

CULTIVO DE TILAPIA DEL NILO (*Oreochromis niloticus*) CON TECNOLOGÍA *BIOFLOC*

ÁLVARO FRANCO PÉREZ



Trabajo de Fin de Máster en Acuicultura,
Curso 2021/2022, Universidade da Coruña



1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	2
3. TECNOLOGÍA <i>BIOFLOC</i>	2
4. CONTROL DE PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL AGUA	5
4.1 Oxígeno disuelto (OD) y porcentaje de saturación de oxígeno	5
4.2 Temperatura	7
4.3 Compuestos nitrogenados	8
4.3.1 Nitrógeno amoniacal total	8
4.3.2 Nitrito y nitrato	10
4.4 pH y alcalinidad (KH)	11
4.5. Medir VF	13
5. ALIMENTACIÓN	15
6. BIOMETRÍAS	17
7. DESDOBLES	21
8. OBSERVAR <i>BIOFLOC</i> EN EL MICROSCOPIO	22
9. SEXADO	24
10. ELIMINACIÓN DE BAJAS	24
11. <i>FLUSHEAR</i>	25
12. VENTA DE PESCADO	25
13. CONCLUSIONES Y COMENTARIOS FINALES	26
14. AGRADECIMIENTOS	26
ANEXO I: CALENDARIO DE TAREAS	30
ANEXO II: COMPOSICIÓN DEL ALIMENTO	33

1. INTRODUCCIÓN

En esta memoria se expresan los conocimientos adquiridos durante las prácticas del Máster Interuniversitario Gallego en Acuicultura entre el 13 de septiembre de 2021 y el 11 de diciembre de 2021. La actividad se desarrolló en Acuícola Garza Productora y Comercializadora S.A. de C.V., una empresa fundada en 2008, que actualmente se ubica a las afueras del municipio de Tetiz (Mérida, Yucatán, México). Su actividad principal es la producción y comercialización de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus* L., 1758) cultivada con tecnología *biofloc* (BioFloc Technology, BFT), si bien también ofrecen otros servicios como cursos formativos y asesorías.

Durante la realización de las prácticas la empresa mantuvo en funcionamiento 17 tanques. Los de mayor capacidad, para engorde, (T1-T16) son de 113 m³ y el tanque de precría (PC-1) de 75 m³ (este último se utiliza igualmente para engorde). Están contruidos con un armazón metálico y geomembrana. Poseen una base de cemento cónica en cuyo centro se dispone un desagüe que permite el vaciado. Este está conectado a un segundo desagüe, fuera del tanque (Figura 1). Los tanques T1-T16 están alineados en dos filas (los pares a la izquierda y los impares a la derecha) entre los que se disponen áreas de trabajo techadas con una mesa y enchufes. El PC-1 se sitúa detrás del T6.

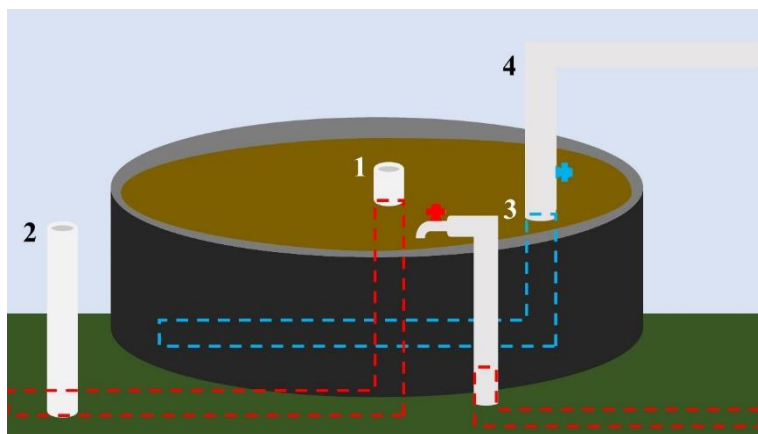


Figura 1. Esquema de un tanque con *biofloc*. El desagüe central y el tapón (1) comunican con un segundo desagüe exterior y su correspondiente tapón (2). Este último permite realizar el *flushéo* (ver epígrafe 11). El desagüe interno facilita las labores de limpieza cuando el tanque está sin peces y con poca agua, arrastrando el lodo y la suciedad hacia el centro. El tanque cuenta con una toma de agua (3) para rellenarlo y a la que se puede acoplar una manguera. (4) Sistema de aireación (mangueras no representadas; ver epígrafe 4.1).

La captación de agua se realiza de un pozo a través de una bomba. Esta se conecta por medio de tuberías a cada uno de los tanques y posee una salida a la que se puede acoplar una manguera.

El resto de las instalaciones son una oficina, un laboratorio, dos bodegas (una para el alimento y otra para el resto de los materiales e insumos) y una sala de procesado. También cuentan con un camión de reparto y un quad.

En los T1-T8, PC-1 y T11-T12 se utiliza la BFT, mientras que, en los restantes, T9-T10 y T12-T16, los peces se mantienen en agua clara. En el T9 se encuentran hembras a las cuales no es rentable engordar, pero no se sacrifican porque, aunque su crecimiento sea más lento en comparación con el de los machos, igualmente se pueden vender. En los tanques de agua clara se encuentran aquellos animales que no interesa que crezcan por tener una talla demasiado elevada (las tilapias de más de 1000 g son más difíciles de comercializar y su engorde no es rentable) y solo se mantienen.

2. OBJETIVOS

Durante la realización del trabajo en Acuícola Garza se pusieron en práctica los conocimientos adquiridos durante la parte teórica del Máster de Acuicultura y aprendí el funcionamiento de la BFT, poco implementada en España. Se plantean dos objetivos:

1. Explicar la BFT y la función e importancia de cada uno de los componentes.
2. Describir los procedimientos y trabajos que se llevan a cabo en Acuícola Garza para el cultivo de tilapia con la BFT.

3. TECNOLOGÍA *BIOFLOC*

La BFT es un sistema intensivo de producción acuícola (en Acuícola Garza se manejan densidades de hasta 40 kg/m³) que surgió durante la década de 1970 en el Ifremer-COP (*Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer, Centre Océanologique du Pacifique*) para el cultivo de diferentes peneidos (*Penaidae* fam.). Durante la década siguiente, el Ifremer y otras instituciones como el WMC (*Waddell Mariculture Center*) llevaron a cabo programas de investigación y desarrollo de esta tecnología, y al final de

la década de 1980 y principios de la del 2000, empezaron las primeras explotaciones comerciales en Tahití, Belice y EUA (Anjalee Devi y Madhusoodana Kurup, 2015). Actualmente, la BFT se ha expandido por Asia y Latinoamérica para el cultivo de diversos peneidos y peces (Jamal *et al.*, 2020).

La BFT se basa en el desarrollo y mantenimiento de partículas coloidales (*-flocs*) asociadas a microorganismos (*bio-*) que permiten:

- A) El control de los compuestos nitrogenados gracias a la producción de proteína microbiana.
- B) La reducción de la tasa de conversión de alimento (*Feed Conversion Ratio*, FCR), gracias al reciclaje de nutrientes no utilizados (provenientes del alimento y de la materia fecal) por los organismos cultivados.
- C) La competencia a poblaciones de patógenos (Avnimelech, 2011; Coelho *et al.*, 2017, Jamal *et al.*, 2020).

Para promover la formación del *biofloc* los recambios son mínimos o nulos por lo que también se ahorra agua (Barman, 2020).

La estructura inerte del *floc* —a lo largo del trabajo me refiero a *floc* como sinónimo de *biofloc*—, se compone de partículas orgánicas, como heces y alimento no consumido, sustentadas por una matriz asociada a bacterias filamentosas como *Microthrix* spp., y en menor medida, al mucílago producido por microalgas y rotíferos (Monroy *et al.*, 2013), y fuerzas electrostáticas.

En cuanto a la parte viva, los flóculos poseen una sucesión de comunidades de microorganismos (Avnimelech, 2011):

Cuando se inicia una producción de *biofloc*, los primeros organismos en aparecer son las bacterias y las levaduras. Al principio, se pueden detectar bacterias patógenas como aeromonas y vibrios, que finalmente son desplazadas por bacterias heterotróficas como *Sphingomonas* spp., *Pseudomonas* spp. y *Bacillus* spp. (Monroy *et al.*, 2013; Barman, 2020). Estas secretan exoenzimas y polímeros que generan un ambiente hostil a bacterias patógenas. Destaca el poli-β-hidroxibutirato (PHB), un exo-polisacárido con efecto probiótico similar al de los ácidos orgánicos que puede representar hasta un 16 % de la materia seca del *biofloc* (Monroy *et al.*, 2013; Barman, 2020; Semwal *et al.*, 2021). Sin embargo, el papel más importante de las bacterias heterotróficas en los sistemas con BFT,

es la eliminación del nitrógeno amoniacal total (Total Ammonia Nitrogen, TAN), tema que se desarrolla en el epígrafe 4.3.1.

Aproximadamente a las cuatro semanas (Avnimelech, 2011) aparecen bacterias nitrificantes, amonio-oxidantes y nitrito-oxidantes, (*Nitrosomonas* spp., *Nitrosococcus* spp. y *Nitrobacter* spp., *Nitrospira* spp., respectivamente, entre otros géneros), las cuales degradan amonio y nitrito, y levaduras (como *Rhodotorula* spp.).

Posteriormente, se establecen comunidades de microalgas clorófitas y diatomeas, que igualmente consumen compuestos nitrogenados además de producir oxígeno a través de la fotosíntesis. De manera muy general, cuando se observa agua de color verde predominan las microalgas (lo cual es frecuente en sistemas abiertos o si el *floc* está poco desarrollado), mientras que, si el agua es marrón (Figura 1), lo hacen las bacterias (Barman, 2020). La proliferación bacteriana inhibe el desarrollo microalgal por competencia de nutrientes, ensombrecimiento y por el efecto lítico de enzimas bacterianas sobre la membrana de las microalgas (Bioaquafloc, 2018).

Por último, aparece el zooplancton, cuyas comunidades a su vez, consumen microalgas y bacterias. El zooplancton incluye ciliados, rotíferos, nemátodos y copépodos (Monroy *et al.*, 2013; Semwal *et al.*, 2021). El proceso de maduración de *biofloc* (se considera maduro cuando el volumen del *floc*, VF, es al menos 5 ml/L) dura entre 30 y 50 días (Coehlo *et al.*, 2017), por lo que, una vez establecido, no es necesario ni es operativo iniciar desde cero, si no que se inocula *biofloc* procedente de otro tanque (ver epígrafe 8).

