

Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú

Culture of marine microalgae with potential for aquaculture from the littoral between Puerto Salaverry and Puerto Chicama, La Libertad, Peru

Alina Mabel Zafra Trelles, Moisés Efraín Díaz Barboza, Félix Antonio Dávila Gil, Geiner Manuel Bopp Vidal, Kriss Alexander Vela Alva, Mirian Belén López Espinoza, Jampier Brian Castillo Gutiérrez & Jean Paul Edu Colchado Colchado

Departamento Académico de Pesquería, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ
azafra@unitru.edu.pe, mdiazb@unitru.edu.pe, felixantonioldg@yahoo.es

Resumen

Se investigó el cultivo experimental de microalgas marinas potenciales para la acuicultura, entre mayo y diciembre de 2016 en la Universidad Nacional de Trujillo. Se realizó la colecta de 150 ml de microalgas entre Puerto Chicama y Puerto Salaverry con una red de 20 μ por arrastre horizontal durante 15 minutos desde una embarcación pesquera. La muestra se conservó con hielo para evaluar la composición microalgal y densidad, luego se realizó la siembra polialgal en 21, 15 y 11 días para la obtención de un volumen de 2 L con tres tratamientos T1 (TNB-Amino 20-20-20), T2 (Heussler-Merino) y T3 (Humus), tres concentraciones de medios nutritivos y tres réplicas por experimentación. Las diatomeas que respondieron al cultivo fueron *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* para los tratamientos T3 y T1, siendo *S. costatum* muy utilizada en la alimentación de crustáceos en la acuicultura.

Palabras clave: cultivo de microalgas, medios nutritivos, *Skeletonema*, *Amphiprora*.

Abstract

The experimental culture of marine microalgae with potential for aquaculture was investigated from May to December 2016 at the Universidad Nacional de Trujillo. The collection of 150 ml of microalgae between Puerto Chicama and Puerto Salaverry was carried out with a 20 μ net by horizontal trawling for 15 minutes from a fishing vessel. The sample was preserved with ice to evaluate the microalgal composition and, then, the polyalgal sowing was done in 21, 15 and 11 days to obtain a volume of 2 L with three treatments T1 (TNB-Amino 20-20-20), T2 (Heussler-Merino) and T3 (Humus), three concentrations of nutritional media and three replicates by experimentation. The diatoms that responded to the culture were *Skeletonema costatum* and *Amphiprora alata* for treatments T3 and T1. *S. costatum* is widely used in the feeding of crustaceans in aquaculture.

Keywords: culture of microalgae, nutritional media, *Skeletonema*, *Amphiprora*.

Citación: Zafra, A. *et al.* 2017. Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú. *Arnaldoa* 24(2): 567-582. doi: <http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24209>

Introducción

El fitoplancton marino es muy importante como alimento de larvas y juveniles de organismos marinos en sus primeros estadios. Las investigaciones se enfocan en la composición de las microalgas y como indicadores de masas de agua. Bianchini *et al.* (2006) y Hernández & Labbé (2014) reportan que las microalgas son utilizadas para obtener biomasa en alimentos y Acuicultura, en colorantes, antioxidantes, ácidos grasos poliinsaturados, enzimas, polímeros además de ser usadas en el tratamiento de aguas residuales, remoción de metales pesados, bioindicadores, en la producción de biocombustibles y pueden ser usadas también en el efecto estufa por la

asimilación del CO₂.

En la investigación realizada por Delgado *et al.* (2000) en las latitudes de 07 a 09° S para el invierno 1999, encuentran 107 especies de diatomeas, 56 dinoflagelados, 8 cocolitofóridos, 4 fitoflagelados y 2 silicoflagelados. Siendo las más abundantes los géneros *Coscinodiscus* y *Chaetoceros*. Arellano *et al.* (2006) reportan que la composición de fitoplancton en Chorrillos (Lima) está conformada por 32 diatomeas, 6 dinoflagelados y un silicoflagelado, con un rango de densidad fitoplanctónica que oscila entre 82 y 1664 células⁻¹ a temperatura de ambiente natural de 14,0 a 15,5 °C, en la abundancia destaca la especie *Skeletonema costatum* y *Thalassiosira rotula*.

Delgado & Chang (2005) señalan que las microalgas marinas son muy utilizadas como indicadores de masas de agua, entre ellos tenemos a *Protoperdinium obtusum* indicador de aguas frías (ACF), *Ceratium praelongum* indicador de aguas sub superficiales (ASS), además, reportan que la biomasa planctónica tuvo un rango entre 0,05 y 8,92 mL/m³ en Salaverry.

También ha sido estudiada ampliamente la relación del fitoplancton con la biomasa desovante de la “anchoveta” y “sardina” por el Instituto del Mar del Perú, Sánchez (1996) reporta que el éxito de la sobrevivencia de los estadios larvales de peces depende de las estrategias para la toma de alimento, así como de la cantidad y calidad del mismo. Además, las modificaciones en la composición y tamaño de las células repercutirían en el reclutamiento y en la densidad poblacional de los principales recursos pelágicos.

Sánchez (2000) encuentra que la ocurrencia de eventos El Niño son negativos para la producción primaria con valores menores a 1 mL/m³ siendo las especies oceánicas las más dominantes, mientras que en periodos fríos de La Niña donde ocurren los afloramientos, los volúmenes de fitoplancton son mayores a 3 mL/m³, la composición del fitoplancton está conformada por especies pequeñas de alto endemismo como *Skeletonema costatum*, *Chaetoceros debilis*, *Ch. curvisetus* y *Ch. affinis* y *Detonula pumilla* y de alta tasa reproductiva.

