resultante en el respirómetro y como variable dependiente la frecuencia cardiaca (ΔF), la cual se midió de los registros electrocardiográficos (EKG), obtenidos utilizando un polígrafo Powerlab, por medio de electrodos de presión, conectados al pez en la base de de sus aletas (derivación I de plano frontal), previa anestesia con MS222. Para los análisis de anoxia se tomaron registros electrocardiográficos del pez retirando totalmente el agua del respirómetro.

Se encontró que los registros de hipoxia y anoxia reflejaban una variación en el ritmo cardiaco (ΔF) a medida que transcurría el tiempo en el respirómetro y disminuía la concentración de oxígeno. Se encontró una relación directa entre la concentración de oxígeno y el consumo metabólico de Oxígeno (VO_2). Se detectaron además variaciones en los registros EKG tales como variación en amplitud de la onda QRS y presencia de arritmias.

Se concluyo que a la especie íctica *O. niloticus*, puede soportar una concentración de Oxígeno en el agua, hasta de 4.5 mg/L, antes de presentar una alteración significativa en su Frecuencia Cardiaca y su VO_2 . Por debajo de este valor el estrés fisiológico altera la actividad cardiaca y metabólica del animal

1. INTRODUCCIÓN

Este proyecto pretende lograr un aporte al sector piscícola en nuestro país, generando información sobre las condiciones óptimas de cultivo, relacionadas con la concentración de oxígeno en el agua, utilizada en la producción de Tilapias.

El término hipoxia se refiere a cualquier condición en la cual la cantidad de Oxígeno Disuelto (OD) en el agua, está por debajo del nivel normal (Heath, 1995). Hay varias causas potenciales de hipoxia. En lagos estratificados, el hipolimnion es generalmente hipóxico. En zonas donde la concentración de nutrientes es muy elevada, los blooms de algas pueden producir un descenso importante del oxígeno por la noche cuando la respiración de las plantas se combina con el de los animales acuáticos. Todo ello, y junto a condiciones meteorológicas especiales, puede producir condiciones de hipoxia local en hábitats marinos (Calderer, 1991) La hipoxia es un evento que frecuentemente se presenta en estanques para piscicultura, especialmente los de tipo intensivo, a la cual se debe hacer frente mediante la utilización de Sistemas de aireación con costos elevados.

La especie íctica *Oreochromis niloticus*, denominada genéricamente “tilapia”, es uno de los peces que ha suscitado y recibido, quizás mayor atención que cualquier otro grupo de peces en todo el mundo (Wicki y Gromedina, 1997)¹, debido a que presentan un “rápido crecimiento (ciclo de vida corto); se reproducen en cautiverio, se adaptan a altas densidades y a la alimentación artificial, por lo que con su cultivo se obtienen producciones cuantitativamente elevadas; son resistentes a las manipulaciones y al transporte, así como a las enfermedades; en cuanto a su sabor, responden al gusto del consumidor y el valor de su carne a las exigencias del mercado” (Álvarez, 2005).

Es sabido que en general, se deben mantener altas concentraciones de oxígeno en el agua para piscicultura de tilapias, pero no sabemos a ciencia cierta que alteraciones fisiológicas se generan a nivel del sistema cardiaco que repercuten en el metabolismo del animal cuando se encuentra temporalmente por debajo de esas concentraciones óptimas de Oxígeno. Por esta razón, en esta investigación se desea encontrar el efecto producido a nivel cardiaco en

¹ Wicki y Gromedina (1997) citados por Luchini L.

O. niloticus cuando se disminuye la concentración de oxígeno en el agua “estrés hipóxico” y cuando el pez se encuentra temporalmente en un ambiente anóxico (fuera del agua) “estrés anóxico”, situaciones que se presenta en las rutinas de manejo, como transporte, cambio de estanques, problemas de recambio de agua y muestreos para determinar peso y talla.

Se llevaron a cabo una serie de bioensayos en laboratorio, controlando variables tales como: temperatura del agua ($20\pm 1^{\circ}\text{C}$), conductividad ($<100\mu\text{Mhos}$) y pH (7 ± 0.5), utilizando acuarios aireados con agua libre de Cloro. Para éstos análisis se utilizaron respirómetros sellados (Holeton, 1967) de dos litros en los cuales se midió la concentración de Oxígeno resultante del consumo del pez experimental en el tiempo.

Se tomó como variable dependiente la frecuencia cardiaca, para determinar taquicardias o bradicardias ocasionadas por la disminución en las concentraciones de Oxígeno en el agua, dicha frecuencia fue medida utilizando un polígrafo Powerlab y electrodos de presión conectados al pez en la base de sus aletas pectorales, anales y caudales. Los registros electrocardiográficos obtenidos en las diferentes condiciones de hipoxia y anoxia permitieron evaluar la respuesta fisiológica cardiaca del pez, tal como bradicardias, taquicardias, arritmias y amplitud del segmento QRS.

Este estudio permitió establecer hasta una concentración de 4.5mg/L no existen alteraciones considerables en la fisiología y metabolismo de la especie *Oreochromis niloticus*.

Estos resultados pueden ser aplicados a estudios de impacto ambiental sobre el Recurso Hídrico, brindan aportes al conocimiento fisiológico cardíaco de *O. niloticus* y aportan la estandarización de técnicas electrofisiológicas y métodos de sedación y anestesia, manipulación del pez, y control de covariables aplicables en el estudio de esta y otras especies.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

No existe en la literatura científica un valor límite inferior de concentración de oxígeno para cultivo de tilapia que permita establecer cuando se inicia una condición de estrés hipóxico. Se ha establecido que la concentración de oxígeno ideal para el cultivo de tilapias debe estar en un valor del 100% (Hugues, 1981²; Roldán, 1992;) y es necesario indicar que “los valores del Porcentaje de Saturación del OD de 80-120% se consideran excelentes”,³ hecho que ocasiona que los piscicultores deban invertir altas sumas de dinero en la instalación de sistemas de aireación, recambios de agua, mano de obra, etc., cuando por efectos ambientales o cultivo de altas densidades se experimentan bajas en la concentración de oxígeno.

Estudios realizados previamente, han evaluado la hipoxia en tilapia a partir de la frecuencia respiratoria y del consumo metabólico de Oxígeno (VO_2) (El-Sayed, 2003; Green, 1993), sin embargo, la actividad cardiaca, que es un parámetro indicador de actividad metabólica y estrés fisiológico no ha sido evaluado en condiciones de hipoxia y anoxia en la especie, Holeton en 1967 realizó un estudio en el que evaluó esta variable en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), encontrando que con la hipoxia progresiva se produce una disminución en el ritmo cardiaco.

La tilapia es un pez euritópico, es decir tolera cambios considerables en las condiciones ambientales, entre ellas la hipoxia, existen referencias que señalan que la especie *O. niloticus* sobrevive en concentraciones de oxígeno de 1 ppm (1mg/L) sin aparentes consecuencias para su salud (El-Sayed, 2003). Se ha llegado a afirmar que las tilapias en condiciones de anoxia hacen metabolismo anaeróbico (Green, 1984). No obstante estas condiciones son estresantes para el pez y afectan su condición fisiológica normal, implicando una disminución en su productividad, y alteración de su comportamiento.

El estrés fisiológico es una condición anormal de adaptación y supervivencia “síndrome general de adaptación – SGA”, que puede conducir a la muerte del

2 Hugues (1981) citado por Calderer (1991)

3 Stevens Institute of Technology. Libreta de Campo para las Pruebas en las Muestras de Agua. [on line]. 2003. [citado jul., 2007]. Disponible en: <http://www.ciese.org/curriculum/dipproj2/es/fieldbook/libretadecampo.doc>

animal cuando ella se prolonga en el tiempo o a la adaptación del individuo modificando su metabolismo (Seyle, 1990). Es importante establecer cuando se inicia la condición de estrés hipóxico a través de un indicador como la frecuencia cardiaca, la cual en los peces y contrario a los mamíferos disminuye en condiciones de estrés o de agresión (Crossley, 1994; Holeton, 1967). Encontrando la concentración de oxígeno que inicia el estrés fisiológico se puede sin lugar a dudas establecer la concentración mínima ideal de oxígeno para el cultivo de la especie íctica *O. niloticus*.

2.1. PREGUNTA PROBLEMA

¿Cuál es la respuesta cardiaca de la especie *O. niloticus* ante condiciones de estrés producido por disminución en los niveles de oxígeno en el agua?

¿Cual es el límite mínimo en la concentración de oxígeno en el agua que no ocasione condiciones de estrés que alteren el metabolismo y afecten el crecimiento y el comportamiento en *O. niloticus*?

¿Cuál es la respuesta cardiaca de *O. niloticus* al tiempo de anoxia?

3. ANTECEDENTES

Existen numerosas investigaciones sobre los requerimientos básicos de oxígeno para la vida de los peces. La mayoría se refieren a especies de agua dulce, donde se ha visto que algunas especies son altamente resistentes a bajos niveles de oxígeno, como es el caso de la carpa (*Cyprinus carpio*) o el carpín (*Carassius auratus*), que puede sobrevivir durante 22 h bajo una anoxia total (Heath, 1995). Por el contrario, muchos peces nadadores rápidos y activos son muy sensibles a las bajas concentraciones de oxígeno en el agua, como son los salmónidos. Los requerimientos mínimos en oxígeno en especies marinas han sido menos estudiados (Calderer, 1991)

Benítez, A., Gutiérrez, M., Sarasquete, M.C., González–Canales, M.L. En 1998 elaboraron un estudio en la especie *Halobatrachus didactylus* (pez sapo marino), estableciendo técnicas de electrocardiografía en peces mediante derivaciones de superficie con electrodos de fijación activa, generando registros electrocardiográficos similares a los obtenidos en los mamíferos.

El-Sayed T., Moñino, A., Jover, M. en 2003 Realizaron estudios sobre la influencia de la temperatura y la frecuencia alimentaria en el consumo de oxígeno de *O. niloticus* en condiciones intensivas, encontrando que la temperatura aumenta de forma muy significativa el metabolismo de esta especie, y que el consumo de oxígeno llega al máximo cuatro a cinco horas después del suministro de alimento. En general, la tilapia soporta concentraciones de oxígeno inferiores a 1 ppm sin aparentes consecuencias para su salud.

Green B. y Teichert-Coddington D. en 1993 compararon el rendimiento de tilapia y la calidad de agua en estanques de 1000m² que se mantuvieron con aireación llegando de un 10 a 30% de saturación de oxígeno y sin aireación. Encontrando que el rendimiento y la talla final fueron significativamente mayor en los estanques aireados, pero no se encontró diferencia significativa entre los niveles de aireación y plantean que aunque el mantenimiento del oxígeno por encima de los niveles mínimos aumentó el rendimiento de tilapia, se deben realizar estudios adicionales para hacer de el uso del aireador en el cultivo de tilapia una cultura mas eficiente y provechosa

Holeton y Randall. En 1967 realizaron estudios en trucha arcoiris utilizando respirómetros de flujo cerrado, para determinar el efecto de la hipoxia en el consumo de oxígeno, su relación con la producción del lactato y el gasto cardiaco encontrando que al haber una menor cantidad de oxígeno disponible en el medio los niveles de lactato en sangre se aumentan, debido al metabolismo anaerobio que se ve forzado el pez a realizar, ya que no es capaz de proveer suficiente cantidad de oxígeno a todos sus tejidos, además se produce un aumento en la ventilación (movimiento opercular) puesto que el pez debe mantener su entrega de O_2 (cantidad de O_2) y además midieron la sangre aferente y eferente de las branquias para determinar la cantidad de O_2 tomada por el pez y así establecer el gasto cardiaco por el método de Fick⁴, encontrando que este no cambia durante la hipoxia progresiva, pero se presentó una disminución en el porcentaje cardiaco (latidos/min.) y en compensación a esto un aumento en el volumen de cada latido.

Valenzuela A, Alveal K, Tarifeño E. Llevaron truchas (*O. mikyss*) a hipoxia progresiva por mantención de los peces en respirómetros estáticos y encontraron que los peces se adaptan al estrés hipóxico reduciendo el consumo de oxígeno (respuesta oxiconformadora) e incrementando el número de eritrocitos en circulación, pero además encontraron que muchas de estas células son fisiológicamente poco funcionales debido a la poca hemoglobina que poseen.

Calderer A. en 1991 Realizó una aproximación a las condiciones más idóneas de temperatura, salinidad y concentración de OD en el agua, para el cultivo en tierra de la dorada. Para ello, evaluó la influencia de las variables ambientales, temperatura, salinidad y concentración de OD, sobre dos de los factores que influyen directamente en el rendimiento de un cultivo: el crecimiento de los animales y el consumo de oxígeno o metabolismo asociado. Esta investigación contribuye con nuestro estudio debido a que en su desarrollo ella realizó mediciones de concentración de oxígeno mediante el uso de respirómetros de flujo constante y de flujo cerrado encontrando entre otros resultados que la concentración crítica de OD aumentará con cualquier factor que incremente la demanda de oxígeno del pez (peso, temperatura, salinidad, actividad, etc.), dato que nos es de gran importancia para mantener unas condiciones estándar con el máximo control de variables en el desarrollo de los experimentos.

⁴ **Gasto cardiaco:** corresponde Al volumen de sangre expulsado por cada ventrículo por unidad de tiempo, y el **principio de Fick** es un método utilizado para hallarlo, que es igual a consumo de oxígeno (VO_2) dividido por la diferencia arteriovenosa de la concentración de O_2 ($DAVO_2$) (Despoulos y Silbernagl, 1994)

En Colombia, Beltrán y Vásquez (2005), estudiaron la respuesta cardiaca de la especie *O. niloticus* a diferentes concentraciones de amonio en el agua de perfusión branquial y nasal, encontrando que la especie percibe las variaciones de concentración del ión amonio en el medio acuático vía nasal, produciéndose bradicardia que inicia a partir de 0.5mg/L de NH_4^+ y se incrementa proporcional a la concentración del ión y al tiempo de exposición. Este trabajo estableció técnicas electrofisiológicas para obtener registros electro cardiográficos en tilapias, métodos de anestesia, manipulación del pez y control de covariables, estandarizando un método para poder evaluar el efecto fisiológico cardiaco de polutantes acuáticos en especies ícticas.

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la respuesta cardiaca de *O. niloticus*, al estrés hipóxico y anóxico en condiciones experimentales.

4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Determinar la tasa o costo metabólico (consumo de oxígeno por gramo de peso en la unidad de tiempo) para la especie *O. niloticus*

Determinar la concentración de Oxígeno en el agua que da inicio a una respuesta cardiaca significativa (bradicardia o taquicardia)

Evaluar el efecto del tiempo de exposición a las diferentes concentraciones de oxígeno en las variaciones de frecuencia cardiaca.

Evaluar la respuesta cardiaca de la especie, en condiciones de anoxia con respecto al tiempo de exposición

5. MARCO TEÓRICO

5.1. BIOLOGÍA DE LA ESPECIE ÍCTICA *O. niloticus*, TILAPIA NILÓTICA.

Figura 1. *Oreochromis niloticus*



Fuente: Diana Carolina Macías A.

5.1.2. Taxonomía:

Clase: OSTEICHTHYES

Subclase: ACTINOPTERYGII

Superorden: ACANTHOPTERYGII

Orden: PERCIFORMES

Familia: CICHLIDAE

Género: *Oreochromis*

Especie: *Oreochromis niloticus*⁵

5.1.3. Hábitat y Requerimientos Ecológicos. Dentro de sus áreas originales de distribución, Las tilapias han colonizado hábitats muy diversos: arroyos permanentes y temporales, ríos anchos y profundos, lagos profundos y

⁵ Descrita como *Perca nilotica* por Linnaeus en 1758 y en 1981 Trewavas la asignó al taxón *Oreochromis*.

pantanosos, lagunas dulces y salobres, estuarios y lagunas costeras e incluso hábitats marinos.

Todos estos hábitats representan un extraordinario rango de variaciones de distintos parámetros físicos, químicos y biológicos (profundidad, corrientes de agua, turbidez, temperatura, pH, salinidad, oxígeno y otros gases disueltos, flora y fauna) y las distintas especies de tilapia se han ajustado a ambientes y nichos específicos tolerando dichos rangos más o menos definidos.

Las tilapias cultivadas habitan por lo general aguas lénticas (poca corriente), permaneciendo en zonas poco profundas y cercanas a las orillas donde se alimentan y reproducen.

El rango natural de temperaturas en el que habitan, oscila entre 20 y 30 °C; aunque pueden soportar temperaturas menores. (Meyer, 2004)

Pueden vivir en condiciones ambientales adversas ya que toleran en general las bajas concentraciones de oxígeno disuelto en el agua, para alevinos de entre 10 y 25 gramos de peso, Kubitza señala que soportan concentraciones de 0,4 a 0,7 mg/litro durante 3 a 5 horas (medidas entre 2 a 4 semanas consecutivas por la mañana, sin registrarse mortalidades). Green et al, 1984, informaron por su lado, que la tilapia tolera oxígeno cero (anoxia) hasta por 6 horas consecutivas, sugiriendo la posibilidad de que estos peces posean respiración anaeróbica.

En virtud de lo anterior la tilapia (*O. niloticus*) soporta concentraciones de oxígeno inferiores a 1 ppm (1mg/L) sin aparentes consecuencias para su salud (El-Sayed, 2003)

Por supuesto, cuando la concentración de oxígeno en el medio es baja, el consumo de alimento se reduce y por lo mismo también el crecimiento de los peces. Es por ello conveniente que en un cultivo no se permita que las concentraciones de oxígeno disuelto desciendan a niveles críticos inferiores a 2 o 3mg/L, particularmente en ausencia de luz solar. (Meyer, 2004)

5.2. FISIOLÓGÍA DE PECES OSEOS

5.2.1. Sistema Respiratorio. El sistema respiratorio de los peces esta representado esencialmente por las branquias, órganos laminares y vascularizados que se originan en las bolsas faríngeas del embrión y que son capaces de fijar el oxígeno disuelto en el agua; en Osteictios (peces óseos) existe una sola abertura a cada lado que comunica a las branquias con el exterior, y se encuentra protegida por el opérculo (Vegas, 1977)

Fisiología de la respiración: Al respirar el opérculo se cierra contra el cuerpo y los arcos branquiales sobresalen lateralmente al mismo tiempo que el agua penetra en la boca del pez abierta en ese momento. Al cerrarse la válvula oral los arcos branquiales se contraen, los opérculos se levantan y el agua es comprimida contra los filamentos. En ese proceso la sangre de las laminillas entrega el CO₂ y absorbe el oxígeno del agua. Lo importante de este proceso es que la sangre fluye por las laminillas en el sentido opuesto al flujo del agua sobre los filamentos, produciéndose el denominado “flujo contracorriente”.

En todo este proceso el agua que pasa a través de las branquias pierde el 80% de su contenido en oxígeno, el cual es recogido por el organismo del pez a través de la sangre. (Petracini, 2005)

Por otra parte la circulación está dispuesta en tal forma que la sangre corre en dirección contraria, con lo cual se aumenta la eficacia de fijación del oxígeno (Vegas, 1977). Podemos inferir que siendo la sangre que está por abandonar las laminillas pobre en potencia para extraer oxígeno (pues ya posee gran cantidad de O₂), es necesario hacerla fluir contra el sentido en que circula el agua, cuyo contenido de oxígeno es alto y bajo su contenido de CO₂.

De este modo se impide que la sangre altamente oxigenada, entregue el oxígeno al agua por ósmosis, cosa que ocurriría si la concentración de oxígeno en el agua fuera inferior al de la sangre. El mismo proceso pero en sentido inverso, es el que permite desprender el anhídrido carbónico de la sangre y entregarla al agua que posee una concentración de CO₂ más baja. (Petracini, 2005)

La fijación del oxígeno depende de varios factores, entre otros la presión parcial de oxígeno (PO₂), la distancia de difusión entre el agua y la sangre, la temperatura, el pH y la presión parcial del anhídrido carbónico (PCO₂).

En general puede decirse que entre menor distancia de difusión exista, la fijación de oxígeno es mayor. El epitelio branquial tiene de 1 a 5 μ de espesor; pero a esto debe agregarse la secreción de mucus por el epitelio, lo que puede aumentar la distancia de difusión.

Cuanto mayor es la presión parcial de anhídrido carbónico menor es la presión parcial y por lo tanto la fijación de oxígeno. Igualmente cuanto menor es el pH o cuanto más se acidifica el medio, la presión parcial del oxígeno es menor y por lo tanto la fijación se hace más ineficiente. Rendall (1970)⁶ señala: “En los Teleósteos un aumento del contenido de CO₂ y una disminución del pH de la

⁶ Rendall (1970) citado por Vegas (1977)

sangre, causan no solamente una reducción de la afinidad de la hemoglobina por el oxígeno (efecto Bohr), sino también una reducción en la capacidad de conducción de oxígeno por la sangre (efecto Root)”

El principal efecto de las variaciones de temperatura es el cambio en los requerimientos de oxígeno para el pez, por cuanto aumenta la presión parcial de oxígeno indispensable para saturar la hemoglobina. Así a 25°C la hemoglobina puede alcanzar una saturación del 98%, mientras a 38°C sólo de 93%. (Vegas, 1977)

5.2.2. Sistema Circulatorio En Peces

El corazón: en peces esta constituido por cuatro cámaras en serie, todas ellas son contráctiles. Se mantiene un flujo unidireccional a través del corazón por medio de válvulas en las conexiones senoauricular y auriculoventricular y a la salida del ventrículo. La sangre bombeada por el corazón pasa primero por la circulación branquial (respiratoria) y de ahí a la aorta dorsal que abastece al resto del cuerpo (circulación sistémica) (Eckert, 1993)

El seno venoso tiene una pared delgada y por lo tanto poco contráctil en comparación con la aurícula o el ventrículo. Se puede decir que queda constituido por la unión de los dos conductos de cuvier que recogen la sangre de la mayor parte del cuerpo. La comunicación entre el seno venoso y la aurícula es el orificio seno-atrial o seno-auricular que posee dos válvulas semilunares que permiten el paso de sangre en un solo sentido.

La aurícula es una cavidad bastante espaciosa y de paredes más gruesas que recibirá la sangre proveniente del seno y la impulsará a través del orificio atrio-ventricular o auriculo-ventricular hacia el ventrículo del cual se previene el regreso por dos a cinco válvulas semilunares.

El ventrículo tiene paredes muy gruesas para facilitar una poderosa contracción. Se continúa en línea recta con el cono arterial, que en teleósteos se reduce a un anillo muscular provisto de solo dos válvulas, además en esta clase por delante del cono arterial se encuentra un bulbo arterial, sus paredes son de musculatura lisa, como los vasos sanguíneos y con abundantes fibras elásticas, lo cual facilita su contracción. Parece que tiene por función regular la cantidad de sangre que pasa del cono arterial a la aorta ventral, reservando una pequeña porción para impulsarla más tarde. (Vegas, 1977)

Circulación branquial: la aorta ventral que sale del bulbo arterial dará lugar a los arcos aórticos branquiales hioideo y mandibular. De cada uno de los arcos branquiales se ramificaran las arterias aferentes, que llevan sangre venosa a las branquias y que se subdividen en arteriolas y capilares. La sangre ya oxigenada será sacada por las arterias eferentes de las branquias y llevada a la parte dorsal de los arcos aórticos directamente o por medio de una arteria epibranquial a la aorta dorsal. (Vegas, 1977)

5.3. HIPOXIA, ANOXIA Y SU RELACION CON LA FISICOQUÍMICA DEL AGUA

Los parámetros físico-químicos hídricos están en constante y permanente variación y demuestran cambios de la caracterización hídrica en función de pisos altitudinales, zonas fitogeográficas, dinámica del cuerpo de aguas y estos procesos se relacionan directamente con la naturaleza del ambiente, la adaptación y distribución de la biota acuática en general (flora microbiana, Fitoplancton, macróphytas acuáticas, zooplancton, macro invertebrados acuáticos, ictiofauna) y fundamentalmente, con el flujo de energía y niveles trofodinámicos que en el ecosistema acuático se establecen. (Roldán, 1992)

Entre los factores externos que pueden modificar la tasa metabólica suelen distinguirse dos grupos: entre los primeros están la temperatura, el fotoperíodo, la salinidad, etc., que actúan simultáneamente compensando sus efectos; son los *factores controladores*. El segundo grupo, el de los *factores limitantes*, está formado por aquellos que intervienen directamente en las cadenas de procesos metabólicos: los metabolitos, el alimento, el agua y los gases respiratorios (Fry, 1971). El volumen de oxígeno disuelto en el agua al igual que los demás gases depende de tres factores fundamentales: la temperatura, la presión parcial de los gases atmosféricos en contacto con el agua y la concentración de sales disueltas (salinidad) (Roldán 1992), este ultimo no es de nuestra importancia en este momento ya que se trabajará con agua dulce para la totalidad de los ensayos, por lo tanto la salinidad no será una variable a considerar.

