	GESTIÓN DE SERVICIOS ACADÉMICOS Y BIBLIOTECARIOS	CÓDIGO	FO-GS-15
		VERSIÓN	02
ESQUEMA HOJA DE RESUMEN		FECHA	03/04/2017
		PÁGINA	1 de 1
ELABORÓ	REVISÓ	APROBÓ	
Jefe División de Biblioteca	Equipo Operativo de Calidad	Líder de Calidad	

RESUMEN TRABAJO DE GRADO

AUTOR(ES): NOMBRES Y APELLIDOS COMPLETOS

NOMBRE(S): NERSY PAOLA APELLIDOS: MÁRQUEZ ECHEVERRY

FACULTAD: CIENCIAS AGRARIAS Y DEL AMBIENTE

PLAN DE ESTUDIOS: INGENIERÍA PECUARIA

DIRECTOR: NOMBRE(S): CAMILO ERNESTO APELLIDOS: GUERRERO ALVARADO

TÍTULO DEL TRABAJO (TESIS): EVALUACIÓN DE LOS NIVELES DE GLUCOSA EN SANGRE EN JUVENILES DE CACHAMA BLANCA (*Piaractus brachyomus*) COMO RESPUESTA AL USO DE DIFERENTES FUENTES DE CEREALES EN LA DIETA

El objetivo de este estudio fue evaluar los niveles de glucosa en sangre en juveniles de cachama blanca (*Piaractus brachyomus*), como respuesta al uso de diferentes fuentes de cereales. Fueron utilizados 288 ejemplares con peso promedio de $69,2 \pm 13,1$ g. Los peces fueron alojados en 16 tanques de PVC de 250 L, a una densidad de un juvenil por cada 13,9 L. Se estableció un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial 4×4 , que permitió evaluar 4 tipos de alimento (pellet de maíz, trigo, arroz y alimento comercial balanceado) y 4 horarios de toma de muestras de glicemia (0, 2, 4 y 8 horas) y tres repeticiones. Cumplido el tiempo de ayuno estipulado de 16 horas, los peces fueron alimentados con cada uno de los tipos de alimento, para posteriormente determinar el nivel de glicemia a las 2, 4 y 8 horas post-alimentación. Se muestrearon nueve (9) peces por tanque para un total de 36 peces/tratamiento (144 juveniles de *P. brachyomus* en total). Los ejemplares evaluados mostraron un nivel de glucosa en sangre promedio en ayunas de $74,78 \pm 7,4$ mg/dL. Se pudo determinar que cuando los peces son alimentados con pellet de maíz no logra normalizarse la glicemia postprandial a las 8 horas, mientras que el concentrado comercial, el salvado de trigo y el arroz consiguen hacerlo en ese periodo. El cereal que produce el más rápido retorno a los valores de glicemia basal es el arroz, pues en 4 horas consiguió la normo-glicemia.

PALABRAS CLAVES: AYUNO, GLICEMIA-BASAL, ÍNDICE GLICÉMICO, NORMO GLICEMIA, POSTPRANDIAL

PÁGINAS: 86 PLANOS: ___ ILUSTRACIONES: 10 CD ROOM: 01

EVALUACIÓN DE LOS NIVELES DE GLUCOSA EN SANGRE EN JUVENILES DE
CACHAMA BLANCA (*Piaractus brachypomus*), COMO RESPUESTA AL USO DE
DIFERENTES FUENTES DE CEREALES EN LA DIETA

PRESENTADO POR:
NERSY PAOLA MÁRQUEZ ECHEVERRY

UNIVERSIDAD FRANCISCO DE PAULA SANTANDER
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y DEL AMBIENTE
PROGRAMA DE INGENIERÍA PECUARIA

2022

EVALUACIÓN DE LOS NIVELES DE GLUCOSA EN SANGRE EN JUVENILES DE
CACHAMA BLANCA (*Piaractus brachypomus*) COMO RESPUESTA AL USO DE
DIFERENTES FUENTES DE CEREALES EN LA DIETA

PRESENTADO POR:
NERSY PAOLA MÁRQUEZ ECHEVERRY

Trabajo de grado modalidad investigación presentado como requisito para optar al título de
Ingeniero Pecuario

DIRECTOR:
CAMILO ERNESTO GUERRERO ALVARADO
Zootecnista. Ph.D. en Acuicultura

UNIVERSIDAD FRANCISCO DE PAULA SANTANDER
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y DEL AMBIENTE
PROGRAMA DE INGENIERÍA PECUARIA

2022

**ACTA DE SUSTENTACIÓN TRABAJO DE GRADO
MODALIDAD INVESTIGACIÓN**

FECHA: 25 de febrero de 2022

HORA: 11:00 a.m.

LUGAR: Sala LPL 09 sede Campos Elíseos

PLAN DE ESTUDIOS: INGENIERÍA PECUARIA

TÍTULO DEL TRABAJO DE GRADO: "EVALUACIÓN DE LOS NIVELES DE GLUCOSA EN SANGRE EN JUVENILES DE CACHAMA BLANCA (*Piaractus brachypomus*) COMO RESPUESTA AL USO DE DIFERENTES FUENTES DE CEREALES EN LA DIETA"

JURADOS: JORGE ERICK FUENTES LIEVANO
JORGE ALEXANDER RUBIO PARADA
RUBÉN DARÍO CARREÑO CORREA


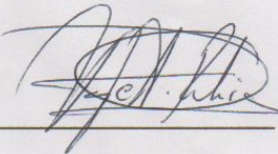
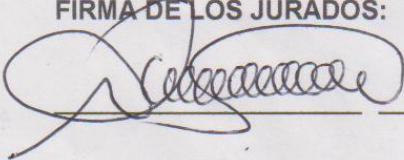
DIRECTOR: CAMILO ERNESTO GUERRERO ALVARADO

NOMBRE DEL ESTUDIANTE	CÓDIGO	CALIFICACIÓN
NERSY PAOLA MARQUEZ ECHEVERRY	1630599	4.4

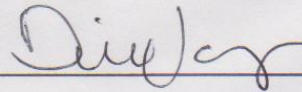
OBSERVACIONES:

APROBADO

FIRMA DE LOS JURADOS:



VoBo. Coordinador Comité Curricular



Dedicatoria

A Dios por darme la fortaleza para no rendirme y culminar esta etapa de mi vida.

A mis hijos Salome y Samuel quien fueron y será siempre mi gran motor.

A mis tías Nasli, Olga, Luz Irene, Esmeralda

y en especial a la memoria de mi abuela Ana Cecilia.

NERSY PAOLA MARQUEZ ECHEVERRY

Agradecimientos

A mi director, Camilo Ernesto Guerrero Alvarado, por su orientación y enseñanzas

A profesor Rubén Darío Carreño Correa por su acompañamiento en los análisis estadísticos de los datos.

A mi directora del programa Diana Sandra Faride Vargas Munar y Giovanni Mauricio Báez Sandoval por su colaboración, acompañamiento y apoyo

A mis profesores del programa de Ingeniería Pecuaria

A la UFPS sede Campos Elíseos por haber permitido realizar mis experimentos en los Laboratorios Peces Ornamentales y Nutrición de Peces y en el laboratorio de Nutrición Animal y Análisis de Alimentos (LANUAN).

A mi compañero de trabajo Yeimi Leonardo Ortega Rojas por su apoyo durante el experimento

Abstract

The objective of this study was to evaluate blood glucose levels in juvenile pirapitinga (*Piaractus brachypomus*), in response to the use of different cereal sources. 288 specimens with an average weight of 69.2 ± 13.1 g were used. The fish were housed in sixteen 250-liter (L) PVC tanks, at a density of one juvenile per 13.9 L. A completely randomized experimental design with a 4 x 4 factorial arrangement was established, which allowed the evaluation of 4 types of food (pellet corn, wheat, rice and balanced commercial food) and 4 times of blood glucose sampling (0, 2, 4 and 8 hours) and three repetitions. Once the stipulated fasting time of 16 hours was fulfilled, the fish were fed with each of the types of food, to subsequently determine the level of glycemia at 2, 4 and 8 hours post-feeding. Nine (9) fish per tank were sampled for a total of 36 fish/treatment (144 *P. brachypomus* juveniles in total). The specimens evaluated showed an average fasting blood glucose level of 74.78 ± 7.4 mg/dL. It was possible to determine that when the fish are fed with corn pellets, postprandial glycemia fails to normalize at 8 hours, while the commercial concentrate, wheat bran and rice manage to do so in that period. The cereal that produces the fastest return to basal glycemia values is rice, since in 4 hours it achieved normoglycemia.

Keywords: fasting, basal glycemia, glycemic index, normal glycemia, postprandial

Tabla de contenido

	pág.
Introducción	13
1. Problema	14
1.1 Título	14
1.2 Planteamiento del problema	14
1.3 Formulación del problema	15
1.4 Justificación	15
1.5 Objetivos	16
1.5.1 Objetivo específicos	16
1.5.2 Objetivos general	16
1.6 Delimitaciones	16
1.6.1 Delimitación temporal	16
1.6.2 Delimitación espacial	16
1.6.3 Delimitación conceptual	17
2. Marco referencial	18
2.1 Antecedentes	18
2.2 Marco teórico	20
2.2.1 Ayuno y restricción alimenticia	20
2.2.2 Glucosensibilidad	23
2.2.3 Evidencias sobre la capacidad para detectar cambios en los niveles de glucosa en peces	24
2.2.4 El cerebro de los peces como tejido consumidor de glucosa	25
2.2.5 Componentes del sistema glucosensor a nivel central	28
2.2.6 Posibles funciones relacionadas con el sistema glucosensor a nivel central	31
2.2.7 Como los cambios en los parámetros se relacionan con cambios en la ingesta de alimentos	33
2.2.8 Generalidades de los cereales	36
2.2.9 Generalidades del maíz (<i>Zea mays</i>)	36

2.2.10	Generalidades del arroz (<i>Oryza sativa</i>)	37
2.2.11	Fibra de salvado de trigo en polvo (<i>Triticum spp</i>)	38
2.2.12	Requerimientos de carbohidratos	38
2.2.13	Requerimientos de lípidos	39
2.2.14	Requerimiento de energía	40
2.2.15	Composición nutricional de los cereales	40
2.2.16	Índice glicémico	42
2.2.17	Carga glicémica	42
2.2.18	Glucómetro digital	43
2.2.19	Funcionalidad del glucómetro	44
2.2.20	Consecuencias de la hiperglucemia	45
2.3	Marco conceptual	46
2.4	Marco legal	48
3.	Diseño metodológico	49
3.1	Tipo de investigación	49
3.2	Población y muestra	49
3.3	Hipótesis	49
3.4	Variables	50
3.5	Fase de la investigación	50
3.6	Fase experimental	50
3.7	Análisis estadístico	51
4.	Resultados	54
5.	Discusiones	62
6.	Conclusión	66
7.	Recomendaciones	67
8.	Bibliografía	68
9.	Anexos	85

Lista de tablas

	pág.
Tabla 1. Contenido de ácidos grasos en el musculo blanco de (<i>Piaractus brachypomus</i>).	40
Tabla 2. Requerimientos de (<i>P. brachypomus</i>).	41
Tabla 3. Composición nutricional del arroz, maíz, salvado de trigo.	41
Tabla 4. Índice glucémico y carga glucémica de algunos cereales	42
Tabla 5. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) al momento de tomar la muestra de sangre, en cachamas de 140 días de vida manejadas en tanques de PVC en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 12, 16, 20 y 24 horas.	54
Tabla 6. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) de juveniles de <i>P. brachypomus</i> de 180 días de vida, sometidos a un periodo de ayuno de 16 horas, agrupados según el alimento a recibir después del ayuno.	55
Tabla 7. Comparación del nivel de glucosa en sangre (mg/dL) antes de suministrar alimento (al cumplirse 16 horas de ayuno) y después de suministrar el alimento (promedio general post- alimentación)	58
Tabla 8. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) al momento de tomar la muestra de sangre en peces de cachama de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio	60
Tabla 9. Niveles de glicemia basal en ayunas en distintas especies animales	65
Tabla 10. Índice glicémico (IG) y Carga Glicémica (CG) de los pellets de harina de maíz, harina de trigo y harina de arroz utilizados para alimentar los juveniles de <i>P. brachypomus</i> .	64

Lista de figuras

		pág.
Figura 1.	Modelo factorial planteado para evaluar nivel de glucosa en sangre en el experimento	53
Figura 2.	Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas más la condición de haber transcurrido 0, 2, 4 y 8 horas post alimentación. n = (Sin alimentar = 34; Dos horas = 31; Cuatro horas = 33; Ocho horas = 32)	56
Figura 3.	Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) post alimentación en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas según el tipo de alimento suministrado post ayuno. n = (Balanceado = 34; Trigo = 32; Arroz = 33; Maíz = 3)	57
Figura 4.	Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas más la condición de haber transcurrido 2, 4 y 8 horas post alimentación con maíz, arroz, trigo y balanceado.	59

Lista de anexos

Figura 1.	Tanques alojamiento distribución de los juveniles	85
Figura 2.	Materias primas utilizadas	85
Figura 3.	Molienda de las materias primas	85
Figura 4.	Glucómetro digital para medir el nivel de glicemia	86
Figura 5.	Toma de la muestra	86
Figura 6.	Alojamiento de los peces después de muestreados	86

Introducción

La glucosa es el principal sustrato para la producción de energía en la mayoría de los tejidos, siendo la única fuente de energía para las células del cerebro. Este es un monosacárido proveniente del metabolismo de los carbohidratos y mediante su interacción con el sistema pancreático endocrino permite la nivelación de sus valores en el contenido sanguíneo. (Cunnigham, 2009). La tasa de crecimiento de los peces depende básicamente de la composición química de la ración, lo mismo que de la cantidad de alimento que se ofrezca y de la frecuencia que se suministra, por consiguiente la restricción en términos de cantidad de abastecimiento de alimento es un buen mecanismo, que puede utilizarse en campo, como estrategia para optimizar el sistema productivo, por otra parte la limitación total o parcial de alimento parecería ir en contra de las necesidades y los requerimientos propios de un animal, por lo general cuando se encuentra en la fase de crecimiento, el estado natural los peces afrontan situaciones de ayuno por diferentes causas. La Nutrición acuícola están enfocados en apoyar el desarrollo sostenible de los alimentos formulados para peces marinos debido a la reducción del suministro de harina de pescado de pesquerías silvestres, y a un aumento en su precio. Asimismo, para que la industria de la acuicultura y maricultura sean rentables, es necesario elaborar alimentos comerciales para peces con ingredientes económicos y disponibles (Gatlin *et al.*, 2007). En los últimos años, se han desarrollado investigaciones para sustituir la dependencia de harina de pescado con fuentes vegetales con harinas de, harina de trigo y harina de maíz (Gaylord *et al.*, 2007 presente investigación es intentar dilucidar si los cereales utilizados como fuente de energía en dietas para peces como las cachamas blancas podrían alterar los niveles basales de glucosa en sangre, estipulando el nivel de glicemia basal después de un ayuno, determinando cual es el efecto del suministro de alimento comercial balanceado, de diferentes harinas de cereales (salvado de trigo, arroz y maíz) sobre el nivel de glicemia postprandial. [ir al índice](#)

1. Problema

1.1. Título

EVALUACIÓN DE LOS NIVELES DE GLUCOSA EN SANGRE EN JUVENILES DE CACHAMA BLANCA (*Piaractus brachypomus*) COMO RESPUESTA AL USO DE DIFERENTES FUENTES DE CEREALES EN LA DIETA.

1.2. Planteamiento del problema

Se desconoce el comportamiento del índice glicémico en la cachama blanca, sería muy importante determinar el tiempo de normalización de la curva glicémica, y detectar cuales, de los cereales suministrados, afectan de manera negativa el índice glicémico, debido a que se necesita reducir el suministro de harina de pescado, ya que genera un aumento en su precio, es necesario la elaboración de alimentos comerciales para peces con ingredientes económicos disponibles (Gatlin *et al.*, 2007).

Sustituyendo la harina de pescado, por harinas de trigo, maíz, arroz (Gaylord *et al.*, 2007). Se desconoce el efecto de la utilización de diferentes fuentes de cereales sobre la curva de glicemia y efecto del suministro de alimento comercial balanceado y de diferentes harinas de cereales (salvado de trigo, arroz y maíz) sobre el nivel de glicemia postprandial, las concentraciones de glucosa en sangre total dependen del hematocrito, en la proporción aproximada del 20% de este, que condiciona también los valores en plasma y suero. La hemolisis no tiene influencia en la medición de la glucosa. [ir al índice](#)

En sangre total, a temperaturas ambiente, disminuye la glucosa en cerca de un 10% por hora. En plasma o suero no hay glucolisis apreciable. Los análisis de glucosa en sangre se realizan ante

todo por la sospecha de alteraciones en el metabolismo de los glúcidos, en la vigilancia de pacientes diabéticos y para confirmar las hipoglucemias de los recién nacidos Kraft (1998).

1.3. Formulación del problema

¿Cuál es el efecto de la utilización de diferentes fuentes de cereales sobre la curva de glicemia en juveniles de cachama blanca (*P. brachypomus*), en términos de respuesta postprandial (hiperglicemia y/o hipoglicemia)?

1.4. Justificación

El conocimiento generado ayudará a comprender la digestión y el metabolismo de los cereales ofrecidos en las dietas, para así conseguir formular de manera más adecuada las dietas, y comprender mejor las relaciones entre carbohidratos y lípidos y/o carbohidratos y proteínas en las dietas de los peces. Los carbohidratos están ampliamente distribuidos en vegetales y animales, donde desempeñan funciones estructurales y metabólicas. Siendo la glucosa el carbohidrato más importante. La mayor cantidad de carbohidrato dietético pasa al torrente sanguíneo en forma de glucosa o es convertida en el hígado y, a partir de ella, puede formarse los demás carbohidratos del cuerpo. Es también el combustible principal de los mamíferos (excepto los rumiantes) (Murra *et al.*, 2010). [ir al índice](#)

1.5. Objetivos

1.5.1. Objetivo general

Evaluar los niveles de glucosa en sangre en juveniles de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) como respuesta al uso de diferentes fuentes de cereales en la dieta

1.5.2. Objetivos específicos.

- Estipular el nivel de glicemia basal después de un ayuno de 12, 16, 20, y 24 horas
- Determinar el efecto del suministro de alimento comercial balanceado y de diferentes harinas de cereales (salvado de trigo, arroz y maíz) sobre el nivel de glicemia postprandial en periodos de 2, 4 y 8 horas.
- Establecer cuál de los cereales suministrados produce el más rápido retorno a los valores de glicemia basal.

1.6 Delimitaciones

1.6.1 Delimitación temporal

El presente trabajo se realizó en un tiempo estimado de 6 meses, en el segundo semestre del 2021.