Las investigaciones sobre cultivo de microalgas son escasos, Hernández & Labbé (2014) reportan que el 30% de la producción mundial de microalgas está destinada al consumo animal y entre ellas figuran *Arthrospira*, *Chlorella* y *Scenedesmus* los que aportan beneficios para la respuesta inmune e infertilidad. Además, en la acuicultura, las

microalgas son fuente de alimentación de moluscos filtradores y estados larvarios de peces y crustáceos y entre las más comunes para la alimentación figuran *Chlorella*, *Tetraselmis*, *Isochrysis*, *Phaeodactylum*, *Chaetoceros*, *Nannochloropsis*, *Skeletonema* y *Thalassiosira* que son consumidas vivas (Hackbart, 2011; Cisneros, 2012 Hernández & Labbé, 2014).

En los cultivos de microalgas, existen investigaciones con medios nutritivos de f/2 Guillard usado en el aislamiento y cultivo de diatomeas bentónicas como *Amphora* utilizadas en la alimentación de postlarvas de camarón a temperaturas de 28 a 30°C y pH mayores de 8 (Almaguer *et al.*, 2004). Otras experimentaciones se han realizado en *Nannochloropsis gaditana* como reporta Nodar *et al.* (2004) con f/2 Guillard y cinco tipos de productos zeolíticos favoreciendo el crecimiento de los cultivos cuando los medios nutritivos estaban combinados. López *et al.* (2009) cultivan *Thalassiosira pseudonana* y concluyen que se obtiene mayor densidad celular a salinidades de 35 psu lográndose a los cinco días de cultivo, además menciona que el crecimiento de las microalgas se lleva a cabo en el periodo de luz mientras que la división celular ocurre en la fase de oscuridad.

Medina & Cordero (1999) cultivando *Chaetoceros muelleri* con medios de f/2 Guillard a temperaturas de 22 a 30 °C, pH de 7 a 9, salinidad de 33 a 34 ppt se logró densidades de 5 x 10⁶ cél/ml a los tres días. Como se aprecia, el medio nutritivo f/2 Guillard fue el más usado para los cultivos de microalgas, sin embargo, se están probando otros medios nutritivos alternativos más baratos en el crecimiento y cultivo de microalgas marinas como el caso de *Arthrospira jenniferi* y *Tetraselmis suecica* en la que se utilizó otros medios nutritivos como restos de residuos de pescados (Alayo,

2012; Briceño, 2012; Zafra *et al.* 2013).

Igualmente, otro medio nutritivo se utilizó en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP denominado Heussler Merino H-M que ha sido probado en microalgas verdes como *Chlorella* sp., *Scenedesmus acutus* y *Nannochloris* sp. y que ofrece nutrientes NPK obteniendo el aislamiento entre 22 a 27 días con crecimiento mayor a 1×10^4 (López, 2015). Por ello, el objetivo de esta investigación fue cultivar experimentalmente microalgas marinas del Puerto Salaverry potenciales para la Acuicultura.

Material y métodos

La investigación se realizó en la Universidad Nacional de Trujillo y en el centro Aquavela S.A.C., de mayo a diciembre 2016, con una frecuencia mensual, se obtuvieron las muestras de fitoplancton para realizar el cultivo experimental de microalgas potenciales para la Acuicultura. Esta investigación presentó diferentes fases, entre ellas, se realizó el reconocimiento de la zona de estudio para la investigación, luego la implementación del invernadero, el preparado de medios nutritivos, composición, cultivo, abundancia y densidad celular número de cél/0,1 ml. Las muestras de fitoplancton se recolectaron con la ayuda de una embarcación, mediante el arrastre superficial con una red de 20 μ a una velocidad aproximada de 3 nudos durante 15 minutos en frascos de 150 ml. Se amplió la zona de muestreo hasta Puerto Chicama para incrementar la riqueza fitoplanctónica y por presentar condiciones ambientales semejantes. Las muestras fueron conservadas en la embarcación a 5^o C con hielo escamado. La lectura se realizó en muestras de 0,1 ml con un microscopio Olympus a 10 y 40 X para determinar la composición, se emplearon las claves

taxonómicas de Cupp (1943), Balech (1988) y Fernández (1994) y se registró en una ficha. Para realizar el cultivo de microalgas, el tratamiento del agua de mar se realizó con una gota de azul de metileno por litro, además, se realizó filtración mecánica biológica y finalmente esta agua se mantuvo por siete días con aireación continua y sin luz. Se utilizaron dos estantes de tres niveles (1,5 x 0,4 x 1,2 m) para colocar las unidades experimentales. En el cultivo de 2L de microalgas se consideró tres tratamientos con tres replicas y un inóculo pluri-algal de 20ml:

T1: TNB-Amino(20N x 20P x 20K) con tres concentraciones (0,5, 1,0 y 1,5 ml y 1, 2 y 3 ml).

T2: Heussler- Merino H-M (352 g de urea, 380 g de cloruro de potasio, 110,8 g de superfosfato de calcio y 5 g de limadura de hierro en 50 ml de ácido muriático y cada uno de ellos se aforó a 1000 ml) con tres concentraciones de 10, 20 y 30, ml

T3: Humus, al 10% (50g humus en 500 ml de agua de mar) y 25% (62,5g en 250 ml en agua de mar) con concentraciones (25, 50 y 75 ml y 50, 100 y 150 ml) de extracto líquido de humus.

El cultivo microalgal se realizó en el centro Aquavela S.A.C., en condiciones de invernadero (6 x 4 x 2,4 m) con inóculos pluri-algales de acuerdo a lo descrito por López (2015), a temperatura ambiental, con fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad y aireación continua durante 21, 11 y 15 días. Se registraron las especies fitoplanctónicas, abundancia (+=escaso, ++= regular y +++= abundante), número de células por 0,1ml, además de la temperatura, salinidad y pH del medio natural y del cultivo.