Los principales parámetros físico-químicos a controlar como covariables en este bioensayo son:

Temperatura por la relación inversa que tiene con la solubilidad del oxígeno, como factor controlador. (Roldán, 1992)

pH, porque incide notablemente en el transporte de oxígeno ligado a la hemoglobina (efecto Root) (Vegas, 1977)

Conductividad que es indicador de presencia de iones, especialmente amonio y cloruros (Roldán, 1992) como factor limitante

Tomando en cuenta los objetivos del presente trabajo, nos centraremos en el oxígeno y todo lo que tiene que ver con su participación en la fisicoquímica hídrica

5.3.1. Oxígeno Disuelto (OD) El oxígeno disuelto es uno de los gases más importantes en la dinámica y caracterización de los sistemas acuáticos. El oxígeno llega al agua por difusión de la atmósfera o por fotosíntesis. La difusión del oxígeno en un ecosistema acuático se lleva a cabo por medio de la circulación y movimientos del agua provocados por la diferencia de densidad de las capas de agua o por los vientos. La difusión molecular por sí sola es muy baja. La fotosíntesis es la otra fuente de oxígeno en el agua, juega un papel fundamental en aguas lénticas, dado su poco movimiento y circulación. Para las corrientes, debido a su continuo movimiento y aireación este proceso no es tan importante. (Roldán, 1992)

Existe una concentración crítica de OD en el agua por debajo de la cual la disminución de la tasa el crecimiento de los peces es directamente proporcional a la disminución de la concentración de OD (el descenso en 1ppm puede reducir la tasa de crecimiento en un 30%) (Stewart *et al.*, 1967; Herrmann *et al.*, 1962). Por otro lado, un exceso de la concentración de OD puede ser letal. (Calderer, 1991)

El coste energético de las adaptaciones cardio-respiratorias provocado por un descenso en la concentración de OD del agua, se cobra en detrimento del crecimiento (Randall, 1982).

Las oscilaciones diarias de la concentración de oxígeno en el agua no son raras en la naturaleza, debidas, fundamentalmente al ciclo de la luz y la fotosíntesis. Stewart *et al.* (1967), Whitworth (1968) y Thetmeyer (1999) comprobaron que el crecimiento era menor en peces sometidos a niveles fluctuantes de oxígeno, comparado con los grupos control mantenidos a un nivel constante de oxígeno. Es más, una exposición a niveles subcríticos de oxígeno durante un periodo de tiempo es suficiente para reducir la tasa de crecimiento comparable al obtenido con un nivel bajo de oxígeno pero constante, a pesar de que se suministre una buena alimentación durante el período de oxígeno alto.

En el medio acuático la concentración de OD fluctúa con frecuencia debido a los cambios en la fotosíntesis y la respiración. La mayoría de los teleósteos están adaptados a hacer frente a estas fluctuaciones, de tal forma que mantienen su tasa metabólica constante a pesar de la disminución del oxígeno ambiental, al menos hasta una cierta tensión crítica de OD (ODcrit) (Neill *et al.*, 1994). A estas especies se las refiere como *oxireguladoras* (Hughes, 1973; Rantin & Johansen, 1984) y al intervalo de tensiones en el cual se comportan como tales, *margen de regulación* o de independencia del oxígeno (Fry & Hart, 1948; Hugues, 1981). Otras especies, sin embargo, condicionan la tasa metabólica a la concentración de OD en el agua (Hall, 1929), denominándose *oxiconformes*, de tal manera que su tasa respiratoria desciende gradualmente con el oxígeno ambiental, al menos por debajo del 100% de saturación (*margen de conformidad* o de dependencia del oxígeno) (Hugues, 1981).

La oxiregulación se consigue mediante mecanismos compensatorios que incrementan la captación de oxígeno en el sistema de intercambio de gases, manteniendo el suministro necesario de oxígeno a los tejidos a pesar de la reducción del oxígeno disponible (Dejours, 1981). Principalmente, se incrementa la ventilación branquial y la perfusión (Randall, 1982; Neill *et al.*, 1994) y la función cardíaca (Hughes, 1973; Høleton, 1980; Rantin *et al.*, 1993; Claireaux *et al.*, 1995). La oxiconformidad, es el resultado de la ausencia o limitación de estos mecanismos compensatorios por lo que el animal no puede satisfacer su demanda de oxígeno y se ve obligado progresivamente a reducir actividades como la natación, alimentación o crecimiento, e incluso en casos extremos, es incapaz de sobrevivir. Los animales que toleran exposiciones prolongadas a niveles de oxígeno han de obtener necesariamente, su energía metabólica de reacciones no oxidativas (metabolismo anaerobio) (Schmit-Nielsen, 1983).

Así pues, la primera respuesta general de los peces frente a una situación de hipoxia consiste en el aumento de la frecuencia de ventilación y el volumen respiratorio, asociado al descenso del ritmo cardíaco (Claireaux *et al.*, 1995). Mientras que el incremento del volumen y la frecuencia de ventilación aseguran el suministro de oxígeno en la superficie respiratoria, la bradicardia se acompaña de un aumento del volumen cardíaco (Randall, 1970), incrementando el flujo sanguíneo a través de las branquias y, consecuentemente, el intercambio gaseoso (Satchell, 1960).

Aclimatación a la hipoxia ambiental: Se considera que el OD crítico es inferior para especies que están mejor adaptadas a la hipoxia ambiental. Se ha demostrado que cuando los peces son expuestos lentamente a una hipoxia progresiva, esto permite que se den los cambios necesarios para aumentar la eficiencia de extracción de oxígeno del agua (Ott *et al.*, 1980; Heath, 1995). Es el caso de algunas especies marinas y estuarinas que presentaron conformidad respiratoria cuando se las transfería rápidamente a una hipoxia ambiental, pero cuando el contenido en oxígeno disminuía lentamente se mostraron como reguladoras (Heath, 1995).

Beamish (1964) sugirió que se producía respiración anaerobia a concentraciones de OD muy bajas. Peces aclimatados a bajas concentraciones de OD no solo tienen un MS bajo sino que el metabolismo de cualquier actividad es inferior al que presentarían si estuvieran aclimatados a valores de saturación de OD (Heath, 1995). Esta aclimatación parece influir en la capacidad de un pez de permitirse la respiración anaerobia.

Consumo metabólico de Oxígeno (VO_2): Los animales necesitan un aporte de energía química para poder realizar sus funciones vitales, como alimentarse, crecer o reproducirse. El uso conjunto de energía química se denomina generalmente como metabolismo energético. Esta energía se obtiene principalmente a través de la oxidación de los alimentos. La determinación del consumo de oxígeno VO_2 , es el método utilizado universalmente para medir la tasa metabólica de los peces (Degani *et al.*, 1985). Para ello, se utilizan diversos tipos de respirómetros provistos de electrodos de oxígeno polarográficos que realizan una medición precisa y en continuo de la concentración de oxígeno en el medio. Los respirómetros pueden ser de flujo continuo o cerrado. En los primeros, la determinación del consumo de oxígeno se calcula a partir de la diferencia entre la concentración de oxígeno a la entrada y a la salida del sistema. En los segundos el consumo de oxígeno se determina a partir de la disminución de la concentración de oxígeno en el interior de la cámara debido a la respiración de los organismos en su interior.

Entre los factores externos que pueden modificar la tasa metabólica suelen distinguirse dos grupos: entre los primeros están la temperatura, el fotoperíodo, la salinidad, etc., que actúan simultáneamente compensando sus efectos; son los *factores controladores*. El segundo grupo, el de los *factores limitantes*, está formado por aquellos que intervienen directamente en las cadenas de procesos

metabólicos: los metabolitos, el alimento, el agua y los gases respiratorios (Fry, 1971). El límite superior de la tasa metabólica está controlado por el factor que se encuentra a más baja concentración y que en el caso de la respiración es el oxígeno.⁷

Relación con la temperatura: “la cantidad de oxígeno que puede disolverse en el agua (OD) depende de la temperatura. El agua más fría puede guardar más oxígeno en ella que el agua más caliente”⁸, es decir que la solubilidad del oxígeno en el agua aumenta a medida que esta disminuye. Esto se debe a que en el agua fría las moléculas se unen más entre sí reteniendo por lo tanto mayor cantidad de oxígeno.

Debido a lo anterior, es más conveniente presentar los resultados de oxígeno en términos de porcentaje de saturación y no del peso (Roldán, 1992) ya que el porcentaje de saturación ajusta el valor de oxígeno dado en mg/L a la temperatura y altitud en la cual se realiza la medición, además el valor en mg/L nos muestra la cantidad de oxígeno presente en el agua pero no nos dice que cantidad está disponible para ser utilizada por los organismos presentes en el agua, esta información la obtenemos de el porcentaje de saturación.

El valor de saturación de oxígeno ideal para cada altura y cada temperatura debe ser del 100%; por debajo se dice que el agua está subsaturada y por encima sobresaturada de oxígeno (Roldán, 1992), no obstante es necesario indicar que “los valores del Porcentaje de Saturación del OD de 80-120% se consideran excelentes”.⁹

Relación con la altitud: En general la cantidad de un gas que se disuelve en un líquido depende de la presión externa y de la temperatura del líquido. Según la ley de Henry la solubilidad de un gas en un líquido es proporcional a la presión del gas sobre el líquido. La mayoría de los gases obedecen la ley de Henry, como es el oxígeno en agua¹⁰.

7 Tomado de: Calderer A. Influencia de la temperatura y la salinidad sobre el crecimiento y consumo de oxígeno de la dorada (*Sparus aurata* L.). Barcelona: Universidad de Barcelona. Departamento de Biología Animal; 1991. p 16-41, 103-175

8 Stevens Institute of Technology. Libreta de Campo para las Pruebas en las Muestras de Agua. [on line]. 2003. [citado jul., 2007]. Disponible en: <http://www.ciese.org/curriculum/dipproj2/es/fieldbook/libretadecampo.doc>

9 Stevens Institute of Technology, Op.cit.

10 Solubilización de gases. [on line]. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://www.puc.cl/quimica/agua/solubili.htm>

La solubilidad del oxígeno se relaciona también con la ley de las presiones parciales de Dalton, la cual establece que la presión total de una mezcla de gases es igual a la suma de las presiones ejercidas por cada uno de los gases que la componen; es decir que la solubilidad de cada gas es independiente de la de los otros gases de la mezcla.

Con un aumento en altura sobre el nivel del mar, el valor de la presión parcial disminuye, o sea que la cantidad de gas disuelto disminuye. Sin embargo, esta variación de solubilidad con la altura no es gradual, sino que a mayor altura, el porcentaje de solubilidad es menor (Roldán, 1992).

5.4. ELECTROCARDIOGRAFÍA

El ECG es el registro gráfico de las variaciones que se producen en los potenciales eléctricos (en mV) medidos entre distintos puntos de la piel (*derivaciones*), como consecuencia de la actividad del corazón. El EkG refleja pues los fenómenos eléctricos relacionados con la excitación cardiaca y aporta información sobre la orientación anatómica del corazón, los tamaños relativos de las cámaras cardíacas, la frecuencia cardiaca, el ritmo y el origen de la excitación, la propagación y distribución del impulso, la extinción de los potenciales de acción de la excitación, y las alteraciones existentes en éstos fenómenos, con independencia de que sean debidos a defectos anatómicos, mecánicos, metabólicos o circulatorios. (Despoulos y Silbernagl, 1994)

5.4.1. Derivaciones. En la actualidad el EkG clínico consiste en 12 derivaciones (tres derivaciones bipolares de las extremidades, tres derivaciones unipolares de las extremidades y seis derivaciones unipolares corrientes) que forman el electrocardiograma escalar. (Giraldo y Mejia, 2000)

En peces óseos el electrocardiograma se obtiene por el método utilizado por Benítez mediante derivaciones de superficie bipolares o estándar, utilizando electrodos metálicos fijados por punción o por contacto con la piel previa anestesia fuera del agua, manteniendo la oxigenación por perfusión de las branquias con agua limpia bien aireada. (Benítez y Gutiérrez, 1994)¹¹

¹¹ Benítez y Gutiérrez (1994) citados por Beltrán, en estudio realizado en la especie ictica *O. niloticus* 2005

Las derivaciones bipolares o estándar (I, II y III) son empleadas para registrar los potenciales eléctricos en el plano frontal. En humanos los electrodos exploradores se colocan en el brazo izquierdo (LA), brazo derecho (RA) y pierna izquierda (LF). Todos los electrocardiógrafos tienen también un electrodo para la pierna derecha (RF); ella y el electrodo funcionan como polo a tierra y no intervienen en la génesis del EkG. Estas derivaciones bipolares presentan la diferencia de potencial eléctrico entre dos sitios. (Giraldo y Mejia, 2000).

En peces los electrodos se pueden ubicar en la base de las aletas pectorales y anales, llevando una relación directa respecto a la ubicación en humanos; electrodo LA en la aleta pectoral izquierda, electrodo RA en la aleta pectoral derecha, electrodo LF en la aleta anal derecha y el electrodo RF que funciona como polo a tierra en la aleta anal izquierda.

5.4.2. Componentes Eléctricos del Ciclo Cardíaco. El EkG es una medida intenso-temporal; en sentido vertical se mide intensidad del voltaje y en sentido horizontal el tiempo durante el cual ocurren esos cambios de voltaje.

Las ondas, intervalos o complejos registrados en el EkG representan estados de la despolarización y repolarización del miocardio. Las ondas que se inscriben por encima o por debajo de la línea isoelectrónica son positivas y negativas respectivamente.

Onda P: Representa la despolarización de las aurículas; normalmente es redondeada con una amplitud que no excede 0.3mV y una duración no mayor de 0.11s

Intervalo o segmento PR: Mide el tiempo de conducción aurículoventricular; se mide desde el comienzo de la onda P hasta el inicio de la despolarización ventricular o complejo QRS. Normalmente mide 0.12 a 0.20s.

El intervalo PR incluye el tiempo necesario para:

- La despolarización de las aurículas.
- El retardo normal en el nodo AV (cerca de 0.07s).
- La conducción por el haz de His y sus ramas hasta el comienzo de la despolarización ventricular

Complejo QRS: Representa la despolarización ventricular y consta de tres ondas, no siempre presentes a la vez:

Onda Q: onda negativa que precede a la onda R.

Onda R: onda positiva que sigue a la onda Q, si está presente.

Onda S: onda negativa que sigue a la onda R

El complejo QRS dura normalmente 0.05 a 0.10s.

Segmento o intervalo ST: Representa el tiempo entre la contracción y relajación ventricular. Se mide desde el final del complejo QRS (punto J) hasta el comienzo de la onda T; normalmente es isoeléctrico y no debe estar ni elevado ni deprimido. Debe estar al mismo nivel del intervalo PR que le precede.

Onda T: Representa la repolarización ventricular; es redondeada y su amplitud no excede de 0.5mV en derivaciones periféricas ni de 1mV en precordiales.

Las aurículas también se repolarizan pero la onda de repolarización auricular (Ta) no suele observarse en el EkG porque queda incluida en el complejo QRS.

En resumen, la onda P, el complejo QRS y la onda T representan en conjunto un ciclo cardiaco completo.

Intervalo QT: Corresponde a la contracción y relajación ventricular. Se mide desde el comienzo del complejo QRS hasta el final de la onda T; en general esta medida no debe exceder el 50% de la distancia entre dos ondas R contiguas.

Onda U: No está clara su génesis; para algunos representa la recuperación del sistema de purkinje y, para otros, la repolarización de los músculos papilares. La onda U es casi siempre positiva, sigue a la onda T y precede a la siguiente onda P; tiene casi siempre la misma polaridad de la onda T que la antecede.

Intervalo RR: Es el intervalo comprendido entre dos ondas R consecutivas. Si el ritmo es regular para obtener la frecuencia cardiaca se divide 60 entre este intervalo, medido en segundos o fracciones de segundo. (Giraldo y Mejia, 2000)

5.4.3. Anomalías del Ritmo Cardiaco Las arritmias son debidas a anomalías en la formación del impulso o en su propagación. Las alteraciones en la formación de los impulsos dan lugar a un *cambio en el ritmo sinusal*. Cuando la frecuencia sinusal aumenta hablamos de **taquicardia sinusal**; cuando se reduce, hablamos de **bradicardia sinusal**, en ambos casos el ritmo es regular, a diferencia de lo que ocurre en la **arritmia sinusal**, en la cual la frecuencia fluctúa, generalmente esta aumenta con la inspiración y se retarda con la espiración (Despoulos y Silbernagl, 1994)

Figura 2. Anomalías del ritmo cardiaco A: Bradicardia sinusal B: Taquicardia sinusal.



5.5. SEDACIÓN Y ANESTESIA EN PECES

5.5.1. Metasulfonato de Tricaina (MS222) El uso de los anestésicos en acuicultura es común en manejo y transporte, cuyo fin es disminuir el estrés. *El metasulfonato de tricaina* es empleado de forma rutinaria, es efectivo en aguadulce como en agua de mar. Se emplea por inmersión en dosis de 15 a 330 mg/L por un tiempo de exposición de 10 minutos (Guandalini, 2003), según reportes se han determinado concentraciones efectivas en tilapia de 100 a 200 mg/L (Pérez, 2004). MS222 no tiene efecto vagolítico, luego no altera la actividad cardiaca, los efectos cardiovasculares *in vivo*, son mínimos (Burka et al, 1997).

Relación estructura actividad: la tricaina posee un grupo hidrofílico, correspondiente a una amina, y un residuo aromático hidrofóbico, separados por una cadena alquilo. Además, posee un grupo etil, unido al grupo éster, que se encuentra enlazado al ácido benzoico. A diferencia de los demás anestésicos locales, tricaina, no presenta grupo amida (EMEA, 1999c)¹².

¹² EMEA (1999) citado por Bravo (2005)

5.5.2. Lidocaína o Xilocaina

Concentración: Lidocaína al 2%

Indicaciones: Anestésico local de uso en cirugía menor en todas las especies animales¹³

Pertenece a una clase de fármacos llamados anestésicos locales, del tipo de las amino amidas. Del sitio de aplicación difunde rápidamente a los axones neuronales, si la fibra nerviosa es mielinizada penetra por los nodos de Ranvier a la membrana citoplasmática, bloqueando a los canales de sodio y evitando la despolarización de membrana. Cuando es administrada por vía intravenosa, la lidocaína es un fármaco antiarrítmico, que bloquea el canal de sodio del miocardio. La aplicación se hizo local y en bajas dosis.

Es metabolizada en el 90% por el hígado por hidroxilación del núcleo aromático, resultando otras vías metabólicas no identificadas aún. Es excretada por los riñones.¹⁴

Posología y administración: En general se ajustan a la extensión de la región, tipo de intervención y especie animal.

Anestesia epidural:

Especies menores 0,3 a 2 ml.

Especies mayores 3 a 10 ml.

Las dosis pueden ser aumentadas en un tercio o más de acuerdo a cada caso.

Precauciones y reacciones adversas: las dosis deben ser ajustadas al tipo de intervención. Una sobredosis puede deprimir las funciones neuro musculares o cardiacas.¹⁵

13 Vademécum Veterinario, 2005. Chile

14 WIKIPEDIA, enciclopedia libre. Lidocaina. [on line]. Junio, 2007. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://es.wikipedia.org/wiki/Lidocaína>

15 Vademécum Veterinario, 2005. Chile

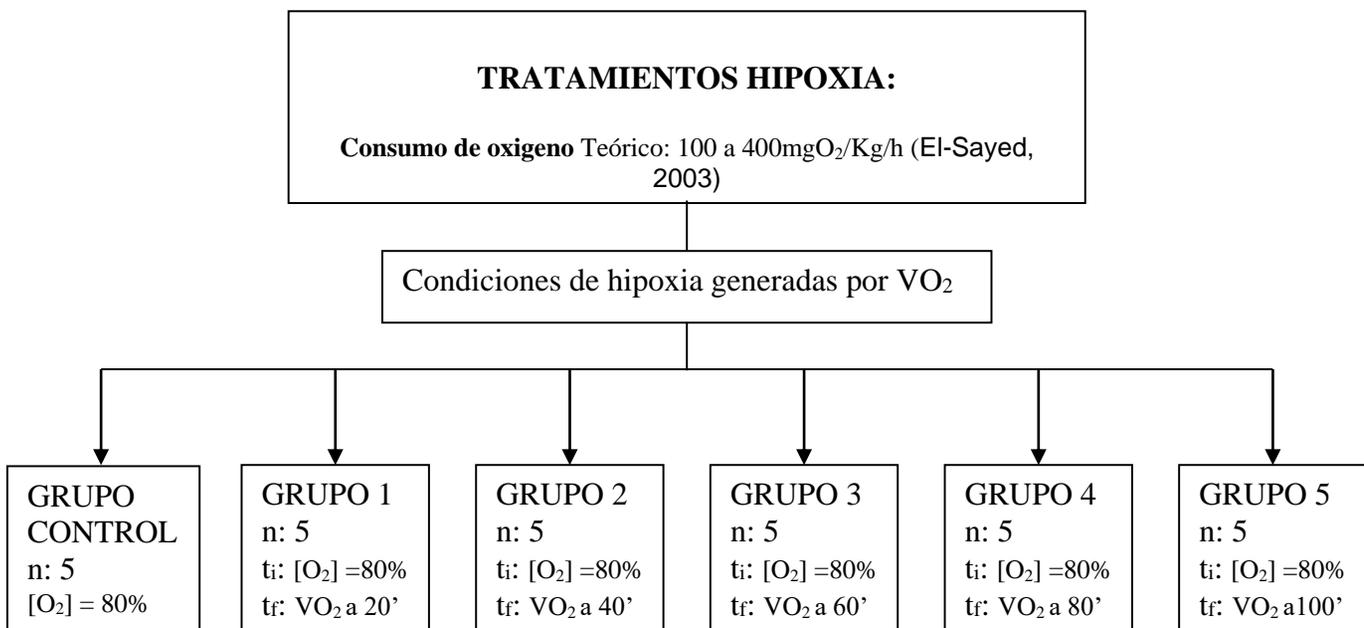
6. MATERIALES Y METODOS

6.1. DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA MEDICION DE LA ACTIVIDAD CARDIACA EN HIPOXIA

6.1.1 Variables

Independientes: concentración de oxígeno en el agua del respirómetro y tiempo de permanencia en el mismo.

Dependientes: variación de la frecuencia cardiaca



6.1.2. Población

Muestra: 25 individuos de la especie *O niloticus*,

Talla: LS 25+/- 1 cm

Peso: 250+/- 1g

Sexo: machos

Los peces se solicitaron a la estación piscícola Pambío de la CRC en el municipio de Timbío con 2 días (48 h) de anticipación, con el fin de que se les suspendiera el alimento, debido a que al consumirlo y generar materia fecal y orina nitrifican el agua, alterando la cantidad de oxígeno presente y por lo tanto los resultados finales.

En el transcurso de todo el diseño experimental, se utilizaron peces machos debido a que:

- El uso de poblaciones monosexo (100% machos) en el cultivo de la tilapia es relevante debido a que las poblaciones que contienen ambos sexos frecuentemente resultan en una maduración precoz y una reproducción temprana (Schreck, 1999). Además, las poblaciones de puros machos son deseadas debido a que los machos alcanzan una mayor talla final que las hembras (Macintosh and Little, 1995).
- Evitar la suma de una variable mas (sexo) al diseño

Figura 3. Estanque de selección, estación piscícola Pambío ubicada en el municipio de Timbío



Fuente: Diana Carolina Macias A.

6.1.3. Procedimiento preliminar Los peces para los bioensayos fueron transportados en un bolsas plásticas con inyección de oxígeno, desde la estación piscícola, hasta el laboratorio de fisiología de la Universidad del Cauca, en las horas de la mañana del mismo día en que se realizó el experimento

Ya en el laboratorio, los peces se colocaron en un acuario con agua debidamente oxigenada, para su respectiva aclimatación durante 5 horas.

