



UNIVERSIDAD ESTATAL PENINSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR
CARRERA DE BIOLOGÍA

“FITOPLANCTON EN RELACIÓN CON EL GRADIENTE
SALINO EN TRES PISCINAS EVAPORADORAS DE ECUASAL,
DENTRO DEL PERIODO DE NOVIEMBRE 2021-MAYO 2022”

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de:

BIÓLOGA

Autor

SARA GABRIELA ANDRADE SALAZAR.

Tutor

BLGO. CARLOS EUFREDO ANDRADE RUIZ, M. Sc.

LIBERTAD-ECUADOR

2022.

UNIVERSIDAD ESTATAL PENINSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

“FITOPLANCTON EN RELACIÓN CON EL GRADIENTE
SALINO EN TRES PISCINAS EVAPORADORAS DE ECUASAL,
DENTRO DEL PERIODO DE NOVIEMBRE 2021-JUNIO 2022”

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de:

BIÓLOGA.

Autor

SARA GABRIELA ANDRADE SALAZAR.

Tutor

BLGO. CARLOS EUFREDO ANDRADE RUIZ, M. Sc..

LIBERTAD-ECUADOR

2022.

DEDICATORIA

Este proyecto es dedicado para las personas que tuvieron fe en mí, y me dieron la ilusión y las fuerzas de completar esta meta deseada; sobre todo a mis padres estaré eternamente agradecida por el sacrificio que hicieron y por invertir en mi educación; a mis hermanos por estar pendiente a mis emociones ante cualquier dificultad; a Carlos M. por enseñarme la importancia de moldearse ante una vicisitud. Sin ellos no hubiera aprendido el valor de la constancia, que es lo que logró la culminación de este proyecto.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Península de Santa Elena por permitirme ser parte de esta prestigiosa academia de enseñanza.

De igual manera, mis agradecimientos a la facultad de Ciencias del Mar por impulsarme hacia el desarrollo del profesionalismo e inculcarme valores éticos, sociales y ambientales.

A los profesores, por el compromiso; quienes con la enseñanza de sus valiosos conocimientos hicieron que pueda crecer día a día como profesional y moldear nuestras mentes hacia el campo de la investigación.

A mi tutor Blgo. Carlos Andrade, por brindarme su tiempo, quien con su dirección y colaboración permitió el desarrollo de este proyecto.

Al Instituto Público de Investigación de Acuicultura y Pesca, por permitirme desarrollar una parte de mi proyecto en sus laboratorios.

Y al Blgo. Carlos Mora por inculcar en mí, la importancia de la autoformación, la búsqueda de los recursos y herramientas necesarias para la culminación y resolución de un proyecto.

Finalmente, para aquellos directa e indirectamente colaboraron en el cumplimiento de este proyecto.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN



Blgo. Richard Duque Marín, M. Sc.
DECANO DE LA FACULTAD



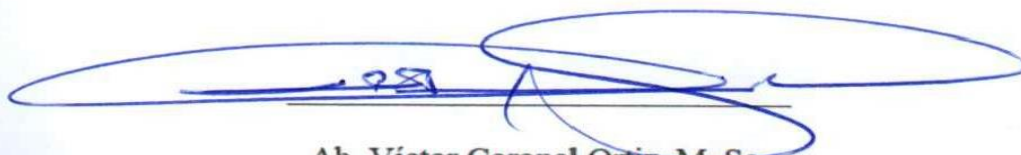
Blgo. Carlos Eufredo Andrade, M. Sc.
DOCENTE TUTOR



Ing. Jimmy Villón Moreno, M. Sc.
**DIRECTOR DE LA CARRERA DE
BIOLOGÍA**



Blga. Dadsania Rodríguez Moreira, Mgt
DOCENTE DE ÁREA



Ab. Víctor Coronel Ortiz, M. Sc.
SECRETARIO GENERAL

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad por los datos, ideas y resultados expuestos en este trabajo de titulación, pertenecen exclusivamente a la Srta. Sara Gabriela Andrade Salazar, y el patrimonio intelectual de la misma a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Sara Andrade

Sara Gabriela Andrade Salazar

C. I. 0931835144

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	3
3. JUSTIFICACIÓN	4
4. OBJETIVOS	6
5. HIPÓTESIS	7
6. MARCO TEÓRICO	8
6.1 Ambientes hipersalinos.....	8
6.2 Diversidad fitoplanctónica en ambientes hipersalinos	9
6.3 Mecanismos de adaptación fitoplanctónico en ambientes hipersalinos.	10
6.4 Factores abióticos: salinidad, temperatura, oxígeno disuelto.	11
6.5 División Chromophyta.....	12
6.5.1 Clase Bacillariophyceae (Diatomeas).....	12
6.5.2 Clase Dinophyceae	14
6.6 División Cyanophyta.....	16
6.6.1 Clase Cyanophyceae.....	16
6.7 División Chlorophyta.....	17
6.7.1 Clase Chlorophyceae.....	18
6.8 División Euglenozoa	18
6.8.1 Clase Eglenophyceae.....	18
7. MARCO METODOLÓGICO	19
7.1 Descripción del área de estudio.....	19
7.2 Selección de evaporadores y estaciones de monitoreo.....	20

7.3 Trabajo de campo	22
7.3.1 Toma de muestras	22
7.4 Trabajo de laboratorio.....	22
7.4.1 Identificación de muestras	22
7.4.2 Análisis cuantitativo	23
8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS	25
8.1 Abundancia y composición	26
8.2 Diversidad.....	41
8.3 Estructura fitoplanctónica y factores abióticos.....	45
9. CONCLUSIONES	49

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1: Diatomeas céntrales. La disposición de las estrías guarda simetría con relación a un punto.	13
Fig. 2: Diatomeas pennadas. La disposición de las estrías es variada.	14
Fig. 3: (A) Desmoconto, los flagelos emergiendo de la parte anterior de la célula. (B) Dinoconto, vista ventral de la célula con la ubicación de los dos flagelos. TF, flagelo transversal; C, cíngulo; S, sulcus; LF, flagelo longitudinal.	15
Fig. 4: Tres especies de Dinoflagelados atecados.....	15
Fig. 5: Protoperidinium sp. Dinoflagelado tecado.	16
Fig. 6: (A) Chroococcales, sin organización celular. (B) Oscillatoriales, sin células especializadas. (C) Nostocales, con células especializadas.	17
Fig. 7: Mapa del Ecuador y Ecuasal en la provincia de Santa Elena, cantón Salinas con sus coordenadas.	19

Fig. 8: Evaporadores 2, 8 y 3 en la planta de Ecuasal.	20
Fig. 9: Tres estaciones por evaporador. Lugar de toma de muestras.	21

ÍNDICE DE GRÁFICO

Gráfico 1: Comparación de la salinidad (UPS) en los tres evaporadores.	26
Gráfico 2: Abundancia total de los tres evaporadores.	27
Gráfico 3: Gráfica de dispersión, abundancia versus salinidad.	29
Gráfico 4: Abundancia porcentual de la composición fitoplanctónica de los tres evaporadores con su salinidad.	30
Gráfico 5: Abundancia porcentual de las diatomeas versus salinidad.	32
Gráfico 6: Abundancia porcentual de las dinoflagelados versus salinidad.	33
Gráfico 7: Abundancia porcentual de las cianofitas versus salinidad.	34
Gráfico 8: Abundancia porcentual de las clorofitas versus salinidad.	35
Gráfico 9: Abundancia porcentual del evaporador 2.	36
Gráfico 10: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 2 y la transición de la salinidad en los 7 meses.	37
Gráfico 11: Abundancia porcentual del evaporador 8.	38
Gráfico 12: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 8 y la transición de la salinidad en los 7 meses.	39
Gráfico 13: Abundancia porcentual del evaporador 12.	40
Gráfico 14: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 12 y la transición de la salinidad en los 7 meses.	41
Gráfico 15: Índice de Shannon-Weaver en los tres evaporadores.	44
Gráfico 16: Índice de Simpson en los tres evaporadores.	45
Gráfico 17: Diagrama de nMSD de la estructura comunitaria del fitoplancton de los tres evaporadores.	46

Gráfico 18: Proyección ortogonal del análisis de correspondencia canónica de los 5 grupos fitoplanctónicos de los tres evaporadores con los vectores ambientales (T) temperatura; (OD) oxígeno disuelto y salinidad	47
Gráfico 19: Abundancia Log (cel/m ³) en los 7 meses de muestreo.	58

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Coordenadas de las estaciones de los tres evaporadores.	21
Tabla 2: Resumen de los promedios y desviaciones estándar de los tres evaporadores.....	25
Tabla 3: Lista de las especies encontradas en los evaporadores.	42
Tabla 4: Promedio de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo.	58
Tabla 5: Promedio de oxígeno disuelto de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo.	59
Tabla 6: Promedio de salinidad de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo.	59
Tabla 7: Promedio de la abundancia total. Presentó diferencias significativas ...	60
Tabla 8: Datos para la correlación. salinidad versus abundancia de los tres evaporadores durante los meses de muestreo.....	60
Tabla 9: Promedio de la abundancia porcentual de la composición fitoplanctónica.	61
Tabla 10: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 2.	61
Tabla 11: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 8.	62
Tabla 12: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 12.	62

Tabla 13: Promedio de la diversidad de Shannon de los tres evaporadores.	63
Tabla 14: Promedio de la dominancia con el índice de Simpson de los tres evaporadores.....	63
Tabla 15: Datos para el gráfico de nMDS. Promedio de la abundancia durante los meses de muestreo.....	64
Tabla 16: Datos para CCA.	64
Tabla 17: Abundancia (cel/m ³) de las especies en cada estación. Evaporador 2.	65
Tabla 18: Abundancia (cel/m ³) de las especies en cada estación. Evaporador 8..	66
Tabla 19: Abundancia (cel/m ³) de las especies en cada estación. Evaporador 12.	66
Tabla 20: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.	67
Tabla 21: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.	68
Tabla 22: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.	69
Tabla 23: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.	70
Tabla 24: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.	71
Tabla 25: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.....	72
Tabla 26: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.....	73
Tabla 27: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.....	74
Tabla 28: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.....	75

ÍNDICE DE FOTOS

Foto 1: <i>Gyrosigma balticum</i>	76
Foto 2: <i>Prorocentrum lima</i>	76
Foto 3: <i>Dunaliella</i> sp.....	76
Foto 4: <i>Cymbella</i> sp.....	76
Foto 5: <i>Cyanosarcina</i> sp.	76
Foto 6: <i>Trachelomonas</i> sp.....	76
Foto 7: <i>Pleurosigma</i> sp	77
Foto 8: <i>Ceratium furca</i>	77
Foto 9: <i>Chroococcus turgidus</i>	77
Foto 10: <i>Spirulina major</i>	77
Foto 11: <i>Navicula</i> sp	77
Foto 12: <i>Spirulina subsalsa</i>	77
Foto 13: Evaporador 2. Filtrando en una red de plancton de 55 micras.....	78
Foto 14: Evaporador 12. filtrando en una red de plancton de 55 micras.....	78

GLOSARIO

Abundancia: indica el número de individuos presentes en un hábitat determinado.

Abundancia relativa: cantidad proporcional calculada, de los individuos de la especie con respecto al total de la población censada en un área determinada.

Apical: extremo de una cosa.

Atalashalina: el resultado de la disolución de los depósitos minerales de sales de origen continental.

Cíngulo: región que separa la parte superior o episoma, de la región inferior o hiposoma.

Diversidad: es la abundancia de elementos diferentes

Salinidad: contenido de sal en un cuerpo de agua y se mide en partes por mil ‰.

Dominancia: especies frecuentes de una comunidad.

Frústulo: membrana silícica de las algas diatomeas, con aspecto de minúscula caja de forma variada, formada por dos valvas una de las cuales encaja con la otra.

Gradiente salino: es la presión generada por el encuentro de dos masas de agua en diferentes concentraciones de sal.

Halófito: organismo que crece en condiciones de alta concentración de salinidad.

Rafe: hendidura o línea de la sutura que representa el límite de fusión entre dos estructuras separadas.

Riqueza: número de especie de flora o fauna diferentes presente en un determinado espacio.

Thalasohalinas: son ambientes con concentraciones de sales similares al agua de mar.

Eurihalinas: organismos capaces de vivir en rangos altos de concentración de sales.

Alóctonas: animal o planta que no se originó en el área que habita.

SIMBOLOGÍA

% Porcentaje.

< Menor que.

> Mayor que.

° Grados.

‰ Partes por mil.

T Temperatura.

M³ Metros cúbico.

L Litro.

ml Mililitro.

pH Potencial de hidrógeno.

ABREVIATURAS

Blgo. Biólogo.

Etc. Etcétera.

Fig. Figura.

IPIAP Instituto Publico de Investigación de Acuicultura y Pesca.

Lab. Laboratorio.

NaCl. Cloruro de sodio.

OD. Oxígeno disuelto.

Ppt. Partes por mil.

Sp. Especie.

Et al. y otros

e. g. por ejemplo.

pH. Potencial de hidrógeno.

RESUMEN

Las salinas son entornos artificiales e hipersalinos integrados a los ecosistemas costeros, donde una serie de estanques están interconectados e influenciados principalmente por el gradiente salino. El fitoplancton al ser el primer eslabón de la cadena trófica proporciona una alta interacción biológica en estos ambientes; por este motivo, en la planta de Ecuasal nació la necesidad de aportar un conocimiento sobre la composición y abundancia fitoplanctónica de los diferentes gradientes de salinidad en los evaporadores. Durante el período de noviembre 2021 a mayo 2022, se establecieron 3 estaciones de muestreo en 3 piscinas; se tomaron muestras de agua (50 L) que fueron filtradas en una red de plancton de 55 micras y preservadas en formol. La identificación y conteo se realizó en una cámara de Sedgwick-Rafter utilizando el método Semina. Mediante estadística inferencial se observó que los tres evaporadores mostraron diferencias significativas en términos de abundancia (K-W = 0.006; $p < 0.05$) y composición (ANOVA: 0.00; $p < 0.05$). El evaporador 8 registró la mayor abundancia con una media de 3.59×10^6 cel/m³; mientras que el evaporador 2 presentó una diversidad significativamente mayor (K-W = 0.001; $p < 0.05$), por otro lado, la dominancia más alta la obtuvo el evaporador 12 representado principalmente por la especie *Spirulina subsalsa* (K-W = 0.001; $p < 0.05$); además, una proyección ortogonal del análisis de correspondencia canónica mostró que el evaporador 12, integrado por el grupo de las cianofitas, tuvo una correlación positiva con la salinidad; mientras, que el evaporador 2 y 8 fue inversamente proporcional. Los resultados sugieren un efecto sobre la abundancia, diversidad y composición de los evaporadores; se recomienda la evaluación de otras variables cómo los nutrientes, profundidad y pH que podrían tener un efecto sobre el fitoplancton.

Palabras claves: abundancia, gradiente salinidad, composición fitoplanctónica, diversidad alfa, entornos hipersalinos.

ABSTRACT

The salt pans are artificial and hypersaline environments integrated into coastal ecosystems, where a series of ponds are interconnected and influenced mainly by the saline gradient. Phytoplankton is the base of the food chain providing a high biological interaction in these environments.; for this reason, at the Ecuasal plant, there is a need to understand the composition and abundance of phytoplankton at the different salinity gradients ponds. From November 2021 to May 2022, 3 sampling stations were established in 3 evaporators, water samples (50 L) were taken and filtered through a 55-micron plankton net and preserved in formalin. The identification and counting were carried out in a Sedgwick-Rafter counting chamber using the Semina method. Using inferential statistic, it was observed that the 3 evaporators showed significant differences in terms of abundance (K-W = 0.006; $p < 0.05$) and composition (ANOVA: 0.00; $p < 0.05$). Evaporator 8 registered the highest abundance with an average of 3.59×10^6 cells/m³; while evaporator 2 presented a statistically higher diversity (K-W = 0.001; $p < 0.05$); furthermore, an orthogonal projection of the canonical correspondence analysis showed that evaporator 12, made up of the cyanophyte group. Had a positive correlation with salinity; while evaporators 2 and 8 were inversely proportional. The results suggest an effect on the abundance, diversity and composition of the evaporators; we recommend the evaluation of other variables such as nutrients, depth and pH that could affect phytoplankton.

Keywords: abundance, salinity gradient, phytoplankton composition, alpha diversity, hypersaline environments.

1. INTRODUCCIÓN

Las salinas son estanques artificiales pocos profundos, que aparte de producir sal (NaCl), también son considerados como humedales salinos que está integrado a un ecosistema acuático costero que combina la heterogeneidad ambiental con un fuerte gradiente de salinidad (Acosta et al., 1996; Oren, 2002); también prestan servicios ecológicos como la captura de la *Artemia sp*; son zonas de refugio de aves migratorias; hay gran diversidad biológica y la presencia de especies endémicas de ambientes hipersalinos (D. F. da C. Costa et al., 2014; C. Pedrós-Alió et al., 2000).

Estos entornos son populares para estudios de microorganismos halófilos, especialmente con las comunidades bentónicas y planctónicas (algas, copépodos, moluscos, etc) porque crean un sistema biológico que puede ayudar o perjudicar la producción de sal (Davis, 1993). Por ejemplo, las especies planctónicas que se adaptan a los rangos de salinidad colorean el agua para mejorar la absorción de la energía solar y la evaporación del agua, así mismo creando sustancias orgánicas que alimenta a todo el sistema biológico a un nivel deseado; por otro lado, las comunidades bentónicas sellan el suelo y elimina el exceso de nitrógeno y fosfato (Davis, 2000).

Por otra parte, el principal recurso nutritivo de los organismos halófilos heterótrofos (artrópodos, moluscos, peces, etc.), es el fitoplancton (Reynolds, 2006), de igual modo otorga equilibrio a los niveles tróficos; controla los ciclos de nutrientes, y da un buen balance al ecosistema a lo largo del circuito de la salina (Davis, 2000), por esta razón el fitoplancton juega un papel fundamental, no solo en estos entornos, sino en todos los ecosistemas acuáticos (Koffi et al., 2009).

El fitoplancton se compone de ensamblajes dinámicos de múltiples especies, caracterizados por una gran diversidad y cambios sucesivos en la composición en respuesta a los cambios ambientales. Los problemas centrales de la ecología, es identificar los factores y procesos que rigen la sucesión estacional de especies fitoplanctónicas y la estructura de las comunidades (Mendes et al., 2009).

El crecimiento de las poblaciones de algas se ajusta a los factores físicos, químicos (Richardson & Pedersen, 1998) y, factores biológicos como la depredación (Elloumi et al., 2009; Maar et al., 2002) y competencia entre especies (Mallin & Paerl, 1994; Pinckney et al., 1998), hasta cierto punto, la disponibilidad de nutrientes es el principal factor que controla la composición y biomasa de la comunidad fitoplanctónica en aguas poco profundas (López-Flores et al., 2006; Ortega-Mayagoitia et al., 2003). Todos estos parámetros varían con el tiempo y afecta tanto de forma directa como indirecta a la composición y abundancia de la flora algal (Koffi et al., 2009).

Por otra parte, un factor muy importante para los ecosistemas salinos, es la evaporación, ya que concentran los elementos nutricionales (Dolapsakis et al., 2005; Oren, 2002; Wen & Zhi-hui, 1999) favoreciendo la proliferación del fitoplancton (Dolapsakis et al., 2005), de este modo hace un sitio ideal para un sinnúmero de aves residentes y migratorias (Ramirez et al., 2011), previsto para anidar y apto para el desarrollo de microorganismos e invertebrados (Britton & Johnson, 1987; Trigui et al., 2011).

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

Cómo se describe anteriormente los organismos planctónicos influyen en la producción de la sal marina y en el mantenimiento del estado ecológico de las salinas. Estas comunidades planctónicas están adaptadas a diferentes rangos de salinidad, dentro de este grupo, las microalgas, juegan un papel crucial en el ciclo de nutrientes, el equilibrio de los niveles tróficos y el mantenimiento del ecosistema salino(Costa et al., 2015; Davis, 1978, 2000; Pedrós-Alió et al., 2000).

Por lo tanto, una escasa información del efecto de los factores abiótico (la salinidad y temperatura) sobre la abundancia y composición fitoplanctónica en los evaporadores de la planta de Ecuasal, podría resultar en una falta de previsión ante un desequilibrio ecosistémico afectando las zonas de refugios para las aves migratorias; además, de generar pérdidas económicas debido a una producción de sal de baja calidad.