Resultados

La composición fitoplanctónica del litoral comprendido entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama presentó tres grupos con nueve diatomeas, un dinoflagelado y un silicoflagelado en mayo 2016, con un total

de 11 especies (Tabla 1), predominando *Coscinodiscus centralis*. La temperatura del agua fluctuó entre 18 a 20°C, el pH con 7,4 a 7,6 y la salinidad fue de 35 ppt. La presencia de *Skeletonema constatum* fue característica para la estación de otoño.

Tabla 1. Composición fitoplanctónica entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama en mayo 2016 para los grupos de diatomeas, dinoflagelados y silicoflagelados

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFAGELADOS
<i>Coscinodiscus centralis</i>	<i>Protoperidinium sp.</i>	<i>Distephanus speculum</i>
<i>Chaetoceros decipiens</i>		
<i>Lithodesmium undulatum</i>		
<i>Pleurosigma angulatum</i>		
<i>Odontella aurita</i>		
<i>Cyclotella striata</i>		
<i>Asterionella sp.</i>		
<i>Actinoptychus splendens</i>		
<i>Skeletonema costatum</i>		

Tabla 2. Composición de diatomeas, dinoflagelados y silicoflagelados en junio 2016

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFAGELADOS
<i>Coscinodiscus conncinus</i>		
<i>Coscinodiscus wailessi</i>	ausentes	ausentes
<i>Chaetoceros didymum</i>		
<i>Coscinodiscus centralis</i>		
<i>Pleurosigma angulatum</i>		
<i>Lithodesmium undulatum</i>		
<i>Actinocyclus octonarius</i>		
<i>Trachyneis aspera</i>		
<i>Odontella aurita</i>		
<i>Actinoptychus splendens</i>		

En junio 2016, predominaron también las diatomeas (Tabla 2) del género *Coscinodiscus* con 10 especies, a temperaturas que oscilaron entre 16 y 17 °C, la salinidad fue de 35 ppt y no se presentó variación en el pH.

En julio 2016, la composición del fitoplancton se incrementó a 16 especies con predominancia de las diatomeas circulares y pennadas entre ellas, *Coscinodiscus* y *Pleurosigma* (Tabla 3), la temperatura osciló entre 18 y 20 °C, la salinidad fue de 36 ppt y el pH se mantuvo constante.

En setiembre 2016, la composición de microalgas fue de 16 diatomeas (Tabla 4) con predominancia de *Chaetoceros*, *Thalassiosira* y *Skeletonema*, la temperatura fluctuó entre 18 y 22°C

La composición de microalgas en diciembre 2016, estuvo conformada por 12 especies, tres diatomeas y nueve dinoflagelados (Tabla 5). Predominando los géneros de *Protoperidinium* y *Ceratium*. La temperatura se incrementó de 23 a 28 °C. La salinidad fue de 36 ppt y el pH de 7,4.

Tabla 3. Composición del fitoplancton en julio 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
<i>Coscinodiscus oculus-iridis</i>	ausentes	<i>Distephanus speculum</i>
<i>Actinocyclus octonarius</i>		<i>Dictyocha fibula</i>
<i>Pleurosigma recta</i>		
<i>Cyclotella stylonum</i>		
<i>Lithodesmium undulatum</i>		
<i>Odontella aurita</i>		
<i>Coscinodiscus asteromphalus</i>		
<i>Actinoptychus splendens</i>		
<i>Pleurosigma sp.</i>		
<i>Pleurosigma formosum</i>		
<i>Actinoptychus senarius</i>		
<i>Cyclotella striata</i>		
<i>Coscinodiscus centralis</i>		
<i>Coscinodiscus radiatus</i>		

Tabla 4. Composición de diatomeas colectadas en setiembre 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
<i>Eucampia zoodiacus</i> Ehrenberg, 1839	ausentes	ausentes
<i>Chaetoceros curvisetum</i> Cleve, 1889		
<i>Chateoceros decipiens</i> Cleve, 1873		
<i>Skeletonema costatum</i> (Greville) Cleve, 1873		
<i>Cyclotella striata</i> (Kützing) Gruman, 1880		
<i>Amphiprora alata</i> (Ehrenberg) Kützing, 1844		
<i>Lithodesmium undulatum</i> Ehrenberg, 1839		
<i>Hemiaulus sinensis</i> Greville, 1865		
<i>Thalassiosira decipiens</i> (Gruman ex Van Heurok) E.G.Jorgensen, 1905		
<i>Thalassiosira rotula</i> Meunier, 1910		
<i>Odontella aurita</i> (Lyngbye) C. Agarder, 1832		
<i>Actinoptychus splendens</i> (Shcdbolt) Ralts, 1861		
<i>Thalassionema nitzchioides</i> (Gruman) Mereschkowsky, 1902		
<i>Detonula pumila</i> (Castracane) Gran, 1900		
<i>Lauderia borealis</i> Gran, 1900		
<i>Stephanopyxis turris</i> (Greville) Ralfs, 1861		

Tabla 5. Composición de diatomeas y dinoflagelados en diciembre 2016.

DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	SILICOFLAGELADOS
<i>Skeletonema costatum</i>	<i>Protooperidinium elegans</i>	ausentes
<i>Amphiprora alata</i>	<i>Ceratium tripos</i>	
<i>Coscinodiscus concinus</i>	<i>Protooperidinium excentricum</i>	
	<i>Ceratium fusus</i>	
	<i>Protooperidinium depressum</i>	
	<i>Protooperidinium claudicans</i>	
	<i>Ceratium furca</i>	
	<i>Ceratium dens</i>	
	<i>Protooperidinium oceanicum</i>	

En el ecosistema del área muestreada la composición microalgal estuvo conformada generalmente por el predominio de diatomeas con un rango entre 10 y 16 especies con mayor abundancia de éstas para julio y setiembre 2016.

En setiembre 2016, se inició el cultivo

con el medio nutritivo TNB-Amino (T1) de 0,5 ml se obtuvieron *Skeletonema costatum*, *Amphiprora alata* y *Chaetoceros socialis*, al incrementar a 1ml con este fertilizante el cultivo se contaminó de protozoarios y a concentración de 1,5 ml se desarrollaron *A. alata* y *S. costatum* (Tabla 6).

Tabla 6. Cultivo y abundancia de microalgas con el tratamiento 1 de TNB-Amino (20-20-20) a diferentes concentraciones (0,5; 1,0 y 1,5 ml).

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
TNB-AMINO 0,5 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	++
	<i>Amphiprora alata</i>	+
	<i>Chaetoceros socialis</i>	+
TNB-AMINO 1,0 ml	Protozoarios	++
	Protozoarios	++
TNB-AMINO 1,5 ml	<i>Amphiprora alata</i>	+
	<i>Skeletonema costatum</i>	+

Tabla 7. Cultivo y abundancia de microalgas con inóculo pluri-algal, utilizando el tratamiento 3 de Humus al 10 % a las concentraciones de 25, 50 y 75 ml, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
Humus 25 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	+
	<i>Amphiprora alata</i>	+
	<i>Protoperidinum minutum</i>	+
Humus 50ml	<i>Skeletonema costatum</i>	++
	<i>Amphiprora alata</i>	+
Humus 75ml	<i>Amphiprora alata</i>	+
	<i>Skeletonema costatum</i>	++

El cultivo experimental se realizó con la muestra pluri-algal de 16 especies de diatomeas correspondiente a setiembre 2016; a los 21 días se obtuvo tres microalgas con Humus al 10% en concentraciones de 25 ml y en 50 y 75 ml de Humus (T3) sólo se obtuvo *Skeletonema costatum* y *Amphiprora*

alata; en cuanto a la abundancia siempre predominó *S. costatum* (Tabla, 7).

En diciembre 2016, con el Tratamiento 2, Heussler-Merino (H-M) se obtuvo en las tres concentraciones la diatomea *Coscinodiscus concinus* con mayor abundancia en 20 ml (Tabla 8)

Tabla 8. Cultivo y abundancia de microalgas marinas con inóculo pluri-algal, utilizando el tratamiento 2 de Heussler-Merino a las concentraciones de 10, 20 y 30 ml, en 15 días, diciembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Abundancia
H-M (T2) 10 ml	<i>Coscinodiscus concinus</i>	++
	Protozoarios	+
H-M (T2) 20 ml	<i>Coscinodiscus concinus</i>	+++
H-M (T2)30 ml	<i>Coscinodiscus concinus</i>	++

Tabla 9. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con una concentración de 50 ml en 11 días de cultivo para 2 L, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1ml	<i>Skeletonema costatum</i>	12 cadenas 2 a 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	26
	<i>Actinocyclus sp.</i>	1
	<i>Lithodesmiun undulatum</i>	2
Humus (T3) 50 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	1065 cadenas 2 a 7 células
	<i>Amphiprora alata</i>	11
	<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	1
	<i>Odontella aurita</i>	1
	<i>Actinocyclus sp.</i>	5
	<i>Lithodesmiun undulatum</i>	11
	<i>Pleurosigma sp.</i>	1

En el cultivo de las microalgas, la temperatura se incrementó en +2°C, el pH se mantuvo constante entre 7,4 a 7,6 y la salinidad se incrementó entre 2 a 3 ppt para cada mes.

En 11 días de cultivo, con el T1 de 1 ml se obtuvieron cuatro especies de diatomeas con mayor predominio de *Amphiprora alata* (26 cél/0,1 ml) para setiembre. Luego con 25 ml de T3 (Humus al 25 %) se obtuvieron *Chaetoceros decipiens*, *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata*. Al incrementar la concentración a 50 ml se obtuvo una dominancia de 1065 cadenas con 2 a 7 células

de *Skeletonema costatum* y se incrementaron a siete las especies con un rango entre 1 y 11 cél/0,1 ml (Tabla 9).

En los cultivos de microalgas de 15 días con T1 se obtuvieron entre dos y cuatro especies de diatomeas y en el T3 entre cuatro y cinco diatomeas. En cuanto a la especie y número predominó *Skeletonema costatum* con 3190 cadenas de 3 a 7 células/0,1 ml para el TNB-Amino de 1,5 ml mientras que con Humus-25% a una concentración de 25 ml se obtuvieron 1584 cadenas de 3 células/0,1 ml. La segunda especie *Amphiprora alata* fue más abundante con el T1 de 1,5 ml con 408