Tratamiento del agua de acuarios experimentales: Durante todos los ensayos se tuvo un control de las siguientes variables ambientales, además obviamente del oxígeno inicial superior a 80%.

Temperatura: 19.8+/-1°C

pH: 7.0+/-0.5 unidades

Conductividad: inferior a 50 µMohs

Además se realizó la homogenización del agua, proceso que incluye su declorificación con tiosulfato sódico a razón de 3 gotas por litro de agua debido a que se trabajó con él líquido proveniente del acueducto, este contiene cloro que “es tóxico para los peces a altas concentraciones, a concentraciones menores, estresa a los peces al dañar sus branquias y concentraciones tan bajas como 0.2 - 0.3 ppm. matan a la mayoría de peces. Para prevenir el estrés, se requieren concentraciones tan bajas como 0.003 ppm.”¹⁶.

A pesar de que el tiosulfato sódico neutraliza el cloro de forma instantánea, se adicionó al agua en la noche anterior para evitar algún efecto en los peces.

Posteriormente se realizó una oxigenación máxima, con el uso de aireadores de piedra porosa.

Figura 4. Acuario de aclimatación con aireación mediante aireadores de piedra porosa



Fuente: Diana Carolina Macias A.

¹⁶ Acuariofilia. PMF Principiante: preparación del agua. [on line]. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://fins.actwin.com/mirror/es/empezar-agua.html>

Respirómetro: de flujo cerrado con capacidad de 2.5 litros, en poliuretano blanco, sellado (con salida inferior de agua para anoxia)

6.1.4. Desarrollo experimental

a. Los peces fueron sedados con MS222 disuelto en el agua con una concentración de 70 mg/L (Pérez, 2004), dosis mínima para sedación, con el fin de evitar alteraciones en su ritmo cardiaco debido a la manipulación

Figura 5. *O. niloticus* sedado con MS222



Fuente: Diana Carolina Macias A.

b. Se aplicó Inyección subcutánea de Lidocaína a razón de 4.5 mg/kg (Torales, 2002, Vademécum Veterinario, 2005)¹⁷ 0.1mL de lidocaína al 2% diluidos en 0.9mL de agua destilada, repartidos en la base de las cinco aletas (pectorales, anales y caudal), con el fin de evitar cualquier nivel de dolor al colocar los electrodos.

El estrés que se pudiera ocasionar con la aplicación de la xilocaína, fue contrastado con el hecho de que en ese momento el animal ya se encontraba sedado con MS222, además a todos los peces se les suministró la dosis, hecho que anuló la variabilidad que esto pudiera ocasionar.

¹⁷ Las inyecciones de xilocaína serán aplicadas superficialmente

c. Se procedió a colocar las derivaciones bipolares o estándar (I, II,III) y el polo a tierra que no interviene en la génesis del ECG (Giraldo y Mejia, 2000)

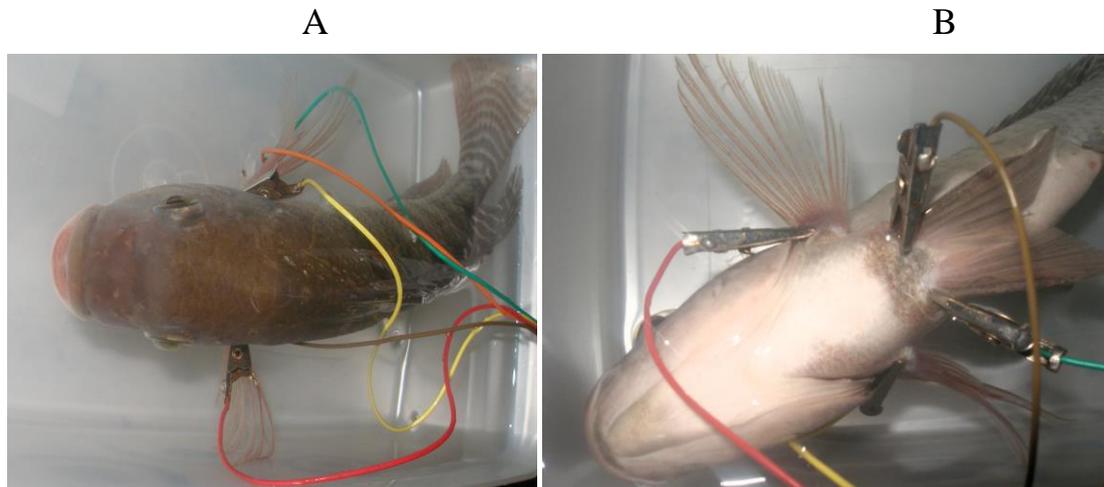
LA (Left Arm): Aleta pectoral izquierda

RA (Right Arm): Aleta pectoral derecha

LF (Left Foot): Aleta caudal izquierda

RF (Right Foot): Aleta caudal derecha > polo a tierra

Figura 6. *O. niloticus* con electrodos de presión A: Ventral, B: Dorsal



Fuente: Diana Carolina Macias A.

Fuente: Diana Carolina Macias A.

d. Se verificaron los valores de concentración de oxígeno mayor a 80% y temperatura ($19.8 \pm 1^\circ\text{C}$) antes de sumergir a pez en el agua de tratamiento dentro del respirómetro.

e. Ya sumergido el pez se sello el respirómetro, para evitar el intercambio de oxígeno con el ambiente y dar mayor tranquilidad al individuo de estudio, paso siguiente, se tomó un registro de frecuencia cardiaca.

Grupo control: se tomó un registro EKG inicial con concentración de oxígeno superior al 80%

Duración de cada registro: 30 segundos

Peces experimentales: se tomó un registro EKG inicial con concentración de oxígeno superior a 80%, para cada tratamiento se tomó el registro EKG final a 20, 40, 60, 80 y 100 minutos con su respectiva concentración de oxígeno final

Duración de cada registro: 30 segundos

Figura 7. *O. niloticus* dentro de respirómetro con capacidad de dos litros

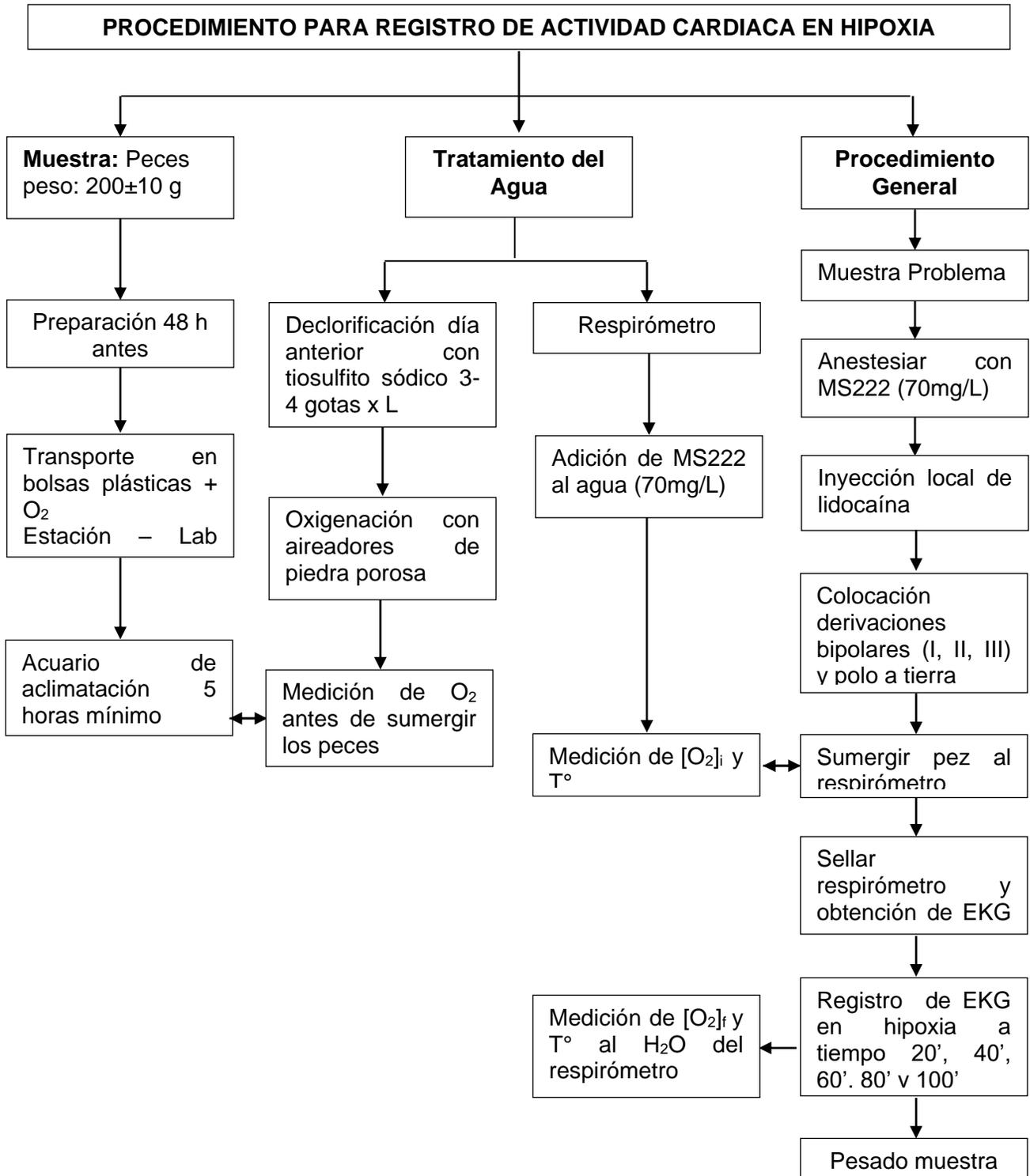


Fuente: Diana Carolina Macias A.

f. Transcurrido el tiempo indicado para cada tratamiento se tomó el registro EKG final a 20, 40, 60, 80 y 100 minutos con su respectiva concentración de oxígeno final y temperatura.

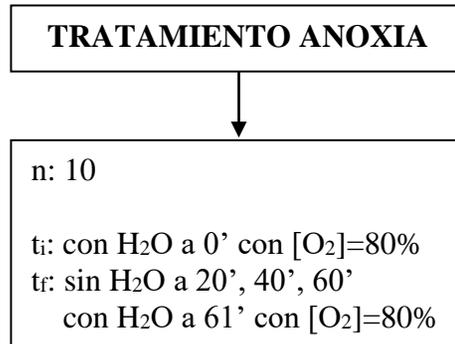
Duración de cada registro: 30 segundos.

g. Por ultimo se procedió al pesado de la muestra.



6.2. DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LA MEDICION DE LA ACTIVIDAD CARDIACA EN ANOXIA

6.2.1. Muestra: 5 peces



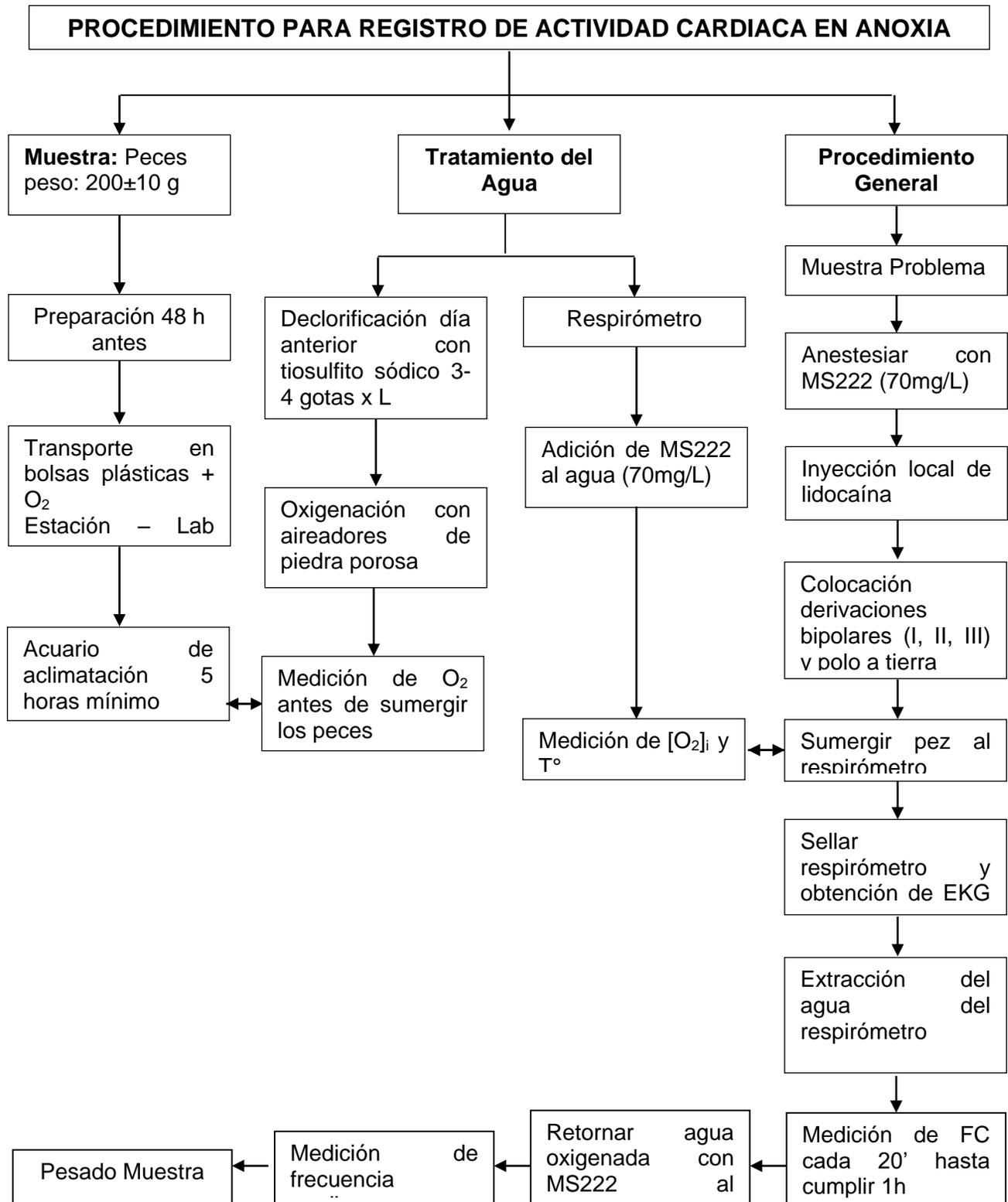
6.2.2. Procedimiento: se trabajaron 10 repeticiones y se realizó el mismo procedimiento preliminar que en el diseño anterior.

Ya después de tener conectados los electrodos al pez, este se mantuvo durante 20' dentro del agua colmatada de oxígeno, con el fin de estabilizarlo, se tomó un registro electrocardiográfico inicial y dejó salir el agua del recipiente, por medio de un orificio en la parte baja del mismo, realizado con anterioridad se tomaron registros electrocardiográficos del pez fuera del agua durante una hora iniciando en el primer minuto en el que el pez se encontraba en anoxia y posteriormente cada 20 minutos, transcurrido este tiempo se retornó el agua al respirómetro y se tomó registro de frecuencia cardíaca, finalizando el experimento con el pesado de la muestra.

Figura 8. *O. niloticus* dentro de respirómetro con capacidad de dos litros diseñado para anoxia



Fuente: Diana Carolina Macías A.



6.3. MONITOREO, ARCHIVO Y ANÁLISIS DE REGISTROS DE EKG

Mediante software Chart™ & Scope™, a partir del plano de coordenadas: eje X: Δt (tiempo) para duración o frecuencia de registros y eje Y: ΔV (mV) para amplitud de registros. De aquí se obtienen los valores Frecuencia cardiaca, amplitud de ondas y arritmias, ΔF para taquicardia y bradicardia

6.3.1. Análisis estadístico de registros EKG

ANOVA de un factor para medidas repetidas de ΔF

Correlación de Spearman para contrastar las variables: Delta de Frecuencia Cardiaca (ΔF), Concentración de Oxígeno [O_2] y Consumo metabólico de Oxígeno (VO_2)

Regresión lineal para ΔF vs. [O_2] y VO_2 vs. [O_2]

Análisis descriptivo de EKG para localizar bloqueos

6.4. Equipos, Materiales y Reactivos

Polígrafo digital marca Power lab de ocho canales

Software Chart™ & Scope™

Computador con Windows XP

Electrodos para EKG en Plata Cloruro de Plata

Bioamplificador de potencial EKG, calibrado a 1mV.

Oxigenómetro YSI con sonda

Conductímetro YSI con sonda

Ph metro Shott Gerate

Aireadores para acuario en piedra porosa

Respirómetro de flujo cerrado en poliuretano

Declorificador Tiosulfito de sodio

Jeringas de insulina de 1mL

Figura 9a. Polígrafo marca Powerlab (A) y computador con software Chart™ & Scope™ (B), Oxigenómetro YSI (C), con sonda (D)



Fuente: Diana Carolina Macias A.

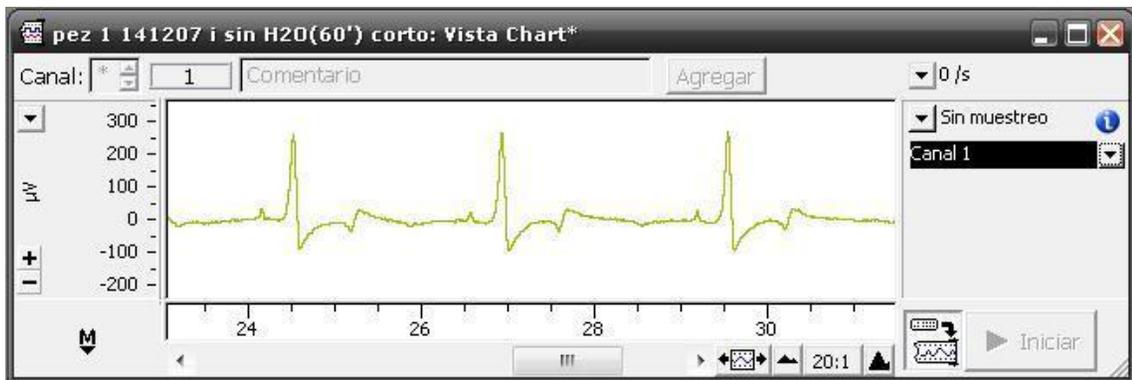
Figura 9b. Aireadores para acuario en piedra porosa



7. RESULTADOS

La figura numero 10 muestra el registro electrocardiográfico obtenido en este estudio, para un pez en condiciones normales de oxígeno en el agua (mayor a de 80% de saturación), en el se pueden distinguir las ondas: P, QRS y T, obtenidas en el canal uno (1), derivación de plano frontal I. El Software Chart™ & Scope™ permite medir la amplitud en μV y la duración de cada onda en el tiempo mediante un cursor guía para mayor precisión.

Figura 10. Electrocardiograma de *O. niloticus*, tilapia nilótica, derivación superficial, electrodos de contacto. (Obtenido en este estudio);



Fuente: Diana Carolina Macias A.

7.1. EVALUACION DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE HIPOXIA

7.1.1. Tratamiento 1: Determinación de la frecuencia cardiaca en *Oreochromis niloticus* con 20 minutos de hipoxia En la tabla numero 1 se muestran los resultados de los ensayos realizados a 20 minutos, no se alcanzan a notar alteraciones en el ritmo cardiaco, los ciclos cardiacos son equidistantes en su mayoría, presentando unas leves variaciones, Al remitirnos a los promedios se puede evidenciar que en cuatro de los peces el promedio de los ciclos cardiacos aumenta y en uno disminuye, pero las variaciones son muy ligeras, por lo tanto la frecuencia también varía muy poco.

Tabla 1. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 20 minutos de hipoxia

Pez	Promedio de Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)		Frecuencia Cardiaca (ciclos/min.)	
	Inicial 0'	Final 40'	Inicial 0'	Final 40'
1	1,46	1,37	41,04	43,72
2	1,10	1,08	54,66	55,40
3	1,07	1,01	55,83	59,55
4	1,12	1,13	53,59	53,19
5	1,60	1,45	37,40	41,43

Como ejemplo tenemos el pez numero cinco en el cual el promedio de duración de los ciclos cardiacos inicial es de 1.6 segundos y el final es de 1.45 con una variación mínima de 0.02 y 0.07 segundos entre los ciclos respectivamente, lo cual nos permite ver claramente que estos son semejantes entre si en los datos tomados al tiempo cero y a los 20 minutos (ver tabla 2)

Tabla 2. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 5 en hipoxia a 20 minutos

Registro Cardiacos inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
0,69		0,31	
2,3	1,61	1,74	1,43
3,91	1,61	3,15	1,41
5,51	1,6	4,57	1,42
7,11	1,6	6,01	1,44
8,71	1,6	7,45	1,44
10,31	1,6	8,94	1,49
11,92	1,61	10,4	1,46
13,52	1,6	11,86	1,46
15,12	1,6	13,29	1,43
16,74	1,62	14,77	1,48
18,34	1,6	16,25	1,48
19,94	1,6	17,69	1,44
21,56	1,62	19,16	1,47
23,16	1,6	20,65	1,49
24,76	1,6	22,08	1,43
26,36	1,6	23,49	1,41
		24,93	1,44
X	1,60	X	1,45
FC	37,40	FC	41,43

7.1.2. Tratamiento 2: Determinación de la frecuencia cardiaca en *Oreochromis niloticus* con 40 minutos de hipoxia En los resultados de los 40 minutos en hipoxia se encuentran variaciones mayores que en los de 20 minutos, podemos notar que en los peces 7 y 8 la variación entre los valores iniciales y finales es mínima y la duración de los ciclos es equidistante, por lo tanto se puede asumir que los peces no sufrieron una grave alteración (ver tabla 3)

Tabla 3. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 40 minutos de hipoxia

Pez	Promedio de Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)		Frecuencia Cardiacos (ciclos/min.)	
	Inicial 0'	Final 40'	Inicial 0'	Final 40'
6	1,53	1,28	39,13	47,01
7	1,21	1,12	50,42	53,68
8	1,08	1,07	55,71	55,82
9	1,03	1,96	58,41	30,56
10	1,24	1,58	48,32	38,01

El pez 6 muestra un incremento en la frecuencia cardiaca, ya que la duración de los ciclos en promedio disminuye, por lo tanto encontramos un mayor número de ciclos por minuto.

Por otra parte en los peces 9 y 10 la duración de los ciclos cardiacos aumenta considerablemente y por consiguiente la frecuencia cardiaca disminuye en igual proporción, es decir que los peces sufren una bradicardia, además en el pez numero nueve se presentan múltiples y considerables variaciones en la duración de los ciclos, encontramos ciclos que tardan desde 1.17 hasta 4 segundos, las de mayor duración se encuentran entre los 12 a 16 y los 29 a 34 segundos, que tardan 3.82 y 4 segundos respectivamente (ver tabla 4)

Tabla 4. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 9 en hipoxia a 40 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
3,53	0,99	0,55	
4,52	0,99	1,86	1,31
5,51	0,99	3,15	1,29
7,5	1,99	4,41	1,26
8,49	0,99	5,61	1,2
9,49	1	6,78	1,17
10,48	0,99	7,98	1,2
11,47	0,99	9,96	1,98
12,46	0,99	12,29	2,33
13,46	1	16,11	3,82
14,45	0,99	18,73	2,62
15,44	0,99	19,9	1,17
16,43	0,99	21,24	1,34
17,43	1	24,86	3,62
18,42	0,99	26,28	1,42
19,41	0,99	27,64	1,36
20,41	1	29,93	2,29
21,4	0,99	33,93	4
22,39	0,99		
23,38	0,99		
24,38	1		
25,37	0,99		
26,36	0,99		
27,35	0,99		
28,35	1		
29,34	0,99		
30,33			
X	1,03	X	1,85
F	58,41	F	32,48

La figura 11 es un registro electrocardiográfico del pez numero nueve, el cual se encuentra con 40 minutos de hipoxia y es claro que los ciclos no presentan igual tiempo de duración y el tercer ciclo casi dobla el tiempo de duración del primero, estas alteraciones que se empiezan a presentar con 40 minutos en hipoxia, indican que el pez comienza a sentir el ambiente anóxico en el que se encuentra

Figura 11. Registro electrocardiográfico del minuto 7.5 al minuto 18.5, obtenido del pez 9 con 40 minutos de hipoxia



Fuente: Diana Carolina Macias A.