Además, como el sistema de producción en Acuícola Garza es abierto, los tanques cuentan con una comunidad de macroinvertebrados como larvas de quironómidos y coleópteros acuáticos —observación personal—.

El *floc* es consumido de manera pasiva por las tilapias gracias a que son detritívoras y pueden alimentarse por filtración en la columna de agua (Avnimelech, 2011). Es una fuente de alimento natural, que está disponible de manera constante, y que se forma a partir del reciclaje de nutrientes provenientes del alimento comercial, reduciendo los costes de alimentación y el FCR (Barman, 2020).

El porcentaje de proteína (en peso seco) del *biofloc* varía entre el 25 y el 50 y contiene entre 0,5 y 1,5 % de grasa; es una fuente de vitamina C y minerales, especialmente fósforo, aminoácidos libres y carotenoides (asociados fundamentalmente a las

comunidades microalgales). Sin embargo, puede ser pobre en ácidos grasos insaturados y aminoácidos esenciales como arginina, lisina y metionina (Ekasari *et al.*, 2014; Semwal *et al.*, 2021).

La harina de *biofloc* ha sido utilizada de manera experimental, también en Acuícola Garza, como sustituto de la harina de pescado y soja, sin embargo, es poco probable que reemplace a las tradicionales porque la cantidad disponible es limitada y el coste-beneficio de su producción no ha sido demostrado (Barman, 2020). En Acuícola Garza se obtiene sedimentando el *floc* y posteriormente secándolo al sol.

4. CONTROL DE PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL AGUA

4.1 Oxígeno disuelto (OD) y porcentaje de saturación de oxígeno

Diariamente, a las 8:00, a las 12:00, a las 16:00 y a las 20:00, se mide el OD, el porcentaje de saturación de oxígeno y la temperatura con un oxímetro con termómetro (YSI Pro 20, Xylem, Ohio, EUA) cuyo sensor se sumerge hasta la mitad de la profundidad del tanque aproximadamente (por ser la zona de natación habitual de las tilapias); la medición es automática. Durante la realización de las prácticas, a partir de diciembre, el sensor de OD y saturación dejó de funcionar, por lo que solo se pudo registrar la temperatura.

La tilapia del Nilo es una especie altamente resistente a niveles bajos de OD, aunque si este es menor a 3-4 mg/L y la saturación menor al 60 %, disminuye la tasa de crecimiento, aumenta la conversión de alimento y produce letargia e inapetencia (Nicovita, 2007; Semwal *et al.*, 2021). En Acuícola Garza, por debajo de este límite de OD, no se suministra alimento comercial hasta no registrar valores superiores.

Algunos factores que disminuyen el OD son la descomposición de materia orgánica (por pienso no consumido, heces, peces muertos, etc.), la densidad de cultivo elevada (en este caso procede realizar un desdoble), las condiciones ambientales de baja iluminación en las que no se favorece la fotosíntesis (Nicovita, 2007), o la obstrucción del sistema de aireación. En la granja, solamente en días extremadamente nublados el OD se situó por debajo de 4,0 mg/L (casos aislados).

En los sistemas *biofloc* el consumo de oxígeno es elevado por la gran cantidad de biomasa de peces y por el consumo de los microorganismos que integran el *floc* (Avnimelech, 2011). Además, los *flocs* deben estar en suspensión continuamente para evitar su sedimentación y evitar la formación de zonas anaeróbicas en las que se pueda liberar ácido sulfhídrico, metano y amonio; altamente tóxicos (Barman, 2020).

En las instalaciones de Acuícola Garza se suministra una fuente artificial de aireación para mantener niveles adecuados de OD y agitación. Dependiendo del tipo de sistema de cultivo (*biofloc* o agua clara) se utilizan diferentes sistemas de aireación.

En los tanques con *biofloc* se utilizan mangueras porosas distribuidas en el fondo de los tanques con unos lastres que evitan su flotación. Para promover una oxigenación homogénea en todo el tanque, las mangueras se colocan perpendicularmente a la izquierda y la derecha de un tubo principal que ocupa prácticamente todo el diámetro del tanque (Figura 1). A través de este sistema se hace circular aire a presión proveniente de un compresor (Kaeser Compresores de México S. de R.L. de C.V., Querétaro, México). Este compresor utiliza energía eléctrica por lo que frente a cortes en el suministro se cuenta con un sistema de emergencia consistente en un motor de gasolina el cual debe encenderse de forma manual, lo que obliga a que siempre deba existir supervisión en la instalación.

Es necesario revisar periódicamente el sistema de aireación para evitar la obstrucción de las mangueras por el propio *biofloc* y por la cal, lo que provoca menos burbujas de mayor tamaño, las cuales restan eficiencia a la aireación (para un mismo volumen de aire, las burbujas grandes tienen menor superficie que las pequeñas, y cuanto más superficie, mayor área de transferencia de oxígeno al agua). En caso de que las mangueras estén obstruidas, deben limpiarse o sustituirse. Además, para aumentar la aireación de los tanques, en situaciones críticas, se usan aireadores tipo *splash* (agitador de agua). Los *splash* pueden, a largo plazo, disgregar los *flocs*, por lo que es preferible una aireación que no produzca tanta turbulencia, como la que proporcionan las mangueras (Lara *et al.*, 2017). Igualmente, los *splash* requieren mantenimiento para evitar que se acumulen restos que obstruyan la malla que protege las hélices del motor. El mantenimiento se realiza cuando se observa una reducción considerable en el nivel de agitación que produce el *splash*.

Para los tanques de agua clara, el sistema de aireación consiste en *splash* o aireadores de paletas, si bien estos últimos son menos recomendables pues pueden dañar físicamente a

los peces; en particular a los de menor talla (teniendo en cuenta que en los tanques de agua clara se ubican las tilapias que han alcanzado la talla comercial máxima; de 1000 g en adelante). En general, los tanques con agua clara tienen niveles de OD y saturación de oxígeno más elevados que los tanques con *biofloc*, debido a una mayor proliferación de microalgas —no obstante, durante la noche o en condiciones de poca iluminación pueden reducirse— y a que el sistema de aireación produce una agitación mayor (Tabla 1).

4.2 Temperatura

La temperatura del agua se registra con el termómetro que tiene incorporado el oxímetro con la misma frecuencia que se mide el OD y la saturación de oxígeno. La temperatura ideal para el crecimiento de la tilapia en *biofloc* fluctúa entre 28 y 30 ° C; por debajo de 20 ° C, se podrían ver afectadas las comunidades bacterianas (Semwal *et al.*, 2021). En Acuícola Garza, fuera de ese rango, no se alimenta. La temperatura durante el periodo de prácticas se mantuvo dentro o cercana al rango óptimo para la especie (Tabla 1).

En las instalaciones de Acuícola Garza, al ser un sistema abierto, no se puede controlar directamente la temperatura. Sin embargo, en días especialmente calurosos se puede aumentar la presión del compresor para mezclar el agua superficial, más caliente y con menos oxígeno, con la más profunda. Este efecto es más patente en los tanques con agua clara, debido a que al tener instalados *splash*, que producen mayor agitación, la temperatura del agua es menor y más homogénea (Tabla 1).

	Tanques con BFT			Tanques con agua clara		
	OD (mg/L)	SAT (%)	T (° C)	OD	SAT (%)	T (° C)
8:00	5,1	70,9	29,6	4,7	60,8	28,5
12:00	5,6	76,1	31,0	8,5	112,9	30,1
16:00	4,6	63,0	32,2	7,9	107,6	31,5
20:00	4,4	57,4	31,7	4,5	59,5	30,4
Promedio	4,9	66,8	31,1	6,4	85,2	30,1

Tabla 1. Cuadro comparativo de los valores medios de OD, saturación de oxígeno (SAT) y temperatura (T) de los tanques con BFT y los de agua clara, en diferentes horas del día durante el periodo de realización

de las prácticas (los datos de OD y SAT se calcularon en base a las mediciones recogidas mientras el oxímetro estuvo operativo).

4.3 Compuestos nitrogenados

En los tanques con *biofloc*, dos o tres veces por semana se mide la concentración de TAN, de nitrito (NO_2^-) y de nitrato (NO_3^-) con test colorimétricos para acuarismo de diferentes marcas comerciales (API, Azoo, Marina...) dependiendo de la disponibilidad de los proveedores. Durante el periodo de realización de las prácticas no se pudo registrar la concentración de nitratos debido a que la empresa no contaba con ese test. En el caso del TAN y el nitrito, los reactivos consumidos se desechan a un contenedor especial para productos tóxicos y son eliminados en la Universidad Autónoma de Yucatán (UADY).

En los tanques con agua clara no se realizan mediciones y la eliminación de los compuestos nitrogenados se realiza a través de cambios de agua del 50 %. Estos se realizan cada 2 o 3 días (o de manera más precisa cuando se mide una turbidez menor a 20-30 cm con un disco de Secchi; no se suele utilizar el disco, sino que se asume que cada 2-3 días es necesario hacer un recambio). Si bien parte de estos compuestos son eliminados a través de las microalgas, que proliferan debido a que los tanques reciben luz solar directa, estos tienden a acumularse.

En los sistemas *biofloc*, hay pocos o ningún recambio del agua (solo se rellenan los tanques para contrarrestar las pérdidas por evaporación), por lo que, la eliminación de los compuestos nitrogenados se realiza directamente en el propio sistema. A continuación, se describen los procesos y técnicas utilizados para la eliminación de los compuestos nitrogenados en tanques con BFT.

4.3.1 Nitrógeno amoniacal total

En los sistemas *biofloc* se producen elevadas cantidades de TAN, que, de no eliminarse, alcanzarían niveles tóxicos. Su concentración debe ser menor a 0,5-1 mg/L (Avnimelech, 2011; Semwal *et al.*, 2021). El principal *input* de TAN es el alimento, pues los peces teleósteos excretan entre el 50 y el 70 % del nitrógeno presente en su dieta en forma de TAN (Pérez *et al.*, 2016). Para su eliminación, en los sistemas *biofloc*, se promueve la proliferación de organismos heterotróficos (fundamentalmente bacterias) los cuales transforman el TAN en biomasa utilizando el carbono como “fuente de energía”

(Avnimelech, 1999). Por cada gramo de TAN utilizado por las bacterias heterotróficas, 4,71 g de OD, 3,57 g de alcalinidad (CaCO_3) y 15,17 g de carbohidratos son consumidos; y 8,07 g de biomasa microbiana y 9,65 g de CO_2 son producidos (Furtado *et al.*, 2011).