Tabla 10. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con tres concentraciones en 15 días de cultivo para 2 L, en setiembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 0,5 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	207 cadenas 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	59
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	12 cadenas 3 a 7 células
	<i>Amphiprora alata</i>	26
	<i>Actinoptycus sp.</i>	1
	<i>Lithodesmiun undulatum</i>	2
TNB-Amino (T1) 1,5 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	3190 cadenas con 2 a 7 células
	<i>Amphiprora alata</i>	408*
	<i>Pleurosigma sp.</i>	1
	<i>Thalassionema nitzchioides</i>	1 cadena con 7 células
Humus (T3-25%) 25 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	1584 cadenas con 3 células*
	<i>Amphiprora alata</i>	217*
	<i>Trachyneis aspera</i>	1
	<i>Actinopticus splendens</i>	1
	<i>Lithodesmiun undulatum</i>	2
Humus (T3-25%) 50 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	1054 cadenas 3 a 7 células
	<i>Amphiprora alata</i>	11
	<i>Actinoptycus splendens</i>	5
	<i>Lithodesmiun undulatum</i>	11
	<i>Pleurosigma sp.</i>	1
Humus (T3-25%) 75 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	305 cadenas 3 a 7 células
	<i>Amphiprora alata</i>	38
	<i>Coscinodiscus sp.</i>	1
	<i>Pleurosigma sp.</i>	1

Células en división (*)

células mientras que con el T3 de 25 ml de Humus se obtuvo 217 células (Tabla 10).

En el cultivo de las microalgas se encontraron a *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* que respondieron al tratamiento 1 de TNB-Amino y al Tratamiento 3 de Humus-25 % de 25 y 50 ml. En el cultivo de las microalgas realizado en octubre con el doble de las concentraciones de los medios nutritivos se obtuvo *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* con 501 cadenas de 3 células con 150 ml Humus y 188 *A. alata* con TNB-Amino

de 3,0 ml respectivamente, fue importante destacar que con 50 ml de Humus sólo se obtuvo *S. costatum* con 266 cadenas (Tabla 11).

En noviembre, con 11 días de cultivo a doble concentración se obtuvo, 230 cadenas con 3 células/0,1 ml de *S. costatum* con TNB-Amino de 1 ml y, de 697 cadenas con 3 células/0,1ml con Humus (25%) a concentración de 100ml, en el caso de *A. alata* se obtuvieron 189 cél/0,1 ml con TNB-Amino de 2 ml (Tabla 12), el cultivo se contaminó con protozoarios.

Tabla 11. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con Concentraciones dobles en 11 días de cultivo para 2 L, en octubre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	61 cadenas 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	4
TNB-Amino (T1) 2,0 ml	<i>Amphiprora alata</i>	69
	<i>Skeletonema costatum</i>	15 cadenas con 3 células
TNB-Amino (T1) 3,0 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	59 cadenas 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	118
Humus (T3-25%) 50 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	266 cadenas con 3 células
Humus (T3-25%) 100 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	347 cadenas
	<i>Amphiprora alata</i>	2
Humus (T3-25%) 150 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	501 cadenas
	<i>Pleurosigma</i> sp.	1

Tabla 12. Cultivo y número de microalgas con T1 (TNB-Amino) y T3 (Humus al 25%) con concentraciones dobles en 11 días para 2 L, en noviembre 2016.

Medio nutritivo	Cultivo	Número cél/0,1 ml
TNB-Amino (T1) 1,0 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	230 cadenas con 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	101
	protozoarios	
TNB-Amino (T1) 2,0 ml	<i>Amphiprora alata</i>	189
	<i>Skeletonema costatum</i>	102 cadenas con 3 células
TNB-Amino (T1) 3,0 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	82
	<i>Amphiprora alata</i>	39
Humus (T3-25%) 50 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	566 células de 3 a 6 células
	<i>Amphiprora alata</i>	18
	<i>Thalassiosira</i> sp. protozoarios	1
Humus (T3-25%) 100 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	697cadenas con 3 células
	<i>Amphiprora alata</i>	6
	protozoarios	
Humus (T3-25%) 150 ml	<i>Skeletonema costatum</i>	138 cadenas con 3 células
	protozoarios	

Discusión

En la investigación, la composición fitoplanctónica del litoral comprendida entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama estuvo conformada por la predominancia

de las diatomeas, con un máximo de 16 especies, destacando los géneros *Coscinodiscus*, *Pleurosigma*, *Chaetoceros*, *Thalassiosira* y *Skeletonema* a temperaturas de 16 a 22 °C, salinidades de 35 y 36 ppt y pH 7,4 a 7,6 a excepción de diciembre con

mayor presencia de los dinoflagelados *Protoperdinium* y *Ceratium* a temperaturas entre 18 a 28°C. La abundancia de diatomeas en el litoral de Perú coincide con Delgado *et al.* (1999) quienes reportan 107 especies para las zonas de Chicama a Chimbote, Sánchez (2000) indica que en años normales y La Niña predominan especies pequeñas y endémicas a temperaturas de 14,0 y 15,5 °C por el sistema de afloramiento y Arellano *et al.* (2006) reportan 32 especies para Lima, quienes mencionan que es característico destacar la abundancia de *Skeletonema costatum*.

Por su parte, Ochoa & Tarazona (2003) señalan que en Bahía Independencia (Pisco), la comunidad fitoplanctónica colectada se realizó entre 15,4 y 17,2 °C en marzo-abril predominando *Skeletonema costatum*, y *Thalassiosira nitzchioides* caracterizadas en sucesiones donde se establece el mismo orden de aparición, con 68 diatomeas, 38 dinoflagelados, 2 cocolitoforidos, 2 silicoflagelados y 4 microflagelados, son aguas altamente productivas con fitoplancton típico de afloramiento costero y baja diversidad.

