



INSTITUTO DE FOMENTO PESQUERO / DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN EN ACUICULTURA

FIGURAS



FIGURAS OBJETIVO 1:

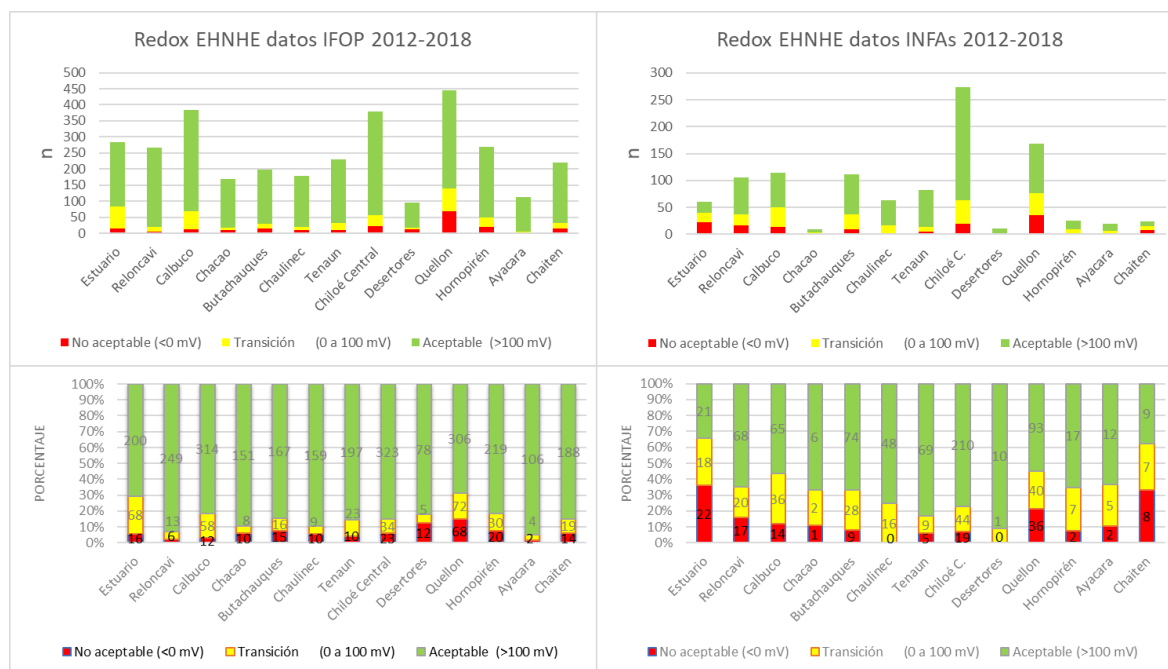


Figura 1.1 Recuento de estaciones IFOP e INFA (i.e. centros de cultivo) para el período 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Los Lagos y según categorías de potencial redox (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

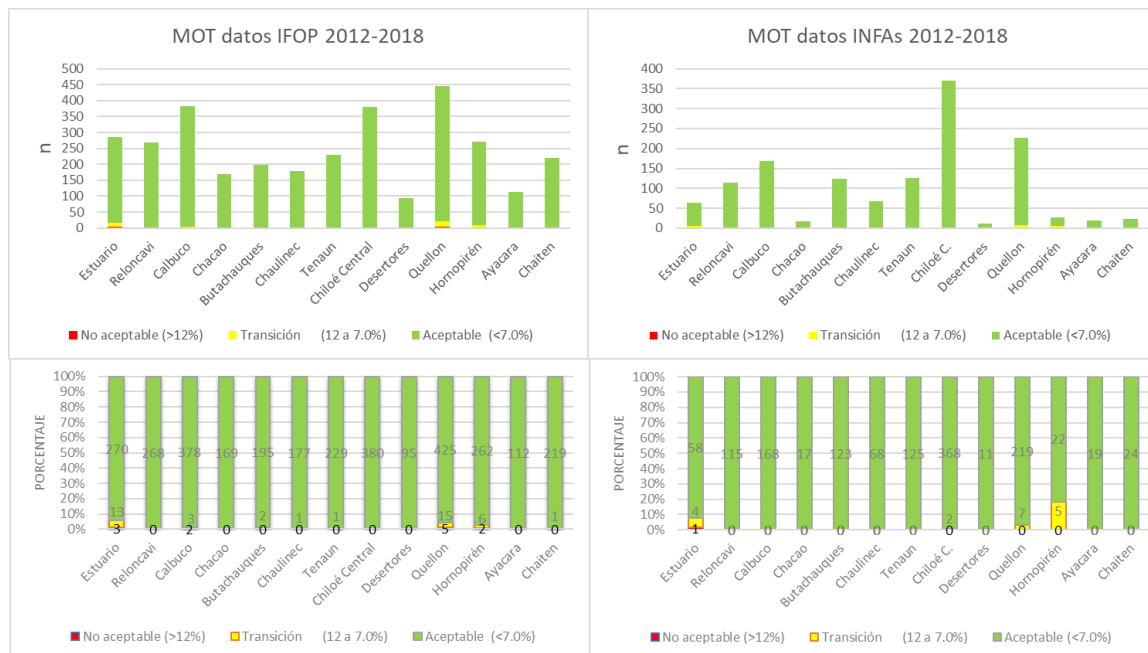


Figura 1.2. Recuento de estaciones IFOP e INFA (i.e. centros de cultivo) para el período 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Los Lagos y según categorías de materia orgánica total (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

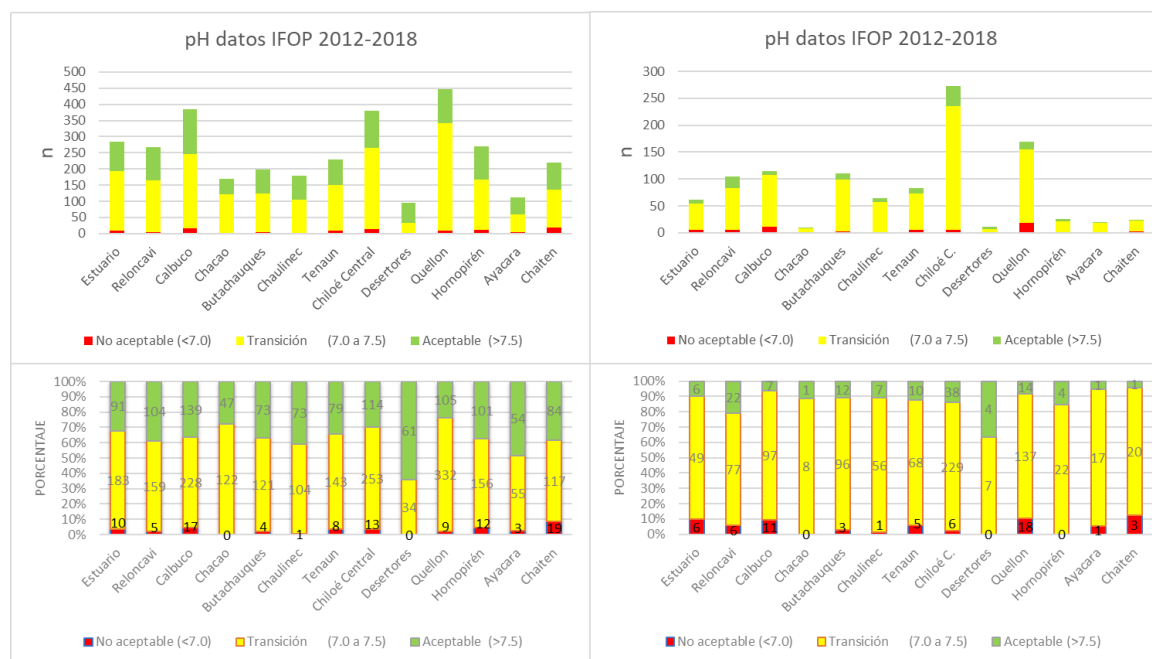


Figura 1.3 Recuento de estaciones IFOP e INFA (i.e. centros de cultivo) para el periodo 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Los Lagos y según categorías de pH (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

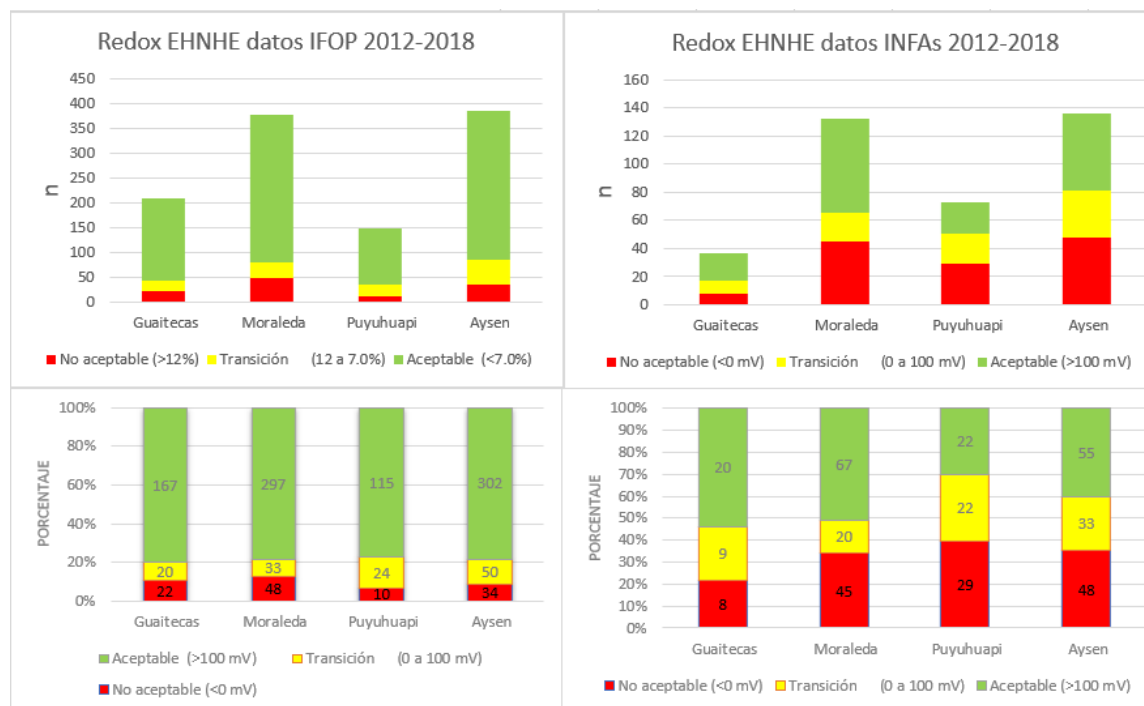


Figura 1.4. Recuento de estaciones IFOP e INFAs (i.e. centros de cultivo) para el período 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Aysén y según categorías de potencial redox (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

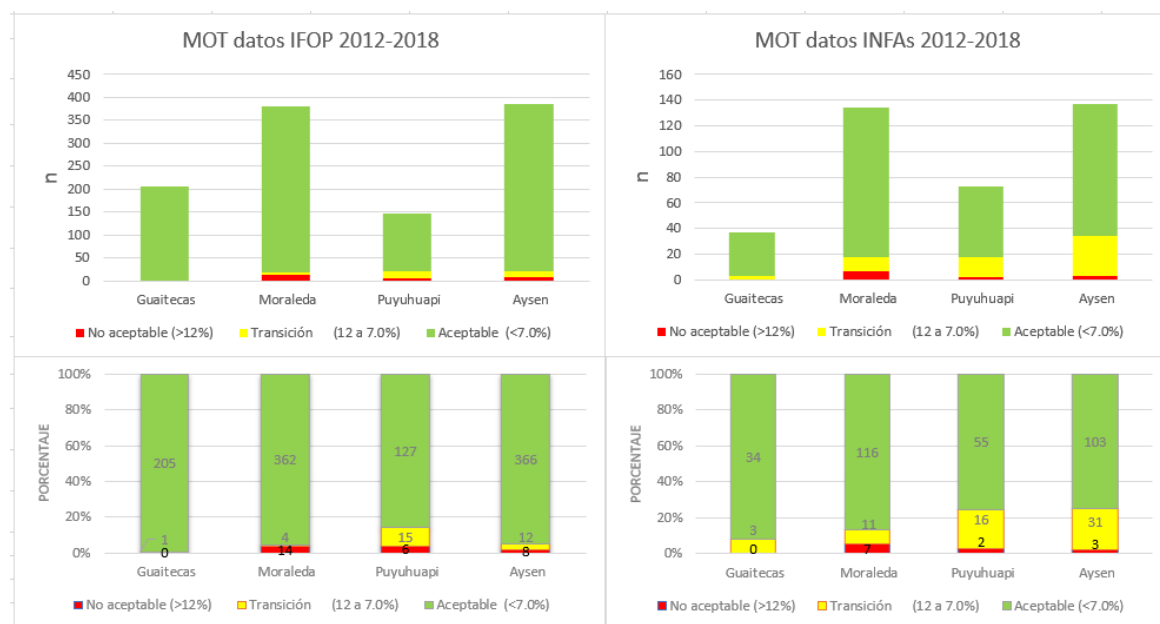


Figura 1.5. Recuento de estaciones IFOP e INFA (i.e. centros de cultivo) para el período 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Aysén y según categorías de materia orgánica (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

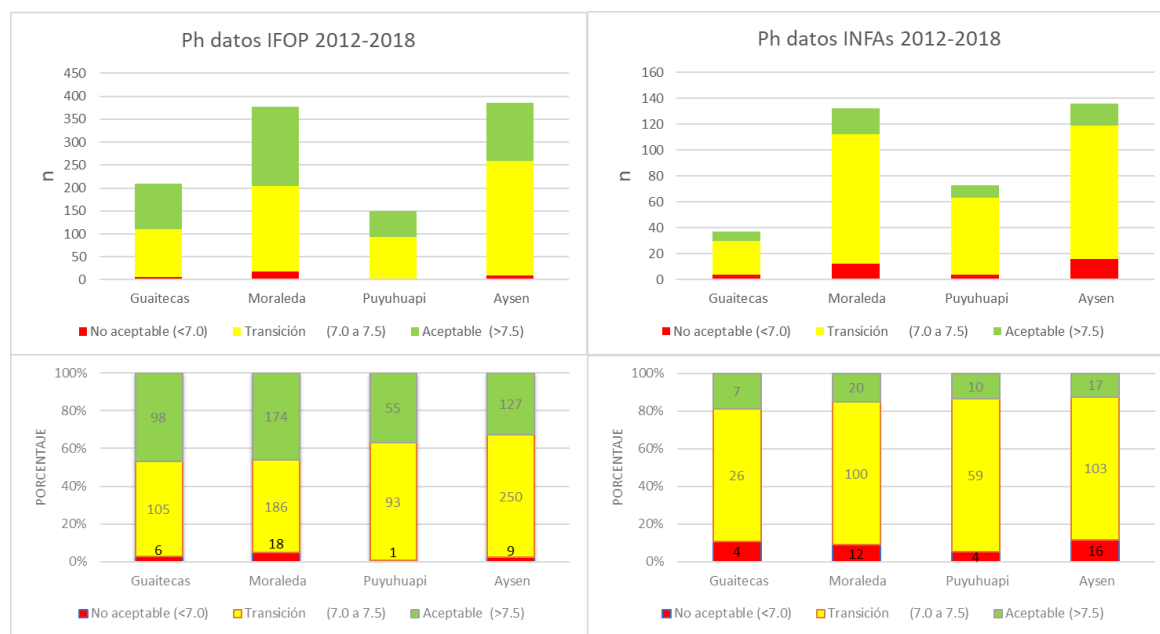


Figura 1.6. Recuento de estaciones IFOP e INFA (*i.e.* centros de cultivo) para el período 2012-2018, desglosados por zona de la Región de Aysén y según categorías de materia orgánica y pH (“no aceptable”, “transición” y “aceptable”).

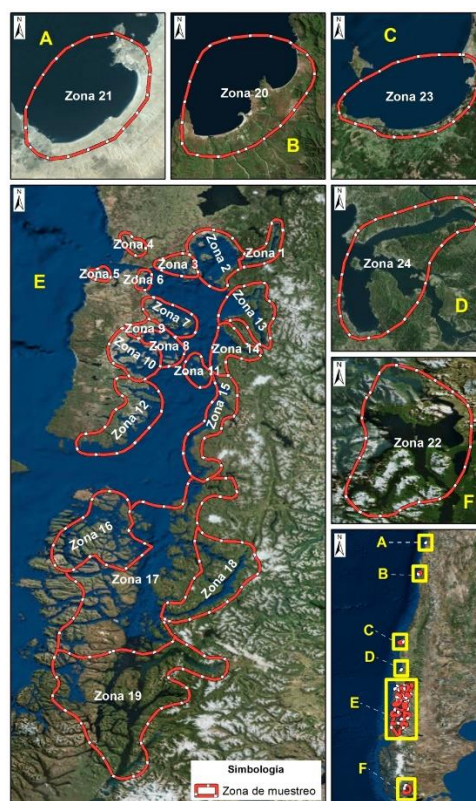


Figura 1.7 Zonas de muestreo distribuidas de norte a sur en las siguientes regiones del pa3s: (A) Regi3n de Atacama; (B) Regi3n de Coquimbo; (C) Regi3n del Biob3o; (D) Regi3n de Los R3os; (E) Regiones de Los Lagos y de Ays3n; (F) Regi3n de Magallanes.

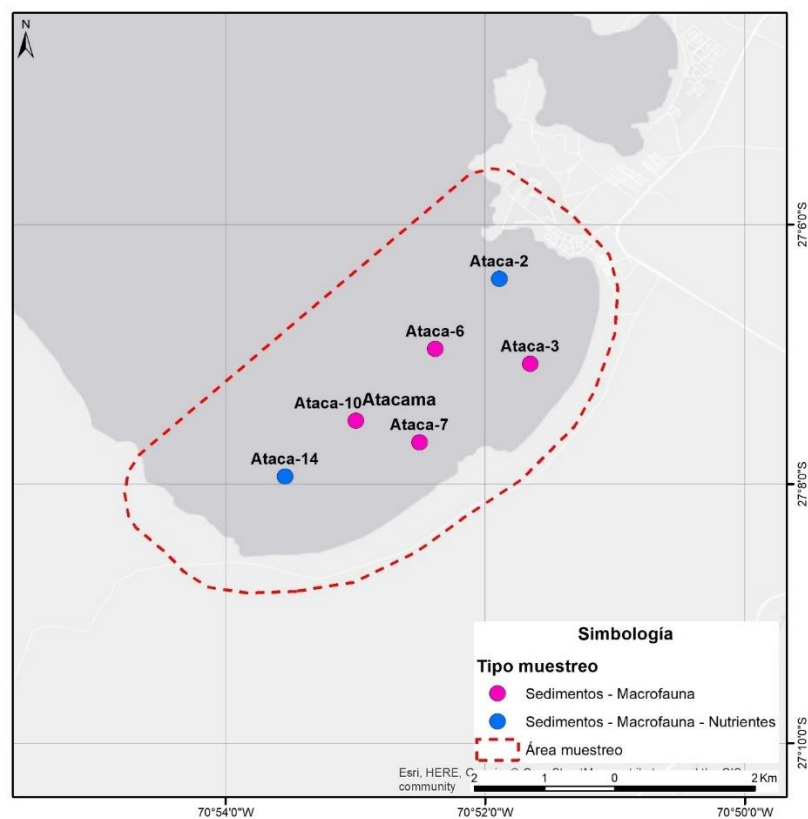


Figura 1.8. Estaciones de muestreo en la zona de Atacama.

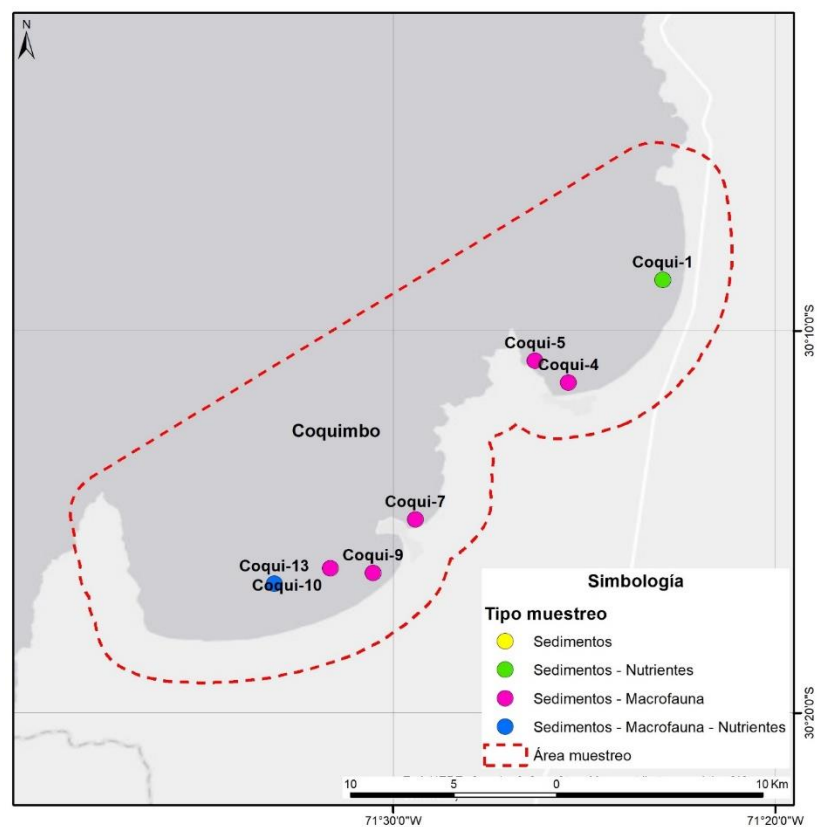


Figura 1.9. Estaciones de muestreo en la zona de Coquimbo.

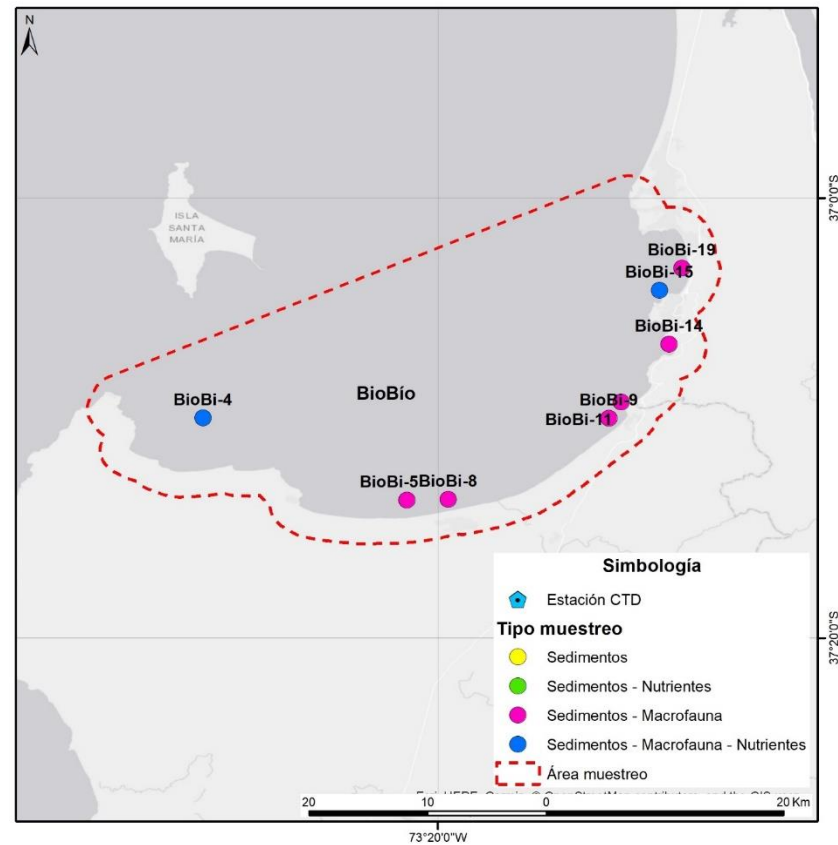


Figura 1.10. Estaciones de muestreo en la zona de BíoBío (Golfo Arauco).

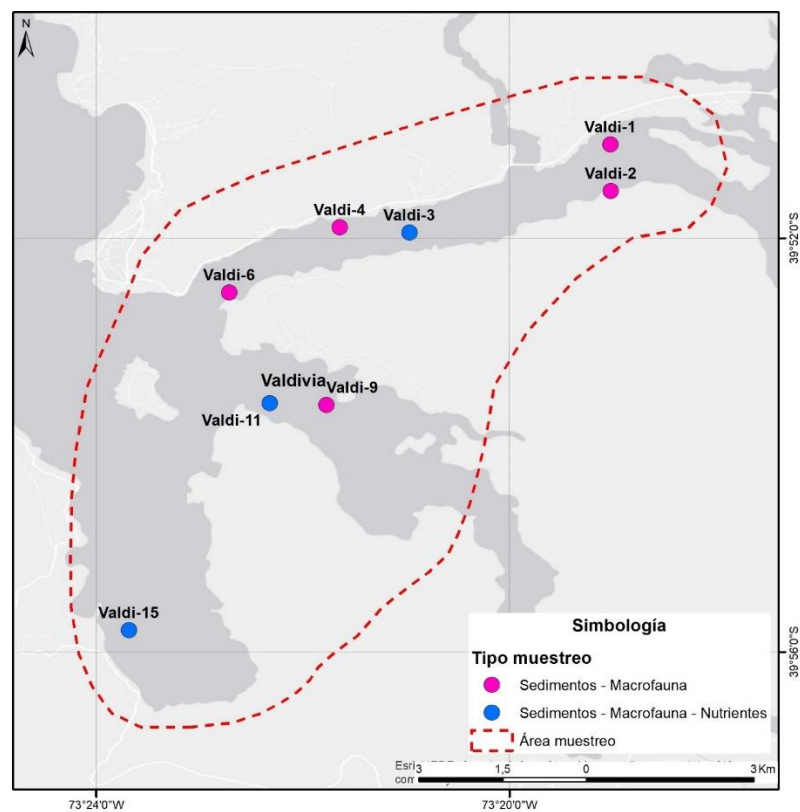


Figura 1.11. Estaciones de muestreo en la zona de Valdivia.

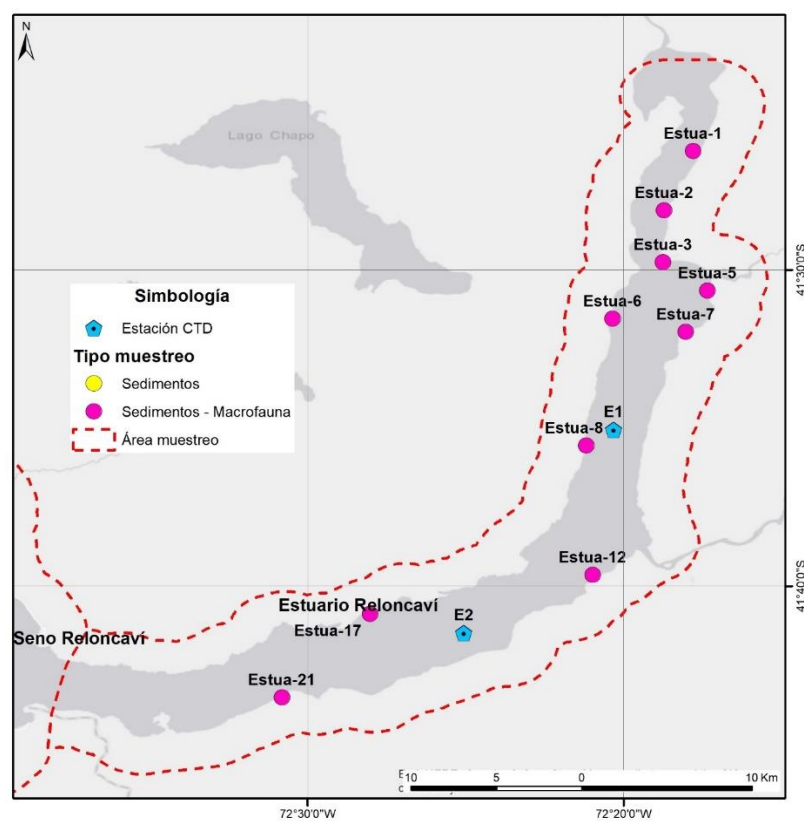


Figura 1.12. Estaciones de muestreo en la zona de Estuario de Reloncaví.

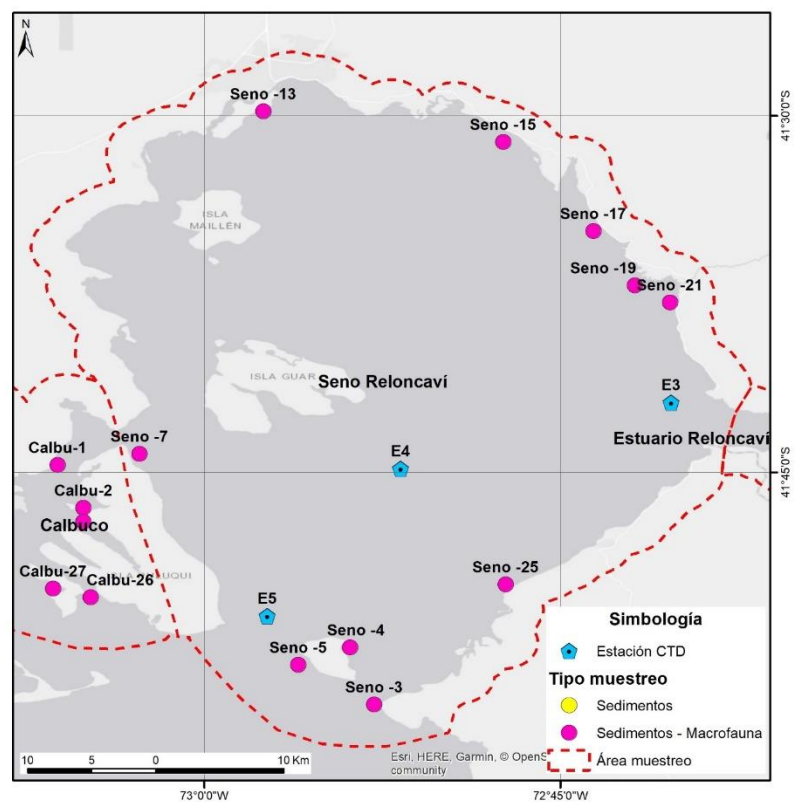


Figura 1.13. Estaciones de muestreo en la zona de Seno de Reloncaví.

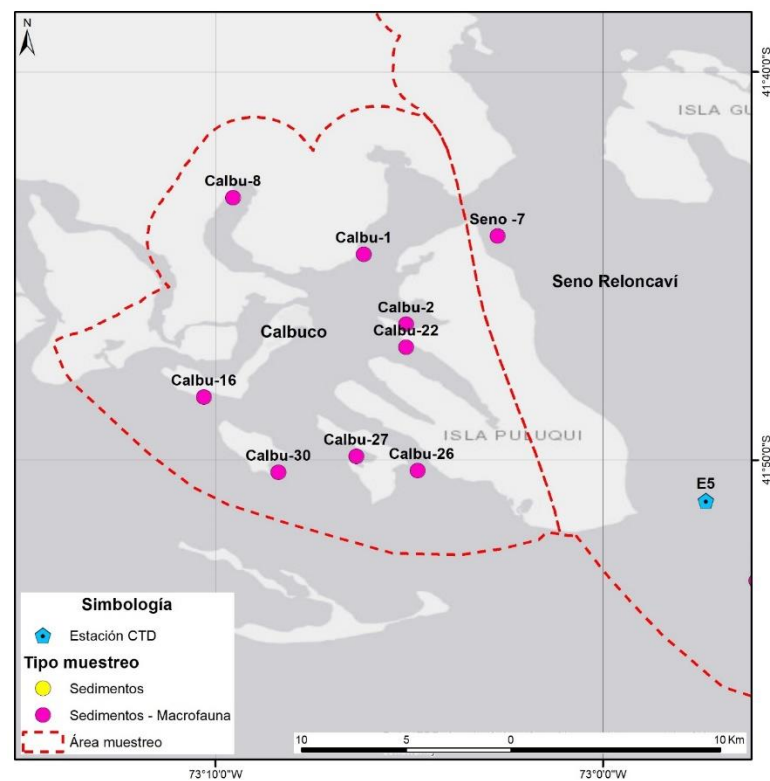


Figura 1.14. Estaciones de muestreo en la zona de Calbuco.

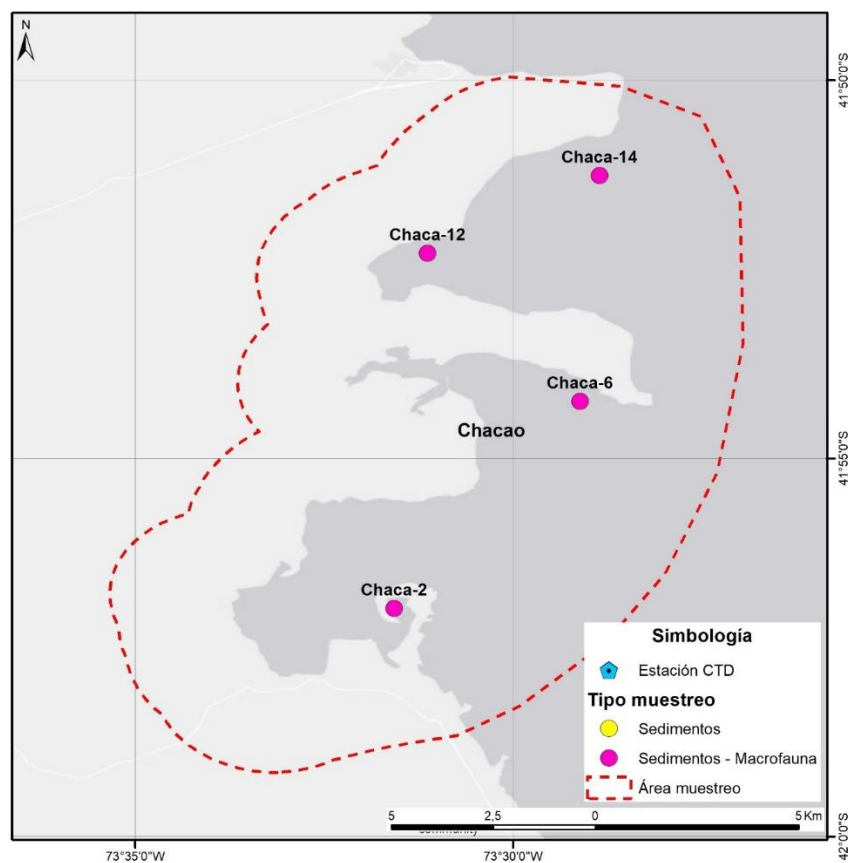


Figura 1.15. Estaciones de muestreo en la zona de Chacao.

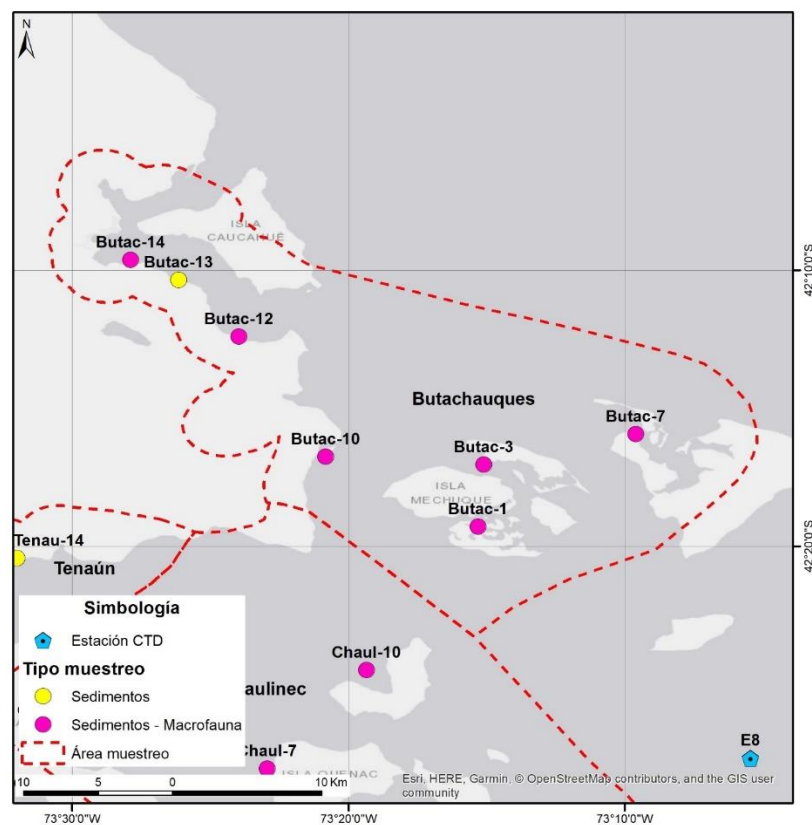


Figura 1.16. Estaciones de muestreo en la zona de Butachauques.