Como la cantidad de nitrógeno es elevada, el carbono es un factor limitante para el crecimiento bacteriano (Semwal *et al.*, 2021), por lo cual, puede ser necesario añadir una fuente externa (“fertilizar”) de este nutriente (alternativamente se puede reducir la cantidad de alimento y, por ende, la de nitrógeno). Es necesario que el sistema tenga una relación carbono:nitrógeno (C:N) que asegure el máximo crecimiento de dichas bacterias.

Para ello, se utilizan productos ricos en mono- y oligo-sacáridos (normalmente en forma de melazas o salvados) los cuales son asimilados fácilmente por bacterias heterotróficas, reduciendo de manera consecuyente la concentración de TAN (Coehlo *et al.*, 2017). Los salvados ofrecen un sustrato físico sobre el que se establece el *biofloc*. Sin embargo, una vez se cuenta con un sistema maduro, el alimento no consumido y las heces de los peces cumplen esta función, por lo que es más habitual utilizar melaza.

La relación C:N varía entre 12-20:1 durante la fase de iniciación, y para la fase de mantenimiento se usa una relación 6:1. La relación C:N 12-20:1 favorece el crecimiento de bacterias heterotróficas. Por debajo de una relación 12:1 se estimula el crecimiento de comunidades de organismos quimiosintéticos como bacterias nitrificantes y cuando la relación es 6:1 proliferan organismos autotróficos (Pérez *et al.*, 2016; Semwal *et al.*, 2021).

En Acuícola Garza se trabaja con una relación C:N 12:1 y se usa melaza o salvado de arroz como fuentes de carbono si la concentración del TAN es igual o superior a 1 mg/L. Durante el periodo en el que se desarrollaron las prácticas lo más habitual fue registrar concentraciones de 0 mg/L de TAN.

Existen diferentes cálculos para estimar la cantidad de carbono que hace falta agregar al sistema para mantener cierta relación C:N (Avnimelech, 1999; Pérez *et al.*, 2016; Coehlo *et al.*, 2017; Semwal *et al.*, 2021).

En particular, en Acuícola Garza, la cantidad de carbono se calcula a través del porcentaje de proteína del pienso, asumiendo que las proteínas contienen un 16 % de nitrógeno y que las tilapias excretan el 57,6 % de ese nitrógeno. Hay que tener en cuenta que el alimento también es una fuente de carbono. La relación C:N del alimento se muestra en

la Tabla 2. Por ejemplo, un pienso con 30 % de proteína, tiene una relación C:N 10:1, por lo que, para obtener una relación final C:N 12:1 solo habría que aportar 2 veces más de carbono que de nitrógeno (12:1–10:1).

En Acuícola Garza, por ejemplo, 1000 g del pienso de 3,5 mm, el cual contiene 30 % de proteína (16 % es nitrógeno), aportan 48 g de nitrógeno, del que se excretan 27,7 g. Para mantener una relación 12:1, se necesitarían 55,4 g de carbono ($27,7 \text{ g} \times 2$). Esa cantidad es aportada por 139,7 g de melaza, asumiendo que esta contiene un 40 % de carbono en peso seco (Pérez *et al.*, 2016). Para el salvado se emplea el mismo razonamiento, teniendo en cuenta que este contiene aproximadamente un 43 % de carbono (Hou *et al.*, 2019).

En cambio, para los tanques que reciben pienso de 5,5 mm, el cual contiene un 25 % de proteína, no sería necesario añadir fuentes de carbono para controlar el TAN cuando se trabaja con una relación C:N 12:1 (pues la relación C:N del alimento ya es adecuada).

Porcentaje de proteína en el alimento	Relación C:N
45	4:1
40	6:1
35	8:1
30	10:1
25	12:1

Tabla 2. Relación C:N en proporción del porcentaje de proteína del alimento. Los datos fueron obtenidos de diferentes fuentes bibliográficas (sin especificar) por parte de la empresa.

Es recomendable distribuir la melaza o el salvado alrededor del tanque para facilitar que se homogenice en toda la columna de agua. Igualmente, hay que tener en cuenta que añadir melaza puede disminuir el pH (el pH de las melazas es cercano a 5 de acuerdo con Pérez *et al.*, 2016) hasta niveles inhibitorios para el crecimiento bacteriano. Además, si la alcalinidad del tanque es baja, es aconsejable dosificar la melaza en varios días (ver epígrafe 4.4).

4.3.2 Nitrito y nitrato

En los sistemas *biofloc*, la proliferación de bacterias heterotróficas implica la conversión del TAN en proteína microbiana sin que el amonio sea oxidado a nitrito y nitrato. Sin embargo, promover la proliferación de estas bacterias es una medida paliativa, pues el consumo de estas por el zooplancton produce un incremento de TAN al excretarse

nuevamente nitrógeno. Por lo tanto, puede ser necesario realizar nuevas fertilizaciones hasta que las poblaciones de organismos nitrificantes, de crecimiento más lento, puedan hacer frente a la mayor cantidad de nitrógeno disponible (Silva da *et al.*, 2013).

A lo largo del ciclo productivo, el nitrito y el nitrato, en especial este último, tienden a acumularse en el sistema (Semwal *et al.*, 2021) de ahí que, finalmente, su eliminación completa depende de los procesos autotróficos de nitrificación (se estima que entre el 25 y el 50 % del nitrógeno del alimento es eliminado a través de estos procesos y no por bacterias heterotróficas según Barman, 2020). Para favorecer el crecimiento de las comunidades de organismos autotróficos se puede reducir la relación C:N a 6:1.

Sin embargo, durante la realización de las prácticas la concentración de nitrito fue, salvo contadas excepciones, 0 mg/L en todos los tanques. En caso de detectar nitritos en el agua, en vez de reducir la relación C:N del sistema, lo cual obligaría consecuentemente a reducir la cantidad de alimento, se opta por realizar un recambio parcial de agua. Durante esta operación se pierde *floc*, aunque generalmente se recupera sin que existan posteriormente picos de TAN ni otros compuestos nitrogenados. Y si es el caso, se fertiliza con melaza.

4.4 pH y alcalinidad (KH)

Con la misma frecuencia con la que se miden los compuestos nitrogenados, se realizan controles de pH por colorimetría con test de acuarismo (diferentes marcas). Los reactivos consumidos son eliminados en la UADY.

Además, cada dos semanas se mide con un espectrofotómetro (YSI EcoSense 9500, Xylem, Ohio, EUA) la alcalinidad (KH): la capacidad del agua de mantener un pH constante en respuesta a la adición de ácidos o bases (con este espectrofotómetro también se puede medir con mayor exactitud la concentración de los compuestos nitrogenados. Sin embargo, durante las prácticas, no se utilizó con este propósito).

La alcalinidad de los sistemas *biofloc* tiende a disminuir por la adición continua de ácidos provenientes, sobre todo, de la actividad bacteriana (Barman, 2020), y por la gran cantidad de CO₂ producido por las altas densidades de cultivo (Furtado *et al.*, 2011). Por lo tanto, pueden sufrir cambios bruscos de pH, que, en general, tiende a disminuir. Esto inhibe los procesos de nitrificación y asimilación de nitrógeno por las bacterias heterotróficas (Semwal *et al.*, 2021). En algunas ocasiones, el pH puede aumentar

provocando que el equilibrio amonio/amoniaco se desplace hacia la forma NH_3 , altamente tóxica para los peces. Su concentración no debe superar 0,1 mg/L (Nicovita, 2007).

Cuando la alcalinidad es demasiado baja, menor a 60 mg CaCO_3/L , se pueden producir mayores fluctuaciones del pH. En general, se intenta mantener por encima de 100 ppm (mg CaCO_3/L), y de manera ideal alrededor de 250 ppm, y un pH entre 7,5 y 8,0 dentro de la zona de confort de la tilapia y para el crecimiento bacteriano (Martins *et al.*, 2017; Semwal *et al.*, 2021). Cuando el pH se encuentra fuera de ese rango, es necesario adicionar álcalis como bicarbonato de sodio (NaHCO_3), carbonato de sodio (Na_2CO_3) o hidróxido de calcio ($\text{Ca}(\text{OH})_2$), los cuales provocan un aumento de la alcalinidad, y consecuentemente, neutralizan el pH ácido (Martins *et al.*, 2017).

La siguiente ecuación, utilizada en Acuícola Garza y cuyos datos proceden de “La Alcalinidad, y cómo controlarla” (2019), permite calcular la cantidad de bicarbonato de sodio (en gramos) necesaria para aumentar la alcalinidad 10 ppm en 1 m³ de agua:

$$\text{Cantidad de NaHCO}_3 = (\text{Alcalinidad}_{\text{final}} - \text{Alcalinidad}_{\text{actual}}) \times \text{Volumen} \times 1,73^1$$

Por ejemplo, en un tanque de 113 m³ para subir la alcalinidad hasta 250 ppm, habiendo registrado una alcalinidad de 186 ppm con el espectrofotómetro, serían necesarios aproximadamente 12500 g de NaHCO_3 . Esta cantidad se reparte a lo largo de varios días para evitar cambios bruscos de la alcalinidad. El bicarbonato se disuelve antes en agua y se reparte alrededor de todo el tanque. Hay que tener en cuenta que tanto el Ca^{2+} como el Na^{2+} favorecen la adhesión de partículas al *biofloc*, aumentando su densidad y favoreciendo su sedimentación (Martins *et al.*, 2017), por lo que es recomendable hacer un seguimiento frecuente del VF.

