

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León
Área de Conocimiento de Ciencias y Tecnología
Dirección Específica de Biología
Maestría en Salud de los Cuerpos de Agua



Memoria de investigación para optar al título de:
MAGISTER SCIENTAE EN SALUD DE LOS CUERPOS DE AGUA

Título

Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo
lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes

Presentado por

Lic. Daniel Geovanny Reyes Saldaña

Tutores:

Ariel José Aguilar, PhD.

Karen Mercedes Palacios Sánchez, M.Sc.

León, noviembre 2024

¡Todos y todas juntos, vamos adelante!



CERTIFICADO

Dr. Ariel José Aguilar Profesor Titular y **M.Sc. Karen Mercedes Palacios Sánchez**, Profesores del Área de Conocimiento Específico de Biología, Ciencias y Tecnología de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua- León (UNAN-León).

CERTIFICAN QUE:

La presente memoria titulada “Calidad del agua del estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes” del Estero de Padre Ramos”, presentada por el Lic. Daniel Geovanny Reyes Saldaña para optar al título de Magister Scientae en Salud de los Cuerpos de Agua, por la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, ha sido realizada bajo nuestra dirección y que hallándose concluida.

AUTORIZAMOS:

Su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Dado en la ciudad de León, Departamento de León, a los 01 días de mes de noviembre 2024.

Prof. Dr. Ariel José Aguilar

Prof. M.Sc. Karen Palacios Sánchez



DEDICATORIA

Le dedico este trabajo investigativo a:

Mi padre Leopoldo Daniel reyes Baldizón, mi madre Blanca Nidia Saldaña Castillo (q.e.p.d), a mi abuelita Dora Estelvina Saldaña Lira (q.e.p.d), por su apoyo incondicional y todo el sacrificio en pro de mi desarrollo profesional, espiritual y moral preparándome para el futuro.

¡A mis familiares y amigos!



AGRADECIMIENTOS

Primeramente, damos gracias a Dios por darnos aliento de vida cada día y poder llegar a culminar esta etapa de nuestras vidas. Y por otra parte enumerar y agradecerles a todas aquellas personas que nos han ayudado a finalizar este trabajo sería una labor poco menos interminable. Es por ello que nos limitaremos a mencionar a aquellas personas cuya contribución ha sido más significativa.

Doy gracias a mi tutor el Dr. Ariel José Aguilar por habernos dado la oportunidad de trabajar nuestra tesis como parte del trabajo llevado a cabo en el Laboratorio de Fisiología Animal y el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), por su ayuda prestada y atención en todo momento, por sus palabras de ánimo, su optimismo, por transmitirnos sus conocimientos y consejos tanto para la vida laboral como enseñanza para la vida diaria y en fin gracias por formar parte de esta etapa de formación y culminarla con mucho éxito.

También le agradezco a la Cooperativa Abraham Moreno por brindarme alojamiento en las instalaciones de la caseta flotante granja de jaulas flotantes, gracias a todo el personal por habernos atendido muy bien y transmitirnos sus conocimientos.

Por otra parte, también agradecemos a la Cooperación Taiwán y al Consejo Nicaragüense de Ciencias y Tecnología por haberme financiado este proyecto, ya que sin ellos no lo fuese realizado.

También quiero agradecerle de manera especial la colaboración la M.Sc. Karen Palacios, M.Sc. Katherine Palacios y a la Ing. Dalia Lumbi por el apoyo incondicional brindado para la realización y culminación de esta investigación.

Y, por último, pero no menos importante a mis padres, hermanos, familiares y amigos que me acompañaron en este proceso de forma incondicional, comprendiéndonos, apoyándonos, alentándonos a seguir adelante en los buenos y malos momentos.

¡A todos muchísimas Gracias!



ABREVIATURAS

- ANOVA:** Análisis de Varianza
- CSIG:** Centro de Sistema de Información Geográfica.
- CIDEA:** Centro de Investigación de Ecosistemas Acuáticos
- CRM:** Cuenta Reto del Milenio
- CF:** Coliforme fecales
- CT:** Coliforme totales
- cm:** Centímetros
- cm³:** Centímetros cúbicos
- E. coli:*** *Escherichia coli*
- °C:** Grados Celsius
- 3D:** Forma Tridimensional
- km:** Kilómetros
- ml:** mililitro
- mg/L:** miligramo/ Litro
- pH:** Medida de acidez o alcalinidad de una disolución
- (P):** Puntos de Muestreo
- UIA:** Amonio ionizado
- TAN:** Nitrógeno amoniacal
- MARENA:** Ministerio del Ambiente y los Recursos Naturales
- RAMSAR:** Convención Internacional Sobre los Humedales
- CIDEA:** Centro de Investigación de Ecosistemas Acuáticos



LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Fuerzas generadoras de mareas. Sistema Tierra-Luna-Sol (Martinez, 2017).....	7
Figura 2. Fases de la Luna (Santos, 2024).....	8
Figura 3. Lineamientos del Sol, la Luna y la Tierra (Martinez, 2017).....	9
Figura 4. Ubicación de la Cooperativa Habraham Moreno (Sources: Esri, GEBCO, NOAA, National Geographic).	23
Figura 5. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (enero).....	35
Figura 6. <i>Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (febrero 1ra quincena)</i>	36
Figura 7. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (febrero 2da quincena).....	37
Figura 8. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (marzo 1ra quincena).	38
Figura 9. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (marzo 2da quincena).	39
Figura 10. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (abril).	40
Figura 11. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (mayo).....	41
Figura 12. Fluctuación de parámetros fisicoquímicos del cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno (junio).	42



LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Valores de Oxígeno disuelto (mg/L) del cuerpo de agua de la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.....	28
Tabla 2. Valores de Temperatura (°C) del cuerpo de agua de la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.	29
Tabla 3. Valores de Salinidad (ppm) del cuerpo de agua de la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.	30
Tabla 4. Valores de pH del cuerpo de agua de la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.....	31
Tabla 5. Valores de la Marea del cuerpo de agua de la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.	32
Tabla 6. Valores de metabolitos orgánicos de nitrato, ortofosfato y amonio.	33
Tabla 7. Concentraciones de grupos de algas en marea alta durante los meses muestreados.....	33
Tabla 8. Concentraciones de grupos de algas en marea baja durante los meses muestreados.....	33
Tabla 9. Análisis bacteriológico.....	34
Tabla 10. Coeficiente de correlación de Pearson.....	¡Error! Marcador no definido.



ABSTRACT

The aim of this research was to evaluate the quality of the water body of the Abraham Moreno Cooperative, Estero Padre Ramos, where red snapper is farmed in floating cages. Monthly samplings were taken for six months (January-June) in the water body where the floating cage is located, starting at 11 am and ending at 10 am the following day, completing 24 hrs. The parameters oxygen, temperature, salinity and pH were measured. Water samples were taken to perform chemical (nitrate, phosphate and ammonium), microbiological and phytoplanktonic analyses. The values fluctuated in the range of: dissolved oxygen (2.86 to 7.31 mg/l), temperature (26.5 to 31.5 °C), salinity (29 to 40 ‰) and pH (7.3 to 8.1). The fluctuation in tidal height presents a positive correlation with the behavior of dissolved oxygen and pH values. Nitrate values ranged from 5.8 - 7.11 mg/l, phosphate from 0.0025 - 0.0164 mg/l and ammonium from 0.20 - 0.3 mg/l. Diatoms were present during all sampled months. The concentration of *E. coli* is very low and there is no presence of *pseudomonas sp.*; therefore, it is within the permissible range for recreational waters. In conclusion, our results indicate favorable conditions for rearing snapper in floating cages.



RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue evaluar la calidad del cuerpo de agua de la Cooperativa Abraham Moreno, Estero Padre Ramos, donde se cultiva pargo lunarejo en jaulas flotante. Se hicieron muestreos mensuales, durante seis meses (enero-junio) en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante, iniciando a las 11 am y terminando a las 10 am del día siguiente, completando 24 hrs. Se midieron los parámetros oxígeno, temperatura, salinidad y pH. Se tomaron muestras de agua para realizar análisis químicos (nitrato, fosfato y amonio), microbiológicos y fitoplanctónicos. Los valores fluctuaron en rango de: oxígeno disuelto (2.86 a 7.31 mg/l), temperatura (26.5 a 31.5 °C), salinidad (29 a 40 ‰) y pH (7.3 a 8.1). La fluctuación de altura de marea presenta correlación positiva con el comportamiento de los valores de oxígeno disuelto y pH. Los valores de nitratos oscilaron entre los 5.8 - 7.11mg/l, fosfato entre 0.0025 – 0.0164 mg/l y amonio entre 0.20 – 0.3mg/l. El grupo diatomea se encontró durante todos los meses muestreados. La concentración de *E. coli* es muy bajo y no hay presencia de *Pseudomona sp.*; por tanto, se encuentra dentro del rango permisible para aguas recreativas. En conclusión, nuestros resultados indican condiciones favorables para realizar el cultivo de pargos en jaulas flotantes.



INDICE

CERTIFICADO	II
DEDICATORIA.....	III
AGRADECIMIENTOS	IV
ABREVIATURAS	V
LISTA DE FIGURAS	VI
LISTA DE TABLAS.....	VII
ABSTRACT.....	VIII
RESUMEN	IX
1. INTRODUCCION	1
2. OBJETIVOS.....	3
3. MARCO TEORICO	4
3.1 Sistemas Estuarinos.....	4
3.1.1 Clasificación estuarina	5
3.2 Reserva Natural Estero Padre Ramos.....	6
3.3 La Luna y las Mareas	6
3.3.1 Clases de Mareas	7
3.3.2 Ritmos de las Mareas.....	10
3.3.3 Corrientes de Marea.....	11
3.4 Parámetros fisicoquímicos	11
3.4.1 Temperatura.....	11
3.4.2 Oxígeno Disuelto.....	12
3.4.3 Potencial de Hidrogeno (pH)	13
3.4.4 Salinidad	14



3.4.5 Nitratos	14
3.4.6 Fosfatos	15
3.4.7 Amonio	16
3.5 Microorganismos	16
3.5.1 Generalidades del Fitoplancton	16
3.5.2 Bacterias	20
4. MATERIALES Y MÉTODOS	23
4.1 Área de estudio	23
4.2 Muestreo	24
4.3 Determinaciones Analíticas	25
4.3.1 Identificación de los grupos de fitoplancton y conteo celular.	25
4.3.2 Determinación de la concentración de nitrato, ortofosfato y amonio	26
4.3.3 Análisis microbiológico	26
4.4 Análisis de los datos	27
5. RESULTADOS	28
5.1 Parámetros fisicoquímicos y biológicos	28
5.1.1 Parámetros fisicoquímicos	28
5.1.2 Parámetros biológicos	33
5.2 Fluctuaciones de los niveles de oxígeno disuelto, pH y altura de la marea.	35
5.2.1 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (enero, 2020)	35
5.2.2 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (febrero, 1^{er} quincena 2020)	36
5.2.3 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (febrero, 2da quincena 2020)	37



5.2.4 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (marzo, 1ra quincena 2020).....	38
5.2.5 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (marzo, 2da quincena 2020).....	39
5.2.6 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (abril, 2020).....	40
5.2.7 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (mayo, 2020).....	41
5.2.8 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (junio, 2020).....	42
5.3 Correlación entre los valores de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la altura de marea.	43
6. Discusión.....	44
6.1 Caracterización preliminar del estado de salud del cuerpo de agua del Estero de Padre Ramos.....	44
6.2 Parámetros fisicoquímicos	44
6.3 Metabolitos Orgánicos (Nitrito, Ortofosfato y Amonio).....	47
6.4 Concentraciones algales.....	49
6.5 Bacterias.....	49
6.6 Relación de las concentraciones de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea	50
7. Conclusión.....	52
8. Recomendaciones	53
9. Bibliografía	54
10. Anexos	61



1. INTRODUCCION

La Reserva Natural Estero Padre Ramos se encuentra localizada a 40 km de El Viejo, departamento de Chinandega, el área tiene una superficie de 8,800 ha. Se caracteriza por una gran biodiversidad y riqueza de especies. En la reserva se desarrollan actividades económicas, sociales y ambientales muy diversas. Las comunidades costeras identificadas viven de los recursos que les proporciona el medio. Este estero se caracteriza por una gran biodiversidad y riqueza de especies.

La Reserva Natural Estero Padre Ramos se encuentra situada en las coordenadas geográficas siguientes: latitud norte 12°42'32", 12°55'35" y longitud oeste 87°35'55", 87°18'32", su precipitación pluvial oscila entre 1,800 y 1,500 mm (CIDEA, 2006a).

Dos penínsulas la separan de la parte oceánica: Venecia al oeste y Estero Padre Ramos y Jiquilillo al este. El ancho de la bocana del Estero Padre Ramos es de unos 500 metros aproximadamente, dando lugar a un gran espejo de agua que se ensancha para luego dividirse en otros esteros o caletas: Mechapa, Puerto Arturo, Santa Rita, Jobo Dulce, La Virgen del Hato y San Cayetano. Entre estas ramificaciones existen pequeñas penínsulas que se internan en el Estero: Kilaca, El Tintal, Champerico, Chichigualtepe y El Chino. Además, se encuentran tres pequeños islotes, el más grande de ellos, La Mona, situado frente a La Ballona, está habitado (Ramirez, 2004).

El Área Protegida Reserva Natural Estero Padre Ramos, creada bajo decreto No 13-20 del 08 de septiembre de 1983 ubicada sobre la costa del Pacífico, comprende las áreas del Estero y sus ramificaciones. El área comprende esteros, mangles, penínsulas e islotes, costas y playas.

La industria pesquera y acuícola es un sector que representa gran impacto en la dinamización de la economía, tal es el caso de las familias de las comunidades del estero Padre Ramos y Aserraderos del municipio de El Viejo, Chinandega,



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

quienes se dedican al cultivo de pargo lunarejo en jaulas flotantes, dicha actividad se ha convertido en una fuente de ingresos fijos para estas familias pasando de ser pescadores a acuicultores (CIDEA, 2006a).

El presente estudio tiene por objetivo determinar la capacidad de carga del estero Padre Ramos en el área de la jaula flotante de pargo, ya que, con ello, se tendrá una línea base y se conocerá el potencial del cuerpo de agua, para el desarrollo de la actividad del cultivo de pargo en jaula, el cual es un sistema innovador de producción, que se iniciara a implementar en las áreas costeras, evitando así la sobre explotación del recurso marino y estuarino.



2. OBJETIVOS

General.

- Evaluar la salud del cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo en jaulas flotantes de la Cooperativa Abraham Moreno, ubicada en el Estero Padre Ramos, Chinandega, Nicaragua.

Específicos.

- Medir las concentraciones de oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, amonio, nitrato y fosfato en el cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo.
- Determinar las concentraciones de los grupos de microalgas clorofitas, cianofitas, diatomeas y dinoflagelados, en el cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo.
- Determinar presencia de bacterias *E. coli* y *Pseudomona sp.* en el cuerpo de agua de la jaula flotante del Estero Padre Ramos.
- Relacionar la fluctuación de los niveles de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea.



3. MARCO TEORICO

3.1 Sistemas Estuarinos

Un estuario se define como un cuerpo de agua costero semicerrado con una conexión libre con el mar abierto, dentro del cual el agua de mar es diluida con agua dulce derivada del drenaje terrestre. Desde un punto de vista físico la definición de un estuario debe reconocer ciertas similitudes básicas en la distribución de la salinidad y la densidad, así como el patrón de circulación y los procesos de mezclado; se debe marcar también la importancia de los límites que controlan la distribución de las propiedades, el movimiento y la mezcla del agua (Pritchard, 1967).

Regularmente los estuarios se asocian a la desembocadura de los ríos; y las lagunas costeras a cuerpos de agua aislados que se asocian a llanuras costeras con aportes menores o estacionales de agua dulce. El reconocimiento de la diversidad y complejidad de diversos tipos de estuarios y lagunas costeras, la importancia de su extensión geográfica por diversos países y el interés en el estudio demostrado por algunos organismos y programas internacionales, ha llevado a algunos autores a pensar que son ecosistemas diferentes (Pritchard, 1967).

La variación estacional del rango de marea y la descarga fluvial en un estuario, como es el caso del Río Estero Real, influyen forzosamente la distribución espacial y temporal de los parámetros físico-químicos y de igual manera el material suspendido. El agua salina del océano que circula hacia dentro del estuario se mezcla con el agua de origen fluvial que se mueve hacia el océano, determinando un patrón de movimiento de todo el material suspendido y disuelto. Asimismo, las distintas concentraciones de sales, contaminantes, oxígeno, plancton de nutrientes y sedimentos son en parte controlados por un patrón de movimiento que varían considerablemente en cortos periodos (Meade, 1972).



