



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Dirección General de Estudios de Posgrado
Facultad de Ingeniería Geológica, Minera,
Metalúrgica y Geográfica
Unidad de Posgrado

**Uso del “biofouling” como alimento para peces, que
mitigue su impacto ambiental en bahía Samanco
(Ancash, Perú)**

TESIS

Para optar el Grado Académico de Doctora en Ciencias
Ambientales

AUTOR

Liliana Del Rosario TAPIA UGAZ

ASESOR

Dr. Francisco Alejandro ALCÁNTARA BOZA

Lima, Perú

2024



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Tapia, L. (2024). *Uso del “biofouling” como alimento para peces, que mitigue su impacto ambiental en bahía Samanco (Ancash, Perú)*. [Tesis de doctorado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Ingeniería Geológica, Minera, Metalúrgica y Geográfica/Unidad de Posgrado]. Repositorio institucional Cybertesis UNMSM.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	Liliana Del Rosario Tapia Ugaz
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	33262515
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0001-6966-4161
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	Francisco Alejandro Alcántara Boza
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	27074721
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0001-9127-4450
Datos del jurado	
Presidente del jurado	
Nombres y apellidos	Carlos Francisco Cabrera Carranza
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	17402784
Miembro del jurado 1	
Nombres y apellidos	Oscar Rafael Tinoco Gómez
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	08606920
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	Rolando Reátegui Lozano
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	06418510
Datos de investigación	

Línea de investigación	B.10.0.4. Producción y Manejo de Recursos Hidrobiológicos.
Grupo de investigación	Acuicultura y Manejo de Ecosistemas (ACME)
Agencia de financiamiento	No aplica
Ubicación geográfica de la investigación	Edificio: Facultad de Ciencias Biológicas País: Perú Departamento: Lima Provincia: Lima Distrito: Lima Avenida: Carlos Germán Amezaga #375 Latitud: -12.05819215 Longitud: -77.0189181894387
Año o rango de años en que se realizó la investigación	2017 - 2022
URL de disciplinas OCDE	Ciencias del medio Ambiente: https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#1.05.00 Oceanografía, Hidrología, Recursos hídricos: https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#1.05.11



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

SUSTENTACIÓN PÚBLICA

En la Universidad Nacional Mayor de San Marcos - Lima, a los seis días del mes de marzo del año dos mil veinticuatro, siendo las quince horas, se reúnen los suscritos Miembros del Jurado Examinador de Tesis, nombrado mediante Dictamen N° 000102-2024-UPG-VDIP-FIGMMG/UNMSM del 28 de febrero del 2024, con la finalidad de evaluar la sustentación oral de la siguiente tesis:

TÍTULO

«USO DEL “BIOFOULING” COMO ALIMENTO PARA PECES, QUE MITIGUE SU IMPACTO AMBIENTAL EN BAHÍA SAMANCO (ANCASH, PERÚ)»

Presentado por la Mg. **LILIANA DEL ROSARIO TAPIA UGAZ**, para optar el **GRADO ACADÉMICO DE DOCTORA** en **CIENCIAS AMBIENTALES**.

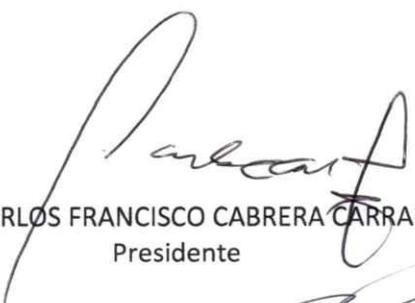
El Secretario del Jurado Examinador de la Tesis, analiza el expediente N° 07312/FIGMMG/2018 de fecha 14 de agosto del 2018, en el marco legal y Estatutario de la Ley Universitaria, acreditando que tiene todos los documentos y que cumplió con las etapas del trámite según el «Reglamento General de Estudios de Posgrado», aprobado con Resolución Rectoral N° 04790-R-18 del 08 de agosto del 2018.

Luego de la Sustentación, se procede con la calificación de la Tesis, de acuerdo al procedimiento respectivo y se registra en el acta correspondiente de conformidad al Art. 72 del precitado Reglamento, correspondiéndole al graduando la siguiente calificación:

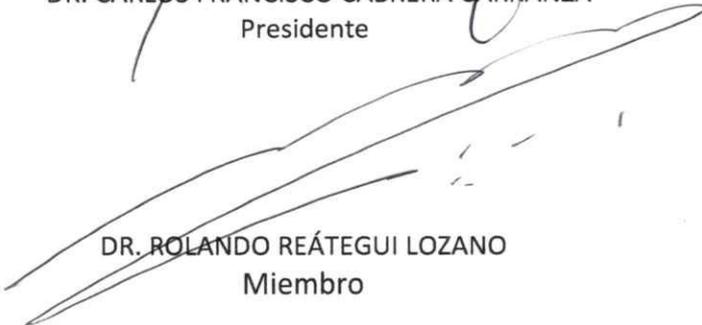
----- *Muy bueno (18)* -----

Habiendo sido aprobada la sustentación de la Tesis, el Presidente recomienda a la Facultad se le otorgue el **GRADO ACADÉMICO DE DOCTORA** en **CIENCIAS AMBIENTALES** a la Mg. **LILIANA DEL ROSARIO TAPIA UGAZ**.

Siendo las 16:00 horas, se dio por concluido al acto académico.


DR. CARLOS FRANCISCO CABRERA CARRANZA
Presidente


DR. OSCAR RAFAEL TINOCO GÓMEZ
Secretario


DR. ROLANDO REÁTEGUI LOZANO
Miembro


DR. FRANCISCO ALEJANDRO ALCÁNTARA BOZA
Asesor



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú. Decana de América
FACULTAD DE INGENIERÍA GEOLÓGICA, MINERA, METALÚRGICA Y GEOGRÁFICA
UNIDAD DE POSGRADO

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo Dr. Francisco Alejandro Alcántara Boza en mi condición de asesor acreditado con el Número de Dictamen N° 121/UPG-FIGMMG/2019 de la tesis, cuyo título es «**USO DEL "BIOFOULING" COMO ALIMENTO PARA PECES, QUE MITIGUE SU IMPACTO AMBIENTAL EN BAHÍA SAMANCO (ANCASH, PERÚ)**» presentado por la Magister LILIANA DEL ROSARIO TAPIA UGAZ para optar el Grado Académico de Doctora en Ciencias Ambientales. **CERTIFICO** que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de investigación y producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante el software de similitud textual, el documento evaluado cuenta con el porcentaje de 17 % de similitud, nivel **PERMITIDO** para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del grado correspondiente.

Firma del Asesor:

DNI: 27024721

Nombres y apellidos del asesor:
Francisco Alejandro Alcántara Boza.

Huella Digital



DEDICATORIA

Le dedico el resultado de este trabajo a toda mi familia, ellos y Dios son testigos de las diferentes dificultades que pase para lograr culminar con mi Doctorado.

Estuvieron presentes en los momentos más difíciles, me han enseñado a ser la persona que soy hoy, mis principios, valores y perseverancia se los debo a ellos.

Principalmente, dedico esta tesis, a mi mamita linda, a quien amo y admiro por su fortaleza, y amor incondicional. A mi padre, quien a pesar de no estar presente físicamente siempre lo recordaré con amor y respeto.

A mis hermanos Carlos, José, Dorí y Sonia, a quienes quiero y agradezco por sus consejos y paciencia, sin su apoyo, no hubiera podido culminar mi tesis.

También a mis queridos sobrinos Sofía, Diana, Augusto e Isabel, quienes siempre me alentaron y apoyaron.

Por último, quiero dedicarle este trabajo a mi hija Jazmín. Sin duda ella es el mejor regalo que Dios me dio. Gracias por tu amor y tiempo, por entender cuando no pude estar contigo. Te amo princesita.

Liliana Tapia Ugaz

AGRADECIMIENTO

Le agradezco a mi asesor por su dedicación y paciencia, sin sus palabras y correcciones no hubiese podido lograr llegar a esta instancia tan anhelada. Gracias por su guía y todos sus consejos.

Al doctor Mauro Mariano Astocondor que en paz descansa y a su esposa la doctora Egma Mayta Huatuco, quienes me impulsaron a iniciar con mis tesis.

A mis amigas Olga Riofrio y Mary Siles, gracias por todos sus consejos y palabras de aliento.

Agradezco a mis colegas y amigas, Juanita Olivera y Tatiana Ramón, quienes me apoyaron incondicionalmente. Gracias por las horas compartidas y los trabajos realizados en conjunto.

A mi estudiante y actualmente colega Kelly Ramos, por su apoyo en la toma de muestras.

A los miembros del grupo de investigación Acuicultura y Manejo de Ecosistemas (ACME). A mis estudiantes, ahora colegas, José Santamaría, Caren Arteaga, Oscar Nizama, Gerardo Chipán, Juan Chunga, Marianella Refulio, Jhoselyn Manrique. Gracias, chicos, por su apoyo en la toma de muestras e identificación de organismos.

A los docentes que han sido parte de mi desarrollo profesional, a todos ellos les quiero agradecer por transmitirme los conocimientos necesarios para hoy poder decirles meta lograda.

Por último, agradecer a la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, donde laboro y he aprendido tanto, por las facilidades brindadas para obtener mi tan ansiado título.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
LISTA DE CUADROS	vii
LISTA DE FIGURAS	ix
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
CAPITULO 1: INTRODUCCIÓN	1
1.1 Situación problemática.....	5
1.2 Formulación del problema.....	9
1.3 Justificación teórica.....	10
1.4 Justificación práctica.....	11
1.5 Objetivos.....	12
1.5.1 Objetivo general.....	12
1.5.2 Objetivo específico.....	12
CAPITULO 2: MARCO TEÓRICO	13
2.1 Marco filosófico o epistemológico de la investigación.....	13
2.2 Antecedentes de investigación.....	21
2.3 Bases teóricas.....	26
2.3.1 Biofouling y proceso de colonización de superficies duras en un medio acuoso.....	26
2.3.2 Impacto del cultivo de moluscos bivalvos en el ambiente marino costero.....	30
2.3.3 Caracterización del biofouling en cultivo de <i>Argopecten purpuratus</i>	36
2.3.4 Alternativas de uso del biofouling.....	44
CAPITULO 3: METODOLOGÍA	47
3.1 Población y muestra.....	47

3.2	Caracterización del biofouling.....	49
3.3	Preparación de la harina de biofouling.....	52
	3.3.1 Evaluación de técnica de obtención de harina de biofouling.....	52
	3.3.2 Análisis de calidad harina de biofouling.....	54
3.4	Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de peces.....	58
	3.4.1 Aclimatización de peces.....	58
	3.4.2 Prueba de aceptación de dietas.....	58
	3.4.3 Prueba de digestibilidad.....	59
	3.4.4 Evaluación de crecimiento de peces.....	60
	3.4.4.1 Diseño experimental.....	60
	3.4.4.2 Formulación y elaboración de dietas.....	60
	3.4.4.3 Implementación de unidades experimentales.....	61
	3.4.4.4 Control de parámetros fisicoquímicos.....	61
	3.4.4.5 Alimentación de peces.....	61
	3.4.4.6 Registro de datos biométricos.....	62
	3.4.4.7 Análisis e interpretación de datos.....	63
3.5	Ventajas de la harina de biofouling y como su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco.....	64
CAPITULO 4: RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....		65
4.1	Análisis, interpretación y discusión de resultados.....	65
	4.1.1 Caracterización biofouling.....	65
	4.1.2 Composición de la harina de biofouling.....	72
	4.1.3 Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de tilapia.....	78
	4.1.4 Ventajas de producir alimento para peces con harina de biofouling y cómo su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco	81
4.2	Prueba de Hipótesis.....	84
	4.2.1 Hipótesis 1: La composición a nivel de especie y biomasa del biofouling varía mensualmente.....	84
	4.2.2 Hipótesis 2: La harina de biofouling favorece el crecimiento de los peces.....	92
	4.2.3 Hipótesis 3: La adecuada disposición del biofouling mediante su transformación en harina, podría reducir el impacto ambiental en bahía de Samanco.....	95
4.3	Presentación de Resultado.....	99
	4.3.1 Área de estudio.....	99

4.3.2 Caracterización del biofouling.....	103
4.3.3 Grupos funcionales.....	106
4.3.4 Preparación de la harina de biofouling.....	109
4.3.5 Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de peces.....	115
4.3.5.1 Prueba de aceptación de dietas.....	116
4.3.5.2 Coeficiente de digestibilidad aparente (CDA).....	117
4.3.5.3 Crecimiento de peces.....	118
4.3.6 Merma en el proceso de producción de harina de biofouling.....	115
CONCLUSIONES.....	120
RECOMENDACIONES.....	121
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	122
ANEXOS.....	153
Anexo 1 Imágenes de especies del biofouling con mayor abundancia y biomasa durante el periodo de muestreo (2017-2019).....	153
Anexo 2 Imágenes de especies introducidas que forman parte del biofouling.....	154
Anexo 3 Número de organismos registrados por especie durante el periodo de muestreo (2017-2019).....	155
Anexo 4 Biomasa por especie de organismos registrados durante el periodo de muestreo (2017-2019).....	156
Anexo 5 Resultados del análisis de composición nutricional de <i>Bugula neritina</i> por laboratorio CERPER.....	157
Anexo 6 Resultados del análisis de composición nutricional de <i>Ciona robusta</i> por laboratorio CERPER.....	159
Anexo 7 Resultados del análisis de composición nutricional de Hidrozoos (<i>Tubularia</i> sp.) por laboratorio CERPER.....	161
Anexo 8 Resultados del análisis de composición nutricional de <i>Semimytilus algosus</i> por laboratorio CERPER.....	163
Anexo 9 Resultados del análisis de composición nutricional de harina de biofouling por laboratorio CERPER.....	165
Anexo 10 Resultados del análisis de macronutrientes y micronutrientes de la harina del biofouling.....	167

LISTA DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1	Rasgos de grupos funcionales propuestos por Canning-Clode y Sugden (2014) para las especies que conforman el biofouling. Fuente: Wahl (2009).....	51
Cuadro 2	Porcentaje de alimentación de tilapia según FAO.....	62
Cuadro 3	Prueba de Kruskal Wallis para los índices de diversidad entre estaciones cálidas y frías.....	86
Cuadro 4	Prueba de Kruskal Wallis para los índices de diversidad entre estaciones.....	86
Cuadro 5	Biomasa relativa mensual promedio, desviación estándar y porcentaje de meses muestreados por especie. El 100 % representa la especie presente los 24 meses. En el cuadro solo se han considerado las especies con presencia en más del 50% meses muestreados (12 meses).....	87
Cuadro 6	Prueba de Kruskal Wallis para las biomásas relativas entre periodos por especies. Solo se muestran los resultados de las especies que presentaron diferencia significativa ($p < 0,05$).....	87
Cuadro 7	Prueba de Kruskal Wallis para las biomásas relativas entre estaciones por especies. Solo se muestran los resultados de las especies que presentaron diferencia significativa ($p < 0,05$).....	88
Cuadro 8	Análisis ANOSIM anual.....	89
Cuadro 9	Análisis ANOSIM por estaciones cálidas-frías por año.....	90
Cuadro 10	Análisis ANOSIM por estaciones.....	90
Cuadro 11	Análisis SIMPER para la disimilitud de periodos cálidos (primavera- verano) y fríos (otoño-invierno).....	91
Cuadro 12	Prueba de Kruskal Wallis para evaluar diferencias significativas ($p < 0,05$) en relación al peso de las probadas.....	93
Cuadro 13	Planilla de remuneraciones de salarios de un mes	96
Cuadro 14	Costo de una tonelada de harina de biofouling	97
Cuadro 15	Costo de dietas experimentales empleadas en la prueba de crecimiento de tilapia. Los costos están elaborados para un kilogramo de alimento	97
Cuadro 16	Lista de especies registradas como parte del biofouling en la bahía de Samanco (Ancash, Perú) entre los años 2017 a 2019. En la última columna se encuentra la abreviatura de cada especie empleada para el Análisis de Correspondencia Canónica. nd = no determinado	105

Cuadro 17	Rasgos de grupos funcionales propuestos por Canning-Clode et al. (2014) para las especies que conforman los organismos incrustantes de la bahía de Samanco, Perú. Se distinguen dos grupos principales, los organismos depredadores no incrustantes y los organismos filtradores incrustantes. Adaptado de Wahl (2009).....	108
Cuadro 18	Análisis de proteínas y cenizas de harina de biofouling	110
Cuadro 19	Análisis proximal de las harinas elaboradas a base de bugula, ciona, hidrozoo y semimytilus. También se muestran los resultados de la harina preparada con 55% de semimytilus	113
Cuadro 20	Comparación del análisis proximal entre la harina de biofouling y los principales insumos empleados como fuentes proteicas para la elaboración de alimento balanceado para peces	114
Cuadro 21	Composición de macronutrientes y micronutrientes de la harina de biofouling. Funciones en los peces e interacciones	114
Cuadro 22	Comparación de la composición de la harina de biofouling con los dos insumos más empleados en la elaboración de alimento balanceado. Así como la exigencia nutricional de tres especies: Tilapia (herbívoro), Carpa (omnívoro) y trucha (carnívoro). Fuente: Adaptado de Sanz (2009), Espinosa de los Monteros y Labarta (1987).....	115
Cuadro 23	Composición proximal de los insumos empleados en la prueba de aceptación, digestibilidad y crecimiento	115
Cuadro 24	Prueba de aceptación de harina de biofouling	116
Cuadro 25	Análisis proximal de dietas experimentales y Coeficiente de Digestibilidad Aparente (CDA).....	118
Cuadro 26	Composición proximal de las dietas	119
Cuadro 27	Cálculo de la merma durante el procesamiento y tamizado para la obtención de harina de biofouling	119

LISTA DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Principales regiones del Perú productoras de <i>Argopecten purpuratus</i> “concha de abanico”. Fuente: Adaptada de Equipo PP0094 y volumen de cosecha de concha de abanico, RNIA (2020).....	01
Figura 2	Cultivo de concha de abanico: En la izquierda superior sistema de cultivo suspendido tipo Long line y en la parte inferior estructuras de cultivo de <i>A. purpuratus</i> en diferentes etapas del cultivo. Fuente: Adaptada de Bermúdez et al. (2004), PNIPA (2020) y Acupesca S.A.C (2008).....	03
Figura 3	Estructuras de cultivo con biofouling. A la derecha linterna de cultivo dos meses sumergida y a la izquierda el biofouling que se obtuvo, aproximadamente 80kg peso húmedo.....	06
Figura 4	Esquema de economía circular de la Fundación Ellen Macarthur (FEM). Fuente: Fundación Ellen MacArthur Foundation (febrero, 2019), ilustración basada en Braungart & McDonough, Cradle to Cradle (C2C).....	18
Figura 5	Sistema de economía circular en el cultivo de concha de abanico. Durante la producción se generan como residuo el biofouling y durante el procesamiento las valvas y vísceras, que pueden ser reutilizadas. Además, en la producción y limpieza, redes y cabos que pueden ser reciclados.....	20
Figura 6	Las esponjas marinas son los invertebrados con mayor cantidad de compuestos bioactivos aislados, empleados para combatir tumores y carcinomas en colon, pulmón, hígado y mamas.....	23
Figura 7	Esquema de una estructura de biopelícula teórica. Todos los principales componentes del biofilm y los factores ambientales que afectan su estructura y función. Fuente: Traducido de Pusch et al. (1998).....	27
Figura 8	Cronología esquematizada de los procesos de colonización y el papel relativo de los mecanismos físicos y biológicos involucrados. La colonización bacteriana es de naturaleza física, biológica y mixta. Sin embargo, cuando comienza el asentamiento de diatomeas, los factores biológicos comienzan a prevalecer sobre los físicos. Fuente: Adaptado de Wahl (1989).....	28
Figura 9	Impacto del cultivo de moluscos bivalvos en el medio marino.....	35
Figura 10	Principales organismos que conforman el biofouling en bahía Samanco: <i>Semimytilus</i> (A), <i>bugula</i> (B), <i>botriloides</i> (C), <i>tubularia</i> (D) esponjas (E), <i>ciona</i> (F).....	43

Figura 11	Abono orgánico de biofouling. A la izquierda abono orgánico y a la derecha desarrollo y crecimiento vegetativo de plántulas de lechuga, tomate y espinaca con almacigo de abono de biofouling. Fuente: Tapia (2016)	44
Figura 12	Bahía de Samanco: recuadros verdes concesiones de cultivo de <i>A. purpuratus</i> y el recuadro rojo corresponde a la empresa donde se obtuvieron las muestras de biofouling. Fuente: Elaboración propia 2022, en base al Catastro acuícola.....	48
Figura 13	Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica biofouling fresco.....	55
Figura 14	Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica biofouling al vapor.....	56
Figura 15	Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica ensilado de biofouling.....	57
Figura 16	Índices de diversidad (Margalef, Simpson y Shannon-Wiener) y de Equidad de Pielou mensual, diferenciando estaciones cálidas (primavera-verano) y frías (otoño-invierno).....	85
Figura 17	Índices de diversidad (Margalef, Simpson y Shannon-Wiener) y de Equidad de Pielou mensual, diferenciando las estaciones de primavera, verano, otoño e invierno.....	85
Figura 18	Curva de crecimiento de <i>O. niloticus</i> a los 73 días de edad. D1 dieta control con 40% de harina de pescado, dieta D2 con 10% de harina de biofouling y 30% de harina de pescado y dieta D3 con 20% de harina de biofouling y 20% de harina de pescado.....	94
Figura 19	Ubicación del sitio de estudio, concesión de la empresa Intercold SAC en la Bahía Samanco, Ancash, Perú.....	100
Figura 20	Registro de parámetros fisicoquímicos entre los años 2017 y 2019.....	101
Figura 21	Índice Costero El Niño entre los años 2000 y 2021.....	101
Figura 22	Análisis de Correspondencia Canónica entre los parámetros fisicoquímicos y las especies de organismos incrustantes presentes en la bahía de Samanco en los años 2017, 2018 y 2019. Temperatura (Temp.), potencial de hidrogeno (pH), Oxígeno disuelto (Oxi.) y Salinidad (Sal.). En el cuadro 13 se encuentra la abreviatura de cada especie.....	103
Figura 23	Biomasa relativa mensual de biofouling para las 11 especies más abundantes. La zona en roja y azul corresponden a las estaciones de primavera-verano y otoño-invierno, respectivamente.....	104
Figura 24	Biomasa relativa del biofouling.....	110

RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue evaluar el uso del biofouling como alimento de peces, para mitigar su impacto ambiental en la bahía de Samanco (Ancash, Perú). Los muestreos se realizaron durante 24 meses, desde julio 2017 hasta junio 2019. Se registraron a nivel superficial (1m), parámetros fisicoquímicos como temperatura, oxígeno disuelto, potencial de hidrogeno y salinidad, empleando un multiparámetro YSI. Las muestras corresponden a los organismos incrustantes adheridos a las linternas, sistema de cultivo empleado en la etapa de engorde de *Argopecten purpuratus*. Como resultado, son 80 las especies identificadas, 65 a nivel de especie. Las especies más abundantes y que se registran en todos los meses muestreados son *Ciona robusta*, *Semimytilus algosus*, *Bugula neritina* y *Tubularia* sp. En relación a la estructura funcional, el 41 % de los organismos registrados son incrustantes y el 59 % son depredadores.

La composición nutricional de la harina de biofouling varía en función a la especie predominante, proteínas entre 19,46 % a 36,46 %, grasas de 0,66 % a 2,04 %, humedad de 4,95 % a 9,3 %, cenizas de 33,05 % y 69,08 %, fibras de 6,32 % a 19,63 % y carbohidratos entre 5,65 % y 20,03 %. Los resultados en la prueba de crecimiento muestran diferencia significativa ($p < 0,05$) entre la dieta control D1 (40 % de harina de pescado) con la dieta D2 (10% de harina de biofouling y 30 % harina de pescado) y D3 (20 % de harina de biofouling y 20 % de harina de pescado). En la prueba de rentabilidad, la harina de biofouling cuesta 42 % menos que la harina de pescado.

En conclusión, la composición del biofouling a nivel de especie y biomasa, varía estacionalmente en relación a la temperatura, al igual que la composición química de la harina. La que favorece el crecimiento de la tilapia, siendo recomendable su inclusión en la dieta de los peces hasta en un 10%, lo que podría minimizar su impacto en el medio marino costero.

Palabras clave: Organismos incrustantes, epibiontes, moluscos bivalvos, especies introducidas, composición química.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the use of biofouling as fish food to mitigate its environmental impact in Samanco Bay (Ancash, Peru). Sampling was conducted during 24 months, from July 2017 to June 2019. Physicochemical parameters such as temperature, dissolved oxygen, hydrogen potential and salinity were recorded at surface level (1m), using a YSI multiparameter. The samples correspond to fouling organisms attached to the lanterns, a culture system used in the fattening stage of *Argopecten purpuratus*. As a result, 80 species were identified, 65 at the species level and 12 were recorded during the 24 months of sampling. The most abundant species recorded in all the months sampled are *Ciona robusta*, *Semymitilus algosus*, *Bugula neritina* and *Tubularia* sp. In relation to the functional structure, 41 % of the organisms recorded are encrusting and 59 % are predators.

The nutritional composition of the biofouling meal varies according to the predominant species, proteins from 19.46 % to 36.46 %, fats from 0.66 % to 2.04 %, moisture from 4.95 % to 9.3 %, ashes from 33.05 % to 69.08 %, fibers from 6.32 % to 19.63 % and carbohydrates from 5.65 % to 20.03 %. The results in the growth test show significant difference ($p < 0.05$) between the control diet D1 (40 % fish meal) with diet D2 (10 % biofouling meal and 30 % fish meal) and D3 (20 % biofouling meal and 20 % fish meal). In the cost-effectiveness test, biofouling meal cost 42 % less than fish meal.

In conclusion, the composition of biofouling at the species and biomass level varies seasonally in relation to temperature, as does the chemical composition of the meal. This favors the growth of tilapia, and its inclusion in the fish diet of up to 10% is recommended, which could minimize its impact on the coastal marine environment.

Key words: Biofouling organisms, epibionts, bivalve mollusks, introduced species, chemical composition.

CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN

El molusco bivalvo *Argopecten purpuratus* está distribuido en toda la costa peruana, siendo la Isla Lobos de Tierra, las bahías de Sechura, Samanco, Independencia y Paracas los lugares de cultivo comercial (ver figura 1). Es el único molusco bivalvo que se cultiva y exporta en el Perú.

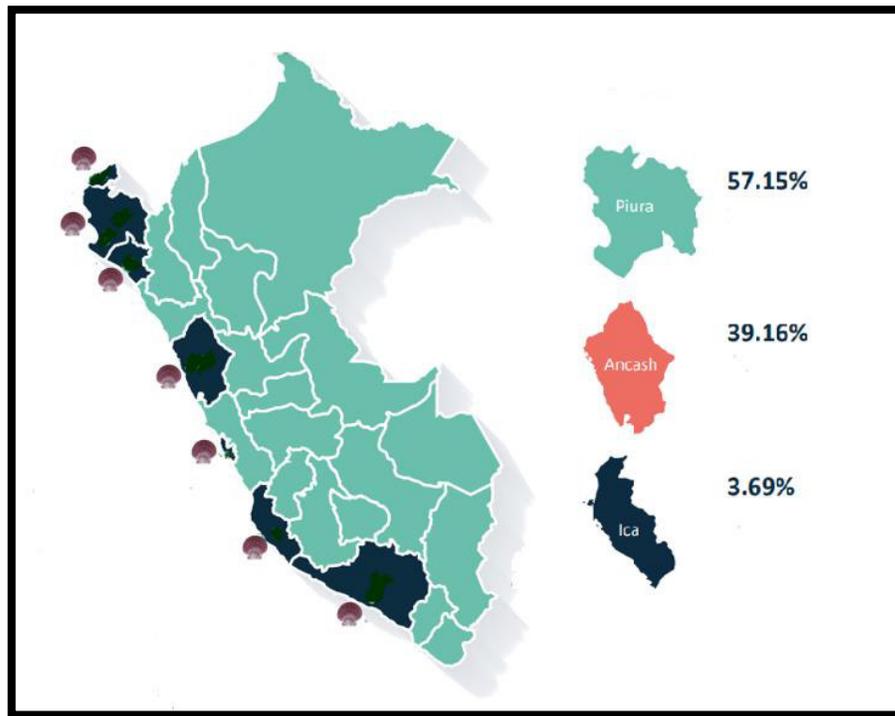


Figura 1. Principales regiones del Perú productoras de *Argopecten purpuratus* “concha de abanico”. Fuente: Adaptada de Equipo PP0094 y volumen de cosecha de concha de abanico, RNIA (2020).

El cultivo de *A. purpuratus* se realiza de acuerdo con un proceso estándar, consistente en tres etapas: abastecimiento de semilla, siembra en mar y cosecha. Durante estos procesos se realizan desdobles y cambios de sistemas de cultivo para disminuir la densidad (ver figura 2). Tanto, en el proceso de desdoble como en la etapa de cosecha, los sistemas de cultivo presentan abundantes organismos incrustantes (biofouling en inglés), los que constituyen uno de los principales problemas en el cultivo.

El término biofouling se emplea para referirse a los organismos de los bentos marinos que se incrustan en los sistemas de cultivo, destacando entre ellos las bacterias, protozoos, algas, moluscos, briozoos, cirrípedos, poliquetos tubícolas, ascidias e hidrozooos (Arakawa, 1980). El biofouling interfiere con una variedad de actividades humanas en el ambiente marino, entre ellas la maricultura. En el cultivo de moluscos en suspensión, el incremento del biofouling sin control dará como resultado un crecimiento reducido, calidad inferior de la concha y, en casos extremos, morbilidad y mortalidad de los organismos en cultivo. El control del biofouling puede ser bastante laborioso y llevar mucho tiempo en pocas palabras, costoso, y puede considerarse como un problema importante que obstaculiza el uso más generalizado de técnicas de suspensión en el cultivo de moluscos principalmente en la zona norte del Perú.

Las estructuras de cultivo (ver figura 2) están conformadas por bolsas colectoras, red perleras y linternas, que se encuentran suspendidas a profundidades no mayores de seis metros, donde el agua es más productiva, lo que permite tener mayor disponibilidad de alimento para *A. purpuratus*, pero al mismo tiempo sirven de sustratos para la colonización del biofouling (Pacheco y Garatea, 2005). Llegando a acumular una linterna de cultivo entre 90 a 120kg de biofouling en 2,5 a 3 meses de inmersión (Encomendero et al., 2006; Loayza, 2011; Uribe et al., 2001).

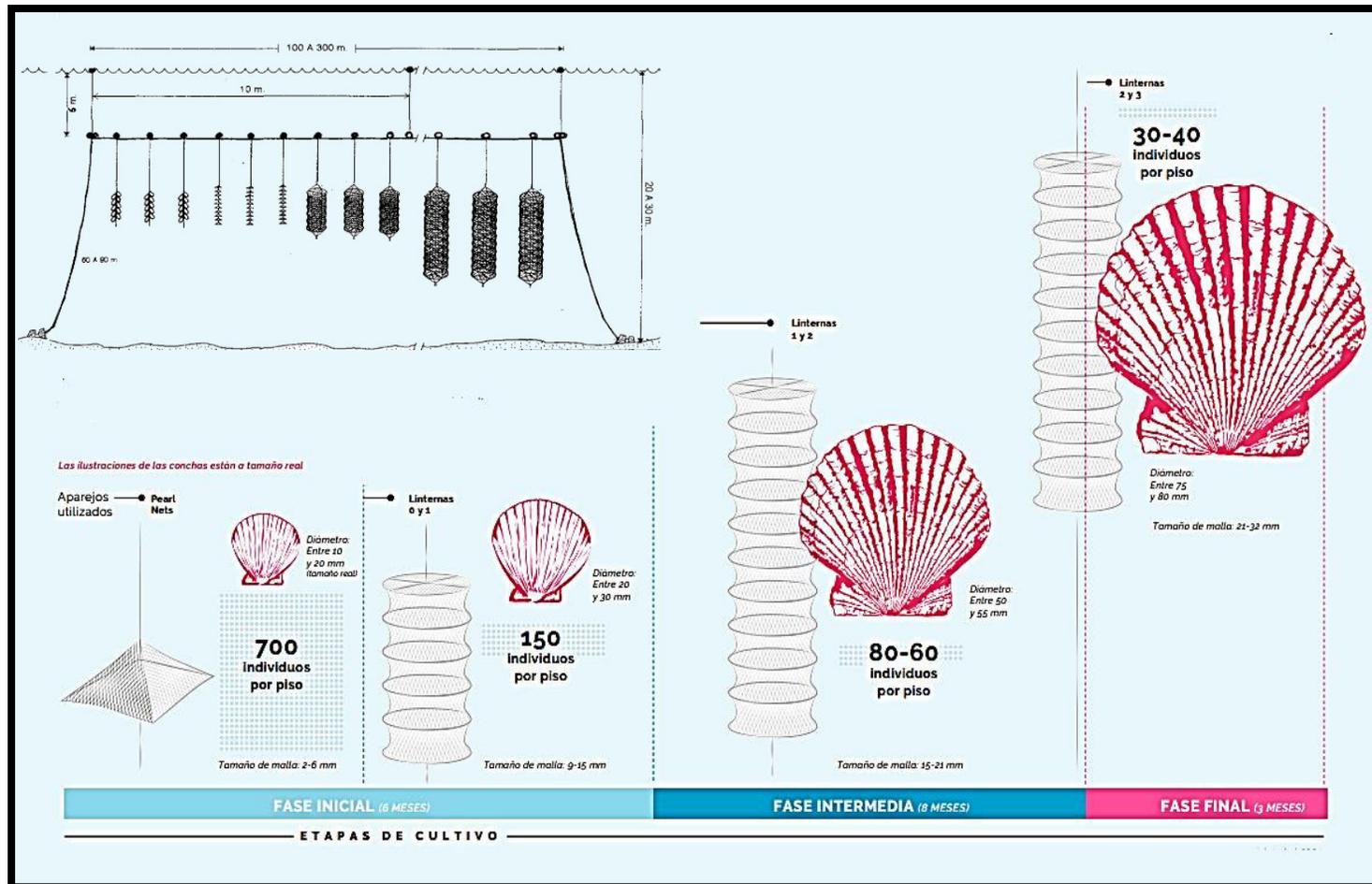


Figura 2. Cultivo de concha de abanico: En la izquierda superior sistema de cultivo suspendido tipo Long line y en la parte inferior estructuras de cultivo de *A. purpuratus* en diferentes etapas del cultivo. Fuente: Adaptada de Bermúdez et al. (2004), PNIPA (2020) y Acuapesca S.A.C (2008).

El cultivo de *A. purpuratus* en el Perú es muy prometedor; sin embargo, el biofouling presente en los sistemas de cultivo origina serios problemas al propio cultivo, así como al ecosistema. Al acumularse en el fondo generando un incremento de la materia orgánica y valvas que disminuyen los niveles de oxígeno en el fondo, registrando un 1mg/L a un metro del fondo (Tapia, 2016). Además, compiten por alimento y espacio con los organismos en cultivo (Loayza, 2018). El cultivo de *A. purpuratus*, genera alrededor de 10tn/año/empresa de biofouling, lo que puede variar en función de los niveles de producción (Tapia, 2016).

Desde este punto de vista una forma de mitigar este impacto ambiental negativo, es que las empresas implementen medidas para que el biofouling sea sometido a procesos biotecnológicos para su aprovechamiento como, por ejemplo, abono orgánico, ensilado para uso agrícola, para la obtención de energía alternativa, como reactivos químicos para pinturas, papel, etc.; alimento vivo o bien como insumo en la elaboración de alimento balanceado para animales. Lo cual permitirá darle un valor agregado y disminuir los gastos que su limpieza genera y sobre todo reducir el impacto ambiental.

El desarrollo de esta investigación se fundamenta en la necesidad de conocer e incorporar nuevas técnicas de gestión y manejo de subproductos generados en el cultivo de *A. purpuratus* y de esta manera mitigar su impacto en el entorno marino. En este sentido este trabajo plantea la reutilización e inclusión del biofouling en la dieta para peces.

Este primer capítulo nos pone en contexto sobre la investigación realizada a través de la situación problemática, el problema de investigación a resolver, el sustento de la importancia de la investigación con la justificación y los objetivos planteados para dar solución al problema planteado.

1.1. Situación problemática

El cultivo de *A. purpuratus*, transforma los recursos acuáticos en productos con un valor económico y social, por ejemplo, puestos de trabajo, divisas (Mendo y Quevedo, 2020) pero en este proceso produce desechos que impactan en el medio marino. El biofouling es el principal y reviste mucha preocupación al afectar directamente el medio ambiente por su inadecuada disposición, lo que repercute en la productividad del cultivo.

La recolección de *A. purpuratus* durante los desdobles y cosecha se realiza mediante un proceso mecánico. Consiste en roletes dispuestos al costado de la embarcación para el levantamiento de la línea madre de donde cuelgan los sistemas de cultivo y una grúa instalada en la cubierta de la embarcación para levantar los sistemas. La línea pasa por el rolete, desprendiendo los organismos adheridos al cabo, los que caen en el mar. Al mismo tiempo se izan los sistemas de cultivo desprendiendo parte del biofouling adherido a los sistemas. Para ser llevados al catamarán donde se procede al desdoble; en estas estructuras flotantes se almacenan los sistemas, cuerdas y boyas, eliminando todo residuo al mar. Posteriormente son llevados a tierra para ser limpiados con agua a presión, el residuo generado se almacena en losas de cemento, para ser empleado como abono orgánico, pero aún está en etapa experimental. Aunado a los residuos del biofouling, están los provenientes de las heces y pseudo heces de los organismos de cultivo y biofouling. En esta operación aproximadamente el 10% del peso de la cuerda es biofouling (Pacheco y Garate, 2005), liberando al mar el 20% durante los desdobles y cosecha. En total van directamente al mar aproximadamente 30 kilogramos de residuos, compuesto principalmente por biofouling, valvas de moluscos y un mínimo porcentaje de sedimentos (ver figura 3).



Figura 3. Estructuras de cultivo con biofouling. A la derecha linterna de cultivo dos meses sumergida y a la izquierda el biofouling que se obtuvo, aproximadamente 80kg peso humedo.

Referente a los impactos que genera el biofouling, Pacheco y Garate (2005) señalan que el biofouling puede afectar a los cultivos de manera negativa ya que deterioran los materiales y reducen el tiempo de duración. Además, reducen la flotabilidad del sistema e incrementan los costos por mantenimiento (Avendaño et al., 2001; Claereboudt et al., 1994; Leblanc et al., 2003; Maguire y Burnell, 1999; Ross et al., 2004). Así como pueden cubrir la superficie de las linternas y alterar el flujo de agua, disminuyendo el suministro de alimento (Lesser et al., 1992; Uribe et al., 2001), la tasa de ingestión (Uribe y Blanco, 2001) y la disponibilidad de oxígeno, afectando negativamente el crecimiento y supervivencia de los organismos en cultivo. Desde otro punto de vista, Duggan (1973), indica que el biofouling no sería un factor de mortalidad importante en cultivos de *Argopecten irradians*; por otro lado, Lodeiros (2002) refiere que en áreas en donde las corrientes son fuertes, el biofouling puede favorecer el crecimiento de los organismos en cultivo, ya que reducen la fuerza de las corrientes.

Con relación a los estudios realizados sobre el biofouling destacan los que evitan su asentamiento y control. Entre ellos las investigaciones sobre compuestos orgánicos que permiten el asentamiento de las larvas de los organismos que conforman el biofouling (biofilms en inglés), con el fin de impedir su fijación sobre los sistemas de cultivo (Shevalkar et al., 2020). De igual forma el uso de compuestos químicos que impidan el asentamiento del biofouling, empleados principalmente en cascos de embarcaciones denominados como pinturas antifouling (Armstrong et al., 2000). Ambos elevan los costos de producción y su efectividad está en función al área geográfica, y en el caso de las pinturas antifouling su composición ocasiona alteraciones morfológicas y fisiológicas en los caracoles y crustáceos, provocando en casos extremos esterilidad y/o muerte (Almeida et al., 2018; Rodríguez et al., 2009). Como medidas de control biológico se han empleado depredadores de las principales especies que conforman el biofouling, entre los principales: caracoles (Portillo, 2002), erizos (Useche et al., 2011) y cangrejos (Hidu et al., 1981), con el problema que elevan los costos de producción, compiten por espacio y alimento con los organismos en cultivo y en otros casos se los comen (Loayza, 2011). La remoción mecánica es otro método empleado para el control del biofouling, es el más utilizado y de menor impacto para los organismos en cultivo, con el problema de que genera residuos orgánicos que impactan el medio marino (Dürr y Watson, 2010).

En lo referente a estudios que buscan aprovechar estos organismos, se registra el de Mamani (2020) que empleo el biofouling presente en las boyas de cultivo de moluscos para la producción de harina de biofouling. De igual manera, Tapia (2016) quien mediante la técnica de compostaje transformo el biofouling en abono orgánico. Así como la investigación realizada por Pardo (2015), quien evaluó el efecto de la concentración de ensilado biológico de biofouling en el crecimiento poblacional, contenido de clorofila y carotenos total de la microalga *Tetraselmis suecica*. Finalmente,

Cárdenas y Valiente (2015) quienes evaluaron el efecto del condensado de los vapores del biofouling en el crecimiento de *Tetraselmis suecica*.

También destaca, Shumway et al. (2011) quienes evaluaron el costo que implica la eliminación del biofouling de los centros de cultivo de moluscos en Estados Unidos. Realizaron 1375 encuestas a productores de moluscos en siete regiones geográficas de Estados Unidos, de las cuales el 37% fue considerada válida. Los resultados muestran que el biofouling es un problema constante en los productores, debido a que las empresas utilizan una amplia gama de métodos de control del biofouling, la mayoría de los cuales requieren mano de obra (reparación y mantenimiento) o energía (limpieza), lo que aumentan los costos de producción. Los esfuerzos para controlar el biofouling representan el 14,7% de los costos operativos anuales totales, variando por región, lo que equivale a \$ 21 611 000 dólares sumando todas las regiones. Además, el biofouling puede afectar los ingresos al reducir la comerciabilidad de la cosecha de moluscos, el 43,4 % de los encuestados indicaron que el biofouling afecta la apariencia del producto y tamaño, lo que ocasiona rechazos en el comprador. Es importante mencionar que, en las regiones más cálidas y productivas, es más abundante el biofouling.

A mediano plazo se espera desarrollar y consolidar la producción, y la oferta exportable de *A. purpuratus*, propiciando por cada empleo directo cuatro indirectos. Esta meta se logrará concertando políticas nacionales y regionales que impulsen la actividad en forma sostenible, con programas de capacitación que involucren a pescadores y técnicos y que innoven mecanismos de financiamiento para alentar la inversión. A la vez que se investiga en tres grandes líneas: calidad y valor agregado del producto, producción masiva de semilla y manejo integral del cultivo.

Este trabajo de investigación propone aprovechar los compuestos orgánicos e inorgánicos que presentan los organismos que conforman el biofouling, para la producción de harina que pueda ser empleada como

insumo en la producción de alimento balanceado o alimento vivo para peces. Aprovechando estos residuos en beneficio de la misma actividad y de esta manera mitigar su impacto ambiental en el entorno marino, haciendo del cultivo de *A. purpuratus* una actividad sostenible.

1.2. Formulación del problema

El biofouling está conformado por invertebrados marinos con innumerables compuestos bioactivos con propiedades antiinflamatorias, antibacterianas y antioxidantes. El proyecto busca determinar las especies que conforman el biofouling, su abundancia y propiedades presentes como alimento vivo o insumo en la dieta para peces. Así como, evaluar su efecto en el crecimiento de los peces y de esta manera minimizar su impacto en el medio marino costero.

Planteando como pregunta:

¿De qué manera la reutilización del biofouling como alimento para peces, puede mitigar el impacto ambiental que su inadecuada disposición genera en la bahía de Samanco?

Preguntas específicas:

- ¿Cómo varía en cuanto a especie y biomasa el biofouling y cómo influye en la composición nutricional de la harina de biofouling?
- ¿Cuál es el efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de *Oreochromis niloticus*, tilapia de Nilo?
- ¿Cuáles son las ventajas de producir alimento para peces con harina de biofouling y cómo su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco?

1.3. Justificación Teórica

El valor teórico se basa en la sostenibilidad, y plantear nuevas teorías sobre el desarrollo sostenible del cultivo de *A. purpuratus*. Entendiendo que la calidad final de sus productos se sustenta en las interacciones existentes entre la acuicultura, medio ambiente, aspectos sociales y económicos. Siendo las precondiciones necesarias para una acuicultura sustentable: políticas adecuadas, legislación funcional y estándares ambientales apropiados; atendiendo también al reglamento de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), sobre actividad acuícola responsable. Señalando que esta es responsabilidad del gobierno, especialistas, productores, entre otros.

En el Perú, la actividad de la acuicultura se encuentra estipulada en la Ley General de Acuicultura, que hace referencia a los instrumentos de Gestión ambiental que se requieren para realizar la actividad acuícola y las normas que rigen la protección del medio ambiente. Sin embargo, toda esta normatividad no garantiza el desarrollo sustentable de la actividad, al carecer de un marco regulatorio de acuerdo con las características propias de esta actividad económica.

El biofouling, genera un impacto económico importante a las industrias que dependen del medio ambiente marino y costero, como el turismo, la pesca y acuicultura. En el marco social la posibilidad de su aprovechamiento generara nuevas fuentes de inversión de alta rentabilidad, empleos e ingresos. En beneficio de la población cercana a las zonas de cultivo, minimizando su impacto al medio ambiente marino.

Como aporte a la ciencia, este proyecto presentará una lista detallada de los organismos que forman parte del biofouling, correspondiente a dos años de muestreo. Los estudios del biofouling en el Perú se basan en muestreos estacionales o reportan datos de una sola fecha de muestreo, con una identificación taxonómica incompleta. El identificar las especies que conforman el biofouling permitirá determinar la utilidad de estos organismos

no solo como alimento para el cultivo de peces, sino para la actividad pesquera.

1.4. Justificación Práctica

Conservar el medio ambiente y la biodiversidad de nuestros cuerpos de agua es prioritario. Para ello se están buscando productos alternativos a la harina de pescado, que es el resultado de una pesca intensiva que impacta fuertemente en el medio ambiente y en las reservas de peces silvestres. El uso del biofouling como alimento para peces es ambientalmente favorable porque reduce la presión sobre las poblaciones de peces silvestres y al mismo tiempo usa subproductos del cultivo de *A. purpuratus*, en beneficio de la actividad.

El valor práctico se fundamenta en la búsqueda de insumos alternativos para la producción de alimento vivo o como insumo en la dieta de peces, de bajo costo y alto valor nutricional. El formular una dieta para peces con harina de biofouling está más cerca de una dieta natural, al emplear organismos de los cuales normalmente se alimentan los peces en su medio natural. Produciendo peces más saludables, al reducir la necesidad de suplementos potencialmente nocivos como los colorantes o antibióticos.

Al respecto, recientemente muchas de las especies que conforman el biofouling han recibido mucha atención al ser fuentes potenciales de compuestos bioactivos. El gran potencial para la explotación de estos compuestos naturales y su diversidad de aplicaciones como medicamentos, ingredientes biológicos o farmacológicos, nutracéuticos, etcétera. Hacen de estos organismos una fuente importante de recursos alimenticios para la acuicultura.

Para ello se incluirá la harina de biofouling como un insumo en la dieta de peces, en diferentes porcentajes y se evaluará su efecto en el crecimiento de

los peces. Además de establecer un protocolo de obtención de la harina de biofouling que permita mantener su calidad nutricional, de fácil aplicación y bajo costo. Finalmente se evaluará su aprovechamiento como alimento vivo o como insumo en la dieta de peces.

1.5. Objetivos

1.5.1. Objetivo general

Evaluar la reutilización del biofouling como alimento de peces, para mitigar el impacto ambiental que su inadecuada disposición genera en la bahía de Samanco (Ancash, Perú).

1.5.2. Objetivos específicos

- Determinar la variación mensual en cuanto a especie y biomasa del biofouling y su influencia en la composición nutricional de la harina de biofouling.
- Evaluar el crecimiento de *Oreochromis niloticus*, tilapia del Nilo alimentada con harina de biofouling.
- Determinar las ventajas de producir alimento para peces con harina de biofouling y cómo su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco.

CAPÍTULO 2: MARCO TEÓRICO

Para el desarrollo de esta tesis doctoral es importante destacar las teorías en las que basa la investigación, las que están enfocadas en la economía circular y sostenibilidad. Así como destacar el uso de información y recopilación teórica con el fin de seleccionar la más relevante para la investigación. En este capítulo se presentan los antecedentes de la investigación, las bases teóricas, en esta última se incluyen las definiciones básicas del biofouling, su relación con el medio marino y acuicultura.

2.1. Marco filosófico o epistemológico de la investigación

El desarrollo histórico-epistemológico del concepto de economía circular, permitirá entender este nuevo paradigma y su implicancia en la investigación realizada.

Los inicios de la economía circular se remontan a los siglos XVIII y XIX, donde los filósofos economistas clásicos reconocían la capacidad limitada de los recursos del planeta; sin embargo, no comprendían las consecuencias inmediatas de su uso sin límites. Son los economistas Adam Smith, David Ricardo y John Mill, quienes advierten sobre estas consecuencias, señalando que la ausencia de recursos naturales llevaría inevitablemente a la especie humana a la muerte. Sin embargo, son Thomas Malthus, William Jevons y Karl Marx, los que evidencian los impactos a largo plazo. Al respecto, solo Malthus y Jevons lo contextualizan de una manera más prospectiva, argumentando que el consumo de recursos es exponencial, y que el

crecimiento poblacional inevitablemente sobrepasaría la capacidad de un país para expandir sus recursos. Es gracias al aporte realizado por estos filósofos economistas, que se logra comprender la necesidad que eventualmente afrontarían los sistemas económicos en el mundo, en buscar soluciones sostenibles y en armonía con el ambiente.

Es a finales del siglo XIX que se manifiestan las primeras protestas contra la contaminación, y a favor de la conservación de los recursos naturales. Siendo el economista Harold Hotelling en 1931, el que conlleva al surgimiento del movimiento conservacionista, señalando que la desaparición de los recursos naturales repercutiría en el precio de los alimentos en el futuro. Al respecto, el economista Arthur Cecil Pigou argumenta que la contaminación industrial puede considerarse como una externalidad negativa para la sociedad porque no refleja el costo verdadero de un bien o servicio para la sociedad, creando una falla de mercado. Proponiendo un impuesto sobre las externalidades negativas con el objetivo de reducir su incidencia a un nivel eficiente (Pigou, 1932).

Es a mitad del siglo XX que se exponen con más fervor los efectos de la industrialización y los problemas que ocasionaba en la sociedad y el ambiente. Destacando la bióloga Rachel Carson en 1962 quien advierte sobre el envenenamiento masivo de las aves por productos agroquímicos. De igual manera el biólogo Barry Commoner en 1963, quien advierte que el uso de tecnología puede causar grandes catástrofes. Siguiendo la tendencia, el economista Kenneth Boulding en 1966 señala que está en manos de la humanidad el usar responsablemente los recursos naturales. Gracias a ellos es que resurge el movimiento ambientalista durante los años cincuenta e inicios de los sesenta. Sin embargo, ellos no plantean si este tipo de economía debe permanecer o cambiar, pero sí que no se debe continuar en el mismo camino.