Se suele usar el bicarbonato porque a diferencia de otros álcalis no interfiere tanto con el pH (Wojtowicz, 2004). Para subir 10 mg/L de alcalinidad, el pH aumenta: 0,017 con el bicarbonato, 0,32 con el carbonato y 0,60 con el hidróxido de calcio. Es decir, el aumento

¹ De acuerdo con Skinner y Hales (1995) y Wojtowicz (2004), 0,14 libras (63,5 g) de NaHCO_3 aumentan la alcalinidad 10 ppm en un volumen de 1.000 galones (3.785,4 L), por lo que la constante es $\approx 1,68$. Cuando se usa Na_2CO_3 se necesitan 0,09 libras (40,8 g); la constante es $\approx 1,08$ (Skinner y Hales, 1995). Martins *et al.* (2017) dosifica los álcalis en función de la cantidad de alimento. Considero que sería importante revisar las fuentes de donde se obtuvieron los datos para calcular la cantidad de álcali, así como tener en cuenta el volumen real de los tanques (no se llenan en su totalidad) y las posibles impurezas del álcali utilizado.

de pH se puede calcular a través de la siguiente ecuación utilizada en Acuícola Garza y cuyos datos proceden de “La Alcalinidad, y cómo controlarla” (2019):

$$\text{Aumento de pH} = [(\text{Alcalinidad}_{\text{final}} - \text{Alcalinidad}_{\text{actual}})/10] \times \text{Constante de pH}$$

Usando el ejemplo anterior, el pH aumentaría 0,1088.

4.5. Medir VF

Se realiza cada 2 o 3 días. Se usan conos Imhoff de 1 L (fotografía de la portada), los cuales se sumergen hasta la mitad de la profundidad del tanque (de manera aproximada). Se lleva la muestra al laboratorio para dejarla sedimentar al menos 30 minutos en oscuridad, para evitar que el fototropismo positivo que presentan algunos de los organismos que conforman el *biofloc* distorsione la medida. Es recomendable intentar que los conos queden totalmente en posición vertical para que el material se sedimente de manera homogénea en todo el ancho del cono.

El VF debe estar entre 5-20 ml/L para alevines y 30-50 mL/L en juveniles y tilapias adultas (Semwal *et al.*, 2021). Durante el periodo de realización de las prácticas en Acuícola Garza, independientemente del estado de desarrollo de los peces (alevines, juveniles o adultos), se intentó mantener un VF entre 30-40 mL/L. Cuando el VF es demasiado elevado se reduce el OD, se eleva la concentración de los compuestos nitrogenados derivados de la descomposición de materia orgánica, anulando los efectos positivos del *biofloc* (Pérez *et al.*, 2016). En situaciones extremas, el exceso de *biofloc* puede llegar a obstruir las branquias de las tilapias. Por lo tanto, es necesario medir con frecuencia el VF.

Cuando el VF se encuentra por encima del estándar establecido por la empresa, es necesario clarificar el agua o bien hacer un recambio parcial (Figura 2). Es preferible clarificar el agua a realizar recambios, pues se elimina el exceso de *floc* sin perder agua. Para clarificar el agua se utiliza un sedimentador casero consistente en un depósito que se llena con agua del tanque a través de una bomba. Para reducir la presión que genera la bomba de agua, la manguera que la conecta con el depósito tiene agujeros por los que escapa el agua (estos agujeros apuntan hacia el tanque). El depósito cuenta con un rebosadero en la parte superior que devuelve el agua más superficial, clarificada, de nuevo al tanque. A lo largo de varias horas en funcionamiento logra reducir el VF de todo el

tanque. Posteriormente, se abre una llave en la parte inferior del depósito por donde sale el material sedimentado. El clarificador también se usó dejando reposar el agua durante la noche para que se sedimentase el *floc*. Luego se abre la llave de la parte inferior y se devuelve el sobrenadante, agua clarificada, al tanque con la bomba.

También puede ocurrir la situación contraria, el VF puede no ser suficiente (Figura 3). Esto puede suceder porque el tanque es nuevo, porque los peces consumen *floc* debido a la falta de alimento comercial (durante periodos de desabastecimiento), por cambios drásticos de las condiciones ambientales, etc. Si el VF es escaso pueden acumularse compuestos nitrogenados potencialmente tóxicos. Cuando esto sucede, se pasa *floc* de otro tanque con una bomba, o de manera más habitual se “fertiliza” el agua con melaza o salvado para acelerar el proceso. La cantidad de melaza o salvado se calcula a partir del razonamiento descrito para reducir el TAN (epígrafe 4.3.1). Lo más adecuado en este caso es usar salvado, pues ofrece una superficie física sobre la que se constituye el *floc*. Sin embargo, durante la mayor parte del periodo de prácticas (exceptuando las últimas semanas) en Acuícola Garza no se disponía de salvado y se utilizó melaza.

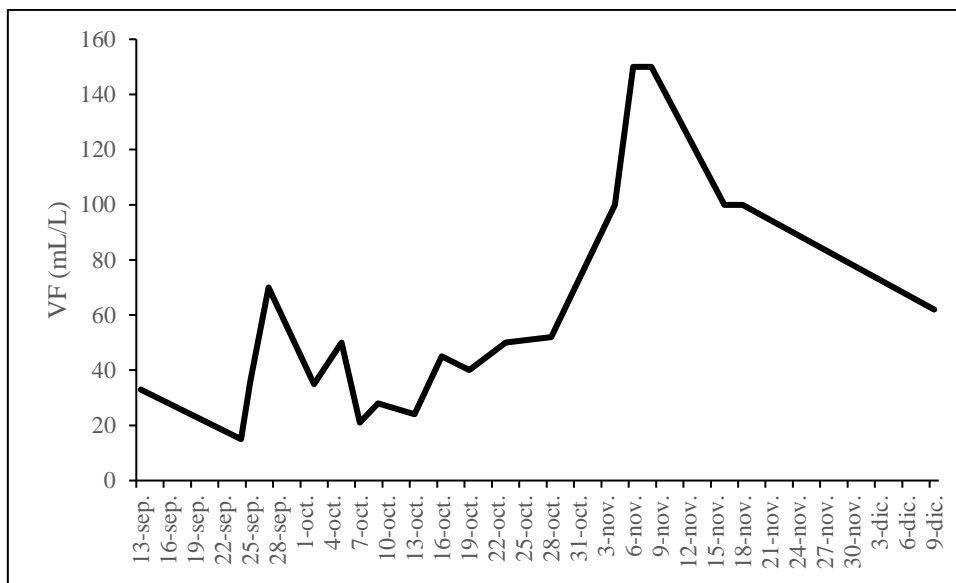


Figura 2. Evolución del VF del T1 a lo largo del periodo de realización de las prácticas. Durante el mes de noviembre el VF se elevó por encima de los niveles deseables y fue necesario clarificar el agua en múltiples ocasiones, aunque al final, se optó por realizar cambios de agua, pues el VF era demasiado alto.

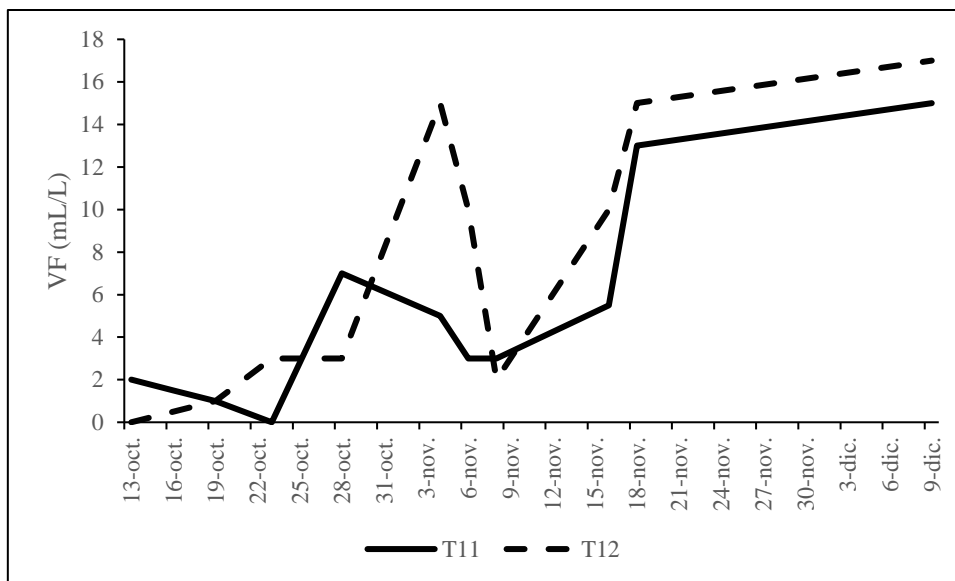


Figura 3. Evolución del VF del T11 y T12 desde su llenado hasta la finalización de las prácticas. Durante los primeros días el *floc* presente en estos tanques procedía del T10. Como pasados unos cuantos días se observó que el VF seguía siendo demasiado bajo se “fertilizó” el agua con melaza. Esto aumentó de manera puntual el VF. No obstante, al cabo de unas semanas el VF se redujo de nuevo y se optó por utilizar salvado de arroz, con lo que, al final, se consiguió estabilizar el VF.

5. ALIMENTACIÓN

Se alimenta diariamente a los peces, según su peso varía la cantidad, la granulometría y el número de tomas de pienso de acuerdo con lo establecido en la Tabla 3.

<i>Pellet</i> (mm)	Peso del pez (g)	Consumo/día	Tomas/día
1,5	5-30	15 % de la biomasa*	6-8
3,5	100-250	4,80 g/pez	3
5,5	250-500	6,22 g/pez	1
5,5	> 500	1,50 % de la biomasa**	1

Tabla 3. Tabla de alimentación utilizada durante la realización de las prácticas. El número de tomas del alimento de 1,5 mm varía en función de la época del año: en invierno, cuando la temperatura es menor, los alevines reciben 6 tomas, mientras que en épocas más calurosas reciben 8. Los datos fueron aportados por el proveedor del alimento. *El proveedor especifica que el consumo diario para los peces entre 5 y 30 g es 1,19 g/pez, pero en Acuícola Garza no se sigue esta pauta si no que se aporta el 15 % de la biomasa (g) del tanque. **Durante la última semana de prácticas se decidió que a las tilapias de 500 g o más, en vez de recibir la ración de 6,22 g de alimento/día recomendada por el fabricante, se les suministraría el 1,50 % de la biomasa (g). De esta forma se buscó ralentizar el crecimiento (no se vendía la cantidad esperada y el pescado de mayor talla es más caro) y reducir costes.