3.1.1 Clasificación estuarina

Los estuarios se clasifican en función de diversos parámetros, ya sean físicos o químicos. A su vez existen clasificaciones fundamentadas en la morfología, el rango mareal y el grado de estratificación salina de la columna de agua. Teniendo en cuenta estos aspectos se presenta una clasificación basada en la salinidad, y en la diferencia fundamental entre los tipos de estuarios en las variaciones entre la descarga fluvial y el rango mareal; reconociendo así tres tipos de estuarios (Pritchard, 1967).

a) Estuario de cuña salina (altamente estratificado).

Este tipo de estuario se desarrolla cuando un río desemboca en el mar con mareas muy débiles (régimen micromareal) donde el agua dulce, menos densa, transita por encima del agua salada, más densa, y se forma una cuña salina que va penetrando y adelgazándose aguas arriba. Entre el agua dulce y salada hay un marcado gradiente de salinidad, por lo que se forma una haloclina muy definida. Por otra parte, las isohalinas (líneas de puntos de igual salinidad) se van disponiendo de forma horizontal, de tal manera que la posición de la cuña salina depende del caudal fluvial que se encuentre en el estero. Cuando el caudal baja, la cuña salina logra penetrar más aguas arriba logrando desplazar la cuña salina hasta la desembocadura (Pritchard, 1967).

b) Estuario parcialmente mezclado

Este se origina cuando un río desemboca en el mar con un rango mareal moderado (régimen mesomareal). Siendo las corrientes mareales significativas en toda la masa de agua lo que propicia movimientos arriba y abajo del estuario con el flujo y con el reflujo. Estos movimientos originan fenómenos de mezcla debido a la fricción entre las aguas, las corrientes mareales y la fricción con el fondo. Resultando que estos procesos de mezcla hagan que la haloclina sea mucho menos definida que en los estuarios de cuña salina (Pritchard, 1967).



c) Estuario totalmente mezclado (Sin estratificación)

Este es un tipo de estuario con rango mareal alto (régimen macromareal) dado que las corrientes mareales son capaces de romper la estratificación vertical, haciendo posible que la energía del mar haga que la columna de agua se encuentre completamente mezclada y que las isohalinas posean una disposición vertical, con un aumento de gradiente de salinidad en dirección al mar (Pritchard, 1967).

3.2 Reserva Natural Estero Padre Ramos

La Reserva Natural Estero Padre Ramos está ubicada en la región del Pacífico de Nicaragua, específicamente en el municipio de El Viejo, departamento de Chinandega, limitada así: al norte con el Volcán Cosigüina, al sur con la Comarca Los Clavos, al este con el Cerro Los Caracoles, y la Comarca Virgen del Hato, y al oeste con el Océano Pacífico, (CIDEA, 2006a).

El área protegida está conectada a una cuenca hidrográfica de 311.93 Km² con un perímetro de 90.60 Km y una elevación puntual máxima de 417 m.s.n.m. Dentro de este contexto geográfico la reserva está constituida en su totalidad por un ecosistema estuarino de manglares que articula las zonas salitrosas con los bosques de mangle en distintos gradientes de inundación con un ramificado sistema estuarino que a su vez conecta con las aguas marinas costeras del litoral Pacífico. Por su característica geomorfológica la cuenca hidrográfica que drena al ecosistema de la reserva lo constituyen terrenos con relieves en forma de lomas de poca elevación que dan como resultado un drenaje natural moderado a bajo que reduce los riesgos de deslizamientos o derrumbes y de inundaciones (Ramirez, 2004).

3.3 La Luna y las Mareas

Las mareas son los movimientos periódicos de ascenso y descenso de las aguas del mar. De momento basta decir que la causa de las mareas es la atracción gravitatoria ejercida por la Luna y el Sol. El efecto de la primera es más importante, a pesar de que la Luna es mucho más pequeña que el Sol, debido a la proximidad



de la Luna a la Tierra comparada con la distancia entre la Tierra y el Sol, (Mederos-Martín, 2009).

El sistema Tierra-Luna-Sol

Aunque el Sol está mucho más lejos que la Luna, es bastante grande y también ejerce una atracción gravitacional sobre el sistema Tierra-Luna y contribuye a la formación de un abultamiento de agua de marea. Las explicaciones sobre las fuerzas gravitacional y centrífuga de la Luna también aplican al Sol. Por consiguiente, en la Tierra se forman abultamientos de agua en el lado del Sol y en el lado opuesto al Sol, de la misma manera que se forman en el lado de la Luna y opuesto a la Luna. Sin embargo, la intensidad que aportan las fuerzas solares a los abultamientos de agua de marea son solo la mitad de las fuerzas lunares aproximadamente.

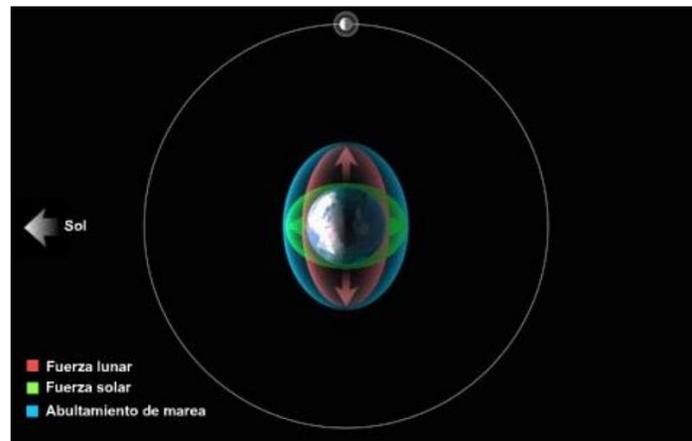


Figura 1. Fuerzas generadoras de mareas. Sistema Tierra-Luna-Sol (Martinez, 2017).

3.3.1 Clases de Mareas

Según Mederos-Martin (2009), puesto que la causa de las mareas es la atracción gravitatoria ejercida por la Luna y el Sol, la situación relativa de estos dos astros con respecto a la Tierra en un momento dado hará que sus respectivas atracciones se sumen, dando lugar a mareas más pronunciadas de lo habitual, o, por el contrario, puede ocasionar que las respectivas atracciones se compensen parcialmente dando lugar a mareas menos pronunciadas de lo habitual. No es de extrañar, por tanto, que la altura máxima que alcanzará el agua (pleamar) un determinado día



esté de alguna manera relacionada con la fase en la que se encuentre la Luna. Además, puesto que las órbitas de la Luna y el Sol sobre la esfera celeste no se encuentran exactamente sobre el mismo plano y cada uno de estos astros tarda un tiempo diferente en recorrer su órbita (un año el Sol y un mes la Luna), resultará que habrá momentos en que la suma de ambas atracciones es más efectiva o la compensación de ambas es más completa.

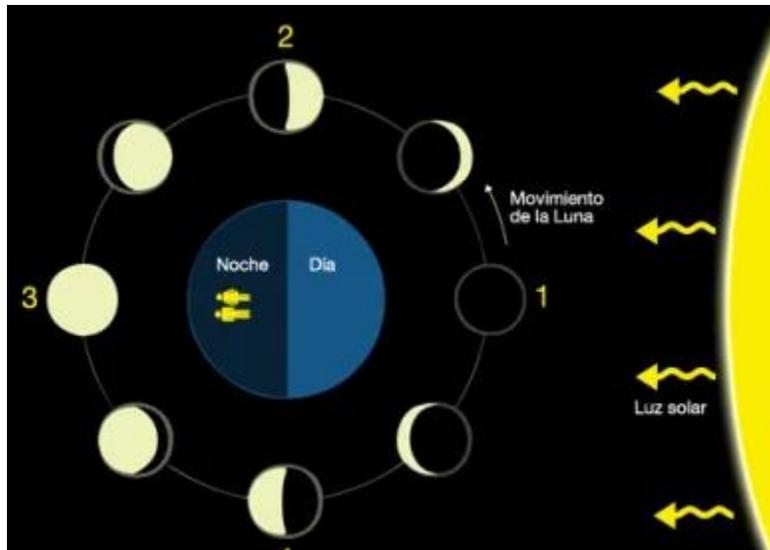


Figura 2. Fases de la Luna (Santos, 2024).

3.3.1.1. Mareas vivas o de sicigias.

Se dan cuando el Sol, la Luna y la Tierra se encuentran alineados (posiciones 1 y 5 en la figura 1.2), o sea se dan cuando hay Luna llena o Luna nueva. En el primero de los casos se llama de oposición (el Sol y la Tierra están en oposición respecto a la Tierra) mientras que cuando tiene lugar con Luna nueva se denomina de conjunción (pues entonces el Sol y la Luna están, respecto a la Tierra, en conjunción). Tanto en una como en la otra las fuerzas de marea ejercidas por la Luna y el Sol se suman, consiguiéndose así pleamares más altas y bajamares más bajas que los valores promedio, (Mederos-Martín, 2009).

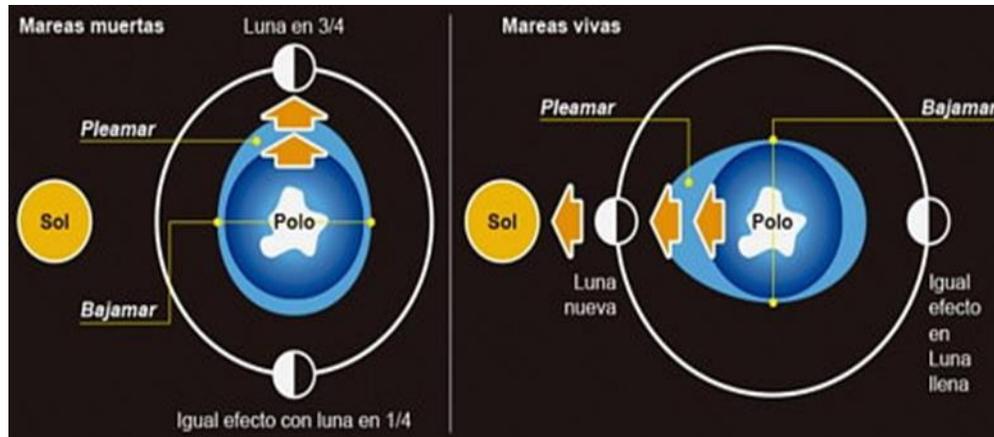


Figura 3. Lineamientos del Sol, la Luna y la Tierra (Martinez, 2017).

3.3.1.2. Mareas Muertas o de Cuadratura

Son las mareas menos intensas y se dan al encontrarse el sistema Tierra-Sol-Luna en posiciones como la 3 y la 7 de la figura 1.2, es decir se dan cuando la Luna está en cuarto menguante o en cuarto creciente, puesto que entonces las atracciones gravitatorias de la Luna y el Sol se compensan parcialmente. En la mayoría de los lugares existe un retraso entre las fases de la Luna y su efecto sobre las mareas. Por ejemplo, en el Mar del Norte las mareas vivas y muertas tienen lugar dos días después de la Luna llena o nueva o la Luna en cuarto creciente o menguante, respectivamente. Este retraso se llama edad de la marea.

Sin embargo, los océanos no forman una capa uniforme, igualmente profunda, repartida sobre toda la superficie de la Tierra. No todos los océanos y mares oscilan de igual manera ante las fuerzas ejercidas por el Sol y la Luna, sino que, por el contrario, cada uno ellos tienen su periodo natural de oscilación ante una fuerza aplicada. Por decirlo de alguna manera (no rigurosa), si aplicamos la misma fuerza a distintos columpios, por ejemplo, no todos ellos oscilarán de la misma manera, sino que cada uno tendrá su periodo natural de oscilación que dependerá de sus características particulares. Así que la marea teórica descrita en el párrafo anterior no es exactamente real. En algunos casos observaremos dos pleamares con sus correspondientes bajamares entre medias a lo largo de un día lunar (es decir, de aproximadamente 24 horas y 50 minutos) mientras que en otros lugares solo



observaremos una sola pleamar con una única bajamar o, incluso, situaciones mixtas, (Mederos-Martín, 2009).

3.3.1.3. Mareas Semidiurnas

Cuando hay dos pleamares y dos bajamares en cada día lunar, con las dos pleamares alcanzando niveles del agua muy parecidos.

3.3.1.4. Mareas Diurnas

Solamente una pleamar y una bajamar tienen lugar durante un día lunar. Este tipo de mareas, bastante más raras que las semidiurnas, se dan en la costa norte del Golfo de México, en el Mar de Java, en el Golfo de Tonkin y en algunos otros lugares.

3.3.2 Ritmos de las Mareas

De no existir el fenómeno de las mareas, el agua del mar tendría un nivel prácticamente constante que llamamos nivel medio del mar. Sin embargo, debido a la existencia de mareas, el nivel del agua alcanza, en su movimiento de ascenso, una altura máxima que se llama pleamar. La mínima altura alcanzada, dando lugar a la menor profundidad de agua, es la bajamar. La diferencia de altura entre la pleamar y la bajamar se llama amplitud de la marea, (o, también, carrera de la marea). Para un mismo lugar de la Tierra, la amplitud de la marea varía de un día a otro puesto que la altura alcanzada por el agua depende de las posiciones relativas de la Tierra, el Sol y la Luna dando lugar.

Dada por el agua depende de las posiciones relativas de la Tierra, el Sol y la Luna dando lugar, a mareas vivas o muertas. El ritmo de la creciente y de la vaciante, es decir, la velocidad a la que sube o baja la marea, no es uniforme. Así, partiendo de la bajamar, la marea comienza inicialmente a subir lentamente para después subir más deprisa hasta que se alcanza creciente cesa.



3.3.3 Corrientes de Marea

Las mareas no sólo implican un movimiento ascendente y descendente del agua, sino que al subir o bajar el nivel del agua se producirán también movimientos horizontales que se conocen como corrientes de marea. La fuerza de marea en un punto dado de la Tierra no es, por lo general, vertical, sino que, por el contrario, contiene tanto una componente vertical (que hace subir el nivel del agua) como una componente horizontal que contribuye al movimiento horizontal del agua, es decir, a la corriente de marea. La respuesta del agua a estas fuerzas horizontales es extremadamente compleja y muy difícil de predecir ya que depende fuertemente de numerosas variables como la forma de la costa, la profundidad, etc. Para agravar aún más las cosas, la obtención de datos sobre la corriente de marea (esencialmente dirección y velocidad de la corriente) es un problema mucho más complejo que el registro de la altura del agua (registro en el que se basan en la práctica las predicciones de la altura de la marea). Esto hace que, en definitiva, la predicción de las corrientes de marea sea en general muy difícil y poco fiable.

3.4 Parámetros fisicoquímicos

En los distintos ecosistemas acuáticos la presencia de agentes externos o contaminantes de tipo orgánico o inorgánico causa modificaciones en las características físicas y químicas del agua, perturbando la composición y distribución de las comunidades acuáticas. (Roldán, 2000). En ese sentido, las modificaciones ecológicas repercuten en los índices de biodiversidad (Sala, et al., 2000) debido a que afectan a las poblaciones de peces, plancton y especies de vida silvestre (Solís, Atondo, Nubes, Castillo, y Meraz, 2011).

3.4.1 Temperatura

Muchos factores afectan directamente la temperatura del agua, pero entre los principales tenemos la ubicación geográfica del cuerpo de agua (en regiones templadas, tropicales o subtropicales) y la época del año. Es de esperarse que un cuerpo de agua localizado en regiones templadas pudiera tener variaciones más amplias a lo largo del año que aquellos ubicados en regiones tropicales donde las variaciones de temperatura son más estrechas. En zonas costeras los máximos



alcanzan usualmente valores por arriba de los 32 °C en el agua (Gutierrez, Varona, y Contreras, 2006).

En cuerpos de agua lo suficientemente profundos se presenta una mayor probabilidad de estratificación de temperaturas durante la época seca, llamándosele epilimnion a la capa de agua superior, más cálida que la capa de abajo o hipolimnion, en la cual el agua tiene relativamente poco movimiento. Estas dos capas están separadas por una zona de transición llamada metalimnion. Mientras mayor sea la diferencia de temperatura entre las capas, más difícilmente se pueden mezclar sus aguas. A medida que pasa el año y ayudados por la acción del viento y la disminución de la temperatura, estas capas pueden llegar a circular. La temperatura afecta directamente muchos de los procesos biológicos y fisicoquímicos, incluyendo a los nutrientes que se encuentran en el agua. En especial, afecta la solubilidad de muchos elementos y principalmente el oxígeno disuelto. En condiciones normales, a medida que aumenta la temperatura, la solubilidad del oxígeno es menor (Chapman, Chisholm, y Harris, 1992)

3.4.2 Oxígeno Disuelto

Muchos autores señalan que la cantidad de oxígeno disuelto es una de las principales características para definir la salud del ecosistema (APHA, 1995). El oxígeno disuelto es vital para la mayoría de los organismos que viven en el agua. El oxígeno proviene del intercambio con la atmósfera y como producto de la fotosíntesis, llevada a cabo por las plantas acuáticas y algas. El oxígeno es usado durante la respiración, incluyendo en ello la de productores, consumidores y descomponedores. Es común observar variaciones diarias y estacionales en los valores de oxígeno en el agua. El oxígeno se mide en partes por millón (ppm) o su equivalente en miligramos por litro (mg/l) y esto puede hacerse con un oxímetro o fijando una muestra de agua para su posterior determinación (Chapman, et al., 1992).