7.1.3. Tratamiento 3: Determinación de la frecuencia cardiaca en *Oreochromis niloticus* con 60 minutos de hipoxia A los 60 Minutos en cuatro de los cinco peces se produce una bradicardia y en los peces 11, 12 y 13 se producen arritmias cardiacas (ver tabla 5)

Tabla 5. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 60 minutos de hipoxia

Pez	Promedio de Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)		Frecuencia Cardiaca (ciclos/min.)	
	Inicial 0'	Final 60'	Inicial 0'	Final 60'
11	1,18	2,06	50,76	29,12
12	1,68	1,94	35,81	31,01
13	1,04	1,60	57,64	37,50
14	1,24	1,24	48,35	48,44
15	1,70	1,82	35,36	33,02

Esto se evidencia en la tabla 6 del pez numero 11, en la cual encontramos que en el registro tomado a los 60 minutos se presentan ciclos muy cortos que tardan 1.71 segundos y ciclos muy largos de 2.61 segundos, cosa que no ocurre en el registro tomado a los cero minutos, en el cual los ciclos son muy equidistantes entre si, todos tardan entre 1.18 y 1.19 segundos. La bradicardia que se presenta en este pez es muy notable, ya que la frecuencia cardiaca disminuye de 50.76 a 29.12

latidos por minuto con una duración promedio de los ciclos de 1.18 para los cero minutos y 2.06 segundos a los 60 minutos de hipoxia, por lo tanto entre la duración de los ciclos inicial y final se produce un aumento de 0.88 segundos y una disminución en los latidos cardiacos de 21.64 latidos en un minuto

Tabla 6. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 11 en hipoxia a 60minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,83		1,06	
2,01	1,18	3,29	2,23
3,19	1,18	5,25	1,96
4,37	1,18	7,86	2,61
5,55	1,18	9,67	1,81
6,73	1,18	11,68	2,01
7,91	1,18	13,67	1,99
9,09	1,18	15,82	2,15
10,27	1,18	17,64	1,82
11,45	1,18	19,32	1,68
12,63	1,18	21,03	1,71
13,82	1,19	22,88	1,85
15	1,18	25,25	2,37
16,18	1,18	27,54	2,29
17,36	1,18	29,84	2,3
18,54	1,18	31,97	2,13
19,72	1,18		
20,91	1,19		
22,09	1,18		
23,27	1,18		
24,46	1,19		
25,64	1,18		
26,82	1,18		
28,01	1,19		
29,19	1,18		
30,38	1,19		
X	1,18	X	2,06
F	50,76	F	29,12

La figura 12 muestra el registro tomado al pez número 11 con 60 minutos de hipoxia y como se menciono anteriormente se puede ver que los ciclos no presentan igual tiempo de duración

Figura 2. Registro electrocardiográfico obtenido del pez 11 con 60 minutos de hipoxia A: del minuto 1 al 14, B: del minuto 17 al 30.



Fuente: Diana Carolina Macias A.

7.1.4. Tratamiento 4: Determinación de la frecuencia cardiaca en *Oreochromis niloticus* con 80 minutos de hipoxia

En los ensayos realizados para evaluar hipoxia a los 80 minutos encontramos que en los peces 18, 19 y 20 se produce una disminución en el ritmo cardiaco. Hecho que no sucede en el pez numero 16. Encontramos que en todos los peces, los 80 minutos de hipoxia generan una arritmia cardiaca, ya que los ciclos no son equidistantes entre si, cosa que sí ocurre en los datos tomados a los cero minutos de hipoxia. (ver tabla 7)

Tabla 7. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 80 minutos de hipoxia

Pez	Promedio de Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)		Frecuencia Cardiaca (ciclos/min.)	
	Inicial 0'	Final 80'	Inicial 0'	Final 80'
16	1,70	1,50	35,39	39,97
17	1,61	1,60	37,20	37,54
18	1,13	2,58	53,21	23,25
19	1,28	1,86	46,84	32,28
20	1,23	2,57	48,68	23,31

En el pez 20 se puede observar claramente la bradicardia y arritmias, ya que la duración de los ciclos aumentó, además estos no presentan igual duración, entre los 12 y 15 minutos encontramos un ciclo con una duración de 3.05 segundos (figura 13)

Figura 13. Registro electrocardiográfico del minuto 4 al minuto 17, obtenido del pez 20 con 80 minutos de hipoxia



Fuente: Diana Carolina Macias A.

Es importante notar que a pesar de que no encontramos un cambio pronunciado en el pez 17, ya que el promedio de duración de los ciclos cardiacos es prácticamente el mismo a los cero y a los 80 minutos, 1.61 y 1.60 segundos respectivamente, sí se genera una alteración pues en los datos tomados a los 80 minutos en hipoxia encontramos que hay presencia de arritmias cardiacas (tabla 8)

Tabla 8. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 17 en hipoxia a 80 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,57		1,3	
2,17	1,6	2,97	1,67
3,77	1,6	4,83	1,86
5,38	1,61	6,73	1,9
7	1,62	8,43	1,7
8,61	1,61	10,21	1,78
10,22	1,61	12,1	1,89
11,83	1,61	13,81	1,71
13,45	1,62	15,29	1,48
15,06	1,61	16,83	1,54
16,68	1,62	18,36	1,53
18,3	1,62	19,8	1,44
19,92	1,62	21,24	1,44
21,53	1,61	22,76	1,52
23,15	1,62	24,15	1,39
		25,58	1,43
		27,15	1,57
		28,53	1,38
		30,07	1,54
X	1,61	X	1,60
F	37,20	F	37,54

7.1.5. Tratamiento 5: Determinación de la frecuencia cardiaca en *Oreochromis niloticus* con 100 minutos de hipoxia La tabla 9 muestra los resultados de los ensayos realizados para evaluar el efecto de la hipoxia a los 100 minutos, en todas las repeticiones podemos ver que se produce una bradicardia, es decir que el tiempo promedio de duración de los ciclos cardiacos aumenta y por lo tanto encontramos una menor cantidad de ciclos por minuto (frecuencia cardiaca).

Además en todos los ciclos es de notar la irregularidad en el tiempo de duración de los ciclos cardiacos o arritmias cardiacas.

Tabla 9. Duración promedio de los ciclos cardiacos y registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 100 minutos de hipoxia

Pez	Promedio de Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)		Frecuencia Cardíaca (ciclos/min.)	
	Inicial 0'	Final 100'	Inicial 0'	Final 100'
21	1,53	2,20	39,31	27,29
22	1,28	2,23	46,78	26,86
23	1,17	1,26	51,08	47,62
24	1,14	1,79	52,65	33,43
25	1,54	2,13	38,92	28,17

Como ejemplo en el pez 24 podemos evidenciar la bradicardia que se presenta al evaluar los 100 minutos de hipoxia, ya que se exhibe una disminución de 19.22 ciclos en un minuto, la frecuencia pasa de 52.65 a 32.43 ciclos por minuto, además de la arritmia cardíaca pues se presentan ciclos que tardan 1.71 segundos hasta 2.02 segundos, a diferencia del registro tomado a los cero minutos de hipoxia, en el cual la duración de los ciclos es prácticamente la misma para todos, siendo de 1.14 segundos en promedio (tabla 10).

Tabla 10. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 24 en hipoxia a 100minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,88		0,76	
2,02	1,14	2,78	2,02
3,16	1,14	4,49	1,71
4,3	1,14	6,26	1,77
5,44	1,14	8,01	1,75
6,58	1,14	9,69	1,68
7,72	1,14	11,55	1,86
8,86	1,14	13,37	1,82
10	1,14	15,18	1,81
11,14	1,14	16,92	1,74
12,28	1,14	18,92	2
13,42	1,14	20,5	1,58
14,56	1,14		
15,7	1,14		
16,84	1,14		
17,97	1,13		
19,11	1,14		
20,25	1,14		
21,39	1,14		
22,53	1,14		
23,67	1,14		
24,81	1,14		
25,95	1,14		
X	1,14	X	1,79
F	52,65	F	33,43

7.2. EVALUACION DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE ANOXIA

En la mayoría de los ensayos encontramos que hay una tendencia a disminuir la frecuencia cardiaca a medida que aumenta el tiempo de exposición a la anoxia. (ver tabla 11)

Tabla 11. Registro electrocardiográfico de los peces sometidos a 60 minutos de anoxia

Frecuencia cardiaca (ciclos/min.)						
pez	0' con agua	1' sin agua	20' sin agua	40' sin agua	60' sin agua	61' con agua
1	46,39	46,03	28,23	27,47	24,85	34,44
2	49,44	49,33	39,45	34,51	33,97	40,27
3	48,78	50,10	23,28	23,53	21,55	37,58
4	41,24	31,13	22,77	21,85	20,65	27,22
5	42,60	32,26	21,46	20,65	21,40	43,99
6	39,70	40,45	29,94	27,18	25,66	34,90
7	42,72	41,81	24,37	25,25	24,95	38,97
8	53,94	35,75	23,13	25,41	21,34	40,98
9	60,52	23,50	18,36	13,54	13,79	49,57
10	40,25	31,86	12,75	8,89	10,33	33,55

Además en los registros tomados en el tiempo en el cual los peces se encontraban en anoxia, es decir a 1, 20, 40 y 60 minutos los peces presentaron alteraciones en el ritmo cardiaco consistentes en arritmias cardiacas (bradicardias), donde se observa alargamiento del segmento R-R. En los registros tomados inicialmente, cuando los peces se encontraban en condiciones normales, estas arritmias no se presentaron. Posterior a la anoxia y al retornar el agua saturada de oxígeno, 98% de saturación, al respirómetro, a los 61 minutos, se observo en los registros que las alteraciones observadas tendían a desaparecer y a retomar su frecuencia cardiaca inicial. Un ejemplo de esto es el pez numero 1 en anoxia, en el cual el promedio de la frecuencia cardiaca disminuye desde el minuto 1 al minuto 60 y en el momento del retorno del agua, la frecuencia aumenta y los ciclos presentan una duración de 1.70 a 1.78 segundos, siendo prácticamente equidistantes entre si, por lo tanto asumimos que el pez intenta retomar su condición de normalidad y disminuye el estrés anóxico. Sin embargo se observa que al retornar el agua hay

un ΔFC (negativo), que implica que la recuperación total al estrés no es inmediata y se mantiene por un tiempo no definido en este estudio (ver tabla 12)

Tabla 12. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 1 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)	Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)	Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)	Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)	Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)	Registro Cardíaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardíaco (seg.)
0,78		41,04		1,74		2,6		0,76		1,58	
2,08	1,3	42,34	1,3	3,84	2,1	4,92	2,32	2,98	2,22	3,34	1,76
3,37	1,29	43,64	1,3	5,89	2,05	7,01	2,09	5,29	2,31	5,12	1,78
4,66	1,29	44,95	1,31	8	2,11	9,09	2,08	7,52	2,23	6,87	1,75
5,94	1,28	46,27	1,32	10,13	2,13	11,31	2,22	10,14	2,62	8,64	1,77
7,22	1,28	47,6	1,33	12,29	2,16	13,4	2,09	12,29	2,15	10,4	1,76
8,51	1,29	48,94	1,34	14,21	1,92	15,71	2,31	14,68	2,39	12,16	1,76
9,81	1,3	50,25	1,31	16,29	2,08	17,65	1,94	16,83	2,15	13,9	1,74
11,11	1,3	51,56	1,31	18,56	2,27	20,04	2,39	18,92	2,09	15,65	1,75
12,4	1,29	52,88	1,32	20,41	1,85	22,48	2,44	22,17	3,25	17,38	1,73
13,7	1,3	54,19	1,31	22,3	1,89	24,65	2,17	24,53	2,36	19,15	1,77
15	1,3	55,5	1,31	24,99	2,69	26,64	1,99	26,94	2,41	20,87	1,72
16,29	1,29	56,8	1,3	27,02	2,03	28,87	2,23	29,55	2,61	22,59	1,72
17,58	1,29	58,1	1,3	29,22	2,2	30,99	2,12	32,15	2,6	24,33	1,74
18,87	1,29	59,1	1	31,5	2,28					26,06	1,73
20,16	1,29	60,7	1,6							27,76	1,7
21,46	1,3	61,99	1,29							29,48	1,72
22,75	1,29	63,28	1,29							31,2	1,72
24,05	1,3	64,59	1,31								
25,34	1,29	65,9	1,31								
26,64	1,3	67,2	1,3								
27,94	1,3	68,5	1,3								
29,24	1,3	69,79	1,29								
30,53	1,29	71,09	1,3								
		72,38	1,29								
		73,67	1,29								
		74,96	1,29								
		76,25	1,29								
		77,54	1,29								
PROMEDIOS											
	1,29		1,30		2,126		2,18		2,41		1,74
46,39		46,03		28,23		27,47		24,85		34,4	

Podemos notar algunas arritmias (bradicardias) de gran magnitud en la mayoría de los ensayos, como por ejemplo, algunos de los intervalos R-R mas largos se presentan en los peces 5 a los 20 minutos (figura 14a) y 9 a los 20 y 40 minutos en anoxia (figuras 14b y c); es posible que estos intervalos R-R tan largos, hasta de 5.22 segundos en el pez numero nueve, con 40 minutos en anoxia, sea una adaptación del pez para sobrevivir a la condición de anoxia utilizando un mecanismo anaerobio como lo expresa Green *et al* (1984). Este mismo autor plantea que el pez puede resistir una anoxia hasta de seis horas, lo que se desconoce es, si esta anoxia causa un daño fisiológico desencadenando finalmente en un paro cardiaco y la muerte del pez, pero para saber que sucede con un mayor tiempo de exposición al ambiente anóxico, son necesarios mas estudios en el tema.

Figura 14. Registro electrocardiográficos en Anoxia

- a: Del minuto 11 al 23, obtenido del pez 5 con 20 minutos de anoxia**
- b: Del minuto 18 al 30, obtenido del pez 9 con 20 minutos de anoxia**
- c: Del minuto 2 al 6, obtenido del pez 9 con 40 minutos de anoxia**



Fuente: Diana Carolina Macias A.

8. ANALISIS DE RESULTADOS

El análisis de resultados se llevo a cabo teniendo como referencia las concentraciones inicial y final de oxígeno, con el fin de hallar el oxígeno consumido por cada pez (VO_2) en condiciones de hipoxia (tabla 13), y con ello determinar el gasto metabólico a partir de el peso del pez y el tiempo transcurrido. Para la obtención del VO_2 se utilizo la fórmula:

$$VO_2 = ([O_2]_{t_0} - [O_2]_{t_1}) \cdot V/t \cdot P$$

Donde:

VO_2 = rata de consumo de oxígeno (mg O_2 /kg/h)

$[O_2]_{t_0}$ = concentración de oxígeno al t_0 (mg O_2 /L)

$[O_2]_{t_1}$ = concentración de oxígeno al t_1 (mg O_2 /L)

V = volumen del respirómetro(cantidad de agua) (litros)

t = $t_1 - t_0$ (horas)

P = peso del animal experimental (kg)

La tabla 13 también muestra además el registro de frecuencia cardiaca inicial y final de cada pez, en condiciones de hipoxia, de estos valores se obtiene la variación de frecuencia cardiaca (ΔFC), variable con la cual se realizarán los respectivos análisis estadísticos.

En este estudio no se toman los valores de Frecuencia cardiaca directamente debido a que cada pez maneja un valor de frecuencia que es particular a sus condiciones metabólicas, notamos que la frecuencia cardiaca en condiciones iniciales, es diferente en los peces, hecho que no nos permite un análisis estadístico confiable. Sin embargo el valor ΔFC , nos indica las variaciones de frecuencia cardiaca de un estado inicial a un estado final en cada individuo.

Tabla13. Valores de las variables utilizadas en el desarrollo del proyecto y la elaboración de los análisis de resultados

Tratamientos	Muestreo	O2 inicial (mg/L)	O2 final (mg/L)	Δ [O2] (mg/L)	Fcia inicial (ciclos/min.)	Fcia final (ciclos/min.)	Δ FC (ciclos/min.)	Peso (g)	VO2 (mg O2/kg/hour)
1 (A los 20 Minutos de Hipoxia)	1	7,1	3,8	3,3	41,04	42,83	1,79	163	121,47
	2	7,4	5	2,4	54,66	55,40	0,74	174	82,76
	3	7,4	5,9	1,5	55,83	59,55	3,73	185	48,65
	4	7,2	3,8	3,4	53,59	53,19	-0,40	143	142,66
	5	6,9	3,9	3	37,40	41,43	4,03	141	127,66
2 (A los 40 Minutos de Hipoxia)	1	6,9	3,2	3,7	39,13	47,01	7,88	174	63,79
	2	7,3	3,1	4,2	50,42	53,68	3,26	180	70,00
	3	7	3,5	3,5	55,71	55,82	0,12	184	57,07
	4	7,5	2,8	4,7	58,41	32,48	-25,93	185	76,22
	5	7,6	2,9	4,7	48,32	38,01	-10,31	174	81,03
3 (A los 60 Minutos de Hipoxia)	1	7,4	2,2	5,2	50,76	29,12	-21,64	173	60,12
	2	6,9	2,9	4	35,81	31,01	-4,80	150	53,33
	3	7,04	3,66	3,38	57,64	37,50	-20,14	192	35,21
	4	7,8	3,5	4,3	48,35	48,44	0,10	116	74,14
	5	6,8	2,8	4	35,36	33,02	-2,33	175	45,71
4 (A los 80 Minutos de Hipoxia)	1	7,4	1,9	5,5	35,39	39,97	4,59	147	56,12
	2	6,8	2,5	4,3	37,20	37,54	0,34	152	42,43
	3	7,5	1,2	6,3	53,21	23,25	-29,96	175	54,00
	4	7	1,21	5,79	46,84	32,28	-14,56	180	48,25
	5	7,4	0,8	6,6	48,68	23,31	-25,38	192	51,56
5 (A los 100 Minutos de Hipoxia)	1	6,9	0,7	6,2	39,33	27,29	-12,04	149	49,93
	2	7,01	0,69	6,32	46,78	26,86	-19,92	189	40,13
	3	7,6	0,7	6,9	51,08	47,62	-3,46	158	52,41
	4	7	1,5	5,5	52,65	33,43	-19,22	174	37,93
	5	6,8	0,7	6,1	38,92	28,17	-10,75	151	48,48

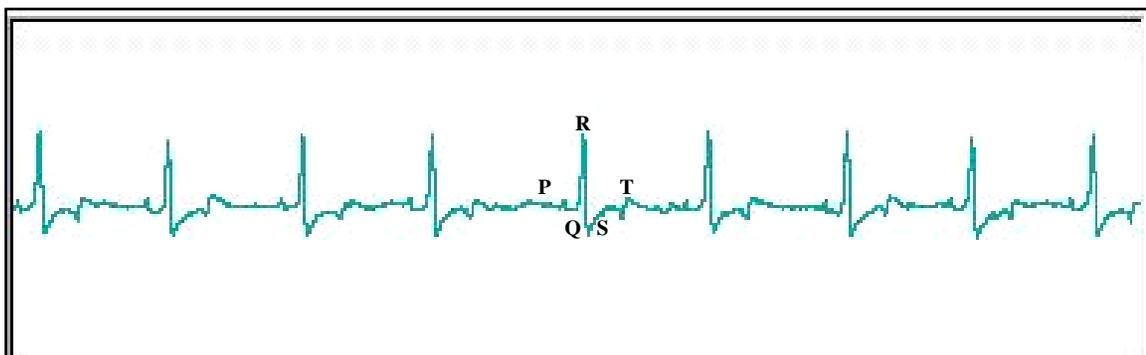
8.1. Análisis de Estadísticos Descriptivos basados en la frecuencia cardiaca
 Inicialmente se realizaron pruebas de análisis descriptivos, con los cuales encontramos que La frecuencia cardiaca registrada en una muestra de 35 individuos de *O. niloticus*, en condiciones de normalidad, (mayor que 80% de saturación de oxígeno) presentó una media de 46.8 ciclos cardiacos por minuto, con una desviación estándar de ± 7.34 (ver tabla 14)

Tabla 14. Estadísticos descriptivos

		Concentración de Oxígeno (mg/L)	Frecuencia Cardiaca (latidos/min.)
N	Válidos	35	35
	Perdidos	0	0
Media		7,25	46,80
Desv. típ.		0,31	7,34
Mínimo		6,8	35,36
Máximo		7,9	60,52

Beltrán en 2005 informa una frecuencia cardiaca para *O. niloticus* de 46.884 c/min., valor que es muy similar al obtenido en este estudio, siendo de 46.8 c/min. El registro EKG obtenido (figura 15a) es similar al obtenido por Beltrán en *O. noloticus* (figura 15b) y al de Benítez *et al.* realizado en el 98 en *Halobatracus didactylus* (pez sapo marino) (figura 15c). .Los dos registros iniciales se obtienen con derivaciones bipolares de plano frontal, y el registro de Benitez con derivaciones precordiales, en ambos es factible diferenciar las ondas típicas de un registro EKG

Figura 15a. Electrocardiograma de *O. niloticus*, tilapia nilótica, derivación bipolar de plano frontal I (obtenido en este estudio)



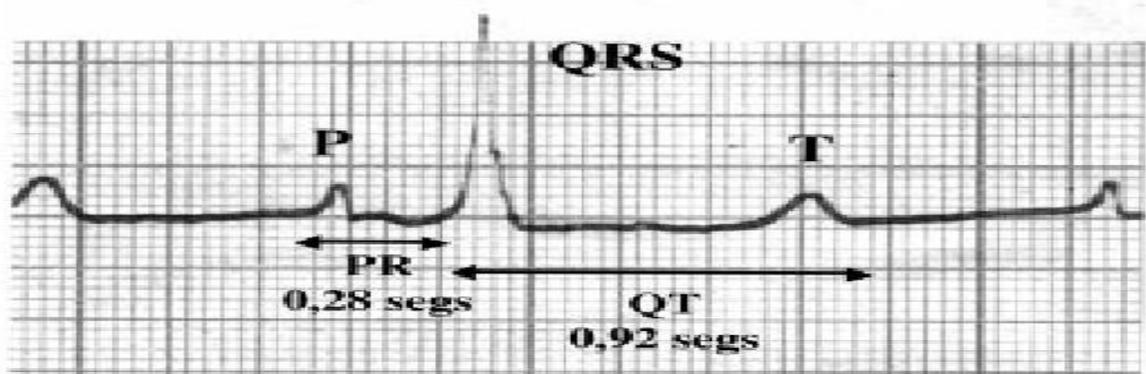
Fuente: Diana Carolina Macias A.

Figura 15b. Electrocardiograma de *O. niloticus*, tilapia nilótica, derivación bipolar de plano frontal I (Beltran y Vasquez, 2005)



Fuente: Beltran, 2005

Figura 15c. Electrocardiograma de *H. didactylus*, (pez sapo marino), derivación precordial, (Benitez A et al, 1998)



Fuente: Benitez, 1998

Se considero como variable independiente el tiempo de exposición y como variables dependientes: la concentración de oxígeno ($[O_2]$), variación de la frecuencia cardiaca (ΔFC) y consumo metabólico de oxígeno (VO_2)

Los datos obtenidos de ΔFC , $[O_2]$ y VO_2 , fueron sometidos a un análisis comparativo aplicando un análisis de varianza (ANOVA) y una correlación por Spearman, mediante el software estadístico SPSS 11.0 para Windows, con el fin de comprobar la relación entre las variables tiempo (t), ΔFC , $[O_2]$ y VO_2

Seguidamente al aplicar los análisis comparativos se encontró que había diferencia significativa en $[O_2]$ y VO_2 pero no en ΔFC .