El T9, donde están las hembras, no se alimenta con pienso. Las hembras tienen menor tasa de crecimiento y menor FCR que los machos (Nicovita, 2007). Alimentarlas artificialmente no es rentable.

En la granja se utilizan *pellets* extruidos flotantes WINFISH-ZEIGLER (PRONUA S.A. de C.V., Jalisco, México). La composición del pienso puede consultarse en el Anexo II. Al pienso de engorde, el de 3,5 y 5,5 mm se le añade tierra de diatomeas a razón de 10 g/kg de alimento. La tierra de diatomeas es un material poroso y de pH ácido que favorece la colonización por comunidades bacterianas acidófilas mejorando la absorción de compuestos nitrogenados, el aumento de zooplancton y de la producción final (observaciones realizadas en Acuícola Garza y por Celdrán, 2021). Para homogeneizar el pienso con la tierra de diatomeas se usa una pequeña cantidad de agua del tanque y se mezcla manualmente con la pala con la que este se reparte. De esta forma, la tierra de diatomeas se adhiere a la superficie del *pellet*. Sin embargo, cuando el alimento cae al agua parte de la tierra de diatomeas se separa del *pellet*, quedando suspendida en la columna de agua, y otra parte, que no se adhiere de manera adecuada, se disipa en el aire y cae fuera del tanque.

Al *pellet* de 1,5 mm, destinado a los alevines (durante los días que estuve de baja médica, se sembraron alevines), se le añadió, de manera experimental, 2 g/kg de diferentes suplementos con el objetivo de comprobar si estos tenían algún efecto sobre el crecimiento. En los tanques en los que se sembraron alevines: T3, T7 y T8, se añadieron probióticos (Sanolife PRO-F, Inve Aquaculture, Bélgica), ácidos orgánicos y tierra de diatomeas (se desconoce la procedencia de estos dos últimos insumos) respectivamente. En mi opinión, hubiera sido interesante establecer un tanque como grupo control, en el que se alimentase sin ningún suplemento. A la fecha de finalización de las prácticas el experimento no había concluido dado que estaba diseñado para durar 30 días.

El pienso se esparce alrededor del tanque y se observa si es consumido rápidamente. En caso de que el alimento quede flotando y no se consuma (debido a condiciones subóptimas del medio, enfermedad, tras un desdoble o un muestreo, etc.) se opta por no seguir alimentando y evitar la pérdida innecesaria del mismo.

Durante los tres días anteriores y los tres días posteriores a diferentes “desafíos” (desdobles, biometrías, condiciones subóptimas de cultivo, cambios atmosféricos bruscos etc.), es decir, situaciones en las que se prevé que los peces pueden sufrir estrés, se

adicionan 20 g/kg de alimento de sal común (cloruro de sodio, NaCl). Se ha comprobado que la adición de sal en el pienso mejora de forma general la recuperación después de situaciones de estrés (Kubitza, 2016a, b).

Durante el periodo de realización de las prácticas, la empresa se enfrentó en varias ocasiones a la falta de alimento, si bien los peces consumen *biofloc*, por lo que no se produce un ayuno completo. Una vez que se vuelve a abastecer, el alimento se suministraba a saciedad durante todas las tomas del día siguiente.

En las primeras semanas de prácticas, solía haber un excedente de pienso de 5,5 mm y escasez del de 3,5 mm por lo que se optaba por usar un molinillo manual para reducir el tamaño del *pellet*. Sin embargo, el resultado era un alimento con una consistencia en polvo, demasiado pequeño para que fuera consumido por los peces, por lo que dejó de realizarse esta tarea.

6. BIOMETRÍAS

Cada dos semanas aproximadamente se realizan muestreos del peso de los peces. En la práctica no fue posible mantener esta planificación y las biometrías se llevaban a cabo dependiendo del resto de tareas y en función del personal disponible, ya que por lo menos se necesitan dos personas (idealmente tres o más).

Mientras una lanza la atarraya (Figuras 4 y 5) para sacar los peces (a los que se somete a un ayuno 24 horas antes de la biometría), que son colocados en una caja con orificios, otra pesa los peces individualmente en una balanza (normalmente dentro de un cubo, tarado, para evitar que “salten” fuera del platillo de la balanza). Esa misma persona o una tercera, en su caso, registra el peso. Los peces que han sido pesados se colocan en otra caja o en una tina con agua (normalmente cuando se manejan peces grandes; por encima de 500-600 g) antes de ser devueltos al tanque.

Hay que señalar que, aunque la anestesia es una práctica habitual durante las biometrías para reducir el estrés (Navarro *et al.*, 2016) y en la empresa se usó anteriormente aceite de clavo, debido al desabastecimiento del insumo y a que el manejo es relativamente rápido no se aplica ningún tipo de anestesia.

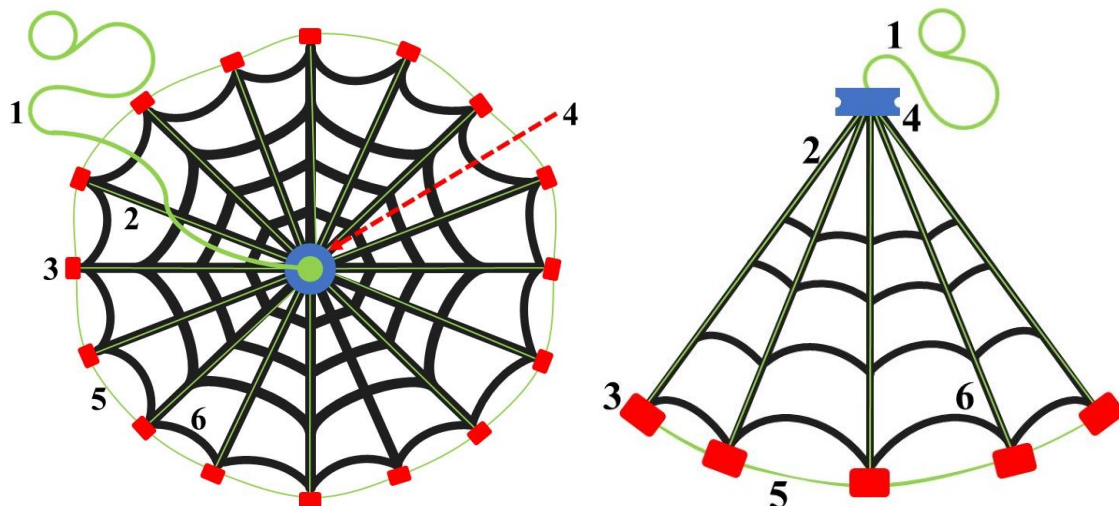


Figura 4. Esquema de una atarraya extendida vista desde arriba (*izquierda*) y vista en vertical (*derecha*). 1. Soga que permite recuperar la atarraya una vez ha sido lanzada al agua. Esta se divide en múltiples hilos (2) que están unidos a los plomos (3) y que atraviesan el anillo central (4). Los plomos se unen entre sí con otro hilo (5) que bordea todo el exterior de la red (6). La red está enganchada en el anillo central. Al lanzar la atarraya los plomos se hunden y al tirar de la soga (1), los hilos con la que esta se conecta (2) cierran la red quedando los peces atrapados. De esta forma, cuando se tira del anillo hacia arriba, los plomos se retraen pudiendo liberar la captura.

Para coger peces es recomendable usar guantes para proteger las manos de los primeros radios de la aleta dorsal, los cuales pueden clavarse en la piel con facilidad. Además, los guantes no dañan tanto el mucus y proporcionan más agarre. Para los animales más grandes se pueden usar ambas manos. Las tilapias se cogen sosteniéndolas ventralmente justo por detrás del opérculo y ejerciendo presión con los dedos sobre el cuerpo (cuanto más grande el animal, mayor presión). También es recomendable taparles los ojos. Así se provoca su inmovilización y se evitan los movimientos del cuerpo y los coletazos, o que se resbalen y se caigan. Alternativamente, las tilapias de mayor tamaño se pueden agarrar introduciendo un dedo por la cavidad oral hasta el opérculo. En mi opinión, este es un método más agresivo ya que podrían producirse traumatismos en las branquias.

Cuando se trabaja con cajas, los peces quedan fuera del agua y la devolución se realiza con la mayor frecuencia posible. En el caso de que se coloquen en una tina con agua tampoco se suele esperar hasta el final de la biometría para devolverlos al tanque, para evitar que se asfixien por falta de OD al estar confinados en agua estancada. Si en la tina se observa que algún animal pierde el equilibrio, se intenta reanimarlo abriéndole la boca y los opérculos y moviéndolo adelante y atrás en la superficie para forzar que el agua más

oxigenada llegue a las branquias; la mayoría de las veces se recuperan bien en la tina o una vez que han sido devueltos al tanque. En ningún caso se registró un aumento repentino de bajas tras realizar una biometría.

En cada biometría se muestrean, al menos, 100 peces. Para obtener un valor medio, calculado a través de la media aritmética, no se tienen en cuenta los peces cuyo peso se aleje de manera excesiva de la media de todos los datos; la selección de estos se hace al tanteo. Cuando se registra una variabilidad considerable de los datos, a criterio del encargado, se programa un desdoble (ver epígrafe 7). Una vez obtenido el peso medio, se calcula la biomasa del tanque multiplicando el número de peces por el peso promedio de esos peces. El número de peces es un dato conocido pues existe un registro del número de alevines que se siembran inicialmente en el tanque, así como las bajas, los desdobles anteriores y las ventas que afectan a ese tanque. Con la biomasa se ajusta la cantidad y el número de tomas de alimento (ver epígrafe 5).

Además, las biometrías sirven para evaluar el estado externo de los peces, detectar posibles retrasos del crecimiento, enfermedades, o malformaciones, siendo frecuentes las deformaciones de mandíbula, como pude observar. Igualmente, es habitual que durante las biometrías se detecten hembras (ver epígrafe 9), que son trasladadas al T9. Aunque el cultivo es monosexual (se cultivan machos) el proceso de reversión sexual llevado a cabo por el laboratorio no es 100 % eficaz.