El crecimiento descontrolado de algas y plantas acuáticas y la alta concentración de materia orgánica pueden afectar negativamente los niveles de oxígeno disuelto en



el agua. Cuando estos niveles caen por debajo de 5,0 mg/L, la vida acuática corre riesgo. Al llegar a niveles menores a 2 mg/L los peces y muchos de los invertebrados sufrirán grandes mortalidades, al punto de alcanzar un cuerpo de agua condiciones de virtual anoxia. La disminución y/o falta de oxígeno se asocia también con áreas, en donde se presentan intensos procesos de descomposición de materia orgánica.

3.4.3 Potencial de Hidrogeno (pH)

El pH es una medida de la acidez o naturaleza básica (alcalina) de una solución. Es también una medida del balance de los iones de hidrógeno [H⁺] y los iones hidroxilo negativo [OH⁻] en el agua. Los valores de pH van de 0 a 14, considerándose neutral el valor de 7. El agua que contiene más iones de hidrógeno es ácida (valores menores a 7), mientras que el agua que tiene más iones hidroxilo es básica (valores mayores a 7). La escala de pH es una escala logarítmica de base 10, lo que significa que cada número sucesivo de pH es 10 veces mayor que el anterior. Un intervalo de pH de 6,0 a 9,0 parece brindar protección a la vida de los peces de agua dulce y a los invertebrados que habitan en el fondo. El impacto medio ambiental más significativo del pH comprende efectos sinérgicos (Chapman y Kimtsach, 1992).

La sinergia comprende la combinación de dos o más sustancias que producen efectos mayores a su simple adición. Este proceso es importante en aguas superficiales. El escurrimiento de áreas agrícolas, residenciales e industriales puede contener hierro, aluminio, amoníaco, mercurio u otros componentes. El pH del agua puede determinar los efectos tóxicos, si los hubiere, de estas sustancias. En el caso de sistemas acuáticos, (Contreras, 2002) señala que los valores de pH están dados por el intercambio de CO₂ atmosférico y el agua, el cual genera ácido carbónico (H₂CO₃). La inestabilidad de este compuesto hace que forme sales, las cuales quedan disueltas en el agua como carbonatos (CO₃⁻²) y bicarbonatos (HCO₃⁻) asociados a iones de carga positiva (Na⁺, K⁺, Ca₂⁺). El agua de origen continental tiende a valores neutros de 7,0. Las variaciones de pH hacia la alcalinidad (valores mayores de 8,5) se deben principalmente a la actividad de organismos que intervienen en el ciclo del CO₂, tales como moluscos y bivalvos que, a su muerte, liberan cantidades significativas de carbonatos. Otra causa es la precipitación de



CaCO₃ a partir de suelos calcáreos y su resuspensión. En cambio, los pH bajos (menores a 7) se localizan íntimamente relacionados con procesos de descomposición de materia orgánica y liberación de ácidos. La introducción de sustancias tóxicas provenientes de la industria generalmente hace bajar los valores de pH. Se han detectado valores bajos, cercanos a 5, frecuentemente asociados a desechos provenientes de actividades industriales.

3.4.4 Salinidad

En los ecosistemas acuáticos la salinidad puede variar en dirección tanto horizontal como vertical y aun en un mismo punto puede sufrir variaciones en las diferentes estaciones del año. La temperatura es uno de los factores que hace cambiar la salinidad en un cuerpo de agua, debido a que si es elevada provoca una evaporación intensa y, por ende, un aumento de la concentración de sales. Por el contrario, los aportes de agua dulce propician la dilución del cuerpo de agua, repercutiendo en la disminución de la salinidad (Abarca y Herzing, 2002; Contreras, 2002).

3.4.5 Nitratos

El nitrógeno es uno de los elementos más abundantes. Es también uno de los dos nutrientes más importantes (el otro es el fósforo) para el crecimiento de algas y plantas acuáticas. El nitrógeno inorgánico puede existir en estado libre como un gas [N₂], o como nitrato [NO₃⁻], nitrito [NO₂⁻], o amonio [NH₄⁺]. El nitrógeno orgánico se encuentra en las proteínas y es continuamente reciclado por plantas y animales (Chapman y Kimtsach, 1992)

Muchas sustancias que llegan al agua contienen nitrógeno y actúan como nutrientes para la vida vegetal. Las reacciones de los nitratos [NO₃⁻] en el agua dulce pueden causar el agotamiento del oxígeno. En tal caso, los organismos acuáticos que dependen del suministro de oxígeno en el curso de agua morirán. Las principales rutas de ingreso de nitrógeno a las masas de agua son las aguas residuales de la industria y los municipios, tanques sépticos, descargas de corrales de engorda de ganado, residuos animales (incluyendo aves y peces). Las bacterias presentes en el agua rápidamente convierten los nitritos [NO₂⁻] en nitratos [NO₃⁻]. Los nitratos en



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

el agua potable son medidos ya sea en términos de la cantidad de nitrógeno presente como de oxígeno. El estándar máximo aceptado para el nitrato en agua potable es de 10 mg/L nitrato-N, o 50 mg/L nitrato-NO₃, cuando el oxígeno es medido a la vez que el nitrógeno. A menos que se especifique de otra forma, normalmente los niveles de nitrato se refieren solamente a la cantidad de nitrógeno presente, y el estándar normal, por lo tanto, es de 10 mg/L. En general, los peces empiezan a morir cuando los niveles alcanzan los 90 mg/L de nitratos en el agua.

3.4.6 Fosfatos

El fósforo es uno de los elementos clave necesarios para el crecimiento de plantas y animales, y en forma elemental es muy tóxico. Los fosfatos [PO₄⁻³] se forman a partir de este elemento. Su presencia puede provenir de la separación de pesticidas orgánicos que contienen fosfatos. Pueden existir en solución, como partículas, como fragmentos sueltos, o en los cuerpos de organismos acuáticos. El agua de lluvia puede provocar que distintas cantidades de fosfatos se filtren de los suelos agrícolas a los cursos de agua próximos. El fosfato estimulará el crecimiento del plancton y de plantas acuáticas que proveen alimento para los peces. Este mayor crecimiento puede provocar un aumento en la población de peces y mejorar la calidad general del agua. Sin embargo, si un exceso de fosfato ingresa en el curso de agua, las algas y plantas acuáticas crecerán demasiado, llegando a saturar el curso de agua y a utilizar grandes cantidades de oxígeno. A diferencia de lo que sucede en los lagos interiores, donde el fósforo es considerado como el elemento limitante por excelencia, los sistemas costeros son levemente eutróficos debido principalmente a la presencia de cantidades significativas de fósforo (Contreras, 2002). La relación entre la clorofila a y el fósforo ha sido demostrada. Las eventuales entradas de fósforo deben ser vigiladas que la cantidad de nitrógeno o fósforo individual, es la relación entre ellos, conocida como relación N: P (Smith, 2003), la causante de las peculiaridades de los procesos de productividad primaria y/o eutrofización (Reynolds, Tundisi, y Hino, 1983).



3.4.7 Amonio

El nitrógeno amoniacal (TAN) juega un papel importante en los sistemas marinos. Es un nutriente y una fuente de nitrógeno para el fitoplancton. Sin embargo, de otra forma, es un producto de desecho y es tóxico para los peces. Incluso a niveles bajos. La concentración de TAN en el océano varía sustancialmente, desde menos de 0,002 ppm hasta 0,7 ppm de TAN, pero generalmente es muy bajo en agua de mar superficial (<0.02 ppm de TAN) 1. Para acuarios y marinos acuicultura, algunos expertos sugieren que es prudente mantener la concentración de TAN <0,1 ppm para mantener pescado sano, y a 0,25 ppm de TAN, puede ser necesario un tratamiento inmediato.

En el agua y el agua de mar, el amoníaco existe en dos formas:

- 1) NH_3 , gas amoníaco no ionizado (UIA) disuelto en agua, tóxico para los peces.
- 2) NH_4^+ , amonio ionizado - relativamente no tóxico.

Las dos formas se miden y se informan juntas como TAN. La forma tóxica de UIA se puede calcular a partir del valor TAN medido cuando se miden también el pH, la temperatura y la salinidad.

El sistema de prueba para TAN en agua de mar incluirá equipos de prueba para TAN, pH, temperatura y salinidad (por conductividad). La proporción de UIA en el agua aumenta cuando aumenta el pH y cuando aumenta la temperatura. En agua de mar, la proporción de UIA será menor que en agua dulce. Para calcular la concentración de UIA en una muestra de agua de mar, ingrese el TAN, pH, temperatura y salinidad (Finci, Norby, y Holmes, 2007).

3.5 Microorganismos

3.5.1 Generalidades del Fitoplancton

El término fitoplancton proviene del griego $\phi\iota\tau\omicron\nu$ (phyton - planta) y $\pi\lambda\alpha\gamma\kappa\tau\omicron\varsigma$ (planktos - errante). Es un conjunto de organismos microscópicos fotosintetizadores que se encuentran en la columna de agua (Reynolds, 1984). La biomasa de las microalgas está compuesta por 20-30% de lípidos, de 40-50% de proteínas y de la parte sobrante está dividida entre los carbohidratos, que en determinadas



microalgas pueden llegar hasta el 55% de la biomasa, y otros compuestos de mínimo valor (Borowitzka, 1988; Spolaore, Joannis-Cassan, Duran, y Isambert, 2006).

Las microalgas se componen así en el producto del más eficaz estado de producción de biomasa en el ciclo de la naturaleza, siendo reconocidas como un buen recurso medioambiental y biotecnológico (Borowitzka, 1988; Spolaore, et al., 2006). A diferencia de las bacterias, hongos y levaduras, las microalgas por su acción fotosintética pueden lograr grandes beneficios simplemente utilizando energía solar adecuada y una fuente de carbono como el CO² o bicarbonatos, asimismo de nutrientes de fácil disponibilidad (Castañé, et al., 1998 ; Behrens, 1999).

Debido a los diferentes lípidos y de otros compuestos poco comunes que pueden sintetizar las microalgas estas tienen la capacidad de desarrollarse en medios diferentes y desfavorables (Guschina y Harwood, 2006). Dependiendo de la especie de microalga puede desarrollarse sobre un sustrato orgánico, con o sin presencia de luz (Travieso y Benítez, 1998; Miao y Wu, 2006).

3.5.1.1. Principales grupos de Fitoplancton

El fitoplancton presenta una gran biodiversidad, encontrándose diversas especies en función de las condiciones naturales del lugar y de la presencia o ausencia de nutrientes, episodios de eutrofización, etc. Los principales grupos de fitoplancton a estudiar son Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas, y Dinoflagelados.

Diatomeas: Son organismos unicelulares que son componentes importantes del fitoplancton como fuentes primarias de alimento para el zooplancton tanto en hábitats marinos como de agua dulce. La mayoría de las diatomeas son planctónicas, pero algunas son habitantes inferiores o crecen en otras algas o plantas. Excepto por sus gametos masculinos, las diatomeas carecen de flagelo, en su lugar muchas de estas logran locomoción de secreciones controladas en respuesta a estímulos físicos y químicos externos. Tienen conchas únicas, que sirven como su pared celular. Las conchas superpuestas, o frústulas que rodean el protoplasma de la diatomea se hacen de la sílice opalina polimerizada.



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

La identificación de las especies se basa en las marcas delicadas en sus frústulas, que comprenden un gran número de minúsculas depresiones, poros y pasadizos de forma intrincada que ponen en contacto la membrana celular de la Diatomea con el ambiente. Los frustes de diatomeas se han acumulado durante millones de años para formar la sustancia fina y friable conocida como tierra de diatomeas, que tiene una variedad de usos (por ejemplo, para filtración y aislamiento). Los restos de diatomea tanto en sedimentos marinos como de agua dulce son también importantes como indicadores de las condiciones paleoambientales en el momento en que se formaron los sedimentos. La diatomea tiene plastidios parduscos que contienen clorofilas a y c y fucoxantina.

El medio primario de reproducción es asexual, por división celular. La mayoría de las diatomeas son autotróficas, pero algunas son heterótrofas obligadas (deben absorber carbono orgánico) porque carecen de clorofila por completo. Algunas diatomeas incluso carecen de sus frustules distintivos y viven simbióticamente en los protozoos marinos grandes, proporcionando el carbón orgánico para sus anfitriones.

Cianofitas: también llamadas cianobacterias, son microorganismos procarióticos que carecen de membrana nuclear. Presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila y carotenoides como las xantofilas (mixoxantina, flavacina, luteína y zeaxantina) y ficocianina un pigmento de color azul por el cual se les denomina como algas verde azules. Las Cianobacterias son en general organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente. Estas microalgas comparten con algunas otras bacterias la capacidad de usar N_2 atmosférico como fuente de nitrógeno y pueden ser unicelulares o pluricelulares. La reproducción de las algas verde azules se lleva a cabo a través de división celular por fragmentación de colonias o de filamentos y por esporas. Presentan una pared celular similar a la de las bacterias, en el citoplasma se distingue una zona central o centroplasma donde se encuentra el ADN y otra periférica o cromoplasma donde están los corpúsculos con los pigmentos. Pueden vivir en ambientes acuáticos, sobre rocas y



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

árboles, en aguas termales soportando temperaturas de hasta 90 °C y en simbiosis con hongos formando líquenes (Lee, 2008).

Clorofitas: son algas verdes que se encuentran distribuidas por todo el mundo y su tamaño comprende desde las microscópicas, unicelulares, hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud. Todas contienen clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materias minerales, adicionalmente tienen carotenoides como la luteína y su alimento los almacenan en forma de almidón. Su reproducción puede ser sexual o asexual; incluso algunas especies presentan una reproducción con alternación de generaciones. El 90% de las Clorofitas son de hábitat de agua dulce y el 10% de hábitat marino.

Las especies de agua dulce son cosmopolitas y las marinas tienden a estar en aguas tropicales (Lee, 2008)

Dinoflagelados: son organismos unicelulares, los cuales corresponden a un grupo del fitoplancton marino de carácter cosmopolita. Se distribuyen en función de la temperatura, salinidad y profundidad, y sus características morfológicas y requerimientos nutritivos los hacen exitosos desde el punto de vista reproductivo, donde la estabilidad en la columna de agua es mayor y la concentración de nutrientes más baja. Los Dinoflagelados fluctúan entre diversos tamaños, por lo que se les ubica dentro del microplancton, y pueden ser divididos en dos grandes grupos diferenciados por la presencia o ausencia de placas de naturaleza celulósica en su pared celular o anfiesma.

De acuerdo a esta característica se les denomina tecados o atecados, respectivamente. Presentan cloroplastos en forma de discos o varillas con clorofilas a y c y algunas xantofilas específicas como la peridinina. Por tanto, las distintas combinaciones de pigmentos les proporcionan una coloración amarilla, pardo amarillento, parda, verde azul, etc. Dentro de este grupo los representantes más comunes son los Gymnodiniales (Dinoflagelados desnudos o desprovistos de caparazón) y los Peridiniales (Dinoflagelados con el cuerpo recubierto por un caparazón) (Tomas, 1997).



3.5.2 Bacterias

Ante la descarga de aguas servidas y de desechos sólidos en las regiones costeras del mundo, a partir de fuentes puntuales y no puntuales, muchos países han puesto en práctica medidas que tienden a reducir o prevenir la degradación que les provoca este tipo de contaminación (GESAMP, 2001), sobre todo en aquellas regiones de importancia turística o que son aptas para el cultivo de organismos acuáticos (Romero-López y Suárez-Alvarez, 1993 ; Orozco-Borbón, Segovia-Zavala, Delgadillo, y Muñoz-Barbosa, 1994).

Entre los parámetros que se utilizan para establecer si la calidad del agua es adecuada para un fin específico, está la cuantificación de microorganismos que tienen las cualidades necesarias para ser utilizados como indicadores de contaminación microbiológica. Estos organismos contenidos en el agua están asociados con los aportes de aguas residuales, y su importancia se relaciona con los riesgos que para la salud representa la propagación de enfermedades infecciosas (Wong y Barrera, 1996).

El indicador bacteriológico más utilizado es el grupo de organismos coliformes fecales, ya que su presencia en sistemas acuáticos es evidencia de contaminación de origen fecal. Sin embargo, la utilización de un solo parámetro puede conducir a resultados erróneos al caracterizar un cuerpo de agua considerando únicamente el peligro potencial de patógenos, por lo que estos análisis deben ser simultáneos con el registro de otros parámetros físicos y químicos que caractericen la calidad del agua, además de la evaluación de los niveles de contaminación bacteriológica (Wong y Barrera, 1996).

