

**MANUAL DE MÉTODOS Y TÉCNICAS APLICADOS A LA
ECOLOGÍA Y BIOLOGÍA MARINA**

Juan Antonio Gómez Herrera

Ildefonso Liñero Arana

Janzel Villaláz Guerra

Italo Goti

2022

**UNIVERSIDAD DE PANAMÁ
2022**

Autores

Juan Antonio Gómez Herrera
Ildefonso Liñero Arana
Janzel Villalaz Guerra
Italo Goti

**MANUAL DE MÉTODOS Y TÉCNICAS
APLICADOS A LA ECOLOGÍA Y BIOLOGÍA
MARINA**

ISBN: 978-9962-635-71-0

Materia: Oceanografía 551-46

Formato: 21.25 x 27.5

Páginas: 186

El texto puede ser utilizado citando la fuente

DERECHOS RESERVADOS

Se prohíbe la reproducción, distribución, venta o modificación de este manual, sin contar con la autorización de los autores y de la Universidad de Panamá

EDICIÓN

Primera edición

Fecha de aparición 2022-03-02

Portada

Fotografías Ildefonso Liñero Arana

Fondo de portada

<https://www.ppt-backgrounds.net/ocean-template-ppt-download.html>

DISEÑO Y DIAGRAMACIÓN

IMPRESIÓN

Imprenta Universitaria

Número de identificación tributaria 9962635

Número de Radicación 26912

Impreso en Panamá, mayo 2022

Agradecimiento

Agradecemos a la Universidad de Panamá por el apoyo brindado en la edición de este manual.

A su vez, se le agradece a uno de los autores por proporcionar las imágenes de la portada, que corresponden a poliquetos *Spirobranchus* sp. colonizando ramas del falso coral *Millepora alcicornis* en la bahía de Mochima, Venezuela.

Dedicatoria

A los estudiantes de los cursos de Ecología Marina y
Biología Marina de la Universidad de Panamá

ÍNDICE GENERAL

INTRODUCCIÓN

CAPÍTULO I

ASPECTOS RELACIONADOS CON EL MEDIO MARINO

Historia de la Biología Marina y Ecología Marina
Definición de Biología Marina y Ecología Marina
Importancia de la enseñanza de la Biología Marina y Ecología Marina
Medio oceánico y sus divisiones

CAPÍTULO II

CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS DEL AGUA DE MAR

Parámetros físico-químicos
Salinidad
Temperatura
Densidad
Corrientes de surgencia
Luz
Oxígeno Disuelto
Distribución de oxígeno disuelto en el océano
pH
Nutrientes
Sedimentos

CAPÍTULO III

HÁBITATS MARINOS Y COMUNIDADES

Plancton
Clasificación del plancton
Fitoplancton
 Método de colecta
 Colectas con botellas
 Arrastre de red
 Procesamiento de muestras
 Cálculo de la densidad (cámara de Neubauer y Sedwick-Rafter)
Productividad Primaria
 Medición de la productividad primaria
Zooplancton
 Métodos de colecta de zooplancton
 Método 1: Cálculo del volumen de agua filtrada por la red sin flujómetro.
 Cálculo de la densidad de zooplancton arrastrado

Método 2: Cálculo del volumen de agua filtrada por la red con flujómetro incorporado.

Bentos

- Clasificación del bentos

- Flora béntica

- Zoobentos

- Métodos de coleta

 - Dragas

 - Nucleadores

 - Rastras

 - Cuadrículas

 - Succión

- Conservación de las muestras bénticas

- Número y abundancia de especies

- Patrones de distribución de los organismos de una comunidad

- Selección del área mínima

- Constancia específica

- Densidad de organismos

- Transectos

- Transecto por cadena

- Estudios sobre comunidades bénticas

 - Métodos de colecta

 - Cuadrículas

- Riqueza específica

 - Densidad en poblaciones bénticas

 - Transectos

 - Transecto por cadena

- Necton

CAPÍTULO IV

PROCESOS BIOLÓGICOS COSTEROS

- Colonización y sucesión ecológica

- La problemática de la contaminación en la zona costera

- Índices de contaminación

 - Índice de geoacumulación

 - Factor de enriquecimiento (Enrichment factor)

 - Factor de contaminación:

 - Índice de carga de contaminación (Pollution Index)

 - Grado de contaminación

 - Riesgo potencial ecológico

 - Factor de bioacumulación

 - Factor de acumulación biota – sedimento

CAPÍTULO V

ANÁLISIS DE DATOS DE MUESTREO Y TRATAMIENTO ESTADÍSTICO

Diversidad

Índices de Diversidad α

Margalef

Shannon-Wiener

t de Hutcheson

Índice de diversidad basado en la estructura de la comunidad.

Índice de equidad de Pielou

Simpson

Índices de Diversidad β :

Jaccard

Sorensen

Índice de Sorensen

Índice de Morisita-Horn

Estimadores de diversidad:

ACE

Chao 2

Chao 1:

Jacknife de primer orden

Eficiencia de los estimadores

Curvas de estimación de diversidad

Curva de acumulación de especies:

Curva rango abundancia:

Curva de K – dominancia

Curva de rarefacción

Análisis trófico

Amplitud de nicho:

Amplitud de nicho de Levins

Índice de Hulbert

Índice de Hulbert estandarizado

Traslape de nicho:

Índice de Pianka

Índice de McArthur & Levin

Índice de Morisita & Horn

Curva de crecimiento

Relación peso - talla

Modelo de von Bertalanffy

Progresión modal

Tratamiento estadístico para muestras biológicas

Tipos de análisis a realizar

Comparación de dos muestras

Comparación de más de dos muestras

Comparación de proporciones
Análisis de dos muestras relacionadas
Variables no relacionadas
Asociación de variables
 Asociación de variable Nominal vs Ordinal
 Asociación de variable Nominal vs Nominal
 Asociación de variable Nominal vs Nominal

ANOSIM, Análisis de similitud

CAPÍTULO VI PREPARACIÓN PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

Plan de estudio
Proyecto de investigación
Selección de variables o descriptores
Escala espacial y temporal
Mediciones y análisis de campo o de laboratorio
El muestreo

BIBLIOGRAFÍA

ANEXO

Paquetes libres utilizados en el libro

BioEstat 5.3
PAST 4.07
EstimateS
Biodiversity Pro
FiSAT II

Archivos de Excel® incluidos

Índices Ecológicos.xls
Curva de Crecimiento.xls
Modelo de von Bertalanffy.xls
Cálculo de índices.xls

Índice de Figuras

Figura 1. Superficie terrestre cubierta por agua y los volúmenes que ocupan los principales océanos del mundo.

Figura 2. Divisiones del medio oceánico.

Figura 3. A. Pendiente del talud continental y B. Dinámica de la corriente de turbidez.

Figura 4. Cordilleras del fondo marino.

Figura 5. Parámetros fisicoquímicos del agua de mar.

Figura 6. Definición de salinidad y sales en el agua de mar.

Figura 7. Otras sales que componen el agua de mar.

Figura 8. Refractómetro y sonda multiparamétrica.

Figura 9. A. Variación de la salinidad superficial y la evapotranspiración según la latitud. B. Variación de la salinidad con la profundidad en los océanos Atlántico y Pacífico.

Figura 10. Distribución vertical de la temperatura.

Figura 11. Distribución vertical de la temperatura y situación de las termoclinas estacionales y permanente.

Figura 12. Distribución latitudinal superficial de salinidad, temperatura y densidad.

Figura 13. Formación de surgencia costera.

Figura 14. Zonas de iluminación del medio oceánico.

Figura 15. Reflexión y refracción de la luz solar en el mar.

Figura 16. Extinción de las longitudes de onda de la luz solar en el agua.

Figura 17. Distribución vertical del oxígeno.

Figura 18. Zonas de mínima concentración de oxígeno.

Figura 19. Concentración de oxígeno disuelto.

Figura 20. Distribución vertical del pH, según la latitud, en los océanos Pacífico, Atlántico e Índico.

Figura 21. Comportamiento y distribución de: A. nitratos y B. fosfatos.

Figura 22. Formación de fosfatos y proceso de nitrificación.

Figura 23. (A). Vibrador de tamices (“sieve shaker”), (B) “Coulter counter” para la separación de las fracciones del sedimento.

Figura 24. Clasificación de las fracciones granulométricas de acuerdo al diámetro de las partículas.

Figura 25. Diagrama ternario de Shepard (1954).

Figura 26. Botella de Niskin.

Figura 27. Red de plancton.

Figura 28. Cámara de Neubauer (A), retícula central (B).

Figura 29. Campos de conteo de la Cámara de Neubauer.

Figura 30. Celda de Sedwick-Rafter.

Figura 31. A. Disco de Secchi. B. Profundidades de incubación de botellas.

Figura 32. Esquema de la colecta de plancton con red arrastrada por una embarcación.

Figura 33 Celdas de circulación de Langmuir modificada.

Figura 34. Submuestreador de Folsom, para separar la muestra de zooplancton en fracciones iguales.

Figura 35. Cámara de Bogorov para conteo de zooplancton.

Figura 36. Pipeta Hensel-Stempel para toma de submuestras de zooplancton.

Figura 37. Flujómetro para determinación de volumen de agua filtrada por la red.

Figura 38. Diferentes tipos de dragas y cilindro para toma de muestras de sedimento. A, draga de Ekman, B, de Petersen, C, de van Veen, D, nucleador.

Figura 39. Rastra o draga de patín marca Aquatic BioTechnology.

Figura 40. Representación gráfica de la distribución aleatoria de los organismos, representados en tres cuadrículas de igual superficie, de diferentes formas.

Figura 41. Bomba de succión bentónica

- Figura 42. Tipos de distribución espacial de los organismos.
- Figura 43. Representación hipotética de la distribución de invertebrados en un área del fondo marino.
- Figura 44. Gráfica especies/área, utilizada para calcular el área mínima de muestreo.
- Figura 45. Representación de un fondo marino sobre el que se han colocado dos transectos de longitud L, el situado en la parte superior con una anchura de 2A, el inferior lineal.
- Figura 46. Representación esquemática de un fondo arrecifal, sobre el que se ha dispuesto un transecto de cadena.
- Figura 47. Cobertura del follaje de varias especies de macroalgas proyectadas sobre el sustrato.
- Figura 48. Estructura de la comunidad de A. Equinodermos y B. Moluscos al norte del Golfo de California.
- Figura 49. Valores medios de: A. riqueza de especies, B. densidad (ind/m^2) y C. peso húmedo de epifauna (g/m^2), por estación, del mar de Barents.
- Figura 50. Diagrama de ANOSIM - nMDS de la diversidad de la macrofauna bentónica de tres estratos del litoral rocoso en la costa del Estado Sucre, Venezuela.
- Figura 51. Separación de playas en el meiobentos indicador de contaminación.
- Figura 52. Curvas de acumulación de especies de sitios con mayor (PTL, LCRU, PTAL) y menor número de especies (ARR, QUN, TEM) en el litoral chileno.
- Figura 53. Representación en planta de la segmentación por zonas de dos áreas de colecta
- Figura 54. Curvas de estimadores de diversidad de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera.
- Figura 55. Curva de acumulación de especies de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.
- Figura 56. Curvas de rango abundancia de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.
- Figura 57. Curvas de K-dominancia de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.
- Figura 58. Curvas de Rarefacción de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera.
- Figura 59. Curva de crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei*.
- Figura 60. Curva de crecimiento real y teórica de camarón *Litopenaeus vannamei*.

- Figura 61. Curva de crecimiento a partir de la ecuación de von Bertalanffy.
- Figura 62. Relación de L_t vs $L_{(t+1)}$ del modelo de Ford-Waldord.
- Figura 63. Curva de crecimiento de especies comerciales.
- Figura 64. Progresión modal de (A) *Lutjanus guttatus*, B (*L. peru*) y C (*L. argentiventris*).
- Figura 65. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de datos.
- Figura 66. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de estadística.
- Figura 67. Secuencia para la determinación del tipo de estadística a utilizar.
- Figura 68. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de análisis estadísticos paramétricos.
- Figura 69. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de análisis estadístico no paramétrico.
- Figura 70. Gráfica de caja y bigotes de los datos originales del Cuadro 1.
- Figura 71. Gráfica de caja y bigotes de los datos transformados a $\log(x+1)$ del Cuadro 1.
- Figura 72. Tipos de pruebas para la comparación de dos muestras.
- Figura 73. Ruta para determinar la diferencia de medias de dos muestras, a través del análisis t de Student, en BioEstat.
- Figura 74. Ruta para determinar la diferencia de medias de dos muestras.
- Figura 75. Tipos de pruebas para la comparación de más de dos muestras.
- Figura 76. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de prueba *Post Hoc*.
- Figura 77. Ruta para determinar la diferencia de medias de más de dos muestras, a través del análisis de varianza, en BioEstat.
- Figura 78. Ventana de salida del análisis de varianza en BioEstat.
- Figura 79. Ruta para determinar la diferencia de medias de más de dos muestras, a través de la prueba de Kruskal-Wallis, en BioEstat.
- Figura 80. Ventana de salida de la prueba de Kruskal-Wallis en BioEstat.
- Figura 81. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de prueba para comparación de proporciones.

Figura 82. Relación A. Lineal, B. Exponencial y C. Logística entre dos variables.

Figura 83. Ruta para determinar la relación lineal de dos variables, dependiente vs, independiente en BioEstat.

Figura 84. Curva de mejor ajuste, resultado de la regresión lineal simple.

Figura 85. Pruebas de Correlación.

Figura 86. Ruta para hacer la prueba de correlación de Pearson en BioEstat.

Figura 87. Ruta para realizar la prueba τ de Kendall en BioEstat.

Figura 88. Ruta para realizar la prueba Coeficiente de Contingencia en BioEstat.

Figura 89. Ruta para realizar la prueba Coeficiente ϕ en BioEstat.

Figura 90. Ventana de introducción de datos y de salida del Coeficiente ϕ en BioEstat.

Figura 91. Ventana de salida del análisis de ANOSIM en el software PAST 4.0.

Figura 92. Ventana de salida del gráfico nMDS del software PAST.

Figura 93. Ventana de salida del “Sherman plot” del nMDS del software PAST.

Figura 94. Ictiómetro.

Índice de Cuadros

- Cuadro 1. Clasificación del plancton de acuerdo a su tamaño.
- Cuadro 2. Profundidades de incubación de botellas clara y oscura para determinación de la Productividad Primaria.
- Cuadro 3. Valores de oxígeno disuelto (mg/L) en la botella inicial (BI), botella clara (BC) y botella oscura (BO) a diferentes profundidades (m) y Productividad Primaria Bruta (PB).
- Cuadro 4. Tabla de Motoda para determinar el número de fraccionamientos de la muestra de plancton.
- Cuadro 5. Organismos del zooplancton recolectados en cuatro estaciones.
- Cuadro 6. Número de ectoparásitos en una población de peces bentófagos.
- Cuadro 7. Frecuencias observadas y teóricas de peces bentófagos parasitados con ectoparásitos.
- Cuadro 8. Lista de especies y abundancias (N) de moluscos, colectados en 21 estaciones de muestreo en una playa arenosa.
- Cuadro 9. Número ficticio de organismos colectados en una cuadrícula de 1m² y en cuatro de 0,25 m², en fondo arenoso.
- Cuadro 10. Lista de especies de la macrofauna colectadas en una playa areno-fangosa, utilizando una cuadrícula de 0,5 m de lado.
- Cuadro 11. Macrofauna béntica colectada en una laguna costera de abril a marzo en una playa arenosa.
- Cuadro 12. Lista de las especies y número de meses (p) en los cuales fueron colectados en una playa arenosa del Caribe.
- Cuadro 13. Lista de las especies y valores de la constancia (C) de las especies colectadas durante doce meses de colecta en una playa arenosa del Caribe.
- Cuadro 14. Densidad de las especies (ind/m²) colectadas en una playa arenosa.
- Cuadro 15. Índice de geoacumulación, clases Igeo y los nombres derivados de estos para determinar la calidad del sedimento.
- Cuadro 16. Clasificación del nivel de enriquecimiento de metales en el sedimento de acuerdo a los valores del Factor de Enriquecimiento.
- Cuadro 17. Niveles de contaminación de acuerdo al factor de contaminación.

- Cuadro 18. Niveles del factor de contaminación CF y su caracterización.
- Cuadro 19. Caracterización del grado de contaminación según los valores de Cd.
- Cuadro 20. Caracterización de los niveles de riesgo ecológico potencial (Er).
- Cuadro 21. Macrobentos de la infauna a diversas distancias de la salida de finca camaronera en la Bahía de Parita.
- Cuadro 22. Índice de diversidad de Shannon Wiener calculado con tres tipos de logaritmo.
- Cuadro 23. Resultado de los índices de Diversidad α , para las estaciones 1 y 2 de la hoja de Excel® “Índices Ecológicos.xls”.
- Cuadro 24. Resultados de los índices de diversidad β , para las estaciones 1 y 2, de la hoja de Excel® “Índices Ecológicos.xls”.
- Cuadro 25. Resumen de la salida de datos de EstimateS de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera.
- Cuadro 26. Nivel de eficiencia de cada uno de los estimadores de riqueza.
- Cuadro 27. Acumulación de especies por estación de colecta.
- Cuadro 28. Clasificación de la frecuencia alimentaria.
- Cuadro 29. Clasificación del índice de repleción.
- Cuadro 30. Clasificación de la amplitud de nicho de Levins.
- Cuadro 31. Resultado del cálculo de índices de amplitud de nicho.
- Cuadro 32. Resultado de los índices de traslape de nicho.
- Cuadro 33. Relación talla – peso de *Litopenaeus vannamei*.
- Cuadro 34. Tipos de transformación de datos para conseguir la normalidad.
- Cuadro 35. Ventana de salida de la prueba de normalidad de Lilliefors, de los datos originales, de BioEstat.
- Cuadro 36. Ventana de salida de la prueba de normalidad de Lilliefors, de los datos transformados a $\log(x+1)$, de BioEstat.
- Cuadro 37. Ventana de salida de la estadística descriptiva, de los datos originales, de BioEstat.