La no significancia entre grupos para ΔFC , puede deberse al bajo numero de individuos muestreados, razón por la cual fue necesario para el valor ΔFC establecer una correlación de Spearman (ver tablas 15 y 16)

Tabla15. ANOVA de un factor para evaluar $[O_2]$, VO_2 y ΔFC respecto al tiempo de exposición a anoxia

	Tiempo	N	Media	Desviación típica	Error típico	Intervalo de confianza para la media al 95%		Mínimo	Máximo
						Límite inferior	Límite superior		
[O₂]	20	5	4,48	0,94	0,42	3,31	5,65	3,80	5,90
	40	5	3,10	0,27	0,12	2,76	3,44	2,80	3,50
	60	5	3,01	0,59	0,26	2,28	3,74	2,20	3,66
	80	5	1,52	0,67	0,30	0,68	2,36	0,80	2,50
	100	5	0,86	0,36	0,16	0,41	1,30	0,69	1,50
	Total	25	2,59	1,42	0,28	2,01	3,18	0,69	5,90
VO₂	20	5	104,64	38,32	17,14	57,06	152,21	48,65	142,66
	40	5	69,62	9,56	4,28	57,75	81,49	57,07	81,03
	60	5	53,70	14,70	6,58	35,45	71,96	35,21	74,14
	80	5	50,47	5,36	2,40	43,81	57,13	42,43	56,12
	100	5	45,77	6,36	2,85	37,87	53,68	37,93	52,41
	Total	25	64,84	28,05	5,61	53,26	76,42	35,21	142,66
ΔFC	20	5	2,16	1,92	0,86	-0,23	4,54	-0,40	4,03
	40	5	-5,00	13,48	6,03	-21,73	11,73	-25,93	7,88
	60	5	-9,76	10,32	4,61	-22,58	3,05	-21,64	0,10
	80	5	-12,99	15,25	6,82	-31,93	5,95	-29,96	4,59
	100	5	-13,08	6,77	3,03	-21,49	-4,67	-19,92	-3,46
	Total	25	-7,74	11,38	2,28	-12,43	-3,04	-29,96	7,88

Tabla 16. Análisis de Varianza (ANOVA) para evaluar [O₂], VO₂ y Δ FC respecto al tiempo de exposición a anoxia

		Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
[O ₂]	Inter-grupos	40,753	4	10,188	26,954	0,0000001
	Intra-grupos	7,560	20	0,378		
	Total	48,313	24			
VO ₂	Inter-grupos	11503,9317	4	2875,98294	7,79431687	0,001
	Intra-grupos	7379,69211	20	368,984606		
	Total	18883,6239	24			
ΔFC	Inter-grupos	828,141	4	207,035	1,815	0,166
	Intra-grupos	2281,318	20	114,066		
	Total	3109,459	24			

8.1.2. Pruebas Pos-Hoc Debido a que los análisis de varianza dieron significativos para [O₂] y VO₂ pero no significativos para ΔFC, se realizaron las pruebas Pos-Hoc, las cuales se utilizan para subconjuntos no homogéneos, cuando la diferencia entre grupos es significativa (Duncan) y homogéneos cuando es no significativa (T3 de Dunett).

Por Duncan se evidencia que para [O₂] se forman tres grupos, el primero incluye solamente el tiempo 20 minutos, el segundo incluye los tiempos 40 y 60 minutos y el tercer grupo incluye los tiempos 80 y 100 minutos (ver tabla 17). Para VO₂ se forman 2 grupos, en uno encontramos solamente al tratamiento de los 20 minutos y en el otro grupo encontramos el resto de los tratamientos (ver tabla 18).

Tabla 17. Duncan para [O₂] en el tiempo de hipoxia progresiva

	TIEMPO	N	Subconjunto para alfa = .05		
			1	2	3
Duncan(a)	100	5	0,858		
	80	5	1,522		
	60	5		3,012	
	40	5		3,100	
	20	5			4,480
	Sig.			,103	,823

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 5,000.

Según la tabla 18 que nos muestra los grupos formados por Duncan para el VO_2 se puede concluir que al formarse un grupo aparte para el primer tratamiento, en el que se mantuvo a los peces en hipoxia durante 20 minutos y otro grupo con los demás (40, 60, 80 y 100 minutos de hipoxia), los peces no sufren una mayor alteración durante este primer tratamiento, y es posible que esta alteración no sea considerable, esto se puede apoyar con el hecho de que la $[O_2]$ ha disminuido muy poco para este grupo y se puede ver en la tabla 17 que también se forma un grupo aparte para los 20 minutos en hipoxia con una concentración de oxígeno promedio de 4.48mg/L. Al remitirnos a la tabla 14 (ANOVA), podemos ver que ΔFC para este tratamiento solamente presenta una variación promedio de 2.16 ciclos en un minuto, por lo tanto podemos concluir que hasta los 20 minutos en hipoxia progresiva (estanques sin aireación ni suministro de oxígeno) equivalente a una concentración de oxígeno que disminuye de 7.25mg/L (98% de saturación de OD) a 4.5 mg/L (62% de saturación de OD), no se produce estrés en los peces y se puede permitir la disminución en la concentración de oxígeno en el agua hasta este nivel (62% de saturación)

Tabla 18. Duncan para VO_2 en el tiempo de hipoxia progresiva

	Tiempo	N	Subconjunto para alfa = .05	
			1	2
Duncan(a)	100	5	45,7746	
	80	5	50,4738	
	60	5	53,7019	
	40	5	69,6218	
	20	5		104,6393
	Sig.			0,085

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 5,000.

Como ya se mencionó, en ΔFC no existe diferencia significativa entre los grupos, por lo tanto nos remitimos a T3 de Dunnett. En este análisis se alcanza a percibir una única diferencia significativa entre el grupo de los 20 minutos en hipoxia progresiva y el de los 100 minutos, es posible que solamente se distinga esta diferencia porque estos son los grupos de los extremos, siendo el de los 20 minutos, el que posee la menor diferencia entre frecuencia cardiaca inicial-final y el grupo de los 100 minutos con la mayor (tabla 19).

Tabla 19. Comparaciones múltiples T3 de Dunnett para ΔFC en el tiempo de hipoxia progresiva

Variable dependiente	(I) TIEMPO	(J) TIEMPO	Diferencia de medias (I-J)	Error Típico	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
						Límite inferior	Límite superior
ΔFC	20	40	7,15	6,09	0,89	-21,54	35,85
		60	11,92	4,69	0,31	-9,89	33,73
		80	15,15	6,88	0,42	-17,40	47,70
		100	15,23*	3,15	0,04	1,18	29,28
	40	20	-7,15	6,09	0,89	-35,85	21,54
		60	4,76	7,59	1,00	-23,54	33,07
		80	7,99	9,10	0,98	-25,46	41,45
		100	8,08	6,75	0,89	-19,12	35,28
	60	20	-11,92	4,69	0,31	-33,73	9,89
		40	-4,76	7,59	1,00	-33,07	23,54
		80	3,23	8,24	1,00	-28,07	34,53
		100	3,31	5,52	1,00	-17,78	24,41
	80	20	-15,15	6,88	0,42	-47,70	17,40
		40	-7,99	9,10	0,98	-41,45	25,46
		60	-3,23	8,24	1,00	-34,53	28,07
		100	0,08	7,46	1,00	-30,79	30,96
	100	20	-15,23*	3,15	0,04	-29,28	-1,18
		40	-8,08	6,75	0,89	-35,28	19,12
		60	-3,31	5,52	1,00	-24,41	17,78
		80	-0,08	7,46	1,00	-30,96	30,79

* La diferencia entre las medias es significativa al nivel .05.

Lo anterior nos lleva a pensar que no hay una diferencia estadísticamente significativa en ΔFC en función del tiempo de hipoxia progresiva, excepto entre los tiempos 20 y 100 minutos.

El objeto de este estudio es establecer como influye la $[O_2]$ en la respuesta fisiológica cardíaca ΔFC , ambos valores son variables dependientes, razón por la cual la relación existente entre ellas se debe analizar utilizando una correlación.

8.1.3. Análisis por Correlaciones en hipoxia progresiva Se deseaba encontrar la relación existente entre las variables tiempo hipoxia progresiva, $[O_2]$, (VO_2) y ΔFC , para lo cual se utilizó la correlación de Spearman (tabla 20)

Observamos una relación significativa entre el tiempo y las demás variables, esto se traduce en que con el tiempo de hipoxia progresiva, los peces consumen

oxígeno, por lo tanto este presenta una disminución en su concentración (0.921**), generando un ambiente hipóxico en el medio, y lo mas importante, ocasiona una disminución de la frecuencia cardiaca (0.51**), indicando, por lo tanto, una relación significativa (0.583**) entre [O₂] y ΔFC

Tabla 20. Correlación de Spearman para las variables Tiempo, ΔFrecuencia Cardiaca, concentración y consumo de O₂ y VO₂.

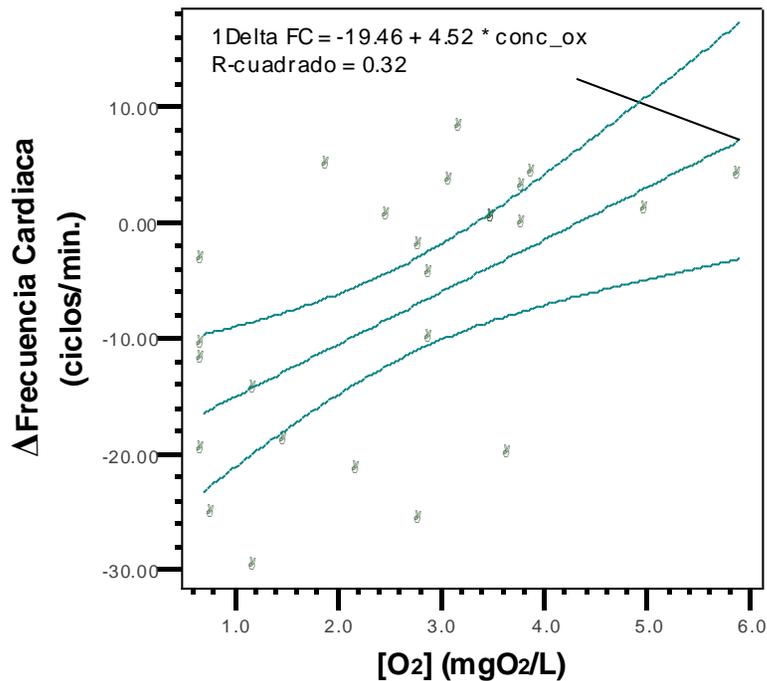
	Variables		Tiempo	ΔFC	[O ₂]	VO ₂
Rho de Spearman	Tiempo	Coeficiente de correlación	1	-0,51(**)	-0,921(**)	-0,72(**)
		Sig. (bilateral)	.	0,009	0,000	0,000
		N	25	25	25	25
	ΔFC	Coeficiente de correlación	-0,51(**)	1	0,58(**)	0,38
		Sig. (bilateral)	0,009	.	0,002	0,059
		N	25	25	25	25
	[O ₂]	Coeficiente de correlación	-0,92(**)	0,583(**)	1	0,54(**)
		Sig. (bilateral)	0,000	0,002	.	0,005
N		25	25	25	25	
VO ₂	Coeficiente de correlación	-0,72(**)	0,38	0,54(**)	1	
	Sig. (bilateral)	0,000	0,059	0,005	.	
	N	25	25	25	25	

** La correlación es significativa al nivel 0,01 (bilateral).

* La correlación es significativa al nivel 0,05 (bilateral).

Si nos remitimos al coeficiente de relación de Spearman para contrastar ΔFC y [O₂] este nos arroja un valor de 0.58, por lo tanto encontramos una relación significativa directa, la figura 16 nos indica que a mayor concentración de oxígeno la diferencia negativa entre las frecuencias cardiacas inicial y final tomadas en los tratamientos es menor, lo que quiere decir que cuando mantenemos condiciones de oxígeno óptimas en el agua los peces no presentan variación en la frecuencia cardiaca considerable, y por lo tanto al permitir que las concentraciones de oxígeno disminuyan desmedidamente a niveles peligrosos de 1 mg/L los peces pueden presentar una disminución en su frecuencia cardiaca de hasta 30 ciclos en un minuto.

Figura 16. Regresión lineal a partir de los valores de Diferencias de Frecuencia Cardíaca y Concentración de Oxígeno ([O₂])



Regresión lineal con
Intervalo de predicción de la media al 95.00%

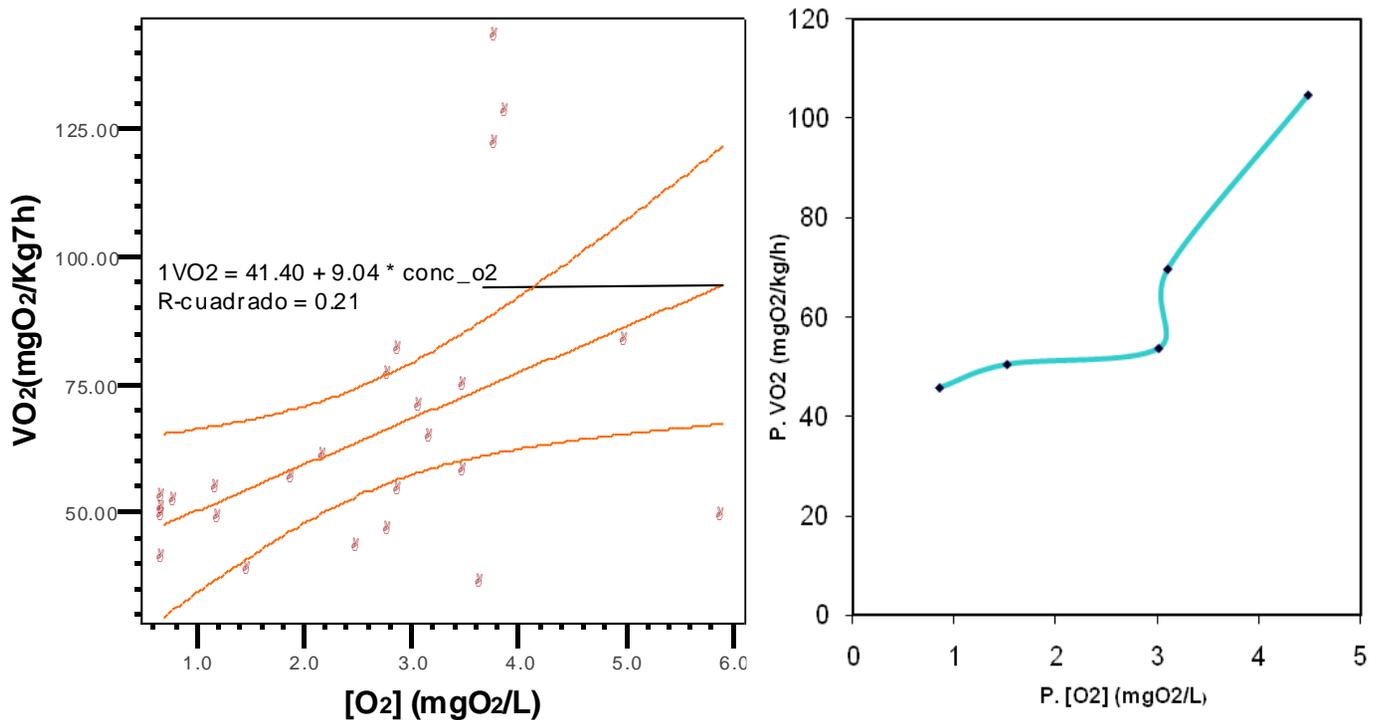
Otra parte importante de los análisis es la relación que existe entre la concentración de oxígeno y el VO₂ de los individuos experimentales. El coeficiente de correlación de Spearman que contrasta [O₂] y VO₂ nos arroja un valor de 0.54, este valor indica que existe una relación significativa directa entre las dos variables, es decir que a medida en que la [O₂] disminuye su consumo por *O. niloticus* se hace menor, esto se traduce en que al haber una menor cantidad de oxígeno disponible, los peces disminuyen su tasa metabólica¹⁸, probablemente esto suceda como un mecanismo de adaptación por *O. niloticus* al corto plazo. (Ponce y Saldena, 1984).

En la figura 17 podemos evidenciar claramente lo planteado, la figura A nos muestra la regresión lineal realizada y la figura B la relación entre las dos variables pero utilizando los promedios de los valores para los diferentes tratamientos y es claro que con el aumento en la concentración de oxígeno, el VO₂ se hace mayor y

¹⁸ Tasa metabólica específica de masa (también denominada intensidad metabólica): es la tasa metabólica de una unidad de masa de tejido, es decir cantidad de oxígeno consumido por kilo y por hora (Calderer, 1991).

por lo tanto con su disminución, que fue lo que se hizo en los ensayos el VO_2 disminuye.

**Figura 17. A: Regresión lineal con intervalo de predicción al 95% a partir de los valores de Concentración de Oxígeno ($[O_2]$) y VO_2
B: Promedio de Concentración de Oxígeno ($[O_2]$) vs. VO_2**



En el estudio realizado a pesar de que estadísticamente ΔFC en el tiempo de hipoxia progresiva no presenta significancia, se encontró que al someter los peces a una hipoxia progresiva, ellos tienden a disminuir su frecuencia cardiaca, presentando una serie de arritmias acompañadas de bradicardias, esto se empieza a evidenciar claramente a partir del segundo tratamiento, en el que se sometieron los peces a 40 minutos de hipoxia progresiva, punto en el cual la concentración de oxígeno arrojó un valor de 3.1 mg/L, por lo tanto podemos asumir que en este valor se presenta un estrés hipóxico. En vista de que en los resultados a los 20 minutos en hipoxia progresiva los peces no presentaron mayores alteraciones: la frecuencia cardiaca presento la menor variación dentro de los tratamientos (de 2.16 latidos por minuto) en este intervalo de tiempo, se halló un VO_2 de 104.64 mg O₂/kg/h y según El-Sayed, el VO_2 en condiciones normales de oxígeno en el medio acuático para juveniles de tilapia se encuentra en el rango 100 a 400mgO₂/Kg/h; se puede concluir que en los primeros 20 minutos no hay disminución considerable de la actividad metabólica del pez. Por

las pruebas Pos Hoc de Duncan el grupo de 20 minutos en hipoxia forma un grupo aparte. A los 20 minutos se encuentra una concentración de oxígeno de 4.5 mg/L (62% de saturación de OD), lo cual significaría que hasta este nivel, los peces no reducen su metabolismo y se puede permitir la hipoxia dentro de un estanque para cultivo de *O. niloticus*.

En la bibliografía se ha establecido que los valores del Porcentaje de Saturación del OD para el cultivo de peces entre 80-120% se consideran excelentes¹⁹, y en otras referencias encontramos que la concentración de oxígeno ideal para el cultivo de peces debe estar en un valor del 100% (Hugues, 1981²⁰; Roldán, 1992;), contrastando con esto en el desarrollo de este proyecto, se encontró que hasta un valor de 62% en el porcentaje de saturación, las tilapias no sufren mayores alteraciones en su VO_2 y en su ΔFC . Por lo anterior se podría pensar que en un cultivo de *O. niloticus* es posible permitir la disminución en el porcentaje de saturación hasta este valor sin que se afecte la capacidad productiva de la especie.

La tilapia es un pez euritópico, es decir tolera cambios considerables en las condiciones ambientales, entre ellas la hipoxia, existen referencias bibliográficas que señalan concentraciones de oxígeno de 1 ppm (1mg/L) en las cuales sobreviven las tilapias (El-Sayed, 2003)., esto es posible, pero en este estudio encontramos que la disminución en la concentración de oxígeno por debajo de los 4.5mg/L, se empiezan a presentar alteraciones importantes en la frecuencia cardiaca y el consumo metabólico de oxígeno (estrés hipóxico), por lo tanto los peces no crecen en condiciones óptimas y su rendimiento en masa se verá afectado.

Se ha llegado a afirmar que las tilapias en condiciones de anoxia hacen metabolismo anaeróbico (Green, 1984). Ciertamente este hecho es muy factible ya que al mantener a los peces en condiciones anóxicas durante una hora, estos sobrevivieron, cosa que sería imposible si no lo realizaran, pero es muy importante entender que este suceso ocasiona grandes alteraciones en la frecuencia cardiaca de los peces, por lo tanto a pesar de que se comprobó que la especie íctica *O. niloticus* es supremamente resistente y que al retornarla a sus condiciones normales tiende a normalizar sus actividades, esta interrupción puede ocasionar

19 Stevens Institute of Technology. Libreta de Campo para las Pruebas en las Muestras de Agua. [on line]. 2003. [citado jul., 2007]. Disponible en: <http://www.ciese.org/curriculum/dipproj2/es/fieldbook/libretadecampo.doc>

20 Hugues (1981) citado por Calderer (1991)

grandes daños en su rendimiento, hecho que necesita de una investigación mas profunda

8.1.4. Alteraciones del ritmo cardiaco en condiciones de hipoxia progresiva

Bradycardia Se encontró que a partir de 40 minutos en hipoxia progresiva equivalentes a una concentración de oxígeno entre 4.5-3.1 mg/L los registros de EKG obtenidos muestran alteraciones que se pueden catalogar como arritmias cardiacas del tipo bradicardia, es decir que se presenta una disminución del ritmo cardiaco (Narváez y Jaramillo, 2004), estas bradicardias se acentúan con el transcurrir del tiempo y la disminución en la concentración de oxígeno en el agua, presentando además irregularidad en el intervalo entre dos ciclos cardiacos, o distancia entre los intervalos R-R irregular, generalmente alargados “intervalo de compensación” (Despopoulos y Silbernagl, 1994), este hecho se presentó de manera similar en los peces sometidos a anoxia.

Tanto en anoxia como en hipoxia no hubo una alteración total o parcial del complejo QRS, descartándose de esta manera la posibilidad de un bloqueo auriculo-ventricular

8.2. ANALISIS ESTADISTICO DE LA RESPUESTA CARDIACA EN CONDICIONES DE ANOXIA

Los datos obtenidos de variación de la frecuencia cardiaca en el tiempo fueron sometidos a un análisis comparativo con la prueba de análisis de varianza (ANOVA) y se realizo una correlación por Spearman, mediante el software estadístico SPSS 11.0 para Windows, con el fin de comprobar la disminución en la frecuencia cardiaca al momento de mantener los peces en condiciones anóxicas (fuera del agua)

Se considero el tiempo de exposición como variable independiente y la variación en frecuencia cardiaca como variable dependiente

8.2.1. Análisis Comparativos Con las pruebas de análisis comparativo de ANOVA se evidencia que existen diferencias entre los tiempos de exposición a la anoxia, ya que esta arroja una significancia de 0.0001 (tabla 21).

Tabla 21. ANOVA de un factor (Descriptivos)

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Inter-grupos	2793,07	4	698,27	7,58	0,0001
Intra-grupos	4143,35	45	92,07		
Total	6936,42	49			

8.2.2. Pruebas Pos-Hoc Al realizar las pruebas pos hoc por Duncan, es claro que se forman dos grupos, el primero incluye los tiempos de 20, 40 y 60 minutos de exposición a anoxia y el segundo incluye los grupo de 1 y 61 minutos (tabla 22), en los cuales el individuo experimental se encuentra en condiciones iniciales sumergido en agua con óptimas condiciones de oxígeno y finales con retorno de agua en iguales condiciones.

Tabla 22. Duncan para ΔFC en anoxia

	TIEMPO	N	Subconjunto para alfa = .05	
			1	2
Duncan(a)	60	10	-24,71	
	40	10	-23,73	
	20	10	-22,19	
	61	10		-8,41
	1	10		-8,34
	Sig.			0,584

Se muestran las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a Usa el tamaño muestral de la media armónica = 10,000.

8.2.3. Correlación Para realizar la correlación, se decidió suspender el último grupo, en el cual se les retorna el agua a los peces, ya que en los datos encontramos que todos los individuos estudiados tienden a regresar a la normalidad al momento de retornarles el agua al respirómetro y esto altera la línea de tendencia.