Según la Organización Mundial de la Salud, la salmonelosis es una de las cuatro principales causas de enfermedades diarreicas en el mundo (2017). En Latinoamérica es, sin duda, la enfermedad transmitida por alimentos más difundida (Gil y Samartino, 2001). La distribución de la salmonelosis abarca los cinco continentes y dada su importancia epidemiológica y ecológica los costos materiales e inmateriales de los esfuerzos de prevención, tratamiento y control de esta enfermedad suelen ser altos (Acha y Szyfres, 2003). Además de lo anterior, la



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

salmonelosis es importante en salud pública porque es causada por un género bacteriano implicado en casos de resistencia a antibióticos (Calderón, et al., 2012).

La salmonelosis es una zoonosis causada por enterobacterias del género *Salmonella* que se desarrollan en el tracto intestinal de varias especies de vertebrados incluyendo el ser humano (Acha y Szyfres, 2003). Se ha descrito en mamíferos, aves, reptiles, anfibios y peces (Carrera, 2019). Se sabe, también que las mascotas exóticas –principalmente las tortugas acuáticas– son fuentes comunes de *Salmonella* para el ser humano, especialmente para los niños que suelen tener un contacto frecuente con estos animales (Angulo, et al., 2010).

La contaminación de playas en América Latina y el Caribe, causadas por descargas sin control de desagües domésticos no tratados, constituye un problema serio de salud para la población, en algunos casos son problemas permanentes de algunas playas como las de Lima, y en otros son consecuencia de circunstancias excepcionales como el colapso del sistema de tuberías de desagüe que contaminó las playas de Río de Janeiro-Brasil en el 2003 (Galv, 2003).

Se debe considerar que hay tres fuentes principales de contaminación fecal humana del agua de mar de uso recreacional: desagües domésticos, descargas de ríos y otros cursos de agua, y directamente del bañista. Para evaluar la calidad microbiana del agua de mar, existen guías y normas de calidad que utilizan microorganismos indicadores, los cuales indirectamente sugieren la presencia potencial de microorganismos patógenos. Una guía es la concentración máxima sugerida del indicador, que está asociada con riesgos inaceptables para la salud, una norma es una guía establecida por ley.

Los indicadores de contaminación fecal más utilizados en los diferentes países son los Coliformes totales (CT) y los Coliformes fecales (CF). Sin embargo, numerosos estudios revelan que no existe relación significativa entre estos indicadores, sus cuantificaciones y las enfermedades relacionadas con el baño en agua de mar (López-Pérez, Bell-Fresquet, y Pérez-Hernández, 2010).



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

La Organización Mundial de la Salud recomienda utilizar como indicadores de contaminación fecal para aguas costeras a *Escherichia coli* y *Streptococos fecales*, debido a que *Escherichia coli* uno de los indicadores más sensibles del grado de contaminación en las cercanías de los desagües ya que los *Streptococos fecales* sobreviven más tiempo en agua de mar que los Coliformes.

La bioluminiscencia en los mares no se encuentra limitada sólo a las oscuras profundidades, sino que ocurre por todas partes. Un fenómeno que algunos llaman “mares fosforescentes” se da cuando en la superficie del agua se concentran millones de dinoflagelados, los cuales emiten luz al ser desplazados por las corrientes y vientos. Pero es en las partes más profundas del océano donde viven los animales que poseen los órganos más desarrollados involucrados en la producción de reacciones lumínicas (Penchaszadeh y Brögger, 2006).



4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Área de estudio

Este estudio se llevó a cabo en la cooperativa: Abraham Moreno en la comunidad de Venecia ubicada en la Reserva Natural Estero Padre Ramos, municipio de El Viejo, departamento de Chinandega, en las siguientes coordenadas: 12.798676 N, -87.479935 W

La cooperativa cuenta con cuatro jaulas flotantes que miden 5 mts x 5 mts x 5 mts, con mallas de haz de luz de 3 pulgadas en la que se cultivan organismos para fines comerciales y reproductores para garantizar la perpetuidad de la especie en el estero.

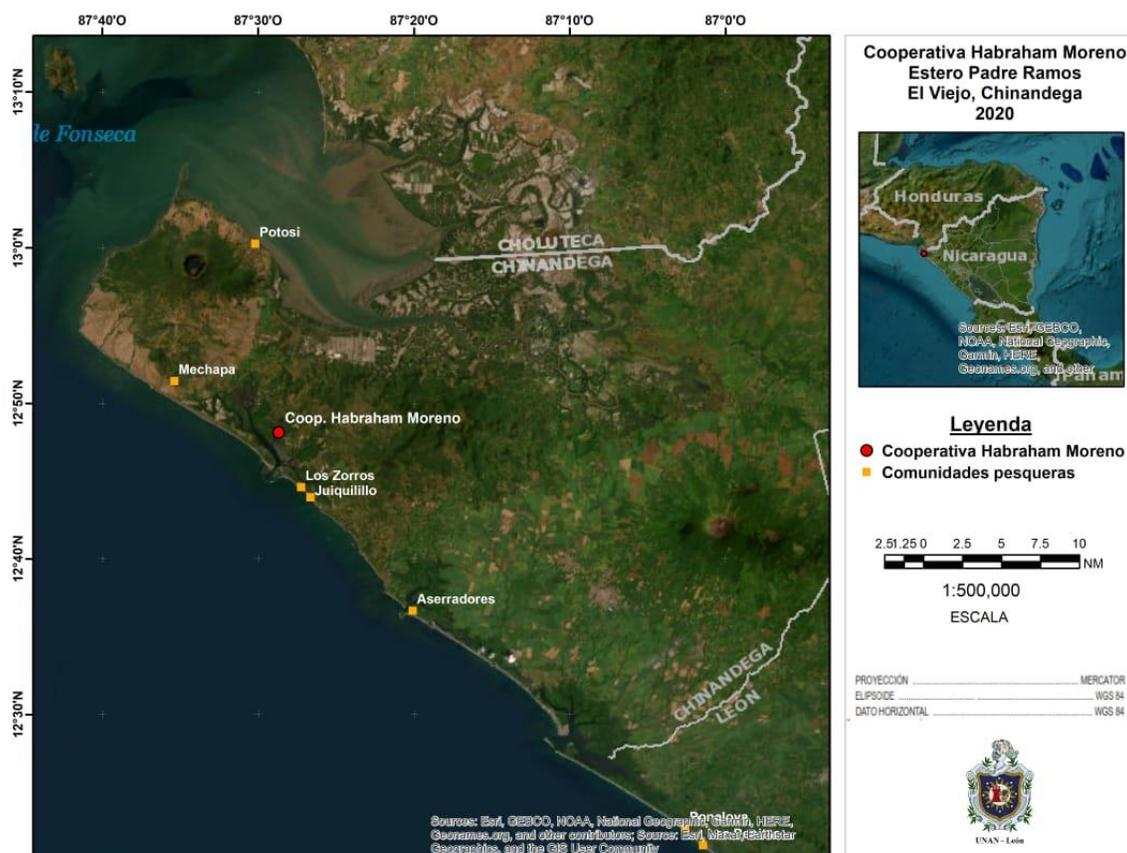


Figura 4. Ubicación de la Cooperativa Abraham Moreno (Sources: Esri, GEBCO, NOAA, National Geographic).



4.2 Muestreo

Los muestreos se realizaron una vez al mes durante seis meses (enero-junio, 2020), a excepción de los meses de febrero y marzo que se realizaron dos (uno por quincena), la toma de muestras se realizó en la jaula flotante, iniciando a las 1 de la mañana y finalizando a las 10 de la mañana del día siguiente, completando 24 hrs.

El procedimiento para la toma de datos fue el siguiente:

In situ:

Los parámetros fisicoquímicos (salinidad, oxígeno disuelto, pH y temperatura) se midieron a 30 y 50 cm de profundidad del cuerpo de agua, siempre en el área de las jaulas.

Las muestras de agua se tomaron en un extremo de la jaula flotante (bajo el agua, entre 30 y 50 cm de profundidad).

Para la toma de temperatura y OD se utilizó un oxigenómetro marca (YSI).

La salinidad se obtuvo por medio de un refractómetro marca J&G SG.

El pH se midió con un pH-metro marca (pH EcoTestr) el cual se introdujo en la superficie del agua.

Tras cada toma de medida el refractómetro de los equipos era lavado con agua destilada para realizar las siguientes lecturas de muestreo.

En total se realizaron 24 muestreos en un intervalo de una hora, completando así las 24 horas continuas de un día completo de evaluación de la fluctuación de los parámetros.

Ex situ:

Se tomaron muestras de aguas para los análisis microbiológicos y químicos:

Microalgas: Las muestras de agua se obtuvieron en el centro del río, usando un tubo de PVC de 2 pulgadas y 100 cm de alto para obtener muestra de 1 m de la



columna de agua durante marea alta y baja, obteniendo dos muestras por muestreo. El agua se depositaba en una cubeta con capacidad de 50 lts y del volumen de agua, se extrajo un 1lt de muestra en botellas del mismo volumen donde a esta se le aplicó 1ml de Lugol para la fijación de las células. Para realizar el análisis bacteriológico se tomó un litro de agua y se colocó en hielo hasta su análisis en el laboratorio.

Parámetros Químicos: Se usó botella esterilizada con capacidad de 1,000 ml para coleccionar la muestra de agua, la cual fue trasladada hacia el laboratorio de Fisiología Animal del Departamento de Biología en un congelador a -27°C para su resguardo.

4.3 Determinaciones Analíticas

4.3.1 Identificación de los grupos de fitoplancton y conteo celular.

La identificación de los grupos de microalgas del Estero Padre Ramos se realizó mediante un microscopio óptico convencional y cámaras implementadas para la lectura y cuantificación de fitoplancton, con el apoyo del uso de manuales y catálogos de manera que fuese más factible su determinación. Previo a la realización de cada una de las lecturas, se tomaron 100 ml de la muestra y se sedimentó.

Cámara Neubauer: Con un gotero se agregaron 10 μl de la muestra de agua en la cámara, se colocó en el microscopio y se enfocó con el lente 4X para observar toda la cámara, posteriormente se pasó al lente de 10X para ubicar los cuadrantes, ya seleccionado se utilizó el lente de 40X para proceder a la identificación de fitoplancton, el conteo se realizó desde la parte superior izquierdo llevando así una trayectoria en forma de S, el fitoplancton encontrado en los cuatro cuadrantes se multiplica por 2,500 para obtener el número de concentración de células por mililitros.

Cámara Sedgwick-Rafter (S/R): con ayuda de un gotero se colocó un 1 ml de muestra de agua uniformemente para que no se produzcan burbujas de agua y así evitar producir un margen de error. Mediante el microscopio se enfocó con el lente



de 10x y se observó cada cuadrante que posee la cámara para realizar la identificación y cuantificación del fitoplancton presente.

En total se realizaron seis repeticiones en ambos conteos tanto para marea alta como marea baja, con el fin de observar células que no se pudieran encontrar en conteos anteriores.

4.3.2 Determinación de la concentración de nitrato, ortofosfato y amonio

a) Nitratos: Se determinaron las concentraciones de nitrato utilizando un kit comercial (MQuant™ Test Nitratos). Para desarrollar la curva estándar se usó Nitrato de Sodio (NaNO_3). Se procedió a efectuar las medidas en el espectrofotómetro (LAMBDA 25) a una longitud de onda de 338 nm.

b) Amonio: Se determinaron las concentraciones de amonio utilizando un kit comercial (MQuant™ Test Amonio). Para desarrollar la curva estándar se usó Molibdato de amonio tetrahidratado ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$). Se procedió a efectuar las medidas en el espectrofotómetro (LAMBDA 25) a una longitud de onda de 690 nm.

c) Ortofosfatos: Se determinaron las concentraciones de Ortofosfatos utilizando un kit comercial (MQuant™ Test Fosfato). Para desarrollar la curva estándar se usó Dihidrogeno fosfato de potasio (KH_2PO_4). Se procedió a efectuar las medidas en el espectrofotómetro (LAMBDA 25) a una longitud de onda de 780 nm.

4.3.3 Análisis microbiológico

Se usó el método de filtración por membrana el cual se basa en el crecimiento, la identificación y el recuento de las colonias de los microorganismos retenidos en la superficie del filtro de membrana (0,45 μ de tamaño de poro y 47 mm de diámetro), a través del cual se ha filtrado un volumen de muestra de agua (100 ml) y posteriormente incubada en dos medios de cultivo, MacConkey Agar para detectar presencia de *E. coli* y TCBS Agar para *Pseudomonas sp.*, ambos durante 24 horas a una temperatura de 37°C.



4.4 Análisis de los datos

El análisis de los datos de cada uno de los parámetros se realizó usando Sigma Stat (SPSS Inc., Chicago, IL). Los datos se mostraron como la media de cada grupo. La comparación entre la dinámica de la altura de la marea con la fluctuación de los niveles de oxígeno disuelto y pH se determinó usando el análisis de Correlación de Pearson. En todos los casos el nivel de significación se estableció con un valor de $P < 0.05$.



5. RESULTADOS

5.1 Parámetros fisicoquímicos y biológicos

5.1.1 Parámetros fisicoquímicos

5.1.1.1. Oxígeno

La tabla 1 muestra los valores de oxígeno disuelto durante 24 horas de muestreo. Los valores oscilaron desde 2.8 mg/l como valor mínimo y 7.3 mg/l como valor máximo, obtenidos en mayo y marzo respectivamente.

Tabla 1. Valores de Oxígeno disuelto (mg/L) en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.

Hora	Enero	Febrero (1ra)	Febrero (2da)	Marzo (1ra)	Marzo (2da)	Abril	Mayo	Junio
11:00	5.16	5.52	7.28	6.94	5.56	6.6	5.4	6.27
12:00	6.07	5.89	6.56	6.62	6.04	6.68	5.25	6.7
13:00	5.5	5.5	5.71	6	5.82	6.7	5.16	6.05
14:00	6.25	5.42	5.21	5.79	5.59	6.71	4.1	5.88
15:00	5.7	5.57	5.17	7.05	5.2	6.62	4.06	5.65
16:00	5.34	5.93	5.6	7.03	5.13	6.23	3.95	4.52
17:00	4.65	6.15	5.91	7.14	5.66	5.8	3.87	3.45
18:00	4.1	6.3	6.51	7.31	5.48	4.81	3.24	3.6
19:00	3.82	6.59	6.92	7.1	5.46	4.39	4.19	3.24
20:00	4.5	6.43	7	6.98	6.15	4.05	4.44	2.98
21:00	5.69	6.22	6.94	6.67	6.6	4.21	4.5	3.65
22:00	5.25	6.29	6.51	6.5	6.5	4.22	4.59	4.94
23:00	5.54	6	6.35	6.17	6.26	5.22	5.25	5.1
00:00	5.32	5.75	6.25	5.48	5.8	6.22	4.6	5.25
01:00	5.15	5.2	5.49	5.08	5.39	6.42	4.5	5.51
02:00	5.58	4.4	4.7	4.72	4.85	6.6	3.7	5.6
03:00	4.74	3.92	4.3	4.22	4.5	6.18	3.05	4.48
04:00	4.7	3.56	4.24	4.7	3.72	5.86	2.86	3.76
05:00	4.85	4.38	4.38	5.24	3.95	5.26	2.92	3.1
06:00	4.01	4.37	5.51	5.57	4.47	4.74	3	2.98
07:00	3.9	5.15	5.52	6.41	4.87	4.03	3.32	3.11
08:00	3.65	5.65	6.34	6.45	5.32	4	3.76	3.07
09:00	3.9	6.39	6.5	6.91	6	4.2	4.67	3.84
10:00	4.76	6.25	6.75	6.95	6.35	4.05	5.42	5.51
MAX	6.25	6.59	7.28	7.31	6.6	6.71	5.42	6.7
MIN	3.65	3.56	4.24	4.22	3.72	4	2.86	2.98



5.1.1.2. Temperatura

La tabla 2 muestra los valores de temperatura durante 24 horas de muestreo. Los valores oscilaron entre 26.5 °C como valor mínimo y 31.5 °C como valor máximo, obtenidos en enero y mayo respectivamente.

Tabla 2. Valores de Temperatura (°C) en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.