- Cuadro 38. Ventana de salida de la prueba t de Student de BioEstat.
- Cuadro 39. Ventana de salida de la prueba U de Mann-Whitney de BioEstat
- Cuadro 40. Ventana de salida del cuadro del análisis de varianza y la prueba Post Hoc de Tukey, en BioEstat.
- Cuadro 41. Ventana de salida de la prueba de Kruskal-Wallis y la prueba Post Hoc de Dunn, en BioEstat.
- Cuadro 42. Lluvia diaria y número de Sipuncúlidos colectados en playa arenosa.
- Cuadro 43. Ventana de salida de la regresión lineal en BioEstat.
- Cuadro 44. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.
- Cuadro 45. Datos de variables físicas y granulométricas de la zona costera.
- Cuadro 46. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.
- Cuadro 47. Pruebas de asociación para la evaluación de variables.
- Cuadro 48. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.
- Cuadro 49. Número de habitáculos de cangrejos Ocypodidae en tres zonas de tres playas del Pacífico de Panamá.
- Cuadro 50. Ventana de salida del Coeficiente de Contingencia en BioEstat.
- Cuadro 51. Número de peces *Cetengraulis mysticetus*, juveniles y adultos, con dos niveles de concentración de cadmio.
- Cuadro 52. Datos de las estaciones en dos zonas a diferentes distancias del canal de desagüe de la finca camaronera.
- Cuadro 53. Ruta de entrada de selección del ANOSIM en el software PAST.
- Cuadro 54. Ruta de entrada de selección del nMDS en el software PAST.

PRÓLOGO

La ecología y la biología marina en más de una forma son la madre de toda la disciplina que estudia los seres vivos. Solo si se tiene en consideración el hecho de que la superficie acuática del globo terráqueo constituye tanto como el 70% de su superficie es ya un hecho llamativo, aunque su actividad generadora se extiende desde el origen de la vida a los cambios morfológicos y fisiológicos radicales que han sufrido los organismos vivos que, de una manera u otra, han estado asociados a las variaciones de esta enorme masa acuática. Existen evidencias de que en un momento de la historia de la Tierra toda ella estuvo cubierta por un océano único. Y muy temprano, en su seno se originó la vida. Más tarde emergieron los continentes que se fusionaron en uno solo. Hace poco más de 250 millones de años esta enorme masa terrestre se fracturó dando origen a inmensas islas que hoy llamamos continentes. Los animales y plantas acuáticos que ya habían conquistado el supercontinente diversificaron en cada isla continental y finalmente emergió la humanidad. Este breve recuento sirve solo de recordatorio de todo lo que debemos a esos mares que tanto tememos y admiramos. Los continentes actuales están rodeados de mares y sus habitantes crean historias fabulosas sobre ellos; y otros, los que leemos este libro queremos conocer la vida que se oculta debajo de su superficie y que a su vez nos dieron vida. Cada continente está rodeado de su propia comunidad biológica que debe ser estudiada y comparada con otras tantas.

La comunidad biológica marina de la América hispano-lusitana y australiana maravilló a los naturalistas europeos del siglo XIX, entre ellos a Thomas Henry Huxley y al biólogo más brillante de aquel siglo Charles Darwin. Este último, reportó en *El Origen de las Especies*, mediante selección natural que la fauna piscícola del continente suramericano poseía especies, géneros y hasta familias distintas en sus aguas Atlánticas y Pacíficas; con excepción de la angosta cintura que las divide en dos, el istmo de Panamá que posee los mismos géneros en ambas costas. De esta observación Darwin infirió que el último segmento de las Américas en emerger de las aguas fue Panamá. Esta observación permaneció sin modificación, a lo largo de las seis ediciones del *Origen*. Huxley, en otras aguas, también tropicales, procedió a dividir los organismos acuáticos que hoy llamamos celenterados y clasificados por Carlos Linneo como vermes y más tarde por George Cuvier en una sola unidad irreductible la radiata, en un grupo variado de organismos cuando menos con tres clases. Esta, y otras singularidades de especificidad acuática, pero de enorme importancia general, han promovido el interés de un elevado número de investigadores nacionales y extranjeros a estudiar con acuciosidad la vida marina.

Estas anotaciones vienen a cuento, pues el libro que el lector tiene en sus manos, despertó en mí estas y otras reflexiones. Sus capítulos se conforman por descripciones precisas de diversos conceptos y organismos marinos y a continuación nos informa de cómo podemos conocerlos. Es fascinante descubrir cuántos y tan variados instrumentos de investigación ha construido el biólogo marino para contestar todas y cada una de sus preguntas, la mayoría, como debe ser, ingenuas. Todo verdadero investigador se hace preguntas acerca de su objeto de estudio; algunas, las más

complejas y grandilocuentes, dieron inicio a nuestra vocación. Con posterioridad, dividimos nuestra complicada interrogante, en preguntas más sencillas y directas que pudimos resolver con los instrumentos aquí descritos, muchas veces contruidos con nuestras manos. Por suerte, la situación actual es menos engorrosa y muchos de estos instrumentos están a la disposición de los nóveles investigadores nacionales en los ahora más abundantes centros de estudio e investigación. Pero el instrumento más valioso que nos ofrece este texto es el programa estadístico BioEstat que hace pocas décadas atrás hubiera podido facilitar, en gran medida, nuestra ambición investigadora. El otro regalo que ofrece el presente escrito es el de indicar los pasos necesarios para preparar un proyecto de investigación y llevarlo a feliz término.

La lectura de este libro ha sido excitante y clarificadora por su inusitada exposición de contenidos y lo directo y pertinente de las metodologías que propone. Deseo que los estudiantes e investigadores que lean el texto puedan sentir la sensación que en mí ha provocado.

César A. Villarreal
Universidad de Panamá.

INTRODUCCIÓN

La superficie de la Tierra presenta dos grandes características: las masas continentales y los océanos. El medio marino comprende aproximadamente el 71 % de la superficie de nuestro planeta, representan 361 millones de km², equivalentes a 139 millones de millas cuadradas, con una profundidad máxima de 11 000 m, la cual constituye aproximadamente el 97 % de toda el agua, incluida la contenida en los hielos de los casquetes polares y el vapor de la atmósfera. Los océanos poseen una profundidad media estimada entre 2 700 y 2 800 metros.

El conocimiento científico sobre procesos y diversidad biológica existentes en el medio marino, al margen de la zona zosteria y la plataforma continental, resultan ser importantes en la recopilación de información ya que revelan las condiciones y características de las distintas zonas.

En el océano la profundidad máxima es de cerca de 11 000 metros (Fosa de las Marianas, Océano Pacífico), lo que hace que el espacio de agua de océanos y mares susceptible de albergar vida sea muy superior al que ofrece la tierra. De acuerdo con cálculos realizados por algunos autores, si se lograra nivelar la superficie terrestre, toda la tierra estaría cubierta por un único océano de 3 000 metros de profundidad.

La enorme extensión ocupada por las aguas marinas comprende desde la zona supralitoral e intermareal costera, hasta aguas oceánicas alejadas de la costa; desde aguas superficiales hasta las grandes profundidades y desde los fondos someros hasta la zona hadal. Tanto en la masa de agua como en la superficie y en el interior de los fondos marinos, habita una gran diversidad de organismos, desde bacterias hasta grandes mamíferos. La gran variedad de organismos en el mar es consecuencia de que, 32 de los 33 phyla zoológicos tienen representantes marinos, y cinco de ellos son exclusivamente marinos, mientras que en otros 15 el 95% de las especies son marinas (Margulis & Schwartz, 1998). Esta variedad de vida habita en un medio denso condicionado a variaciones físicas y químicas del agua y de los sedimentos, tales como la temperatura, iluminación, salinidad, densidad, oxígeno disuelto, pH, sales nutrientes, olas, granulometría de los sedimentos, mareas y corrientes, etc.

Las modificaciones que el desarrollo de una determinada actividad pueda producir en el ambiente marino se traduce en cambios sobre los organismos, cuyas transformaciones deben ser analizadas y evaluadas por medio de las características fisicoquímicas y biológicas del medio. En ese sentido, las poblaciones del plancton y el bentos, generalmente se ven favorecidas por la presencia de compuestos como sales nutrientes y otras sustancias orgánicas envueltas en las partículas suspendidas que son necesarias para el desarrollo de estas comunidades, pero a su vez, el incremento de estas contribuye a aumentar cambios como la transparencia del agua, reduciendo la penetración de la energía solar que incide en la proliferación del plancton.

El constante movimiento por efecto de las corrientes, olas y mareas en medio marino favorece la dispersión de los organismos y la mezcla parcial de aguas de diferentes características, lo cual no excluye la estratificación de masas de agua de diferentes temperaturas o salinidades, además de ofrecer, una amplia posibilidad de estudios bien sea de una especie en particular (reproducción,

crecimiento, alimentación, tolerancia a diferentes factores del medio, y otros factores) o de una población o comunidad (constitución de las poblaciones que habitan en un área, variaciones espaciotemporales de las mismas con el medio fisicoquímico y sus relaciones inter e intraespecíficas).

La presente contribución tiene como objetivo dar a conocer algunos de los métodos y técnicas frecuentemente utilizados en los análisis del medio marino a nivel de la zona costera y el margen de la plataforma continental. Estos conocimientos les proporcionarán a los estudiantes de la carrera en ciencias marinas, adquirir conocimiento científico sobre la vida y diversidad biológica de las especies y la forma de caracterizar y evaluar las comunidades en los ambientes marino costeros tropicales.

CAPÍTULO I

ASPECTOS RELACIONADOS CON EL MEDIO MARINO

El medio marino por excelencia exhibe una gran diversidad biológica presentes en la columna de agua y en el sustrato, revestido de un perfil de fondo constituido por llanuras, mesetas y volcanes, con accidentes geográficos, en los cuales se asientan numerosos organismos con gran capacidad de adaptación, lo que lo hace muy heterogéneo, constituyendo distintos ambientes conformado por plantas y animales, donde algunos pueden estar a merced de la corrientes marinas que traen consigo nutrientes, tanto en las zonas polares, como en regiones templadas y tropicales, que garantizan la fuente alimentaria en la red trófica.

Los ecosistemas marinos están conformados por los océanos, mares, zonas costeras que pueden ser rocosas, bañadas por aguas litorales, estuarios, marismas, manglares y lagunas, donde se encuentra una gran riqueza biológica que interactúa con los parámetros fisicoquímicos y que forman parte de la red alimentaria constituida por eslabones tróficos de organismos productores, consumidores primarios, secundarios, terciarios y organismos desintegradores. En particular en la zona intertropical, cuya banda latitudinal se extiende entre los 23,5 °N y 23,5 °S, se destacan tres ecosistemas, desde la zona litoral costera hasta mar afuera, a profundidades no mayores de 50 m, formada por los manglares, pastos marinos y arrecifes de corales, donde encontramos la mayor riqueza de organismos que han servido para numerosos estudios, conocerlos y caracterizarlos.

Se estima que en la actualidad se han descrito entre 250 000 (Groombridge & Jenkins, 2000) y 274 000 (Reaka-Kudla, 1997) especies marinas. Esta biodiversidad no solo ha servido de protección a otros organismos, sino que es fuente de pool genético para la preservación de las especies, además de servir de alimento, compuestos bioactivos y medicinas de importancia para el desarrollo de la sociedad, la investigación y la sobrevivencia humana (Patrick, 1997), de allí la importancia de lo planteado por Duarte (2006) quien señala que el número de especies por conocer puede estar entre los 10 millones y 100 millones.

Historia de la Biología Marina y Ecología Marina

Desde que el hombre fue capaz de recorrer el mar en barcos, inconscientemente comenzó a hacer mediciones oceanográficas, para evitar las rocas, los bancos de arena y los arrecifes para saber cómo era el fondo de las áreas donde se navegaba. En pinturas y murales egipcios con más de 3 000 años de antigüedad hay escenas de marineros que, desde sus embarcaciones, sostienen una cuerda con una pesa en el extremo para registrar las profundidades.

Los primeros estudios datan del período de oro de la Antigua Grecia, cuando Aristóteles analizó el equilibrio entre la cantidad de agua proveniente de las lluvias y el nivel del mar (History of the Study of Marine Biology, 2014). Luego en el 450 A.C., Tolomeo permitió el desarrollo de la cartografía con sus estudios de la latitud y la longitud. El primer reporte sobre observaciones de organismos marinos hechas dentro del agua está contenido en un documento medieval, donde se sostiene que Alejandro el Grande, rey de Macedonia y discípulo de Aristóteles, se sumergió en el mar dentro de un barril de paredes de cristal para estudiar a los animales.

Posteriormente, y casi durante 1 500 años, la curiosidad por el conocimiento científico del océano decayó. Sólo se obtenían los datos que la conquista del mar proporcionaba en esa época, y

el hombre se conformaba con relatar y cantar la historia, motivo por el cual la información se perdía sin dejar rastro.

En el siglo XV, época del renacimiento de las ciencias, esos descubrimientos avanzaron al igual que las exploraciones marinas. Uno de los impulsores de las rutas marítimas fue Enrique el Navegante (1394-1460), quien fundó en Sagres un centro de estudios náuticos, geográficos y astronómicos, que sirvió de base para expediciones marítimas (Fernández & Tamaro 2004). Las siguientes contribuciones al desarrollo de esta ciencia hasta el siglo XV fueron los viajes exploratorios de Cristóbal Colón, Vasco de Gama, Balboa, Magallanes, etc.

Cristóbal Colón solicitó el consentimiento de la corona española para realizar un viaje e busca de tierras desconocidas. Los reyes aceptaron, otorgándole una flota de tres carabelas con las que salió del Puerto de Palos y llegó a descubrir el Nuevo Mundo: América. En su segunda travesía llevaba 14 carabelas y tres barcos de carga, 1 200 hombres y gran cantidad de animales domésticos (Colón, 1892).

Desde que, en 1513, Vasco Núñez de Balboa descubrió el Océano Pacífico —aunque no lo dio a conocer en toda su magnitud, lo llamó Mar del Sur—, los marinos buscaban el camino para llegar a él. Este camino fue descubierto en 1520 por un navegante portugués al servicio de España, Fernando de Magallanes, a quien, por órdenes del emperador Carlos V, se le había equipado con cinco barcos y provisiones para dos años a fin de que realizara su empresa (Rubio, 1965).

En 1831, J.S. Henslow propuso a Charles Darwin participar en un viaje de circunnavegación a bordo del *Beagle*, buque de la marina real inglesa, en calidad de naturalista, puesto que así podía coleccionar, observar y anotar todo lo que fuera digno de ello (Ward, 1974). Estos recorridos de Darwin le permitieron recoger un abundante y variadísimo material, así como realizar observaciones, fundamentalmente de la fauna y flora, tanto actual como fósil, al igual que estudios sobre geología y mineralogía. Todo esto constituyó la base de su ulterior actividad científica, cuyos resultados significaron un gran aporte para la oceanografía, la biología y la ciencia en general. Es necesario indicar que las investigaciones de Darwin sobre los arrecifes de coral están vigentes hoy día (Ward, 1974).

Algunos científicos, como Edward Forbes, señalaron que no había vida después de los 600 metros de profundidad, y esta forma de pensar se originó en la creencia de que el agua profunda no tiene circulación, ni oxígeno. La hipótesis de Forbes fue rechazada cuando en 1860, a 2000 metros, se colectaron cables telegráficos, y adheridos a estas estructuras se encontraron organismos vivos (Merriman, 1965).

En 1862, Charles Wyville Thomson, joven escocés discípulo de Forbes, sugirió al gobierno inglés que patrocinara una expedición para investigar las profundidades submarinas. Seis años después, Thompson en 1868, puso a su disposición un pequeño bajel, el *Lightning*, en el cual hizo un viaje de dos meses por el lado oeste del Atlántico, donde obtuvo animales en zonas situadas a 1 700 metros. El éxito de las expediciones del *Lightning* y del *Porcupine*, así como el interés por la biología y el fondo marino, llevó al primer viaje, con objetivos exclusivamente de investigación oceanográfica: el del barco corbeta *Challenger*, de 2 300 toneladas, equipado con velas y con un motor auxiliar (Gage & Tyller, 1991).

Después del regreso del Challenger, Thomson ordenó los descubrimientos científicos hechos durante el viaje para publicarlos. Los resultados fueron en grandes volúmenes, editados por el gobierno británico, en los cuales se describieron 4 717 especies marinas nuevas, además de datos físicos del océano. Estas actividades, impulsaron la primera gran expedición oceanográfica en el H.M.S. Challenger en 1870. Por estas acciones, Sir Wyville Thomson es considerado el padre de la Oceanografía (Gage & Tyller, 1991).

El desarrollo de la oceanografía en el siglo XX, es el resultado de la actividad bélica durante las guerras mundiales. Las investigaciones en período de guerra permitieron el conocimiento de corrientes y de examinar estructuras navales que resistieran las grandes profundidades. Las travesías fueron patrocinadas por los gobiernos y, en ocasiones, por empresas privadas de científicos acaudalados, entre los que destaca Alexander Agassiz (1835-1910), ingeniero de minas, que usó buena parte de su fortuna para estudiar el mar. Albert de Mónaco satisfecho con todo esto, hizo construir el magnífico y famoso Museo Oceanográfico de Mónaco, en el cual instaló un extraordinario acuario. Fundó otras instituciones científicas, como el Instituto de Oceanografía de París, y contribuyó a la formación del de la Sorbona de París. Sin embargo, es necesario señalar los viajes de Fridtjof Nansen, quien realizó expedición al Ártico, a partir del cual se desarrollaron nuevos equipamientos para la exploración de las zonas polares

La oceanografía entró en una nueva era con la expedición germana del Meteor (1925-27). Estos fueron los primeros en usar un ecosonda. Tomaron datos durante 25 meses, básicamente en el Atlántico Sur. De esta manera, fueron los primeros en mostrar la rugosidad del fondo marino.

En 1947, los suecos emprendieron el tercer viaje oceanográfico alrededor del mundo en el barco Albatross, con el fin de estudiar la vida submarina de las grandes profundidades. Durante esta travesía colectaron muestras de organismos que se hallaban a 7 300 metros en el declive oriental de la Trinchera de Puerto Rico (Erlingsson, 1948)

En 1950, los daneses llevaron a cabo una expedición en el barco científico Galathea; su objetivo principal era capturar organismos en las hendiduras del fondo oceánico, y en las profundas trincheras. Puesto que ya se había intentado, con muy pocos resultados, recoger seres vivos a 6 000 metros, los investigadores del Galathea esperaban ser los primeros en encontrar vida a más de 9 000 metros (Historical Perspective: Galathea 2 (1950–52)).

Instituciones internacionales reconocidas han hecho grandes contribuciones al conocimiento oceanográfico. Entre estas instituciones podemos mencionar: Scripps Institution of Oceanography, Woods Hole Oceanographic Institution y Lamont-Doherty Geological Observatory (Maieschein, 1989). El uso del sumergible Alvin ha permitido ver al oceanógrafo el océano profundo, descubrir volcanes submarinos activos y la gran cantidad de vida marina que no se creía que existía a grandes profundidades. Esto incluso, ha creado nuevas teorías del origen de la vida en nuestro planeta. Censores remotos desde los satélites empezaron a emplearse con el SEASAT en 1978 para investigar cuencas marinas, y hoy en día constituyen la herramienta más eficaz para expandir rápidamente nuestro conocimiento de los océanos.