3. JUSTIFICACIÓN

Un ecosistema se define por sus componentes estructurales (biota) y procesos funcionales (interacción entre biota y factores abióticos), sin embargo, en esta definición no menciona la diferencia de un ecosistema natural y artificial, como las salinas, que son construidas por el hombre. A pesar de su origen, las salineras poseen características tróficas que cambian de manera progresiva y predeciblemente a medida que aumenta la salinidad (Ladhar et al., 2015; Oren, 2002; Sadoul et al., 1998).

Por lo general, las salinas se ubican en una zona de transición entre el continente y el mar, compuesta por una serie de estanques interconectados, pocos profundos y presentan características bióticas similares a los humedales (Evagelopoulos et al., 2009), por lo tanto, son de gran interés, dado por su importancia ecológica, que representa el sustento para muchos organismos, y económica, por la extracción de la sal que se da en el proceso de la evaporación (Rodrigues et al., 2011).

En las piscinas evaporadoras de Ecuasal, representan un importante ecosistema para las aves playeras migratorias y nativas, ya que en este sitio encuentran y obtienen su principal fuente de alimento (Ágreda, 2012); sin embargo, a pesar de que hay una gran relación trófica entre las aves y los organismos de plancton, existe un escaso conocimiento y estudio de cuáles son los principales organismos de fitoplancton que posiblemente son consumidos por estas aves, por otro lado, existen ciertos estudios realizados en las evaporadoras de otras partes del mundo como Egipto, Grecia, India, Túnez (Abid, Sellami-Kammoun, et al., 2008; Evagelopoulos et al., 2009; Madkour & Gaballah, 2012; Sundararaj et al., 2006) donde consideraron ciertos factores abióticos como la salinidad, temperatura, nutrientes, etc. como limitadores al desarrollo fitopláctonico.

Por ello nace la necesidad y la importancia de realizar esta investigación de manera que aporte un conocimiento de la composición y abundancia fitoplanctónica en los diferentes gradientes de salinidad en las evaporadoras de Ecuasal.

Por último, la generación de información sobre las especies fitoplanctónicas presentes en la planta productora Ecuasal, podría beneficiar a las otras ramas de las ciencias biológicas, utilizando el fitoplancton como materia prima para la elaboración de productos.

4. OBJETIVOS

Objetivo General

Determinar la composición y abundancia del fitoplancton, mediante la colecta de muestras identificando su relación con el gradiente salino, en las tres piscinas evaporadoras de la empresa Ecuasal, Mar Bravo.

Objetivo específico

- Identificar los grupos de fitoplancton más abundantes a diferentes rangos de salinidad.
- Determinar la abundancia, composición y diversidad fitoplanctónica aplicando métodos cuantitativos e índices de biológicos.
- Establecer la relación de gradiente salinidad con la estructura comunitaria del fitoplancton identificada (correspondencia canónica).

5. HIPÓTESIS

“El fitoplancton en los tres evaporadores de Ecuasal muestra cambios en su abundancia y estructura de su composición en relación con el gradiente salino”.

6. MARCO TEÓRICO

6.1 Ambientes hipersalinos

El cloruro de sodio (NaCl) es uno de los minerales que predomina en los ambientes hipersalinos (Larsen, 1980), presentando una concentración de sales superior al 10% (Cadena, 2014), y se origina como resultado de la evaporación del agua de mar, por lo tanto es aproximadamente tres veces más salina que el agua de mar (Kerkar, 2004).

La formación de estos entornos hipersalinos se da de manera natural o artificial, por ejemplo, en los naturales se encuentran los enormes lagos como el Mar Muerto, y los artificiales, que son estanques rectangulares con el propósito de producir sal (McGenity & Oren, 2012). En su mayoría son ambientes aeróbicos, pero también se encuentran en situaciones anóxicas, la acidez puede variar considerablemente de un ambiente a otro.

Y a partir de su origen, los ambientes hipersalinos se clasifican en (Oren, 1993):

- Talasohalinas: son ambientes con concentraciones de sales similares al agua de mar, se derivan de la evaporación, predominan los iones de sodio (Na^+) y cloro (Cl^-), por lo tanto, se acerca a un pH neutro a ligeramente alcalino. De ejemplo tenemos a las salinas solares.
- Atalashalina o Atalásicos: es el resultado de la disolución de los depósitos minerales de sales de origen continental, por lo tanto, predominan otros tipos de iones (Mg^{2+} o Ca^{2+}), y el pH puede variar desde ligeramente ácido a altamente alcalino, por ejemplo, como se mencionó en el párrafo anterior, el Mar Muerto.

6.2 Diversidad fitoplanctónica en ambientes hipersalinos

En los entornos hipersalinos son habitados por organismos halófilos, quiere decir que requieren concentraciones altas de salinidad (NaCl) para poder crecer, a diferencia de los halotolerantes son aquellos que pueden crecer en presencia y ausencia de altas concentraciones de sal (Kerkar, 2004; Ollivier et al., 1994).

Los organismos halófilos se clasifican en tres grupos (Ollivier et al., 1994):

- Halófilos ligeros: crecen de manera óptima al 2-5% NaCl.
- Halófilos moderados: rápido crecimiento 5-20% NaCl.
- Halófilos extremos: crecimiento óptimo al 20-30% NaCl.
- No halófilos: crecen menos 2% NaCl.

Algunas especies de algas verdes como la *Dunaliella* son comunes en las salmueras y crecen en una amplia gama de salinidades. Existe otro grupo de algas eucariotas como las diatomeas pennadas, que suelen estar presentes pero no son dominantes en los ambientes hipersalinos, a diferencia de las cianobacterias que a menudo son los productores primarios dominantes en salinidades alrededor de 5% a 15% (Javor, 1989).

6.3 Mecanismos de adaptación fitoplanctónico en ambientes hipersalinos.

Para la mayoría de los microorganismos es difícil vivir en ambientes hipersalinos, ya que este tipo de entorno genera estrés y son incapaces de adaptarse, sin embargo, existen otros que han podido adaptarse a este tipo de ecosistema bajo condiciones extremas de salinidad; a estos organismos se los denomina tapete microbiano (Cadena, 2014; Kerkar, 2004).

Ciertos microorganismos del tapete microbiano, producen un pigmento, otorgando un color rojizo, donde la intensidad del color dependerá de la salinidad (Cadena, 2014), por ejemplo la *Dunalliella*, mientras más alta son las concentraciones de salinidad de su entorno, mayor será la producción de pigmentos como el carotenoide y xantofilas, por otro lado, posee un mecanismo de adaptación para permanecer en estos ambientes extremos, generando cambios en su energía metabólica, resultando un declive en la energía dedicada al crecimiento (Cadena, 2014), para aumentarla en los procesos de protección, como la producción y acumulación de glicerol intracelular y ácidos grasos poliinsaturados, los que permitirán adaptarse a las membrana intracelular, y con esto permitirá un balance en la presión osmótica externa (Gimmler & Möller, 1981; Renaud et al., 1994).

Otros microorganismos que también forman parte del tapete microbiano son cianobacterias. Cuando las cianobacterias se encuentran en un entorno hipersalino, limitan la entrada de sodio (Na^+) dentro de la célula, por lo tanto, mantiene baja las concentraciones de sodio dentro del citosol con el propósito de evitar una lesión celular, las que sobreviven a altas salinidades, poseen unas proteínas denominadas porinas, lo que permite el movimiento de Na^+ sacándola de la célula, además de eso, existen otros mecanismos que se consideran importantes, es la síntesis y acumulación de glucosilglicerol (GG), polioles, glicina-betaina.

Con respecto a las diatomeas, a pesar de ser omnipresente en todo tipo de agua, especialmente en el ambiente marino con un número relativamente alto de especies y géneros, en los entornos hipersalinos no son abundantes pero sí pueden contribuir a las comunidades fotosintéticas bentónicas de los evaporadores, destacando las especies pennadas eurihalinas estableciéndose en una salinidad óptima por debajo de los 75g/L, sin embargo, existen especies halotolerantes que crecen a 125-150g l⁻¹, por ejemplo, la *Nitzschia fusiformis*, *Entomoneis*, una especie de *Amphora* no identificada y la *Amphora* cf. *subacutiuscula* (Clavero et al., 2000). Estudios según Dickson & Kirst, (1987), demostraron que el mecanismo fisiológico que tienen las diatomeas frente al estrés salino, es sintetizar y acumular glicina, betaina y prolina; y las concentraciones de K⁺ intracelular es de tres a seis veces más que las de Na⁺, sin embargo, existen metabolitos que son exclusivos de cada especie, lo que indica una individualidad dentro de las diatomeas (Nikitashina et al., 2022).

6.4 Factores abióticos: salinidad, temperatura, oxígeno disuelto.

La salinidad, a nivel ecológico es una variable que influye en la abundancia, distribución y desarrollo del fitoplancton, especialmente en una salinera, por lo que es un sistema construido por estanques múltiples interconectados con poca profundidad para la producción de sal que es dada a través de la evaporación, por lo tanto, el gradiente de salinidad destaca dentro de este lugar, otorgando una gama de hábitats definidos con salinidades crecientes de moderadas a hipersalinas (Oren, 2002). En Oceanografía, La salinidad originalmente se definió como la concentración de sales disueltas en el agua, gramos/litros o partes por mil (ppt) por Knudsen (1901), sin embargo, el Panel Conjunto de Tablas y Estándares Oceanográficos, en 1978, lo definieron como unidad prácticas de salinidad (UPS).

La temperatura es un factor que influye en los procesos vitales de varios organismos como el crecimiento de varias microalgas, este puede afectar la química del agua disminuyendo el oxígeno. El oxígeno disuelto y la temperatura son variables físicas químicas que cumplen un papel importante para los procesos fotosintéticos y liberación de nutrientes, sin embargo, la carencia de oxígeno en un cuerpo de agua determinaría la transformación de los compuestos de nitrógeno y fósforos (Betancourt et al., 2009). La unidad de medida para la temperatura es de Centígrado o Celsius (°C) y oxígeno disuelto está en unidades de (mg/l).

6.5 División Chromophyta

se caracteriza por tener cromatóforos con pigmentos clorofílicos “a” y “c” los cloroplastos suelen ser de color marrones-amarillentos por las grandes cantidades de β -caroteno y xantofilas. Almacenan lípidos, almidón y glucanos (Silva & Moe, 2012; Tomas, 1997).

6.5.1 Clase Bacillariophyceae (Diatomeas).

Su clasificación se basa principalmente por su forma y disposición de sus estrías (Alonso et al., 2008; Cupp, 1943):

- **Centrales o céntricas:** simetría con relación a un punto o simetría radiada. (Fig.1).
- **Pennadas o penales:** simetría variada. (fig. 2).

Diatomeas centrales o céntricas.

La forma básica, es la célula cubierta con un frústulo o cubierta en forma de caja, dividida en dos partes con numerosos rasgos morfológicos que permite su identificación.

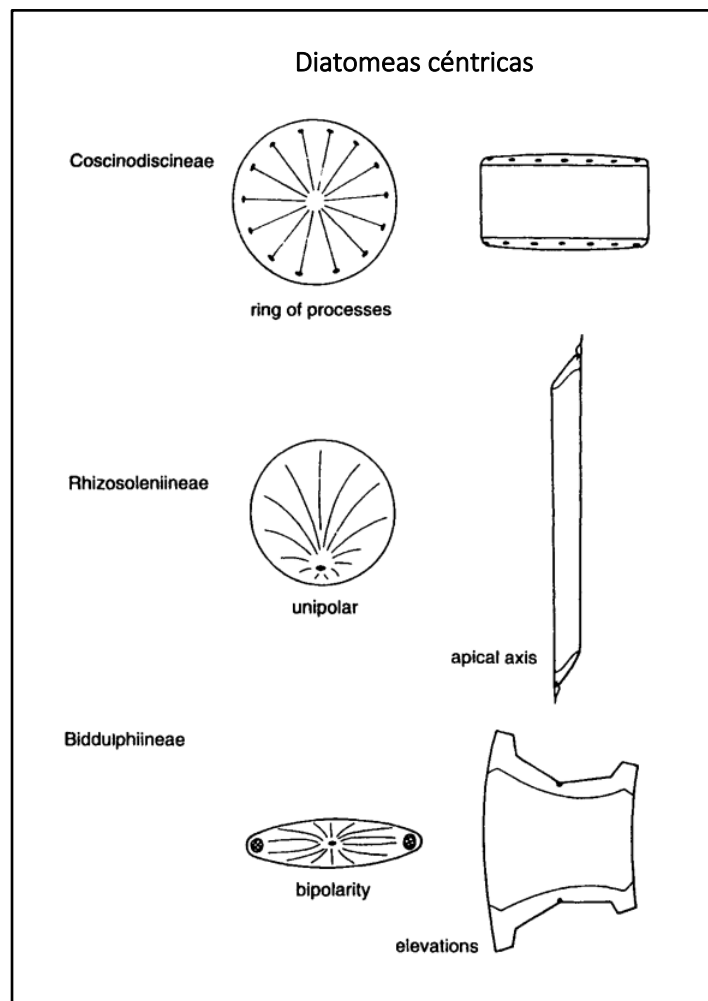


Fig. 1: Diatomeas céntricas. La disposición de las estrías guarda simetría con relación a un punto.
Fuente: Tomas, C.(1997). Ilustración. Identifying Marine Fytoplakton.

Diatomeas pennadas o pennaes:

Se divide en diatomeas pennaes con rafe y sin rafe la cual es una estructura acanalada que se encuentra en la parte media de la célula.

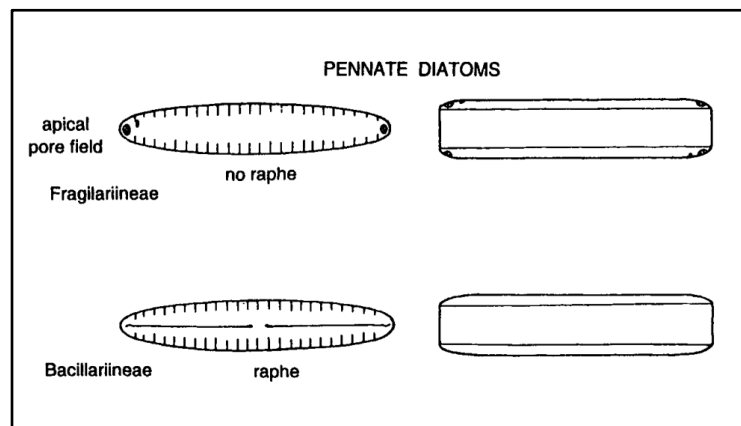


Fig. 2: Diatomeas pennadas. La disposición de las estrías es variada.
Fuente: Tomas, C.(1997). Ilustración. Identifying Marine Fytoplakton.

6.5.2 Clase Dinophyceae

Los dinoflagelados pertenecen al grupo de los protistas flagelados, por lo tanto, morfológicamente los dinoflagelados se caracterizan por la presencia de dos flagelos distintos y se clasifican en (Alonso et al., 2008):

- **Desmocontes:** los dos flagelos nacen de la parte anterior de la célula.
- **Dinocontes;** uno está insertado en el cíngulo o faja, se denomina flagelo transversal; y el flagelo longitudinal, se extiende en todo el sulcus o sulco.

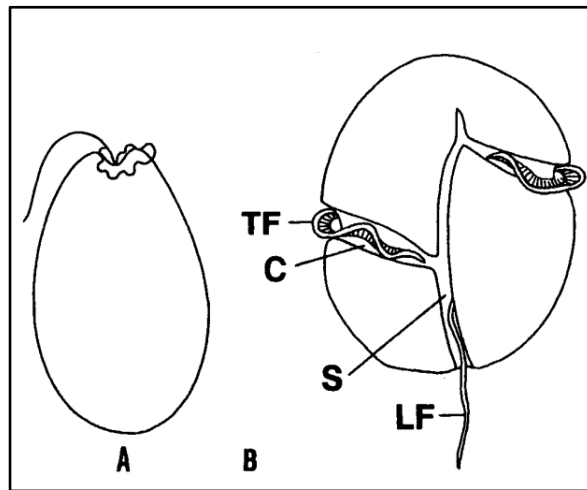


Fig. 3:(A) Desmoconto, los flagelos emergiendo de la parte anterior de la célula. (B) Dinoconto, vista ventral de la célula con la ubicación de los dos flagelos. TF, flagelo transversal; C, cíngulo; S, sulcus; LF, flagelo longitudinal. Fuente: Tomas, C.(1997). Ilustración. Identifying Marine Fytoplakton.

Otra manera de clasificar a los dinoflagelados es según la ausencia o presencia de teca (Balechi, 1980):

Atecados: carecen de cubierta o teca. Son más delicados. Ej. *Prorocentrum* (Fig. 4).

Tecados: célula que tiene una cubierta rígida, formada por placas de celulosa, e.g. *Protoperidinium*. (Fig. 5).

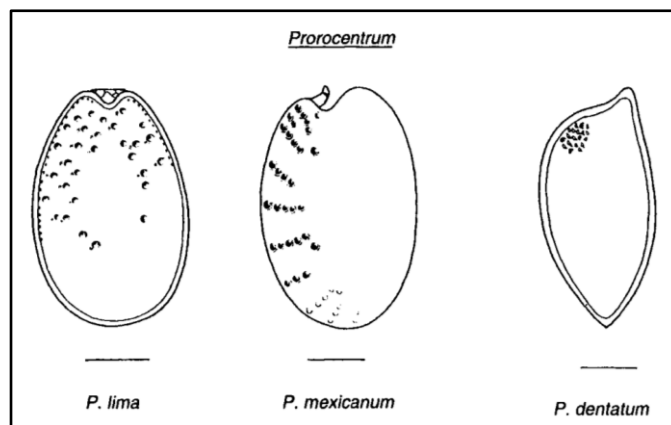


Fig. 4: Tres especies de Dinoflagelados atecados. Fuente: Tomas, C.(1997). Ilustración. Identifying Marine Fytoplakton.

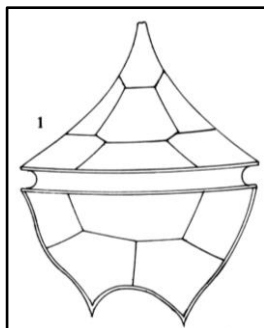


Fig. 5: *Protoperidinium sp.* Dinoflagelado tecado.

Fuente: Pesantes, F.(2014). Ilustración. Lámina XXVI. *Protoperidinium sp.* Acta Oceanográfica del Pacífico- Dinoflagelados del fitoplancton del Golfo de Guayaquil.

6.6 División Cyanophyta

Se las denominan cianofitas, cianofíceas, cianobacteria o algas verdes azuladas. Son organismos procariotas, sin núcleo diferenciado y poseen un solo pigmento clorofílico, la clorofila “a” y ficobilinas (ficoeritrina-rojo y ficocianina- azul) y almacenan glucógeno. Se desarrollan en ambientes muy diversos, y toleran condiciones extremas, como salinidades y temperaturas altas (Díaz et al., 2010). En forma no simbiótica son fijadores de nitrógeno atmosférico y son productores de compuestos tóxicos.

6.6.1 Clase Cyanophyceae

Pueden clasificarse en (Novelo, 2011):

Sin organización celular, solitarias, colonias o cenobios: Chroococcales)(fig.6).

Algas filamentosas

Con células especializadas: acinetos y heterocitos. Ejemplo, los nostocales. (fig6).

Sin células especializadas, como los Oscillatoriales. (fig 6).

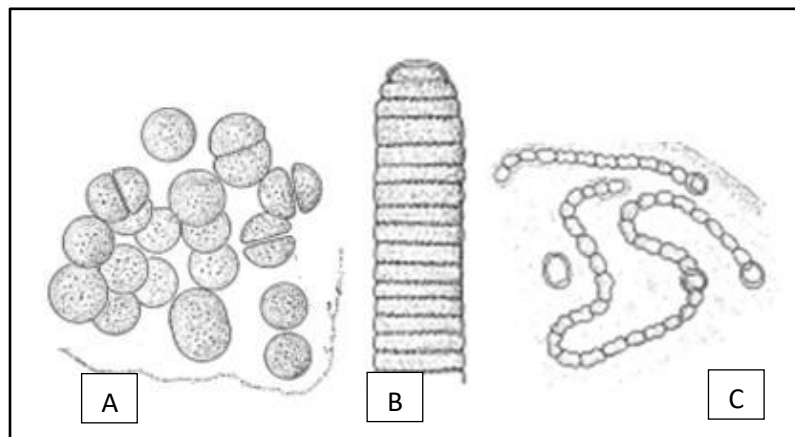


Fig. 6:(A) Chroococcales, sin organización celular. (B) Oscillatoriales, sin células especializadas. (C)Nostocales, con células especializadas. **Fuente:** Novelo, E (2011). Ilustración. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán.