1.6.2. Delimitación espacial

El presente trabajo investigativo se desarrolló en el Laboratorio de Nutrición de Peces de la UFPS, de Campos Elíseos, Municipio de Los Patios. La cual se en centra geográficamente ubicada entre las coordenadas de latitud $7^{\circ}51'18''\text{N}$ y longitud de $72^{\circ}30'07''\text{W}$

1.6.3 Delimitación conceptual

Este estudio consistió en delimitar y definir, en el marco conceptual, los conceptos de ayuno, crecimiento individual de los peces, glucosa, cereales, índice glicémico, carga glicémica, para proporcionar información que ayudara a entender el proyecto.

2. Marco referencial

2.1 Antecedentes

Riaño (2012) Evaluó el efecto de la restricción alimenticia y la realimentación sobre variables hematológicas, bioquímicas y de composición muscular de cachama blanca (*Piaractus brachyomus*) durante la fase final de engorde, Al finalizar el periodo de restricción no se observaron cambios en las variables hematológicas que pudieran indicar una alteración en el bienestar animal; mientras que los niveles de glucosa y triglicéridos en plasma, glucógeno, hepático y lípidos en músculo del grupo de restricción severa presentaron diferencias significativas ($p \leq 0,05$) respecto al grupo control, señalando que hubo una movilización de reservas corporales necesarias para cubrir la demanda energética. [ir al índice](#)

Flores *et al* (2020) El estudio tuvo como objetivo caracterizar los parámetros hematológicos de (*Astronotus ocellatus*) y determinar posibles correlaciones entre variables. Se colectaron muestras de sangre de 15 especímenes (peso: 109.43 ± 22.9 g; longitud total: 15.43 ± 1.28 cm), mantenidos en tanques de concreto. Los peces recibieron una alimentación con dieta comercial extruida, que contenía 42% de proteína bruta. La extracción de sangre se realizó mediante punción de la vena caudal usando jeringas con EDTA (10%). Los valores obtenidos de la serie eritrocítica fueron: hematocrito $24.5 \pm 1.2\%$, hemoglobina 8.8 ± 2.4 g/dl, eritrocitos totales $1.10 \pm 0.10 \times 10^6/\mu\text{l}$, VCM 222.1 ± 41.0 fl, y CHCM 36.7 ± 10.4 g/dl. En la serie leucocítica se identificaron: leucocitos totales $7.3 \pm 2.6 \times 10^3/\mu\text{l}$, linfocitos $67.3 \pm 7.6\%$, monocitos $4.13 \pm 1.4\%$, eosinófilos $27.5 \pm 8.9\%$ y neutrófilos $1.08 \pm 1.3\%$. Para bioquímica sérica fueron: proteína total 3.44 ± 1.1 g/dl, glucosa 64.39 ± 28.8 mg/dl y colesterol 253.4 ± 91.2 mg/dl. Se registró correlación positiva entre hemoglobina-CHCM y correlación negativa entre peso y longitud con número de eritrocitos totales. La mayoría de los valores encontrados están dentro del rango reportado para esta especie.

Velázquez (2012) evaluó efecto de la restricción alimenticia sobre el metabolismo energético y el crecimiento en juveniles de cachama blanca *Piaractus brachyomus*, 64 juveniles de $58,40 \pm 6,56$ g de peso, asignados aleatoriamente por ocho semanas a los siguientes tratamientos:

Control: alimentación diaria; Tratamiento 1: T1 (-1,+1): un día de ayuno y uno de alimentación; Tratamiento 2:T2 (-3,+2): tres días de ayuno y dos días de alimentación y Tratamiento 3: T3 (-2,+3) dos días de ayuno tres de alimentación. Al culminar el periodo experimental se tomaron muestras de sangre para determinar: hemoglobina, hematocrito, glucosa, lípidos totales, Proteína total plasmática, lactato, triglicéridos, colesterol, insulina, T3, IGF-1 y cortisol.

Los resultados mostraron que no hubo diferencias significativas en la mayoría de los parámetros analizados. Hubo diferencias significativas en IHS, en el que T1 (-1,+1) presentó los menores valores y en TCE, donde T3 (-2,+3) fue significativamente más bajo; asimismo, hubo diferencias significativas en la hemoglobina y el hematocrito, parámetros en los cuales T1 (-1,+1) presentó los mayores valores. El lactato y el colesterol mostraron diferencias significativas entre el grupo control y los grupos tratados. [ir al índice](#)

2.2 Marco teórico

2.2.1 Ayuno y restricción alimenticia

La restricción alimenticia es el fenómeno mediante el cual se disminuye en el animal las Posibilidades de adquirir alimento; la restricción puede darse en términos de cantidad y/o Calidad de la dieta. Muchas especies ícticas pasan naturalmente por periodos de privación de alimento causa de fluctuaciones ambientales, que provocan crecientes y disminución de los cauces de los ríos, desplazando los micro-ecosistemas, alterando la disponibilidad de alimento (Wang *et al.*, 2006). Otras especies experimentan épocas de ayuno en el medio natural relacionadas con la reproducción, bien sea por las migraciones reproductivas (MacKenzie *et al.*, 1998; Urbinati *et al.*, 2003) o por el cuidado parental que ejercen sobre sus crías, como los machos de *Osteoglossum bicirrhosum*, que no se alimentan durante aproximadamente 30 días para proteger a su progenie (Rodríguez, 2005).

Sin embargo, no se debe descartar la posibilidad de que durante la fase de ayuno los animales desarrollen cambios fisiológicos irreversibles que van en detrimento de su bienestar; estos efectos pueden depender del estadio de desarrollo en el que se encuentre el Individuo y de la severidad del ayuno al que se someta (Cho *et al.*, 2006). Cuando los Individuos experimentan una escasez en la disponibilidad de alimento deben usar la energía almacenada para el metabolismo, la actividad física, el crecimiento y la reproducción.

La resistencia a la muerte por falta de alimento refleja la habilidad de un animal para almacenar energía y controlar la utilización de sus reservas durante circunstancias extremas. Muchos peces tropicales pueden mantener el crecimiento aún con bajos niveles de energía; además, algunos de ellos en condiciones de ayuno son capaces de reducir su actividad, al igual que su temperatura corporal (Wang *et al.*, 2006).

No obstante, es casi generalizado que durante la fase de ayuno los animales cesan su crecimiento e incluso presentan pérdida de peso hasta tanto se restablezcan las

Condiciones óptimas (Eroldoğan *et al.*, 2006).

Cuando los peces son sometidos a restricciones severas de alimento, su metabolismo se adapta respondiendo a los cambios endocrinos, modificando la movilización de reservas y empleando mecanismos para limitar el gasto energético. La respuesta comportamental del pez a la inanición ha sido resumida en tres fases, que describen los diferentes cambios químicos: (i) Fase corta (24h), en la que el animal aumenta su esfuerzo en la búsqueda de alimento; (ii) Fase de transición, el pez reduce gradualmente el nado y por ende el gasto de energía y (iii) Fase de adaptación, poca actividad metabólica que persiste hasta que el pez encuentra alimento (Wang *et al.*, 2006).

La inanición se ha asociado con hipertrofia de las células somatotrópicas en la adenohipófisis y células GHRH del hipotálamo y a un aumento en los niveles plasmáticos de hormona de crecimiento (GH). Sin embargo, a pesar de que la GH se enlaza principalmente con receptores de la membrana celular hepática, dicho aumento no necesariamente está asociado con su incremento en el hígado, debido a que los Receptores de GH, son regulados durante la restricción (MacKenzie *et al.*, 1998; Mommsen, 2001; Wang *et al.*, 2006).

Adicionalmente, la acción de la GH parece estar mediada, al igual que en vertebrados superiores, por factores de crecimiento análogos a la insulina (IGF). En condiciones de ayuno los niveles plasmáticos de los IGF descienden significativamente, por lo que su producción sería modulada además por otros factores; en estos casos cuando se presentan elevados valores séricos de GH y descenso de los niveles de insulina e IGF, se favorece la lipólisis como mecanismo adaptativo que permite la utilización de ácidos grasos por los tejidos periféricos (Uchida *et al.*, 2003).

Durante los períodos de baja ingestión alimentaria de proteínas se observa caída en la producción de IGF-1 por insensibilidad del hígado para GH (Matteri *et al.*, 2000). El IGF-1 actúa en el sistema Inmune con efectos positivos, aumentando el número de linfocitos T y B, lo que determina el aumento del tamaño de órganos como bazo y timo.

En un estudio realizado por Valente *et al.* (2003) En juveniles de (*Oncorhynchus mykiss*,) Sometidos a ayuno por 30 días, se estudió, si la tasa de crecimiento podría estar relacionada con los perfiles de hormonas promotoras de crecimiento y se pudo comprobar que existe evidencia de que la GH y las hormonas tiroideas (T3 y T4) aumentan el crecimiento del pez, por la estimulación de mayor consumo de alimento (apetito), mejorando la conversión de la comida y estimulando la síntesis de proteína.

Sin embargo, a pesar de que se sabe que estas hormonas participan en la regulación del crecimiento y desarrollo, en el caso de la GH fue difícil establecer una relación entre los niveles circulantes y la tasa de crecimiento, en parte porque su secreción se rige por un ritmo circadiano. Por otro lado, es conocido que los periodos de privación de alimento inducen a cambios en las reservas principalmente de lípidos (Ali *et al.*, 2003).

Cuando se empiezan a agotar las reservas de grasa, el organismo empieza a usar la proteína (del músculo blanco protegiendo el corazón o del músculo rojo); y por último los carbohidratos (CHO). No obstante, generalmente los individuos muestran una marcada tendencia hacia el mantenimiento de la proteína como unidad estructural de su organismo (Pérez-Jiménez *et al.*, 2007).

Finalmente, hay un incremento de la actividad Inter renal y de la producción de cortisol, dirigiendo algunos de los cambios metabólicos.

La interrupción de la alimentación está asociada con los defectos en la coordinación visomotora como resultado de cambios degenerativos del SNC. Adicionalmente hay una disminución estructural y funcional en el tamaño de los órganos, principalmente gastrointestinales, lo cual hace que se reduzca la tasa metabólica basal. Sin embargo, un aumento en la superficie del lumen se evidencia al parecer como estrategia para el mejor aprovechamiento de los pocos nutrientes presentes.

Estos cambios extremos en los órganos gastrointestinales, específicamente en el intestino, sumados al hecho de que los vertebrados ectotérmicos poseen bajas tasas metabólicas, convierten a este grupo de animales en modelos útiles para explorar la priorización de las funciones vitales

(Wang *et al.*, 2006). Lo anterior fue demostrado por Turano *et al.* (2008) en individuos de Stripedbass cuyos pesos de los hígados fueron significativamente menores que los de los individuos controles.

A pesar de lo anterior, se debe señalar que la respuesta ante periodos de falta de alimento varía de una especie a otra y que la utilización de las fuentes energéticas es particular según la edad, tipo de restricción, historia nutricional y temperatura entre otros (Echevarría *et al.*, 1997).

2.2.2 Glucosensibilidad

Los peces teleósteos en general son incapaces de disminuir rápidamente los niveles de glucosa circundantes tras una carga de glucosa o tras la ingesta de alimento con altos niveles de carbohidratos, razón por la que se les considera intolerantes a la glucosa (Moon, 2001). El metabolismo de carbohidratos en los peces (especialmente en especies carnívoras) parece jugar un papel secundario al de los lípidos y las proteínas (Hemre *et al.*, 2002). Sin embargo, los carbohidratos son claves para el metabolismo de todas las especies de peces, aunque no está clara su importancia como una vía energética en los tejidos. Entonces, ¿Por qué no regular el metabolismo de proteínas o lípidos en vez del metabolismo de la glucosa? La respuesta a esta pregunta no se sabe todavía.

En mamíferos, la glucosa es la molécula combustible utilizada por la mayoría de los tejidos para liberar energía en condiciones normales, y cuando es necesario, la glucosa se sintetiza fácilmente a partir de moléculas no carbohidratos. Así, la glucosa es el sustrato preferido (si no obligatorio) usado por ciertos tejidos como el cerebro, retina, células rojas sanguíneas y médula adrenal como fuente de energía. En teleósteos, también hay evidencias del uso de la glucosa como principal sustrato energético en varios tejidos como en las células rojas en el pez cuervo (*Hemirhamphus intermedius*) (Sephton *et al.*, 1991) o en el cerebro de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) (Di Angelo *et al.*, 1987).

La glucosa es también el sustrato energético fundamental para el mantenimiento de varios tejidos en ciclóstomos como la lamprea (*Petromyzon marinus*) (Foster *et al.*, 1993) (*Mixine glutinosa*) (Sidell *et al.*, 1984). Por tanto, en los peces los niveles de glucosa fluctúan en respuesta a cambios medio ambientales, lo que junto con su necesidad para el funcionamiento de

diferentes tejidos, incluido el cerebro (Soengas *et al.*, 2002), sugiere que la glucosa puede funcionar como señal metabólica en coordinación con las respuestas fisiológicas para mantener la homeostasis dentro del animal.

2.2.3. Evidencias sobre la capacidad para detectar cambios en los niveles de glucosa en peces

Varios estudios realizados en peces sugieren la posible existencia de glucosensores cerebrales debido a que: a) En trucha arco iris la hiperglucemia inducida experimentalmente conlleva a la disminución de la ingesta de alimento, mientras que el tratamiento ICV con 2-D-Glucosa (2-DG) incrementa la ingesta de alimento (Soenga *et al.*, 2004). b) Existen cambios paralelos entre los niveles de glucógeno cerebral, actividad y expresión de GK y cambios en los niveles de glucosa en plasma de trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2007 a y c). Truchas arco iris realimentadas durante 7 días, tras 14 días de privación de alimento, muestran incrementos de los niveles de glucógeno y de la actividad y expresión de GK en el hipotálamo y cerebro posterior, así como incrementos en los niveles de glucosa plasmática (Soengas *et al.*, 2006 d).

El uso de la glucosa en el cerebro de *Myoxocephalus scorpius* se incrementa bajo condiciones hiperglucémicas (MacCormack *et al.*, 2007e). Existen cambios en los niveles de glucógeno y actividad y expresión de GK en el hipotálamo y cerebro posterior de trucha arco iris cuando se somete a cambios en los niveles de glucosa circulantes (Polakof *et al.*, 2008 a, b y c).

Estos resultados son consistentes con el modelo conocido en las neuronas glucosensoras de los mamíferos (Marty *et al.*, 2007). Otro grupo de evidencias también sugieren la existencia de un sistema

Glucosensor vinculado con la secreción de insulina en las células β pancreáticas de los peces.

Aunque los aminoácidos son los secretagogos más importantes de insulina en los peces (Navarro *et al.*, 2002; Andoh, 2007), en casi todos los estudios realizados hasta la fecha, ya sean *in vivo* o *in vitro*, la glucosa ha sido capaz de estimular la liberación de insulina (Epple *et al.*, 1987; Mommsen y Plisetskaya, 1991). [ir al índice](#)

Las evidencias que sugieren la existencia de un sistema glucosensor en el páncreas endocrino de los peces son: a) La presencia de GK en los cuerpos de Brockmann (BB) de *Hippoglossus* (Tranulis *et al.*, 1997). b) El hecho de que la 2-DG y la manosa estimulan la secreción de insulina en el pez gato, *Ictalurus punctatus* (Ronner *et al.*, 1987) (Ronner *et al.*, 1991). c) Los resultados obtenidos por (Scarpa *et al.*, 1987) de que el incremento de los niveles K⁺ induce una pronunciada secreción de insulina en el pez gato. d) Cambios en la actividad y expresión de GK, expresión de GLUT2, y en los niveles de glucógeno en BB de trucha arco iris, cuando ésta es sometida a cambios en los niveles de glucosa (Polakof *et al.*, 2007b).

2.2.4 El cerebro de los peces como tejido consumidor de glucosa

El cerebro de los peces puede utilizar otros combustibles además de la glucosa, tales como los cuerpos cetónicos, lactato, ácidos grasos y aminoácidos (Soengas *et al.*, 2002). Sin embargo, el cerebro tiene las mayores tasas de utilización de glucosa por unidad de peso, en todos los tejidos examinados en trucha arco iris, con valores tan altos como los descritos en ratas (Washburn *et al.*, 1992). La principal diferencia a nivel del metabolismo de la glucosa entre los peces y los mamíferos es la enorme tolerancia de los peces a la hipoglucemia. Algunos teleósteos sobreviven luego de administrarles dosis farmacológicas de insulina, llegando incluso a niveles de glucosa en sangre casi indetectables, sin observarse ningún síntoma de trastorno nervioso (Mommsen *et al.*, 1991).

Sin embargo, cuando un pez activo que contiene niveles relativamente bajos de glucógeno en el cerebro, está hipoglucémico, se convulsiona y muere de un modo similar a la situación que ocurre en los mamíferos (Leibson, 1973). Para explicar este extraordinario fenómeno que ocurre en los peces, varios autores señalan que el carecer de efectos perjudiciales debido a la hipoglucemia se debe principalmente a su dependencia del metabolismo de lípidos y proteínas, y que los requerimientos de glucosa en los tejidos como el cerebro ir al índice

Podrían ser excepcionalmente pequeños. Sin embargo, una importancia reducida del metabolismo de la glucosa en el cerebro entra en conflicto con los hallazgos en varios estudios que muestran cantidades importantes de glucógeno en el tejido cerebral, no solo en teleósteos sino también en ciclóstomos (Schmidt *et al.*, 1988) (Foster *et al.*, 1993) (Plisetskaya *et al.*, 1993), que ciertamente son mucho más altos que los descritos en otros vertebrados.

En este sentido, cabe mencionar que la actividad de la glucosa 6-fosfatasa (G6Pasa) ha sido descrita en el cerebro de varias especies de peces (Rovainen, 1970; Plisetskaya *et al.*, 1985; Polakof *et al.*, 2008 a). Por tanto, es posible que las reservas de carbohidratos en el cerebro le permitan a este tejido ser relativamente autónomo del aporte de glucosa sanguínea, especialmente durante alteraciones metabólicas de duración limitada.

La privación de alimento propicia la disminución de la glucemia en muchas especies de peces (Navarro *et al.*, 1995). En el cerebro de los mamíferos, la hipoglucemia asociada con la privación de alimento mejora la captación de glucosa el primer día de ayuno, mientras que en períodos de tiempo más prolongados se da una disminución en la tasa de transporte de glucosa (Davson *et al.*, 1996). Esta situación no ocurre en los peces ya que la inducción de hipoglucemia no altera la captación de glucosa (Blasco *et al.*, 1996), sugiriendo que en el cerebro de los peces el metabolismo podría funcionar independientemente del sistema de transporte de glucosa. [ir al índice](#)

De hecho, la capacidad del cerebro de los salmónidos de utilizar la glucosa exógena disminuye durante la privación de alimento (Soengas *et al.*, 1996 y 1998).