Definición de Biología Marina y Ecología Marina

La Biología Marina es la rama de las ciencias biológicas que estudia lo relacionado con los ecosistemas marinos, y los organismos vegetales y animales. La Ecología Marina se puede definir como el estudio de las relaciones existentes entre los organismos y el medio marino al que están supeditados o pasan a ser dependientes, también se ocupa de la conservación ambiental del mar y de los seres vivos que en él habitan, así como de la descripción, clasificación biológica e investigación científica de sus elementos por medio de disciplinas auxiliares como la fisicoquímica orgánica, siendo sus principales objetivos el mantenimiento integral de todas las especies marinas, la adecuada gestión de los recursos naturales de sus hábitats mediante una previa planificación para la conservación y la implementación de las medidas necesarias para erradicar o al menos reducir problemas devastadores como la contaminación marina o la sobrepesca.

Más que una rama de la Biología, se trata de un sistema de aplicación multidisciplinaria en la que intervienen otras ciencias tales como la Geología, Geografía, Química, Física y la propia Biología, indispensables para el estudio global y correlacionado de los fenómenos que caracterizan el ambiente marino. Asimismo, está estrechamente relacionada con la Oceanografía, que se subdivide en cuatro ramas principales: Oceanografía Geológica, Oceanografía Física, Oceanografía Química y Oceanografía Biológica. Los océanos cubren el 71 % de la corteza terrestre. La biología marina incluye el estudio de organismos que van desde el plancton microscópico, hasta enormes cetáceos como las ballenas. Se estima que solo se ha investigado, hasta ahora, un 5 % de la vida en los océanos.

La Ecología Marina es la ciencia que estudia los organismos marinos y la relación con las variables ambientales, de los cuales, los virus, bacterias, plantas (fitoplancton, algas, fanerógamas marinas y manglares), animales (zooplancton, invertebrados, peces y mamíferos marinos), están relacionados con la luz, salinidad y temperatura, entre otros y las interacciones de los flujos de energía y las relaciones de factores abióticos y bióticos dentro del ecosistema.

El ambiente marino resulta ser más extenso que el terrestre y en él se distinguen masas de agua con alto contenido de sal disuelta hace millones de años. Las aguas marinas cubren más del 70 % de la superficie de la Tierra y representan más del 97 % del agua del planeta (Ocean Institute) y el 90 % del espacio habitable (Ocean Habitats and Information). Estos ecosistemas incluyen áreas marinas importantes como marismas, manglares, praderas de fanerógamas marinas y arrecifes de coral, localizados en la costa. (UNESCO, 2017).

Marismas: Las marismas son una transición del océano a la tierra, donde se mezclan agua dulce y salada (NOAA, 2021). El suelo en las marismas a menudo está compuesto de lodo y una capa de material orgánico llamada turba. Debemos mencionar que, localizado al este de la Ciudad de Panamá, el sitio cuenta con amplias marismas intermareales divididas por estuarios, bosques de mangle, bosques pantanosos y charcas de agua dulce. La Bahía de Panamá es reconocida por ser un sitio de parada importante para aves playeras migratorias; se han reportado hasta 1 200 000 individuos en una temporada y se estima que entre uno y dos millones de aves paran en el sitio durante su migración (Angher & Miró, 2009).

Manglares: Los mangles son árboles o arbustos que crecen en suelos con poco oxígeno cerca de las costas en latitudes tropicales o subtropicales (US Department of Commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration. «What is a mangrove forest?». Ocean Service gov. (NOAA, 2019). Son ecosistemas extremadamente productivos y complejos que conectan la tierra y el mar. Los manglares consisten en especies que no están necesariamente relacionadas entre sí y que a menudo se agrupan por las características que comparten en lugar de por similitudes genéticas. Debido a su proximidad a la costa, han desarrollado adaptaciones como la excreción de sal y la aireación de las raíces para vivir en agua salada y pobre de oxígeno (Smithsonian, 2019). Los manglares a menudo se pueden reconocer por su densa maraña de raíces que actúan como protección para la costa al reducir la erosión de las marejadas ciclónicas, corrientes, olas y mareas (NOAA, 2019). El ecosistema de manglares también es una fuente importante de alimento para muchas especies, además de ser excelente para secuestrar dióxido de carbono de la atmósfera con un almacenamiento global de carbono que se estima en 34 millones de toneladas métricas por año.

Zona intermareal de playas arenosas, ubicada entre los puntos que marcan la llegada de las mareas: baja y alta, por lo que los organismos están sometidos al agua, en marea alta y al aire, en la marea baja. Esta zona está dividida en cuatro áreas, que son el área de tierra, el área de marea alta, el área de marea intermedia, y el área de marea baja. El área de tierra, es donde el mar solo llega por tormentas, está habitada por organismos terrestres. El área de marea alta, está sumergida casi todo el tiempo, pero por circunstancias de la luna, puede quedar sometida al aire; y en esta área se encuentran los mejillones, cangrejos y caracoles, que utilizan esta zona como hábitat para escapar de sus depredadores. La zona media cubierta por el agua dos veces al día, pero también queda expuesta al aire dos veces al día, además reside una mayor cantidad de organismos, que en el área de marea alta. El área de marea baja, está siempre cubierta por el agua, y en este lugar la población es abundante; sin embargo, queda expuesta al aire en condiciones de aguaje (Brown & McLachlan, 1990).

Estuarios: Estos ecosistemas se caracterizan por tener mezcla de agua dulce y del océano, por tanto, los organismos que allí residen sufren efectos de la variación de la salinidad. También existen otros tipos de estuarios con características similares a cuerpos de agua salobre, por ejemplo, los Grandes Lagos, pues allí, el agua del río se mezcla con el agua del lago y crea estuarios de agua dulce. Los estuarios también brindan servicios ecosistémicos esenciales, como filtración de agua, protección del hábitat, control de la erosión, ciclo de nutrientes, e incluso brindan oportunidades de educación, recreación y turismo (McLusky, 1989).

Arrecifes de Coral: Ecosistemas más conocidos por su cercanía a la zona costera, y brindan protección a la costa contra el oleaje. Altamente productivos, pues están asociados con algas microscópicas, llamadas zooxantelas, las cuales producen casi el 90 % de su alimento. En el Caribe, los arrecifes de coral están relacionados con los manglares y las praderas marinas, y posiblemente alojan el 25 % de las especies marinas, que encuentran refugio y alimento (Jones & Endean, 1973).

Además de los ecosistemas costeros, los ambientes marinos también se extienden lejos de la costa para incluir sistemas en alta mar, como el océano superficial, las aguas pelágicas, el mar profundo, los respiraderos hidrotermales y el fondo oceánico. Las zonas profundas y abisales son responsables por el 95 % del espacio ocupado de los océanos, caracterizado por zonas

profundas y grietas donde la actividad volcánica produce reacciones geotérmicas, en las cuales los organismos basan la trama trófica en actividad quimiosintética (Carney, 2005).

Importancia de la enseñanza de la Biología Marina y Ecología Marina

La biología marina y la oceanografía estudian los océanos, mares y todo cuerpo de agua marina, y cómo interactúan con la atmósfera y la tierra. La Oceanografía realiza el análisis de la composición, la naturaleza y realiza la investigación sobre las condiciones físicas, tales como corrientes, olas y mareas; así como químicas, como salinidad; también condiciones geológicas como son la sedimentación, los valles, y las mesetas; y biológicas. Ha sido dividida en oceanografía física, química, geológica y biológica.

El oceanógrafo analiza los datos suministrados por el personal científico de las embarcaciones, pero también utiliza la información de las boyas e instrumentos robóticos, así como la información que proveen los satélites, además de los análisis realizados en los laboratorios, que pueden estar localizados en plataformas marinas, o en barcos de investigación.

Los oceanógrafos físicos estudian condiciones, tales como la temperatura, la densidad marina, las mareas, las corrientes y el oleaje. Pueden aplicar sus conocimientos en la industria de petróleo y la exploración de gas. Por ejemplo, estudian la altura de las olas y las mareas, y utilizan sus resultados para ayudar a decidir el lugar apropiado para construir plataformas petroleras. Además, los oceanógrafos físicos pueden ayudar a localizar los recursos de petróleo, gas y minerales, sobre o debajo del lecho marino, mediante el uso de técnicas geofísicas, tales como estudios sísmicos (Pickerd & Emery, 1990).

Aplican sus conocimientos sobre la energía de las olas para ayudar a minimizar la erosión costera, e investigan las olas y las mareas como fuente de energía alternativa a los combustibles fósiles.

Un área importante de la investigación es el cambio climático. El océano ejerce un gran impacto en el clima global porque el mar almacena calor. Comprender el océano permite a los oceanógrafos trabajar en colaboración con los meteorólogos para asesorar sobre el cambio climático, el calentamiento global y el ascenso del nivel del mar (Pickerd & Emery, 1990).

Los oceanógrafos químicos realizan el estudio de los componentes químicos y su distribución en el mar y en los organismos marinos. Además, indican cómo se incorporan los contaminantes en los ecosistemas, y ayudan a establecer técnicas para evitar daños que éstos producen. Además, pueden predecir el desplazamiento de los productos químicos que también ayudan a entender el movimiento de las corrientes oceánicas (Riley & Chester, 1976).

Oceanógrafos biológicos se especializan en el estudio de todas las formas de vida marina, desde el plancton hasta los peces y mamíferos marinos; estudian las interacciones entre ellos y con el medio ambiente (Wiebe & Benfield, 2003).

Algunos biólogos marinos aplican sus conocimientos en la resolución de problemas, sobre todo relativos a la conservación y protección de especies en peligro de extinción. Por ejemplo, estudian la cría de peces y los hábitos de migración para asegurarse de que una especie en

particular no esté sometida a una pesca abusiva que pueda hacer disminuir su población de forma importante (Lalli & Parson, 2017).

Los oceanógrafos geológicos estudian las rocas, los minerales y los procesos geológicos que ocurren en el fondo del mar. Sus estudios ayudan a entender los orígenes de la Tierra y la evolución, incluyendo los climas del pasado. Estos profesionales se dedican a detectar los yacimientos de petróleo, gases y minerales, y pueden dar consejos sobre la idoneidad de un área en concreto para la instalación de cables, tuberías o túneles, o para el enterramiento de residuos en alta mar. Los modelos de computadora son importantes para la oceanografía, ya que permiten a los oceanógrafos crear simulaciones de los sistemas oceánicos.

Medio oceánico y sus divisiones

El 97 % de la superficie terrestre es agua de mar y el 2,35 % restante es agua dulce, de la cual el 70 % está congelada en los casquetes polares y glaciares o son subterráneas, lo que constituye en su totalidad el 99,35 % del total de agua existente en la tierra. El agua que consumimos proveniente de los ríos, lagos y acuíferos de poca profundidad y representan solamente el 0,26 % del total. La Figura 1 explica la superficie terrestre cubierta por agua, con respecto al agua marina y los volúmenes de los principales océanos del mundo.

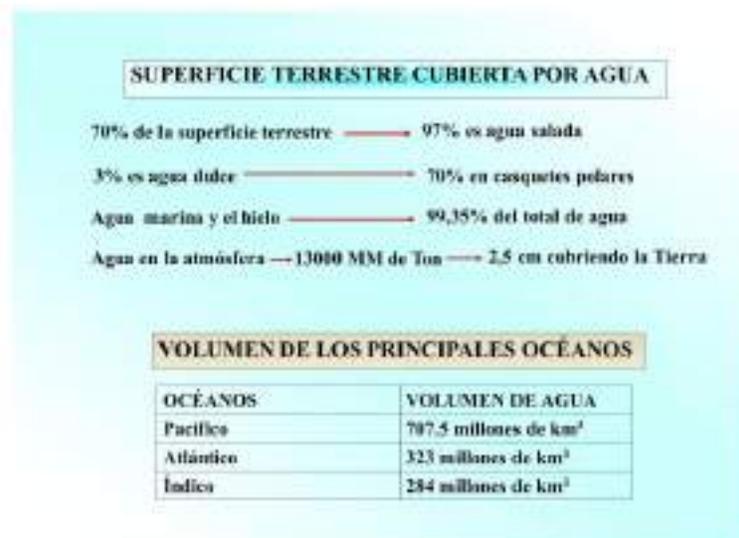


Figura 1. Superficie terrestre cubierta por agua y los volúmenes que ocupan los principales océanos del mundo.

Fuente: los autores

Existen varias divisiones del medio oceánico, dependiendo del criterio que se utilice. Una primera división separa las aguas y el fondo, en dos dominios: el dominio pelágico, que corresponde al agua, y el bentónico o béntico, que representa al fondo de mares y océanos (Figura 2).

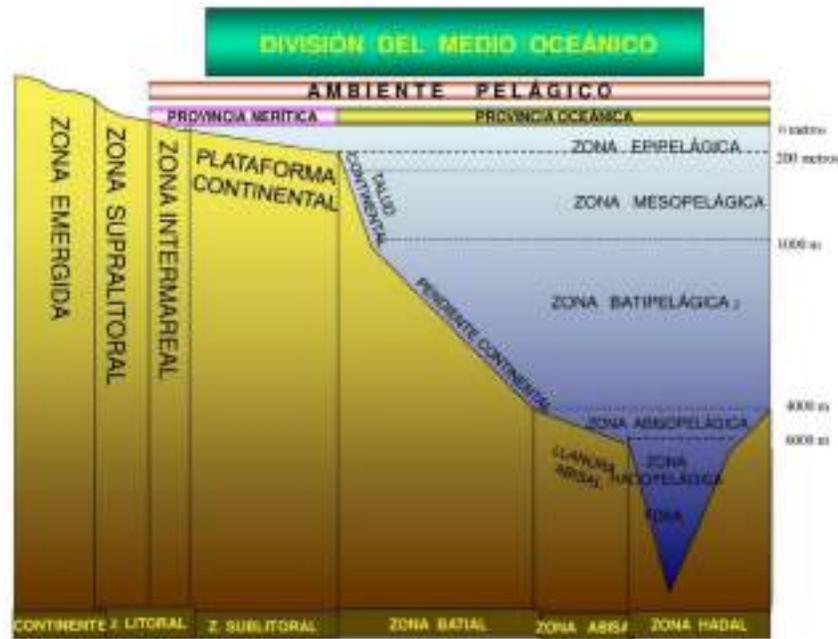


Figura 2. Divisiones del medio oceánico.

Fuente: Modificado de

<https://ecosistemas.ovacen.com/wp-content/uploads/2018/03/clases-ecosistemas-marinos.jpg.webp>

Otra clasificación, divide la columna de agua en una zona superior o epipelágica, que se corresponde con la zona fótica, que llega hasta 200 metros de profundidad. La zona mesopelágica, situada por debajo de la anterior, alcanza hasta 1 000 metros. La zona batipelágica comprende las aguas situadas entre 1 000 y 4 000 metros. Las aguas que cubren los fondos profundos, entre 4 000 y 6 000 metros corresponden a la zona abisopelágica, y por debajo de esta la zona hadopelágica, a más de 6 000 metros, incluyendo las aguas de las simas más profundas (Fosa de las Islas Marianas, de aproximadamente 11 km de profundidad (Figura 2).

El dominio béntico comprende el lecho o fondo de mares y océanos; se divide en una zona supralitoral, situada por encima del nivel que alcanza el mar por encima de las pleamareas, la zona mesolitoral, mediolitoral o intermareal incluye las áreas del fondo marino que están cubiertas durante la pleamar y quedan expuestas en la bajamar, y la zona sublitoral, que comprende los fondos que permanentemente se encuentran sumergidos (Figura 2).

Algunas clasificaciones, especialmente en costas con mareas de amplitud media a grande, incluyen una zona infralitoral, entre el medio litoral y la sublitoral, delimitada por el nivel del mar durante las bajamareas en las mareas muertas y el nivel medio de las bajamareas de primavera. En las costas caribeñas la amplitud de las mareas es pequeña, con promedios entre 30 y 50 cm (Murillo, 2001); mientras que, en algunas de las costas del Pacífico Centroamericano, pueden alcanzar hasta 18 pies (Lizano, 2006).

En sentido horizontal, el medio oceánico se divide en una provincia litoral o costera, delimitada por las mareas (pleamar y bajamar) y la provincia nerítica que comprende la masa de

agua situada entre la marea baja y el borde de la plataforma continental. Algunos autores utilizan el término litoral para incluir la zona intermareal y las aguas de la plataforma continental. La provincia oceánica o pelágica abarca las masas de agua situadas más allá de la plataforma continental (Figura 2).

En el dominio béntico se distinguen varias zonas: la plataforma continental que corresponde al fondo que bordea los continentes y que presentan una pendiente poco inclinada que llega hasta una profundidad promedio que fluctúa entre 150 y 200 metros. Su anchura es variable, aunque en promedio es de 90 km. Tiene una pendiente gradual que va de los 0 a los 200 m, representando el 8 % del total del área marina.

Las plataformas del mundo, juntas, ocupan un área casi igual a la de Europa y Sur América (26 millones de km²). En ellas predomina la fracción limo, lo que la diferencia de los sedimentos costeros donde predomina la fracción arena-arcilla. Contienen más CaCO₃ y materia orgánica que en las formaciones costeras. Podemos indicar que la plataforma continental es la zona de mayor importancia económica de los mares, debido a la gran diversidad de organismos, recursos pesqueros y mineralógicos que en ella se encuentran y a su relativa poca profundidad que permite la extracción de estos recursos (Álvarez, 1980).

Tiene un sector interno definido por la sedimentación detrítica (provenientes de los ríos) y otro exterior formado por un aumento de aporte organógeno, representado por conchas, restos orgánicos (caparazones de foraminíferos y ostrácodos) y los productos de la descomposición de la materia orgánica. El agua sobre ella es poco profunda, compleja en composición y movimiento, con un descenso en la concentración de sales, si están muy próximas a los ríos. Las que están distantes, algunas veces son más saladas que el mar abierto, por el alto grado de evaporación.

En el límite de la plataforma continental la pendiente del fondo cambia bruscamente y presenta una inclinación abrupta, constituyendo el talud continental que se extiende, en profundidad, produciendo corrientes de turbidez desde el borde de la plataforma continental hasta 4 000 metros, y que corresponde a la zona batial (Figura 3).