Este proceso de concientización permitió el desarrollo de una contracultura ambientalista, expuesta por el historiador Theodore Roszak en 1969,

influenciado por el resurgimiento de la biología y ecología durante la guerra fría, el impacto social de las nuevas tecnologías y el diseño ecológico (Crocker et al., 2018). La cual hace referencia al rechazo por parte de la juventud urbana de los países desarrollados a la contaminación. Siendo los arquitectos paisajistas McHarg en 1969 con su diseño natural y Lyle en 1994 con su diseño regenerativo los que apoyaron esta tendencia. Ellos enfocaron en sus diseños el desarrollo de una comunidad en armonía con la naturaleza. Lo que sería la base del enfoque “*a la cuna*” acuñado por el arquitecto Walter Stahel quien hace referencia a la necesidad de utilizar bienes y materiales durables en el tiempo que no terminen desechados luego de usados, sino que vuelvan a “la cuna”, es decir, puedan reutilizarse íntegramente para algo nuevo una vez acabada su función para la que fueron diseñados. Este término fue popularizado por los escritores McDonough y Braungart (2002) en su libro “*De la cuna a la cuna*” y es el inicio del concepto de economía circular. Ellos proponen el concepto de eco-efectividad, señalando que no hay que ser eficiente, ni limpio, sino eco-efectivo. Como ejemplo señalan que las plantas y animales producen grandes cantidades de “basura”. No son ecoeficientes, pero sí son eco-efectivos porque son parte de un sistema sustentable, en donde toda la “basura” es beneficiosa y reutilizada por otros organismos.

Es en 1972 que un equipo de investigadores del Massachusetts Institute of Technology publicó el informe *Los límites del crecimiento* (Meadows, 1972). En el que se enfoca la inviabilidad de un crecimiento económico sin límites en un mundo con escasez. Este estudio impacta en los diversos círculos académicos, en la sociedad civil, en la política ambiental y económica global, cambiando la óptica del pensamiento de desarrollo convencional. Sobre el tema, en 1976 se hace referencia al concepto de economía circuito, la cual plantea estrategias industriales para el uso de los desperdicios, el uso eficiente de los recursos y la desmaterialización de la economía industrial. Planteando que el desecho puede ser un recurso para un nuevo proceso (Geissdoerfer et al., 2017). Sin embargo, es la contracultura ambientalista,

quien impulsa el desarrollo de nuevas ideas y soluciones innovadoras a la economía convencional, logrando impactar en círculos académicos y políticos.

Considerando la clásica economía de finales del siglo XVIII hasta el presente, se ha obviado que está se encuentra inmersa en un entorno natural y físico. Las actividades económicas tal como las conocemos se basan en la producción, distribución y consumo. Si a esto añadimos el concepto de la economía de materiales, donde se considera la extracción y el descarte. Podremos deducir que se ha rebalsado los límites del ambiente, con cantidades cada vez mayores de materia y energía utilizadas. Por lo que surge la necesidad de replantear la interacción entre el sistema natural y economía.

Para mitigar el impacto del sistema económico lineal sobre el ambiente, es que la Comisión Mundial del Medio Ambiente y el Desarrollo (CMMAD) de las Naciones Unidas, en 1987 elabora el reporte *Nuestro futuro común*, en donde se expone que la satisfacción de nuestras necesidades no debe comprometer la satisfacción de las necesidades de futuras generaciones (CMMAD, 1987). Siendo Pearce y Turner en 1990, los primeros en aportar una idea sobre economía circular. Ellos advierten una clara diferencia entre sistema económico y natural, señalando que este último recicla sus residuos. Para ello hacen uso de la primera Ley de la Termodinámica para indicar que la materia y energía no se crea ni destruye, se transforma para formar parte de alguna parte del ambiente. Sin embargo, no todo residuo es reciclable, por lo que ambos autores hacen uso de la segunda Ley de la Termodinámica, la cual utiliza el concepto de entropía como una medida de la energía que ya no se puede transformar. Los autores señalan que mientras que la cantidad de desechos que se genere no supere la capacidad asimilativa del ambiente, el sistema económico circular funcionara. Posteriormente Graedel y Allenby (1995) proponen la ecología industrial, en donde exponen cómo los procesos industriales pueden simular el comportamiento de la naturaleza, interactuando con los sistemas naturales.

Lo que conlleva al fortalecimiento de los cimientos del concepto de economía circular para el siglo XXI. Al respecto, McDonough y Braungart, consideran que el sistema planetario es un sistema cerrado con recursos valiosos y finitos. Advirtiendo que, si seguimos con un sistema económico contaminante, produciendo y desechando, sin considerar los desperdicios como nuevos recursos, la vida como la conocemos dejara de existir. Sobre el tema Benyus (2002) en su libro el *biomimetismo*, resalta las cualidades de la naturaleza, señalando que debemos aprender de como las plantas y animales hacen uso de los recursos sin contaminar. Estos autores desarrollaron sus filosofías basadas en la naturaleza, bajo una perspectiva antropocéntrica.

Stahel (2010) en su obra *The performance economy*, amplía el panorama señalando que el desarrollo de la tecnología basada en el conocimiento del funcionamiento de la naturaleza puede ser la llave para desligarnos de una economía estacionaria e insostenible. Tomando como referencia esta propuesta, Pauli (2010) nos habla de la economía azul, argumentando que si la sociedad hace uso de la física y las bondades que ofrece la naturaleza, podrá hacer un mejor uso de sus recursos.

Con los aportes de la primera década del siglo XXI, se abren las expectativas para que la evolución conceptual y epistemológica de economía circular se consolide y sea considerada un nuevo modelo alternativo de desarrollo.

Actualmente es la Fundación Ellen Macarthur (FEM) la principal impulsora del concepto holístico de economía circular (ver figura 4). Definiéndola como restaurativa y regenerativa, que busca mantener los productos, componentes y materiales en su utilidad y valor máximo todo el tiempo. Señalando que el modelo circular crea capital económico, natural y social y se basa en tres principios: Eliminar residuos y contaminación desde el diseño, mantener productos y materiales en uso. Al mismo tiempo, señalan que entre los factores que han impulsado el desarrollo de la economía y las alteraciones sin precedentes de los ecosistemas, destacan el aumento de la población

mundial total, el cambio en la producción y consumo durante el siglo XX y XXI. Lo que ha ocasionado que el crecimiento económico dependa de la extracción de recursos.

Aunado a ello, el conjunto de consecuencias ambientales negativas relacionadas con el modelo de economía lineal constituye un verdadero desafío para la creación de riqueza global a largo plazo. El agotamiento de las reservas de bajo coste y, cada vez más, el deterioro del capital natural está afectando a la productividad de la economía. Entre los elementos más significativos que contribuyen a aumentar la presión ambiental, se encuentran el cambio climático, la pérdida de biodiversidad y de capital natural, la degradación del suelo, y la contaminación de los océanos.

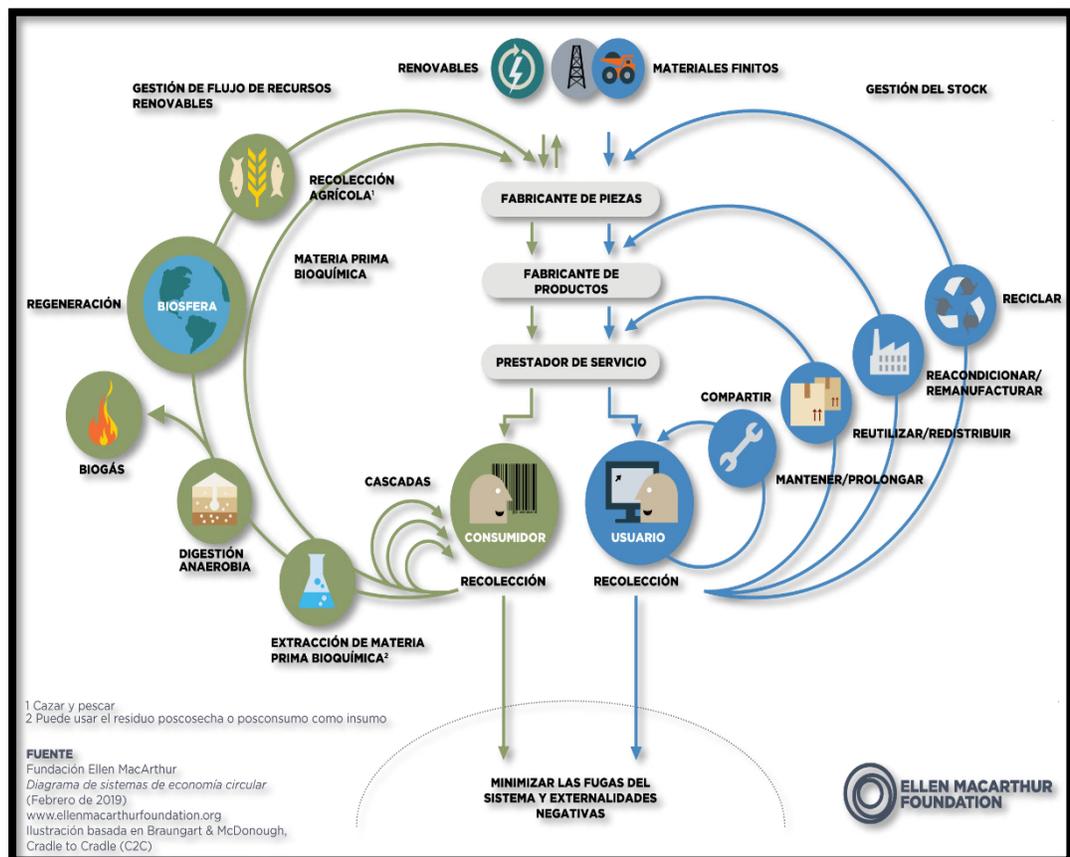


Figura 4. Esquema de economía circular de la Fundación Ellen Macarthur (FEM). Fuente: Fundación Ellen MacArthur Foundation (febrero, 2019), ilustración basada en Braungart & McDonough, Cradie to Cradie (C2C).

El clásico esquema lineal extracción-transformación-uso-eliminación tiene que ser sustituido por opciones de retroalimentación del tipo reducción-reciclaje-reutilización-recuperación, de acuerdo con los fundamentos de la “Economía circular”. Por lo que es importante abordar los elementos fundamentales de este nuevo paradigma económico que tiene por objetivo valorizar los residuos y pasar de una economía lineal donde el residuo es un desecho a una economía circular, donde el residuo es un insumo.

Los actuales procesos industriales se adaptan al modelo lineal “extracción-transformación-uso-eliminación”, que presta escasa atención a si los productos, sus componentes o los recursos empleados en su producción son utilizados de modo racional. Teniendo como resultado que la mayoría de los recursos son empleados con un solo fin específico, para luego ser en parte eliminados bajo la forma de residuos, sin tener en cuenta que éstos son también valiosos recursos productivos. En cambio, la economía circular aboga por esquemas de pre y post producción que mantengan a los productos, subproductos y residuos valorizables en servicio durante un largo período, procurando su reutilización una y otra vez.

En el enfoque social, si una empresa tiene como único objetivo el de facturar e incrementar su volumen de negocio descuidando la eficacia de sus procedimientos productivos, está destinada, tarde o temprano, al fracaso más rotundo y al desprestigio, por anteponer un esquema de negocio especulativo al de calidad y ética. Por otro lado, la sociedad es cada vez más culta, está mejor informada desde todo punto de vista, y, en consecuencia, sus exigencias son crecientes y rigurosas, tanto en términos de precio como de calidad.

En este contexto, el modelo circular de crecimiento, desvinculado del consumo de recursos finitos, es capaz de ofrecer sistemas económicos resilientes, siendo la única tendencia favorable al desarrollo sostenible. Siendo el desarrollo tecnológico y social lo que actualmente hace posible la transición eficaz de una economía lineal a circular a escala mundial.

En tal sentido esta investigación busca implementar la economía circular en las actividades productivas, específicamente en la acuicultura, reutilizando un subproducto generado de la actividad acuícola, como lo es el biofouling, en un insumo para la producción de alimento para peces. Convirtiéndola en una actividad sostenible en el tiempo (ver figura 5).

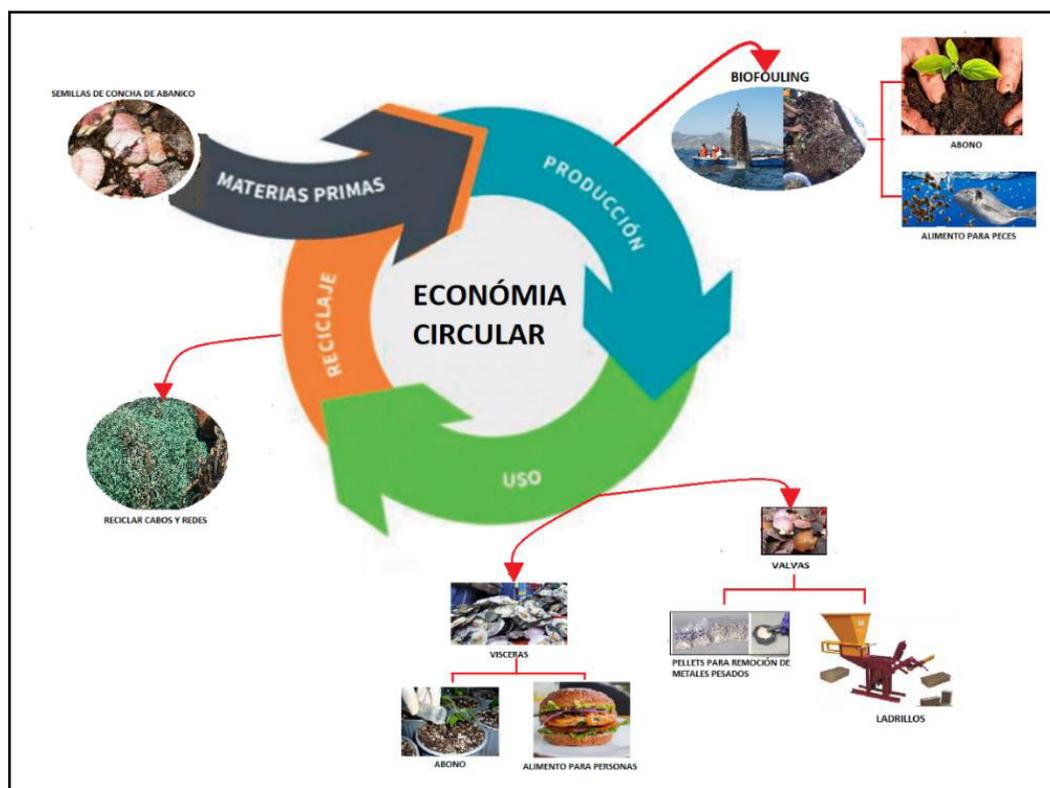


Figura 5. Sistema de economía circular en el cultivo de concha de abanico. Durante la producción se generan como residuo el biofouling y durante el procesamiento las valvas y vísceras, que pueden ser reutilizadas. Además, en la producción y limpieza, redes y cabos que pueden ser reciclados.

2.2. Antecedentes de investigación

Investigadores en diversas partes del mundo están buscando materiales funcionales de invertebrados marinos que se pueden utilizar como aditivos alimentarios tradicionales, y específicamente, estos se basan en polisacáridos, existiendo hasta la fecha una gran oportunidad para desarrollar alimentos funcionales con alto valor agregado que se pueden usar en nutracéuticos, como aditivos o suplementos (Datta et al. 2015; Jha y Zi-rong, 2004; Senthilkumar y Kim, 2013).

A nivel mundial existen diversos estudios sobre los compuestos bioactivos de los organismos que conforman el biofouling, tal es el caso de algas marinas. Ríos et al. (2009) reportan los efectos antibacterianos de una gran variedad de algas en Venezuela. Burgos (2011) determinó la composición aproximada de las comunidades algales constituyentes del biofouling en jaulas flotantes de cultivo de peces del mediterráneo, encontrando un bajo contenido en el extracto etéreo (1.7 ± 0.8 %), a diferencia del contenido de proteínas (15.7 ± 0.1 %) e hidratos de carbono (16.1 %), y una alta composición inorgánica (47.5 ± 1.5 %). Fernández et al. (2015) señalan que las algas pardas o Phaeophyta presentan pigmentos naturales como la fucoxantina, carotenoide con actividad antioxidante, anticancerígena, antiinflamatoria, antiobesidad, neuroprotector, fotoprotector y preventivo de osteoporosis. También contienen polifenoles, compuestos bioactivos con alta capacidad antioxidante y con actividad biológica específica que afecta la expresión de genes. Cruz (2019) evaluó el uso de *Ulva lactuca* en el crecimiento de alevines de *Girella laevis*, empleó tres dietas experimentales con niveles de inclusión del 15 %, 30 % y 45 %. Concluyendo que el mayor crecimiento en peso y longitud se obtuvo con 30 % de inclusión de harina de *U. lactuca*, sin embargo, no se hace referencia a la composición química de *U. Lactuca*. Winston y Woollacott (2008), reportan quitina en *Bugula* y que esta puede aportar fibra en la dieta de peces. Además, Sudek et al. (2007) y Sharp et al. (2007) señalan la presencia de briostatina, un potente compuesto

anticancerígeno presente en *Bugula neritina* que muestra una notable selectividad contra las líneas celulares de leucemia humana, cáncer renal, melanoma y cáncer de pulmón, contra la enfermedad de Alzheimer y contra el VIH (Bosh y Hadfield, 2021). Así mismo, Mcgovern y Hellberg (2003), evaluaron la palatabilidad de las larvas del briozoo *Bugula neritina* para los depredadores en dos poblaciones del Atlántico occidental: los individuos al sur del cabo Hatteras producen disuasivos químicos para los depredadores de peces que están ausentes en los individuos más al norte. Utilizaron secuencias de la subunidad I (COI) del citocromo oxidasa C mitocondrial para mostrar que las diferencias en palatabilidad entre poblaciones se correlacionan con las distribuciones geográficas de dos especies crípticas dentro de *B. neritina*. Además, estas especies crípticas difieren en sus asociaciones con bacterias que pueden conferir resistencia química a la depredación. Ellos señalan la presencia de la bacteria *Endobugula sertula* en la especie críptica del sur que producen una familia de compuestos químicos (briostatinas) que disuaden a los depredadores de su huésped animal, la cual no está presente en la especie críptica del norte. Concluyen que la variación geográfica en la palatabilidad observada en las larvas de *B. neritina* no es el resultado de la adaptación local de una sola especie a regiones de diferente presión de depredación, sino el resultado de la comparación de especies crípticas que difieren en la presencia o ausencia de una bacteria que puede brindar protección contra los depredadores.

Mayer (1999) y Munro et al. (1999) refieren que entre los invertebrados el phylum Porífera presenta la mayor cantidad relativa de compuestos con propiedades anticancerígenas, entre otras, así como el más prolífico en metabolitos secundarios novedosos y farmacológicamente activos (Blunt et al., 2008), seguido de los cnidarios, algas, moluscos, cordados y equinodermos (ver figura 6). Así tenemos a Jha y Zi-rong (2004), quienes encontraron una gama de metabolitos bioactivos en aproximadamente 11 géneros de esponjas. Tres de estos géneros (*Haliclona*, *Petrosia* y *Discodemia*) producen poderosos agentes anticancerígenos y

antiinflamatorios. Regalado et al. (2010) refieren que dos de estos fármacos derivados de esponjas se encuentran disponibles en el mercado, tal es el caso Ara-A (antiviral) y de la Ara-C(antitumoral).



Figura 6. Las esponjas marinas son los invertebrados con mayor cantidad de compuestos bioactivos aislados, empleados para combatir tumores y carcinomas en colon, pulmon, hígado y mamas.

Nakashima et al. (2004), reporta a los Urocordados como los únicos animales que producen celulosa, un polisacárido que existe principalmente en matrices extracelulares de plantas, algas y células bacterianas. Al respecto, Stach (2008) señala que la epidermis monocapa de los tunicados está cubierta por una base extracelular (túnica) y que esta contiene proteínas y en mayor proporción fibras de celulosa. Sasakura et al. (2005) sugieren que esta capacidad fue heredada por la transferencia lateral de genes de las bacterias, habiendo demostrado la presencia de celulosa y omega 3 en más de 180 especies de todos los grupos tunicados. Nakashima et al. (2004) reporta el gen celuloso sintasa, Ci-CesA, en *Ciona intestinales*, que es una fusión de un dominio de celulosa sintasa y una celulosa (celulosa hidrolizante). Actualmente se está evaluando su producción masiva en Noruega para emplearlos en la alimentación de peces.

Xu et al. (2018), reportan varios compuestos bioactivos en pepinos de mar, incluyendo péptidos, glucósidos de triterpeno, polisacáridos, fenoles y lípidos. Estos compuestos demuestran una gran cantidad de funciones biológicas saludables como antioxidantes, anticancerígeno, antiinflamatorias, anti-trombo, antimicrobianos, anti-diabetes, anti-obesidad, y mejora del aprendizaje y la memoria.

Por otra parte, en lo que respecta a los equinodermos, es importante destacar las investigaciones realizadas por Fariñas y Liñero (2001), a partir de extractos acuosos de las holoturias *Ludwigothuria mexicana*, *L. grisea*, *Istchopus badionotus*, *Trachytyonidium occidentale* y *Fossothuria cubana*, en donde hallaron actividad hemolisante y antibacteriana, atribuidas a la posible presencia de saponinas.

Es muy poco lo que se sabe en cuanto a compuestos bioactivos en anélidos en el mundo. El primero en hallar actividad y proponer el uso de un insecticida extraído de un poliqueto fue Narahashi (1973), quien aisló a partir de *Lumbriconereis heteropoda* la nereistoxina, materia prima para la fabricación de un insecticida. De este compuesto se han sintetizado numerosos

derivados que se utilizan sobre todo en agricultura, contra los insectos perjudiciales. La nereistoxina actúa sobre el sistema nervioso, pero no interfiere en el sistema de transmisión colinérgico (Cognetti y Magazzú 2001). Por otra parte, Zühlke et al. (1998) han aislado bromofenoles, con propiedades antimicrobianas del poliqueto *Lanice conchilega*. Otras investigaciones, señalan la presencia de un alcaloide esteroidal, aislado a partir del gusano marino *Cephalodiscus gilchristi*, denominado cefalostatina, con propiedades anticancerígenas en líneas celulares humanas (Hernández M. V. y Hernández M. M., 2005).

Referente a los moluscos un equipo de la Universidad de Melbourne extrajo la conotoxina de un caracol de concha que no solo inhibe el dolor, siendo 10 000 veces más potente que la morfina, sino que también acelera la recuperación de los nervios lesionados (Hernández M. V. y Hernández M. M., 2005). La Bursatellanin-P, una proteína que se purificó a partir de la tinta púrpura de la liebre marina *Bursatella leachii*, esta proteína presenta actividad anti-VIH (Jha y Zi-rong, 2004). De igual forma Colombo et al. (2016) refieren que los moluscos son fuente de ácidos grasos.

Becerra-Amezcuca et al. (2016), hacen referencia a los componentes bioactivos de las medusas, señalando que poseen propiedades medicinales y que se han aislado compuestos como el colágeno con aplicaciones médicas y cosméticas. La mayoría de los compuestos bioactivos presentes en medusas son proteínas con propiedades antibacterianas, enzimáticas, cardio tóxicas, neurotóxicas, citolíticas, bioluminiscentes o inmuno estimulantes, la más utilizada es la verde-fluorescente en biología molecular, microbiología, ingeniería genética y fisiología; pero también se han detectado otros compuestos como alcaloides y polisacáridos; la mayoría aún no están caracterizados completamente, por lo que se requiere mayor investigación para desarrollo biotecnológico y aprovechar completamente este recurso natural.

En Perú los estudios sobre bioactivos marinos se remontan a escasos años, por lo cual este potencial en el país permanece prácticamente inexplorado. Se cuenta con el registro de Loayza et al. (2014) quienes estudiaron la producción de biomasa fresca y seca del briozoario *Bugula neritina*, esta especie produce briostatina, un metabolito que tiene capacidad para detener el crecimiento de varias formas de cáncer en humanos. La evaluación se realizó en diferentes estaciones del año en las linternas del cultivo suspendido de *A. purpuratus* en la bahía de Samanco, como parte del biofouling, concluyendo que bajo las condiciones de cultivo de *A. purpuratus*, la producción de *B. neritina* equivale a 3.3 t/ha/año de biomasa fresca o 1.8 t/ha/año de biomasa seca.

2.3. Bases teóricas

2.3.1. Biofouling y proceso de colonización de superficies duras en un medio acuoso

En su sentido amplio, la palabra colonización significa el proceso de expansión algún territorio nuevo. En lo que respecta a las superficies duras artificiales en un medio acuoso, los términos colonización, incrustación biológica (en inglés biofouling) e incrustación (en inglés fouling) pueden ser sinónimos (Wahl, 1989).

Biofouling como proceso significa ensuciamiento biológico, a diferencia del fouling que se refiere a otras formas de ensuciamiento, es decir, la acumulación de depósitos de diferente tipo y origen en la superficie, tales como los productos de corrosión, cristalización, reacciones químicas, suspensión partículas, detritos, hielo, etc. (Flemming, 2002). Así, el biofouling es un caso especial de colonización de superficies duras por organismos vivos en el agua.

Existen pocos estudios en los que se realice un análisis completo y detallado de los problemas asociados con los procesos de colonización de microorganismos a los que se denomina microfouling. Según Characklis (1984), incluye: (1) transporte de moléculas orgánicas y bacterias hacia una superficie sumergida; (2) adsorción de moléculas orgánicas, como resultado la superficie se vuelve más favorable para la adhesión de bacterias; (3) adhesión de bacterias a la superficie acondicionada; (4). metabolismo de microorganismos adheridos, como resultado de lo cual se adhieren a la superficie más rápido; (5) crecimiento de bacterias; y (6) desprendimiento de parte de la película bacteriana (ver figura 7). El desprendimiento de bacterias ocurre como resultado del sobre desarrollo de la biopelícula y pérdida de resistencia mecánica, y acción de las corrientes, no estando relacionado con la fijación del macrofouling.

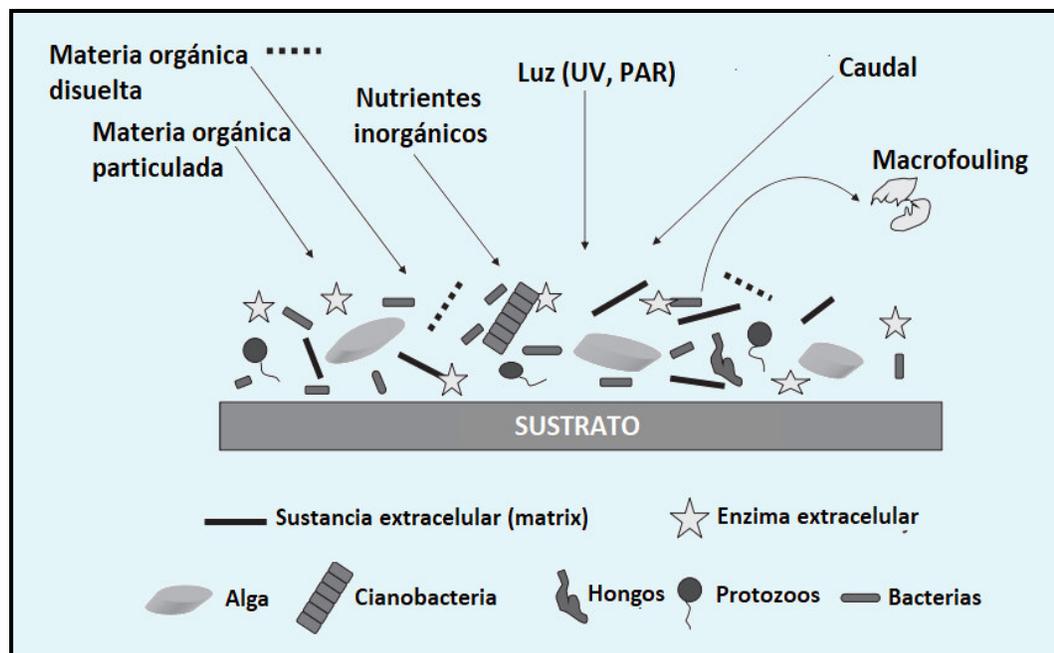


Figura 7. Esquema de una estructura de biopelícula teórica. Todos los principales componentes del biofilm y los factores ambientales que afectan su estructura y función. Fuente: Traducido de Pusch et al. (1998).

Los procesos de colonización de superficies duras, según Wahl (1997) y Stevenson (1986) relacionados principalmente con la epibiosis de organismos incrustantes (macrofouling), distingue: (1) condicionamiento bioquímico (adsorción de macromoléculas y iones); (2) colonización bacteriana; (3) colonización por eucariontes unicelulares; y (4) colonización por eucariotas multicelulares (ver figura 8). Este esquema, está relacionado con el tiempo de inmersión de las superficies duras y es aplicable a la colonización de cualquier superficie, no sólo del biofouling sino también del fouling. Considerando que la epibiosis es la asociación espacial entre un organismo sustrato (basibionte) y un organismo sésil (epibionte) adherido a la superficie externa del basibionte, esto implica que no dependen tróficamente uno del otro (Flemming et al., 2009).

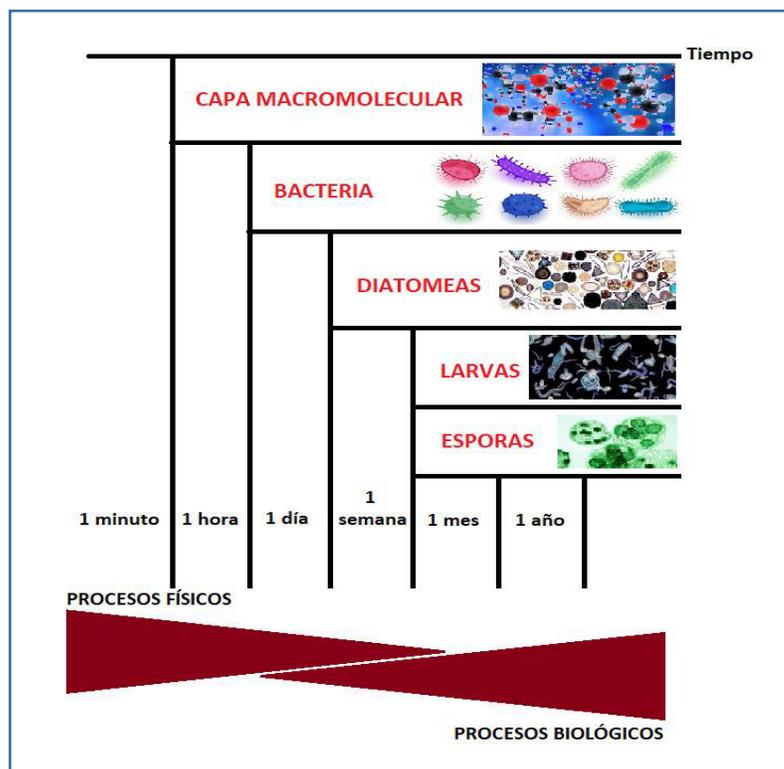


Figura 8. Cronología esquematizada de los procesos de colonización y el papel relativo de los mecanismos físicos y biológicos involucrados. La colonización bacteriana es de naturaleza física, biológica y mixta. Sin embargo, cuando comienza el asentamiento de diatomeas, los factores biológicos comienzan a prevalecer sobre los físicos. Fuente: Adaptado de Wahl (1989).

Por lo general, la colonización se considera como una secuencia de acumulación de organismos incrustantes y su crecimiento en una superficie dura, como resultado del transporte por corriente, asentamiento y fijación de propágulos. A pesar de que los mecanismos de colonización de superficies duras por microorganismos, esporas de macroalgas y larvas de animales son diferentes, proceden de manera similar e implican los mismos procesos: transporte a la superficie, asentamiento, fijación y crecimiento. Cabe señalar que el transporte puede realizarse tanto de forma pasiva, por medio de la corriente, y debido a la actividad locomotora de propágulos, juveniles o adultos. Es importante tener en cuenta que, sin la colonización por propágulos de macroorganismos, su desarrollo y metamorfosis en la superficie dura, el crecimiento de individuos juveniles y adultos sería imposible.

Los procesos comunes que se dan por la incrustación de organismos vivos en cualquier superficie dura artificial son (1) transporte, (2) asentamiento, (3) fijación, (4) desarrollo y (5) crecimiento (Wahl, 1997). Estos procesos elementales se reemplazan entre sí secuencialmente durante la colonización de la superficie por micro y macrofouling. En algunos grupos de fouling, por ejemplo, el microfouling, la secuencia anterior puede ser más corta y puede no implicar el desarrollo como un proceso independiente. El crecimiento de microfouling, en lo que se refiere a la colonización, puede interpretarse un aumento de su abundancia y biomasa por división celular. Así mismo, el crecimiento del macrofouling sobre una superficie dura se da simultáneamente con su desarrollo (metamorfosis), observando un aumento en la abundancia al final de su desarrollo.

Los esquemas mencionados sobre el proceso de colonización del micro y macrofouling, es aplicable a todo el fouling bajo ciertas excepciones. Está condicionada por: La similitud de sus formas de vida donde dominan los organismos sésiles; el medio donde se desarrollan, que determina las condiciones de transporte por la corriente, el asentamiento, la fijación, la

alimentación y el crecimiento; la presencia de una superficie dura como sustrato y la superficie del sustrato duro a colonizar.

Si bien los procesos de colonización son elementales, en realidad, engloban a otros más simples. En el caso del transporte, responsables de la dispersión del biofouling, es activo y pasivo, incluyen tanto el transporte por las corrientes como su propio movimiento. El asentamiento consiste en el movimiento hacia una superficie dura, el contacto con ella, la exploración, evaluación y selección o rechazo del sustrato. La fijación también consiste en etapas controladas por diferentes mecanismos. El desarrollo y crecimiento de los organismos asentados, larvas de invertebrados adheridas y esporas de macroalgas constan de múltiples etapas y procesos complejos.

Sin embargo, distinguir el transporte, asentamiento, fijación, desarrollo y crecimiento como procesos independientes, en el proceso de colonización del biofouling sobre sustratos duros, se justifica por el hecho de que son procesos indivisibles. El micro y macrofouling tienen diferentes mecanismos de desarrollo; aun así, el carácter visible de su ocurrencia y su contenido biológico general son similares en ambos casos.

2.3.2. Impacto del cultivo de moluscos bivalvos en el ambiente marino costero.

Aunque el cultivo de moluscos bivalvos se remonta a siglos atrás, el cultivo a gran escala solo comenzó durante el siglo anterior, siendo China el principal productor mundial de bivalvos acuícolas (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO], 2017), seguido de la República de Corea, Japón y España. Las principales especies cultivadas pertenecen a la familia de las Ostreidae, Pectinidae y Mytilidae.

Los efectos ecológicos del cultivo de moluscos bivalvos están relacionados tanto con la función de estas especies dentro de sus hábitats como con la escala e intensidad de las prácticas de cultivo (McKindsey et al., 2011).

Las investigaciones sobre los efectos del cultivo de bivalvos en los bentos se han centrado principalmente en la redirección de la energía del ambiente pelágico a los bentos y los efectos posteriores de la carga orgánica. Los moluscos convierten el seston en partículas de heces grandes y pesadas y pseudoheces (biodepósitos), que se hunden rápidamente en el fondo aumentando la carga orgánica (Gallardi, 2014). Estos procesos transfieren energía del ambiente pelágico a los bentos, alterando las redes alimentarias, la tasa de biodeposición, la hidrodinámica local y ocasionando la presencia de bioincrustantes asociados al cultivo de bivalvos (Giles et al., 2006). Además de alterar la velocidad de hundimiento (Ren y Zhang, 2016). Investigaciones recientes han sugerido que el aumento de la sedimentación ocurre principalmente en el centro de las zonas de cultivo (Guyonnet et al., 2015), debido a la tasa de filtración de los bivalvos, que disminuye sustancialmente el plancton suspendido y los sedimentos a mayor escala (Filgueira et al., 2014).

Los efectos en la comunidad bentónica son diversos. En la comunidad biótica, la deposición orgánica por parte de los bivalvos puede causar un cambio del dominio de un alimentador de suspensión a una comunidad dominado por alimentadores de depósitos oportunistas y, en última instancia, especies tolerantes al sulfuro de hidrógeno (Gallardi, 2014). Sin embargo, Comeau et al. (2014) han encontrado impactos menores en la composición química del sedimento y en la presencia de la fauna. En términos generales, los efectos del cultivo de bivalvos en los bentos están determinados por la hidrodinámica del cuerpo de agua (Gillardi, 2014; Newell, 2004), la escala de operación y prácticas y la distancia desde el centro de cultivo (Filgueira et al., 2015).

Los efectos en la calidad del agua están relacionados con la tasa de filtración y las alteraciones en el ciclo de nutrientes a través de la excreción de los biodepósitos (Gallardi, 2014). Los organismos filtradores pueden causar un control desde la superficie al fondo del fitoplancton al eliminar partículas suspendidas de la columna de agua (Newell, 2004). Sin embargo, cuando

ésta es alta, puede alterar la composición de la comunidad planctónica al desplazar más rápido a las comunidades del plancton a entornos limitantes de luz (por ejemplo, pico plancton) (Jiang et al., 2016). Los moluscos bivalvos también pueden ejercer un control desde el fondo hacia la superficie sobre las poblaciones de fitoplancton a través de su contribución a los flujos de nutrientes (Newell, 2004), al consumir el fósforo y nitrógeno presente en el fitoplancton. Sin embargo, a veces estos nutrientes permanecen sin digerir y se acumulan en el medio bentónico como biodepositos. Al respecto, Grant et al. (1995) señalan que los bivalvos pueden acelerar el ciclo del nitrógeno a través del amoníaco y la remineralización bentónica, lo que potencialmente aumenta la rotación de fitoplancton.

En áreas poco profundas, la filtración de seston por bivalvos puede aumentar la claridad del agua y la profundidad de la penetración de la luz, proporcionando un aumento potencial para la productividad de las algas marinas (Schröder et al., 2014). Además, puede ejercer un control descendente sobre los procesos de eutrofización (por ejemplo, floraciones de fitoplancton) (Guyondet et al., 2015). Si la tasa de filtración de los bivalvos es más rápida que la tasa de reposición del fitoplancton, puede haber una retroalimentación negativa a los propios bivalvos, limitando el alimento (Bacher et al., 2003). Esto puede alterar en consecuencia la disponibilidad de alimento (fitoplancton) para otros organismos marinos como el zooplancton (Kluger et al., 2017).

La tasa de agotamiento del fitoplancton se ha utilizado como un índice para medir la capacidad de carga ecológica del cultivo de moluscos bivalvos. El agotamiento del plancton o seston puede variar de cero hasta un 80% en el área de cultivo (Cranford et al., 2014). Aunque también tiene el potencial de tener efectos sobre la abundancia de fitoplancton y la composición de la comunidad en toda la bahía. Estos efectos en las poblaciones de fitoplancton están relacionados por el tiempo de residencia en el agua (Smaal et al., 2011), que afecta directamente la reposición del fitoplancton y los flujos de nutrientes. Así mismo, el cultivo de moluscos bivalvos también puede alterar

la calidad del agua indirectamente a través del agotamiento del oxígeno disuelto disponible (Nizzoli et al., 2005) ocasionado por la demanda biológica de oxígeno como por la carga orgánica.

La modificación del hábitat asociada al cultivo de moluscos bivalvos está relacionada con los diferentes tipos de métodos de cultivo. El cultivo de fondo está asociado con alteraciones físicas, mediante la modificación de los fondos marinos por las estructuras de cultivo, eliminación de depredadores, y mediante actividades de recolección. Estas actividades alteran los bentos, al medio ambiente y puede alterar los sedimentos causando resuspensión de los mismos. El cultivo suspendido (por ejemplo, linternas, Perl net, colectores) pueden disminuir la penetración de luz al fondo marino y posteriormente la fotosíntesis, afectando a las microalgas y macroalgas marinas (Forrest et al., 2009). Sin embargo, otros estudios han demostrado que los efectos pueden ser mínimos debido al aumento de la claridad del agua por filtración (Crawford et al., 2003). De igual forma se ha encontrado que alteran los regímenes hidrodinámicos (Cranford et al., 2014). Finalmente, y no menos importante la incorporación de estructuras al medio acuático crea un nuevo hábitat, que atrae a una variedad de organismos bioincrustantes, incluidos especies exóticas e invasoras (Fitridge et al., 2012).

Los efectos no solo abarcan el área de cultivo sino a toda la bahía, tal es el caso de la propagación de enfermedades o patógenos. Las enfermedades en bivalvos comúnmente provienen de virus, bacterias y protistas (Lafferty et al., 2015). El brote de una enfermedad suele ocurrir bajo dos condiciones: cuando los individuos crecen en condiciones hacinamiento y cuando las especies nativas están expuestas a enfermedades exóticas (Tremblay et al., 2003). La mayoría de las enfermedades afectan a las poblaciones ya sea causando mortalidad masiva o ralentizando el crecimiento (Lafferty et al., 2015). La amenaza que representan está relacionada con la dificultad de la detección de patógenos antes del brote de la enfermedad y el rastreo de los orígenes. A pesar de los avances moleculares en la detección de

enfermedades, sigue siendo difícil la gestión de riesgos y el control de enfermedades en los cultivos.

El cultivo de bivalvos puede introducir especies exóticas a través del cultivo intencional de especies de bivalvos no nativos, a través de asociación con otras especies introducidas, o por repoblamiento (Mckindsey et al., 2007). Los escapes, pero sobre todo la propagación reproductiva, pueden desencadenar la invasión exitosa de bivalvos exóticos (Wallentinus y Nyberg, 2007). También se puede facilitar el crecimiento de especies no nativas a través de la provisión de hábitat (estructuras de cultivo) y alterando el entorno circundante, posiblemente haciéndolo más adecuado para especies invasoras (Keeley et al., 2009). Las especies de biofouling no nativas transferidas con especies cultivadas tienen el potencial de proliferar y disminuir la biodiversidad local (Gallardi, 2014), y también afectan el cultivo en sí, compitiendo directamente por alimento o reduciendo el flujo de agua en las estructuras de cultivo, afectando simultáneamente la disponibilidad de alimento y el aumento de los costos operacionales ya que deterioran los materiales y reducen su tiempo de duración, flotabilidad del sistema e incrementan los costos por mantenimiento (Ross et al., 2004).

Aunque menos estudiado, la producción de bivalvos también puede tener efectos sobre poblaciones nativas de bivalvos. En situaciones donde las interacciones entre las poblaciones silvestres y cultivadas puede ser motivo de preocupación por los posibles efectos en el acervo genético natural (Keeley et al., 2009). Aunque otros estudios han encontrado poca interacción genética entre especies silvestres y cultivadas (Thompson et al., 2017), la diversidad genética que se encuentra en las poblaciones silvestres puede ser mucho mayor que la de los bivalvos cultivados (Semeraro et al., 2016).

El cultivo de bivalvos puede afectar a las redes alimentarias, aunque a menor escala, porque no tiene alimentación exógena. Sin embargo, la filtración de bivalvos puede alterar las poblaciones de fitoplancton y afectar a otros niveles de la red alimentaria (Kluger et al., 2017). Nuevas especies pueden ser

atraídas por las estructuras de cultivo, por ejemplo, invertebrados y peces, organismos bioincrustantes (Callier et al., 2017), que a su vez puede atraer a sus depredadores. También pueden ser una fuente de alimento para peces, cangrejos y aves (Varennnes et al., 2013). Las estructuras de cultivo sirven de refugio para los huevos y larvas de peces, lo que podría afectar a otras poblaciones (Gibbs, 2004). Son pocos los estudios que han demostrado que el establecimiento de granjas de bivalvos desplaza a las poblaciones de mamíferos marinos (Watson-Capps y Mann, 2005). Al respecto Young (2015) encontró cetáceos y tortugas enredados en las redes de cultivo de mejillones. El efecto en el caso de aves marinas incluye tanto la atracción a través de la provisión de alimentos y la perturbación del desplazamiento por las actividades del cultivo (Forrest et al., 2009).

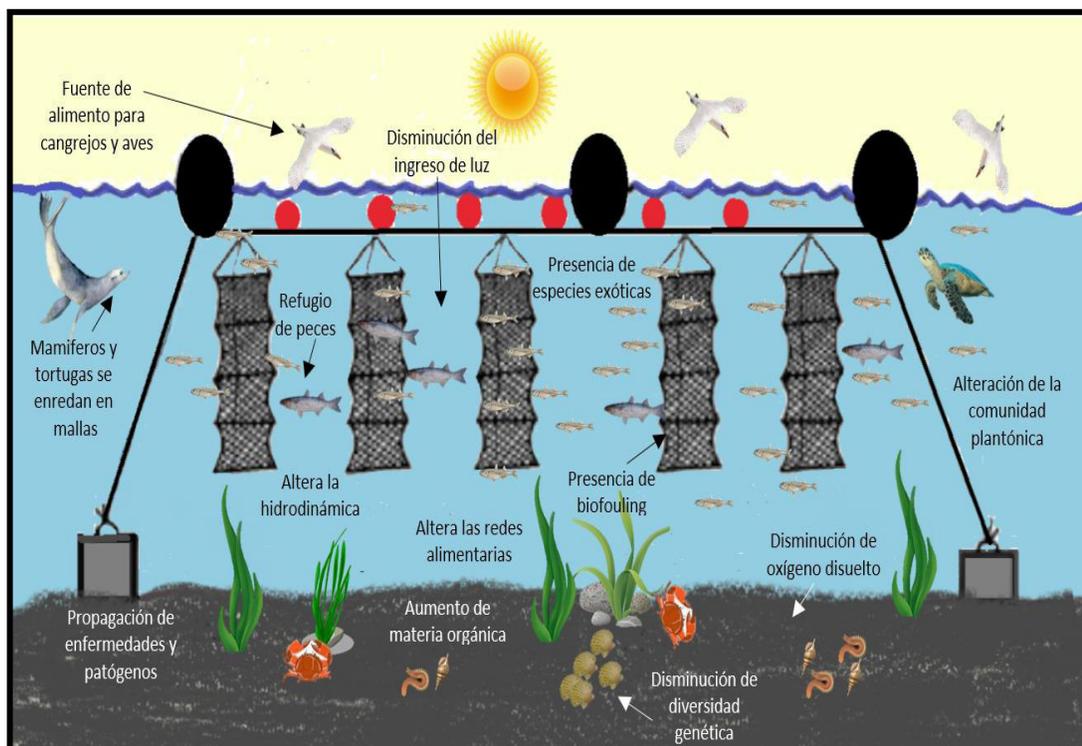


Figura 9. Impacto del cultivo de moluscos bivalvos en el medio marino.

2.3.3. Caracterización del biofouling en cultivo de *Argopecten purpuratus*

A. purpuratus se registra solo en costa del Pacífico tropical desde Paita (Perú) hasta Valparaíso (Chile), pero existen citas que lo sitúan en Corinto (Nicaragua) (Peña, 2001). Comercialmente se cultiva en Perú y Chile, por lo que solo se reportaron los trabajos realizados en ambos países.

En el Perú los primeros estudios de biofouling son de tipo cualitativo y realizados en los cultivos de *A. purpuratus* en la bahía Independencia (Pisco), Samanco y Tortugas (Ancash), entre los cuales se puede citar a: Mendo et al. (1987), Rubio et al. (1995), Valdivieso et al. (1984), Valdivieso (1990), Venturi (1989), Yamashiro et al. (1990), quienes coinciden en señalar que el biofouling está conformado principalmente por equinodermos, anélidos, moluscos, crustáceos, cnidarios y poríferos.

En estudios realizados en la bahía de Samanco, Tapia (2000) entre noviembre 1997 y febrero 1998 evaluó la influencia del biofouling en la producción de *A. purpuratus* en sistema suspendido a diferentes profundidades durante el evento “El Niño”, registrando 19 especies en las valvas de *A. purpuratus* y linternas, conformadas por Cnidarios (anemona), Anélidos (poliquetos), Equinodermos (ofiuroideos y holoturoideo), Moluscos (*Fisurella* sp., *Pteria sterna*, *Ocenebra buxea* y *Hipponix pilosus*), Artrópodos (*Balanus*, *Callinectes arenatus*, *Stenprhynchus debilis*, *Microphrys aculeatus*, *Pinnotherelia politus* y *Penaeus stylirostris*), Cordados (*Ciona* sp. y *Chelilodactylus variegatus*) y Algas (*Ulva* sp. y *Gracilariopsis* sp.). Siendo las especies anemona, balanus y poliquetos las que predominan en la valva de *A. purpuratus* durante todo el año, así mismo registro tres especies propias de aguas templadas no reportadas en estudios anteriores en bahía de Samanco, *Ciona* sp., *Pteria sterna* y *Penaeus stylirostri*.

Pacheco y Garate (2005) estudiaron la composición del biofouling en los sistemas de cultivo de *A. purpuratus* en la bahía de Samanco en octubre de 1998, identificando 33 especies, correspondientes a 10 grupos taxonómicos,

45,4 % de los cuales fueron suspensívoros, 15,1 % carnívoras, 27,2 % herbívoros, 9,09 % omnívoros y 3,03 % depositívoros. Las especies registradas corresponden a los crustáceos (*Austromegabalanus psittacus*, *Balanus laevis*, *Pollicipes elegans*, *Lepas* sp., *Pilumnoides perlatus*, *Pachicheles grossimanus* y *Planes minutus*); bivalvos (*Argopecten purpuratus*, *Semimytilus algosus*, *Lithophaga peruviana*, *Barbatia gradata*, *Pteria sterna*, *Hiatela solida*, *Crucibulum spinosum*, *Stramonita haemastoma*, *Stramonita biserialis*, *Scurria viridula* y *Fissurella limbata*); polioplacophora (*Acanthopleura echinata* y *Acanthopleura niger*); brachiopoda (*Discinisca lamellosa*); echinodermata (*Tetrapyrgus niger*, *Arbacia spatuligera*, *Caenocentrotus gibosus* y *Cucumaria dubiosa*); polychaeta (*Hydroides* sp., *Pomatoceros triqueter*, *Nereis callaona* y *Lepidonotus* sp.); hidrozoo (*Tubularia* sp.); Hemichordata (*Ciona intestinalis*) y Peces (*Hypsoblennius sordidus* y *Pseudobalistes naufragium*). En esta misma bahía, Encomendero et al. (2006) identificaron cuatro especies de poliquetos epibiontes sobre las valvas de *A. purpuratus*: *Neanthes succinea*, *Nereis pelágica*, *Halosydna brevisetosa* e *Hydroides* sp.

Kanagusuco (2009), evaluó los bioincrustantes presente en sistemas de cultivo suspendido de *A. purpuratus* en la bahía de Samanco durante cuatro meses, desde octubre 2006 a enero del 2007, a diferentes profundidades (3, 6 y 9 metros) en dos puntos elegidos en la concesión de la empresa SOMEXPERU. Registro un total de 26 organismos bioincrustantes pertenecientes a nueve grupos taxonómicos; siendo los más abundantes *Aglaophenia* sp. (33,15%), *Caprella* sp. (27,52%), *Bugula neritina* (13,50%) y *Bugula cucullifera* (11,50%). Loayza y Tresierra (2014) evaluaron estacionalmente el biofouling en la bahía de Samanco en verano e invierno del 2009, registrando 29 especies en verano y 38 en invierno, señalando que en ambos periodos los organismos cubrieron el 100% de las linternas y que durante el verano la comunidad estuvo dominada por *Semimytilus-Ciona-Bugula* y en invierno por *Semimytilus-Ciona*. En términos del número de especies, destacaron los anélidos en invierno y moluscos en verano, con más

del 20% y 25%, respectivamente. Las especies registradas corresponden a Polychaeta (*Halosydna brevisetosa*, *Halosydna johnsoni*, *Hydroides* sp., *Neanthes succinea*, *Nerereis callaona*, *Polydora* sp. y *Steggoa peruana*); Amphipoda (*Ampelisca* sp. y *Caprella equilibra*); Cirripeda (*Austromegabalanus psittacus*, *Eurypanopeus crenatus*, *Hepatus chilensis*, y *Pilumnoides perlatus*); Bryozoa (*Bugula cuculifera*, *Bugula neritina*, *Tubularia* sp.); Ascidacea (*Botryllus* sp. y *Ciona intestinalis*), Actinaria (*Actinaria* sp., *Actinostola* sp., *Phymactis* sp.); Asteroidea (*Ophiothrix* sp.); Echinoidea (*Arbacia spatuligera* y *Tetrapygu niger*); Holothuridea (*Cucumaria dubiosa* y *Cucumaria* sp.); Bivalvia (*Argopecten purpuratus*, *Hiatella solida*, *Semimytilus algosus*, *Petricola olssoni*, *Pteria sterna* y *Transennella* sp.); Gastropoda (*Crassilabrum*, *Crepidula dilatata*, *Crucibulum monticulos* y *Stramonita haemastoma*); Turbellaria (*Notoplana* sp.); Porifera (demospongiae sp.1 y demospongiae sp.2) y Rhodhymeniales (*Rhodymenia howeana*).