Es más, en salmónidos hipoglucémicos (inducidos por tratamiento con insulina o privación de alimento) los niveles de glucógeno disminuyen en el cerebro, apoyado por los cambios observados en la relación de actividad de las enzimas GSasa/GPasa (Soengas *et al.*, 1996 y 1998; Polakof *et al.*, 2007a y 2008a), lo que indica que en el cerebro el metabolismo del glucógeno

local puede sostener la demanda de glucosa, independientemente de los cambios en los niveles de glucosa circulantes.

Por ello, bajo condiciones de hipoglucemia severa o de privación de alimento durante largos períodos, la glucosa almacenada en el cerebro suple las necesidades del mismo. Este fenómeno también ha sido descrito en mamíferos, donde el glucógeno cerebral proporciona combustible durante períodos de tiempo en que los niveles de glucosa plasmática disminuyen (Choi *et al.*, 2003).

Cabe mencionar que, tanto la trucha arco iris como los humanos tienen la capacidad de preservar los niveles de glucógeno en el cerebro tras situaciones de hipoglucemia (Choi *et al.*, 2003; Soengas *et al.*, 2006).

Es posible que el cerebro, en peces y mamíferos, se adapte a alteraciones en la glucemia por medio de varios mecanismos (Choi *et al.*, 2003), y uno de ellos podría ser los cambios en el metabolismo del glucógeno. En este sentido, aun cuando el cerebro de los peces muestra una independencia metabólica relativa sobre el sistema de abastecimiento sanguíneo en condiciones normales, el glucógeno cerebral juega el papel de neuroprotector *in vivo*. Por tanto, el posible mecanismo implicado en la iniciación de la disminución de los depósitos de glucógeno cerebral, puede ser debido a la capacidad cerebral de detectar los cambios de los niveles de glucosa circundantes a nivel local y sistémico.

En este contexto, varios estudios en trucha arco iris, sugieren que los cambios en la glucemia se detectan en áreas discretas del cerebro, respondiendo con cambios en los niveles de glucógeno local (Soengas *et al.*, 2006; Polakof *et al.*, 2007b). Por consiguiente, en la trucha arco iris la hipoglucemia generaría un efecto mucho mayor que la hiperglucemia sobre el mantenimiento de los niveles de glucógeno en el cerebro (Soengas *et al.*, 2006; Polakof *et al.*, 2007b) aún a pesar de no existir cambios en la captación de glucosa por parte del cerebro en condiciones hiperglucémicas, tal y como se ha descrito en la trucha común (*Salmo trutta*) (Blasco *et al.*, 1996). [ir al índice](#)

2.2.5 Componentes del sistema glucosensor a nivel central

En los mamíferos los sensores de glucosa cerebrales son neuronas especializadas que responden a fluctuaciones en las concentraciones de glucosa con cambios en su frecuencia de descarga, incrementándola (neuronas excitables por glucosa, GE) o disminuyéndola (neuronas inhibibles por glucosa, GI) en respuesta a un incremento en los niveles de glucosa. El mecanismo de las neuronas GI se conoce solo parcialmente, mientras que está bastante bien caracterizado el de las neuronas GE (Marty *et al.*, 2007).

Para el funcionamiento de este mecanismo se precisa: a) Captar la glucosa por medio de un transportador de baja afinidad GLUT2. b) Fosforilar la glucosa por medio de la enzima glucoquinasa (GK) para iniciar la glucólisis, e incrementar el ratio intracelular ATP/ADP. c) Lograr el cierre de los canales de potasio dependiente de ATP (K⁺ATP) para facilitar la despolarización de la membrana y permitir la entrada del calcio (Ca²⁺) a través de los canales de calcio tipo L (VDCC) con el subsiguiente incremento de la frecuencia de descarga (Marty *et al.*, 2007). Hasta el momento, en los peces, no existen evidencias directas sobre la presencia de neuronas excitables por glucosa (GE) o neuronas inhibibles por glucosa (GI).

Se hipotetiza sin embargo su presencia en base a los cambios observados en la actividad y expresión de algunos componentes del sistema glucosensor, pero hay que tener en cuenta que en las áreas donde se dan las respuestas (hipotálamo y cerebro posterior) hay presencia de varias clases de neuronas. Hasta la fecha no existen estudios sobre los cambios en la frecuencia de descarga de las neuronas, para caracterizar su comportamiento en respuesta a las concentraciones de glucosa y de esta forma definir las áreas glucosensoras.

Por otra parte, en mamíferos, los astrocitos hipotalámicos también detectan cambios en los niveles de glucosa (Blouet *et al.*, 2010) por medio de la interacción con neuronas glucosensoras a

lo que responden con la producción de lactato. En peces esta capacidad glucosensora de la glía no ha sido evaluada todavía.

Muchos autores sugieren que la gluco detección podría realizarse independientemente de la presencia de GLUT2 (Kang *et al.*, 2004), pero la isoforma GLUT2 probablemente esté implicada en la glucosensibilidad en los mamíferos (Thorens, 2001). GLUT2 se ha encontrado en el cerebro de varias especies de peces como el pez zebra (*Danio rerio*) (Castillo *et al.*, 2009), trucha arco iris (Soengas *et al.*, 2006; Polakof *et al.*, 2007b) y lubina (*Dicentrarchus labrax*) (Terova *et al.*, 2009). Se ha observado que la expresión de GLUT2 en el cerebro varía con la concentración de glucosa en el plasma de trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2007b), pero no en el bacalao (*Gadus morhua*) (Hall *et al.*, 2006).

Además, la expresión de GLUT2 ha sido caracterizada en áreas cerebrales discretas de trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2007b). Se han obtenido evidencias adicionales *in vitro* con respecto a la presencia de miembros de la familia de transportadores GLUT en el cerebro de los peces utilizando fármacos bloqueadores del transporte de glucosa, aunque esos trabajos no permiten discriminar entre las diferentes isoformas de GLUT (Polakof *et al.*, 2007c). La expresión de GLUT1 ha sido detectada en el cerebro de varias especies de peces tales como pez zebra (Jensen *et al.*, 2006), bacalao (Hall *et al.*, 2005), lubina (Terova, 2009) y tilapia (*Oreochromis niloticus*) (Hrytsenko *et al.*, 2010), aunque no hay evidencias que apoyen su posible implicación en la glucosensibilidad, tal y como lo hace GLUT2.

En un estudio reciente se ha observado que la expresión de ARNm de GLUT1 en el cerebro no cambia en respuesta a cambios en los niveles de glucosa (Hrytsenko *et al.*, 2010).

Glucoquinasa (GK) es una molécula fundamental para la glucosensibilidad y está considerada como el marcador glucosensor principal en los mamíferos (Magnuson *et al.*, 2004; Kang *et al.*, 2006). Se ha encontrado actividad y expresión GK en el cerebro de todos los vertebrados.

En los mamíferos existen dos promotores alternativos para GK, los cuales son responsables de la iniciación de la transcripción de una manera mutuamente excluyente en distintos tejidos

(Iynedjian, 2009). Los promotores “upstream” desencadenan la expresión de GK en tejidos no hepáticos, incluido el páncreas y el cerebro (Iynedjian, 2009).

En peces, estudios realizados en dorada (*Sparus aurata*) revelan la presencia de un promotor de GK en el hígado (Egea *et al.*, 2007).

La expresión génica de GK en el conjunto del cerebro ha sido estudiada en dos especies de peces como son la trucha arco iris (Panserat *et al.*, 2000) y el pez zebra (González-Álvarez *et al.*, 2009). Además, la actividad/expresión génica de GK se ha descrito en cinco áreas específicas del cerebro tales como el telencéfalo, cerebro posterior, cerebro medio, hipotálamo (Soengas *et al.*, 2006) e hipófisis.

Además, se ha descrito inmunoreactividad para GK en varias áreas hipotalámicas del cerebro de trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2009), incluyendo el hipotálamo lateral y núcleo tuberal lateral, anterior y posterior, que son áreas homólogas a las áreas donde se encuentran las neuronas glucosensoras en el hipotálamo de los mamíferos (Lynch *et al.*, 2000).

Es más, la inmunoreactividad para GK también se ha descrito en otras áreas fuera del hipotálamo (preóptica y núcleo oculomotor), donde el sistema glucosensor es probablemente funcional (Polakof *et al.*, 2009). La inmunoreactividad para GK se ha visto no solamente en neuronas, sino también en tanacitos (Polakof *et al.*, 2009) cuya potencial capacidad glucosensora ha sido descrita en el cerebro de roedores (Rodríguez *et al.*, 2005).

En oposición a estos datos obtenidos en la especie carnívora trucha arco iris, en el pez omnívoro carpa común (*Cyprinus carpio*) la expresión de GK no se ha detectado en el cerebro (Panserat *et al.*, 2000).

La actividad y expresión de GK se incrementa en el hipotálamo y el cerebro posterior de trucha arco iris, cuando estos tejidos se someten a incrementos en la concentración de glucosa, ya sea *in vivo* o *in vitro* (Polakof *et al.*, 2007 b y c). En el pez zebra, el incremento en la cantidad de carbohidratos en la dieta no produce ningún cambio en la expresión de GK al analizar toda la masa cerebral (González-Álvarez *et al.*, 2009), pero este resultado no es sorprendente porque hay que considerar el efecto de la dilución que representa muestrear todo el tejido, lo que enmascara los posibles efectos localizados en áreas cerebrales específicas. Los canales de potasio dependientes de ATP (KATP) juegan un papel fundamental en la glucosensibilidad, enlazando

cambios entre el metabolismo de la glucosa con la actividad eléctrica de la membrana celular (Burdakov, 2007; Hibino et al., 2010).

Casi no hay estudios que presenten evidencias sobre la presencia de canales K ATP en el cerebro de especies de no roedores. En el cerebro de varios teleósteos se expresan los dos componentes del canal KATP denominados SUR y Kir, con secuencias muy similares a las encontradas en mamíferos tales como Kir6.2 y SUR1, incluyendo Kir6-like y SUR-like en la trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2008c), Kir8 en el salmón del atlántico (*Salmo salar*) (Leong *et al.*, 2008 número de acceso en GenBank: NM_001140360) y Kir6.3 y SUR1 en el pez zebra (Zhang *et al.*, 2006).

Por otra parte, se han obtenido evidencias indirectas utilizando fármacos que avalan la existencia de canales KATP en el cerebro de trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2007c). En los mamíferos, los genes que codifican los componentes del canal de calcio dependiente de potencial (VDCC) tipo L en las neuronas son Cav1.2 y Cav1.3

Namkung *et al.*, (2001), indican que en los peces la presencia de este tipo de canal de calcio no ha sido estudiada completamente, y hasta la fecha, solamente se cuenta con la evidencia de que Cav1.2 y Cav1.3 se expresan en el cerebro del pez zebra (Sidi *et al.*, 2004).

Sin embargo, evidencias indirectas basadas en tratamientos farmacológicos con el inhibidor del canal tipo L nifedipina sugieren que ese isotipo del canal de calcio solo está activo parcialmente en la trucha arco iris (Polakof *et al.*, 2007c). [ir al índice](#)

2.2.6 Posibles funciones relacionadas con el sistema glucosensor a nivel central

En los últimos años, utilizando trucha arco iris como modelo de pez teleósteo, se han realizado varios estudios que permiten sugerir que los cambios inducidos en la glucemia ya sean por medio de métodos farmacológicos o a través de dietas con diferentes concentraciones de carbohidratos, pueden modular la ingesta de alimento.

En un primer estudio se observó una disminución de la ingesta de alimento tras haber inducido experimentalmente hiperglucemia, mientras que en truchas arco iris privadas de glucosa se observó un incremento de la ingesta de alimento (Soengas *et al.*, 2004).

En otros estudios, se ha observado que cuando trucha arco iris ha sido alimentada con dietas con un elevado contenido de carbohidratos o ha sido inyectada intraperitonealmente con glucosa, los niveles de glucosa plasmática se mantienen elevados, acompañados de la disminución de la ingesta de alimento, mientras que cuando se alimentan truchas con dietas sin carbohidratos o se inyectan con insulina, se observa una clara hipoglucemia acompañada de un incremento en la ingesta de alimento (Polakof *et al.*, 2008 a y b).

Tanto en los estudios descritos a largo plazo, como en otros realizados a corto plazo (Soengas *et al.*, 2006; Polakof *et al.*, 2007b) está comprobado que el aumento de los niveles de glucosa en plasma (hiperglucemia) tiene efectos en algunas áreas cerebrales, (hipotálamo y cerebro posterior), por medio del incremento en la expresión y actividad GK, la acumulación de glucógeno y en algunos casos un aumento en el potencial glucolítico, mientras que las condiciones hipoglucémicas producen efectos contrarios. Estos resultados apoyan la hipótesis de que, en respuesta a los elevados niveles de glucosa, el sistema glucosensor se activa en el cerebro de los peces y que tal activación probablemente modula la disminución de la ingesta de alimento, respuesta similar a la encontrada en aves (Denbow, 1999) y mamíferos (Seino *et al.*, 2003; Marty *et al.*, 2007).

En trucha arco iris la expresión de los componentes del canal KATP no se ve afectada por los altos niveles de glucosa (Polakof *et al.*, 2008c), aunque evidencias farmacológicas sugieren que funciona como en los mamíferos (Polakof *et al.*, 2007c). Es más, aunque esta función está todavía por ser explorada en otras especies de peces, los canales que contienen Kir6.3/SUR1 en el pez zebra (Zhang *et al.*, 2006) pueden también estar implicados en tal regulación.

2.2.7 Cómo los cambios en los parámetros glucosensores se relacionan con cambios en la ingesta de alimento

En los mamíferos, las neuronas presentes en las áreas glucosensoras tienen la capacidad de producir péptidos implicados en el control de la ingesta de alimento (Schwartz *et al.*, 2000; Blouet *et al.*, 2010). Las neuronas del núcleo arcuato hipotalámico que producen neuropéptido y (NPY) y proteína relacionada con agouti (AgRP) son neuronas inhibibles por glucosa (GI), mientras que las que producen pro-opiomelanocortina (POMC) y transcrito regulado por cocaína y anfetamina (CART) parecen ser neuronas excitables por glucosa (GE) (Dunn-Meynell *et al.*, 2002).

De este modo, cuando se incrementan los niveles de glucosa en plasma, aumenta la expresión de los péptidos POMC/CART y disminuye la expresión de los péptidos NPY/AgRP (Mobbs *et al.*, 2005). En el cerebro de varias especies de peces se ha detectado ARNm de estos neuropéptidos en áreas análogas a las que están caracterizadas en mamíferos (Cerdá-Reverter *et al.*, 2009) y la proteína GK está presente en las áreas cerebrales relacionadas con la regulación de la ingesta de alimento y la homeostasis energética, algunas de ellas homólogas a las que contienen las neuronas glucosensoras de los mamíferos tales como el núcleo ventromedial (VMN), arcuato (Arc), núcleo para ventricular (PVN) y el hipotálamo lateral (LH) en el hipotálamo (Polakof *et al.*, 2009).

Por tanto, se sabe que tanto GK como los péptidos relacionados con el control de la ingesta están presentes en estas áreas, lo que permite sugerir que hay una relación funcional entre ellos.

[ir al índice](#)

En este sentido, un estudio reciente demostró que la expresión de varios neuropéptidos implicados en la regulación de la ingesta de alimento, en las áreas glucosensoras centrales (hipotálamo y cerebro posterior) de trucha arco iris, está regulada por cambios en la glucemia (Conde-sieira *et al.*, 2010a) de un modo compatible con los efectos observados sobre la ingesta

de alimento, tras realizar cambios en los niveles de glucosa en la misma especie (Polakof *et al.*, 2008a y b).

El cambio más importante fue la disminución de los niveles de ARNm de NPy y el incremento de los niveles de ARNm de CART y POMC en el hipotálamo de peces hiperglucémicos, mientras que en el cerebro posterior se incrementaron los niveles de ARNm de CART y CRF (Conde-sieira *et al.*, 2010b). Todos estos cambios en la expresión de estos péptidos sugieren que la disminución de la ingesta de alimento observada en los peces bajo condiciones de estrés (Wendelaar Bonga, 1977) puede estar relacionada con la activación del sistema glucosensor por medio de cambios en la expresión de esos péptidos.

El mecanismo a través del cual el estrés alteraría la ingesta de alimento por medio de la activación del sistema glucosensor no está muy claro todavía, pero un estudio reciente sugiere que alguno de los factores implicados en la activación del eje hipotalámico-hipofisiario adrenal (HPI), como el Corticotropin release factor (CRF) o la corticotropina (ACTH), podrían estar implicados (Conde-sieira *et al.*, 2012).

En los peces, como en otros vertebrados, el comportamiento alimentario está regulado por factores medioambientales y por complejos mecanismos homeostáticos que involucran factores hormonales periféricos y centrales y niveles de metabolitos presentes en la sangre (Volkoff *et al.*, 2009).

El principal regulador de la ingesta de alimento es el contenido energético presente en el alimento, ya que los peces comen casi exclusivamente hasta alcanzar un estatus energético óptimo (Boujard *et al.*, 1994; Morales *et al.*, 1994). Dado que los componentes mayoritarios de su dieta son las proteínas y los lípidos, no es sorprendente que elevados niveles de los mismos inhiban la ingesta (Gurure *et al.*, 1995; Gelineau *et al.*, 2001). Teniendo en cuenta la baja proporción relativa en la dieta, los carbohidratos deberían interactuar débilmente en la regulación de la ingesta de alimento.

Sin embargo, varios estudios describen una disminución en la ingesta de alimento tras alimentar con dietas ricas en carbohidratos a especies de peces como la lubina (Peres *et al.*, 2002; Moreira *et al.*, 2008; Enes *et al.*, 2010), trucha arco iris (Kaushik *et al.*, 1989; Polakof *et al.*,

2008b), salmón atlántico (Hemre *et al.*, 1995) y diferentes especies de pez gato (Erfanullah *et al.*, 1998).

Ello avala la existencia de un mecanismo regulador de los niveles de glucosa sobre la ingesta de alimento. El balance energético está regulado a través de múltiples vías implicadas en la estimulación (orexigénicas) o inhibición (anorexigénicas) del apetito, por lo que la regulación de la alimentación no involucra solamente al sistema nervioso central (SNC), sino que también involucra a otros tejidos periféricos como el tracto gastrointestinal, el tejido adiposo, el hígado, y el páncreas, aunque el hipotálamo es el tejido que juega un papel fundamental en la regulación de la ingesta de alimento y la homeostasis energética (Valassi *et al.*, 2008; Volkoff *et al.*, 2009).

En mamíferos, se sabe que los centros neuronales involucrados en el control del comportamiento alimentario, se encuentran en las áreas hipotalámicas VMN, DMN, PVN y LH (Kalra *et al.*, 1999), específicamente el VMH se considera el área de la saciedad y el LH el área del hambre (Marty *et al.*, 2007). En los peces no están completamente definidas las áreas que integran la saciedad o el hambre, pero estudios donde se han aplicado estímulos eléctricos al lóbulo inferior del hipotálamo, han demostrado que en este tejido se integra la respuesta de la ingesta de alimento (Demski, 1973; Roberts y Savage, 1978). Por tanto, la regulación del apetito y el peso corporal se produce por la interacción conjunta entre el cerebro y las señales que emanan de la periferia.