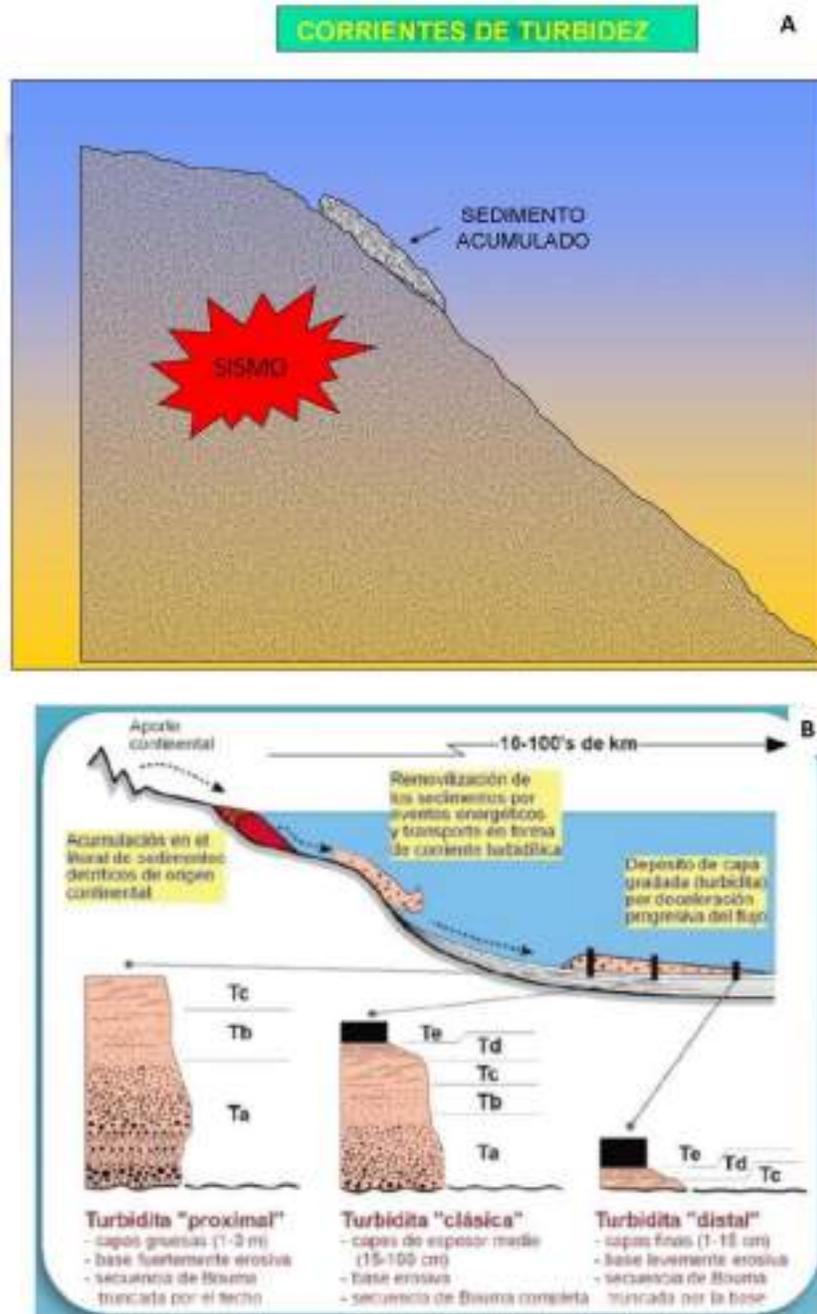


Figura 3. A. Pendiente del talud continental y B. Dinámica de la corriente de turbidez.

Fuente: <http://speedstar71.blogspot.com/2015/03/>

La pendiente del talud continental, en su parte más profunda, se hace progresivamente menos abrupta, para formar las llanuras abisales que comprenden la zona entre 4 000 y 6 000 metros. El fondo, superior a 6 000 metros, se conoce como zona hadal, registrándose las mayores profundidades conocidas, denominadas fosas marinas, siendo la mayor la de Las Marianas, con

una profundidad aproximada de 11 km. Un rasgo resaltante del fondo marino son las cordilleras o dorsales oceánicas, que se forman por el material ígneo o magma que es expulsado por grietas profundas que atraviesan la corteza terrestre submarina (Figura 4).



Figura 4. Cordilleras del fondo marino.

Fuente: modificado de <http://iilss.net/what-is-the-meaning-of-continental-shelf-on-the-law-of-the-sea-and-customary-international-law/>

CAPÍTULO II CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS DEL AGUA DE MAR

La columna de agua en el medio marino está supeditada a las variaciones de los parámetros fisicoquímicos y al comportamiento de la masa de agua. Puede dividirse en 4 grandes regiones. En la superficie se encuentra la capa de mezcla (proceso de alteración de la superficie del océano, por efecto del viento, teniendo como resultado una desviación, donde la capa superior que se está moviendo, a su vez, va a alterar la capa que tiene por debajo y así sucesivamente, hasta una profundidad determinada; a medida que este efecto va pasando entre las capas, la velocidad que van teniendo es cada vez menor, además de desviarse. dando como resultado una espiral según se desciende en profundidad) que tiene propiedades relativamente constantes como la densidad y la temperatura, con una profundidad de 10-50 m. Por debajo se encuentra la termoclina estacional, con una profundidad que está por orden de 100 m. y una estratificación vertical que es máxima al final del verano y desaparece en invierno, por el enfriamiento convectivo y la mezcla inducida por vientos muy fuertes.

La capa superficial del océano afectada por el efecto del viento, el cual produce un movimiento en espiral hacia el fondo, denominada capa de Eckman, produce un intercambio de masa entre esta y la zona de la termoclina estacional llamada “entrainment” o arrastre; más abajo se encuentra la termoclina permanente, que se mantiene constantemente estratificada y su profundidad es entre 500 y 1 000 m. El intercambio entre la termoclina estacional y la permanente se denomina subducción. El resto de la columna tiene una estratificación muy débil y se conoce como el océano profundo.

Parámetros físico-químicos

En el ambiente marino los organismos están sometidos a las variaciones de los parámetros físico-químicos que determinan la calidad del agua de mar. La dinámica de comportamiento y sus niveles de concentración son de gran importancia para ser utilizados y asimilados por los organismos marinos. Los más comunes son los que se presentan en la Figura 5.



Figura 5. Parámetros fisicoquímicos del agua de mar.

Fuente: los autores

Salinidad

Las aguas de escorrentía y la erosión que se produce en los continentes disuelven muchos elementos que son arrastrados por las corrientes de los ríos hacia la zona costera, pero la cantidad de sales son mínimas comparada con la cantidad de sales que es de origen de la corteza que está en los océanos y que se vierten por las chimeneas hidrotermales, propias de las grandes profundidades, conocidas como fumarolas, que al enfriarse se convierten en sales disueltas.

La característica que más llama la atención del agua de mar es que es salada, esto es debido a las sales que son expulsadas, junto con el basalto, por las grietas del manto terrestre sumergido, por volcanes y por la meteorización de las rocas de la superficie terrestre. En 1902, una comisión internacional definió la salinidad como "la cantidad total en gramos de sustancias disueltas contenidas en un kilogramo de agua de mar, si todos los carbonatos se convierten en óxidos, todos los bromuros y los yoduros en cloruros, y todas las sustancias orgánicas se han oxidado".

La salinidad del agua de mar es debida principalmente a la cantidad de cloruro de sodio (NaCl) que contiene en solución, y representa el 80% de las sales en solución. Otros elementos que se hallan en el agua de mar en cantidades importantes son el magnesio, azufre, calcio, potasio, bromo, estroncio, boro y flúor (Figura 6)

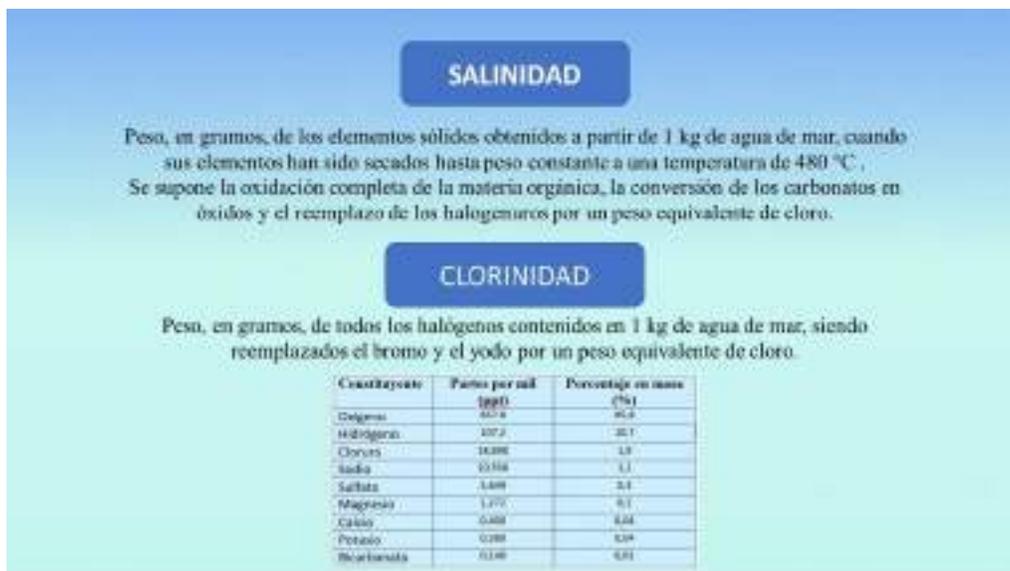


Figura 6. Definición de salinidad y sales en el agua de mar.

Fuente:

http://meteo.fisica.edu.uy/Materias/oceanografia/teorico/2019/cap8_2019.pdf

Además de estos elementos que se encuentran en mayor proporción y en concentraciones constantes en el agua del mar, existen otros que están disueltos en pequeñas cantidades resultando difícil identificarlos con técnicas sencillas de análisis químicos. Estos elementos son llamados por su escasez oligoelementos. Unos son de concentración relativamente constante como el hierro, manganeso, cobre, sílice, yodo y fósforo. Otros, que tienen concentraciones variables y que se

encuentran en cantidades infinitesimales son el cadmio, titanio, cromo, talio, germanio, antimonio y cloro Figura 7).

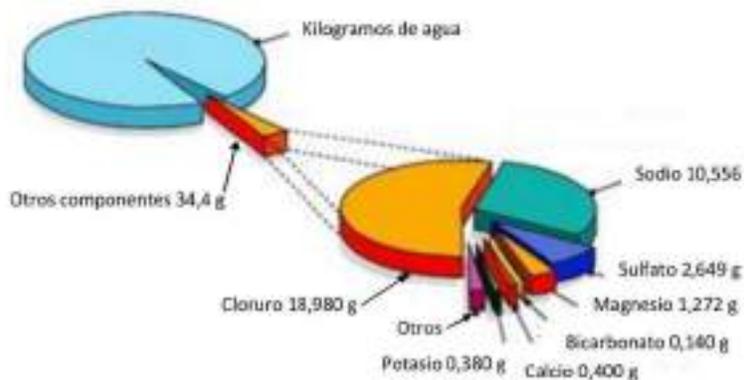


Figura 7. Otras sales que componen el agua de mar.

Fuente: modificado de

https://www.pdfprof.com/PDF_Image.php?id=74227&t=28

Debido a que existe una relación entre la salinidad y la clorinidad, estas dos variables se relacionaron a través de la fórmula $S = 1,80655 Cl$. A partir de 1978 la salinidad se define como la relación entre la conductividad de una muestra de agua de mar normal y una de agua de mar de 35 g de sal por kilogramo de agua y dado que se trata de una relación entre valores de una misma variable, no tiene unidad, por lo que dejó de utilizarse como unidad de la salinidad ppm o partes por mil (‰). Actualmente, se propuso la unidad de medida en "ups", según la Escala Práctica de Salinidad propuesta por la Unesco en 1981 o "PSU", por su sigla en inglés, (Practical Salinity Units); que corresponde a la relación entre la conductividad de la muestra de agua de mar y la de una solución estándar de KCl formada por 32,4356 gramos de sal disuelta en 1 kg de solución a 15 °C.

La medición de la clorinidad o de la salinidad se puede hacer de forma fácil y rápida con el uso de una amplia gama de instrumentos denominados refractómetros ópticos y la sonda multiparamétrica y de igual forma se puede determinar el contenido de sal con el método indirecto por medio de los conductímetros, que son aparatos que miden la resistencia eléctrica que ejerce el volumen de una disolución entre dos electrodos (Figura 8).



Figura 8. Refractómetro y sonda multiparamétrica.

Fuente:

<https://www.tplaboratorioquimico.com/laboratorio-quimico/materiales-e-instrumentos-de-un-laboratorio-quimico/refractometro.html>

http://www.rsulab.mx/product_info.php/products_id/605

La salinidad promedio del agua de mar se estima en 35 ups, sin embargo, no toda el agua costera y oceánica posee la misma salinidad, esta varía de acuerdo con la intensidad de los fenómenos meteorológicos, principalmente las precipitaciones y la evaporación y a las corrientes de surgencia, formación de hielo y descarga de ríos. En áreas próximas a los continentes, donde desembocan grandes ríos y durante la temporada de lluvias cuando el volumen de las aguas de escorrentías es importante, la salinidad se reduce en algunas unidades, siendo la capa superficial la menos salada a causa de su menor densidad; por el contrario, en áreas de la zona intertropical alejadas de la costa, la salinidad es más elevada, como consecuencia de la intensa evaporación y de la escasa influencia de los grandes ríos y de las aguas de escorrentías. En las zonas polares, la formación de hielo, constituido por agua dulce, hace elevar los valores de salinidad, mientras que la fusión de los mismos durante el verano los hace descender. Así mismo, la salinidad presenta variaciones relacionadas con la profundidad.

Cuanto mayor es el contenido de sales en una determinada masa de agua mayor será su densidad, por lo que la distribución vertical (con relación a la profundidad) mostrará los valores más bajos en la superficie y un incremento progresivo a medida que aumenta la profundidad. Sin embargo, este incremento no es progresivo, sino que se produce un descenso brusco de la salinidad con la profundidad hasta llegar a los 500 o 1 000 m, dependiendo de la latitud, donde la salinidad alcanza su valor mínimo, y que es el lugar donde se sitúa la haloclina oceánica. A partir de ahí, la salinidad aumenta ligeramente con la profundidad (Figura 9).

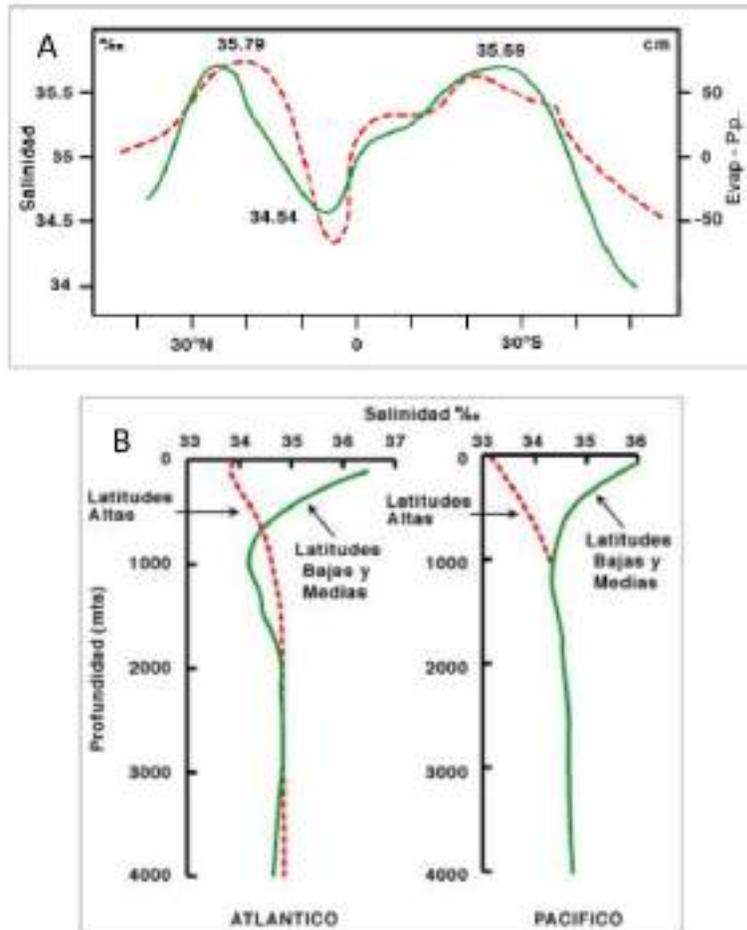


Figura 9. A. Variación de la salinidad superficial y la evapotranspiración según la latitud.
 B. Variación de la salinidad con la profundidad en los océanos Atlántico y Pacífico.

Fuente: http://www7.uc.cl/sw_educ/geo_mar/html/h321.html

De acuerdo con la capacidad de las especies para tolerar variaciones de la salinidad, estas se clasifican en estenohalinas y eurihalinas. Las primeras, son aquellas especies que no soportan variaciones de la salinidad en el medio, solo son capaces de habitar en un estrecho intervalo de concentración de sales, por lo que están obligados a vivir en un medio osmóticamente estable, como es el caso de la mayoría de los invertebrados y peces, Las especies eurihalinas, menos numerosas, al contrario, pueden habitar en aguas de salinidad variable. Tal es el caso de algunos tiburones y varias especies de moluscos bivalvos, como los mejillones. Un caso extremo de eurihalinidad lo exhiben los peces diádromos, peces que migran entre el agua dulce de ríos y el agua salada marina para alimentarse o reproducirse. Se clasifican en anádromos, que son peces que viven en el mar una gran parte de su vida y migran a aguas dulces para reproducirse, siendo el ejemplo más conocido el del salmón del atlántico (*Salmo salar*) que se reproduce en el curso superior de un río. Los catádromos realizan una migración inversa, es decir, viven la mayor parte de su vida en aguas dulces y migran al mar para para desovar (p. ej., la anguila).

Existen otras dos categorías de migraciones que no involucran cambios en la salinidad; son las migraciones potamódromas, en las que los peces de agua dulce no incursionan el medio marino; y las migraciones oceanódromas, que ocurren exclusivamente en el mar. Estas dos migraciones tienen como objetivo buscar mejores condiciones tróficas o de alimentación. Por último, los peces anfídromos realizan desplazamientos de los ríos al mar, principalmente por motivos de alimentación o en búsqueda de mejores condiciones ambientales.

Temperatura

La temperatura del agua de mar varía con las estaciones climáticas, la latitud, la longitud y con la profundidad. La distribución horizontal de este parámetro en los océanos es amplia, pero mucho menor que en el medio terrestre. Los valores extremos de densidad se producen en las cercanías de los polos a $-4\text{ }^{\circ}\text{C}$; mientras que las temperaturas en aguas superficiales tropicales alcanza los $42\text{ }^{\circ}\text{C}$ (Figura 10). Este intervalo es estrecho si se compara con la temperatura del aire, que se encuentra entre -65 y $65\text{ }^{\circ}\text{C}$. La temperatura de congelación del agua de mar es aproximadamente $-1,8^{\circ}\text{C}$, a salinidades de 35 ups. Es un parámetro de vital importancia en la ecología del medio marino, debido a su influencia sobre la vida de los organismos, puesto que interviene en la distribución geográfica y vertical, en el metabolismo, la reproducción, precipitación del carbonato de calcio en corales, moluscos, foraminíferos, etc.. La tasa metabólica de los organismos marinos se duplica con un incremento de $10\text{ }^{\circ}\text{C}$.