Hora	Enero	Febrero (1ra)	Febrero (2da)	Marzo (1ra)	Marzo (2da)	Abril	Mayo	Junio
11:00	27	29.7	28.4	29.4	29.2	30.7	31.5	30.4
12:00	27.5	29.7	28.7	29.7	29.7	30.8	31.1	31.2
13:00	27.5	29.9	28.5	29.9	29.8	31.4	31.1	30.9
14:00	27.6	29.6	28.3	29.9	29.8	30.1	31.2	30.9
15:00	27.3	29.6	28.4	30.4	29.8	30.9	31.2	30.8
16:00	27.2	30	28.5	30.2	29.7	30.9	31.1	30.8
17:00	27.2	29.9	28.4	29.8	29.7	30.7	31	30.7
18:00	27.1	29.5	28.6	29.7	29.7	30.7	30.4	30.7
19:00	27.1	29.5	28.4	29.4	29.7	30.7	30.2	30.7
20:00	27	29.4	28.5	29.2	29.7	30.5	30.7	30.4
21:00	27.1	29.2	28.6	29.1	29.3	30.6	30.6	30.7
22:00	27.3	29.1	28.3	29.2	29.1	30.5	30.6	30.8
23:00	27.3	29.1	28.2	29.2	29.1	30.8	30.7	30.6
00:00	27.3	29.1	28.2	29.2	29.2	30.5	30.6	30.4
01:00	27.4	29.1	28.1	29.1	29.3	30.4	30.2	30.4
02:00	27.4	28.9	28	29	29.3	30.3	30.2	30.4
03:00	27	28.7	27.9	28.8	29.2	30.2	29.9	30.4
04:00	26.9	28.7	27.7	28.7	29	30.2	29.8	30.3
05:00	26.9	28.6	27.8	28.4	28.9	30.1	29.7	30.1
06:00	26.7	28.7	27.8	28.7	28.9	30.1	29.7	30.2
07:00	26.6	28.8	27.7	29.2	29	30.1	30	30.3
08:00	26.5	29.1	28.1	29.2	29.4	30.1	30.5	30.4
09:00	26.7	29.2	28.3	29.3	29.5	30.4	30.7	30.8
10:00	26.8	29.3	28.3	29.4	29.4	30.3	31.3	30.6
MAX	27.6	30	28.7	30.4	29.8	31.4	31.5	31.2
MIN	26.5	28.6	27.7	28.4	28.9	30.1	29.7	30.1



5.1.1.3. Salinidad

En la tabla 3 se muestran los valores de salinidad durante 24 horas de muestreo. Los valores oscilaron entre 29 ‰ como valor mínimo y 40 ‰ como valor máximo, obtenidos en mayo y enero-febrero respectivamente.

Tabla 3. Valores de Salinidad (‰) en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.

Hora	Enero	Febrero (1ra)	Febrero (2da)	Marzo (1ra)	Marzo (2da)	Abril	Mayo	Junio
11:00	38	40	35	34	37	30	30	33
12:00	35	37	35	36	37	30	32	35
13:00	35	39	38	37	38	31	32	34
14:00	35	38	37	39	37	33	32	34
15:00	33	37	39	38	36	33	31	31
16:00	36	38	38	38	37	33	30	31
17:00	35	39	37	38	38	34	29	31
18:00	37	39	36	39	35	34	29	30
19:00	37	38	37	36	35	34	30	30
20:00	38	38	36	38	35	34	31	30
21:00	36	39	35	38	35	34	32	31
22:00	39	39	36	39	31	34	34	32
23:00	37	40	37	38	33	34	32	33
00:00	38	40	39	38	33	34	31	33
01:00	38	40	40	35	33	34	30	33
02:00	37	40	40	35	33	34	30	33
03:00	36	40	40	35	34	33	30	32
04:00	37	40	40	35	34	35	29	33
05:00	38	40	40	35	34	35	30	32
06:00	39	37	39	35	35	36	29	31
07:00	40	39	38	34	33	36	30	30
08:00	40	35	38	35	31	35	31	31
09:00	40	35	37	35	34	35	31	31
10:00	38	35	37	34	34	35	34	32
MAX	40	40	40	39	38	36	34	35
MIN	33	35	35	34	31	30	29	30



5.1.1.4. pH

En la tabla 4 se muestran los valores de pH durante 24 horas de muestreo. Los valores oscilaron entre 7.3 como valor mínimo y 8.1 como valor máximo, obtenidos en enero y abril respectivamente.

Tabla 4. Valores de pH en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.

Hora	Enero	Febrero (1ra)	Febrero (2da)	Marzo (1ra)	Marzo (2da)	Abril	Mayo	Junio
11:00	7.7	7.8	8	7.9	7.8	8.1	7.8	7.9
12:00	7.7	7.6	7.7	7.6	7.7	8.1	7.8	7.9
13:00	7.8	7.5	7.6	7.7	7.7	8.1	7.7	7.9
14:00	7.8	7.5	7.6	7.6	7.6	8.1	7.7	7.9
15:00	7.6	7.6	7.5	7.7	7.7	8.1	7.8	7.9
16:00	7.6	7.7	7.5	7.6	7.8	8.0	7.7	8.0
17:00	7.5	7.7	7.5	7.7	7.9	7.9	7.8	8.0
18:00	7.3	7.6	7.6	7.7	7.7	7.8	7.8	7.9
19:00	7.7	7.6	7.7	7.7	7.7	7.7	7.8	7.8
20:00	7.5	7.6	7.6	7.7	7.7	7.7	7.8	7.8
21:00	7.6	7.8	7.6	7.7	7.7	7.7	7.8	7.8
22:00	7.7	7.7	7.6	7.8	7.9	7.8	7.9	7.8
23:00	7.8	7.7	7.5	7.8	7.8	7.8	7.7	7.8
00:00	7.8	7.7	7.7	7.7	7.9	7.8	7.7	7.8
01:00	7.8	7.6	7.6	7.6	7.8	7.8	7.9	7.8
02:00	7.8	7.6	7.5	7.5	7.7	7.8	7.8	7.8
03:00	7.7	7.5	7.5	7.5	7.6	7.8	7.9	7.8
04:00	7.7	7.5	7.5	7.5	7.6	8.0	7.8	7.8
05:00	7.6	7.5	7.5	7.6	7.6	7.9	7.7	7.8
06:00	7.5	7.6	7.5	7.6	7.6	7.8	7.8	8.0
07:00	7.5	7.7	7.5	7.6	7.6	7.7	7.8	8.0
08:00	7.5	7.7	7.6	7.6	7.7	7.7	7.7	8.0
09:00	7.5	7.8	7.8	7.8	7.8	7.7	7.7	7.8
10:00	7.7	7.8	7.8	7.8	7.9	7.7	7.8	7.8
MAX	7.8	7.8	8	7.9	7.9	8.1	7.9	8
MIN	7.3	7.5	7.5	7.5	7.5	7.7	7.7	7.8



5.1.1.5. Altura de Marea

En la tabla 5 se muestran los valores de altura de marea durante 24 horas de muestreo. Los valores oscilaron entre 0.2 m como valor mínimo y 3 m como valor máximo, obtenidos en febrero y abril respectivamente.

Tabla 5. Valores de altura de la Marea en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno.

Hora	Enero	Febrero (1ra)	Febrero (2da)	Marzo (1ra)	Marzo (2da)	Abril	Mayo	Junio
11:00	1.9	1.5	1.6	1.3	1.9	2.0	2.4	2.3
12:00	2.5	1.3	1.3	1.0	1.6	2.4	2.1	2.6
13:00	2.6	1.0	1.0	0.8	1.4	2.8	1.8	2.3
14:00	2.4	0.9	0.8	0.6	1.2	3.0	1.4	2
15:00	2.0	0.7	0.5	0.8	0.9	2.6	1.1	1.8
16:00	1.3	1.0	0.8	1.0	0.6	2.3	0.8	1.3
17:00	0.4	1.2	1.2	1.2	0.8	2.0	0.5	0.8
18:00	0.2	1.4	1.5	1.5	1.1	1.5	0.8	0.3
19:00	0.6	1.8	1.7	1.8	1.5	1.0	1.1	0.6
20:00	1.0	2.0	2.0	2.0	1.8	0.4	1.3	0.9
21:00	1.3	2.3	2.2	2.2	2.0	0.7	1.7	1.2
22:00	1.5	2.0	2.4	1.9	2.2	1.1	2	1.5
23:00	1.8	1.7	2.1	1.6	2.0	1.5	2.2	1.8
00:00	2.0	1.5	1.8	1.3	1.8	2.0	1.9	2.1
01:00	2.4	1.2	1.4	1.0	1.5	2.5	1.7	2.4
02:00	2.0	0.9	1.0	0.8	1.2	3.0	1.4	2.1
03:00	1.9	0.7	0.2	0.5	0.9	2.5	1.1	1.8
04:00	1.7	0.5	0.4	0.7	0.7	2.0	0.8	1.4
05:00	1.4	0.7	0.7	1.0	0.4	1.5	0.5	1
06:00	1.0	0.9	1.0	1.2	0.8	1.0	0.8	0.6
07:00	0.4	1.2	1.4	1.4	1.2	0.8	1.1	0.2
08:00	0.5	1.5	1.8	1.7	1.5	0.4	1.4	0.6
09:00	1.0	1.8	2.0	2.0	1.7	0.8	1.7	1
10:00	1.7	2.0	2.2	1.8	2.0	1.0	2	1.4
MAX	2.6	2.3	2.4	2.2	2.2	3.0	2.4	2.6
MIN	0.2	0.5	0.2	0.5	0.4	0.4	0.5	0.2



5.1.1.6. Metabolitos Orgánicos (Nitrato, Ortofosfato y Amonio).

En la tabla 6 se observan los valores de nitrato, ortofosfato y amonio en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de pargo de la Cooperativa Herrera Membreño, Estero de Padre Ramos. Los datos se corresponden a los meses de enero, primer y segunda quincena de febrero y marzo.

Tabla 6. Valores de nitrato, ortofosfato y amonio en el cuerpo de agua donde se ubica la jaula flotante de pargo, Estero de Padre Ramos.

Mes	Nitrato (mg/L)	Ortofosfato (mg/L)	Amonio (mg/L)
Enero	5.8	0.0025	0.2
Febrero (1ra)	6.3	0.0221	0.3
Febrero (2da)	7.11	0.0164	0.2
Marzo	6.41	0.007	0.2

5.1.2 Parámetros biológicos

5.1.2.1. Concentración de microalgas

En las tablas 7 y 8 se observan las concentraciones de los grupos de microalgas diatomeas, clorofitas, cianofitas y dinoflagelados en marea alta y marea baja, en los meses de febrero, marzo y abril. De estos grupos, en las dos mareas del día solamente el grupo diatomeas se encontró en todos los meses de estudio.

Tabla 7. Concentración de microalga/litro en marea alta durante los meses muestreados.

Fecha	Diatomeas	Clorofitas	Cianofitas	Dinoflagelados
Febrero (1)	4,483	833,333	0	83
Febrero (2)	6,317	333,333	41,667	50
Marzo (1)	12,633	0	0	100
Marzo (2)	3,567	0	67	33
Abril	3,520	0	41,667	200

Tabla 8. Concentración de microalga/litro en marea baja durante los meses muestreados.

Fecha	Diatomeas	Clorofitas	Cianofitas	Dinoflagelados
Febrero (1)	1,500	41,667	0	0
Febrero (2)	9,550	83,333	0	500
Marzo (1)	12,467	0	41,667	83
Marzo (2)	2,567	0	0	0
Abril	1,333	41,667	0	500



5.1.2.2. Análisis bacteriológico

La tabla 9 muestra los resultados del análisis bacteriológico realizado al cuerpo de agua donde se ubica la jaula de pargo lunarejo de la Cooperativa Herrera Membreño. Los datos muestran valores despreciables para *E. coli* y no se encontró presencia de *Pseudomona sp.*

Tabla 9. Resultado del análisis bacteriológico realizado al cuerpo de agua donde se ubican las jaulas de cultivo de pargo lunarejo. Los datos muestran Unidades Formadoras de Colonia (UFC).

Mes	<i>E. coli</i> (UFC)	<i>Pseudomona sp.</i> (UFC)
Enero	30	0
Febrero	4	0
Febrero	1	0
Marzo	4	0
Marzo	45	0



5.2 Fluctuaciones de los niveles de oxígeno disuelto, pH y altura de la marea.

Las figuras 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11 y 12 muestran las fluctuaciones de los niveles de, oxígeno disuelto, pH y altura de marea en los meses de enero, febrero, marzo, abril, mayo y junio 2020 en el cuerpo de agua donde se ubican las jaulas flotantes de cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*), en el estero de Padre Ramos. De manera general, en todos los meses de estudio, se observa un comportamiento similar de los valores de oxígeno disuelto y el pH con la dinámica de marea.

5.2.1 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (enero, 2020).

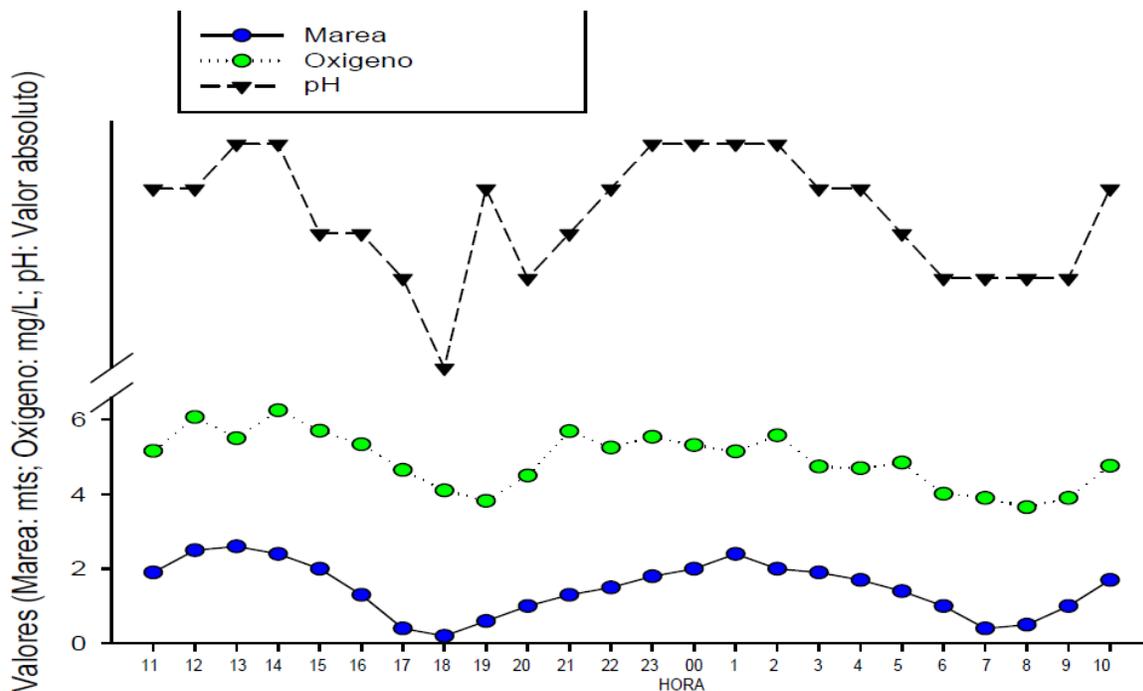


Figura 5. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Enero, 2020.



5.2.2 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (febrero, 1^{er} quincena 2020).

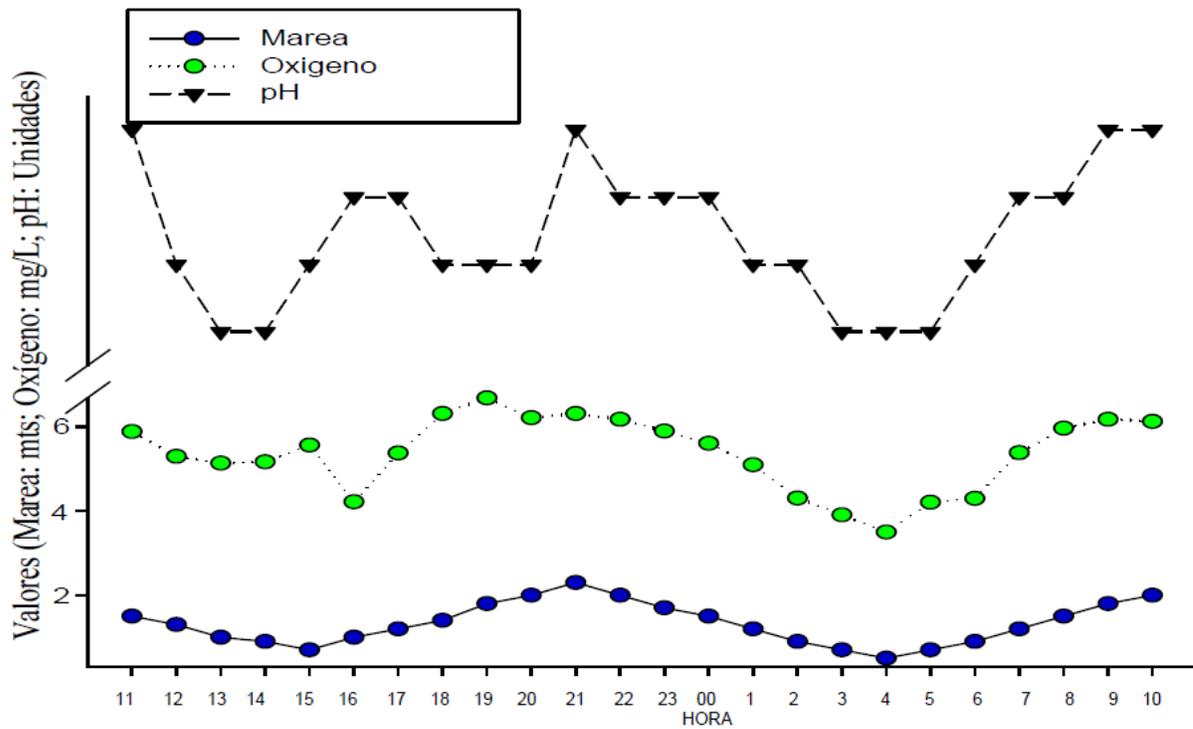


Figura 6. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Febrero, primera quincena 2020.