Del resultado de esa integración, el cerebro, particularmente el hipotálamo, produce péptidos orexigénicos o anorexigénicos que participan en la regulación de la ingesta de alimento (Volkoff *et al.* 2009). Estudios recientes proporcionan evidencias sobre el papel modulador de diferentes péptidos implicados en la regulación de la ingesta de alimento sobre la actividad en algunas áreas glucosensoras en los peces, tales como leptina. Así, la administración central de leptina reduce los niveles de NP y en el hipotálamo y telencéfalo del carpín (*Carassius auratus*) (Volkoff *et al.*, 2003) y en el cerebro de la carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idellus*) (Li *et al.*, 2010).

Mientras que en trucha arco iris, tanto la inyección intraperitoneal (IP) como intracerebroventricular (ICV) de leptina induce en el hipotálamo una reducción transitoria del ARNm de NPY (Murashita *et al.*, 2008; Aguilar *et al.*, 2010) y cuando solo es administrada IP produce una elevación de los niveles de ARNm de POMC (Murashita *et al.*, 2008).

2.2.8 Generalidades de los cereales

2.2.9 Generalidades del maíz (*Zea mays*)

El maíz es una planta monocotiledónea muy cultivada a lo largo de todo el mundo, siendo uno de los alimentos de consumo básico en muchas poblaciones. Perteneciente a la familia de las Poáceas, de la tribu Maydeas, las especies del género *Tripsacum* son formas salvajes parientes del maíz, también con origen americano, pero sin valor económico directo (Paliwal, 2001 a). Al principio, los taxónomos clasificaron los géneros *Zea* y *Euchlaena*, como dos géneros separados, sin embargo, debido al estudio realizado por Reeves y Mangelsdorf en 1942 se los considera como un único género, basándose en la compatibilidad entre esos grupos de plantas y los estudios citogenéticos.

Entre las Maydeas orientales existen diversos géneros como *Schleracne*, *Polytoxa*, *Chionachne*, *Trilobachne* y *Coix*, siendo este último el único que tiene cierta importancia económica en el sudeste de Asia. En general, solo *Zea mays* se considera como una especie de gran importancia económica dentro de las Maydeas (Paliwal, 2001a).

Entre las características nutricionales el maíz es un cereal de mayor fuente de fibra y almidones, como el resto de cereales, aporta también proteínas, lípidos y poca agua, es rico en hidratos de carbono, en vitaminas A, B1, B2, B3, B6, B9, E y C, en fibra y en sales minerales como potasio, magnesio, hierro, calcio, zinc, sodio y fósforo, contiene un aceite que no contiene colesterol.

El maíz contiene bajo contenido de calcio y elevado de fósforo, como la mayor parte de los cereales, los alimentos vegetales contienen naturalmente mayor cantidad de potasio que de sodio, magnesio, está en cantidades importantes en el grano entero de maíz, al igual que en semillas, nueces y otros cereales integrales, tiene cantidades sumamente variables de hierro, el zinc es

esencial para la actividad de más de 70 enzimas y forma parte de proteínas que actúan como receptores hormonales e intervienen en el crecimiento (Paliwal, 2001a).

2.2.10 Generalidades del arroz (*Oryza sativa*)

El arroz (*Oryza sativa* L.) es un cultivo que realiza la humanidad desde hace más de 10000 años. Proporciona más calorías por hectárea que cualquiera de los otros cereales cultivados (Okada *et al.*, 2014). Es la base de la alimentación en los países asiáticos donde la población tiene una tasa de crecimiento anual del 1,8% (Katsube–Tanaka *et al.*, 2004). Constituye uno de los principales alimentos para más de la mitad de la población mundial siendo el segundo cereal, después del trigo, en producción y uso para la alimentación.

Puede cultivarse tanto a 3000 m de altitud (en Nepal), como a nivel del mar, y en un rango de latitudes que van entre los 53°N en China, hasta los 35°S en Australia (Arguisain, 2006). Otra particularidad del cultivo del arroz es que, a diferencia de los otros, su valor económico principalmente radica en el grano entero para consumo humano, sin otra elaboración que el molinado; por lo cual, factores que puedan afectar esta característica afectarán su valor comercial.

Entre las características nutricionales arroz posee más lisina que el trigo, el maíz y el sorgo. Contiene grandes cantidades de almidón en forma de amilosa (que cohesionan a los granos). El otro contenido de almidón en el arroz, tras la amilosa, es la amilopectina, ya desprovisto de su salvado, suele tener menos fibra dietética que otros cereales y por lo tanto es más digestivo. Puede ser un alimento de sustento, a pesar de su bajo contenido en riboflavina y tiamina, y proporciona mayor contenido calórico y Características nutricionales más proteínas por hectárea que el trigo y el maíz. Es por esta razón por la que algunos investigadores han encontrado correlaciones entre el crecimiento de la población y la expansión de su cultivo.

El arroz posee una elevada posición entre los cereales al considerar su aporte energético en calorías, así como en proteínas. La biodiversidad lo coloca en un 66 %, si bien posee pocas proteínas comparado con otros cereales. [ir al índice](#)

El arroz no contiene gluten, por lo que es apto para el consumo por parte de personas que padecen trastornos relacionados con el gluten, tales como la enfermedad celíaca y la sensibilidad al gluten no celíaca (Arguisain, 2006)

2.2.11 Fibra de salvado de trigo (*Triticum spp*)

Generalmente el salvado de trigo es utilizado para alimentación animal, el salvado de trigo es el residuo que se genera luego del proceso de producción de harina, este residuo se denomina afrecho. El cual contiene 91.11 % de sólidos y 8.89 % de agua. El contenido de fibra dietética total es 48.22%, así como es notable el contenido de hidratos de carbono 54.31%, proteína es de 11.80%. El proceso de crecimiento de las hifas, se inhibe al cocinarlos, luego secarlos a 60°C durante 8 horas y posteriormente se lo muele y se obtiene una harina (Sailema, 2021).

El trigo (*Triticum aestivum* L.) ha sido cultivado desde inicios de la civilización (Javed *et al.*, 2012) y actualmente es el tercer cereal con mayor producción a nivel mundial, con un volumen anual de alrededor de 729 millones de T (FAOSTAT, 2016). El grano de trigo se compone de varios tejidos, los cuales se esquematizan en la Figura 1. El germen o embrión, es el órgano reproductivo y de almacenamiento y representa entre 2 % y 3 % del peso del grano. El endospermo, principal fuente de energía durante la germinación, es la parte anatómica más abundante (81 % a 84 % del peso del grano). El pericarpio (salvado) está constituido por un conjunto de capas que protegen al grano y comprende entre 14 % y 16 % del peso de este último (Corke, 2004).

2.2.12 Requerimiento de carbohidratos

Los carbohidratos son compuestos formados por almidones y azúcares compuestas por carbono, hidrógeno y oxígeno, dentro de las sustancias que los componen se encuentran la glucosa, maltosa, dextrosa, almidones, sacarosa y celulosa (Vásquez, 2004), aunque no resultan ser esenciales en la formulación para alimentos balanceados de los peces, son la fuente de energía más económica disponible, los peces por lo general los acumulan en los músculos y en el hígado principalmente en forma de glucógeno (Craig *et al.*, 2012).

En cautiverio la Cachama aprovecha como fuente de energía proteína, lípidos y carbohidratos cuando hay un exceso en su dieta. El uso de carbohidratos puede afectar la calidad de la carne, por lo que recomiendan para dietas de peces juveniles con peso de 168 gramos la inclusión de 128% de proteína y 40% de carbohidratos para prevenir grasa corporal (Machado *et al.*, 2012)

2.2.13 Requerimiento de lípidos

Los lípidos son otros de los componentes de la dieta necesarios para los peces, estos desempeñan un papel importante en la nutrición, ya que son una fuente de energía primaria para el animal y además aportan ácidos grasos esenciales, fundamentales para un adecuado desarrollo, crecimiento y funcionamiento de órganos vitales; además de cumplir funciones importantes en cuanto al mantenimiento de las membranas de las células (Gao *et al.*, 2011).

Los ácidos grasos libres derivados de los triglicéridos representan la principal fuente de combustible para el metabolismo energético del músculo del pez, proviniendo 6 principalmente de las reservas hepáticas y viscerales (Riaño, 2011), además de ser Fuente importante de ácidos grasos esenciales y los ácidos grasos poliinsaturados (PUFAS). La utilización de lípidos como fuente de energía puede dirigir el uso de la proteína hacia el crecimiento, proceso conocido como efecto ahorrador de proteína (*proteins paringeffect*) (Crovatto *et al.*, 2010).

Por otro lado, un aumento en el contenido de lípidos de la dieta puede disminuir el consumo de alimento y el crecimiento del pez, así como también aumentar la deposición de grasa corporal, afectando la calidad y el valor nutritivo de la carne (Vásquez *et al.*, 2012).

Los requerimientos de lípidos son menores para peces omnívoros, debido a su mayor capacidad de utilizar carbohidratos como fuente de energía. De acuerdo con los estudios realizados por (Vásquez *et al.*, 2012) en pacús (*Piaractus mesopotamicus*) juveniles, valores de lípidos superior es en la dieta a40g/kg tienen efectos negativos sobre el crecimiento y la utilización de nutrientes.

Los peces de aguas cálidas como la Cachama requieren ácidos grasos omega 6, aunque para estas especies no se ha establecido el requerimiento de ácidos grasos, (Riaño *et al.*, 2011)

Determinaron el contenido de ácidos grasos en el músculo blanco de (*P. brachypomus*), encontrando los siguientes resultados (tabla 3).

Tabla 1. Contenido de ácidos grasos en el músculo blanco de (*P. brachypomus*)

Ácidos grasos	Cantidad
SFA	39,53 ± 1,05
MUFA	34,66 ± 1,93
PUFA	25, 82 ± 1,90
N3	8, 22 ± 1, 19
N6	16,84 ± 0,71
N ₆ /N ₃	2,08 ± 0,22

Fuente: Riaño (2011). Ácidos grasos (promedio ±DS) e índice N₆/N₃ del músculo blanco de (*P. brachypomus*) como porcentaje del total de ácidos grasos.

2.2.14 Requerimiento de energía

Como ya se mencionó los carbohidratos representan la función energética en la dieta, por lo que mantener los niveles óptimos los hace fundamental, el nivel de energía también es crítico, debido a que altos niveles de energía en la dieta pueden reducir el consumo de alimento y la ingesta de nutrientes necesarios para obtener un buen crecimiento y, por ende, un excelente rendimiento. Por otro lado, bajos niveles de energía en la dieta pueden causar que la proteína deba ser usada como fuente de energía para satisfacer los requerimientos energéticos para el metabolismo basal de los Peces, en lugar de ser usada para el crecimiento.

Por lo tanto, la proteína dietaría y los niveles de energía deben estar en un balance adecuado para optimizar la producción piscícola (Gutiérrez *et al.*, 2010). De acuerdo con (Machado *et al.*, 2012) reportan estudios sobre los requerimientos de EB%, mínimo 4, 983,00 y máximo 5, 284,00. [ir al índice](#)

Tabla 2. Requerimientos de (*P. brachypomus*)

Requerimientos nutricionales de (<i>Piaractus brachypomus</i>)		
Nutrientes	Requerimientos	
	Min	Max
FB%	1	5
EB(Kcal/Kg)	4.983	5.284
PB (%)	16,0	31,6
CHO (%)		40,0
EE (%)	>4,0	

Fuente:(Machado *et al.*, 2012) (Vásquez *et al.*, 2011).

2.2.15 Composición de los cereales

Tabla 3. Composición nutricional del arroz, maíz y salvado de trigo

INGREDIENTE	HUMEDAD (%)	MS (%)	PB (%)	EE (%)	MM (%)	FB (%)	ENN (%)	CHO (%)
HARINA DE ARROZ	8,26	91,74	12,80	14,20	8,90	7,71	48,13	55,84
HARINA DE MAIZ	12,50	87,50	8,36	3,81	1,11	1,73	72,49	74,22

SALVADO DE TRIGO	9,69	90,31	14,85	3,40	4,43	9,07	58,56	67,63
MOJARRA 20%	12,00	88,00	20,00	6,00	12,00	6,00	44,00	50,00

Fuente: (Rostango, *et al.*, 2017) MS: materia seca, PB: proteína bruta, EE: extracto etéreo, MM: materia mineral, FB: fibra bruta, EEN extracto etéreo no nitrogenado, CHO carbohidratos.

2.2.16 Índice glicémico

El índice glucémico o índice glicémico (IG) es un sistema para cuantificar la respuesta glucémica de un alimento que contiene la misma cantidad de carbohidratos que un alimento de referencia (Jenkins *et al.*, 2002). Este sistema permite comparar la «calidad» de los distintos carbohidratos contenidos en alimentos individuales, y proporciona un índice numérico basado en medidas de la glucemia después de su ingestión (el llamado *índice glucémico postprandial*). (Tabla 4.)

Tabla 4. Índice glucémico y carga glucémica de algunos cereales.

Cereal	Gramos de CHO/100 g de producto	Índice glucémico (IG)	Carga glucémica (CG)/100 g
Harina de maíz	66,6	75	50,0
Harina de arroz	76,3	70	53,4
Salvado de trigo	52,4	15	3,3

Fuente: Jaramillo (2021).

2.2.17. Carga glicémica

La **carga glucémica (CG)** de un alimento es un parámetro que mide con qué velocidad aumenta el nivel de glucosa en sangre tras consumir ese alimento (GRI, 2013). Una unidad de carga glucémica corresponde aproximadamente a un gramo de glucosa. La carga glucémica no

solo tiene en cuenta la cantidad de hidratos de carbono que hay en un alimento sino en qué medida cada uno de esos gramos eleva los niveles de glucosa en sangre. La carga glicémica por su parte se refiere indirectamente a la demanda de insulina después de un periodo específico de tiempo.

Para calcular la carga glucémica de un alimento hay que partir de su índice glucémico (IG): se multiplican los gramos de hidratos de carbono disponibles en ese alimento por su índice glucémico, y se divide entre 100. Luego, aunque la carga glicémica es de mucha ayuda para realizar cálculos dietarios, para las evaluaciones de los productos es primeramente necesario estimar el índice glicémico.

El índice glicémico de los alimentos de cereales está fuertemente relacionado con su contenido de almidones resistentes. Estos últimos se definen como ‘almidones que no son digeridos en el sistema del intestino delgado y pasa a la válvula ileocecal en el ciego (primera porción del intestino grueso) (Englyst *et al.*, 1992).

2.2.18 Glucómetro digital

Para la medición de glicemia, existen pequeños monitores (también. llamados glucómetros) que son utilizados masivamente en la medicina humana, existiendo diversas modelos y marcas que cada año son mejorados y modernizados, como consecuencia de su uso masivo y aporte clínico.

En medicina veterinaria su utilización se ha ido incrementando en forma paulatina, significando para los clínicos una gran ayuda y, para los dueños de los pacientes diabéticos, la posibilidad de monitorear a sus mascotas en el domicilio. Los valores obtenidos con estos sistemas en humanos, respecto a los métodos de referencia utilizados en laboratorios establecidos, se correlacionan en forma significativa registrando valores levemente inferiores con un coeficiente de correlación de aproximadamente de un 15%.

Las variaciones son consecuencia de diversas variables, como lo son la humedad relativa del aire, la condición fisiológica del paciente, el manejo del operador y laboratorio fabricante, entre otros. La evaluación periódica de los niveles de glucosa sanguínea mediante el uso de dispositivos y técnicas adecuadas permite tener un mejor control en el paciente canino clínicamente enfermo, en particular en aquellos procesos relacionados con alteraciones de tipo digestivo, tegumentario o neoplásico (Holguín *et al.*, 2009). [ir al índice](#)

2.2.19 Funcionalidad del glucómetro

Mide la glucemia en base a la intensidad eléctrica detectada en la tira, la cual se ha producido tras una reacción química de la sangre depositada en ella. A su vez, esa reacción química se ha producido al unirse la sangre con las enzimas presentes en la tira, que oxidan la glucosa y producen un "baile" de electrones liberados, que serán usados para adivinar la glucemia. El secreto de esta tecnología casi está más en la tira, ya que es en ella donde se produce una reacción química con la gota de sangre. El proceso de la tira sería el siguiente:

La sangre se deposita sobre el extremo de la tira, que, por capilaridad, es absorbida hasta el conducto interior de la misma, donde se encuentra el reactivo (las enzimas).

Un micro voltaje se aplica sobre la tira desde el medidor y activa la reacción química de sangre y enzimas.

La enzima de la tira se une con la glucosa oxidándola, fruto de cuya reacción se desprenden electrones. Esos electrones son medidos por varios electrodos de la tira y generan un micro corriente eléctrica, que es enviada al medidor y debe interpretarse. Para ello, unos algoritmos implementados en el software del aparato lo que hacen es relacionar a cada corriente medida un valor de glucosa. Para entendernos, y sin que las cifras signifiquen nada, podríamos decir que, si el medidor recibe 1 de voltaje, eso significa 100 de glucosa. Si recibe 3, 300. Y si recibe 0,5, serían 50. O sea, que "tan sólo" correlaciona el voltaje recibido con unos valores de glucosa. Y esas asociaciones son fruto de esos algoritmos ya citados (López 2014).

Para medir la glucosa en la sangre, el mecanismo (glucómetro) cuenta con una lanceta, que permite obtener una muestra de sangre, tiras reactivas que recolectan una muestra y la analizan y un dispositivo con una pantalla en el que se muestran los resultados.

La mayoría de los glucómetros en la actualidad realiza esta lectura a través de la reacción una enzima que se llama glucosa oxidasa que se encuentra en las tiras reactivas, aunque también se utilizan otras enzimas esto provoca la oxidación de la glucosa generando un cambio de color que varía dependiendo de la cantidad de glucosa que hay en la sangre, entre más oscuro es el color, mayor será la cantidad de glucosa (Verona *et al.*, 2010). [ir al índice](#)

2.2.20 Consecuencias de la hiperglucemia

Una condición de hiperglucemia en el cerebro, es decir, un aumento en la concentración de glucosa cerebral, disminuye la actividad neuronal. Además, esta disminución es concentración dependiente, de manera que cuanto más glucosa hay en el tejido cerebral, más disminuye la actividad neuronal.

En una primera estimación estos resultados podrían considerarse contradictorios, ya que se podría esperar que una hiperglucemia aumentase la actividad neuronal. Pues si se produce un aumento en la concentración de glucosa cerebral, las neuronas generarían más energía en forma de ATP, este incremento modificaría la apertura de los canales de potasio dependientes de ATP, lo que aumentaría la transmisión y propagación sináptica volviendo a las neuronas más excitables (Chavarría, 2017). Tal vez, este hecho podría suceder si el incremento de glucosa fuera pequeño, generando una condición de hiperglucemia que fuera tolerable por las neuronas.