Partiendo de esto encontramos una correlación significativa para anoxia por Spearman de 0.478 (tabla 23)

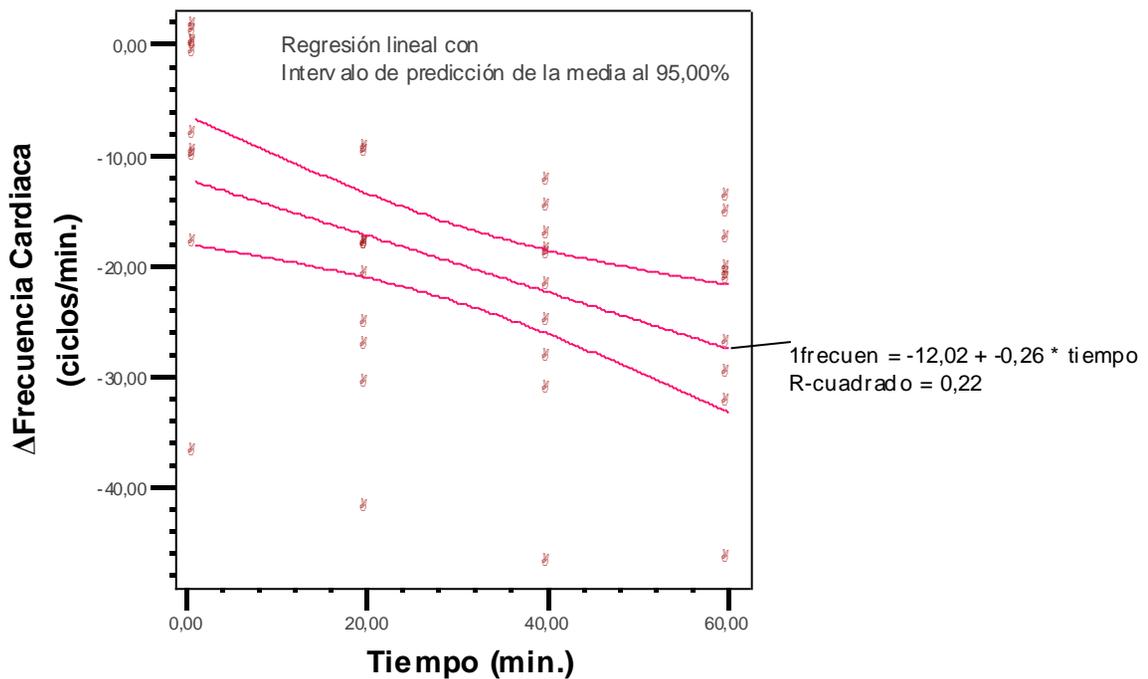
Tabla 23. Correlación de Spearman para las variables Tiempo y ΔFrecuencia Cardíaca para peces sometidos Anoxia

			TIEMPO	FRECUEN
Rho de Spearman	TIEMPO	Coeficiente de correlación	1,000	-,478(**)
		Sig. (bilateral)	.	,002
	N	40	40	
	FRECUEN	Coeficiente de correlación	-,478(**)	1,000
Sig. (bilateral)		,002	.	
N		40	40	

** La correlación es significativa al nivel 0,01 (bilateral).

En la figura 18 se puede ver claramente que al aumentar el tiempo de exposición a la anoxia, la frecuencia cardíaca disminuye de manera contundente.

Figura 18. Regresión lineal a partir de los valores de Δ Frecuencia en función del tiempo en anoxia



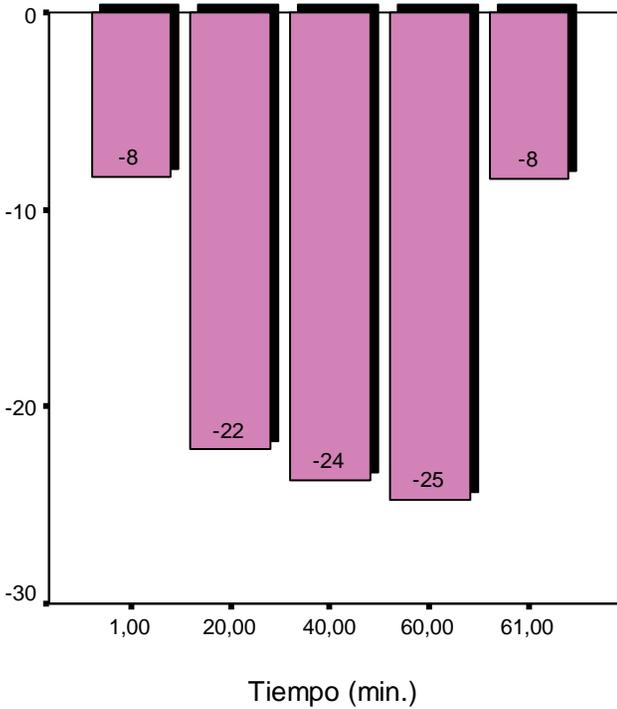
Al incluir el último grupo, en el que se retorna el agua al respirómetro después de 60 minutos de anoxia, si nos remitimos a la tabla 24 de ANOVA de un factor podemos observar en las medias de los diferentes grupos que el ΔFC aumenta desde el primer minuto (tiende a ser mas negativo), pero a los 20 minutos de exposición a anoxia aumenta notoriamente, luego sigue aumentando pero en una menor proporción hasta los 60 minutos de exposición, y a los 61 minutos al momento de retorno a la normoxia (condiciones normales de oxígeno en el agua) el ΔFC disminuye (tiende a ser menos negativo).

Tabla 24. ANOVA de un factor para los deltas de frecuencia cardiaca en función del Tiempo de exposición a anoxia

Tiempo (min.)	N	Media	Desviación típica	Error típico	Intervalo de confianza para la media al 95%		Mínimo	Máximo
					Límite inferior	Límite superior		
1	10	-8,34	11,97	3,78	-16,89	0,23	-37,03	1,32
20	10	-22,18	9,78	3,09	-29,18	-15,19	-42,16	-9,76
40	10	-23,73	10,06	3,18	-30,93	-16,53	-46,98	-12,53
60	10	-24,71	9,82	3,10	-31,73	-17,69	-46,73	-14,04
61	10	-8,41	4,87	1,54	-11,89	-4,93	-14,02	1,40
Total	50	-17,48	11,89	1,68	-20,86	-14,09	-46,98	1,40

En la figura 19 se puede ver claramente que el ΔFC disminuye a los 61 minutos, momento del retorno del agua al individuo experimental y esto se traduce en que inmediatamente al regresar a los peces a sus medio con condiciones estándares, estos tienden a normalizar su condición fisiológica cardiaca.

Figura 19. Relación entre el promedio de Δ Frecuencia cardiaca y el tiempo de exposición a anoxia



9. CONCLUSIONES

O. niloticus, en condiciones de normoxia, hipoxia y anoxia registra un trazo de EKG con onda P, complejo QRS y onda T, correspondientes a las cuatro fases del ciclo cardíaco (derivaciones bipolares de plano frontal). Este registro, para un corazón de 2 cámaras, es similar al que se presenta en los mamíferos que tienen un corazón de cuatro cámaras.

En condiciones especiales de laboratorio, la frecuencia cardíaca registrada en una muestra de 35 individuos de *O. niloticus*, (en condiciones de normoxia) presentó una media de 46.80 ciclos cardíacos por minuto, con una desviación estándar de ± 7.34 .

Los peces no presentan una alteración considerable en su frecuencia cardíaca y consumo metabólico de oxígeno (VO_2) durante los primeros 20 minutos de exposición a hipoxia progresiva, la cual se da con una concentración de oxígeno desde 7.2 mg/L hasta 4.5mg/L (62% de saturación de OD).

La respuesta fisiológica cardíaca tal como: disminución de frecuencia cardíaca o bradicardia y las arritmias cardíacas registradas en los EKG de *O. niloticus*, empiezan a presentarse en el intervalo de tiempo de 20 a 40 minutos de exposición a la hipoxia, y por debajo de una concentración promedio de oxígeno en el agua de 4.5 mg/L. Por lo anterior, se asume que 4, 5 mg/L, equivalente a 62 % de OD en el agua, es el límite inferior de Concentración de Oxígeno adecuado para el cultivo de *O nilóticus*. Cualquier descenso en la concentración de oxígeno a partir de este nivel en el agua para cultivo de la especie íctica *O. niloticus* inicia una condición de estrés hipoxico.

El tiempo de hipoxia progresivo, es un factor determinante en la respuesta cardíaca, existiendo una relación directa del tiempo con la aparición de bradicardias y arritmias cardíacas. Cuanto tiempo puede permanecer un pez en hipoxia?... Depende de la densidad. 1 pez de 200g hasta los 20 minutos en 2 litros de agua (experimental). Se puede hallar para 10 peces en 1m³ de agua. (densidad de cría intensiva 10xm² de espejo de agua.

La anoxia ocasiona en *O. niloticus* una respuesta fisiológica inmediata consistente en arritmias cardiacas (bradicardia), que se incrementan con el tiempo de exposición, alterando considerablemente la fisiología cardiaca. Esta alteración, puede ser un mecanismo normal de adaptación de la especie a condiciones drásticas del medio.

El retorno de las condiciones de normoxia a los individuos experimentales luego de la anoxia ocasiona una respuesta inmediata de recuperación, consistente en un aumento en la frecuencia cardiaca y disminución de las arritmias, lo que hace suponer que la especie tiene mecanismos fisiológicos de adaptación a las condiciones de anoxia que puede presentar temporalmente el medio y de igual manera, mecanismos que le permiten retornar a su estado normal luego de la anoxia.

10. RECOMENDACIONES

Los ciclos tan largos en anoxia (hasta de 5.22 en el pez numero 9 con 40 minutos de anoxia) podrían desencadenar en un paro cardiaco, pero no se cuenta con la información suficiente para sustentar este planteamiento, por lo cual se sugiere la realización de futuras investigaciones en este campo.

Los peces después de ser sometidos a 60 minutos en anoxia y retornar a su medio con condiciones estándar tienden a recuperarse, por lo cual podemos asumir que esta especie es supremamente resistente, pero no se puede concluir que el tiempo en anoxia no genera ninguna alteración a largo plazo, puesto que al momento se generaron grandes arritmias y bradicardias en todos los peces. Por lo cual se debe profundizar en el estudio de su reacción ante un tiempo de exposición a anoxia mayor que permita responder a las preguntas:

¿Cuánto es el tiempo de anoxia que tolera el animal sin que se presenten efectos secundarios que alteren su metabolismo o su comportamiento?

¿En qué tiempo de anoxia se produce la muerte del animal?

11. BIBLIOGRAFÍA

Acuariofilia. PMF Principiante: preparación del agua. [on line]. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://fins.actwin.com/mirror/es/empezar-agua.html>

Alvarez, L., Contreras N., Espinosa F., Fernández J., Romero, A. Plan maestro de desarrollo del sistema producto tilapia Tabasco. México: Fundación Tabasco; 2005. p.13-16.

Beamish, F.W.H. Influence of starvation on standard and routine oxygen consumption. *Trans.Am.Fish.Soc.*, 1964, Vol. 93, p. 103-107.

Beltrán, J. Determinación del intervalo de respuesta cardiaca al ion amonio, mediante estímulo olfativo y branquial en la especie íctica *Oreochromis niloticus*, (lineaus, 1758) (tilapia nilotica), Popayán: Universidad del Cauca. Facultad de Ciencias Naturales Exactas y de la educación Colombia; 2005. p.1-75.

Benítez, A., Gutiérrez, M., Sarasquete, M.C., González–Canales, M.L. Activación eléctrica cardiovascular ¿longitudinal y continua?: La circulación eléctrica. *Rev Soc Esp Dolor*. [online]. 1994 vol.03, no.01. [citado 10 noviembre 2007],p.4-10. Disponible en la World Wide Web: http://www.secex.org/revista/inc/circulacion_electrica_vol_03_n_01.pdf

Bravo, S., Dölz H., Silva M.T., Lagos C., Millanao A., Urbina M. *et al.* Diagnostico del Uso de Fármacos y otros Productos químicos en la Acuicultura. Puerto Montt, Chile: Universidad Austral de Chile. Facultad de Pesquerías y Oceanografía. Instituto de Acuicultura. [on line]. Abril, 2005. [citado febrero., 2008]. p. 83 y 84. Disponible en: www.fip.cl/pdf/informes/inffinal%202003-28.pdf

Burka, J. F., K. L. Hammell, T. E. Horsberg, G. R. Johnson, D. J. Rainnie, D. J. Speare. Drugs in salmonid aquaculture. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics (Concepts)*. [online]. 1997, vol.20, no.5 [citado 06 Marzo 2008], p. 333-349. Disponible en la World Wide Web: <http://www3.interscience.wiley.com/journal/119153403/abstract?CRETRY=1&SRETRY=0>

Calderer A. Influencia de la temperatura y la salinidad sobre el crecimiento y consumo de oxígeno de la dorada (*Sparus aurata* L.). Barcelona: Universidad de Barcelona. Departamento de Biología Animal; 1991. p 16-41, 103-175

Claireaux, G., Webber D.M., Kerr S.R. & Boutilier R.G. Physiology and behaviour of free-swimming atlantic cod (*Gadus morhua*) facing fluctuating salinity and oxygenation conditions. *J.Exper.Biol.*, 1995, Vol. 198, p. 61-69.

CONGRESO DE COLOMBIA. Ley 84 de 1989. Fauna silvestre. Capitulo VI: Del uso de animales vivos en experimentos e investigación.

Cunningham, J. Fisiología veterinaria. México: McGraw Hill; 1994. p. 175-189

Crossley, J.C., M.P. Marin, G. Ferrando, Y L.A.Raggi. Modificaciones Adaptativas de Algunas Constantes Fisiológicas de Alpaca (*Lama Pacos*) Sometidas a Cambios del Ambiente. *Archivos de Zootecnia (Chile)*. [online]. 1994, vol.43, no.163 [citado 06 agosto 2008], p. 215-223. Disponible en la World Wide Web: http://dialnet.unirioja.es/servlet/dfichero_articulo?codigo=1404589&orden=90714

Degani, G., Gallagher, M.L. & A. Meltzer. The effects of acute hypoxia and hypercapnia on oxygen consumption of the freshwater European eel. *J.Fish Biol.*, 1985, Vol. 50, p. 759-769.

Dejours, P. Principles of Comparative Respiratory Physiology. Amsterdam, New York, Oxford: Elsevier, 1981, 265 p.

Despoulos, A., Silbernagl, S. Texto y atlas de fisiología. Barcelona: Doyma Libros; 1994. p.22-59, 154-191, 174-174.

Diccionario de especialidades Farmacéuticas, Edición 49 México. [on line]. 2003. [citado feb., 2007]. Disponible en: <http://www.famguerra.com/Meds/Search/Meds.cfm?pagina=42337.htm>

Eckert, R. Fisiología Animal, mecanismos y adaptaciones. 3 ed. España: McGraw Hill; 1990. p.474-520

El-Sayed T., Moñino, A., Jover, M. Primeros ensayos de determinación del consumo de oxígeno de juveniles de tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) bajo diferentes condiciones de temperatura y frecuencia alimentaria. II Congreso

Iberoamericano Virtual de Acuicultura. [online]. 2003, [citado 09 agosto 2007], p.885-890. Disponible en la World Wide Web: [//www.panoramaacuicola.com/noticia.php?art_clave=651](http://www.panoramaacuicola.com/noticia.php?art_clave=651) -->

Fry, F.E.J. Gas exchange in fish. En: *Fish Physiology*. (Eds. Hoar, W.S. & D.J. Randall). *New York: Academic Press*. [online]. 1971, vol.6 [citado 4 Marzo 2008], p. 1-98. Disponible en la World Wide Web: <http://books.google.es/books>

Giraldo, F., Mejia J. Manual De Electrocardiografía Básica Para El Medico General. Popayán: Editorial Universidad del Cauca; 2000. p. 7-50

Green B. W., A., Teichert-Coddington D., E. Tilapia yield improvement through maintenance of minimal oxygen concentrations in experimental grow-out ponds in Honduras. *Aquaculture*. Elsevier Science, (Amsterdam), [online]. 1993, vol. 118, nº1-2 [citado 19 septiembre 2008], pp. 63-71. Disponible en la World Wide Web: www.sciencedirect.com

Guandalini, E., Esposito A., Fabrizi, L., Lucchetti, D., Marvasi, L., Coni, E. Orally Administered Erythromycin in Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*): Residues in Edible Tissues and Withdrawal Time. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy (Italia)*. [online]. Marzo 2007, vol.51, no.3 [citado 10 septiembre 2008], p.255-261. Disponible en la World Wide Web: <http://aac.asm.org/cgi/reprint/51/3/1043>

Hall, F.G. The influence of varying oxygen tensions upon the rate of oxygen consumption in marine fishes. *Am.J.Physiol.*, 1929, Vol.88, p. 212-218.

Heath, A.G. Environmental hypoxia. En: *Water Pollution and Fish Physiology*. Ed 2. *Florida: CRC Press*. [online]. 1995, vol.4 [citado 03 Marzo 2008], p.148-158. Disponible en la World Wide Web: http://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=5NPVTuBtGF4C&oi=fnd&pg=PA8&dq=water+pollution+and+fish+%22water+pollution+and+fish%22+autor:Heath&ots=53SEe-d2ls&sig=4anwEA08sWhdtMcgBYXjlxAxL_4#PPP16,M1

Herrmann, R.B., C.E. Warren & P. Doudoroff. 1962. Influence of oxygen concentration on the growth of juvenile coho salmon. *Transactions of the American Fisheries Society (Oregon)*. [online]. 1962, vol.91, no.2 [citado 10 octubre 2008], p.255-261. Disponible en la World Wide Web:

<http://afs.allenpress.com/perlserv/?request=get-toc&issn=1548-8659&volume=91&issue=2>

Holeton, G.F., Randall, D.J. The effect of hypoxia upon the partial pressure of gases in the blood and water afferent and efferent to the gills of rainbow trout. *Exptl. Biol. (Vancouver)*. [online]. 1967, vol.64, no.2 [citado 06 Marzo 2008], p. 317-327. Disponible en la World Wide Web: <http://jeb.biologists.org/cgi/reprint/46/2/317>

Holeton, G.F. Oxygen as an environmental factor of fishes. En: *Environmental Physiology of fishes* (Ed. Ali, M.A.). London: Plenum Press. [online]. 1980, vol.4 [citado 03 Marzo 2008], p. 7-32. Disponible en la World Wide Web: http://books.google.es/books?id=sU0d_FyFwu0C

Hugues, G.M. Respiratory responses to hypoxia in fish. *American Zoologist*, 1973, Vol.13, p.475-489.

Hugues, G.M. Effects of low oxygen and pollution on the respiratory systems of fish. En : *Stress and Fish* (A.D. Pickering, Eds.). Academic Press, N.Y. 1981, p. 121-146.

Kubitza, F., Possebon, J. E.. Diets for feed training peacock bass *Cichla* sp. *Scientia Agrícola (Brasil)*. [online]. Oct./Dic. 2003, vol.60, no.4 [citado 15 julio 2008], p. 82-99. Disponible en la World Wide Web: http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0103-90162003000400001&script=sci_arttext&tlng=en.

Luchini, L. Tilapia: su cultivo y sistemas de producción. [online]. 2006, [citado 07 agosto 2008], p.8-30. Disponible en la World Wide Web: <http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/0-0/pesca/acuicultura/cultivo/generalidadesI.php> --><title>SAGPyA : Pesca y Acuicultura</title>

Macintosh, D. J., Little, D. C. Nile Tilapia *Oreochromis niloticus*. In: Bromage, N. R., Roberts, R. J. (Ed.). *Broodstock management and larval quality*. Stirling: Institute of Aquaculture - University of Stirling, 1995. cap. 12 p. 277-320.

Meyer, D. Introducción a la piscicultura (Tilapia nilotica). Honduras: Bocek; 2004. p. 2 - 9

Neill, W.H., Miller J.M., Van Der Veer H.W. & Winemiller K.O. Ecophysiology of marine fish recruitment: a conceptual framework for understanding interannual variability. *Netherlands Journal of Sea (Texas)*. [online]. 1994, vol.32, no.2 [citado 06 Marzo 2008], p. 135-152. Disponible en la World Wide Web: <http://wfscnet.tamu.edu/winemiller/lab/Neill-et-al-NJSR94.pdf>

Narváez, R. y Jaramillo, A. Diferenciación Entre Electrocardiogramas Normales y Arrítmicos Usando Análisis en Frecuencia. *Rev. Cienc. Salud. (Bogotá, Colombia)*. [online]. julio-diciembre de 2004, vol.2, no.2 [citado 06 agosto 2008], p. 139-155. Disponible en la World Wide Web: <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/pdf/562/56220205.pdf>

Ott, M.E., N. Heisler & G.R. Ultsch. A re-evaluation of the relationship between temperature and the critical oxygen tension in freshwater fishes. *Comp. Biochem. Physiol.* 1980, Vol. 67A, p. 337-340.

Pérez Ganeselli, M.R., Mussart, N., Hernández, D.R., Domitrovic, H.A. Comparación de efectos de los anestésicos metansulfonato de tricaina y sulfato de quinaldina en pacú (*Piaractus mesopotamicus*). [on line]. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://www.panalimentos.org/panvet2004/Doc/409word00608.doc>

Petracini, R. El Acuarista: La respiración de los peces, Branquias. [on line]. 2005. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://www.elacuarista.com/>

Ponce A.Z.; Saldena, T.A. Efectos de la hipoxia aguda y cronica sobre el electrocardiograma de la rata. *Medicina (B.Aires)*. [online]. 1984, vol.44, no.1 [citado 06 Marzo 2008], p. 48-52. Disponible en la World Wide Web: <http://bases.bireme.br/cgi-bin/wxislind.exe/iah/online/?IscScript=iah/iah.xis&src=google&base=LILACS&lang=p&nextAction=Ink&exprSearch=24573&indexSearch=ID>.

Randall, D.J.. Gas exchange in fish. En: *Fish Physiology*. (Eds. Hoar, W.S. & D.J. Randall). *New York & London: Academic Press*. [online]. 1970, vol.4 [citado 4 Marzo 2008], p. 253-292. Disponible en la World Wide Web: <http://books.google.es/books>

Randall, D.J. The control of respiration and circulation in fish during exercise and hypoxia. *J.Exptl.Biol.*, 1982, Vol. 100, p. 275-288.

Rantin, F.T. & K. Johansen. Responses of the teleost *Hoplias malabaricus* to hypoxia. *Environmental Biology of Fishes (Brasil)*. [online]. 1984, vol.11, no.6 [citado 22 mayo 2008], p.221-228. Disponible en la World Wide Web: <http://www.springerlink.com/content/h7r6x3726774/?p=07ee71d159934201a33b9fd501a3ffa4&pi=0>

Rantin, F.T, Glass M.G., Kalinin A.L., Verzola R.M.M. & Fernandes M.N. Cardio-respiratory responses in two ecologically distinct erythrinids (*Hoplias malabaricus* and *Hoplias lacerdae*) exposed to graded environmental hypoxia. *Environ. Biol. Fishes*, 1993, Vol. 36, p. 93-97.

Roldan, G. Fundamentos de limnología neotropical. Antioquia: Editorial Universidad de Antioquia; 1992. p. 225-250, 269-294, 481-498

Satchell, G.H. The reflex co-ordination of the heart beat with respiration in the dogfish. *J.Exptl.Biol.*, 1960, Vol. 37, p. 719-731.

Schreck , C., Gale, W., Fitzpatrick, M., Lucero, M., Contreras, W. Masculinization of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) by immersion in androgens . *Aquaculture (Oregon)*. [online]. Agosto 1999, vol. 178, no.3-4 [citado 10 agosto 2008], p. 349-357. Disponible en la World Wide Web: http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T4D-3WV409G-C&_user=10&_rdoc=1&_fmt=&_orig=search&_sort=d&view=c&_version=1&_urlVersion=0&_userid=10&md5=2aaec6ec4434818e246a10ce40a0e0f8

Schmit-Nielsen, K. Fisiología Animal. Adaptación y Medio Ambiente. Ediciones Omega, S.A. Barcelona. 1983, 499 p.

Seyle, H. Stress And General Adaptive Síndrome. *British Medical Journal*(1) 1990, p. 1383-1392

Stevens Institute of Technology. Libreta de Campo para las Pruebas en las Muestras de Agua. [on line]. 2003. [citado jul., 2007]. Disponible en: <http://www.ciese.org/curriculum/dipproj2/es/fieldbook/libretadecampo.doc>

Stewart, N.E., Shumway D.L. & Doudoroff P. Influence of oxygen concentration on growth of juvenile largemouth bass. *J.Fish.Res.Board Can.*, 1967, Vol.24, p.475-494.