6.7 Division Chlorophyta

Las chlorophytas tienen una gran diversidad morfológica, las células móviles presentan 2 o más flagelos iguales o desiguales insertados en la parte apical o subapical, también llamados isocontos. Su pigmento fotosintético es conformado por clorofila “a” y “b” β - y γ - caroteno, xantofilas, luteína, violaxantina (Christensen, 1962), en donde se encuentran en los cloroplastos, dicho organelo puede variar en su forma y está rodeado por dos membranas.

6.7.1 Clase Chlorophyceae.

La mayoría de las clorofíceas se encuentran en agua dulce, predominan las formas en protofítica, cenobio y filamentosos.

6.8 División Euglenozoa

6.8.1 Clase Eglenophyceae

Son protistas flagelados. Poseen una mancha ocular libre en el citoplasma, tienen un canal flagelar con uno o dos flagelos y contiene paramilo (carbohidrato de reserva), contiene clorofila “a” y “b” (Cavalier-Smith, 1981) y posee una película sin pared celular. Son fotosintéticos o fagotrofos.

7. MARCO METODOLÓGICO.

7.1 Descripción del área de estudio.

El presente trabajo se llevó a cabo en 3 piscinas evaporadoras de la empresa salinera Ecuasal, ubicada en el km. 1 camino a mar bravo, Avda. Ramón Fernández en el cantón Salinas de la provincia de Santa Elena – Ecuador (Fig. 7). Esta área, está comprendida por 487.79 has. con suelo arenoso rica en arcilla y sal, entretanto el clima del área de estudio es seco, cálido y con poca precipitación anual (Agreda, 2012).



Fig. 7: Mapa del Ecuador y Ecuasal en la provincia de Santa Elena, cantón Salinas con sus coordenadas.

Fuente: (Google Earth, 2022).

7.2 Selección de evaporadores y estaciones de monitoreo.

Para la selección de los tres evaporadores se consideró principalmente los diferentes gradientes de salinidad y por su ubicación. Se escogió el evaporador 2 por ser la primera piscina que recibe de forma directa el agua de mar; el evaporador 8, por tener una salinidad intermedia y su ubicación al extremo de toda el área de las piscinas evaporadoras; y por último, el evaporador 12 por tener una concentración de salinidad alta (Fig. 8).



Fig. 8: Evaporadores 2, 8 y 12 en la planta de Ecuasal.

Fuente: (Google Earth, 2022).

Dentro de cada estanque se escogieron tres puntos de estación (Fig. 9) considerando la logística y el acceso a la zona, también por su ubicación. Cada punto de estación se ubicó en lugares como, cerca de la compuerta que conecta con otro evaporador, otro punto de estación se situó en una esquina de los evaporadores, finalmente, el último punto se consideró ubicar en la parte media a un costado del evaporador.



Fig. 9: Tres estaciones por evaporador. Lugar de toma de muestras.
Fuente:(Google Earth, 2022).

Tabla 1: Coordenadas de las estaciones de los tres evaporadores.

Evaporador	Estación	Latitud	Longitud
2	1	2° 15' 32.858" S	80° 56' 2.881" W
	2	2° 15' 21.010" S	80° 55' 56.566" W
	3	2° 15' 39.901" S	80° 55' 54.924" W
8	1	2° 14' 41.219" S	80° 56' 25.958" W
	2	2° 14' 28.001" S	80° 56' 37.642" W
	3	2° 14' 39.636" S	80° 56' 24.528" W
12	1	2° 14' 58.799" S	80° 56' 31.308" W
	2	2° 15' 4.125" S	80° 56' 23.622" W
	3	2° 15' 8.331" S	80° 56' 26.634" W

7.3 Trabajo de campo

7.3.1 Toma de muestras

En cada estación, se tomó las coordenadas (Tabla 1), se midió de manera in situ los parámetros físico y químicos (salinidad, temperatura y oxígeno disuelto) con el multiparámetro HANNA HI9829.

Para la toma de muestra se filtró 50 litros de agua a través de la red de plancton de 55 micras de poro. Por cada 100 ml de muestra, se preservó y fijó con una solución de 4ml de formalina al 4% neutralizada previamente con bórax (tetraborato de sodio) en frascos de polietileno de 500 ml con su respectiva rotulación, por último, las muestras fueron trasladadas al Lab. Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena e IPIAP. El periodo de muestreo duró 8 meses, empezó en noviembre 2021 y culminó en mayo 2022.

7.4 Trabajo de laboratorio

7.4.1 Identificación de muestras

Para la identificación del fitoplancton; primero, se homogenizó el frasco de muestra, luego se colocó una gota en la placa porta objeto y sobrepuesto un cubreobjeto; y con ayuda del microscopio se observó la microalga, finalmente, se logró identificar hasta el nivel taxonómico posible con ayuda de libros ofrecidos por el IPIAP y material bibliográficos de trabajos realizados por: Novelo (2011); Tomas (1997); Pesantes (2014); Jimenez (2014); Díaz et al. (2010); Cupp (1943); Alonso et al. (2008) y entre otros.

7.4.2 Análisis cuantitativo

Para el análisis cuantitativo, se utilizó un microscopio convencional marca Jiangnan BM1000 y se contabilizó por medio de la cámara de Sedgwick-Rafter aplicando la metodología propuesta por Semina:

El coeficiente de conversión será para cel/m³:

$$N = \frac{(N)(V_2)}{(V)(V_3)}$$

N = Número de células contadas.

V_2 = Volumen de agua filtrada (0.05 m³).

V_1 = Volumen filtrado en el cubilete o frasco (ml).

V_3 =Alícuota de 0.5 ml contabilizadas en cámara de Sedgwick-Rafter.

Análisis de la información.

Para determinar si existe diferencias significativas entre la abundancia con relación a los evaporadores y meses de muestreo, se aplicó Kruskal-Wallis como análisis de varianza no paramétrica (Zar, 2009) más una prueba post hoc Dunn, en el caso de que no se cumplan los supuestos del análisis paramétricos; por lo contrario se realizaría un ANOVA más una prueba post hoc de Fisher. Para estas pruebas se utilizó el Software Minitab y Past.

Se determinó la diversidad específica, utilizando la fórmula del índice de Shannon Weaver: (este índice contempla la riqueza y abundancia de las especies).

$$H' = \sum_{i=1}^s (P_i \times \text{Log}_2 P_i)$$

H' : índice de Shannon

S : número de especies

P_i : proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos.

Para el índice de dominancia o Simpson (Λ) se empleó la siguiente fórmula (Krebs et al., 1999):

$$D = \sum_{i=0}^s P_i^2$$

D = índice de Simpson o dominancia.

S = número de especies

P_i : proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos.

Y para establecer la relación de gradiente salinidad con la estructura comunitaria se hizo un análisis de correspondencia canónica (CCA) con ayuda del software Past.

Por último, se utilizó correlación de Spearman, para hallar diferencias significativas en la relación de abundancia de los tres evaporadores con la salinidad.

8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

Los promedios y desviaciones estándar de los datos biológicos y parámetros físicos y químicos se enumeran en la (tabla 2) con su respectivo evaporador.

Tabla 2: Resumen de los promedios y desviaciones estándar de los tres evaporadores

Evaporador	Abundancia Log (cel/m3)		Temperatura		Salinidad (UPS)		Oxígeno disuelto (Mg/L)	
	Media	DS	Media	Ds	Media	DS	Media	Ds
2	6.20	0.55	28.81	3.54	38.23	5.77	0.85	0.59
8	6.53	0.17	30.72	2.74	53.49	7.74	1.02	0.63
12	5.71	0.55	31.20	4.28	128.33	7.08	0.60	0.39

Los patrones de temperatura (Tabla 4) y oxígeno disuelto (Tabla 5) no mostraron diferencias significativas para los tres evaporadores; sin embargo, en salinidad si mostró diferencias significativas para los tres evaporadores (ANOVA:0.00; $p < 0.05$) (Tabla 6). Detallando que el evaporador 12 tuvo mayor salinidad con un promedio de 128.33 ± 7.08 UPS; la menor salinidad fue para el evaporador 2 con una media de 38.23 ± 5.77 UPS; y el intermedio fue para el evaporador 8 con una media de 53.49 ± 7.74 UPS.

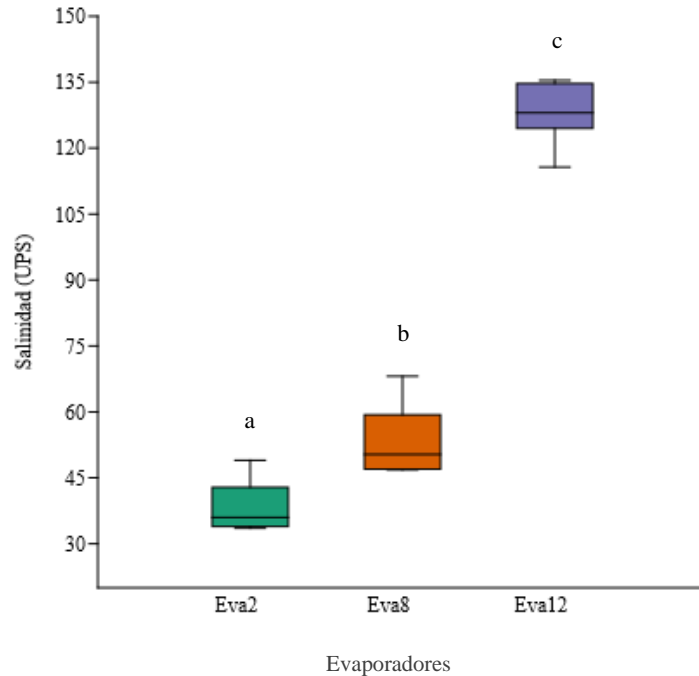


Gráfico 1: Comparación de la salinidad (UPS) en los tres evaporadores.

8.1 Abundancia y composición

El evaporador 12 presentó la abundancia más baja con una media de 821472 cel/m^3 , en contraste con el evaporador 8 obtuvo el promedio más alto 3593120 cel/m^3 y estuvieron más concentrados en una salinidad media de $53.49 \pm 7.74 \text{ UPS}$, a diferencia del evaporador 2 los datos de abundancia fueron más amplios y dispersos con una media abundancia de 2704014 cel/m^3 dentro de una salinidad de $38.23 \pm 5.77 \text{ UPS}$ (Tabla 2, Gráfico 2), por lo tanto, tuvo diferencia significativa ($K-W=0.006; p < 0.05$).

El gradiente salino y la temperatura son uno de los factores ambientales que más influyen en la abundancia (Telesh et al., 2013). Según un estudio que realizó Pedros-Alió (2000), en dos salinas españolas, el aumento del gradiente de salinidad generó baja reducción en la abundancia para los organismos eucariotas y altos para los procariotas, en otro estudio, realizado por Abid et al. (2008) en 3 evaporadores de Túnez, reveló que, durante el periodo de muestreo, el evaporador con mayor salinidad y temperatura presentó mayor abundancia fitoplanctónica.

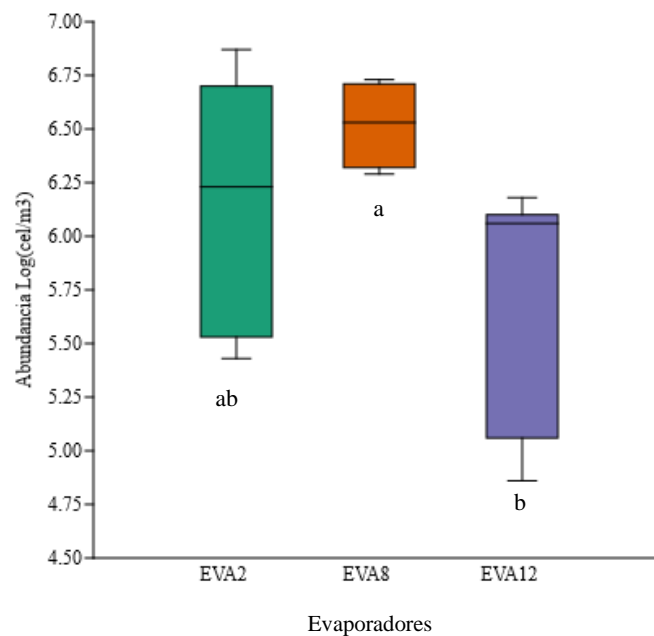


Gráfico 2: Abundancia total de los tres evaporadores.

De acuerdo a la gráfica de dispersión (Gráfico 3); la relación de salinidad y abundancia que presentaron los tres evaporadores, tuvo una ligera tendencia de correlación negativa, indicándonos que, mientras aumenta la salinidad, la abundancia disminuye; sin embargo, los datos no están cerca de la línea de regresión ajustada, esto quiere decir que los datos están dispersos, por esta razón, es que la

salinidad no es un parámetro que reafirma la influencia en la abundancia, posiblemente otros factores como los nutrientes, temperatura, la manipulación humana al momento de introducir el agua que proviene del ecosistema marino y la temporalidad o la ubicación de los evaporadores (Ayadi et al., 2004; Costa et al., 2015; Rodrigues et al., 2011).

Por ejemplo, en el estudio que se mencionó anteriormente, la salina ubicada en Túnez, Norte de África; en la estación de verano, específicamente en octubre; el mes con más precipitaciones, tuvo la mayor abundancia fitoplanctónica en todos los evaporadores, a pesar de mostrar salinidades no tan variada a lo largo del periodo de muestreo Abid, et al. (2008); a diferencia de los 3 evaporadores de Ecuasal, las salinidades más altas se presentaron en el mes de noviembre y Diciembre (Gráfico 19) con abundancias más bajas; y entre enero a mayo, que son los meses con más precipitaciones, se observó un aumento en su abundancia.

A partir de estas diferencias, se deduce que la temporalidad, según en el área geográfica que se encuentre la salinera podría ser un factor que influye en la variación físicoquímicas, por lo que surgiría un cambio en la abundancia fitoplanctónica, especialmente para los meses con mucha precipitación.

Abundancia vs salinidad

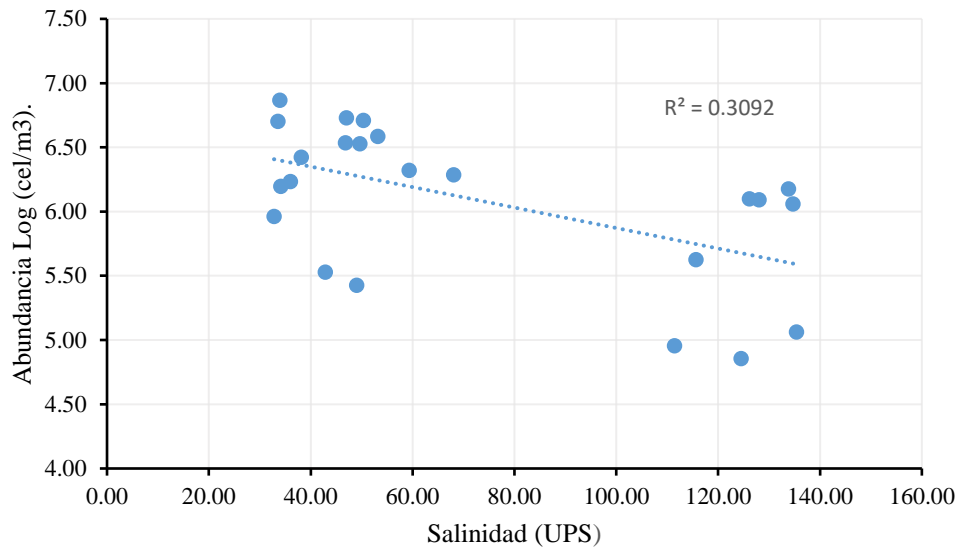


Gráfico 3: Gráfica de dispersión, abundancia versus salinidad.

En otra orden, la composición fitoplanctónica de los tres evaporadores estuvo integrada por cinco clases: euglenofitas, cianofitas, clorofitas, dinoflagelados y diatomeas.

Para el grupo de las diatomeas del evaporador 2, 8 y 12 tuvieron diferencias significativas (ANOVA: 0.001; $p < 0.05$) (Gráfico 4) mostrando al evaporador 2 con mayor abundancia porcentual de 67.67 ± 17.30 % dominando la especie *Navicula* sp que ocupó un promedio de 9.23 % ; el siguiente fue el evaporador 8 con un promedio de 35.30 ± 15.09 % destacando la especie *Navicula* sp con una media de 18.80 % y el evaporador 12 fue el más bajo con una media de 6.56 ± 5.56 % prevaleciendo la *Navicula* sp con una media de 2.94 %; para el grupo de los dinoflagelados, los tres evaporadores presentaron diferencias significativas (K-W = 0.001; $p > 0.05$) destacando el evaporador 8 con una media porcentual de 36.13 ± 10.63 % resaltando a la especie *Heterocapsa* sp como la más abundante con una

media porcentual de 13.77 %, y el más bajo para el evaporador 12 con media de 0.46% despuntando la especie *Heterocapsa* sp 0.45 %; para el grupo de las cianofitas, el que predominó fue el evaporador 12 con una media porcentual de 92.90 ± 5.71 % en donde la *Spirulina subsalsa* sobresalió con un promedio de 47.13 %, los promedios más bajos fueron el evaporador 8 con una promedio porcentual de 26.18 ± 7.44 % destacando la especie *Spirulina subsalsa* con 7.91 % y el evaporador 2 con una media de 16.60 ± 9.57 % apareciendo la *Oscillatoria* sp como la mayor para este grupo con un porcentaje de abundancia de en 7.22 %; los tres para este grupo tuvieron diferencias significativas (ANOVA = 0.001; $p < 0.05$); en el grupo de las clorofitas tuvo diferencias entre el evaporador 8 y 12 (M-W = 0.01; $p < 0.05$), resaltando que el de mayor porcentaje fue para el evaporador 8 con 2.39 ± 1.76 % y el menor fue para el evaporador 12; por último, las menos representativas fueron las euglenofitas, únicamente presente en el evaporador 2 con 0.1 % del género *trachelomonas*.

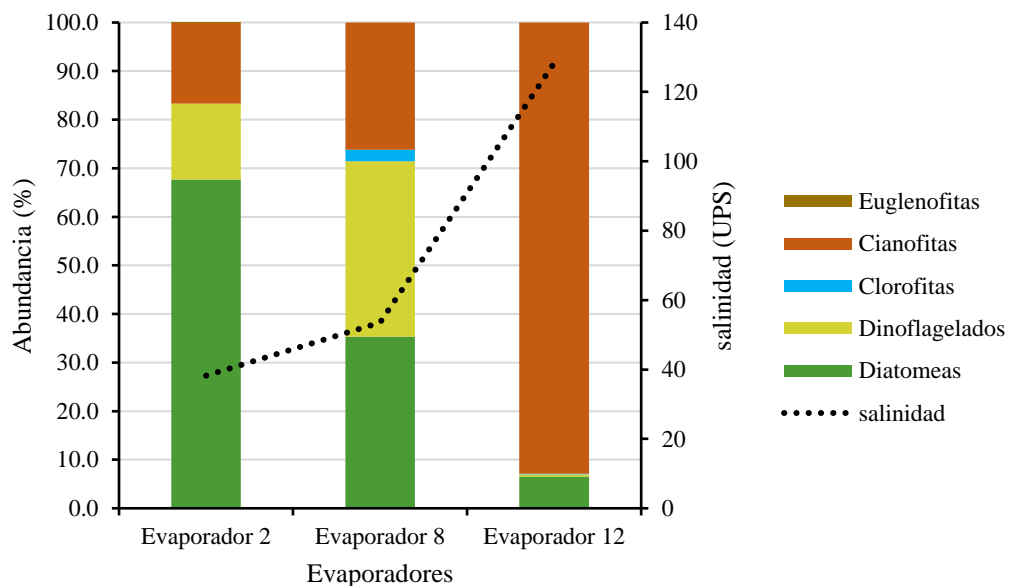


Gráfico 4: Abundancia porcentual de la composición fitoplanctónica de los tres evaporadores con su salinidad.