Sin embargo, en el caso de los experimentos realizados, hay que tener en cuenta que las condiciones de hiperglucemia a las que se ha sometido a las neuronas son muy altas, aumentando hasta dos y cuatro veces más la concentración normal de glucosa. Por lo tanto, tal exceso de glucosa no aumenta la actividad neuronal, sino que la disminuye. Esto se debe a que cuando se dan condiciones altas de hiperglucemia, se generan más especies reactivas de oxígeno (ROS)

procedentes de los procesos metabólicos de la glucosa, este exceso de ROS escapa al control del sistema antioxidante y se acumula rompiendo el equilibrio y generando estrés oxidativo.

El estrés oxidativo produce daño neuronal que afecta al correcto funcionamiento de la sinapsis y puede producir apoptosis, disminuyendo así la transmisión sináptica y la actividad neuronal (Díaz-Flores *et al.*, 2004; Russell *et al.*, 2002; Vicent, *et al.*, 2005; Zhrebetskaya *et al.*, 2009).

No obstante, esta pérdida de actividad neuronal no solo está vinculada a la concentración de glucosa, sino también al tiempo de exposición en estas condiciones. Cuanto más tiempo se expone a las neuronas a condiciones de hiperglucemia, mayor será la pérdida de actividad neuronal, hasta llegar al punto donde se estabilice o se pierda por completo (dependiendo de la cantidad de glucosa añadida).

Además, estos dos factores no solo afectan al período de hiperglucemia, sino que también marcan la recuperación neuronal tras volver a un estado normal de glucemia. Por lo que cuanto menor es la hiperglucemia y el tiempo de exposición, menor será el daño inducido a las neuronas (pudiendo ser reversible) y mayor la capacidad de éstas para recuperar la actividad perdida.

Pero si la hiperglucemia es intensa y el tiempo de exposición prolongado, entonces el daño inducido puede ser irreversible, provocando que las neuronas recuperen poca actividad sin llegar a la basal o no recuperen actividad.

Sin embargo, las neuronas no son las únicas células cerebrales implicadas en el metabolismo de la glucosa.

Gran parte es capturada por los astrocitos y es degradada a lactato mediante la glucólisis o almacenada como glucógeno. Además, la captura de glucosa por astrocitos puede estar estrechamente relacionada con la insulina y el IGF-1 (Fernández *et al.*, 2017). [ir al índice](#)

2.3 Marco conceptual

Se presentaron conceptos que ayudarán a que el lector tenga un mejor entendimiento del proyecto.

Ayuno: el ayuno en condiciones naturales está ligado a un ciclo sexual se conoce con el nombre de ayuno sincrónico para numerosos teleósteos, la maduración de las gónadas y la reproducción se acompañan de un periodo de ayuno durante ciertas especies, como salmones y las anguilas, efectúan largas y extenuantes migraciones otras especies, reducen su alimentación durante las últimas fases de la maduración gonadal a consecuencia del gran tamaño que alcanzan las gónadas en la cavidad corporal, observándose una de generación del tubo digestivo Otras especies no migratorias desarrollan sus gónadas en el periodo invernal, durante el cual no se alimentan; este es el caso de *Pleuronectes platessa* (Blasco, 1990).

Crecimiento individual de los peces: El crecimiento de un organismo implica un cambio de tamaño en el tiempo. Se puede medir este cambio utilizando como variables, principalmente, a la longitud o al peso. Un individuo obtiene energía del alimento y esa energía puede ser destinada a crecimiento, reproducción o actividad. De acuerdo con v con Bertalanffy (1938) el crecimiento en los peces es el resultado neto de dos procesos opuestos, el catabolismo y el anabolismo.

Glucosa: Hexosas como la glucosa, galactosa y fructosa cumplen funciones importantes en las células eucarióticas. Estas moléculas son incapaces de difundir directamente a través de las membranas celulares por lo que requieren proteínas transportadoras especializadas para entrar al interior celular. Dichas biomoléculas pertenecen a un grupo de transportadores constituida por 2 familias de proteínas: la familia de los Glut´s (del inglés Glucosa Transporters) y la familia de los cotransportadores de sodio y glucosa (Gómez, 2007).

Cereales: Los cereales son las semillas o granos comestibles de las gramíneas de cultivo como el arroz, avena, cebada, centeno, maíz, mijo, trigo y sorgo. Los granos o cereales se forman a partir de las flores de las gramíneas (Verdini, 2018).

Índice glicémico: Revela la velocidad con la que los carbohidratos de un alimento pueden elevar el nivel de glucosa en sangre (tabla 6), un índice alto (>70), medio (55-69) y alto (< 55), (Jaramillo, 2021).

Carga glicémica: Es un valor predictor de la respuesta glucémica por ración de un alimento, una carga alta (>20), media (10-19) y baja (< 10), (Jaramillo, 2021).

2.5 Marco legal

En el siguiente trabajo se abordarán los artículos 65, 66, 79 de la constitución política de Colombia los cuales nos sirven de referencia para reglamentarnos y darle bases legales. Las principales normas que rigen a la pesca y la acuicultura se consignan en la ley 13/90 y el decreto reglamentario 2256/91, en los que se trata el tema de los permisos de cultivo (producción, procesamiento y comercialización) o licencias de funcionamiento que expide.

La autoridad competente para su ejercicio, el INCODER, a través de la Subgerencia de Pesca y Acuicultura, por medio de la oficina de registro y control.

Artículo 65. La producción de alimentos gozará de la especial protección del Estado. Para tal efecto, se otorgará prioridad al desarrollo integral de las actividades agrícolas, pecuarias, pesqueras, forestales y agroindustriales, así como también a la construcción de obras de infraestructura física y adecuación de tierras.

De igual manera, el Estado promoverá la investigación y la transferencia de tecnología para la producción de alimentos y materias primas de origen agropecuario, con el propósito de incrementar la productividad.

Artículo 66. El aprovechamiento de los recursos pesqueros existentes en las lagunas, ciénagas, meandros y embalses se realizará, preferiblemente, por pescadores artesanales jurídicamente organizados, en forma independiente o asociados con el INPA.

Artículo 79. El excedente de los productos que se obtengan de la pesca de investigación, será entregado al INPA, para ser colocado en el mercado interno o para ser donado a entidades

públicas de beneficencia, en concordancia con lo previsto en el artículo 43 del presente Decreto. El INPA decidirá, en cada caso, la conveniencia de la recepción de dicho excedente. [ir al índice](#)

3. Diseño metodológico

3.1 Tipo de investigación

La investigación se ejecutó de forma experimental con enfoque cuantitativo, implementando estadística descriptiva e inferencial. El experimento tuvo un enfoque descriptivo y exploratorio.

3.2 Población y muestra

3.2.1 Población

La población objeto de estudio fueron los juveniles de cachama blanca (*P. brachypomus*) sometidos a diferentes tipos de cereales (maíz, trigo y arroz) como fuente única de alimento (Tabla 05). Los peces fueron alimentados con cada uno de los cereales escogidos y la dieta testigo (concentrado comercial), y después de pasadas 2, 4 y 8 horas, fue nuevamente evaluada la glicemia de 9 peces por tanque (36 peces por tratamiento), para la segunda, cuarta y octava hora, lo que correspondió al 50% de la población experimental.

Con estos datos fue posible graficar la curva de glicemia de cada uno de los cereales estudiados, para así determinar sus efectos sobre el control de los niveles de glucosa en sangre en esta especie, determinando cual o cuales cereales tienen más rápido retorno a los valores de normo-glicemia.

3.3 Hipótesis

El suministro de un cereal (trigo, maíz y/o arroz) afectará los niveles de glucosa en sangre (mg/dL) respecto a los niveles de glucosa en condiciones de ayuno y el suministro de alimento comercial balanceado.

[ir al índice](#)

3.4 Variables

- Niveles de glucosa en sangre (mg/dL) en condiciones de ayuno y en respuesta al consumo de un cereal (post-alimentación)
- Tiempo en horas para el retorno a la normo-glicemia en el juvenil de *P. brachypomus*
- Peso vivo al momento de tomar la muestra de sangre

3.5 Fases de la investigación

3.6 Fase experimental.

Durante la investigación se realizaron dos experimentos. El primero, considerando una prueba piloto donde se utilizaron doce (12) tanques de PVC de 250 L, cada uno con 20 peces para un total de 240 individuos. Los doce tanques se distribuyeron en cuatro (4) tratamientos (12, 16, 20 y 24 horas en ayuno). Los peces fueron alimentados por última vez con concentrado comercial en horas de la tarde, estipulándose como hora cero, momento en el cual se empezó a contabilizar el tiempo en horas de ayuno estipuladas por tratamiento. Cumplido el tiempo de ayuno, se tomaron y muestrearon cinco peces por tanque para un total de 15 peces/tratamiento.

En cada juvenil de cachama se tomó una muestra sanguínea y se determinó el nivel de glucosa en sangre, determinando así, la glicemia basal en condiciones de ayuno.

En el segundo experimento se utilizaron 16 tanques (250 L) cada uno con 18 juveniles de *P. brachypomus* para un total de 288 peces (individuos diferentes a los utilizados en el primer

experimento). En este caso, el experimento consistió en dejar en condiciones de ayuno a los 288 peces durante 16 horas; cumplido el periodo de ayuno se tomó una muestra de sangre a nueve (9) peces por tratamiento (tres x repetición); determinando el nivel de glucosa en condiciones de ayuno, denominándose este dato, nivel de glicemia basal a las cero horas post periodo de ayuno. Los peces muestreados fueron retirados del tanque experimental y colocados en acuario de vidrio 5 mm de grosor, con dimensiones de 37 cm de alto, 48 cm de ancho y 60 cm de largo, con capacidad total de 135 L. los acuarios fueron mantenidos con volumen de 110 L.

Posterior al periodo de ayuno, a los 216 peces restantes se les suministró según el tratamiento concentrado comercial extruido, maíz, trigo y arroz peletizado. El total de alimento suministrado en cada uno de los cuatro tratamientos fue de 14,44 g (3,61 g x tanque); utilizando un porcentaje de biomasa/día del 39,32. Posteriormente, a las dos (2) horas de haber consumido el ACB y los tres cereales indicados (maíz, trigo y arroz), se tomaron una muestra de nueve (9) peces por tratamiento para determinar el nivel de glucosa en sangre; de igual forma se determinó el nivel de glucosa en sangre a las cuatro (4) horas y (8) horas post-alimentación. Al final de experimento quedaron nueve (9) peces no muestreados por tratamiento.

3.7 Análisis estadístico.

Todos los procedimientos estadísticos utilizaron el software (InfoStat versión estudiantil - 2020).

En el primer experimento, se analizó el nivel de glucosa en sangre registrado a las 12, 16, 20 y 24 horas de ayuno en individuos diferentes; también se analizó el peso vivo al momento de tomar la muestra de sangre, comparando entre grupos (horas de ayuno), garantizándose homogeneidad en esta variable. Los datos cumplieron con normalidad (Shapiro-Wilk) y homocedasticidad de varianzas (Levene); se analizaron con ANOVA, en un modelo completamente al azar.

Para el segundo experimento se comparó el nivel de glucosa en sangre registrado al finalizar las 16 horas de ayuno (considerado el tratamiento cero horas) en los cuatro tanques. En este

caso, también se registró el peso vivo del pez al momento de tomar la muestra de sangre a través de ANOVA.

Determinándose que los peces tenían un peso vivo diferente al iniciar este segundo experimento, es decir, según el tipo de alimento a recibir, esto permitió establecer que no existía igualdad en el nivel de glicemia al iniciar el experimento. Estos datos se analizaron con ANOVA en un modelo completamente al azar.

El nivel de glucosa en sangre registrado cero (al cumplirse las 16 horas de ayuno), dos, cuatro y ocho horas después de haber consumido balanceado y los tres cereales evaluados (arroz, maíz y trigo) no cumplieron con homocedasticidad de varianzas. La transformación con logaritmo (Ln) permitió estabilizar la varianza, aunque afectó la normalidad.

Finalmente, los datos se analizaron con ANOVA en un modelo factorial 4 x 4 (Figura 1), que permitió evaluar 4 tipos de alimento (pellet de maíz, trigo, arroz y alimento comercial balanceado) y 4 horarios de toma de muestras de glicemia (0, 2, 4 y 8 horas) con tres repeticiones.

En los dos experimentos se averiguó si el peso vivo era significativo bajo un modelo de covarianza, determinándose que esta variable no incide sobre el nivel glucosa al momento de tomar la muestra de sangre.

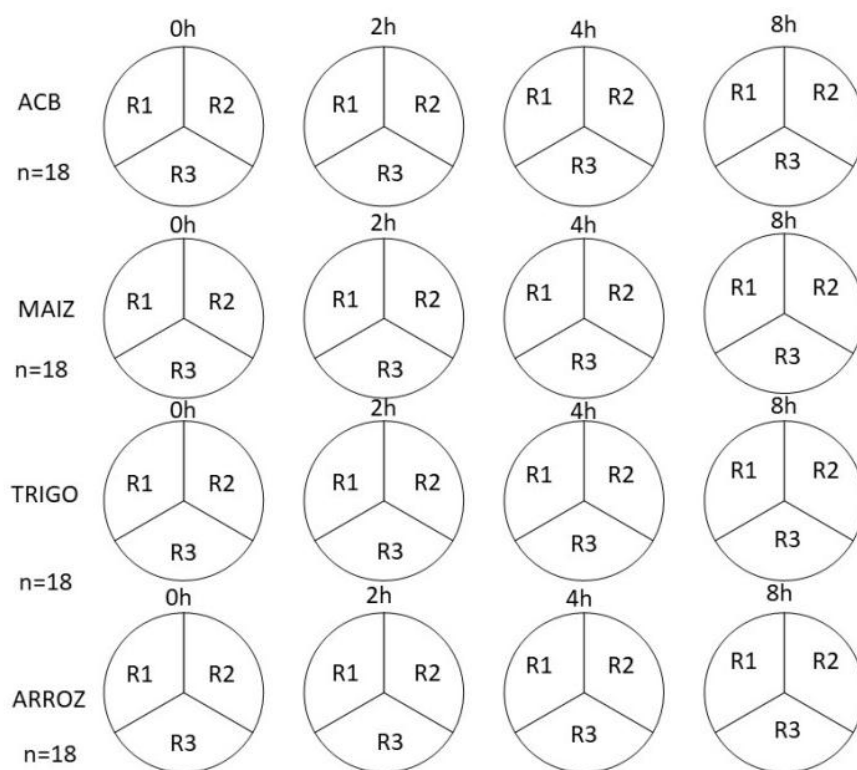


Figura 1. Modelo factorial planteado para evaluar nivel de glucosa en sangre en juveniles de *P. brachypomus*

4. Resultados

El primer experimento indicó el nivel de glucosa en sangre de juveniles de cachama blanca (*P. brachypomus*) de 140 días de vida manejados en tanques de 250 L en condiciones de laboratorio, estos ejemplares mostraron un valor promedio de glicemia de 61,40 mg/dL con 24 horas de ayuno y 69,13 mg/dL con 12 horas de ayuno. Estas glucometrías no presentaron diferencias significativas (Tabla 6), según el tiempo de ayuno de los peces (12, 16, 20 y 24 horas).

El peso vivo de los juveniles de *P. brachypomus* no presentó diferencias estadísticas significativas ($P > 0,05$) en los diferentes periodos de ayuno (Tabla 5), obteniéndose un peso promedio de $48,21 \pm 2,07$ g, el cual garantizo igualdad de condiciones para este parámetro al comparar el nivel de glucosa en sangre en los diferentes periodos evaluados. También fue posible evidenciar un nivel promedio de 65,3 mg/dL de glucosa en ayunas para toda la población analizada.

Tabla 5. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) al momento de tomar la muestra de sangre, en cachamas de 140 días de vida manejadas en tanques de PVC en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 12, 16, 20 y 24 horas.

Horas de ayuno	Glucosa en sangre (mg/dL)		Peso vivo (g) al momento de la glucometría	
	12	$69,13 \pm 2,36^a$	(3,41%)	$50,27 \pm 7,27^a$
16	$67,50 \pm 2,06^a$	(3,05%)	$46,14 \pm 5,06^a$	(10,96%)
20	$63,27 \pm 2,45^a$	(3,87%)	$46,80 \pm 6,37^a$	(13,61%)
24	$61,40 \pm 2,83^a$	(4,60%)	$48,13 \pm 4,30^a$	(8,93%)

¹Promedio \pm desviación estándar. Coeficiente de variación (entre paréntesis) $n = 15$

En el segundo experimento fueron utilizados juveniles de *P. brachypomus* de 180 días de vida y un peso promedio de $69,2 \pm 13,1$ g, estos ejemplares mostraron un nivel promedio de glucosa

en sangre de $74,78 \pm 7,4$ mg/dL luego de un periodo de ayuno de 16 horas. Los niveles de glicemia en sangre luego de un periodo de 16 horas de ayuno, no presentaron diferencias estadísticas significativas ($P > 0,05$), durante el presente estudio, a excepción del tratamiento donde iba a ser suministrado el maíz (Tabla 6), el cual presentó los valores promedio en ayunas más bajos.

Tabla 6. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) de juveniles de *P. brachypomum* de 180 días de vida, sometidos a un periodo de ayuno de 16 horas, agrupados según el alimento a recibir después del ayuno.

Tipo de alimento a ser suministrado	Glucosa en sangre (mg/dL)	Peso vivo (g) al momento de la glucometría
ACB	$80,78 \pm 4,10^b$ (5,07)	$70,78 \pm 7,56^{ab}$ (10,68)
Trigo	$76,00 \pm 4,67^{ab}$ (6,14)	$55,25 \pm 5,63^a$ (10,19)
Arroz	$78,25 \pm 3,36^{ab}$ (4,29)	$86,25 \pm 7,46^b$ (8,64)
Maíz	$64,11 \pm 3,07^a$ (4,78)	$64,33 \pm 3,75^{ab}$ (5,82)

¹Promedio \pm desviación estándar. Entre paréntesis, el coeficiente de variación. ACB = alimento comercial balanceado.

El nivel de glucosa basal para el segundo experimento corresponde al valor de glicemia registrado al cumplirse las 16 horas de ayuno. Al tomar la muestra de sangre, se evidenciaron diferencias significativas en esta variable antes de suministrar alimento a partir de los cuatro grupos en que se distribuyeron los peces para suministrar cada alimento. El menor nivel de glucosa se registró en los peces que serían alimentados con maíz ($64,11 \pm 3,07$ mg/dL); los grupos a ser alimentados con arroz y trigo presentaron un nivel de glucosa estadísticamente igual; y los peces a ser alimentados con balanceado tenían el mayor nivel de glucosa en sangre.

Esta misma situación se presentó con el peso vivo de los animales, determinándose que los peces seleccionados para ser alimentados con trigo, maíz y balanceado tenían un menor peso vivo respecto a los animales que recibirían arroz como alimento (Tabla 6).