5.2.3 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (febrero, 2da quincena 2020).

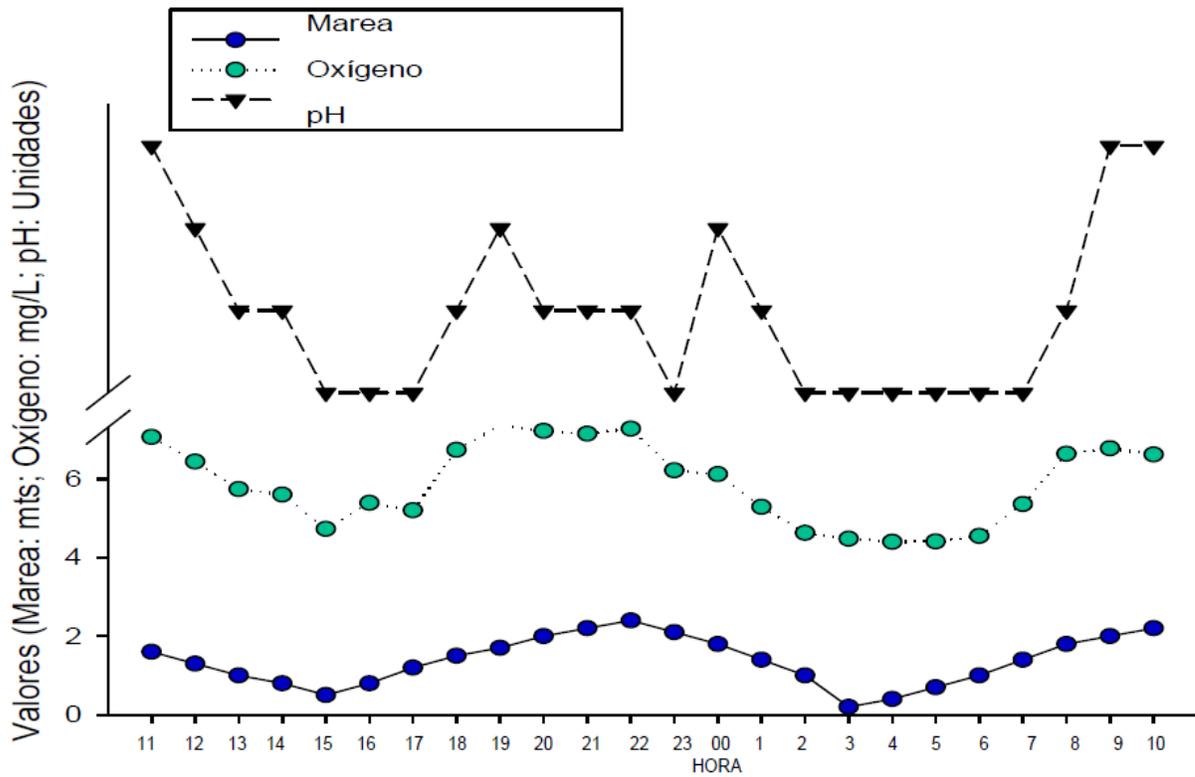


Figura 7. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Febrero, segunda quincena 2020.



5.2.4 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (marzo, 1ra quincena 2020).

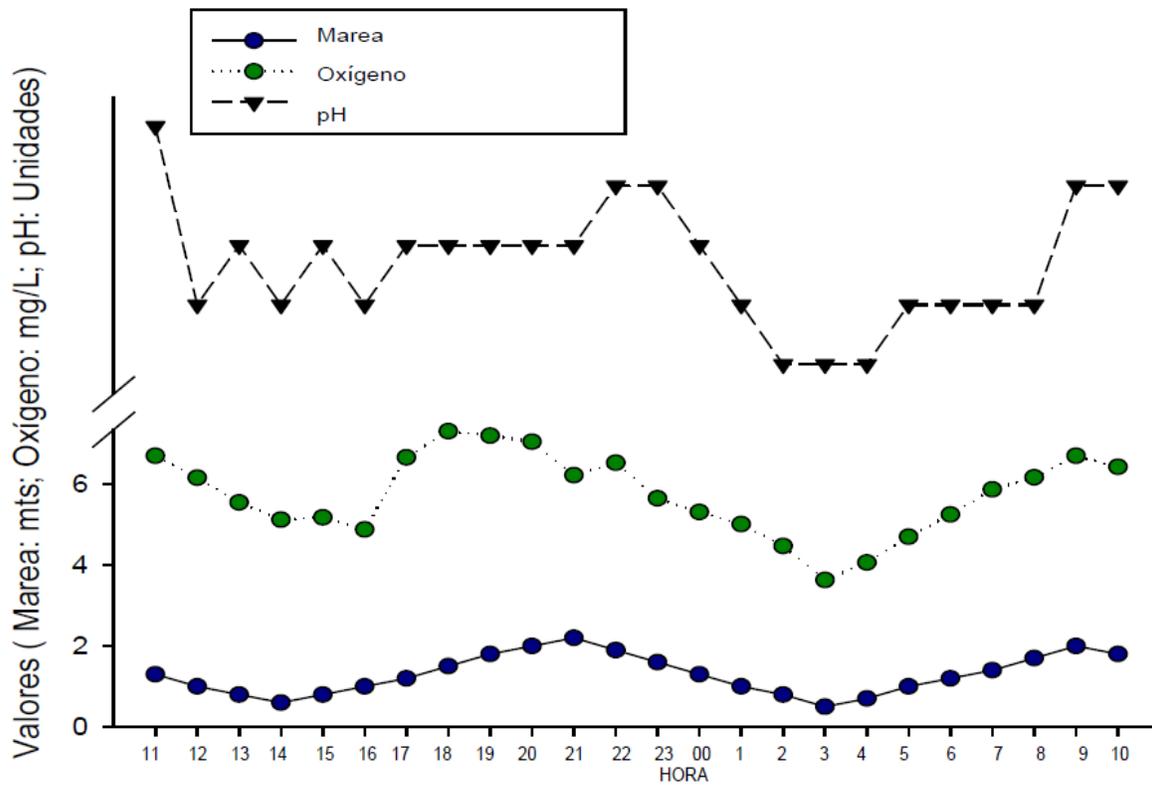


Figura 8. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Marzo, primera quincena 2020.



5.2.5 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (marzo, 2da quincena 2020).

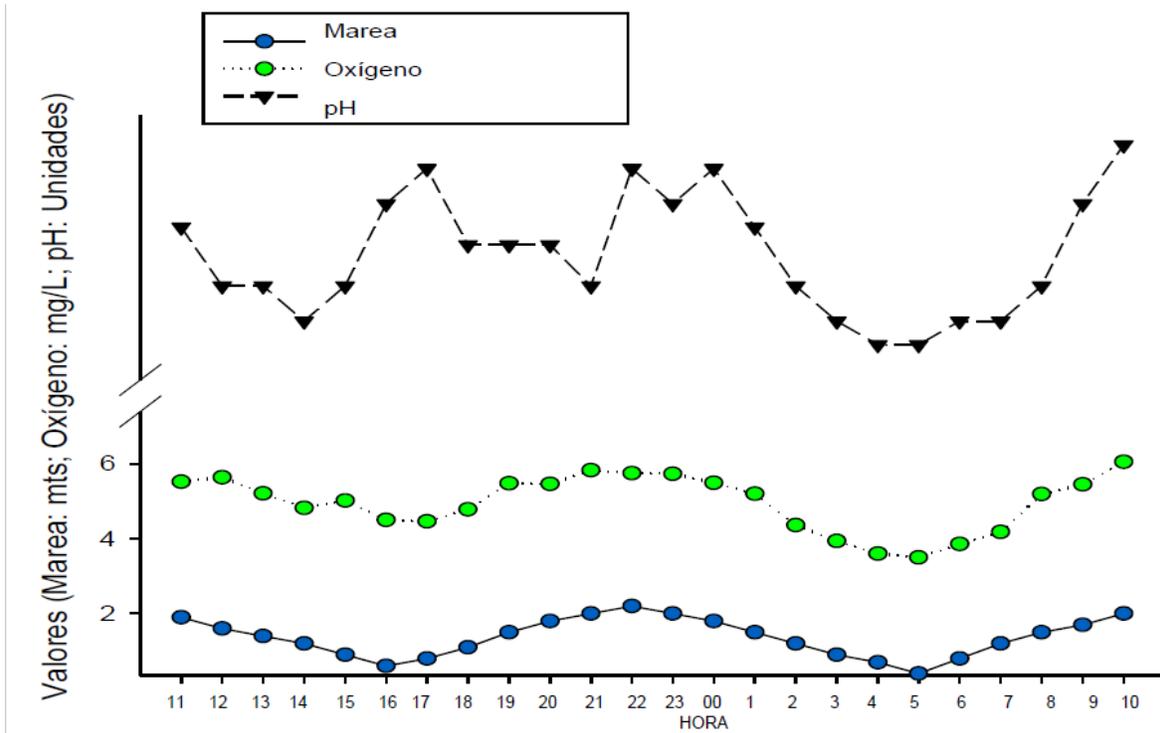


Figura 9. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Marzo, segunda quincena 2020.



5.2.6 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (abril, 2020).

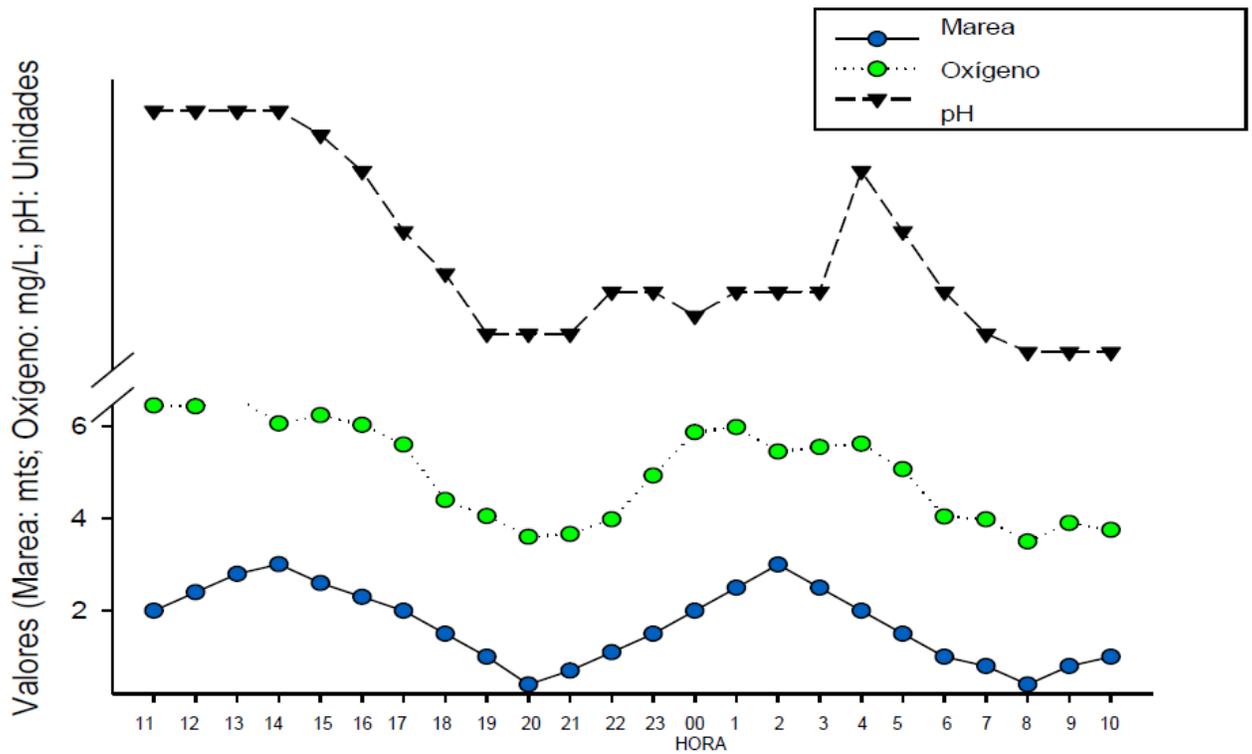


Figura 10. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Abril, 2020.



5.2.7 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (mayo, 2020).

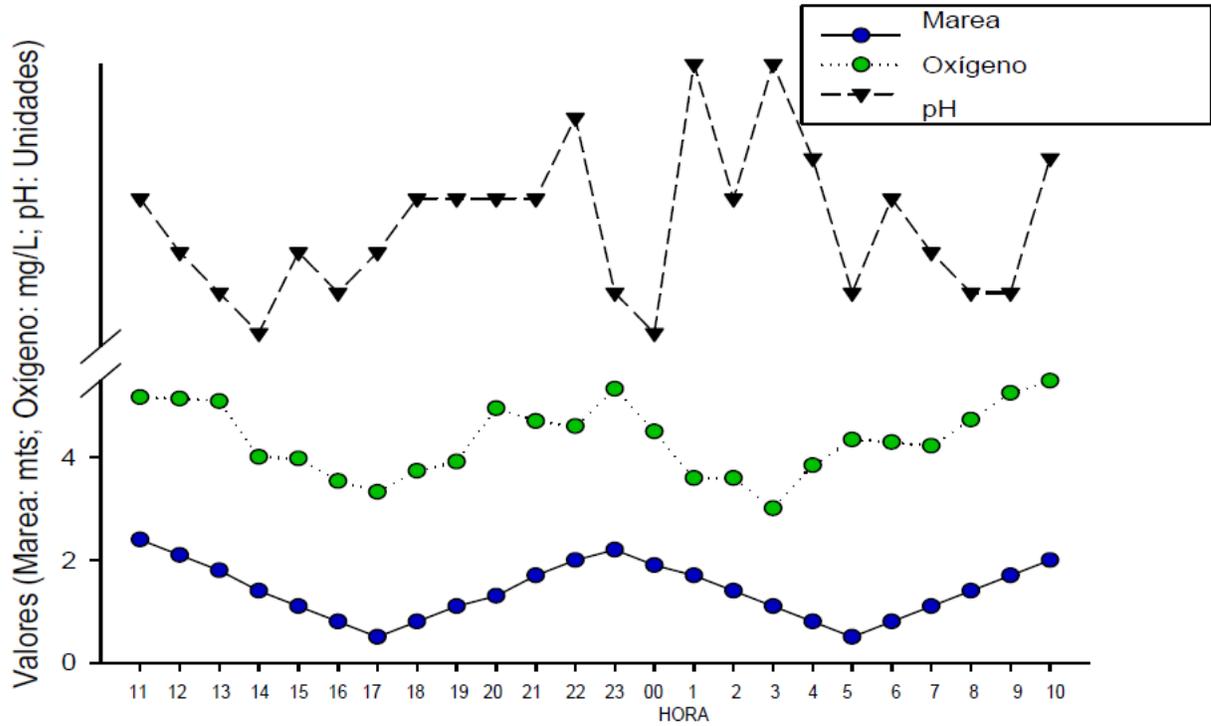


Figura 11. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Mayo, 2020.



5.2.8 Fluctuación de parámetros fisicoquímicos (junio, 2020).

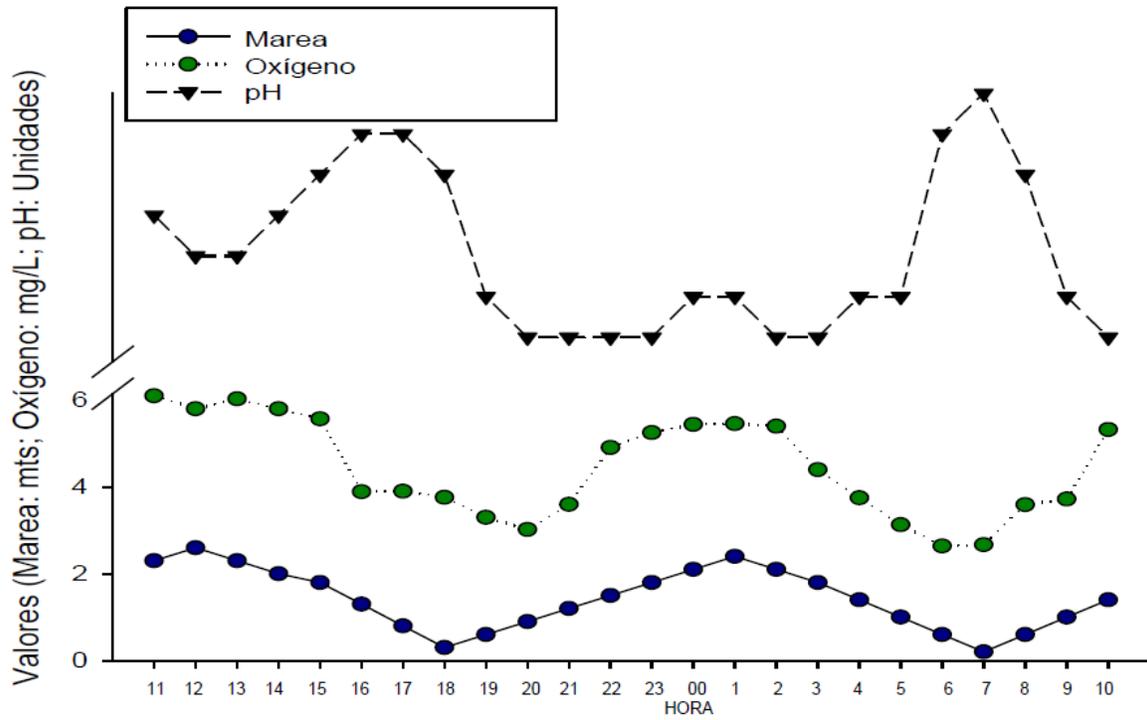


Figura 12. Fluctuación de la concentración de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea en el cuerpo de agua de la cooperativa Abraham Moreno. Junio, 2020.