En el grupo de las diatomeas se reporta que su correlación con la salinidad fue negativa (Spearman: -0.92) (Gráfico 5), sin embargo, algunos de los datos de abundancia no se encuentran cerca de la línea de regresión ajustada, de acuerdo con la interpretación de la gráfica; las diatomeas que se encontraron en salinidades más altas, en este caso en el evaporador 12, su baja abundancia porcentual de diatomeas fue influenciada por la salinidad, y esto se reafirma por Clavero et al., (2000) que la gran mayoría de diatomeas no cuentan con un mecanismo osmótico para tolerar ambientes hipersalinos y que para darse un crecimiento óptimo debe ser por debajo de las 75 ppt; mientras que las diatomeas del evaporador 8 y 2 tuvieron una abundancia porcentual más elevada, pero la salinidad no fue tan fuerte como para incidir en la presencia de gran cantidad de individuos de dichos evaporadores, posiblemente puede existir otros factores que influye como los nutrientes, por ejemplo, En una investigación realizada en Túnez consideraron que, la abundancia de diatomeas no solo está condicionado por los factores abióticos, sino por la ubicación de cada evaporador, ya que el estanque que recibe el agua de mar está en constante bombeo, creando turbulencia por lo tanto esto genera una temperatura cálida, baja irradiación y suficiencia de nitrógeno (Abid et al., 2008).

Diatomeas

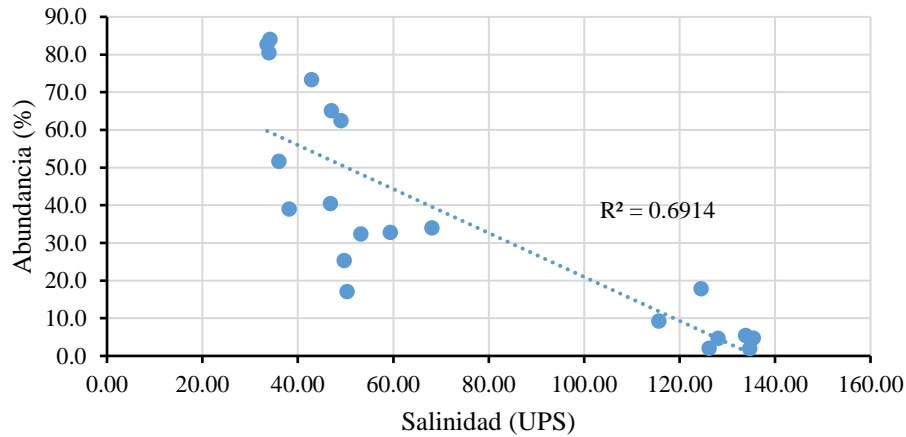


Gráfico 5: Abundancia porcentual de las diatomeas versus salinidad.

En el caso de los dinoflagelados, la abundancia porcentual versus la salinidad, mostró una baja correlación (Spearman: -0.46) (Gráfico 6) y también se observa que los datos se alejan de la línea de ajuste, esto quiere dar a entender que la salinidad no es principal factor para la presencia de este grupo, se mencionan en ciertos estudios, que la tasa de crecimiento o la abundancia de los dinoflagelados se ve favorecida o correlacionada por las altas temperaturas y nutrientes (Delgado et al., 2006; Salinas Yagual, 2014).

Dinoflagelados

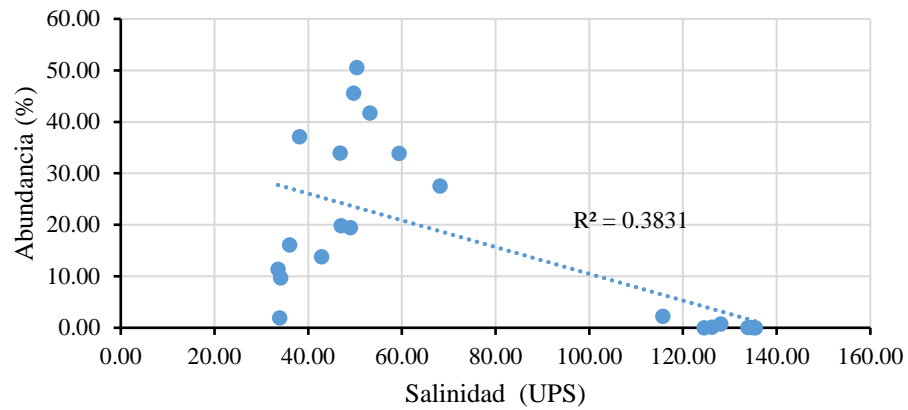


Gráfico 6: Abundancia porcentual de las dinoflagelados versus salinidad

El grupo de las cianofitas, presentó una correlación positiva con la salinidad (Spearman: 0.89) (Gráfico 7); en este caso, la mayor abundancia de cianofitas fue para el evaporador 12, esto se debe a que la mayoría de las cianobacterias se adaptan a estos entornos, y se las conocen como organismos halotolerantes (Golubić, 2004; Kerkar, 2004), pero existen especies que necesitan estos ambientes para poder crecer, como la *Spirulina subsalsa*; estas las encontraron en salinidades que oscilan entre 90 - 249 ppt (Chatchawan et al., 2011).

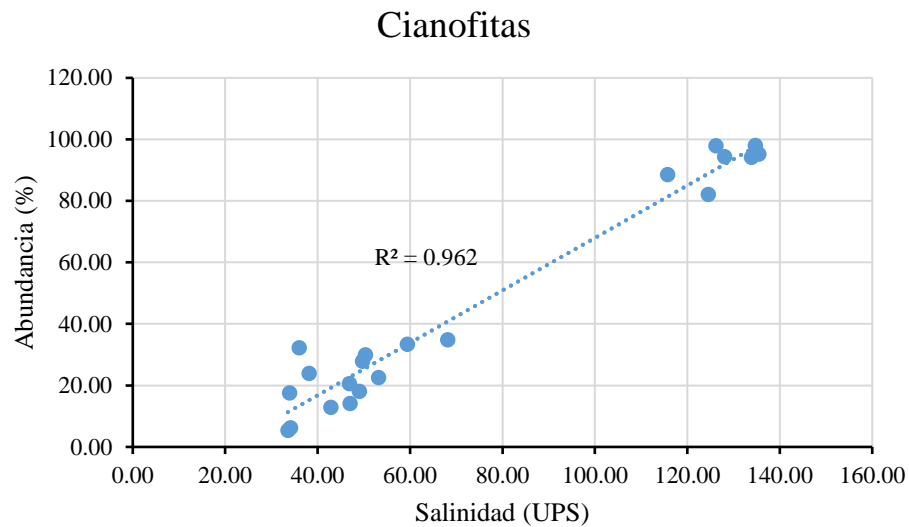


Gráfico 7: Abundancia porcentual de las cianofitas versus salinidad

La correlación que presentó las cianofitas con la salinidad, fue positiva (Spearman = 0.962) (Gráfico 7), según la gráfica, detalla que hubo dispersión en un rango de salinidad entre 46.8 y 68.1 UPS, estos rangos de salinidad pertenecen al evaporador 8. Cabe recalcar que la *Dunaliella* fue encontrada a lo largo del monitoreo, por otro lado, hay estudios sobre cultivos de *Dunaliella* que consideran que la temperatura es un parámetro importante, sin descartar la salinidad, demostrando que el rango óptimo para un crecimiento celular es de 26 °C en una salinidad de 35 ppt (Hamed et al., 2017) y el incremento de temperatura reducía el crecimiento, al igual que la disponibilidad de nitrógeno y la presencia de *Artemia* (Oren, 2014); puede ser el motivo por el cual la abundancia en el evaporador 12 fue más baja, ya que presentó una temperatura media de 31.20 °C.

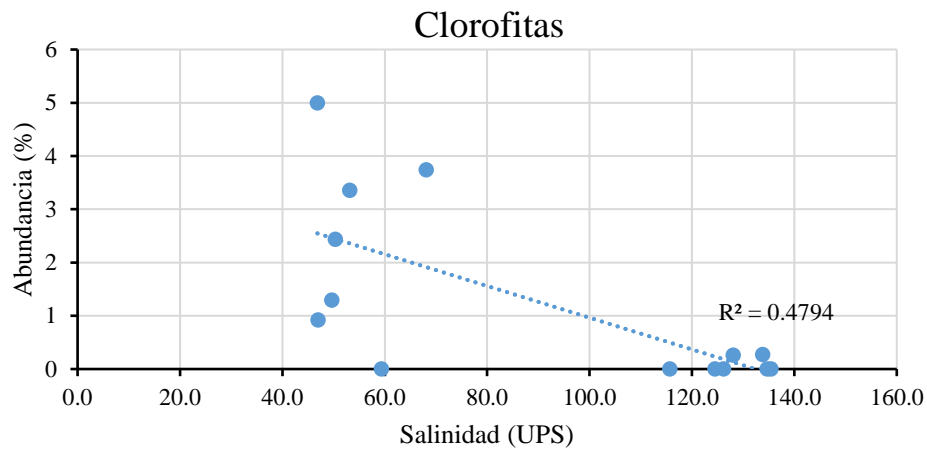


Gráfico 8: Abundancia porcentual de las clorofitas versus salinidad.

Para el género *trachelomonas* que pertenecen a la clase *euglenophyceae*, se las encontró en el evaporador 2, no fue muy recurrente por lo tanto solo se establece que uno de los factores importantes que induce a la disminución son las temperaturas bajas, y bajo oxígeno del agua (Grabowska & Wolowski, 2014).

De acuerdo con los datos anteriores con la relación de la salinidad en los 5 grupos encontrados, se detalló en cada evaporador el porcentaje de abundancia total con respecto a la composición fitoplanctónica. A continuación, se detalló el promedio de los tres evaporadores en el periodo de estudio.

En promedio, durante el tiempo de estudio en el evaporador 2, tuvo diferencias significativas ($K-W = 0.001$; $p < 0.05$) (Gráfico 9), las diatomeas mostraron el 67.7 ± 17.3 %; para los dinoflagelados estuvo en 15.6 ± 11 %; las cianofitas con $16.6 \pm$

9.6 % y la euglenofita se presentó de manera imperceptible con una media de 0.1 ± 0.2 %.

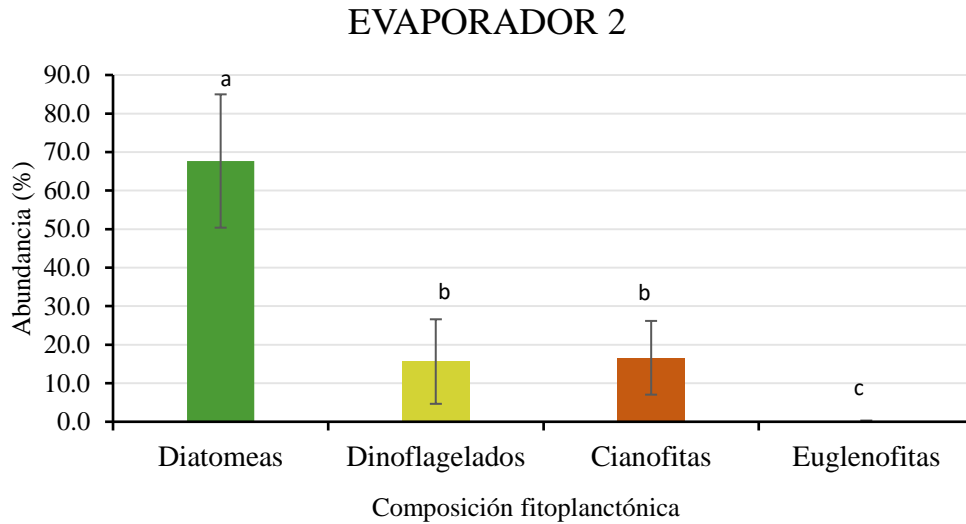


Gráfico 9: Abundancia porcentual del evaporador 2.

El comportamiento que tuvo los 4 grupos fitoplanctónicos en el evaporador 2 (Gráfico10), fue revelador ver que los primeros 3 meses las diatomeas aumentaron, mientras que los dinoflagelados y cianofitas disminuyeron, y la salinidad bajaba hasta llegar a 34 UPS; a partir del mes de febrero con salinidad 34 UPS se observó como la abundancia de las diatomeas comenzó a descender, y los dinoflagelados y cianofitas ascendían hasta nivelarse en el mes de marzo con una salinidad de 38 UPS, por lo tanto, en este mes, no presentaron diferencias significativas (ANOVA = 0.5; $p > 0.05$) (Tabla 10) ; luego, para el mes de abril con salinidad de 36 UPS, las cianofitas se mantuvieron en alta abundancia con un porcentaje de 32.3 ± 20.5 %, mientras que los dinoflagelados bajó drásticamente los porcentajes de abundancia terminando para el mes de mayo en 1.9 ± 1.4 % con salinidad de 34 UPS, por lo contrario a las diatomeas finalizó en 80.5 ± 15.16 % por lo tanto, los

tres grupos de microalgas tuvieron diferencias significativas (ANOVA = 0.001; $p < 0.05$).

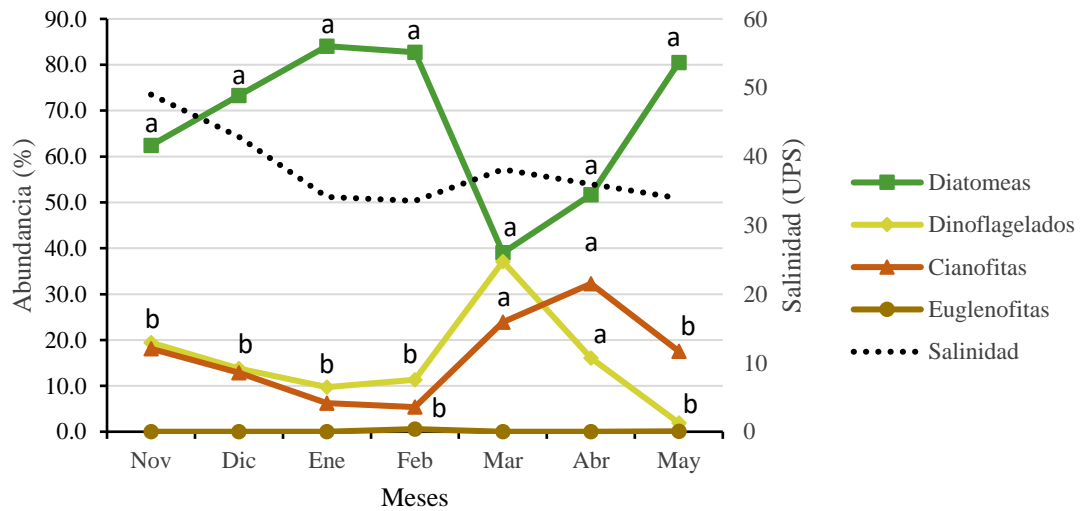


Gráfico 10: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 2 y la transición de la salinidad en los 7 meses.

El promedio de la composición del evaporador 8 durante los meses de muestreo, presentó diferencias significativas (ANOVA: 0.001; $p < 0.05$) (Gráfico 11) registrando a las clorofitas con la menor abundancia porcentual ($2.4 \pm 1.8 \%$), en contraste con las diatomeas, dinoflagelados y cianofitas, estos no demostraron grandes diferencias en su abundancia porcentual con medias de $35.3 \pm 15.1 \%$, $36.1 \pm 10.6 \%$ y $26.2 \pm 7.4 \%$, respectivamente.

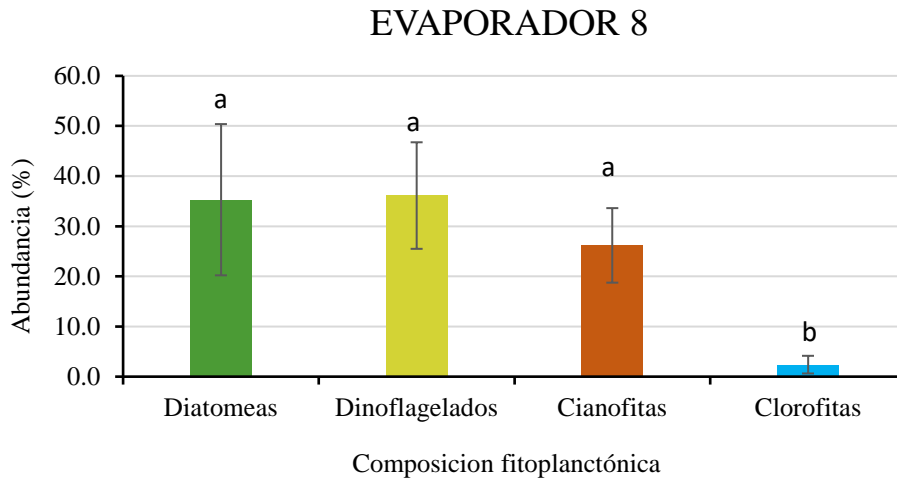


Gráfico 11: Abundancia porcentual del evaporador 8.

La composición del evaporador 8 no mostró en el mes de diciembre cambios significativos (ANOVA = 0.99; $p > 0.05$) (Gráfico12) (Tabla11); tuvo ausencia de euglenofitas, por lo tanto, las diatomeas, dinoflagelados, y cianofitas tuvieron medias de 33%, 34% y 33% respectivamente con salinidad de 60 UPS; seguido del mes de enero tuvo cambios significativos (ANOVA = 0.001; $p < 0.05$) presentando niveles altos de abundancia porcentual para las diatomeas con $65.1 \pm 10.5 \%$, bajos porcentajes para los dinoflagelados $19.8 \pm 17.8\%$ y cianofitas $14.1 \pm 7.2\%$ en una salinidad de 47 UPS, de acuerdo con los datos mostrados en el tiempo de monitoreo, se distingue en la gráfica que las diatomeas suben cuando la salinidad baja; en tanto la salinidad aumenta progresivamente los dinoflagelados y las cianofitas suben y las diatomeas bajan.

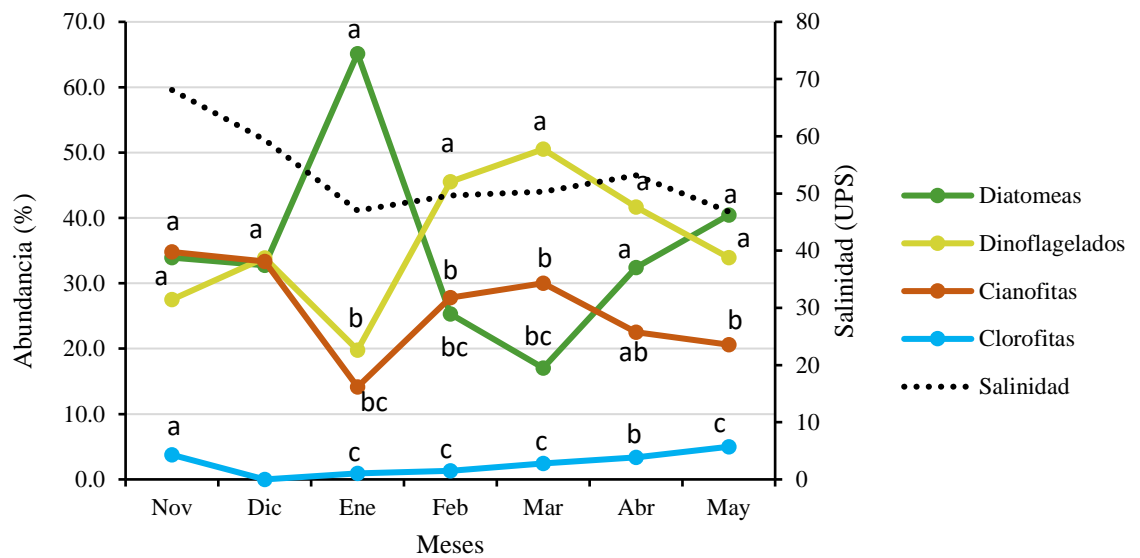


Gráfico 12: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 8 y la transición de la salinidad en los 7 meses.

De acuerdo con el promedio de la salinidad establecida en el evaporador 12, el grupo que más destacó fueron las cianofitas con 92.90 ± 5.71 % predominando la especie *Spirulina subsalsa*. Las diferencias entre los grupos tuvieron diferencias significativas (K-W, $p < 0.05$) (Gráfico 13).

EVAPORADOR 12

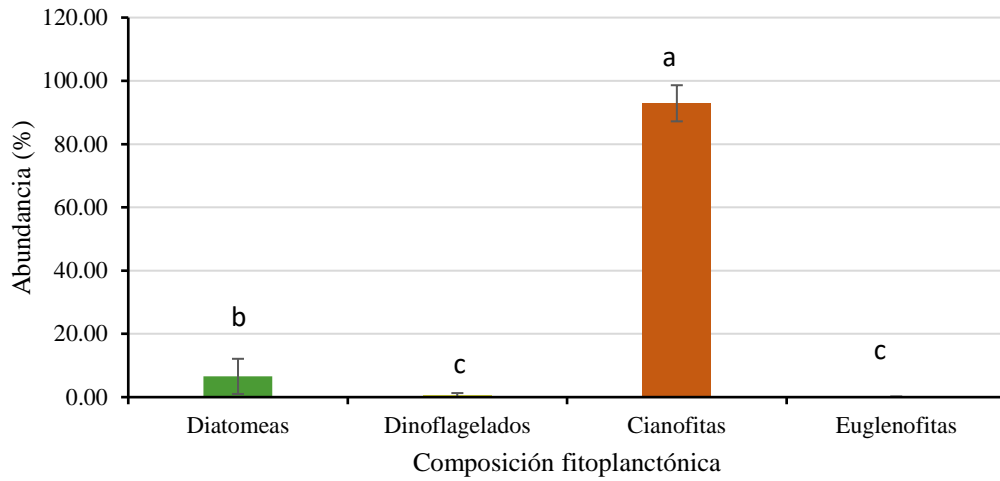


Gráfico 13: Abundancia porcentual del evaporador 12.