Solubilización de gases. [on line]. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://www.puc.cl/quimica/agua/solubili.htm>

Thetmeyer, H., U. Waller, K.D. Black, S. Inselmann & H. Rosenthal. Growth of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) under hypoxic and oscillating oxygen conditions. *Aquaculture (Germany)*. [online]. Abril 1999, vol.174, no.3-4 [citado 15 agosto 2008], p. 355-367. Disponible en la World Wide Web: <http://www.sciencedirect.com/scidirimg/faviconSD.ico>

Torales, P., Mondaini, D. Farmacología de los anestésicos locales. En: Malgor, L.A., Valsecia, M.E. Farmacología Médica. [online]. 2002, vol.4 [citado 03 Marzo 2008], p.148-158. Disponible en la World Wide Web: http://med.unne.edu.ar/catedras/farmacologia/temas_farma/volumen4/cap91011_a_nestbloq.pdf

Vademécum Veterinario. [online]. 2005, [citado 20 octubre 2008], p.3. Disponible en la World Wide Web: <http://www.tvv.uchile.cl/Documentos/vademecum.doc>

Valenzuela, A., Alveal, C., Tarifeno, E. Respuestas hematológicas de truchas (*Oncorhynchus mikyss walbaum* 1792) a estrés hipóxico agudo: serie roja. *Gayana (Concepc.)*. [online]. 2002, vol.66, no.2 [citado 06 Marzo 2008], p.255-261. Disponible en la World Wide Web: http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-65382002000200024&lng=es&nrm=iso. ISSN 0717-6538.

Vegas, M. Ictiología: texto experimental. Cali: Editorial Universidad del Valle; 1977. p. 61-77, 91-105.

Whitworth, W.R. Effects of diurnal fluctuations of dissolved oxygen on the growth of brook trout. *Fish.es.Board Can.*, 1968, Vol.25, p.579-584

Wikipedia, enciclopedia libre. Lidocaina. [on line]. Junio, 2007. [citado sept., 2007]. Disponible en: <http://es.wikipedia.org/wiki/Lidocaña>

ANEXO 1

LA BIOETICA EN LA EXPERIMENTACION ANIMAL

Dentro del desarrollo del proyecto se procuró la utilización de una cantidad pequeña pero significativa de individuos que arrojara resultados verídicos para la investigación.

En el desarrollo de los experimentos, se trató de emplear con los animales los métodos más humanitarios posibles, para lo cual los peces fueron transportados desde la estación piscícola controlando al máximo su estrés dentro de un recipiente oscuro, con suficiente agua.

Según la ley 84 de 1989, capítulo VI: Del uso de animales vivos en experimentos e investigación en el artículo 24 se declara que el animal usado en cualquier experimento deberá ser puesto bajo los efectos de anestesia lo suficientemente fuerte para evitar que sufra dolor²¹, por lo que ya en el laboratorio, los peces fueron sedados y posteriormente se les aplicó xilocaina, como analgésico, para así evitar al máximo cualquier dolor que se les pudiera ocasionar al colocar los electrodos de presión.

Posterior al experimento, los animales ya no podían ser consumidos debido a la sedación con metasulfonato de tricaina (MS222), por lo tanto se decidió sacrificarlos con una alta dosis de xilocaina, pues este método es muy rápido y no produce dolor.

Finalmente se procedió a llevarlos al laboratorio de biología para que de ahí en adelante fueran tratados como material biológico.

Del uso de animales vivos en experimentos e investigación Capítulo VI. Ley 84 de 1989. Fauna silvestre. Congreso de Colombia

²¹ Del uso de animales vivos en experimentos e investigación Capítulo VI. Ley 84 de 1989. Fauna silvestre. Congreso de Colombia

ANEXO 2

TABLAS DE REGISTRO DE FRECUENCIA CARDIACA Y DURACION DEL CICLO CARDIACO PARA LOS PECES EN HIPOXIA

Tabla 1. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 1 en hipoxia a 20 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,35		1,23	
1,82	1,47	2,6	1,37
3,29	1,47	3,97	1,37
4,75	1,46	5,35	1,38
6,22	1,47	6,73	1,38
7,68	1,46	8,1	1,37
9,14	1,46	9,48	1,38
10,6	1,46	10,84	1,36
12,06	1,46	12,22	1,38
13,51	1,45	13,59	1,37
14,96	1,45	14,96	1,37
16,42	1,46	16,33	1,37
17,89	1,47	17,7	1,37
19,35	1,46	19,07	1,37
20,81	1,46	20,44	1,37
22,28	1,47	21,82	1,38
		23,19	1,37
		24,56	1,37
		25,94	1,38
		27,31	1,37
		28,68	1,37
		30,05	1,37
X	1,46	X	1,37
F	41,10	F	43,72

Tabla 2. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 2 en hipoxia a 20minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
60,91		30,37	
62,01	1,1	31,22	0,85
63,11	1,1	33,39	
64,2	1,09	34,48	1,09
65,3	1,1	35,58	1,1
66,4	1,1	36,67	1,09
67,5	1,1	37,76	1,09
68,6	1,1	38,86	1,1
69,69	1,09	39,95	1,09
70,79	1,1	41,04	1,09
71,89	1,1	42,14	1,1
72,99	1,1	43,23	1,09
74,09	1,1	44,33	1,1
75,19	1,1	45,42	1,09
76,28	1,09	46,51	1,09
77,38	1,1	47,61	1,1
78,48	1,1	48,7	1,09
79,58	1,1	49,79	1,09
80,67	1,09	50,89	1,1
81,77	1,1	51,99	1,1
82,86	1,09	53,08	1,09
83,96	1,1	54,17	1,09
85,06	1,1	55,26	1,09
86,16	1,1	56,35	1,09
87,25	1,09	57,45	1,1
88,35	1,1	58,54	1,09
89,45	1,1	59,62	1,08
90,55	1,1	60,7	1,08
X	1,10	X	1,08
F	54,66	F	55,40

Tabla 3. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 3 en hipoxia a 20 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
7,82	1,03	0,79	
8,85	1,03	1,8	1,01
9,88	1,03	4,82	
10,9	1,02	5,82	1
11,93	1,03	6,83	1,01
12,96	1,03	9,85	
13,99	1,03	10,86	1,01
15,02	1,03	11,87	1,01
16,05	1,03	14,89	
17,09	1,04	15,89	1
18,12	1,03	16,9	1,01
19,15	1,03	17,9	1
20,18	1,03	18,91	1,01
21,21	1,03	22,92	
22,23	1,02	23,93	1,01
23,26	1,03	25,94	
28,4		26,95	1,01
29,43	1,03	27,96	1,01
30,46	1,03		
X	1,07	X	1,01
FC	55,83	FC	59,55

Tabla 4. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 4 en hipoxia a 20minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,36		0,28	
1,47	1,11	1,39	1,11
2,58	1,11	2,53	1,14
3,7	1,12	3,64	1,11
4,82	1,12	4,8	1,16
5,94	1,12	5,91	1,11
7,06	1,12	7,06	1,15
8,18	1,12	8,19	1,13
9,3	1,12	9,31	1,12
10,41	1,11	10,43	1,12
11,53	1,12	11,59	1,16
12,65	1,12	12,7	1,11
13,77	1,12	13,84	1,14
14,9	1,13	14,95	1,11
16,02	1,12	16,1	1,15
17,13	1,11	17,22	1,12
18,25	1,12	18,35	1,13
19,36	1,11	19,46	1,11
20,49	1,13	20,59	1,13
21,61	1,12	21,71	1,12
22,74	1,13	22,84	1,13
23,87	1,13	23,96	1,12
24,99	1,12	25,11	1,15
26,1	1,11	26,23	1,12
27,23	1,13	27,37	1,14
28,34	1,11	28,48	1,11
29,47	1,13	29,61	1,13
30,59	1,12		
X	1,12	X	1,13
FC	53,59	FC	53,19

Tabla 5. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 5 en hipoxia a 20 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 20' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,69		0,31	
2,3	1,61	1,74	1,43
3,91	1,61	3,15	1,41
5,51	1,6	4,57	1,42
7,11	1,6	6,01	1,44
8,71	1,6	7,45	1,44
10,31	1,6	8,94	1,49
11,92	1,61	10,4	1,46
13,52	1,6	11,86	1,46
15,13	1,61	13,29	1,43
16,74	1,61	14,77	1,48
18,34	1,6	16,25	1,48
19,95	1,61	17,69	1,44
21,56	1,61	19,16	1,47
23,16	1,6	20,65	1,49
24,76	1,6	22,08	1,43
26,36	1,6	23,49	1,41
		24,93	1,44
X	1,60	X	1,45
FC	37,40	FC	41,43

Tabla 6. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 6 en hipoxia a 40minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,24		0,95	
2,8	1,56	2,18	1,23
4,36	1,56	3,42	1,24
5,92	1,56	4,69	1,27
7,46	1,54	6,08	1,39
9,01	1,55	7,35	1,27
10,55	1,54	8,58	1,23
12,1	1,55	9,81	1,23
13,64	1,54	11,15	1,34
15,18	1,54	12,54	1,39
16,71	1,53	13,92	1,38
18,23	1,52	15,21	1,29
19,76	1,53	16,44	1,23
21,28	1,52	17,67	1,23
22,8	1,52	18,88	1,21
24,33	1,53	20,1	1,22
25,84	1,51	21,34	1,24
27,36	1,52	22,59	1,25
28,87	1,51	23,84	1,25
30,37	1,5	25,2	1,36
X	1,53	X	1,28
F	39,13	F	47,01

Tabla 7. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 7 en hipoxia a 40minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
90,43		0,38	
91,65	1,22	1,5	1,12
92,87	1,22	2,62	1,12
94,08	1,21	3,74	1,12
95,29	1,21	4,86	1,12
96,51	1,22	5,98	1,12
97,72	1,21	7,1	1,12
98,93	1,21	8,22	1,12
100,15	1,22	9,33	1,11
101,36	1,21	10,45	1,12
102,58	1,22	11,57	1,12
103,79	1,21	12,69	1,12
105	1,21	13,81	1,12
106,21	1,21	14,92	1,11
107,42	1,21	16,02	1,1
108,63	1,21	17,14	1,12
109,84	1,21	18,26	1,12
111,05	1,21	19,38	1,12
112,26	1,21	20,51	1,13
113,46	1,2	21,63	1,12
114,67	1,21	22,74	1,11
115,88	1,21	23,86	1,12
117,09	1,21	24,97	1,11
118,3	1,21	26,09	1,12
119,5	1,2	27,21	1,12
120,7	1,2	28,33	1,12
		29,44	1,11
		30,56	1,12
X	1,21	X	1,12
F	50,00	F	53,68

Tabla 8. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 8 en hipoxia a 40 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,1		0,56	
2,15	1,05	1,71	1,15
3,22	1,07	2,8	1,09
4,28	1,06	3,86	1,06
5,36	1,08	4,91	1,05
6,42	1,06	5,96	1,05
7,47	1,05	7,01	1,05
8,54	1,07	8,05	1,04
9,63	1,09	9,1	1,05
10,72	1,09	10,16	1,06
11,81	1,09	11,22	1,06
12,88	1,07	12,29	1,07
13,93	1,05	13,33	1,04
14,99	1,06	14,47	1,14
16,06	1,07	15,56	1,09
17,15	1,09	16,63	1,07
18,23	1,08	17,7	1,07
19,31	1,08	18,75	1,05
20,38	1,07	19,87	1,12
21,43	1,05	20,96	1,09
22,48	1,05	22	1,04
23,54	1,06	23,1	1,1
24,67	1,13	24,19	1,09
25,83	1,16	25,24	1,05
26,94	1,11	26,33	1,09
28,03	1,09	27,39	1,06
29,11	1,08	28,49	1,1
30,18	1,07	29,58	1,09
		30,63	1,05
X	1,08	X	1,07
FC	55,65	FC	55,82

Tabla 9. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 9 en hipoxia a 40minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
3,53	0,99	0,55	
4,52	0,99	1,86	1,31
5,51	0,99	3,15	1,29
7,5	1,99	4,41	1,26
8,49	0,99	5,61	1,2
9,49	1	6,78	1,17
10,48	0,99	7,98	1,2
11,47	0,99	9,96	1,98
12,46	0,99	12,29	2,33
13,46	1	16,11	3,82
14,45	0,99	18,73	2,62
15,44	0,99	19,9	1,17
16,43	0,99	21,24	1,34
17,43	1	24,86	3,62
18,42	0,99	26,28	1,42
19,41	0,99	27,64	1,36
20,41	1	29,93	2,29
21,4	0,99	33,93	4
22,39	0,99		
23,38	0,99		
24,38	1		
25,37	0,99		
26,36	0,99		
27,35	0,99		
28,35	1		
29,34	0,99		
30,33			
X	1,03	X	1,85
F	58,41	F	32,48

Tabla 10. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 10 en hipoxia a 40 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 40' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,26		1,4	
1,51	1,25	3,09	1,69
2,75	1,24	4,59	1,5
4	1,25	6,25	1,66
5,24	1,24	7,95	1,7
6,48	1,24	9,63	1,68
7,72	1,24	11,31	1,68
8,96	1,24	12,77	1,46
10,19	1,23	14,4	1,63
11,43	1,24	15,94	1,54
12,68	1,25	17,51	1,57
13,92	1,24	19,07	1,56
15,15	1,23	20,63	1,56
16,4	1,25	22,22	1,59
17,64	1,24	23,89	1,67
18,88	1,24	25,32	1,43
20,12	1,24	26,85	1,53
21,37	1,25	28,39	1,54
22,61	1,24	29,86	1,47
23,85	1,24	31,39	1,53
25,1	1,25		
26,33	1,23		
27,58	1,25		
28,82	1,24		
30,06	1,24		
X	1,24		1,58
F	48,32		38,01

Tabla 11. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 11 en hipoxia a 60minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,83		1,06	
2,01	1,18	3,29	2,23
3,19	1,18	5,25	1,96
4,37	1,18	7,86	2,61
5,55	1,18	9,67	1,81
6,73	1,18	11,68	2,01
7,91	1,18	13,67	1,99
9,09	1,18	15,82	2,15
10,27	1,18	17,64	1,82
11,45	1,18	19,32	1,68
12,63	1,18	21,03	1,71
13,82	1,19	22,88	1,85
15	1,18	25,25	2,37
16,18	1,18	27,54	2,29
17,36	1,18	29,84	2,3
18,54	1,18	31,97	2,13
19,72	1,18		
20,91	1,19		
22,09	1,18		
23,27	1,18		
24,46	1,19		
25,64	1,18		
26,82	1,18		
28,01	1,19		
29,19	1,18		
30,38	1,19		
X	1,18	X	2,06
F	50,76	F	29,12

Tabla 12. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 12 en hipoxia a 60 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
37,42		2,04	
39,11	1,69	3,87	1,83
40,8	1,69	5,68	1,81
42,49	1,69	7,63	1,95
44,18	1,69	9,78	2,15
45,86	1,68	11,49	1,71
49,19		13,35	1,86
50,84	1,65	15,37	2,02
52,48	1,64	17,96	2,59
		19,79	1,83
		21,39	1,6
X	1,68	X	1,93
F	35,81	F	31,01

Tabla 13. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 13 en hipoxia a 60 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,03		1,31	
2,07	1,04	3,02	1,71
3,11	1,04	4,51	1,49
4,16	1,05	6,2	1,69
5,21	1,05	7,85	1,65
6,25	1,04	9,29	1,44
7,29	1,04	11,05	1,76
8,33	1,04	12,4	1,35
9,38	1,05	13,88	1,48
10,42	1,04	15,55	1,67
11,46	1,04	16,97	1,42
12,5	1,04	18,41	1,44
13,54	1,04	20,34	1,93
14,58	1,04	21,69	1,35
15,62	1,04	23,33	1,64
16,66	1,04	25,33	2
17,7	1,04	26,81	1,48
18,73	1,03	28,54	1,73
19,77	1,04	30,11	1,57
20,81	1,04		
21,85	1,04		
22,89	1,04		
X	1,041	X	1,6
F	57,64	F	37,5

Tabla 14. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 14 en hipoxia a 60 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,14		1,39	
2,38	1,24	2,63	1,24
3,62	1,24	3,88	1,25
6,1		5,12	1,24
7,34	1,24	6,36	1,24
8,58	1,24	7,6	1,24
9,83	1,25	8,84	1,24
11,07	1,24	10,08	1,24
12,31	1,24	11,32	1,24
13,55	1,24	12,56	1,24
14,79	1,24	13,8	1,24
16,03	1,24	15,03	1,23
17,27	1,24	16,27	1,24
20,99		17,51	1,24
22,23	1,24	18,74	1,23
23,47	1,24	19,98	1,24
24,72	1,25	21,21	1,23
25,96	1,24	22,45	1,24
27,2	1,24	23,69	1,24
28,44	1,24	24,93	1,24
29,68	1,24	26,17	1,24
30,92	1,24	27,4	1,23
		28,64	1,24
		29,88	1,24
		31,11	1,23
X FC	1,24 48,35	X FC	1,24 48,44

Tabla 15. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 15 en hipoxia a 60minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 60' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,5		1,89	
3,19	1,69	3,7	1,81
4,88	1,69	5,51	1,81
6,57	1,69	7,4	1,89
8,27	1,7	9,21	1,81
9,97	1,7	11,01	1,8
11,66	1,69	12,82	1,81
13,36	1,7	14,64	1,82
15,05	1,69	16,46	1,82
16,75	1,7	18,26	1,8
18,45	1,7	20,07	1,81
20,15	1,7	21,9	1,83
21,85	1,7	23,71	1,81
23,55	1,7	25,51	1,8
25,26	1,71	27,34	1,83
26,95	1,69	29,14	1,8
28,64	1,69	30,96	1,82
30,35	1,71		
X	1,70	X	1,82
FC	35,36	FC	33,02

Tabla 16. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 16 en hipoxia a 80minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,48		5,3	
2,19	1,71	6,83	1,53
3,9	1,71	8,25	1,42
5,61	1,71	9,67	1,42
7,32	1,71	11,12	1,45
9,02	1,7	12,59	1,47
10,71	1,69	14,08	1,49
12,38	1,67	15,55	1,47
14,05	1,67	17,3	1,75
15,72	1,67	18,78	1,48
17,41	1,69	20,21	1,43
19,1	1,69	21,61	1,4
20,79	1,69	26,07	
22,49	1,7	27,87	1,8
24,2	1,71	36,81	
25,91	1,71	38,23	1,42
27,61	1,7	39,71	1,48
		41,12	1,41
		42,53	1,41
		44,14	1,61
		45,62	1,48
		47,13	1,51
		48,74	1,61
		50,22	1,48
X	1,695625	X	1,50095238
FC	35,3851825	FC	39,9746193

Tabla 17. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 17 en hipoxia a 80minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,57		1,3	
2,17	1,6	2,97	1,67
3,77	1,6	4,83	1,86
5,38	1,61	6,73	1,9
7	1,62	8,43	1,7
8,61	1,61	10,21	1,78
10,22	1,61	12,1	1,89
11,83	1,61	13,81	1,71
13,45	1,62	15,29	1,48
15,06	1,61	16,83	1,54
16,68	1,62	18,36	1,53
18,3	1,62	19,8	1,44
19,92	1,62	21,24	1,44
21,53	1,61	22,76	1,52
23,15	1,62	24,15	1,39
		25,58	1,43
		27,15	1,57
		28,53	1,38
		30,07	1,54
X	1,61	X	1,60
F	37,20	F	37,54

Tabla 18. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 18 en hipoxia a 80minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,16			
2,28	1,12	0,66	
3,41	1,13	3,36	2,7
4,54	1,13	5,77	2,41
5,67	1,13	8,5	2,73
6,79	1,12	10,84	2,34
7,92	1,13	13,6	2,76
9,04	1,12	16,13	2,53
10,17	1,13	18,84	2,71
11,3	1,13	21,17	2,33
12,43	1,13	23,89	2,72
13,55	1,12		
14,68	1,13		
15,8	1,12		
16,93	1,13		
18,06	1,13		
19,18	1,12		
20,31	1,13		
21,44	1,13		
22,57	1,13		
23,7	1,13		
24,83	1,13		
25,96	1,13		
27,09	1,13		
28,22	1,13		
29,35	1,13		
30,48	1,13		
X	1,13	X	2,58
F	53,21	F	23,25

Tabla 19. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 19 en hipoxia a 80 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,63		1,84	
1,91	1,28	3,51	1,67
3,19	1,28	5,37	1,86
4,47	1,28	7,36	1,99
5,75	1,28	9,31	1,95
7,04	1,29	11,24	1,93
8,32	1,28	12,99	1,75
9,61	1,29	16,71	
10,89	1,28	18,56	1,85
12,17	1,28	20,27	1,71
13,45	1,28	22,16	1,89
14,73	1,28	23,92	1,76
16,01	1,28	25,96	2,04
17,29	1,28	27,85	1,89
18,57	1,28	29,7	1,85
19,85	1,28	31,58	1,88
21,13	1,28		
22,41	1,28		
24,97			
26,25	1,28		
27,53	1,28		
28,81	1,28		
30,09	1,28		
X	1,28	X	1,86
F	46,84	F	32,28

Tabla 20. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 20 en hipoxia a 80minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 80' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,44		3,95	
1,67	1,23	6,77	2,82
2,9	1,23	9,44	2,67
4,13	1,23	12,02	2,58
5,36	1,23	15,07	3,05
6,59	1,23	17,36	2,29
7,83	1,24	19,94	2,58
9,07	1,24	22,29	2,35
10,3	1,23	24,83	2,54
11,54	1,24	27,25	2,42
12,77	1,23	29,69	2,44
14	1,23	32,27	2,58
15,23	1,23		
16,47	1,24		
17,7	1,23		
18,93	1,23		
20,16	1,23		
21,4	1,24		
22,63	1,23		
23,87	1,24		
25,1	1,23		
26,33	1,23		
27,56	1,23		
28,79	1,23		
30,02	1,23		
Σ	29,58	X	2,57
X	1,23	F	23,3

Tabla 21. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 21 en hipoxia a 100 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,29		0,43	
1,82	1,53	3,09	2,66
3,35	1,53	5,27	2,18
4,88	1,53	7,75	2,48
6,41	1,53	9,93	2,18
7,94	1,53	12,12	2,19
9,47	1,53	14,6	2,48
10,99	1,52	16,96	2,36
12,52	1,53	18,91	1,95
14,05	1,53	21,05	2,14
15,57	1,52	23,18	2,13
17,1	1,53	25,07	1,89
18,62	1,52	27,17	2,1
20,14	1,52	29,43	2,26
21,66	1,52	31,21	1,78
X	1,53	X	2,20
F	39,33	F	27,29

Tabla 22. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 22 en hipoxia a 100 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,34		0,43	
1,59	1,25	2,43	2
2,84	1,25	4,78	2,35
4,1	1,26	7,2	2,42
5,36	1,26	9,91	2,71
6,64	1,28	12,21	2,3
7,92	1,28	14,45	2,24
9,2	1,28	16,49	2,04
10,46	1,26	18,52	2,03
11,74	1,28	21,16	2,64
13,03	1,29	23,49	2,33
14,32	1,29	25,83	2,34
15,61	1,29	27,49	1,66
16,9	1,29	29,47	1,98
18,19	1,29		
20,76	1,28		
22,04	1,28		
23,34	1,3		
24,64	1,3		
25,94	1,3		
27,23	1,29		
28,52	1,29		
29,82	1,3		
31,12	1,3		
X	1,28	X	2,23
F	46,78	F	26,86

Tabla 23. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 23 en hipoxia a 100 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
2,13		0,72	
3,33	1,2	2,03	1,31
4,51	1,18	3,55	1,52
5,68	1,17	4,61	1,06
6,85	1,17	5,92	1,31
8,02	1,17	7,13	1,21
9,22	1,2	8,34	1,21
10,39	1,17	9,67	1,33
11,55	1,16	10,98	1,31
12,72	1,17	12,16	1,18
13,91	1,19	13,37	1,21
15,08	1,17	14,59	1,22
16,25	1,17	15,81	1,22
17,42	1,17	17,12	1,31
18,57	1,15	18,36	1,24
19,73	1,16	19,67	1,31
20,89	1,16	20,98	1,31
22,06	1,17	22,17	1,19
23,23	1,17	23,34	1,17
24,41	1,18	24,67	1,33
25,6	1,19	25,93	1,26
26,79	1,19	27,13	1,2
27,94	1,15	28,47	1,34
29,14	1,2	29,74	1,27
30,32	1,18	30,96	1,22
X	1,17	X	1,26
F	51,08	F	47,62