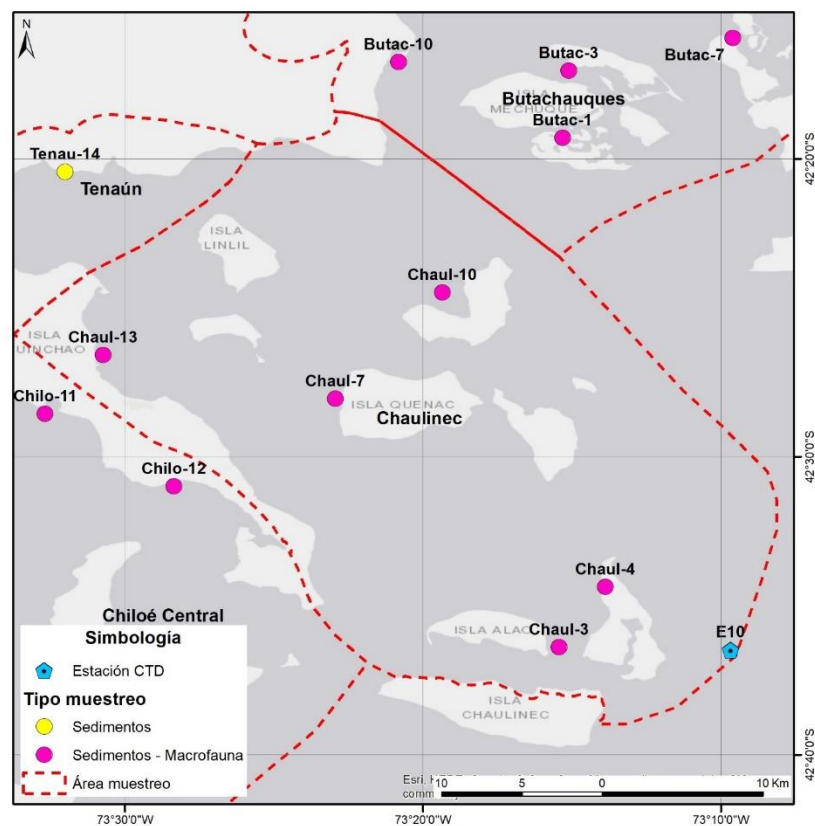


Figura 1.17. Estaciones de muestreo en la zona de Chaulinec.

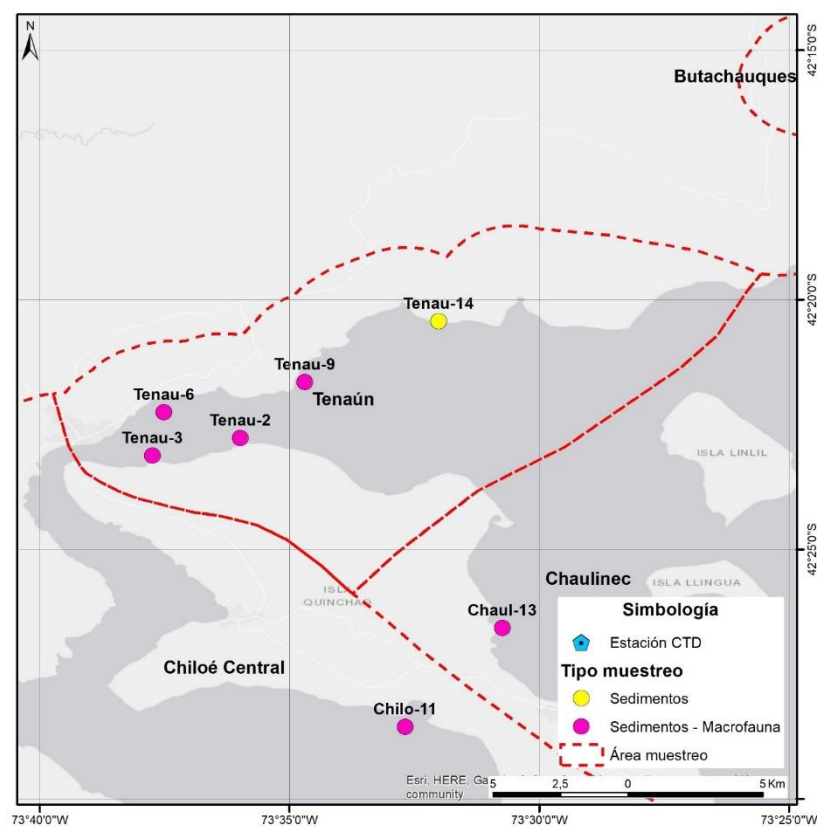


Figura 1.18. Estaciones de muestreo en la zona de Tenaun.

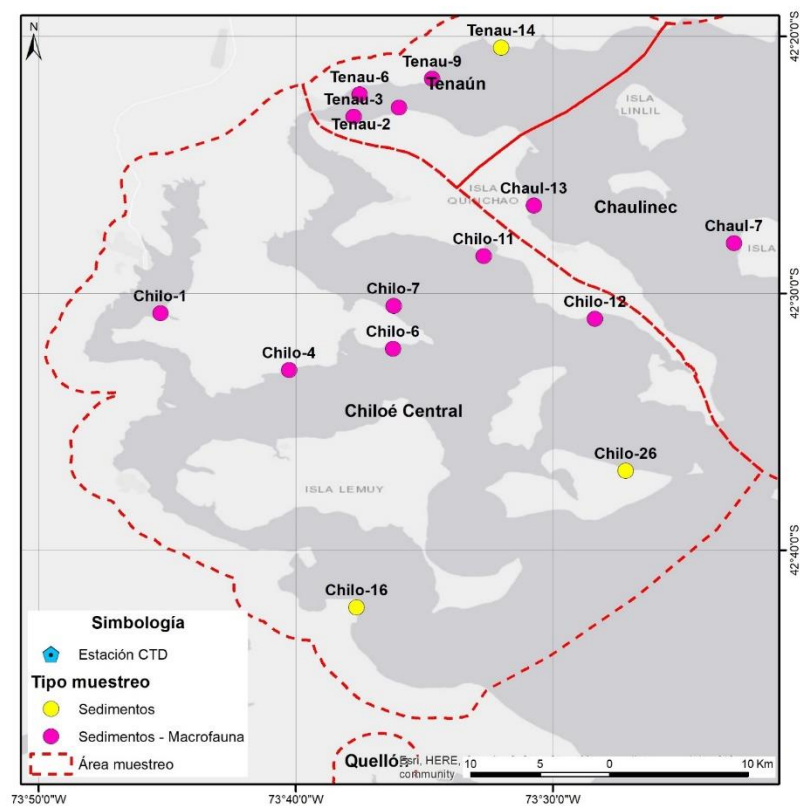


Figura 1.19. Estaciones de muestreo en la zona de Chiloé central.

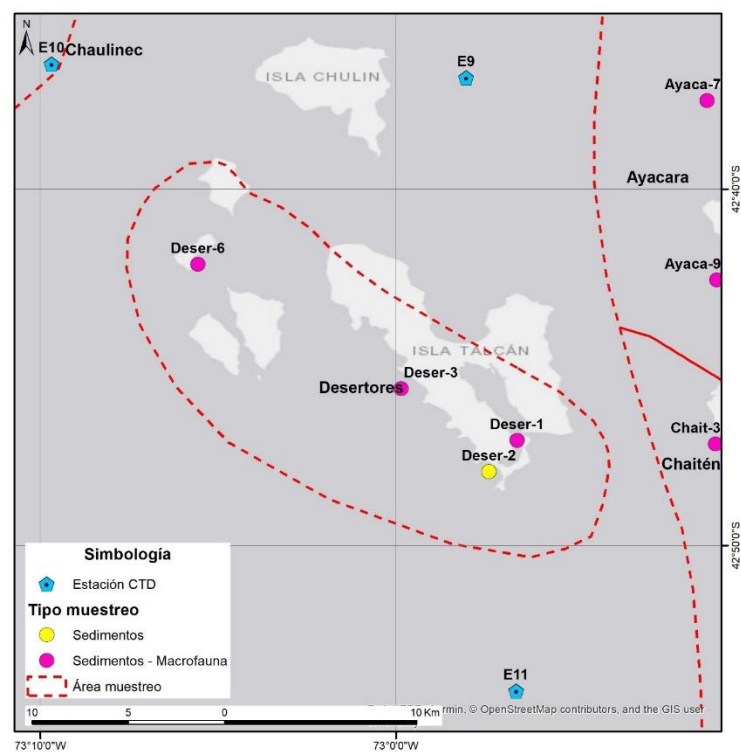


Figura 1.20. Estaciones de muestreo en la zona de Deserteros.

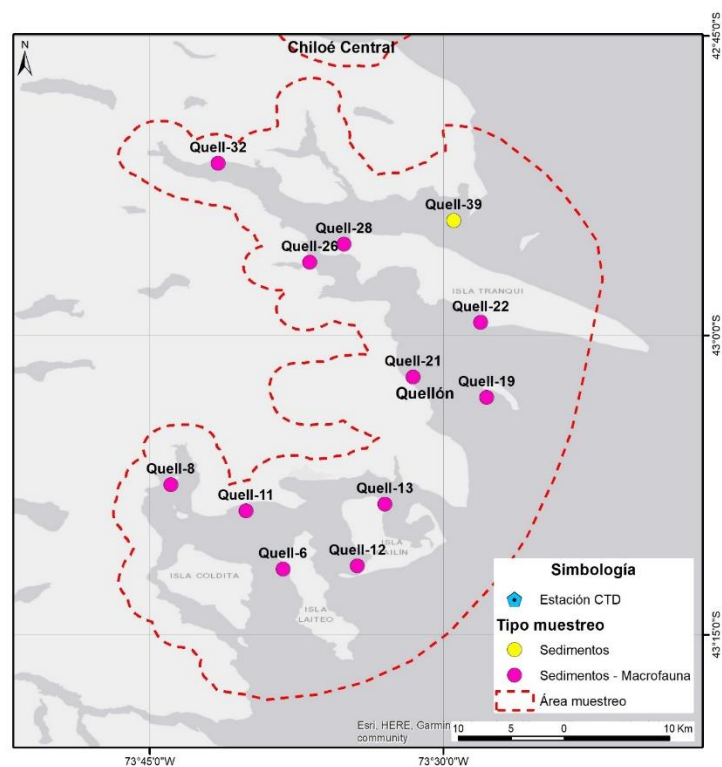


Figura 1.21. Estaciones de muestreo en la zona de Quell3n.

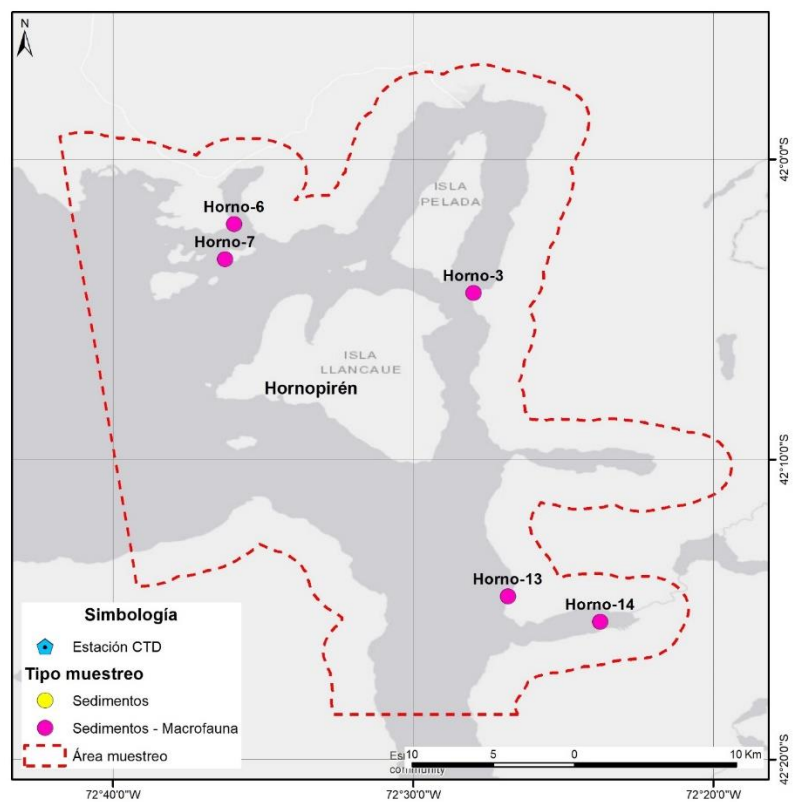


Figura 1.22. Estaciones de muestreo en la zona de Hornopir3n.

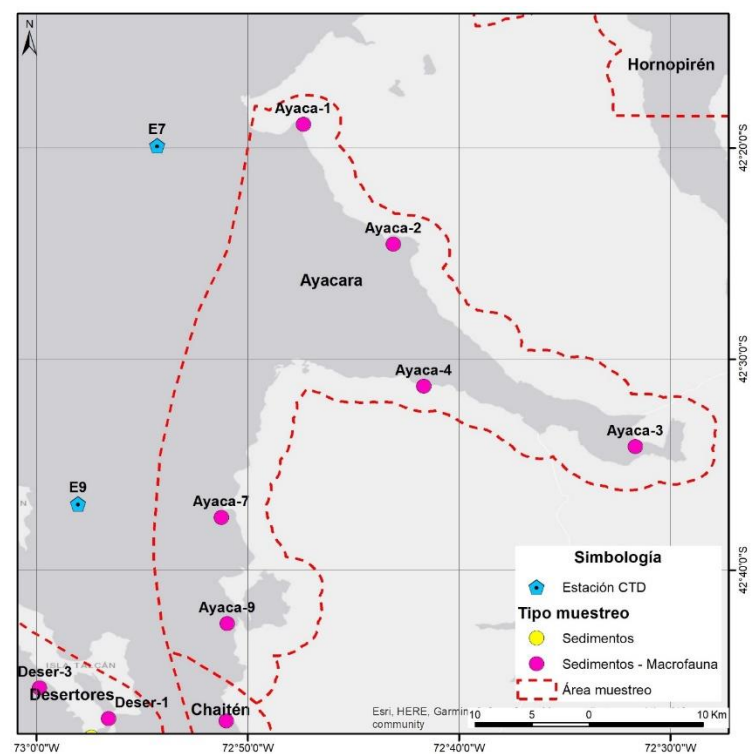


Figura 1.23. Estaciones de muestreo en la zona de Estuario de Ayacara.

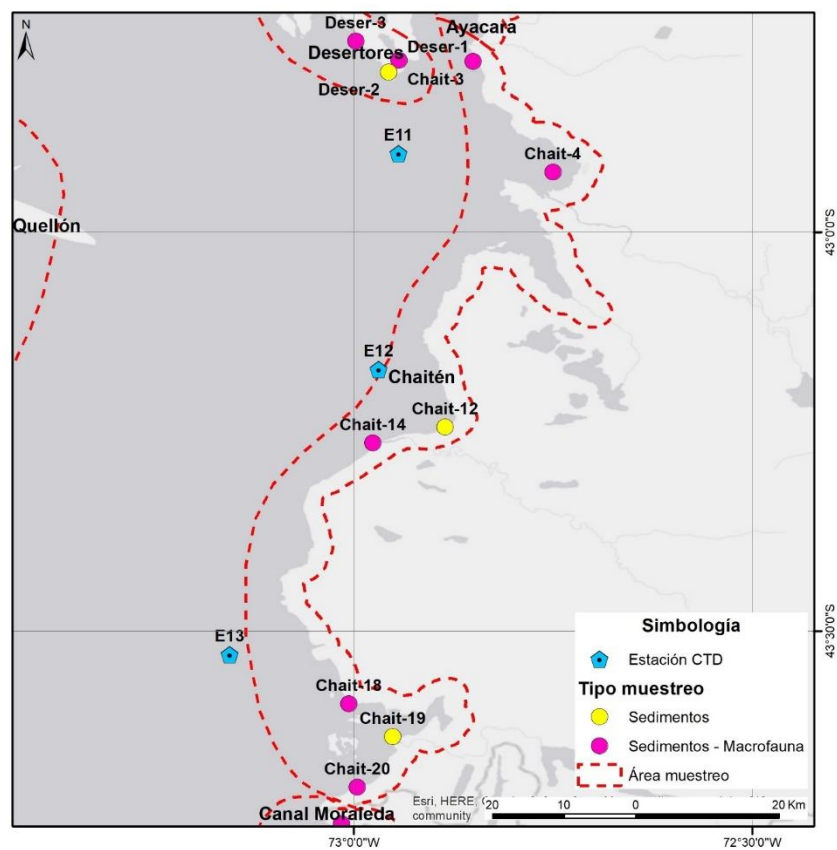


Figura 1.24. Estaciones de muestreo en la zona de Estuario de Chait3n.

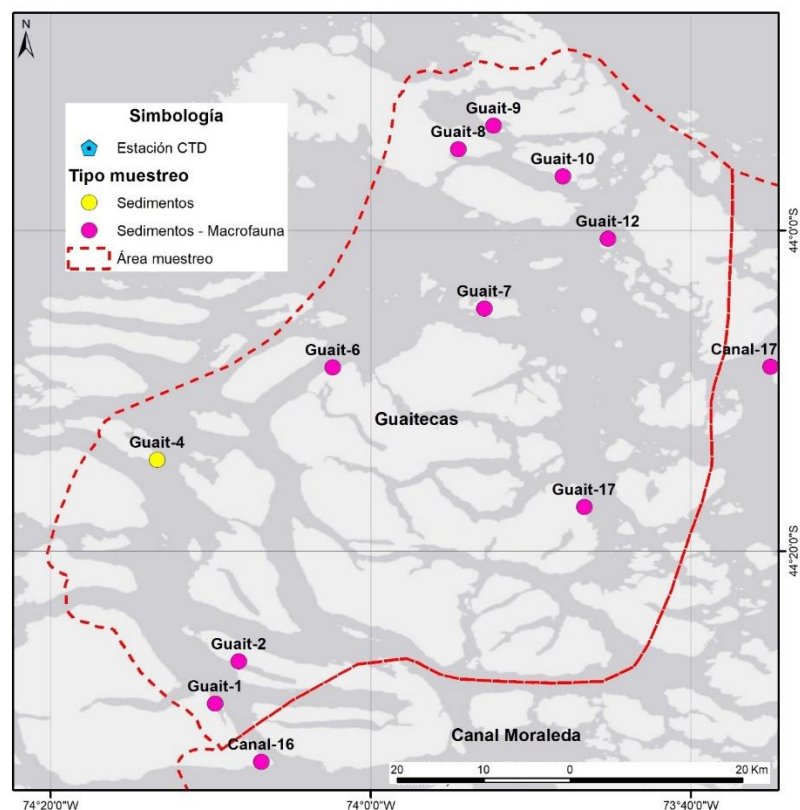


Figura 1.25. Estaciones de muestreo en la zona de Guaitecas.

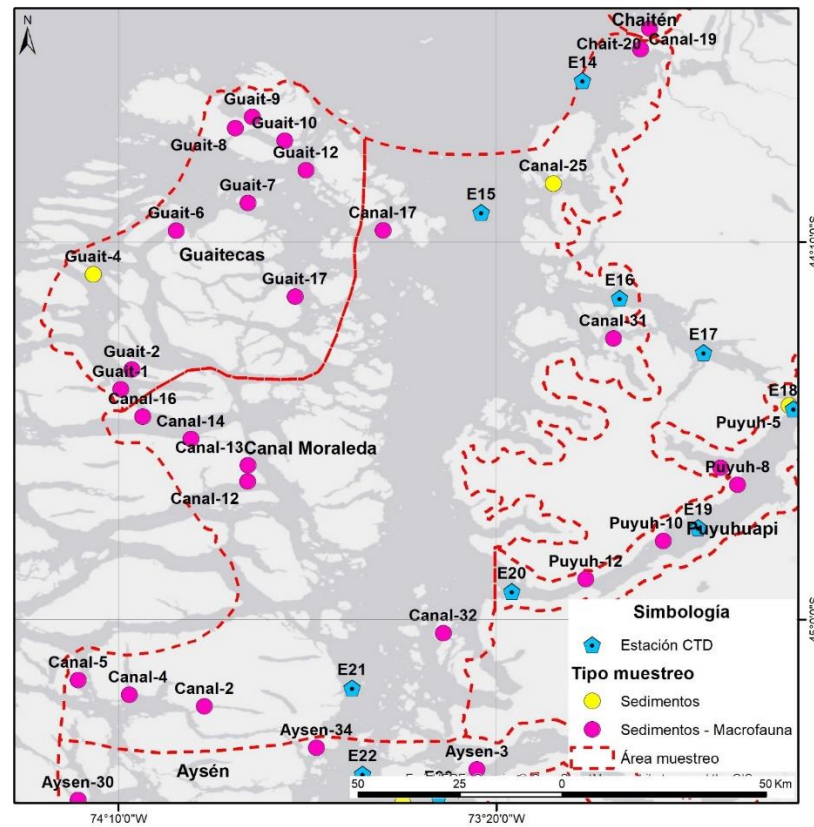


Figura 1.26. Estaciones de muestreo en la zona de Moraleda.

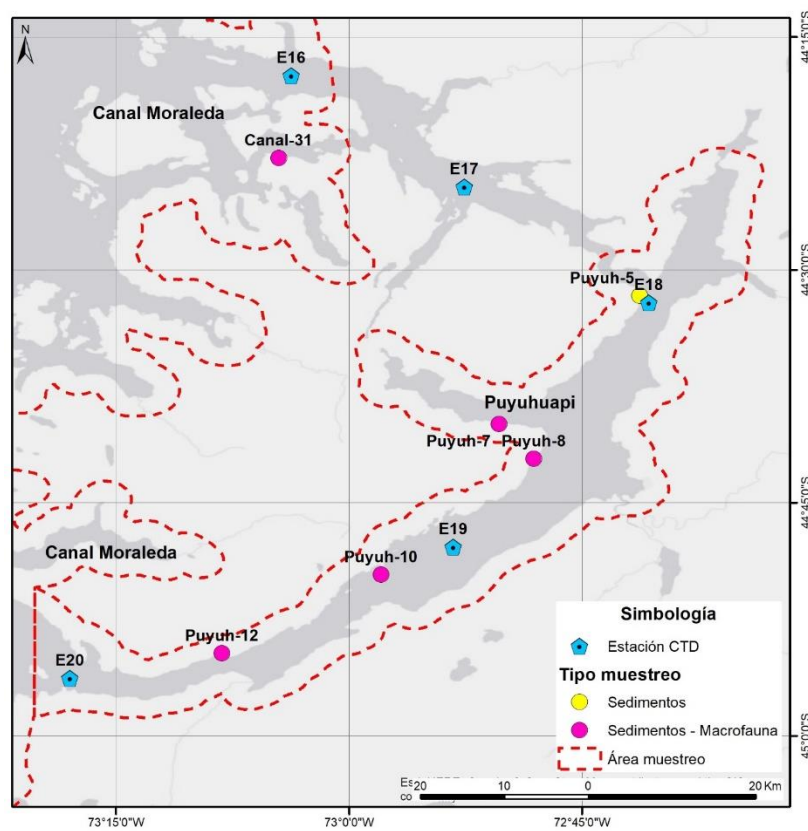


Figura 1.27. Estaciones de muestreo en la zona de Puyuhuapi.

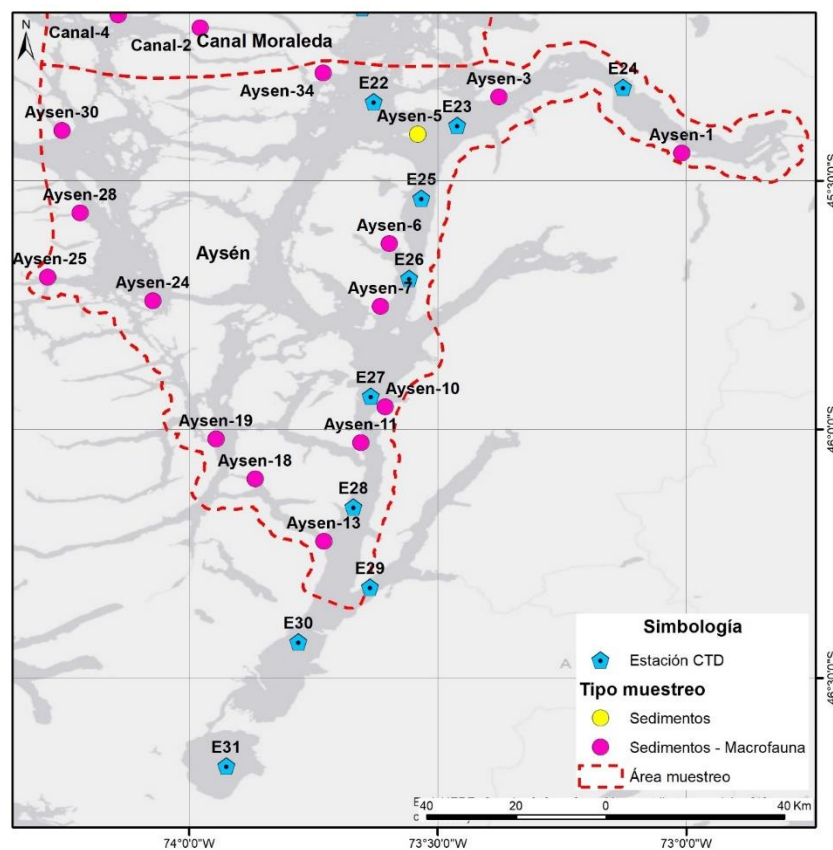


Figura 1.28. Estaciones de muestreo en la zona de Aysén.

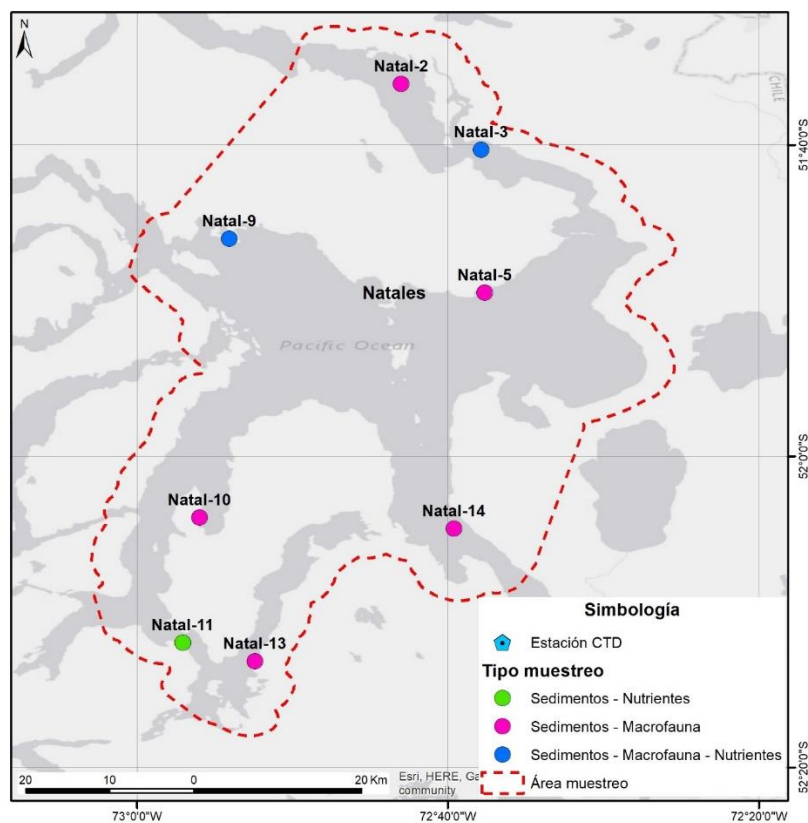


Figura 1.29. Estaciones de muestreo en la zona de Puerto Natales.

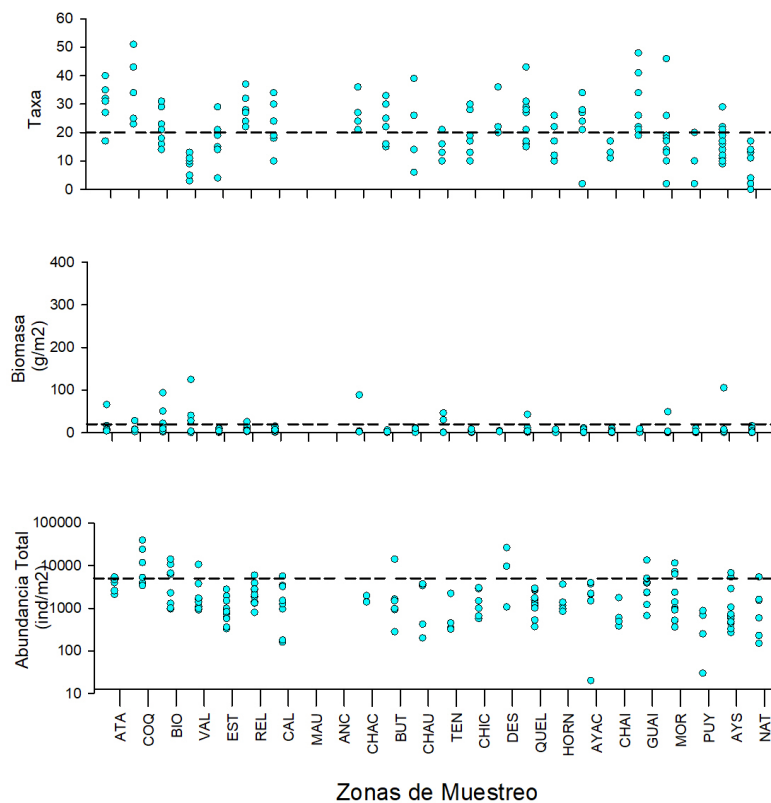


Figura 1.30. Variabilidad espacial de los parámetros comunitarios y de los índices de diversidad de Shannon y uniformidad de Pielou para la macrofauna bentónica desglosados por zona geográfica (ver Figuras 1.5 a 1.27). Índice de diversidad de Shannon estimado como $H' = -\sum p_i \log p_i$. Línea discontinua indica valor de referencia en texto. Zonas de muestreo distribuidas de norte a sur: 1 ATA, 2 COQ, 3 BIO, 4 VAL, 5 EST, 6 REL, 7 CAL, 8 MAU, 9 ANC, 10 CHAC, 11 BUT, 12 CHAU, 13 TEN, 14 CHIC, 15 DES, 16 QUEL, 17 HORN, 18 AYAC, 19 CHAI, 20 GUAI, 21 MOR, 22 PUY, 23 AYS, 24 NAT.

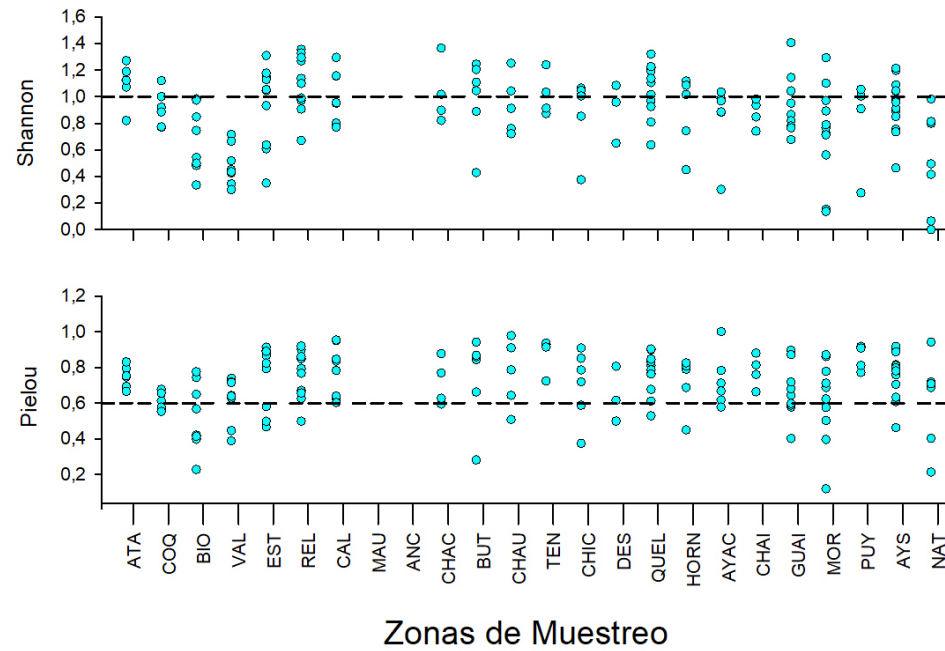


Figura 1.30 Continuación.

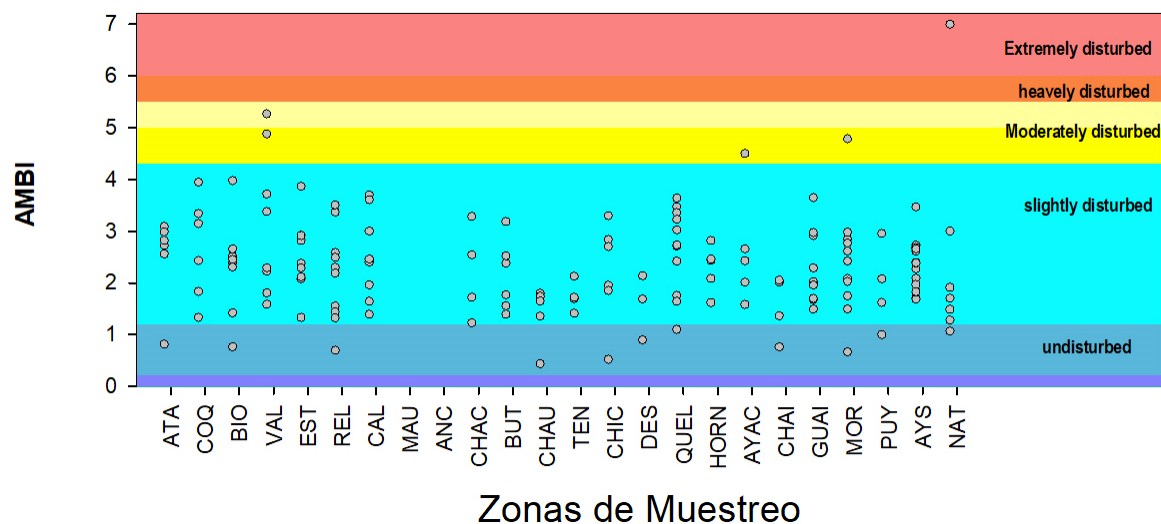


Figura 1.31 Variabilidad espacial del índice ecol3gico AMBI, desglosados por zona geogr3fica (ver Figuras 1.5 a 1.27). Las franjas en color para representar los distintos niveles de perturbaci3n ambiental presentes en los sedimentos (*sensu* Borja *et al.* 2000). Zonas de muestreo distribuidas de norte a sur: 1 ATA, 2 COQ, 3 BIO, 4 VAL, 5 EST, 6 REL, 7 CAL, 8 MAU, 9 ANC, 10 CHAC, 11 BUT, 12 CHAU, 13 TEN, 14 CHIC, 15 DES, 16 QUEL, 17 HORN, 18 AYAC, 19 CHAI, 20 GUAI, 21 MOR, 22 PUY, 23 AYS, 24 NAT.