El grupo que más sobresalió en la abundancia porcentual (Gráfico 14) fueron las cianofitas con salinidad alta dentro de un rango de 111-135 UPS; estas permanecieron casi constante durante el tiempo de muestreo, el mes más alto fue febrero con una media de 98.01 ± 2.02 %, el grupo de las diatomeas con 1.92 % y el más bajo se presentó con una media de 0.06 %. Se percibe que la salinidad alta incide en las diatomeas, dinoflagelados y clorofitas.

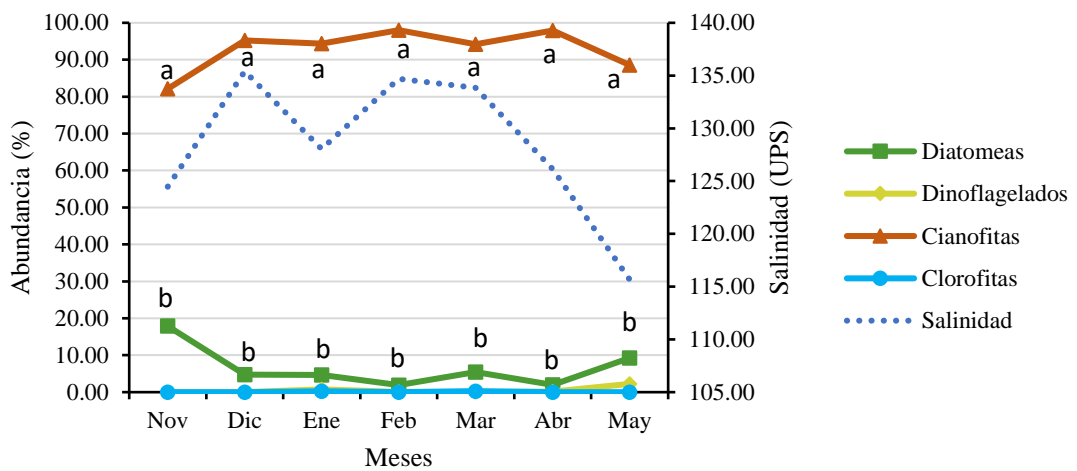


Gráfico 14: Abundancia porcentual de los grupos fitoplanctónicos del evaporador 12 y la transición de la salinidad en los 7 meses.

8.2 Diversidad.

De acuerdo a la tabla 3, el evaporador 2 para el grupo de las diatomeas se presenciaron (23) especies, en el grupo de los dinoflagelados (11) especies, para las cianofitas (12) especies y (1) euglenofita; en el evaporador 8, se observaron (17) especies de diatomeas, (10) especies para los dinoflagelados, (10) especies de cianofitas y (1) clorofita; por último, el evaporador 12, en diatomeas se halló (13) especies, en el grupo de los dinoflagelados fueron (2) especies, (6) especies de cianofitas y (1) clorofita.

Los resultados revelaron que todas las diatomeas registradas pertenecían a la forma pennada; otros autores como Madkour & Gaballah, (2012) confirmaron en sus estudios en las salinas de Port Fouad en Egipto, también registraron diatomeas con dicha forma, según Zhang et al. (1999) demostraron a partir de experimentos de laboratorio, que las diatomeas pennadas persistían en salinidades altas, mientras que las diatomeas céntricas y los fitoflagelados dominaban en salinidades más bajas.

Tabla 3: Lista de las especies encontradas en los evaporadores.

Clase	Orden	Familia	Especie	Evaporador 2	Evaporador 8	Evaporador 12	
				Cel/m ³	Cel/m ³	Cel/m ³	
Bacillariophyceae	Bacillariales	Bacillariaceae	<i>Bacillaria paxillifer</i>	199648	33611	1667	
			<i>Cylindrotheca closterium</i>	225706	31012	3748	
			<i>Nitzschia longissima</i>	122328	288150	556	
			<i>Nitzschia sigma</i>	13744	0	0	
			<i>Nitzschia sp</i>	6911	0	1643	
				<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	80903	24438	0
	Cymbellales	Cymbellaceae	<i>cymbella</i>	409449	20983	475	
	Fragilariales	Fragilariaceae	<i>Synedra ulna</i>	11976	17507	0	
			<i>Synedra sp</i>	10695	7200	764	
	Naviculales	Naviculaceae	<i>Haslea sp</i>	2081	0	0	
			<i>Navicula directa</i>	4680	3197	271	
			<i>Navicula sp</i>	35971	63773	13143	
			<i>Navicula transitrans</i>	152557	797432	8383	
			<i>Gyrosigma balticum</i>	41362	2286	0	
		Pleurosigmataceae	<i>Gyrosigma fasciola</i>	12199	6957	0	
			<i>Pleurosigma angulatum</i>	4070	0	0	
			<i>Pleurosigma elongatum</i>	14229	0	86	
			<i>Pleurosigma normanii</i>	26017	0	0	
<i>Pleurosigma sp</i>			353071	13232	373		
Thalassionematales	Thalassionematacea	<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	54605	3525	0		
		<i>Thalassionema nitzschioides</i>	59020	2598	152		
		<i>Thalassionema sp</i>	186636	2712	438		
Thalassiosiphysales	Catenulaceae	<i>Amphora SP</i>	14153	3752	0		
Dinophyceae	Gonyaulacales	Ceratiaceae	<i>Ceratium furca</i>	23878	1524	86	
			<i>Certium fusus</i>	4630	0	0	
	peridinales	Heterocapsaceae	<i>Heterocapsa sp</i>	31440	673302	1629	
		Peridiniaceae	<i>Glenodinium sp</i>	9823	0	0	
			<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	333173	0	
		protoperidiniaceae	<i>Protoperidinium depressum</i>	3494	3048	0	
			<i>Protoperidinium pellucidum</i>	30535	7592	0	
			<i>Protoperidinium quarnerense</i>	24098	4571	0	
	prorocentrales	Prorocentraceae	<i>Protoperidinium sp</i>	110092	11455	0	
			<i>prorocentrum lima</i>	7585	264532	0	
	pyrocystales	pyrocystaceae	<i>Procentrum sp</i>	0	156550	0	
			<i>Pyrocystis fusiformis</i>	716	0	0	
<i>Pyrocystis lunula</i>			804	1943	0		
Cyanophyceae	Chroococcales	Chroococcaceae	<i>Chroococcus sp</i>	400	0	0	
			<i>Cianosarcina sp</i>	1619	24931	150830	
		Microcystaceae	<i>Microcystis sp</i>	2026	117093	30120	
	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Cyanotheceae	<i>Cyanothece sp</i>	0	181479	104080
			<i>Lyngbya sp</i>	9973	0	0	
			<i>Oscillatoria limosa</i>	37874	5392	0	
			<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	24825	3810	0	
			<i>Oscillatoria sp</i>	118045	61110	17897	
			<i>Oscillatoria tenuis</i>	18465	2274	0	
			<i>Phormidium sp</i>	74719	92870	50035	
	Spirulinales	Spirulinaceae	<i>Spirulina major</i>	929	12629	0	
			<i>Spirulina subsalsa</i>	117075	262783	433975	
	Synechococcales	Synechococcaceae	<i>Synechococcus sp</i>	6000	0	0	
	Chlorophyceae	Volvocales	Dunaliellaceae	<i>Dunaliella sp</i>	0	48692	1120
	Euglenozoa	Euglenida	Euglenaceae	<i>Trachelomonas sp</i>	2958	0	0

Para el índice de Shannon, los tres evaporadores presentaron diferencias significativas ($K-W = 0.001$; $P < 0.05$) (Gráfico 15) (Tabla 13). En el evaporador 2 presentó un rango de 1.80-2.71 por lo que su media fue de 2.27 ± 0.39 ; el evaporador 8 tuvo un máximo de 2.28 y mínimo de 1.83 con un promedio de 2.05 ± 0.17 ; y el evaporador 12, mostró la diversidad más baja con un rango de 1-1.40 y un promedio de 1.20 ± 0.17 .

De acuerdo con la tabla mostrada sobre la riqueza de cada evaporador (tabla 3), se observó que el evaporador 2 presentó mayor número de especies, además de la abundancia presentada a lo largo del tiempo de monitoreo en donde destacaron la presencia de diferentes especies; por el contrario, el evaporador 12 presentó el menor número de especies y la presencia de microalgas que sobresalieron en la abundancia a lo largo del tiempo de muestreo fueron pocas; en cuanto el evaporador 8, a pesar de presentar abundancia elevada, para el índice de Shannon fue intermedio entre los tres evaporadores.

Según Rodrigues et al. (2011), la diversidad y riqueza fitoplanctónica puede cambiar por los gradientes de salinidad presentada en cada evaporador. Según Davis (1980), menciona que los evaporadores que reciben el agua de mar son los más ricos y poseen gran diversidad de organismos, esto es dado por que la columna de agua que recibe el evaporador posee una composición física y química similar al agua de mar.

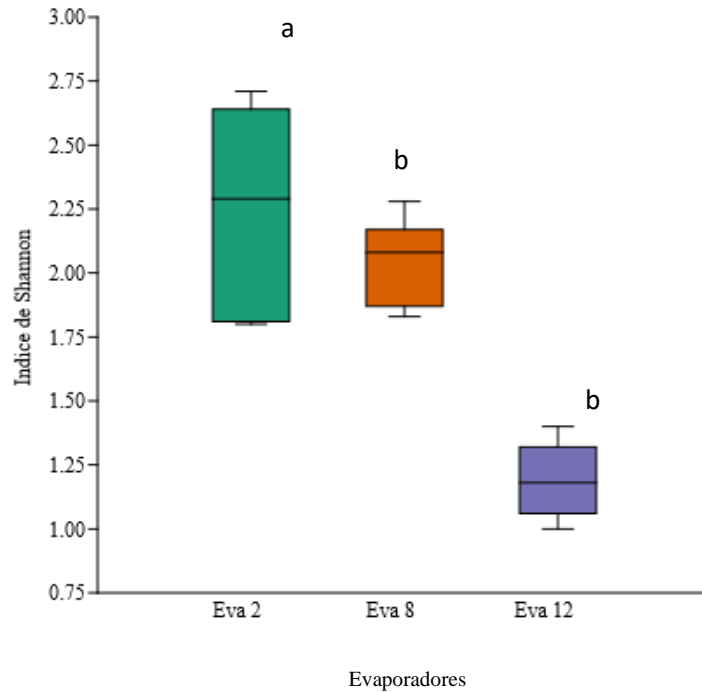


Gráfico 15: Índice de Shannon-Weaver en los tres evaporadores.

Entre los tres evaporadores demostraron tener diferencias significativas para la dominancia ($K-W = 0.001$; $p < 0.05$) (gráfico 16) (tabla 14), señalando al evaporador 12 como el primero en destacar con una media de 0.40 ± 0.05 encontrándose sobre la media por lo tanto la mayoría de los datos fueron altos. Anteriormente, se señaló que la especie *Spirulina subsalsa* en el evaporador 12, ejerció una gran influencia en su composición; por este motivo es que su diversidad es baja pero predominó en la dominancia; el evaporador 8 fue el siguiente, presentando una media de 0.19 ± 0.05 y encontrándose por encima de la mediana y por último, el evaporador 2 tuvo el promedio más bajo con 0.15 ± 0.05 y encontrándose debajo de la mediana, los valores del evaporador 2 se dio por ser

muy diverso, esto quiere decir que, tiene bajas probabilidades de que una especie fitoplanctonica se pronuncie en la composición, por lo tanto todas las que son parte de esa dicha composición poseen abundancias similares.

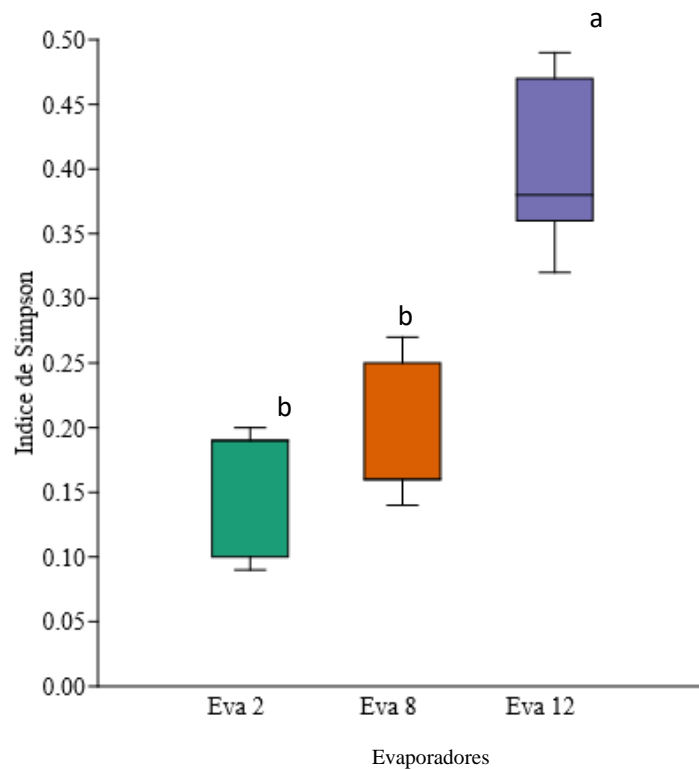


Gráfico 16: Índice de Simpson en los tres evaporadores.

8.3 Estructura fitoplanctónica y factores abióticos.

De acuerdo con el análisis de ANOSIM de una vía, se observó diferencias significativas en el tiempo de estudio para los tres evaporadores en la abundancia fitoplanctonica (Bray-Curtis $R = 0.74$; $p = 0.001$) (Gráfica 17, Tabla15).

Determinando que la especie navicula sp del evaporador 8 y 2 presenta el 14.09 % de disimilitud entre todas las especies identificadas; para el evaporador 12 y 2, la especie *Spirulina subsalsa* tuvo 16.7 % de diferencia y el evaporador 8 y 12 la especie navicula sp mostró el 19.93 % de no tener similitud.

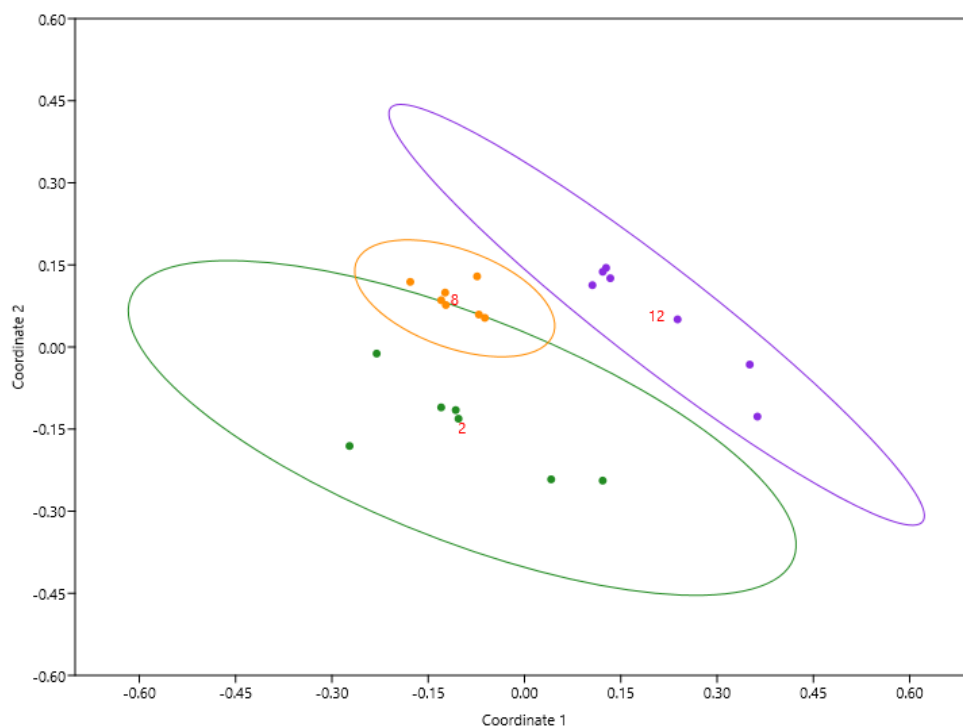


Gráfico 17: Diagrama de nMSD de la estructura comunitaria del fitoplancton de los tres evaporadores.

Los resultados de análisis de correspondencia canónica de los tres evaporadores registraron correlaciones positivas en los ejes canónicos 1 (0.29) y 2 (0.15) (Gráfica 18), donde se puede observar que el grupo de las cianofitas del evaporador 12 se correlaciona positivamente con la salinidad y con la temperatura, pero con el oxígeno disuelto es inverso; por otro lado, el evaporador 8 y 2 presenta similitud, de acuerdo con esto tenemos que el evaporador 2 está representada por las diatomeas y euglenofitas, con respecto a los parámetros que influye en la gran

abundancia es dada por la bajas temperaturas y bajas salinidades, de lo contrario con el oxígeno disuelto que es dada en altas; para el evaporador 8 se destaca las clorofitas y dinoflagelados, a pesar de tener un ligero alejamiento de los dos grupos, el evaporador 8 se mostró que las bajas salinidades y las altas de oxígeno disuelto lo determina; por ejemplo, en un estudio realizado en las lagunas intradunares de Valencia que está junto al mar mediterraneo, determinó que aparte de la salinidad la temporalidad y la inundacion de aguas de otros ecosistemas produce la aparición de especies alóctonas, en la mayoría cianofíceas (Soria & Ros, 1991), por otro lado, Andersson et al., (1994) indicaron que, cuando los nutrientes son suficientes, la temperatura y la intensidad de la luz son factores que determinan en el crecimiento de las diatomeas, en contraste, se encontró que la densidad de las cianobacterias en forma cocoide y filamentosas aumentó significativamente con salinidades altas; esto corrobora con lo que presentó en el evaporador 12.

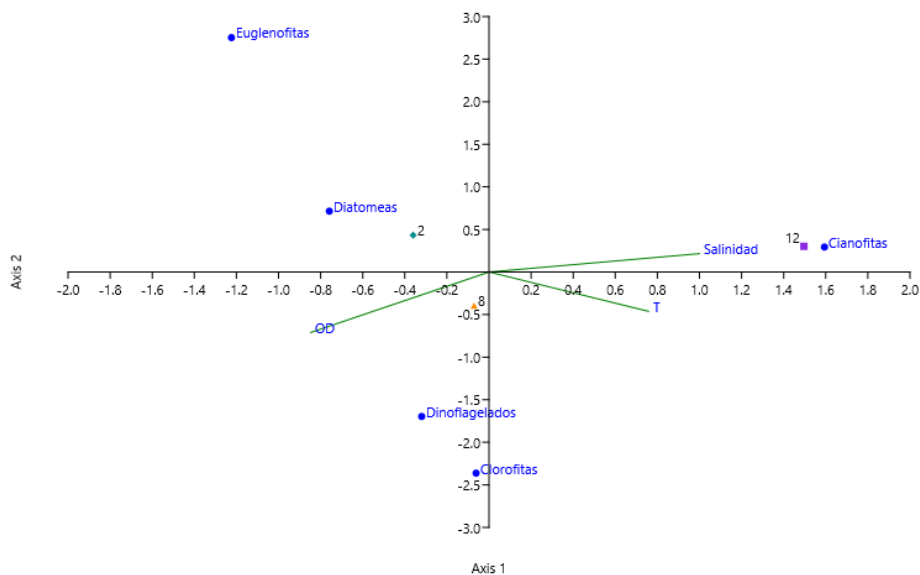


Gráfico 18: Proyección ortogonal del análisis de correspondencia canónica de los 5 grupos fitoplanctónicos de los tres evaporadores con los vectores ambientales (T) temperatura; (OD) oxígeno disuelto y salinidad

Dentro de estos entornos, el sistema biológico es equilibrado cuando el evaporador con alta salinidad presenta cianobacterias que no producen mucilago y confieren colores oscuros a la salmuera, por lo contrario, según Davis (2009) y Oren, (2009), explica que el exceso de nutrientes causa un desequilibrio en los evaporadores, por lo que provoca el desarrollo de la especie *Aphanothece halophytica*, provocando el desplazamiento de otras organismos como la *Artemia* sp, ya que, la producción de polisacáridos que realiza la cianobacteria conlleva a un aumento de viscosidad en la salmuera, produciendo cristales de sal blandos y de mala calidad.