Durante la realización de las prácticas participé en la creación nuevas hojas de cálculo estandarizadas, en Excel, para registrar datos de las biometrías, los desdobles, las bajas y la cantidad de alimento de cada uno de los tanques. De esta forma, se estableció un registro electrónico unificado que complementa al manuscrito, lo que permitió una mayor organización y facilidad de obtener datos. Aun así, no se abandonó el registro manual en libretas y bitácoras. Las primeras para el registro de datos de la empresa, y las bitácoras dirigidas a los inspectores del Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Yucatán (CESAY), los cuales exigen un control de la mortalidad, la temperatura, el OD, etc. Las inspecciones del CESAY son aproximadamente cada dos meses.



Figura 5. Secuencia de cómo se lanza la atarraya. La sog que permite recuperar la atarraya, una vez dentro del agua, se enrolla en la muñeca de la mano no dominante —en mi caso la derecha— (se aprecia mejor en la fotografía C). Con esa mano se agarra la red colocada en vertical y con los plomos hacia abajo, aproximadamente a $\frac{3}{4}$ de su longitud. Con la otra mano, se engancha el extremo con plomos entre los dientes (o también se puede colocar sobre el hombro) y la parte que cuelga de la red se va colocando sobre el antebrazo (fotografía A). Cuando se ha colocado la atarraya en esta posición, se lanza girando el cuerpo de izquierda a derecha, con el antebrazo por delante y ligeramente extendido (este sirve para “guiar” la dirección del lanzamiento), intentando tirarla con un ángulo de 45° que permita que caiga más lejos (fotografía B). Hay que coordinar soltar la atarraya de la boca y del brazo derecho al mismo tiempo. Si se ha lanzado correctamente, la atarraya debe caer completamente abierta sobre la superficie del agua. Se espera unos segundos a que se hunda (unos 5; si se deja que se hunda completamente puede engancharse con el sistema de aireación y puede ser necesario meterse en el tanque para liberarla). A continuación se recupera tirando de la sog; esta cierra la atarraya, quedando los peces atrapados. Para soltarlos se sujeta la cuerda con una mano y se tira hacia arriba del anillo (fotografía C).

7. DESDOBLES

Se realizan para separar a los peces según su tamaño y de esta forma evitar que los peces de menor tamaño compitan por el alimento con los más grandes, promoviendo así un crecimiento uniforme (Obirikorang *et al.*, 2020). Además, realizando desdobles se agrupan en un mismo tanque a peces de tamaño similar, lo que posibilita que no sea necesario pesar a los animales de manera individual cuando se realiza una venta (teniendo en cuenta que el precio varía en función del peso), lo cual agiliza la operación. Sin embargo, durante las prácticas, debido a que existía demasiada heterogeneidad, sí fue necesario pesar individualmente cada pez.

El procedimiento del desdoble es similar al que se realiza durante las biometrías (se atarraya y los peces se mantienen en cajas con orificios) con la diferencia de que en este caso se realiza un baño de sal (30 ppm, se usa un refractómetro para medir la salinidad para comprobar la salinidad) de un minuto antes de pesar a los peces, pues se ha comprobado su eficacia para combatir la respuesta de estrés por manejo (Kubitza, 2016a, b). Se pesa agua en cubetas y se llena una tina con 60 litros de agua (60 kg); a continuación, se añaden 1,8 kg de sal. Según el peso, los peces se dividen en diferentes tanques. Igualmente, si se detectan hembras se llevan al T9.

A lo largo de las prácticas se varió la logística de los desdobles, cambiando el vehículo y la ruta a través de la granja para el transporte de los peces, las tareas que se asignan a cada participante y la dinámica general de la operación; con el fin de mantener a los peces fuera del agua el menor tiempo posible. Dichos cambios se produjeron porque durante el desdoble del T3 al T13 y T14, se produjo un aumento considerable de bajas, el cual se atribuyó a muerte por asfixia.

Evidentemente, la biomasa que se retira de un tanque y que se lleva a otro debe tenerse en cuenta para calcular la cantidad de alimento. En este sentido, estandarizar los registros en Excel facilitó los cálculos.

En caso de que el nuevo tanque haya estado vacío durante los días previos al desdoble se limpia manualmente con escobas, haraganes (jaladores en México) o palas para eliminar restos de heces, *floc*, ramas, hojas y otros desechos. Posteriormente, estos restos se eliminan por el desagüe central (Figura 1), o los más voluminosos, como ramas grandes,

se extraen del tanque. Una vez que el tanque está limpio se llena y se añade lejía (hipoclorito de sodio, NaClO) como profiláctico, a razón de 15 mL/L, teniendo en cuenta que el tanque se llena aproximadamente hasta el 80 % de su capacidad. Antes de introducir a los peces o inocular *biofloc* es necesario que se evapore el cloro; se activa el sistema de aireación del tanque para acelerar el proceso. En ocasiones en las que el tratamiento con lejía y el desdoble se hacen muy seguidos puede ser necesario medir la concentración de cloro. Se usa un kit colorimétrico (012-003-A-001, Panda Pool Products, EUA).

8. OBSERVAR *BIOFLOC* EN EL MICROSCOPIO

Se realiza en un microscopio (Velab VE-B0, EUA) de manera rutinaria, aproximadamente cada dos semanas. Además, esta tarea también se realiza antes de poner a funcionar un nuevo tanque con BFT, pues este ha de ser inoculado con *biofloc* maduro procedente de otro tanque (la cantidad inoculada varía entre el 20 y el 30 % del volumen de agua). Por lo tanto, es necesario conocer su calidad.

Para ello se obtienen muestras de los conos Imhoff (aprovechando para también medir el VF), y una vez que se ha sedimentado el material, se descarta la parte líquida y se abre el tapón para permitir la salida del *floc*. Este se deposita en un pequeño recipiente para muestras. Con un cuentagotas se añaden 1-2 gotas de agua limpia a la muestra, y posteriormente, se coloca, con el mismo cuentagotas, cierta cantidad de la suspensión en un portaobjetos. Se realizan tres réplicas por cada tanque (Figura 6). Si la muestra está demasiado concentrada y no es posible visualizar individualmente el *biofloc*, se diluye añadiendo más agua limpia con el cuentagotas. Al no saber exactamente la concentración de la muestra las observaciones deben ser cualitativas y no cuantitativas.

Para determinar su calidad se valoran diferentes aspectos como el tamaño, la diversidad del plancton (fito- y zoo-) y posibles parásitos asociados. El tamaño del *biofloc* es un parámetro a considerar, pues, aunque son retenidos por las tilapias independientemente de su tamaño, los más grandes ($> 100 \mu\text{m}$) poseen un perfil de aminoácidos esenciales más adecuado para esta especie, mayor contenido de proteína y permiten una mayor absorción de nitrógeno (Ekasari *et al.*, 2014).

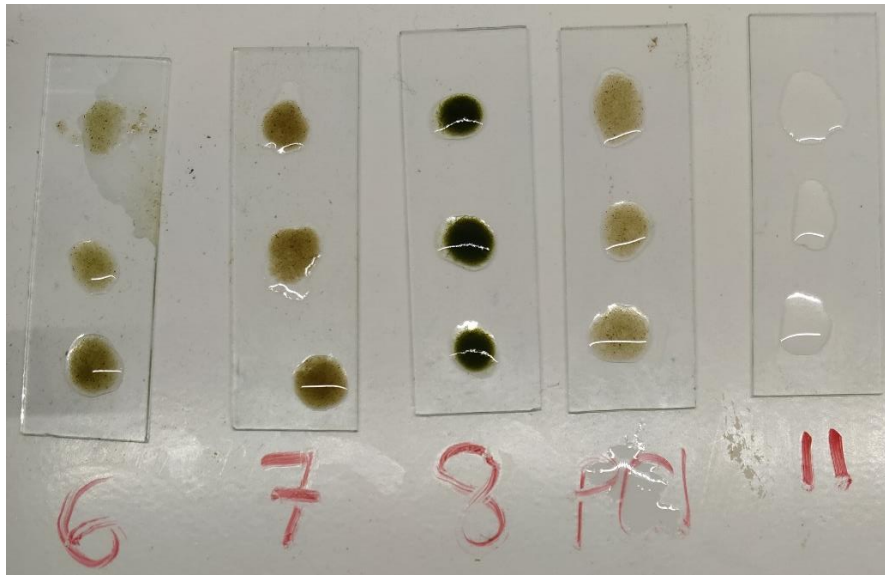


Figura 6. Portaobjetos con muestras de *biofloc* correspondientes a los tanques 6, 7, 8, PC-1 y 11 preparadas para ser observadas en el microscopio. En la muestra del T11, puede apreciarse a simple vista cómo no contiene apenas *floc*, pues este tanque acababa de llenarse e inocularse (con agua procedente del T10) cuando se realizó la fotografía.

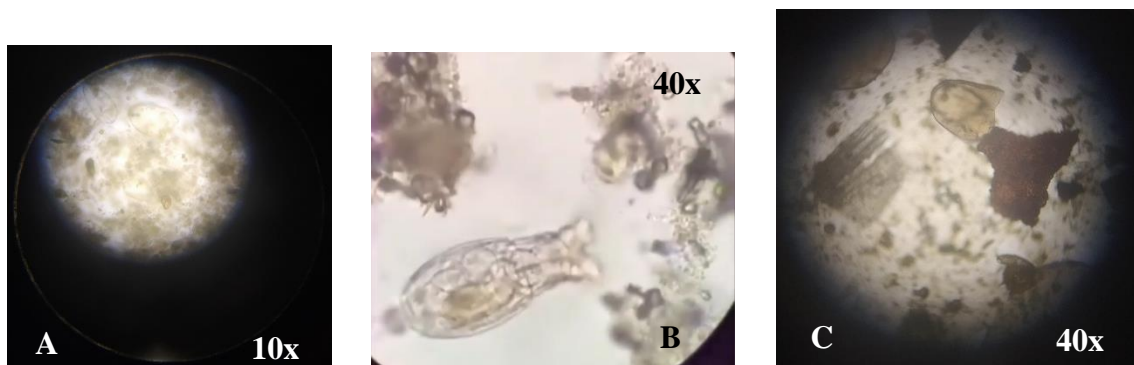


Figura 7. Fotografías del *biofloc* en el microscopio. **A.** Se observa un *floc* estructuralmente correcto (no está excesivamente disgregado) con un predominio de comunidades microalgales. **B.** Rotífero: indicador de que el *floc* es funcional. **C.** *Floc* muy disgregado con exceso de materia orgánica; la muestra procede del T1, antes de clarificar el agua (finalmente se realizaron recambios).