Loayza (2018), realizó un estudio para reducir el efecto negativo del biofouling en el crecimiento y supervivencia de *A. purpuratus* en junio y setiembre del 2014, en la etapa final del cultivo suspendido. Registrando 14 phylum y 51 organismos, de los cuales 33 fueron identificados a nivel de especie: Chlorophyta (*Caulerpa filiformis* y *Ulva lactuca*); Rhodophyta (*Rhodymenia howeana*); Brachiopoda (*Discinisca lamellosa*); Bryozoa (*Bugula flavellata*, *Bugula neritina* y *Membranipora membranacea*); Chordata (*Calamus brachysomus* y *Ciona intestinalis*); Crustacea (*Austromegabalanus psittacus*, *Balanus laevis*, *Caprella verrucosa*, *Eurypanopeus crenatus*, *Eriphia squamata*, *Microphrys aculeatus* y *Pilumnoides perlatus*); Equinodermata (*Arbacia spatuligera* y *Caenocentrotus gibbosus*); Mollusca (*Alia unifasciata*, *Argopecten purpuratus*, *Barbatia barbata*, *Crucibulum spinosum*, *Crepidula dilatata*, *Crepidula dilatata*, *Hiatella solida*, *Pteria sterna*, *Semimytilus algosus* y *Sphenia fragilis*); Platyhelminthes (*Notoplana queruca*) y Polychaeta (*Halosydna brevisetosa*, *Halosydna johnsoni*, *Neanthes succinea* y *Nerereis callaona*).

En lo referente a estudios realizados en otras zonas del Perú, tenemos Aguilar y Mendo (2002) quienes en la bahía Independencia (Pisco), registraron 38 especies de la macrofauna asociados a bolsas colectoras de semilla de *A. purpuratus*, habiendo sido *Semimitylus algosus* el más significativo. Asimismo, Odar y Rivera. (2011) analizaron la comunidad de especies asentadas en los colectores instalados frente a Parachique en la Bahía de Sechura entre noviembre 2009 y marzo de 2010 con el objetivo de conocer los procesos de colonización y sucesión del biofouling en los colectores de prueba y su efecto en la captación de post larvas de *A. purpuratus*, obteniendo que los procesos de colonización fueron mayores en colectores instalados a 3 y 6 m de profundidad que a 8 m cerca del fondo, dentro del biofouling destaca el grupo de los crustáceos, representado por *Gammarus* sp. y *Caprella* sp. con un 50% del total de individuos registrados (43 especies), los bivalvos con la especie *A. purpuratus* representaron el 6.9%, los gasterópodos el 1,4% con la especie *Polinices uber* como la más abundante, los poliquetos menos del 1% y el grupo de otros represento el 41%, constituido principalmente por *Ciona* sp., hidrozoarios, anemonas y esponjas no identificadas. Ayala (2016) evaluó el efecto del biofouling en el crecimiento y supervivencia post larvas de *A. purpuratus* fijadas en colectores artificiales en bahía Sechura (Piura), los resultados mostraron, que desde el primer tratamiento (28 días) de instalados los colectores, se dio una acumulación significativa de biofouling, constituida principalmente por organismos competidores, siendo los más abundantes los anfípodos *Gammarus* sp. y *Caprella* sp., por otro lado, *Ciona intestinales* y los hidrozoos no identificados cubrieron casi en su totalidad las bolsas colectoras a los 70 días. El biofouling estuvo compuesto por 26 especies de las cuales sólo 14 especies se determinaron plenamente: Crustáceos (*Pilumnoides perlatus*, *Acanthonyx petverii*, *Balanus* sp., *Caprella* sp.); moluscos (*Polinices uber*, *Mitrella* sp., *Stramonita biserialis*, *Melanoide tuberculata*, *Pteria sterna*, *Tagelus* sp.); equinodermos (*Tetrapygyus* sp.); briozoo (*Bugula* sp.); Hemicordata (*Ciona* sp.) y Cordata (*Paralabrax humeralis*).

Finalmente, Mamani (2020), evaluó la producción de harina de biofouling, el estudio se realizó en la línea de cultivo suspendido ubicado en Playa Gentilares (Ilo), el muestreo fue estacional y las muestras se obtuvieron de las boyas del sistema de flotación del sistema Long line. Registró 35 especies distribuidas en nueve grupos taxonómicos, 21 especies en la estación de verano, 19 especies para la estación de invierno y 10 especies en las estaciones de otoño y primavera. Determinó que en la estación de verano las especies con mayor presencia fueron *Austromegabalanus* sp. 47%, *Semimytilus algosus* 30%, *Percebe* sp. 13%. En otoño las especies *Ceramium* con 49%, *Ulva lactuca* 34% y *Phyllodocidae* 7%. En invierno *Pterosiphonia* con 43%, *Ulva lactuca* 30%, *Balanus laevis* 20% y en primavera *Pterosiphonia* 59%, *Percebe* sp. 19%, *Ceramium* 13% y *Nereididae* 3%.

En Chile destaca el estudio realizado por Uribe et al. (2001) en las bahías Tongoy, Guanaqueros e inglesa donde se cultiva industrialmente *A. purpuratus*, en donde registraron 63 especies del biofouling, 27 de las cuales se encontraron en invierno y verano. Señalando que los epibiontes más frecuentes en las valvas y sistemas de cultivo durante todo el año son las algas como *Enteromorpha* spp., *Cladophora* spp., *Ulva* spp. (solo en los meses de verano), en menor cobertura están *Polysiphonia* spp., *Porphyropsis coccinea*, *Cryptomenia obovata*, *Stenograme interrupta* y *Codium fragile*. Los invertebrados registrados corresponden al grupo de los Cnidarios (*Obelia* sp., *Eudendrium* sp., *Tubularia* sp., *Campanularia* sp. y *Hidractinia* sp.); moluscos (*Aulocomya ater*, *Semimytilus algosus*, *Calyptreaa trochiformes*, *Concholepas*, *Crassilabrum*, *Crepidatella* sp., *Crucibulum quiriquinae*, *Fissurella* spp., *Hiatella solida*, *Mitrella uniffasciata*, *Nassarius* sp., *Phidiana lottini*, *Tegula* spp. y *Turritelia cingulata*); anélidos (*Capitella capitata*, *Dodecaceria opules*, *Eulalia* sp., *Halosydna patagónica*, *Harmothoe* sp., *Lumbrineris* sp., *Naineris chilensis*, *Nicolea chilensis*, *Polydora sociales*, *Polydora* sp., *Sabella pusilla*); artrópodos (*Allopetrolisthes spinifrons*, *Cancer setosus*, *Pilumnoide perlatus*, *Pisoides edwardsi*, *Aeginella* sp.,

Gammaropsis dentifer, *Hyale maroubrae*, *Ischycerues* sp., *Jassa* sp., *Stenothoe* sp., *Tanais* sp., *Austromegabalanus psittacus* y *Lepas* sp.); Hemichordata (*Ciona intestinalis* y *Pyura chilensis*); equinodermos (*Arbacia spatuligera* y *Tetrapyrgus niger*), Bryozoa (*Bugula flabellata* y *Bugula neritica*). Ellos mismos califican a *Polydora* sp. y *C. intestinalis*, como epibiontes catastróficos, en atención a la dimensión de los daños que pueden ocasionar a los cultivos comerciales.

Con respecto a la biomasa del biofouling, Tapia (2000) en bahía Samanco, registro el peso seco del biofouling en linternas a los 3m, 6m y 9m de profundidad, obteniendo 183,6g, 84,8g y 46,2g respectivamente. En la misma bahía, Encomendero et al. (2006) registro 88.5kg peso húmedo. De igual manera, Loayza y Tresierra (2014) registraron la biomasa fresca por linterna, producida en un periodo entre 2 y 3 meses, obteniendo 68 kg en verano y 73,4 kg en invierno, señalando que *Semimytilus algosus* represento en promedio el 67% de la biomasa fresca en verano y *Ciona intestinalis* el 26% en invierno. Loayza (2018) registro en el 2014 la biomasa fresca del biofouling obteniendo 131,87kg por linterna, siendo las especies con mayor peso *Ciona intestinalis* con 67032,95g, seguido de *Austromegabalanus psittacus* con 38 238,60g, *Semimytilus algosus* con 18 565,00g, *Tubularia* sp. con 3943,00g, *Nereis callaona* con 2283,75g, *Ulva lactuca* con 406,00g, *Caprella verrucosa* con 332,70, *Ampelisca* sp. con 203,90g, *Actinostola* sp. con 151,85g y *Bugula neritina* con 142,50g. Finalmente, Kanagusucu (2009), señala que la diversidad de bioincrustantes es inversamente proporcional a la profundidad, es decir, a medida que pasan los meses la diversidad aumenta y disminuye a mayor profundidad. Registrando 1485 organismos a 3m de profundidad, 1093 a los 6m y 204 organismos a los 9m de profundidad.

Es importante señalar que Ayala (2016) en bahía de Sechura registro en colectores durante 85 días de cultivo un total de 651g de peso húmedo de biofouling por colector. De igual manera, Mamani (2020), registro en el 2019 en Ilo, el peso húmedo de los organismos incrustantes de tres boyas de la línea de cultivo de *A. purpuratus*, registrando 1459g en verano, 551g en

otoño, 416g en invierno y 425g en primavera. En Chile Uribe et al., (2001) en bahía Tongoy, determinaron que en tres meses de inmersión una linterna de 20kg, puede llegar a pesar 120 kg. Estos trabajos permiten deducir que la biomasa de biofouling, varía en función al tipo de estructura de cultivo (bolsas colectoras, Perl net, linternas) y profundidad.

Se desconoce hasta la fecha la variación anual y las especies que predominan y si son las mismas, para la zona norte, centro y sur del Perú, por lo que el estudio tiene como uno de sus objetivos evaluar anualmente el biofouling y determinar su variación en composición a nivel de especie y biomasa en bahía Samanco.

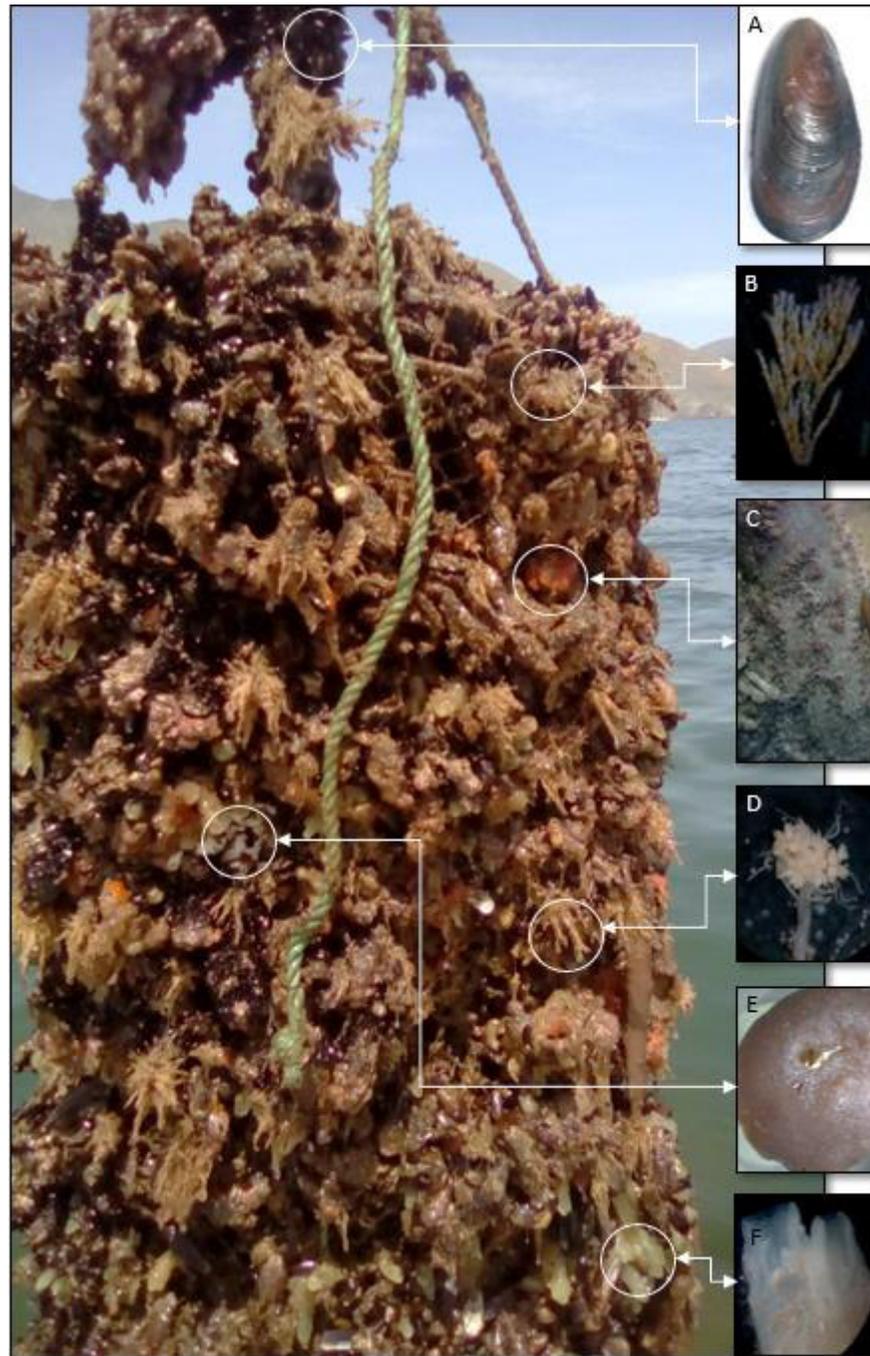


Figura 10. Principales organismos que conforman el biofouling en bahía Samanco: *Semimytilus* (A), *bugula* (B), *botrioides* (C), *tubularia* (D) esponjas (E), *ciona* (F).

2.3.4. Alternativas de uso del biofouling

El biofouling es actualmente el principal residuo que genera el cultivo de concha de abanico. En el Perú, León y Mazza (2014) presentaron un proyecto técnico - económico para la producción de abono orgánico a partir del biofouling de los sistemas de cultivo marino en la bahía de Samanco. Realizaron un análisis FODA, estudio mercado, elaboraron un programa de producción, identificaron la mejor ubicación y tamaño de la empresa para determinar la inversión y los costos operativos y por último evaluaron la rentabilidad económica de la producción de abono orgánico en base al biofouling. Concluyendo que el proyecto es factible y rentable porque presenta un VAN de S/. 76,528.40, y un TIR de 34%. Al respecto, Tapia (2016) elaboro abono orgánico con residuos del cultivo (biofouling) y procesamiento (vísceras) de *A. purpuratus*, encontrando que los bajos niveles nitrógeno, son una de sus mayores limitantes en el abono orgánico de biofouling, así mismo que el compost de biofouling/vísceras presenta mayores niveles de macronutrientes que el de biofouling y vísceras por separado, pero menor en comparación con otros abonos orgánicos y las normas de calidad existentes en otros países (ver figura 11).

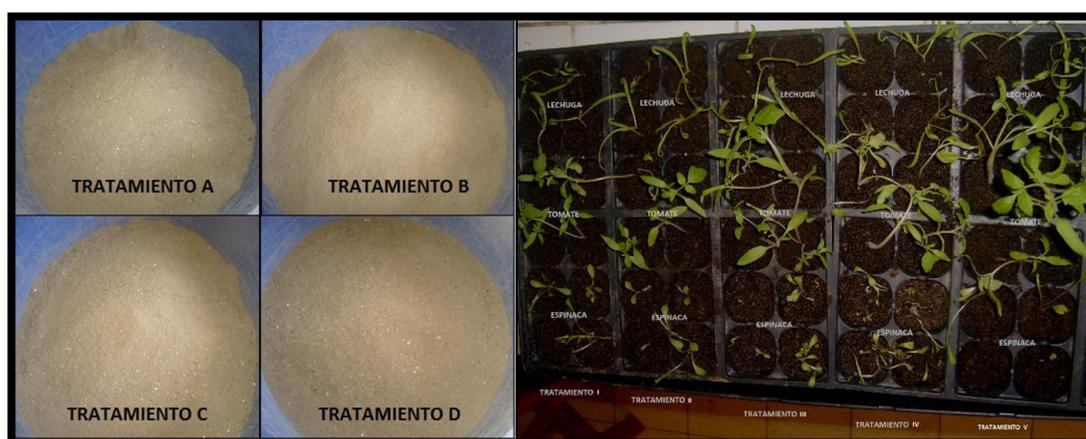


Figura 11 Abono orgánico de biofouling. A la izquierda abono orgánico y a la derecha desarrollo y crecimiento vegetativo de plántulas de lechuga, tomate y espinaca con almacén de abono de biofouling. Fuente: Tapia (2016).

Pardo (2015), evaluó el efecto de la concentración de ensilado biológico de biofouling en el crecimiento poblacional, contenido de clorofila a y carotenos totales en *Tetraselmis suecica*. Para la preparación del ensilado sometió a cocción el biofouling (100°C) por 20 minutos, luego seco en una estufa a 65°C por 48 horas, obteniendo una harina que mezcló con agua, yogurt y melaza, esta masa fue incubada a 40°C por 48 horas. El análisis químico del ensilado reportó 20,9 mg/L de nitrógeno amoniacal, 710mg/L de nitrógeno total, 189mg/l de potasio y 887mg/L de fosforo. Obteniendo en 1ml, 710mg/L de nitrógeno en comparación al control (Medio Guillar F/2) 12,35mg/L. Preparo dos tratamientos con ensilado (55 y 60ml/L) y un control, obteniendo como resultado que los tratamientos con ensilado presentan mayor crecimiento poblacional y concentración de clorofila que el control. De igual manera, Cárdenas y Valiente (2015), evaluaron el efecto del condensado de los vapores del biofouling en el crecimiento poblacional, contenido de clorofila a y carotenos de *Tetraselmis suecica* con respecto al medio Guillard en condiciones de laboratorio. Para la elaboración del condensado de vapores hirvieron 200g de biofouling y luego extrajeron el vapor por condensación agregando 45, 60 y 75 ml/L a los cultivos. Los mayores crecimientos poblacionales ($p > 0,05$) y concentración de clorofila a, se registraron con la concentración de 60 ml/L alcanzando $2,448 \times 10^6$ cel./ml en relación con el medio Guillard.

Rodríguez y Trujillo (2020) evaluaron el efecto de dietas con harina de ensilado de biofouling (HEB) en el crecimiento y supervivencia de alevines de *Oreochromis niloticus*, emplearon cuatro tratamientos con 0 %, 25 %, 50 % y 75 % de HEB, obteniendo como resultado que no existió diferencia significativa en los parámetros de crecimiento en las dietas con 0 %, 25 % y 75 % de HEB. Sin embargo, la dieta con 50 % de HEB mostro diferencias significativas ($p < 0,05$), concluyendo que la inclusión en la dieta de 50% de HEB en reemplazo de la harina de pescado favorece el crecimiento en peso y talla de los alevinos de *O. niloticus*.

Mamani (2020) determinó la composición biológica y proximal del biofouling,

para su aprovechamiento en la elaboración de harina. Las muestras se obtuvieron de las boyas del sistema de flotación del sistema Long line. La mayor producción y rendimiento de harina se obtuvo en las estaciones de verano con 23,24 % y otoño con 29,41 %. Los resultados obtenidos del análisis bioquímico difieren por estación, los mayores porcentajes de proteína se obtuvieron en invierno con 27,16 % y en primavera con 24,69 %. La composición promedio de las cuatro estaciones fue de 3,44 % de humedad, 0,79 % de grasa, 60,55 % de ceniza, 20,21 % de proteína y 9,54 % de carbohidratos. El mismo autor reporta que la Universidad Católica de Santa María en el 2016, realizó el análisis de una muestra de harina de biofouling obtenidos de una línea de cultivo suspendido en Long line de la playa Gentilares del Puerto de Ilo, obteniendo 5,73 % de humedad, 0,78 % de grasa, 42,78 % de ceniza y 28,6 % de proteína.

A nivel mundial no se registra información sobre el uso del biofouling, a excepción de Jara Martínez (2008) quien refiere que el Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA) por encargo de Sociedad MARMAU Ltda. Chile, viene evaluando el uso de residuos derivados del lavado de redes utilizadas en cultivos marinos para corregir la acidez del suelo y fertilizar las praderas de la isla de Chiloé, estimando que podrá comercializar en los próximos 10 años valores cercanos a los US\$ 50 000 anuales de abono orgánico, creando así una nueva e interesante alternativa económica. En España, Mayo (2007), refiere que la productividad del fouling en peso húmedo, llega en algunos sitios a 112 kg por m² en 24 meses, con un promedio de 4,6 kg.m²/mes. En una hectárea se producirían 46 toneladas de abono orgánico por mes (en promedio), siendo la composición química del abono proveniente del fouling de aproximadamente: nitrógeno total 20 000-30 000 mg.kg⁻¹, fósforo total 2 500-4 000 mg.kg⁻¹, carbono 20-30% y relación C/N 10-15.

CAPÍTULO 3: METODOLOGÍA

El trabajo de investigación consistió en cuatro etapas: caracterización del biofouling, preparación de la harina de biofouling, evaluación de sus efectos en el crecimiento de peces y evaluación de la reducción del impacto ambiental del biofouling en bahía de Samanco. Lo que permitirá determinar las especies que están presentes durante el año, su abundancia e influencia en la variación de la calidad nutricional de la harina de biofouling. Así como la factibilidad de poder usarlo como insumo en los piensos para alimento de peces y como ayudaría a mitigar su impacto en el medio marino costero.

3.1 Población y muestra

Considerando que el biofouling varía en función al área geográfica y al tipo de cultivo (suspendido y de fondo) el proyecto se realizó en la Bahía de Samanco. Un espacio semicerrado donde hasta el 2019 se concentraban las principales empresas de cultivo suspendido de *A. purpuratus*. En relación con el tipo de cultivo, estudios realizados por Odar y Rivera (2011) y Tapia (2000), demostraron que en cultivo suspendido existe mayor diversidad y biomasa del biofouling. Así mismo, es mayor el crecimiento de *A. purpuratus* a diferencia del cultivo de fondo, donde es menor la diversidad y biomasa del biofouling y mayor la presencia de depredadores.

La alta productividad de las aguas de bahía de Samanco y el tipo de sistema de cultivo fueron factores que determinaron que la población para el presente estudio corresponda al biofouling producido por las empresas que se dedican

al cultivo suspendido de *A. purpuratus* en la bahía de Samanco y la muestra sea obtenida de la empresa Intercold S.A.C., que viene operando desde finales de 1992 en bahía Samanco (ver figura 12).

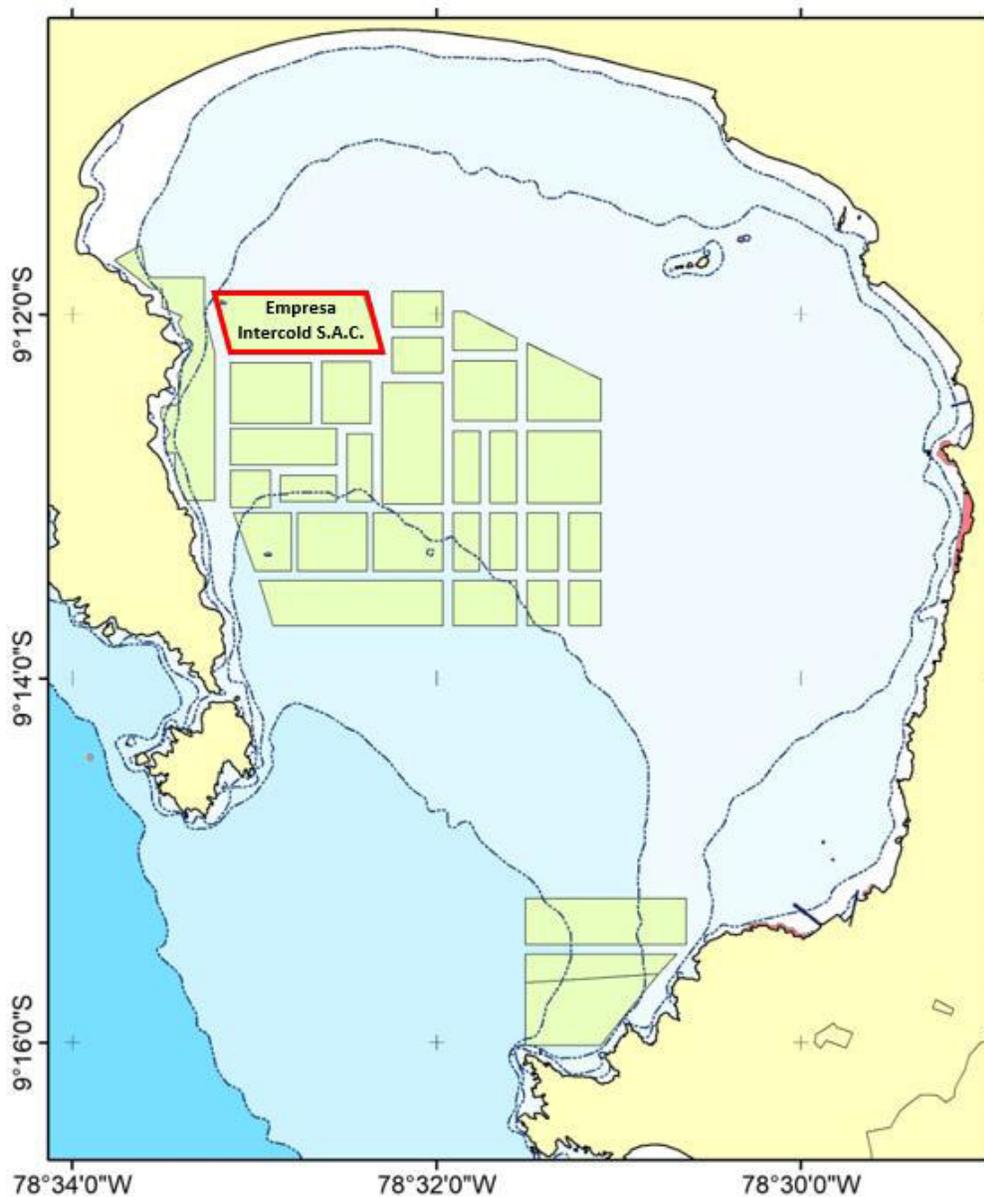


Figura 12. Bahía de Samanco: recuadros verdes concesiones de cultivo de *A. purpuratus* y el recuadro rojo corresponde a la empresa donde se obtuvieron las muestras de biofouling. Fuente: Elaboración propia 2022, en base al Catastro acuícola (<http://catastroacuicola.produce.gob.pe/web/>).

3.2 Caracterización del biofouling

Los muestreos se realizaron durante 24 meses, desde julio 2017 hasta junio 2019. El muestreo se realizó mensualmente en función a las condiciones del mar como oleajes y marea, así como a la disponibilidad de la empresa.

Durante el muestreo se registraron a nivel superficial (1m), parámetros fisicoquímicos como temperatura, oxígeno disuelto, potencial de hidrogeno y salinidad, empleando un multiparámetro YSI ®.

Las muestras corresponden a los organismos incrustantes adheridos a las linternas, sistema de cultivo empleado en la etapa de engorde de *A. purpuratus*. Para determinar el tamaño de la muestra, se realizó el muestreo de una linterna de cultivo para evaluar si la riqueza de especies varía por piso (Canning-Clode et al., 2014). De cada piso de una linterna de 10 pisos se sacó una muestra con un cuadrante de 10 x10 cm, con tres repeticiones. En promedio se obtuvieron cinco especies por piso, predominando en todas las muestras especies de los géneros *Bugula*, *Ciona*, *Semimytilus* y *Tubularia*, no existiendo diferencias significativas ($P < 0,05$). Con base en este estudio, se obtuvo mensualmente una muestra de biofouling de una linterna, que se colocó en un balde de 4 litros de capacidad, lo que equivale a $4 \pm 0,05$ kg peso húmedo. De ésta se obtuvo una submuestra de $1 \pm 0,005$ kg peso húmedo para el análisis cualitativo a la cual se le agregó solución cristales de mentol para relajar a los organismos, evitando se contraigan algunas estructuras anatómicas de importancia taxonómica que faciliten la identificación. Los tres kilogramos restantes se emplearon para el análisis cuantitativo del número de individuos y biomasa, siendo ambas muestras fijadas con formol al 4 %. Posteriormente los organismos fueron trasladados al Laboratorio de Acuicultura y Nutrición de los Organismos Acuáticos de la Facultad de Ciencias Biológicas Universidad Nacional Mayor de San Marcos, para su análisis.

El análisis cualitativo consistió en la identificación de las especies, para ello se tamizó y lavó cada muestra con un tamiz de 300 micras, separando los

organismos grandes de los pequeños. Se lavó con agua para eliminar restos de formol y colocó en frascos rotulados con fecha y lugar de muestreo y agregó etanol al 70% hasta cubrir la muestra para su conservación, solo en el caso de las ascidias y esponjas se conservó en formol al 40 % para evitar la decoloración y deshidratación de las muestras. Posteriormente fueron separadas en viales para su identificación al nivel taxonómico más bajo posible, empleando un estereoscopio digital LEICA con pantalla y claves especializadas para la identificación de cada grupo taxonómico. La identificación en clases, órdenes, familias y especies se realizó de acuerdo con Chapman (1980), Coan (1997), Guerra-García y Thiel (2001), Guerra-García et al. (2006), Paredes y Cardozo (2007), Lowry y Myers (2009), Prieto (2010), Moscoso (2013) y Paredes et al. (2016). Para comprobar la validez del nombre científico y la vigencia de la clasificación de cada especie se recurrió a la base de datos World Register of Marine Species (WoRMS Editorial Board, 2021).

El análisis cuantitativo consistió en el registro del peso húmedo por especie en una balanza analítica de sensibilidad 0.001g, en el caso de los organismos coloniales se registró el peso total. La riqueza específica y abundancia fueron obtenidas mediante el conteo total de las especies identificadas. Con estos datos se determinó la composición porcentual de los organismos incrustantes en función a la especie y biomasa.

La organización funcional de la comunidad de biofouling se estudió con base en los grupos funcionales, utilizando el método descrito por Canning-Clode et al. (2014). El que se refiere a la forma en que los organismos utilizan y compiten por cualquier tipo de recurso. El autor señala que esta aproximación es recomendada en el estudio del biofouling para determinar su caracterización y estabilidad. Se estimó en base a cuatro rasgos: tamaño corporal, forma de crecimiento, tipo trófico y modularidad, de los ocho que propone el autor. Él cual señala que estos cuatro rasgos proporcionan información suficiente y relevante para caracterizar los grupos funcionales en la comunidad de biofouling, debido a que son exhibidos en la etapa adulta

(ver cuadro 1). Es así que la capacidad de reproducción asexual expresa modularidad, mientras que el tamaño del cuerpo y forma de crecimiento, determinan el espacio físico que ocupa un organismo dado. El rasgo trófico expresa los recursos energéticos que explotan los organismos dentro de este espacio físico.

Cuadro 1 Rasgos de grupos funcionales propuestos por Canning-Clode y Sugden (2014) para las especies que conforman el biofouling. Fuente: Wahl (2009).

Rasgo 1 Tamaño del cuerpo	Rasgo 2 Forma de crecimiento	Rasgo 3 Tipo trófico"	Rasgo 4 Modularidad	Rasgo 5 Motilidad	Rasgo 6 Longevidad	Rasgo 7 Dispersión	Rasgo 8 "tasa de crecimiento"
S (<1 mm)	T (Tupido o pequeño)	A (Autótrofo)	C (colonial)	A (Adjunto)	S (Corto < 1mes)	L (Local 10 ¹ m)	F (Rápido; >x2/mes)
M (1 a <10 mm)	I (Incrustante)	D (Detritívoros o sedimento)	U (Unitarios)	E (Excavador)	M (Medio 1 mes a 1 año)	M (Medio 10 ² m)	M (Medio; x2/ mes)
L (10 a <100 mm)	F (Filamentoso)	H (Herbívoro)		A (Arrastrando)	L (Largo > 1 año)	L (Regional 10 ³ m)	S (Lento; <x2/mes)
X (100–1000 mm)	M (Masivo o grande)	P (Depredador)		D (Deriva)			
XX (>1000 mm)		F (Filtrador)		N (Nada)			

Utilizando el método descrito por Canning-Clode y Sugden (2014), a continuación, se da un ejemplo práctico utilizando la *Ascidia Botrylloides perspicuous*, considerando los datos del cuadro 1:

- Teniendo en cuenta el rasgo tamaño del cuerpo", la ascidia *B. perspicuous* es un individuo grande. Debido a que el tamaño corporal en su etapa adulta oscila entre 10 y 100 mm. Código a atribuir para tamaño del cuerpo": L
- Considerando el rasgo forma de crecimiento, la ascidia *B. perspicuous* es una incrustación. Código por atribuir para forma de crecimiento: I
- Para el rasgo tipo trófico, esta ascidia es filtradora. Código por atribuir para Tipo trófico: F

- Finalmente, en el rasgo de modularidad *B. schlosseri* es una ascidia colonial. Código por atribuir a modularidad: C
- Grupo funcional para *Botrylloides perspicuous*: L+ I + F + C = LIFC

Las pruebas estadísticas se realizaron con el software R versión 4.0.5 (Team, 2021). Se aplicó la correlación Pearson entre los parámetros ambientales, la abundancia, riqueza, y los índices de Shanon-Wiener y equidad de Pielou. Para determinar si existen diferencias temporales en la composición de los organismos incrustantes se empleó el análisis de similitud (ANOSIM) con base en una matriz del índice de Bray-Curtis (Clarke, 1993). En el análisis estadístico se debe entender por grupos al periodo de estudio, que es anual, mensual y estacional, este último referido a verano, otoño, invierno y primavera, debido a que cada especie tiene diferente periodo de reproducción y fijación, influenciado principalmente por la temperatura, y relacionadas a la estructura de biomasa relativas. Estos análisis fueron complementados con el análisis SIMPER (Porcentaje de Similitud) el cual permite evaluar que especies de la estructura interna de cada grupo generan el patrón observado de diferencia o no diferencia (Rivero et al., 2005). La comunidad de biofouling en conjunto con las variables ambientales, fueron analizadas mediante un Análisis de Correlación Canónica (CCA) (Hammer et al. 2001), para determinar si hay correlación entre los parámetros fisicoquímicos registrados y la abundancia. Se tomó como nivel de confianza un 95 %, para todos los análisis.

3.3 Preparación de la harina de biofouling

3.3.1 Evaluación de técnica de obtención de harina de biofouling

En esta parte se evaluó la técnica de procesamiento adecuada para la obtención de harina de biofouling, que permita mantener su calidad nutricional y tamaño de partícula adecuado.

Para evaluar cuál es la mejor técnica se consideró el porcentaje de proteína y ceniza. Esto en base a un ensayo previo en donde se secó biofouling y mando analizar su composición nutricional, obteniendo valores de 40% de proteína y 57% de ceniza. El porcentaje de proteína de la harina se comparó con el porcentaje de proteínas del biofouling fresco y los valores de ceniza con el porcentaje de ceniza que se requieren en la dieta para peces. Las técnicas propuestas en esta investigación buscan mantener el porcentaje de proteína y disminuir el porcentaje de cenizas.

A continuación, se detallan las tres técnicas empleadas:

- **Biofouling fresco (ver figura 2):** Se obtuvo una muestra de biofouling peso húmedo de 3kg, se preno para eliminar el agua y se volvió a registrar el peso húmedo en una balanza digital de sensibilidad 0.001g, se colocó en la estufa a 40°C hasta obtener peso constante. Luego se trituro con un molino y tamizó a 10mm. El agua obtenida del prensado se centrifugo, la parte solida se regresó al secado.
- **Biofouling al vapor (ver figura 3):** Se obtuvo una muestra de biofouling peso húmedo de 3kg, se sometió a cocción a vapor por 20 minutos, luego se preno para eliminar el agua y se volvió a registrar el peso húmedo, se colocó en una estufa a 40°C hasta obtener peso constante y se registró el peso seco en una balanza digital. Luego se trituro con un molino y tamizo a 10mm. El agua obtenida del prensado se centrifugo, la parte solida regreso al secado.
- **Ensilado de biofouling (ver figura 4):** Se adecuo el método señalado por Spanopoulos-Hernandez et al. (2010) y Suarez et al. (2018). Primero se obtuvo una muestra de biofouling peso húmedo de 3kg, se trituro con un molino hasta obtener partículas pequeñas de aproximadamente 1mm, que permitan que el conservante (ácido) entre en su interior. A la masa obtenida se agregó ácido fórmico industrial del 2 al 3% del peso total, hasta reducir el potencial de hidrogeno a 3,5 unidades. Luego se distribuyó en tres envases de vidrio y agregó en la superficie metabisulfito de potasio para controlar la oxidación y el crecimiento de hongos. Los envases fueron sellados herméticamente, para crear condiciones anaeróbicas, dejando en incubación en una estufa a 37°C.

Durante el proceso de ensilaje, este se mezcló diariamente con una paleta de madera y controló que el potencial de hidrogeno se mantuviera entre 3,5 a 4 unidades, empleando para ello cintas de papel tornasol. Este proceso se realizó hasta que el potencial de hidrogeno se estabilizará entre 4 y 5 unidades. El ensilado de biofouling se pesó y seco en una estufa a 30°C hasta obtener peso constante. Por último, se trituro en un molino y tamizó a 10mm.

Se obtuvieron muestras de cada harina y se mandó a analizar el porcentaje de proteína y cenizas en un laboratorio acreditado. La muestra que presentó el mayor porcentaje de proteína y menor porcentaje de ceniza se empleó para la producción de harina de biofouling.

3.3.2 Análisis de calidad harina de biofouling

Con los datos de composición del biofouling se determinó las especies con mayor biomasa y presentes durante todo el año. A continuación, se preparó harina del biofouling con las cuatro especies que representaron la mayor biomasa, en base a la técnica que obtuvo los mejores resultados en el paso anterior.

A las muestras de harina obtenidas se realizó el análisis proximal (proteína, grasa, humedad, ceniza, fibra cruda y carbohidratos), azúcares individuales y totales, vitamina E y ácidos grasos, en un laboratorio acreditado. En función a los resultados obtenidos en el análisis químico se determinó la influencia de la composición del biofouling en la calidad de la harina de biofouling.

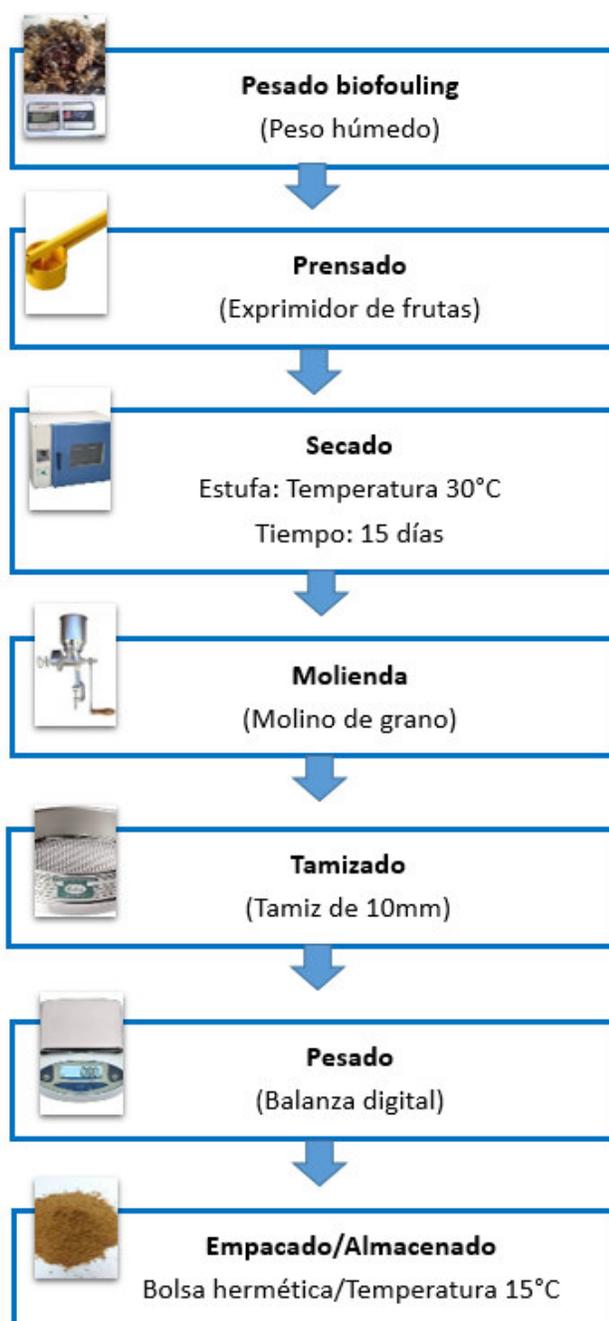


Figura 13. Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica biofouling fresco.



Figura 14. Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica biofouling al vapor.

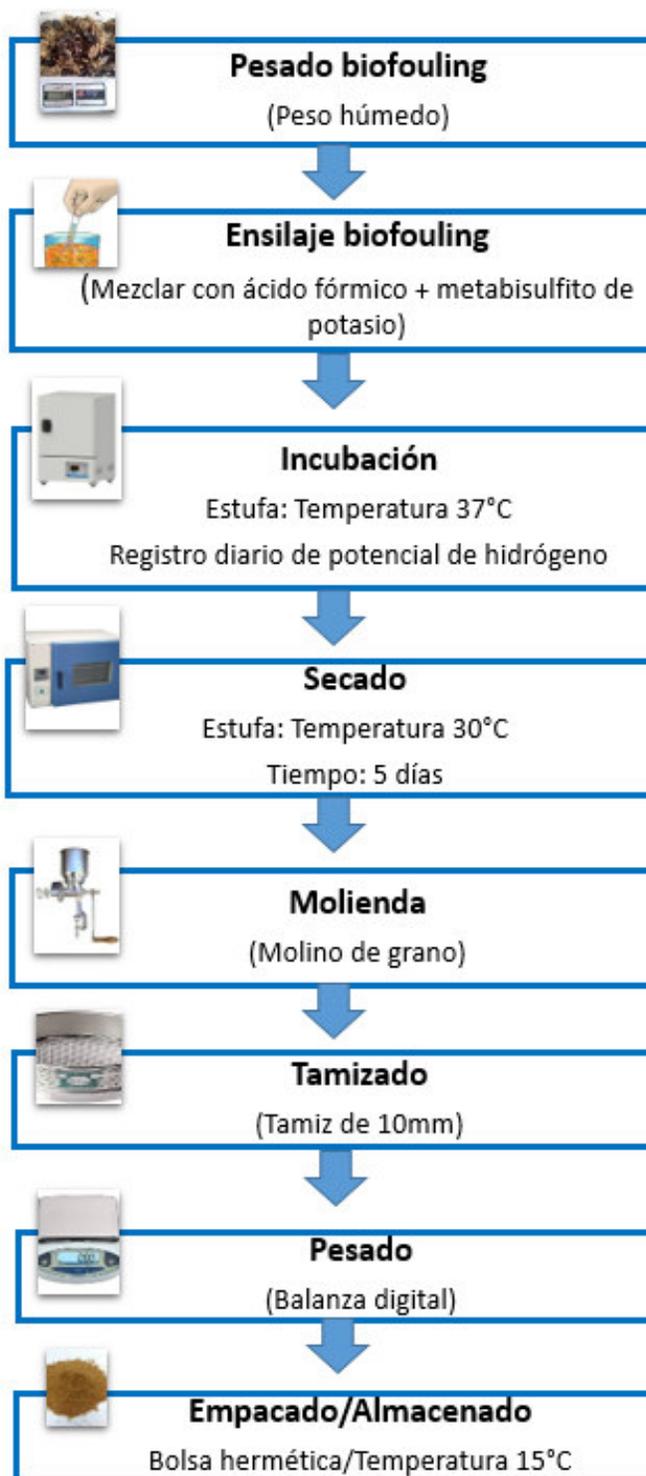


Figura 15. Flujograma de producción de harina de biofouling con la técnica ensilado de biofouling.

3.4 Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de peces

3.4.1 Aclimatización de peces

Se preparó cuatro tinas de capacidad 250 litros con agua de clorada a temperatura de 30 +/-0.5 °C, oxígeno disuelto 7 +/- 0.5 mg/L, pH 7,5 +/- 0.5 unidades. En estas tinas se distribuyó el medio millar de alevinos de *Oreochromis niloticus* proveniente de la empresa Aquaperu (Sechura), el proceso de siembra consistió en colocar las bolsas cerradas con los alevines en la superficie del estanque para que se equilibre la temperatura del agua de la bolsa con la de las tinas, luego se abrió la bolsa y se dejó que los alevines fueran saliendo. El periodo de aclimatización fue de 48 horas, durante este periodo se registró la mortalidad y observó el comportamiento de los peces para descartar la presencia de enfermedades.

3.4.2 Prueba de aceptación de dietas

Aunque básicamente los peces tienden a seleccionar su dieta en función de sus necesidades nutritivas, esto va depender de la aceptación de la misma. Es por ello que se realizó un ensayo para determinar los porcentajes de harina de biofouling a emplear en el experimento, este se evaluó en función a la aceptación de la dieta por los peces.

Se emplearon 10 tratamientos y un grupo control o testigo, con tres repeticiones cada uno. Se emplearon acuarios de 0,2 m³ de volumen (1,0 x 0,5 x 0,4m) con aireación constante para mantener el oxígeno disuelto entre 5 y 6mg/L, temperatura de 30°C y potencial de hidrogeno en 7 unidades. En cada acuario se colocaron tres alevines de tilapia de 1,5 +/- 0,5g. Antes del experimento los peces estuvieron sin alimento por 24 horas.

Se elaboraron 10 dietas experimentales empleando como insumos la harina de biofouling, harina de pescado y 2% de ligante. La proporción de harina de biofouling empleada fue de 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 y 100 partes.

3.4.3 Prueba de digestibilidad

Para evaluar el potencial de la harina de biofouling como ingrediente en la dieta, se realizó la cuantificación de su digestibilidad (pérdidas fecales). Para ello se aplicó el sistema Guelph (Cho et al., 1982), que consiste en coleccionar el material fecal por sedimentación.

Se escogieron un total de 50 alevines de tilapia de 1,5 +/- 0,5g, los que fueron aclimatados por tres días al régimen dietario *Ad libitum* antes de empezar la recolección de las heces. Se mantuvo en ayunas a los alevinos por 24 horas para vaciar totalmente el sistema digestivo de los peces.

La alimentación de los alevinos fue a saciedad, las dietas fueran distribuidas uniformemente en el acuario para que los peces se alimenten activamente, esto con la finalidad de evitar pérdidas. Una hora después de la última comida, se drenó la tercera parte del acuario para remover los residuos de alimento y heces del sistema. A las 08:30 horas del día siguiente, las heces sedimentadas y el agua circundante son cuidadosamente extraídas del acuario con una manguera de sifoneo y depositadas en un tubo de centrifugación. Estas heces están libres de partículas de alimento no consumido y se consideran representativas de las heces producidas a lo largo de un período de 24 horas. Inmediatamente después de la recolección de heces, los peces son alimentados normalmente, permitiendo repetir el muestreo por seis días.

Las heces fueron centrifugadas a 5000 - 10000g durante 20 minutos y se eliminó el sobrenadante. Luego las heces fueron congeladas, liofilizadas y molidas para la determinación de la concentración de nutrientes y concentración del marcador de la digestión

Los cálculos se hicieron con la fórmula de coeficiente de digestibilidad (CDA):

$$\text{CDA dieta referencia o dieta prueba} = 1 - (\text{H/D} \times \text{Dm/Hm})$$

Donde:

H = % de nutriente en las heces

D = % de nutriente en la dieta

Dm = % del marcador en la dieta

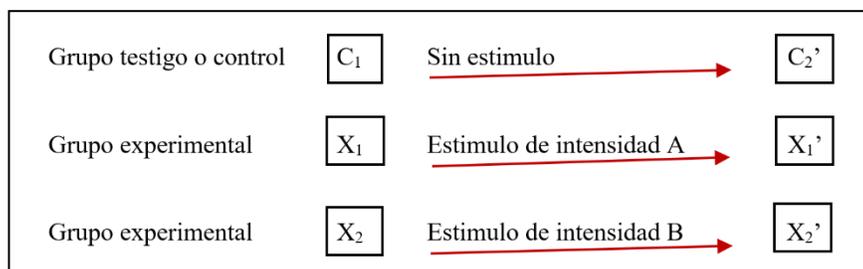
Hm = % del marcador en las heces

$$\text{CDA ingrediente a evaluar} = (\text{CDA dieta prueba} - 0,7 \text{ CDA dieta de referencia}) / 0.3$$

3.4.4 Evaluación de crecimiento de peces

3.4.4.1 Diseño experimental

Se empleó el diseño de estímulo creciente, trabajando dos tratamientos y un grupo control o testigo, con tres repeticiones cada uno. La variable independiente harina de biofouling, fue el estímulo que se aplicó en diferente cantidad de modo creciente, el grupo testigo no recibió estímulo, tal como se muestra a continuación:



Donde:

C_1 : Alimento al que no se le agregó harina de biofouling.

X_1 , y X_2 : Alimento al que se agregó diferente concentración de harina de biofouling.

3.4.4.2 Formulación y elaboración de dietas

La especie con la que se experimentó fue *Oreochromis niloticus* “tilapia azul”, se prepararon tres dietas experimentales para la etapa de alevinaje con 30% de proteína. Se utilizó como fuente proteica la harina

de biofouling y la harina de pescado, como fuente energética la harina de maíz, el polvillo de arroz. Como complemento se empleó 2% de ligante para unir los insumos. El porcentaje de cada insumo emplear en las dietas experimentales se calculó utilizando el programa DAPP Nutrition 2.0.

3.4.4.3 Implementación de unidades experimentales

Se contó con 12 acuarios de vidrio, cada uno de 0,2 m³ de volumen (1,0 x 0,5 x 0,4m). A cada unidad experimental, se le colocó aireación constante, que permita mantener el oxígeno disuelto en 7 ± 1 mg/L, la temperatura se mantuvo en $30 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ para ello se emplearon termostatos y el potencial de hidrogeno se reguló a $7,5 \pm 0,5$ unidades. A cada unidad se le asignó al azar 5 alevinos de tilapia, con un peso promedio de $1,13 \pm 0,7$ g y de longitud total de $3,7 \pm 1,3$ cm.