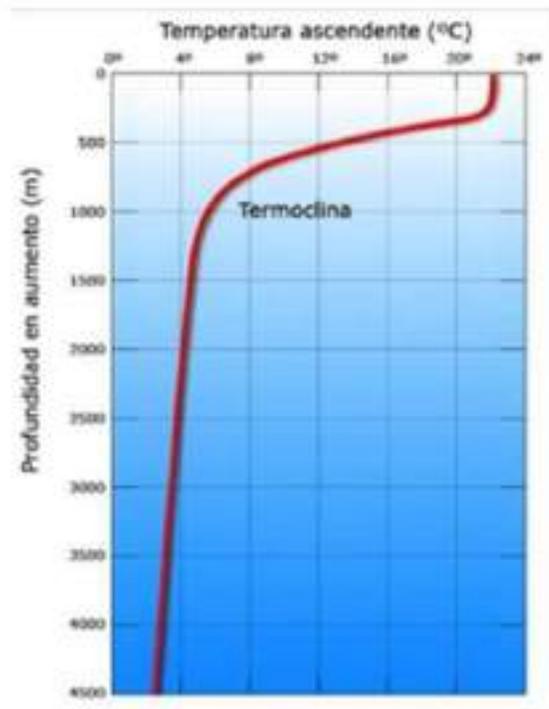


Figura 10. Distribución vertical de la temperatura.

Fuente: https://meteoglosario.aemet.es/es/termino/699_termoclina

La mayoría de la fauna marina está constituida por animales de sangre fría, principalmente invertebrados y peces, es decir, son poiquilotermos o ectotermos, y no pueden regular su temperatura corporal, por lo que estará condicionada a la que exista en el medio circundante, y de ahí la importancia que tiene este parámetro sobre la distribución y reproducción de las especies.

Otro grupo de organismos, conocidos como homeotermos, mantienen su temperatura corporal dentro de unos límites, independientemente de la temperatura ambiental, estos corresponden principalmente a los mamíferos como: ballenas, delfines, morsas, leones marinos, focas, etc.. Estos animales poseen una gruesa capa subcutánea de grasa que les sirve como aislante térmico, en algunos como focas, leones marinos y ballenas; alcanza grosores sorprendentes, en algunos como la ballena de Groenlandia, la capa de grasa puede tener unos 70 centímetros de espesor. Otros animales marinos homeotermos como los pingüinos, son aves que mantienen la temperatura corporal constante gracias a su plumaje que forma varias capas sobre su piel, teniendo una mayor densidad de plumas que otras aves.

Los endotermos, como aves y mamíferos, usan el calor metabólico para mantener una temperatura interna estable, que generalmente es diferente a la ambiental. Los ectotermos, como los peces e invertebrados, no usan el calor metabólico para sostener su temperatura corporal, sino que adoptan la del ambiente. Una excepción a esto la constituyen los atunes, que usan un sistema vascular denominado “rete mirabile”, que es un conjunto de pequeñas arterias y venas dispuestas en paralelo que actúan como un intercambiador de calor. La sangre arterial, oxigenada y enfriada en las branquias, toma calor de la sangre venosa, calentada por el metabolismo del pez. Así se evita la pérdida de calor, a través de las branquias, que queda retenido para calentar el organismo.

Existen especies que no toleran amplias variaciones de la temperatura del ambiente donde habitan. Estos organismos son conocidos como estenotermos, como la trucha, cuyo intervalo de temperaturas soportadas se sitúa entre 10 °C y 20 °C, mientras que los peces abisales viven en un estrecho ámbito de temperatura, así como de otros parámetros ambientales.

Al igual que ocurre con la salinidad, la temperatura muestra variaciones con la profundidad y ejerce influencia sobre la densidad, existiendo una relación inversa entre estas dos variables, lo que hace que el agua de mar aumente su densidad a medida que se torna más fría. Por lo tanto, la temperatura en aguas superficiales es más elevada y desciende progresivamente con la profundidad, sin embargo, en algunas situaciones ese descenso no es gradual, sino que ocurre un cambio brusco en un intervalo estrecho de profundidad, que se conoce como termoclina (Figura 11). Este fenómeno se produce principalmente durante el verano, en algunos lugares, entre aproximadamente 10 y 30 m de profundidad, cuando se incrementa la temperatura superficial del agua y no existe mezcla de las aguas superficiales con las subsuperficiales debido a la ausencia de vientos moderados a intensos.

En el Golfo de Panamá, durante el período de afloramiento costero, ocurre lo contrario, la termoclina asciende a la superficie en temporada seca, debido al efecto que producen los vientos alisios sobre la superficie del mar, que provoca el desplazamiento de la masa de agua cálida superficial, dando espacio para el ascenso de agua subsuperficial, más fría, densa, rica en oxígeno disuelto y nutrientes. En la costa venezolana, la termoclina desaparece en los meses templados y fríos a causa de la agitación de las aguas y por el enfriamiento gradual de las capas superiores que, al aumentar de densidad, descienden a niveles inferiores. Una segunda termoclina, llamada

permanente, se observa alrededor de los 200 a 1000 metros de profundidad y no es afectada por las condiciones meteorológicas.

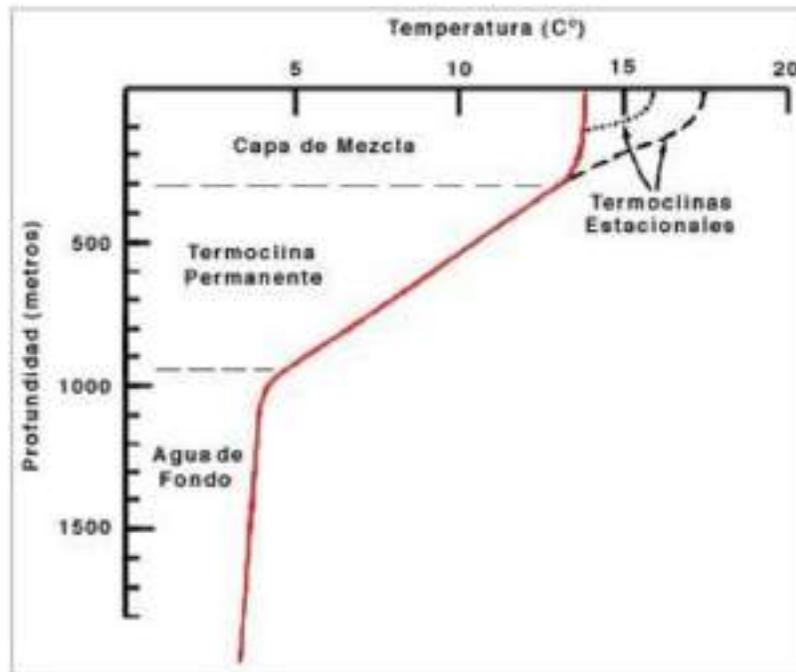


Figura 11. Distribución vertical de la temperatura y situación de las termoclinas estacionales y permanente.

Fuente: http://www7.uc.cl/sw_educ/geo_mar/html/h332.html

Densidad

La densidad del agua del mar consiste en su peso derivado de la cantidad de masa de sales por unidad de volumen de agua, por lo que es directamente proporcional a su salinidad, ya que, a mayor cantidad de sales, existe una masa superior por unidad de volumen de agua; en cambio, es inversamente proporcional a la temperatura, siendo, a mayor temperatura la densidad menor, igual ocurre a partir de -4 °C en las zonas polares. En ese sentido la salinidad, presión y temperatura definen la densidad del agua de mar, factor importante para caracterizar las masas de agua marinas.

La densidad del agua es alrededor de mil veces mayor que la del aire y varía en un intervalo desde los 998 kg/m^3 del agua dulce a temperatura ambiente, hasta aproximadamente $1\ 020$ a $1\ 030\text{ kg/m}^3$, que caracteriza a la mayoría del agua de los océanos.

La diferencia de densidad de distintas masas de agua, al entrar en contacto entre ellas produce una zona de mezcla con gradiente de densidad estable, conocida como pycnoclina, que separa el agua superior e inferior, lo que dificulta el transporte vertical; esta separación tiene importantes efectos biológicos en el océano y la fisiología de los organismos.

Distribución latitudinal de salinidad, temperatura y densidad

El planeta tierra está sometido a variaciones climáticas que definen zonas de acuerdo a la temperatura y régimen de lluvia en: zona tropical, subtropical, semi-templada, templada y polar. Esta zonificación está definida, entre otras cosas, por las estaciones del año, que instauran un régimen térmico y pluviométrico diferenciado a nivel latitudinal. Esta variación climática a diferentes latitudes incide sobre la ventilación oceánica y produce un efecto sobre las zonas de afloramiento (Naveira Garabato *et al.*, 2017).

La temperatura atmosférica y la lluvia afectan la capa superficial del mar a través de una combinación de procesos entre la atmósfera y la superficie del océano denominado acople atmósfera-océano, que incide sobre la temperatura del agua de la superficie marina (SST por sus siglas en inglés) y la salinidad (Watanabe & Kimoto, 2000). Debido a que existe una relación inversamente proporcional de la temperatura y la densidad, y una relación directa de esta última variable y la salinidad, las características oceanográficas superficiales, causadas por dicho acople, generan temperaturas superficiales del mar más altas en la zona tropical, las cuales van descendiendo en un gradiente latitudinal, a través de las zonas climáticas, a medida que nos desplazamos hacia los polos (Figura 12).

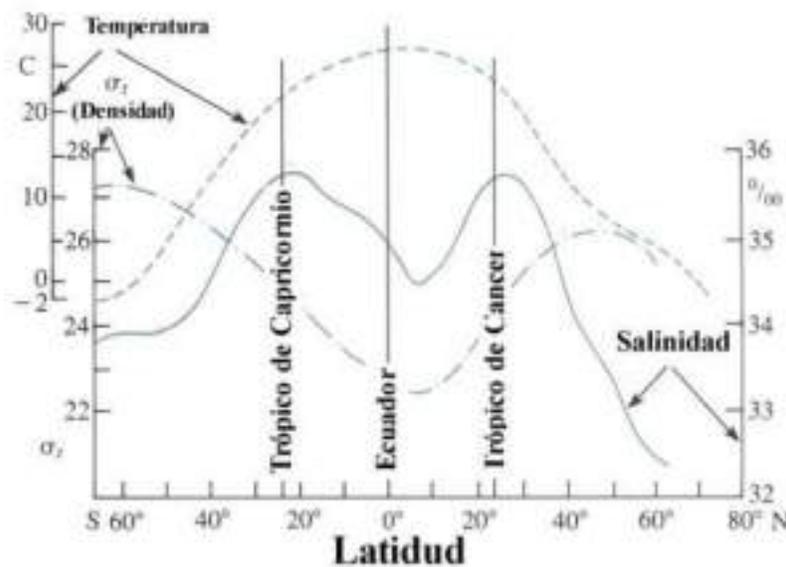


Figura 12. Distribución latitudinal superficial de salinidad, temperatura y densidad. Fuente: Lizano (sin fecha).

Sin embargo, esta relación no es constante, la variación térmica SST también está relacionada a través de patrones de variabilidad a diferentes anomalías térmicas, producidas por el Nodo Anular Sur en la zona antártica, la Oscilación del Atlántico Norte, la Oscilación decadal del Pacífico, entre otros, además del fenómeno de El Niño-Oscilación del Sur en la zona tropical, que tiene una

teleconexión planetaria (Deser *et al.*, 2010), este último fenómeno ejerce una fuerte influencia sobre la variación pluviométrica en la zona tropical en el océano (Zebiak, 1993).

Corrientes de surgencia

Un fenómeno que generalmente se presenta en los bordes de los continentes y en algunas zonas tropicales específicas, son las corrientes de surgencia o afloramientos (“upwelling”), las cuales ocasionan el ascenso de aguas profundas, más frías y cargadas de nutrientes, de mayor salinidad, que pueden producir cambios en los valores de estos parámetros en la columna de agua. Este fenómeno es de gran importancia en las regiones costeras donde se presenta, debido al incremento de la productividad, lo que influye en el aumento de las capturas pesqueras. Zonas de surgencia importantes son la de Perú, Cabo Frío en Brasil, la de California, la de África del Norte y la corriente de Benguela en Namibia, producidas por el efecto del viento que corre paralelo a la costa, o afloramiento costero (Figura 13 A), mientras que las del Golfo de Tehuantepec, Golfo de Papagayo y Golfo de Panamá el viento incide perpendicular a la costa, denominado afloramiento centroamericano (Figura 13 B); el afloramiento del Golfo de Omán, Somalia, en el Océano Índico está relacionado con el cambio de dirección de los monzones (Figura 13 C), finalmente, el afloramiento del Pacífico Central se debe a los vientos alisios que mueven la masa de agua superficial de la Contracorriente Ecuatorial hacia los lados, sobre la línea ecuatorial, la masa de agua se desplaza hacia el noroeste, mientras que bajo el ecuador gira en dirección suroeste, facilitando el ascenso de agua fría a la subsuperficie, denominado afloramiento ecuatorial (Figura 13D).

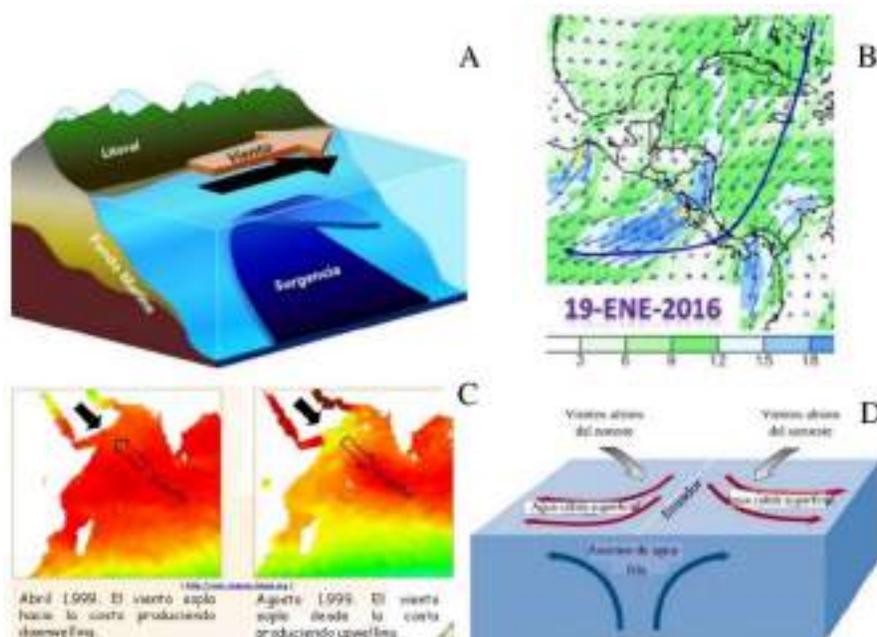


Figura 13. Formación de surgencia costera. A. Afloramiento Costero B. Afloramiento Centroamericano C. Afloramiento Golfo de Omán D. Afloramiento Ecuatorial.

Fuente:

- A. <http://descubriendogalapagos.ec/wp-content/uploads/2015/01/Surgencia-Fix.png>
- B. <http://tiempoyclimasv.blogspot.com/2016/01/frente-frio-en-centroamerica-17-al-21.html>
- C. <http://divulgacion.plocan.eu/afloramientos/>
- D. <https://slidetodoc.com/general-circulation-of-the-atmosphere-n-n-tropical/>

Luz

La iluminación que recibe el medio marino es fundamental para el desarrollo de la vida; a diferencia del aire, el agua es un medio denso y la penetración de los rayos solares está limitada, en promedio a 200 m, aunque en ciertas zonas del océano Atlántico puede superar 800 m.

De acuerdo con la penetración de las radiaciones luminosas solares, la columna de agua se divide verticalmente en dos zonas, fótica o iluminada y afótica, sin penetración de la luz. La zona fótica, a su vez, se subdivide en una capa superior de agua iluminada, que permite la realización de la fotosíntesis, denominada zona eufótica, y la disfótica, que corresponde a las aguas donde aún penetran ciertas longitudes de onda, pero de intensidad insuficiente para una mayor actividad fotosintética, en la cual el proceso de respiración se compensa a la fotosíntesis realizada. La zona afótica es la masa de agua donde no penetran los rayos solares. Su importancia guarda relación con la productividad primaria, generadora de la fuente de alimento en la red trófica (Figura 14).



Figura 14. Zonas de iluminación del medio oceánico.

Fuente: <http://www.maremundi.com/oceanografia.asp?pg=3&id=6>

Una fracción de la luz que llega al mar es dispersada y otra parte es absorbida. La que se absorbe incrementa la temperatura del agua, y la que se dispersa proporciona el color. La profundidad de penetración de la luz en el mar depende de muchos factores, entre los que cabe destacar en primer lugar el ángulo de incidencia de los rayos luminosos sobre la superficie del mar, puesto que a mayor ángulo de incidencia la reflexión será mayor. El ángulo de incidencia de la luz

solar depende de la latitud y de la hora del día, siendo máxima la penetración en el ecuador durante el mediodía. Además de la reflexión, los rayos solares experimentan refracción, es decir un cambio de la dirección de los rayos al entrar en un medio de diferente densidad, que se incrementa cuando aumenta la concentración de sales y disminuye la temperatura. Factores climáticos como la nubosidad reducen la calidad de la luz que llega a la superficie, así como el material particulado en suspensión y la agitación del agua superficial, debido a los vientos (Figura 15).

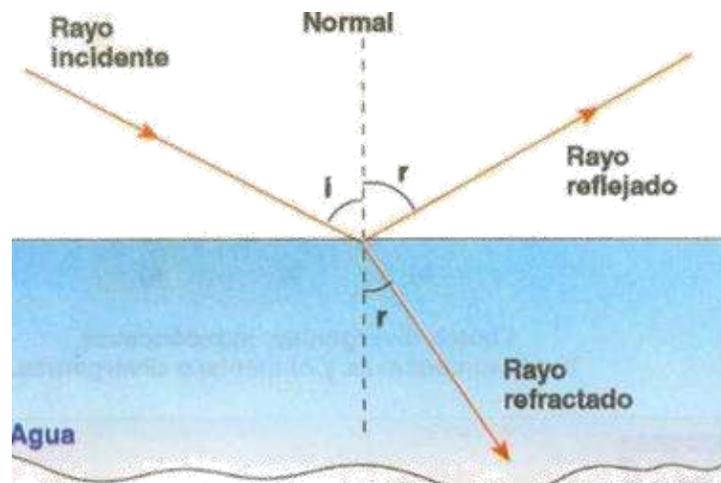


Figura 15. Reflexión y refracción de la luz solar en el mar.