La evaluación de la diversidad del plancton se realiza visualmente pudiendo reconocer grandes grupos taxonómicos, no siendo posible una identificación a nivel de especie. Se pueden encontrar rotíferos, pulgas de agua, nemátodos, amebas, etc. (Figura 7). Interesa detectar su presencia pues son indicadores de un *floc* funcionalmente completo al estar en el nivel más elevado de la cadena trófica del *biofloc*.

9. SEXADO

En Acuícola Garza no se realiza de manera rutinaria, pero durante las biometrías y los desdobles (de manera no intencional) se detectan hembras. El sexado se realiza de forma manual observando el orificio urogenital de los peces a partir de 100-150 gramos. Los machos poseen un orificio urogenital más alargado con la parte posterior terminada en punta. El de las hembras es más o menos circular y se puede apreciar una línea horizontal (de unos pocos milímetros) correspondiente al oviducto. La presencia de huevos en la cavidad oral permite identificar hembras, ya que las tilapias del Nilo son incubadores bucales. A veces, es posible observar alevines en los tanques. Además, las hembras suelen ser de menor tamaño, aunque no es posible determinar el sexo en base solo a este carácter.

10. ELIMINACIÓN DE BAJAS

Se realiza manualmente con una red siempre que se observen animales muertos, que normalmente flotan. Los peces se retiran de manera inmediata y se depositan en la parte posterior de la granja alejados de los tanques. Las bajas se registran para poder descontar la biomasa perdida (multiplicando el número de peces muertos por el peso medio de los peces del tanque al que pertenecían) y calcular correctamente la cantidad de alimento. La mayoría de las bajas, según mi criterio, se pueden atribuir a que los peces son depredados por garzas ya que no todos los tanques cuentan con una red anti-aves.

Cuando se introdujeron alevines sí se produjeron mortalidades elevadas, que se atribuyeron a una temperatura del agua demasiado baja. El informe del CESAY reveló la presencia de parásitos como *Trichodina* spp., *Apiosoma* spp. o *Cichlidogyrus* spp., pero debido a su baja abundancia y prevalencia determinaron que no suponían un peligro para la salud de los alevines.

A parte del expuesto anteriormente, el único otro episodio en el que hubo un aumento de bajas considerable fue durante el desdoble del T3 al T13 y T14. En este caso, se atribuyó a muerte por asfixia.

11. FLUSHEAR

Consiste en abrir el desagüe (levantar el tapón) exterior (Figura 1) para eliminar el material sedimentado en el fondo y de este modo limpiar de manera rápida el exceso de materia orgánica y lodo, que se acumula. El tapón se vuelve a colocar una vez que el agua sale “limpia”, sin lodo. Esta tarea se realiza una vez al día en cada uno de los tanques con BFT.

12. VENTA DE PESCADO

En Acuícola Garza se vende pescado a minoristas y a mayoristas, a pie de granja o a través de un servicio de reparto con un camión; normalmente dentro del Estado de Yucatán. El despesque se realiza con una atarraya y el pescado se pesa de manera individual, ya que el precio de venta depende del peso y hay demasiada variabilidad dentro de un mismo tanque. El pescado seleccionado se almacena en cajas, o en bolsas de pienso si es poca cantidad. El que no es seleccionado, se devuelve al tanque. El sacrificio se realiza por asfixia. Si el cliente lo solicita, el pescado se limpia en la propia granja: el proceso se realiza de forma manual con un cuchillo retirando las escamas, las vísceras y las branquias.

Para ventas de cantidades mayores, el pescado se almacena en cajas con hielo (que se compra en el pueblo de Tetiz y se transporta en el quad o en el camión hasta la granja) y el sacrificio se produce por choque térmico. Durante las primeras semanas de prácticas se llevaba a cabo en una tabla al aire libre, lo que planteaba problemas de higiene. Con posterioridad, se diseñó una sala de procesado con una mesa con agua corriente y dos congeladores; al terminar las prácticas todavía seguía en construcción.

El pescado limpio que se vende a través del servicio de reparto se lava con agua para eliminar restos del procesado y se almacena en cajas con hielo. La caja del camión se desinfecta con lejía, y las cajas del pescado y la atarraya se lavan con agua después de cada uso.

13. CONCLUSIONES Y COMENTARIOS FINALES

Durante estas prácticas he aprendido el funcionamiento del cultivo de la tilapia del Nilo con la BFT y todo lo que ello implica: el control de los compuestos nitrogenados agregando carbono, el control del pH, la importancia de medir el VF, o cómo y porqué es necesario hacer biometrías y desdobles rutinarios. Además, he aplicado algunos de los conocimientos adquiridos durante la parte teórica del máster a una situación real, especialmente, los referidos al control de los parámetros fisicoquímicos del agua de cultivo.

Por otra parte, he podido constatar lo relevante que resulta realizar una correcta planificación de las tareas y trabajos, y del suministro del alimento e insumos para optimizar el funcionamiento de la producción.

Igualmente, hubo algunos problemas con la escasez de materiales, insumos y personal. Sin embargo, el principal problema que observé es que había pocas ventas y de poca cantidad. No había suficientes ingresos, pero los gastos (alimento, luz, personal...) seguían acumulándose. Hubiera sido interesante centrar los esfuerzos de Acuícola Garza en conseguir nuevos clientes que demandasen grandes cantidades de pescado. El aspecto más positivo de todo, es que aprendí a valorar más las cosas, y que con esfuerzo y dedicación se puede sacar el trabajo adelante aun cuando no se cuenta con todos los medios.

14. AGRADECIMIENTOS

Quiero felicitar a la Dra. Adriana Ferreira da Silva por concederme la oportunidad de aprender sobre la BFT y transmitirme sus conocimientos a lo largo de estos meses. Igualmente, debo hacer una mención especial para Cristy Cano, que junto con el Dr. Carlos Pereira Dopazo, posibilitó el convenio de colaboración entre la Universidade da Coruña y Acuícola Garza, además de estar siempre apoyándome de manera profesional y personal. Por último, he de agradecer al resto del equipo: Narzeli Negroe, Alejandra Mendoza, Alejandra España, Jaime Cruz, Michi, Pierre y Lupita, por mostrarse siempre alegres, incluso en los momentos más complicados, y contagiarme su felicidad y optimismo haciendo más llevadero el trabajo.

BIBLIOGRAFÍA

Anjalee Devi, C. y Madhusoodana Kurup, B. (2015). Biofloc Technology: An Overview and its application in animal food industry. *International Journal of Fisheries and Aquaculture Sciences*. 5(1); 1-20.

Avnimelech, Y. (1999). Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*. 176; 227-235.

Avnimelech, Y. (2011). Tilapia production using biofloc technology, saving water, waste recycling improves economics. *Global Aquaculture Advocate*. 66-68.

Avnimelech Y. (2014). Conos Imhoff utilizados para medir el volumen de *biofloc* en los tanques [Fotografía]. En Avnimelech Y., *Biofloc Technology – A Practical Guidebook*. World Aquaculture Society (WAS), 2014.

Barman, D. (2020). Biofloc Based Fish Farming (BFT): A New Approach For Employment Generation & Sustainable Aquaculture in India. *Aquaculture Europe*. 45(2); 14-17.

Bioaquafloc. (2018). ¿Qué es Aquamimicry?. Consultado el 06/11/2021. Disponible en: <https://www.bioaquafloc.com/aquamimicry/que-es-aquamimicry/>

Celdrán, D. (2021). Uso de tierra de diatomeas en acuicultura simbiótica. *Panorama Acuicola Magazine*. Consultado el 28/11/2021. Disponible en: <https://panoramaacuicola.com/2021/08/25/uso-de-tierra-de-diatomeas-en-acuicultura-simbiotica/>

Coehlo, M.G.; Martínez-Córdova, L.R.; Martínez-Porchas, M. y Miranda-Baeza, A. (2017). Biofloc Technology (BFT): A Tool for Water Quality Management in Aquaculture en H. Tutu (Ed.), *Water Quality*. Capítulo 5; 91-109. <http://dx.doi.org/10.5772/66416>

Ekasari, J.; Deasy, A.; Waluyo, S.H.; Bachtiar, T.; Surawidjaja, E.H.; Bossier, P. y Schryver De, P. (2014). The size of biofloc determines the nutritional composition and the nitrogen recovery by aquaculture animals. *Aquaculture*. 426-427; 105-111. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.01.023>

Furtado, P.S.; Poersch, L.H. y Wasielesky, W. Jr. (2011). Effect of calcium hydroxide, carbonate and sodium bicarbonate on water quality and zootechnical performance of shrimp *Litopenaeus vannamei* reared in bio-flocs technology (BFT) systems. *Aquaculture*. 321(1-2); 130-135. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.08.034>

Hou, T.; Chen, N.; Tong, S.; Li, B.; He, Q. y Feng, C. (2019). Enhancement of rice bran as carbon and microbial sources on the nitrate removal from groundwater. *Biochemical Engineering Journal*. 148; 185-194. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2018.07.010>

Jamal, M.T.; Broom, M.; Al-Mur, B.; Al Harbi, M.; Ghandourah, M.; Al Otaibi, A. y Fazlul Haque, M.D. (2020). Biofloc Technology: Emerging Microbial Biotechnology for the Improvement of Aquaculture Productivity. *Polish Journal of Microbiology*. 69(4); 401-409. <https://dx.doi.org/10.33073%2Fpjm-2020-049>

Kubitza, F. (2016a). La sal común es una herramienta útil en la acuicultura, parte 2. *Global Seafood Alliance*. Consultado el 24/09/2021. Disponible en: <https://www.globalseafood.org/advocate/la-sal-comun-es-una-herramienta-util-en-la-acuicultura-parte-2/>

Kubitza, F. (2016b). La sal común es una herramienta útil en la acuicultura, parte 1. *Global Seafood Alliance*. Consultado el 24/09/2021. Disponible en: <https://www.globalseafood.org/advocate/la-sal-comun-es-una-herramienta-util-en-la-acuicultura-parte-1/>

La Alcalinidad, y cómo controlarla (2019, 29 de octubre). AQMatic. El Blog de AQMatic, un lugar donde aprender a cuidar tu querida piscina. Consultado el 5/11/2021. Disponible en: <https://www.aqmatic.com/blog/la-alcalinidad-y-como-controlarla/>