3.4.4.5 Control de parámetros fisicoquímicos

Se registró diariamente la temperatura del agua con un termómetro digital de $0,01^{\circ}\text{C}$ de sensibilidad, el oxígeno disuelto con un oxímetro de $0,1\text{mg/L}^{-1}$ de sensibilidad, el potencial de hidrogeno con un potenciómetro de sensibilidad 0,004 unidades y la conductibilidad con un conductímetro de $0,001\mu\text{s}$. Las mediciones se realizaron en la etapa de alevinaje que abarcó del 16 de febrero al 29 de marzo del 2022.

3.4.4.6 Alimentación de peces

Las etapas de crecimiento en *O. niloticus* están determinadas por el peso: pre-cría (1 a 50g), crecimiento (50 a 150g) y engorde (desde 150g). En el experimento se evaluó solo la etapa de pre-cría (alevinos) y el alimento se dio a razón del 10% del peso corporal (ver cuadro 2). El alimento fue distribuido *ad libitum* seis veces al día a las 08:00, 10:00, 12:00, 14:00, 16:00 y 18:00 horas.

Para el cálculo de la tasa de alimentación y ración diaria de alimento, se registró el peso del total de peces de cada unidad experimental en una balanza analítica de 0,001g de sensibilidad, aplicando la siguiente formula:

$$\text{Tasa alimentación} = (\text{Peso promedio (g)} \times \text{Numero de peces}) / \% \text{ de alimentación}$$

Cuadro 2 Porcentaje de alimentación de tilapia según FAO.

Peso en gramos	Porcentaje de ración
1 - 14	10
15 - 20	6
21 - 34	5
35 - 44	4
45 - 54	3
55 -229	2.5
230 - 330	2
331 - 380	1.9
381 - 432	1.8
433 - 516	1.6

3.4.4.7 Registro de datos biométricos

El abastecimiento de alimento fue suprimido 4 horas antes de las evaluaciones y los controles biométricos. Al inicio del experimento y mensualmente se registró el peso del 100% de los peces en una balanza analítica de 0,001g de sensibilidad y la longitud total con un vernier digital.

La tasa de crecimiento conocida como "tasa de crecimiento instantánea" (TCI) se utilizó para evaluar el crecimiento de los peces en función del peso final, peso inicial y días de crecimiento, empleando la expresión:

$$\text{TCI} = (\ln \text{ Pf} - \ln \text{ Pi}) / t$$

La comparación del crecimiento de los peces alimentados con los diferentes tratamientos, se mediante el cálculo de:

$$\text{Incremento de peso (WG)} = (P_f / P_i) \times 100$$

$$\text{Factor de condición (K)} = (P_f / \text{longitud final}) \times 100$$

$$\text{Índice de conversión (IC)} = \text{g de pienso suministrados} / \text{incremento de biomasa}$$

La cantidad de alimento que se necesita para producir un kilogramo de animal se llama factor de conversión y es uno de los factores fundamentales a la hora de evaluar la eficiencia y la sustentabilidad de la producción animal. Cuánto menos alimento se necesita para producir un kilogramo de animal más eficiente y sustentable es la producción. Se calculó mediante la siguiente formula:

$$\text{Factor de conversión del alimento real (FCR)} = \text{Alimento aportado} / \text{Incremento biomasa}$$

Donde:

Pf y Pi son el peso fresco final e inicial.

t = es la duración del ensayo en días.

3.4.4.8 Análisis e interpretación de datos

Los datos se analizaron utilizando el software estadístico R versión 4.0.5 (Team, 2021). Antes del análisis, se calculó un conjunto de estadísticas descriptivas (media, distribución y la variabilidad, etc.) y los datos se verificaron en cuanto a normalidad, independencia y aleatoriedad. Una vez que se cumplieron los supuestos, se llevó a cabo la prueba paramétrica apropiada.

El análisis estadístico se realizó mediante ANOVA de una vía en los datos con distribución paramétrica o Kruskal Wallis en aquellas variables con distribución no paramétrica. En el caso de las variables con diferencias significativas entre los valores medios de los distintos tratamientos, estos últimos fueron analizados mediante test de comparación múltiple; test de Tukey para los datos paramétricos o mediante una gráfica de cajas y barras (Box and Whisker Plot) para los no paramétricos. Todos los análisis fueron realizados con un nivel de significación de 0,05.

3.5 Ventajas de la harina de biofouling y como su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco.

Lo primero es determinar la rentabilidad de la harina de biofouling, para ello se utilizó el factor de conversión alimenticia que compara dos alimentos en circunstancias similares, además el costo del alimento; tasa de crecimiento; valor del producto en el mercado y costo de alimentación. Para determinar el costo de la inclusión de la harina como alimento funcional o suplemento alimenticio, se obtuvieron los costos de transporte y procesamiento, con ello se determinó si es rentable su producción.

Otro factor que se consideró es el tiempo que se toma para llegar a la cosecha, siendo el peso de mercado el mismo, es decir la tasa de crecimiento es la misma. Si la dieta con alimento comercial (X) da como resultado que toma a los peces 4 meses para llegar hasta tamaño de mercado mientras que la dieta con harina de biofouling (Y) toma 3 meses para lograr ese mismo tamaño, entonces la dieta "X" es menos eficiente que la dieta "Y", incluso cuando ellas tienen el mismo costo y el mismo FCR y el mismo precio de mercado. Con estos datos se podrá determinar la factibilidad de emplear la harina de biofouling.

CAPÍTULO 4: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se realiza el estudio cuantitativo de la investigación, según lo expuesto en la metodología, la discusión de los resultados, así como la confirmación de la hipótesis de investigación.

Este capítulo está estructurado en tres partes. En la primera se realiza el análisis, interpretación y discusión de los resultados obtenidos durante el estudio. En la segunda parte se comprueban las hipótesis de estudio. La última parte expone el lugar y tipo de muestra, parámetros registrados, el registro de los organismos que conforman el biofouling, el análisis proximal de las principales especies que lo conforman, así como el efecto de la harina del biofouling en el crecimiento de la tilapia. Además de como los resultados obtenidos podrían ayudar a mitigar el efecto de la inadecuada disposición del biofouling en el medio marinos costero.

4.1 Análisis, interpretación y discusión de resultados.

4.1.1 Caracterización biofouling

De las 80 especies identificadas (ver cuadro 16), 65 se identificaron a nivel de especie y 12 se registran durante los 24 meses de muestreo: *Tubularia* sp., *Bugula neritina*, *Nereis callaona*, *Alitta succinea*; *Caprella verrucosa*, *Caprella scaura*, *Caprella equilibra*, *Pilumnoides perlatus*, *Semimytilus algosus*, *Petricola alssoni*, *Ciona robusta* y *Botrylloides perspicuus*. El número de especies es mayor al registrado en estudios previos en esta localidad; como el de Tapia (2000) que durante el evento el niño 1997-1998

reporta 19 especies, Pacheco y Garate (2005) quienes en octubre de 1998 en condiciones de evento “El Niño” registraron 15 especies, Kanagusuco (2009) quien entre octubre del 2006 y enero del 2007 registro 26 especies, Loayza y Tresierra (2014) quienes en el 2009 reportan 40 especies y Loayza (2018) que reporta 53 especies en el 2014.

Las especies más abundantes y que se registran en todos los meses muestreados son *Ciona robusta*, *Semimytilus algosus*, *Bugula neritina* y *Tubularia* sp. coincidiendo con lo reportado por Loayza (2018). Sin embargo, es importante señalar que Pacheco y Garate (2005), Kanagusuco (2009), Loayza y Tresierra (2014) y Loayza (2018), hacen referencia a la presencia de *Ciona intestinalis* y no de *C. robusta*, esto podría deberse a problemas con la identificación de las especies, ya que en el presente trabajo se han identificado ambas especies (ver cuadro 16). Por otro lado, la especie *C. robusta* mantiene una abundancia relativa por encima del 30 %, llegando hasta un máximo del 70 %. En cambio, *S. algosus* presenta una abundancia que fluctúa entre 15 % y 48 % y en el caso de *B. neritina*, presenta variaciones entre 10 % y 50 %. Siendo la riqueza de especies mayor en los periodos fríos y la biomasa mayor en los periodos cálidos.

Las ascidias *C. robusta* y *C. intestinalis*, son especies introducidas (Bouchemousse et al., 2016). En el caso de *C. robusta*, presenta un incremento de biomasa en las estaciones cálidas, a diferencia de *C. intestinalis* que solo se registra en estaciones frías, según Liu et al. (2006) esto se debe a su alta variabilidad genética que les permite adaptarse a diferentes hábitats. Estas ascidias son notables por competir por espacio y alimento con las especies filtradoras *S. algosus*, *B. neritina* y *B. perspicuus* (Herdman, 1886), lo que no afectaría la riqueza de especies debido al ensamble *Ciona* - *Tubularia* que permite que otros organismos se adhieran a las estructuras de cultivo. Al respecto Robinson et al. (2017), refieren que la presencia de *C. robusta* no afecta la riqueza de especies o la composición de la comunidad, recomiendan evaluar el impacto que genera cada especie en función a su densidad y zona de cultivo.

Las ascidias, *B. perspicuus*, *B. giganteus* y *B. violaceus* (ver cuadro 16), han incrementado su abundancia en los últimos años en los sistemas de cultivo y no habían sido reportadas en estudios anteriores. Si bien su presencia cuantitativa es pequeña, el área que ocupan en la malla de la linterna restringe la circulación del agua y alimento para los organismos en cultivo. Este grupo de organismos tiene un crecimiento bastante acelerado durante los periodos cálidos (Bastida, 1971), llegando a cubrir en algunos casos a otros organismos adheridos al sustrato, incluso al organismo en cultivo. En el estudio la especie con mayor biomasa y que se encuentra presente durante todo el año es *B. perspicuus*, las otras dos se han registrado en menor proporción en las estaciones cálidas.

Respecto al briozoo *B. neritina*, es una especie colonial introducida que forma arbustos flexibles que no toleran aguas cálidas (Burgess, 2012), esta especie se registró durante todo el año, pero su biomasa disminuye en verano con un promedio de 76,77g en comparación a invierno con 234,27g. La abundancia de esta especie también se puede deber a que las colonias más grandes presentes en las linternas pueden reproducirse antes del asentamiento de las larvas que se encuentran en el ambiente natural (Marshall et al., 2003). Por otro lado, *B. neritina* no monopoliza el espacio al colonizar primero las linternas (Vieira et al. 2018), lo que da posibilidad a que otras especies se establezcan, permitiendo comunidades más diversas a lo largo del tiempo. Está asociada a especies como *Bugula stolonifera*, *Caprella verrucosa*, *Barbatia gradata*, *Hiatella arctica* y poliquetos. Además, provee refugio a especies de la familia Caprellidae, debido a su estructura arborescente.

En el caso de *S. algosus*, es una especie nativa que se encuentra distribuida en toda la costa peruana y puede sobrevivir a eventos el Niño (Diaz y Ortlieb, 1993), registrando la mayor biomasa en las estaciones frías. Zeeman et al. (2018), refieren que la capacidad competitiva de *S. algosus* está fuertemente relacionada con su posibilidad de sobrevivir sumergida a diferencia de otros mitílidos. Por otra parte, el principal aporte de estos organismos es a la estructura de la comunidad de organismos incrustantes (Borthagaray y

Carranza, 2007), crea un ambiente adecuado para otras especies. Esta especie genera redes de galerías que retienen sedimentos, detritus y posiblemente regulan el flujo del agua, cumpliendo un rol importante en las interacciones biológicas, como la depredación o competencia, por lo que un aumento de biomasa de *S. algosus* genera un aumento de diversidad de invertebrados principalmente moluscos, siendo considerada como una especie ingeniera de ecosistemas (Cerdeña y Castilla, 2001).

Con relación al hidrozoo *Tubularia* sp. esta especie es considerada pionera en el proceso de colonización de las superficies sumergidas (Zintzen et al., 2008) y favorece el asentamiento de otras especies sésiles y móviles (Caine 1987), como es el caso de los tunicados *C. robusta* y *C. intestinalis*. También genera condiciones para la ocupación de moluscos como *Alia unifasciata* y *H. arctica*, crustáceos como *Erichthonius brasiliensis*, caprellidos y poliquetos. Además, durante el estudio se ha registrado un mayor número de moluscos en el ensamblaje Ciona - Tubularia principalmente *S. algosus*.

Entre los moluscos, los bivalvos que se adhieren con biso como *S. algosus*, *Leiosolenus peruvianus* y *Pteria sterna*, son importantes dentro de la comunidad de organismos incrustantes, porque sirven de refugio y soporte a otros. Sin embargo, existen otras especies como *Petricola alssoni* y *H. arctica*, que por las perforaciones o excavaciones que hacen sobre distintos sustratos incluido la superficie de otros organismos, ocasionan un biodeterioro en la comunidad de organismos incrustantes (Pérez y Stupak, 1996). También se ha registrado que las grandes estructuras arborescentes de las colonias de *Tubularia* sp. aumentan el espacio de asentamiento de los bivalvos (Claereboudt et al., 1994), principalmente de *S. algosus* facilitando su establecimiento en las linternas durante todo el año. Así como la presencia de post larvas y juveniles de *A. purpuratus* asentados durante todo el año excepto en los meses de verano. Muchas de estas post larvas presentaron las valvas vacías o rotas y con orificios. Esto se podría deber a la presencia de los crustáceos decápodos *Pilumnoides perlatus* y *Microphrys aculeatus* y los caracoles *Stramonita haemastoma* y *Stramonita biserialis*, especies

depredadores de pectínidos (Ciocco y Orensanz, 2001) registrados en el estudio.

En los artrópodos, los Balanidae son el único grupo sésil de crustáceos y los anfípodos Caprellidae, Ischyroceridae y Stenothoidae. Dentro del grupo Balanidae, destaca *Balanus laevis*, especie que presenta patrones de fijación estacionales, con altos picos de reclutamiento entre los meses de julio a setiembre con 387 y 214 organismos. En el caso de la especie *Austromegabalanus psittacus*, está actúa como formador de hábitat al proporcionar sustrato para el desarrollo de otras especies, siendo considerada también como especie ingeniera de ecosistemas (Manríquez et al., 2014).

Thiel y Gutow (2005) refieren que la presencia de organismos incrustantes séviles, juegan un papel importante en el soporte de altas densidades de anfípodos, debido a la complejidad de hábitat que conforman. Variando la composición de especies de anfípodos en relación al micro hábitat formado por organismos colonizadores primarios. Lo que da lugar a la presencia de organismos colonizadores secundarios de las familias Ischyroceridae, Stenothoidae y Caprellidae. En contraste, Takeuchi et al. (2001) señalan que algunos anfípodos también han sido reportados como colonizadores primarios de sustratos duros, incluso superficies limpias en una etapa inicial de colonización. Como ejemplo, tenemos los anfípodos constructores de tubos del género *Jassa* (Beermann, 2014) o caprelídeos.

Dentro de la familia Stenothoidae se registró la especie *Stenothoe valida*, pequeños anfípodos bentónicos, que viven asociados a otros organismos, como anémonas de mar, hidozoos y crustáceos (Pérez-Schultheiss y Ibarra, 2017). Lo que les facilita colonizar diversos tipos de hábitats, por lo que son considerados como cosmopolitas (Krapp-Schickel, 2015), registrados en centros de cultivo como en hábitats naturales. En la familia Caprellidae destaca la especie nativa *Caprella verrucosa*, registrada durante todo el periodo de muestreo que no parece mostrar clara preferencia por un tipo de

substrato (Pérez-Schultheiss y Ibarra, 2017), pero que se registró principalmente asociada a algas e hidrozooos. Durante el estudio la mayor biomasa de anfípodos *J. slattery*, *S. valida* y *E. brasiliensis* ha sido registrada en asociación con una mayor biomasa *S. algosus*. A diferencia de la familia caprellidae que registro mayor biomasa en asociación *B. neritina* y *Tubularia* sp. Además, las especies reportadas en el estudio, habitan y presentan mayor biomasa en instalaciones acuícolas que en sustratos naturales (Atalah et al., 2016).

Entre los artrópodos también destacan los cangrejos *Pachycheles perlatus* y *Pachycheles grossimanus* que, si bien son vágiles, juegan un rol importante en las relaciones tróficas de la comunidad incrustante, al ser depredadores de moluscos. En el caso de la especie *Planes minutus* un cangrejo pelágico, reportado también por Pacheco y Garate (2005) como parte de los organismos incrustantes, que usualmente suele asentarse en ballenas, tortugas, algas que flotan en superficie, maderas y cascos de embarcación (Michael et al., 2004). Esta especie encontró en los sistemas de cultivo un hábitat adecuado para desarrollarse, tiene una función de limpieza, alimentándose de otros epibiontes como cirrípedos y anfípodos parásitos durante las horas del día y por la noche es probable que se alimente de animales neustónicos como los eufásidos (Davenport, 1994).

En este estudio es importante destacar que se han registrado once especies introducidas: *C. robusta*, *C. intestinalis*, *B. neritina*, *B. stolonifera*, *B. violaceus*, *Caprella equilibra*, *Caprella scaura*, *Caprella penantis*, *Paracaprella pusilla*, *Jassa slatteryi* y *Scruparia ambigua* (ver cuadro 16). Al respecto, Molnar et al. (2008) señalan que la temperatura sería el factor que determina el incremento de la mayoría de tunicados y briozoos invasores. Las observaciones realizadas durante el muestreo permiten señalar que la presencia de especies invasoras en la comunidad del biofouling podría deberse al intenso tráfico de botes, que trasladan personal de la bahía de Samanco a otros puertos (Minchin, 2007). Dentro de este grupo, resalta la familia Caprellidae con cinco especies, estos organismos son consumidores

de diatomeas, detritus, pequeños crustáceos y microalgas, por lo que Woods (2009) las considera como recicladoras de biomasa. Así mismo, desempeñan un papel fundamental en los ecosistemas como recurso energético en diferentes niveles tróficos, pues sirven de alimento de crustáceos decápodos, cefalópodos y peces (Alarcón-Ortega et al. 2017). Estableciendo asociaciones de protección, comensalismo, mutualismo y ectoparasitismo con la comunidad de organismos incrustantes (Guerra-García y Thiel, 2001). En el presente estudio se encontraron asociados con *B. neritina*, *Tubularia sp* y *S. algosus*.

En relación a la estructura funcional, los resultados muestran (ver cuadro 17) que el 41 % de los organismos registrados son incrustantes, estando conformados por algas, poríferos, cnidarios, brachiópodos, briozoos, balanos, bivalvos y ascidias, de los cuales el 73 % son filtradores. El 59 % restante presenta algún tipo de movimiento; la mayoría son depredadores y está conformado principalmente por poliquetos, malacostracos y gasterópodos. Así mismo, del total solo el 16 % corresponde a coloniales e incrustantes.

En conclusión, considerando el espacio físico que ocupa una especie dentro de la comunidad, tamaño, modularidad y forma de crecimiento, los organismos incrustantes son los que ocupan un mayor espacio y sirven de refugio y alimento a los organismos depredadores y no incrustantes como es el caso de los géneros *Ciona*, *Semimytilus*, *Tubularia* y *Bugula* que sirven de refugio y alimento a los anfípodos y poliquetos. De igual forma sirven de alimento a la fauna acompañante conformada principalmente por peces. Estas especies presentan la mayor biomasa (96 %), pero el menor número de especies (28), lo que mantiene en equilibrio la comunidad del biofouling en los sistemas de cultivo. No obstante, Loayza (2018) y Tapia (2000) podría ser un problema para la especie en cultivo, *A. purpuratus* que es filtradora, lo que generaría una competencia por alimento.

4.1.2 Composición de la harina de biofouling

Considerando que son cuatro las especies que representan el 82 % de biomasa del biofouling y que se registran durante todo el año. Se obtuvieron muestras de bugula, semimytilus, ciona y tubularia y se realizó su análisis nutricional. Los resultados (ver cuadro 19) muestran que es mayor el porcentaje de proteínas, humedad, fibra y carbohidratos en tubularia, la grasa en ciona y la ceniza en semimytilus. Variando la composición proximal de las proteínas entre 19,46 % a 36,46 %, la grasa entre 0,66 % a 2,04 %, la humedad entre 4,95 % a 9,3 %, cenizas entre 33,05 % y 69,08 %, fibra entre 6,32 % y 19,63 % y carbohidratos entre 5,65 % y 20,03 %. Así mismo, los cuatro tipos de harina presenta vitamina E, azúcares reductores y ácidos grasos Omega 3, 6 y 9. Lo que la convierte en un alimento completo a pesar de presentar una composición nutricional menor a la harina de pescado y soya (ver cuadro 20). Estos valores fueron mayores a los registrados por Mamani (2020) quien registró valores de proteína entre 11,2 % a 24,7 %, grasas entre 0,44 % a 1,13 %, cenizas entre 44,3 % y 78,6 %, carbohidratos entre 3,1 % a 18,4 % en harina de biofouling en base a organismos incrustantes presentes en las boyas de las líneas de cultivo, compuesta principalmente de algas y *Austromegabalanus* sp.

El nivel óptimo de proteína en la dieta para peces en cultivo está influenciado por diferentes factores: la especie, calidad de la proteína, relación proteína/energía, estado fisiológico del pez, parámetros ambientales, diferencias genéticas y nivel de ingesta de alimento, al igual como lo establece Cho et al. (1985). Al respecto, Sanz (2009) señala que el porcentaje de proteínas requerido por peces y camarones fluctúa entre 24 % a 57 %. Sin embargo, Espinosa de los Monteros & Labarta, (1987) recomiendan que si el porcentaje es menor a 40 % como el caso de la harina de biofouling (ver cuadro 19), debe emplearse en especies herbívoras y omnívoras, debido a que las especies carnívoras requieren valores por encima del 40 %.

Con relación al porcentaje de fibra la harina de biofouling presenta valores entre 6,32 % y 19,63 %, considerados altos para una harina de origen animal. Al respecto Jatunov (2015), señala que la presencia de fibra se debe a la quitina, que se encuentra en una gran variedad de invertebrados. Existiendo en dos formas: como α -quitina en los cálices de hidrozooos, cáscaras de huevo de nematodos, rádula de moluscos y cutículas de artrópodos, y como β -quitina en las conchas de braquiópodos y moluscos, organismos que forman parte del biofouling.

En el caso de los carbohidratos la harina de biofouling presenta también valores altos entre 5,65 % y 20,03 % de carbohidratos de origen animal. Según Stach (2008), no es común la presencia de carbohidratos en invertebrados marinos, a excepción de los tunicados como las ascidias, que presentan proteínas y en mayor proporción fibras de celulosa. Del mismo modo Nakashima et al. (2004) señalan que la ascidia *Ciona intestinalis* presenta celulosa sintasa, una fusión de celulosa sintasa y celulosa hidrolizante, como fuente de carbohidratos. De igual manera Sanz (2009), refiere que los carbohidratos son importantes en la dieta de los peces como fuente secundaria de energía, bajan los costos de alimentación, son digeribles, aglutinan y dan estabilidad al alimento, además, son más digeribles por peces omnívoros, recomendando hasta en un 40 % para peces de aguas cálidas como la tilapia.

El análisis de composición nutricional de la harina de biofouling permitió no solo determinar la presencia de grasos Omega 3, sino también Omega 6 y 9, siendo menor el porcentaje de Omega 6 (ver cuadro 19). Kabeya et al. (2018) señalan que la fuente de ácidos grasos serían la gran variedad de animales invertebrados que poseen un tipo de enzimas ω desaturasas que tienen la capacidad de producir PUFA ω 3., entre ellos poliquetos, moluscos y crustáceos, que forman parte del biofouling,

Al respecto, Sanz (2009) refiere que dentro de la serie de los Omega 3, los más importantes para los peces son el ácido eicosapentaenoico (EPA), el

ácido docosahexaenoico (DHA) y el ácido alfa linoleico (ALA) (ver cuadro 19). Los que regulan la funcionalidad cerebral y de la vista, la formación de las membranas celulares y hormonas, así como para la síntesis de las prostaglandinas y correcto funcionamiento del sistema inmunológico. Los cuales están presentes en la harina de biofouling en menos de 1g/100g, en comparación a la harina de pescado con 24g/100g (Valenzuela et al., 2012). Al respecto, la limitada producción de aceite de pescado, obtenidos de pesquerías, ha ocasionado que los fabricantes de piensos sustituyan parcialmente estas materias primas por otras de origen vegetal, con el fin de garantizar la sostenibilidad de esta actividad como fuente de suministro de pescado para el ser humano. Sin embargo, Mourente et al. (2007) señalan que el uso de aceites vegetales afecta el balance nutricional y osmótico del pez y su resistencia a enfermedades. Así mismo, Valenzuela et al. (2012) refieren que el exceso de consumo de aceites de origen vegetal ricos en 18:2n-6, en la alimentación de peces, ocasionará una disminución en la demanda de consumo de peces, por la disminución de Omega 3 en su composición nutricional.

En los omega-6, resalta el ácido araquidónico (AA), que según Ariel et al. (2005) es un ácido graso básico para la síntesis de ciertas prostaglandinas, importantes en la reproducción de peces, que no se encuentra presente en la harina de pescado. Así mismo, Pascual (2014) señala que a diferencia de los omegas 3 y 6, los ácidos grasos Omega 9, no son considerados esenciales, porque el pez lo puede producir. Sin embargo, son importantes por que aumentan el nivel de colesterol HDL y disminuyen el nivel de colesterol LDL.

Con relación a las vitaminas y minerales, Sanz (2009) señala que estos tienen efectos aditivos o reductores en las respuestas inmunes de los peces. Por ello, se debe intentar conocer la interacción y las relaciones entre vitaminas y minerales en la inmunidad del pez. Vásquez (2004) refieren que en la tilapia las vitaminas A, C y E, junto con los minerales Selenio, Zinc, Cobre, Manganeso y Hierro, mejoraran la proliferación de macrófagos,

viabilidad y actividad de la lisozima, al mismo tiempo que disminuye la producción de superóxido. Al respecto, Sanz (2009) refiere que la forma de alfa-tocoferol de la vitamina E, es la más activa y se encuentra presente en la harina de biofouling (ver cuadro 19). Fundamentalmente es un antioxidante metabólico natural que protege las vitaminas y los ácidos grasos de la oxidación y también inhibe los radicales libres dentro del organismo.

Con relación a los minerales, la harina de biofouling presenta un elevado porcentaje de cenizas, entre 33 % y 69 %, en comparación a la harina de pescado y soya (ver cuadro 20). Para ponernos en contexto, la harina de biofouling tiene en promedio 95 % de nutrientes orgánicos e inorgánicos y 5 % de humedad. Al incinerar, se destruye la materia orgánica y se queda la parte inorgánica. Este proceso se lleva a cabo para poder calcular, de forma más o menos precisa, la cantidad de minerales del producto (calcio, fósforo, sodio, potasio, etc.). En tal sentido, un porcentaje elevado de cenizas no es sinónimo de mala calidad sino, simplemente, de un alto contenido mineral, lo que puede ser bueno o malo. Dicho de otra manera, el valor de las cenizas (o minerales) no tiene sentido si no se tiene en cuenta: La biodisponibilidad de esos minerales, es decir, si esos compuestos inorgánicos se asimilan y utilizan de forma eficaz en el organismo (alta biodisponibilidad); o se acumulan en lugares indeseables y generan efectos tóxicos (baja disponibilidad) y las proporciones entre los diferentes tipos de minerales, la mayor o menor absorción de un mineral guarda estrecha relación con la de otros minerales presentes, por ejemplo, las concentraciones elevadas de zinc afectan la absorción del magnesio. Por lo que es importante antes de tomar cualquier decisión realizar un análisis del tipo de mineral presente.

El biofouling presenta elevados porcentajes de minerales que provienen principalmente de las valvas de los moluscos y balanus. Al respecto, Ríos y Velásquez (2016) señalan que la valva de los moluscos está conformada principalmente por carbonato de calcio (40 %), además de magnesio, titanio, manganeso, estroncio, cromo, lantano, vanadio y circonio; variando el porcentaje en función de la especie. Entre los minerales presentes en la

harina de biofouling, en orden de abundancia destaca el Ca y Fe. En el cuadro 20 se muestran las principales funciones de los minerales en los peces, los que se basan en estudios realizados en salmones, trucha arco iris, carpas y tilapias.

En el caso del calcio, la necesidad de este mineral por parte de los peces está influenciada por la composición química del agua, el nivel de fosforo en la dieta y la especie. Los requerimientos de calcio en las dietas son mínimas en la mayoría de las especies, oscilando entre 0,03 % y 0,65 %. Al respecto Sanz (2009) señala que dietas con más de 2 % de calcio interfieren con el uso de elementos traza y afectan negativamente al crecimiento de los peces. El mismo autor señala que existe una estrecha relación entre los niveles de Ca y P en la dieta, sugiere mantener relaciones Ca: P menores de 2:1 para evitar efectos negativos sobre el crecimiento. El contenido de calcio en la harina de biofouling es de 11 % y de fosforo 0,1 %, proporción 11:1 (ver cuadro 20). Por lo que se debe disminuir el porcentaje de calcio en la harina de biofouling, disminuyendo el porcentaje de valvas. De igual forma, la tasa de absorción del manganeso puede verse disminuida por la presencia de elevados niveles de calcio y fosforo. De igual manera, se conoce que las necesidades de manganeso en la dieta de tilapia son de 0,0012 % (Sanz, 2009). En la harina de biofouling se registra 0,001 % (ver cuadro 20), valores que se encuentran dentro de los límites aceptables para los peces, pero su absorción podría estar siendo afectada por los elevados porcentajes de calcio en la harina de biofouling.

Con respecto al contenido de magnesio, en el agua dulce es demasiado bajo (1-3 mg/litro), por lo que para satisfacer las demandas metabólicas de los peces debe ser aportado en la dieta, la tilapia requiere 0,06 % y la harina de biofouling presenta 0,3 % (ver cuadro 20), la interacción con los otros componentes de la dieta puede reducir estos valores, además no se reportan efectos negativos en los peces. En el caso del potasio los peces lo absorben del ambiente acuático y se encuentra en grandes cantidades en las materias primas usadas en la formulación de dietas para peces, lo que hace

innecesaria incluirla como suplemento en las dietas. En los peces de agua dulce como la tilapia se recomienda que estén presente en las dietas en un 0,9 % para obtener un crecimiento máximo. El porcentaje de potasio en la harina de biofouling es bajo 0,1 % (ver cuadro 20), pero como el pez lo puede absorber del agua, no sería un problema.

En relación al hierro es uno de los micronutrientes más importantes debido a su efecto en las funciones del sistema inmune y defensa del hospedero contra infecciones, se encuentra principalmente en los moluscos, pero en mayor proporción en los mitílidos (Gil Hernández, 2010). Además, Sanz (2009) señala que la absorción de hierro en los peces está influenciada por la edad, estado de salud, contenido de hierro corporal, condiciones del tracto gastrointestinal, la forma química y la cantidad de hierro ingerido, así como la proporción relativa de componentes orgánicos e inorgánicos presentes en la dieta. Lim y Kleisus (2019) refieren que los niveles dietéticos óptimos de hierro en peces van de 30 mg/kg a 175 mg/kg de la dieta, la harina de biofouling presenta 1854 mg/kg de hierro (ver cuadro 20), la disminución del porcentaje de mitílidos permitirían reducir el porcentaje de Fe, al ser estos organismos los principales aportantes de Fe y Ca en el biofouling. En el caso del cobre las necesidades dietarias dependen del estado fisiológico del pez, su concentración en el agua y del nivel de elementos antagonistas del cobre. Sanz (2009) refiere valores de 0.0003 % para la tilapia, los resultados muestran valores de 0,00003 % de cobre (ver cuadro 20), valores aceptables para el crecimiento de los peces.

Con relación al zinc, los peces lo obtienen del alimento y el ambiente acuático, siendo el del alimento más eficientemente asimilado por los peces. La tilapia requiere entre 0,001 % a 0,002 %, la carpa y la trucha arco iris de 0,0015 % a 0,0030 %, sin embargo, Lim y Kleisus (2019) recomiendan entre 0,0015 a 0,0030 mg/kg de zinc en la dieta de los peces. La harina de biofouling presenta 0,001 % de zinc, siendo el principal aportante los moluscos. En el caso del Boro, en los invertebrados marinos y los peces las concentraciones son similares a los niveles que se encuentran en los

océanos, entre 0,5 y 4 mg/kg (peso húmedo) y en los peces de agua dulce es de 0,3 mg/kg. Sanz (2009) reporta niveles tóxicos entre 50 a 300 mg/litro en las primeras etapas larvales de *Oncorhynchus mykiss*. Los valores de boro en la harina de biofouling son de 24,2 mg/kg, los que se encuentran por debajo de los niveles considerados como tóxico para los peces (ver cuadro 20).

En conclusión, para reducir los elevados valores de calcio y hierro en la harina de biofouling, se disminuyó la presencia de valvas en las muestras, para evitar que estos puedan afectar la absorción de las vitaminas y otros minerales. Así mismo, se emplearon como insumos en la dieta de los peces el polvillo de arroz y harina de maíz, que contienen 1,4 % (Dyner et al, 2016), y 2,96 % (Febles, 1998) de fitatos, los cuales reducen la absorción de estos minerales. Al respecto, Estupiñan (2003) señalan que porcentajes menores al 15 % no ejercen un efecto inhibitor de la absorción de minerales y vitaminas. Por lo que en las dietas experimentales se añadió 30 % de cada uno de estos insumos.

4.1.3 Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de tilapia

Para determinar el porcentaje de harina de biofouling a emplear en la evaluación del crecimiento, se utilizó harinas producidas en diferentes periodos y con diferente composición, observando que las dietas en donde la harina presentaba mayor porcentaje de bugula, los peces no consumían el alimento. Debido a que, si bien el biofouling está conformado por invertebrados marinos que conforman parte de la dieta de los peces en su ambiente natural, algunos tienen compuestos bioactivos que inhiben su consumo como defensa ante los depredadores. Este es el caso de *Bugula neritina*, un briozario que, en simbiosis con la bacteria *Candidatus Endobugula sertula*, produce varios metabolitos denominados briostatinas (Lopanik et al., 2006), que naturalmente contribuyen con la supervivencia de

las larvas del briozoo, al otorgarles un sabor impalatable (Lindquist y Hay, 1996), disminuyendo la predación.

Para la preparación de las dietas se disminuyó el porcentaje de bugula a un 5 %, no se pudo extraer la totalidad, por ser difícil de separar del resto del biofouling. De igual manera, y para disminuir el porcentaje de cenizas en la dieta, se disminuyó el porcentaje de semimytilus a 10 %, al ser este molusco el que contribuye con el mayor porcentaje de valvas.

Los resultados muestran que las dietas que presentaron aceptabilidad por parte de los peces contenían entre 10 %, 20 %, 30 % y 40 % de harina de biofouling, sin embargo, en la prueba de digestibilidad las dietas que presentaron mejor digestibilidad, fueron aquellas que contenían 10 % y 20 % de harina de biofouling, lo cual se atribuye a los bajos niveles de cenizas (ver cuadro 24). Coincidiendo con lo reportado por Sanz (2009) quien señala que la tilapia requiere niveles de 7 % de cenizas. Así mismo, estas dietas presentaron menor porcentaje de proteína entre 11 % a 12 % pero altos porcentajes de carbohidratos entre 65 % a 67 %. Al respecto, Sanz (2009) refiere que la tilapia puede aceptar hasta 40 % de carbohidratos sin que esto afecte su digestibilidad y son más eficientemente utilizados como fuente energética ante la deficiencia de proteína.

De acuerdo a los resultados, la dieta control que tiene a la harina de pescado como fuente proteica es la que presenta mayor índice de digestibilidad con 88,3 %. Coincidiendo con lo reportado por Meurar et al. (2003) quienes reportan 87,6%, a diferencia de Pezzato et al. (2004), Vásquez-Torres et al. (2010) y Gutiérrez-Espinosa et al. (2011), quienes reportan valores menores de digestibilidad de 51,5 %, 59,4 % y 73,8 % respectivamente. Al respecto, Aksnes y Opstvedt (1998), señalan que los valores de digestibilidad de este insumo, aun en una misma especie, pueden tener grandes fluctuaciones, debido a que la calidad de la harina de pescado varía en función del origen, procesamiento y almacenamiento.

En la especie *O. niloticus*, se han determinado coeficientes de digestibilidad aparente de diversas materias primas de origen animal; se reportan valores de 78,55 % de digestibilidad en harina de pescado, 73,19% en harina de carne, 87,24 % en harina de vísceras de pollo, 50,69 % en harina de sangre y 29,12 % en harina de plumas (Pezzato et al., 2002). De acuerdo con Köprücü y Özdemir (2005), la calidad de la proteína de los ingredientes es el principal factor que afecta la digestibilidad. Si lo comparamos con los valores obtenidos en la harina de biofouling entre 58 % y 79 %, estos valores son similares al porcentaje de digestibilidad obtenidos en la harina de pescado, carne y sangre (ver cuadro 25).

Para evaluar el efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de alevinos de tilapia, se emplearon dietas con 30 % de proteína, en base a lo reportado por Chhorn (1997) quien señala que el requerimiento de proteína para tilapia fluctúa entre 20 % a 50 %, dependiendo de la talla, calidad de la proteína, salinidad del agua, disponibilidad y manejo del alimento. Empleando como insumo proteico la harina de biofouling y pescado.

Los resultados reportan un crecimiento isométrico y diferencia significativa ($p < 0,05$) entre la dieta control D1 (40 % de harina de pescado) con la dieta D2 (10% de harina de biofouling y 30 % harina de pescado) y D3 (20 % de harina de biofouling y 20 % de harina de pescado) (ver cuadro 12). Esta diferencia se debió a que, si bien la composición de proteína fue igual en las tres dietas, el porcentaje de grasa y carbohidrato fue mayor en la dieta D1 y menor en la dieta D3. A diferencia de los niveles de ceniza y fibra que fueron mayores en la dieta D3 y menor en la dieta D1, lo que determinó la diferencia en el crecimiento (ver cuadro 26).

En el cultivo de peces la alimentación es un factor de producción importante que determina el 60 % del costo de producción, esto significa que el factor de conversión alimenticia mide el gasto del alimento para convertirlo en 1 kg de carne, considerando, ser más eficiente cuando éste tiende a la unidad, mientras que, factores mayores a la unidad indican mayor gasto en alimento

que provoca alteraciones en la calidad de agua (Torres y Hurtado, 2012). El factor de conversión alimenticia en las dietas con harina de biofouling vario entre 0,93 a 1,15 en comparación al control con 0,9 a 1,1. Los valores son menores a los reportados por otros autores para *Oreochromis* sp. Zafra et al. (2019) reporta de 1,39 a 2,14 en dietas con 28 % y 35 % de proteína y Oliva et al. (2019) de 1,5 a 2,0 en dietas entre 28 % a 45 % de proteína.

En conclusión, la harina de biofouling favorece el crecimiento de los peces, pero se recomienda utilizar porcentajes no mayores al 20 %, para no afectar su crecimiento debido a la acción inhibitoria de *B. neritina* y a los elevados porcentajes de cenizas. Por lo que es importante considerar que en la composición del biofouling no debe contener más del 5 % de bugula y 10 % de *semymtilus* para la elaboración de harina, valores mayores disminuyen su aceptación y digestibilidad por parte de los peces.

4.1.3 Ventajas de producir alimento para peces con harina de biofouling y cómo su adecuada disposición podría reducir el impacto ambiental en la bahía de Samanco.

Cuando se tienen varias alternativas para la solución de un problema, lo primero es evaluar el comportamiento ambiental de cada una de ellas y luego aplicar un análisis económico. Esta última es importante porque desde el punto de vista económico una alternativa puede ser más ventajosa que otra. No olvidando que el objetivo es proteger el entorno marino costero y garantizar el desarrollo sostenible de la acuicultura.

La propuesta base es hacer uso del biofouling un residuo proveniente del cultivo de moluscos y volverlo a la cadena productiva a través de su conversión en harina, como insumo en la alimentación de peces, en base al empleo de la economía circular.

La harina de biofouling es un insumo completo por estar compuesta de proteínas, ácidos grasos omega 3, 6 y 9, carbohidratos, fibras, antioxidantes y sales minerales (ver cuadro 19). Sin embargo, dos de las cuatro especies

más abundantes *bugula* y *semimytilus*, afectan la aceptación y digestibilidad de la harina por parte de los peces (ver cuadro 24 y 25). Por los niveles elevados de calcio, debido a las valvas de los mitílidos (ver cuadro 21).

Para disminuir el porcentaje de calcio se realizó un tamizado antes de la molienda para eliminar el exceso de valvas y de esta manera disminuir el porcentaje de cenizas. Las valvas pueden molerse y emplearse como suplemento dietético para crustáceos, aves, entre otros animales, que requieren mayores porcentajes de calcio.

Otro de los problemas observados es que la presencia de *Bugula neritina* inhibe la aceptación del alimento por parte de los peces, cuando está presente en porcentajes mayores al 5%. Esta especie contiene briostatina 1, un agente anticancerígeno potencial. Al respecto Page et al. (2010), señala que la recolección de *bugula* de sistemas artificiales, podrían actuar potencialmente como fuentes de productos naturales marinos, reduciendo así la necesidad de explotar poblaciones naturales. Para ello se propone que cuando el porcentaje de *B. neritina* sea mayor al 5%, esta se destine para la extracción de briostatina.

También se ha podido comprobar que la harina de biofouling favorece el crecimiento de los peces (ver cuadro 12), aunado a ello es rentable si lo comparamos con la harina de pescado, el kilo cuesta S/. 3,92 soles y la harina de pescado S/.6,76 soles (Cuadro 27). Sin embargo, existe un problema, su composición nutricional varía en función a la composición del biofouling, por lo que el precio también fluctuaría.

El costo principal para la producción de la harina de biofouling es la máquina que se requiere para elaborar la harina, que tiene un costo de S/.100 000 soles, con capacidad para procesar 5TM/día. Además del terreno que se requiere para su instalación, el que debe tener un área de 40m², en la que está incluida el área de almacenamiento y oficina, con un costo de S/. 42 000 soles. Lo que implica una inversión inicial de S/. 142 000 soles, la que se puede obtener con un préstamo a pagar en cinco años con cuotas de S/ 3000

soles mensuales. Mas los costos directos e indirectos: S/. 924.08 soles, estaríamos hablando de S/. 3 924.08 soles la tonelada, lo que equivale a S/. 3.92 soles el kilo, con una ganancia del 25% costaría S/. 4.90 soles el kilo (ver cuadro 26).

La empresa recogería el biofouling de los centros de cultivo y lavaderos. Evitando de esta manera que el biofouling sea dispuesto en el mar o rellenos sanitarios. Es importante destacar que cada empresa gasta anualmente cerca de S/. 50 000 soles en la disposición del biofouling (Tapia, 2016). Por lo que para las empresas de cultivo de moluscos implicaría una reducción de costos y mayor ganancia.

Entre otros beneficios a destacar tenemos: Generación de mano de obra directa e indirecta, sostenibilidad del cultivo de *A. purpuratus*, producto rentable y disponible todo el año, y generación de un insumo para la alimentación de animales acuáticos y terrestres.

-

4.2 Prueba de Hipótesis.

4.2.1 Hipótesis 1: La composición a nivel de especie y biomasa del biofouling varía mensualmente.

Para evaluar si existe diferencia a nivel de especie se aplicaron índices de diversidad (ver figuras 16 y 17). En donde se observa que, entre diciembre 2018 a enero 2019, los índices de diversidad de Simpson, Shannon-Wiener y equidad de Pielou mostraron sus menores valores, a diferencia del índice de Margalef que presentó mayores valores. Los demás índices presentan dos picos anuales durante fines de verano y mediados de primavera y es notable el incremento sostenido de los valores de estos índices de otoño a invierno. Sin embargo, estadísticamente no existe diferencia significativa por periodos fríos y cálidos ($p > 0,05$) (ver cuadro 3). Pero si existe diferencia del índice de Margalef presentando sus mayores valores durante junio-agosto; sin embargo, los demás índices presentan por lo menos un mes diferente a los demás ($p < 0,05$) (ver cuadro 3 y 4).

Siendo importante destacar que los valores del índice de Margalef y Shannon-Wiener se encuentran por debajo de dos, lo que indicaría ecosistemas con poca biodiversidad (antropizados). El índice de Pielou presenta valores menores a 0,5, lo que indica que existen especies que son más abundantes que otras al igual que el índice de Simpson, con valores por encima de 0,3 que indican que existe posibilidad de dominancia de algunas especies.

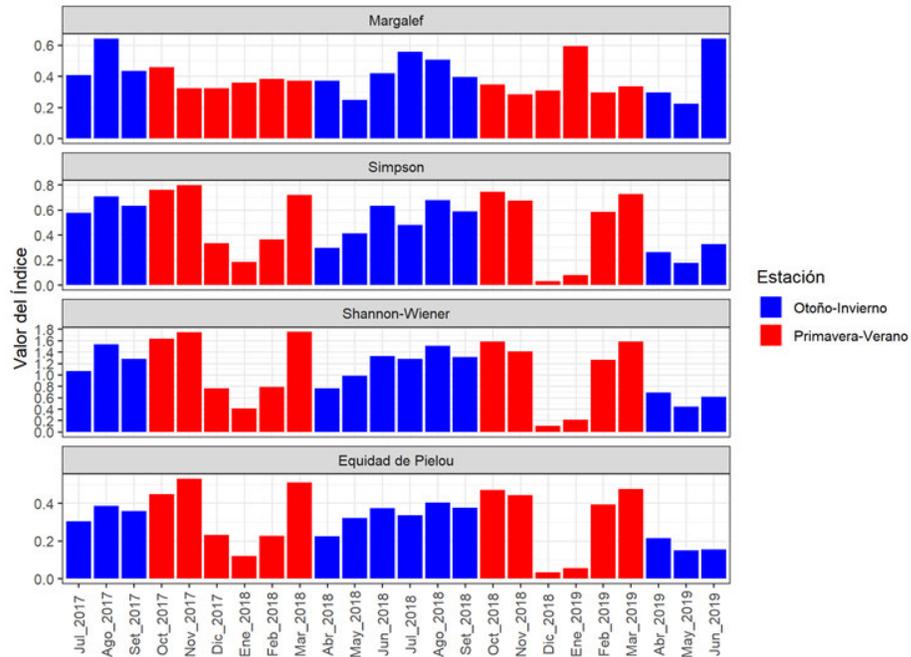


Figura 16 Índices de diversidad (Margalef, Simpson y Shannon-Wiener) y de Equidad de Pielou mensual, diferenciando estaciones cálidas (primavera-verano) y frías (otoño-invierno).



Figura 17 Índices de diversidad (Margalef, Simpson y Shannon-Wiener) y de Equidad de Pielou mensual, diferenciando las estaciones de primavera, verano, otoño e invierno.

Cuadro 3 Prueba de Kruskal Wallis para los índices de diversidad entre estaciones cálidas y frías.

Índice	Kruskal Wallis	Valor <i>p</i>
Margalef	1.9233	0.1655
Simpson	0.6533	0.4189
Shannon-Wiener	0.4800	0.4884
Equidad de Pielou	1.2033	0.2727

Cuadro 4 Prueba de Kruskal Wallis para los índices de diversidad entre estaciones.

Índice	Kruskal Wallis	Valor <i>p</i>
Margalef	18.187	0.077
Simpson	20.600	0.038
Shannon-Wiener	20.200	0.043
Equidad de Pielou	19.840	0.048

Para determinar que especies serían las que estarían dominando, se evaluó las especies con mayor abundancia relativa promedio mensual (ver cuadro 5). Los resultados muestran que, de las 80 especies evaluadas, cuatro son las especies predominantes, que presentan más del 8 % promedio mensual de abundancia relativa. Las especies más abundante y que se presentan en todos los meses muestreados son: *C. robusta*, *S. algosus*, *B. neritina* y *Tubularia* sp.

A continuación, se evaluó la diferencia de biomasa relativa entre periodos cálidos (verano-primavera) y periodos fríos (otoño-invierno). Las especies *B. giganteus*, *C. robusta*, *S. algosus* y *B. perspicuus* presentan una mayor abundancia durante los periodos cálidos; mientras que, *B. neritina*, *C. intestinalis*, *Tubularia* sp. y *P. pluvia* presentan una mayor abundancia durante periodos fríos. Estadísticamente para las especies más abundantes, la prueba de Kruskal Wallis mostró que no existen diferencias significativas ($p > 0,05$). Las únicas especies que presentan diferencias significativas ($p <$

0,05) son *B. laevis*, *B. violaceus*, *E. brasiliensis*, *H. arctica*, *Podocerus* sp. y *U. papenfussii* (ver cuadro 6)

Cuadro 5 Biomasa relativa mensual promedio, desviación estándar y porcentaje de meses muestreados por especie. El 100 % representa la especie presente los 24 meses. En el cuadro solo se han considerado las especies con presencia en más del 50% meses muestreados (12 meses).

Especie	Biomasa Relativa (%)	Desviación Estandar	Presencia (%)
<i>Ciona robusta</i>	36.915	12.01	100
<i>Semimytilus algosus</i>	23.938	12.11	100
<i>Bugula neritina</i>	12.553	11.31	100
<i>Tubularia</i> sp.	8.138	10.88	100
<i>Botrylloides perspicuus</i>	3.074	5.14	100
<i>Botrylloides giganteus</i>	2.95	4.13	54
<i>Petricola alssoni</i>	1.644	2.46	100
<i>Megabalanus coccopoma</i>	1.599	2.1	71
<i>Caprella verrucosa</i>	0.419	0.87	100
<i>Caprella scaura</i>	0.334	0.58	100
<i>Pilumnoides perlatus</i>	0.279	0.33	100
<i>Podocerus</i> sp.	0.269	0.93	96
<i>Jassa slattery</i>	0.226	1.08	92
<i>Pteria sterna</i>	0.22	0.31	50
<i>Ulva lactuca</i>	0.192	0.17	88
<i>Bugulina stolonifera</i>	0.149	0.31	54
<i>Argopecten purpuratus</i>	0.149	0.2	71
<i>Stenothoe valida</i>	0.057	0.18	96
<i>Caprella equilibra</i>	0.048	0.2	100
<i>Ulva papenfussii</i>	0.034	0.05	67
<i>Halosydna johnsoni</i>	0.028	0.12	58
<i>Alitta succinea</i>	0.015	0.05	100
<i>Erichthonius brasiliensis</i>	0.007	0.01	92
<i>Hiatella arctica</i>	0.004	0.01	54
<i>Nereis callaona</i>	0	0	100
<i>Schistomeringos</i> sp.	0	0	58

Cuadro 6 Prueba de Kruskal Wallis para las biomazas relativas entre periodos por especies. Solo se muestran los resultados de las especies que presentaron diferencia significativa ($p < 0,05$)

Especie	Kruskal Wallis	Valor p
<i>Balanus laevis</i>	7.772	0.005
<i>Botrylloides violaceus</i>	7.33	0.007
<i>Erichthonius brasiliensis</i>	5.472	0.019
<i>Hiatella arctica</i>	9.592	0.002
<i>Podocerus</i> sp.	5.606	0.018
<i>Ulva papenfussii</i>	4.741	0.029

A continuación, se evaluó la biomasa relativa entre estaciones, observando en este caso que las especies presentan un comportamiento más heterogéneo (ver cuadro 7). Entre las especies más abundantes podemos observar que *B. perspicuus*, *B. neritina*, *C. intestinalis* presentan mayor biomasa relativa en invierno. Durante verano *B. giganteus* y *G. spetsbergensis* presentan una mayor abundancia; mientras que *C. robusta*, *Tubularia* sp. y *P. pluvia* presentan su mayor abundancia en otoño. Por último, *S. algosus* presenta altas biomásas relativas durante primavera y menos durante verano e invierno. Estadísticamente, dentro de las especies más abundantes solo presentan diferencias significativas ($p < 0,05$) entre al menos una de las estaciones del año, las especies *B. giganteus*, *B. perspicuus*, *B. neritina* y *S. algosus*.