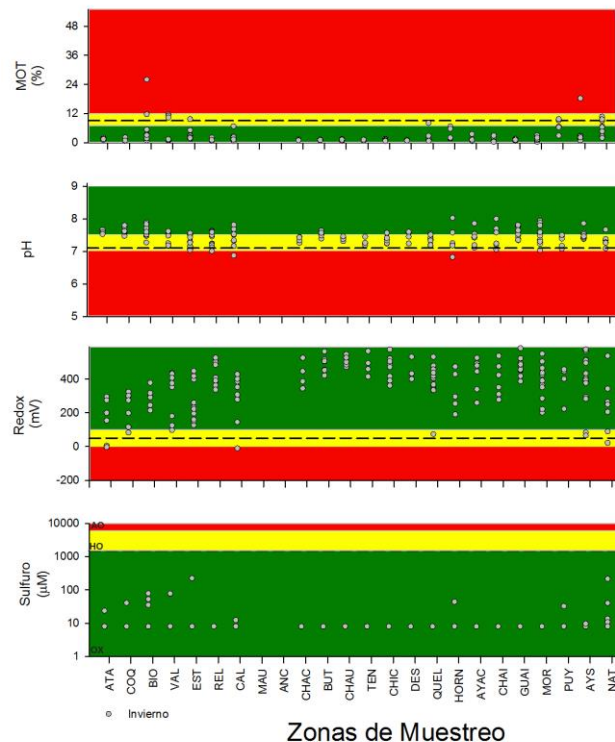
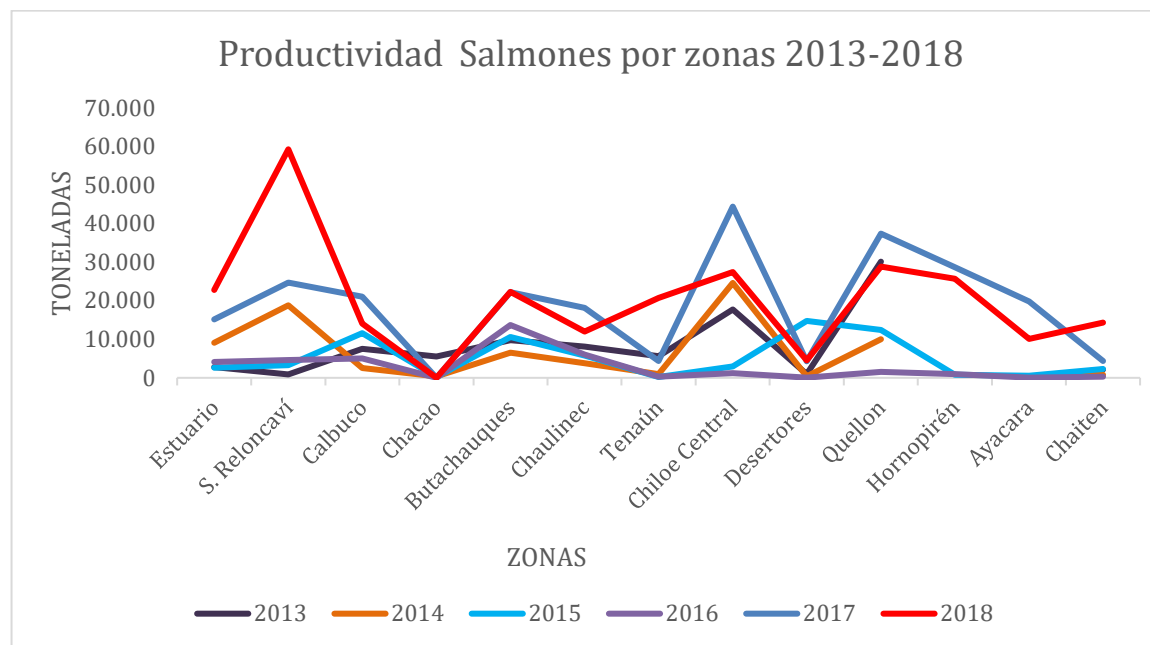


Figura 1.32. Variabilidad espacial de materia orgánica total (MOT, %), potencial de hidrógeno (pH, unidades), potencial redox ($E_{h_{\text{NHE}}}$, mV) y contenido de sulfuro (S^{2-} , μM) en sedimentos, desglosados por zona geográfica (ver Figuras 1.5 a 1.27). La línea discontinua corresponde al límite de aceptabilidad de la normativa nacional y las franjas horizontales coloreadas representan tres categorías de condición ambiental de los sedimentos (aceptable: verde; transición: amarillo y no aceptable: rojo - adaptado de Demaison & Moore (1980) y Hargrave *et al.* (2008)). Zonas de muestreo distribuidas de norte a sur: 1 ATA, 2 COQ, 3 BIO, 4 VAL, 5 EST, 6 REL, 7 CAL, 8 MAU, 9 ANC, 10 CHAC, 11 BUT, 12 CHAU, 13 TEN, 14 CHIC, 15 DES, 16 QUEL, 17 HORN, 18 AYAC, 19 CHAI, 20 GUAI, 21 MOR, 22 PUY, 23 AYS, 24 NAT.



a)





b)

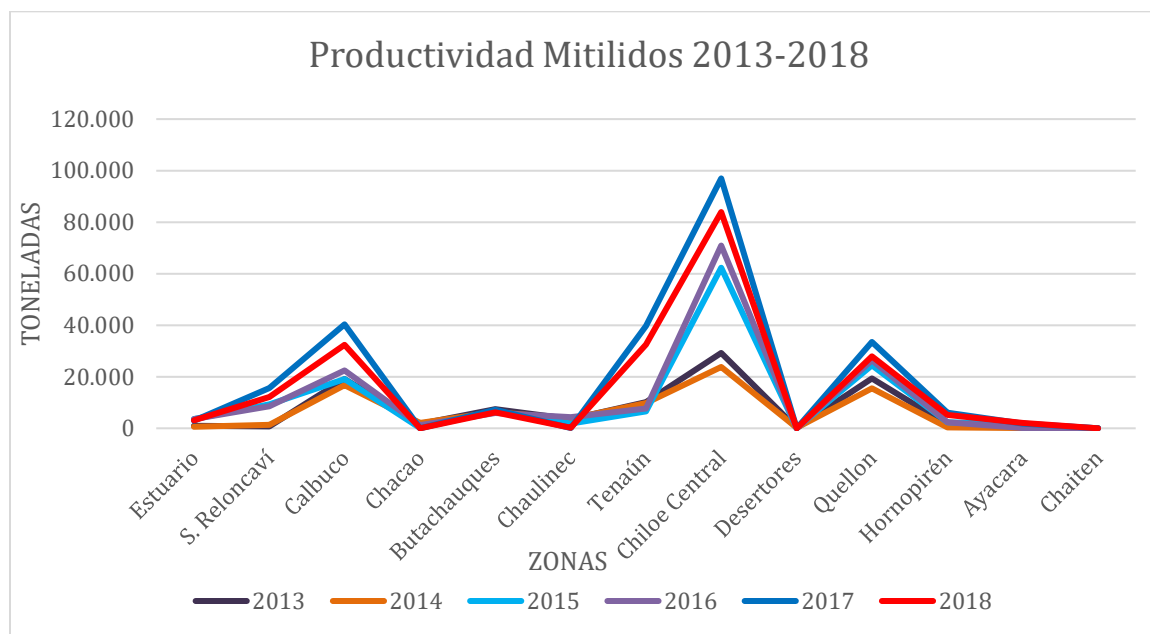


Figura 1.33. Productividad en toneladas de a) Salmones y b) Bivalvos, representados por zonas durante el periodo 2013-2018, para la Región de Los Lagos

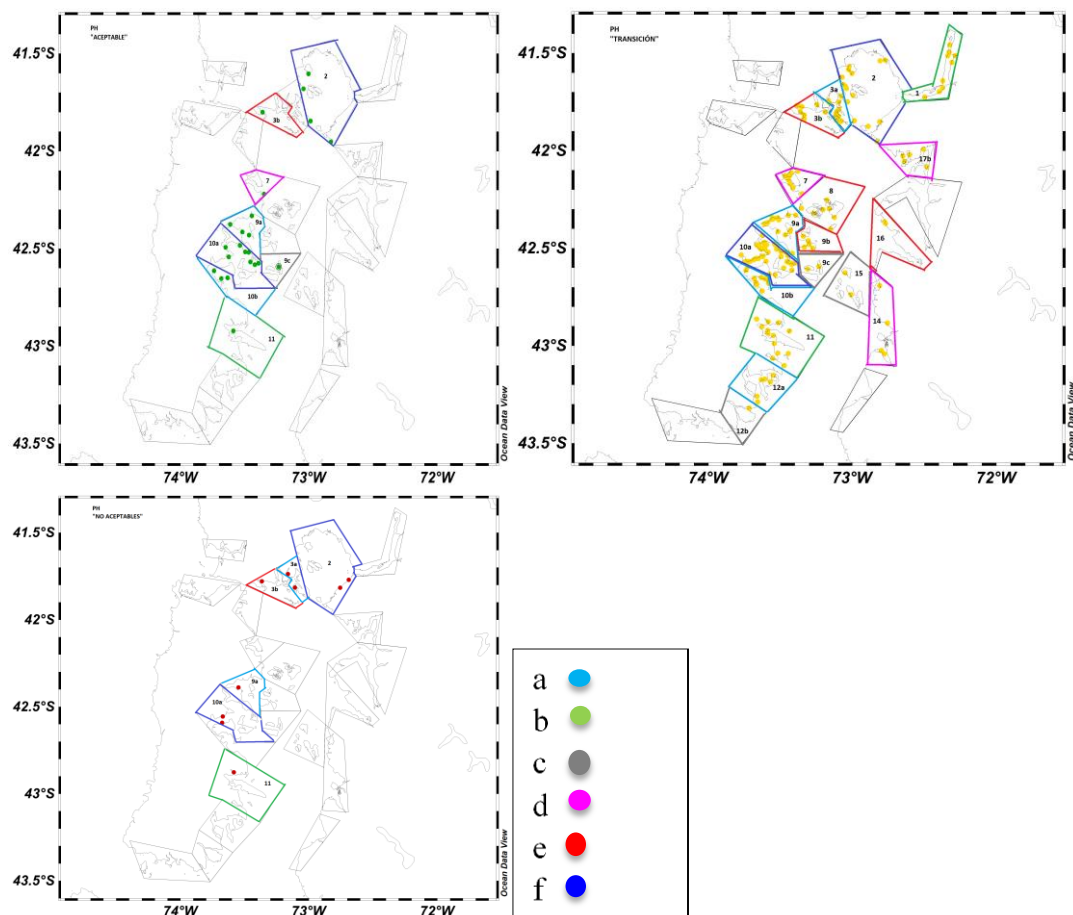


Figura 1.34. Distribución espacial de los centros de cultivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Región de Los Lagos, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de pH representado en colores las condiciones “aceptable” (verde) “transición” (amarillo) “no aceptable” (rojo), (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.

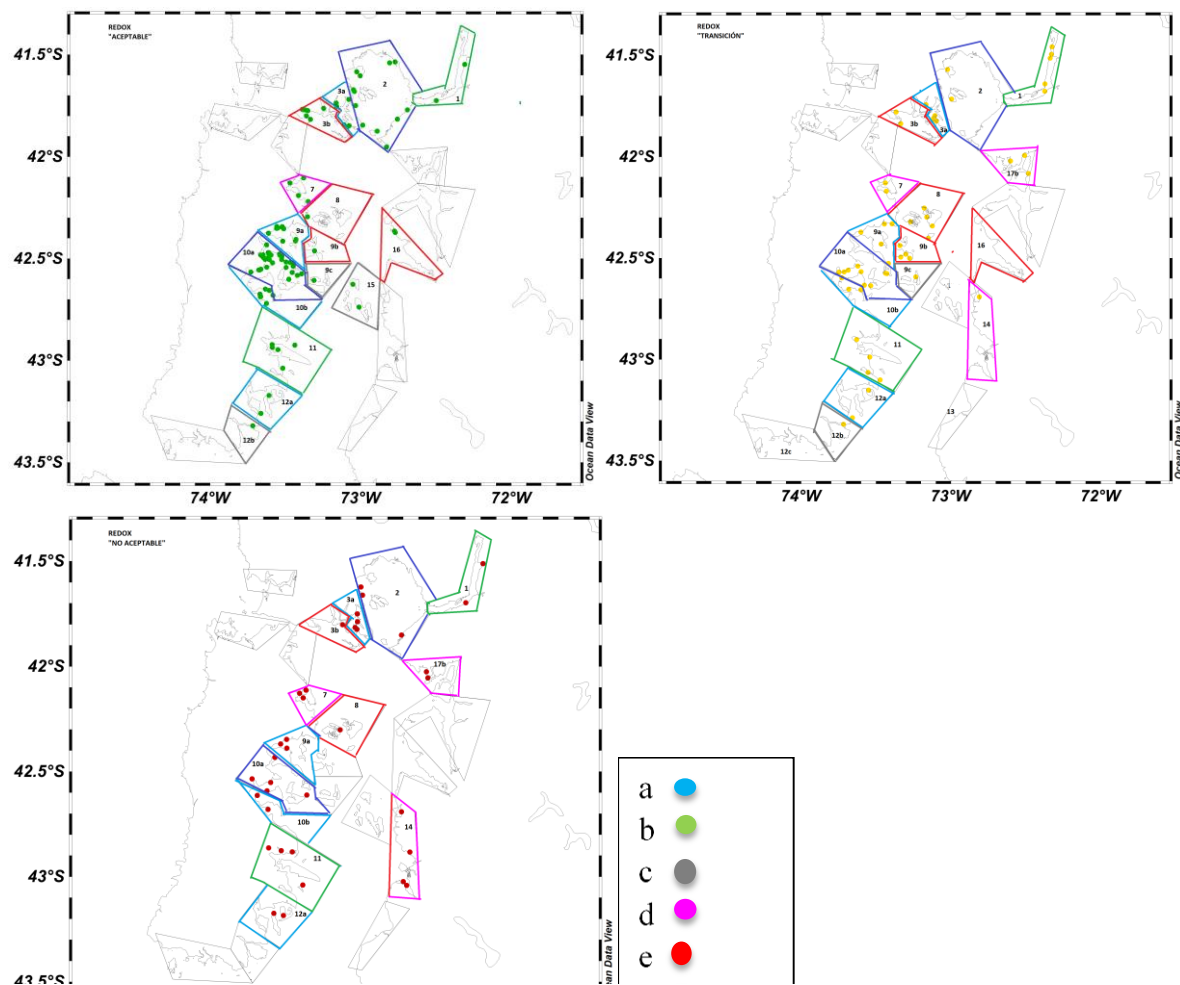


Figura 1.35. Distribución espacial de los centros de cultivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Región de Los Lagos, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de Redox representado en colores las condiciones "acceptable" (verde) "transición" (amarillo) "no acceptable" (rojo), (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.

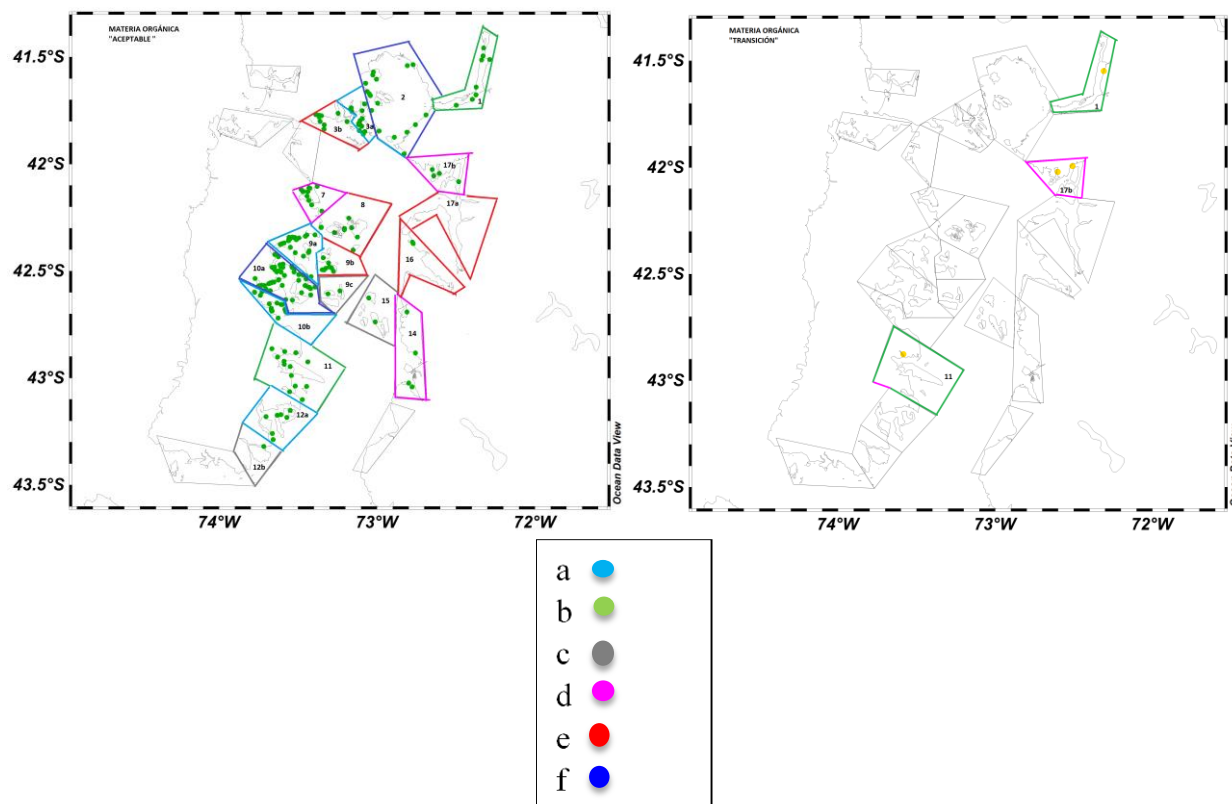


Figura 1.36. Distribuci3n espacial de los centros de cultivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Regi3n de Los Lagos, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de Materia Orgánica total representado en colores las condiciones “aceptable” (verde) “transici3n” (amarillo) (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.

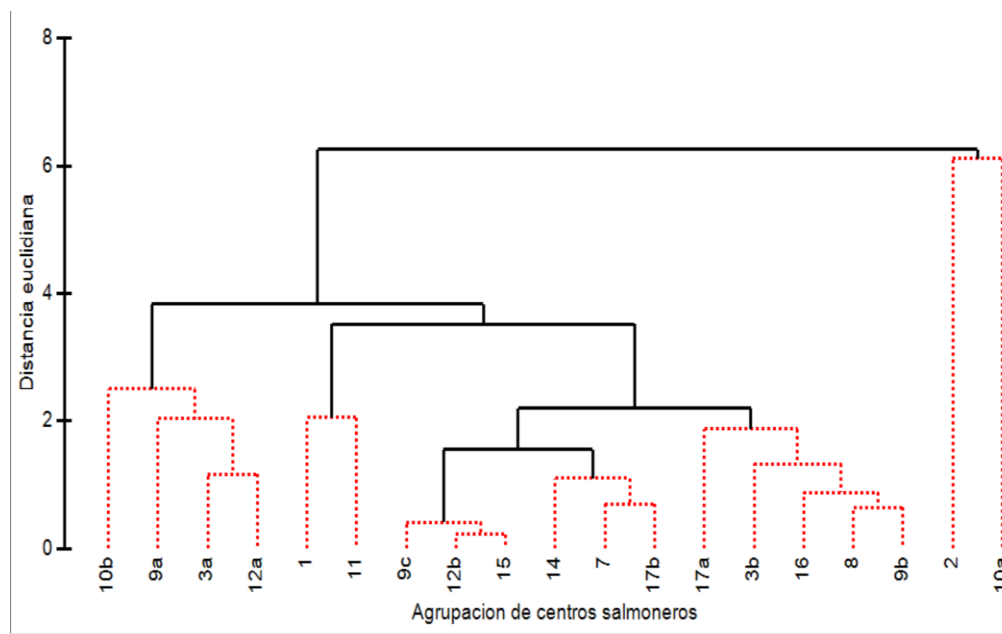


Figura 1.37. Resultados de los an3lisis de agrupamiento (cl3ster y MDS) en base a la estructura productiva de las ACS ubicadas en la Regi3n de los Lagos. Las l3neas continuas de color negro en cl3ster reflejan clados significativamente diferentes, l3neas punteadas de color rojo indican similitudes significativas entre zonas. En MDS cada color indica los clados significativamente similares.

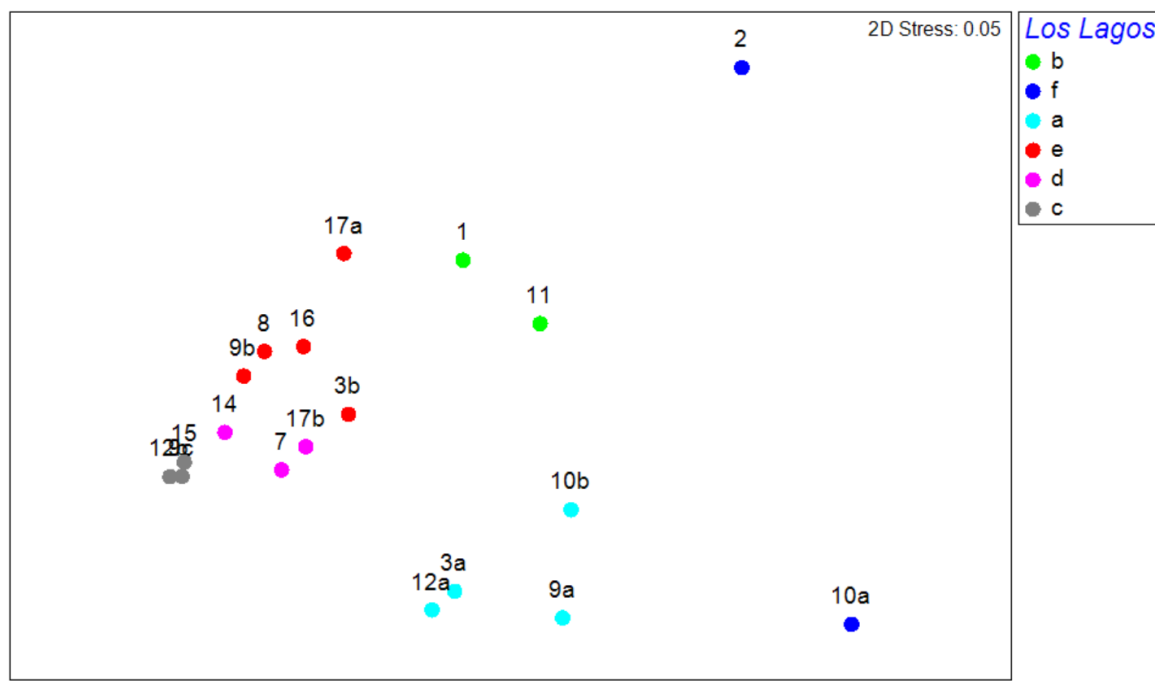


Figura 1.37. Continuación figura 1.37.

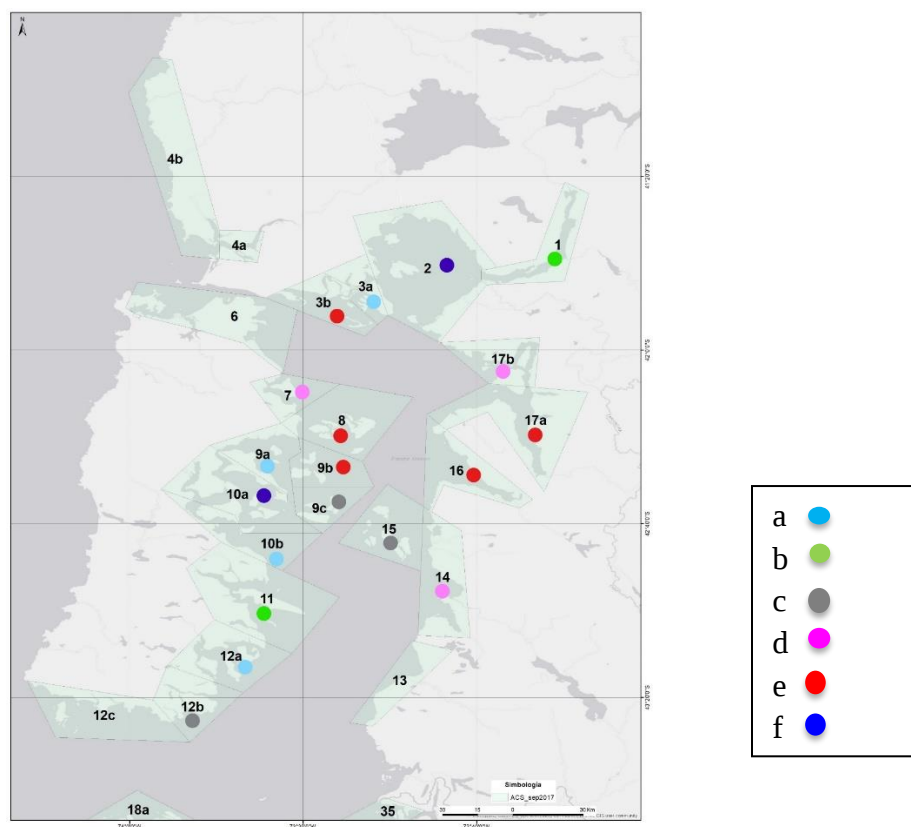


Figura 1.38. Mapa de la ubicaci3n espacial de las ACS y los respectivos grupos formados por los an3lisis de agrupamiento (cl3ster y MDS) en base a la estructura productiva de las ACS ubicadas en la Regi3n de los Lagos. En MDS cada color indica los clados significativamente similares.

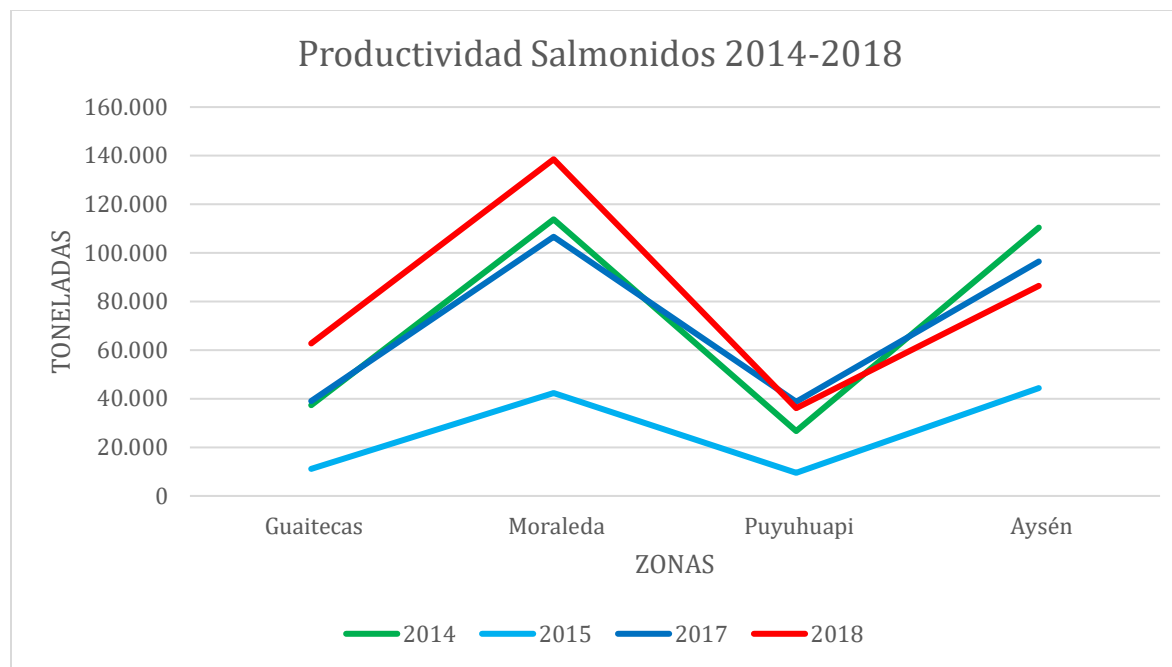


Figura 1.39. Productividad en toneladas de Salmones, representados por zonas durante el periodo 2013-2018, para la Regi3n de Aysén.

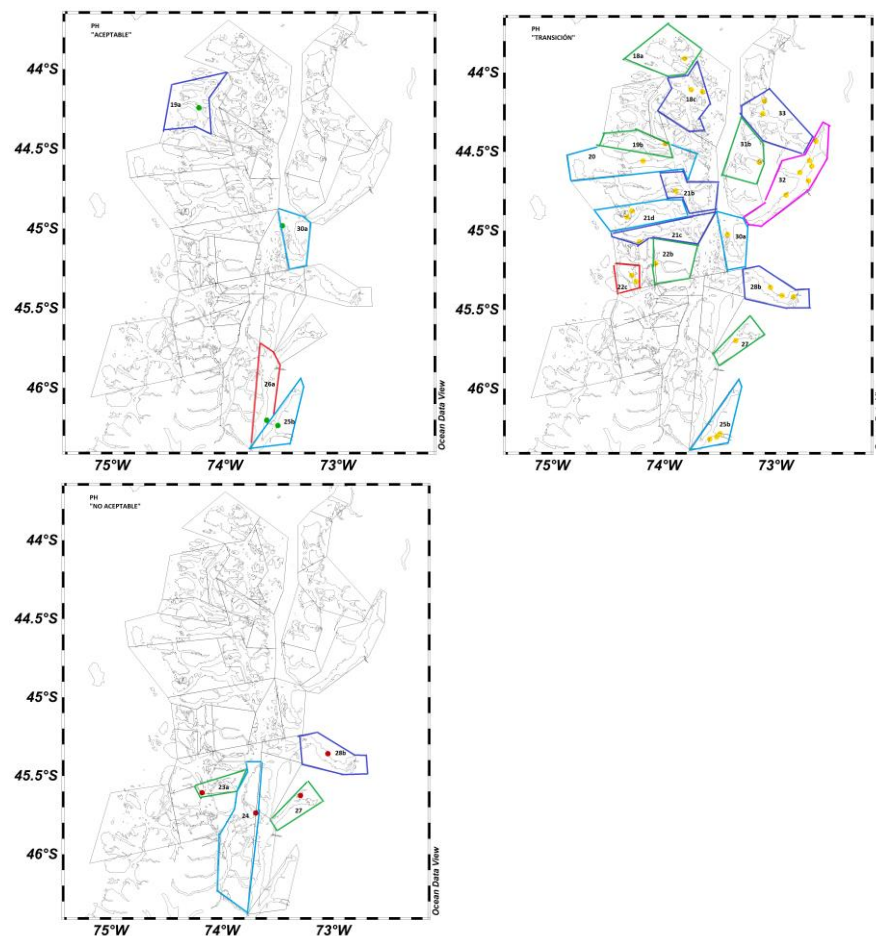
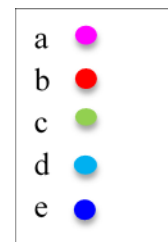


Figura 1.40. Distribución espacial de los centros de cultivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Región de Aysén, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de pH representado en colores las condiciones "acceptable" (verde) "transición" (amarillo) "no acceptable" (rojo), (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.



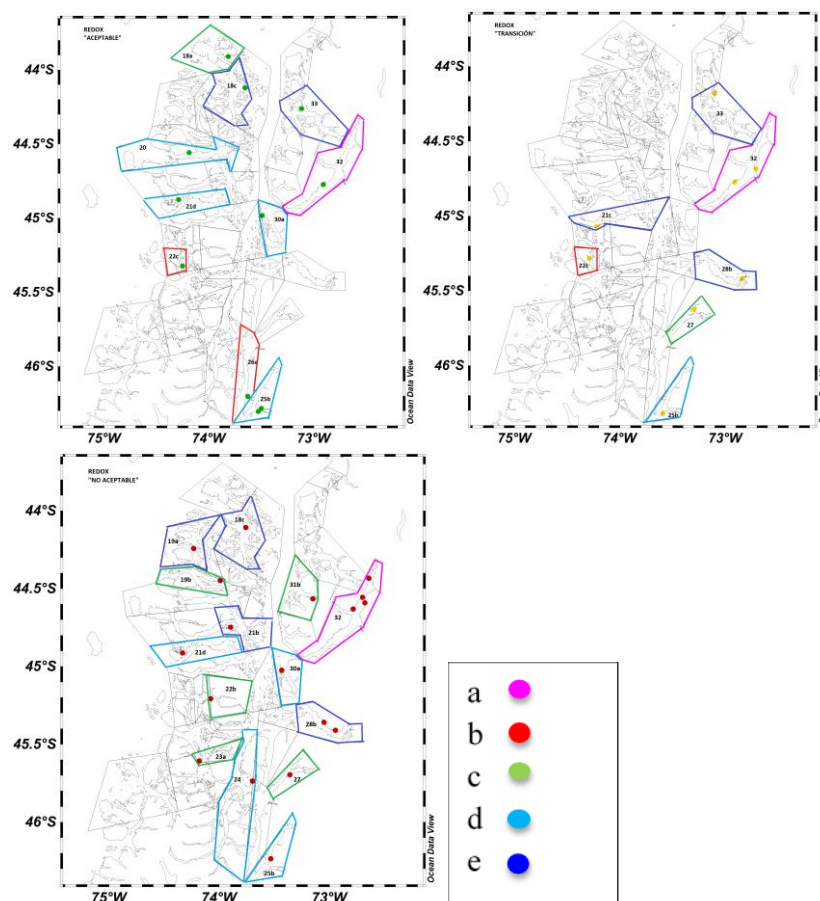


Figura 1.41. Distribuci3n espacial de los centros de Itivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Regi3n de Aysén, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de Redox representado en colores las condiciones "acceptable" (verde) "transici3n" (amarillo) "no aceptable" (rojo), (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.

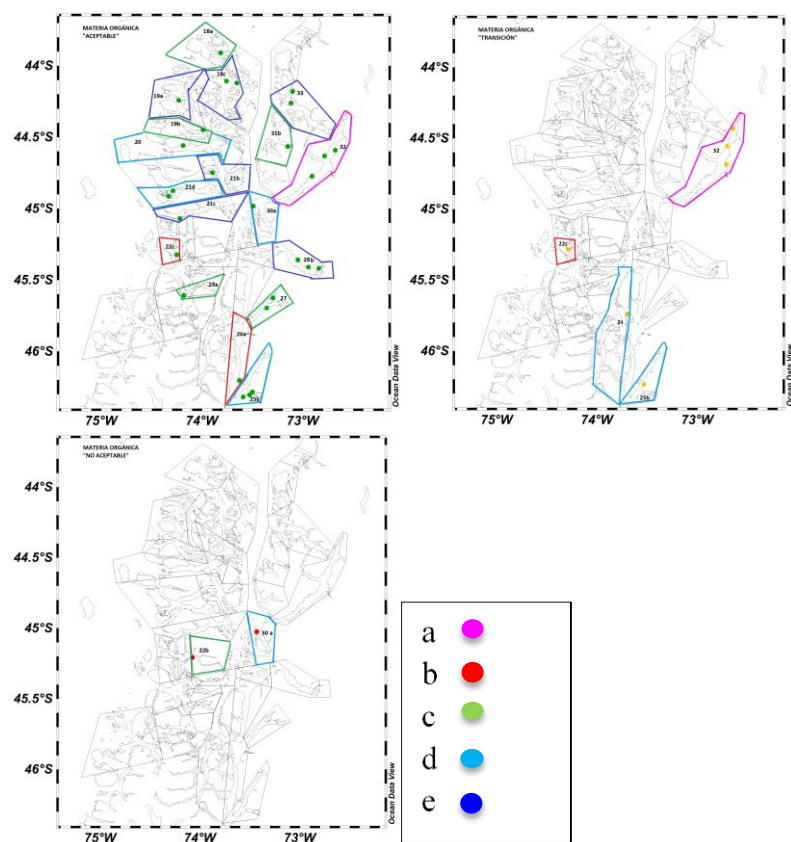


Figura 1.42. Distribuci3n espacial de los centros de cultivos que presentaron INFA durante el 2017-2018 en la Regi3n de Aysén, se presentan en los mapas los centros de cultivo en cada una de las ACS, con valores de Materia Orgánica total, representado en colores las condiciones “acceptable” (verde) “transici3n” (amarillo) “no aceptable” (rojo), (ver metodologías), además se indican en colores los grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de cada ACS.

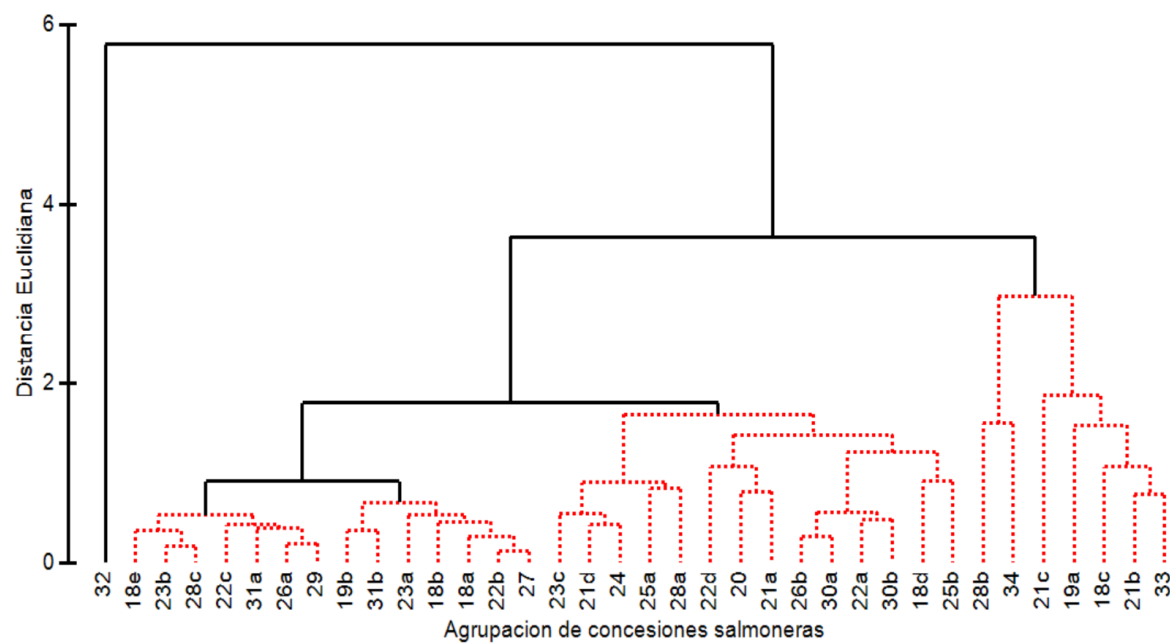


Figura 1.43. Resultados de los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de las ACS ubicadas en la Región de Aysen. Las líneas continuas de color negro en clúster reflejan clados significativamente diferentes, líneas punteadas de color rojo indican similitudes significativas entre zonas. En MDS cada color indica los clados significativamente similares.