El cultivo de las microalgas con T1 y T3 permitió el crecimiento de *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata*, mientras que con el T2 se desarrolló *Coscinodiscus concinns*. Se encontró un efecto directo entre los días de cultivo y el número de especies, ya que de 16 de éstas, se obtuvieron cultivos mayormente con dos especies, tal vez, esto ocurrió por la competencia de las microalgas por nutrientes o efectos alelopáticos como reportan Yamasaki *et al.* (2010) que sucede cuando está presente *Skeletonema costatum*. Además, Romo (2002) menciona que en los cultivos el crecimiento de las microalgas se rige por la ley del mínimo, lo que se convierte en factor limitante del crecimiento, por lo que, recomienda que se tengan en

cuenta las condiciones óptimas y los límites de tolerancia, en cuanto a la temperatura no debe sobrepasar de 16 a 27°C y en relación a la salinidad de 30 a 35 ppt características fisicoquímicas que se tuvieron en cuenta en la investigación. Las cepas comerciales son homogéneas y garantizan la pureza de las microalgas, mientras las que se trabajan en el medio natural presentan mayor diversidad en su composición, lo que dificulta el aislamiento aunque el cultivo monoalgal no brindaría los nutrientes como un cultivo mixto.

Al respecto, Gómez *et al.* (2011) realizan un cultivo polialgal con *Chaetoceros gracilis*, *Chlorella* sp. y *Tretaselmis chunii* con medios nutritivos no convencionales como gallinaza, melaza y organina obteniendo mayor crecimiento con gallinaza con $1,5 \times 10^7$ cél/ml con clorofila a y carotenos de 2,53 y 1,06 µg/L. Además, indican que para obtener grandes volúmenes de microalgas se realizan esfuerzos por usar fertilizantes de bajo costo con altas concentraciones celulares en lo que se coincide por ser un factor de producción.

La producción algal en policultivo presenta la interacción de dos o más especies en su tasa de crecimiento, y las características de las condiciones de cultivo. Esto se presentó en la investigación cuando se utilizó inóculos pluralgales desarrollándose entre cuatro a dos especies, destacando *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata*. Otras investigaciones, como la de Piña *et al.* (2007) reportan que usaron Nutrilake (15%N) y urea para el cultivo de cuatro especies de microalgas como *Chaetoceros muelleri*, *Thalassiosira weissflogii*, *Isochrysis* sp. y *Tetraselmis suecica*, lo que indica que necesita como nutriente al nitrógeno de los nitratos y la urea. Además, el porcentaje del nitrógeno en el TNB-Amino era de 20%, esto favoreció

el cultivo al obtener 3190 cadenas de *S. costatum* con 3 a 7 cél/0,1ml y 408 cél/0,1 ml de *A. alata* a una concentración de 1,5 ml de T1 en 15 días de cultivo mientras que con T3 al 25% y 25 ml se obtuvieron 1584 cadenas con 3 cél/ 0,1 ml y 217 cél/0,1 ml de *A.alata*. Al doblar las concentraciones las densidades obtenidas en ambas microalgas disminuyeron y representaron entre el 10 al 30 %. Hackbart (2011) reporta que *S. costatum* es una microalga cosmopolita en regiones costeras alrededor del mundo y que se caracteriza porque sus células son cilíndricas de 2-21 μ unidas en largas cadenas formando colonias permanentes y se le considera la diatomea más importante en la alimentación de crustáceos y de larvas de invertebrados, además de ser indicadora de eutroficación. Aunque se cultivó con f/2 Guillard al 75 y 50%, salinidades entre 30 y 25 ppt y temperatura 20 \pm 2 y fotoperiodo de 12:12 desarrollan 200 células en 1 ml mientras que en esta investigación se obtuvo 3190 cadenas con 0,1 ml. Khan *et al.* (1998) reportan que las condiciones de cultivo de *S. costatum* con medio Provasoli para obtener su óptimo crecimiento utilizan salinidades de 20 a 35 ppt, a temperatura de 20 a 25 °C, con intensidad de luz de 80-120 μ E m² sec⁻¹, y pH entre 7,5 y 8,0. Santhosh & Ashok (2014) al experimentar con f/2 Guillard a temperatura de 20 °C, y salinidad de 30 ppt obtiene una densidad de 21 x10³ /ml en la fase logarítmica y el promedio de la densidad de células fue de 328 x10³ /ml el máximo crecimiento se logró entre los 4 a 6 días, a los nueve días aparece el color marrón oscuro característica que coincidió con nuestra investigación.

En los cultivos semicontinuos de 16 días con tasas de renovación del 30 % diarios con medio algal y Humus a una temperatura de 25 °C y salinidad de 37 ppt, Vásquez *et al.* (2010) determinan un crecimiento para

Skeletonema costatum de 11,73 y 2,66 x 10⁶ célmL⁻¹ con 45,2 % de proteínas y 14,39% de lípidos además de la presencia de ácido Eicosapentanoico (20:5n-3) por lo cual concluyen, que es un alimento adecuado para bivalvos y crustáceos.

Pérez (1995) indica que *Thalassiosira subtilis*, *Skeletonema costatum* y *Chaetoceros affinis* se pueden cultivar con medios nutritivos Mathiensen, Thorner y Guillard y se usaron en la alimentación de *Artemia salina* y larvas de camarón *Penaeus vannamei* y de filtradores como la ostra. Con estos medios nutritivos *S. costatum* presentó un ciclo de 11 días con 13 horas y sobrevivencia del 100%, que sus características biológicas de tener cadenas largas usualmente rectas la caracteriza como diatomeas neríticas ampliamente distribuidas en todos los mares con mayor abundancia de febrero a abril. Al comparar con esta investigación, *S. costatum* se desarrolló en condiciones fisicoquímica similares a las de Khan *et al.* (1998), sin embargo, estas condiciones de temperatura y salinidad tiene rangos más amplios, lo que permite indicar que es una diatomea euritérmica y eurihalina y ofrece más ventajas para su cultivo. Con respecto a *Amphiprora alata*, es otra diatomea que desarrolló en menor densidad, pero, que siempre está presente, lo mismo sucede en las pozas de los peneidos que desarrollan e igualmente sirven como alimento. Chow (2000) reporta que la comunidad del fitoplancton en las pozas de crianza de *Litopenaeus vannamei* encuentran 19 Bacillariophytas entre ellas figura *Amphiprora alata*, *Chaetoceros*, *Gyrosigma*, *Navicula* y *Melosira* importantes en la alimentación de este crustáceo. Todo lo contrario sucedió con el tratamiento 2 (Heussler-Merino) que en el cultivo se obtuvo *Coscinodiscus concinus* y no se desarrollaron *S. costatum* y *A. alata*, un factor