Fuente: Modificado de: <https://somosfisicus.blogspot.com/2016/03/principio-de-huygens-reflexion-y.html>

Entre los factores que intervienen en la extinción de la luz en la columna de agua, los principales son turbidez o turbiedad, originada por partículas terrígenas y de materia orgánica en suspensión (mayor en zonas costeras, cerca de desembocaduras de ríos y durante la época lluviosa) y la concentración de organismos planctónicos.

Tomando en consideración la penetración de la luz en la columna de agua, el medio oceánico se divide en dos zonas principales, la zona fótica y la zona afótica. La primera corresponde a la masa de agua con alta penetración de la luz que, en promedio, se considera tiene una profundidad de 200 m. La zona fótica se subdivide en una superior, denominada zona eufótica, mejor iluminada, en la que se difunden las radiaciones rojas y ultravioletas, que son aprovechadas por las algas y el fitoplancton para la realización de la fotosíntesis, se distribuye desde la superficie hasta aproximadamente 80 m (Figura 15). Se estima que la intensidad mínima de luz que permite la realización de la fotosíntesis corresponde al 1 % de la luz que incide sobre la superficie, a esta profundidad se le conoce como nivel de compensación, en la que el oxígeno producido por la fotosíntesis y el consumido por la respiración están en equilibrio. Por debajo de esta y hasta unos 200 m se dispone la zona disfótica, donde se considera que la productividad primaria es nula, puesto que la respiración sobrepasa a la fotosíntesis. Por debajo de esta zona se encuentra la zona afótica, donde no llega iluminación procedente del sol.

Por otra parte, la luz solar está constituida por radiaciones de diferentes longitudes de onda. La absorción de estas radiaciones en el agua del mar está relacionada con la presencia de compuestos nitrogenados como el amoníaco, los nitratos y las proteínas, que reducen la penetración de la luz en el agua. Las radiaciones correspondientes a los colores rojos y anaranjados son absorbidas a menor profundidad. En promedio, la longitud de onda del color rojo alcanza hasta unos 15 m, mientras que la correspondiente al color azul penetra hasta unos 400 m en aguas oceánicas (Figura 16).

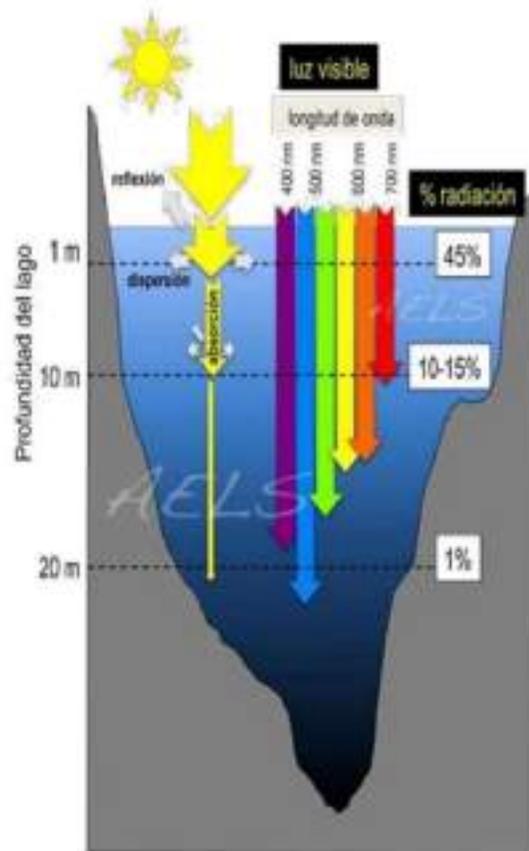


Figura 16. Extinción de las longitudes de onda de la luz solar en el agua.

Fuente: <https://aulaestudiolagosanabria.info/absorcion-de-la-luz/>

Oxígeno Disuelto

Como para todos los seres vivos, excepto los anaeróbicos, este gas es indispensable para su vida. En el agua marina la máxima concentración es de alrededor de 9 ml/L. En las aguas superficiales, en contacto con la atmósfera, la cantidad de oxígeno disuelto tiende, como es natural, a estar en equilibrio con el atmosférico. La cantidad de oxígeno disuelto superficial en el agua de mar oscila entre 1,0 ml/L y 8,5 ml/L, si bien una cantidad máxima puede ser sobrepasada en ocasiones, llegándose a un estado de sobresaturación en zonas de muy baja temperatura o en las que haya una intensa actividad fotosintética.

Los factores que regulan la cantidad de oxígeno disuelto en el agua son: temperatura y salinidad del agua, actividad biológica y procesos de mezcla debido a los movimientos del agua de mar. La solubilidad del oxígeno en el mar decrece al aumentar la temperatura y la salinidad.

Distribución de oxígeno disuelto en el océano

La distribución superficial de oxígeno responde, en gran medida, a las diferencias térmicas del océano. Las mayores temperaturas se dan en las zonas del ecuador y tropicales, producto de que están expuestas a la mayor insolación, lo que genera como consecuencia una menor disolución y concentración del oxígeno en el agua de mar.

En las zonas polares, al recibir una insolación notablemente menor, la temperatura del agua superficial del mar es más fría, lo que favorece la disolución y mayor concentración del oxígeno en el agua de mar.

La distribución en profundidad del oxígeno disuelto, se caracteriza por una capa superficial mezclada por el viento, cercana al equilibrio con la atmósfera, es decir, saturada. Se puede encontrar un máximo de concentración en la superficie, generado por la producción de los organismos fotosintetizadores, lo que causa una supersaturación de este gas, por encima de la termoclina (Figura 17); las zonas de mínimo oxígeno se encuentran bajo esta capa y las razones son la fuerte estratificación de densidad que inhibe la mezcla vertical entre las masas de agua de la superficie y sub-superficie, aislando a esta última del oxígeno atmosférico. Además, la cantidad de materia orgánica particulada en la zona de la termoclina es mayor que en la zona profunda, por lo que la demanda de oxígeno disuelto para su descomposición es mayor. Bajo la termoclina, las insaturaciones no son tan pronunciadas, debido al suministro de masas de agua oxigenada, por la circulación profunda de las aguas y menor cantidad de materia orgánica.

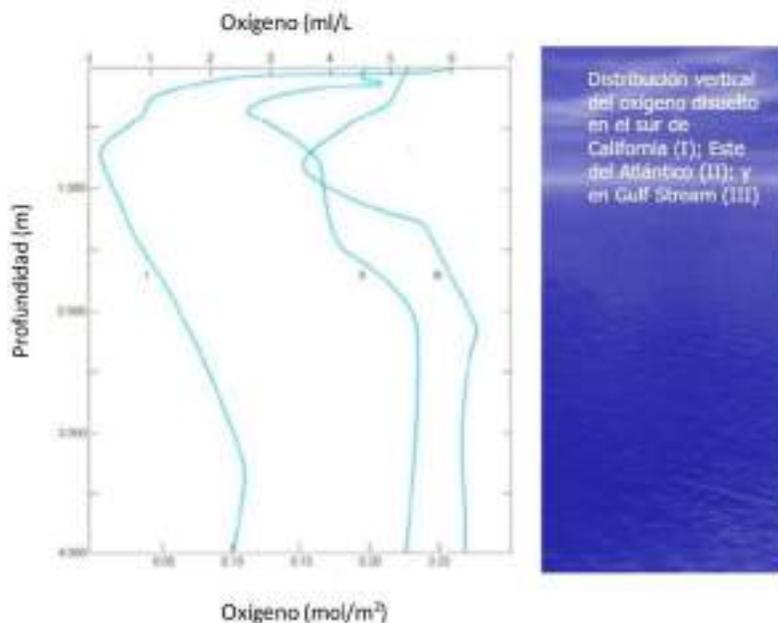


Figura 17. Distribución vertical del oxígeno.

Fuente: <https://slideplayer.es/slide/9503274/>

Las Zonas de Mínimo Oxígeno son regiones del océano (Figura 18), generalmente extendidas entre los 50 y 1 000 m de profundidad, cuyas aguas son muy pobres en contenido de oxígeno (Figura 19). Actualmente dichas regiones cubren casi el 10 % de la superficie de los océanos, por lo que intervienen en los ciclos biogeoquímicos globales (e.g., del carbono, nitrógeno y fósforo) y, en consecuencia, son fuentes de gases de efecto invernadero (e.g., el óxido nítrico). Además, representan una barrera respiratoria para las especies marinas, siendo así perjudiciales para el desarrollo de la biodiversidad marina y el clima del planeta.

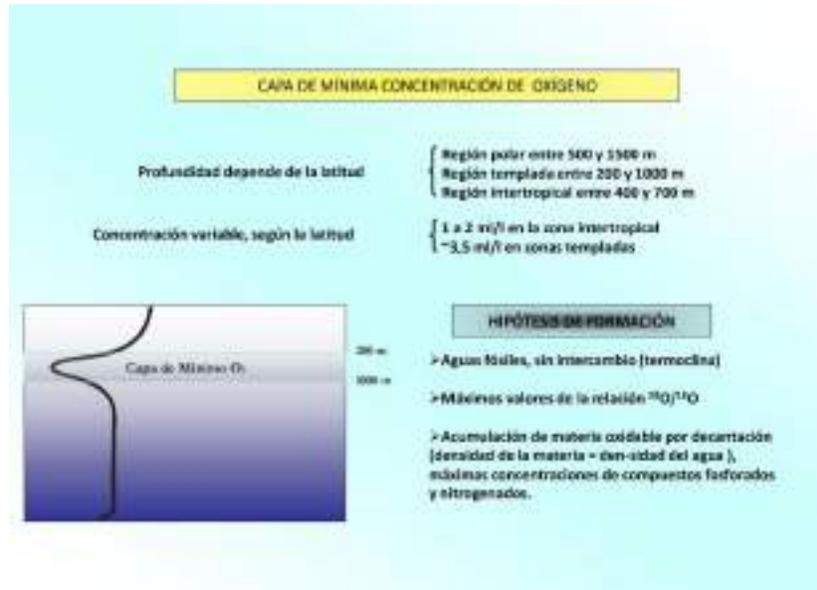


Figura 18. Zonas de mínima concentración de oxígeno.
Fuente: los autores



Figura 19. Concentración de oxígeno disuelto.
Fuente: los autores

pH

Otro de los factores de importancia en la vida marina es el pH, es decir, la relación entre la concentración de iones hidrógeno (H^+) y oxhidrilos (OH^-) que le confiere las características de alcalinidad o de acidez a una solución. El agua oceánica es ligeramente alcalina, y el valor de su pH está entre 7,5 y 8,4 y varía en función de la temperatura; si esta aumenta, el pH disminuye y tiende a la acidez; también puede variar en función de la salinidad, de la presión o de la profundidad.

El conocimiento del pH del agua del mar tiene importancia en biología marina, debido a que muchos fenómenos biológicos están regulados por este parámetro, llegando incluso a influenciar en la migración de muchas especies, además varía de acuerdo al Océano y a la profundidad (Figura 20). Los valores de pH del agua de mar oscilan generalmente entre 7,5 y 8,4 siendo el agua de mar levemente alcalina, cuyos valores más altos se encuentran en la superficie debido a la volatilización de CO_2 hacia la atmósfera.

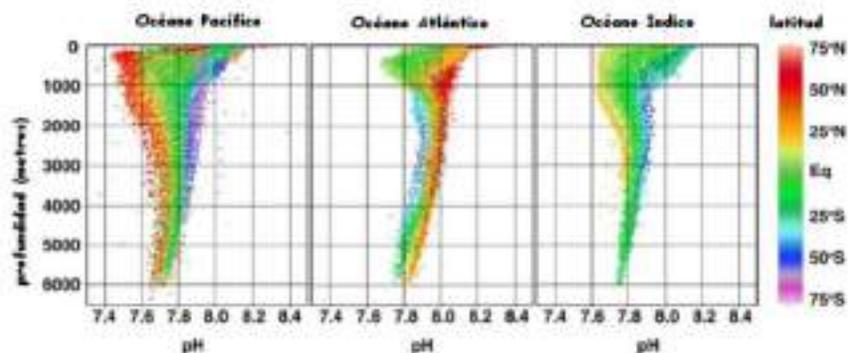


Figura 20. Distribución vertical del pH, según la latitud, en los océanos Pacífico, Atlántico e Índico.

Fuente:

<http://cambioclimaticoenergia.blogspot.com/2011/04/el-gradiente-natural-de-ph-de-los.html>

En la superficie, en situación de equilibrio entre el CO_2 disuelto y el atmosférico, los valores del pH suelen oscilar entre 8,1 y 8,3; en esas condiciones, hay una activa función fotosintética, con disminución de este gas, en ese sentido el pH puede aumentar aún más. Por debajo de la zona eufótica, en la que el oxígeno disuelto ha sido consumido, las cantidades de dióxido de carbono alcanzan su máximo valor, a unos 800 m de profundidad, se alcanzan los mínimos valores normales de pH, que es de 7,5, solo superados en ausencia total de oxígeno y en determinados tipos de agua y fondos donde hay producción de ácido sulfhídrico, alcanzando valores de 7,0. En ese sentido, el nivel de pH del agua de mar va a depender, fundamentalmente, de la relación entre el CO_2 , temperatura, salinidad, presión y actividad biológica, así como la función fotosintética.

Nutrientes

Se ha podido determinar que en algunas regiones los principales nutrientes (nitrógeno, fósforo, hierro), no determinan la producción fitoplanctónica, sino la participación de la luz visible,

altura del sol, nubosidad, reflexión, absorción y dispersión de la luz y su efecto sobre la temperatura, unida al proceso de mezcla y la formación de la termoclina que actúa como barrera y limita la mezcla y los aportes de nutrientes, generando restricciones a la productividad en la capa superficial de los océanos, cuyas variaciones inciden en los cambios de las poblaciones de fitoplancton (Rentería & Ortega, 2012).

Todo parece indicar que los factores arriba señalados pueden afectar la productividad, donde las especies están adaptadas a condiciones de luz y nutrientes, y el crecimiento de las poblaciones de fitoplancton también va a ser limitado, cuando los factores lo son. (Moore *et al.*, 2001).

Sin embargo, los nutrientes como sales biogénicas en el medio marino, no dejan de ser importantes en el análisis de su comportamiento en la columna de agua ya que representan los elementos y compuestos químicos, necesarios para el metabolismo de los organismos, además de participar en los procesos fotosintéticos en la zona fótica de la columna de agua y los quimiosintéticos, que se dan en las grandes profundidades y se ve reflejado en el comportamiento de los nitratos y fosfatos representados en la Figura 21.

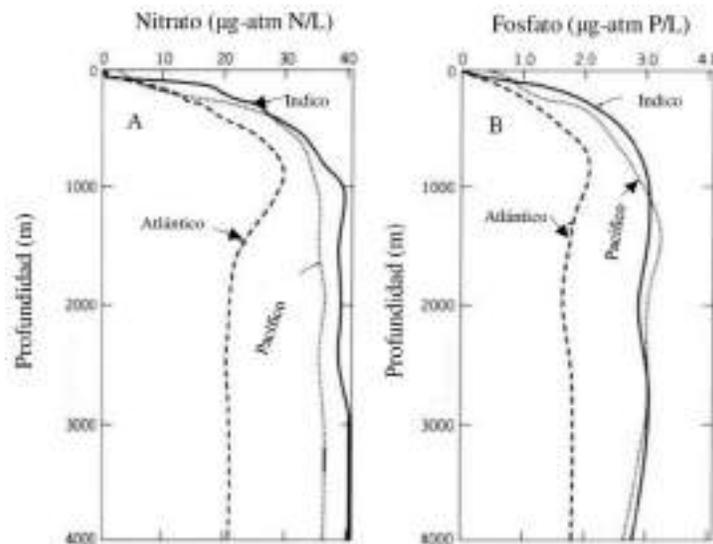


Figura 21. Comportamiento y distribución de: A. nitratos y B. fosfatos.
Fuente: <http://www2.udec.cl/geoquimica/en/education/nutbiolim.pdf>

Sus fuentes de procedencia pueden ser de origen continental, producto de la erosión de los suelos y aguas de escorrentía, que durante la temporada lluviosa llegan a los ríos y son transportados a la zona costera. Por otro lado, la descomposición de la materia orgánica, y en especial los compuestos nitrogenados, son degradados hasta nitrógeno soluble en estado libre, producto de la acción bacteriana, a través del proceso de nitrificación, que posteriormente ascienden a la superficie del medio marino junto con otros elementos como el fósforo y el hierro, para ser aprovechados por el fitoplancton en la fotosíntesis y formar nueva materia orgánica.

El ascenso de estos compuestos se da por los fenómenos de surgencia que enriquecen y garantizan la producción primaria como fuente alimentaria en la red trófica, utilizada

fundamentalmente en los procesos reproductivos y mantenimiento de los procesos metabólicos de las especies.

El uso de los nutrientes por parte del fitoplancton se fundamenta en la explicación dada por Hutchinson (1961) soportada en la ley del mínimo o ley de Liebig y el principio de exclusión competitiva, donde señala que distintas especies de fitoplancton que compiten por los mismos nutrientes pueden coexistir en un mismo ecosistema, aun cuando este sea deficiente. Planteamiento que posteriormente fue corroborado por Floder *et al.* (2002) quienes sostienen que el fitoplancton es mayor cuando las condiciones fluctúan, reduciéndose la posibilidad de que la competencia interespecífica se desencadene. Por otro lado, Masuda *et al.* (2020) señalan que los nichos ecológicos de fitoplancton solapado, impiden la exclusión competitiva, por lo que la cantidad de especies va a estar determinada por la tasa de especiación en las comunidades fitoplanctónicas.

Esto fue posteriormente corroborado por Floder *et al.* (2002), quienes observaron que la diversidad de la comunidad del fitoplancton es mayor en condiciones fluctuantes en las que es menos probable que la competencia interespecífica desencadene el fenómeno de exclusión competitiva. Más recientemente, Masuda *et al.* (2020) han manifestado que cuando el solapamiento de nichos ecológicos no da lugar al fenómeno de exclusión competitiva, el número de especies coexistentes está determinado por la tasa de especiación en las comunidades del fitoplancton

En el caso particular del fósforo, cuya función es participar en la síntesis de materia orgánica, sus aportes son de procedencia terrígena o producto de la descomposición de los esqueletos de los animales, ricos en fósforo, que al descomponerse lo liberan, además de otros compuestos como el calcio, que se acopla a otras moléculas para formar carbonato de calcio, importante en la formación del exoesqueleto calcáreo de muchos organismos marinos, en especial los corales (Figura 22).