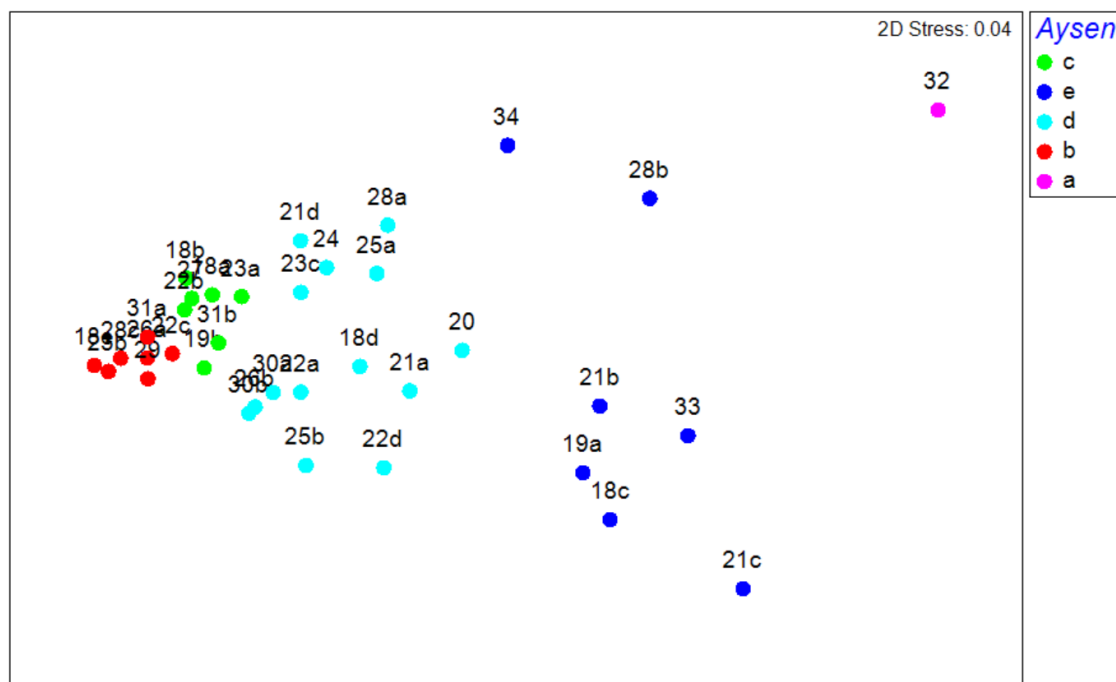


Figura 1.43. Continuación figura 1.43.

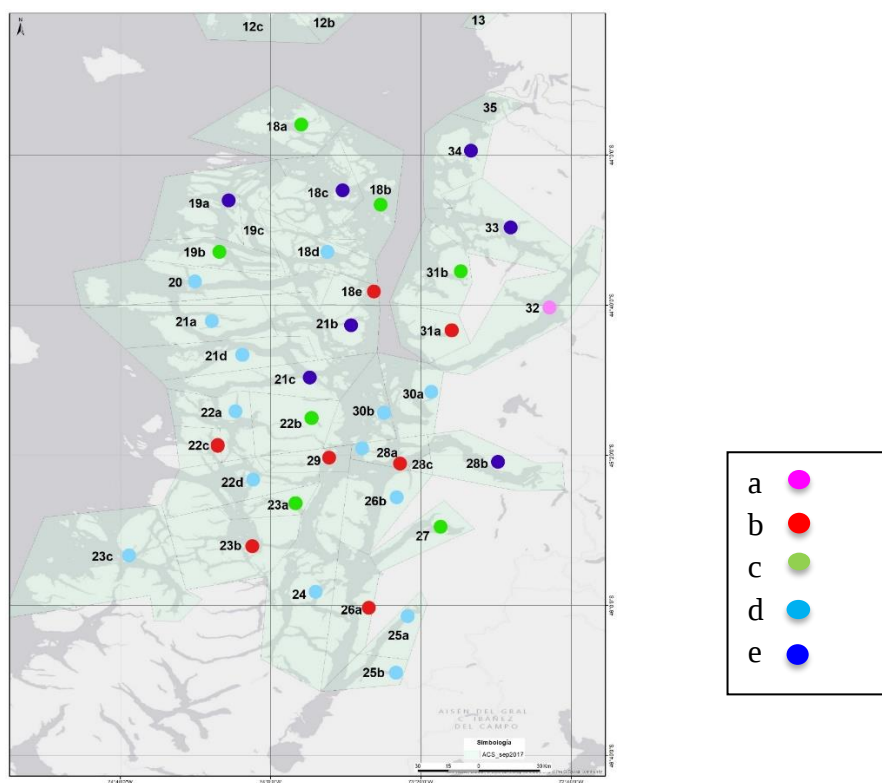


Figura 1.44. Mapa de la ubicación espacial de las ACS y los respectivos grupos formados por los análisis de agrupamiento (clúster y MDS) en base a la estructura productiva de las ACS ubicadas en la Región de Aysén. En MDS cada color indica los clados significativamente similares.



FIGURAS OBJETIVO 2:



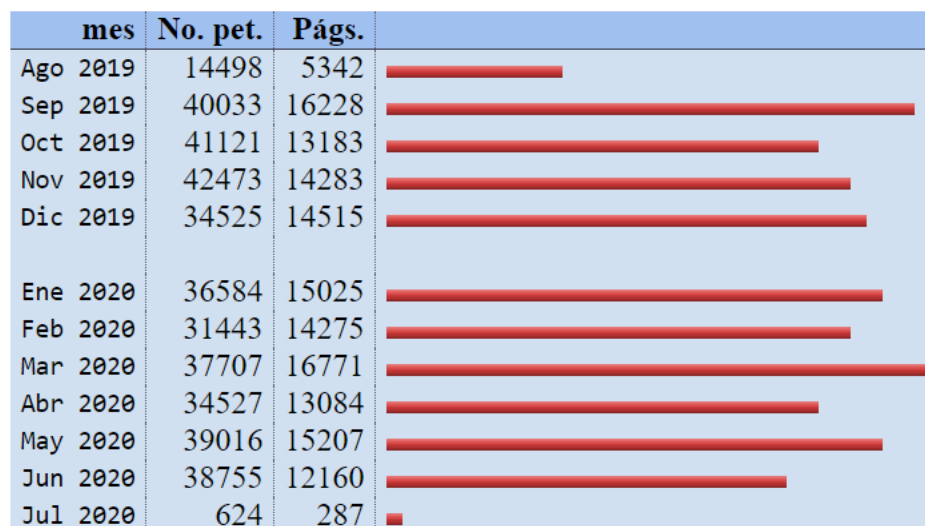
Figura 2.1. Resultados de primera aproximación a clasificar los organismos de la base de datos IFOP a alguno de los 5 grupos taxonómicos de AMBI.



Figura 2.2. Asignación de los organismos en la base de datos IFOP a alguno de los grupos tróficos usados en ITI.



Cada unidad (■) representa 500 peticiones por p1ginas o fracci3n.



Mes de mayor tr1fico: Mar 2020 (16,771 peticiones por p1ginas).

Figura 2.3. Resumen de 1 a1o de visitas a la p1gina web macrofauna.cl

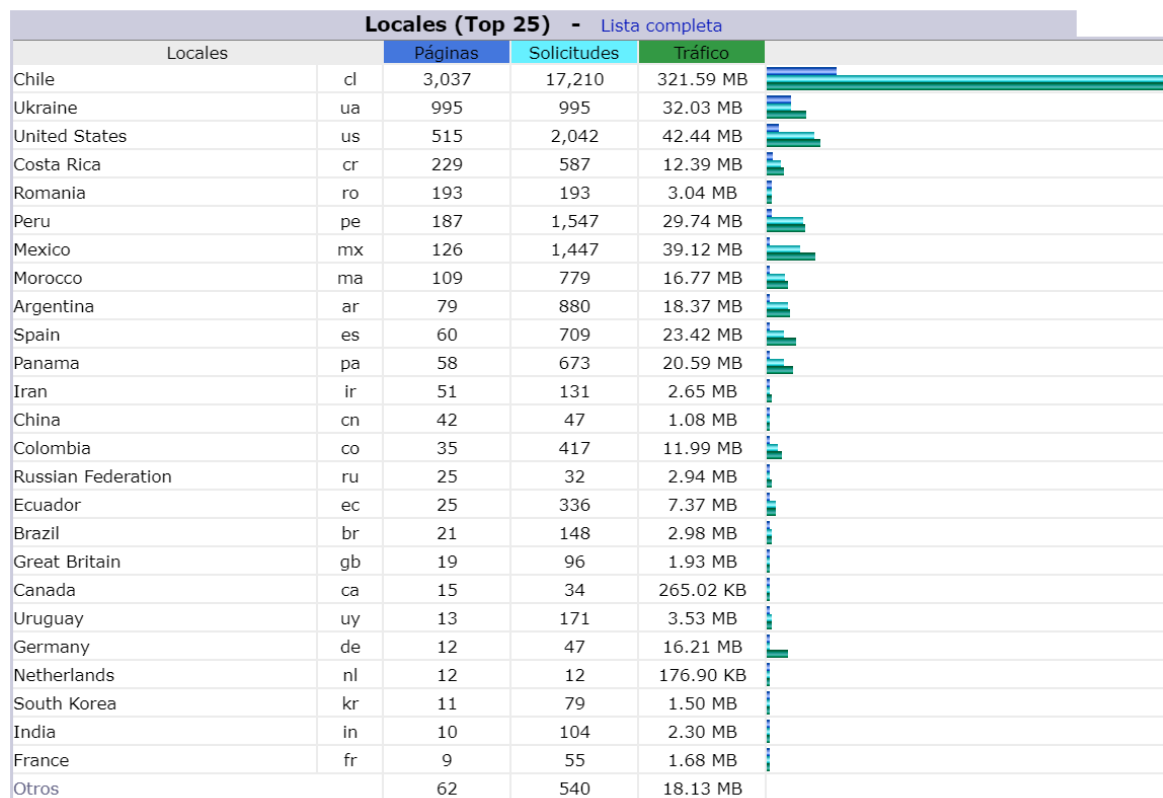


Figura 2.4. Nacionalidad de visitantes de macrofauna.cl durante el mes de Junio de 2020.



Figura 2.5. P3gina de inicio de www.macrofauna.cl



IFOP » Colecci3n de especies » Colecci3n de Poliquetos



Colecci3n de Poliquetos

3ltima modificaci3n: 15 de junio de 2020

Annelida

El filo incluye las lombrices de tierra, sanguijuelas, y un gran n3mero de gusanos en su mayor3a marinos conocidos como poliquetos. Estos gusanos segmentados son algunos de los organismos marinos m3s comunes, se pueden encontrar en las profundidades del oc3ano, flotando cerca de la superficie, o excavando en el barro y la arena de la playa.

Los poliquetos se caracterizan por portar en cada segmento un par de parapodios, con su rama dorsal y su rama ventral, dotados de numerosas quetas (lo que da nombre a los poliquetos, literalmente "muchas quetas" "muchos pelos"). Estos parapodios son utilizados para la locomoci3n, los poliquetos tub3colas los usan a modo de palas realizando movimientos repetitivos para mover el agua a trav3s de sus madrigueras y poder alimentarse. Existen muchas formas s3siles que secretan sus propios tubos a modo de protecci3n, y en situaciones en las que muchos de estos gusanos crecer juntos, los tubos pueden formar un arrecife. Estos poliquetos pueden formar tubos espirales y con sus tent3culos en forma de plumas filtran el agua para buscar comida. Los tent3culos son a menudo de colores y muy bonitos. Existen Poliquetos de vida libre y tambi3n par3sitos.

En Chile se han registrado un total de 593 especies de poliquetos bent3nicos distribuidas en 47 familias (Rozbaczylo et al., 2017).

Figura 2.6. P3gina Poliquetos con parte del dendrograma.

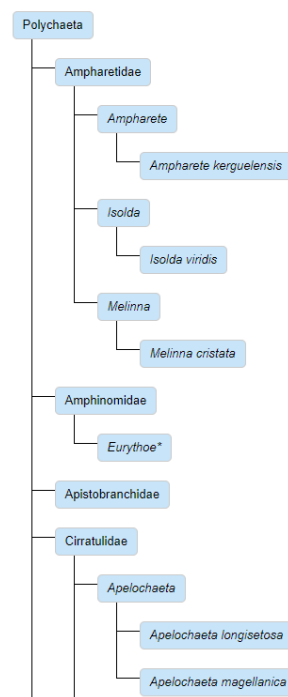


Figura 2.6. Continuaci3n figura 2.6..



Clado PALPATA, CANALIPALPATA, TERESELLIDA

Familia CIRRATULIDAE Carus, 1863

Presentan el cuerpo dividido en tórax y abdomen. Prostomio pequeño, cónico a subcónico, sin apéndices; con o sin ojos. Peristomio corto a largo y aqueto, compuesto por la fusión de, al menos, dos segmentos. Con dos palpos largos, acanalados (frecuentemente se caen), o con numerosos filamentos tentaculares dorsales en quetígeros anteriores. Región torácica con segmentos más cortos, anchos y juntos entre sí que los de la región abdominal, donde son largos y a veces con la apariencia de un rosario. parapodios birrameos con quetas que incluyen capilares lisos o aserrados, quetas aciculares enteras (unidentadas) o bífidas y quetas con terminación en forma de "perilla". Filamentos branquiales dorsales a dorsolaterales; son delgados y largos. En ocasiones los últimos quetígeros se ensanchan notablemente (Solís, 1995).

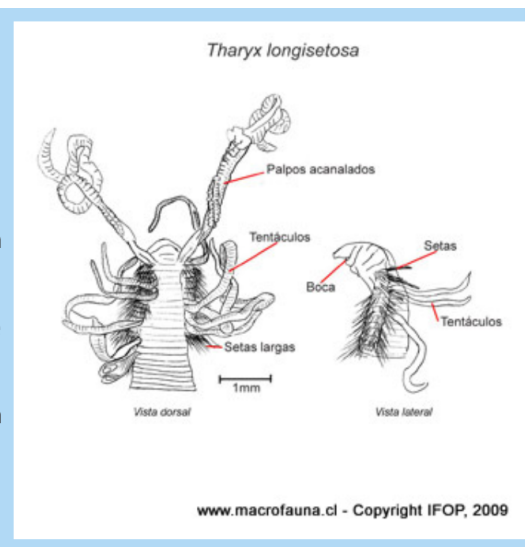


Figura 2.7. Ficha de familia Cirratulidae, presente en el dendrograma de poliquetos.



Apelochaeta Blake, 1991

Cirratulidos bi-tentaculados. La región pre-quetígera es casi tan ancha como larga; el prostomio es triangular, estrechándose anteriormente y terminando en casi una punta. El peristomio tiene tres anillos, cada uno de los cuales es progresivamente más largo y se extiende dorsalmente hasta el punto medio del setígero 1; los tentáculos dorsales están situados en el límite entre el peristomio y el setígero 1; el primer par de branquias se encuentran en el setígero 1, dorsal a la notoqueta, y continúan en los segmentos subsiguientes.

Los parapodios son laterales a un dorso ampliamente elevado y redondeado, los parapodios tienen hombros prominentes, el noto y el neuropodio están muy juntos; las quetas emergen de una torre baja. Las numerosas quetas del noto y del neuropodio son capilares lisos, largos y sedosos, a veces con fibrillas a lo largo del borde (Blake et al, 2000).

Figura 2.8. Ficha de género *Apelochaeta* perteneciente a la familia Cirratulidae.



Apelochaeta longisetosa

Phylum: Annelida
Clase: Polychaeta
Clado: Palpata, Canalipalpata, Terebellida
Familia: Cirratulidae Ryckholdt, 1851
Género: *Apelochaeta* Blake, 1991
Especie: *Apelochaeta longisetosa* (Hartmann-Schröder, 1965)

DESCRIPCIÓN ESPECIE

Poliquetos bitentaculados, que presentan el cuerpo relativamente grande, expandido en la región anterior o torácica. Los segmentos son cortos, numerosos y abarrotados a lo largo de todo el cuerpo como lo ilustra Carrasco, 1977. La región anterior es ancha, pero se estrecha moderadamente en los segmentos abdominales. El dorso está fuertemente arqueado, redondeado en todas partes, con hombros parapodiales evidentes a cada lado. Un surco ventral poco profundo comienza en los segmentos anteriores del abdomen, convirtiéndose en un surco profundo y estrecho en los segmentos medio y posteriores. La región prequetígera es casi tan ancha como larga; el prostomio es triangular, estrechándose anteriormente hasta terminar en punta. El peristomio tiene tres anillos, aquetos, los que son progresivamente más largos y que se extienden dorsalmente hacia el punto medio del quetígero 1; los tentáculos dorsales están insertos en el límite entre el peristomio y el quetígero 1; el primer par de branquias está en el quetígero 1, dorsal a las notoquetas, y continúan en los segmentos posteriores. Los parapodios son laterales, tienen solevantamientos prominentes y los noto y neuropodios están muy juntos; las quetas emergen desde una cresta baja. Las numerosas quetas del noto y neuropodios son capilares largos y finos. En la mitad del cuerpo las quetas dorsales son casi tan largas como el ancho del segmento y se vuelven gradualmente más cortas hacia la parte posterior (Blake, 2019).

Observación: El gran extremo posterior inflado informado por Hartmann-Schröder (1965) y Carrasco (1977) coincide con los ejemplares encontrados en algunas muestras de las zonas analizadas en este monitoreo, no así en la descripción del holotipo examinado por Blake, 2019.



Figura 2.9. Ficha de especie *Apelochaeta longisetosa* de la familia Cirratulidae.



[INICIO](#) [POLIQUETOS](#) [MOLUSCOS](#) [CRUST3CEOS](#) [INFORMACI3N GENERAL](#) [DIFUSI3N](#) [CONTACTO](#)

Glosario de Poliquetos

- [Glosario Poliquetos](#)
- [Bibliograf3a Poliquetos](#)

Abdomen: estructura quitinosa, detr3s del t3rax.

Ac3cula: estructura quitinosa con funci3n de sost3n del parapodio.

Aler3n: placa mandibular accesoria en los glic3ridos.

Antena: proyecci3n sensorial, generalmente delgada, que se encuentra en la parte anterior del prostomio.

3podo: sin parapodio.

Aqueto: que no posee quetas.

Arborescente: se refiere a las branquias ramificadas, las cuales presentan forma de 3rbol.

Aristada: respecto de las quetas, seta simple con el asta lisa y un manojo de pelos o una sola espina distalmente.

Asexual: propagaci3n que se cumple sin la intervenci3n de los sexos. Que no tiene sexo.

Aquetigero: segmento que no presenta quetas.

Asim3trico: no puede dividirse en partes equivalentes o de igual configuraci3n.

Auricular: en forma de oreja.

Figura 2.10. Glosario de Poliquetos.



[INICIO](#) [POLIQUETOS](#) [MOLUSCOS](#) [CRUST3CEOS](#) [INFORMACI3N GENERAL](#) [DIFUSI3N](#) [CONTACTO](#)

Bil

Colecci3n de Poliquetos

Glosario Poliquetos

Bibliograf3a Poliquetos

iquetos

Última modificaci3n: 16 de junio de 2020

POLIC

1. **AGUADO, M. T., & E. L3PEZ.** 2003. Paraonidae (Annelida: Polychaeta) del Parque Nacional de Coiba (Pacífico, Panamá), con la descripci3n de una nueva Especie de *Aricidea Webster*, 1879. Rev. Chil. Hist. Nat., 76: 363-370. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2003000300002>
2. **ALBANO, M., SECO PON, J. P., & S. OBENAT.** 2006. Macrozoobentos asociado a los agregados de *Phyllochaetopterus socialis* Claparede, 1870 en el Puerto de Mar Del Plata, Argentina. Invest. Mar., Valparaíso. 34(2): 197-203.
3. **BASTIDA, R.** 2003. El mar y los poliquetos. El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Chetumal.
4. **BLAKE, J.** 1983. Polychaetes of the Family Spionida from South America, Antarctica, and adjacent seas and islands. In biology of the Antarctic Seas XIV. Antarctic Research Series. Vol. 39 (3), L.Kornicker (Ed.), Washington D.C.: American Geophysical Union. Pp. 205-288.
5. **BLAKE, J.** 1996. Family Paraonidae Cerruti, 1909. en: BLAKE, J., HILBIG, B., & P. SCOTT. *Taxonomic atlas of benthic fauna of The Santa Barbara Basin and Western Santa Barbara Channel*, Vol. 6, The Annelida Part 3. Polychaeta: Orbiniidae to Cossuridae. Pp. 27-70. Santa Barbara Museum Of Natural History, California.
6. **BLAKE, J., HILBIG, B., & P. SCOTT.** 1997. Taxonomic atlas of benthic fauna of The Santa Barbara Basin and Western Santa Barbara Channel, Volume 4, The Annelida Part 1, Oligochaeta and Polychaeta: Phyllodocida (Phyllodocidae to Paracalydoniidae). Santa Barbara, California: Santa Barbara Museum Of Natural History. 369 Pp.
7. **BLAKE, J., HILBIG, B., & P. SCOTT.** 1997. Taxonomic atlas of benthic fauna of The Santa Barbara Basin and Western Santa Barbara Channel, Volume 5, The Annelida Part 2, Polychaeta: Phyllodocida (Syllidae and Scale-Bearing Families), Amphinomida, and Eunicida. Santa Barbara, California: Santa Barbara Museum Of Natural History. 377 Pp.
8. **BLAKE, J., HILBIG, B., & P. SCOTT.** 1997. Taxonomic atlas of benthic fauna of The Santa Barbara Basin and Western Santa Barbara Channel, Volume 6, The Annelida Part

Figura 2.11. Bibliograf3a de Poliquetos.

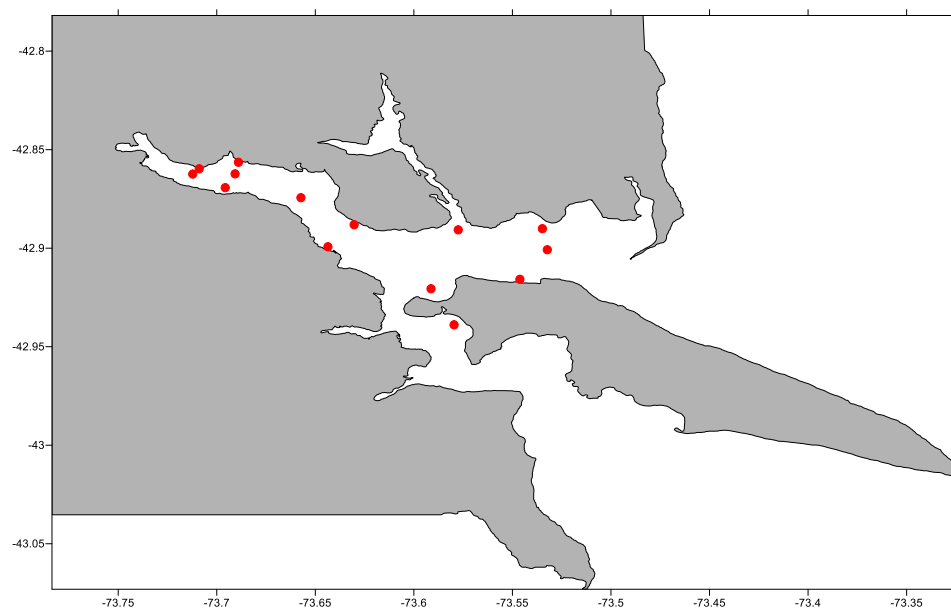


Figura 2.12. Distribuci3n geogr3fica de las estaciones de muestreo en el Fierro de Compu.

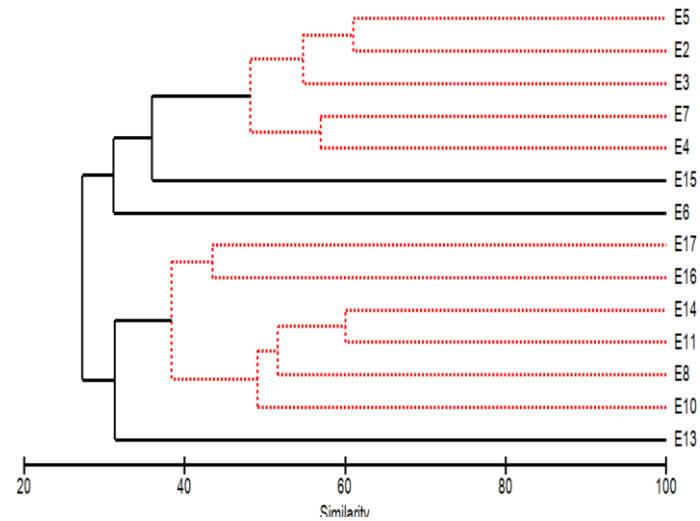


Figura 2.13. Resultados de los análisis de Cluster sobre la estructura de la comunidad macrofaunística



Figura 2.14. Resultados de la los análisis de NDMDS sobre la comunidad de la macroinfauna.

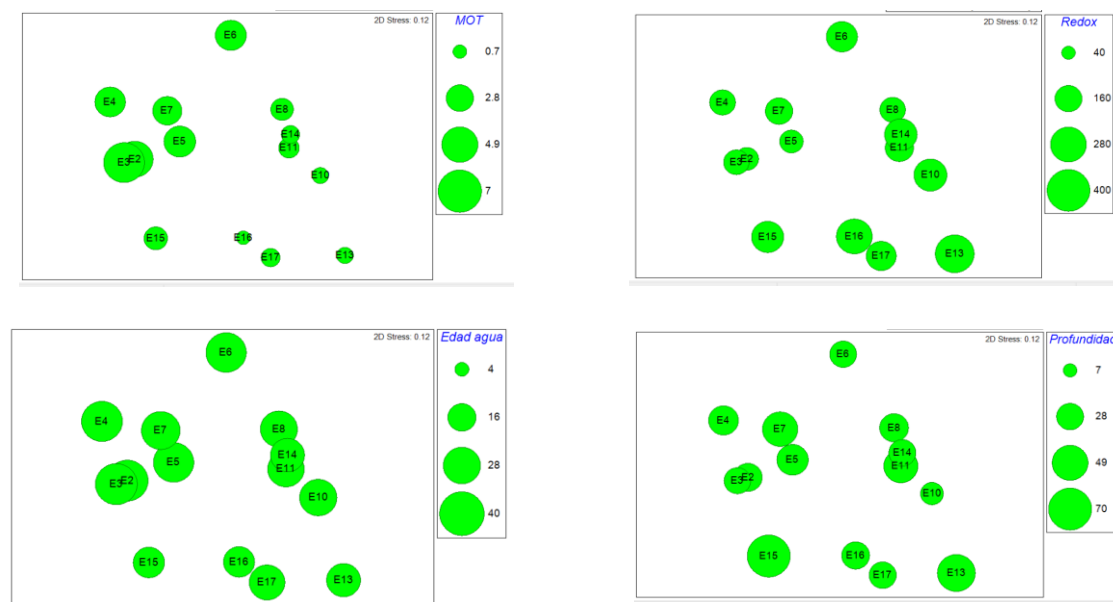


Figura 2.15. Relaci3n entre la estructura de la comunidad macrofaunística y las variables ambientales que mejor explican dicha variabilidad.

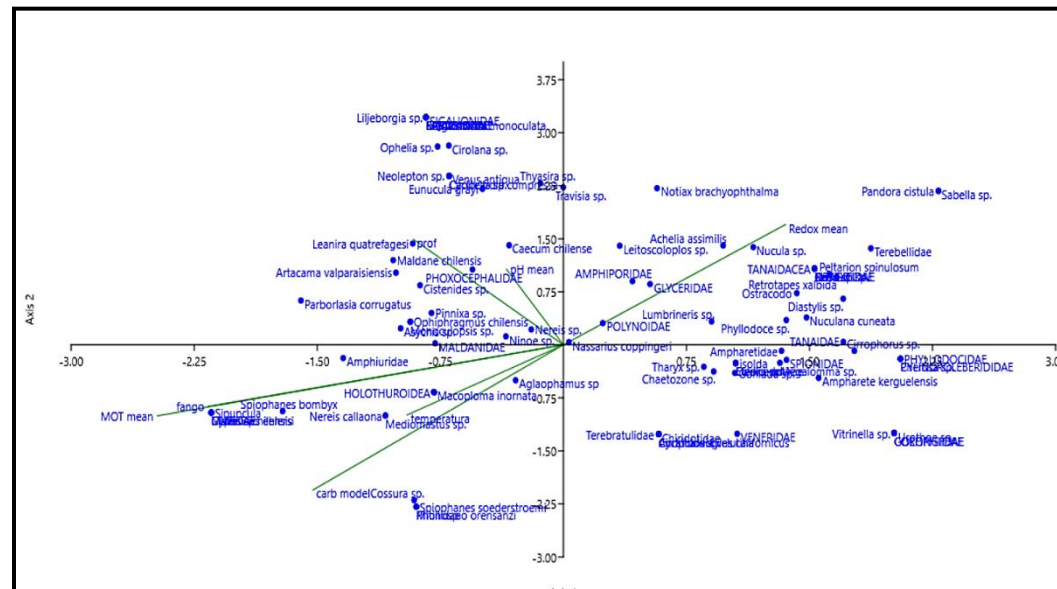


Figura 2.16. Resultados de CCA usando todos los taxa registrados.

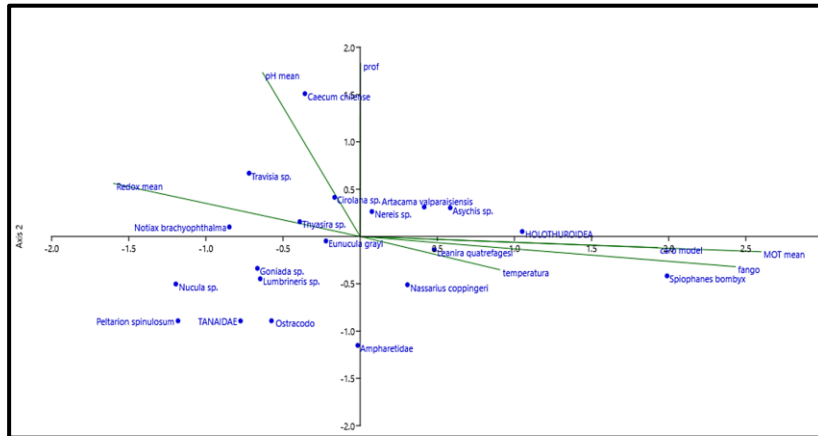
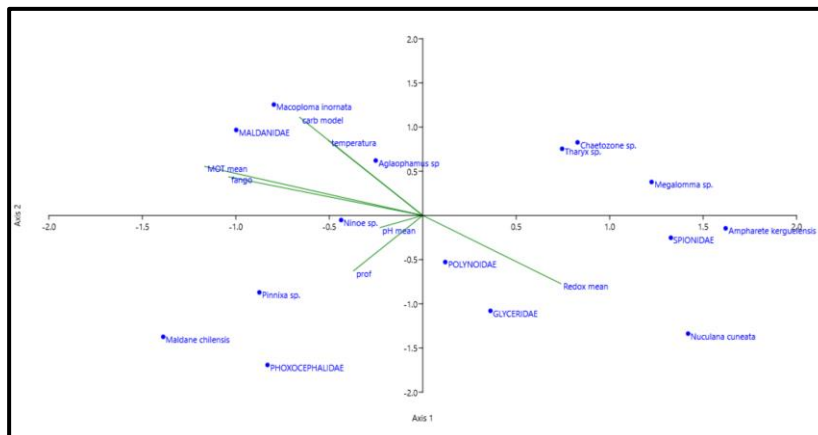


Figura 2.17. Resultados de CCA usando por separado taxa abundantes de aquellos con abundancias medias o bajas.



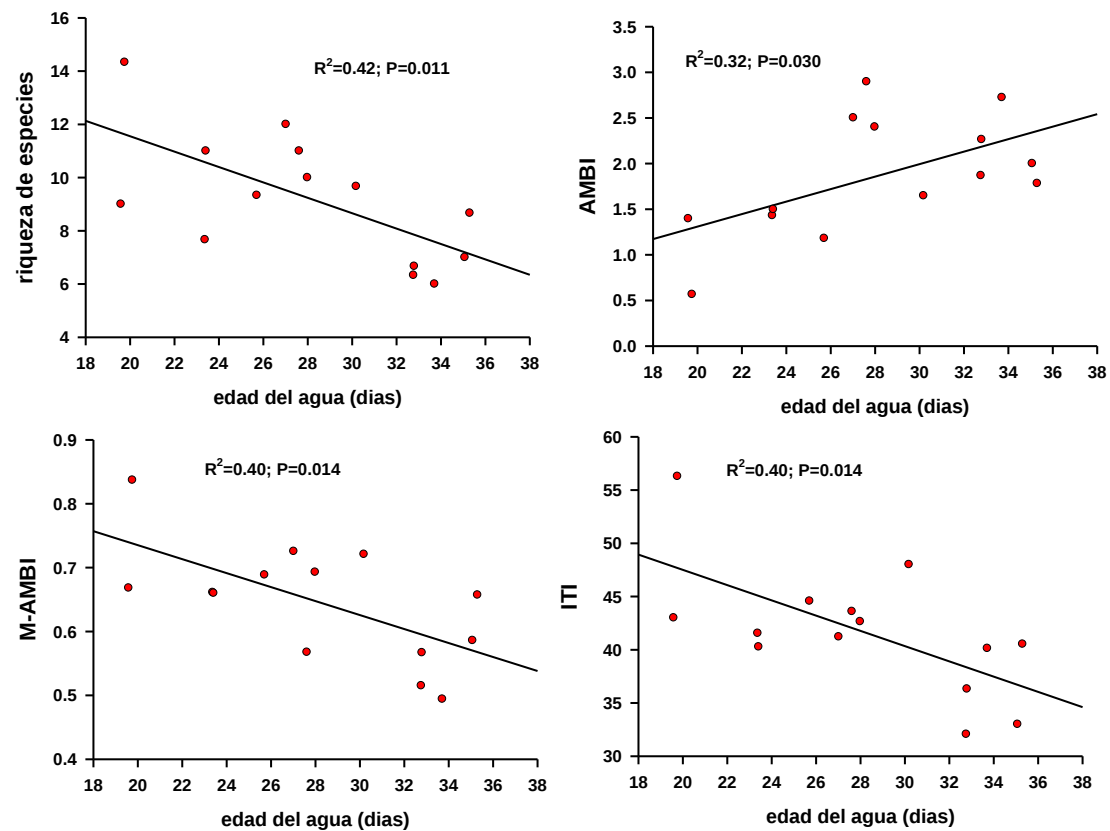


Figura 2.18. Resultados de análisis de regrecion entre la edad del agua e índices bioecologicos

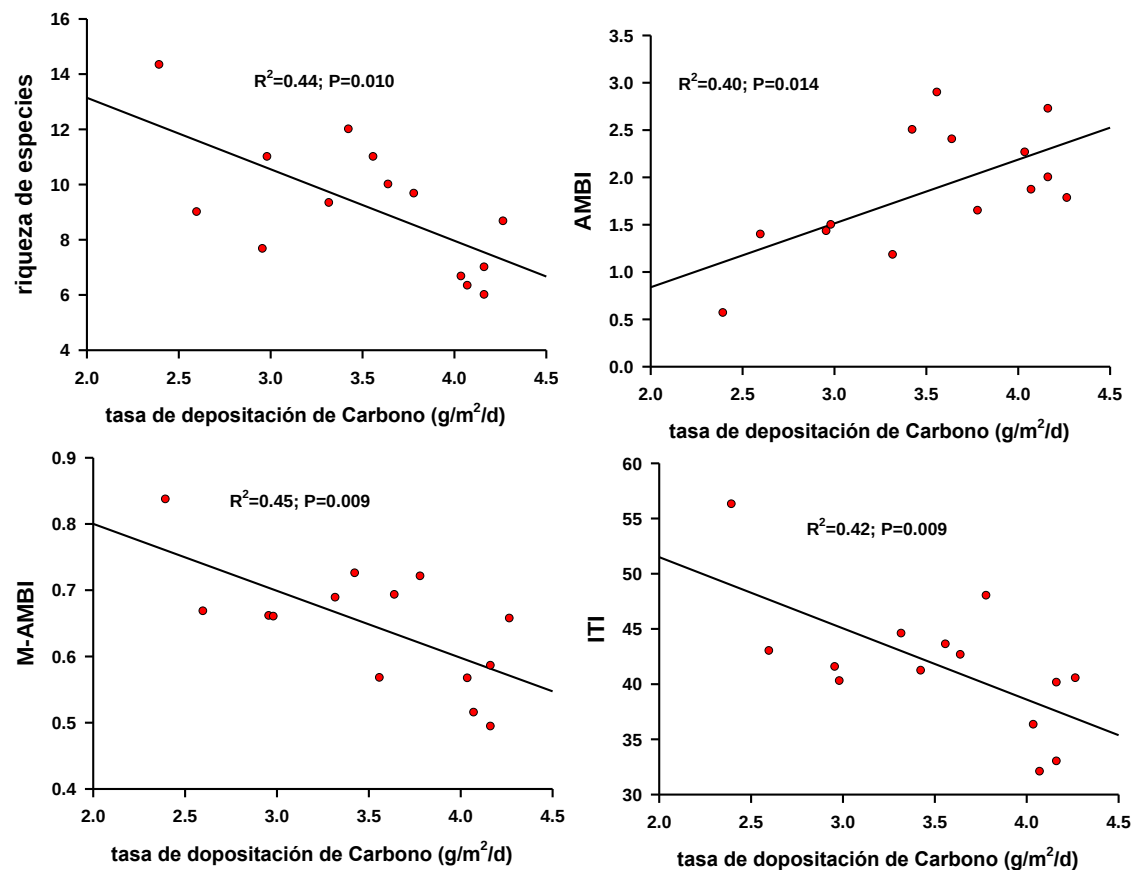


Figura 2.19. Resultados de análisis de regresión entre la tasa de deposición de carbono e índices bioecológicos



FIGURAS OBJETIVO 3:

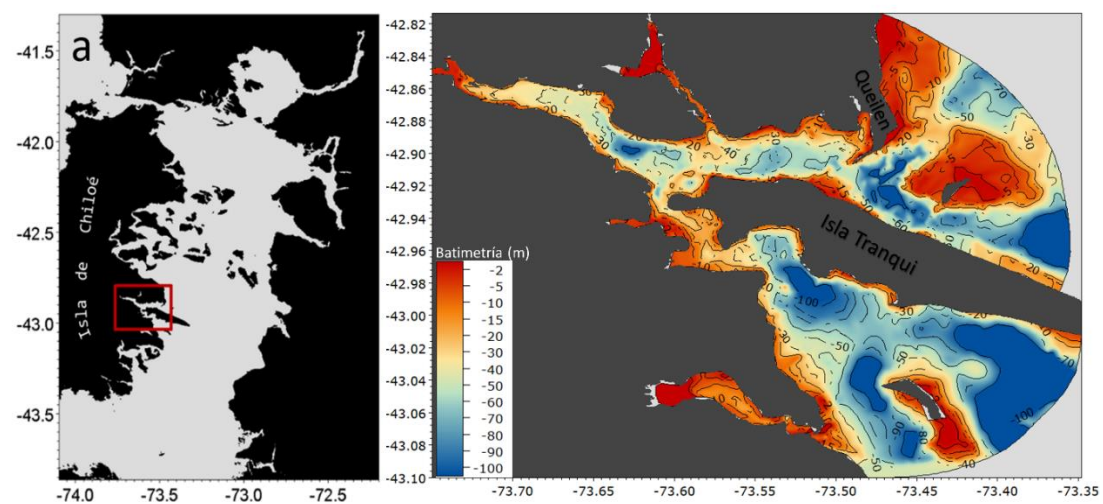


Figura 3.1 Ubicación del fiordo Compu y su batimetría.