El nivel de glucosa en sangre sin suministrar alimento (post ayuno de 16 horas, es decir, 0 horas post alimentación) y a diferentes tiempos de haber suministrado un alimento (0, 2, 4 y 8 horas post alimentación) presentó diferencias significativas, determinándose que los mayores valores de glucosa se presentaron a las dos (104,13 mg/dL) y cuatro (104,44 mg/dL) horas post alimentación (Figura 2).

El nivel de glucosa después de las ocho horas de haber ingerido alimento (83,77 mg/dL) fue estadísticamente igual a los niveles registrados en cachamas con 16 horas de ayuno (74,78 mg/dL); determinándose que ocho horas post alimentación, los niveles de glicemia vuelven a su estado basal en condiciones de ayuno (Figura 2).

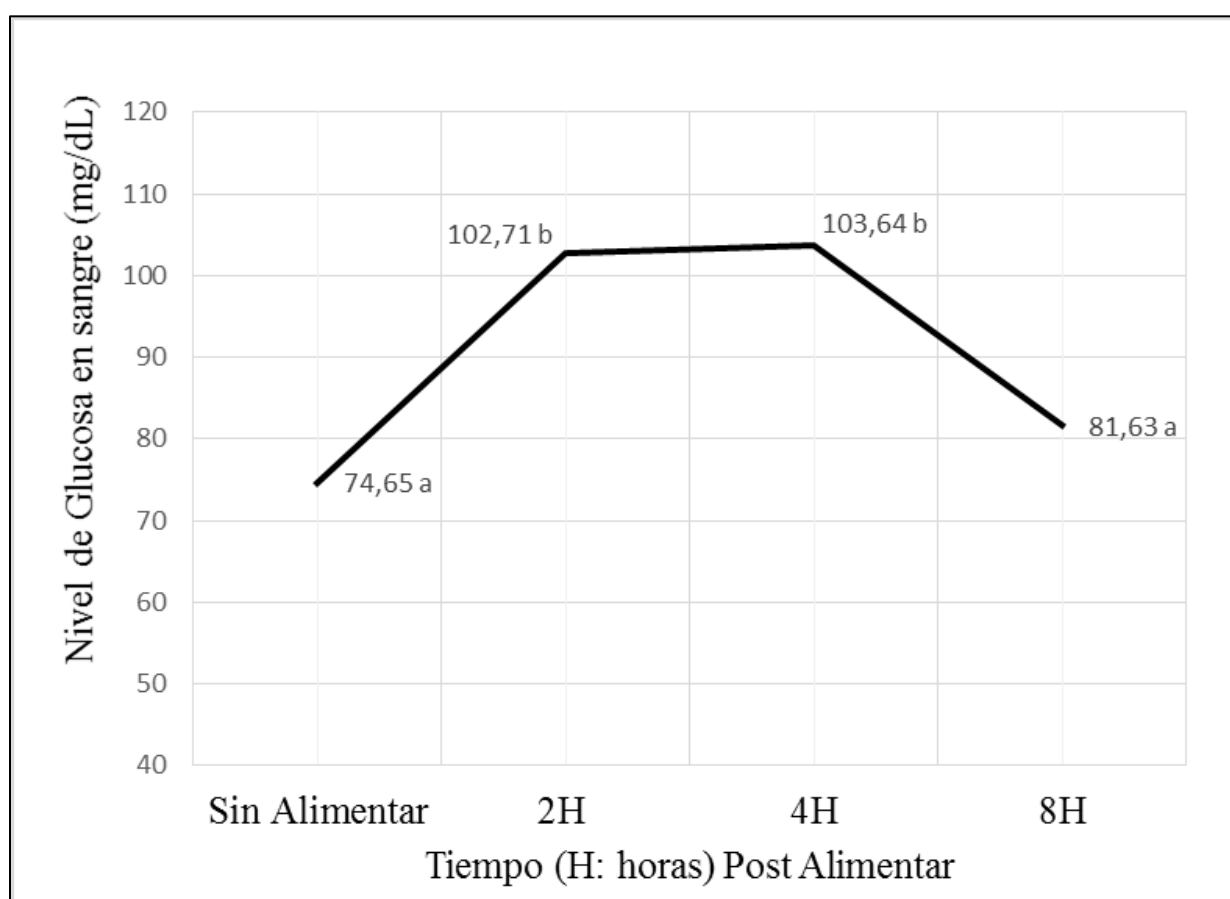


Figura 2. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas más la

condición de haber transcurrido 0, 2, 4 y 8 horas post alimentación. n= (Sin alimentar = 34; Dos horas = 31; Cuatro horas = 33; Ocho horas = 32)

Al analizar el nivel de glucosa en sangre según el tipo de alimento suministrado se establece que el trigo (82,50 mg/dL) y el arroz (82,5 mg/dL) son dos materias primas que generan un nivel de glucosa similar a los valores registrados con un alimento balanceado comercial (80,14 mg/dL). El maíz (121,52 mg/dL) incrementa los niveles de glucosa en sangre en casi un 50% por encima de los valores registrados para trigo, arroz y balanceado comercial (Figura 3).

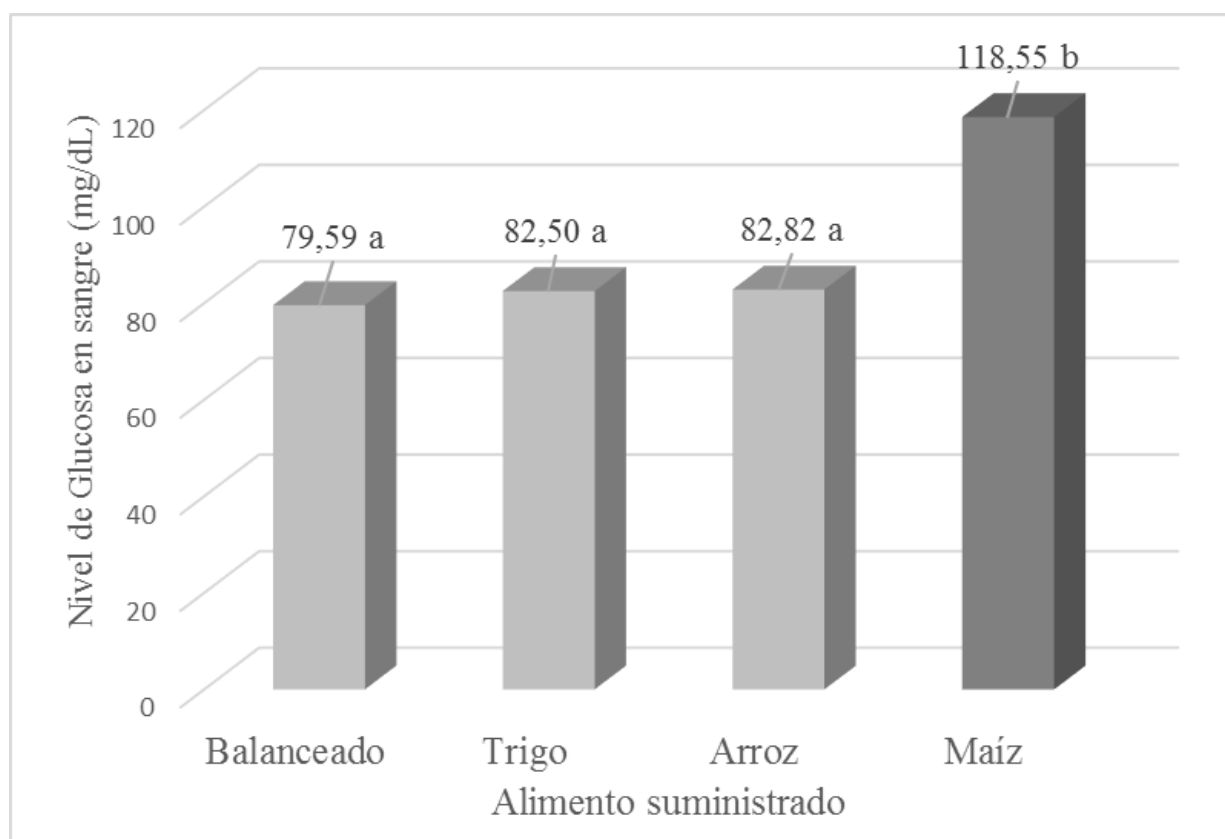


Figura 3. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) post alimentación en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas según el tipo de alimento suministrado post ayuno. n = (Balanceado = 34; Trigo = 32; Arroz = 33; Maíz = 31)

En la tabla 8 se compara el nivel promedio de glucosa en sangre registrado antes (al cumplirse 16 horas de ayuno) y después de suministrar alimento, esto según el tipo de alimento suministrado. En este caso se observa como el maíz es un cereal que incrementa considerablemente los niveles de glucosa en sangre en esta especie; el balanceado y el arroz muestran valores numéricamente similares y el trigo un leve incremento.

Tabla 7. Comparación del nivel de glucosa en sangre (mg/dL) antes de suministrar alimento (al cumplirse 16 horas de ayuno) y después de suministrar el alimento (promedio general post-alimentación)

Tipo de alimento	Antes	Después
Alimento Comercial Balanceado	80,78	79,59
Trigo	76,00	82,50
Arroz	78,25	82,82
Maíz	64,11	118,55

En la figura 4, se observa como los peces que fueron alimentados con maíz presentan niveles de glucosa superiores a los animales que recibieron arroz, trigo y ACB. A su vez, el grupo alimentado con maíz no evidencia retorno a la normo-glicemia (glucosa en sangre con 16 horas de ayuno), registrando ocho horas post alimentación un nivel de $129,43 \pm 13,64$ mg/dL (Tabla 8).

En los casos en que se suministró trigo y alimento comercial balanceado, los peces evidencian un nivel de normo-glicemia ocho horas después de haber sido alimentados. Se resalta que el nivel de glucosa a las cuatro y ocho horas después de haber alimentado con arroz es estadísticamente homogéneo, reiterando que los juveniles de *P. brachypomus* alimentados con este cereal registran normo-glicemia a las cuatro horas, esto antes del tiempo transcurrido (ocho horas) en los casos en que se suministró trigo y ACB (Figura 4 y Tabla 8). [ir al índice](#)

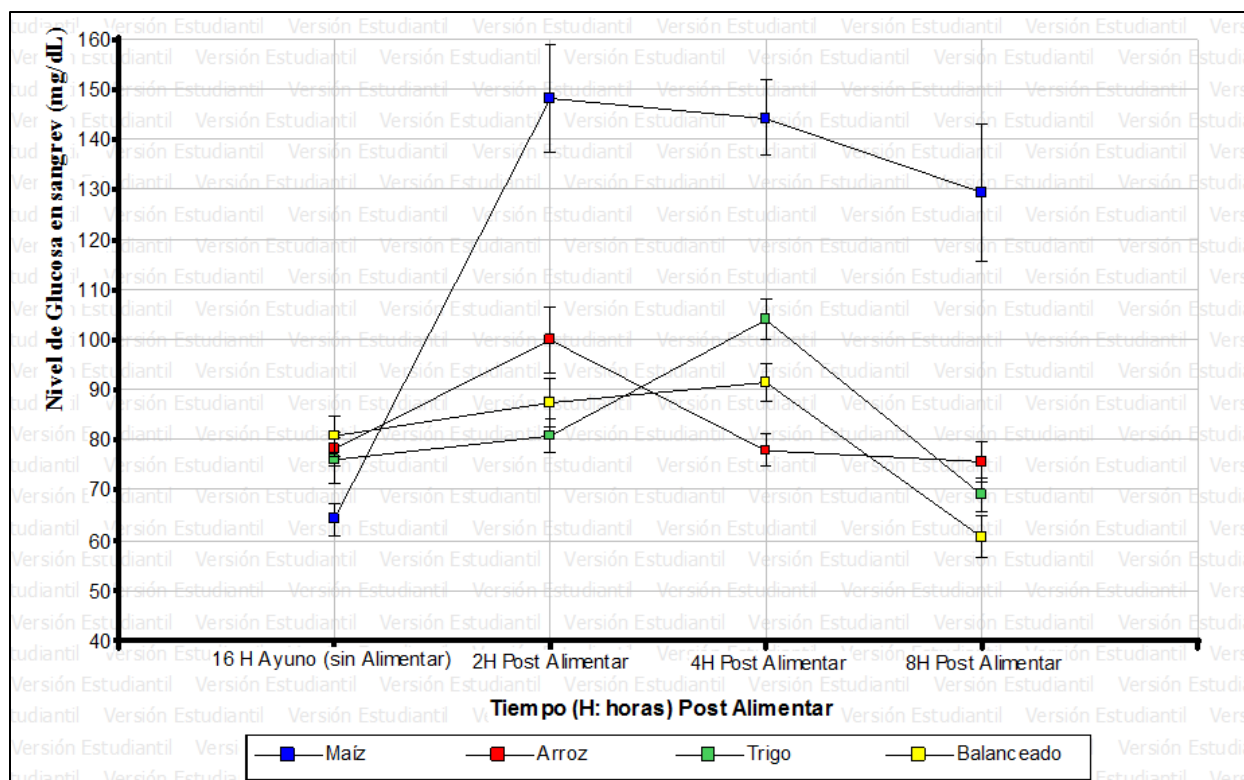


Figura 4. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) en cachamas de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio sometidas a un periodo de ayuno de 16 horas más la condición de haber transcurrido 2, 4 y 8 horas post alimentación con maíz, arroz, trigo y balanceado.

[ir al índice](#)

Tabla 8. Nivel de glucosa en sangre (mg/dL) y peso vivo (g) al momento de tomar la muestra de sangre en peces de cachama de 180 días de vida manejadas en acuarios en condiciones de laboratorio

Factor	Glucosa en sangre (mg/dL)	Peso vivo (g) al momento de la glucometría
Tipo de alimento		
ACB (n=34)	79,59 ± 2,89 ^a [21,18]	75,50 ± 4,17 [32,17]
Pellet de Trigo (n=32)	82,50 ± 2,98 ^a [20,41]	57,84 ± 2,82 [27,63]
Pellet de Arroz (n=33)	82,82 ± 2,73 ^a [18,95]	69,76 ± 3,95 [32,53]
Pellet de Maíz (n=31)	118,55 ± 7,72 ^b [36,27]	61,19 ± 4,16 [37,82]
Tiempo en horas post alimentar		
Sin alimentar: 16 horas de ayuno (n=34)	74,65 ± 2,15 ^a [16,81]	69,06 ± 3,55 [29,97,]
2 horas post-alimentación (n=31)	102,71 ± 5,62 ^b [30,48]	71,81±5,01 [38,83]
4 horas post-alimentación (n=33)	103,64 ± 4,95 ^b [27,42]	59,64 ± 2,76 [26,56]
8 horas post-alimentación (n=32)	81,63 ± 5,69 ^a [39,43]	64,84 ± 4,27 [37,25]
Tratamientos		
T ₁₃ : ACB, en ayuno (n=9)	80,78 ± 4,10 ^{bcde} [15,23]	70,78 ± 7,54 [32,05]
T ₅ : Trigo, en ayuno (n=8)	76,00 ± 4,67 ^{abcd} [17,37]	55,25 ± 5,63 [28,83]
T ₉ : Arroz, en ayuno (n=8)	78,25 ± 3,36 ^{abcde} [12,14]	86,25 ± 7,46 [24,45]
T ₁ : Maíz, en ayuno (n=9)	64,11 ± 3,07 ^{ab} [14,37]	64,33 ± 3,75 [17,45]
T ₁₄ : ACB, 2 horas post-alimentación (n=8)	87,50 ± 4,71 ^{cde} [15,21,]	81,88 ± 10,20 [35,05]
T ₆ : Trigo, 2 horas post-alimentación (n=8)	80,88 ± 3,24 ^{bcde} [11,34]	56,63 ± 3,79 [18,95]
T ₁₀ : Arroz, 2 horas post-alimentación (n=8)	99,88 ± 6,68 ^{def} [18,93]	72,88 ± 7,39 [28,68]
T ₂ : Maíz, 2 horas post-alimentación (n=7)	148,29 ± 10,69 ^g [19,08]	76,43 ± 16,05 [55,57]
T ₁₅ : ACB, 4 horas post-alimentación (n=8)	91,50 ± 3,67 ^{cde} [11,34]	67,88 ± 7,56 [31,51]
T ₇ : Trigo, 4 horas post-alimentación (n=8)	104,00 ± 4,04 ^{ef} [10,98]	56,25 ± 4,08 [20,51]

T ₁₁ : Arroz, 4 horas post-alimentación (n=11)	78,00 ± 3,14 ^{abcd} [12,06]	58,11 ± 5,78 [29,86]
T ₃ : Maíz, 4 horas post-alimentación (n=8)	144,25 ± 7,54 ^g [14,79]	56,50 ± 3,65 [18,30]
T ₁₆ : ACB, 8 horas post-alimentación (n=8)	60,78 ± 4,31 ^a [21,26]	81,33 ± 8,35 [30,82]
T ₈ : Trigo, 8 horas post-alimentación (n=8)	69,13 ± 3,22 ^{abc} [13,18]	63,25 ± 8,54 [38,19]
T ₁₂ : Arroz, 8 horas post-alimentación (n=8)	75,75 ± 4,09 ^{abcd} [15,26]	63,25 ± 8,54 [38,19]
T ₄ : Maíz, 8 horas post-alimentación (n=7)	129,43 ± 13,64 ^{fg} [27,89]	47,29 ± 2,41 [13,47]

Todos los peces se sometieron a un periodo de ayuno de 16 horas. La alimentación previa al experimento fue balanceado comercial (Mojarra 20). Se indica Promedio ± Error estándar y el coeficiente de variación [CV].

5. Discusión

Niveles de glucosa basal en juveniles P. brachypomus

Los niveles basales normales de glucosa en la sangre de los peces varían entre 40 a 90 mg/dL (Rahardjo *et al.*, 2011), en este estudio los juveniles de *P. brachypomus* obtuvieron un valor promedio de glicemia basal con diferentes periodos de ayuno de $65,3 \pm 3,6$ mg/dL. Según datos reportados por la literatura, referentes a los valores de glicemia basal en diferentes especies de animales, se observa que los rumiantes domésticos presentan valores más bajos que muchos mamíferos monogástricos (Eiler, 2004), de igual forma los peces poseen una glicemia basal más baja que otros animales domésticos (Chagas *et al.*, 2007). Según Chagas *et al.*, (2007) algunas especies domésticas como las ovejas, vacas, cabras, el pez tambaqui (*Colossoma macropomun*), así como el rinoceronte (Cornell *et al.*, 1988), es tan en un rango promedio de glicemia basal que varía entre 28 y 44 mg/dL.