decisivo fue el incremento de temperatura a + 7°C y la concentración de la salinidad, además, la composición fitoplanctónica para diciembre 2016 fue de 9 dinoflagelados y 3 diatomeas lo que indicaba anomalías térmicas positivas de un evento climático El Niño. Cabe resaltar, que utilizando medios nutritivos de bajo costo y cultivos plurialgales, se incrementa la oferta de proteínas y ácidos grasos poli insaturados lo cual permite más ventajas nutritivas para el crecimiento, reproducción y supervivencia de las especies en acuicultura.

Conclusiones

El cultivo experimental de las microalgas marinas del litoral entre Puerto Salaverry y Chicama con los tratamientos T1 (TNB-AMINO 20N, 20P y 20K) y T3 (Humus) desarrollaron las diatomeas *Skeletonema costatum* y *Amphiprora alata* en condiciones de 16 y 22 °C, con salinidad de 35 a 36 ppt, pH entre 7,4 a 7,6 y fotoperiodo de 12:12 que se utilizan como alimento para las larvas de crustáceos en la acuicultura.

Agradecimientos

Nuestro especial agradecimiento al especialista en microalgas Dr. Manuel Alejandro Fernández Honores, profesor de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo, por su colaboración en la confirmación de las especies del fitoplancton marino en esta investigación.

Contribución de los autores

A. Z.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción.
M. D.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción,
F. D.: Composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información, redacción,
G. V.: Ejecución, procesamiento de

información, redacción, K. V.: Composición, cultivo, Ejecución, procesamiento de información, M. L.: Preparación de medios nutritivos, Ejecución, procesamiento de información, J. C.: Preparación de medios nutritivos, ejecución, procesamiento de información, J. C.: Recolección de muestra, composición, cultivo, ejecución, procesamiento de información.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

- Alayo, E.** 2012. Crecimiento poblacional y nivel proteico de *Arthrospira jeneri* "espirulina" en base a residuos de pescado. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.
- Almaguer, Y.; E. Alfonso & S. Leal.** 2004. Aislamiento y cultivo de dos especies de diatomeas bentónicas. *Rev. Invest. Mar.* 25(1):57-64.
- Arellano, C.; N. Becerra; M. Jara; M. La Torre & H. Yucra.** 2006. Fitoplancton de la playa Los Pescadores, Chorrillos, Lima, Perú, invierno 2005. *Biologist (Lima)*. 4 (2):9-11.
- Balech, E.** 1988. Los dinoflagelados del Atlántico Sudoccidental. Publicación Especial del Instituto Español Oceanográfico. 310 pp.
- Bianchini, R.; S. Ohse; M. Villela; S. Matos & R. Fell.** 2006. Microalgas productos e aplicações. *Ciencia Rural Santa María* 36(6):1959-1967. ISSN0103-8478 [acceso:22/3/2017]. Disponible en: www.scielo.br/pdf/cr/v36n6/a50v36n6.pdf.
- Briceño, J.** 2012. Crecimiento poblacional y contenido lipídico de *Tetraselmis suecica* con un medio nutritivo en base a residuos de pescado. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.
- Cisneros, R.** 2012. Crecimiento poblacional del rotífero nativo *Brachionus* sp. "cayman" al evaluar diferentes microalgas como alimento. *Revista Cubana De Investigaciones Pesqueras*. Enero-diciembre 2012. 29(1):18-23- ISSN0138- 8452. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: www.oceandocs.org/bitstream/handle/18345718/Rosario%20isne