9. CONCLUSIONES

- Dentro del tiempo de estudio se identificó las especies encontradas en los tres evaporadores de acuerdo con su salinidad.
- Se determinó que la abundancia y composición fitoplanctónica de los tres evaporadores en relación con el gradiente salino, existió diferencias y que su estructura y diversidad varía de acuerdo en cada evaporador.
- Se estableció que el factor salinidad es uno de los influyentes a los cambios en la estructura fitoplanctónica; sin embargo, no es el único que debería considerarse ya que para ciertos evaporadores la salinidad es un factor clave para darle un entorno equilibrado a especies, como en el evaporador 12 donde predominó la *Spirulina subsalsa*, por lo tanto, sí existió correlación pero deben considerarse otros parámetros como la temperatura, oxígeno disuelto, nutrientes o pH.

BIBLIOGRAFÍA

- Abid, O., Sellami-Kamoun, A., Ayadi, H., Drira, Z., Bouain, A., & Aleya, L. (2008). Biochemical adaptation of phytoplankton to salinity and nutrient gradients in a coastal solar saltern, Tunisia. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 80, 391-400. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2008.09.007>
- Acosta, L. T., Farinha, J. C., Hecker, N., & Tomàs, P. (1996). *Mediterranean Wetland Inventory: A Reference Manual | Medwet: Vol. I*. MedWet. <https://medwet.org/publications/mediterranean-wetland-inventory-a-reference-manual/>
- Ágreda, A. (2012). *Plan de Conservación de las Piscinas Artificiales de Ecuasal y Estudio de Capacidad de Carga Turística*. UNIGRAF.
- Alonso, R., Hernández, D., & Gárate, I. (2008). *Catálogo de microalgas de las lagunas costeras de Sinaloa* (Federico Páez Osuna). Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Andersson, A., Haecky, P., & Hagström, Å. (1994). Effect of temperature and light on the growth of micro- nano- and pico-plankton: Impact on algal succession. *Marine Biology*, 120(4), 511-520. <https://doi.org/10.1007/BF00350071>
- Ayadi, H., Abib, O., Elloumi, J., Bouain, A., & Sime-Ngando, T. (2004). Structure of the phytoplankton communities in two lagoons of different salinity in the Sfax saltern (Tunisia). *Journal of Plankton Research*, 26(6), 669-679.
- Balechi, E. (1980). On thecal morphology of dinoflagellates with special emphasis on circular and sulcal plates. *Anales Del Centro de Ciencias Del Mar y Limnología - UNAM*, 7(1), 57-67.
- Betancourt, C., Suárez, R., & Toledo, L. (2009). *Patrones de distribución temporal de algunas variables físicas y químicas en el embalse Paso Bonito, Cienfuegos, Cuba*. 28, 23-34.
- Britton, R. H., & Johnson, A. R. (1987). An ecological account of a Mediterranean salina: The Salin de Giraud, Camargue (S. France). *Biological*

- Conservation*, 42(3), 185-230. [https://doi.org/10.1016/0006-3207\(87\)90133-9](https://doi.org/10.1016/0006-3207(87)90133-9)
- Cadena, S. (2014). ¿Sabías que existen ambientes hipersalinos? *Ciencia y Mar*, 52, 49-53.
- Cadena, S. (2014). *Tesis: análisis de comunidades microbianas asociadas a la producción de metano en tapetes microbianos hipersalinos naturales y manipulados.*
- Cavalier-Smith, T. (1981). Eukaryote kingdoms: Seven or nine? *Biosystems*, 14(3), 461-481. [https://doi.org/10.1016/0303-2647\(81\)90050-2](https://doi.org/10.1016/0303-2647(81)90050-2)
- Chatchawan, T., Peerapornpisal, Y., & Komárek, J. (2011). Diversity of cyanobacteria in man-made solar saltern, Petchaburi Province, Thailand— A pilot study. *Fottea*, 11(1), 203-214. <https://doi.org/10.5507/fot.2011.019>
- Christensen, T. (1962). *Systematisk Botanik Nr. 2: Alger: Vol. II* (Böcher, Lange&Sørensen).
- Clavero, E., Hernández-Mariné, M., Grimalt, J. O., & Garcia-Pichel, F. (2000). Salinity Tolerance of Diatoms from Thalassic Hypersaline Environments. *Journal of Phycology*, 36(6), 1021-1034. <https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2000.99177.x>
- Costa, D. F. da C., Rocha, R. de M., Lillebo, A., & Soares, A. M. V. M. (2014). Análise dos Serviços Ambientais prestados pelas Salinas Solares. *Boletim Gaúcho de Geografia*, 41(1), Article 1. <https://www.seer.ufrgs.br/bgg/article/view/42124>
- Costa, R., Molozzi, J., Hepp, L., Costa, D., Silva, P., Rocha, R., & Barbosa, J. (2015). Influence of ecological filters on phytoplankton communities in semi-arid solar saltern environments. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 29, 39-50. <https://doi.org/10.1590/S2179-975X2714>
- Cupp, E. E. (1943). *Marine plankton diatoms of the west coast of North America.*
- Davis, J. S. (1978). Biological communities of a nutrient enriched salina. *Aquatic Botany*, 4, 23-42. [https://doi.org/10.1016/0304-3770\(78\)90004-9](https://doi.org/10.1016/0304-3770(78)90004-9)
- Davis, J. S. (1993). *Biological management for problem solving and biological concepts for a new generation of solar saltworks. I*, 611-616.

- Davis, J. S. (2000). *Structure, function and management of the biological system for seasonal solar saltworks*. *II*(3), 217-226. <https://doi.org/10.30955/gnj.000175>
- Davis, J. S. (2009). Management of biological systems for continuously—Operated solar saltworks. *Global NEST Journal*, *11*(1), 73-78.
- Delgado, G., Lechuga-Devéze, C., Popowski, G., Troccoli, L., & Salinas, C. (2006). Epiphytic dinoflagellates associated with ciguatera in the northwestern coast of Cuba. *Revista de Biología Tropical*, *54*(2). <https://doi.org/10.15517/rbt.v54i2.13870>
- Díaz, J., Perea, E., Dolores, M., & Moreira, J. (2010). *Atlas de Microorganismos Planctónicos Presentes en los Humedales Andaluces*. Red de Información Ambiental de Andalucía.
- Dickson, D. M. J., & Kirst, G. O. (1987). Osmotic adjustment in marine eukaryotic algae: the role of inorganic ions, quaternary ammonium, tertiary sulphonium and carbohydrate solutes: i. Diatoms and a rhodophyte. *The New Phytologist*, *106*(4), 645-655. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1987.tb00165.x>
- Dolapsakis, N. P., Tafas, T., Abatzopoulos, T. J., Ziller, S., & Economou-Amilli, A. (2005). Abundance and growth response of microalgae at Megalon Embolon solar saltworks in northern Greece: An aquaculture prospect. *Journal of Applied Phycology*, *17*(1), 39-49. <https://doi.org/10.1007/s10811-005-5553-0>
- Elloumi, J., Carrias, J.-F., Ayadi, H., Sime-Ngando, T., & Bouaïn, A. (2009). Communities structure of the planktonic halophiles in the solar saltern of Sfax, Tunisia. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, *81*(1), 19-26. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2008.09.019>
- Evagelopoulos, A., Spyrakos, E., & Koutsoubas, D. (2009). *Phytoplankton and macrofauna in the low salinity ponds of a productive solar saltworks: spatial variability of community structure and its major abiotic determinants*. *11*(2), 64-72.

- Gimmler, H., & Möller, E.-M. (1981). Salinity-dependent regulation of starch and glycerol metabolism in *Dunaliella parva*. *Plant, Cell & Environment*, 4(5), 367-375. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.1981.tb02114.x>
- Golubić, S. (2004). Halophily and halotolerance in cyanophytes. *Origins of life*. <https://doi.org/10.1007/BF00928667>
- Grabowska, M., & Wolowski, K. (2014). Development of *Trachelomonas* species (Euglenophyta) during blooming of *Planktothrix agardhii* (Cyanoprokaryota). *Annales de Limnologie - International Journal of Limnology*, 50, 49-57. <https://doi.org/10.1051/limn/2013070>
- Hamed, I., Ak, B., Isik, O., & Uslu, L. (2017). The Effects of Salinity and Temperature on the Growth of *Dunaliella* sp. Isolated from the Salt Lake (Tuz Gölü), Turkey. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 17. https://doi.org/10.4194/1303-2712-v17_6_29
- Javor, B. (1989). Introduction. En B. Javor (Ed.), *Hypersaline Environments: Microbiology and Biogeochemistry* (pp. 1-4). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-74370-2_1
- Jimenez, R. (2014). Diatomeas y silicoflajelados del fitoplancton en el Golfo de Guayaquil. En *Instituto Oceanográfico y Antártico de la Armada—Actas oceanográficas.: Vol. 19(1)* (II, pp. 1-89). INOCAR.
- Kerkar, S. (2004). *Ecology of hypersaline microorganisms*. <http://irgu.unigoa.ac.in/drs/handle/unigoa/1584>
- Koffi, K., Philippe, K., Kouassi, A. M., Maryse, A. N., Kamanzi, K., & Ama, A. (2009). Seasonal Distribution of Phytoplankton in Grand-Lahou Lagoon (Côte d'Ivoire). *European Journal of Scientific Research*, 26, 329-341.
- Krebs, C. J., KREBS, C. L., & Krebs, P. of Z. C. J. (1999). *Ecological Methodology*. Benjamin/Cummings.
- Ladhar, C., Tastard, E., Casse, N., Denis, F., & Ayadi, H. (2015). Strong and stable environmental structuring of the zooplankton communities in interconnected salt ponds. *Hydrobiologia*, 743(1), 1-13. <https://doi.org/10.1007/s10750-014-1998-y>

- Larsen, H. (1980). Chapter 3 Ecology of Hypersaline Environments. En A. Nissenbaum (Ed.), *Developments in Sedimentology* (Vol. 28, pp. 23-39). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0070-4571\(08\)70227-9](https://doi.org/10.1016/S0070-4571(08)70227-9)
- López-Flores, R., Boix, D., Badosa, A., Brucet, S., & Quintana, X. (2006). Pigment composition and size distribution of phytoplankton in a confined Mediterranean salt marsh ecosystem. *Marine Biology*, *149*, 1313-1324. <https://doi.org/10.1007/s00227-006-0273-9>
- Maar, M., Nielsen, T., Richardson, K., Christaki, U., Hansen, O., Zervoudaki, S., & Christou, E. (2002). Spatial and temporal variability of food web structure during the spring bloom in the Skagerrak. *Marine Ecology-progress Series - MAR ECOL-PROGR SER*, *239*, 11-29. <https://doi.org/10.3354/meps239011>
- Madkour, F. F., & Gaballah, M. M. (2012). Phytoplankton assemblage of a solar saltern in Port Fouad, Egypt. *Oceanologia*, *54*(4), 687-700. <https://doi.org/10.5697/oc.54-4.687>
- Madkour, F. F., & Gaballah, M. M. (2012). Phytoplankton assemblage of a solar saltern in Port Fouad, Egypt. *Oceanologia*, *54*(4), 687-700. <https://doi.org/10.5697/oc.54-4.687>
- Mallin, M. A., & Paerl, H. W. (1994). Planktonic Trophic Transfer in an Estuary: Seasonal, Diel, and Community Structure Effects. *Ecology*, *75*(8), 2168-2184. <https://doi.org/10.2307/1940875>
- McGenity, T. J., & Oren, A. (2012). Hypersaline environments. En E. M. Bell (Ed.), *Life at extremes: Environments, organisms and strategies for survival* (pp. 402-437). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781845938147.0402>
- Mendes, S., Fernández-Gómez, M. J., Resende, P., Pereira, M., GALINDO VILLARDÓN, M. P., & Azeiteiro, U. (2009). Spatio-temporal structure of diatom assemblages in a temperate estuary. A STATICO analysis. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, *84*, 637-644. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2009.08.003>

- Nikitashina, V., Stettin, D., & Pohnert, G. (2022). Metabolic adaptation of diatoms to hypersalinity. *Phytochemistry*, 201, 113267. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2022.113267>
- Novelo, E. (2011). *Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán*.
- Ollivier, B., Caumette, P., Garcia, J. L., & Mah, R. A. (1994). Anaerobic bacteria from hypersaline environments. *Microbiological Reviews*, 58(1), 27-38.
- Oren, A. (1993). Ecology of Extremely Halophilic Microorganisms. En *The Biology of halophilic bacteria*. CRC Press.
- Oren, A. (Ed.). (2002). Solar Salterns. En *Halophilic Microorganisms and their Environments* (pp. 441-469). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/0-306-48053-0_16
- Oren, A. (2009). *The microbiology of saltern crystallizer ponds and salt quality*. B, 904-912.
- Oren, A. (2014). The ecology of Dunaliella in high-salt environments. *Journal of Biological Research-Thessaloniki*, 21(1), 23. <https://doi.org/10.1186/s40709-014-0023-y>
- Ortega-Mayagoitia, E., Rojo, C., & Rodrigo, M. (2003). Controlling factors of phytoplankton assemblages in wetlands: An experimental approach. *Hydrobiologia*, 502, 177-186. <https://doi.org/10.1023/B:HYDR.0000004280.74279.74>
- Pedrós-Alió, C., Calderón-Paz, J. I., MacLean, M. H., Medina, G., Marrasé, C., Gasol, J. M., & Guixa-Boixereu, N. (2000). The microbial food web along salinity gradients. *FEMS Microbiology Ecology*, 32(2), 143-155. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2000.tb00708.x>
- Pesantes, Flor. (2014). Dinoflagelados del fitoplancton del Golfo de Guayaquil. En *Instituto Oceanográfico y Antártico de la Armada—Actas oceanográficas.: Vol. 19 (1)* (II, pp. 91-207). INOCAR.
- Pinckney, J. L., Paerl, H. W., Harrington, M. B., & Howe, K. E. (1998). Annual cycles of phytoplankton community-structure and bloom dynamics in the Neuse River Estuary, North Carolina. *Marine Biology*, 131(2), 371-381. <https://doi.org/10.1007/s002270050330>

- Ramirez, F., Abdennadher, A., Sanpera, C., Jover, L., Wassenaar, L., & Hobson, K. (2011). Assessing waterbird habitat use in coastal evaporative systems using stable isotopes ($\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$ and δD) as environmental tracers. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 92, 217-222. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2010.12.035>
- Renaud, S. M., Parry, D. L., & Thinh, L.-V. (1994). Microalgae for use in tropical aquaculture I: Gross chemical and fatty acid composition of twelve species of microalgae from the Northern Territory, Australia. *Journal of Applied Phycology*, 6(3), 337-345. <https://doi.org/10.1007/BF02181948>
- Reynolds, C. S. (2006). *The Ecology of Phytoplankton*. Cambridge University Press.
- Richardson, K., & Pedersen, F. B. (1998). Estimation of new production in the North Sea: Consequences for temporal and spatial variability of phytoplankton. *ICES Journal of Marine Science*, 55(4), 574-580. <https://doi.org/10.1006/jmsc.1998.0402>
- Rodrigues, C. M., Bio, A., Amat, F., & Vieira, N. (2011). Artisanal salt production in Aveiro/Portugal—An ecofriendly process. *Saline Systems*, 7(1), 3. <https://doi.org/10.1186/1746-1448-7-3>
- Sadoul, N., Walmsley, J. G., & Charpentier, B. (1998). *Salinas and nature conservation*. Medwet.
- Salinas Yagual, L. A. (2014). *Distribución y abundancia de dinoflagelados y su relación con los parámetros ambientales en la bahía de Anconcito Salinas – Ecuador durante noviembre 2013—Marzo 2014*.
- Silva, P. C., & Moe, R. L. (2012). Chromophycota. *Access Science*. <https://doi.org/10.1036/1097-8542.134850>
- Soria, J., & Ros, M. (1991). Relación entre el fitoplancton y la salinidad de las lagunas intradunares de la dehesa de la Albufera (Valencia). *Acta Botanica Malacitana*, 16, 43-50. <https://doi.org/10.24310/abm.v16i.9130>
- Sundararaj, T., Devi, M., Shanmugasundaram, C., & Rahman, A. (2006). *Dynamics of solar saltworks ecosystem in india*.

- Telesh, I., Schubert, H., & Skarlato, S. (2013). Life in the salinity gradient: Discovering mechanisms behind a new biodiversity pattern. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 135, 317-327. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2013.10.013>
- Tomas, C. R. (1997). *Identifying Marine Phytoplankton*. Elsevier.
- Trigui, H., Masmoudi, S., Brochier-Armanet, C., Maalej, S., & Dukan, S. (2011). Characterization of *Halorubrum sfaxense* sp. Nov., a New Halophilic Archaeon Isolated from the Solar Saltern of Sfax in Tunisia. *International Journal of Microbiology*, 2011, 240191. <https://doi.org/10.1155/2011/240191>
- Wen, Z., & Zhi-hui, H. (1999). Biological and ecological features of inland saline waters in North Hebei, China. *International Journal of Salt Lake Research*, 3(8), 267-285. <https://doi.org/10.1023/A:1009091216842>
- Zar, J. H. (2009). *Biostatistical Analysis* (Edición: 5). Pearson.

ANEXOS

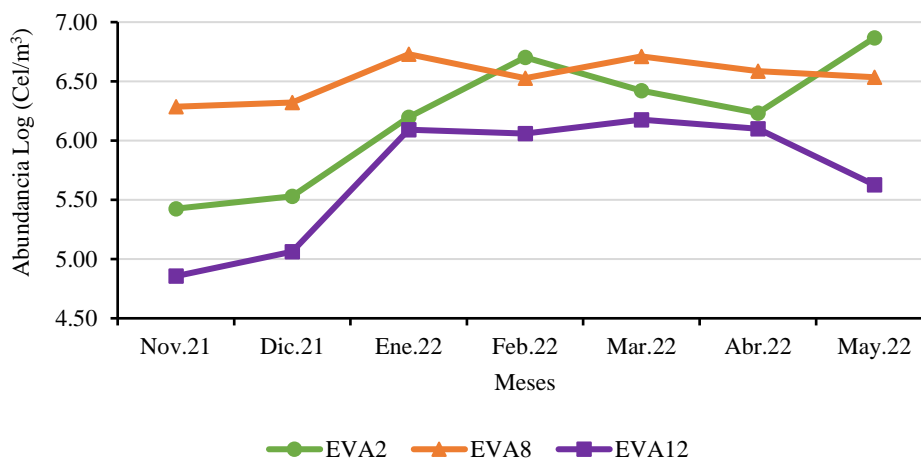


Gráfico 19: Abundancia Log (cel/m³) en los 7 meses de muestreo.

Tabla 4: Promedio de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo. (ANOVA=0.43; P>0.05) no tuvo diferencias significativas.

TEMPERATURA (°C).			
Mes	Eva2	Eva8	Eva12
Nov.21	24.44	27.09	25.13
Dic.21	25.43	28.63	27.32
Ene.22	29.10	31.69	33.87
Feb.22	32.18	33.84	34.62
Mar.22	32.72	33.79	35.27
Abr.22	31.91	31.81	34.47
May.22	25.90	28.20	27.76
Promedio	28.81	30.72	31.20
DS	3.54	2.74	4.28

Tabla 5: Promedio de oxígeno disuelto de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo. (K-W=0.10; P>0.05) no tuvo diferencias significativas.

OD Mg/L			
Mes	Eva2	Eva8	Eva12
Nov.21	0.84	0.80	0.58
Dic.21	2.15	1.64	1.44
Ene.22	0.70	0.67	0.62
Feb.22	0.74	0.75	0.55
Mar.22	0.57	0.62	0.39
Abr.22	0.47	0.50	0.31
May.22	0.48	2.18	0.31
Promedio	0.85	1.02	0.60
DS	0.59	0.63	0.39

Tabla 6: Promedio de salinidad de los tres evaporadores en el tiempo de monitoreo. (ANOVA=0.00; P>0.05) tuvo diferencias significativas.