5.3 Correlación entre los valores de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la altura de marea.

En la tabla 10 se describe el coeficiente de correlación que presenta la marea versus el oxígeno y el pH. La marea presenta una correlación positiva fuerte con el oxígeno ($P < 0.05$) durante todo el periodo de estudio. Por otro lado, el pH presenta una correlación positiva ($P < 0.05$) con la marea de enero a abril, a excepción de los meses de mayo y junio 2020, sugiriendo que:

Tabla 10. Valores de correlación de Pearson entre los comportamientos de oxígeno disuelto, pH y movimiento vertical de altura de marea a lo largo de las 24 horas del día.

Meses	Marea-Oxígeno	Marea-pH	Oxígeno-pH
Enero	R= 0.809 P= 0.00000173	R= 0.832 P= 0.000000456	R= 0.651 P= 0.000569
Febrero (1 ^{ra})	R= 0.855 P= 0.000000104	R= 0.714 P= 0.0000894	R= 0.583 P= 0.00278
Febrero (2 ^{da})	R= 0.853 P= 0.000000118	R= 0.568 P= 0.00380	R= 0.703 P= 0.000129
Marzo (1 ^{ra})	R= 0.776 P= 0.00000845	R= 0.620 P= 0.00123	R= 0.709 P= 0.000104
Marzo (2 ^{da})	R= 0.903 P= 0.00000000153	R= 0.547 P= 0.00570	R= 0.646 P= 0.00643
Abril	R= 0.914 P= 0.00000000044	R= 0.714 P= 0.0000878	R= 0.834 P= 0.00000423
Mayo	R= 0.703 P= 0.000127	R= 0.0254 P= 0.906	R= -0.309 P= 0.142
Junio	R= 0.897 P= 0.000000003	R= -0.394 P= 0.0565	R= -0.256 P= 0.227



6. Discusión

6.1 Caracterización preliminar del estado de salud del cuerpo de agua del Estero de Padre Ramos.

El sistema estuario, es un cuerpo de agua donde la desembocadura de un río se abre a un ecosistema marino, con una salinidad intermedia entre dulce y salada en dependencia de la lejanía o acercamiento al océano; siendo la acción de las mareas un importante regulador biofísico. Por consiguiente, en estos ecosistemas, existe gran intercambio de agua, sales, nutrientes, sedimentos y organismos vivos que marcan diferentes ambientes o hábitats a lo largo del estero, debido al ingreso y egreso del agua marina por las corrientes producidas por la marea. Normalmente, la cantidad de agua en el estero depende de la marea, en marea alta es mayor la cantidad de agua mientras que en la marea baja ocurre lo contrario (Bastidas Pantoja, Casanova Rosero, y Celis Melo, 2008). Recientes estudios muestran que las aguas del Estero de Padre Ramos presentan buena muy buenas condiciones de salud para el cultivo de peces. No obstante, esos estudios se han realizado en marea alta y solo con una medida de los parámetros a lo largo del estero (Rojo et al., 2021). Por tal razón, el presente estudio fortalece el nivel de conocimiento sobre la salud del cuerpo de agua del Estero de Padre Ramos debido a que mostramos la dinámica de los niveles de oxígeno disuelto, pH, temperatura y salinidad en 24 momentos del día, solamente en el punto donde se ubica la granja de cultivo de pargo lunarejo. Asimismo, observamos la dinámica de los compuestos químicos derivados del metabolismo bacteriano, presencia o ausencia de *E. coli* y *Pseudomona, sp.* y dinámica de los grupos de microalgas clorofitas, cianofitas, diatomeas y dinoflagelados.

6.2 Parámetros fisicoquímicos

Niveles de oxígeno disuelto y su relación con la marea.

Nuestros resultados muestran que, en las 24 mediciones realizadas durante el día, los valores de oxígeno disuelto (OD) oscilaron de 2.86 a 7.31 mg/l. Sin embargo, valores inferiores a 3 mg/l solamente se observaron a las 4 y 5 am de mayo y a las 6 am de junio. Por tanto, al evaluar la dinámica de las concentraciones de oxígeno disuelto, durante las 192 horas de muestreo, observamos que solamente



el 1.56 % del tiempo de estudio los peces estuvieron con niveles de oxígeno disuelto entre 2.86 mg/l y 2.98 mg/l, el restante 94.4 % del tiempo los peces estuvieron con valores de oxígeno disuelto superior a 3 mg/l (ver tabla 1). Bajo este contexto, nuestros resultados invitan a sugerir que la concentración de oxígeno disuelto, en el cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo de la Cooperativa Abraham Moreno, permite condiciones para desarrollar el cultivo de peces en jaulas flotantes debido a que presenta las concentraciones de oxígeno disuelto sugeridas por otros investigadores (Boyd, 1999; Boyd 2001). Es más, estos datos soportan los buenos rendimientos productivos que han reportado los directivos de esa cooperativa desde el año 2019. Asimismo, nuestros resultados coinciden con lo presentado por otros investigadores donde muestran que en marea alta los niveles de oxígeno disuelto se mantienen sobre los 4 mg/l (Rojo, et al., 2021) en este cuerpo de agua.

Por otro lado, nuestros resultados muestran que la fluctuación del oxígeno disuelto presenta una gran influencia de la dinámica de la marea. En marea alta se observan los mayores valores de oxígeno disuelto y en marea baja ocurre lo contrario. Es más, resulta asombroso observar valores de oxígeno disuelto por encima de 6 mg/l durante la madrugada (1 am o 2 am) en marea alta nocturna y valores entre 3 mg/l y 4 mg/l en horas de la mañana (8 am y 9 am) (ver tabla 1). Por lo tanto, nuestros resultados sugieren que la fluctuación del oxígeno disuelto en ese sector del Estero de Padre Ramos solamente es modificado por la dinámica de marea, resultando despreciable cualquier actividad fotosintética o metabólica derivada del plancton, peces u otros organismos, similar a lo propuesto por otros investigadores en estudios de cuerpos de agua oceánica (Castro Suárez, Betancourt Portela y Casanova Rosero, 2001).

Niveles de temperatura y su relación con la marea.

En nuestro estudio los valores de la temperatura superficial del agua, del área de cultivo de pargo de la Cooperativa Abraham Moreno en el Estero de Padre Ramos, oscilaron entre los 26.5 °C y 31.5 °C durante las 24 horas de estudio. No obstante,



si comparamos los valores de temperatura encontrados entre las 11 am y 12 m observamos que nuestros resultados coinciden con los valores reportados por otros investigadores que midieron este parámetro a esa misma hora, en ese mismo sitio (Rojo, et al., 2021). Por lo anterior expuesto, nuestros resultados permiten denotar que los valores de temperatura que presenta el cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo presentan condiciones de bienestar animal (Boyd, 2000; Boyd, 2001).

Se sabe, que el comportamiento de la temperatura obedece a un patrón típico de los países tropicales, los cuales sufren un incremento durante los meses de verano donde el periodo de radiación solar es mayor y que desciende a medida que se incrementa las precipitaciones (invierno fuerte), disminuyendo cerca de fin de año donde las corrientes marinas, del norte, circulan a los trópicos tendiendo a bajar las temperaturas del agua (CIDEA, 2006b), Situación que coincide con lo observado en nuestro estudio (ver tabla 2).

Niveles de la salinidad y su relación con la marea.

Durante todo el periodo de estudio los valores de salinidad fluctuaron entre 40 ‰ enero y 29 ‰ en mayo como valor mínimo y máximo, respectivamente. No obstante, si analizamos por separado solo los valores máximos o solo los valores mínimos podemos observar que se observa una tendencia decreciente de las concentraciones de salinidad de enero a junio; es más, al observar el comportamiento de la concentración salina a lo largo del día notamos algunas ligeras variaciones de los valores de salinidad. De enero a junio se observa una disminución de los valores de salinidad lo cual tiene lógica dentro de la premisa que en verano la falta de lluvia incrementa la concentración salina y en invierno ocurre lo contrario, similar a lo reportado por otros investigadores en cuerpos de agua estuarinos, (CIDEA, 2006b) (Rojo, et al., 2021)



Niveles de potencial de hidrogeno y su relación con la marea.

Se sabe que la mayoría de las aguas epicontinentales presentan valores de pH que fluctúan entre 6.5 y 9 y que, dentro de este intervalo de valores, se considera que debe encontrarse un ecosistema saludable, siendo algunos factores ambientales los responsables de la modulación de los valores de pH de un cuerpo de agua a otro (Arrendo y Ponce, 1998).

El pH tuvo un comportamiento bastante homogéneo durante los seis meses de muestreo. El valor más alto se registró en junio de 7.9, mientras que el más bajo se registró en enero de 7.3. Bajo este contexto, nuestros resultados muestran valores de pH idóneos para el desarrollo acuícola (Boyd, 2001) y coinciden con lo reportado por otros investigadores en este mismo cuerpo de agua (Rojo, et al., 2021).

6.3 Metabolitos Orgánicos (Nitrito, Ortofosfato y Amonio).

Nitrato

Los nitratos en las aguas superficiales y subterráneas se derivan de la descomposición de materiales nitrogenados como las proteínas de las plantas, animales y excretas de animales que realizan los microorganismos aerobios. Aunque la presencia natural de nitratos y nitritos en el medio ambiente es una consecuencia del ciclo del nitrógeno, los nitritos se encuentran en muy bajas concentraciones debido a su naturaleza soluble y los nitratos tienden a viajar grandes distancias en la subsuperficie, específicamente en sedimentos altamente permeables o rocas fracturadas (Ávila y Sansores, 2003).

En nuestro trabajo los valores de nitratos oscilaron entre los 5.8 - 7.11mg/l, los cuales se encuentran dentro de los rangos reportados por (Rojo, y otros, 2021). Por lo tanto, estos valores se encuentran dentro de los limites sugeridos para un cuerpo de agua estuarino (García Roché, García Melián, y Cañas Perez, 1994).



Fosfato

Los valores de fosfato oscilaron entre 0.0025 y 0.0164 mg/l, indicando que este cuerpo de agua contiene niveles muy bajos de este nutriente. Villacres y Molina (2013) indican que la concentración de fósforo disuelto para que se inicien los procesos de eutrofización es de 0.05 mg/l, muy por encima de las concentraciones encontradas en nuestro estudio.

Una de las principales fuentes de fosfato es la agricultura, la producción de ganado y lodos provenientes de las aguas residuales. Los alrededores del estero Padre Ramos se encuentran rodeados de manglares y los suelos están formados por lodos orgánicos producto de la descomposición de los desechos de los árboles y la acción retenedora de las raíces que los afianzan, por lo que podríamos sugerir que los compuestos que el río obtiene del aprovechamiento agrícola en su zona de captación es muy pobre.

Amonio

En el agua puede aparecer de forma molecular o como ion-amonio, dependiendo del pH y la temperatura. Existen dos formas: amonio no-ionizado (NH_3) y amonio ionizado (NH_4^+), a medida que los valores de pH y temperatura aumentan el amonio no-ionizado (NH_3) y el amonio ionizado (NH_4^+) disminuye. El NH_3 es tóxico en peces y crustáceos, pero el amonio ionizado es inofensivo excepto en concentraciones muy altas (Camargo y Alonso, 2006).

Las concentraciones de amonio presentaron bajos niveles durante los meses de estudio debido a que oscilaron entre 0.20 y 0.30 mg/l. Estos datos permiten inferir que el cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo de la cooperativa Abraham Moreno presenta buena capacidad de carga debido a su resiliencia ante los nutrientes. Por otro lado, al comparar nuestros datos con los reportados para el río Estero Real (0.20 a 0.60 mg/l) (Saborío Coze, Almzanza Abud, Sandoval Palacios, y Obregon Mendoza, 2002), podemos deducir que el Estero Padre Ramos es un cuerpo de agua virgen que solo es modificado por la dinámica de la marea.



6.4 Concentraciones algales

De los cuatro grupos de microalgas estudiados (diatomeas, clorofitas, cianofitas y dinoflagelados) las diatomeas se presentaron durante todos los meses de estudio y en mayores concentraciones. Las diatomeas son organismos exclusivos de las aguas marinas; Por tanto, debido al fuerte recambio de agua que presenta el Estero de Padre Ramos, la concentración salina no presenta variaciones bruscas, lo cual conlleva a mantener un hábitat salino favorable para la presencia de diatomeas marinas dentro de este ecosistema costero, de manera similar a lo reportado por otros investigadores en cuerpos de agua costero-marinos cercanos al Estero de Padre Ramos (Argeñal y López, 2017). Por otro lado, debido a las condiciones de salinidad es normal encontrar escasa presencia de microalgas de los grupos cianofitas y clorofitas debido a que, en su mayoría, son predominantemente de agua dulce y solo el 10% es de hábitat marino (Lee, 2008).

En cuanto a la concentración de dinoflagelados nuestros resultados muestran concentraciones sumamente bajas en toda el área de muestreo y en el tiempo, las cuales coinciden con los bajos niveles de nutrientes encontrados, situación que coincide con lo reportado para estos microorganismos (García-Rojas y Vega Bolaños, 2016).

6.5 Bacterias

Para evaluar la calidad del agua se usan parámetros físico-químicos y biológicos; en este último caso, principalmente las bacterias coliformes totales y *Escherichia coli* son usadas como bio-indicadores de contaminación fecal humana o de otros animales de sangre caliente, incluyéndose en estándares de calidad del agua de distintas regiones del mundo (Valenzuela, Godoy, Almonacid y Barrientos, 2012).

Se considera que niveles bajos de *E. coli* es un buen indicador de ausencia de microorganismos patógenos, mientras que aguas altamente contaminadas con bacterias entéricas (*E. coli*), podrían ser una fuente potencial de contagio de enfermedades para el ser humano, debido a la presencia de microorganismos patógenos, capaces de causar enfermedades a través del agua de bebida.



Un estudio bacteriológico realizado en el año 2008 reportó la presencia de *E. coli* tanto en los meses de verano como en invierno, siendo en este último cuando se registraron las concentraciones más elevadas de esta bacteria indicadora de contaminación fecal en los esteros Padre Ramos, Aserradores y El Realejo (Sandoval Palacios y Saborio, 2008). Sin embargo, nuestros resultados contrastan con esos datos debido a que los niveles de *E. coli* se encuentran muy por debajo de los límites propuestos por las normativas nacionales e internacionales para calidad de agua de recreación. Asimismo, no se encontró *Pseudomona sp* (World Health Organization, 2006).

6.6 Relación de las concentraciones de oxígeno disuelto y pH con la dinámica de la marea

De manera general, se observa que el cultivo de pargo en jaulas no altera capacidad de carga del cuerpo de agua donde se encuentra la granja de cultivo de la cooperativa Abraham Moreno, debido a la alta tasa de recambio que presenta el Estero de Padre Ramos. Por consiguiente, las concentraciones de nutrientes disueltos en el cuerpo de agua, producto de las excretas de los peces, no modifican el valor de los parámetros fisicoquímicos. Es más, no se observó variación significativa de estos parámetros durante el estadio lluvioso, donde sabemos que las escorrentías acarrearán materia orgánica y sedimento a los cuerpos de agua costero-marinos y propician desequilibrios en la salud de los cuerpos de agua, tal y como lo reportan otros autores (Vargas-Machuca, Ponce-Palafox, Arredondo-Figueroa, Chávez-Ortiz, y Vernon-Carter, 2008).

Nuestro estudio muestra que el Estero de Padre Ramos presenta excelente nivel de salud debido a la alta tasa de recambio; podemos observar que el nivel de oxígeno disuelto fluctúa en dependencia de la marea; Independientemente que sea de noche, cuando la marea sube de igual manera se comporta el oxígeno disuelto. Por tanto, hay una buena correlación entre estos parámetros con una $P \leq 0.05$.