- rospdf?sequence=1&isallowed=y.
- Chow, N.** 2000. Fitoplancton y productividad primaria en sistemas de cultivo extensivo tecnificados de camarones del género *Litopenaeus*. Estudios en Medio Ambiente. CIEMA_UNI, Centro de Investigaciones. Universidad Nacional de Ingeniería. Managua, Nicaragua. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: http://www.bvsde.org.ni/Web_textos/CIRA/Cira0025/0025%202000%20Chow,%20Ninoska,%20Fitoplancton%20y%20Productividad%20Primaria%20en%20de%20Cultivo%20de%20Camarones%20Litopenaeus.pdf.
- Cupp, E.** 1943. Marine plankton diatoms of the West Coast of North America. Bulletin of the Scripps Institution of Oceanographic 5(1):1-238. (access9/2/2017). In scholarship. org/uc/item/922945w8#page-241.
- Delgado, E. & F. Chang.** 2005. Fitoplancton del mar peruano a fines de invierno 2005. Inf. Inst. Mar del Perú. 35 (2):153-157.
- Delgado, E.; F. Chang; P. Villanueva & C. Fernández.** 2000. Fitoplancton en el invierno 1999 en un área seleccionada (7-9°S). Crucero José Olaya Balandra 9908-09. Inf. Inst. Mar Perú (154):23-41.
- Fernández, A.** 1994. Fitoplancton Pacífico, Tropical-Templado. Profesor de Botánica. Dpto. Ciencias Biológicas Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo, Perú. 43 p y XXXII láminas.
- Gómez, O.; R. Rodríguez & S. Subero.** 2011. Cultivo polialgal (*Chaetoceros Gracilis Chlorella* sp. y *Tretaselmis chuii*) en medios nutritivos no convencionales. SABER. Revista Multidisciplinaria del Consejo de Investigaciones de la Universidad de Oriente de enero a junio 23(1): 84-90. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=427739445013>.
- Hackbart, D.** 2011. Avaliação qualitativa dos ácidos graxos produzidos pela diatomácea *Skeletonema costatum* em diferentes condições de cultivo. Curso Oceanografía. Grado de Oceanógrafo. Universidade Do Vale do Itajaí. Centro de Ciências Tecnológicas da Terra e do Mar. [acceso:22/3/2017] Disponible en: <http://siaibib01.univali.br/pdf/Debora%20Hackbart%20Conde.pdf>
- Hernández, A. & J. Labbé.** 2014. Microalgas, cultivos y beneficios. Revista de Biología Marina y Oceanografía. 49(2):157-173.
- Khan, S.; M. Haque; O. Arakawa & Y. Onoue.** 1998. Physiological observations on a diatom *Skeletonema costatum* (Greville) Cleve. Bangladesh Fish. Res. 2(2): 109-118.
- López, M.** 2015. Aislamiento y cultivo de tres especies de microalgas Chlorophyta con potencial para la alimentación de peces amazónicos. Tesis para optar el Título de Biólogo Pesquero. Escuela Académico Profesional de Pesquería. Universidad Nacional de Trujillo.
- López, J.; N. García; L. Jiménez & N. Huerta.** 2009. Crecimiento de la diatomea *Thalassiosira pseudonana* en cultivos estáticos con iluminación continua y fotoperiodo a diferente salinidad. BIOTecnica XI (1):11-18.
- Medina, C. & B. Cordero.** 1999. Crecimiento y composición bioquímica de la diatomea *Chaetoceros muelleri* Lemmerman mantenida en cultivo estático con un medio comercial. Ciencia y Mar. p.19-25.
- Nodar, R.; G. Delgado & Y. Almaguer.** 2004. Efecto de cinco tipos de productos zeolíticos sobre el crecimiento de la microalga marina *Nannochloropsis gaditana*. Rev. Invest. Mar. 25(3): 241-244.
- Ochoa, N. & J. Tarazona.** 2003. Variabilidad temporal de pequeña escala en el fitoplancton de Bahía Independencia. Pisco, Perú. Revista Peruana de Biología. ISSN 1727-9933. 10(1): 59-66. [22/3/2017]. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v10n1/v10n1a07.pdf>
- Pérez, D.** 1995. Cultivo experimental de las diatomeas *Thalassiosira subtilis*, *Skeletonema costatum* y *Chaetoceros affinis* en condiciones de laboratorio para fines de Acuicultura. Tesis de Grado de Maestro en Ciencias con Especialidad en Acuicultura. Facultad de Ciencias Marinas. Universidad de Colombia. [acceso:22/3/2017]. Disponible en: digestvcol.mx/tesisposgrado/pdf/Pdonaciano.pdf
- Piña, P.; M. Medina; M. Nieves; S. Leal; J. López & M. Guerrero.** 2007. Cultivo de cuatro especies de microalgas con diferentes fertilizantes utilizados en Acuicultura. Rev. Invest. Mar. 28(3): 225-236.
- Romo, A.** 2002. Manual para el cultivo de microalgas. Memoria Técnica de un Trabajo Profesional. Requisito para optar el Título de Biólogo Marino. Departamento de Biología Marina. Área Interdisciplinaria de Ciencias del Mar. Universidad Autónoma de Baja California Sur. 65 pp.
- Sánchez, S.** 1996. La comunidad fitoplanctónica en el área de Tambo de Mora a Paita, agosto-setiembre 1995. Inf. Inst. Mar Perú (119):55-69.
- Sánchez, S.** 2000. Variación estacional e interanual de la biomasa fitoplanctónica y Concentraciones de clorofila A, frente a la costa peruana durante 1976-

2000. Bol. Inst. Mar Perú, 19 (1-2):29-43.

Santhosh, C. & V. Ashok. 2014. Culture of the phytoplankton *Skeletonema costatum*, Cleve, 1873. Int.J.Curr.Microbiol.App.Sci (2014) 3(11) 129-136. [acceso:22/3/2017]. Disponible en : <http://www.ijcmas.com>

Vásquez, A.; M. Guevara; M. González; N. Lemus & B. Arredondo. 2010. Crecimiento y Composición Bioquímica de *Skeletonema costatum* (GREVILLE, 1866) CLEVE, 1878 (HETEROKONTOPHYTA: BACILLARIOPHYCEAE) en función de la irradiancia y del medio de cultivo. Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. 22 (2): 149-159. [acceso:22/3/2017]. Disponible en : http://ri.bib.udo.edu.ve/bitstream/123456789/3508/1/%5B18%5D-Vol_22-Nro_2-2010-236-697-1-SM.pdf

Yamasaki, Y.; Y. Ohmichi; T. Shikata; M. Hirose; Y. Shimasaki; Y. Oshima & T. Honjo. 2010. Species-Specific Allelopathic effects of the Diatom *Skeletonema Costatum*. An International Journal of Marine Sciences Thalassas, 27 (1): 21-32.

Zafra, A.; J. Merino; F. Gonzales, E. Alayo; J. Briceño; E. Rosas; J. Castro & K. Vela. 2013. Cultivo experimental de *Arthrospira jeneri* "espirulina" con medio nutritivo de residuos de pescado, Trujillo-La Libertad. REBIOL 33(2):84-89.