Salinidad (UPS)			
Mes	Eva2	Eva8	Eva12
Nov.21	49.01	68.09	124.48
Dic.21	42.86	59.35	135.40
Ene.22	34.12	46.99	128.05
Feb.22	33.56	49.67	134.70
Mar.22	38.14	50.33	133.83
Abr.22	36.00	53.16	126.15
May.22	33.92	46.83	115.67
Promedio	38.23	53.49	128.33
DS	5.77	7.74	7.08

Tabla 7: Promedio de la abundancia total. Presentó diferencias significativas (K-W=0.005, P<0.05).

Mes	ABUNDANCIA CEL/M ³			ABUNDANCIA LOG (CEL/M3)		
	EVA2	EVA8	EVA12	EVA2	EVA8	EVA12
Nov.21	266410	1932693	71755	5.43	6.29	4.86
Dic.21	338293	2092453	115684	5.53	6.32	5.06
Ene.22	1572200	5360160	1232700	6.20	6.73	6.09
Feb.22	5041740	3362507	1145275	6.70	6.53	6.06
Mar.22	2642933	5122347	1501718	6.42	6.71	6.18
Abr.22	1709607	3856113	1259887	6.23	6.59	6.10
May.22	7356913	3425570	423282	6.87	6.53	5.63
Promedio	2704014	3593120	821472	6.20	6.53	5.71
DS	2611722	1330439	598285	0.55	0.17	0.55

Tabla 8: Datos para la correlación. salinidad versus abundancia de los tres evaporadores durante los meses de muestreo. (Spearman=0.009). Presentó una correlación negativa.

Salinidad	Abundancia log(cel/m ³)
49.01	5.43
42.86	5.53
34.12	6.20
33.56	6.70
38.14	6.42
36.00	6.23
33.92	6.87
68.09	6.29
59.35	6.32
46.99	6.73
49.67	6.53
50.33	6.71
53.16	6.59
46.83	6.53
124.48	4.86
135.40	5.06
128.05	6.09
134.70	6.06
133.83	6.18
126.15	6.10
115.67	5.63

Correlaciones

Rho de Spearman -0.556
 Valor p 0.009

Tabla 9: Promedio de la abundancia porcentual de la composición fitoplanctónica.

GRUPO FITOPLANCTONICOS	EVAPORADOR 2		EVAPORADOR 8		EVAPORADOR 12	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	67.67	17.30	35.30	15.09	6.56	5.56
Dinoflagelados	15.63	10.97	36.13	10.63	0.46	0.83
Clorofitas	0.00	0.00	2.39	1.76	0.08	0.13
Cianofitas	16.60	9.57	26.18	7.44	92.90	5.71
Euglenofitas	0.10	0.22	0.00	0.00	0.00	0.00
Comprobación	100.0		100.0		100.0	

Tabla 10: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 2.

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Noviembre		Diciembre		Enero		Febrero	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	62.5	9.8	73.3	11.6	84.1	2.3	82.71	21.16
Dinoflagelados	19.5	3.9	13.8	5.4	9.7	0.3	11.34	15.46
Cianofitas	18.1	5.8	12.9	6.3	6.2	2.1	5.37	5.45
Euglenofitas	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.58	1.00

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Marzo		Abril		Mayo	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	39.01	25.07	51.66	9.08	80.48	15.58
Dinoflagelados	37.12	15.40	16.07	11.49	1.91	1.40
Cianofitas	23.87	9.80	32.27	20.51	17.52	16.61
Euglenofitas	0.00	0.00	0.00	0.00	0.09	0.16

Tabla 11: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 8.

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Noviembre		Diciembre		Enero		Febrero	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	33.95	23.63	32.77	7.86	65.13	10.52	25.32	13.34
Dinoflagelados	27.51	20.94	33.88	11.00	19.80	17.85	45.56	1.26
Cianofitas	34.79	22.70	33.35	16.48	14.15	7.19	27.83	12.21
Clorofitas	3.74	5.31	0.00	0.00	0.92	0.14	1.29	1.98

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Marzo		Abril		Mayo	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	17.05	11.86	32.41	12.20	40.46	1.55
Dinoflagelados	50.52	9.67	41.68	19.96	33.92	14.36
Cianofitas	29.99	12.87	22.54	15.47	20.62	10.45
Clorofitas	2.43	3.53	3.36	4.37	5.00	5.46

Tabla 12: Promedios de la abundancia porcentual de los meses de muestreo. Evaporador 12.

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Noviembre		Diciembre		Enero		Febrero	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	17.88	7.82	4.76	8.25	4.67	4.75	1.92	1.92
Dinoflagelados	0.00	0.00	0.00	0.00	0.73	1.03	0.06	0.11
Cianofitas	82.12	7.82	95.24	8.25	94.33	5.41	98.01	2.02
Clorofitas	0.00	0.00	0.00	0.00	0.26	0.37	0.00	0.00

GRUPO FITOPLANCTONICOS	Marzo		Abril		Mayo	
	Ave.	SD.	Ave.	SD.	Ave.	SD.
Diatomeas	5.45	1.47	2.00	0.98	9.23	8.41
Dinoflagelados	0.06	0.10	0.12	0.21	2.25	3.89
Cianofitas	94.22	1.24	97.88	1.09	88.52	12.23
Clorofitas	0.27	0.47	0.00	0.00	0.00	0.00

Tabla 13: Promedio de la diversidad de Shannon de los tres evaporadores.

DIVERSIDAD DE SHANNON			
Mes	Eva 2	Eva 8	Eva 12
Nov.21	1.80	1.98	1.00
Dic.21	1.81	2.08	1.06
Ene.22	2.60	1.83	1.15
Feb.22	2.29	2.28	1.26
Mar.22	2.71	1.87	1.32
Abr.22	2.64	2.17	1.18
May.22	2.05	2.15	1.40
Promedio	2.27	2.05	1.20
DS	0.39	0.17	0.14

Tabla 14: Promedio de la dominancia con el índice de Simpson de los tres evaporadores.

Índice de Simpson			
Meses	Eva 2	Eva 8	Eva 12
Nov.21	0.19	0.18	0.49
Dic.21	0.19	0.16	0.43
Ene.22	0.10	0.27	0.47
Feb.22	0.20	0.14	0.36
Mar.22	0.10	0.25	0.37
Abr.22	0.09	0.16	0.38
May.22	0.19	0.16	0.32
Promedio	0.15	0.19	0.40
DS.	0.05	0.05	0.06

Tabla 15: Datos para el gráfico de nMDS. Promedio de la abundancia durante los meses de muestreo.

EVAPORADOR	DIATOMEAS	DINOFLAGELADOS	CIANOFITAS	CLOROFITAS
2	167270	51470	47670	0
2	262000	40693	35600	0
2	1307400	154200	110600	0
2	4634960	195480	204800	6500
2	1030867	971347	640720	0
2	845640	216520	647447	0
2	6045940	99960	1196807	14207
8	697173	672587	524867	38067
8	723173	810320	558960	0
8	3486800	1068320	755520	49520
8	1123067	1519600	698800	21040
8	662387	2776680	1638760	44520
8	1154907	1982247	621673	97287
8	1409060	1374080	552020	90410
12	12328	0	59428	0
12	4667	0	111018	0
12	50250	7400	1171230	3820
12	26115	600	1118560	0
12	87458	500	1409740	4020
12	21792	1167	1236928	0
12	19287	2333	401662	0

Tabla 16: Datos para CCA.

Variables	Eva2	Eva8	Eva12
O.D.	0.85	1.02	0.60
Salinidad.	38.23	53.49	128.33
T.	28.81	30.72	31.20
Diatomeas.	2042011	1322367	31699
Dinoflagelados.	247096	1457690	1714
Clorofitas.	0	48692	1120
Cianofitas.	411949	764371	786938
Euglenofitas.	2958	0	0

Tabla 17: Abundancia (cel/m3) de las especies en cada estación. Evaporador 2.

Especies	Nov.21			Dic.21			Ene.22			Feb.22			Mar.22			Abr.22			May.22			Jun.22		
	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3
Amphora sp.	0	0	0	0	0	80400	0	22180	64960	0	33600	22800	0	16600	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Bacillaria paxillifer	0	0	0	0	0	0	0	7840	111560	329440	25200	0	22800	0	0	24800	4134060	59600	24720	0	0	0	0	
Cylindrotheca closterium	0	0	32160	0	91680	53400	33600	0	37120	611700	51100	0	345200	41500	85920	78000	6580760	381440	131040	219960	0	0	0	
Cymbella sp.	0	0	0	0	0	26800	0	0	18560	22900	31400	0	0	8300	28640	6800	59460	22840	16480	0	0	16800	0	
Gyrodinium aureolum	108440	42240	64320	28800	15280	40200	117600	84700	0	7500	62800	39160	22000	16600	14320	50400	0	0	0	0	0	0	0	
Gyrodinium aureolum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8180	14400	0	14320	6800	0	0	0	0	0	
Haslea sp	7600	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12720	0	0	33840	23840	16480	0	67200	0	
Navicula directa	0	0	0	0	0	160800	16800	15680	83520	15000	24100	7600	7600	57240	0	18800	178460	0	81000	0	0	0	0	
Navicula sp	23480	42240	48240	43200	15280	415400	33600	108220	157760	15760	212500	47920	189200	272940	0	144400	714240	95360	366600	67680	84000	54600		
Navicula transiens	46620	14080	64320	14400	45840	482400	0	50860	278400	24020	126700	62540	38000	177540	14320	49600	552460	35760	219480	186120	50400	72800		
Nitzschia longissima	0	0	0	0	0	0	0	0	0	159120	0	24540	37200	0	6800	0	0	0	0	0	0	0	0	
Nitzschia sigma	0	0	0	0	0	0	16800	6500	64960	16520	0	0	22800	0	0	12000	76620	0	0	0	321480	117600	0	
Nitzschia sp	0	0	0	0	198640	134000	134400	73040	334080	1394480	58800	40900	290800	69420	57280	262400	357320	119200	533640	0	0	0	0	
Pleurosigma angulatum	7600	42240	0	0	0	13400	33600	35180	0	0	38700	7600	0	38160	0	6800	16920	0	0	0	0	0	0	
Pleurosigma elongatum	0	0	32160	0	0	26800	0	13000	9280	0	15700	7600	13600	0	0	13600	0	0	0	0	0	0	0	
Pleurosigma normanii	0	0	0	0	0	13400	33600	6500	0	0	0	0	0	0	0	0	8460	0	0	0	0	0	0	
Pleurosigma sp	0	0	0	0	0	26800	100800	28680	18560	0	7300	23380	0	21020	0	8460	0	0	0	0	50760	0	0	
Pseudo-nitzschia delicatissima	0	0	0	0	0	30560	26800	0	6500	129920	103580	62800	0	53200	0	61600	34160	23840	0	0	0	0	0	
Synedra sp	0	0	0	0	61120	107200	16800	70360	5614400	702560	0	40900	202800	57240	28640	164400	0	286080	0	0	0	0	0	
Synedra ulna	0	0	0	0	0	26800	33600	44360	501120	377480	8400	0	180000	6360	0	109200	0	381440	0	0	0	0	0	
Thalassionema frauenfeldii	0	0	0	0	0	93800	16800	58700	222720	166620	7300	23960	81200	42040	0	33200	161700	166880	16480	84600	33600	91000	0	
Thalassionema nitzschoides	0	0	0	0	0	80400	0	23520	269120	104340	0	0	118400	77720	14320	31600	221240	250320	8240	84600	33600	218400	0	
Thalassionema sp.	0	0	0	0	0	201000	16800	0	965120	317480	0	40320	289400	114480	57280	110800	297460	1132400	267720	0	16800	36400	0	
Ceratium furca	0	0	0	0	0	0	33600	209940	9280	39020	89800	81800	21200	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Ceratium fusus	0	0	0	0	0	0	0	43020	0	23260	14600	16360	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Glenodinium sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	120000	6360	0	0	68000	11920	0	0	0	0	72800	
Heterocapsa sp	0	0	0	0	0	201000	0	0	0	0	0	0	0	0	0	358740	0	0	0	0	0	0	0	
procentrum sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
procentrum lima	0	0	0	0	0	26800	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	119080	0	0	0	0	0	0	
Protoperdinium depressum	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	58400	8180	6800	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
protoperdinium pellucidum	0	0	0	0	0	0	0	0	32500	9280	30000	382200	89980	27200	33200	0	20400	0	0	16480	0	0	0	
protoperdinium quarnerense	7940	28160	0	0	30560	0	6500	0	24020	319400	40320	22800	8300	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Protoperdinium sp	38680	28160	32160	28800	30560	13400	33600	35180	37120	78040	874700	377500	355200	33200	114560	68000	0	35760	40400	0	0	0	0	
Pyrocystis fusiformis	0	0	0	0	0	0	0	0	9280	0	0	7600	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Pyrocystis lunula	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6800	0	0	8240	0	0	0	0	
Scrippsiella trochoidea	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Chlorella sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8400	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Chroococcus tardus	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	34000	0	0	0	0	0	0	0	
Cyanobacteria sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Lynghya sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15200	0	0	28640	165600	0	0	0	0	0	0	0	0	
Microcystis sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	42540	0	0	0	0	0	0	
Oscillatoria limosa	0	0	0	0	0	26800	0	23520	27840	0	206700	24540	81200	0	28640	247200	0	107280	8240	0	0	0	0	
Oscillatoria nigroviridis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	201600	16360	51400	0	0	216000	0	35740	0	0	0	0	0	
Oscillatoria sp	0	56320	0	28800	45840	53600	33600	28680	129920	0	299800	226720	71200	100140	42960	433600	0	774800	81200	0	0	0	0	
Oscillatoria tenuis	0	0	0	0	0	0	0	0	92800	0	0	22800	35600	38160	0	198400	0	0	0	0	0	0	0	
Phormidium sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	241280	0	0	62540	132000	0	71600	239200	0	822480	0	0	0	0	0	
spirulina major	0	0	0	0	0	0	0	19500	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
spirulina subsalsa	39020	0	32160	0	0	67000	0	50860	0	0	400200	0	0	98200	0	0	1718120	0	0	355320	0	0		
Synechococcus sp	0	0	0	0	0	40200	0	0	0	0	65700	0	0	0	0	0	0	0	0	0	406080	0	0	
Dunaliella SP	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
Trachelomonas SP	0	0	0	0	0	0	0	19500	0	0	0	0	0	0	0	0	42620	0	0	0	0	0	0	

Tabla 20: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.

E2P1													
DIVISIÓN:	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	380	397	402	335	392	325	365	420	415	318	423	427	423
DIATOMOMEAS													
Amphora sp.	0	0	0	6	2	1	0	4	2	0	0	0	0
Bacillaria paxillifer	0	0	0	0	1	0	0	3	0	0	98	387	0
Cylindrotheca closterium	0	0	2	4	0	0	7	0	5	0	365	409	13
Cymbella sp.	0	0	0	2	0	0	2	2	1	0	4	3	0
Gyrosigma balticum	8	6	4	3	5	7	4	4	2	0	0	0	0
Gyrosigma fasciola	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Haslea sp	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	4	0	0
Navicula directa	0	0	0	12	2	0	1	2	0	9	11	10	0
Navicula sp	1	2	3	31	8	7	13	14	3	39	39	45	4
Navicula transitans	3	3	4	36	4	3	7	9	3	24	33	32	11
Nitzschia longissima	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Nitzschia sigma	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	3	6	19
Nitzschia sp	0	0	0	10	6	4	0	7	3	7	17	25	0
Pleurosigma angulatum	1	0	0	1	2	3	3	2	0	6	2	0	0
Pleurosigma elongatum	0	0	2	2	0	2	1	1	0	0	0	0	0
Pleurosigma normanii	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1	0	0
Pleurosigma sp	0	0	0	2	2	2	1	0	1	2	1	0	3
Pseudo-nitzschia delicatissima	0	0	0	2	0	1	4	4	0	0	0	4	0
Synedra sp	0	0	0	8	4	6	0	0	0	9	0	0	0
Synedra ulna	0	0	0	2	4	2	0	1	0	1	0	0	0
Thalassionema frauenfeldii	0	0	0	7	5	3	1	0	2	4	7	12	5
Thalassionema nitzschioides	0	0	0	6	3	0	0	0	4	7	10	16	5
Thalassionema sp.	0	0	0	15	0	0	0	0	0	18	18	17	0
DINOFLAGELADOS													
Ceratium furca	0	0	0	0	16	13	10	2	0	0	0	0	0
Ceratium fusus	0	0	0	0	3	3	2	0	0	0	0	0	0
Glenodinium sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	4	4	0
Heterocapsa sp	0	0	0	15	0	0	0	0	21	29	0	0	0
Procentrum sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Procentrum lima	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	6	8	0
Protoperdinium depressum	0	0	0	0	0	0	8	0	0	0	0	0	0
Protoperdinium pellucidum	0	0	0	0	0	5	42	9	4	0	0	0	0
Protoperdinium quarnerense	0	1	0	0	0	1	38	5	1	0	0	0	0
Protoperdinium sp	3	2	2	1	2	3	83	32	4	0	0	0	0
Pyrocystis fusiformis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Pyrocystis lunula	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Scrippsiella trochoidea	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CIANOPHYTAS													
Chroococcus turgidus	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Cianosarcina sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cyanosarcina sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Lyngbya sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microcystis sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	3	0
Oscillatoria limosa	0	0	0	2	3	0	3	22	0	0	0	0	0
Oscillatoria nigroviridis	0	0	0	0	0	0	0	24	0	0	0	0	0
Oscillatoria sp	0	0	0	4	2	2	10	27	9	4	0	0	0
Oscillatoria tenuis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0
Phormidium sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
spirulina major	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
spirulina subsalsa	2	3	2	5	4	3	18	32	8	5	87	115	21
Synechococcus sp	0	0	0	3	0	0	9	0	0	0	0	0	24
CLOROPHYTA													
Dunaliella sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
EUGLENOPHYTAS													
Trachelomonas sp	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	1	4	0

Tabla 21: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.

		E2P2											
DIVISIÓN:	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	0	352	360	420		232	409	380	358		298		420
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.	0	0	0	0		7	0	3	0		0		0
<i>Bacillaria paxillifer</i>	0	0	0	0		12	0	0	0		5		0
<i>Cylindrotheca closterium</i>	0	0	2			4	0	0	6		32		0
<i>Cymbella</i> sp.	0	0	0			2	0	0	2		2		1
<i>Gyrosigma balticum</i>	3	2	7			0	2	3	1		0		0
<i>Gyrosigma fasciola</i>	0	0	0			0	1	0	1		0		0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		2		4
<i>Navicula directa</i>	0	0	1			9	0	1	0		0		0
<i>Navicula</i> sp.	3	3	2			17	4	2	0		8		5
<i>Navicula transitrans</i>	1	1	0			30	3	5	1		3		3
<i>Nitzschia longissima</i>	0	0	0			0	3	0	0		2		0
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0	1			7	0	0	0		0		7
<i>Nitzschia</i> sp.	0	0	8			36	5	0	4		10		0
<i>Pleurosigma angulatum</i>	3	0	2			0	0	1	0		0		0
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0	0			1	0	1	0		0		0
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0	2			0	0	0	0		0		0
<i>Pleurosigma</i> sp.	0	0	6			2	1	2	0		0		0
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0	0			14	0	0	0		2		0
<i>Synedra</i> sp.	0	0	1			605	5	0	2		24		0
<i>Synedra ulna</i>	0	0	2			54	0	0	0		32		0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	1			24	2	1	0		14		2
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0	0			29	0	0	1		21		2
<i>Thalassionema</i> sp.	0	0	1			104	4	1	4		95		1
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>	0	0	2			1	10	0	0		0		0
<i>Ceratium fusus</i>	0	0	0			0	2	0	0		0		0
<i>Glenodinium</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		1		0
<i>Heterocapsa</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Procentrum</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Proocentrum lima</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	0	0			0	1	0	0		0		0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0	0			1	11	0	0		0		0
<i>Protoperidinium quarmerense</i>	2	0	0			0	4	1	0		0		0
<i>Protoperidinium</i> sp.	2	2	2			4	35	12	8		3		0
<i>Pyrocystis fusiformis</i>	0	0	0			1	0	1	0		0		0
<i>Pyrocystis lunula</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus turgidus</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Cianosarcina</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Cyanothece</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Lyngbya</i> sp.	0	0	0			0	0	2	2		0		0
<i>Microcystis</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	0	0			3	3	0	2		9		0
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0	0			0	2	0	0		3		0
<i>Oscillatoria</i> sp.	4	2	2			14	24	4	3		65		0
<i>Oscillatoria tenuis</i>	0	0	0			10	0	3	0		0		0
<i>Phormidium</i> sp.	0	0	0			26	3	5	5		69		0
<i>spirulina major</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>spirulina subsalsa</i>	0	0	0			0	0	0	0		0		0
<i>Synechococcus</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
CLOROPHYTA													
<i>Dunaliella</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0
EUGLENOPHYTAS													
<i>Trachelomonas</i> sp.	0	0	0			0	0	0	0		0		0

Tabla 22: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 2 durante los meses de muestreo.