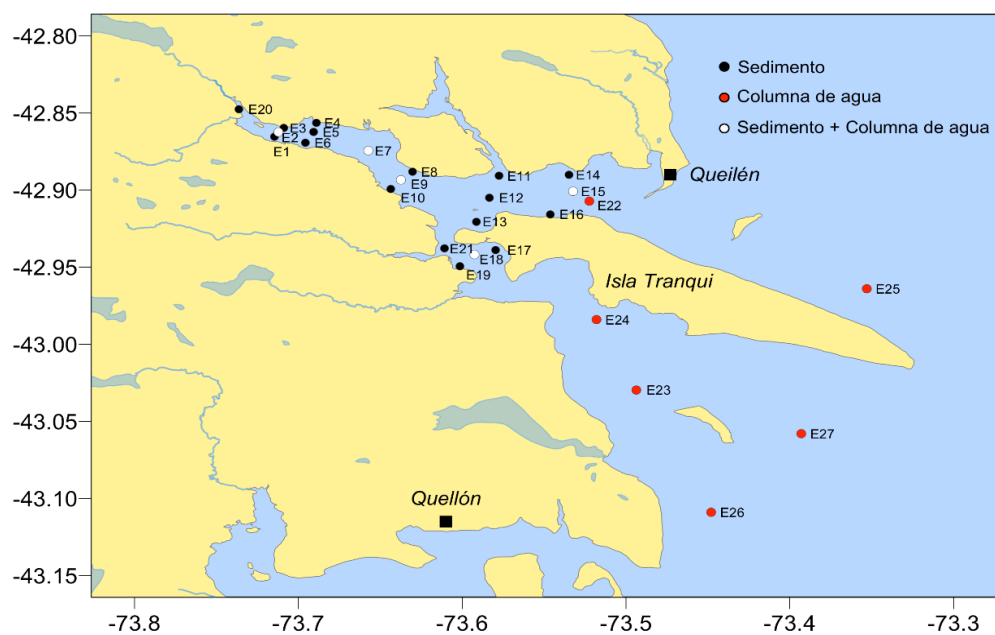


Figura 3.2. Posiciones de las estaciones de muestreo de sedimentos y columna de agua en fierro Compu.

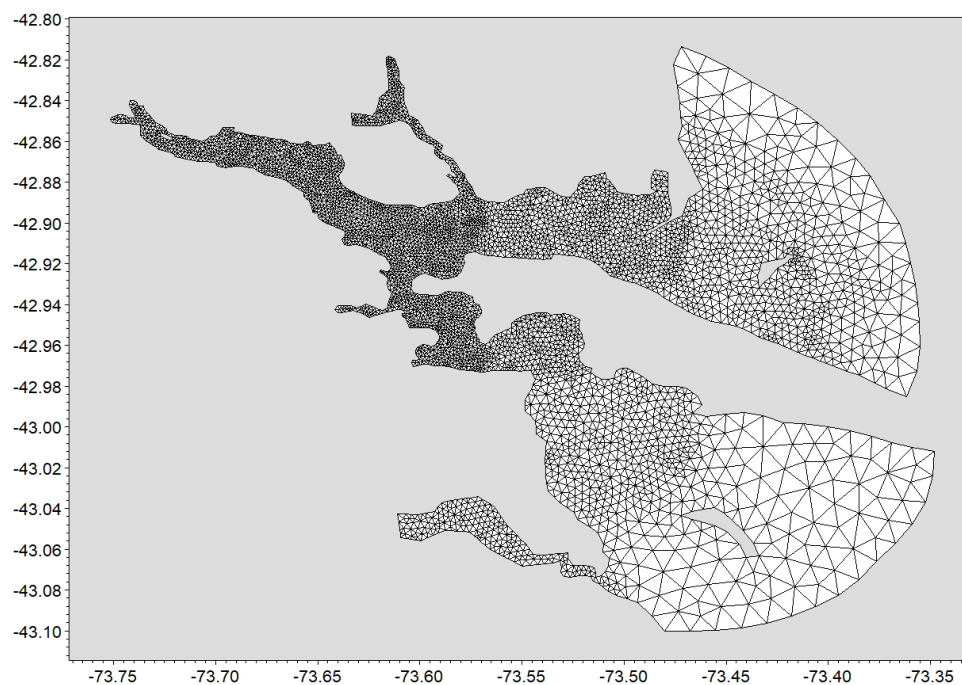


Figura 3.3. Malla del modelo hidrodinámico de alta resolución.

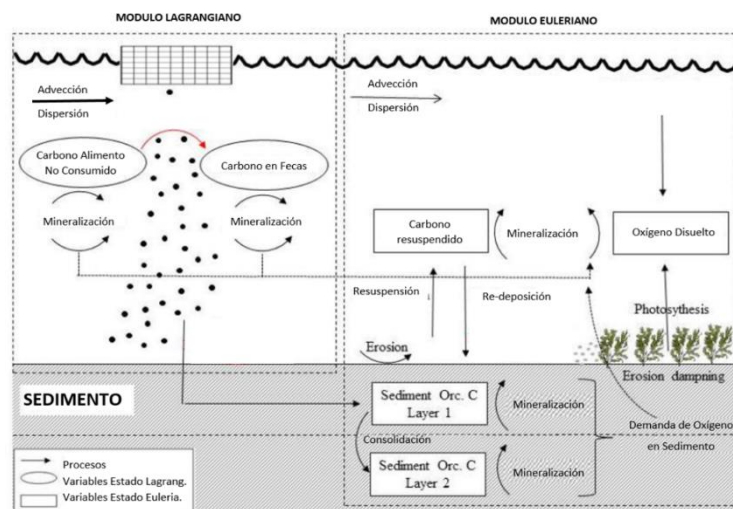


Figura 3.4. Esquema de los procesos involucrados en el modelo desarrollado en ECOLab para la evaluaci3n del impacto en centros de Peces, en rojo aparece el proceso de consumo de Carbono por otros peces silvestre que no est3 incluido en este desarrollo, al igual que el consumo por fauna bent3nica.

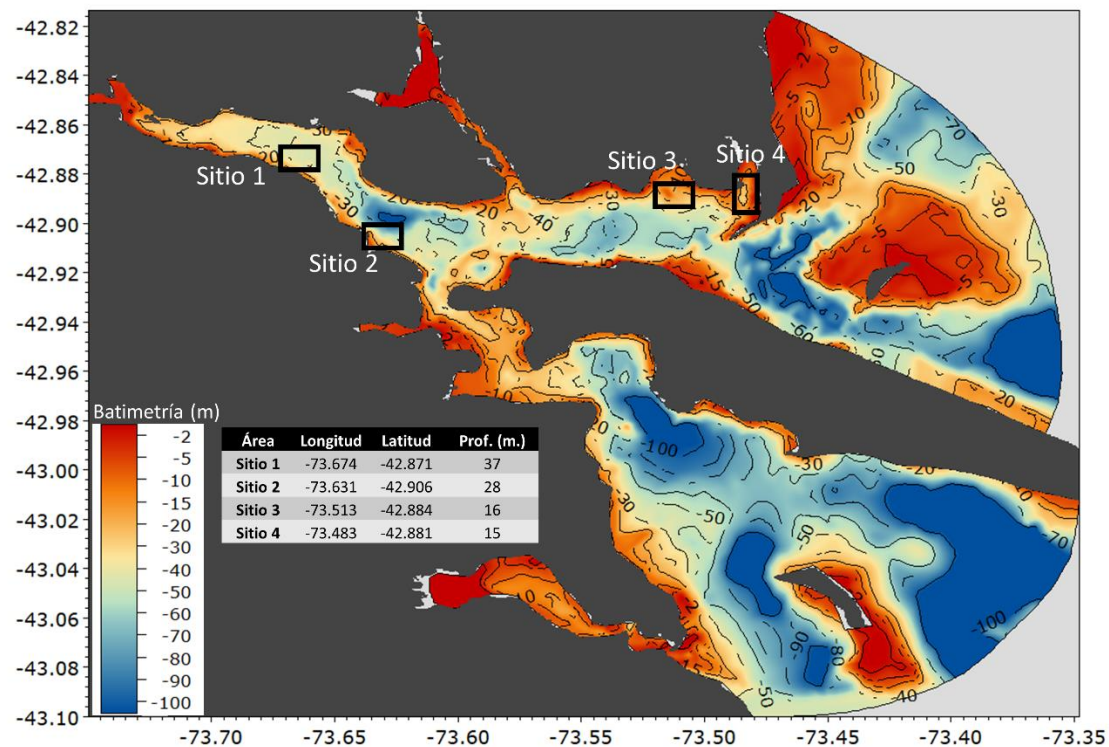


Figura 3.5. Ubicación de las áreas donde se realizará la simulación para modelo de Mitílicos y Salmónidos. La tabla presenta las ubicaciones y profundidades de cada sector.

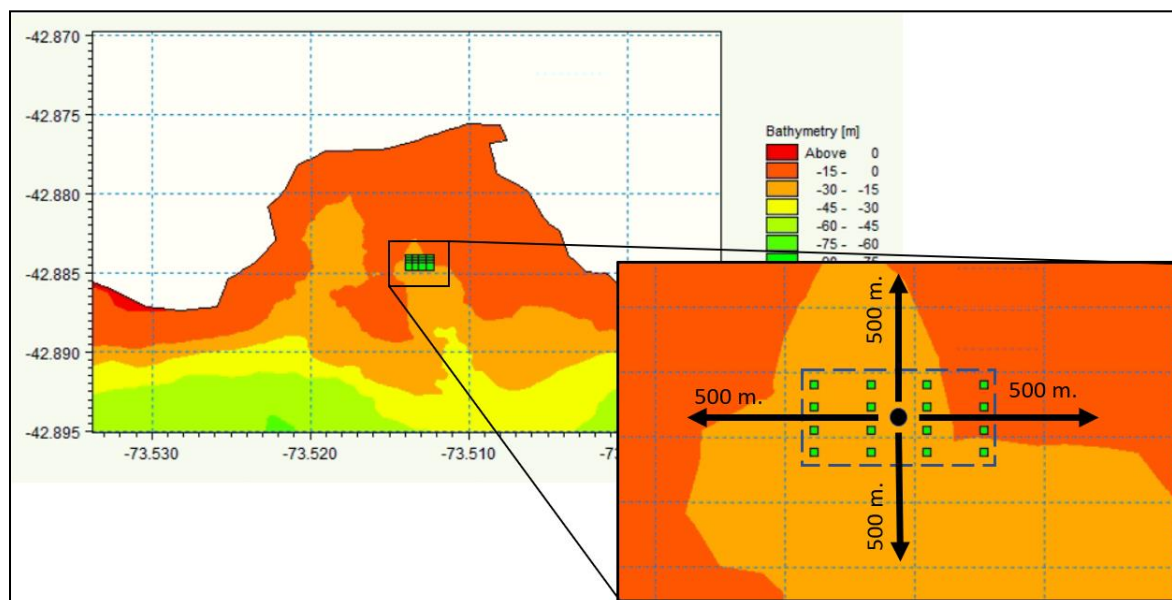


Figura 3.6 Detalle de la metodologí3 de extracci3n de resultados realizada en cada á3rea de emisi3n, para obtener las concentraciones de Carbono en fondo, para la evaluaci3n de sedimentaci3n.

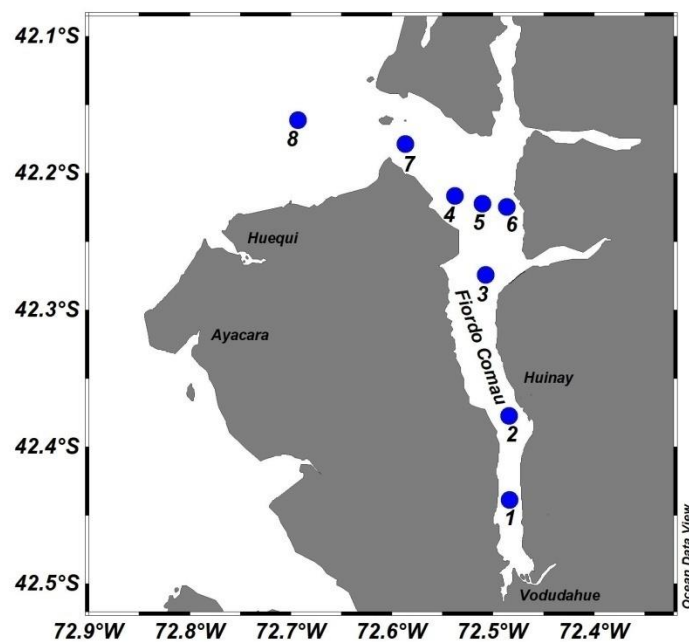


Figura 3.7 Área de estudio de los cuatro cruceros oceanográficos. Puntos azules indican la ubicación geográfica de las estaciones oceanográficas.

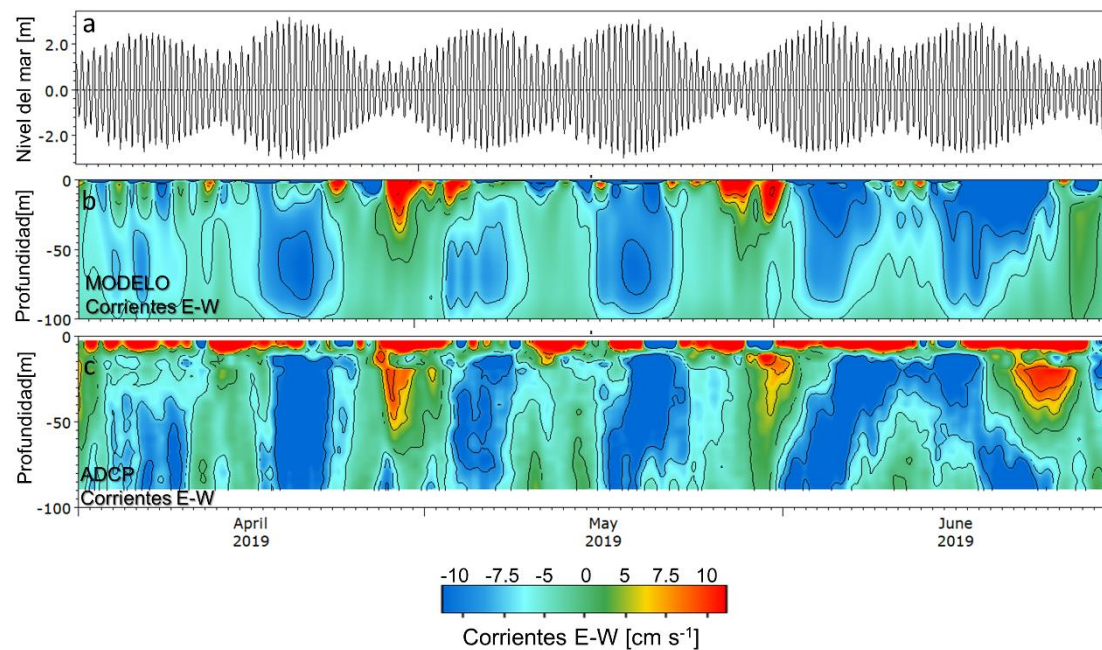


Figura 3.8 a) Nivel del mar, b) Componente E-W de la corriente residual modelada, c) Componente E-W de la corriente residual del ADCP.

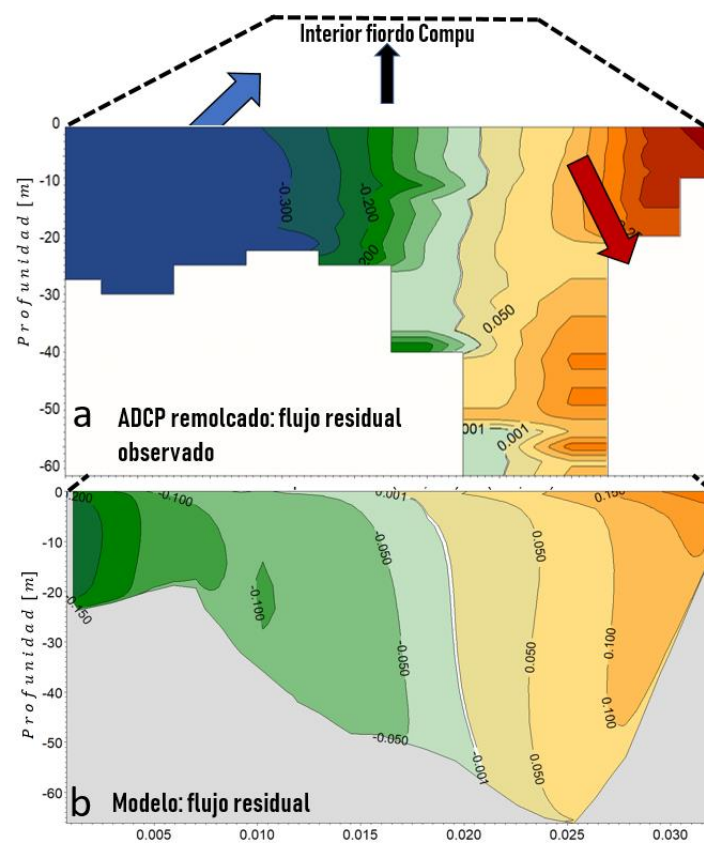


Figura 3.9. a) Componente Este de la corriente residual observada y b) modelada en un transecto a lo ancho de una secci3n en el fiordo Compu.

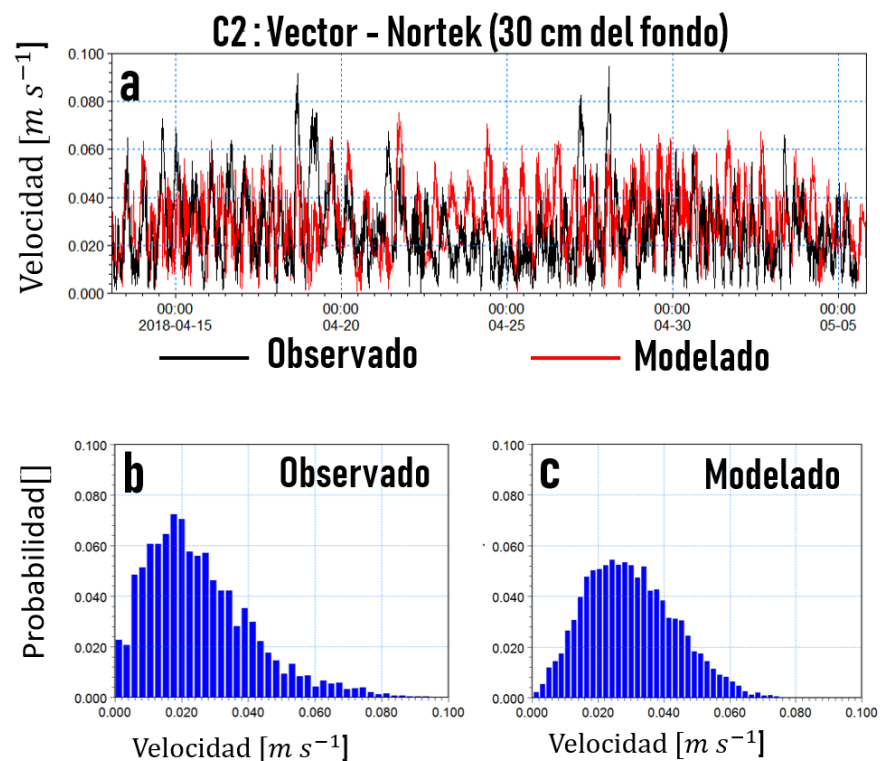


Figura 3.10. a) Series de magnitud de la corriente observada (negro) y modelada (rojo), a 30 cm del fondo, b) distribuci3n de frecuencia de velocidad observada y c) distribuci3n de frecuencia de velocidad modelada.

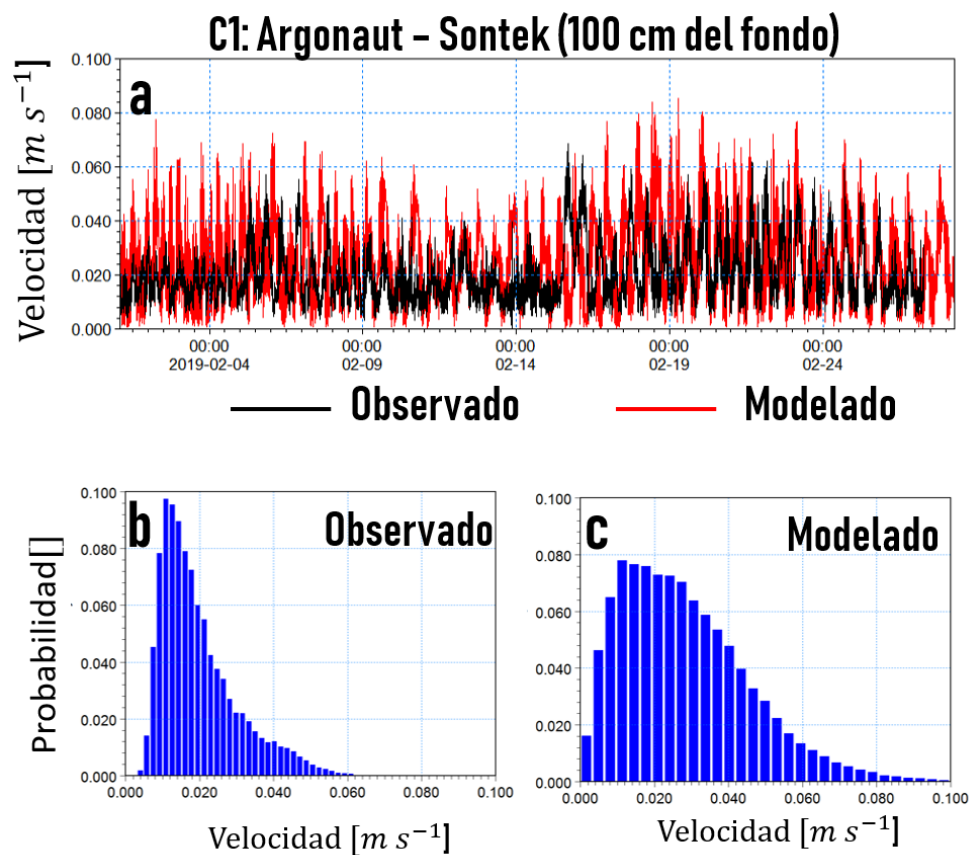


Figura 3.11. a) Series de magnitud de la corriente observada (negro) y modelada (rojo), a 100 cm del fondo, b) distribuci3n de frecuencia de velocidad observada y c) distribuci3n de frecuencia de velocidad modelada.

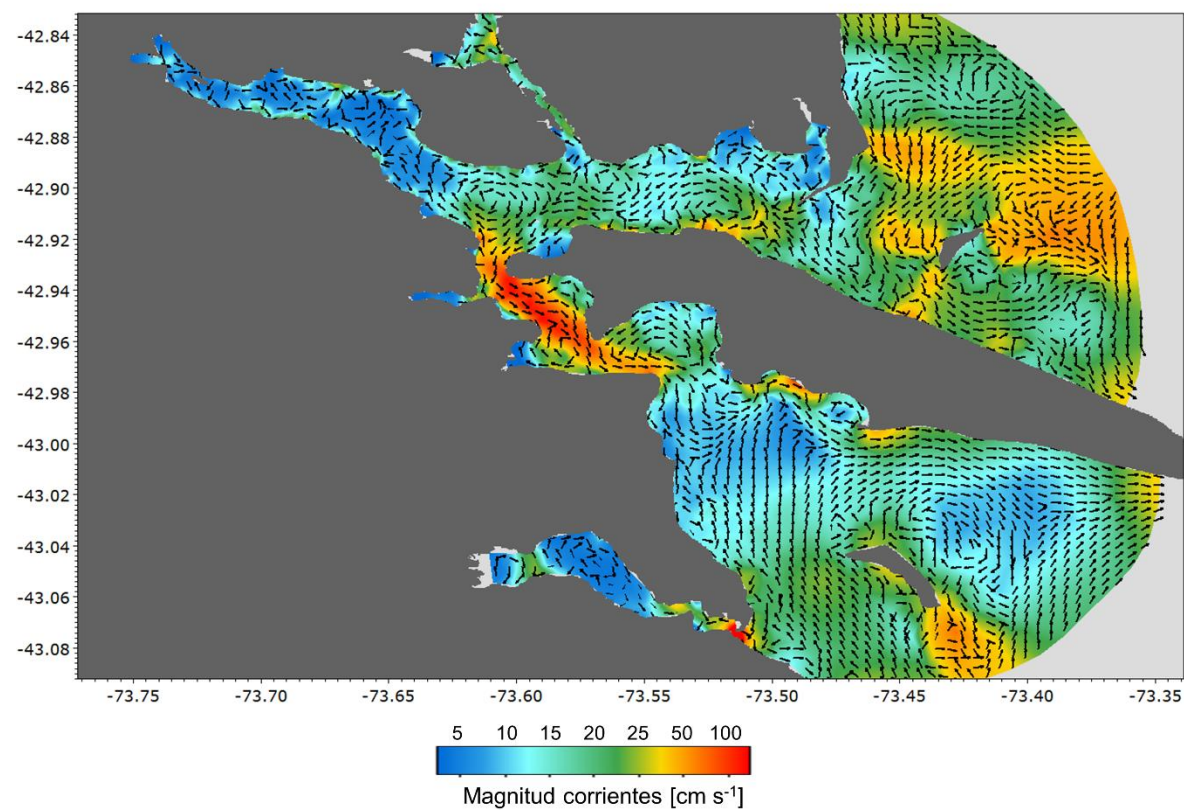


Figura 3.12. Patr3n de circulaci3n medio, integrado verticalmente.

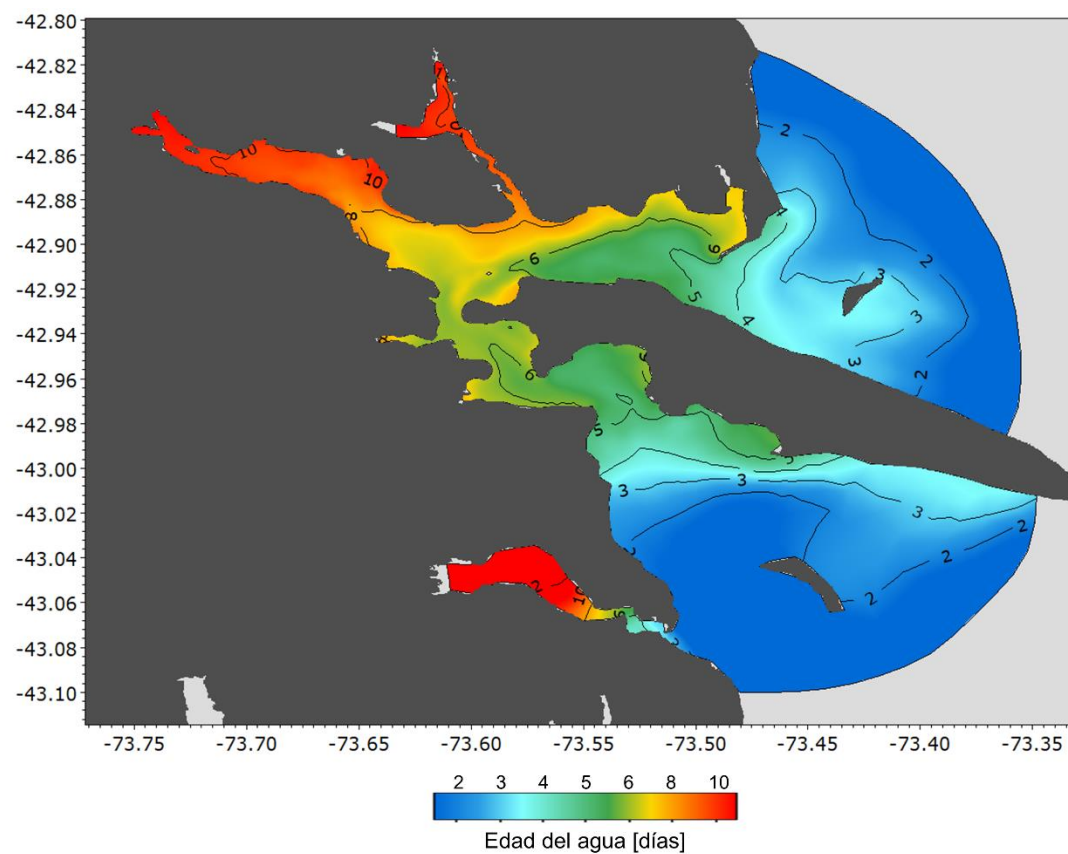


Figura 3.13. Edad promedio de agua, integrada verticalmente.

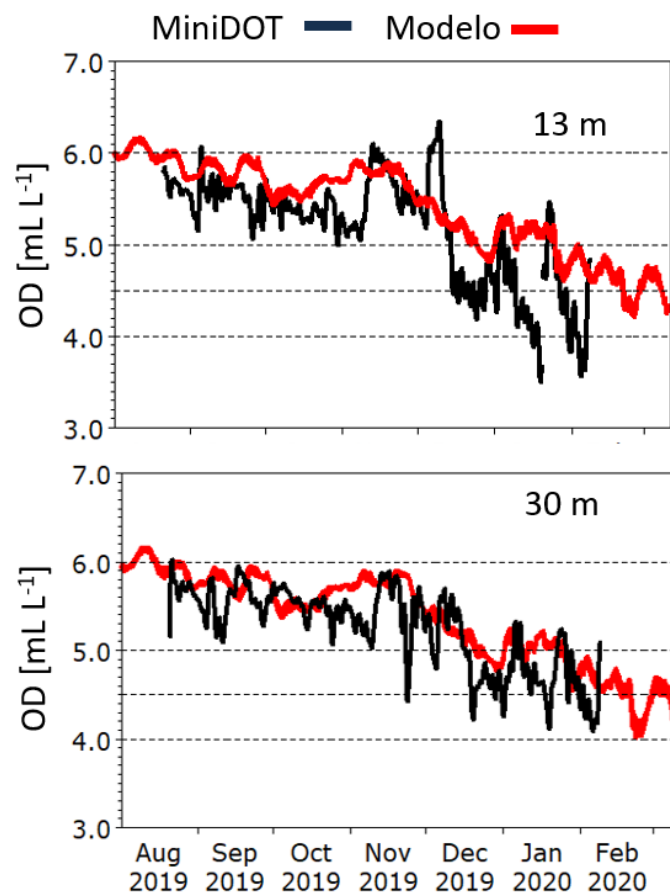


Figura 3.14. Series de tiempo observada y modelada de oxígeno disuelto en la cabeza del fiordo Compu a los 13 y 30 m de profundidad.

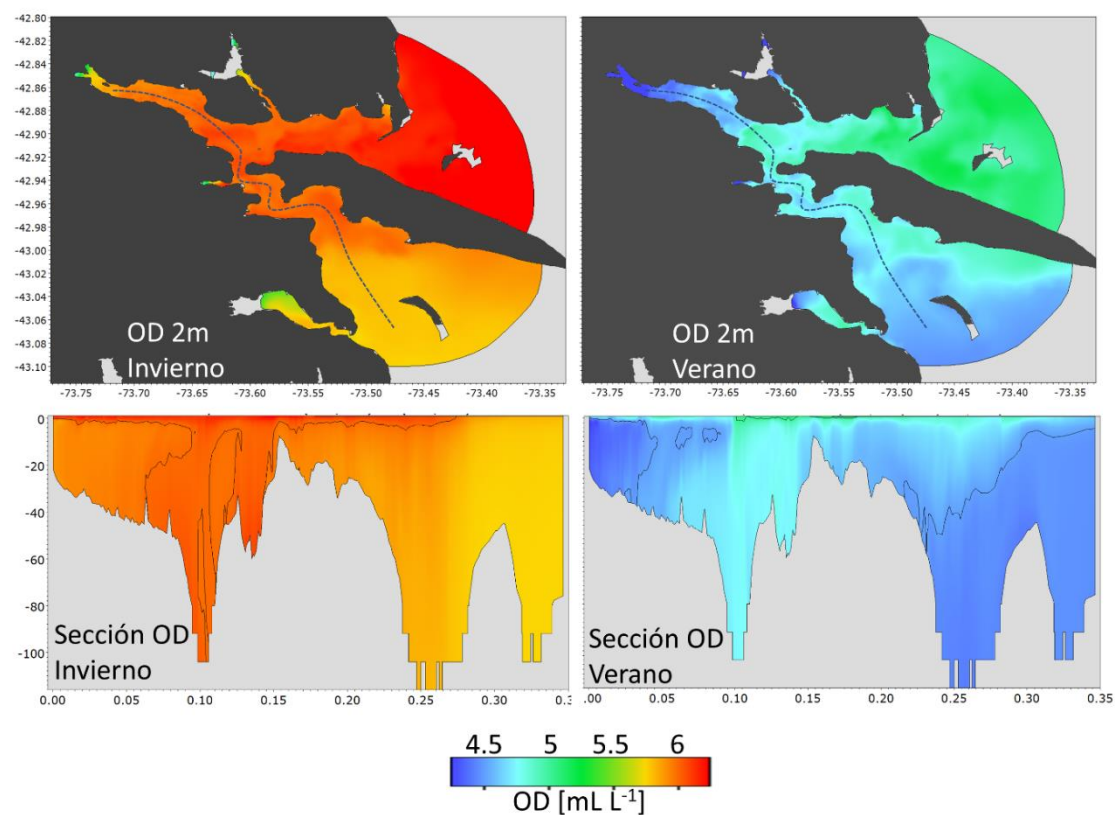


Figura 3.15. Contornos superficiales (2 m) y secciones verticales de ox3geno disuelto para periodos de invierno y verano.