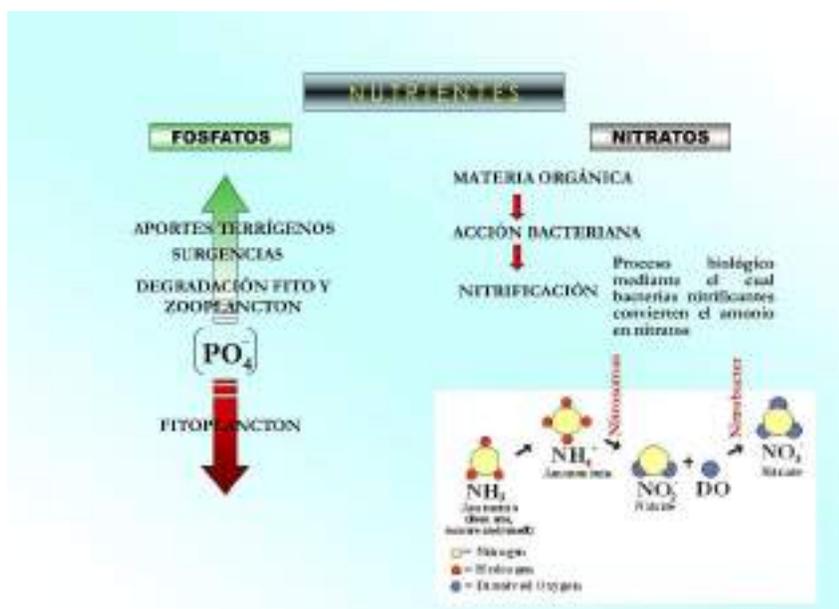


Figura 22. Formación de fosfatos y proceso de nitrificación.

Fuente: los autores

La abundancia del hierro se debe a su carácter geoquímico, en la corteza terrestre está estimado en 54 kg/t, encontrándose formando óxidos, con concentraciones en el agua de mar bajas (2mg/L), las cuales van a depender de su pH. En las plantas participa en la estructura de la clorofila y en los animales como transportador de oxígeno hacia los tejidos (Ramírez & Arango, 2001).

Sedimentos

Los organismos bentónicos (macro y meiobentos), debido a su estrecha relación con el fondo, tienen una relación significativa con las características físicas y químicas del tipo de sedimento; su clasificación está basada en el origen de las partículas; y su origen proviene de sedimentos terrígenos (rocas), material orgánico (biogénico), compuestos disueltos en agua (hidrogénicos) y del espacio exterior (cosmogénico).

Los sedimentos marinos terrígenos o alóctonos tienen su origen en la meteorización de las rocas por efecto de agentes climáticos; su transporte hasta el medio marino se realiza por medio de ríos y aguas de escorrentías, depositándose las partículas más gruesas (arenas) cerca de la costa, mientras que las más finas (limos y arcillas) pueden ser transportadas, por medio de las corrientes oceánicas, hasta centenares de kilómetros mar afuera. Sin embargo, las partículas finas pueden depositarse en fondos próximos de la costa, en sitios abrigados como bahías o por efecto del fenómeno conocido como floculación, mediante el cual se unen las partículas sólidas entre sí, generalmente debido a fuerzas electrostáticas entre las partículas y otros elementos del suelo como el agua o los cationes.

Las características físicas, principalmente la granulometría y el contenido de agua, y químicas (contenido de materia orgánica, pH, etc.) son de gran importancia para la distribución de la macrofauna béntica y, particularmente, de la meiofauna.

La caracterización del sedimento se logra mediante el análisis granulométrico, para ello, una muestra del substrato se lava con agua corriente para eliminar las sales; posteriormente, se seca en una estufa a 60 °C hasta peso constante, a continuación, se deposita en una serie de tamices, con el estándar ASTM, en orden decreciente del diámetro de poro, siendo el superior de 2 mm (gravas) y el inferior de 62 µm, que permitirá el paso de limo y arcilla.

Los tamices se disponen en una plataforma eléctrica vibratoria (Figura 23A) por un período de 10 a 15 minutos, en los que las partículas de sedimento se separan en sus diversas fracciones y se clasifican en submuestras de acuerdo al tamaño. En laboratorios de análisis granulométrico más sofisticados el procedimiento antes indicado se realiza con instrumentos especializados denominados analizador de partículas, como: el Mastersizer de Malvern Instruments, que evalúa fracciones entre 0,02 y 2 000 µm (de acuerdo al modelo), a través de metodología de refracción óptica, el CAMSIZER, de Microtrac MRB que analiza partículas entre 20 y 3 000 µm, el cual utiliza la combinación de dos cámaras con diferente aumento, el SediGraph® que mide partículas entre 0,1 y 300 µm, mediante el método gravimétrico y el “coulter counter” de Beckman Coulter, que utiliza la difracción de laser, metodología evaluada por Walker *et al.* (1974) para partículas finas, tal como se señala en la Figura 23B.



Figura 23. (A). Vibrador de tamices (“sieve shaker”), (B) “Coulter counter” para la separación de las fracciones del sedimento.

Fuente: A. <https://www.kasalab.com/producto/tamizadora-digital-eletromagnetica-ftl-0400/>
B. [http://www.irich-performance.com/product/lr-13-320-xr-particle size-analyzer/](http://www.irich-performance.com/product/lr-13-320-xr-particle-size-analyzer/)

Luego de separadas las fracciones granulométricas, quedan retenidas en los tamices correspondientes a cada fracción: grava, arena gruesa, arena muy gruesa, arena media, arena fina, arena muy fina y limo - arcilla (Figura 24). Cada submuestra es pesada en una balanza analítica, anotándose los pesos de las fracciones, de acuerdo a los resultados obtenidos, el sedimento será clasificado basado en el peso acumulado en cada tamiz, en categorías como: arenoso, arenolimoso, limoso, limo-arcilloso y arcilloso, según el diagrama de Shepard (Figura 25).

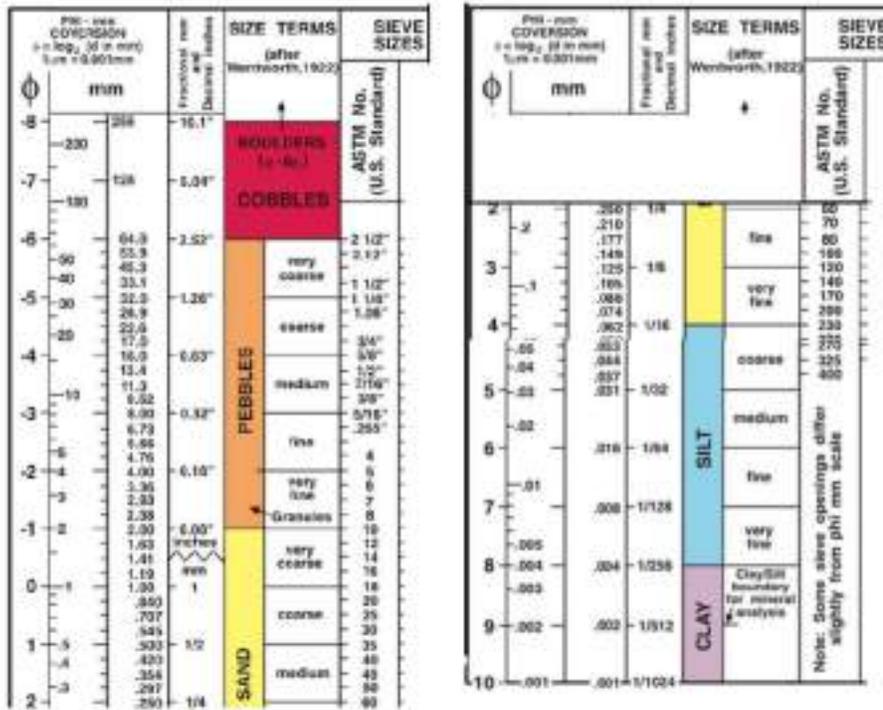


Figura 24. Clasificación de las fracciones granulométricas de acuerdo al diámetro de las partículas.
Fuente: https://www.wikiwand.com/en/Grain_size

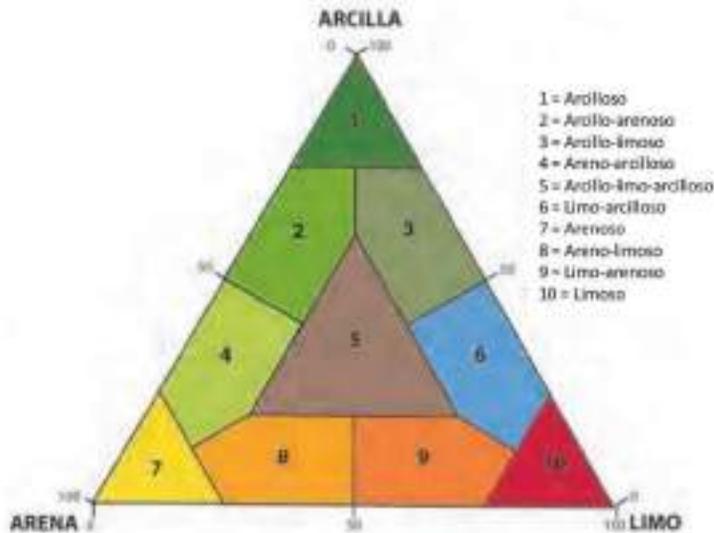


Figura 25. Diagrama ternario de Shepard (1954).
Fuente: Revista INGEMMET año 7 No 29, 2016

Este análisis suele hacerse manualmente con la ayuda del software EasySieve de Retsch Technology, que se integra al agitador y a la balanza para realizar el análisis del peso de las fracciones granulométricas de manera directa y digitalizada.

El cálculo del análisis granulométrico se puede hacer mediante software libres: Gradistat (Blott & Pye 2001), SysGran o el actualizado rSysGran (Camargo, 2006), los cuales utilizan las fórmulas estadísticas granulométricas de Folk & Ward (1957), entre otras, que son las más utilizadas.

CAPÍTULO III HÁBITATS MARINOS Y COMUNIDADES

Plancton

El término plancton es utilizado para designar a los organismos que, en estado adulto o larval, flotan pasivamente en el agua, o que, si tienen la capacidad de desplazarse, esta no es suficiente para vencer las corrientes marinas. Este grupo representa la fuente principal alimenticia en los océanos, constituido por plantas microscópicas, pequeños herbívoros y carnívoros y algunas bacterias. Los organismos que lo componen, particularmente las algas microscópicas, están situados en el primer eslabón de la red trófica, pero su crecimiento y desarrollo está condicionado a la temporalidad y a los parámetros fisicoquímicos que rigen la vida en el medio marino.

Existen varias clasificaciones del plancton, dependiendo del criterio utilizado. En ese sentido, además de los grupos antes mencionados se incluye el ictioplancton, conformado por huevos y larvas de peces.

Clasificación del plancton

La clasificación de los organismos planctónicos más utilizada es la separación de acuerdo a la característica autótrofa (fitoplancton) o heterótrofa (zooplancton). Tanto el fitoplancton como la mayor parte del zooplancton están limitados a las zonas superiores iluminadas, en la columna de agua. Otro grupo de organismos zooplanctónicos viven en zonas profundas durante el día y migran a la superficie en la noche para alimentarse o reproducirse, estrategia que garantiza la repartición del nicho trófico y espacial, para evitar la competencia.

De acuerdo a la presencia de los organismos planctónicos en la columna de agua, durante su etapa de vida se clasifican en holoplancton o plancton permanente, que incluye a todos los organismos cuyo ciclo vital transcurre íntegramente formando parte del plancton, y el meroplancton, que se refiere a aquellos organismos que durante su etapa de vida temprana forman parte de este grupo (larvas de invertebrados, así como larvas y huevos de peces), para después formar parte del bentos o del necton.

El plancton de acuerdo a su distribución en la columna de agua, se clasifica en plancton nerítico, que corresponde a aquellos organismos que habitan en aguas sobre la plataforma continental, con un fuerte componente meroplanctónico (con predominancia de huevos y larvas de invertebrados (anélidos, moluscos, crustáceos, equinodermos, etc.) y plancton oceánico, que habita en aguas alejadas de la costa, principalmente constituido por holoplancton, larvas y huevos de especies pelágicas.

En el plancton oceánico se distinguen diversos grupos de acuerdo a la ubicación con respecto a la capa eufótica y afótica de la columna de agua, entre los que se destacan:

- Epiplancton, feoplancton o fotoplancton, limitado a las capas superiores iluminadas, aproximadamente hasta 100 brazas de profundidad.

- Cnefoplancton, plancton crepuscular o de penumbra, habita en las capas poco iluminadas de la zona disfótica.
- Escotoplancton es el plancton que se encuentra en aguas afóticas.

De acuerdo al tamaño y a las dimensiones de los planctobios, ha sido propuesta la siguiente clasificación de acuerdo al tamaño (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación del plancton de acuerdo a su tamaño

CLASIFICACIÓN	TAMAÑO	ORGANISMOS
Ultrananoplancton	< 2 μm	Virus, bacterias, hongos
Ultraplankton	2 - 5 μm	Microflagelados
Nanoplancton	2 - 20 μm	Coccolitofóridos
Microplancton	50-500 μm	dinoflagelados
Mesoplancton	0,5-5 mm	copépodos, quetognatos
Macroplancton	5-50 mm	salpas
Megaloplancton	> 50 mm	medusas

Fuente: los autores

Fitoplancton

El fitoplancton está constituido por cianobacterias y microalgas, particularmente diatomeas, que sirven como principal alimento de especies filtradoras, además se utilizan en la elaboración de filtros de agua; otro grupo compuesto por los dinoflagelados, indicadores de mala calidad de agua, o de baja concentración de oxígeno disuelto. Estos organismos fotosintéticos son autótrofos, capaces de vivir a partir de la energía de la luz solar y de materia inorgánica disuelta.

La gran importancia del estudio del fitoplancton se debe a que constituyen la base de la trama trófica de los ecosistemas marinos.

Métodos de colecta

Debido a la gran variación de tamaño de los organismos fitoplanctónicos se han desarrollado diversas formas de colecta: redes, botellas colectoras y bombas de succión.

Colecta con botellas

Los individuos de menor tamaño, tales como: pirrófitas, xantófitas coccolitoforídeos y algunos dinoflagelados deben ser colectados con botellas colectoras (Figura 26), este método tiene

la ventaja que se puede expresar fácilmente la densidad debido a que se conoce el volumen de agua de la botella.



Figura 26. Botella de Niskin.

Fuente: <https://www.chileoceanica.cl/productos/>

Colecta con redes planctónicas

Los organismos de mayor tamaño (diatomeas, foraminíferos y algunos dinoflagelados) son colectados con redes, el cual no es un método cuantitativo, debido a la selectividad de la red (Figura 27). Se realizan arrastres horizontales, a una velocidad de 1 nudo, en la superficie o sub-superficie, por un período de tiempo que depende de la colmatación de la red, la cual está acondicionada con un colector, llamado copo, colocado al final de esta. Una vez terminado el arrastre, el material retenido en el campo se traspasa a un recipiente y el material colectado se fija con formalina al 4 %. Con este tipo de metodología la densidad de organismos colectados se describe a través de la cantidad de tiempo de arrastre.



Figura 27. Red de plancton.
Fuente: Reguera *et al.*, 2011

Procesamiento de la muestra

Una vez colectada la muestra, se traspasa a recipientes de vidrio con tapa de baquelita, y se agrega formalina al 4 %. Se deja reposar y se mantiene el material para ser evaluada posteriormente la densidad.

Métodos de fijación y preservación

Existen, básicamente, tres soluciones para la fijación y preservación de las muestras:

1. Formalina: 10 ml de formaldehído + 90 ml de agua destilada, se le adiciona tetraborato de sodio para estabilizar el pH a un valor entre 7 y 7,3.
2. Lugol: 4 g de yoduro de potasio + 6 g de yodo, 100 ml de agua destilada + 190 ml de ácido acético.
3. Lugol + ácido acético: 200 g de yoduro de potasio + 100 g de yodo, 200 ml de agua destilada + 190 ml de ácido acético.

El primer método permite la preservación de la muestra por varios meses, mientras que los últimos dos métodos solo lo hacen por unas semanas solamente.

Cálculo de la densidad del fitoplancton

El cálculo de la densidad de fitoplancton se realiza mediante dos métodos que dependen de la densidad y volumen de las células, la cámara de Neubauer o la celda de Sedwick-Rafter

Cámara de Neubauer o hematocitómetro

Este método es propicio para células de diámetro muy pequeño ($< 30 \mu\text{m}$), o cuando hay mucha abundancia en la muestra. La celda está compuesta de dos secciones, cuatro campos laterales y uno central (Figura 28).

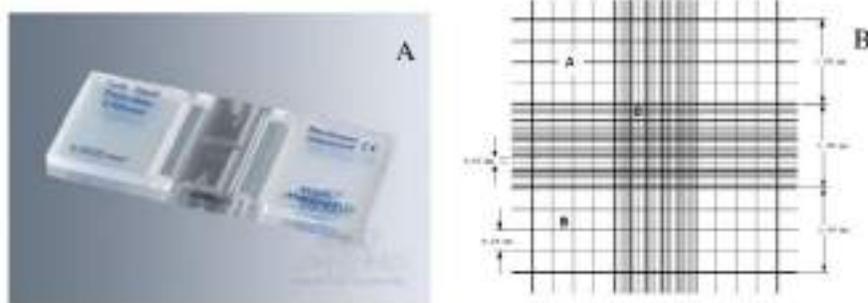


Figura 28. Cámara de Neubauer (A), retícula central (C).
Fuente: Sulochanana *et al.*, 2014

Los cuatro campos laterales se utilizan cuando la muestra es poco abundante, con bajo conteo de células de fitoplancton; mientras que el campo central es muy útil cuando la densidad de organismos es muy alta. En la Figura 29 se observa la manera de contar tanto, en los campos externos como en el interno.

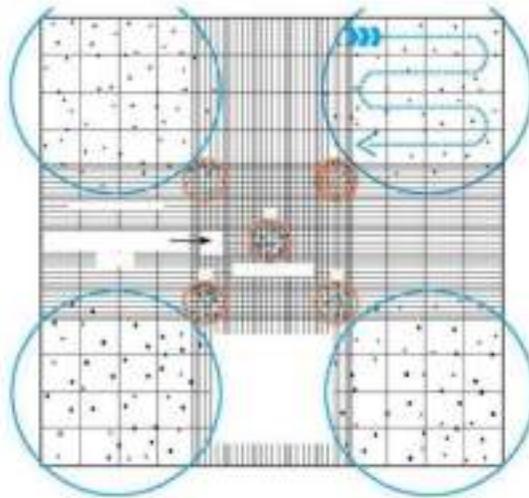


Figura 29. Campos de conteo de la Cámara de Neubauer.