Tabla 24. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 24 en hipoxia a 100 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
0,88		0,76	
2,02	1,14	2,78	2,02
3,16	1,14	4,49	1,71
4,3	1,14	6,26	1,77
5,44	1,14	8,01	1,75
6,58	1,14	9,69	1,68
7,72	1,14	11,55	1,86
8,86	1,14	13,37	1,82
10	1,14	15,18	1,81
11,14	1,14	16,92	1,74
12,28	1,14	18,92	2
13,42	1,14	20,5	1,58
14,56	1,14		
15,7	1,14		
16,84	1,14		
17,97	1,13		
19,11	1,14		
20,25	1,14		
21,39	1,14		
22,53	1,14		
23,67	1,14		
24,81	1,14		
25,95	1,14		
X	1,14	X	1,79
F	52,65	F	33,43

Tabla 25. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 25 en hipoxia a 100 minutos

Registro Cardiaco inicial a 0' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco final a 100' (ciclos/min.)	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,28		2,15	
2,82	1,54	4,24	2,09
4,35	1,53	6,49	2,25
5,88	1,53	8,81	2,32
7,42	1,54	10,63	1,82
8,96	1,54	13,42	
10,5	1,54	15,47	2,05
12,06	1,56	17,55	2,08
13,62	1,56	19,93	2,38
15,18	1,56	22,17	2,24
16,74	1,56	24,04	1,87
18,3	1,56	26,22	2,18
19,85	1,55	28,2	1,98
22,93		30,5	2,3
24,46	1,53		
25,99	1,53		
27,52	1,53		
29,04	1,52		
30,57	1,53		
X	1,54	X	2,13
FC	38,92	FC	28,17

Tabla 26. Datos generales de los peces sometidos a los diferentes tratamientos en hipoxia

Tratamientos	Muestreo	O2 inicial (mg/L)	O2 final (mg/L)	Δ [O2] (mg/L)	Fcia inicial (ciclos/min.)	Fcia final (ciclos/min.)	Δ FC (ciclos/min.)	Peso (g)	VO2 (mg O2/kg/hour)
1 (A los 20 Minutos de Hipoxia)	1	7,1	3,8	3,3	41,04	42,83	1,79	163	121,47
	2	7,4	5	2,4	54,66	55,40	0,74	174	82,76
	3	7,4	5,9	1,5	55,83	59,55	3,73	185	48,65
	4	7,2	3,8	3,4	53,59	53,19	-0,40	143	142,66
	5	6,9	3,9	3	37,40	41,43	4,03	141	127,66
2 (A los 40 Minutos de Hipoxia)	1	6,9	3,2	3,7	39,13	47,01	7,88	174	63,79
	2	7,3	3,1	4,2	50,42	53,68	3,26	180	70,00
	3	7	3,5	3,5	55,71	55,82	0,12	184	57,07
	4	7,5	2,8	4,7	58,41	32,48	-25,93	185	76,22
	5	7,6	2,9	4,7	48,32	38,01	-10,31	174	81,03
3 (A los 60 Minutos de Hipoxia)	1	7,4	2,2	5,2	50,76	29,12	-21,64	173	60,12
	2	6,9	2,9	4	35,81	31,01	-4,80	150	53,33
	3	7,04	3,66	3,38	57,64	37,50	-20,14	192	35,21
	4	7,8	3,5	4,3	48,35	48,44	0,10	116	74,14
	5	6,8	2,8	4	35,36	33,02	-2,33	175	45,71
4 (A los 80 Minutos de Hipoxia)	1	7,4	1,9	5,5	35,39	39,97	4,59	147	56,12
	2	6,8	2,5	4,3	37,20	37,54	0,34	152	42,43
	3	7,5	1,2	6,3	53,21	23,25	-29,96	175	54,00
	4	7	1,21	5,79	46,84	32,28	-14,56	180	48,25
	5	7,4	0,8	6,6	48,68	23,31	-25,38	192	51,56
5 (A los 100 Minutos de Hipoxia)	1	6,9	0,7	6,2	39,33	27,29	-12,04	149	49,93
	2	7,01	0,69	6,32	46,78	26,86	-19,92	189	40,13
	3	7,6	0,7	6,9	51,08	47,62	-3,46	158	52,41
	4	7	1,5	5,5	52,65	33,43	-19,22	174	37,93
	5	6,8	0,7	6,1	38,92	28,17	-10,75	151	48,48

TABLAS DE REGISTRO DE FRECUENCIA CARDIACA Y DURACION DEL CICLO CARDIACO PARA LOS PECES EN ANOXIA

Tabla 26. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 1 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
0,78		41,04		1,74		2,6		0,76		1,58	
2,08	1,3	42,34	1,3	3,84	2,1	4,92	2,32	2,98	2,22	3,34	1,76
3,37	1,29	43,64	1,3	5,89	2,05	7,01	2,09	5,29	2,31	5,12	1,78
4,66	1,29	44,95	1,31	8	2,11	9,09	2,08	7,52	2,23	6,87	1,75
5,94	1,28	46,27	1,32	10,13	2,13	11,31	2,22	10,14	2,62	8,64	1,77
7,22	1,28	47,6	1,33	12,29	2,16	13,4	2,09	12,29	2,15	10,4	1,76
8,51	1,29	48,94	1,34	14,21	1,92	15,71	2,31	14,68	2,39	12,16	1,76
9,81	1,3	50,25	1,31	16,29	2,08	17,65	1,94	16,83	2,15	13,9	1,74
11,11	1,3	51,56	1,31	18,56	2,27	20,04	2,39	18,92	2,09	15,65	1,75
12,4	1,29	52,88	1,32	20,41	1,85	22,48	2,44	22,17	3,25	17,38	1,73
13,7	1,3	54,19	1,31	22,3	1,89	24,65	2,17	24,53	2,36	19,15	1,77
15	1,3	55,5	1,31	24,99	2,69	26,64	1,99	26,94	2,41	20,87	1,72
16,29	1,29	56,8	1,3	27,02	2,03	28,87	2,23	29,55	2,61	22,59	1,72
17,58	1,29	58,1	1,3	29,22	2,2	30,99	2,12	32,15	2,6	24,33	1,74
18,87	1,29	59,1	1	31,5	2,28					26,06	1,73
20,16	1,29	60,7	1,6							27,76	1,7
21,46	1,3	61,99	1,29							29,48	1,72
22,75	1,29	63,28	1,29							31,2	1,72
24,05	1,3	64,59	1,31								
25,34	1,29	65,9	1,31								
26,64	1,3	67,2	1,3								
27,94	1,3	68,5	1,3								
29,24	1,3	69,79	1,29								
30,53	1,29	71,09	1,3								
		72,38	1,29								
		73,67	1,29								
		74,96	1,29								
		76,25	1,29								
		77,54	1,29								
PROMEDIOS											
	1,29		1,30		2,126		2,18		2,41		1,74
46,39		46,03		28,23		27,47		24,85		34,4	

Tabla 27. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 2 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
0,63		41,25		0,36		0,51		0,91		30,56	
1,85	1,22	42,47	1,22	1,85	1,49	2,43	1,92	2,77	1,86	32,07	1,51
3,06	1,21	43,7	1,23	3,3	1,45	4,24	1,81	4,66	1,89	33,59	1,52
4,28	1,22	44,9	1,2	4,73	1,43	5,97	1,73	6,54	1,88	36,61	
5,5	1,22	46,12	1,22	6,16	1,43	7,63	1,66	8,54		38,13	1,52
6,71	1,21	47,34	1,22	7,56	1,4	9,4	1,77	10,4	1,86	39,65	1,52
10,37		48,55	1,21	8,96	1,4	11,15	1,75	12,08	1,68	41,15	1,5
11,59	1,22	49,77	1,22	10,44	1,48	14,15		13,81	1,73	42,67	1,52
12,8	1,21	50,98	1,21	11,99	1,55	16,14	1,99	15,33	1,52	44,17	1,5
14,02	1,22	52,2	1,22	13,49	1,5	17,78	1,64	17,2	1,87	45,68	1,51
15,24	1,22	53,41	1,21	14,98	1,49	19,49	1,71	18,85	1,65	47,21	1,53
16,45	1,21	54,63	1,22	16,45	1,47	21,15	1,66	20,51	1,66	48,71	1,5
17,66	1,21	55,84	1,21	17,94	1,49	22,88	1,73	22,24	1,73	50,23	1,52
18,88	1,22	57,06	1,22	19,44	1,5	24,55	1,67	24,04	1,8	51,72	1,49
21,33		58,28	1,22	21,04	1,6	26,2	1,65	25,78	1,74	56,22	
22,54	1,21	59,5	1,22	22,64	1,6	29,45		27,5	1,72	57,73	1,51
23,75	1,21	60,71	1,21	24,39	1,75	31,1	1,65	29,31	1,81	59,24	1,51
24,96	1,21			25,97	1,58			31,17	1,86	60,43	1,19
26,17	1,21			27,52	1,55						
27,38	1,21			29,12	1,6						
				30,78	1,66						
PROMEDIOS											
	1,21		1,22		1,52		1,74		1,77		1,49
49,42		49,33		39,45		34,51		33,97		40,27	

Tabla 28. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 3 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
131,57		80,53		2,41		0,9		0,86		1,48	
132,81	1,24	81,73	1,2	5,1	2,69	3,77	2,87	3,27	2,41	3,14	1,66
134,04	1,23	82,92	1,19	7,47	2,37	6,42	2,65	5,84	2,57	4,79	1,65
135,27	1,23	84,11	1,19	10,14	2,67	8,94	2,52	8,67	2,83	6,43	1,64
136,5	1,23	85,3	1,19	12,82	2,68	11,27	2,33	11,52	2,85	8,07	1,64
137,73	1,23	86,51	1,21	15,45	2,63	13,59	2,32	14,29	2,77	9,68	1,61
138,96	1,23	87,71	1,2	17,99	2,54	16,18	2,59	17,07	2,78	11,29	1,61
140,18	1,22	88,91	1,2	20,42	2,43	18,72	2,54	19,85	2,78	12,9	1,61
		90,11	1,2	23,2	2,78	21,23	2,51	22,81	2,96	14,5	1,6
		91,3	1,19	27,75	4,55	23,66	2,43	25,52	2,71	16,08	1,58
		92,5	1,2	28,16	0,41	26,16	2,5	28,23	2,71	17,68	1,6
		93,7	1,2	30,76	2,6	28,85	2,69	31,48	3,25	19,26	1,58
		94,9	1,2			31,5	2,65			20,86	1,6
		96,08	1,18							22,42	1,56
		97,3	1,22							23,99	1,57
		98,48	1,18							25,56	1,57
		99,69	1,21							27,12	1,56
		100,9	1,2							28,67	1,55
		102,1	1,19							30,22	1,55
		103,3	1,21								
		104,5	1,19								
		105,7	1,2								
		106,9	1,19								
		108,1	1,2								
		109,3	1,19								
		110,5	1,21								
PROMEDIOS											
48,78	1,23	50,1	1,198	23,28	2,5773	23,529	2,55	21,55	2,784	37,58	1,597

Tabla 29. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 4 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
1,27		0,87		2,42		0,94		2,86		0,68	
2,73	1,46	2,85	1,98	4,97	2,55	3,95	3,01	5,74	2,88	2,87	2,19
4,19	1,46	4,69	1,84	7,67	2,7	7,04	3,09	8,72	2,98	5,2	2,33
5,64	1,45	6,59	1,9	10,59	2,92	9,76	2,72	11,2	2,48	7,33	2,13
7,1	1,46	8,51	1,92	12,98	2,39	12,6	2,83	13,95	2,75	9,52	2,19
8,56	1,46	10,47	1,96	15,73	2,75	15	2,38	16,54	2,59	11,77	2,25
10,01	1,45	12,57	2,1	18,26	2,53	17,4	2,42	19,72	3,18	14,05	2,28
11,46	1,45	14,7	2,13	20,7	2,44	20,4	3,05	22,62	2,9	16,23	2,18
12,92	1,46	16,62	1,92	23,24	2,54	23,6	3,13	25,35	2,73	18,42	2,19
14,38	1,46	18,49	1,87	25,92	2,68	26,3	2,7	28,03	2,68	20,74	2,32
15,84	1,46	20,58	2,09	28,99	3,07	28,7	2,42	31,92	3,89	22,93	2,19
17,29	1,45	22,51	1,93	31,41	2,42	31,1	2,45			25,05	2,12
18,74	1,45	24,47	1,96							27,35	2,3
20,19	1,45	26,26	1,79							29,43	2,08
21,65	1,46	28,04	1,78							31,54	2,11
23,1	1,45	29,85	1,81								
24,56	1,46	31,71	1,86								
26,01	1,45										
27,46	1,45										
28,91	1,45										
30,37	1,46										
PROMEDIOS											
	1,46		1,928		2,635		2,745		2,906		2,2043
41,2		31,13		22,77		21,85		20,65		27,22	

Tabla 30. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 5 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)										
0,81		121,5		1,08		1,5		1,69		1,48	
2,23	1,42	123,1	1,6	3,74	2,66	3,91	2,41	4,49	2,8	2,85	1,37
3,65	1,42	124,6	1,55	6,35	2,61	6,77	2,86	7,27	2,78	4,22	1,37
5,06	1,41	126,6	1,96	8,95	2,6	9,66	2,89	9,95	2,68	5,88	1,66
6,47	1,41	128,2	1,62	11,7	2,75	12,78	3,12	12,62	2,67	6,95	1,07
7,88	1,41	130,1	1,86	14,42	2,72	15,82	3,04	15,71	3,09	8,31	1,36
9,3	1,42	131,9	1,85	18,03	3,61	19,01	3,19	18,43	2,72	9,69	1,38
10,7	1,4	133,6	1,71	20,56	2,53	22,12	3,11	21,18	2,75	11,05	1,36
12,12	1,42	135,3	1,67	23,25	2,69	24,66	2,54	23,92	2,74	12,41	1,36
13,53	1,41	137,1	1,83	26,43	3,18	27,41	2,75	26,65	2,73	13,79	1,38
14,94	1,41	138,7	1,62	29,39	2,96	30,55	3,14	29,52	2,87	15,16	1,37
16,35	1,41	140,7	1,91	31,83	2,44			32,53	3,01	16,52	1,36
17,76	1,41	142,7	2,02							17,88	1,36
19,17	1,41	144,9	2,23							19,25	1,37
20,57	1,4	146,7	1,81							20,62	1,37
21,98	1,41	148,9	2,2							21,98	1,36
23,38	1,4	151,2	2,32							23,34	1,36
24,78	1,4									24,71	1,37
26,18	1,4									26,06	1,35
27,59	1,41									27,41	1,35
28,99	1,4									28,76	1,35
30,39	1,4									30,12	1,36
PROMEDIOS											
	1,409		1,86		2,795		2,905		2,804		1,364
42,6		32,26		21,46		20,65		21,4		43,99	

Tabla 31. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 6 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)										
4,15		63,25		0,51		0,4		2,04		91,23	
5,67	1,52	64,72	1,47	2,4	1,89	2,61	2,21	4,49	2,45	92,93	1,7
7,19	1,52	66,18	1,46	4,5	2,1	4,96	2,35	6,91	2,42	94,68	1,75
8,71	1,52	67,65	1,47	6,37	1,87	7,04	2,08	9,17	2,26	96,38	1,7
10,21	1,5	69,12	1,47	8,39	2,02	9,22	2,18	11,38	2,21	98,1	1,72
11,73	1,52	70,6	1,48	10,28	1,89	11,45	2,23	13,71	2,33	99,82	1,72
13,23	1,5	72,07	1,47	12,44	2,16	13,42	1,97	16,08	2,37	101,53	1,71
14,75	1,52	73,56	1,49	14,4	1,96	15,79	2,37	18,51	2,43	103,26	1,73
16,27	1,52	75,05	1,49	16,46	2,06	17,98	2,19	20,65	2,14	104,99	1,73
17,78	1,51	76,54	1,49	18,69	2,23	20,24	2,26	22,92	2,27	106,7	1,71
19,29	1,51	78,04	1,5	20,9	2,21	22,42	2,18	25,38	2,46	110,15	
20,8	1,51	79,51	1,47	22,77	1,87	24,6	2,18	27,91	2,53	111,89	1,74
22,31	1,51	81	1,49	24,79	2,02	26,94	2,34	30,1	2,19	113,59	1,7
23,83	1,52	82,49	1,49	26,77	1,98	29,05	2,11			115,32	1,73
26,85		83,97	1,48	28,73	1,96	31,31	2,26			117,01	1,69
28,35	1,5	85,46	1,49	30,57	1,84					118,73	1,72
29,85	1,5	86,95	1,49							120,47	1,74
31,35	1,5	88,45	1,5								
		89,93	1,48								
		91,43	1,5								
PROMEDIOS											
	1,511		1,483		2,004		2,208		2,338		1,719
39,7		40,45		29,94		27,18		25,66		34,9	

Tabla 32. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 7 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
0,7		101,2		1,61		0,85		2,02		1,13	
2,11	1,41	102,6	1,41	4,14	2,53	3,25	2,4	4,66	2,64	2,68	1,55
3,53	1,42	104	1,44	6,58	2,44	5,24	1,99	6,91	2,25	4,23	1,55
4,93	1,4	105,4	1,43	9,1	2,52	7,64	2,4	9,29	2,38	5,77	1,54
6,33	1,4	106,8	1,4	11,47	2,37	10,26	2,62	11,72	2,43	7,3	1,53
13,33		108,3	1,43	14,06	2,59	12,32	2,06	14,52	2,8	8,83	1,53
14,74	1,41	109,7	1,4	16,98	2,92	15,04	2,72	16,6	2,08	10,39	1,56
16,15	1,41	111,1	1,45	19,33	2,35	17,36	2,32	18,73	2,13	11,93	1,54
17,55	1,4	112,6	1,43	21,54	2,21	19,88	2,52	21,14	2,41	13,46	1,53
18,95	1,4	114	1,42	23,96	2,42	22,02	2,14	23,44	2,3	15	1,54
20,35	1,4	115,4	1,42	26,37	2,41	24,46	2,44	25,89	2,45	16,52	1,52
21,76	1,41	116,9	1,52	28,82	2,45	26,91	2,45	28,11	2,22	18,09	1,57
23,16	1,4	118,4	1,44	31,15	2,33	29,09	2,18	30,88	2,77	19,63	1,54
24,56	1,4	119,8	1,43			31,74	2,65			21,16	1,53
25,96	1,4	121,2	1,43							22,69	1,53
27,37	1,41	122,7	1,45							24,25	1,56
28,77	1,4	124,1	1,47							25,78	1,53
30,17	1,4	125,6	1,42							27,31	1,53
		127	1,41							28,83	1,52
		128,4	1,45							30,38	1,55
		129,9	1,45								
PROMEDIOS											
	1,404		1,435		2,462		2,376		2,405		1,539
	42,72		41,81		24,37		25,25		24,95		38,97

Tabla 33. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 8 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)	Registro Cardiaco Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiaco (seg.)
1,31		61,47		0,37		1,95		1,95		60,82	
2,42	1,11	62,62	1,15	2,89	2,52	4,76	2,81	4,63	2,68	62,32	1,5
3,53	1,11	63,8	1,18	5,69	2,8	6,98	2,22	7,68	3,05	63,8	1,48
4,64	1,11	64,99	1,19	8,24	2,55	9,17	2,19	10,31	2,63	65,3	1,5
5,76	1,12	66,19	1,2	10,86	2,62	11,39	2,22	13,18	2,87	66,79	1,49
6,86	1,1	67,97	1,78	13,53	2,67	13,72	2,33	16,19	3,01	68,27	1,48
7,98	1,12	69,31	1,34	16,13	2,6	16,11	2,39	19,06	2,87	69,75	1,48
9,09	1,11	70,75	1,44	18,63	2,5	18,48	2,37	21,97	2,91	71,22	1,47
10,21	1,12	72,26	1,51	20,89	2,26	20,73	2,25	24,3	2,33	72,7	1,48
11,32	1,11	73,94	1,68	23,9	3,01	23,45	2,72	27,51	3,21	74,16	1,46
12,43	1,11	75,87	1,93	26,6	2,7	25,44	1,99	30,07	2,56	75,63	1,47
13,55	1,12	77,81	1,94	28,88	2,28	28,12	2,68			77,1	1,47
14,66	1,11	79,79	1,98	31,5	2,62	30,28	2,16			78,55	1,45
15,78	1,12	81,62	1,83							80,02	1,47
16,89	1,11	83,94	2,32							81,48	1,46
18	1,11	86,08	2,14							82,92	1,44
19,11	1,11	88,21	2,13							84,36	1,44
20,22	1,11	90	1,79							85,81	1,45
21,33	1,11									87,27	1,46
22,45	1,12									88,72	1,45
23,56	1,11									90,1	1,38
24,67	1,11										
25,78	1,11										
26,89	1,11										
28	1,11										
29,12	1,12										
30,23	1,11										
PROMEDIOS											
53,9	1,11	35,75	1,678	23,13	2,594	25,41	2,361	21,34	2,812	40,98	1,464

Tabla 34. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 9 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
50,19		81,93		0,82		2,31		4,38		1,37	
51,18	0,99	84,2	2,27	3,91	3,09	6,51	4,2	8,26	3,88	2,6	1,23
52,17	0,99	87,89	3,69	7,27	3,36	11,7	5,22	12,63	4,37	3,81	1,21
53,17	1	91,75	3,86	9,85	2,58	15,5	3,78	17,74	5,11	5,02	1,21
54,17	1	94,48	2,73	12,47	2,62	20,4	4,93	21,37	3,63	6,24	1,22
55,11	0,94	96,71	2,23	15,32	2,85	23,9	3,48	26,02	4,65	7,46	1,22
56,12	1,01	99,91	3,2	18,2	2,88	28,5	4,62	30,48	4,46	8,67	1,21
57,12	1	103,25	3,34	22,43	4,23	33,3	4,79			9,88	1,21
58,11	0,99	109,25		25,8	3,37					11,11	1,23
59,1	0,99	111,14	1,89	30,23	4,43					12,31	1,2
60	0,9	113,12	1,98							13,52	1,21
61,08	1,08	148,38								14,74	1,22
62,07	0,99	150,21	1,83							15,95	1,21
63,06	0,99	153	2,79							17,16	1,21
64,05	0,99	154,4	1,4							18,36	1,2
65,05	1	166,59								19,57	1,21
66,04	0,99	168,82	2,23							20,78	1,21
67,03	0,99	171,13	2,31							21,98	1,2
68,02	0,99									23,2	1,22
69	0,98									24,4	1,2
69,99	0,99									25,61	1,21
70,99	1									26,81	1,2
71,98	0,99									28,02	1,21
73,96										29,22	1,2
74,95	0,99									30,42	1,2
75,96	1,01										
76,95	0,99										
77,95	1										
78,94	0,99										
79,93	0,99										
80,92	0,99										
PROMEDIOS											
60,52	0,991	23,5	2,554	18,36	3,268	13,54	4,4314	13,79	4,35	49,57	1,2104

Tabla 35. Registro del ciclo cardiaco para el pez numero 10 en anoxia

0' con agua		1' sin agua		20' sin agua		40' sin agua		60' sin agua		61' con agua	
Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)	Registro Cardiacos Ciclos/min	Duración del Ciclo Cardiacos (seg.)
0,64		121,2		62,49		3,32		2,97		39,49	
2,13	1,49	122,8	1,66	66,5	4,01	10,39	7,07	8,94	5,97	41,18	1,69
3,62	1,49	124,5	1,64	71,64	5,14	17,16	6,77	14,67	5,73	42,85	1,67
5,11	1,49	126,2	1,7	75,63	3,99	24,07	6,91	21,1	6,43	46,15	3,3
6,59	1,48	128	1,83	81,02	5,39	30,31	6,24	25,96	4,86	47,81	1,66
8,07	1,48	129,8	1,8	86,17	5,15			32,02	6,06	49,46	1,65
9,56	1,49	131,8	2	90,73	4,56					51,12	1,66
11,04	1,48	133,5	1,69							52,77	1,65
12,53	1,49	135,4	1,9							54,42	1,65
14,02	1,49	137,3	1,92							56,06	1,64
15,52	1,5	139,2	1,91							57,7	1,64
17,01	1,49	141	1,75							59,33	1,63
18,51	1,5	142,9	1,92							60,95	1,62
20,01	1,5	144,8	1,86								
21,5	1,49	147,1	2,37								
22,99	1,49	149,3	2,13								
24,49	1,5	151,3	2,05								
25,99	1,5										
27,48	1,49										
28,97	1,49										
30,45	1,48										
PROMEDIOS											
	1,49		1,88		4,71		6,75		5,81		1,79
40,25		31,86		12,75		8,89		10,33		33,55	