Lara, G; Krummenauer, D.; Abreu, P.C.; Poersch; L.H. y Wasielesky, W. Jr. (2017). The use of different aerators on *Litopenaeus vannamei* biofloc culture system: effects on water quality, shrimp growth and biofloc composition. *Aquaculture International*. 25; 147-162. <https://doi.org/10.1007/s10499-016-0019-8>

Martins, G.B.; Tarouco, F.; Rosa, C.E. y Robaldo, R.B. (2017). The utilization of sodium bicarbonate, calcium carbonate or hydroxide in biofloc system: water quality, growth performance and oxidative stress of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*. 468(1); 10-17. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.09.046>

Monroy, M. del C.; Lara, R.; Castro, J.; Castro, G.; Coehlo, M.G. (2013). Microbiology community composition and abundance associated to biofloc in tilapia aquaculture. *Revista de biología marina y oceanografía*. 48(3), 511-520. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572013000300009>

Navarro, R. D., França, R. P., Paludo, G. R., Bizarro, Y. W. S., Silva, R. F. da, y Navarro, F. K. S. P. (2016). Physiological and hematological responses of Nile tilapia (*Oreochromis Niloticus*)

to different anesthetics during simulated transport conditions. *Acta Scientiarum. Technology*. 38(3), 301-306. <https://doi.org/10.4025/actascitechnol.v38i3.28377>

Nicovita (2007). Manual de crianza de tilapia. *Nicovita ALICORP*. Consultado el 24/09/2021. Disponible en: <http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Tilapia/Manual%20de%20crianza%20de%20tilapia.pdf>

Obirikorang, K.A.; Ama Ofori, A.G. y Gyampoh, B.A. (2020). Dominance hierarchies within different size groupings of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and effects on growth and physiological responses. *African Zoology*. 55(3), 201-212. <https://doi.org/10.1080/15627020.2020.1756909>

Pérez, J.; Hernández, M.; Pérez, C. y Fogel, I. (2016). C:N ratios affect nitrogen removal and production of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* raised in a biofloc system under high density cultivation. *Aquaculture*. 452(1); 247-251. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.11.010>

Semwal, A.; Kumar, A.; Arya, P. y Upreti, U. (2021). Chapter – 9. Biofloc Technology: Intensive Aquaculture Practice en J. Kumar (Ed.), *Research Trends in Fisheries and Aquatic Sciences*. 12; 173-196. <https://doi.org/10.22271/ed.book.1308>

Silva da, K.R.; Wasielesky, W. Jr. y Abreu, P.C. (2013). Nitrogen and Phosphorus Dynamics in the Biofloc Production of the Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 44(1); 30, 41. <https://doi.org/10.1111/jwas.12009>

Skinner, K. y Que Hales, J. (1995). Dosages for Adjusting Alkalinity. *Journal of the Swimming Pool and Spa Industry*. 1(1); 14-20.

Wojtowicz, J.A. (2004). Swimming Pool and Spa Water Chemical Adjustments. *Journal of the Swimming Pool and Spa Industry*. 5(1); 39-56.

ANEXO I: CALENDARIO DE TAREAS

SEPTIEMBRE	DÍA	TAREA
	13	Medir parámetros del agua, medir VF, alimentar
	14	Biometría T3, alimentar, limpiar material
	15	Desdoblar PC-1 al T6, cambiar aireación T5
	16	Alimentar, arreglar aireación T1
	17	Limpieza oficina y laboratorio, <i>flushear</i> , moler pienso
	18	Medir parámetros del agua, medir VF
	19	-
	20	Eliminar bajas
	21	Medir parámetros del agua, medir VF, observar <i>biofloc</i> en el microscopio, clarificar T2
	22	Desdoblar T2 al T5, biometría T2
	23	Medir parámetros del agua, eliminar bajas; alimentar; calcular cantidad de alimento
	24	Medir parámetros del agua, medir VF, alimentar, eliminar bajas
	25	Fertilizar (melaza), eliminar bajas, alimentar
	26	-
	27	Medir parámetros del agua, fertilizar con melaza, alimentar, eliminar bajas
	28	Medir parámetros del agua, fertilizar (melaza), alimentar, eliminar bajas
	29	Limpieza T11 y T12, alimentar
	30	Añadir cal, fertilizar (melaza), alimentar, eliminar bajas
OCTUBRE	1	Añadir cal, fertilizar (melaza), moler pienso, pesar pescado para venta
	2	Medir parámetros del agua, moler pienso, pesar pescado para venta, alimentar
	3	-

4	Biometría T4
5	<i>Flushear</i> , arreglar red anti-aves, alimentar
6	Biometría T7, limpieza T11 y T12, alimentar
7	Medir parámetros del agua, alimentar
8	Desdoblar T1 al T11, alimentar
9	Pesar pescado para venta, medir parámetros del agua, fertilizar (melaza), añadir cal, alimentar
10	-
11	Pesar pescado para venta, biometría T8, medir parámetros del agua, fertilizar (melaza), añadir cal, alimentar
12	Pesar pescado para venta, alimentar, eliminar bajas
13	Desdoble y biometría T1 al T12, medir parámetros del agua, alimentar
14	Limpieza general de la granja, medir VF, medir parámetros del agua, planificar tareas, alimentar, eliminar bajas
15	Pesar pescado para venta, organizar bitácoras
16	Medir parámetros del agua, alimentar, observar frotis de branquias y escamas en el microscopio, eliminar bajas
17	-
18	Limpieza de <i>splash</i> , medir parámetros del agua, alimentar
19	Fertilizar (melaza), limpiar T13, alimentar
20	Cambiar mangueras T6, alimentar
21	Pesar pescado para venta, medir parámetros del agua, alimentar
22	Biometría T3, limpiar T14
23	Medir parámetros del agua, medir VF, eliminar bajas
24	-
25	Pesar pescado para venta, limpiar pescado
26	Desdoble T3 al T13 y T14
27	Estandarizar registro de datos en Excel
28	Medir parámetros del agua, alimentar, eliminar bajas, estandarizar registro de datos en Excel
29	- (baja médica)

	30	- (baja médica)
	31	-
NOVIEMBRE	1	- (baja médica)
	2	- (baja médica)
	3	- (baja médica)
	4	- (baja médica)
	5	- (baja médica)
	6	- (baja médica)
	7	-
	8	Revisar proyectos de acuicultura presentados por alumnos de la UADY.
	9	Estandarizar registro de datos en Excel
	10	Estandarizar registro de datos en Excel
	11	Estandarizar registro de datos en Excel
	12	Estandarizar registro de datos en Excel
	13	- (baja médica)
	14	-
	15	- (baja médica)
	16	- (baja médica)
	17	- (baja médica)
	18	- (baja médica)
	19	- (baja médica)
	20	- (baja médica)
	21	- (baja médica)
	22	- (baja médica)
	23	Alimentar
	24	Biometría T1 y T2, alimentar, medir parámetros del agua
	25	Estandarizar registro de datos en Excel
	26	Estandarizar registro de datos en Excel, pesar pescado para venta, alimentar, eliminar bajas
	27	-
	28	-

	29	Remendar atarraya, medir parámetros del agua, alimentar, estandarizar registro de datos en Excel
	30	Alimentar, estandarizar registro de datos en Excel, biometría T5, fertilizar (salvado)
DICIEMBRE	1	Biometría PC-1, alimentar
	2	Biometría T13, alimentar, ir a comprar alimento en el camión
	3	Biometría T14, alimentar
	4	-
	5	-
	6	Biometría T10, alimentar, eliminar bajas
	7	Medir parámetros del agua, eliminar bajas, alimentar, clarificar T1
	8	Biometría T3, T7, T8, alimentar, eliminar bajas, medir parámetros del agua
	9	Biometría T4, T6, alimentar, remendar atarraya, eliminar bajas, medir VF, medir parámetros del agua
	10	Alimentar, eliminar bajas, añadir cal
	11	Eliminar bajas, alimentar, medir parámetros del agua, fertilizar (salvado), añadir cal

ANEXO II: COMPOSICIÓN DEL ALIMENTO

En las Tablas 4-6, se detalla el perfil de nutrientes y los ingredientes que contienen los diferentes alimentos balanceados utilizados en Acuícola Garza durante el periodo de realización de las prácticas. Los datos fueron obtenidos del etiquetado del alimento (WINFISH-ZEIGLER, PRONUA S.A. de C.V., Jalisco, México).

Proteína mín.	43 %
Grasa mín.	10 %
Fibra máx.	4 %
Humedad máx.	12 %
Cenizas máx.	10 %
ELN	21 %

Tabla 4. Perfil de nutrientes del alimento balanceado de granulometría de 1,5 mm. ELN (Extracto Libre de Nitrógeno).

Proteína mín.	30 %
Grasa mín.	5 %
Fibra máx.	7 %
Humedad máx.	12 %
Cenizas máx.	10 %
ELN	36 %

Tabla 5. Perfil de nutrientes del alimento balanceado de granulometría de 3,5 mm.

Proteína mín.	25 %
Grasa mín.	5 %
Fibra máx.	7 %
Humedad máx.	12 %
Cenizas máx.	10 %
ELN	41 %

Tabla 6. Perfil de nutrientes del alimento balanceado de granulometría de 5,5 mm.

Los ingredientes del pienso de 1,5 mm son: maíz, harina de pescado, proteínas oleaginosas (canola y soya), subproductos de maíz, sorgo, trigo, aceite de pescado, vitaminas A, D, E, K, B12, riboflavina, pantotenato de calcio, niacina, colina, minerales, zinc, cobre, hierro, manganeso, yodo, metionina al 98 %, lisina, biotina.

Los del pienso de 3,5 y 5,5 mm: cereales molidos (trigo, maíz, sorgo), granos secos de destilería (maíz), pasta de canola, pasta de soya, salvado de trigo, subproductos de arroz (pulido), harina de sangre de porcino, harina de pluma, harina de carne de pollo, concentrado proteico de soya, aceite de pescado, D-L-metionina, carbonato de calcio, fosfato dicálcico, manganeso, zinc, sal, hierro, cobre, cobalto, yodo, selenio, vitaminas

A, D, E, K, B12, ácido fólico, ácido pantoténico, niacina, riboflavina, piridoxina, tiamina, biotina, colina, vitamina C (polifosfato 35 %).