En nuestro estudio los valores de glicemia en juveniles de *P. brachypomus* fueron superiores a los reportados por estos estos autores, en aproximadamente 15 mg/dL. Valores similares a los encontrados en esta investigación, se han observado en gatos, perros, caballos y cerdos que obtuvieron un promedio de glicemia basal variando entre 61 y 66 mg/dL (Cornell *et al.*, 1988), a diferencia de los seres humanos, conejos, llamas, focas, ballenas y tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*), que muestran valores promedio de 70 a 90 mg/dL evidenciando que tienen un nivel de glicemia basal por encima de los juveniles de *P. brachypomus*, llegando a superarlos hasta en 15 mg/dL de glucosa (Tabla 09) [ir al índice](#)

Tabla 9. Niveles de glicemia basal en ayunas en distintas especies animales

Espece	Glicemia basal (mg/dL)
Cachama negra (<i>Colossoma macropomum</i>)	40 a 70
Vaca (<i>Bos primigenius taurus</i>)	42 a 75
Cabras (<i>Capra aegagrus hircus</i>)	48 a 76
Ovejas (<i>Ovis orientalis aries</i>)	44 a 81
¹ Cachama blanca (<i>Piaractus brachypomus</i>)	61,7 a 68,9
Tilapia nilotica (<i>Oreochromis niloticus</i>)	70,9 a 82,7
Rinoceronte blanco (<i>Ceratotherium simum</i>)	28 a 140
Perro (<i>Canis lupus familiaris</i>)	62 a 108
Caballo (<i>Equus caballus</i>)	62 a 114
Cerdo (<i>Sus scrofa domesticus</i>)	66 a 116
Gato (<i>Felis catus</i>)	61 a 124
Seres humanos (<i>Homo sapiens</i>)	70 a 130
Llamas (<i>Lama glama</i>)	90 a 114
Ballenas (<i>Balaenidae</i>)	94 a 115
Conejo (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	75 a 155
Focas arpa (<i>Pagophilus groenlandicus</i>)	88 a 218

Fuente: Adaptado de Kahn (2005); Rice y Hall (2007), Cornell *et al.*, (1988), Seal *et al.*, (1976) y

Chagas *et al* (2007). ¹Juveniles de cachama blanca utilizados en este estudio.

Tabla 10. Índice glicémico (IG) y Carga Glicémica (CG) de los pellets de harina de maíz, harina de trigo y harina de arroz utilizados para alimentar los juveniles de *P. brachypomus*.

Alimento	Índice glicémico	Porción (g) x pez	Cantidad 0,61 carbohidratos	Carga glicémica
Maíz	78	1,86	1,38	1,07
Trigo	78	1,60	1,08	0,84
Arroz	70	2,50	1,39	1,75

Niveles de glicemia postprandial a las 2, 4 y 8 horas

El maíz fue el único alimento evaluado que incrementó considerablemente los niveles postprandiales de glicemia en sangre en juveniles de *P. brachypomus*, esto posiblemente explicado por qué este cereal tiene un mayor contenido de carbohidratos (74,2%), mientras que el trigo y el arroz, tienen niveles inferiores de carbohidratos 67,7 y 55,8%, respectivamente (Tabla 5). En la tabla 10 se puede observar que en este estudio la carga glicémica del arroz fue 1,63 veces mayor que la del maíz, sin embargo, la respuesta postprandial mostro que el arroz consigue normalizar la glicemia en sólo 4 horas (78,00 mg/dL), mientras que el maíz en 8 horas aun continua con valores elevados de glicemia (129,43 mg/dL) (tabla 9).

Posiblemente los contenidos de Fibra Detergente Neutro (FDN), del arroz y el maíz, puedan explicar la diferencia en el retorno a la normo glicemia en juveniles de *P. brachypomus* que consumieron estos dos alimentos. Vargas-Rodríguez (2008), encontró que el maíz y el arroz presentan valores de FDN de 43,13 y 58,25% y respectivamente, evidenciando que el arroz posee 15,12% más de FDN que el maíz, principalmente representado por mayores contenidos de celulosa, hemicelulosa y lignina.

Según lo anteriormente expuesto, el maíz al tener menor contenido de fibra, concentra mayor cantidad de carbohidratos no estructurales (almidones), y esto podría extender el tiempo de recuperación de la normo glicemia y un generar un mayor esfuerzo de la hormona insulina para lograr normalizar los niveles de azúcar en sangre.

El maíz además del elevado contenido de almidón tiene sacarosa, glucosa y fructosa, componentes casi inexistentes en los cereales como el arroz y el trigo, estos azúcares simples podrían demorar más el retorno de la normo glicemia en sangre, luego del consumo del maíz USDA (2022).

El arroz y el trigo contienen almidón, el cual puede ser fácilmente degradado por las enzimas amilasas provenientes del jugo pancreático, degradándolo a moléculas de glucosa, que pasan al torrente sanguíneo en dirección al hígado. Al parecer esto ocurre de manera muy eficiente con el trigo y el arroz, mientras que con el maíz parece tomar más tiempo, lo cual hace que la glicemia postprandial no logre estabilizarse, ni siquiera en 8 horas.

Tomando como referencia o normo-glicemia el nivel de glucosa en sangre a las 16 horas de ayuno, el arroz permite que los peces retornen a normo-glicemia a las cuatro horas post alimentación. Los peces alimentados con maíz no alcanzaron normo-glicemia en las ocho horas de seguimiento del presente experimento.

En general, ochos horas post alimentación los peces registraron niveles de glicemia similares a los valores indicados con 16 horas de ayuno sin haber recibido alimento. [ir al índice](#)

6. Conclusiones

El valor promedio de glicemia basal de juveniles de *P. brachypomus* después de diferentes periodos de ayuno (12, 16, 20 y 24 horas) fue de $65,3 \pm 3,6$ mg/dL, no existiendo diferencias según el tiempo de ayuno.

El nivel promedio de glicemia registrado post alimentación con balanceado, trigo y arroz es estadísticamente homogéneo con valores cercanos a 81,6 mg/dL y con el maíz alcanzó valores de 118,5 mg/dL, siendo este alimento el único alimento que elevo casi al doble los niveles de glicemia.

El cereal que retorna más rápidamente los valores de glicemia basal es el arroz, en cuatro horas consigue la normo-glicemia, para el caso del trigo y el alimento balanceado, se requieren ochos horas post alimentación.

7. Recomendaciones

Evaluar niveles de glucosa en intervalos de tiempo de ayuno más amplios; registrar posibles factores incidentes como peso (g) y talla (cm); hora del día, temperatura ambiente y temperatura del agua al momento de tomar la muestra de sangre.

Registrar niveles de azúcar en sangre en periodos más prolongados de ayuno para determinar en qué momento disminuye estos valores.

Registrar niveles de azúcar en sangre en periodos más prolongados post alimentación con maíz para determinar en qué momento retoma normoglicemia

8. Bibliografía

- Ali, M., Nicieza, A., & Wootton, R. J. (2003). Compensatory growth in fishes: a response to growth depression. *Fish and fisheries*, 4(2), 147-190. <https://doi.org/10.1046/j.1467-2979.2003.00120>.
- Aguilar, A. J., Conde-Sieira, M., Polakof, S., Míguez, J. M., & Soengas, J. L. (2010). Central leptin treatment modulates brain glucosensing function and peripheral energy metabolism of rainbow trout. *Peptides*, 31(6), 1044-1054. DOI: 10.1016/j.peptides.2010.02.026. Epub 2010 Mar 7.
- Allers, E., Gómez-Consarnau, L., Pinhassi, J., Gasol, J. M., Šimek, K., & Pernthaler, J. (2007). Response of Alteromonadaceae and Rhodobacteriaceae to glucose and phosphorus manipulation in marine mesocosms. *Environmental microbiology*, 9(10), 2417-2429.
- Benavidez, R. A. (2006). *El arroz su cultivo y sustentabilidad en Entre Ríos* (Vol. 2). Universidad Nacional del Litoral.
- Barroso Sandoval, V. A. (2012). *Evaluación de tres tipos de alimento en el crecimiento preliminar de la "CACHAMA BLANCA" (Piaractus Brachypomus) en la localidad de Santa Clara, Provincia de Pastaza, Ecuador* (Bachelor's thesis) URI: <http://repositorio.uea.edu.ec/xmlui/handle/123456789/63>
- Bolaño Argel, M. C., & Rodríguez Ensuncho, D. A. (2020). Formulación y evaluación de una dieta para cachama blanca (*Piaractus Brachypomus*) con base en materias primas vegetales y sus efectos zootécnicos y económicos
- Blasco Mínguez, J. (1990). *Efecto del ayuno en carpa, "Cyprinus carpio" L., en función de la madurez sexual: movilización de reservas y cambios plasmáticos*. Universitat de Barcelona.

- Boujard, T., & Médale, F. (1994). Regulation of voluntary feed intake in juvenile rainbow trout fed by hand or by self-feeders with diets containing two different protein/energy ratios. *Aquatic Living Resources*, 7(3), 211-215.
- Burdakov, D. (2007). K⁺ channels stimulated by glucose: a new energy-sensing pathway. *Pflügers Archiv-European Journal of Physiology*, 454(1), 19-27.
- Castillo-Losada, E., Cruz-Casallas, P. E., & Medina-Robles, V. M. (2016). Evaluación de la viabilidad de embriones de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) conservados a-14° C en diferentes estadios de desarrollo embrionario. *Archivos de medicina veterinaria*, 48(1), 69-77.
- Cerdá-Reverter, J. M., & Canosa, L. F. (2009). Neuroendocrine systems of the fish brain. *Fish physiology*, 28, 3-74.
- Chavarría Marqués, I. (2017). *Desarrollo de un software para el modelado de los efectos de la hiperglucemia en la actividad bioeléctrica del tejido nervioso del hipocampo* (Doctoral dissertation, Universitat Politècnica de València). <http://hdl.handle.net/10251/85124>.
- Conde-Sieira, M., Aguilar, A. J., López-Patiño, M. A., Míguez, J. M., & Soengas, J. L. (2010). Stress alters food intake and glucosensing response in hypothalamus, hindbrain, liver, and Brockmann bodies of rainbow trout. *Physiology & Behavior*, 101(4), 483-493.
- Conde-Sieira, M., Alvarez, R., López-Patiño, M. A., Míguez, J. M., Flik, G., & Soengas, J. L. (2013). ACTH-stimulated cortisol release from head kidney of rainbow trout is modulated by glucose concentration. *Journal of Experimental Biology*, 216(4), 554-567.
- Craig, S. R., Helfrich, L. A., Kuhn, D., & Schwarz, M. H. (2017). Understanding fish nutrition, feeds, and feeding. http://www.lssu.edu/faculty/gsteinhart/GBS_LSSU/BIOL372.

- Clavijo, L. (2011). Desarrollo de metodología para la determinación de la digestibilidad de materias primas no convencionales en cachama blanca *Piaractus brachyomus*. *Universidad Nacional de Colombia sede Palmira–Facultad de Ciencias Agropecuarias–Coordinación general de Posgrados*.
- Cho, S. H., Lee, S. M., Park, B. H., Ji, S. C., Lee, J., Bae, J., & Oh, S. Y. (2006). Compensatory growth of juvenile olive flounder, *Paralichthys olivaceus* L., and changes in proximate composition and body condition indexes during fasting and after refeeding in summer season. *Journal of the World Aquaculture Society*, 37(2), 168-174. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2006.00023>.
- Cornell, L. H., Duffield, D. S., Joseph, B. E., & Stark, B. (1988). Hematology and serum chemistry values in the beluga (*Delphinapterus leucas*). *Journal of Wildlife Diseases*, 24(2), 220-224.
- Cunningham, J.; Klein, B. 2009. Fisiología Veterinaria, 4ª edición. Editorial Elsevier. Barcelona, España.
- Daza, P. V., & Avila, M. C. C. (2001). Fundamentos de acuicultura continental. *Bogotá: Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura*.
- Dexter, J. E. and Sarkar, A. K. (2004). Dry Milling. In C. Wrigley, H. Corke, and Y. C. Walker (Eds.), *Encyclopedia of Grain Science*. New York, USA: Editorial Elsevier Ltd.
Doi: <https://doi.org/10.29059/cienciauat.v12i2.883>
- Demski, L. S. (1973). Feeding and aggressive behavior evoked by hypothalamic stimulation in a cichlid fish. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 44(3), 685-692. DOI: 10.1016/0300-9629(73)90134-5

- DiAngelo, C. R., & Heath, A. G. (1987). Comparison of in vivo energy metabolism in the brain of rainbow trout, *Salmo gairdneri* and bullhead catfish, *Ictalurus nebulosus* during anoxia. *Comparative Biochemistry and physiology. B, Comparative Biochemistry*, 88(1), 297-303.
- Díaz-Flores, M., Baiza-Gutman, L. A., Ibáñez-Hernández, M. Á., Pascoe-Lira, D., Guzmán-Greenfel, A. M., & Kumate-Rodríguez, J. (2004). Aspectos moleculares del daño tisular inducido por la hiperglucemia crónica. *Gaceta médica de México*, 140(4), 437-448
- Decreto 2256. (1991). [presidencia de Colombia.] Por el cual se reglamenta la Ley 13 de 1990. Bogotá: Ministerio de Agricultura. 4 octubre 1991. D.O. No. 40.079
- Denbow, D. M. (1999). Food intake regulation in birds. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology*, 283(4-5), 333-338.
- Epple, A., & Brinn, J. E. (2012). *The comparative physiology of the pancreatic islets* (Vol. 21). Springer Science & Business Media.
- Eiler H (2004). "Endocrine glands". In Reese WO (Ed.). *Dukes' Physiology of Domestic Animals* (12th ed.). Ithaca, NY: Comstock. pp. 621–69. ISBN 978-0801442384.
- Eroldoğan, O. T., Kumlu, M. E. T. İ. N., Kiris, G. A., & Sezer, B. (2006). Compensatory growth response of *Sparus aurata* following different starvation and refeeding protocols. *Aquaculture Nutrition*, 12(3), 203-210.
- Echevarría, G., Martínez-Bebíá, M., & Zamora, S. (1997). Evolution of biometric indices and plasma metabolites during prolonged starvation in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 118(1), 111-123.

- FAOSTAT (2016), Food and Agriculture Organization of the United Nations Food and Agriculture Organization of the United Nations. Statistics Division. [En línea]. Disponible en: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/E>.
- FAO.1993. El maíz en la nutrición humana. Colección FAO: Alimentación y Nutrición 25
- Furuya, W. (2010) Tablas Brasileiras para a nutrición de Tilapias, Grafica Editora.
- Fernandez, A. M., Hernandez-Garzón, E., Perez-Domper, P., Perez-Alvarez, A., Mederos, S., Matsui, T., & Torres Aleman, I. (2017). Insulin regulates astrocytic glucose handling through cooperation with IGF-I. *Diabetes*, 66(1), 64-74. Doi: 10.2337/db16-0861.
- Foster, G.D., youson, J.H. y Moon, T.W. (1993). Carbohydrate metabolism in the brain of the adult lamprey. *J. Exp. Zool.* (267), 27-32.
- Fracalossi, D. M., & Cyrino, J. E. P. (2013). Nutriaqua: nutrição e alimentação de espécies de interesse para a aquicultura brasileira. *Florianópolis: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática*, 375.
- Gonzales Flores, A., Huanuiri, K., Vasquez, J., Guerra, F., & Fernández-Méndez, C. (2020). Caracterización hematológica de *Astronotus ocellatus* (Cichliformes: Cichlidae): especie de importancia económica en la Amazonía peruana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(2). <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v31i1.17827>
- Gao, W. Protein-sparing capability of dietary lipid in herbivorous and omnivorous freshwater finfish: a comparative case study on grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) and tilapia (*Oreochromis niloticus* × *O. aureus*). *Aquaculture Nutrition* First published: 04 January 2011 <https://doi.org/10.1111/j.1365-2095.2009.00698>.
- Ganong, W.F. (1994). "Fisiología Médica". 13ª Edición. El manual moderno. México. ISBN: 978-0-07-160567-0 pag-720 Editorial Mexicana, Reg. Núm. 736

Glycemic Load Defined». Glycemic Research Institute. Consultado el 8 February 2013.

Gaylord, T. G., Barrows, F. T., Teague, A. M., Johansen, K. A., Overturf, K. E., & Shepherd, B. (2007). Supplementation of taurine and methionine to all-plant protein diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 269(1-4), 514-524.

González, A. (2011). Características de la Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*). Colombia Rev Colom Cienc Pecua vol.20 no.1 Medellín Mar./Jan. 2007

González-Alvarez, R., Ortega-Cuellar, D., Hernández-Mendoza, A., Moreno-Arriola, E., Villaseñor-Mendoza, K., Gálvez-Mariscal, A.,...& Velázquez-Arellano, A. (2009). The hexokinase gene family in the zebrafish: structure, expression, functional and phylogenetic analysis. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 152(2), 189-195.

Gurure, R., Atkinson, J., & Moccia, R. D. (2007). Amino acid composition of Arctic charr, *Salvelinus alpinus* (L.) and the prediction of dietary requirements for essential amino acids. *Aquaculture Nutrition*, 13(4), 266-272.

Hemre, G. I., Sandnes, K., Lie, Ø., & Waagbø, R. (1995). Blood chemistry and organ nutrient composition in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., fed graded amounts of wheat starch. *Aquaculture Nutrition*, 1(1), 37-42.

Hemre, G. I., Mommsen, T. P., & Krogdahl, Å. (2002). Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. *Aquaculture nutrition*, 8(3), 175-194.

Holguín.; Buritica, E (2009). Correlación de los niveles de glicemia con diversas patologías en caninos cachorros y geriátricos presentados a consulta en la clínica de pequeños animales de la universidad de Tolima. *RevCol CiencAnim*; 2(2):44-47.

Jaramillo, C.A., (2021). *Como: el arte de comer bien para estar bien*. Editorial Planeta Colombia S.A. 629 pág.

Javed, M. M., Zahoor, S., Shafaat, S., Mehmooda, I., Gul, A., Rasheed, H., ... & Aftab, M. N. (2012). Wheat bran as a brown gold: Nutritious value and its biotechnological applications. *African Journal of Microbiology Research*, 6(4), 724-733.

Jenkins DJA, Kendall CWC, Augustin LSA, Franceschi S, Hamidi M, Marchie A, Jenkins AL y Axelsen M. (2002). Glycemic index: overview of implications in health and disease. *American Journal of Clinical Nutrition*, 76(Suppl): 266S–273S.

Kalra, S. P., Dube, M. G., Pu, S., Xu, B., Horvath, T. L., & Kalra, P. S. (1999). Interacting appetite-regulating pathways in the hypothalamic regulation of body weight. *Endocrine reviews*, 20(1), 68-100.

Kaushik, S. J., Médale, F., Fauconneau, B., & Blanc, D. (1989). Effect of digestible carbohydrates on protein/energy utilization and on glucose metabolism in rainbow trout (*Salmo gairdneri* R.). *Aquaculture*, 79(1-4), 63-74.