Cuadro 7 Prueba de Kruskal Wallis para las biomásas relativas entre estaciones por especies. Solo se muestran los resultados de las especies que presentaron diferencia significativa ($p < 0,05$).

Especie	Kruskal Wallis	Valor p
<i>Alia unifasciata</i>	18.324	0.001
<i>Argopecten purpuratus</i>	9.695	0.021
<i>Austromegabalanus psittacus</i>	9.368	0.025
<i>Balanus laevis</i>	16.558	0.001
<i>Botrylloides giganteus</i>	9.61	0.022
<i>Botrylloides perspicuus</i>	8.953	0.030
<i>Botrylloides violaceus</i>	8.535	0.036
<i>Bugula neritina</i>	17.599	0.001
<i>Bugulina stolonifera</i>	15.886	0.001
<i>Caprella equilibra</i>	13.161	0.004
<i>Caprella scaura</i>	12.282	0.006
<i>Caprella verrucosa</i>	14.486	0.002
<i>Erichthonius brasiliensis</i>	12.99	0.005
<i>Hiatella arctica</i>	14.345	0.002
<i>Perinereis</i> sp.	16.866	0.001
<i>Pilumnoides perlatus</i>	14.643	0.002
<i>Pseudocnus dubiosus dubiosus</i>	8.759	0.033
<i>Semimytilus algosus</i>	10.42	0.015

Para comprobar si existen diferencias en la abundancia se aplicó el Analysis of Similarities (ANOSIM), empleado para detectar diferencias en la composición de las comunidades entre grupos, entendiendo por grupos a los periodos anuales y estacionales, y las disimilitudes que se encuentran en relación a su estructura en biomasa relativas.

En el análisis anual entre pares de años (ver cuadro 8), la significancia sugiere que entre los años no hay una diferencia significativa en base a las abundancias de las especies, sin embargo, entre los años 2017 y 2019 se presenta disimilitudes, por lo que podemos decir que son diferentes ($R = 0,21$; $p < 0,05$).

Cuadro 8 Análisis ANOSIM anual.

Grupos	Valor R	significancia
2018 2017	0.05898491	0.2751
2019 2017	0.21296296	0.0256
2019 2018	-0.05864198	0.6355
Global	0.03275463	0.3274

En el análisis por estaciones frías y cálidas por año (ver cuadro 9), estos no son iguales debido a que obtenemos un $p < 0,05$; sin embargo, no es tan fuerte la disimilitud porque R presenta un valor cercano a cero ($R = 0,08$). Por otro lado, el periodo cálido del 2018 y el periodo frío del 2017, si son diferentes entre sí, al tener un valor de R alto (0,78). Lo que está relacionado con el evento El Niño y la Niña registrados en esos años (ver figura 22).

En el análisis por estaciones (ver cuadro 10), se observa que no son iguales debido a que $p < 0,05$, y R es positivo (0,33), lo que permite afirmar que hay más similaridad dentro de las estaciones que entre las estaciones. Además, al hacer el contraste entre cada estación, también se encuentran diferencias significativas presentando un $p < 0,05$ y valores positivos de R. Cabe recalcar que las mayores diferencias en composición se encuentran entre invierno y

primavera ($R = 0,52$), entre verano e invierno ($R = 0,51$) y entre otoño e invierno ($R = 0,51$).

Cuadro 9 Análisis ANOSIM por estaciones cálidas-frías por año.

Grupo 1	Grupo 2	Valor R	Significancia
Primavera-Verano	Otoño-Invierno	0.08249158	0.038
Primavera-Verano-2017	Otoño-Invierno-2017	0.62962963	0.1
Primavera-Verano-2018	Otoño-Invierno-2017	0.77777778	0.012
Otoño-Invierno-2018	Otoño-Invierno-2017	0.2037037	0.1807
Primavera-Verano-2019	Otoño-Invierno-2017	0.85185185	0.1
Otoño-Invierno-2019	Otoño-Invierno-2017	0.96296296	0.1
Otoño-Invierno-2017	Primavera-Verano-2017	0.62962963	0.1
Primavera-Verano-2018	Primavera-Verano-2017	-0.19135802	0.8566
Otoño-Invierno-2018	Primavera-Verano-2017	-0.11111111	0.6128
Primavera-Verano-2019	Primavera-Verano-2017	0.40740741	0.1
Otoño-Invierno-2019	Primavera-Verano-2017	0.25925926	0.2
Otoño-Invierno-2017	Primavera-Verano-2018	0.77777778	0.0125
Primavera-Verano-2017	Primavera-Verano-2018	-0.19135802	0.858
Otoño-Invierno-2018	Primavera-Verano-2018	0.00555556	0.4308
Primavera-Verano-2019	Primavera-Verano-2018	0.08641975	0.257
Otoño-Invierno-2019	Primavera-Verano-2018	-0.11111111	0.6409
Otoño-Invierno-2017	Otoño-Invierno-2018	0.2037037	0.178
Primavera-Verano-2017	Otoño-Invierno-2018	-0.11111111	0.616
Primavera-Verano-2018	Otoño-Invierno-2018	0.00555556	0.4286
Primavera-Verano-2019	Otoño-Invierno-2018	-0.0308642	0.5213
Otoño-Invierno-2019	Otoño-Invierno-2018	-0.14197531	0.7334
Otoño-Invierno-2017	Primavera-Verano-2019	0.85185185	0.1
Primavera-Verano-2017	Primavera-Verano-2019	0.40740741	0.1
Primavera-Verano-2018	Primavera-Verano-2019	0.08641975	0.2607
Otoño-Invierno-2018	Primavera-Verano-2019	-0.0308642	0.5076
Otoño-Invierno-2019	Primavera-Verano-2019	0.25925926	0.2
Otoño-Invierno-2017	Otoño-Invierno-2019	0.96296296	0.1
Primavera-Verano-2017	Otoño-Invierno-2019	0.25925926	0.2
Primavera-Verano-2018	Otoño-Invierno-2019	-0.11111111	0.6412
Otoño-Invierno-2018	Otoño-Invierno-2019	-0.14197531	0.7272
Primavera-Verano-2019	Otoño-Invierno-2019	0.25925926	0.2

Cuadro 10 Análisis ANOSIM por estaciones.

Grupo 1	Grupo 2	Valor R	Significancia
Verano	Primavera	0.3537037	0.0026
Otoño	Primavera	0.35555556	0.0015
Invierno	Primavera	0.52222222	0.0020
Otoño	Verano	0.13888889	0.0624
Invierno	Verano	0.51481481	0.0021
Invierno	Otoño	0.51481481	0.0045
Global		0.33487654	0.0001

El análisis ANOSIM, demuestra que entre estaciones si existe una diferencia entre la biomasa respecto a su abundancia relativa lo que comprueba la hipótesis planteada; sin embargo, no señala que especies han contribuido en esta diferenciación por estaciones.

El análisis de porcentaje de similitudes (SIMPER) permite evaluar que especies de la estructura interna de los grupos generan el patrón observado (diferencia o no diferencia). En el cuadro 11 podemos observar que las especies que más contribuyen en la diferenciación por estaciones frías y cálidas han sido *S. algosus* (18,3 %), *C. robusta* (18 %), *B. neritina* (14,9 %) y *Tubularia* sp. (11,4 %), en orden descendente de contribución.

Cuadro 11 Análisis SIMPER para la disimilitud de periodos cálidos (primavera-verano) y fríos (otoño-invierno).

Especie	Promedio	SD	Relación	Contribución	Acumulativo	General
<i>Semimytilus algosus</i>	0.073	0.047	1.554	0.183	0.183	0.397
<i>Ciona robusta</i>	0.072	0.047	1.530	0.180	0.363	0.397
<i>Bugula neritina</i>	0.059	0.056	1.050	0.149	0.513	0.397
<i>Tubularia</i> sp.	0.045	0.063	0.725	0.114	0.627	0.397
<i>Botrylloides giganteus</i>	0.021	0.022	0.969	0.053	0.680	0.397
<i>Botrylloides perspicuus</i>	0.021	0.030	0.690	0.052	0.732	0.397
<i>Ciona intestinalis</i>	0.013	0.026	0.494	0.033	0.765	0.397
<i>Stramonita haemastoma</i>	0.011	0.030	0.377	0.029	0.793	0.397

En conclusión, la biodiversidad es baja y existe dominancia de especies. Las especies dominantes son: *S. algosus*, *C. robusta*, *B. neritina* y *Tubularia* sp. Existiendo mayores diferencias en composición entre las estaciones de invierno-primavera, verano-invierno y entre otoño-invierno, siendo las especies dominantes las que determinan esta diferencia. Comprobando la hipótesis de que existe diferencia significativa entre la riqueza y abundancia entre las estaciones.

4.2.2 Hipótesis 2: La harina de biofouling favorece el crecimiento de los peces.

Para comprobar esta hipótesis se evaluó el efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de *Oreochromis niloticus* (tilapia Nilo). Para ello se empleó la relación longitud-peso para obtener información sobre la condición de crecimiento de los peces y para determinar si el crecimiento somático era isométrico (el peso incrementa en forma proporcional a la longitud) o alométrico (el peso no se incrementa en forma proporcional a la longitud).

Se utilizaron los porcentajes de harina de biofouling que presentaron mayor aceptación y digestibilidad (ver cuadro 23 y 24). La dieta D2 con 10 % de harina de biofouling y 30 % de harina de pescado, la D3 con 20 % de harina de biofouling y 20 % de harina de pescado y como control la dieta D1 con 40 % de harina de pescado.

Como resultados se obtuvieron las ecuaciones de relación peso–longitud (ver figura 18) $P = 0,0474 L^{2,5104}$, $P = 0,0568 L^{2,5322}$ y $P = 0,0458 L^{2,5748}$, para D1 (dieta control), D2 y D3, respectivamente, con un coeficiente de determinación (R^2) de 0,7683 para el control, 0,8397 para D2 y de 0,8034 para D3, mostrando valores para el coeficiente de alometría (b) de 2,51, 2,53 y 2,57, para el control, D2 y D3, respectivamente, lo que indica un tipo de crecimiento isométrico ($2,5 > b < 3,5$) en las tres dietas. Este patrón de crecimiento es acorde con una tendencia de aumento progresivo de robustez desde formas tempranas más alongadas o delgadas, por lo cual hay una mayor ganancia proporcional en peso que en longitud, fenómeno que es común entre los peces (Froese, 2006). El hecho de que presenten un crecimiento isométrico podría indicar una condición aceptable de la tilapia, determinada por las condiciones de cultivo que resultaron favorables. Este mismo tipo de crecimiento ha sido reportado por Santoyo et al. (2019), Gómez-Ponce et al. (2011), Beltrán-Álvarez et al. (2010) y Granado (1996); en estudios realizados en distintas especies de tilapias alimentadas con harina de pescado como fuente proteica en lagos y represas de México,

donde muestran que los valores de la pendiente (b) de esta relación oscilan entre 2,5 y 3,5.

En el cuadro 12 se puede observar que si bien el crecimiento es isométrico existe diferencia significativa entre la dieta control (D1) con la dieta D3 y de está con la dieta D2 ($p < 0,05$) al final del experimento. Lo cual se debe a que, si bien la composición de proteínas fue igual en las tres dietas, el porcentaje de grasas y carbohidratos fue mayor en el control y la dieta D2, mientras que el porcentaje de cenizas y fibra fue mayor en la dieta D3 y D2 (ver cuadro 23). Lo que conlleva a una diferencia en crecimiento, principalmente en peso.

En conclusión, la harina de biofouling favorece el crecimiento de la tilapia, siendo recomendable su inclusión en la dieta de los peces hasta en un 20%, sin que esto afecte su aceptabilidad, digestibilidad y crecimiento en los peces.

Cuadro 12 Prueba de Kruskal Wallis para evaluar diferencias significativas ($p < 0,05$) en relación al peso de las pruebas.

Grupos	D1	D2
D2	0,77625	-
D3	0,00016	0,00016

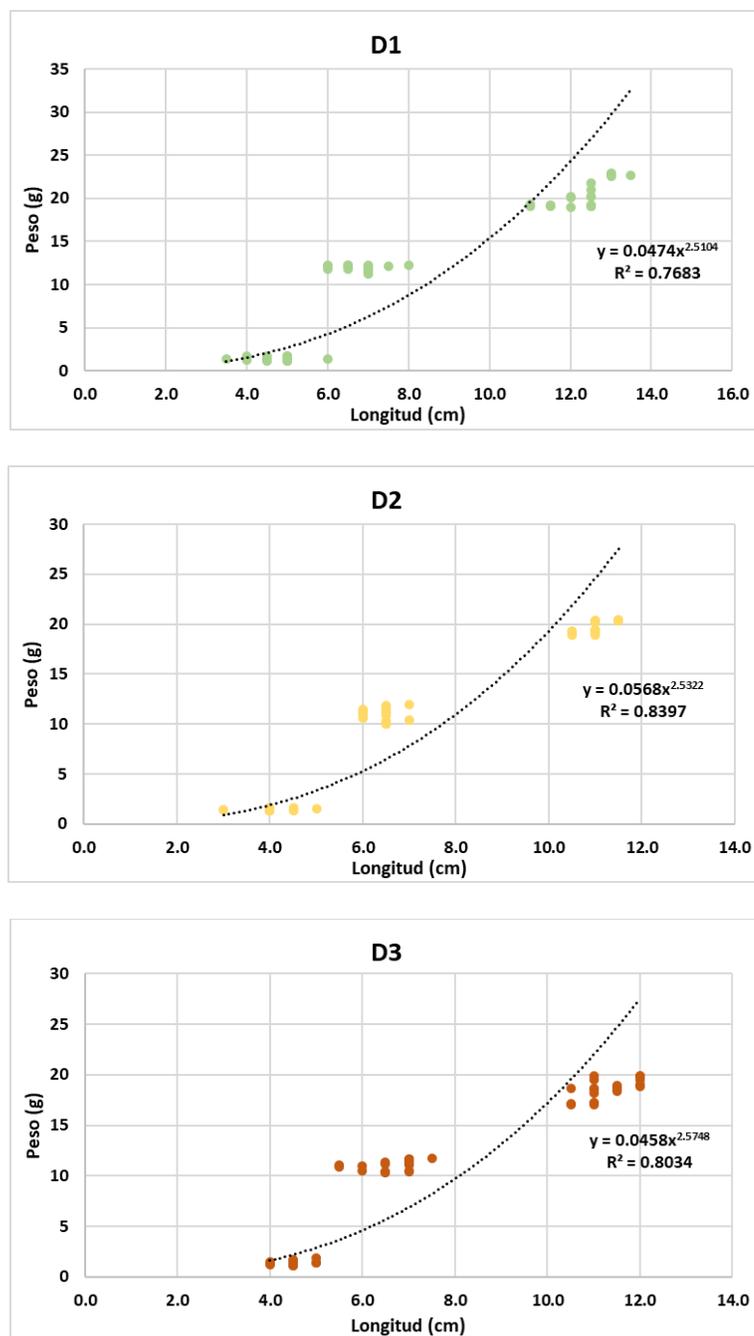


Figura 18 Curva de crecimiento de *O. niloticus* a los 73 días de edad. D1 dieta control con 40% de harina de pescado, dieta D2 con 10% de harina de biofouling y 30% de harina de pescado y dieta D3 con 20% de harina de biofouling y 20% de harina de pescado.

4.2.3 Hipótesis 3: La adecuada disposición del biofouling mediante su transformación en harina, podría reducir el impacto ambiental en bahía de Samanco.

Para establecer el factor de la producción de harina de biofouling se utilizaron los datos de total de materia prima procesada y total producción de harina de biofouling.

Q = Total biofouling procesado = 1000 TM

Q1 = Total Producción Harina de biofouling = 180 TM.

Para hallar el factor de producción de harina de biofouling aplicamos la siguiente formula:

$$\text{FPHB} = Q/Q1$$

FPHB: Factor de Producción de Harina de biofouling.

Q: Total de biofouling procesado.

Q1: Total de producción de harina de biofouling.

Entonces:

$$\text{FPHB} = 1000 \text{ TM} / 0,180 \text{ TM} = 5,56$$

Para obtener el rendimiento porcentual de producción de harina de biofouling aplicamos la siguiente formula:

$$\text{RPHB} = Q1 * 100/Q$$

Entonces:

$$\text{RPHB} = 180 \text{ TM} * 100/1000\text{TM} = 18\%$$

Con este resultado se obtuvo que de cada 100,00 TM de biofouling procesado obtenemos 18 % de harina de biofouling.

A continuación, se calculó los costos de mano de obra directa e indirecta, que se dividió entre el total de harina procesada al mes que es de 11TM (ver cuadro 13).

Cuadro 13 Planilla de remuneraciones de salarios de un mes

Trabajadores	Remuneración Bruta (S/.)	Aportaciones Es Salud (S/.)	Descuento (S/.)	Neto a pagar (S/.)
Contador	1500.0	135.0	150.0	1350.0
Jefe planta	3000.0	270.0	300.0	2730.0
Jornalero	1500.0	135.0	150.0	1350.0

Para luego estimar los costos directos e indirectos, considerando que el biofouling no va a tener costo, solo su recojo y transporte a la empresa, como resultado obtenemos que el costo de producir una tonelada de harina de biofouling es de S/. 3924,08 soles (ver cuadro 14), costando S/. 3,92 soles el kilo. Si consideramos una ganancia de 25 %, la tonelada costaría S/. 4905,10 soles con una ganancia de S/. 981,02 soles. Si comparamos con el costo de una tonelada de harina de pescado que en el mercado es de S/. 6766,00 soles y que por cada tonelada de harina de pescado se obtiene aproximadamente una ganancia de S/. 1194,00 soles que representa el 18%. Además, que al quinto año se dejaría de pagar el préstamo para la compra del equipo para la producción de harina y del terreno, la ganancia sería mayor. Por lo que la producción de harina de biofouling sería rentable.

De igual manera para determinar la rentabilidad a nivel productivo, se utilizó el factor de conversión alimenticia, tasa de crecimiento, valor del producto en el mercado y costo de alimentación.

La harina de biofouling al 10 % (D2) tiene un FCA de 0,995:1 y al 20 % (D3) tiene 1,03:1, en comparación al control con harina de pescado (D1) con 0,99:1. Sin embargo, la harina de biofouling cuesta 42 % menos que la harina de pescado, por lo que económicamente la harina de biofouling es mejor asumiendo que todos los otros factores son los mismos. Al hacer los cálculos, considerando el FCA y los costos de los insumos (ver cuadro 15), para producir 1 kg de tilapia con la D1 (control) costará $0,99 \times 3,58$ soles = S/. 3,54 soles; con la dieta D2 (20 %) $0,995 \times 3,29$ soles = S/. 3.27 soles y con dieta D3 (20 %) costaría $1,03 \times 3,00$ soles = 3,09 soles. Por lo que la harina de

biofouling es factible de emplearse a pesar de tener una FCA menor al de la harina de pescado, es más económica de usar.

Cuadro 14 Costo de una tonelada de harina de biofouling.

Costo directo		Costo Unitario (S/.)
Biofouling	5.56TM	0.00
Equipo para hacer harina	100 000 soles	2112.68
Terreno de 40m ²	42 000 soles	887.32
Alquiler de volquete	200 TM	200.00
Mano de obra directa		136.36
Sacos de polipropileno de 50Kg	1.0 pieza	20.00
Hilos	0.50 kg	0.05
Total costo directo		3356.41
Costos Indirectos		Costo Unitario (S/.)
Mantenimiento de equipo		30.30
Mano de obra indirecta		409.09
Gastos de fabricación (Luz y combustible)	300.0 mes	27.27
Depreciación de equipo		101.01
Total costo indirecto		567.67

Cuadro 15 Costo de dietas experimentales empleadas en la prueba de crecimiento de tilapia. Los costos están elaborados para un kilogramo de alimento.

Dietas	Insumos	Costo 1kg (S/.)	Partes (%)	Cantidad (g)	Costo (S/.)
Control (D1)	Harina biofouling	3.92	0	0	0
	Harina de pescado	6.77	40	400	2.71
	Polvillo de arroz	1.50	30	300	0.45
	Harina de maiz	1.40	30	300	0.42
	Costo de 1 Kg de dieta control				3.58
D2	Harina biofouling	3.92	10	100	0.39
	Harina de pescado	6.77	30	300	2.03
	Polvillo de arroz	1.50	30	300	0.45
	Harina de maiz	1.40	30	300	0.42
	Costo de 1kg de dieta D2				3.29
D3	Harina biofouling	3.92	20	200	0.78
	Harina de pescado	6.77	20	200	1.35
	Polvillo de arroz	1.50	30	300	0.45
	Harina de maiz	1.40	30	300	0.42
	Costo de 1kg de dieta D3				3.00

Otro factor que se consideró, es el tiempo que se toma para llegar a la cosecha, siendo el peso de mercado el mismo, es decir la tasa de crecimiento es la misma. La dieta D2 con 10 % de harina de biofouling tomaría el mismo tiempo para llegar al peso comercial que la dieta D1 (control), mientras que la dieta D3 con 20 % de harina de biofouling tomara más tiempo para lograr ese mismo tamaño. Entonces la dieta control y D2 son más eficientes que la dieta D3, incluso si está última tiene menos costo.

Es importante también evaluar la disponibilidad del biofouling durante el año. Al respecto son 11 las empresas de cultivo de *A. purpuratus* en la bahía de Samanco, que aportarían un aproximado de 11 TM / mes de biofouling, de las cuales se obtendría un aproximado de dos toneladas de harina de biofouling por mes.

En conclusión, la harina de biofouling es rentable y factible de emplear en la dieta de peces hasta en un 10 %, siendo necesario probar su uso en otros animales. Su adecuada disposición, mediante su reutilización y conversión en harina de biofouling permitirá disminuir el impacto ambiental generado en la zona marina costera.

4.3 Presentación de Resultado

4.3.1 Área de estudio

La zona de estudio se localiza en la bahía de Samanco, ubicada en la provincia del Santa, distrito de Samanco, es una de las principales áreas de cultivo de *A. purpuratus* de la Región Ancash, se encuentra ubicada entre los 09°10' y 09°17' Sur y de 78°28' a 78°34' Oeste, comprendiendo un área de aproximadamente 6 900 ha.

Actualmente en la bahía existen 62 concesiones para el cultivo de *A. purpuratus*, una concesión para acuicultura recursos limitados (AREL), 40 para micro y pequeña empresa (AMYPE), 21 para mediana y gran empresa (AMYGE), lo que hace un total de 1949.1043 ha de espejo de agua, lo que significa aproximadamente el 28.24% de la superficie de la bahía (Catastro Acuícola Nacional, 2022). Las muestras provienen de la empresa Intercold SAC ubicada en las coordenadas geográficas 9°12' Sur y 78°32' Oeste que realiza el cultivo de *A. purpuratus*, (ver figura 19).

La zona de muestreo se caracteriza por tener profundidades entre 10 a 20m, con sedimento de tipo limo arenoso y materia orgánica entre 2 a 7%. En relación a los parámetros fisicoquímicos, durante el periodo de estudio la salinidad osciló entre 34,8 a 36 μ ps, el oxígeno disuelto entre 4,2 a 6,3 mg/L y el potencial de hidrógeno superficial entre 7,4 a 7,9 unidades. La temperatura durante el año 2017 (julio a diciembre) osciló entre 15,8 y 17,7°C y en el 2019 (enero a junio) entre 17,8 y 24,1°C (ver figura 20).

Es importante señalar que en el mismo periodo de muestreo el Instituto del Mar del Perú - IMARPE reportó dos eventos (ver figura 21): la Niña débil a finales del año 2017 y primer trimestre del 2018 con temperaturas entre 17°C a 18°C; y el Niño costero débil a partir de noviembre de 2018 hasta febrero de 2019, con temperaturas entre 20°C y 25°C (Instituto del Mar del Perú, 2021). Ambos eventos influyen sobre la temperatura, factor que tiene relación directa con la riqueza de especies y la biomasa. Además, la presencia del

evento el Niño o la Niña, influyen sobre la presencia de ciertas especies, que en años normales no se registran como parte del biofouling.

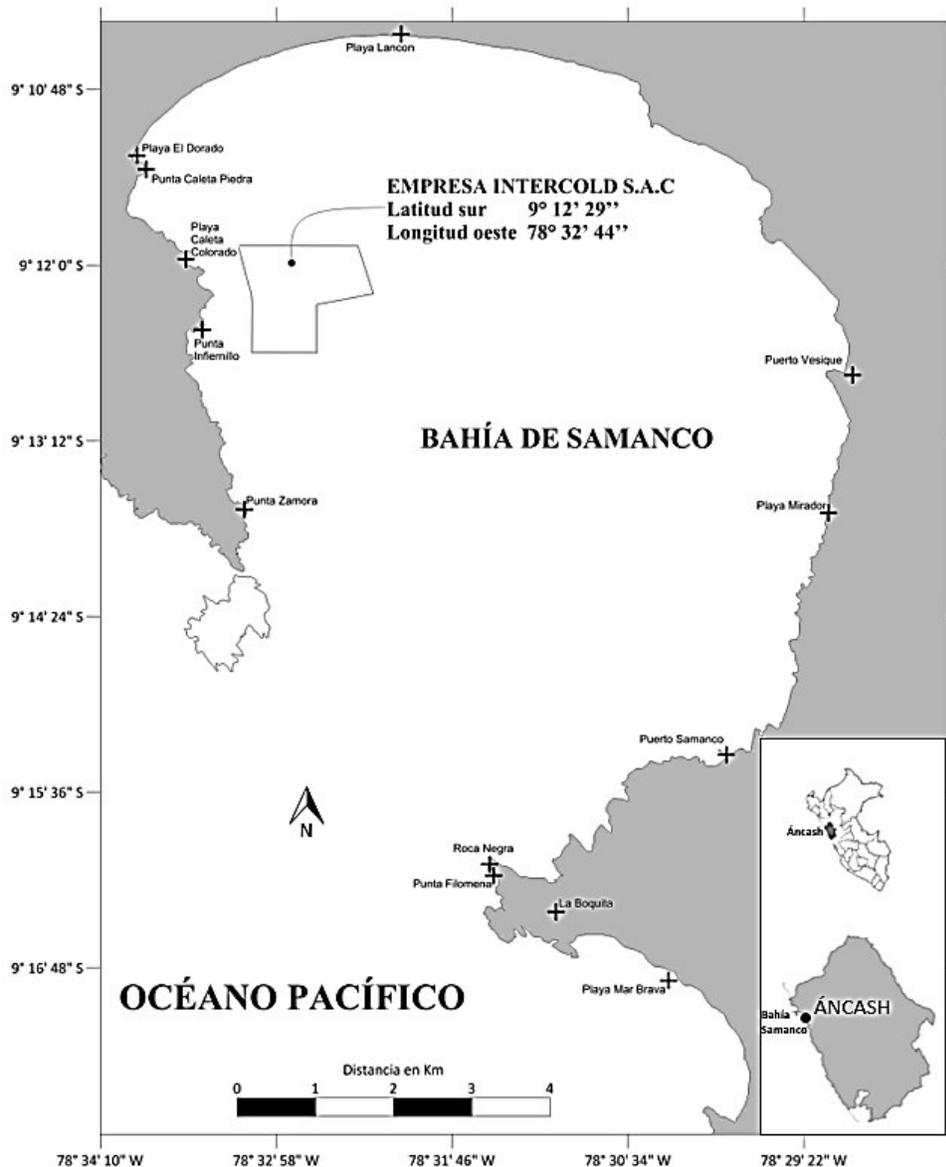


Figura 19 Ubicación del sitio de estudio, concesión de la empresa Intercold SAC en la Bahía Samanco, Ancash, Perú.

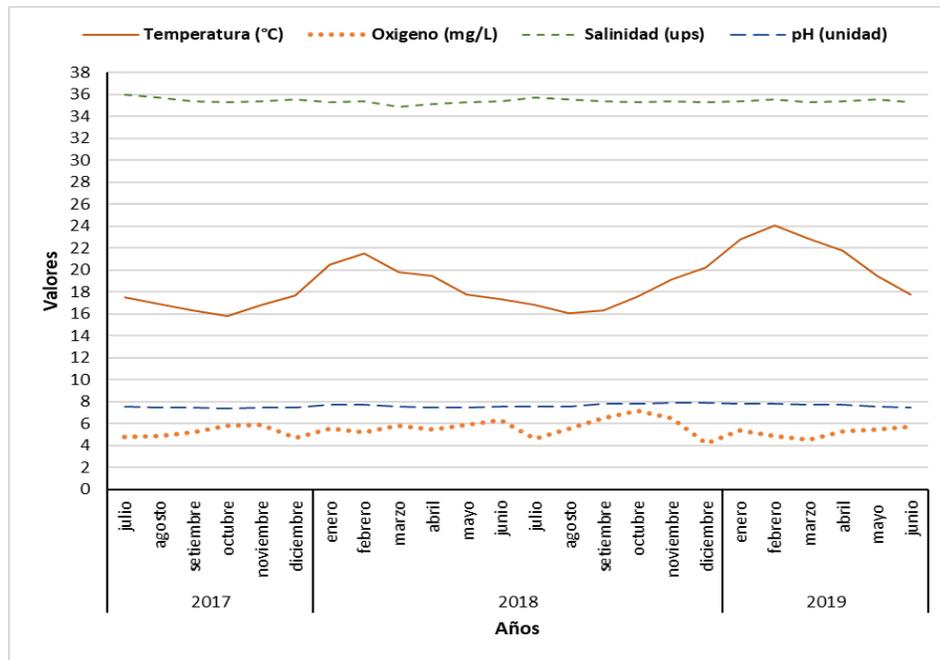


Figura 20 Registro de parámetros fisicoquímicos entre los años 2017 y 2019.

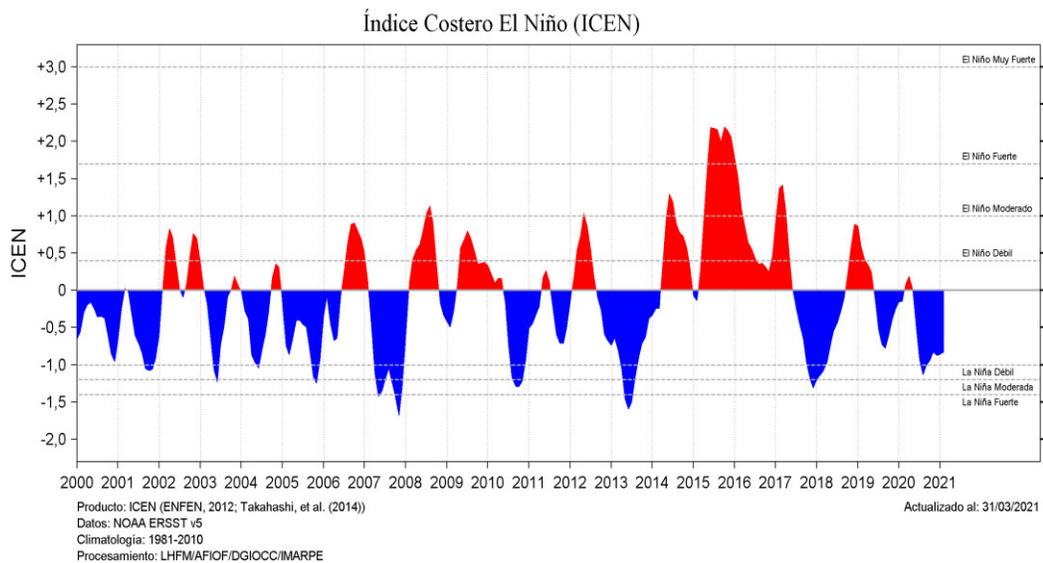


Figura 21 Índice Costero El Niño entre los años 2000 y 2021.

La riqueza de especies y abundancia del biofouling presenta variación estacional, aumentando de la estación fría (invierno) a la estación cálida (verano). Al respecto, El-Komi et al. (1998) y Encomendero et al. (2006) señalan que cada una de las especies presenta variaciones independientes en su biomasa, algunos aumentan (ciona y bugula), otros disminuyen (*Agloephenia* sp.) y otros permanecen relativamente estables (hidrozoos, poliquetos y moluscos).

Sobre el tema, Lord (2016) refiere que las comunidades de incrustaciones epibentónicas se ven afectadas por cambios en la temperatura que afectan el crecimiento, reclutamiento y competencia, principalmente entre especies nativas e invasoras. Esto explicaría la presencia de *L. peruvianus* y *H. arctica*, especies de aguas relativamente frías, registradas en Arequipa y Lima (Paredes et al. 2016). Caso contrario, el de las especies *P. sterna* y *B. gradata*, de aguas templadas a cálidas, registrada en Pimentel y Paita (Lodeiros et al. 2018). La presencia de estos bivalvos en la zona de estudio, por debajo del límite sur y norte de su distribución, es atribuible al efecto producido por las corrientes cálidas asociadas al evento el Niño y corrientes frías asociadas al evento la Niña, coincidiendo con Pacheco y Garate (2005) quienes atribuyeron la presencia de esas especies a los eventos el Niño de 1997 y 1998. De igual manera Loayza (2018), registro *Stenorhynchus debilis* especie reportada durante el evento el Niño de 1997 y que en años normales su distribución solo alcanza hasta la bahía de Sechura e Isla Lobos de Afuera (Piura, Perú). Así mismo, Tapia (2000) reporta la presencia de *Stenprhynchus debilis* y *Penaeus stylirostris*, ambas especies de ambientes tropicales registrada en el Sur del Golfo de California y Baja California (México) a Paita (Perú) e Islas Galápagos (Ecuador) (Moscoso, 2013).

El Análisis de Correspondencia Canónica entre las especies muestreadas y los parámetros ambientales (ver figura 22), muestra que los balanos y los tricládidos están relacionados con altos valores de salinidad y los gusanos eunícidos y los anfípodos a altos valores de oxígeno. Por lo que este grupo de organismos, son considerados como bioindicadores de la calidad

ambiental por su sensibilidad a contaminantes y tóxicos en el ambiente, incluso en condiciones abióticas extremas

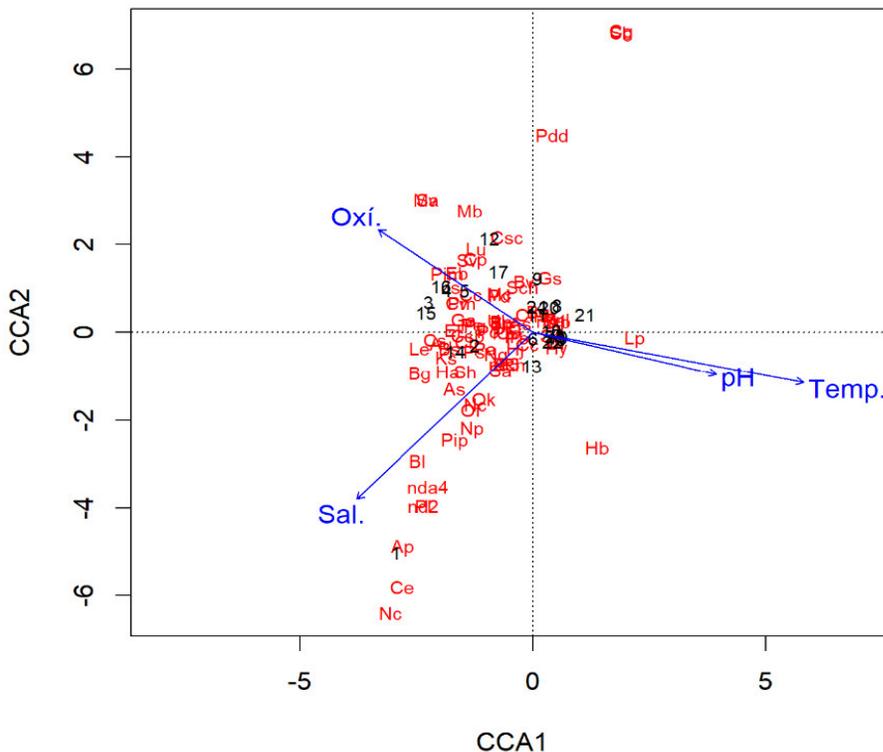


Figura 22. Análisis de Correspondencia Canónica entre los parámetros fisicoquímicos y las especies de organismos incrustantes presentes en la bahía de Samanco en los años 2017, 2018 y 2019. Temperatura (Temp.), potencial de hidrogeno (pH), Oxígeno disuelto (Oxi.) y Salinidad (Sal.). En el cuadro 13 se encuentra la abreviatura de cada especie.

4.3.2 Caracterización del biofouling

En total durante los 24 meses de muestreo se han registrado 80 especies (ver cuadro 16), de los cuales 66 fueron identificadas a nivel de especie, siendo más abundantes el Phylum Annelida. Se registraron doce phyla: Phylum Annelida con 19 especies (24 %), Artrópoda con 17 especies (21 %) y Mollusca con 15 especies (19 %), seguido de Chordata con 6 especies (8 %),

Echinodermata y Cnidaria con 5 especies cada una (6 %), Bryozoa con 4 especies (5 %), Porifera con 3 especies (3 %), Chlorophyta y Platyhelminthes con 2 especies cada una (3 %), Phylum Rhodophyta, y Brachiopoda con 1 especie cada una (1 %).

Son 11 las especies más abundantes (ver figura 23). La especie *Ciona robusta* llegó a presentar una abundancia relativa del 70% durante marzo 2018, aunque es variable su abundancia. La máxima abundancia de *Semimytilus algosus* se observó durante mayo 2018 donde alcanzó 48 %. En el caso de *Bugula neritina* presenta variaciones de su abundancia relativa entre 10 % a 20 %, siendo en julio 2017, el mes donde se observó su mayor abundancia (50 %). Por último, *Tubularia* sp. llegó a presentar un máximo de abundancia de 20 %.

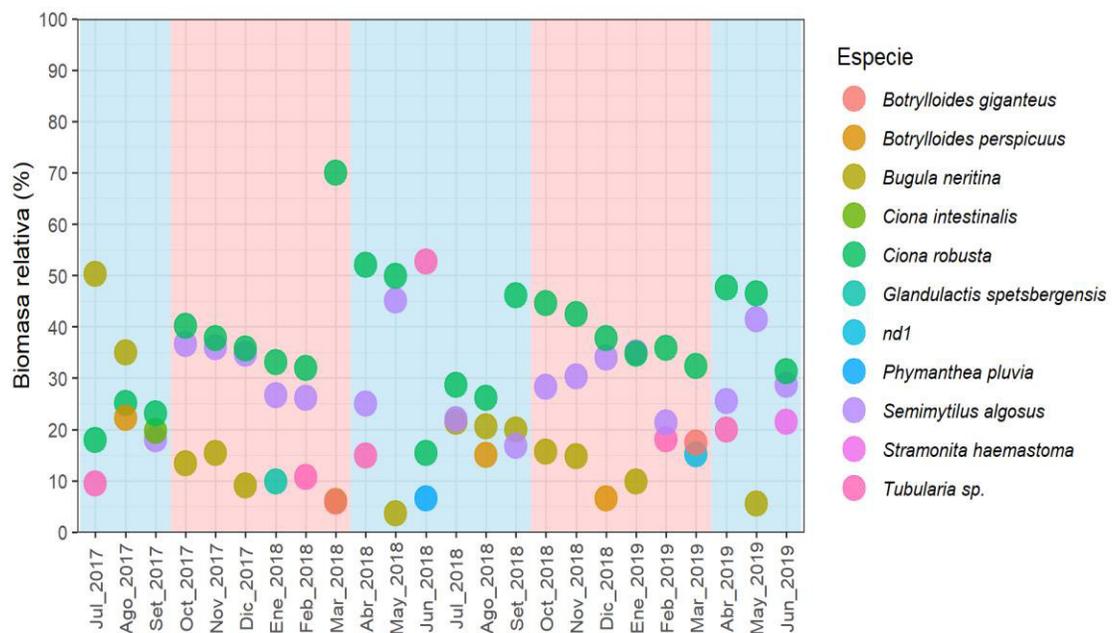


Figura 23. Biomasa relativa mensual de biofouling para las 11 especies más abundantes. La zona en roja y azul corresponden a las estaciones de primavera-verano y otoño-invierno, respectivamente.

Cuadro 16. Lista de especies registradas como parte del biofouling en la bahía de Samanco (Ancash, Perú) entre los años 2017 a 2019. En la última columna se encuentra la abreviatura de cada especie empleada para el Análisis de Correspondencia Canónica. nd = no determinado.

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	ESPECIE	CÓDIGO			
Chlorophyta	Ulvophyceae	Ulvales	Ulvaceae	<i>Ulva lactuca</i> (Linnaeus)	Ul			
				<i>Ulva papenfussii</i> (Pham-Hoang Hò)	Up			
Rhodophyta	Florideophyceae	Rhodymeniales	Rhodymeniaceae	<i>Rhodymenia howeana</i> (E.Y.Dawson)	Rh			
				nd ₁	nd1			
Porifera	Demospongiae	Calcarea	nd ₂	nd ₂	nd2			
				nd ₃	nd3			
				nd ₃	nd3			
Cnidaria	Hydrozoa	Anthoathecata	Tubulariidae	<i>Ectopleura crocea</i> (Agassiz, 1862)	Ec			
				<i>Tubularia</i> sp. (Linnaeus, 1758)	Tu			
				Sagartiidae	<i>Anthothoe chilensis</i> (Lesson, 1830)	Ac		
	Anthozoa	Actinaria	Actinostolidae	<i>Glandulactis spetsbergensis</i> (Carlgren, 1893)	Gs			
				Actiniidae	<i>Phymanthea pluvia</i> (Drayton in Dana, 1846)	Pp		
				Discinidae	<i>Discinisca lamellosa</i> (Broderip, 1833)	DI		
Bryozoa	Gymnomaemata	Cheilostomata	Bugulidae	<i>Bugula neritina</i> (Linnaeus, 1758)	Bn			
			Bugulinae	<i>Bugulina stolonifera</i> (Ryland, 1960)	Bs			
Platyhelminthes	Rhabditophora	Polycladida	Notoplanidae	<i>Notoplana quercua</i> (Marcus & Marcus, 1968)	Nq			
				Tricladida	<i>Planaria</i> sp. (Müller, 1776)	Pl		
				Capitellida	<i>Mediomastus branchiferus</i> (Hartmann-Schröder, 1962)	Mb		
				Eunicida	<i>Dorvilleidae</i>	<i>Schistomeringos</i> sp. (Jumars, 1974)	Sch	
					<i>Lumbrineridae</i>	<i>Lumbrineris</i> sp. (Blainville, 1828)	Lu	
				Nereididae	<i>Nereis callaona</i> (Grube, 1857)	Nc		
		<i>Alitta succinea</i> (Leuckart, 1847)	As					
		<i>Platynereis bicanaliculata</i> (Baird, 1863)	Pb					
		<i>Perinereis</i> sp. (Kinberg, 1865)	Pe					
		Syllidae	<i>Eusyllis lineata</i> (Hartmann-Schröder, 1962)		EI			
		<i>Proceraea micropedata</i> (Hartmann-Schröder, 1962)	Pm					
		Annelida	Polychaeta	Phyllodocida	Glyceridae	<i>Glycera americana</i> (Leidy, 1855)	Ga	
<i>Halosydna johnsoni</i> (Darboux, 1899)	Hj							
<i>Halosydna brevisetosa</i> (Kinberg, 1856)	Hb							
<i>Lepidonotus</i> sp. (Leach, 1816)	Le							
Hesionidae	<i>Oxydromus furcatus</i> (Hartmann-Schröder, 1962)					Of		
Phyllodocidae	<i>Eteone</i> sp. (Savigny, 1822)					Et		
Sabellida	Serpulidae			<i>Spirobranchus triqueter</i> (Linnaeus, 1758)	St			
				<i>Hydroides</i> sp. (Gunnerus, 1768)	Hy			
				Terebellida	<i>Flabelligeridae</i>	<i>Pherusa</i> sp. (Jeffreys, 1869)	Ph	
				Spionida	Spionidae	<i>Polydora</i> sp. (Bosc, 1802)	Po	
				Hexanauplia	Sessilia	Balanidae	<i>Megabalanus coccopoma</i> (Darwin, 1854)	Mc
							<i>Notomegabalanus concinnus</i> (Darwin, 1854)	Nc
<i>Austroromegabalanus psittacus</i> (Molina, 1788)	Ap							
<i>Balanus laevis</i> (Bruguière, 1789)	Bl							
<i>Caprella verrucosa</i> (Boeck, 1871)	Cv							
<i>Caprella scaura</i> (Templeton, 1836)	Cs							
Caprellidae	<i>Caprella equilibra</i> (Say, 1818)	Ce						
	<i>Caprella penantis</i> (Leach, 1814)	Cpe						
	<i>Paracaprella pusilla</i> (Mayer, 1890)	Cc						
	Arthropoda	Amphipoda	Ischyroceridae			<i>Erichthonius brasiliensis</i> (Dana, 1853)	Eb	
						<i>Jassa slatteryi</i> (Conlan, 1990)	Js	
						Podoceridae	<i>Podocerus</i> sp. (Leach, 1814)	Pd
Stenothoidae				<i>Stenothoe valida</i> (Dana, 1852)	Sv			
Pilumnoididae				<i>Pilumnoides perlatus</i> (Poeppig, 1836)	Pip			
Grapsidae				<i>Planes minutus</i> (Linnaeus, 1758)	Pim			
Malacostraca		Decapoda	Porcellanidae	<i>Pachycheles grossimanus</i> (Guérin, 1835)	Pg			
			Mithracidae	<i>Microphrys aculeatus</i> (Bell, 1833)	Ma			
			Adapedonta	Hiatellidae	<i>Hiatella arctica</i> (Linnaeus, 1767)	Ha		
			Arcida	Arcidae	<i>Barbatia gradata</i> (Broderip & G. B. Sowerby I, 1829)	Bg		
			Bivalvia	Galeommatida	Lasaedidae	<i>Kellia suborbicularis</i> (Montagu, 1803)	Ks	
					Mytilida	Mytilidae	<i>Semimytilus algosus</i> (Gould, 1850)	Sa
<i>Leiosolenus peruvianus</i> (d'Orbigny, 1846)	Lp							
Pectinida	Pectinidae	<i>Argopecten purpuratus</i> (Lamarck, 1819)			Ap			
Pterioidea	Pteriidae	<i>Pteria sterna</i> (Gould, 1851)			Ps			
Venerida	Veneridae	<i>Petricola alisoni</i> (F. R. Bernard, 1983)			Pal			
Mollusca	Littorinimorpha	Calyptraeidae	<i>Crucibulum spinosum</i> (G. B. Sowerby I, 1824)	Csp				
			<i>Crucibulum scutellatum</i> (Wood, 1828)	Csc				
			<i>Crepatella peruviana</i> (Lamarck, 1822)	Cp				
			Lottiidae	Lottiini (Tribu)	<i>Scurria viridula</i> (Lamarck, 1819)	Sv		
			Collumbellidae	<i>Alia unifasciata</i> (G. B. Sowerby I, 1832)	Au			
			Neogastropoda	Muricidae	<i>Stramonita haemastoma</i> (Linnaeus, 1767)	Sh		
	Echinodermata	Echinoidea	Camarodonta	Arbaciidae	<i>Arbacia spatuligera</i> (Valenciennes, 1846)	As		
				Echinometridae	<i>Caenocentrotus gibbosus</i> (L. Agassiz in L. Agassiz & Desor, 1846)	Cg		
				Holothuroidea	Dendrochirotrida	Cucumaridae	<i>Pseudocnus dubiosus dubiosus</i> (Semper, 1868)	Pdd
				Sclerodactylidae	<i>Neothyone panamensis</i> (Ludwig, 1886)	Np		
				Ophiuroidea	Amphilepidida	Ophiactidae	<i>Ophiactis kroeyeri</i> (Lütken, 1856)	Ok
				Phlebobranchia	Cionidae	<i>Ciona intestinalis</i> (Linnaeus, 1767)	Ci	
Chordata	Ascidiacea	Stolidobranchia	Styelidae	<i>Ciona robusta</i> (Hoshino & Tokioka, 1967)	Cr			
				<i>Batrylloides perspicuus</i> (Herdman, 1886)	Bp			
				<i>Batrylloides giganteus</i> (Pérès, 1949)	Bg			
				<i>Batrylloides violaceus</i> (Oka, 1927)	Bv			
Aplousobranchia	Polyclinidae	nd ₄	nd4					

4.3.3 Grupos funcionales

La evaluación de los grupos funcionales permitió determinar el rol de las especies en la comunidad de organismos incrustantes y sus funciones ecológicas, que definen la forma en que utilizan y compiten por alimento y espacio.

Se han registrado un total de trece grupos funcionales (ver cuadro 14), de los cuales cinco representan el 80 % de los organismos registrados: LTPU (movimiento, depredador, unitario) con 21 especies, seguido de LIFU (incrustante, filtrador, unitario) y MTPU (movimiento, depredador, unitario) con trece especies cada uno, con once especies LIFC (movimiento, filtrador, colonial) y finalmente LTDU (movimiento, detritívoro, unitario) con seis especies.

El grupo más abundante LTPU, está conformado por dos especies de la clase Rhabditophora (Platyhelminthes) y 19 de la clase Polychaeta (Annelida) que se caracterizan por tener movimiento y ser depredadores (ver cuadro 14). Tokeshi y Romero (1995) señalan que los anélidos favorecen el incremento de la diversidad de los organismos incrustantes al permitir el asentamiento de otras especies, es además el phylum que presenta el mayor número de especies (ver cuadro 14). Dentro del Phylum Annelida se han registrado un grupo de especies que construyen tubos arenosos o calcáreos, que sirven de sustrato para el asentamiento de otros organismos, destacando entre ellos *Polydora* sp, que por medio de la secreción de mucus y ayudada por sus palpos, captura los granos de arena para construir tubos sinuosos y ramificados, favoreciendo el asentamiento de individuos de su misma especie u otras (Pérez y Stupak, 1996). De igual manera, *Hydroides* sp y *Spirobranchus triqueter*, son gusanos que secretan largos tubos calcáreos macizos sinuosos en línea recta sobre el sustrato o en forma perpendicular que permite el asentamiento de otros epibiontes. Otro grupo de especies utiliza el sustrato en forma ocasional buscando alimento, refugio o soporte, tenemos a las especies pertenecientes a las familias Syllidae: *Eusyllis liniata* y *Proceraea micropedata*, Polynoidae: *Halosydna johnsoni* y *Halosydna*

brevisetosa y Capitellidae: *Mediomastus branchiferus* (Pérez y Stupak, 1996). El segundo grupo a destacar es LIFU, conformado por siete especies de la clase Bivalvia (Mollusca), cuatro de la clase Hexanauplia (Arthropoda) y dos a la clase Ascidiacea (Chordata) (ver cuadro 16). Los cuales a diferencia del primer grupo está conformado por organismos incrustantes y filtradores, que sirven de sustrato y alimento al primer grupo. Destacando por su pequeño tamaño y por su reducido espacio intersticial, *S. algosus*, que crea nuevos refugios para especies de infauna que no se encuentran típicamente en bancos de mitilidos (Sueiro et al., 2011). Finalmente, el tercer grupo MTPU conformado por 13 especies de la clase malacostraca (Arthropoda) que presentan movimiento y son depredadores, que a diferencia del primer grupo son de mayor tamaño. En este grupo predominan los anfípodos, organismos que forman un rol muy importante en el proceso de sucesión del biofouling, ya que se cree que son reemplazados por otras especies en una última etapa de sucesión (Sturaro et al., 2014).