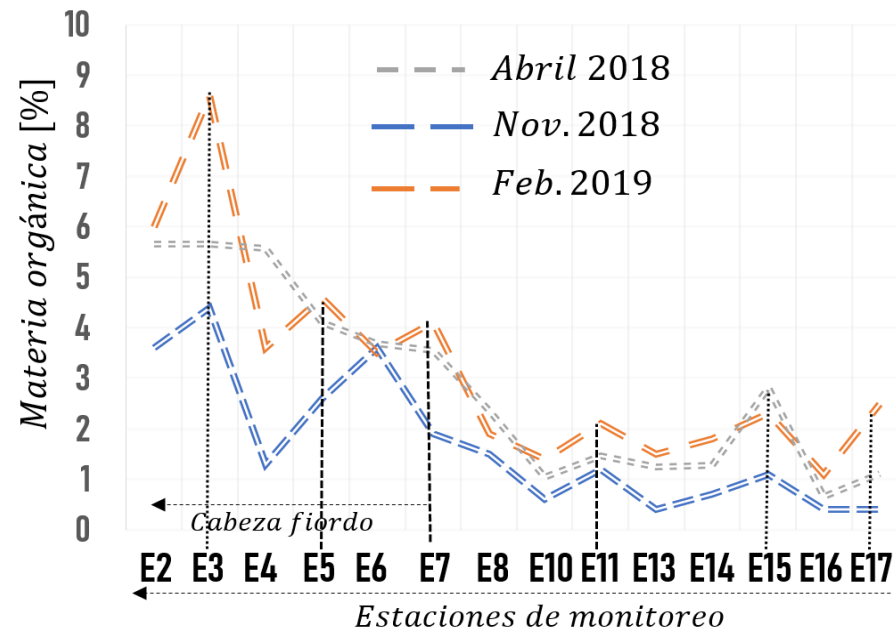


Figura 3.16. Materia orgánica (%) ordenada espacialmente desde la cabeza del fiordo hasta los canales de entrada.

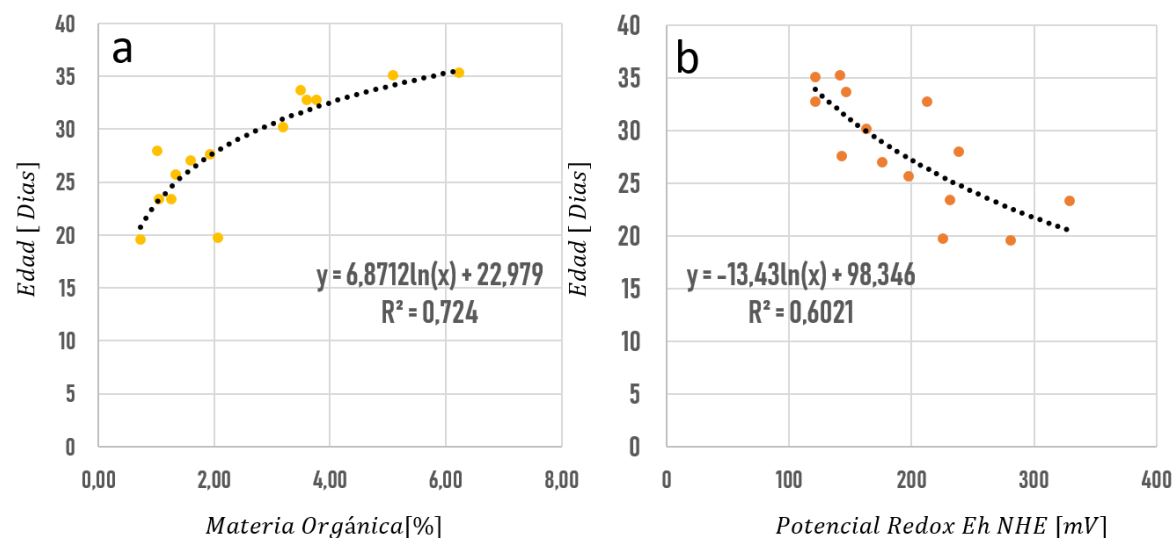


Figura 3.17. a) Relaci3n entre Materia orgánica (%) y edad del agua, b) Relaci3n entre Potencial Redox y la edad del agua.

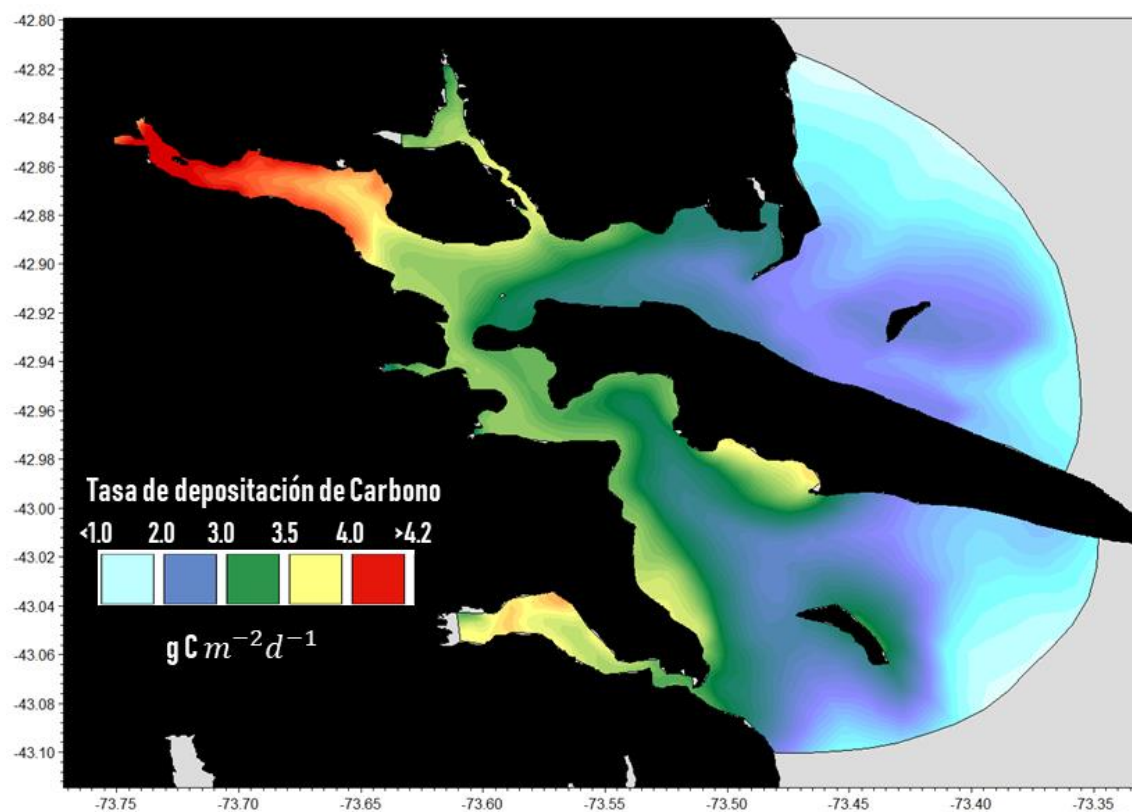


Figura 3.18. Distribuci3n espacial de la tasa de depositaci3n de Carbono en la primera capa de sedimento.

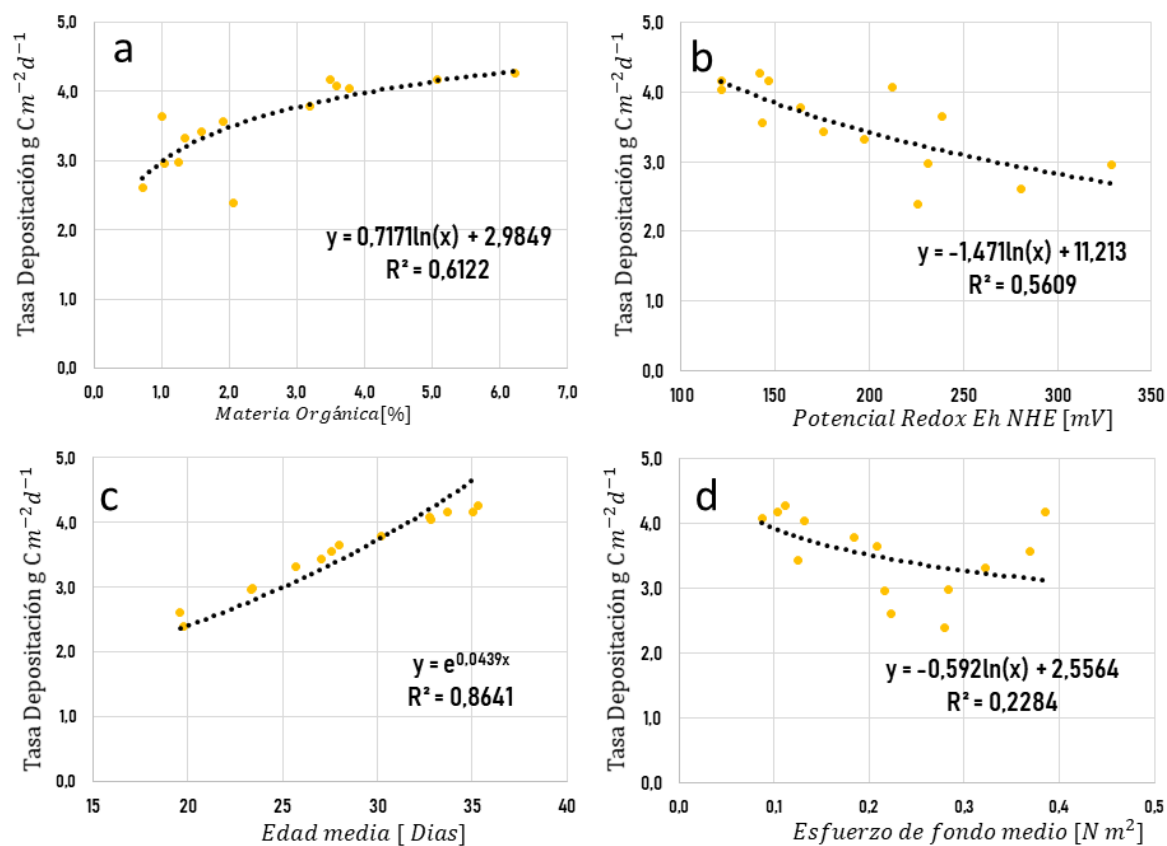


Figura 3.19. Relación entre la tasa de depositación de carbono y a) Materia orgánica, b) Potencial redox, c) Edad del agua y d) Esfuerzo medio en el fondo.

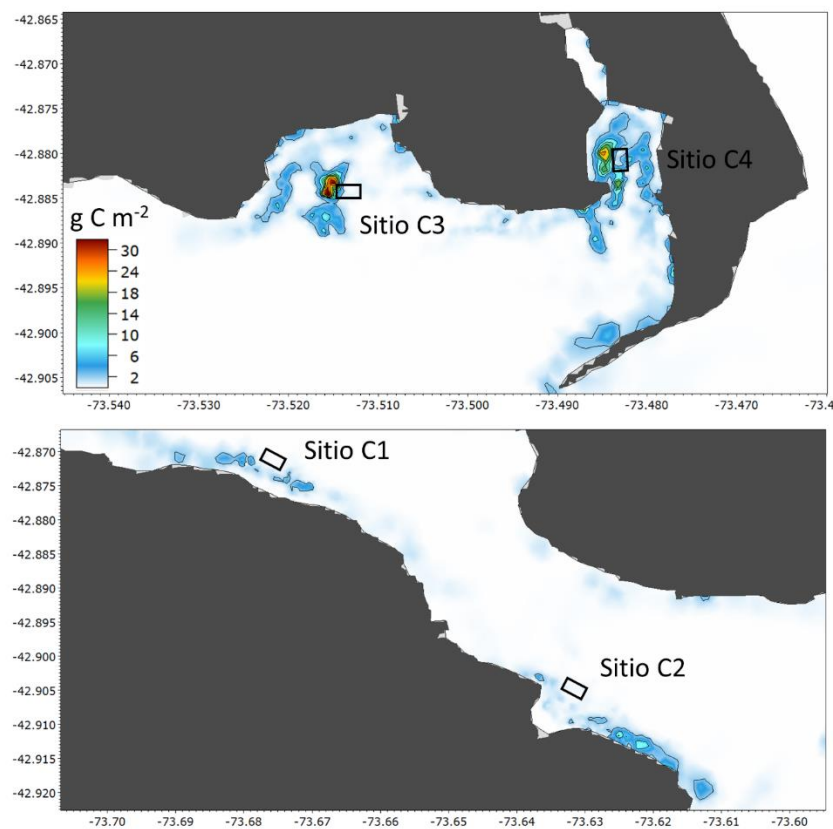


Figura 3.20. Acumulación de carbono debido a cultivo de salmón luego de 14 días de simulación para los 4 sitios.

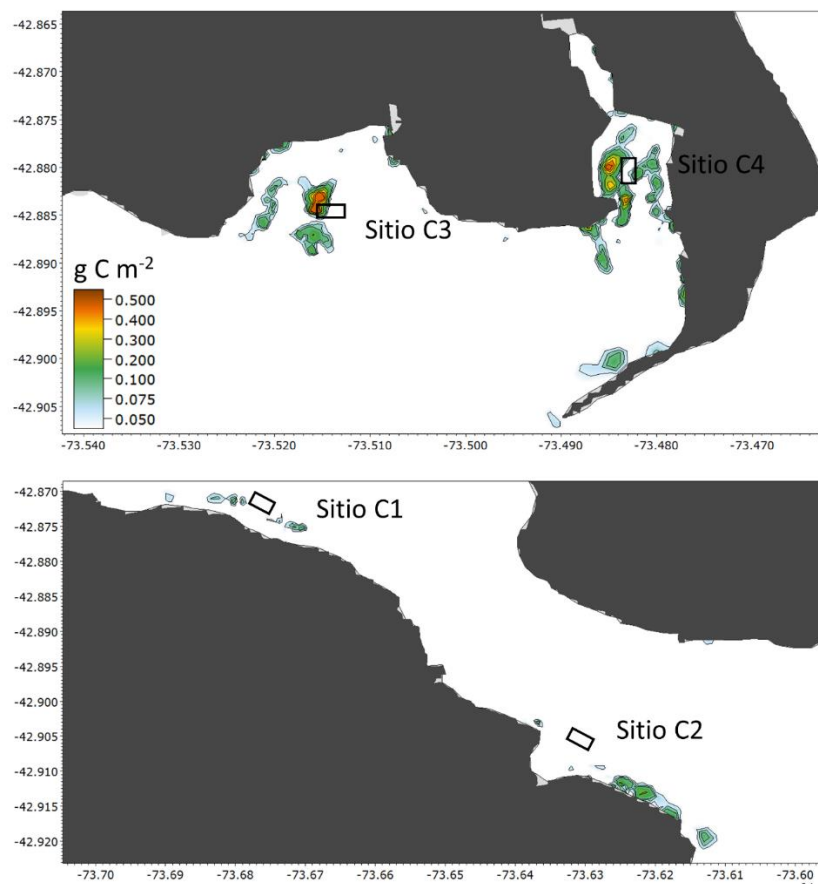


Figura 3.21. Acumulaci3n de carbono debido a cultivo de mitílidos luego de 14 días de simulaci3n para los 4 sitios.

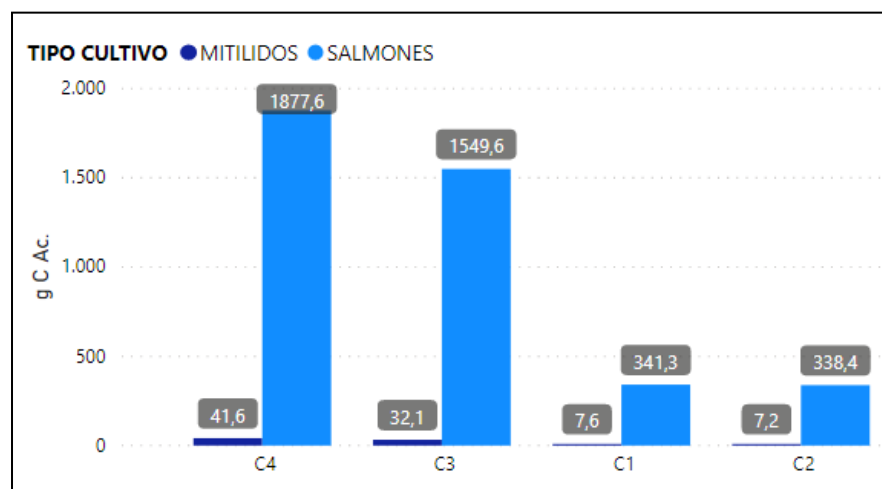


Figura 3.22. Acumulación de Carbono en fondo en cultivo de Salmones y mitílidos en las 4 áreas modeladas.

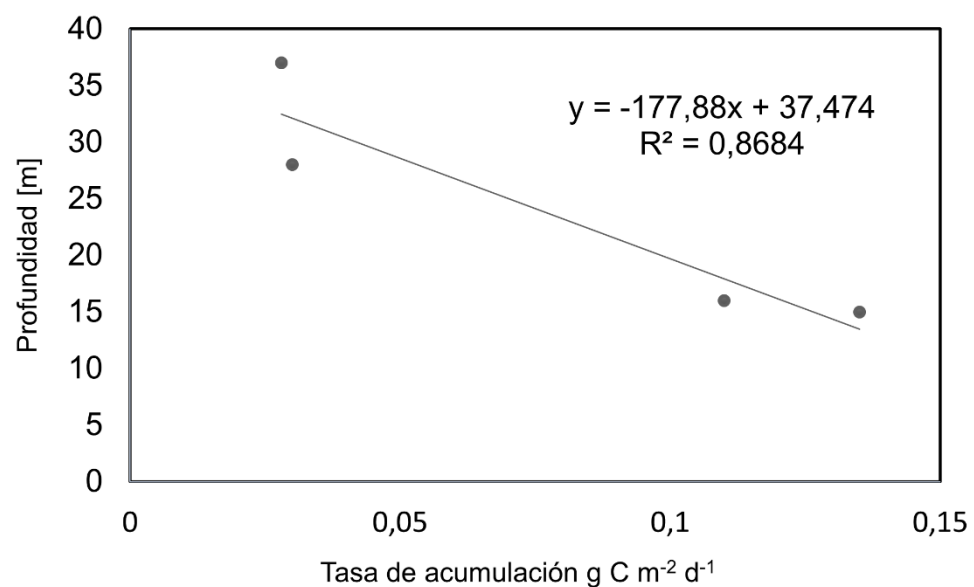


Figura 3.23. Relaci3n entre tasa de acumulaci3n de Carbono y la profundidad.

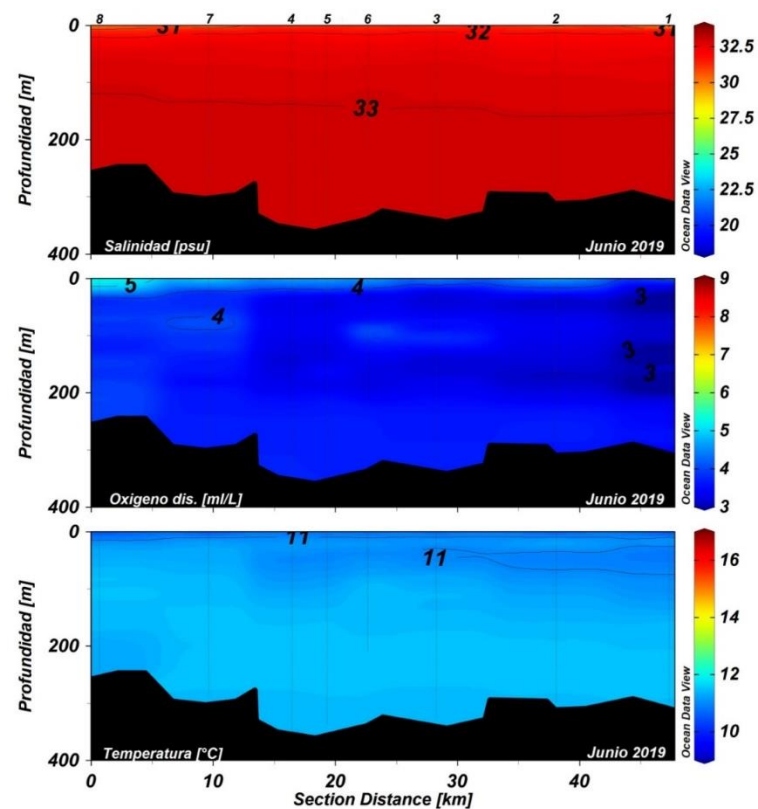


Figura 3.24. Distribución vertical de salinidad, oxígeno disuelto y temperatura, desde el sector de la boca hasta la cabecera del Fiordo Comau para el periodo junio de 2019.

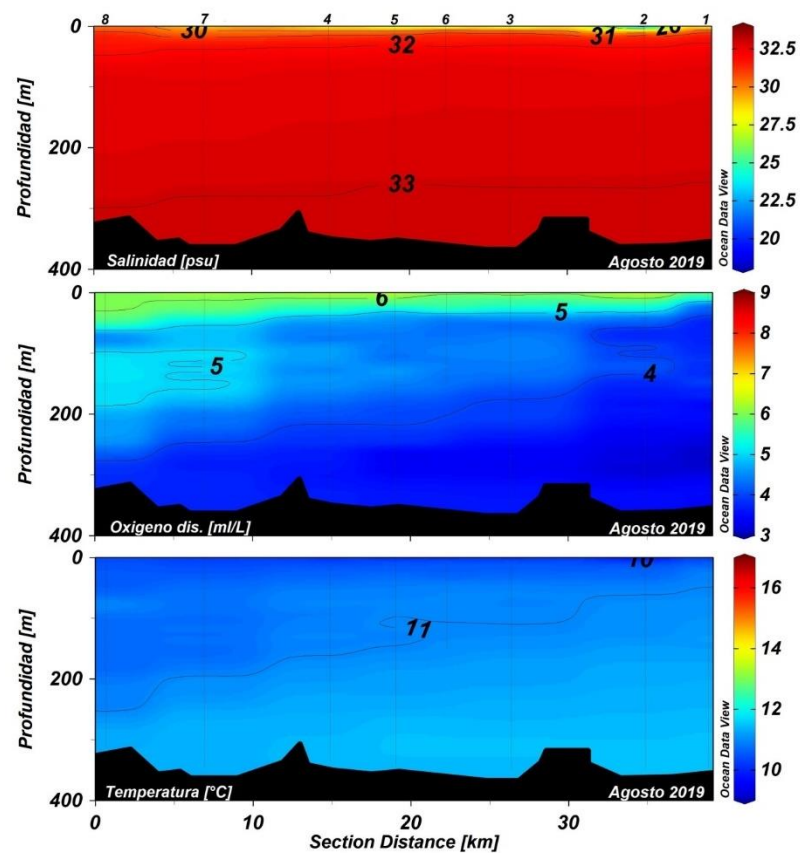


Figura 3.25. Distribuci3n vertical de salinidad, oxígeno disuelto y temperatura, desde el sector de la boca hasta la cabecera del Fiordo Comau para el periodo agosto de 2019.

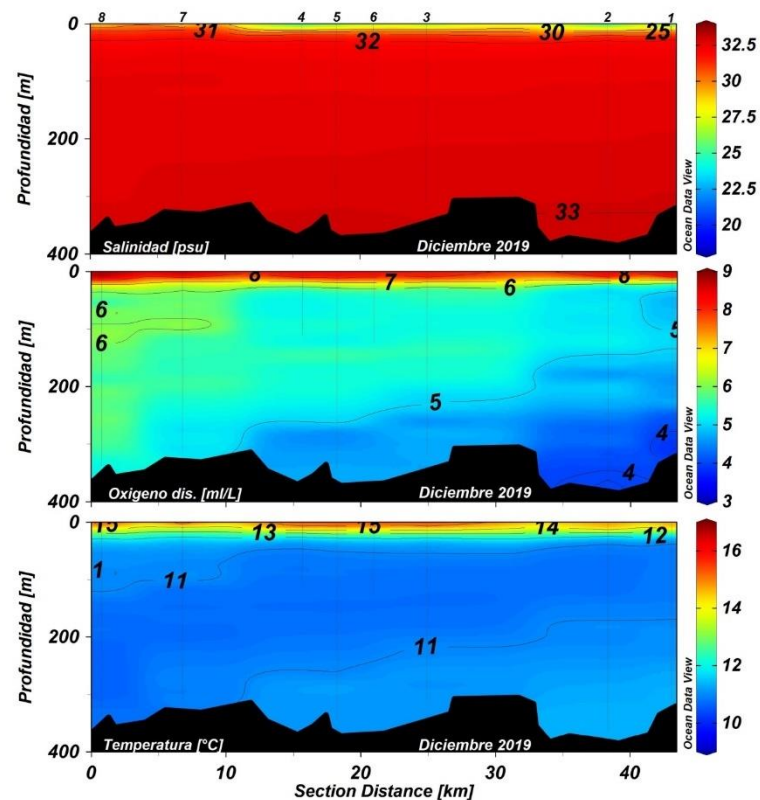


Figura 3.26. Distribuci3n vertical de salinidad, oxígeno disuelto y temperatura, desde el sector de la boca hasta la cabecera del Fiordo Comau para el periodo diciembre de 2019.

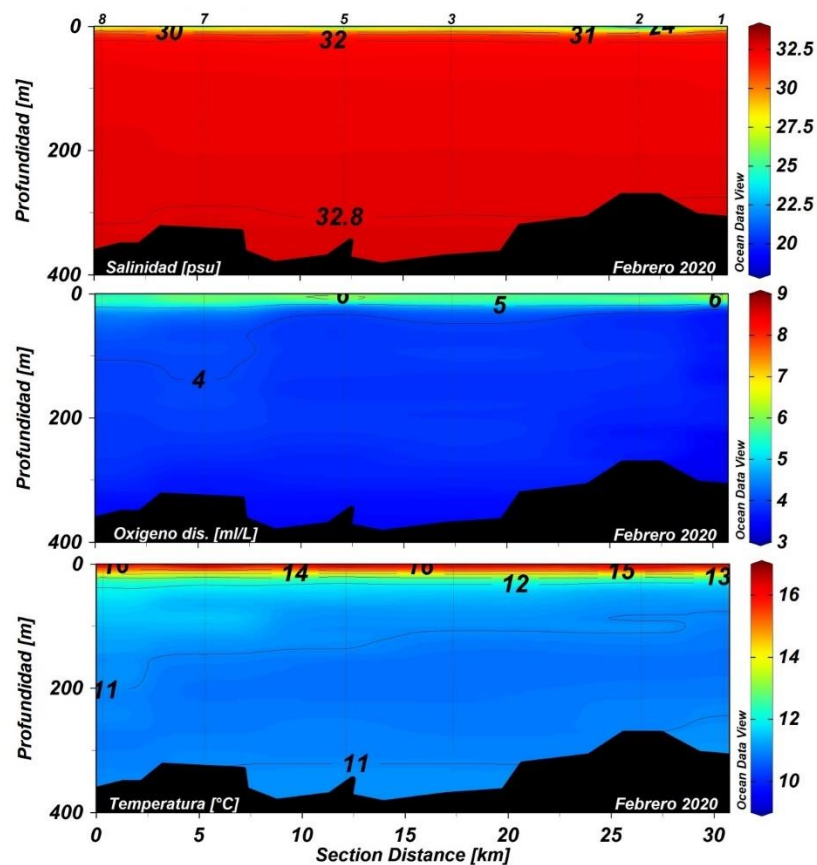


Figura 3.27. Distribuci3n vertical de salinidad, oxígeno disuelto y temperatura, desde el sector de la boca hasta la cabecera del Fiordo Comau para el periodo febrero de 2019.

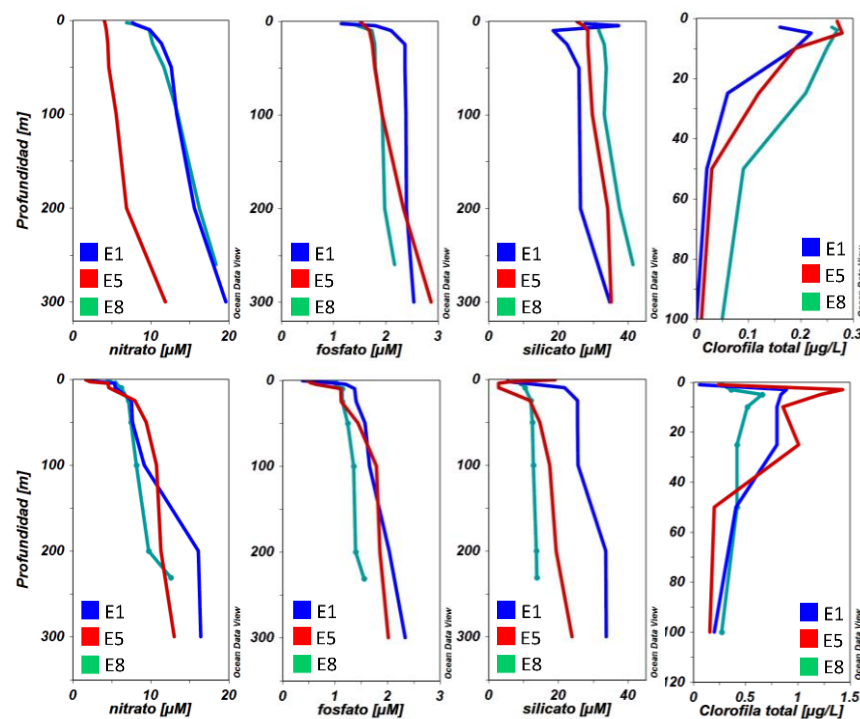


Figura 3.28. Distribución vertical de nitrato, fosfato, silicato y clorofila total. Panel superior mediciones de junio de 2019, panel inferior mediciones de agosto de 2019.



FIGURAS OBJETIVO 4:

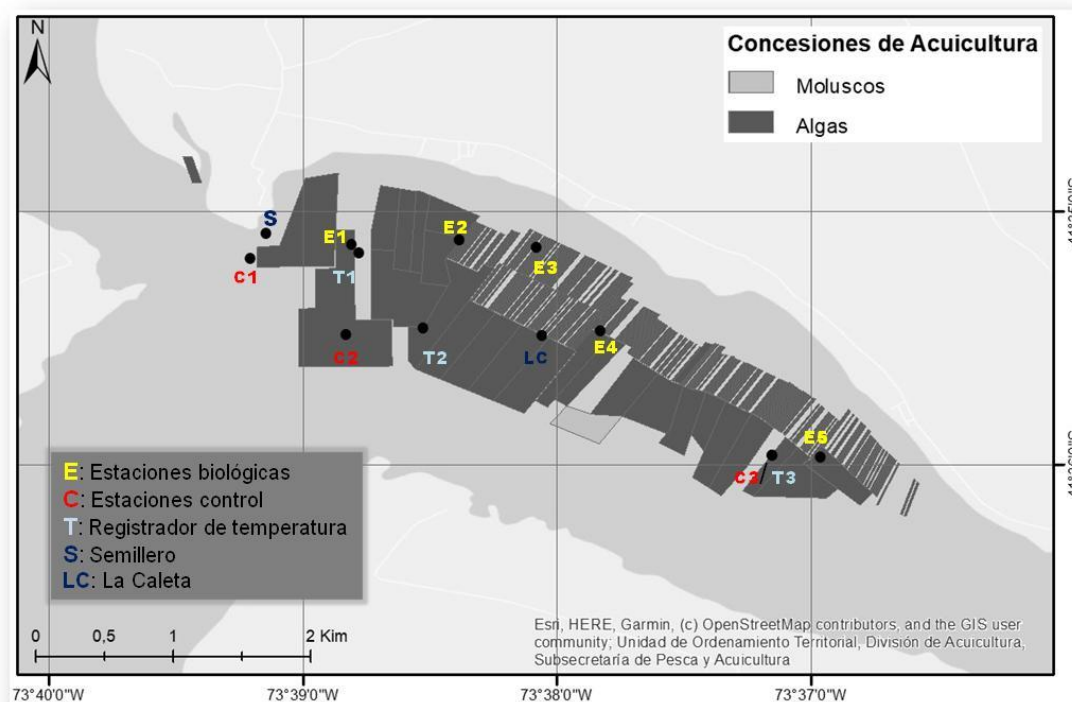


Figura 4.1. Ubicación de las estaciones de muestreo biológico (E), estaciones de control (C) y anclaje de registradores de temperatura (T) en el área de cultivo de *Agarophyton chilense* en el estuario del río Maullín.



Figura 4.2. Imágenes del área de estudio ubicado el estuario del río Maullín. (A) playa de Changué; (B y F) Zona de concesiones; (C, D y E) Zona denominada “semillero”, lugar de obtención de las muestras del alga tipo *Rhizoclonium* sp mediante buceo autónomo.

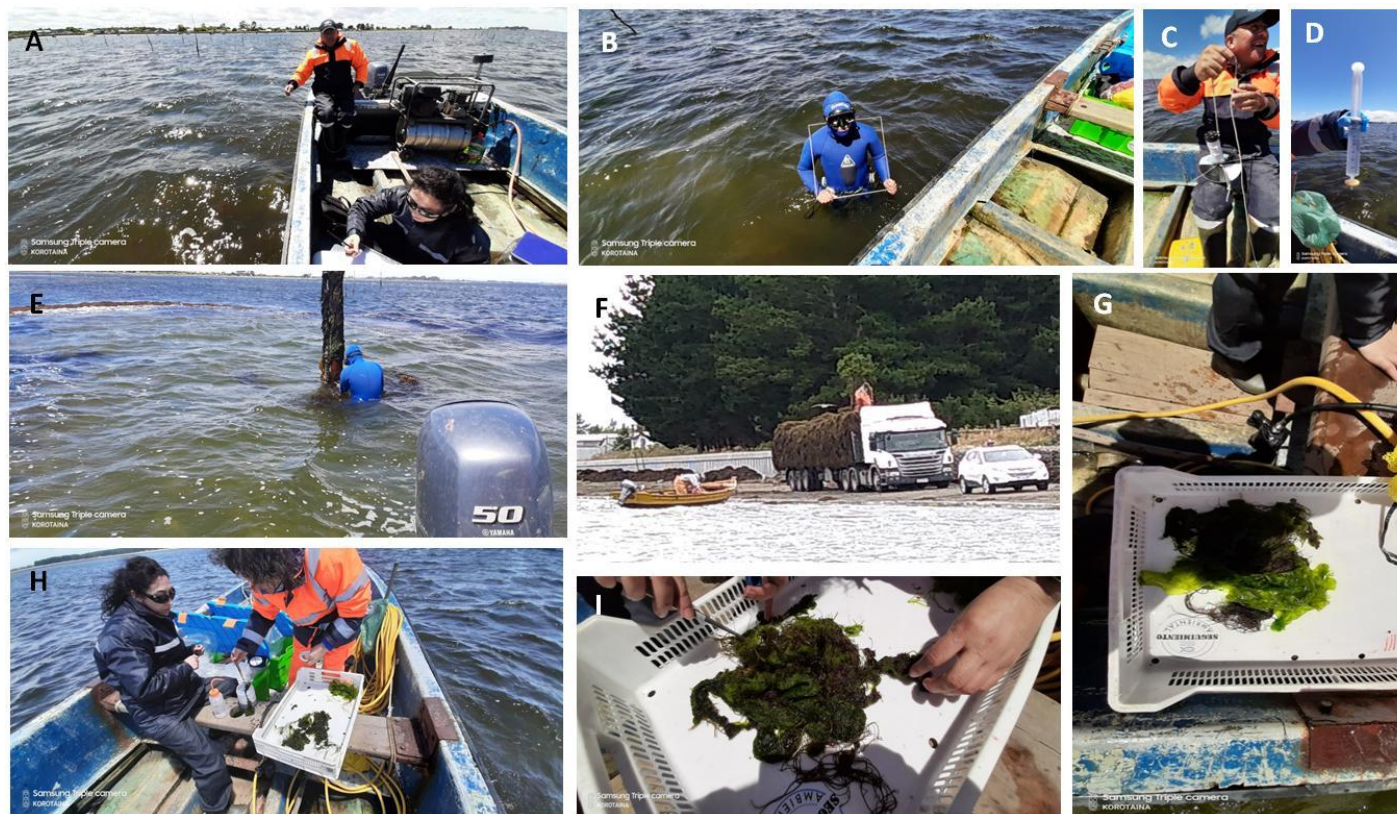


Figura 4.3. Imágenes de un “muestreo tipo” en el estuario del río Maullín. (A) Mediciones de parámetros ambientales; (B) Buzo tomando muestras de algas con cuadrante; (C) Preparando el disco secchi con los sensores de oxígeno y radiación; (D) Filtración de las muestras de agua para análisis de nutrientes; (E) Buzo anclando un registrador de temperatura; (F) zona de Changué en época de cosecha; (G, H e I) muestra de algas tipo *Rhizoclonium* tomadas del área del semillero.