Kahn CM, ed. (2005). *Merck Veterinary Manual* (9th Ed.). Whitehouse Station: Merck & Co. ISBN 978-091191050

Katsube-Tanaka, T., Duldulao, J. B. A., Kimura, Y., Iida, S., Yamaguchi, T., Nakano, J., & Utsumi, S. (2004). The two subfamilies of rice glutelin differ in both primary and higher-order structures. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Proteins and Proteomics*, 1699(1-2), 95-102.

- La Fleur, S. E., Kalsbeek, A., Wortel, J., Fekkes, M. L., & Buijs, R. M. (2001). A daily rhythm in glucose tolerance: a role for the suprachiasmatic nucleus. *Diabetes*, *50*(6), 1237-1243.
Doi: 10.2337/diabetes.50.6.1237
- Leibson, L. G. (1973). Features of the metabolism and its endocrine regulation in fish with different motor activities. *Evol Physiol Biochem*, *8*, 248-253.
- Li, G. G., Liang, X. F., Xie, Q., Li, G., Yu, Y., & Lai, K. (2010). Gene structure, recombinant expression and functional characterization of grass carp leptin. *General and comparative endocrinology*, *166*(1), 117-127.
- Lynch, R. M., Tompkins, L. S., Brooks, H. L., Dunn-Meynell, A. A., & Levin, B. E. (2000). Localization of glucokinase gene expression in the rat brain. *Diabetes*, *49*(5), 693-700.
- MacCormack, T. J., & Driedzic, W. R. (2007). The impact of hypoxia on in vivo glucose uptake in a hypoglycemic fish, *Myoxocephalus scorpius*. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, *292*(2), R1033-R1042.
- Matteri, R. L., Carroll, J. A., & Dyer, C. J. (2000). Neuroendocrine responses to stress. *The biology of animal stress: basic principles and implications for animal welfare*, *43*.
- Marty, N., Dallaporta, M., & Thorens, B. (2007). Brain glucose sensing, counterregulation, and energy homeostasis. *Physiology*, *22*(4), 241-251.
- Mendoza Roldan, M. A. (2012). Estudio histológico del sistema digestivo en diferentes estadios de desarrollo de la cachama blanca (*Piaractus brachypomus*).

- Mobbs, C. V., Isoda, F., Makimura, H., Mastaitis, J., Mizuno, T., Shu, I. W., ... & Yang, X. J. (2005). Impaired glucose signaling as a cause of obesity and the metabolic syndrome: the glucoadipostatic hypothesis. *Physiology & behavior*, 85(1), 3-23.
- Moon, T. W. (2001). Glucose intolerance in teleost fish: fact or fiction?. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 129(2-3), 243-249.
- Mommsen, T. P. (1991). Insulin in fishes and agnathans: history, structure and metabolic regulation. *Rev. Aqua. Sci.*, 4, 225-259.
- Murashita, K., Uji, S., Yamamoto, T., Rønnestad, I., & Kurokawa, T. (2008). Production of recombinant leptin and its effects on food intake in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 150(4), 377-384.
- Murray, R. Bender, D. Botham, k. Kennelly, P. Rodwell, V. Weil, P. 2010. Bioquímica Ilustrada de Haper, 28° Edicion. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Mexico. 700 pp.
- Navarro, I., Rojas, P., Capilla, E., Albalat, A., Castillo, J., Montserrat, N., & Gutiérrez, J. (2002). Insights into insulin and glucagon responses in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 27(3), 205-216.
- Namkung, Y., Skrypnyk, N., Jeong, M. J., Lee, T., Lee, M. S., Kim, H. L., ... & Shin, H. S. (2001). Requirement for the L-type Ca²⁺ channel α 1D subunit in postnatal pancreatic β cell generation. *The Journal of clinical investigation*, 108(7), 1015-1022.
- Rice, C. G., & Hall, B. (2007). Hematologic and biochemical reference intervals for mountain goats (*Oreamnos americanus*): effects of capture conditions. *Northwest Science*, 81(3), 206-214. doi:10.3955/0029-344X-81.3.206. S2CID 56564674.

- Riaño Jimenez (2012) Effect of food deprivation and re-feeding on the hematological and biochemistry variables and composition of white muscle of cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*) during final phase of commercial production system Universidad Nacional de Colombia Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Departamento de ciencias para la producción animal
- Ronner, P. (1991). 2-Deoxyglucose stimulates the release of insulin and somatostatin from the perfused catfish pancreas. *General and comparative endocrinology*, 81(2), 276-283. Endocrinol. Doi: 10.1016/0016-6480(91)90012-u
- Ronner, P., & Scarpa, A. (1987). Secretagogues for pancreatic hormone release in the channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *General and comparative endocrinology*, 65(3), 354-362. Doi: 10.1016/0016-6480(87)90120-1
- Rodríguez, E. M., Blázquez, J. L., Pastor, F. E., Peláez, B., Pena, P., Peruzzo, B., & Amat, P. (2005). Hypothalamic tanycytes: a key component of brain–endocrine interaction. *International review of cytology*, 247, 89-164.
- Rodríguez Velásquez, L. Efecto de la restricción alimenticia sobre el metabolismo energético y el crecimiento en juveniles de cachama blanca *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818). *Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia*.
- Rodríguez, L., & Landines, M. A. (2011). Laboratory evaluation of food restriction on the productive and physiological performance of cachama blanca juveniles *Piaractus brachypomus*. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 58(3), 141-155.
- Obregón, D. A. A. (2006). Limnología aplicada a la acuicultura. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, 7(11), 1-24.

- Okada, Y., Kim, K., Han, B., Pillai, N. E., Ong, R. T. H., Saw, W. Y., ... & Raychaudhuri, S. (2014). Risk for ACPA-positive rheumatoid arthritis is driven by shared HLA amino acid polymorphisms in Asian and European populations. *Human molecular genetics*, 23(25), 6916-6926.
- Plastic Flooring Gatlin III, D. M., Barrows, F. T., Brown, P., Dabrowski, K., Gaylord, T. G., Hardy, R. W.,... & Wurtele, E. (2007). Expanding the utilization of sustainable plant products in aquafeeds: a review. *Aquaculture Research*, 38, 551-579.
- Paliwal, R. L. (2001). *El maíz en los trópicos: mejoramiento y producción* (No. 28). Food & Agriculture Org..URL: <https://www.fao.org/3/x7650s/x7650s00.htm>
- Paliwal, R. L. (2001) c. Usos del maíz. En: Paliwal, R. L.; Granados, G.; Lafitte, H. R.; Violic, A. D. y Marathée, J. P. (Eds.). *El maíz en los trópicos. Mejoramiento y producción. Colección*
- Paliwal, R. L. (2001). *El maíz en los trópicos: mejoramiento y producción* (No. 28). Food & Agriculture Org..
- Peres, H., & Oliva-Teles, A. (2002). Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture*, 205(3-4), 287-299.
- Polakof, S., Ceinos, R. M., Fernández-Durán, B., Míguez, J. M., & Soengas, J. L. (2007). Daily changes in parameters of energy metabolism in brain of rainbow trout: dependence on feeding. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 146(2), 265-273.
- Polakof, S., Míguez, J. M., & Soengas, J. L. (2008). Changes in food intake and glucosensing function of hypothalamus and hindbrain in rainbow trout subjected to hyperglycemic or hypoglycemic conditions. *Journal of Comparative Physiology A*, 194(9), 829-839.

- Polakof, S., Míguez, J.M. y Soengas, J.L. (2008b). Dietary carbohydrates induce changes in glucosensing capacity and food intake in rainbow trout. *Am. J.Physiol. Regul. Integr. Comp. Physiol.* (295), R478–R4789.
- Polakof, S., Míguez, J. M., & Soengas, J. L. (2007). In vitro evidences for glucosensing capacity and mechanisms in hypothalamus, hindbrain, and Brockmann bodies of rainbow trout. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 293(3), R1410-R1420.
- Polakof, S., Panserat, S., Plagnes-Juan, E., & Soengas, J. L. (2008). Altered dietary carbohydrates significantly affect gene expression of the major glucosensing components in Brockmann bodies and hypothalamus of rainbow trout. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 295(4), R1077-R1088.
- Polakof, S., Rodríguez-Alonso, M., & Soengas, J. L. (2009). Immunohistochemical localization of glucokinase in rainbow trout brain. *Comparative biochemistry and physiology. Part A, Molecular & integrative physiology*, 153(3), 352-358.
- Ponce Vila, M. J. (2021). Evaluación del crecimiento y perfil bioquímico de Alevines de *Piaractus Brachypomus* (Cuvier, 1818) alimentados con *Chlorella peruviana* chacón, 1980 en condiciones de laboratorio y seminaturales.
- Rostango, H., S. (2017) Tablas brasileñas para aves y cerdos: composición de alimentos y requerimientos nutricionales Universidad Federal de Visoça (UFV), Departamento de Zootecnia, 488 páginas.
- Schmidt, H., & Wegener, G. (1988). Glycogen phosphorylase in fish brain (*Carassius carassius*) during hipoxia.
- Schwartz, M. W., Woods, S. C., Porte, D., Seeley, R. J., & Baskin, D. G. (2000). Central nervous system control of food intake. *Nature*, 404(6778), 661-671.

- Sierra S, Rincón M, Jaramillo S, García S. (2011) Factores de manejo y calidad de agua que predisponen enfermedades de las escamas de la Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*) en la estación experimental de San José del Nus (Antioquia), Universidad de Antioquia, Facultad de ciencias Agrarias; 2011.
- Sailema Sailema, M. A. (2011). *Desarrollo de una técnica que incremente el contenido de fibra dietética soluble en el salvado de trigo (Triticum spp)* (Bachelor's thesis).URI:<http://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/3263>
- Sephton, D. H., LEE MACPHEE, W. A. N. D. A., & Driedzic, W. R. (1991). Metabolic enzyme activities, oxygen consumption and glucose utilization in sea raven (*Hemitripterus americanus*) erythrocytes. *Journal of experimental biology*, 159(1), 407-418.
- Seino, S., & Miki, T. (2003). Physiological and pathophysiological roles of ATP-sensitive K⁺ channels. *Progress in biophysics and molecular biology*, 81(2), 133-176.
- Sidell, B. D., Stowe, D. B., & Hansen, C. A. (1984). Carbohydrate is the preferred metabolic fuel of the hagfish (*Myxine glutinosa*) heart. *Physiological Zoology*, 57(2), 266-273.
- Soengas, J. L., & Aldegunde, M. (2002). Energy metabolism of fish brain. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 131(3), 271-296.
- Soengas, J. L., & Aldegunde, M. (2004). Brain glucose and insulin: effects on food intake and brain biogenic amines of rainbow trout. *Journal of Comparative Physiology A*, 190(8), 641-649.
- Soengas, J. L., Polakof, S., Chen, X., Sangiao-Alvarellos, S., & Moon, T. W. (2006). Glucokinase and hexokinase expression and activities in rainbow trout tissues: changes

- with food deprivation and refeeding. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 291(3), R810-R821.
- Tavares, L. H. S. (1995). Limnología aplicada a acuicultura. FUNEP. (IIAP, 2006); 2. (Tavares, 1995); 3. (Longoni et al., 2001) Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana
- Tranulis, M. A., Christophersen, B., & Borrebaek, B. (1997). Glucokinase in Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) Brockmann bodies. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 116(3), 367-370.
- USDA (2020) U.S, Department of Agriculture ,Agricultural Research service, food data central search results, flour, corn, yellow, fine meal, enriched, food category: cereal grains and pasta, FDC ID : 790276 NBD number :100251
- Vásquez-Torres, W., Hernández-Arévalo, G., Gutiérrez-Espinosa, M. C., & Yossa, M. I. (2012). Efecto del nivel de proteína dietaria sobre el crecimiento y parámetros séricos en cachama blanca (*Piaractus brachipomus*). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 25(3), 450-461.
- Vásquez-Torres (2020) Evaluación de Los parámetros de química sanguínea son indicadores válidos y útiles para determinar el estado nutricional y de salud de peces cultivados Instituto de Acuicultura de la Universidad de los Llanos, Sede Barcelona, km 12 vía Puerto López, Villavicencio, Meta, Colombia.
- Vásquez-Torres, W. 2004. Principios de la Nutrición aplicada al cultivo de peces. Universidad de los Llanos. Colombia. ISBN 978-958-97289-3-2

- Vásquez, W. Pereira, M. Arias, J. (2011) Exigencia optima de proteína bruta para juveniles de *Piaractus brachypomus*. *Cienc. Rural. Print version ISSN 0120-0690 On line version ISSN 2256-2958* *Rev Colom Cienc Pecuaria* vol.25 no.3 Medellín July/Sept. 2012
- Vásquez-Torres, W., Pereira-Filho, M., & Arias-Castellanos, J. A. (2011). Optimum dietary crude protein requirement for juvenile cachama *Piaractus brachypomus*. *Ciência Rural*, 41(12), 2183-2189.
- Vásquez-Torres, W., Hernández-Arévalo, G., Gutiérrez-Espinosa, M. C., & Yossa, M. I. (2012). Efecto del nivel de proteína dietaria sobre el crecimiento y parámetros séricos en cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 25(3), 450-461.
- Valente, L. M. P., Le Bail, P. Y., Gomes, E. F. S., & Fauconneau, B. (2003). Hormone profile in fast-and slow-growing strains of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) in response to nutritional state. *Aquaculture*, 219(1-4), 829-839.
- Veras, G. C., Salaro, A. L., Zuanon, J. A. S., Carneiro, A. P. S., Campelo, D. A. V., & Murgas, L. D. S. (2010). Growth performance and body composition of giant trahira fingerlings fed diets with different protein and energy levels. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45(9), 1021-1027. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2010000900012>
- Verona, A. Cómo funciona el glucómetro. México: Diabetes bienestar & salud; 201 O. Disponible en: <http://www.diabetesbienestarysalud.com/2010/03/como-funciona-el-glucómetro/>
- Volkoff, H., Unniappan, S., & Kelly, S. P. (2009). The endocrine regulation of food intake. *Fish physiology*, 28, 421-465.

- Volkoff, H., Eykelbosh, A. J., & Peter, R. E. (2003). Role of leptin in the control of feeding of goldfish *Carassius auratus*: interactions with cholecystokinin, neuropeptide Y and orexin A, and modulation by fasting. *Brain research*, 972(1-2), 90-109.
- Von Bertalanffy, L. (1938). A quantitative theory of organic growth (inquiries on growth laws. II). *Human biology*, 10(2), 181-213
- Washburn, B. S., Bruss, M. L., Avery, E. H., & Freedland, R. A. (1992). Effects of estrogen on whole animal and tissue glucose use in female and male rainbow trout. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 263(6), R1241-R1247.
- Wang, T., Hung, C. C., & Randall, D. J. (2006). The comparative physiology of food deprivation: from feast to famine. *Annu. Rev. Physiol.*, 68, 223-251. Doi: 10.1146/annurev.physiol.68.040104.105739
- MacKenzie, D. S., VanPutte, C. M., & Leiner, K. A. (1998). Nutrient regulation of endocrine function in fish. *Aquaculture*, 161(1-4), 3-25. URL: https://www.academia.edu/11708195/Nutrient_regulation_of_endocrine_function_in_fish
- William F. Ganong (1994) *Fisiología Medica* Universidad de California San Francisco impreso por editorial presencia Ltda. Editorial Mexicana, Reg. Núm. 736
- Rahardjo MF, Sjafei DS, Affandi R and Sulistiono 2011 *Ikhtiologi* Jakarta : Lubuk Agung
- Riaño, F. Y. (2011). *Metabolismo energético y crecimiento compensatorio en juveniles de cachama blanca *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818) sometidos a periodos de restricción alimenticia y realimentación durante la fase final de engorde* (Doctoral dissertation, Tesis de Maestría en Ciencias, Producción Animal]. Universidad Nacional de Colombia).

Rice, C. G., & Hall, B. (2007). Hematologic and biochemical reference intervals for mountain goats (*Oreamnos americanus*): effects of capture conditions. *Northwest Science*, 81(3), 206-214.

Rodríguez, L. (2005). Contribución al estudio de la biología de la arawana. *Osteoglossum bicirrhosum. bicirrhosum*.

Trabajo de grado (Zootecnia). Universidad Nacional de Colombia. Bogotá. vol.13, n.1, pp.23-52. ISSN 0120-548X.

Rovainen, C. M. (1970). Glucose production by lamprey meninges. *Science*, 167(3919),889-890.

Zhang, C., Miki, T., Shibasaki, T., Yokokura, M., Saraya, A., & Seino, S. (2006). Identification and characterization of a novel member of the ATP-sensitive K⁺ channel subunit family, Kir6. 3, in zebrafish. *Physiological genomics*, 24(3), 290-297.

9. Anexos

Se realizó el alojamiento de las cachamas de (*Piaractus brachypomus*) en tanques de 250 L, colocado las correspondientes mangueras para el oxígeno, el filtro para mantener al agua en óptimas condiciones (Figura 1).



Figura 1. Alojamiento de los peces en sus respectivos tratamientos

Adquisición de materias primas para la elaboración de los alimentos a suministrar (figura 6)

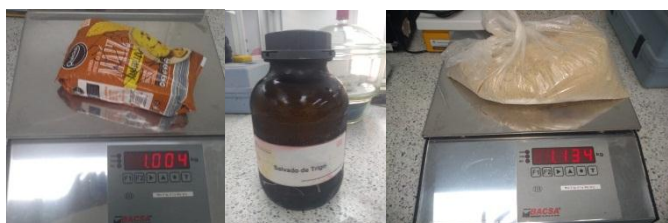


Figura 2. Materias primas (harina de maíz, trigo y arroz)

Se realizó el proceso de fabricación de los alimentos balanceados debido que las materias primas están en harina, los distintos cereales se requerían en pellets (figura 7)



Figura 3. Molienda y fabricación de los pellets

Para poder medir el nivel de glicemia en los peces se tomaban las respectivas muestras de sangre con un glucómetro digital (figura 8)



Figura 4. Glucómetro digital para medir el nivel de glicemia

Se realiza a tomar la muestra después de un periodo de 16 horas, tomándola desde el pedículo caudal (figura 5)



Figura 5. Toma de la muestra para la medición de glicemia

Luego de tomar la muestra los animales ya muestreados, eran alojados en acuarios de vidrios para su recuperación a la manipulación, aplicando sal común (NaCl) para desinfectar, y prevenir posibles ataques de bacterias u hongos en los juveniles de *P. brachypomus* (figura 10).

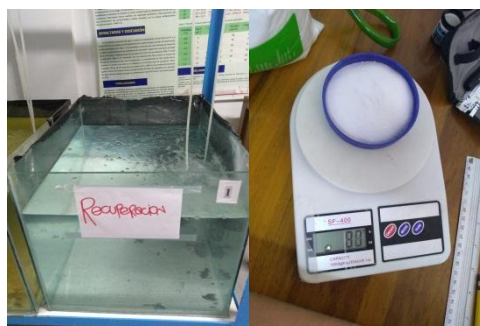


Figura 6. Alojamiento de los peces después de muestreados.