Por otro lado, atendiendo a su forma de nutrición se han registrado cinco grupos: autótrofo, filtrador, herbívoro, detritívoro y depredador (ver cuadro 17). Predominaron los organismos depredadores (48 %) y los filtradores (35 %). Destacando como depredadores a *Tubularia* sp, *P. perlatus*, *C. equilibra*, *C. verrucosa* y *C. scaura*, y como filtradores a *C. robusta*, *S. algosus*, *B. neritina*, *P. alssoni* y *B. perspicuus*.

Cuadro 17 Rasgos de grupos funcionales propuestos por Canning-Clode et al. (2014) para las especies que conforman los organismos incrustantes de la bahía de Samanco, Perú. Se distinguen dos grupos principales, los organismos depredadores no incrustantes y los organismos filtradores incrustantes. Adaptado de Wahl (2009).

Clase	Especie	Tamaño del cuerpo	Forma crecimiento	Tipo trófico	Modularidad	GF	
Ulvophyceae	<i>Ulva lactuca</i>	100–1000 mm (X)	Incrustante (I)	Autótrofo (A)	Unitario (U)	XIAU	
	<i>Ulva papenfussii</i>	100–1000 mm (X)	Incrustante (I)	Autótrofo (A)	Unitario (U)	XIAU	
Florideophyceae	<i>Rhodymenia howeana</i>	100–1000 mm (X)	Incrustante (I)	Autótrofo (A)	Unitario (U)	XIAU	
Demospongiae	nd ₁	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	nd ₂	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
Calcarea	nd ₂	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
Hydrozoa	<i>Ectopleura crocea</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Depredador (P)	Colonial (C)	LIPC	
	<i>Tubularia sp.</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Depredador (P)	Colonial (C)	LIPC	
Anthozoa	<i>Anthothoe chilensis</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Depredador (P)	Unitario (U)	LIPU	
	<i>Glandulactis spetsbergensis</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Depredador (P)	Unitario (U)	LIPU	
	<i>Phymanthea pluvia</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Depredador (P)	Unitario (U)	LIPU	
Lingulata	<i>Discinisca lamellosa</i>	1 a <10mm (M)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	MIFU	
Gymnomaemata	<i>Bugula neritina</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	<i>Bugulina stolonifera</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	<i>Crisularia cucullifera</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	<i>Scruparia ambigua</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
Rhabditophora	<i>Natopiana queruca</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Planaria sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Mediomastus branchiferus</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Schistomerings sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Lumbrineris sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Nereis callaona</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Alitta succinea</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Platynereis bicanaliculata</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Perinereis sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Eusyllis liniata</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Proceraea micropedata</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Glycera americana</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Halosydna johnsoni</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Halosydna brevisetosa</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
Polychaeta	<i>Lepidonotus sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Oxydromus furcatus</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Eteone sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Spirbranchus triquetter</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Hydroides sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Pherusa sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
	<i>Polydora sp.</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
	<i>Megabalanus coccopoma</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Natamegabalanus concinnus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Austroramegabalanus psittacus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Balanus laevis</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	Malacostraca	<i>Caprella verrucosa</i>	1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU
		<i>Caprella scaura</i>	1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU
		<i>Caprella penantis</i>	1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU
<i>Caprella equilibra</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Paracaprella pusilla</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Erichthonius brasiliensis</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Jassa slattery</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Podacerus sp.</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Stenothoe valida</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Pilumnoides perlatus</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Planes minutus</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Pachycheles grossimanus</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
<i>Microphrys aculeatus</i>		1 a <10mm (M)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	MTPU	
Bivalvia		<i>Hiatella arctica</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU
	<i>Barbatia gradata</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Kellia suborbicularis</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Semimytilus algosus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Leiosolenus peruvianus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Pteria sterna</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Petricola alissoni</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Aragopecten purpuratus</i>	10 a <100mm (L)	Masivo (M)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LMFU	
Gastropoda	<i>Crucibulum spinosum</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Herbívoro (H)	Unitario (U)	LTHU	
	<i>Scurria viridula</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Herbívoro (H)	Unitario (U)	LTHU	
	<i>Crucibulum scutellatum</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LTFU	
	<i>Crepipatella peruviana</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LTFU	
	<i>Stramonita haemastoma</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
	<i>Stramonita biserialis</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Depredador (P)	Unitario (U)	LTPU	
Holothuroidea	<i>Alia unifasciata</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
	<i>Arbacia spatuligera</i>	100 a <100mm (X)	Masivo (M)	Herbívoro (H)	Unitario (U)	XMHU	
	<i>Caenocentrotus gibbosus</i>	100 a <100mm (X)	Masivo (M)	Herbívoro (H)	Unitario (U)	XMHU	
Ophiuroidea	<i>Pseudocnus dubiosus dubiosus</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
	<i>Neothyone panamensis</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
	<i>Ophiactis kroeyeri</i>	10 a <100mm (L)	Tupido (T)	Detritivoro (D)	Unitario (U)	LTDU	
Asciadiacea	<i>Ciona intestinalis</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Ciona robusta</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Unitario (U)	LIFU	
	<i>Botrylloides perspicuus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	<i>Botrylloides giganteus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
	<i>Botrylloides violaceus</i>	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC	
nd ₄	10 a <100mm (L)	Incrustante (I)	Filtrador (F)	Colonial (C)	LIFC		

4.3.4 Preparación de la harina de biofouling

En esta etapa se probaron tres métodos para elaborar la harina, con la finalidad de mantener la calidad nutricional, disminuir la humedad, tiempo de secado, tamaño de partícula y residuos.

La muestra de biofouling para esta prueba estuvo compuesta de 70 % de mitilidos, 20 % de ciona y 10 % de otros. En las figuras 13, 14 y 15 se presenta el flujograma de procesamiento del biofouling, los que difieren principalmente en el procesamiento previo al secado: crudo, al vapor y fermentado.

Para evaluar si hay diferencias entre los procedimientos se mandó analizar el porcentaje de proteínas y cenizas de cada harina obtenida. La razón del análisis de las cenizas es debido a que definen los tipos comerciales de harina. Esto debido a que las cenizas o minerales absorben mayor cantidad de agua que las proteínas o el almidón, pero no las fijan tan íntimamente, volviéndose pegajosas, lo que hace difícil su manipulación y mecanización al momento de la fabricación de los piensos (Aurand *et al.*, 1987). Así mismo, los minerales junto con el agua son los únicos componentes de los alimentos que no se pueden oxidar en el organismo para producir energía. Sobre el tema, Holden (2003) señala que las cenizas deben representar menos del 5% de la materia seca de los alimentos y que un exceso indica un alto contenido de valvas o huesos presente en la materia prima, lo que influye en la digestibilidad y deterioran la calidad de agua.

El análisis determino que la harina preparada con el método de fermentación presento el mayor porcentaje de proteína con 21.71 % y el menor porcentaje de cenizas con 60.23 % (ver cuadro 18).

La diferencia se debe a la cocción y tiempo de secado, la muestra que se secó en crudo y al vapor, estuvieron más tiempo expuesta al calor, lo que produjo la desnaturalización de las proteínas. A diferencia del fermentado donde se produjo la degradación de la materia orgánica sin desnaturalizar las proteínas, registrando un mayor porcentaje de proteínas y menor porcentaje de ceniza, por lo que la preparación de la harina se realizara con este método.

Cuadro 18 Análisis de proteínas y cenizas de harina de biofouling.

Composición	Crudo	Vapor	Fermentado
Proteínas (%)	20.82	18.73	21.71
Cenizas (%)	63.77	64.71	60.23
Tiempo de secado (Horas)	96	24	48

Los datos de composición del biofouling determinaron que son cuatro las especies que representan el 82 % del biofouling y que se registran durante todo el año, estas son: *C. robusta* (37 %), *S. algius* (24 %), *B. neritina* (13 %) y *Tubularia* sp. (8 %) (ver figura 15). Para determinar si el tipo de especie influye en la composición de la harina de biofouling, se preparó harina de cada una estas especies y de una muestra de biofouling. Esta última, estaba compuesta de 55 % de semimytilus, 20 % de ciona, 10 % de bugula, 10 % de hidrozoos y 5 % varios.

Posteriormente las muestras de cada una de las harinas se mandaron a analizar en el laboratorio de Certificaciones del Perú S.A. (CERPER), un laboratorio acreditado y especializado en el análisis de proteínas, ácidos grasos, carbohidratos, ceniza, humedad, vitamina E y azúcares totales.

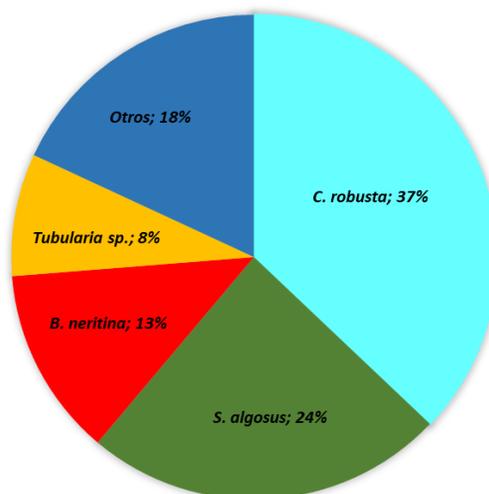


Figura 24 Biomasa relativa del biofouling.

Los resultados del análisis proximal se muestran en el cuadro 19, donde se observa que el porcentaje de proteínas, humedad, fibra y carbohidratos es mayor en la harina de tubularia, la grasa es mayor en la harina de ciona y la ceniza es mayor en la harina de semimytilus. Con respecto a los azúcares no existe diferencia entre los cinco tipos de harinas todas presentan valores < 0,70 mg/100g. En relación a los ácidos grasos en orden descendente la harina de ciona presentan los mayores valores con 2,04 g/100g, bugula 1,29 g/100g, semimytilus 0,83 g/100g y tubularia 0,66 g/100g. Sin embargo, la harina de ciona presenta los mayores valores de ácidos grasos Omega 3 y 6, mientras que tubularia de ácidos grasos Omega 9.

Para comprobar si la predominancia de una especie influye en la composición de la harina de biofouling, se compararon los resultados con la harina de biofouling preparada en base a 55 % de semimytilus (ver cuadro 19). Obteniendo como resultado una disminución del porcentaje de proteínas (13,68 %), grasas (0,44 %) y fibras (2,97 %). Sin embargo, si la comparamos con la harina de semimytilus, hay un aumento de carbohidratos de 5,65 % a 12,03 % y una disminución de cenizas 69,08 % a 68,42 %. La humedad presentó un ligero aumento de 4,95 % a 5,43 %. Lo que demuestra que la especie que predomine en la muestra de biofouling, es la que determina la composición nutritiva de la harina.

Los rangos entre los cuales podría variar la composición nutritiva del biofouling son: 13 a 38 % de proteína, 0,4 a 3 % de grasa, humedad de 4 a 10 %, ceniza entre 40 a 69 %, fibra entre 2 a 20 % y carbohidratos entre 5 a 20 %. Coincidiendo con lo reportado por Mamani (2020) quien señala que existe una variación estacional de la composición de la harina de biofouling, elaborada en base al biofouling presente en las boyas de líneas de cultivo de *A. purpuratus*, siendo mayor el porcentaje de proteína en invierno y primavera, las grasas en otoño e invierno, las cenizas en verano y otoño y los carbohidratos en primavera e invierno, sin embargo, no menciona a que se podría deber esta diferencia.

En el cuadro 20 se hace una comparación de la composición proximal de la harina de biofouling con los insumos proteicos más empleados en la elaboración de piensos para peces: la harina de pescado y torta de soya. Observando que el porcentaje de proteína de la harina de pescado y torta de soya es mayor al de la harina de biofouling. Caso contrario ocurre con el porcentaje de ceniza que es mayor al de la harina de biofouling y pescado. El porcentaje de grasa de la harina de biofouling es menor a la harina de pescado y torta de soya. El porcentaje de fibra es menor a la torta de soya, pero mayor a la harina de pescado. Sin embargo, la harina de biofouling es el único que presenta carbohidratos, por lo que es un insumo completo.

Para determinar que minerales (macronutrientes y micronutrientes) estaban presentes en la harina de biofouling, se envió una muestra analizar a la empresa Corporación de Laboratorios de Ensayos Clínicos, Biológicos e Industriales (COLECBI S.A.C.) (ver cuadro 21). Se encontró una elevada presencia de nitrógeno y calcio, seguido de magnesio, fosforo, potasio y hierro. Por lo que es necesario analizar la importancia y requerimiento en la dieta de los peces de cada mineral.

Basado, en el análisis realizado y comparando con los insumos más empleados en la fabricación de piensos y los requerimientos nutricionales de las especies más cultivadas (ver cuadro 22). Se decidió emplear la harina de biofouling como alimento suplementario, por ser insumo completo, que si bien no presenta los niveles de nutrientes que tiene la harina de pescado y torta de soya. Tiene la ventaja de presentar ácidos grasos Omega 3, 6 y 9, además de carbohidratos, lo cual la hace factible como insumo para la producción de piensos. Sin embargo, es necesario realizar pruebas de aceptación y digestibilidad, para determinar su efecto sobre el crecimiento de los peces.

Cuadro 19 Análisis proximal de las harinas elaboradas a base de bugula, ciona, hidrozoo y semimytilus. En la séptima columna se muestran los resultados de la harina de biofouling con 55% de semimytilus.

Análisis proximal		Unidad	Bugula	Ciona	Tubularia	Semimytilus	Biofouling
Proteína (N x 6,25)	g/100 g de muestra		23,99	29,40	36,96	19,49	13,68
Grasa	g/100 g de muestra		1,29	2,04	0,66	0,83	0,44
Humedad	g/100 g de muestra		6,20	9,04	9,30	4,95	5,43
Ceniza	g/100 g de muestra		56,03	40,45	33,05	69,08	68,42
Fibra Cruda	g/100 g de muestra		6,32	7,30	19,63	2,73	2,97
Carbohidratos	g/100 g de muestra		12,49	19,07	20,03	5,65	12,03
Azúcares individuales y totales		Unidad	Bugula	Ciona	Tubularia	Semimytilus	Biofouling
Fructosa	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Glucosa	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Lactosa	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Maltosa	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Sacarosa	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Azúcares Totales	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Azúcares reductores	g/100 g de muestra		<0,70	<0,70	<0,70	<0,70	<0,70
Vitamina E		Unidad	Bugula	Ciona	Tubularia	Semimytilus	Biofouling
Isomero alfa	mg/100 g de muestra		0,62	0,29	0,26	0,09	0,16
Isomero delta	mg/100 g de muestra		<0,06	<0,06	<0,06	<0,06	<0,06
Isómeros beta + gama	mg/100 g de muestra		<0,12	<0,12	<0,12	<0,12	<0,12
Ácidos grasos		Unidad	Bugula	Ciona	Tubularia	Semimytilus	Biofouling
Ácidos Grasos Saturados	g/100 g de muestra		0,781	0,871	0,405	0,472	0,262
Ácidos Grasos Monoinsaturados	g/100 g de muestra		0,225	0,329	0,094	0,122	0,087
Ácidos Grasos Poliinsaturados	g/100 g de muestra		0,256	0,774	0,122	0,208	0,021
Ácidos Grasos No Identificados	g/100 g de muestra		0,028	0,066	0,039	0,028	0,070
Ácidos grasos total	g/100 g de muestra		1,29	2,04	0,66	0,83	0,44
Otros - ácidos grasos Trans	g/100 g de muestra		< 0,011	< 0,011	< 0,011	< 0,011	< 0,011
Ácidos grasos omega 3	g/100 g de muestra		0,196	0,636	0,097	0,181	0,021
Ácidos grasos omega 6	g/100 g de muestra		0,033	0,138	0,025	0,027	< 0,003
Ácidos grasos omega 9	g/100 g de muestra		0,128	0,088	0,045	0,018	0,022
Ácidos grasos DHA	g/100 g de muestra		0,138	0,255	0,064	0,115	< 0,038
Ácidos grasos EPA	g/100 g de muestra		0,049	0,347	0,033	0,057	0,021
EPA + DHA	g/100 g de muestra		0,187	0,602	0,097	0,172	0,021
Composición de ácidos grasos		Unidad	Bugula	Ciona	Tubularia	Semimytilus	Biofouling
Ac. Araquidico(C20:0)	g/100 g de muestra		< 0,014	0,015	< 0,014	< 0,014	< 0,014
Ac. Araquidónico(C20:4(w 6))	g/100 g de muestra		0,011	0,071	0,014	0,010	< 0,006
Ac. behénico (C22:0)	g/100 g de muestra		0,022	< 0,019	< 0,019	< 0,019	< 0,019
Ac. Butírico(C4:0)	g/100 g de muestra		< 0,097	< 0,097	< 0,097	< 0,097	< 0,097
Ac. Capríco(C10:0)	g/100 g de muestra		< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Ac. Caprílico(C8:0)	g/100 g de muestra		< 0,022	< 0,022	< 0,022	< 0,022	< 0,022
Ac. Caproico(C6:0)	g/100 g de muestra		< 0,033	< 0,033	< 0,033	< 0,033	< 0,033
Ac. cis-10 heptadecenoico(C15:1)	g/100 g de muestra		< 0,002	0,014	0,004	0,002	0,004
Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	g/100 g de muestra		< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007
Ac. Cis-11, 14, 17- Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	g/100 g de muestra		< 0,004	< 0,004	< 0,004	< 0,004	< 0,004
Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	g/100 g de muestra		0,027	< 0,022	< 0,022	< 0,022	< 0,022
Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	g/100 g de muestra		0,015	< 0,011	< 0,011	0,040	< 0,011
Ac. Cis-13, 16- Docosadienoico(C22:2)	g/100 g de muestra		< 0,012	< 0,012	< 0,012	< 0,012	< 0,012
Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	g/100 g de muestra		0,138	0,255	0,064	0,115	< 0,038
Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	g/100 g de muestra		0,049	0,347	0,033	0,057	0,021
Ac. Cis-8, 11, 14- Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	g/100 g de muestra		< 0,003	0,006	< 0,003	< 0,003	< 0,003
Ac. Eláidico (trans)(C18:1(w 9 trans))	g/100 g de muestra		0,03	< 0,008	< 0,008	< 0,008	< 0,008
Ac. Erucico(C22:1(w 9))	g/100 g de muestra		0,014	0,012	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Ac. Estéarico(C18:0)	g/100 g de muestra		0,2	0,137	0,095	0,08	0,045
Ac. Heneicosanoico(C21:0)	g/100 g de muestra		< 0,032	< 0,032	< 0,032	< 0,032	< 0,032
Ac. Laurico(C12:0)	g/100 g de muestra		0,012	0,01	< 0,007	< 0,007	< 0,007
Ac. Lignocérico(C24:0)	g/100 g de muestra		< 0,026	< 0,026	< 0,026	< 0,026	< 0,026
Ac. Linoeláidico (trans)(C18:2(w 6 trans))	g/100 g de muestra		< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007
Ac. Linoleico(C18:2(w 6 cis))	g/100 g de muestra		0,022	0,061	0,011	0,017	< 0,009
Ac. Margarico(C17:0)	g/100 g de muestra		0,041	0,027	0,013	0,019	0,009
Ac. Mirístico(C14:0)	g/100 g de muestra		0,042	0,119	0,053	0,046	0,038
Ac. Miristoleico(C14:1)	g/100 g de muestra		< 0,004	0,018	0,016	0,006	0,010
Ac. Nervónico(C24:1)	g/100 g de muestra		< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Ac. Oleico(C18:1(w 9 cis))	g/100 g de muestra		0,114	0,076	0,045	0,018	0,022
Ac. Palmítico(C16:0)	g/100 g de muestra		0,45	0,531	0,235	0,327	0,170
Ac. Palmítolico (C16:1)	g/100 g de muestra		0,052	0,209	0,029	0,056	0,051
Ac. Pentadecanoico(C15:0)	g/100 g de muestra		0,014	0,032	0,009	< 0,007	< 0,007
Ac. Tricosanoico (C23:0)	g/100 g de muestra		< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010	< 0,010
Ac. Tridecanoico(C13:0)	g/100 g de muestra		< 0,003	< 0,003	< 0,003	< 0,003	< 0,003
Ac. Undecanoico(C11:0)	g/100 g de muestra		< 0,003	< 0,003	< 0,003	< 0,003	< 0,003
Ac. y-linolenico(C18:3(w 6))	g/100 g de muestra		< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007	< 0,007
Ac. Linolenico(C18:3(w 3))	g/100 g de muestra		0,009	0,034	< 0,007	0,009	< 0,007

Cuadro 20 Comparación del análisis proximal entre la harina de biofouling y los principales insumos empleados como fuentes proteicas para la elaboración de alimento balanceado para peces.

Nutrientes	Harinas		
	Biofouling	Pescado	Torta de soja
Proteína	13,68	62,3	41
Grasa	0,44	5,0	3.5
Humedad	5,43	6-10	12
Ceniza	68,42	21,3	6,3
Fibra Cruda	2,97	1,2	6.5
Carbohidratos	12,03	0	0

Cuadro 21 Composición de macronutrientes y micronutrientes de la harina de biofouling. Funciones en los peces e interacciones.

Macronutrientes	Valores		Funciones	Interacciones
	mg/kg	%		
Nitrogeno	1920000	88.4	Almacenaje de energia en musculos, forma parte de proteinas.	Aminoacidos
Fósforo	2767	0.13	Crecimiento óseo, metabolismo energético, constituyente de membranas celulares, ARN, ADN, coenzimas.	Ca, Mg, Mn Vitamina B1 y B6
Potasio	2548	0.12	Regulación enzimática, osmorregulación, equilibrio iónico intracelular, contracción muscular, transmisión nerviosa.	Na
Calcio	239462	11.02	Crecimiento óseo, coagulación sanguínea, cofactor enzimático, contracción muscular, integridad de membranas celulares, transmisión nerviosa.	Vitamina D Minerales P, Zn Mg
Magnesio	5782	0.27	Crecimiento, integridad muscular, transmisión nerviosa, osmorregulación, mineralización ósea, respiración celular, metabolismo energético, cofactor enzimático.	Ca y P Proteínas
Micronutrientes				
Hierro	1854	0.09	Respiración celular, constituyente de proteínas (hemoglobina, mioglobina, citocromos), coagulación sanguínea, cofactor enzimático.	Cu, Co, Mn, Zn Ácido fólico
Zinc	26.4	0.001	Constituyente de metaloenzimas, regulador de actividades enzimáticas, replicación y transcripción del ADN, metabolismo de prostaglandinas.	Ca y P Ácido fólico
Manganeso	25	0.001	Cofactor enzimático.	Ca, P y Ácido fólico
Boro	24.2	0.001	Compensa las alteraciones estructurales y metabólicas óseas	Cu
Cobre	9.61	0.0004	Constituyente enzimático, utilización del Fe.	Zn, Se, Fe Vitamina C
Molibdeno	0.56	0.00003	Se requiere para procesar aminoacidos.	Cu

Fuente: Adaptado de Sanz (2009), Lim y Klesius (2019).

Cuadro 22 Comparación de la composición de la harina de biofouling con los dos insumos más empleados en la elaboración de alimento balanceado. Así como la exigencia nutricional de tres especies: Tilapia (herbívoro), Carpa (omnívoro) y trucha (carnívoro). Fuente: Adaptado de Sanz (2009), Espinosa de los Monteros y Labarta (1987).

Nutrientes	Harinas			Exigencias nutricionales (% de la dieta)		
	Biofouling	Pescado	Torta de soja	Tilapia	Carpa	Trucha
Proteína	13,68	62,3	41	25 a 40	30 a 40	38 a 50
Grasa	0,44	5,0	3,5	12	10	20
Humedad	5,43	6-10	12	0	0	0
Ceniza	68,42	21,3	6,3	7	0	0
Fibra Cruda	2,97	1,2	6,5	10	27-36	<7
Carbohidratos	12,03	0	0	40	20	10

4.3.5 Efecto de la harina de biofouling en el crecimiento de peces

Los ingredientes usados en la alimentación de peces son básicamente productos naturales o subproductos de procesos industriales; la proporción de éstos en las dietas difiere según la especie y el diseño de los diferentes alimentos. Para que un insumo sea empleado como fuente proteica debe contener de 20% a más de proteína y menos de 18% de fibra cruda en base seca, los insumos que contienen menos de estos porcentajes se consideran como fuentes energéticas.

La muestra de biofouling empleada para la elaboración de harina para la prueba de aceptabilidad, digestibilidad y crecimiento, estuvo compuesta de 10% de semimytilus, 40% de ciona, 5% de bugula, 35% de tubularia y 10% varios. En el cuadro 23 se muestra la composición proximal de la harina de biofouling.

Cuadro 23 Composición proximal de los insumos empleados en la prueba de aceptación, digestibilidad y crecimiento.

Nutrientes	Harinas (%)			
	Biofouling	Pescado	Maiz	Polvillo de arroz
Proteína	29.1	64.5	10.1	11.5
Grasa	1.2	9.6	5.5	0
Humedad	7.1	8	7.8	6.2
Ceniza	44	16.9	18.9	10
Fibra Cruda	10.5	0	0	5
Carbohidratos	17	1	19.5	68.14

4.3.5.1 Prueba de aceptación de dietas

Se realizó un ensayo para determinar los porcentajes de harina de biofouling a emplear en el experimento, este se evaluó en función a la aceptación de la dieta por los peces. En el cuadro 24 se muestra la composición proximal de cada dieta y los resultados obtenidos en la prueba de aceptación, cabe señalar que estos se basan solamente en el hecho de que si consumen o no el alimento. Las dietas que fueron aceptadas por la tilapia fueron aquellas con 10 %, 20 %, 30 % y 40 % de harina de biofouling.

Cuadro 24 Prueba de aceptación de harina de biofouling.

Insumos	Dieta	Partes	Proteína (%)	Grasa (%)	Fibra (%)	Carbohidratos (%)	Ceniza (%)	Humedad (%)
Harina biofouling	D1	100	29.10	1.2	10.50	17.00	44.00	7.10
Polvillo de arroz		0						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D2	90	28.95	1.2	10.49	17.41	43.73	7.09
Polvillo de arroz		10						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D3	80	28.85	1.2	10.43	17.67	43.56	7.08
Polvillo de arroz		20						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D4	70	28.73	1.2	10.39	18.09	43.27	7.08
Polvillo de arroz		30						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D5	60	28.49	1.2	10.31	18.76	42.83	7.07
Polvillo de arroz		40						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D6	50	28.09	1.2	10.18	19.97	42.03	7.05
Polvillo de arroz		50						
Prueba de aceptación					No			
Harina biofouling	D7	40	27.08	1.2	9.87	22.87	40.1	7.00
Polvillo de arroz		60						
Prueba de aceptación					Si			
Harina biofouling	D8	30	21.36	1.2	8.09	39.49	29.05	6.71
Polvillo de arroz		70						
Prueba de aceptación					Si			
Harina biofouling	D9	20	12.12	1.2	5.19	65.13	11.21	6.23
Polvillo de arroz		80						
Prueba de aceptación					Si			
Harina biofouling	D10	10	11.76	1.2	5.08	67.40	10.49	6.21
Polvillo de arroz		90						
Prueba de aceptación					Si			

4.3.5.2 Coeficiente de digestibilidad aparente (CDA)

En el cultivo de peces, existen varias investigaciones orientadas a buscar nuevas fuentes proteicas, donde se destaca el uso de harinas de origen animal (carne, pluma, sangre, lombriz), harinas vegetales (soya, lupino, quinua), ensilados de pescado y empleo de flora microbiana (Llanes et al., 2010). Para tener la seguridad que uno de estos nuevos ingredientes es un aporte nutricional, es necesario determinar el coeficiente de digestibilidad, como un indicador nutricional de si un ingrediente puede ser usado en alimentación animal.

En el experimento se emplearon las cuatro dietas que tuvieron aceptación, empleando como fuente proteica la harina de biofouling y pescado, debido a que la tilapia requiere dietas con 30 % de proteína y la harina de biofouling tiene 29,1 %. Como fuente energética el polvillo de arroz y harina de maíz, además de 2 % de ligante (ver cuadro 25).

El consumo de alimento fue normal en cuanto a las condiciones y conducta de alimentación observadas previamente para *O. niloticus*, consumiendo aproximadamente 80 % del alimento entregado diariamente. Se visualizó una mejor apetencia en la primera ración del día. Durante el experimento la temperatura del agua fluctuó entre 29.2 °C y 30.3 °C y el oxígeno disuelto entre 4.5 mg L⁻¹ y 5,25 mg L⁻¹. Durante el experimento no se registró mortalidad de peces en ninguno de los acuarios.

El análisis proximal de las dietas indicó que el porcentaje de proteína fue similar para las cinco dietas (ver cuadro 22). Sin embargo, el porcentaje de cenizas fue mayor en las dietas 4 y 5, disminuyendo el porcentaje de carbohidratos y grasas. Los valores CDA de las dietas se vieron significativamente afectados por la composición nutricional de la harina de biofouling. La dieta 1, que contiene solo harina de pescado como fuente de proteína presento el mayor CDA con 88,3 %, seguida de la dieta D2 y D3 con 79,2 % y 73,6 % (ver cuadro 25).

Cuadro 25 Análisis proximal de dietas experimentales y Coeficiente de Digestibilidad Aparente (CDA).

Dietas	Insumos	Partes	Proteína (%)	Grasa (%)	Carbohidrato (%)	Ceniza (%)	Fibra (%)	Humedad (%)
D1 (control)	Harina biofouling	0						
	Harina de pescado	40	30	5.20	28.48	15.32	1.61	7.35
	Polvillo de arroz	30						
	Harina de maiz	30						
	Coeficiente Digestibilidad Aparente (CDA)					88.30%		
D2	Harina biofouling	10						
	Harina de pescado	30	30	4.78	27.21	18.41	2.55	7.33
	Polvillo de arroz	30						
	Harina de maiz	30						
	Coeficiente Digestibilidad Aparente (CDA)					79.20%		
D3	Harina biofouling	20						
	Harina de pescado	20	30	4.16	25.25	22.98	3.97	7.29
	Polvillo de arroz	30						
	Harina de maiz	30						
	Coeficiente Digestibilidad Aparente (CDA)					73.60%		
D4	Harina biofouling	30						
	Harina de pescado	10	30	3.12	21.98	30.59	6.31	7.23
	Polvillo de arroz	30						
	Harina de maiz	30						
	Coeficiente Digestibilidad Aparente (CDA)					61.20%		
D5	Harina biofouling	37						
	Harina de pescado	3	30	1.92	18.18	39.6	9.10	7.15
	Polvillo de arroz	30						
	Harina de maiz	30						
	Coeficiente Digestibilidad Aparente (CDA)					58.40%		

4.3.5.3 Crecimiento de peces

En esta parte, se emplearon las dietas con mayor digestibilidad que contenían harina de biofouling como fuente proteica en un 10 % y 20 % (ver cuadro 25). Se prepararon dos tratamientos y un control con 30 % de proteína. La dieta 1, el control que tiene como única fuente proteica la harina de pescado (40 %), la dieta 2 como fuente proteica la harina de pescado (30 %) y harina de biofouling (10 %), la dieta 3 como fuente proteica la harina de pescado (20 %) y harina de biofouling (20 %). Las tres dietas tienen como fuente energética el polvillo de arroz (30 %) y la harina de maíz (30 %); además se empleó 2 % de ligante (ver cuadro 26).

La temperatura se mantuvo en 30,6°C +/- 0,78°C, oxígeno disuelto en 5,56 mg. L⁻¹ +/- 0,54 mg. L⁻¹, el potencial de hidrogeno en 8,46 unidades +/- 0,27 unidades y la conductibilidad en 672,5 µs +/- 153,9 µs. Estos valores se encuentran dentro del rango óptimo para tilapia según lo reportado por Vega (2005): temperatura 30°C, oxígeno disuelto > 5 mg. L⁻¹ y potencial de hidrogeno ligeramente alcalino entre 8 a 9 unidades.

La dieta 1 (control) y dieta 2 (10 % harina de biofouling) son las que presentan el mayor crecimiento en comparación a la dieta 3 (20 % harina de biofouling).

Cuadro 26 Composición proximal de las dietas.

Nutrientes	Dieta 1 (Control)	Dieta 2	Dieta 3
Proteína (%)	30	30	30
Grasa (%)	5.2	4.78	4.16
Carbohidratos (%)	28.48	27.21	25.25
Ceniza (%)	15.32	18.41	22.98
Fibra (%)	1.61	2.55	3.97
Humedad (%)	7.35	7.33	7.29

4.3.6 Merma en el proceso de producción de harina de biofouling

Para determinar el total de producción de harina de biofouling se registró la merma en cada etapa del proceso de producción. Se evaluó la merma de la harina de tubularia, bugula, ciona y semimytilus, además de la harina empleada para la prueba de crecimiento en peces (ver cuadro 27). Las especies bugula y tubularia son las que presenta la mayor merma en el procesamiento por el porcentaje de agua que contienen, disminuyendo la merma en el tamizado a menos del 8%. En el caso de semimytilus y ciona, presentan menor merma en el procesamiento por las valvas y tónica, pero la merma del tamizado es del 60%. También se calculó la merma de la harina de biofouling empleada para la prueba de crecimiento, que presentaba menor porcentaje de bugula y semimytilus, obteniendo de 1kg de biofouling 180g de harina de biofouling.

Cuadro 27 Cálculo de la merma durante el procesamiento y tamizado para la obtención de harina de biofouling.

Harina	Peso húmedo (gr)	Merma		Total harina (gr)
		Procesamiento (%)	Tamizado (%)	
Ciona	1000	55	60	180
Semimytilus	1000	70	70	210
Bugula	1000	85	1	135
Tubularia	1000	73	8	248
Biofouling	1000	80	10	180

CONCLUSIONES:

- ✚ La composición del biofouling a nivel de especie y biomasa, varía estacionalmente en relación a la temperatura, existiendo mayor diferencia entre invierno y primavera ($R = 0,52$), verano e invierno ($R = 0,51$) y otoño e invierno ($R = 0,51$). Siendo cuatro especies las que predominan todo el año: *Ciona robusta* (37 %), *Semimytilus algosus* (24 %), *Bugula neritina* (13 %) y *Tubularia* sp. (8 %).
- ✚ La composición química de la harina de biofouling varía estacionalmente en función de la especie que predomine. Variando entre 13% a 38% de proteína, 0,4% a 3% de grasa, humedad de 4% a 10%, ceniza entre 40% a 69%, fibra entre 2% a 20% y carbohidratos entre 5% a 20%.
- ✚ La harina de biofouling como insumo en la alimentación de peces, favorece el crecimiento de la tilapia, siendo recomendable su inclusión en la dieta de los peces hasta en un 10 %. Existe diferencia significativa ($p < 0,05$) en el crecimiento, la dieta control D1 (40 % de harina de pescado) y D2 (10 % de harina de biofouling y 30 % de harina de pescado) presentan mayor crecimiento que la dieta D3 (20 % de harina de biofouling y 20 % harina de pescado).
- ✚ La harina de biofouling es rentable, tiene un valor de S/. 4905.10 soles la tonelada en comparación a la harina de pescado que en el mercado tiene un costo de S/. 6766.00 soles la tonelada y es factible de emplear en la dieta de peces, lo que podría minimizar su impacto en el medio marino costero.

RECOMENDACIONES

- ✚ Realizar ensayos probando la harina de biofouling como insumo en la alimentación de otros animales.
- ✚ Para un mayor aprovechamiento de los nutrientes presentes en los organismos que forman parte del biofouling, sería recomendable emplearlas como alimento vivo en los primeros estadios larvales de peces.
- ✚ Evaluar la composición nutricional de caprellidos, anfípodos, poliquetos, ascidias y tunicados como alimento vivo.
- ✚ Realizar ensayos de cultivo de caprellidos, anfípodos, poliquetos, ascidias y tunicados como alimento para larvas de peces marinos.
- ✚ Analizar los compuestos bioactivos de *Bugula neritina*, sus efectos en peces y como aprovechar su presencia como parte del biofouling.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adams, C.M., Shumway, S.E., Whitlatch, R.B. & Getchis, T. (2011). Biofouling in Marine Molluscan Shellfish Aquaculture: A Survey Assessing the Business and Economic Implications of Mitigation. *Journal of the World Aquaculture Society*, 42, 242-252. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2011.00460.x>
- Aguilar, S. y Mendo, J. (2002). Análisis de la comunidad asociada a bolsas colectoras comerciales de concha de abanico *Argopecten purpuratus* en la bahía Independencia, Pisco. [Jornada científica]. *Memorias I Jornada Científica "Bases ecológicas y socioeconómicas para el manejo de recursos vivos de la Reserva Nacional de Paracas*, Lima, Perú. https://biblioteca.imarpe.gob.pe/opac_css/index.php?lvl=notice_display&iid=21127
- Aksnes, A. & Opstvedt, J. (1998). Content of digestible energy in fish feed ingredients determined by the ingredient-substitution method. *Aquaculture*, 161, 45-53. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00255-X](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00255-X)
- Alarcón-Ortega, L., Cupul-Magaña, A., Rodríguez-Troncoso, A. y Cupul-Magaña F. (2017). Diversidad y distribución de los caprelidos (Crustacea: Amphipoda: Caprellidae) en la región del Pacífico Oriental Tropical: revisión documental. *Hidrobiológica*, 27(2), 229-239. <https://doi.org/10.24275/uam/izt/dcbs/hidro/2017v27n2/Cupul>
- Almeida, J., Moreira, J., Pereira, D., Pereira, S., Antunes, J., Palmeira, A., Vasconcelos, V., Pinto, M., Correia-da-Silva, M. & Cidade, H. (2018). Potential of synthetic chalcone derivatives to prevent marine biofouling. *Science of the Total Environment*, 643, 98-106. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.06.169>
- Arakawa, K. (1980). *Prevention and removal of fouling on cultured oysters: a handbook for growers*. (R. Gillmor, Trad.). Maine Sea Grant Technical Report, 56. (Original work published 1973).

- Ariel, A., Li, P., Wang, W., Tang, W., Fredman, G., Hong, S., Gotlinger, K. & Serhan, C. (2005). The Docosatriene Protectin D1 Is Produced by TH2 Skewing and Promotes Human T cell Apoptosis via Lipid Raft Clustering. *The Journal of biological chemistry*, 280 (52), 43079 –43086. <https://doi.org/10.1074/jbc.M509796200>
- Armstrong, E., Kenneth, G. & Burgess, J. (2000). Prevention of marine biofouling using natural compounds from marine organisms. *Biotechnology Annual Review*, 6, 221-241. [https://doi.org/10.1016/S1387-2656\(00\)06024-5](https://doi.org/10.1016/S1387-2656(00)06024-5)
- Atalah, J., Fletcher, L., Hopkins, G., Heasman, K., Woods, C. & Forrest, B. (2016). Preliminary Assessment of Biofouling on Offshore Mussel Farms. *Journal World Aquaculture Society*, 47(3), 376-386. <https://doi.org/10.1111/jwas.12279>
- Aurand, L., Woods, A. & Wells M. (1987). *Coloring Agents and Color of Foods*. In: *Food Composition and Analysis*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-94-015-7398-6_10
- Avendaño, M. y Chantillonés, M. (2001). Anormalidades en larvas de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) (Mollusca: Pectinidae), uno de los problemas en la producción artificial de semilla. *Estudios Oceanológicos*, (20), 33-42. <https://www.researchgate.net/publication/235917869>
- Ayala, K. (2016). *Efecto del biofouling en el crecimiento y supervivencia de postlarvas de Argopecten purpuratus (Lamarck, 1819), fijadas en colectores artificiales, en bahía Sechura*. [Tesis pregrado, Universidad Nacional Agraria La Molina]. Archivo digital. <https://hdl.handle.net/20.500.12996/2675>
- Bacher, C., Grant, J., Hawkins, A., Fang, J., Zhu, P. & Besnard, M. (2003). Modeling the effect of food depletion on scallop growth in Sungo Bay (China). *Aquatic Living Resources*, 16: 10-24. <https://www.researchgate.net/publication/29489832>

- Bastida, R. (1971). Las incrustaciones biológicas del puerto de Mar del Plata, período 1966/67. *Rev. Mus. Arg. Cs. Nat "B. Rivadavia", Hidrobiology*, 3(2), 203-285. <http://hdl.handle.net/1834/26689>
- Becerra-Amezcuca, M., González-Márquez, H., Guzmán-García, X. y Guerrero-Legarreta, I. (2016). Medusas como fuente de productos naturales y sustancias bioactivas. *Revista Mexicana Ciencias Farmaceuticas*, 47 (2), 7-21. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57956610002>
- Beermann, J. (2014). Spatial and seasonal population dynamics of sympatric *Jassa* species (Crustacea, Amphipoda). *Journal of Experimental Marine Biology Ecology*. 459, 8-16. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2014.05.008>
- Beltrán-Álvarez, R., Sánchez-Palacios, J., Valdez, L., y Ortega-Salas, A. (2010). Edad y crecimiento de la mojarra *Oreochromis aureus* (Pisces: Cichlidae) en la Presa Sanalona, Sinaloa, México. *Revista de Biología Tropical*, 58, (1), 325-338. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=44918951024>
- Benyus, J. (2002). *Biomimicry: innovation inspired by nature*. HarperCollins e-books.
https://www.academia.edu/38300413/Janine_M_Benyus_Biomimicry_Innovation_Inspired_by_Nature_2002_Harper_Perennial_1
- Blunt, JW., Copp, BR., Hu, WP., Munro, MHG., Northcote, PT. & Prinsep, MR. (2008). Marine natural products (A review). *Natural Product Reports*, 25 (1), 35-94. <https://doi.org/10.1039/B701534H>
- Borthagaray, A. & Carranza, A. (2007). Mussels as ecosystem engineers: Their contribution to species richness in a rocky littoral community. *Acta Ecologica-International Journal of Ecology* 31(3), 243-250. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actao.2006.10.008>
- Bosch, T.C.G. & Hadfield, M.G. (Eds.). (2021). *Cellular Dialogues in the Holobiont* (1st Ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9780429277375>

- Bouchemousse, S., Bishop, J. & Viard F. (2016). Contrasting global genetic patterns in two biologically similar, widespread and invasive *Ciona* species (Tunicata, Ascidiacea). *Scientific Reports*, 6, 24875. <https://doi.org/10.1038/srep24875>
- Burgess, S., Treml, E. & Marshall, D. (2012). How do dispersal costs and habitat selection influence realized population connectivity? *Journals Ecology*, 93 (6), 1378-87. <https://doi.org/10.1890/11-1656.1>
- Burgos, J. D. (2011). *Composició química del biofouling algal desenvolupat en jaulas flotantes del Mediterráneo*. [Tesis de maestría, Universitat Politècnica de València]. Archivo digital. <http://hdl.handle.net/10251/12799>
- Caine, E. (1987). Potential effect of floating dock communities on a South Carolina estuary. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 108 (1), 83-91. [https://doi.org/10.1016/0022-0981\(87\)90132-8](https://doi.org/10.1016/0022-0981(87)90132-8)
- Callier, M., Byron, C., Bengtson, D., Cranford, P., Cross, S., Focken, U., Jansen, H., Kamermans, P., Kiessling, A., Landry, T., O'Beirn, F., Petersson, E., Rheault, R., Strand, O., Sundell, K., Svasand, T., Wikfors, G. & McKindsey, C. (2017). Attraction and repulsion of mobile wild organisms to finfish and bivalve aquaculture: a review. *Reviews in Aquaculture*, 10 (4), 924-949. <https://doi.org/10.1111/raq.12208>
- Canning-Clode, J., Sugden, H., Sylvester, F., Floerl, O., Lenz, M. (2014). Assessing macrofouling. In S. Dobretsov, D.N. Williams & J.C. Thomason. (Eds). *Biofouling Methods*. (pp. 251-267). UK: Wiley Chichester. <https://doi.org/10.1002/9781118336144.ch9>
- Caputi, L., Toscano, F., Arienzo, M., Ferrara, L., Procaccini, G. & Sordino, P. (2019). Temporal correlation of population composition and environmental variables in the marine invader *Ciona robusta*. *Marine Ecology*, 40(2), 1-16. <https://doi.org/10.1111/maec.12543>

- Cárdenas, J. y Valiente, L. (2015). *Utilización de condesados de vapores del biofouling en el crecimiento poblacional, contenido de clorofila a y carotenoides de Tetraselmis suecica en condiciones de laboratorio*. [Tesis Pregrado, Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital. <http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/2745>
- Cerda, M. y Castilla, J. (2001). Diversidad y biomasa de macro-invertebrados en matrices intermareales del tunicado *Pyura praeputialis* (Heller, 1878) en la Bahía de Antofagasta, Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 74(4), 841-853. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2001000400011>
- Chapman J. (1980). Amphipoda: Light and Smith Manual: Intertidal Invertebrates from Central California to Oregon. In R. H. Morris, D. P. Abbott & E. Clinton (Eds.). In *Intertidal invertebrates of California* (pp. 545-618). Stanford University Press. <http://hdl.handle.net/1957/4776>
- Characklis, W.G. (1984). Biofilm development: a process analysis. In Microbial Adhesion and Aggregation. In K.C. Marshall (Ed.). *Microbial Adhesion and Aggregation* (pp. 137-157). Springer-Verlag. https://doi.org/10.1007/978-3-642-70137-5_11
- Chhorn, L. (1997, del 22 al 24 abril). Nutrition and feeding of tilapias. *IV Simposio Centroamericano de Acuicultura*. Cultivo sostenible de camarón y tilapia. Tegucigalpa, Honduras.
- Cho, C.Y., Slinger, S.J. & Bayley, H.S. (1985). Bioenergetics of salmonid fishes" energy intake, expenditure and productivity. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 73(1), 25-41. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(82\)90198-5](https://doi.org/10.1016/0305-0491(82)90198-5)
- Cho, C.Y., Cowey, C.B. & Watanabe, T. (1985). *Finfish Nutrition in Asia: Methodological Approaches to Research and Development*. IDRC. Ottawa. <http://hdl.handle.net/10625/7242>

- Ciocco, N. y Orensanz J. (2001). Depredación. En: Maeda Martínez (Ed.). *Los Moluscos Pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura* (pp. 267-284) Editorial Limusa.
- Claereboudt, M., Bureau, D., Cote, J. & Himmelman, J. (1994). Fouling development and its effect on the growth of juvenile giant scallops (*Placopecten magellanicus*) in suspended culture. *Aquaculture*, 121(4), 327-342. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)90268-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)90268-2)
- Clarke, K. R. (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology*, 18(1), 117– 143. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1993.tb00438.x>
- Coan, E. (1997). Recent species of the genus *Petricola* in the eastern Pacific (Bivalvia: Veneroidea). *The Veliger*, 40(4), 298-340. <https://www.researchgate.net/publication/256399806>
- Cognetti, G., Sará, M. & Magazzú, G. (2001). *Biología Marina*. Grupo Planeta.
- Colombo, J., Varisco, M., Isola, T., Crovetto, C., Rost, E. y Risso, S. (2016). Composición química proximal y perfil de ácidos grasos del mejillón *Mytilus edulis* provenientes de cultivos y bancos naturales en el Golfo San Jorge, Argentina. *Revista de biología marina y oceanografía*, 51(2), 293-299. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572016000200007>
- Comeau, L. A., Mallet, A. L., Carver, C. E., & Guyondet, T. (2014). Impact of high-density suspended oyster culture on benthic sediment characteristics. *Aquacultural Engineering: An International Journal*, 58, 95–102. <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaeng.2013.12.004>
- Comisión Mundial de Medio Ambiente y Desarrollo [CMMAD]. (1987, 4 de agosto). *Desarrollo y cooperación económica internacional: Medio ambiente*. Informe de la Comisión Mundial de Medio Ambiente y Desarrollo. https://www.ecominga.uqam.ca/PDF/BIBLIOGRAPHIE/GUIDE_LLECTUR

[E_1/CMMAD-Informe-Comision-Brundtland-sobre-Medio-Ambiente-Desarrollo.pdf](#)

- Cranford, P., Duarte, P., Robinson, S., Fernández-Reiriz, M. & Labarta, U. (2014). Suspended particulate matter depletion and flow modification inside mussel (*Mytilus galloprovincialis*) culture rafts in the Ría de Betanzos, Spain. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 452, 70–81. <http://hdl.handle.net/10261/95953>
- Crawford, C., Macleod, C. & Mitchell, I. (2003). Effects of shellfish farming on the benthic environment. *Aquaculture*, 224 (1-4), 117–140. [http://dx.doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00210-2](http://dx.doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00210-2)
- Crocker, R., Sant, C., Chen, G. & Tong, Y. (Eds). (2018). *Unmaking waste in production and consumption: towards the circular economy*. Emerald Publishing Limited. <http://dx.doi.org/10.1108/9781787146198>
- Cruz, C. (2019). Una dieta a base de harina de *Ulva lactuca* mejora el crecimiento de alevines de baucos *Girella laevis* (Pisces: Kyphosidae). *Scientia Agropecuaria*, 10(2), 191-197. <http://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2019.02.04>.
- Davenport, J. (1994). A cleaning association between the oceanic crab *Planes minutus* and the loggerhead sea turtle *Caretta caretta*. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 74(3), 735-737. <https://doi.org/doi:10.1017/S0025315400047780>
- Datta, D., Nath Talapatra, S. & Swarnakar, S. (2015). Bioactive compounds from marine invertebrates for potential medicines – An overview. *Journal International Letters of Natural Sciences*, 7, 42-61. <https://agro.icm.edu.pl/agro/element/bwmeta1.element.agro-18355781-9668-4ff-8284-0b16ff6883ea>
- Diaz, A. y Ortlieb, L. (1993). El fenómeno del niño y los moluscos de la costa peruana. *Bulletin de l'Institut Français d'Études Andines*, 22(1), 159-178. https://www.persee.fr/doc/bifea_0303-7495_1993_num_22_1_1109

- Duggan, W. (1973). Growth and survival of the bay scallop, *Argopecten irradians*, at various locations in the water column and at various densities. Proceedings of the National Shellfisheries Association, 63, 68-71. <https://scholarworks.wm.edu/vimsarticles/1271>
- Dürr, S. & Watson, D. (2010). Fouling and Antifouling in Oil and Other Offshore Industries In S. Dürr & J. Thomason (Eds) *Biofouling* (pp. 267 - 287). Blackwell Publishing Ltd.
- Dyner L., Cagnasso C., Ferreyra V., Pita M., Apro N., Olivera M. (2016). Contenido de calcio, fibra dietaria y fitatos en diversas harinas de cereales, pseudocereales y otros. Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana; 50 (3): 435-443. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=53549173012>
- El-Komi, M., Emara, A.M. & Mona, M.H. (1998). Ecology and settlement of marine fouling in the suez bay, Egypt. *Pakistan Journal of Marine Sciences*, 7(1), 11-26. <http://hdl.handle.net/1834/33164>
- Encomendero, E., Merino, F., Uchpa, F. y Vásquez, R. (2006). Efecto de los poliquetos epibiontes sobre la concha de abanico *Argopecten purpuratus* cultivada en el Dorado, Chimbote-Perú. V Seminario Virtual Pesca y Acuicultura. Lima, Perú. http://biblioteca.imarpe.gob.pe/opac_css/index.php?lvl=author_see&id=15247
- Encomendero, E., Uchpa, F., Tordoya, C. y Vásquez, R. (2006). Variación vertical, horizontal y temporal de presemilla de *Argopecten purpuratus* fijada en el fouling de las linternas de cultivo de concha de abanico, *A. purpuratus*. *Revista AquaTIC*, (24), 54-60. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49402406>
- Espinosa de los Monteros, J. y Labarta, U. (Eds). (1987). Nutrición en Acuicultura II. FEUGA. https://www.observatorio-acuicultura.es/sites/default/files/images/adjuntos/libros/nutricion_1.pdf