Por otro lado, al evaluar el comportamiento del pH con respecto a la dinámica de la marea observamos similar comportamiento al presentado por el oxígeno en los primeros cuatro meses de estudio (enero-abril). En mayo y junio no se observa



*Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes*

correlación quizás debido a que el agua proveniente de las escorrentías podría estar propiciando algunas variaciones del pH. Es más, al observar que en esos mismos meses no hay correlación entre pH-oxígeno nuestros resultados invitan a sugerir que la marea acarrea oxígeno disuelto en sus aguas lo cual permite la dinámica acorde oxígeno-marea; no obstante, el pH se mantiene constante, por ende, no fluctúa en concordancia de la marea.



7. Conclusión

- a) El cuerpo de agua de la granja de cultivo de pargo lunarejo de la cooperativa Abraham Moreno presentan valores de oxígeno disuelto, temperatura, salinidad y pH óptimos para el bienestar animal. Asimismo, las concentraciones de nitrato, fosfato y amonio se encuentran en niveles de cuerpos de agua oligotróficos.
- b) Se observó escasa presencia de los grupos de diatomeas, clorofitas, cianofitas y dinoflagelados. Las diatomeas se encontraron en todos los meses muestreados.
- c) Los análisis bacteriológicos muestran escasa presencia de *E. coli* y no se encontró *Pseudomona sp.*
- d) Se observó correlación positiva ($P \leq 0.05$) entre la fluctuación de la marea y la concentración de oxígeno disuelto en todos los meses de estudio.
- e) La correlación marea-oxígeno y oxígeno-pH solo se observó en los meses de verano (enero-abril) con $P \leq 0.05$,

En resumen, los resultados presentados en esta investigación, proporcionan evidencias sobre el efecto de la alta tasa de recambio de agua del Estero Padre Ramos, la dinámica de la concentración de oxígeno disuelto con respecto a la marea y las bajas concentraciones de metabolitos y microalgas. Asimismo, proporcionamos evidencias que indican que el Estero de Padre Ramos es un cuerpo de agua virgen, donde los parámetros fisicoquímicos tienen una alta dependencia de la fluctuación de la marea. Nuestros resultados indican condiciones favorables para realizar el cultivo de pargos en jaulas flotantes.



8. Recomendaciones

- ✓ Desarrollar investigaciones similares en otros puntos del estero para determinar áreas potenciales para la ubicación de jaulas flotantes para el cultivo de pargo.

- ✓ Desarrollar dicha investigación durante todo un año con el fin de evaluar la calidad del cuerpo de agua del área en época de invierno y verano.



9. Bibliografía

- Abarca, F., & Herzing, M. (2002). *Manual para el manejo y la conservación de los humedales de México*. Phoenix, Arizona. : Publicación especial bajo colaboración de la Dirección General de Vida Silvestre-SEMARNAT, Arizona Game and Fish Department, North American Wetland Conservation Act, U.S.
- Acha, P., & Szyfres, B. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre ya los animales: clamidiosis, rickettsiosis y virosis*. . Pan American Health Organization.
- ADPESCA. (2001). *Guía informativa Nicaragua y el sector pesquero*.
- Angulo, F., Harris, J., Neil, K., Behrave, C., & Angulo, F. (2010). Recent multistate outbreaks of human Salmonella infections acquired from turtles: a continuing public health challenge. *Clinical Infectious Diseases*, 50, 554-559.
- APHA. (1995). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. . Nueva York: American Public Health Association, American Water Works Association, Water Pollution Control Federation.
- Argeñal, M., & López, D. (2017). *Evaluación de la dinámica Fitoplanctónica de los grupos: Cianofitas, Clorofitas, Diatomeas, y Dinoflagelados y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Estero Salinas Grandes, periodo junio – noviembre 2017*. Leon, Nicaragua: Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua .
- Arrendo, F., & Ponce, P. (1998). *Calidad del agua en acuicultura*. México: AGT Editor, S.A. .
- Ávila, J., & Sansores, A. (2003). Fuentes principales de nitrógeno de nitratos en aguas subterráneas. *Ingeniería*, 7, 47-54.
- Bastidas Pantoja, G., Casanova Rosero, R., & Celis Melo, C. (2008). *Correlación de parámetros fisicoquímicos con la dinámica en la Bahía de Tumaco*.



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

- Behrens, P. W. (1999). Desarrollos comerciales en biotecnología de microalgas. *Journal of phycology*, 35, 215-226.
- Borowitzka, M. (1988). Grasas, aceites e hidrocarburos. En *Biotecnología Microalgal*. . Cambridg.
- Boyd, C. E. (2001). Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón. En M. C. Haws, *Métodos para Mejorar la Camaronicultura en Centroamérica* (págs. 24-25). Managua, Nicaragua: Editorial-Imprenta UCA.
- Calderón, K., Martín-Pascual, J., Poyatos, J., Rodelas, M., González-Martínez, A., & González-López, J. (2012). Comparative analysis of the bacterial diversity in a lab-scale moving bed biofilm reactor (MBBR) applied to treat urban wastewater under different operational conditions. *Bioresource technology*, 119-126.
- Camargo, J., & Alonso, A. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. *Env. Int*, 32, 831–849.
- Carrera, F. A. (2019). *Informe final “Influenzavirus A y Salmonella spp en huevos de aves de traspatio para consumo humano en el mercado El Guarda, Guatemala” con partida*. Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Castañé, P., Loez, C., Olgún, H., Puig, A., Topalián, M., & Salibián, A. (1998). Caracterización y variación espacial de parámetros fisicoquímicos y del plancton en un río urbano contaminado,(río Reconquista, Argentina). *Revista internacional de contaminación ambiental*, 14, 69-77.
- Castro Suárez, L., Betancourt Portela, J., & Casanova Rosero, R. (2001). *Influencia de la marea en la variación de los niveles de parámetros hidroquímicos en el Pacífico colombiano (Ensenada de Tumaco)*.
- Chapman, D., & Kimtsach, V. (1992). Selection of water quality variables. . En *Water quality assessments. United Nations Educational, Scientific and Cultural*



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

Organization, World Health Organization, United Nations Environment Programme. E y FN Spon (págs. 59-126). Londres.

Chapman, D., Chisholm, T., & Harris, R. (1992). Combining borehole temperature and meteorologic data to constrain past climate change. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 98, 269-281.

CIDEA. (2006a). *Línea de base y referencia de Governance para Padre Ramos*. Managua, Nicaragua.

CIDEA. (2006b). *Calidad de agua del Estero Real de Nicaragua periodo 2001-2006*.

Contreras, E. F. (2002). Los humedales costeros mexicanos. En F. J. Herzig, *Manual para el manejo y la conservación de los humedales de México*. Phoenix, Arizona, EE.UU.: Publicación especial bajo colaboración de la Dirección General de Vida Silvestre-SEMARNAT, Arizona Game and Fish Department, North American Wetland Conservation Act, U.S. Fish and Wildlife Service, Convencion Ramsar, U.S. State Department.

Curie, D. (1994). *Ordenamiento de la Camaronicultura Estero Real, Nicaragua*. Programa Regional de Apoyo al Desarrollo de la Pesca en el Istmo Centroamericano.

Day, J., Yañez, A., Kemp, M., & Crump, B. (2012). Introduction to Estuarine Ecology. En *Estuarine Ecology*. doi:<https://doi.org/10.1002/9781118412787.ch1>Citations: 14

Finci, A., Norby, R., & Holmes, W. (2007). Increases in nitrogen uptake rather than nitrogen-use efficiency support higher rates of temperate forest productivity under elevated CO₂. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104, 14014-14019.

Flores, J., Gonzalez Martinez, E., & Dávila Prado, P. (2007). Puntos críticos en la evaluación de impacto ambiental de la Camaronicultura en el Pacífico de Nicaragua, durante su proceso productivo: Producción de larvas, operación



- y abandono de Granjas. *Universitas, Revista Científica de la UNAN-León.*, 1, 33-38.
- Galv, L. (2003). A water pollution crisis in the Americas. *Habitat Debate*, 9, 10.
- García Roché, M., García Melián, M., & Cañas Perez, R. (1994). *Nitratos, nitritos y compuestos de N-nitroso*. México: Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud, Metepec, Edo. De México.
- García-Rojas, A., & Vega Bolaños, H. (2016). Cambios estacionales del fitoplancton en el área marina de pesca responsable de Paquera-Tambor, Golfo de Nicoya, Costa Rica. *Rev. Mar. Cost.*, 8, 29–45.
- GESAMP. (2001). *Protecting the oceans from land based activities*. Report 71. Obtenido de <http://gesamp.imo.org/no71/index.htm>.
- Gil, A., & Samartino, L. (2001). *Zoonosis en los sistemas de producción animal de las áreas urbanas y periurbanas de América Latina*. Roma: FAO.
- Guschina, I., & Harwood, J. (2006). Mechanisms of temperature adaptation in poikilotherms. *FEBS letters*, 580, 5477-5483.
- Gutierrez, F., Varona, F., & Contreras, F. (2006). Caracterización estacional de las condiciones físico-químicas y de productividad primaria fitoplanctónica de dos lagunas costeras tropicales del estado de Chiapas, México. *Hidrobiológica*, 16, 137-146.
- Hasle, G., & Syvertsen, E. (1996). Marine diatoms. En C. T. (Ed.), *Identifying Marine Diatoms and Dinoflagellates*. San Diego: Academic Press.
- Lee, E. (2008). *Phycology*. Cambridge: Cambridge University Press.
- López Pérez, L., Bell Fresquet, L., & Pérez Hernández, M. (2010). *Evolución de la calidad bacteriológica en Playas del Este durante los últimos años (2005-2009)*. AquaDocs. Obtenido de <http://hdl.handle.net/1834/3527>
- Martinez, J. (2017). *La Luna y su efecto sobre las mareas*. Obtenido de <https://www.biocuriosidades.com/luna-y-su-efecto-sobre-mareas/>



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

- Meade, R. (1972). Transport and Deposition of Sediments in Estuaries. En *Environmental Framework of Coastal Plain Estuaries*. doi:<https://doi.org/10.1130/MEM133-p91>
- Mederos-Martín, L. (2009). Las mareas-Atracción Gravitatoria entre el Sol y la Luna. *Rodamedia*, 38-41.
- Miao, X., & Wu, Q. (2006). Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil. *Bioresource technology*, 97, 841-846.
- National Geographic. (2020). *La primera super luna de 2020*. Obtenido de https://www.nationalgeographic.com.es/ciencia/primera-superluna-2020_15164
- Orozco-Borbón, M., Segovia-Zavala, J., Delgadillo, F., & Muñoz-Barbosa, A. (1994). Bacteriological study of seawater for the culture of bivalve molluscs in Baja California. *Ciencias Marinas*, 20, 183-198.
- Penchaszadeh, P., & Brögger, M. (2006). *Biología marina*. Eudeba.
- Pritchard, D. (1967). What is an Estuary: Physical View point. Chesapeake Bay Institute. The. *Advant. Science.*, 83, 3-5.
- Ramirez, E. (2004). *Línea de base de Educación Ambiental de la Reserva Natural Estero Padre Ramos*. Managua, Nicaragua.
- Reynolds, C. (1984). *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press.
- Reynolds, C., Tundisi, J., & Hino, K. (1983). Observations on a metalimnetic *Lyngbya* population in a stably stratified tropical lake (Lago Carioca, Eastern Brazil). *Arch. Hydrobiol.*, 97, 7-17.
- Rojó, C., Lumbi, D., Aguilar, A., Palacios, K., Osorio, K., & Ruiz, P. (2021). The river influence controls water quality and spatio-temporal microalgal distribution in Pacific estuaries (Padre Ramos and Salinas Grandes) of Nicaragua. *Water*, 13, 1712.



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

- Roldán, G. B. (2000). Estudio limnológico del embalse de El Guavio (Colombia). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 24, 73-84.
- Romero-López, T., & Suárez-Alvarez, G. (1993). Distribution of the organic contamination in Bahía de Nipe, Cuba. *Ciencias Marinas*, 19, 371-386.
- Saborío Coze, A., Almzanza Abud, M., Sandoval Palacios, E., & Obregon Mendoza, A. (2002). Calidad de agua en efluentes y afluentes de catorce granjas camaroneras. *Encuentro*, 7-20.
- Sala, O., Armesto, F., Berlow, E., Bloomfield, J., Dirzo, R., Huber-Sanwald, E., & Huenneke, L. (2000). Global Biodiversity Scenarios for the Year 2100. *Science*, 287, 1770-1774.
- Sandoval Palacios, E., & Saborio, A. (2008). Calidad bacteriológica del agua en los sitios de recolección de “conchas negras”(Anadara tuberculosa y Anadara similis) en Chinandega, Nicaragua. *Encuentro*.
- Santos, E. (2024). *Los satélites*. Obtenido de <https://www.unprofesor.com/ciencias-naturales/por-que-hay-fases-de-la-luna-aqui-tenes-la-respuesta-2818.html>
- Smith, V. H. (2003). Eutrophication of freshwater and coastal marine ecosystems. A global problem. *Environ. Sci. Pollut. R.*, 10, 126-139.
- Solis, G., Atondo, A., Nubes, O., Castillo, A., & Meraz, A. (2011). Fisicoquímica del agua superficial y sedimento en el río Santa Cruz, Sonora, México. Universidad de Sonora. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud. Biotecnia.*, 13, 3-9.
- Spolaore, P., Joannis-Cassan, P., Duran, P., & Isambert, A. (2006). Commercial applications of microalgae. *Journal of bioscience and bioengineering*, 101, 87-96.
- Tomas, C. (1997). *Identifying marine phytoplankton*. . New York: Academic Press.



Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (Lutjanus guttatus) en jaulas flotantes

- Travieso, L., & Benítez, F. (1998). *Cultivo de Arthrospira sp.: del laboratorio a planta piloto*. . La Habana Cuba.: Curso: Tecnología y aprovechamiento del cultivo heterotrófico de microalgas. Centro de Investigaciones Pesqueras. .
- Valenzuela, E., Godoy, R., Almonacid, L., & Barrientos, M. (2012). Calidad microbiológica del agua de un área agrícola-ganadera del centro sur de Chile y su posible implicancia en la salud humana. *Revista chilena de infectología*, 29, 628-634.
- Vargas-Machuca, S., Ponce-Palafox, J., Arredondo-Figueroa, J., Chávez-Ortiz, E., & Vernon-Carter, E. (2008). Physico-chemical water parameters variation in the floating cages of snappers (*Lutjanus peru* and *L. guttatus*) farmed in tropical sea. *Rev. Mex. Ing. Quim.*, 7, 237–242.
- Villacrés, D., & Molina, S. (2013). Salinidad, Fosfatos, Nitratos y problemas de infiltración En las aguas de irrigación del cantón Milagro, Ecuador. *Revista Ciencia UNEMI*, 6, 85-95.
- Wong, I., & Barrera, G. (1996). Niveles de contaminación microbiológica en el Golfo de México. *EPOMEX Serie Científica*, 5, 383-397.



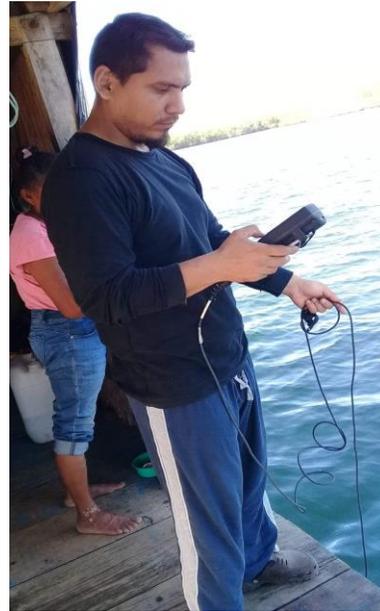
10. Anexos

Toma de parámetros en la jaula flotante de la Cooperativa Abraham Moreno en el Estero Padre Ramos (a: toma de oxígeno, b: toma de temperatura, c: toma de salinidad, d: toma de pH).

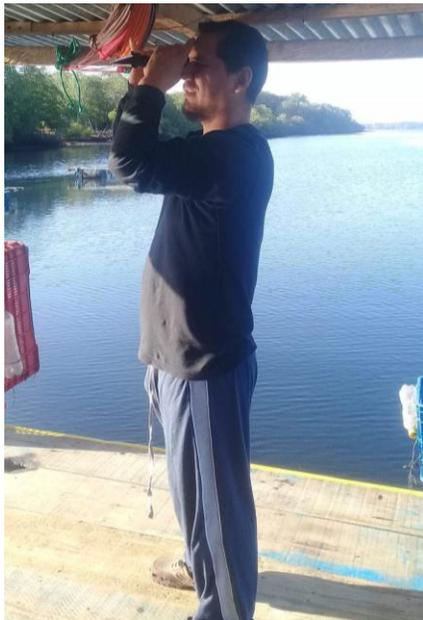
a)



b)



c)



d)





Calidad del agua del Estero Padre Ramos para cultivo de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en jaulas flotantes

Toma de muestra de agua para conteo algal (a: fijación de la muestra, b: toma de muestra para conteo, c: diatomea, d: dinoflagelado).

a)



b)



b)



c)