E2P3													
DIVISIÓN:	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente			382		375	413	340	380	340	300	412	402	455
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.			0		0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>Bacillaria paxillifer</i>			0		23	19	0	3	1	3	3	0	0
<i>Cylindrotheca closterium</i>			6		32	45	15	32	0	13	12	4	0
<i>Cymbella</i> sp.			0		3	0	0	0	1	0	2	0	0
<i>Gyrosigma balticum</i>			1		1	0	1	2	3	5	0	0	0
<i>Gyrosigma fasciola</i>			0		0	0	1	1	1	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	2	0	0
<i>Navicula directa</i>			0		2	0	0	1	1	2	3	7	0
<i>Navicula</i> sp			1		1	1	1	24	8	15	24	21	3
<i>Navicula transitrans</i>			3		1	2	0	5	2	6	12	15	4
<i>Nitzschia longissima</i>			0		8	12	1	4	1	0	0	0	0
<i>Nitzschia sigma</i>			0		0	2	0	3	0	2	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp			13		78	98	7	32	28	12	15	51	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>			0		0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Pleurosigma elongatum</i>			0		0	0	2	0	2	0	0	0	0
<i>Pleurosigma normanii</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>			2		5	8	0	7	2	8	0	0	0
<i>Synedra</i> sp			4		32	56	3	24	18	7	0	0	0
<i>Synedra ulna</i>			0		25	23	3	21	9	8	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>			0		9	12	3	8	4	1	2	0	5
<i>Thalassionema nitzschioides</i>			0		4	9	4	12	2	3	1	0	12
<i>Thalassionema</i> sp.			0		17	23	18	22	11	6	12	21	2
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>			0		3	2	2	1	0	0	0	0	0
<i>Ceratium fusus</i>			0		2	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Glenodinium</i> sp			0		0	0	2	14	0	0	0	0	4
<i>Heterocapsa</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Procentrum</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum lima</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium depressum</i>			0		0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>			0		4	0	4	0	3	0	2	0	0
<i>Protoperidinium quarnerense</i>			2		1	2	0	3	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium</i> sp			2		6	4	31	19	10	0	1	4	0
<i>Pyrocystis fusiformis</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis lunula</i>			0		0	0	0	0	1	0	1	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus turgidus</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cianosarcina</i> sp			0		0	0	0	0	5	0	0	0	0
<i>Cyanothece</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyngbya</i> sp			0		0	0	0	0	12	14	0	0	0
<i>Microcystis</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria limosa</i>			0		0	0	3	8	24	14	1	0	0
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>			0		0	0	2	5	15	19	0	0	0
<i>Oscillatoria</i> sp			3		0	0	6	4	32	36	4	6	0
<i>Oscillatoria tenuis</i>			0		4	0	3	2	8	24	0	0	0
<i>Phormidium</i> sp			0		3	0	6	12	14	24	0	0	0
<i>spirulina major</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>spirulina subsalsa</i>			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synechococcus</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
CLOROPHYTA													
<i>Dunaliella</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0
EUGLENOPHYTAS													
<i>Trachelomonas</i> sp			0		0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 23: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.

ESP1													
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	400	370	382	340	400	280		297	404	354	364	402	
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	8	2	0	0	
<i>Bacillaria paxilifer</i>	0	2	0	0	0	0		0	0	1	0	0	
<i>Cylindrotheca closterium</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Cymbella</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Gyrosigma balticum</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Gyrosigma fasciola</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Haslea</i> sp.	2	0	0	0	0	0		0	0	1	0	1	
<i>Navicula directa</i>	3	2	1	21	0	2		2	2	1	2	2	
<i>Navicula</i> sp.	8	10	7	210	7	4		6	32	28	12	10	
<i>Navicula transitrans</i>	4	0	13	49	9	9		10	12	10	14	9	
<i>Nitzschia longissima</i>	2	0	0	0	0	0		4	1	1	0	2	
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Nitzschia</i> sp.	0	1	2	0	0	2		3	6	8	4	6	
<i>Pleurosigma angulatum</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Pleurosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Synedra</i> sp.	0	2	0	0	0	1		0	2	1	2	0	
<i>Synedra ulna</i>	2	0	0	1	0	0		2	0	0	0	0	
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	2		0	0	1	4	1	
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	1	0	2	0	2	0		0	0	0	0	0	
<i>Thalassionema</i> sp.	0	0	0	2	0	0		0	2	0	0	0	
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Ceratium fusus</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Glenodinium</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Heterocapsa</i> sp.	0	0	0	0	12	6		15	12	10	8	13	
<i>Procentrum</i> sp.	0	0	0	0	4	4		0	0	0	0	2	
<i>Prorocentrum lima</i>	0	0	0	3	6	0		6	0	3	0	0	
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0	3	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Protoperidinium quamerense</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Protoperidinium</i> sp.	0	0	2	5	3	4		0	0	0	0	0	
<i>pyrocystis fusiformis</i>	0	0	0	2	0	0		0	0	0	0	0	
<i>pyrocystis lunula</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	3	0	13	18	16	19		22	19	17	8	10	
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Cianosarcina</i> sp.	0	3	5	10	9	0		0	10	5	3	0	
<i>Cyanothece</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Lyngbya</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Microcystis</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	2	0	0	0	2		0	2	1	0	0	
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Oscillatoria</i> sp.	3	4	3	7	9	5		9	7	4	5	9	
<i>Oscillatoria tenuis</i>	1	0	0	0	0	0		2	0	0	0	0	
<i>Phormidium</i> sp.	4	2	6	34	6	4		2	3	2	4	5	
<i>Spirulina major</i>	0	0	0	5	0	0		0	0	0	0	0	
<i>Spirulina subsalsa</i>	12	9	13	19	10	0		18	10	12	14	9	
<i>Synechococcus</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	
CLOROPHYTA													
<i>dunaliella</i> sp.	4	5	0	4	3	3		7	14	7	3	12	
EUGLENOPHYTA													
<i>Trachelomona</i> sp.	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	0	

Tabla 24: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.

E8P2													
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	410	360	390	372	420	460	420		460	397	382	405	
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Bacillaria paxilifer</i>	0	0	10	9	0	0	0		0	17	12	0	
<i>Cylindrotheca closterium</i>	0	0	0	12	10	0	0		0	0	0		
<i>Cymbella</i> sp.	0	3	0	0	0	0	4		0	0	5	0	
<i>Gyrosigma balticum</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Gyrosigma fasciola</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Haslea</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Navicula directa</i>	6	2	5	7	3	9	9		0	7	2	3	
<i>Navicula</i> sp	74	83	32	140	97	87	22		72	82	103	123	
<i>Navicula transitrans</i>	26	21	42	30	36	51	32		20	28	19	21	
<i>Nitzschia longissima</i>	0	0	0	5	12	0	0		0	0	0	3	
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0	0	0	6	0	6		0	0	0	0	
<i>Nizschia</i> sp	0	0	2	0	0	4	2		0	6	0	0	
<i>Pleurosigma angulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Pleurosigma</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Synedra</i> sp	0	0	0	0	0	6	2		3	0	0	0	
<i>Synedra ulna</i>	0	0	0	7	1	0	6		3	0	0	0	
<i>Thalasionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Thalassionema</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Certium fusus</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Glenodinium</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Heterocapsa</i> sp	42	56	69	72	82	145	153		145	210	105	98	
<i>Procentrum</i> sp	12	16	18	19	29	39	32		38	45	14	16	
<i>Prorocentrum lima</i>	18	14	19	27	35	31	22		49	54	34	38	
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0	0	0	0	0	2		0	0	0	0	
<i>Protoperidinium quamerense</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Protoperidinium</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>pyrocystis fusiformis</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>pyrocystis lunula</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	0	3	0	0	3	5		0	0	4	0	
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Cianosarcina</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Cyanotheca</i> sp	20	17	25	23	40	32	38		19	31	41	38	
<i>Lyngbya</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Microcystis</i> sp	0	0	0	10	16	14	8		0	0	0	0	
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Oscillatoria</i> sp	0	0	3	0	4	0	5		2	0	0	0	
<i>Oscillatoria tenuis</i>	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
<i>Phormidium</i> sp	0	0	4	0	2	6	0		7	0	3	0	
<i>Spirulina major</i>	0	0	0	0	0	3	0		0	0	0	0	
<i>Spirulina subsalsa</i>	0	0	3	0	0	6	14		4	0	7	4	
<i>Synechococcus</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	
CLOROPHYTA													
<i>dunaliella</i> sp	2	4	0	3	0	3	3		8	7	5	3	
EUGLENOPHYTA													
<i>Trachelomona</i> sp	0	0	0	0	0	0	0		0	0	0	0	

Tabla 25: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 8 durante los meses de muestreo.

ESP3												
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	6
volumen recipiente		377	438			370		400	400			
DIATOMOMEAS												
<i>Amphora</i> sp.	0	0			0		0	0	0			
<i>Bacillaria paxillifer</i>	0	0			0		0	0	0			
<i>Cylindrotheca closterium</i>	0	0			6		0	0	0			
<i>Cymbella</i> sp.	0	0			0		0	0	0			
<i>Gyrosigma balticum</i>	0	0			0		3	0				
<i>Gyrosigma fasciola</i>	0	0			0		0	0	0			
<i>Haslea</i> sp	0	0			0		0	2				
<i>Navicula directa</i>	1	1			0		0	3				
<i>Navicula</i> sp	3	7			7		3	12				
<i>Navicula transitrans</i>	3	4			2		2	6				
<i>Nitzschia longissima</i>	0	0			0		0	1				
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0			0		0	0				
<i>Nizschia</i> sp	2	9			1		0	3				
<i>Pleurosigma angulatum</i>	0	0			0		0	0				
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0			0		0	0				
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0			0		0	0				
<i>Pleurosigma</i> sp	0	0			0		0	0				
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0			0		0	0				
<i>Synedra</i> sp	0	0			0		2	4				
<i>Synedra ulna</i>	0	0			0		7	3				
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0			0		0	0				
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0			0		0	0				
<i>Thalassionema</i> sp	0	0			0		0	0				
DINOFLAGELADOS												
<i>Ceratium furca</i>	0	0			0		0	0				
<i>Certium fusus</i>	0	0			0		0	0				
<i>Glenodinium</i> sp	0	0			0		0	0				
<i>Heterocapsa</i> sp	0	0			0		16	0				
<i>Procentrum</i> sp	0	0			6		0	0				
<i>Prorocentrum lima</i>	28	19			24		17	26				
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	0			0		0	0				
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0			0		0	0				
<i>Protoperidinium quarnerense</i>	0	0			0		0	0				
<i>Protoperidinium</i> sp	0	0			2		0	0				
<i>pyrocystis fusiformis</i>	0	0			0		0	0				
<i>pyrocystis lunula</i>	0	0			0		0	0				
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	24	7			23		25	30				
CIANOPHYTAS												
<i>Chroococcus</i> sp	0	0			0		2	0				
<i>Cianosarcina</i> sp	0	0			0		0	0				
<i>Cyanothece</i> sp	0	0			0		0	0				
<i>Lyngbya</i> sp	0	0			0		0	0				
<i>Microcystis</i> sp	34	27			23		0	32				
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	0			0		4	0				
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0			0		5	0				
<i>Oscillatoria</i> sp	7	3			9		6	5				
<i>Oscillatoria tenuis</i>	0	0			0		2	0				
<i>Phormidium</i> sp	24	3			5		0	10				
<i>Spirulina major</i>	0	0			7		0	2				
<i>Spirulina subsalsa</i>	0	8			2		245	7				
<i>Synechococcus</i> sp	0	0			0		0	0				
CLOROPHYTA												
<i>dunaliella</i> sp	0	0			0		0	0				
EUGLENOPHYTA												
<i>Trachelomona</i> sp	0	0			0		0	0				

Tabla 26: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 1 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.

E12P1													
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	412	425	375	382	420	397	402	350			382	437	
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillaria paxillifer</i>	1	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
<i>Cylindrotheca closterium</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma balticum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma fasciola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula directa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp.	0	3	0	3	3	14	17	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula transraris</i>	0	0	0	1	0	3	0	0	0	0	4	0	0
<i>Nitzschia longissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synedra</i> sp.	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synedra ulna</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>thalassionema</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
DINOFLA GELADOS													
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cerium fusus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Glenodinium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Heterocapsa</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21	0	0
<i>procentrum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>procentrum lima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium pellucidum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium quarnerense</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11	0	0
<i>Pyrocystis lunula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis fusiformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cianosarcina</i> sp.	7	3	22	20	132	39	82	122			12	9	
<i>Cyanosarcina</i> sp.	0	0	17	102	80	53	35	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphosphaeria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyngbya</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Microcystis</i> sp.	0	0	18	38	47	26	20	4	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria</i> sp.	0	0	0	5	3	0	4	2	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria tenuis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phormidium</i> sp.	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	3	0
<i>Spirulina major</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Spirulina subsalsa</i>	6	7	9	206	156	518	205	136			14	8	
<i>Synechococcus</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CLOROPHYTA													
<i>Dunaliella</i> sp.	0	0	0	2	0	0	3	0	0	0	0	0	0
EUGLENOPHYTAS													
<i>Trachelomonas</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 27: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 2 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.

E12P2													
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente	425	360	350	370	280	360	300	345	350	405	365	350	342
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillaria paxillifer</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cylindrotheca closterium</i>	0	0	0	9	0	0	2	3	0	0	0	2	0
<i>Cymbella</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma balticum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma fuscicola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula directa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp	3	2	4	7	12	0	2	6	10	1	2	2	7
<i>Navicula transitrans</i>	0	0	0	1	7	0	0	2	3	0	0	0	0
<i>Nitzschia longissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sigma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp	0	0	0	3	0	2	6	0	0	0	0	3	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma elongatum</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma normanii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synedra</i> sp	0	0	0	2	0	0	1	2	0	0	0	0	0
<i>Synedra ulna</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>thalassionema</i> sp	0	0	0	0	3	0	1	0	0	0	0	2	0
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cerium fusus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Glenodinium</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Heterocapsa</i> sp	0	0	0	4	0	0	1	0	2	0	0	4	0
<i>procentrum</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>prorocentrum lima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium pellucidum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium quarnerense</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis lunula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis fusiformis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scripsiella trochoidea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cianosarcina</i> sp	0	0	0	23	135	118	109	98	113	24	0	4	0
<i>Cyanothece</i> sp	0	0	0	16	0	21	39	0	51	15	12	0	0
<i>Gomphosphaeria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyngbya</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Microcystis</i> sp	0	0	0	0	0	0	15	17	21	0	0	0	0
<i>Oscillatoria limosa</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria</i> sp	3	0	4	2	35	10	5	7	9	0	3	0	5
<i>Oscillatoria tenuis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phormidium</i> sp.	0	0	0	3	12	6	2	3	0	0	0	0	0
<i>Spirulina major</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Spirulina subsalsa</i>	10	24	20	204	35	179	110	120	267	30	14	10	6
<i>Synechococcus</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
CLOROPHYTA													
<i>Dunaliella</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
EUGLENOPHYTAS													
<i>Trachelomonas</i> sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 28: Abundancia (cel/0.5ml) encontrada en la estación 3 del evaporador 12 durante los meses de muestreo.

E12P3													
Meses	11	11	12	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6
volumen recipiente			345			328	380	403	300	322	349	405	437
DIATOMOMEAS													
<i>Amphora</i> sp.			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacillaria paxillifer</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cylindrotheca closterium</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cymbella</i> sp.			0			0	2	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma balticum</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma fasciola</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula directa</i>			0			0	3	0	0	0	0	0	0
<i>Navicula</i> sp			0			0	49	14	0	10	8	0	0
<i>Navicula transitrans</i>			0			0	12	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia longissima</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sigma</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma angulatum</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma elongatum</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma normanii</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synedra</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Synedra ulna</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>thalassionema</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
DINOFLAGELADOS													
<i>Ceratium furca</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium fusus</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Glenodinium</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Heterocapsa</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>procentrum</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>prorocentrum lima</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium depressum</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium quamerense</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis lunula</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis fusiformis</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
CIANOPHYTAS													
<i>Chroococcus</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cianosarcina</i> sp			29			17	37	0	42	52	0	6	16
<i>Cyanothece</i> sp			0			30	77	0	173	120	35	19	0
<i>Gomphosphaeria</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lyngbya</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Microcystis</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria limosa</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria nigroviridis</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Oscillatoria</i> sp			6			10	18	0	24	17	17	4	3
<i>Oscillatoria tenuis</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phormidium</i> sp.			4			37	254	0	23	202	12	0	9
<i>Spirulina major</i>			0			0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Spirulina subsalsa</i>			6			0	553	105	513	30	19	0	0
<i>Synechococcus</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
CLOROPHYTA													
<i>Dunaliella</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0
EUGLENOPHYTAS													
<i>Trachelomonas</i> sp			0			0	0	0	0	0	0	0	0



Foto 1: *Gyrosigma balticum*

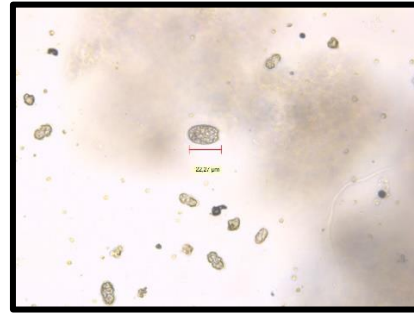


Foto 2: *Prorocentrum lima*

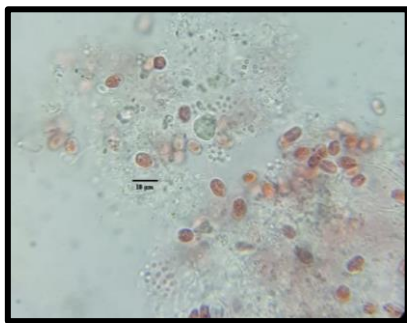


Foto 3: *Dunaliella* sp.

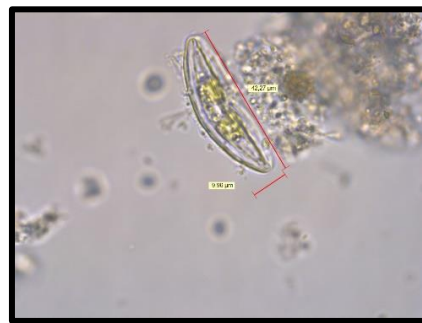


Foto 4: *Cymbella* sp.

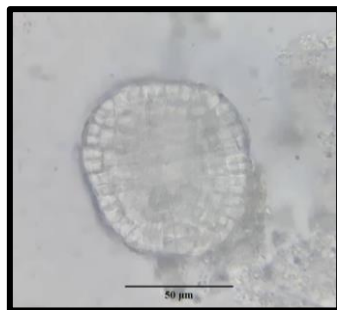


Foto 5: *Cyanosarcina* sp.



Foto 6: *Trachelomonas* sp.



Foto 7: *Pleurosigma* sp

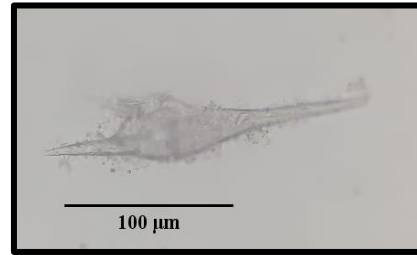


Foto 8: *Ceratium furca*

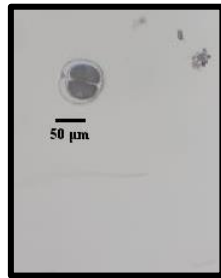


Foto 9: *Chroococcus turgidus*



Foto 11: *Navicula* sp

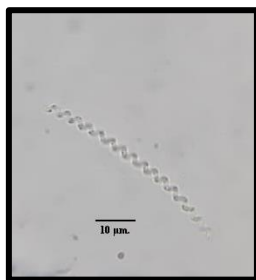


Foto 10: *Spirulina major*



Foto 12: *Spirulina subsalsa*



Foto 13: Evaporador 2. Filtrando en una red de plancton de 55 micras.



Foto 14: Evaporador 12. filtrando en una red de plancton de 55 micras.