- Estupiñan, P. (2003). *Efecto de la enzima fitasa sobre los coeficientes de metabolizabilidad y la energía metabolizable del polvillo de arroz en pollos de carne*. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Archivo digital. <http://repositorio.unas.edu.pe/handle/UNAS/855>
- FAO. (2017). Globefish Highlights: april 2017 issue, with annual 2016 statistics. GLOBEFISH H(Falaye y Jauncey, 1999) highlights 1–75.
- Fariñas, M. y Liñero, I. (2001). Actividad antimicótica de extractos acuosos obtenidos a partir de invertebrados marinos. *Boletín Instituto Oceanográfico Venezuela*, 40 (1-2), 67-70. <https://biblat.unam.mx/es/revista/boletin-del-instituto-oceanografico-de-venezuela/articulo/actividad-antimicotica-de-extractos-acuosos-obtenidos-a-partir-de-invertebrados-marinos>
- Febles, C. (1998). *Estudio del contenido de fitatos en derivados de cereales de consumo en canarias*. [Tesis doctoral, Universidad de Laguna]. Archivo digital. <https://riull.ull.es/xmlui/handle/915/21232>
- Fernández, M., Hernández, I. y Regueira, S. (2015). Bioactivos marinos en el tratamiento del cáncer. *Revista Electrónica Dr. Zoilo E. Marinello Vidaurreta*, 40(7). <http://revzoilomarinello.sld.cu/index.php/zmv/article/view/46>
- Filgueira, R., Grant, J., & Strand, O. (2014). Implementation of marine spatial planning in shellfish aquaculture management: modelling studies in a Norwegian fjord. *Ecological Applications*, 24 (4), 832–843. <https://doi.org/10.1890/13-0479.1>
- Filgueira, R., Guyondet, T., Bacher, C., & Comeau, L. (2015). Informing marine spatial planning (MSP) with numerical modelling: a case-study on shellfish aquaculture in Malpeque Bay (Eastern Canada). *Marine Pollution Bulletin*, 100 (1), 200-216. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.08.048>

- Fitridge, I., Dempster, T., Guenther, J., & de Nys, R. (2012). The impact and control of biofouling in marine aquaculture: a review. *Biofouling*, 28 (7), 649-669. <https://doi.org/10.1080/08927014.2012.700478>
- Flemming, H., Murthy, P.S., Venkatesan, R. & Cooksey, K.E. (Eds.). (2009). *Marine and industrial biofouling*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-540-69796-1>
- Flemming, H. C. (2002) Biofouling in water systems-cases causes and countermeasures. *Applied microbiology and biotechnology*, 59(6), 629-640. <https://doi.org/10.1007/s00253-002-1066-9>
- Forrest, B., Keeley, N., Hopkins, G., Webb, S., & Clement, D. (2009). Bivalve aquaculture in estuaries: review and synthesis of oyster cultivation effects. *Aquaculture*, 298 (1-2), 1-15. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.09.032>
- Frick, M., Williams, K., Bolten, A., Bjorndal, K. & Martins, H. (2004). Diet and fecundity of Columbus crabs, *Planes minutus*, associated with oceanic-stage loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, and inanimate flotsam. *Journal of Crustacean Biology*, 24(2), 350–355. <https://doi.org/10.1651/C-2440>
- Froese, R. (2006). Cube law, condition factor and weight-length relationships: history, meta-analysis and recommendations. *Journal of applied ichthyology*, 22(4), 241-253. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2006.00805.x>
- Gallardi, D. (2014). Effects of bivalve aquaculture on the environment and their possible mitigation: A review. *Fisheries and Aquaculture Journal*, 5 (3), 3-8. <http://dx.doi.org/10.4172/2150-3508.1000105>
- Geissdoerfer, M., Savaget, P., Bocken, N. y Hultink, E. (2017). The Circular Economy: A new sustainability paradigm? *Journal of Cleaner Production*, 143, 757-768. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2016.12.048>

- Gibbs, M. (2004). Interactions between bivalve shellfish farms and fishery resources. *Aquaculture*, 240 (1-4), 267-296.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.06.038>
- Gil Hernandez, A. (2010). *Tratado de nutrición: Composición y calidad Nutritiva de los alimentos*. Editorial Panamericana.
- Giles, H., Pilditch, C., & Bell, D. (2006). Sedimentation from mussel (*Perna canaliculus*) culture in the firth of Thames, New Zealand: impacts on sediment oxygen and nutrient fluxes. *Aquaculture*, 261(1), 125–140.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.06.048>
- Gómez-Ponce, M., Granados-Flores, K., Padilla, C., López-Hernández, M., y Núñez-Nogueira, G. (2011). Edad y crecimiento del híbrido de tilapia *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis aureus* (Perciformes: Cichlidae) en la represa “Zimapán” Hidalgo, México. *Revista de Biología Tropical*, 59(2), 761-770.
http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442011000200018&lng=en&tlng=es.
- Graedel, T., & Allenby, B. (1995). *Industrial Ecology*. Prentice Hall.
- Granado, L. (1996). *Ecología de peces*. Secretariado de Publicaciones de la Universidad de Sevilla.
- Grant, J., Hatcher, A., Scott, D. B., Pocklington, P., Schafer, C. T. & Winters, G. V. (1995). A multidisciplinary approach to evaluating impacts of shellfish aquaculture on benthic communities. *Estuaries*, 18, 124.
<https://doi.org/10.2307/1352288>
- Guerra-García, J. M., Krapp-Schickel, T. & Müller, H. (2006). Caprellids from the Caribbean Coast of Colombia, with description of three new species and a key for species identification. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 35(1), 149-194.
<https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2006.35.0.222>

- Guerra-García, J. M. y Thiel, M. (2001). La fauna de caprélidos (Crustacea: Amphipoda: Caprellidea) de la costa de Coquimbo, centro-norte de Chile, con una clave taxonómica para la identificación de las especies. *Revista Chilena Historia Natural*, 74(4), 873-883. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2001000400014>
- Gutiérrez-Espinosa, M., Yossa-Perdomo, M. y Vásquez-Torres, W. (2011). Digestibilidad aparente de materia seca, proteína y energía de harina de vísceras de pollo, quinua y harina de pescado en tilapia nilótica, *Oreochromis niloticus*. *Revista Orinoquia*, 15(2), 169-179. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=89621355005>
- Guyondet, T., Comeau, L. A., Bacher Cedric, Grant J., Rosland R., Sonier R. & Filgueira, R. (2015). Climate change increases carrying capacity in a coastal embayment dedicated to shellfish aquaculture. *Estuaries and Coasts*, 38(5), 1593-1618. <https://doi.org/10.1007/s12237-014-9899-x>
- Hammer, Ø., Harper DAT, Ryan PD. (2001). PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4(1),1-9. <http://palaeo-electronica.org/>
- Hernández, M. V. y Hernández M. M. (2005). Bioactivos marinos en Venezuela: Una revisión. *Saber*, 17 (2), 188-194. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=427739427013>
- Hernández, C., Olvera-Novoa, M. A., Voltolina, D., Hardy, R. W., González-Rodríguez, B., Dominguez-Jimenez, P., Valverde-Romero, M., & Agramon-Romero, S. (2013). Use of tuna industry waste in diets for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, fingerlings: effect on digestibility and growth performance. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 41(3), 468-478. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=175028146010>
- Hidu, H., Conary, C. & Chapman, S. R. (1981). Suspended culture of oysters: biological fouling control. *Aquaculture* 22, 189–192. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(81\)90146-0](https://doi.org/10.1016/0044-8486(81)90146-0)

- Holden, J., Harnly, J. & Beecher, C. (2003). Composición de los alimentos. En. B. Bowmann & R. Russell. *Conocimientos actuales sobre nutrición* (pp. 645-657). International Life Sciences Institute - ILSI. <https://doi.org/10.1590/S0036-46652004000200014>
- Instituto del Mar del Perú. (2021). Índice Costero El Niño (ICEN) [Revisada en: 23 abr 2021]. <http://www.imarpe.gob.pe>
- Jara, C. (2008). *Identificación y análisis de estrategias de disminución del impacto ambiental producido por el manejo de lodos resultantes del proceso de limpieza de redes en la industria salmonera en la región de Aysén*. [Tesis pregrado, Universidad de Chile]. Archivo digital. <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/104874>
- Jatunov, S. (2015). Nuevos derivados de quitosano funcionalizados en el grupo amino, de alto valor añadido [Tesis de posgrado, Universidad de Sevilla]. Archivo digital. <http://hdl.handle.net/11441/27127>
- Jha, R. K. & Zi-rong, X. (2004). Biomedical Compounds from Marine organisms. *En Marine Drugs*, 2(3), 123-146. <https://doi.org/10.3390/md203123>
- Jiang, T., Chen, F., Yu, Z., Lu, L., & Wang, Z. (2016). Size-dependent depletion and community disturbance of phytoplankton under intensive oyster mariculture based on HPLC pigment analysis in Daya bay, South China Sea. *Environmental Pollution*, 219, 804–814. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.07.058>
- Kabeya, N., Fonseca, M. M., Ferrier, D. E. K., Navarro, J.C., Bay, L. K., Francis, D. S., Tocher, D. R., Castro, L. F. C. & Monroig, Ó. (2018). Genes for de novo biosynthesis of omega-3 polyunsaturated fatty acids are widespread in animals. *Science advances*, 4(5), 1-8. <https://doi.org/10.1126/sciadv.aar6849>
- Kanagusuku, K. (2009). *Evaluación de los bioincrustantes presentes en sistemas de cultivo suspendido de *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) “concha de abanico” en la bahía de samanco – Chimbote*. [Tesis Pregrado,

Universidad Ricardo Palma]. Archivo digital.
<https://docplayer.es/38088761-Keny-kanagusuku-gondo.html>

- Keeley, N., Forrest, B., Hopkins, G., Gillespie, P., Knight, B., Webb, S. & Clement, D. (2009). Sustainable aquaculture in New Zealand: Review of the ecological effects of farming shellfish and other non-fish species. Cawthron Report. <https://www.waikatoregion.govt.nz/assets/WRC/WRC-2019/TR201122.pdf>
- Kindsey, C. W., Archambault, P., Callier, M. D., & Olivier, F. (2011). Influence of suspended and off-bottom mussel culture on the sea bottom and benthic habitats: a review. *Canadian Journal of Zoology*, 89 (7), 622–646. <https://doi.org/10.1139/z11-037>
- Kluger, L. C., Filgueira, R., & Wolff, M. (2017). Integrating the concept of resilience into an ecosystem approach to bivalve aquaculture management. *Ecosystems*, 20(3), 1364-1382. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10021-017-0118-z>
- Köprücü, K. & Özdemir, Y. (2005). Apparent digestibility of selected feed ingredients for Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, 250(1-2), 308-316. <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.12.003>
- Krapp-Schickel, T. (2015). Minute but constant morphological differences within members of Stenothoidae: *the Stenothoe gallensis* group with four new members, keys to Stenothoe worldwide, a new species of Parametopa and Sudanea n. gen. (Crustacea: Amphipoda). *Journal of Natural History*, 49(37), 1-69. <http://dx.doi.org/10.1080/00222933.2015.1021873>
- Lafferty, K. D., Harvell, C. D., Conrad, J. M., Friedman, C. S., Kent, M. L. & Kuris, A. M. (2015). Infectious diseases affect marine fisheries and aquaculture economics. *Annual Review of Marine Science*, 7, 471-496. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-010814-015646>
- Leblanc A., T. Landry & G. Miron. (2003). Fouling organisms of the blue mussel *Mytilus edulis*: their effect on nutrient uptake and release. *Journal of*

Shellfish Research, 22 (3), 633-638.
<https://www.researchgate.net/publication/279716257>

León, C. y Mazza, S. (2014). *Proyecto técnico – económico para la producción de abono orgánico a partir del biofouling de los sistemas de cultivo marino en la Bahía de Samanco (Ancash, Perú)*. [Tesis pregrado, Universidad Nacional del Santa]. <http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/2754>

Lesser, M., Shumway, S., Cucci, T. & Smith, J. (1992). Impact of “fouling” organisms on mussel rope culture: interspecific competition for among suspension – feeding invertebrates. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 165 (1), 91-102. [https://doi.org/10.1016/0022-0981\(92\)90291-H](https://doi.org/10.1016/0022-0981(92)90291-H)

Lim, C. y Kleisus, P. (2019). El papel de los minerales traza en la salud de los peces. En R. Civera-Cerecedo, C. Pérez-Estrada, D. Ricque-Marie, D. y L. Cruz-Suárez. (Eds.) *Avances en Nutrición Acuícola IV* (pp. 270-281). <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/303>

Lindquist, N. & Hay, N. M. (1996). Palatability and chemical defense of marine invertebrate larvae. *Ecological Monographs*, 66(4), 431-450. <https://cdr.lib.unc.edu/downloads/r207tz07q>

Liu, L., Xiang, J., Dong, B., Natarajan, P., Yu, K. & Cai, N. (2006). *Ciona intestinalis* as an emerging model organism: Its regeneration under controlled conditions and methodology for egg dechoriation. *Journal of Zhejiang University Science*, 7, 467-474. <https://doi.org/10.1631/jzus.2006.B0467>

Loayza, R. y Tresierra, A. (2014). Variación del “biofouling” en linternas de cultivo de “concha de abanico” *Argopecten purpuratus* en bahía Samanco, Ancash, Perú. *Revista Ciencia y Tecnología*, (2), 19-34. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/PGM/article/view/567/528>

- Loayza, L. (2011). Problemática del biofouling en el cultivo de *Argopecten purpuratus* en el Perú. *Revista AquaTIC*, (35), 9-19. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49422869002>
- Loayza, R. (2018). *Duplicación del recambio de linternas y su efecto biológico y económico en la etapa final del cultivo suspendido de Argopecten purpuratus, en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)*. [Tesis doctoral, Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital. <http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/3261>.
- Loayza, R., Tapia Ugaz, L. y Carhuapoma, J. (2014). Variación estacional de *Bugula neritina* (Bryozoa, Cheilostomata) en las estructuras de cultivo suspendido de *Argopecten purpuratus* en bahía Samanco (Ancash, Perú). *Revista AquaTIC*, (40), 1-10. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49432348001>
- Lodeiros, C., Rodríguez-Pesantes, D., Márquez, A., Revilla, J., Freitas, L., Lodeiros-Chacón, C. & Sonnenholzner, S. (2018). Growth and survival of the winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) in suspended culture in the tropical Eastern Pacific: Influence of environmental factors. *Aquaculture Research*, 49(2), 832-838. <https://doi.org/10.1111/are.13514>
- Lodeiros, C. (2002). Una cuestión de peso y de posición. *Revista de Biología Tropical*, 50(3-4), 875-878. http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442002000300008&lng=en&tlng=es.
- Lopanik, N. B., Targett, N. M. & Lindquist, N. (2006). Ontogeny of asymbiont produced chemical defense in *Bugula neritina* (Bryozoa). *Marine Ecology Progress Series*, 327, 187-191. <https://doi.org/10.17615/fhe5-w632>
- Lindquist, N. & Hay, M. (1996). Palatability and chemical defense of marine invertebrate larvae. *Ecological Monographs*, 66(4), 431-450. <https://doi.org/10.2307/2963489>

- Lord, J. P. (2016). Impact of seawater temperature on growth and recruitment of invasive fouling species at the global scale. *Marine Ecology*, 38(2), 1-10. <https://doi.org/10.1111/maec.12404>
- Lowry, J. K. & Myers, A. A. (2009). Benthic Amphipoda (Crustacea: Peracarida) of the Great Barrier Reef. *Zootaxa* 2260(1), 17-108. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2260.1.3>
- Llanes, J., Bórquez, A. Toledo, J. y Lazo de la Vega, J. (2010). Digestibilidad aparente de los ensilajes de residuos pesqueros en tilapias rojas (*Oreochromis mossambicus* x *O. niloticus*). *Zootecnia Tropical*, 28(4), 499-505. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-72692010000400006&lng=es&tlng=es.
- Maguire, J. A. & Burnell, G. M. (1999). The potential for scallop Spat Collection. In Bantry Bay, Ireland. *Biology and Environment: Proceedings of the Royal Irish Academy*, 99 (3), 183–190. <http://www.jstor.org/stable/20500065>
- Mamani, L. (2020). *Producción de harina a partir del biofouling acumulado en el sistema de flotación de una línea de cultivo suspendido*. [Tesis pregrado. Universidad Nacional de Moquegua]. Archivo digital. <http://repositorio.unam.edu.pe/handle/UNAM/184>
- Manríquez, P. H., Fica, E., Ortiz, V. y Castilla, J. (2014). Bio-incrustantes marinos en el canal de Chacao, Chile: un estudio sobre potenciales interacciones con estructuras manufacturadas por el hombre. *Revista de Biología Mararina y Oceanografía*, 49(2), 243-265. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572014000200006>
- Marshall, D. J., Bolton, T. F. & Keough, M. J. (2003). Offspring size affects the post-metamorphic performance of a colonial marine invertebrate. *Ecology*, 84(12), 3131–3137. <https://doi.org/10.1890/02-0311>
- Mayer, A. (1999). Marine pharmacology in 1998: antitumorand cytotoxic compounds. *The pharmacologist*, 41(4), 159-164. <https://www.researchgate.net/publication/228546530>

- Mayo, J. (2007). Biofouling marino: Potencial energético y fertilizante. *Foro Crisis Energética*. España.
<https://www.crisisenergetica.org/forum/viewtopic.php?showtopic=49566>
- McDonough, W. & Braungart, M. (2002). *Cradle to cradle: Remaking the way we make things*. North Point Press.
- Mcgovern, T. & Hellberg, M. (2003), Cryptic species, cryptic endosymbionts, and geographical variation in chemical defences in the bryozoan *Bugula neritina*. *Molecular Ecology*, 12(5), 1207-1215.
<https://doi.org/10.1046/j.1365-294X.2003.01758.x>
- Mckindsey, C. W., Landry, T., O'Beirn, F. X., & Davies, I. M. (2007). Bivalve aquaculture and exotic species: a review of ecological considerations and management issues. *Journal of Shellfish Research*, 26 (2), 281–294.
<http://hdl.handle.net/10793/1228>
- Meadows, D. (1972). *Los límites del crecimiento. Informe al Club de Roma sobre el Predicamento de la Humanidad*. Fondo de Cultura Económica.
- Mendo, J. y Quevedo, I. (2020). *La cadena de valor de la concha de abanico*. Fábrica de Ideas. <https://hdl.handle.net/20.500.12864/193>
- Mendo, J., Valdivieso, V., Yamashiro, C., Rubio, J., Jurado E., Morón, O. y Rubio, J. (1987). Evaluación de la población de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en la Bahía de Independencia. *Boletín del Instituto Mar Perú* (91), 1 - 64. <https://hdl.handle.net/20.500.12958/310>.
- Meurer, F., Hayashi, C. & Boscolo, W. R. (2003). Digestibilidade Aparente de Alguns Alimentos Protéicos pela Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Revista Brasileira de Zootecnia*, 32(6), 1809-2003.
<https://doi.org/10.1590/S1516-35982003000800001>
- Minchin, D. (2007). Aquaculture and transport in a changing environment: overlap and links in the spread of alien biota. *Marine Pollution Bulletin*, 55(7-9), 302–313. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2006.11.017>

- Molnar, J. L., Gamboa, R. L., Revenga, C. & Spalding, M. D. (2008). Assessing the global threat of invasive species to marine biodiversity. *Frontiers in Ecology and the environment*, 6(9), 485-492. <https://doi.org/10.1890/070064>
- Moscoso V. (2013). Clave para identificación de crustáceos decápodos y estomatópodos del Perú. *Boletín Instituto del Mar Perú*, 28(1-2), 8 – 135. <https://hdl.handle.net/20.500.12958/2194>
- Mourente, G., Good, J.E., Thompson, K.D. & Bell, J.G. (2007). Effects of partial substitution of dietary fish oil with blends of vegetable oils, on blood leukocyte fatty acid compositions, immune function and histology in European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *British Journal of Nutrition*, 98(4), 770-779. <https://doi.org/10.1017/S000711450773461X>
- Munro, M. H., Blunt, J. W., Dumdei, E. J., Hickford, S., Lill, R.E., Li, S., Battershill, C. N. & Duckworth, A. R. (1999). The discovery and development of marine compounds with pharmaceutical potential. *Journal of Biotechnology*, 70(1-3), 15–25. [https://doi.org/10.1016/s0168-1656\(99\)00052-8](https://doi.org/10.1016/s0168-1656(99)00052-8)
- Nakashima, K., Yamada, L., Satou, Y., Azuma J. & Satoh, N. (2004). El origen evolutivo de la celulosa sintasa animal. *Development Genes and Evolution volume. 214*, 81-88. <https://doi.org/10.1007/s00427-003-0379-8>
- Narahashi, T. (1973). Chapter IV: Mode of action of nereistoxin on excitable tissues. In F. Dean, G. Martin & M. Padilla (Eds). *Marine Pharmacognosi* (pp.107-126). Academic Press, New York. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-474550-6.50009-9>
- Newell, R. I. (2004). Ecosystem influences of natural and cultivated populations of suspension-feeding bivalve molluscs: a review. *Journal of Shellfish Research*, 23(1), 51- 62. <http://dx.doi.org/10.17226/12802>
- Nizzoli, D., Welsh, D. T., Bartoli, M., & Viaroli, P. (2005). Impacts of mussel (*Mytilus galloprovincialis*) farming on oxygen consumption and nutrient

recycling in a eutrophic coastal lagoon. *Hydrobiologia*, 550 (1), 183–198.
<http://dx.doi.org/10.1007/s10750-005-4378-9>

Odar, A.L., León, W. y H. Rivera. (2011). Sucesión y estructura comunitaria de la epifauna en colectores artificiales frente a Parachique - Bahía de Sechura En J. Mendo (Ed.). *Bases científicas y tecnológicas para incrementar la productividad del cultivo de concha de abanico en áreas de repoblamiento en la Bahía de Sechura* (pp. 13-17). Fyncit.
https://mosetip.files.wordpress.com/2013/10/mendo_etal_2011_proyecto-fincyt_libro-de-resumenes.pdf

Oliva, M., Oliva, L. y Torres, C. (2019). Evaluación de parámetros productivos en el cultivo semi-intensivo de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*) en la zona de Zarumilla - Amazonas. *Revista de Investigación de Agroproducción Sustentable*, 3(3), 84-91. <http://dx.doi.org/10.25127/aps.20193.506>.

Pacheco, A. y Garate, A. (2005). Bioincrustantes en estructuras de cultivo de *Argopecten purpuratus* en bahía Samanco, Perú. *Ecología Aplicada*, 4 (1-2), 149-152. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=34100220>

Page, H., Dugan, J. & Piltz, F. (2010). Fouling and Antifouling in Oil and Other Offshore Industries In S. Dürr & J. Thomason (Eds) *Biofouling* (pp. 252 - 266). Blackwell Publishing Ltd.

Pardo, Y. (2015). *Efecto de la concentración de ensilado biológico de biofouling del cultivo suspendido de Argopecten purpuratus "concha de abanico" en el crecimiento poblacional, contenido de clorofila a y carotenos totales de Tetraselmis suecica, en condiciones de laboratorio*. [Tesis pregrado, Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital.
<http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/2750>

Paredes, C., Cardoso, F., Santamaría, J., Esplana, J. y Llaja, L. 2016. Lista anotada de los bivalvos marinos del Perú. *Revista Peruana Biología*, 23(2), 127-150. <https://doi.org/10.15381/rpb.v23i2.12397>

- Paredes, C., y Cardoso, F. (2007). La Familia Calyptraeidae en el Perú (Gastropoda: Caenogastropoda). *Revista Peruana de Biología*, 13(3), 177-184. <http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v13i3.2335>
- Pascual, G. (2014). Innovaciones tecnológicas en la producción de aceites con alto contenido en Omega 3. https://repositorio.concytec.gob.pe/bitstream/20.500.12390/365/15/2_Innovaciones_en_producci%C3%B3n_de_aceites_alto_omega_3.pdf
- Pauli, G. (2010). *The Blue Economy: 10 years, 100 innovations, 100 million jobs*. Paradigm Publications.
- Pearce, D. & Turner, R. (1990). *Economics of Natural Resources and the Environment*. John Hopkins University Press.
- Peña, J.B. (2001). Taxonomía, morfología, distribución y hábitat de los pectínidos Iberoamericanos En A. Maeda-Martínez (Ed.). *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica Ciencia y Acuicultura*, (pp. 1 - 25). Limusa.
- Pérez-Schultheiss, J. y Ibarra, D. (2017). Anfípodos exóticos del género *Stenothoe* Dana, 1852 (Amphipoda: Amphilochidea: Stenothoidae) en el Fouling de Chile. *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural*, 66(2), 283-296. https://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/articles-79364_archivo_01.pdf
- Pezzato, L., Carvalho, E., María Barros, M., Quintero, L., Massumito, W. & Pezzato, A. (2002). Digestibilidad Aparente de Ingredientes pela Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31(4), 1595-1604. <https://www.scielo.br/j/rbz/a/xH4hz5tBT7ws67FwFWn6stz/?format=pdf&lang=pt>
- Pezzato, L., de Miranda, E., María Barros, M., Furuya, M. & Quintero, L. (2004). Digestibilidad aparente da matéria seca e proteína bruta e a energia digestível de alguns alimentos alternativos pela tilápia do Nilo

(*Oreochromis niloticus*). *Acta Scientiarum Animal Sciences*, 26, 329-337.
<http://dx.doi.org/10.4025/actascianimsci.v26i3.1798>

Pigou, A. C. (1932). *The Economics of Welfare* (4th Ed.). Macmillan.

Portillo, E. (2002). Control biológico del fouling de cultivo de microalgas mediante el gasterópodo *Osilinus atrtus* (Word, 1828). *Boletín Instituto Español Oceanográfico*, 18 (1-4), 401-404.
<https://core.ac.uk/download/pdf/71765193.pdf>

Prieto E. (2010). *Taxonomía de Holothuroidea (Echinodermata) del mar del Perú*. [Tesis pregrado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Archivo digital. <https://hdl.handle.net/20.500.12672/868>

Pusch, M., Fiebig, D., Brettar, I., Eisenmann, H., Ellis, B. K., Kaplan, L. A., Lock, M. A., Naegely, M. W. & Traunspurger, W. (1998). The role of microorganisms in the ecological connectivity of running waters. *Freshwater Biology*, 40(3), 453-495. <http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-2427.1998.00372.x>

Regalado, E., Laguna, A. y Martínez, J. R. (2010). Las esponjas marinas como fuente de nuevas sustancias bioactivas. *Revista electrónica de la Agencia de Medio Ambiente*, (19), <http://hdl.handle.net/1834/4039>

Ren, L., & Zhang, J. (2016). Temporal variation in biodeposit organic content and sinking velocity in long-line shellfish culture. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, 34 (5), 985–991.
<https://doi.org/10.1007/s00343-016-4242-y>

Ríos, N., Medina, G., Jiménez, J., Yáñez, C., Garcia, M., Di Bernardo, M. y Gualtieri, M. (2009). Actividad antibacteriana y antifúngica de extractos de algas marinas venezolanas. *Revista Peruana de Biología*, 16(1), 97-100.
<http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v16i1.182>

Ríos, W. y Velásquez, M. (2016). *Obtención de carbonato de calcio a partir de valvas residuales de caracol (Thais chocolata)*. [Tesis de pregrado,

- Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa]. Archivo digital. <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/1907>
- Rivero, M., Rodolfo, E. & Vallarino, E. (2005). First survey of macroinfauna in the Mar del Plata Harbor (Argentina), and the use of polychaetes as pollution indicators. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 40(2), 101-108. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572005000200002>
- Robinson, T., Havenga, B., Merwe, M. & Jackson, S. (2017). Mind the gap – context dependency in invasive species impacts: a case study of the ascidian *Ciona robusta*. *NeoBiota*. 32(1), 127-141. <https://doi.org/10.3897/neobiota.32.9373>
- Rodríguez-Gerreiro, M.J., Fraguera, J.A., González, G., Muñoz, E. y Carral, L. (2009). Evaluación del impacto ambiental provocado por las pinturas antiincrustantes utilizadas en las embarcaciones de recreo en los puertos deportivos de Galicia (España). [Conference] *Proceedings of the XXI Copynaval: Congreso Panamericano de Ingeniería Naval, Transporte Marítimo e Ingeniería Portuaria*. Montevideo, Uruguay. <http://dx.doi.org/10.13140/RG.2.1.2336.7123>
- Rodríguez, R. y Trujillo M. (2020). *Efecto de dietas con harina de ensilado de biofouling de linternas de Argopecten purpuratus en el crecimiento y supervivencia de alevines de Oreochromis niloticus*. [Tesis pregrado, Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital. <http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/3623Goe>
- Ross, K., Thorpe, J. & Rand, A. (2004). Biological control of fouling in suspended scallop cultivation. *Aquaculture*, 229(1), 99-116. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00328-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00328-4)
- Rubio, J., Yamashiro, C., Taipe, A., Morón, C. y Córdova, J. (1995). Evaluación de la población de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en el área de Chimbote 06 – 12 de octubre 1994. *Informe Progresivo Instituto Mar del Perú*, (12), 1 - 55. <http://hdl.handle.net/1834/8189>

- Santoyo Telles, F., Mariscal Romero, J., Gómez Galindo, C. y Gutiérrez Pulido, H. (2019). Relaciones talla-peso y factor de condición de la tilapia *Oreochromis niloticus* en cinco cuerpos de agua del estado de Jalisco, México. *Revista Iberoamericana de las Ciencias Biológicas y Agropecuarias*, 8(16), 82-105. <https://doi.org/10.23913/ciba.v8i16.92>
- Sanz, F. (2009). *La nutrición y alimentación en piscicultura*. Publicaciones Científicas y Tecnológicas de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura. <https://www.observatorio-acuicultura.es/recursos/publicaciones/la-nutricion-y-alimentacion-en-piscicultura>
- Sasakura, Y., Nakashima, K., Awazu, S., Matsuoka, T., Nakayama, A., Azuma, J. & Satoh, N. (2005). Transposon-mediated insertional mutagenesis revealed the functions of animal cellulose synthase in the ascidian *Ciona intestinalis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 102 (42), 15134-15136. <https://doi.org/10.1073/pnas.0503640102>
- Schröder, T., Stank, J., Schernewski, G., & Krost, P. (2014). The impact of a mussel farm on water transparency in the Kiel Fjord. *Ocean & Coastal Management*, 101, 42–52. <https://doi.org/10.1016/j.ocecoaman.2014.04.034>
- Semeraro, A., Mohammed-Geba, K., Arias, A., Anadón, N., García-Vázquez, E., & Borrell, Y. J. (2016). Genetic diversity and connectivity patterns of harvested and aquacultured molluscs in estuaries from Asturias (northern Spain). Implications for management strategies. *Aquaculture Research*, 47 (9), 2937–2950. <http://dx.doi.org/10.1111/are.12745>
- Senthilkumar, K. & Kim, S. (2013). Marine Invertebrate Natural Products for Anti-Inflammatory and Chronic Diseases. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2013/572859>
- Sharp, K., Davidson, S. & Haygood, M. (2007). Localización de *Candidatus Endobugula sertula* y las briostatinas a lo largo del ciclo de vida del briozoo

Bugula neritina. *Multidisciplinary Journal of Microbial Ecology*, 1, 693–702.
<https://doi.org/10.1038/ismej.2007.78>

- Shevalkar, M., Mishra, A. & Meenambiga, S. (2020). A Review on invasive species in marine biofouling. *Research Journal of Pharmacy and Technology*, 13(9), 4517-4521. <https://doi.org/10.5958/0974-360X.2020.00796.9>
- Smaal, A., Van Stralen, M., & Schuiling, E. (2011). The interaction between shellfish culture and ecosystem processes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 58 (5), 991–1002. <https://doi.org/10.1139/f01-026>
- Spanopoulos-Hernandez, M., Ponce-Palafox, J. T., Barba-Quintero, G., Ruelas-Inzunza, J. R., Tiznado-Contreras, M. R., Hernández-González, C., y Shirai, K. (2010). Producción de ensilados biológicos a partir de desechos de pescado, del ahumado de atún aleta amarilla (*Thunnus albacares*) y del fileteado de tilapia (*Oreochromis* sp), para la alimentación de especies acuícolas. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 9(2), 167-178. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=62016248004>
- Stach, T. (2008). Chordate phylogeny and evolution: A not so simple three-taxon problema. *Journal of Zoology*, 276, 117–141. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1469-7998.2008.00497.x>
- Stahel, W. (2010). *The performance economy*. Palgrave MacMillan. https://www.globe-eu.org/wp-content/uploads/THE_PERFORMANCE_ECONOMY1.pdf
- Stevenson, R.J. (1986). Chapter 14: Importance of variation in algal immigration and growth rates estimated by modelling benthic algal colonization. In L.V. Evans & K.D. Hoagland (Eds.). *Algal Biofouling* (pp. 193-210). Studies in Environmental Science. [https://doi.org/10.1016/S0166-1116\(08\)72180-0](https://doi.org/10.1016/S0166-1116(08)72180-0)
- Sturaro, N., Lepoint, G., Vermeulen, S. & Gobert, S. (2015). Multiscale variability of amphipod assemblages in *Posidonia oceanica* meadows. *Journal of Sea Research*, 95, 258-271. <http://dx.doi.org/10.1016/j.seares.2014.04.011>

- Suarez, L., Montes, J. y Zapata, J. (2018). Optimización del contenido de ácidos en ensilados de vísceras de Tilapia Roja (*Oreochromis* spp.) con análisis del ciclo de vida de los alimentos derivados. *Información Tecnológica*, 29(6), 83-94. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642018000600083>
- Sudek, S., Lopanik, N. B., Waggoner, L. E., Hildebrand, M., Anderson, C., Liu, H., Patel, A., Sherman, D. H., & Haygood, M. G. (2007). Identification of the putative bryostatin polyketide synthase gene cluster from *Candidatus Endobugula sertula*, the uncultivated microbial symbiont of the marine bryozoan *Bugula neritina*. *Journal of Natural Products*, 70(1), 67–74. <https://doi.org/10.1021/np060361d>
- Sueiro, M. C., Bortolus, A. & Schwindt, E. (2011) Habitat complexity and community composition: Relationships between different ecosystem engineers and the associated macroinvertebrate assemblages. *Helgoland Marine Research* 65, 467–477, <http://dx.doi.org/10.1007/s10152-010-0236-x>
- Takeuchi, I., Takahashi, S., Tanabe, S. & Miyazaki N. (2001). Caprella wach: a new approach for monitoring butyltin residues in the ocean. *Marine Environmental Research*, 52(2), 97-113. [http://dx.doi.org/10.1016/S0141-1136\(00\)00265-8](http://dx.doi.org/10.1016/S0141-1136(00)00265-8)
- Tapia, L. (2000). *Influencia del fouling en el crecimiento de Argopecten purpuratus “concha de abanico” en cultivo suspendido a diferentes profundidades en la bahía de Samanco (Ancash, Perú)*. [Tesis de pregrado. Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital. https://biblioteca.imarpe.gob.pe/opac_css/index.php?lvl=notice_display&iid=23155.
- Tapia, L. (2016). *Preparación de abono orgánico a partir de desechos del cultivo y procesamiento de Argopecten purpuratus “concha de abanico” a fin de mitigar su impacto en el ambiente marino costero*. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Santa]. Archivo digital.

https://biblioteca.imarpe.gob.pe/opac_css/index.php?lvl=notice_display&iid=23360

- Team, R.C. (2021). *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing.
- Thiel, M. & Gutow, L. (2005). The ecology of rafting in the marine environment. II. The rafting organisms and community. *Oceanography and Marine Biology*, 43, 279-418. <http://dx.doi.org/10.1201/9781420037449.ch7>
- Thompson, J., Stow, A., & Raftos, D. (2017). Lack of genetic introgression between wild and selectively bred Sydney rock oysters *Saccostrea glomerata*. *Marine Ecology Progress Series*, 570, 127–139. <https://doi.org/10.3354/meps12109>
- Tokeshi, M. & Romero, L. (1995). Filling a gap: dynamics of space occupancy on a mussel-dominated subtropical rocky shore. *Marine Ecology Progress Series*, 119, 167-176. <https://doi.org/10.3354/meps119167>
- Torres, D. y Hurtado, V. (2012). Requerimientos nutricionales para tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). GEN Universidad de los Llanos Colombia. *Orinoquia*, 16 (1), 63-68. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=89625076007>
- Tremblay, P. A., Comeau, L., Courtenay, S., Hartog, F., Ouellette, M., & Sevigny, J. M. (2003). A scientific review of the potential environmental effects of aquaculture in aquatic ecosystems, volume V: Behavioural interactions between farm and wild salmon. Ottawa: Fisheries and Oceans Canada.
- Uribe E., Lodeiros, C., Félix-Pico, E. y Etchepare, I. (2001). Epibiontes en pectínidos de Iberoamérica. En A. Maeda-Martínez (ed.), *Los moluscos pectínidos de Iberoamérica: Ciencia y Acuicultura*, (pp.249-266). Limusa.
- Uribe, E. y Blanco, J. (2001). Capacidad de los sistemas acuáticos para el sostenimiento del cultivo de pectínidos: el caso de *Argopecten purpuratus* en la Bahía Tongoy, Chile. En A. Maeda-Martínez (Ed.). *Los moluscos*

pectínidos de Iberoamérica Ciencia y Acuicultura, (pp. 233-248). Limusa.
<https://www.researchgate.net/publication/283719634>

Useche, C. C., León, J. G., y Acevedo, M. S. (2011). Erizos de mar como control biológico del “fouling” en un cultivo de *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) en el área de Santa Marta, Caribe colombiano. *Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras*, 40 (2), 235-245.
<https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2011.40.2.109>

Valdivieso, V. (1990). Cultivo de moluscos en el Perú. En A. Hernández (Ed.). *Cultivo de moluscos en América Latina*, (pp.329-345). Guadalupe Ltda.

Valdivieso, V., Robles, A. y Méndez, M. (1984). *Maricultura de moluscos (“concha de abanico”)*. Ministerio de Pesquería.

Valenzuela, A., Sanhueza, J., y de la Barra, F. (2012). El aceite de pescado: ayer un desecho industrial, hoy un producto de alto valor nutricional. *Revista chilena de nutrición*, 39(2), 201-209. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182012000200009>

Varenes, E., Hanssen, S., Bonardelli, J., & Guillemette, M. (2013). Sea duck predation in mussel farms: the best nets for excluding common eiders safely and efficiently. *Aquaculture Environment Interactions*, 4 (1), 31–39.
<http://dx.doi.org/10.3354/aei00072>

Vásquez, W. (2004). *Principios de Nutrición Aplicada al cultivo de peces*. Universidad de los Llanos.

Vásquez-Torres, W., Yossa, M., Hernández, G. y Gutiérrez, M.C. (2010). Digestibilidad aparente de ingredientes de uso común en la fabricación de raciones balanceadas para tilapia roja híbrida (*Oreochromis* sp). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 23(2), 207-216.
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=295023450010>

Vega, E. (2005). *“Parámetros de la calidad del agua para granjas de tilapia”* Universidad Nacional Agraria La Molina.

- Venturi, V. (1989). Informe final del proyecto de cultivos marinos en el Perú. Investigación sobre maricultura en la zona de Pisco, Perú. *Boletín Universidad Nacional Agraria La Molina*, (28), 1-40.
- Vieira, E., Flores A. & Días G. (2018). Persistence and space preemption explain species-specific founder effects on the organization of marine sessile communities. *Ecology and Evolution*, 8(6), 3430-3442. <https://doi.org/10.1002/ece3.3853>
- Wahl, M. (2009). Habitat characteristics and typical functional groups. In: M. Wahl (Ed.). *Marine Hard Bottom Communities: patterns, dynamics, diversity, and change*. Springer Series: Ecological Studies.
- Wahl, M. (1989). Marine epibiosis. I. Fouling and antifouling: some basic aspects, *Marine Ecology Progress Series*, 58(1-2), 175-189. <https://www.int-res.com/articles/meps/58/m058p175.pdf>
- Wahl, M. (1997). Living attached: Aufwuchs, fouling, epibiosis. In *Fouling Organisms in the Indian Ocean: Biology and Control Technology*. R. Nagabhushanam & M.F. Thompson (Eds.), Oxford and IBH Publishing.
- Wallentinus, I., & Nyberg, C. D. (2007). Introduced marine organisms as habitat modifiers. *Marine Pollution Bulletin*, 55 (7-9), 323–332. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2006.11.010>
- Watson-Capps, J. J., & Mann, J. (2005). The effects of aquaculture on bottlenose dolphin (*Tursiops* sp.) ranging in Shark Bay, Western Australia. *Biological Conservation*, 124 (4), 519–526. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.03.001>
- Winston, J. & Woollacott, R. (2008). Redescipción and revisión og some red-pigmented *Bugula* species. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoololgy*. 159 (3), 179-212. [https://doi.org/10.3099/0027-4100\(2008\)159\[179:RAROSR\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.3099/0027-4100(2008)159[179:RAROSR]2.0.CO;2)

- Woods CMC. 2009. Caprellid amphipods: An overlooked marine finfish aquaculture resource? *Aquaculture*. 289(3-4), 199-211. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.01.018>
- WoRMS Editorial Board (2021). World Register of Marine Species. Checklist dataset <https://doi.org/10.14284/170> accessed via GBIF.org on 2022-11-09
- Xu, C., Zhang, R. & Wen, Z. (2018). Bioactive compounds and biological functions of sea cucumbers as potential functional foods, *Journal of Functional Foods*, 49, 73-84. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2018.08.009>
- Yamashiro, C., Rubio, J., Jurado, E., Auza, Y., Maldonado, M., Avon P. y Antonitti A. (1990). Evaluación de la población de concha de abanico (*Argopecten purpuratus*) en la Bahía de Independencia. Pisco, Perú del 20 febrero al 04 marzo de 1988. *Informe Instituto del Mar del Perú*, (98), 14-15.
- Young, M. (2015). *Marine animal entanglements in mussel aquaculture gear: Documented cases from mussel farming regions of the world including first-hand accounts from Iceland*. [Tesis maestría, University of Akureyri]. Archivo digital. https://www.bycatch.org/sites/default/files/Young_2015.pdf
- Zafra, A., Díaz, M., Dávila, F., Fernández, R., Vela, K. y Guzmán, H. (2019). Conversión y eficiencia alimenticia de *Oreochromis aureus* var. suprema (Cichlidae) con diferente alimento balanceado en sistema cerrado, Trujillo, La Libertad, Perú. *Arnaldoa*, 26(2), 815-826. <https://dx.doi.org/10.22497/arnaldoa.262.26219>
- Zeeman, Z., Branch, G. & Pillay, D. (2018). Comparisons of life-history traits of the alien invasive *Semimytilus algosus* and three other mytilid mussels on the West Coast of South Africa. *Marine Ecology Progress Series*, 607, 113-127. <https://doi.org/10.3354/meps12794>
- Zintzen, V., Norro, A., Massin, C. & Mallefet, J. (2008). Temporal variation of *Tubularia indivisa* (Cnidaria, Tubulariidae) and associated epizoites on

artificial habitat communities in the North Sea. *Marine Biology*, 153(3), 405-420. <https://doi.org/10.1007/s00227-007-0819-5>

Zühlke, R., Blome, D., Van Bernem, K. & Dittmann, S. (1998). Effects of the Tube-Building Polychaete *Lanice conchilega* (PALLAS) on Benthic Macrofauna and Nematodes in an Intertidal Sandflat. *Senckenbergiana maritima*, 29(1-6), 131-138. <https://www.vliz.be/imisdocs/publications/57426.pdf>

ANEXOS

Anexo 1 Imágenes de especies del biofouling con mayor abundancia y biomasa durante el periodo de muestreo (2017-2019).



Ciona robusta



Semimytilus algosus



Tubularia sp.



Bugula neritina

Anexo 2 Imagenes de especies introducidas que forman parte del biofiling.

		
<p><i>Bugula stolonifera</i></p>	<p><i>Botriloides violaceus</i></p>	<p><i>Caprella equilibra</i></p>
		
<p><i>Caprella scaura</i></p>	<p><i>Caprella penantis</i></p>	<p><i>Paracaprella pusilla</i></p>
		
<p><i>Jassa slatteryi</i></p>	<p><i>Scruparia ambigua</i></p>	<p><i>Ciona intestinalis</i></p>

Anexo 3 Número de organismos registrados por especie durante el periodo de muestreo (2017-2019).

Familia	Especie	2017						2018						2019												
		Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	
Ulvaceae	<i>Ulva lactuca</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
Ulvaceae	<i>Ulva papenfussii</i>	1	1	1	1	0	1	0	0	1	1	1	0	1	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1	1	
Rhodmeniaceae	<i>Rhodmenia howeana</i>	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	1	0	1	0	0	
	nd1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	
	nd2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	nd3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
Tubulariidae	<i>Ecopsis leura areosa</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
Tubulariidae	<i>Tubularia sp.</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
Sagittidae	<i>Antothoe chilensis</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
Actinostolidae	<i>Glandulactis spetsbergensis</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Actinidae	<i>Phymathea pluvia</i>	0	0	0	0	0	1	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Diccinidae	<i>Dicinnica lamellosa</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	2	0	0	2	
Bugulidae	<i>Bugula neritina</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
Bugulidae	<i>Bugula stolonifera</i>	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	
Crisularia	<i>Crisularia cucullifera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	
Scrupariidae	<i>Scruparia ambigua</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
Nicotophanidae	<i>Nicotophana aequata</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	
Planariidae	<i>Planaria sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Caprellidae	<i>Mediomastus bronchiferus</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Donnellidae	<i>Schismonegus sp.</i>	0	3	0	3	0	0	40	1	0	4	0	9	1	2	1	0	1	0	2	0	0	4	1	5	
Lumbrineridae	<i>Lumbrineris sp.</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	
Nereididae	<i>Nereis californa</i>	54	35	1	1	1	67	8	3	1	1	1	8	24	1	1	1	12	20	1	1	18	1	62		
Nereididae	<i>Alitta succinea</i>	6	26	1	1	1	292	614	7	1	21	1	57	49	1	1	1	1	21	1	1	1	1	14	16	
Nereididae	<i>Platynereis bicantaculata</i>	0	1	0	0	0	0	0	8	7	0	1	0	4	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	
Nereididae	<i>Perenereis sp.</i>	0	28	30	28	28	48	0	0	0	0	0	0	0	20	25	18	29	58	0	0	0	0	0	0	
Syllidae	<i>Syllis linata</i>	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	
Syllidae	<i>Proceroneis micropodata</i>	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	
Glycyrridae	<i>Glycera americana</i>	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0	1	1	
Polynoidae	<i>Halosyna japonica</i>	26	1	0	0	0	50	28	1	0	50	0	6	28	1	0	0	0	2	1	0	0	64	9	24	
Polynoidae	<i>Halosyna brevisetosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15	0	0	0	0	
Polynoidae	<i>Lepionotus sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Hesionidae	<i>Ocyropsis furcata</i>	0	2	0	2	0	0	1	0	1	1	0	14	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	4	2
Phyllodoceae	<i>Eteone sp.</i>	4	1	0	0	0	0	0	0	0	6	0	13	0	0	0	0	0	0	2	7	0	7	0	10	
Serpulidae	<i>Sipobrancheus triquetra</i>	4	0	0	0	0	94	467	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	84	255	0	0	0	0	5	
Serpulidae	<i>Hydroides sp.</i>	7	0	0	0	0	0	74	1	0	0	0	6	3	0	0	0	0	0	123	10	0	0	0	3	
Flabelligeridae	<i>Phersia sp.</i>	0	1	0	0	0	0	20	17	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
Spionidae	<i>Polydora sp.</i>	0	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1	
Balanidae	<i>Megabalanus coccopoma</i>	7	1	32	22	14	0	0	1	31	0	0	1	21	11	35	8	5	0	13	37	0	0	0	6	
Balanidae	<i>Notomegabalanus concinnus</i>	76	3	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	25	1	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	
Balanidae	<i>Austromegabalanus psittacus</i>	27	2	4	2	2	0	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	
Balanidae	<i>Balanus veiga</i>	450	511	200	0	0	0	0	0	0	5	0	250	301	90	100	0	0	0	0	0	0	0	0	42	
Caprellidae	<i>Caprella verrucosa</i>	2150	2150	28000	7550	8150	2556	120	2	1	2	73	84	13	1000	7550	8144	344	2300	21	101	2	2	25	32	
Caprellidae	<i>Caprella scaura</i>	15000	4050	33000	8150	9122	4786	11	51	2	2	17	7	4	3911	28000	7850	38	2700	1	31	2	5	18	102	
Caprellidae	<i>Paracaprella pusilla</i>	2	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	
Caprellidae	<i>Caprella equilibra</i>	9550	152	165	142	155	1074	16	2	1	1	3	105	1	172	188	132	45	894	1	1	1	22	5	1	
Caprellidae	<i>Caprella penantis</i>	0	0	0	98	0	0	0	33	1	0	3	0	21	15	48	0	130	0	29	4	0	0	0	0	
Ischyroceridae	<i>Erichthonius brasiliensis</i>	60	110	2200	2555	3150	659	282	41	24	44	252	402	25	90	2050	2610	2950	872	26	45	26	0	0	1	
Ischyroceridae	<i>Jassa slattery</i>	6	10	2600	21	3335	58	86	42	28	49	345	1022	22	18	2750	0	3555	120	30	39	34	1	0	281	
Podocoridae	<i>Podocerus sp.</i>	7	8	33	28	23	53	45	76	79	3	5	770	14	11	55	22	18	289	20	46	99	3	0	1	
Stenothoidae	<i>Stenothoe valida</i>	21	162	2100	2250	3122	74	41	11	69	10	289	10491	26	145	2400	2360	2912	64	30	42	80	7	0	12065	
Pilumnoidae	<i>Pilumnoides perlatius</i>	16	3	1	2	2	1	1	1	1	1	1	14	2	2	2	2	1	1	1	1	1	7	1	1	
Gripidae	<i>Panopeus minutus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Porcellanidae	<i>Porcellio grossimanus</i>	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	
Mitracidae	<i>Microphysia aculeatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	
Hiatellidae	<i>Hiatella arctica</i>	4	3	1	1	1	0	0	0	0	2	0	1	1	2	2	1	0	0	0	0	0	0	1	3	
Arctidae	<i>Barbatia gradata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Lasaeidae	<i>Kellicottia subarticulata</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	
Mytilidae	<i>Semimytilus algosus</i>	38	5112	2794	3573	10774	65310	200691	1181	238	2685	4325	7024	2114	2275	2405	2422	10451	576476	270688	1020	446	2450	3980	54753	
Mytilidae	<i>Lepas senilis peruvianus</i>	0	0	2	9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Pectinidae	<i>Argopecten purpuratus</i>	3	10	6	3	10	10	992	0	0	5	0	0	1	3	3	5	15	12	1010	0	0	4	0	1	
Pteridae	<i>Pteris sterna</i>	1	10	5	2	2	3	1	1	2	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Veneridae	<i>Petricola albata</i>	2	48	555	207	288	350	18876	5972	599	258	352	588	243	71	205	185	54	1575	9485	2268	1010	195	285	425	
Calyptraeidae	<i>Calyptraea spinosum</i>	0	21	1	3	0	0	0	0	3	0	0	32	1	1	0	0	0	0	1	0	6	0	0	0	
Calyptraeidae	<i>Calyptraea scutellatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
Calyptraeidae	<i>Calyptella peruvianus</i>	0	1	0	12	0	0	2	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0</								

Anexo 4 Biomasa por especie de organismos registrados durante el periodo de muestreo (2017-2019).