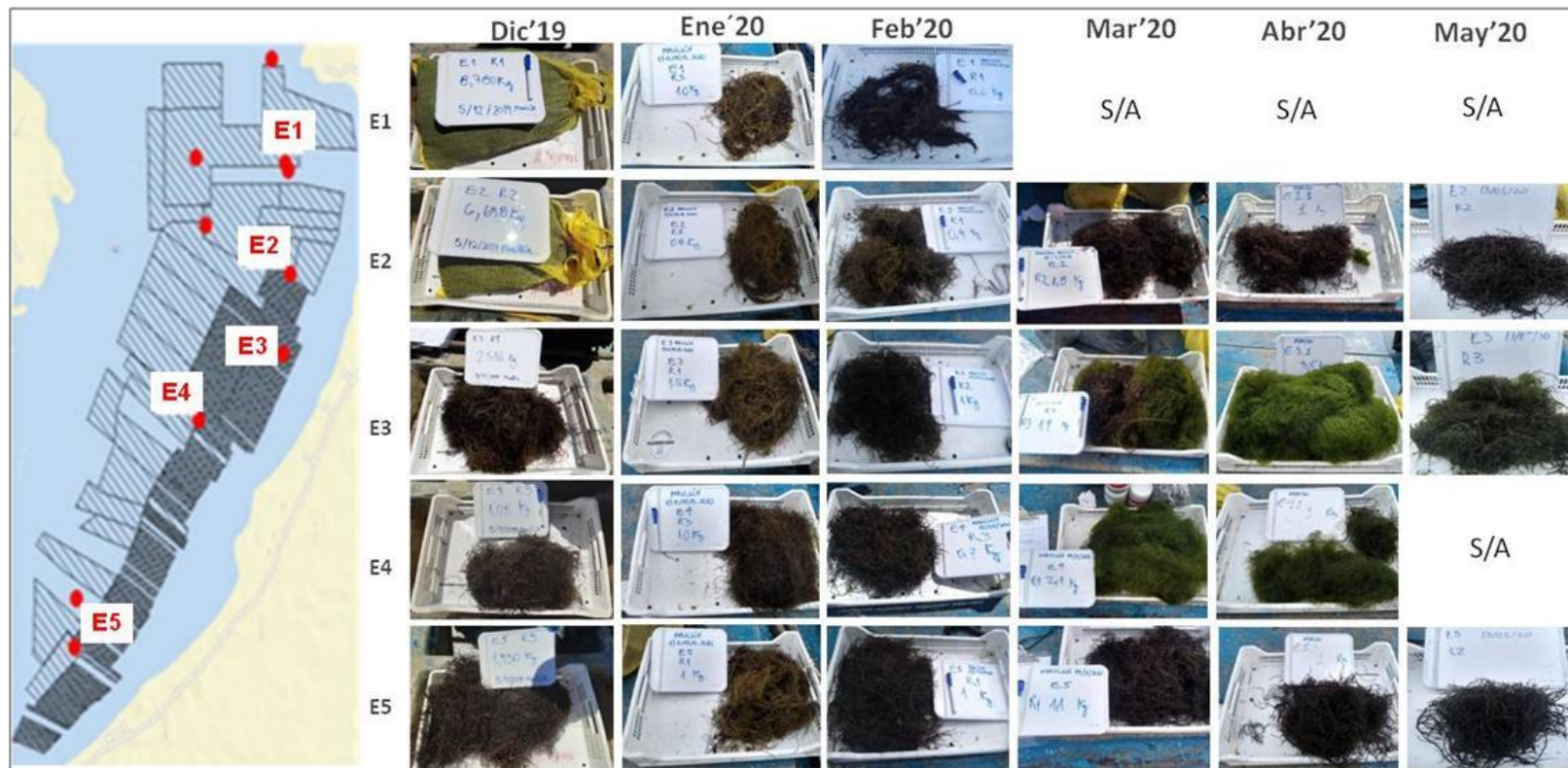


Figura 4.4. Imágenes de las muestras biológicas colectadas desde diciembre de 2019 a mayo del año 2020 en las estaciones de muestreo biológico del río Maullín, usando cuadrantes de 0.25 m² para la determinación de la biomasa y cobertura algal (S/A: sin presencia de algas).



Figura 4.5. Imágenes de la presencia del alga verde filamentosa que proliferó en el estuario del río Maullín desde marzo de 2020. (A) Imágenes capturadas durante el muestreo de enero en la playa de Changué. (B) Imágenes capturadas en febrero por los algueros en la zona de La Caleta, durante la cosecha de pelillo. (C) Imagen de la muestra obtenida durante el muestreo de febrero en la zona de La Caleta. (D) Imágenes de las estacas ubicadas en la zona de cultivo, rodeadas del alga verde. (E) Imágenes de la playa de Changué captadas por los algueros a finales de marzo.



Figura 4.6. Imágenes de la presencia del alga verde filamentosa que proliferó en el estuario del río Maullín desde marzo de 2020. (A) Imágenes capturadas durante el muestreo de abril en la playa de Changué. (B) Imágenes captadas por los algaros días previos al muestreo de mayo. (C) Imágenes capturadas durante el muestreo de mayo.

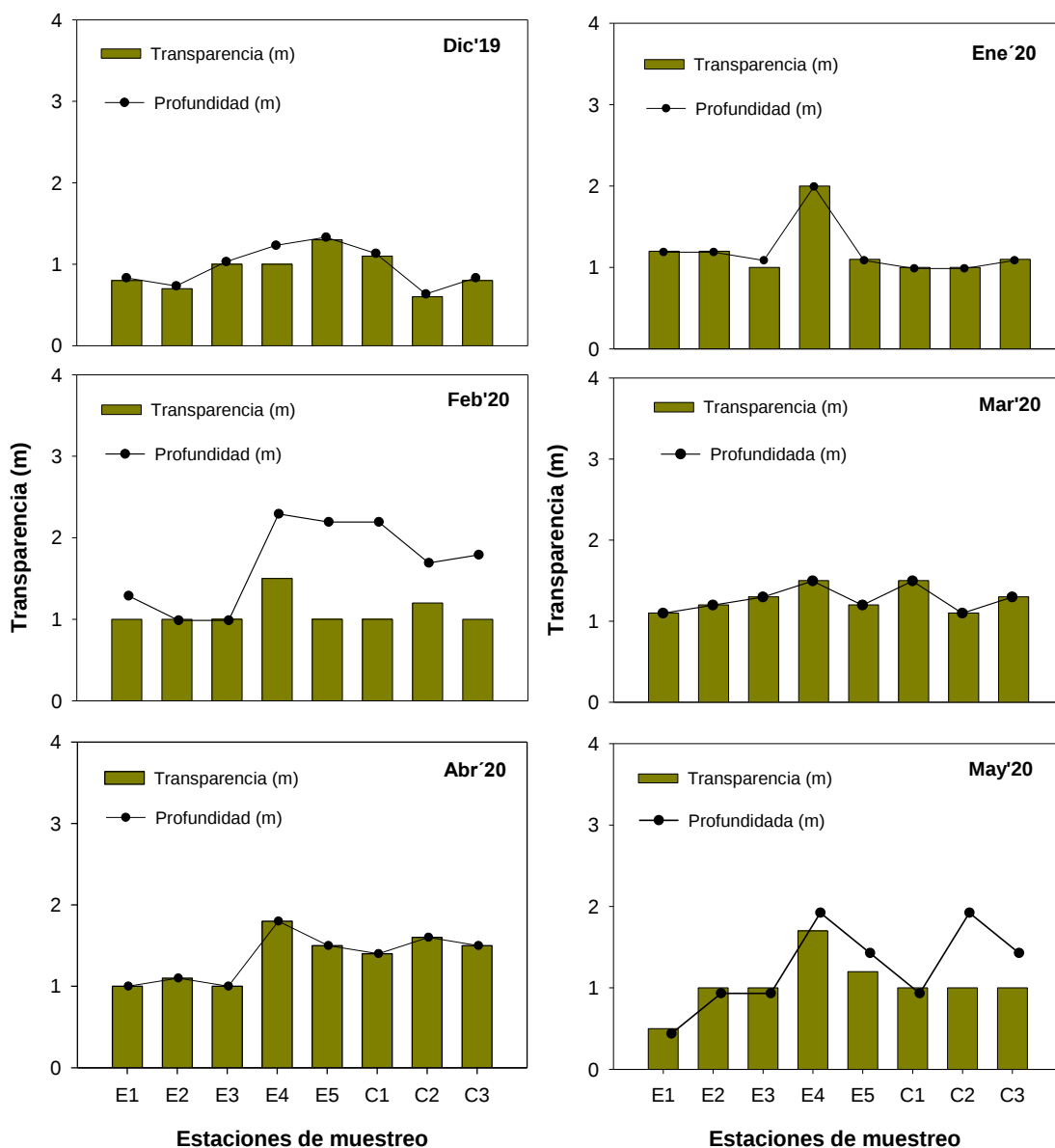


Figura 4.7. Profundidad (m) y transparencia (m) medidas en las 8 estaciones de monitoreo ubicadas en el estuario del río Maullín durante los muestreos mensuales correspondientes al período comprendido entre diciembre de 2019 y mayo de 2020.

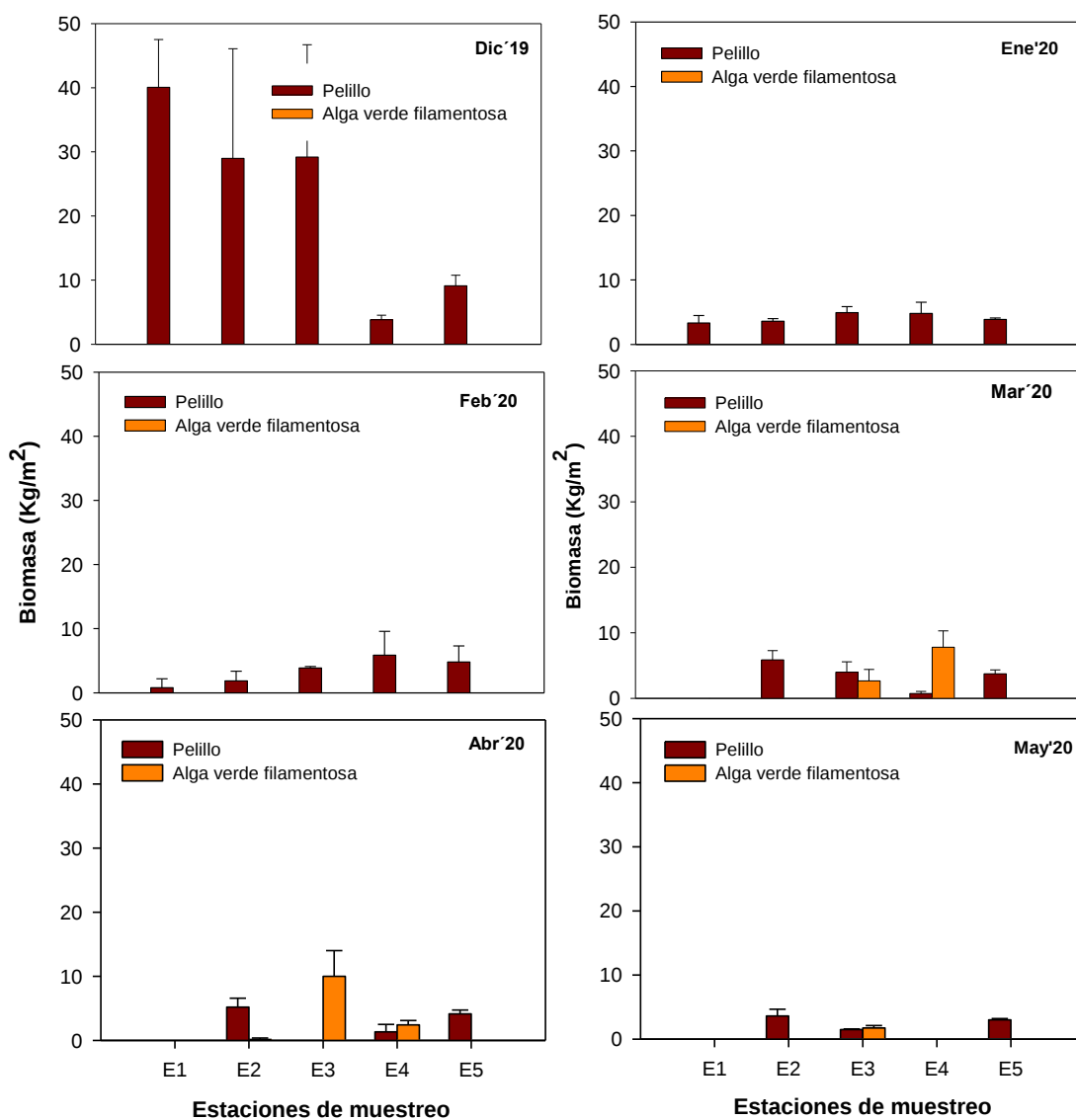


Figura 4.8. Biomasa algal (Kg/m²) obtenida a partir de las muestras colectadas en las 5 estaciones biológicas monitoreadas en el estuario del río Maullín durante los muestreos mensuales correspondientes al período comprendido entre diciembre de 2019 y mayo de 2020.

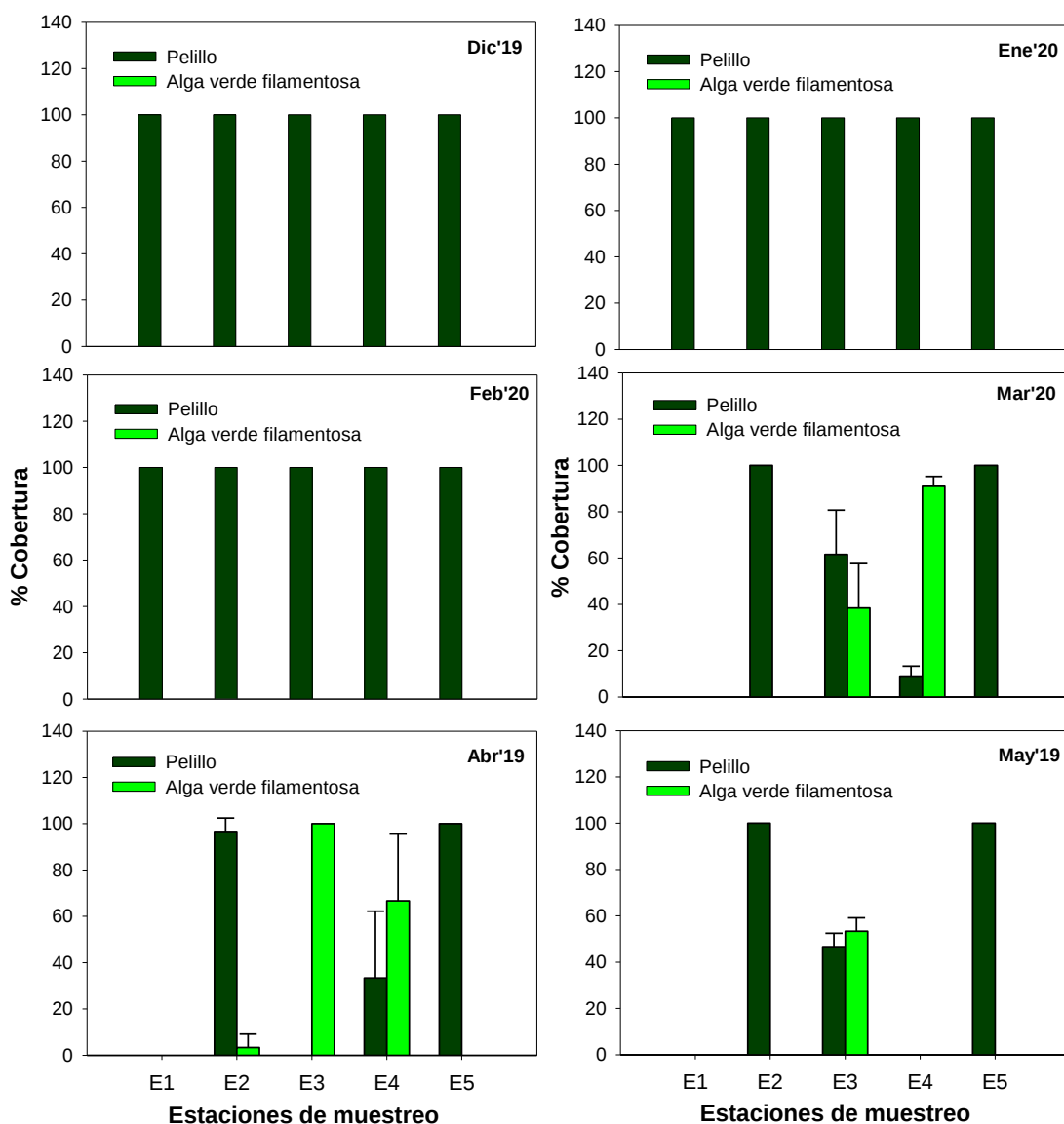


Figura 4.9. Cobertura (%) del alga verde filamentosa en relación al pelillo, obtenida a partir de las muestras colectadas en las 5 estaciones de monitoreo biológicas ubicadas en el estuario del río Maullín durante los muestreos mensuales correspondientes al período comprendido entre diciembre de 2019 y mayo de 2020.

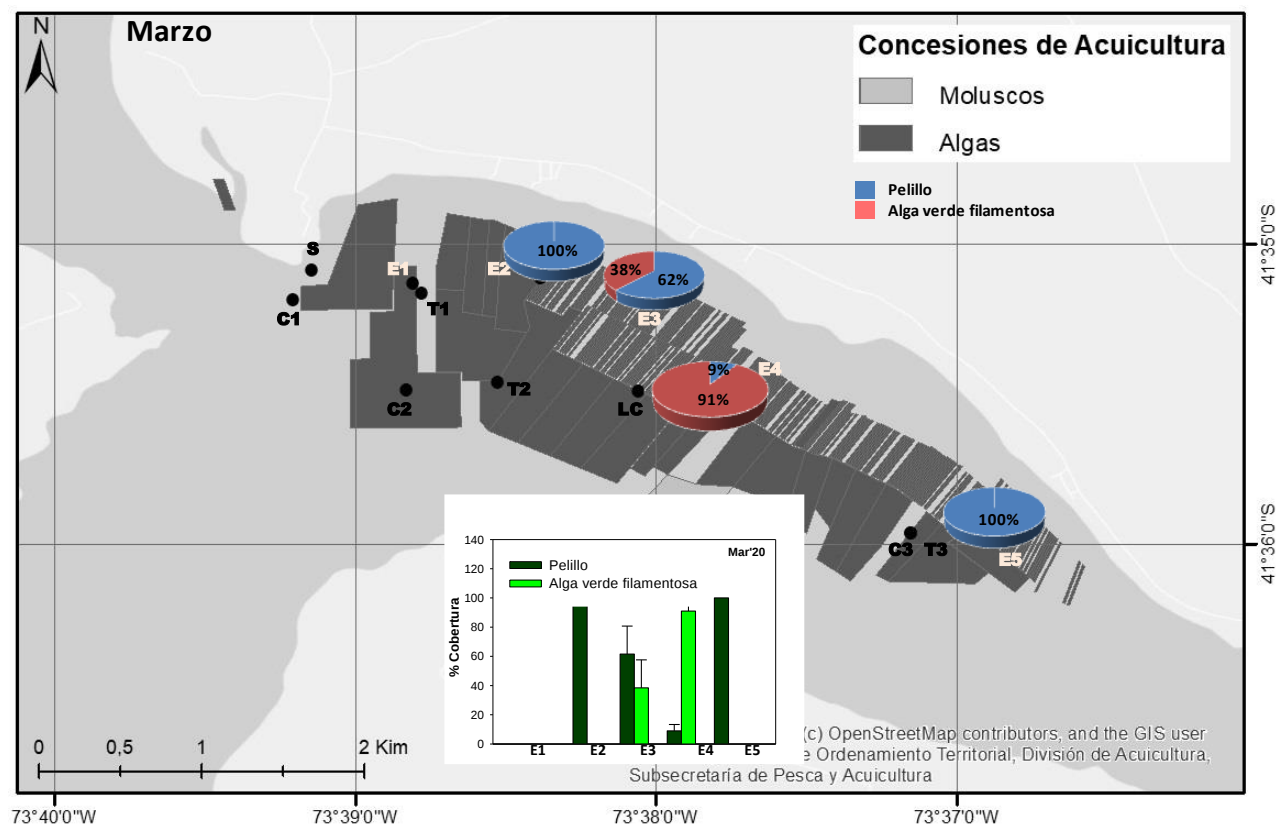


Figura 4.10. Imagen que muestra las coberturas (%) del alga verde filamentosa en relación al alga cultivada *Agarophyton chilense* durante el muestreo realizado en el mes de marzo de 2020.

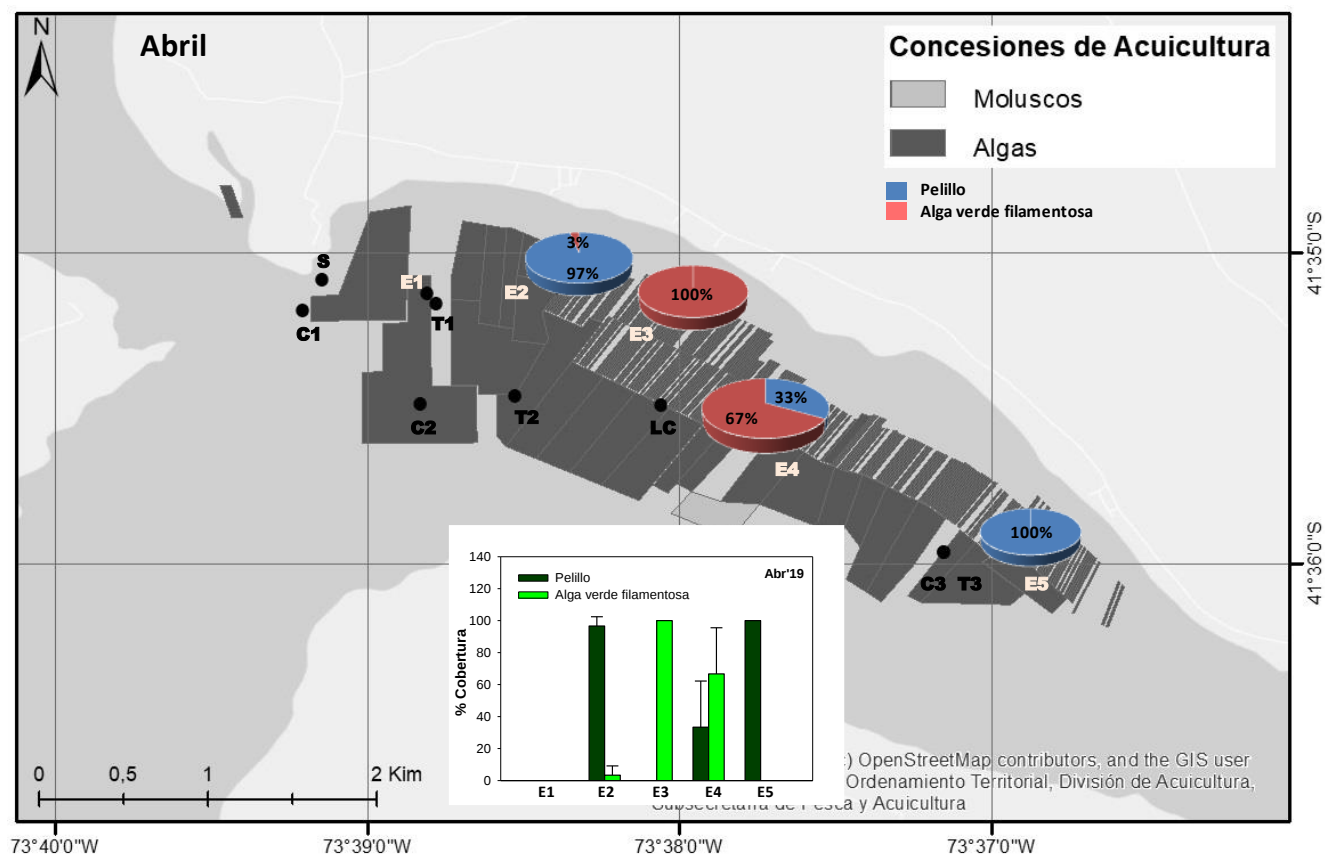


Figura 4.11. Imagen que muestra las coberturas (%) del alga verde filamentosa en relación al alga cultivada *Agarophyton chilense* durante el muestreo realizado en el mes de abril de 2020.

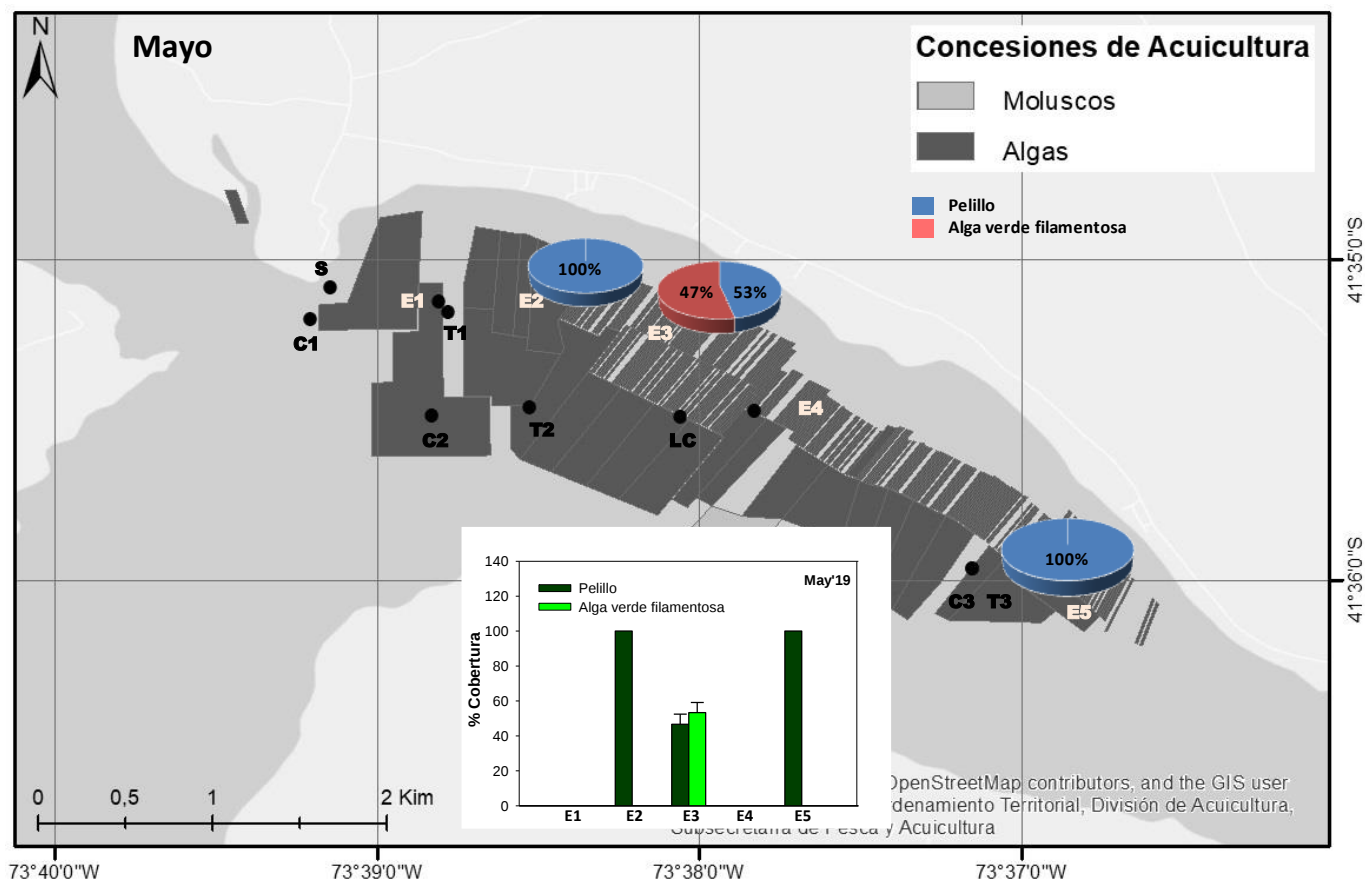


Figura 4.12. Imagen que muestra las coberturas (%) del alga verde filamentosa en relación al alga cultivada *Agarophyton chilense* durante el muestreo realizado en el mes de mayo de 2020.

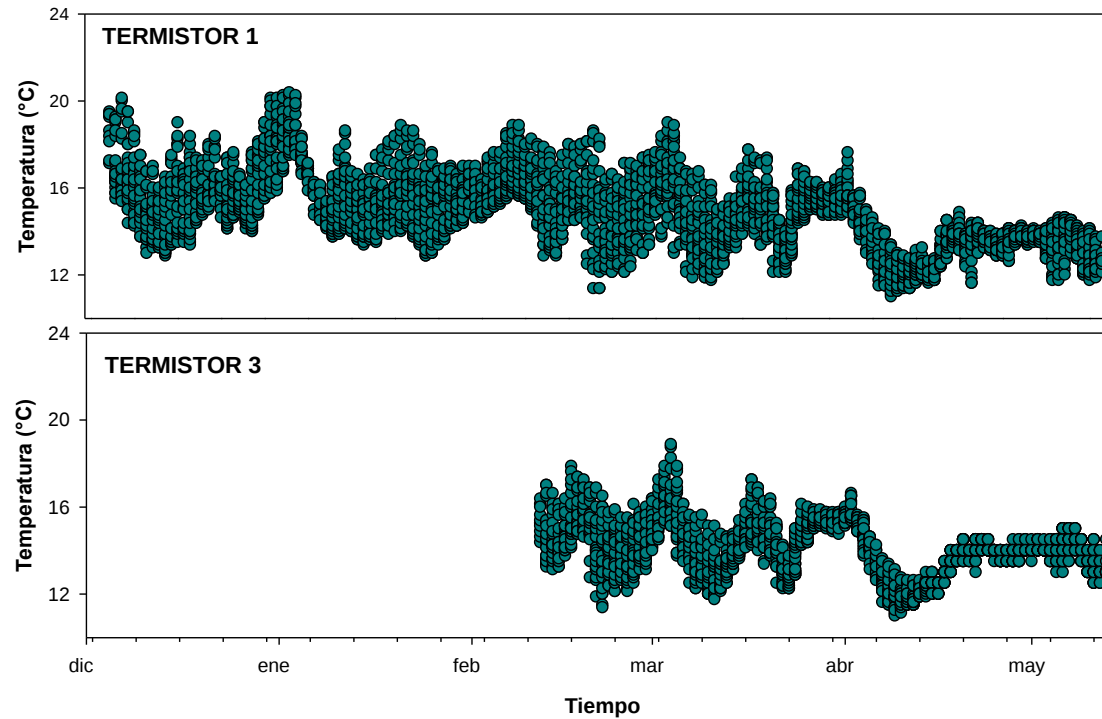


Figura 4.13. Gráficos de los registros continuos de temperatura en °C obtenidos con los termistores anclados en el estuario del río Maullín durante el período comprendido entre diciembre de 2019 a mayo del año 2020.

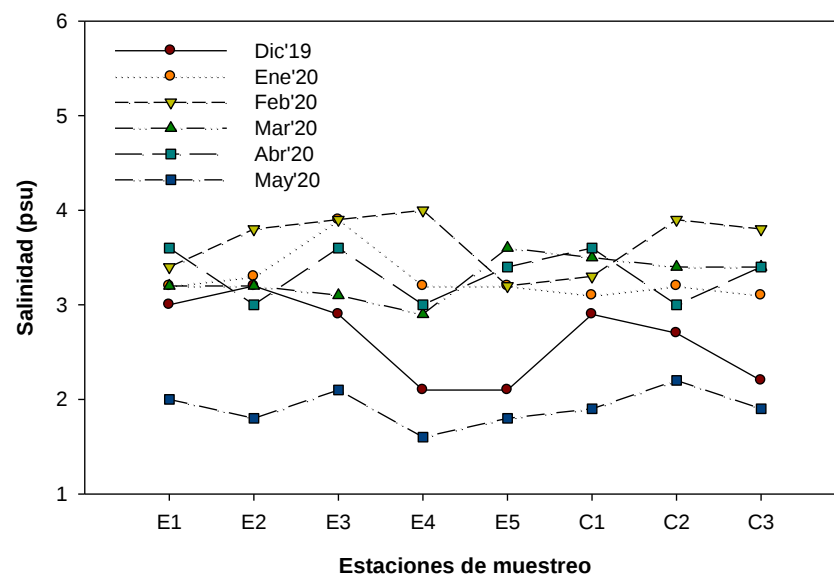


Figura 4.14. Valores de la salinidad (psu) registrada en cada estaci3n de monitoreo en el estuario del r3o Maull3n durante los muestreos realizados entre diciembre de 2019 a mayo del a3o 2020.

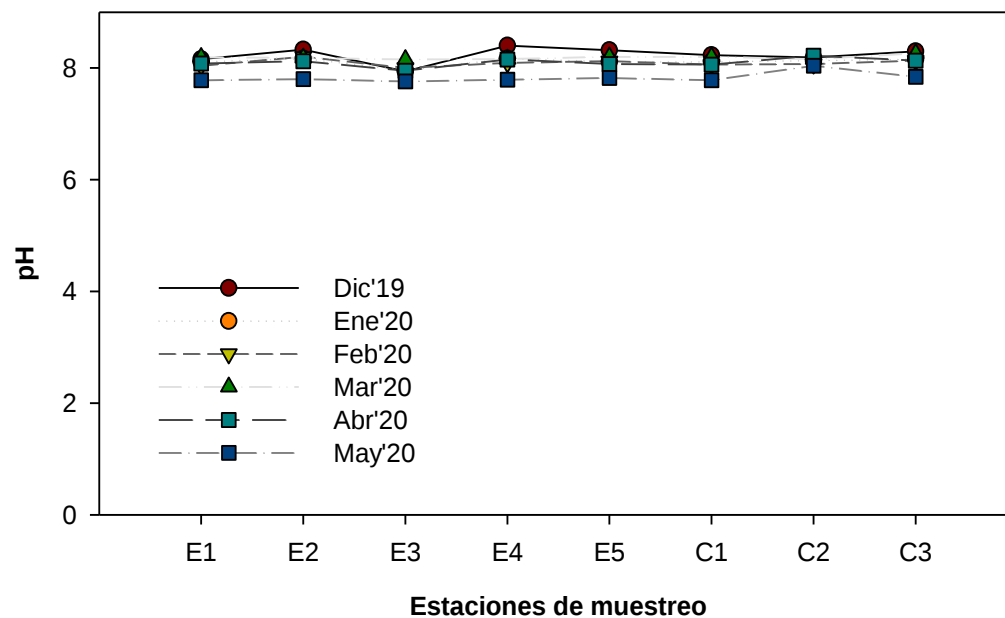


Figura 4.15. Valores de pH registrados en cada estación de monitoreo en el estuario del río Maullín durante los muestreo realizados entre diciembre de 2019 a mayo del año 2020.

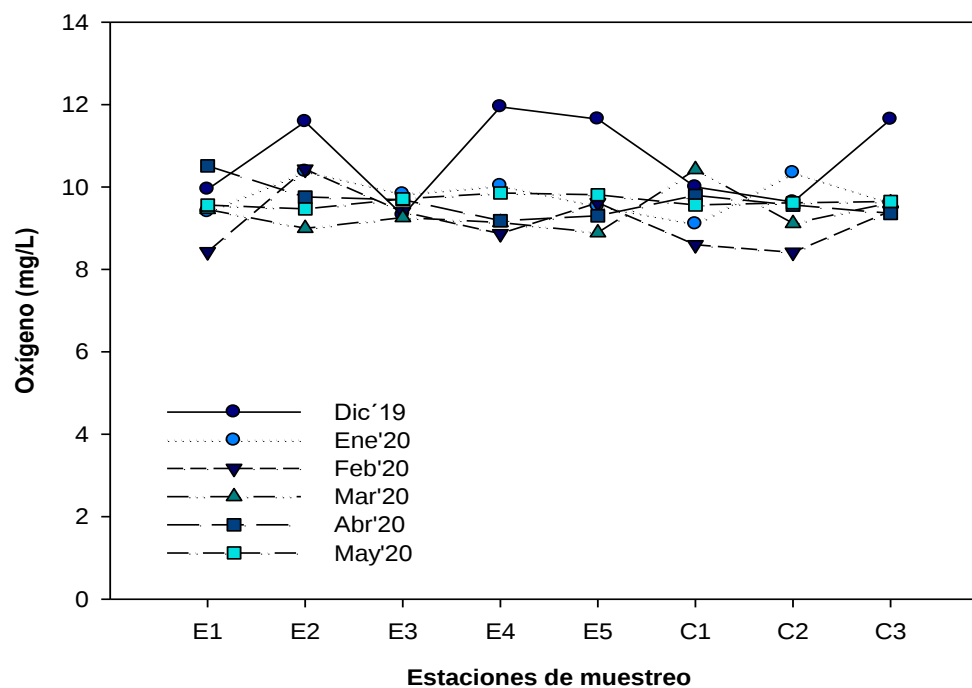


Figura 4.16. Valores de Oxígeno disuelto (mg/L) registrados en cada estación de monitoreo en el estuario del río Maullín durante los muestreo realizados entre diciembre de 2019 a mayo del año 2020.