Familia	Especie	2017												2018												2019					
		Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio						
Ulvoaceae	<i>Ulva lactuca</i>	3.24	5.07	3.1	1.65	1.02	0	0	0	0.52	2.55	1.23	0.85	0.25	0.69	1.15	4.55	5.33	1.05	0.69	2.45	1.58	3.32	4.55	0.89						
Ulvoaceae	<i>Ulva papillifera</i>	1.04	0.63	0.51	0.71	0	0.41	0	0	0.22	0.52	0.21	0	0.11	0.18	0	0	0	0.11	0.05	0	0.21	0.55	2.1	0.56						
Rhodomeniaceae	<i>Rhodomenia helwanensis</i>	0.62	0.11	0	0	0.23	0	0	0	0.12	0.11	0	0	1.01	0	0	0	0	0.12	0	0.06	0	0.32	0	0						
	nd1	0	0	3.53	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	151	0	0	0						
	nd2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2.58	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
	nd3	0	0.06	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.23	0	0	0	0	0.75						
Tubulariidae	<i>Ectopkura crocea</i>	0	0.001	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.0001	0	0	0	0	0.0001						
Tubulariidae	<i>Tubularia sp.</i>	94	21.15	38.01	13.88	44.43	40.4	30.5	107	0.008	149	0.5	527	68	28.6	30	11.55	51	55	54	180	110	200	51	48						
Sagartidae	<i>Artotroche chilensis</i>	0	3.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1.23	0	0	0	2.51						
Actinostolidae	<i>Glanulactis spetsbergensis</i>	0	0	0	0	0	0	98	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
Actinidae	<i>Phymathera plavia</i>	0	0	0	0	0	0.32	0	42	0	15	0	66.00	21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
Discoidae	<i>Discosica imitata</i>	0	0.316	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.32	0	0.62	0	0	0.65						
Sargidae	<i>Bugula neritina</i>	52.46	350.3837	173.1047	134.3	154.33	91.6693	79	77	60	28	37	24	215	206	159	156	148	45	98	43	20	45	55	72						
Sargidae	<i>Bugulina stolonifera</i>	0.82	1	0.2	10.49	0.46	0	0	0	0	0	0	0	0.22	0.3	0.15	8.4	8.46	5	0.1	0	0	0	0	0.11						
Citularia	<i>Citularia cucullifera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6.7	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0						
Scrupariidae	<i>Scruparia ambigua</i>	0	0.001	0	0	0	0.002	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.001	0	0	0	0.001						
Notoplaniidae	<i>Notoplana quercus</i>	0	0.015	0	0	0	0	0	0	0.02	0	0	0.05	0	0	0	0	0	0	0.02	0	0	0	0	0.01						
Planariidae	<i>Planaria sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
Caprellidae	<i>Mediomastus branchiferus</i>	0	0	0	0.0009	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
Dorvilleidae	<i>Schistomeringos sp.</i>	0	0.0015	0	0.0011	0	0	0.015	0.0004	0	0.0015	0	0.0033	0.0003	0.00073	0.0003	0	0.0003	0	0.0005	0	0.002	0.0004	0.0018	0						
Lumbrineridae	<i>Lumbrineris sp.</i>	0	0	0	0.0005	0	0	0	0	0	0	0	0.0015	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.0014						
Nereididae	<i>Nereis californica</i>	0.0108	0.004	0.0001	0.0001	0.0001	0.0067	0.00065	0.00032	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.00012	0.00079	0.0004	0.00014	0.0001	0.00013	0.0003	0.0021	0.00012	0.0018	0.0001	0.0062						
Nereididae	<i>Alitta succinea</i>	0.01	0.022	0.0008	0.0008	0.00081	1.7	1.7	0.028	0.0079	0.0175	0.00078	0.0475	0.041	0.0006	0.0008	0.00075	0.0079	0.0007	0.075	0.0006	0.0003	0.00071	0.012	0.013						
Nereididae	<i>Polydora bicantaliculata</i>	0	0.026	0	0	0	0	0.21	0.182	0	0.025	0	0.104	0.101	0	0	0	0	0	0.026	0	0	0.022	0	0.02						
Nereididae	<i>Perinereis sp.</i>	0	0.48	1.03	0.48	0.48	0.822	0	0	0	0	0	0	0.34	0.043	0.389	0.5	0.984	0	0	0	0	0	0	0						
Syllidae	<i>Eurythia lineata</i>	0.062	0	0	0.029	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.023	0.025	0.029	0	0	0.028	0	0	0	0	0.019						
Syllidae	<i>Procaecia micropedata</i>	0	0.015	0.01	0.012	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.015	0.01	0.018	0	0	0.016	0	0	0	0	0.02						
Glyceridae	<i>Glycera americana</i>	0	0.002	0.0018	0.0015	0.002	0	0	0	0	0	0	0.0019	0.002	0	0.018	0.015	0	0	0.0022	0	0	0	0.019	0.022						
Polychaetidae	<i>Holosyngne johnsoni</i>	0.177	0.0034	0	0	0	0.17	5.7	0.004	0	0.17	0	0.0204	0.052	0.003	0	0	0	0.006	0.003	0	0	0.256	0.036	0.096						
Polychaetidae	<i>Holosyngne brevisetosa</i>	0	0	0	0	0	0	0.034	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.544	0	0	0						
Polychaetidae	<i>Lepidonotus sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.0018	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0						
Hesionidae	<i>Oxydromus furcatus</i>	0	0.00015	0	0.0001	0	0	0.0002	0	0.0003	0.0004	0	0.0014	0	0	0	0	0	0	0.0009	0	0	0	0	0.0012						
Phyllocoelidae	<i>Eteone sp.</i>	0.0168	0.0021	0	0	0	0	0	0	0.0126	0	0.0273	0	0	0	0	0	0	0	0.0042	0.0145	0	0.0145	0	0.021						
Serpulidae	<i>Spirobranchius triquetter</i>	0.256	0	0	0	0	3	7.1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1.819	8.138	0	0	0	0	0.16						
Serpulidae	<i>Hydrades sp.</i>	0.0008	0	0	0	0	0	0.011	0.0002	0	0	0	0.0012	0.0006	0	0	0	0	0	0.0246	0.0021	0	0	0	0.0005						
Tubificoidae	<i>Pherusa sp.</i>	0	0.0016	0	0	0	0	0.016	0.0305	0	0	0	0.0045	0	0	0	0	0	0	0.002	0	0	0	0	0.0015						
Sipunculidae	<i>Polydora sp.</i>	0	0.0043	0.0044	0	0	0	0.0041	0.0028	0	0	0	0	0	0.004	0.0041	0	0	0	0.0045	0	0	0	0	0.0039						
Balanidae	<i>Megalobalanus coccopoma</i>	9.4	0.67	39.45	25.35	22.47	10.8	0	0.94	5.2	0	1.88	14.1	7.39	22.5	5.371	33.36	0	0	0	0	57	74	0	6.11						
Balanidae	<i>Natomegalobalanus concinnus</i>	52.48	0.36	0	0	0	0	0	0.087	0	0	0	16.75	0.095	0	0.085	0	0	0	0	0	0	0.035	0	0						
Balanidae	<i>Austromegalobalanus psittacus</i>	9.48	0.0036	1.31	0.0036	0.0072	1.5	0	0	0	0	0	0.0045	0.0021	0.0015	0	0	0	0	0.0035	0	0	0	0	0.0055						
Balanidae	<i>Balanus laevis</i>	16.44	30.93	12.104	0	0	0	0	0	0	0	0.084	0	4.2	20.03	7.14	8.22	0	0	0	0	0	0	0	3.61						
Caprellidae	<i>Caprella verrucosa</i>	2.62	1.22	14.82	3.99	4.31	4	0.26	0.0001	0.01	0.01	0.13	0.17	0.02	11.115	15.28	39.063	1.65	1.3	0.09	0.371	0.02	0.01	0.014	0.021						
Caprellidae	<i>Caprella scaura</i>	16.78	2.37	19.3	4.77	5.33	2.8	0.04	0.185	0.02	0.01	0.03	0.02	0.01	2.29	16.38	4.59	0.07	4.97	0.0018	0.056	0.02	0.0092	0.032	0.188						
Caprellidae	<i>Paracaprella sp.</i>	0.01	0	0	0	0	0.01	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.005	0	0.02						
Caprellidae	<i>Caprella equilateralis</i>	9.9	0.09	0.092	0.08	0.09	0.6	0.002	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.064	0.0001	0.012	0.098	0.07	0.0012	0.519	0.0001	0.0001	0.0001	0.00025	0.00057	0.0001						
Caprellidae	<i>Caprella californica</i>	0	0	0.0049	0	0	0.0013	0.0001	0.0001	0	0.0009	0.0001	0.0005	0	0	0.09	0	0.0011	0.0009	0	0	0	0	0	0						
Ischyroceridae	<i>Exochinus brasiliensis</i>	0.0018	0.006	0.1	0.116	0.28	0.19	0.014	0.0038	0.001	0.0041	0.013	0.03	0.0015	0.005	0.093	0.157	0.177	0.671	0.02	0.017	0.01	0	0	0.0001						
Ischyroceridae	<i>Jasus platyeri</i>	0.0006	0.0052	0.19	0.0019	0.189	0.003	0.004	0.0022	0.001	0.0023	0.162	53.04	0.0019	0.00094	0.13	0	0.202	0.055	0.014	0.018	0.02	0.0001	0	0.2						
Podocoridae	<i>Podocorina sp.</i>	0.0008	0.0046	0.0027	0.0158	0.0005	0.0005	0.0049	0.0003	0.000269	0.000282	43.515	0.789	0.00063	0.00014	0.000236	0.0013	16.41	1.126	2.61	0.04	0.0012	0	0	0.0001						
Stenothoidae	<i>Stenothoe valida</i>	0.002	0.0088	0.22	0.12	0.169	0.004	0.03	0.0081	0.01	0.0092	0.182	7.725	0.0239	0.0079	0.126	0.13	0.166	0.047	0.052	0.051	0.01	0.0013	0	4.6						

Anexo 5 Resultados del análisis de composición nutricional de *Bugula neritina* por laboratorio CERPER.

INFORME DE ENSAYO N° 1-08541/20

Pág. 1/3

Solicitante : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
 Domicilio legal : Av. Pedro Silva Zona B Nro. 395 - San Juan de Miraflores - Lima
 Producto declarado : HARINA A BASE DE ORGANISMOS INVERTEBRADOS MARINOS
 Cantidad de Muestras para el Ensayo : 1 muestra x 100 g
Muestra proporcionada por el solicitante
 Identificación de la muestra : BSBUGILA
 Forma de Presentación : En bolsa ziploc, cerrada y conservada a temperatura ambiente
 Fecha de recepción : 2020 - 12 - 11
 Fecha de inicio del ensayo : 2020 - 12 - 14
 Fecha de término del ensayo : 2020 - 12 - 21
 Ensayo realizado en : Laboratorio Físico Química - Cromatografía / Físico Química - Alimentos
 Identificado con : H/S 20009277 (EXAI-13164-2020)
 Validez del documento : Este documento es válido solo para la muestra descrita

Análisis Físico Químico:

Ensayos	Unidad	Resultados
Proteína (N x 6.25)	g/100 g	23,99
Grasa	g/100 g	1,29
Humedad	g/100 g	6,20
Ceniza	g/100 g	56,03
Fibra Cruda	g/100 g	6,32
Carbohidratos	g/100 g	12,49

Análisis Cromatografía-HPLC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Azúcares individuales y totales	Fructosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Glucosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Lactosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Maltosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Sacarosa	0,70	g/100 g	<0,70
Azúcares Totales	-	g/100 g	<0,70	
Azúcares reductores	-	g/100 g	<0,70	

LCM: Límite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Vitamina E (isómeros)	Isómero alfa	0,02	mg/100 g	0,62
	Isómero delta	0,06	mg/100 g	<0,06
	Isómeros beta + gama	0,12	mg/100 g	<0,12

LCM: Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08541/20

Pág. 2/3

Análisis Cromatografía-GC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados
Ac. Araquídico(C20:0)	0,014	g/100 g de muestra	< 0,014
Ac. Araquidónico(C20:4(w 6))	0,006	g/100 g de muestra	0,011
Ac. behénico (C22:0)	0,019	g/100 g de muestra	0,022
Ac. Butírico(C4:0)	0,097	g/100 g de muestra	< 0,097
Ac. Capríco(C10:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
Ac. Caprílico(C8:0)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
Ac. Caproico(C6:0)	0,033	g/100 g de muestra	< 0,033
Ac. cis-10 pentadecenoico(C15:1)	0,002	g/100 g de muestra	< 0,002
Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
Ac. Cis-11, 14, 17- Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	0,004	g/100 g de muestra	< 0,004
Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	0,022	g/100 g de muestra	0,027
Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	0,011	g/100 g de muestra	0,015
Ac. Cis-13, 16- Docosadienoico(C22:2)	0,012	g/100 g de muestra	< 0,012
Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	0,038	g/100 g de muestra	0,138
Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	0,014	g/100 g de muestra	0,049
Ac. Cis-8, 11, 14- Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003
Ac. Eláidico (trans)(C18:1(w 9 trans))	0,008	g/100 g de muestra	0,03
Ac. Erúico(C22:1(w 9))	0,010	g/100 g de muestra	0,014
Ac. Estéarico(C18:0)	0,018	g/100 g de muestra	0,2
Ac. Heneicosanoico(C21:0)	0,032	g/100 g de muestra	< 0,032
Ac. Laurico(C12:0)	0,007	g/100 g de muestra	0,012
Ac. Lignocérico(C24:0)	0,026	g/100 g de muestra	< 0,026
Ac. Linoléidico (trans)(C18:2(w 6 trans))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
Ac. Linoleico(C18:2(w 6 cis))	0,009	g/100 g de muestra	0,022
Ac. Margarico(C17:0)	0,006	g/100 g de muestra	0,041
Ac. Mirístico(C14:0)	0,011	g/100 g de muestra	0,042
Ac. Miristoleico(C14:1)	0,004	g/100 g de muestra	< 0,004
Ac. Nervónico(C24:1)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
Ac. Oléico(C18:1(w 9 cis))	0,017	g/100 g de muestra	0,114
Ac. Palmítico(C16:0)	0,016	g/100 g de muestra	0,45
Ac. Palmítoleico(C16:1)	0,006	g/100 g de muestra	0,052
Ac. Pentadecanoico(C15:0)	0,007	g/100 g de muestra	0,014
Ac. Tricosáicoico (C23:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
Ac. Tridecanoico(C13:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003
Ac. Undecanoico(C11:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003
Ac. y-linoleico(C18:3(w 6))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
Ac.Linolénico(C18:3(w 3))	0,007	g/100 g de muestra	0,009

LCM.Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08541/20

Pág. 3/3

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados
Acidos Grasos Saturados	0,003	g/100 g de muestra	0,781
Acidos Grasos Monoinsaturados	0,002	g/100 g de muestra	0,225
Acidos Grasos Polinsaturados	0,003	g/100 g de muestra	0,256
Acidos Grasos No Identificados	-	g/100 g de muestra	0,028
Acidos grasos total	-	g/100 g de muestra	1,29

LCM.Límite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados
Otros - acidos grasos Trans	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
Acidos grasos omega 3	0,004	g/100 g de muestra	0,196
Acidos grasos omega 6	0,003	g/100 g de muestra	0,033
Acidos grasos omega 9	0,008	g/100 g de muestra	0,128
Acidos grasos DHA	0,038	g/100 g de muestra	0,138
Acidos grasos EPA	0,014	g/100 g de muestra	0,049
EPA + DHA	0,014	g/100 g de muestra	0,187

LCM.Límite de cuantificación del método

MÉTODOS

Azúcares individuales y totales: AOAC 80-04.01, 11 th Ed 2009. Determination of simple sugars in cereal products. HPLC. Method

Composición de Ácidos Grasos: AOAC -996.06, c41, 21st Ed 2019 Fat (Total, Saturated, and Unsaturated) in Foods Hydrolytic Extraction Gas Chromatographic Method

Vitamina E (isómeros): UNE-EN 12822 2014. Productos alimenticios. Determinación de vitamina E mediante cromatografía líquida de alta resolución. Medición de los tocoferoles alfa-, beta-, gamma- y delta-

Carbohidratos: Cálculo (no incluye fibra cruda)

Cenizas: NTP 200.019. Sección 2.6. 1976 (Revisada el 2015). Alimentos balanceados para animales. Métodos de ensayo.

Fibra Cruda: AOCS - BA 6 B4, 7ma Edición 2017. Crude Fiber in Oilseed By-Products. (Usando fibra cerámica)

Grasa: NTP 201.016. 2002. (Revisada el 2017) Carnes y Productos Cármicos. Determinación del contenido de grasa total

Humedad: NTP-ISO 6496.Sección 8.2 2011.(Revisada el 2016). Alimentos para animales. Determinación del contenido de humedad y de otra materia volátil

Proteína: AOAC 984.13, c4, 21st Ed. 2019. Protein. (Crude) in Animal Feed and Pet Food. Copper Catalyst Kjeldahl Method .

OBSERVACIONES

Prohibida la reproducción parcial de este informe, sin la autorización escrita de CERPER S.A.

Los resultados de los ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de la calidad de la entidad que lo produce.

Callao, 31 de diciembre de 2020
AM

Anexo 6 Resultados del análisis de composición nutricional de *Ciona robusta* por laboratorio CERPER.

INFORME DE ENSAYO N° 1-08542/20

Pág. 1/3

Solicitante : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
 Domicilio legal : Av. Pedro Silva Zona B Nro. 395 - San Juan de Miraflores - Lima
 Producto declarado : HARINA A BASE DE ORGANISMOS INVERTEBRADOS MARINOS
 Cantidad de Muestras para el Ensayo : 1 muestra x 180 g
Muestra proporcionada por el solicitante
 Identificación de la muestra : BSCIONA
 Forma de Presentación : En bolsa ziploc, cerrada y conservada a temperatura ambiente
 Fecha de recepción : 2020 - 12 - 11
 Fecha de inicio del ensayo : 2020 - 12 - 14
 Fecha de término del ensayo : 2020 - 12 - 21
 Ensayo realizado en : Laboratorio Físico Química - Cromatografía / Físico Química - Alimentos
 Identificado con : H/S 20009277 (EXAI-13164-2020)
 Validez del documento : Este documento es válido solo para la muestra descrita

Análisis Físico Químico:

Ensayos	Unidad	Resultados
Proteína (N x 6,25)	g/100 g	29,40
Grasa	g/100 g	2,04
Humedad	g/100 g	9,04
Ceniza	g/100 g	40,45
Fibra Cruda	g/100 g	7,30
Carbohidratos	g/100 g	19,07

Análisis Cromatografía-HPLC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Azúcares individuales y totales	Fructosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Glucosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Lactosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Maltosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Sacarosa	0,70	g/100 g	<0,70
Azúcares Totales	-	g/100 g	<0,70	
Azúcares reductores	-	g/100 g	<0,70	

LCMLímite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Vitamina E (isómeros)	Isómero alfa	0,02	mg/100 g	0,29
	Isómero delta	0,06	mg/100 g	<0,06
	Isómeros beta + gama	0,12	mg/100 g	<0,12

LCMLímite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08542/20

Pág. 2/3

Análisis Cromatografía-GC:

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ac. Araquidónico(C20:0)	0,014	g/100 g de muestra	0,015
	Ac. Araquidónico(C20:4(w 6))	0,006	g/100 g de muestra	0,071
	Ac. behénico (C22:0)	0,019	g/100 g de muestra	< 0,019
	Ac. Butírico(C4:0)	0,097	g/100 g de muestra	< 0,097
	Ac. Capríco(C10:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Caprílico(C8:0)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Caproico(C6:0)	0,033	g/100 g de muestra	< 0,033
	Ac. cis-10 pentadecenoico(C15:1)	0,002	g/100 g de muestra	0,014
	Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Cis-11, 14, 17- Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	0,004	g/100 g de muestra	< 0,004
	Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
	Ac. Cis-13, 16- Docosadienoico(C22:2)	0,012	g/100 g de muestra	< 0,012
	Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	0,038	g/100 g de muestra	0,255
	Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	0,014	g/100 g de muestra	0,347
	Ac. Cis-8, 11, 14- Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	0,003	g/100 g de muestra	0,006
	Ac. Etáldico (trans)(C18:1(w 9 trans))	0,008	g/100 g de muestra	< 0,008
	Ac. Erúico(C22:1(w 9))	0,010	g/100 g de muestra	0,012
	Ac. Estéarico(C18:0)	0,018	g/100 g de muestra	0,137
	Ac. Heneicosanoico(C21:0)	0,032	g/100 g de muestra	< 0,032
	Ac. Láurico(C12:0)	0,007	g/100 g de muestra	0,01
	Ac. Lignocérico(C24:0)	0,026	g/100 g de muestra	< 0,026
	Ac. Linoléico (trans)(C18:2(w 6 trans))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Linoléico(C18:2(w 6 cis))	0,009	g/100 g de muestra	0,061
	Ac. Margarico(C17:0)	0,006	g/100 g de muestra	0,027
	Ac. Miristíco(C14:0)	0,011	g/100 g de muestra	0,119
	Ac. Miristoleico(C14:1)	0,004	g/100 g de muestra	0,018
	Ac. Nervónico(C24:1)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Oleico(C18:1(w 9 cis))	0,017	g/100 g de muestra	0,076
	Ac. Palmítico(C16:0)	0,016	g/100 g de muestra	0,531
	Ac. Palmítolico (C16:1)	0,006	g/100 g de muestra	0,209
	Ac. Pentadecanoico(C15:0)	0,007	g/100 g de muestra	0,032
	Ac. Tricosanoico (C23:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
Ac. Tridecanoico(C13:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. Undecanoico(C11:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. y-linolenico(C18:3(w 6))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007	
Ac. Linolenico(C18:3(w 3))	0,007	g/100 g de muestra	0,034	

LCM: Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08542/20

Pág. 3/3

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ácidos Grasos Saturados	0,003	g/100 g de muestra	0,871
	Ácidos Grasos Monoinsaturados	0,002	g/100 g de muestra	0,329
	Ácidos Grasos Poliinsaturados	0,003	g/100 g de muestra	0,774
	Ácidos Grasos No Identificados	-	g/100 g de muestra	0,066
	Ácidos grasos total	-	g/100 g de muestra	2,04

LCM: Límite de cuantificación del método

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Otros - ácidos grasos Trans	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
	Ácidos grasos omega 3	0,004	g/100 g de muestra	0,636
	Ácidos grasos omega 6	0,003	g/100 g de muestra	0,138
	Ácidos grasos omega 9	0,008	g/100 g de muestra	0,088
	Ácidos grasos DHA	0,038	g/100 g de muestra	0,255
	Ácidos grasos EPA	0,014	g/100 g de muestra	0,347
	EPA + DHA	0,014	g/100 g de muestra	0,602

LCM: Límite de cuantificación del método

MÉTODOS

Azúcares individuales y totales: AOAC 80-04.01, 11 th Ed 2009. Determination of simple sugars in cereal products. HPLC. Method

Composición de Ácidos Grasos: AOAC -996.06, o41, 21st Ed 2019. Fat (Total, Saturated, and Unsaturated) in Foods Hydrolytic Extraction Gas Chromatographic Method

Vitamina E (isómeros): UNE-EN 12822:2014. Productos alimenticios. Determinación de vitamina E mediante cromatografía líquida de alta resolución. Medición de los tocoferoles alfa-, beta-, gamma- y delta-

Carbohidratos: Cálculo (no incluye fibra cruda)

Ceniza: NTP 209.019. Sección 2.6. 1976 (Revisada el 2015). Alimentos balanceados para animales. Métodos de ensayo.

Fibra Cruda: AOCS - BA 6 84. 7ma Edición 2017. Crude Fiber in Oilseed By- Products. (Usando fibra cerámica)

Grasa: NTP 201.016. 2002. (Revisada el 2017). Carnes y Productos Cármicos. Determinación del contenido de grasa total

Humedad: NTP-ISO 6496. Sección 8.2 2011. (Revisada el 2016). Alimentos para animales. Determinación del contenido de humedad y de otra materia volátil

Proteína: AOAC 984.13, o4, 21st Ed. 2019. Protein. (Crude) in Animal Feed and Pet Food. Copper Catalyst Kjeldahl Method.

OBSERVACIONES

Prohibida la reproducción parcial de este informe, sin la autorización escrita de CERPER S.A.

Los resultados de los ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de la calidad de la entidad que lo produce.

Callao, 31 de diciembre de 2020
AM

Anexo 7 Resultados del análisis de composición nutricional de Hidrozoos (*Tubularia* sp.) por laboratorio CERPER.

INFORME DE ENSAYO N° 1-08543/20

Pág. 1/3

Solicitante : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
 Domicilio legal : Av. Pedro Silva Zona B Nro. 395 - San Juan de Miraflores - Lima
 Producto declarado : HARINA A BASE DE ORGANISMOS INVERTEBRADOS MARINOS
 Cantidad de Muestras para el Ensayo : 1 muestra x 220 g
Muestra proporcionada por el solicitante
 Identificación de la muestra : BSHIDROSO
 Forma de Presentación : En bolsa ziploc, cerrada y conservada a temperatura ambiente
 Fecha de recepción : 2020 - 12 - 11
 Fecha de inicio del ensayo : 2020 - 12 - 14
 Fecha de término del ensayo : 2020 - 12 - 21
 Ensayo realizado en : Laboratorio Físico Química - Cromatografía / Físico Química - Alimentos
 Identificado con : H/S 20009277 (EXAI-13164-2020)
 Validez del documento : Este documento es válido solo para la muestra descrita

Análisis Físico Químico:

Ensayos	Unidad	Resultados
Proteína (N x 6,25)	g/100 g	36,96
Grasa	g/100 g	0,66
Humedad	g/100 g	9,30
Ceniza	g/100 g	33,05
Fibra Cruda	g/100 g	19,63
Carbohidratos	g/100 g	20,03

Análisis Cromatografía-HPLC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Azúcares individuales y totales	Fructosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Glucosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Lactosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Maltosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Sacarosa	0,70	g/100 g	<0,70
Azúcares Totales	-	g/100 g	<0,70	
Azúcares reductores	-	g/100 g	<0,70	

LCM: Límite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Vitamina E (isómeros)	Isómero alfa	0,02	mg/100 g	0,26
	Isómero delta	0,06	mg/100 g	<0,06
	Isómeros beta + gama	0,12	mg/100 g	<0,12

LCM: Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08543/20

Pág. 2/3

Análisis Cromatografía-GC:

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ac. Araquídico(C20:0)	0,014	g/100 g de muestra	< 0,014
	Ac. Araquídico(C20:4(w 6))	0,006	g/100 g de muestra	0,014
	Ac. behénico (C22:0)	0,019	g/100 g de muestra	< 0,019
	Ac. Butírico(C4:0)	0,097	g/100 g de muestra	< 0,097
	Ac. Capríco(C10:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Caprílico(C8:0)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Caproico(C6:0)	0,033	g/100 g de muestra	< 0,033
	Ac. cis-10 pentadecenoico(C15:1)	0,002	g/100 g de muestra	0,004
	Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Cis-11, 14, 17- Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	0,004	g/100 g de muestra	< 0,004
	Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
	Ac. Cis-13, 16- Docosadienoico(C22:2)	0,012	g/100 g de muestra	< 0,012
	Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	0,038	g/100 g de muestra	0,064
	Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	0,014	g/100 g de muestra	0,033
	Ac. Cis-8, 11, 14- Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003
	Ac. Eláidico (trans)(C18:1(w 9 trans))	0,008	g/100 g de muestra	< 0,008
	Ac. Erúico(C22:1(w 9))	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Estéarico(C18:0)	0,018	g/100 g de muestra	0,095
	Ac. Heneicosanoico(C21:0)	0,032	g/100 g de muestra	< 0,032
	Ac. Láurico(C12:0)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Lignocérico(C24:0)	0,026	g/100 g de muestra	< 0,026
	Ac. Linoleáidico (trans)(C18:2(w 6 trans))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Linoleico(C18:2(w 6 cis))	0,009	g/100 g de muestra	0,011
	Ac. Margarico(C17:0)	0,006	g/100 g de muestra	0,013
	Ac. Mirístico(C14:0)	0,011	g/100 g de muestra	0,053
	Ac. Miristoleico(C14:1)	0,004	g/100 g de muestra	0,016
	Ac. Nervónico(C24:1)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Oleico(C18:1(w 9 cis))	0,017	g/100 g de muestra	0,045
	Ac. Palmítico(C16:0)	0,016	g/100 g de muestra	0,235
	Ac. Palmítico (C16:1)	0,006	g/100 g de muestra	0,029
	Ac. Pentadecanoico(C15:0)	0,007	g/100 g de muestra	0,009
	Ac. Tricosanoico (C23:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
Ac. Tridecanoico(C13:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. Undecanoico(C11:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. y-linolenico(C18:3(w 6))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007	
Ac. Linolénico(C18:3(w 3))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007	

LCM.Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08543/20

Pág. 3/3

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ácidos Grasos Saturados	0,003	g/100 g de muestra	0,405
	Ácidos Grasos Monoinsaturados	0,002	g/100 g de muestra	0,094
	Ácidos Grasos Polinsaturados	0,003	g/100 g de muestra	0,122
	Ácidos Grasos No Identificados	-	g/100 g de muestra	0,039
	Ácidos grasos total	-	g/100 g de muestra	0,66

LCM.Límite de cuantificación del método

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Otros - ácidos grasos Trans	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
	Ácidos grasos omega 3	0,004	g/100 g de muestra	0,097
	Ácidos grasos omega 6	0,003	g/100 g de muestra	0,025
	Ácidos grasos omega 9	0,008	g/100 g de muestra	0,045
	Ácidos grasos DHA	0,038	g/100 g de muestra	0,064
	Ácidos grasos EPA	0,014	g/100 g de muestra	0,033
	EPA + DHA	0,014	g/100 g de muestra	0,097

LCM.Límite de cuantificación del método

MÉTODOS

Azúcares individuales y totales: AOAC 80-04.01, 11 th Ed 2009. Determination of simple sugars in cereal products. HPLC. Method

Composición de Ácidos Grasos: AOAC -996.06, c41, 21st Ed.2019 Fat (Total, Saturated, and Unsaturated) in Foods Hydrolytic Extraction Gas Chromatographic Method

Vitamina E (isómeros): UNE-EN 12822.2014. Productos alimenticios. Determinación de vitamina E mediante cromatografía líquida de alta resolución. Medición de los tocoferoles alfa-, beta-, gamma- y delta-

Carbohidratos: Cálculo (no incluye fibra cruda)

Ceniza: NTP 209.019, Sección 2.6, 1976 (Revisada el 2015). Alimentos balanceados para animales. Métodos de ensayo.

Fibra Cruda: AOCS - BA 6 84, 7ma Edición 2017. Crude Fiber in Oilseed By - Products. (Usando fibra cerámica)

Grasa: NTP 201.016, 2002, (Revisada el 2017). Carnes y Productos Cármicos. Determinación del contenido de grasa total

Humedad: NTP-ISO 6496, Sección 8.2, 2011, (Revisada el 2016). Alimentos para animales. Determinación del contenido de humedad y de otra materia volátil

Proteína: AOAC 984.13, c4, 21st Ed. 2019. Protein. (Crude) in Animal Feed and Pet Food. Copper Catalyst Kjeldahl Method.

OBSERVACIONES

Prohibida la reproducción parcial de este informe, sin la autorización escrita de GERPER S.A.

Los resultados de los ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de la calidad de la entidad que lo produce.

Callao, 31 de diciembre de 2020

AM

Anexo 8 Resultados del análisis de composición nutricional de *Semimytilus algosus* por laboratorio CERPER.

INFORME DE ENSAYO N° 1-08545/20

Pág. 1/3

Solicitante : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
 Domicilio legal : Av. Pedro Silva Zona B Nro. 395 - San Juan de Miraflores - Lima
 Producto declarado : HARINA A BASE DE ORGANISMOS INVERTEBRADOS MARINOS
 Cantidad de Muestras para el Ensayo : 1 muestra x 360 g
Muestra proporcionada por el solicitante
 Identificación de la muestra : BSSEMIMYTILUS
 Forma de Presentación : En bolsa ziploc, cerrada y conservada a temperatura ambiente
 Fecha de recepción : 2020 - 12 - 11
 Fecha de inicio del ensayo : 2020 - 12 - 14
 Fecha de término del ensayo : 2020 - 12 - 21
 Ensayo realizado en : Laboratorio Físico Química - Cromatografía / Físico Química - Alimentos
 Identificado con : H/S 20009277 (EXAI-13164-2020)
 Validez del documento : Este documento es válido solo para la muestra descrita

Análisis Físico Químico:

Ensayos	Unidad	Resultados
Proteína (N x 6,25)	g/100 g	19,49
Grasa	g/100 g	0,83
Humedad	g/100 g	4,95
Ceniza	g/100 g	69,08
Fibra Cruda	g/100 g	2,73
Carbohidratos	g/100 g	5,65

Análisis Cromatografía-HPLC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Azúcares individuales y totales	Fructosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Glucosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Lactosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Maltosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Sacarosa	0,70	g/100 g	<0,70
Azúcares Totales	-	g/100 g	<0,70	
Azúcares reductores	-	g/100 g	<0,70	

LCM: Límite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Vitamina E (isómeros)	Isómero alfa	0,02	mg/100 g	0,09
	Isómero delta	0,06	mg/100 g	<0,06
	Isómeros beta + gama	0,12	mg/100 g	<0,12

LCM: Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08545/20

Pág. 2/3

Análisis Cromatografía-GC:

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ac. Araquídico(C20:0)	0,014	g/100 g de muestra	< 0,014
	Ac. Araquidónico(C20:4(w 6))	0,006	g/100 g de muestra	0,010
	Ac. behénico (C22:0)	0,019	g/100 g de muestra	< 0,019
	Ac. Butírico(C4:0)	0,097	g/100 g de muestra	< 0,097
	Ac. Capríco(C10:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Caprílico(C8:0)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Caproico(C6:0)	0,033	g/100 g de muestra	< 0,033
	Ac. cis-10 pentadecenoico(C15:1)	0,002	g/100 g de muestra	0,002
	Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Cis-11, 14, 17-Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	0,004	g/100 g de muestra	< 0,004
	Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	0,022	g/100 g de muestra	< 0,022
	Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	0,011	g/100 g de muestra	0,040
	Ac. Cis-13, 16-Docosadienoico(C22:2)	0,012	g/100 g de muestra	< 0,012
	Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	0,038	g/100 g de muestra	0,115
	Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	0,014	g/100 g de muestra	0,057
	Ac. Cis-8, 11, 14-Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003
	Ac. Eláidico (trans)(C18:1(w 9 trans))	0,008	g/100 g de muestra	< 0,008
	Ac. Erucico(C22:1(w 9))	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Estearico(C18:0)	0,018	g/100 g de muestra	0,08
	Ac. Heneicosanoico(C21:0)	0,032	g/100 g de muestra	< 0,032
	Ac. Laurico(C12:0)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Lignocérico(C24:0)	0,026	g/100 g de muestra	< 0,026
	Ac. Linoeláidico (trans)(C18:2(w 6 trans))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007
	Ac. Linoleico(C18:2(w 6 cis))	0,009	g/100 g de muestra	0,017
	Ac. Margarico(C17:0)	0,006	g/100 g de muestra	0,019
	Ac. Mirístico(C14:0)	0,011	g/100 g de muestra	0,046
	Ac. Miristoleico(C14:1)	0,004	g/100 g de muestra	0,006
	Ac. Nervónico(C24:1)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010
	Ac. Oleico(C18:1(w 9 cis))	0,017	g/100 g de muestra	0,018
	Ac. Palmítico(C16:0)	0,016	g/100 g de muestra	0,327
Ac. Palmítolico (C16:1)	0,006	g/100 g de muestra	0,056	
Ac. Pentadecanoico(C15:0)	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007	
Ac. Tricosanoico (C23:0)	0,010	g/100 g de muestra	< 0,010	
Ac. Tridecanoico(C13:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. Undecanoico(C11:0)	0,003	g/100 g de muestra	< 0,003	
Ac. y-linolénico(C18:3(w 6))	0,007	g/100 g de muestra	< 0,007	
Ac. Linolénico(C18:3(w 3))	0,007	g/100 g de muestra	0,009	

LCMLímite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08545/20

Pág. 3/3

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ácidos Grasos Saturados	0,003	g/100 g de muestra	0,472
	Ácidos Grasos Monoinsaturados	0,002	g/100 g de muestra	0,122
	Ácidos Grasos Polinsaturados	0,003	g/100 g de muestra	0,208
	Ácidos Grasos No Identificados	-	g/100 g de muestra	0,028
	Ácidos grasos total	-	g/100 g de muestra	0,83

LCMLímite de cuantificación del método

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Otros - ácidos grasos Trans	0,011	g/100 g de muestra	< 0,011
	Ácidos grasos omega 3	0,004	g/100 g de muestra	0,181
	Ácidos grasos omega 6	0,003	g/100 g de muestra	0,027
	Ácidos grasos omega 9	0,008	g/100 g de muestra	0,018
	Ácidos grasos DHA	0,038	g/100 g de muestra	0,115
	Ácidos grasos EPA	0,014	g/100 g de muestra	0,057
	EPA + DHA	0,014	g/100 g de muestra	0,172

LCMLímite de cuantificación del método

MÉTODOS

Azúcares individuales y totales: AOAC 80-04.01, 11 th Ed 2009. Determination of simple sugars in cereal products. HPLC. Method
Composición de Ácidos Grasos: AOAC-996.06, c41, 21st Ed.2019.Fat (Total, Saturated, and Unsaturated) in Foods Hydrolytic Extraction Gas Chromatographic Method
Vitamina E (isómeros): UNE-EN 12822 2014. Productos alimenticios. Determinación de vitamina E mediante cromatografía líquida de alta resolución. Medición de los tocoferoles alfa-, beta-, gamma- y delta-
Carbohidratos: Cálculo (no incluye fibra cruda)
Ceniza: NTP 209.019. Sección 2.6. 1976 (Revisada el 2015). Alimentos balanceados para animales. Métodos de ensayo.
Fibra Cruda: AOCS - BA 6 84. 7ma Edición 2017. Crude Fiber in Oilseed By - Products. (Usando fibra cerámica)
Grasa: NTP 201.016. 2002. (Revisada el 2017). Carnes y Productos Cármicos. Determinación del contenido de grasa total
Humedad: NTP-ISO 6496. Sección 8.2 2011. (Revisada el 2016). Alimentos para animales. Determinación del contenido de humedad y de otra materia volátil
Proteína: AOAC 984.13, c4, 21st Ed. 2019. Protein. (Crude) in Animal Feed and Pet Food. Copper Catalyst Kjeldahl Method .

OBSERVACIONES

Prohibida la reproducción parcial de este informe, sin la autorización escrita de CERPER S.A.
 Los resultados de los ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de la calidad de la entidad que lo produce.

Callao, 31 de diciembre de 2020
 AM

Anexo 9 Resultados del análisis de composición nutricional de harina de biofouling por laboratorio CERPER.

INFORME DE ENSAYO N° 1-08544/20

Pág. 1/3

Solicitante : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
 Domicilio legal : Av. Pedro Silva Zona B Nro. 395 - San Juan de Miraflores - Lima
 Producto declarado : HARINA A BASE DE ORGANISMOS INVERTEBRADOS MARINOS
 Cantidad de Muestras para el Ensayo : 1 muestra x 500 g
Muestra proporcionada por el solicitante
 Identificación de la muestra : BSFOULING
 Forma de Presentación : En bolsa ziploc, cerrada y conservada a temperatura ambiente
 Fecha de recepción : 2020 - 12 - 11
 Fecha de inicio del ensayo : 2020 - 12 - 14
 Fecha de término del ensayo : 2020 - 12 - 21
 Ensayo realizado en : Laboratorio Físico Química - Cromatografía / Físico Química - Alimentos
 Identificado con : H/S 20009277 (EXAI-13164-2020)
 Validez del documento : Este documento es válido solo para la muestra descrita

Análisis Físico Químico:

Ensayos	Unidad	Resultados
Proteína (N x 6,25)	g/100 g	13,68
Grasa	g/100 g	0,44
Humedad	g/100 g	5,43
Ceniza	g/100 g	68,42
Fibra Cruda	g/100 g	2,97
Carbohidratos	g/100 g	12,03

Análisis Cromatografía-HPLC:

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Azúcares individuales y totales	Fructosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Glucosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Lactosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Maltosa	0,70	g/100 g	<0,70
	Sacarosa	0,70	g/100 g	<0,70
Azúcares Totales	-	g/100 g	<0,70	
Azúcares reductores	-	g/100 g	<0,70	

LCM.Límite de cuantificación del método

Ensayo	LCM	Unidad	Resultados	
Vitamina E (isómeros)	Isómero alfa	0,02	mg/100 g	0,16
	Isómero delta	0,06	mg/100 g	<0,06
	Isómeros beta + gama	0,12	mg/100 g	<0,12

LCM.Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08545/20

Pág. 2/3

Análisis Cromatografía-GC:

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ac. Araquídico(C20:0)	0.014	g/100 g de muestra	< 0.014
	Ac. Araquídico(C20:4(w 6))	0.006	g/100 g de muestra	0.010
	Ac. behénico (C22:0)	0.019	g/100 g de muestra	< 0.019
	Ac. Butírico(C4:0)	0.097	g/100 g de muestra	< 0.097
	Ac. Caprílico(C10:0)	0.010	g/100 g de muestra	< 0.010
	Ac. Caprílico(C8:0)	0.022	g/100 g de muestra	< 0.022
	Ac. Caproico(C6:0)	0.033	g/100 g de muestra	< 0.033
	Ac. cis-10 pentadecenoico(C15:1)	0.002	g/100 g de muestra	0.002
	Ac. cis-10-Heptadecenoico(C17:1)	0.007	g/100 g de muestra	< 0.007
	Ac. Cis-11, 14, 17- Eicosatrienoico(C20:3(w 3))	0.004	g/100 g de muestra	< 0.004
	Ac. Cis-11, 14-Eicosadienoico(C20:2)	0.022	g/100 g de muestra	< 0.022
	Ac. Cis-11-Eicosenoico(C20:1)	0.011	g/100 g de muestra	0.040
	Ac. Cis-13, 16- Docosadienoico(C22:2)	0.012	g/100 g de muestra	< 0.012
	Ac. cis-4, 7, 10, 13, 16, 19-Docosahexaenoico(C22:6(w 3) DHA)	0.038	g/100 g de muestra	0.115
	Ac. cis-5, 8, 11, 14, 17-Eicosapentaenoico(C20:5(w 3) EPA)	0.014	g/100 g de muestra	0.057
	Ac. Cis-8, 11, 14- Eicosatrienoico(C20:3(w 6))	0.003	g/100 g de muestra	< 0.003
	Ac. Elaidico (trans)(C18:1(w 9 trans))	0.008	g/100 g de muestra	< 0.008
	Ac. Erucico(C22:1(w 9))	0.010	g/100 g de muestra	< 0.010
	Ac. Estéarico(C18:0)	0.018	g/100 g de muestra	0.08
	Ac. Henicosanoico(C21:0)	0.032	g/100 g de muestra	< 0.032
	Ac. Laurico(C12:0)	0.007	g/100 g de muestra	< 0.007
	Ac. Lignocenoico(C24:0)	0.026	g/100 g de muestra	< 0.026
	Ac. Linoleádico (trans)(C18:2(w 6 trans))	0.007	g/100 g de muestra	< 0.007
	Ac. Linoleico(C18:2(w 6 cis))	0.009	g/100 g de muestra	0.017
	Ac. Margarico(C17:0)	0.006	g/100 g de muestra	0.019
	Ac. Mirístico(C14:0)	0.011	g/100 g de muestra	0.046
	Ac. Mirístico(C14:1)	0.004	g/100 g de muestra	0.006
	Ac. Nervónico(C24:1)	0.010	g/100 g de muestra	< 0.010
	Ac. Oleico(C18:1(w 9 cis))	0.017	g/100 g de muestra	0.018
	Ac. Palmítico(C16:0)	0.016	g/100 g de muestra	0.327
Ac. Palmítico(C16:1)	0.006	g/100 g de muestra	0.056	
Ac. Pentadecanoico(C15:0)	0.007	g/100 g de muestra	< 0.007	
Ac. Tricosanoico (C23:0)	0.010	g/100 g de muestra	< 0.010	
Ac. Tridecanoico(C13:0)	0.003	g/100 g de muestra	< 0.003	
Ac. Undecanoico(C11:0)	0.003	g/100 g de muestra	< 0.003	
Ac. γ-linolenico(C18:3(w 6))	0.007	g/100 g de muestra	< 0.007	
Ac. Linolenico(C18:3(w 3))	0.007	g/100 g de muestra	0.009	

LCM.Límite de cuantificación del método

INFORME DE ENSAYO N° 1-08545/20

Pág. 3/3

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Ácidos Grasos Saturados	0.003	g/100 g de muestra	0.472
	Ácidos Grasos Monoinsaturados	0.002	g/100 g de muestra	0.122
	Ácidos Grasos Polinsaturados	0.003	g/100 g de muestra	0.208
	Ácidos Grasos No identificados	-	g/100 g de muestra	0.028
	Ácidos grasos total	-	g/100 g de muestra	0.83

LCM.Límite de cuantificación del método

Ensayo		LCM	Unidad	Resultados
Composición de Ácidos Grasos	Otros - ácidos grasos Trans	0.011	g/100 g de muestra	< 0.011
	Acidos grasos omega 3	0.004	g/100 g de muestra	0.181
	Acidos grasos omega 6	0.003	g/100 g de muestra	0.027
	Acidos grasos omega 9	0.008	g/100 g de muestra	0.018
	Acidos grasos DHA	0.038	g/100 g de muestra	0.115
	Acidos grasos EPA	0.014	g/100 g de muestra	0.057
	EPA + DHA	0.014	g/100 g de muestra	0.172

LCM.Límite de cuantificación del método

MÉTODOS

Azúcares individuales y totales: AACC 80-04.01. 11 th Ed 2009. Determination of simple sugars in cereal products. HPLC. Method
Composición de Ácidos Grasos: AOAC-996.06, c41, 21st Ed.2019.Fat (Total, Saturated, and Unsaturated) in Foods Hydrolytic Extraction Gas Chromatographic Method
Vitamina E (isómeros): UNE-EN 12822 2014. Productos alimenticios. Determinación de vitamina E mediante cromatografía líquida de alta resolución. Medición de los tocoferoles alfa-, beta-, gamma- y delta-
Carbohidratos: Cálculo (no incluye fibra cruda)
Cenizas: NTP 209.019. Sección 2.6. 1976 (Revisada el 2015). Alimentos balanceados para animales. Métodos de ensayo.
Fibra Cruda: AOCS - BA 6 84. 7ma Edición 2017. Crude Fiber in Oilseed By - Products. (Usando fibra cerámica)
Grasa: NTP 201.016. 2002. (Revisada el 2017). Carnes y Productos Cármicos. Determinación del contenido de grasa total
Humedad: NTP-ISO 6496.Sección 8.2 2011.(Revisada el 2016). Alimentos para animales. Determinación del contenido de humedad y de otra materia volátil
Proteína: AOAC 984.13, c4, 21st Ed. 2019. Protein. (Crude) in Animal Feed and Pet Food. Copper Catalyst Kjeldahl Method.

OBSERVACIONES

Prohibida la reproducción parcial de este informe, sin la autorización escrita de CERPER S.A.
 Los resultados de los ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de la calidad de la entidad que lo produce.

Callao, 31 de diciembre de 2020
 AM

Anexo 10 Resultados del análisis de macronutrientes y micronutrientes de la harina del biofouling.



CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES

“COLECBI” S.A.C.

REGISTRADO EN LA DIRECCIÓN GENERAL DE POLÍTICA Y DESARROLLO PRODUCTIVO - PRODUCE

INFORME DE ENSAYO N° 20220702-007-1

Pág. 1 de 1

SOLICITADO POR : UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS.

DIRECCIÓN : Calle Germán Amézaga N° 375 Edificio Jorge Basadre Ciudad Universitaria Lima.

NOMBRE DEL CONTACTO DEL CLIENTE : Liliana Tapia.

PRODUCTO (DECLARADO POR EL CLIENTE) : **ABONO ORGÁNICO.**

LUGAR DE MUESTREO : NO APLICA

MÉTODO DE MUESTREO : NO APLICA

PLAN DE MUESTREO : NO APLICA.

CONDICIONES AMBIENTALES DURANTE EL MUESTREO : NO APLICA

FECHA DE MUESTREO : NO APLICA

CANTIDAD DE MUESTRA : 01 muestra.

PRESENTACIÓN DE LA MUESTRA : En bolsa de polietileno transparente cerrada.

CONDICIÓN DE LA MUESTRA : En buen estado.

FECHA DE RECEPCIÓN : 2022-07-02

FECHA DE INICIO DEL ENSAYO : 2022-07-02

FECHA DE TÉRMINO DEL ENSAYO : 2022-09-01

LUGAR REALIZADO DE LOS ENSAYOS : Laboratorio Físico Químico.

CÓDIGO COLECBI : **SS 220702-4**

RESULTADOS

ENSAYOS	MUESTRA
	HP (02/07/2022)
Macronutrientes	
Nitrógeno (%)	1,92
Fósforo (mg/kg)	2767
Potasio (mg/kg)	2548
Calcio (mg/kg)	230462
Magnesio (mg/kg)	5782
Micronutrientes	
Hierro (mg/kg)	1854
Zinc (mg/kg)	26,4
Manganeso (mg/kg)	25
Boro (mg/kg)	24,2
Cobre (mg/kg)	9,61
Molibdeno (mg/kg)	0,56

METODOLOGÍA EMPLEADA

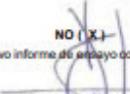
Nitrógeno: UNE-EN ISO 5983-2 Parte 2 Dic. 2006
 Metales Totales : EPA Method 3050B Rev 2. 1996/EPA Method 6010D Rev 5. 2018/EPA Method 6020 B Rev 2. 2014/Acid Digestion of Sediments, Sludges, and Soils/Inductively Coupled Plasma-Optical Emission Spectrometry/Inductively coupled Plasma-Mass Spectrometry.

NOTA :

- Informe de ensayo emitido en base a resultados de nuestro Laboratorio sobre muestras: **Proporcionadas por el Solicitante (X)** **Muestras tomadas por COLECBI S.A.C. ()**
- COLECBI S.A.C. no es responsable del origen o fuente de la cual las muestras han sido tomadas y de la información proporcionada por el cliente, que pueda afectar la validez de los resultados.
- Los resultados presentados corresponden solo a la muestra/s ensayada/s, tal como se recibió.
- Estos resultados de ensayos no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce.
- No afecto al proceso de Derivación por su perecibilidad y/o muestra única.
- El informe incluye diagrama, croquis o fotografías: **SI ()** **NO (X)**
- Cuando el informe de ensayo ya emitido se haga una corrección o modificación se emitirá un nuevo informe de ensayo completo que haga referencia al informe que reemplaza. Los cambios se identificarán con letra negrita y cursiva.

Fecha de Emisión: Nuevo Chimbote, Setiembre 01 del 2022.

GVR/jms
LC-MP -HRE
Rev. 06
Fecha 2022-05-28



A. Gustavo Vergara Ramos
CALIBRADO DE LABORATORIO
SOLICITADO POR: UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
L. R. P. 126
COLECBI S.A.C.

EL INFORME NO SE DEBE REPRODUCIR SIN LA APROBACIÓN DEL LABORATORIO, EXCEPTO EN SU TOTALIDAD

FIN DEL INFORME

COLECBI S.A.C.

Urb. Buenos Aires Mz. A - Lt. 7 1 Etapa - Nuevo Chimbote - Teléfono: 043 310752
 Celular: 998392893 - 998393974 - Apartado 127
 e-mail: colecbi@speedy.com.pe / medioambiente_colecbi@speedy.com.pe
 Web: www.colecbi.com

CORPORACIÓN DE LABORATORIOS DE ENSAYOS CLÍNICOS, BIOLÓGICOS E INDUSTRIALES S.A.C.