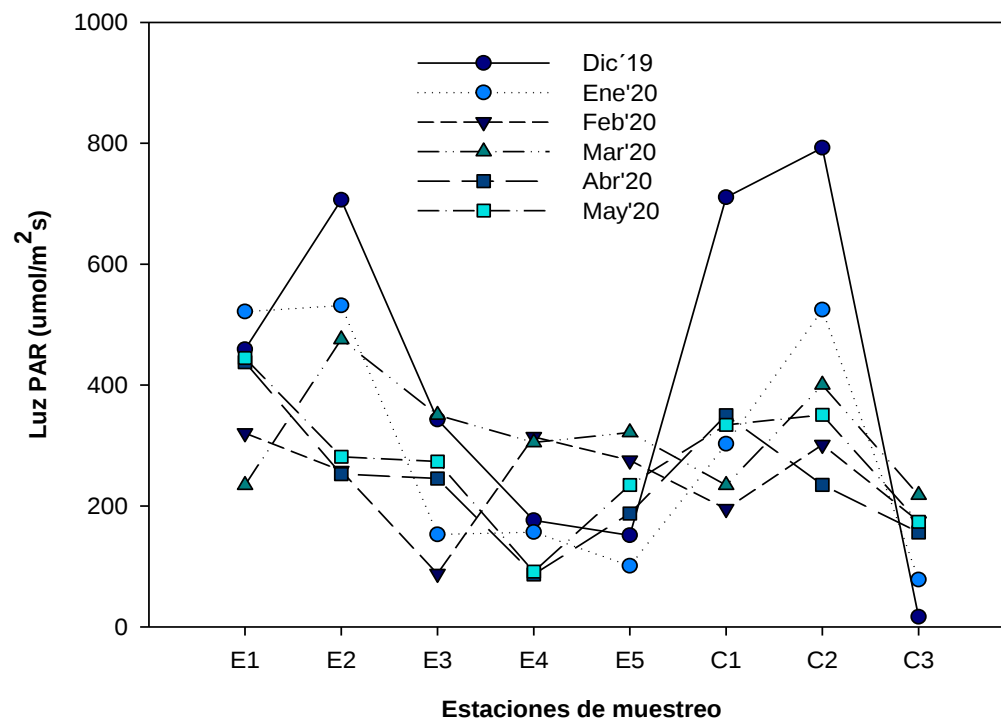


Figura 4.17. Radiaci3n ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) medida en cada estaci3n de monitoreo en el estuario del r3o Maull3n durante los muestreo realizados entre diciembre de 2019 a mayo del a3o 2020.

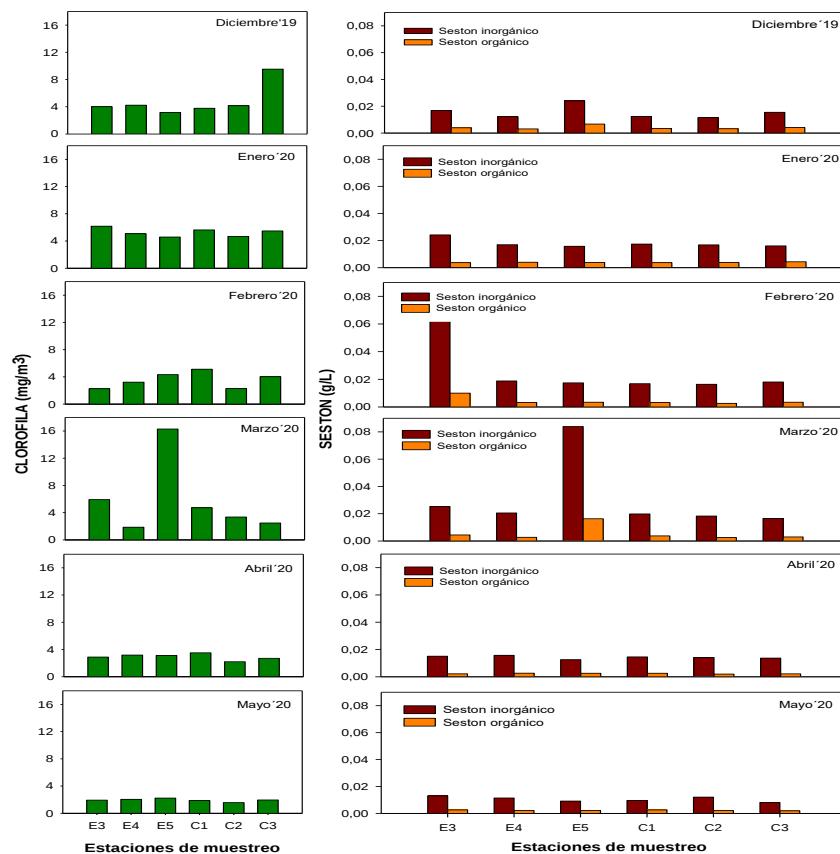


Figura 4.18. Concentración de clorofila a (mg·m⁻³) y seston (g/L) en cada una de las 6 estaciones en donde se colectó una muestra de agua en el río Maullín durante los muestreos realizados entre diciembre de 2019 a mayo del año 2020.

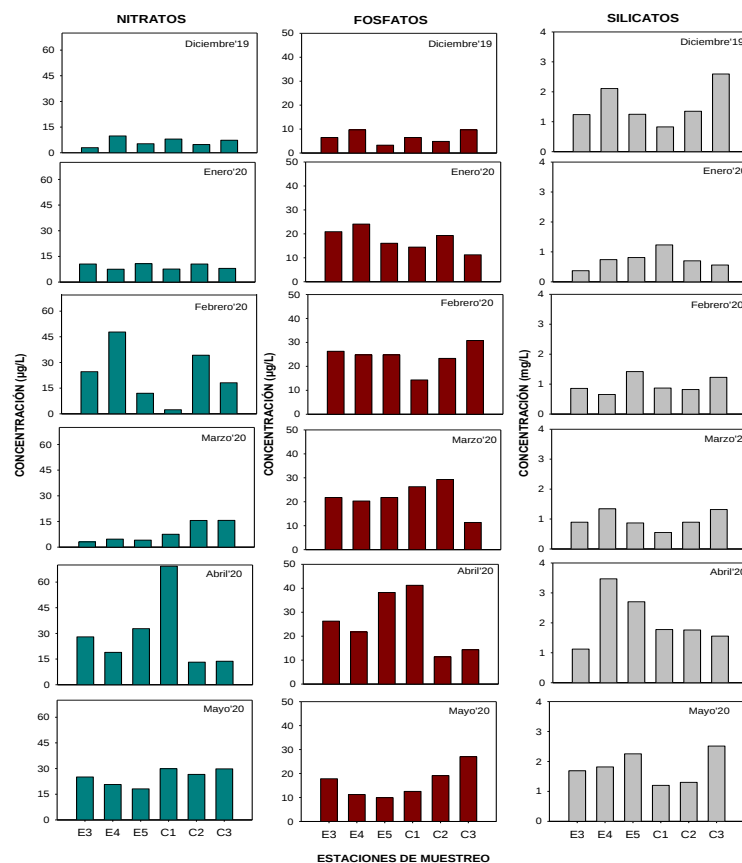


Figura 4.19. Concentraci3n de nitratos (µg/L), fosfatos (µg/L) y silicatos (mg/L) en cada una de las 6 estaciones en donde se tom3 una muestra de agua en el r3o Maull3n durante los muestreos realizados entre diciembre de 2019 a mayo del a3o 2020.

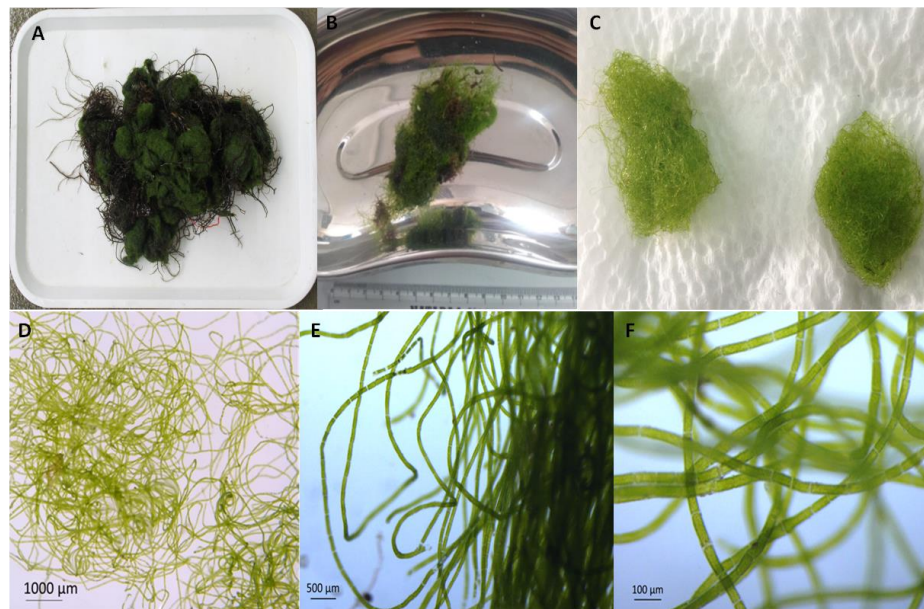


Figura 4.20. Imágenes del alga tipo *Rhizoclonium* colectada en la zona del semillero, en el muestreo realizado el 19 de marzo reciente. (D, E y F) imágenes obtenidas mediante lupa estereoscópica. Las imágenes fueron capturadas mediante el uso de la cámara digital Lumenera modelo Infinity 1 y las mediciones celulares con el software Infinity Analyze.

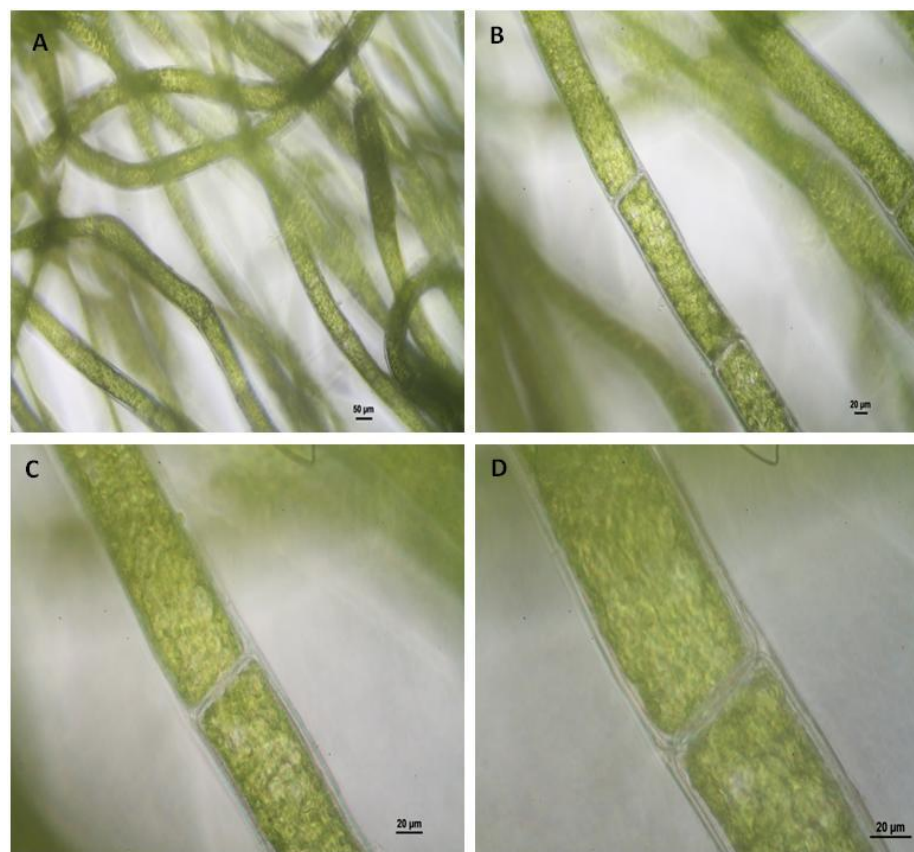


Figura 4.21. Imágenes del alga tipo *Rhizoclonium* colectada la zona del semillero, en el muestreo realizado el 19 de marzo reciente. (A) Imágenes fotografiadas a 10X; (B); 2X; (C) 40X; (D) 63X (Observaciones realizadas con el Microscopio Zeiss, Axio vert. A1; Cámara Canon, EOS Rebel T3).

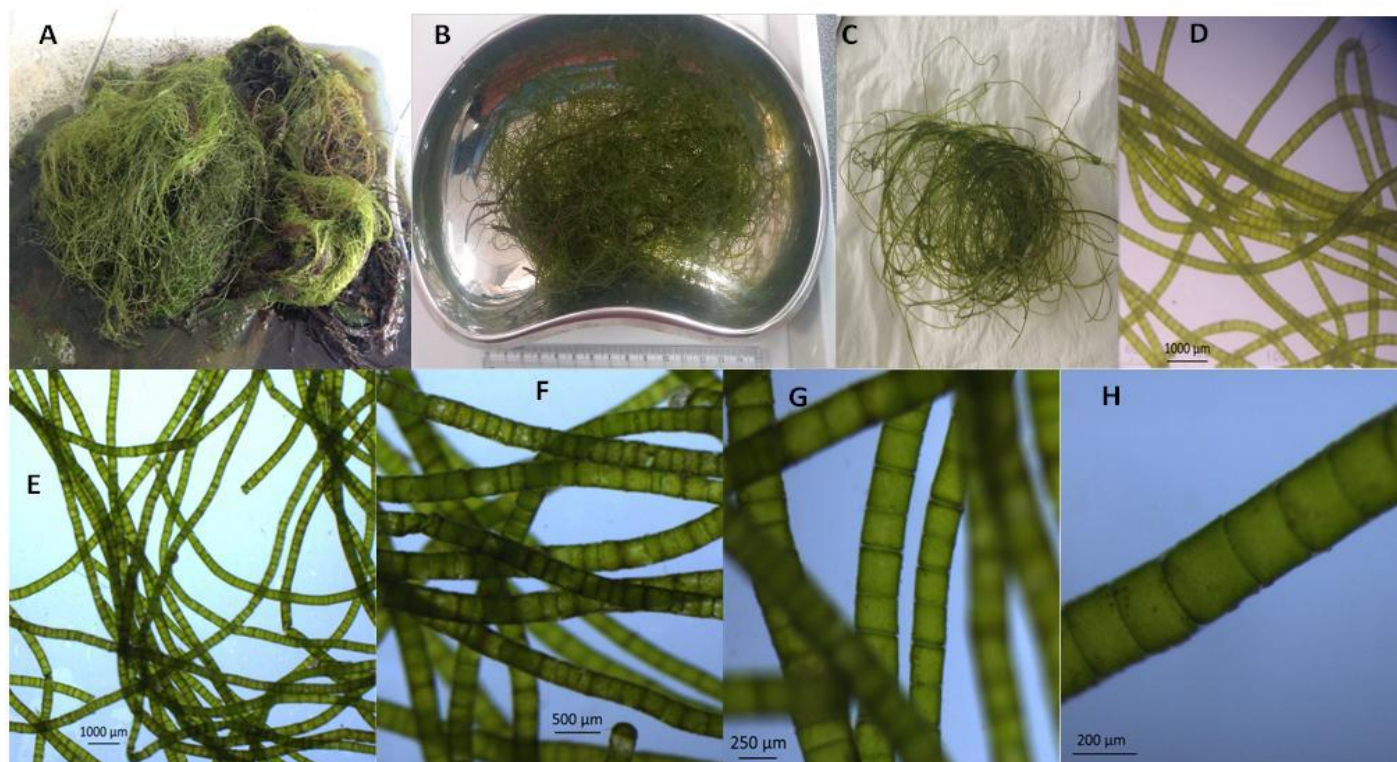


Figura 4.22. Imágenes de filamentos del alga verde filamentosa tipo *Chaetomorpha* encontrada en los cultivos de pelillo en el muestreo realizado el 19 de marzo de 2020. (D-H) Imágenes obtenidas mediante lupa estereoscópica. Las imágenes fueron capturadas mediante el uso de la cámara digital Lumenera modelo Infinity 1 y las mediciones celulares con el software Infinity Analyze.

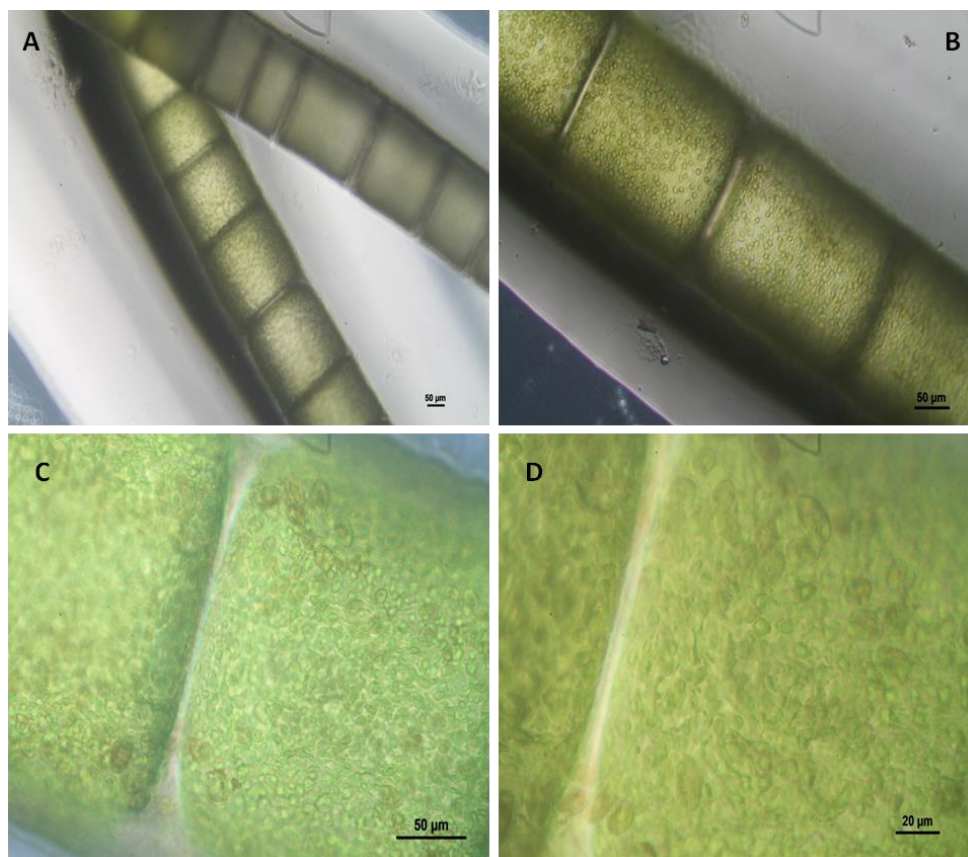


Figura 4.23. Imágenes de filamentos del alga verde tipo *Chaetomorpha* encontrada en los cultivos de pelillo. **(A)** Imagen fotografiada a 10X; **(B)** 20X; **(C)** 40X; **(D)** 63x (Observaciones realizadas con el Microscopio Zeiss, Axio vert. A1; Cámara Canon, EOS Rebel T3).



Figura 4.24. A. Kit de extracción de ADN “DNeasy Plant Mini Kit” Qiagen y sus mini-columnas características (“QIAshredder”, color lila y “DNeasy mini spin”, color blanco). B. Kit de extracción de ADN “E.Z.N.A.® Plant DNA DS” de la marca Omega, con sus mini-columnas de membranas de sílice. C. Termoblock para incubación de las lisis térmicas, requeridas por ambos kits.



Figura 4.25. A. Kit de extracci3n de ADN “NucleoSpin® Soil” de la marca Macherey-Nagel (M-N). Tubos con micro-perlas de cerámica NucleoSpin® característicos, para la lisis mecánica mediante un v3rtex. Dos tipos de columnas para remoci3n de contaminantes y de uni3n/purificaci3n del ADN. B. Resumen esquemático de su proceso de extracci3n.

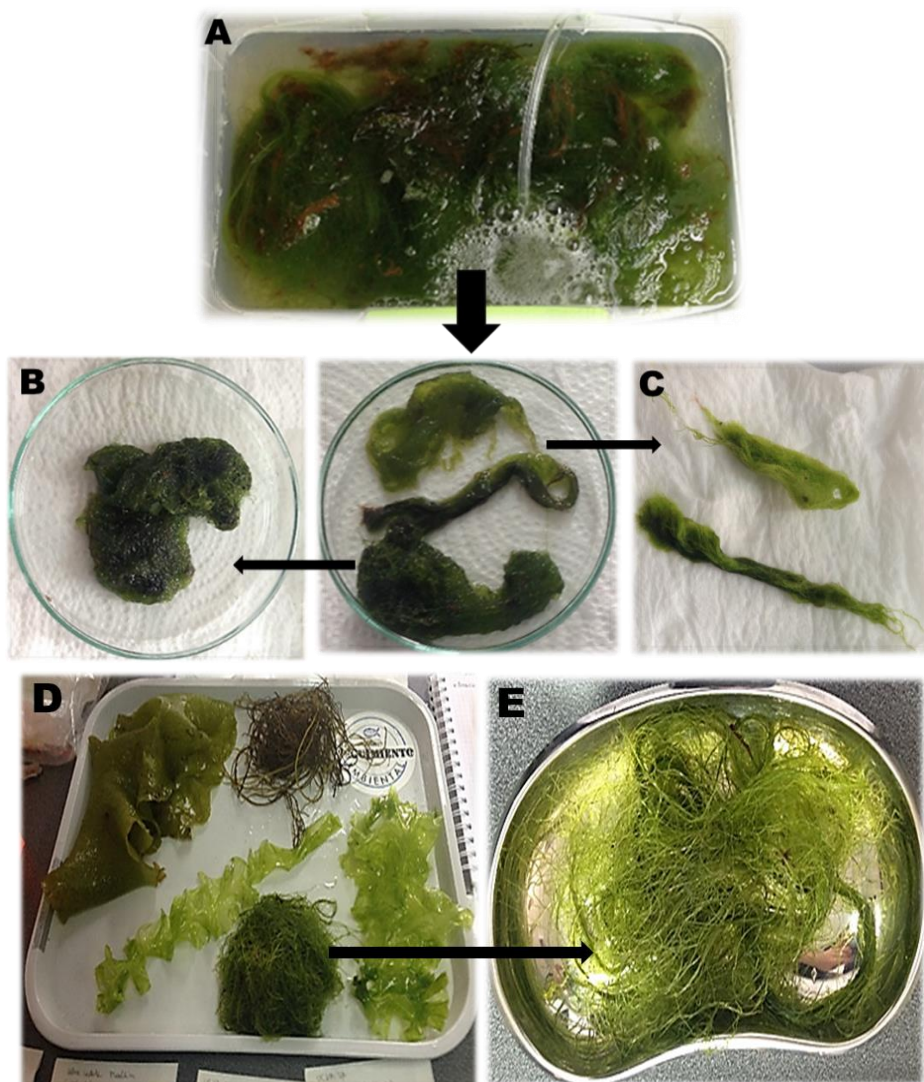


Figura 4.26. Algas verdes filamentosas obtenidas durante los muestreos del alga plaga (2019-2020). **A.** Mini acuario usado para mantener las muestras previo a su proceso de limpieza, selecci3n y preservaci3n de tejidos para los an3lisis moleculares. **B.** Alga tipo *Rizhoclodium* se3alada como el alga plaga (alga objetivo). **C.** Algas filamentosas acompa3antes del alga objetivo. **D.** Algas recogidas a orilla de playa del Estuario R3o Maull3n. **E.** Alga verde seleccionada por ser la 3nica del tipo filamentosas, para los an3lisis moleculares.

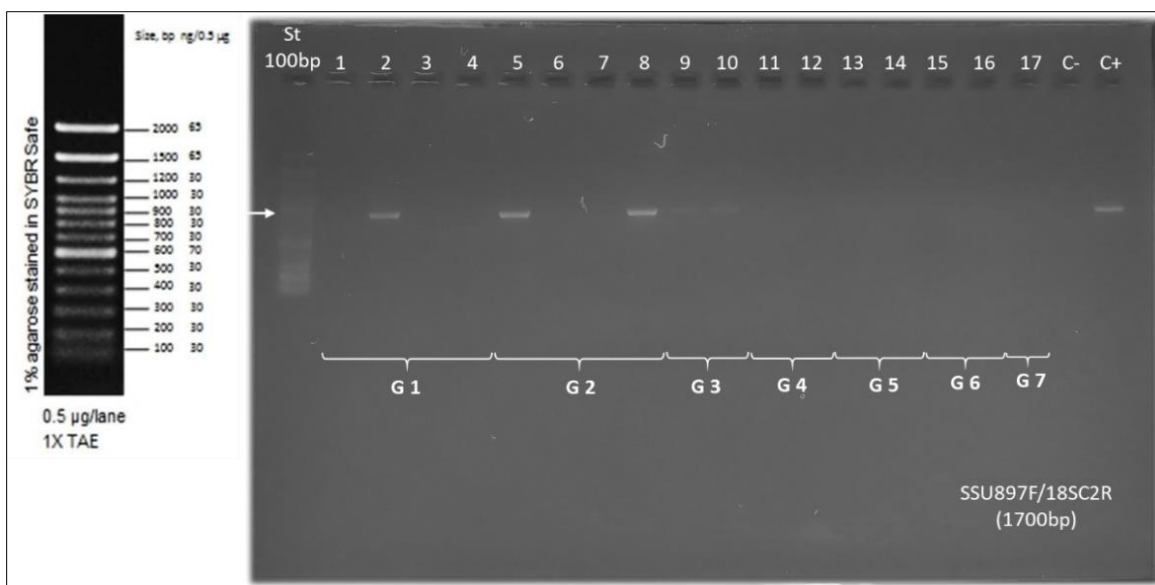


Figura 4.27. Amplificaci3n de los partidores **SSU897F - 18SC2R** (tama1o esperado del producto 1700 pb). 17 muestras de ADN de algas verdes filamentosas, ordenados en 7 grupos. Donde G1 corresponde al alga objetivo, verde filamentosa tipo *Rizhoclodium* (alga plaga); G2 alga filamentosa colectada a orilla de playa; G3 alga verde zona geogr1fica distinta (Hornopir3n); G4, G5 y G6 algas verdes filamentosas acompa1antes del alga objetivo; G7 alga objetivo de muestreos a1o 2018. Se visualizan bandas en los grupos G1, G2 y G3. Las bandas aparecen por debajo de los 1000 pares de bases. Control + (900pb).

*Gel de agarosa al 2% en buffer TAE (1X), con tinci3n de nucle3tidos Sybr® Safe (Invitrogen). Patr3n de est1ndar de 100bp.

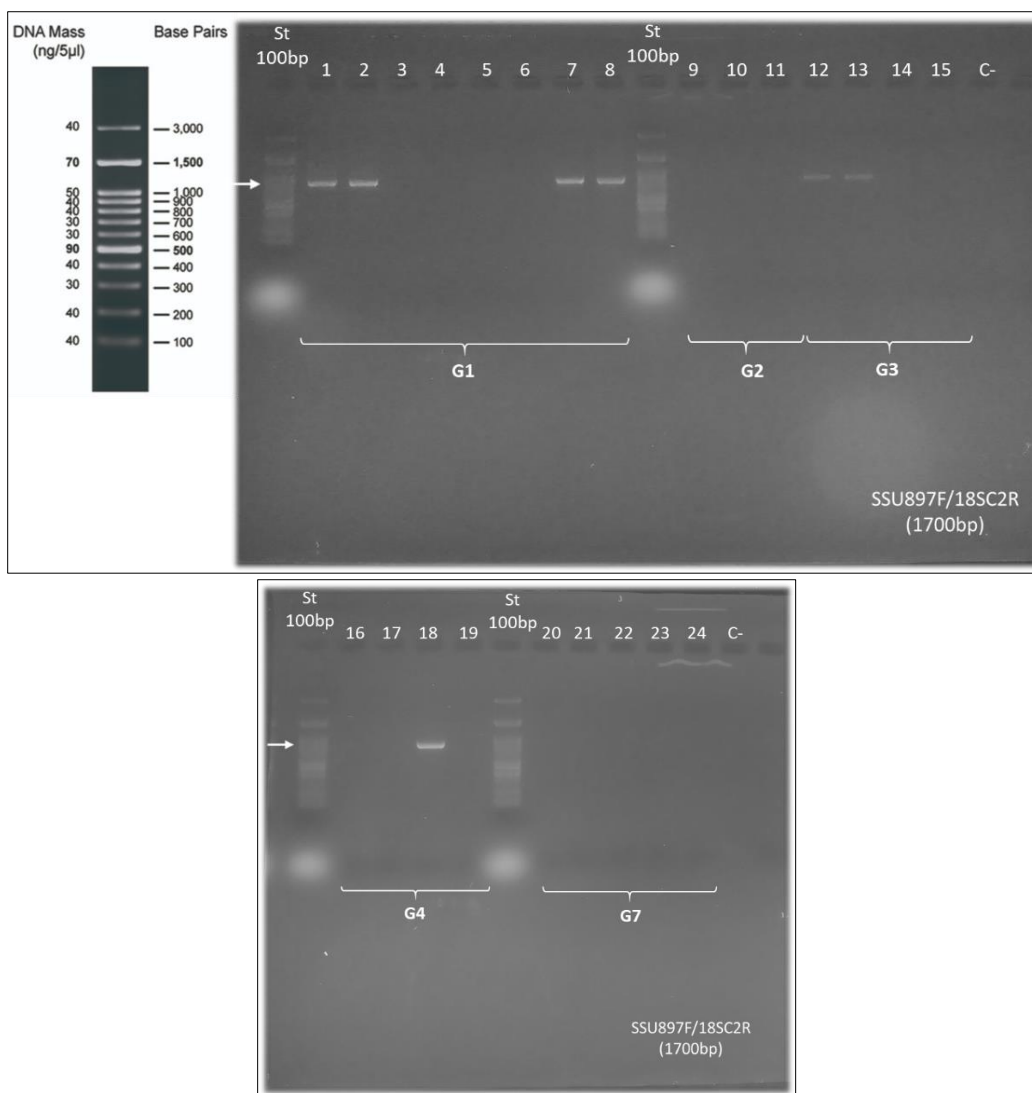


Figura 4.28. Segunda amplificaci3n de los partidores **SSU897F - 18SC2R** (tama1o esperado del producto 1700 pb). 24 muestras de ADN de algas verdes filamentosas. Donde, G1 corresponde al alga objetivo, verde filamentosas tipo *Rizhoclodium* (alga plaga); G2 alga filamentosas colectada a orilla de playa; G3 alga verde zona geogr1fica distinta (Hornopir3n); G4 algas verdes filamentosas acompa1antes del alga objetivo; G7 alga objetivo de muestreos a1o 2018. Se visualizan bandas en los grupos G1, G3 y G4. Las bandas aparecen por debajo de los 1000 pares de bases.
*Gel de agarosa al 2% en buffer TAE (1X), con tinci3n de nucle3tidos Sybr® Safe (Invitrogen). Patr3n de est1ndar de 100 pares de bases.

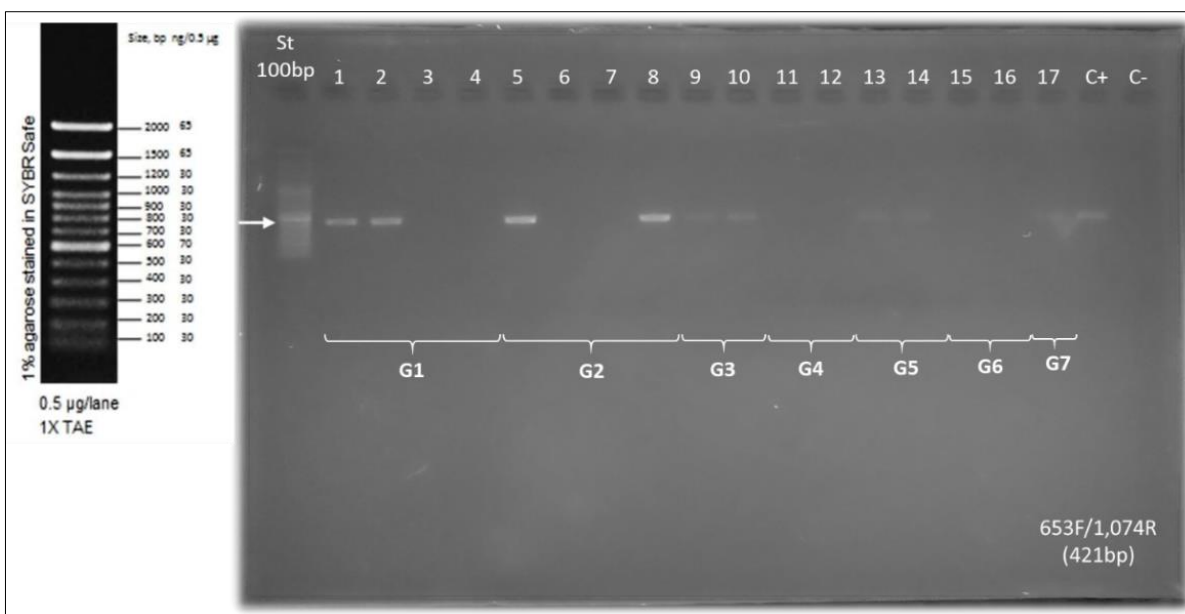


Figura 4.29. Amplificaci3n de los partidores **18S 653F - 18S 1,074R** dise1ados en este estudio (tama1o esperado del producto 421 pb). 17 muestras de ADN de algas verdes filamentosas, ordenados en 7 grupos. Donde G1 corresponde al alga objetivo, verde filamentosa tipo *Rizhoclodium* (alga plaga); G2 alga filamentosa colectada a orilla de playa; G3 alga verde zona geogr1fica distinta (Hornopir3n); G4, G5 y G6 algas verdes filamentosas acompa1antes del alga objetivo; G7 alga objetivo de muestreos a1o 2018. Se visualizan bandas en los grupos G1, G2, G3, G5 y G7. Las bandas aparecen alrededor de los 400-600 pares de bases. Control + (600pb).

*Gel de agarosa al 2% en buffer TAE (1X), con tinci3n de nucle3tidos Sybr® Safe (Invitrogen). Patr3n de est1ndar de 100bp.

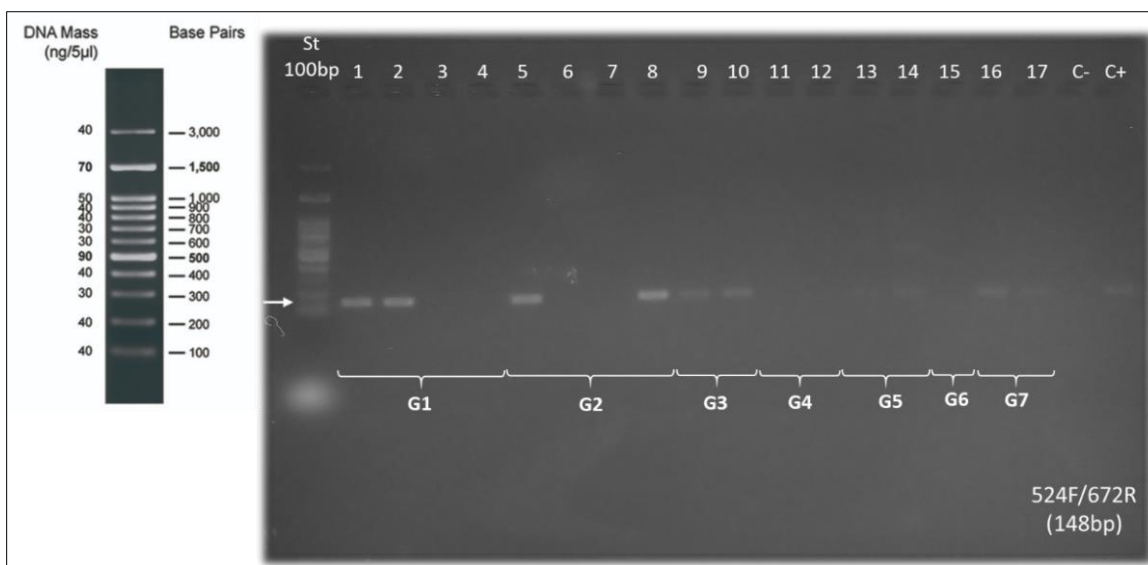


Figura 4.30. Amplificaci3n de los partidores **18S 524F - 18S 672R** dise1ados en este estudio (tama1o esperado del producto 148 pb). 17 muestras de ADN de algas verdes filamentosas, ordenados en 7 grupos. Donde G1 corresponde al alga objetivo, verde filamentosas tipo *Rizhoclodium* (alga plaga); G2 alga filamentosas colectada a orilla de playa; G3 alga verde zona geogr1fica distinta (Hornopir3n); G4, G5 y G6 algas verdes filamentosas acompa1antes del alga objetivo; G7 alga objetivo de muestreos a1o 2018. Se visualizan bandas en los grupos G1, G2, G3, G5 y G7. Las bandas aparecen entre los 100-200 pares de bases. Control + (200pb).

*Gel de agarosa al 2% en buffer TAE (1X), con tinci3n de nucle3tidos Sybr® Safe (Invitrogen). Patr3n de est1ndar de 100bp.