Fuente:

https://academia.cienciaviva.pt/recursos/recurso.php?id_recurso=182

Cálculo de la densidad con la cámara de Neubauer

Cálculo de la densidad en los cuatro cuadrantes de las esquinas:

$$\text{Densidad} = \frac{\text{Número total de células contadas}}{\text{Número de cuadros contados}} 10^4$$

Cálculo de la densidad en el cuadrante central:

$$\text{Densidad} = \frac{\text{Número total de células contadas}}{10 \times 4 \cdot 10^6}$$

donde;

10 = conteo de los 5 campos de la zona central de la celda, contadas en dos celdas

$4 \cdot 10^6$ = volumen de muestra del área central de la celda que corresponde a $0,0043 \text{ mm}^3$.

Celda de Sedgwick-Rafter

A la muestra previamente sedimentada se le elimina el sobrenadante; del material sedimentado se extraen varias muestras de 1 ml, con una pipeta, que es traspasada a la celda de Sedgwick-Rafter, la cual se lleva al microscopio binocular (Figura 30). La cantidad de células contadas dependerá de las filas de la celda que sean observadas. Normalmente las células se

disponen individualmente, sin embargo, cuando están unidas en fila (en sicigia) se deben contar las cadenas como un individuo.



Figura 30. Celda de Sedwick-Rafter.

Fuente: <https://colombia.bioweb.co/products/celda-de-conteo-sedgewick-rafter-aleacion-de-cobre-1-0-ml?variant=473176869>

Cálculo de la densidad con la celda de Sedwick-Rafter

La densidad se expresa como el número de células por mililitro de la siguiente manera:

$$n_i = \bar{x}_i \cdot \frac{v}{V}$$

donde;

n_i = Número de células de la especie “i” por mililitro

\bar{x}_i = promedio de células de la especie “i” contadas en varias muestras

v = volumen de las muestras parciales

V = volumen de la muestra filtrada por la red

Productividad Primaria:

El término productividad expresa la cantidad de tejido vivo producida por unidad de tiempo, y corresponde a aquella productividad primaria, realizada por los vegetales verdes, es un proceso de producción de compuestos orgánicos de elevada energía, a partir del CO_2 , H_2O y sales nutrientes, utilizando la energía solar. Esta cantidad de material orgánico producido mediante la fotosíntesis, es la productividad primaria bruta. De este material orgánico producido, una parte es utilizada por las mismas plantas para la respiración, el resto es utilizado principalmente en el crecimiento y la reproducción, y se conoce como productividad primaria neta, y constituye la cantidad de material a disposición de los animales.

La tasa de producción primaria, bruta o neta, es medida en unidades de gramos de C fijado por la fotosíntesis, por unidad de tiempo, y volumen. En el medio marino, la producción de materia orgánica es debida al fitoplancton y a las macroalgas bénticas, pero estas últimas están limitadas,

salvo raras excepciones (Mar de los Sargazos) a una estrecha franja de tierra firme (continentes e islas), donde viven adheridas al sustrato, por lo que su contribución a la productividad primaria del medio marino, es escasa, representando menos del 5% del total.

Medición de la productividad primaria

Existen varios métodos para medir la productividad primaria, siendo el de las botellas clara y oscura uno de los más empleados, por su sencillez. Este método consiste en medir la diferencia entre el oxígeno producido por la fotosíntesis y el consumido por la respiración. Para ello se utilizan tres botellas exactamente iguales, salvo que una de ellas está totalmente cubierta por cualquier material opaco que impida la penetración de los rayos solares; estas botellas son “incubadas” a distintas profundidades, hasta el nivel de compensación, que se determina a través del uso del disco de Secchi (Figura 31A), a 50 %, 25 %, 10 % y 1 % de incidencia de la luz que llega a la superficie. Los niveles de incubación se obtienen al multiplicar el valor de desaparición del disco en la columna de agua, medida en metros, por un factor de corrección que corresponde a 0,40, 0,81, 1,35, y 2,7 como constantes respectivas para la determinación de cada una de estas profundidades (Figura 31 B).

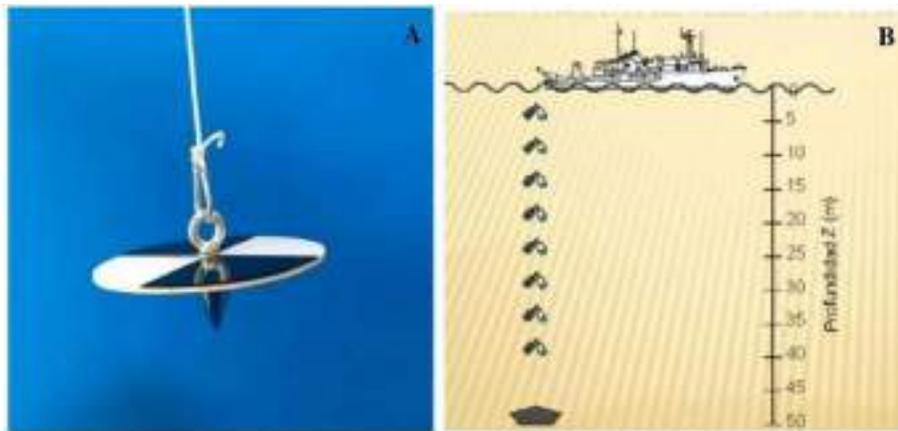


Figura 31. A. Disco de Secchi. B. Profundidades de incubación de botellas.

Fuente: A. <https://conconpiscinas.cl/wp-content/uploads/2018/09/s-1500-1.jpg>

B. <https://slideplayer.es/slide/2938589/>

Ejemplo: Se tomó la profundidad de desaparición del disco de Secchi en la sección externa de Isla Iguana, Azuero, y se obtuvo un valor de 13,71 m; en el Cuadro 2 se observan las profundidades de incubación luego de multiplicar este valor por las constantes correspondientes indicadas en el párrafo anterior.

Cuadro 2. Profundidades de incubación de botellas clara y oscura para determinación de la Productividad Primaria

Porcentaje de incidencia de luz	Coefficiente de cálculo	Profundidad de incubación
50 %	0.4	5,48 m
25 %	0.81	11,11 m
10 %	1.35	18,51 m
1 %	2.70	37,01 m

Fuente: los autores.

La muestra de agua, de cada profundidad, es tomada en la zona determinada por el cálculo anterior, con ella se llenan las tres botellas de cada sección, una de estas (botella inicial o patrón BI) se fija para su posterior medición en el laboratorio por el método de Winkler. Las botellas, una de ellas la oscura (BO), se hacen descender hasta la profundidad de donde fue tomada la muestra de agua inicial. Se dejan reposar, en el mismo lugar, durante un periodo de algunas horas o 24 h, al cabo de las cuales se izan a bordo de la embarcación y se mide inmediatamente la cantidad de oxígeno disuelto en cada una o se fijan para su posterior análisis en el laboratorio. Para fijar la cantidad de oxígeno, se añade sulfato manganeso, yoduro alcalino y ácido sulfúrico.

Debido a que en la botella oscura no penetra la luz, no se puede realizar la fotosíntesis, y por lo tanto no se produce oxígeno, por lo que la diferencia entre el oxígeno de la botella inicial o patrón (BI) y la botella oscura (BO), nos indica el consumo de este gas por la respiración de los organismos (R). La diferencia entre el oxígeno de la botella clara (BC) y la botella inicial (BI) representa la productividad primaria neta (PPN), puesto que en la botella clara se sigue produciendo oxígeno, pero también es utilizado por el fitoplancton. La productividad primaria bruta (PPB) se puede entonces estimar por la suma de la productividad neta y el oxígeno consumido por la respiración realizada, con relación a un período de incubación de las botellas (Δt), no menor a 2 horas y dependiendo de este período se proratea para las 12 horas de iluminación diurna utilizando un factor de corrección (Cuadro 3):

$$\text{Respiración} \rightarrow R = \frac{BI-BO}{\Delta t}$$

$$\text{Productividad Primaria Neta} \rightarrow PPN = \frac{BC-BI}{\Delta t}$$

Productividad Primaria Bruta:

$$PPB = PPN + R = \frac{BC-BI}{\Delta t} + \frac{BI-BO}{\Delta t}$$

Cuadro 3. Valores de oxígeno disuelto (mg/L) en la botella inicial (BI), botella clara (BC) y botella oscura (BO) a diferentes profundidades (m) y Productividad Primaria Bruta (PB)

EST	PROF	O ₂ (BI)	O ₂ (BC)	O ₂ (BO)	BO-BI	BI-BC	PB
1	0	5,8	6,7	3,2	-2,6	-0,9	0,35
2	10	5,0	5,7	2,8	-2,2	-0,7	0,29
3	20	4,7	5,3	2,6	-2,1	-0,6	0,27
4	30	4,4	4,6	2,4	-2,0	-0,2	0,22
5	40	4,1	3,9	2,3	-1,8	0,2	0,16
6	50	3,6	3,2	2,0	-1,6	0,4	0,12
7	60	3,2	2,5	1,9	-1,3	0,7	0,06

Fuentes: los autores

Los valores obtenidos de PPN y PPB se convierten a Carbono fijado por área, con relación al tiempo de incubación mediante la siguiente ecuación:

$$\text{mg C/m}^3/\text{hr} = \text{mg Oxígeno liberado} * \frac{12}{32} * 1,2 * \frac{1000}{t}$$

donde;

$12/32$ = relación molar de oxígeno liberado por carbono fijado

1,2 = coeficiente de corrección de la relación molar

1000 = conversión de litros a metros cúbicos

t = tiempo de incubación

Zooplankton

El estudio de las comunidades planctónicas puede abarcar diferentes aspectos, siendo uno de los de mayor interés la composición y abundancia de especies o taxocenosis y la productividad primaria de un área determinada, como medida de la riqueza de las aguas. En pesquerías es interesante conocer las variaciones espacio-temporales del ictioplancton, incluyendo los huevos, de especies de interés comercial, lo que permite determinar los periodos reproductivos de esas especies y el potencial pesquero del área.

El material sólido particulado, en la superficie del agua se le denomina seston, mientras que el tripton corresponde a la parte no viva del seston, constituido por detritos y partículas inorgánicas.

Métodos de colecta del zooplankton

Para la colecta de organismos planctónicos se utilizan redes de diferente abertura de malla, dependiendo del tipo de organismos que interesa colectar. Las redes (Figura 26) constan de un aro

metálico, el copo de la red y un receptáculo de acero inoxidable donde se acumulan los organismos durante la colecta o arrastre. En la "boca" de la red (espacio interno delimitado por el aro) se coloca un flujómetro o cuentarrevoluciones, el cual es activado por la corriente de agua cuando se arrastra la red, y es utilizado para calcular el espacio recorrido por la embarcación (Figura 32).

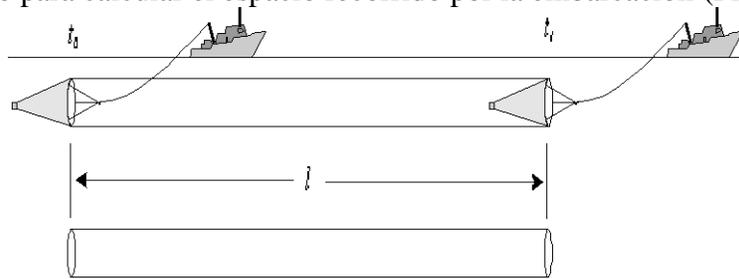


Figura 32. Esquema de la colecta de plancton con red arrastrada por una embarcación.

Fuente: los autores

Una vez la embarcación ubicada en la estación de muestreo, la red es lanzada hasta la profundidad deseada por la borda situada a sotavento y se comienza el arrastre. El espacio recorrido por la embarcación, útil para conocer el volumen de agua filtrada, es calculado con ayuda del correntímetro o flujómetro incorporado en uno de los radios de la boca de la red

Cuando no se dispone de flujómetro, se hace desplazar la embarcación a una velocidad y tiempo determinados previamente, con lo cual se puede calcular aproximadamente la distancia recorrida. Con el fin de evitar colectar el plancton en áreas de elevada o de reducida densidad, la dirección de la embarcación debe ser perpendicular a la dirección del viento o de las corrientes marinas, puesto que estas distribuyen los organismos planctónicos en aglomeraciones longitudinales, paralelas entre sí, conocidas como células de Langmuir (Figura 33), las cuales congregan el plancton debajo de las zonas de convergencia producidas por estas.

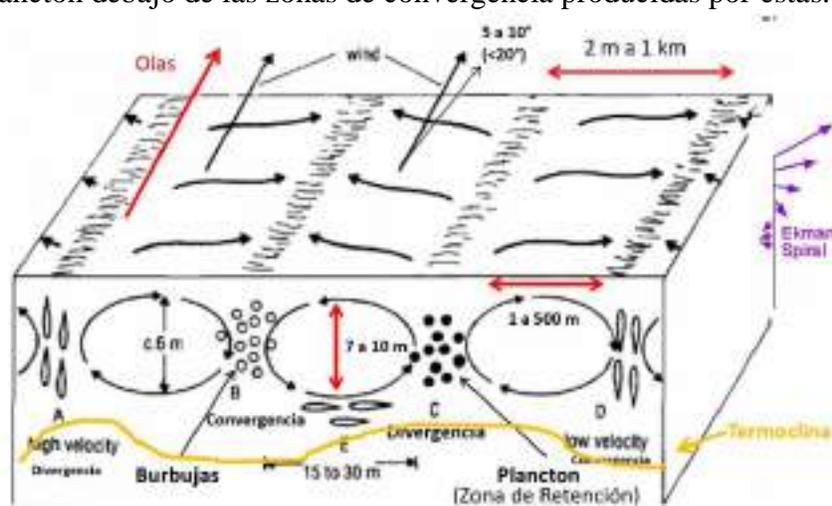


Figura 33 Celdas de circulación de Langmuir modificada.

Fuente: modificado de http://www.meteorologia.edu.uy/wp-content/uploads/2019/oceanografia_dinamica/cap6_2019.pdf

Transcurrido el tiempo de arrastre, la red es izada a bordo de la embarcación, se lava el copo de la red con agua de mar, una vez finalizado el lavado de la malla, se desprende el receptáculo, el contenido del mismo es trasvasado a un frasco de boca ancha y se fija con formalina al 4 a 6 %.

En el laboratorio se procede a sedimentar la muestra en un cilindro graduado y el volumen determinado se fracciona en un submuestreador de Folsom (Figura 34), hasta obtener las alícuotas de conteo. La cantidad de fraccionamientos se calcula a través del uso de la tabla de Motoda (Cuadro 4), el número de fracciones depende del volumen de plancton sedimentado. Los organismos colectados se identifican a través de claves taxonómicas como la de Wimpenny (1966).



Figura 34. Submuestreador de Folsom, para separar la muestra de zooplancton en fracciones iguales.

Fuente: <http://indalo.com.es/es/analisis-de-plancton/24-divisor-de-muestras-folsom-hydro-bios-435-100.html>

Cuadro 4. Tabla de Motoda para determinar el número de fraccionamientos de la muestra de plancton

Volumen de plancton (mL)	Volumen de fijador (mL)	Número de fraccionamientos	Factor de Corrección
3	32	0	
3 a 6	64	1	2
6 a 12	128	2	4
12 a 24	256	3	8
24 a 48	512	4	16
48 a 96	1024	5	32
96 a 192	2048	6	64
192 a 384	4096	7	128
384 a 768	8182	8	256

Fuente: los autores

En el laboratorio se procede a contar el número de organismos, para lo cual la muestra es colocada en una cámara de conteo de Bogorov (Figura 35), con capacidad de 5 mL, que facilita la determinación de la abundancia de los organismos del zooplancton.



Figura 35. Cámara de Bogorov para conteo de zooplancton.
Fuente: <http://indalo.com.es/es/analisis-de-plancton/31-camaras-de-recuento-para-zooplancton.html>

Si el contenido de organismos de la alicuota es grande, se toman submuestras de la misma, para lo cual se agita bien el frasco con el fin de homogeneizarla e, inmediatamente, las submuestras se obtienen con la ayuda de una pipeta de Hensel-Stempel de volumen conocido (Figura 36). El contenido de la pipeta es vaciado en la cámara de Bogorov y se procede a contarlos. Posteriormente, por extrapolación, se calcula el número total de especímenes recolectados.



Figura 36. Pipeta Hensel-Stempel para toma de submuestras de zooplancton.
Fuente: <http://indalo.com.es/es/analisis-de-plancton/52-pipeta-hensen-stempel-hydro-bios.html>

Para el cálculo del conteo de organismos del zooplancton es importante determinar el volumen de agua filtrada por la red, mediante la ecuación:

$$V = l \times \pi r^2$$

donde;

- V = volumen filtrado por la red
- l = distancia recorrida por la red durante el arrastre
- πr^2 = representa el área de la boca de la red

Este volumen corresponde a un cilindro imaginario recorrido por la red durante el arrastre, de longitud l y base de radio r , que representa la distancia de arrastre de la red.

La determinación del tiempo transcurrido durante el arrastre se inicia en el tiempo t_0 y finaliza en t_1 , de tal manera que este período se introduce en la siguiente ecuación:

$$l = vt$$

donde;

- l = distancia recorrida por la red
- v = velocidad de la embarcación
- t = tiempo de arrastre que corresponde a la diferencia de $t_1 - t_0$.

La determinación final de la abundancia del zooplancton se expresa en términos de densidad, mediante la siguiente ecuación:

$$N = \frac{n}{V}$$

donde;

- N = densidad de zooplancton (No. org/m³)
- n = abundancia
- V = volumen filtrado por la red

Actualmente, con la aparición en el mercado de los posicionadores por satélite o GPS (“Global Position Satellite”) a costo relativamente bajo, la distancia recorrida por el buque se puede calcular con las coordenadas del punto de partida y las del punto de finalización del arrastre.

A manera de ejemplo, en el Cuadro 5 se anotan los organismos de zooplancton, colectados por estación e identificados en una alícuota, cuyos valores de cada estación se utilizan para proceder a realizar el cálculo de densidad.

Cuadro 5. Organismos del zooplancton recolectados en cuatro estaciones

ORGANISMOS COLECTADOS	EST 1	EST 2	EST 3	EST 4
Copépodos	1492	1754	1562	1398
Nauplios	902	851	945	876
Cladóceros	193	189	178	145
Quetognatos	98	144	128	103
Larvas de Clupeidae	49	87	98	76
Larvas de otros peces	69	95	84	69
Huevos de peces	33	74	65	52
Doliódidos	16	13	23	49
Misceláneos	31	28	54	46
TOTAL	2 884	3 237	3 140	2 818

Fuente: los autores

Método 1: Cálculo del volumen de agua filtrada por la red sin flujómetro.

Con este método, los cálculos se realizan de la siguiente manera:

Se arrastra una red de zooplancton de 80 cm de diámetro, durante 10 minutos, en una embarcación a una velocidad de 2 nudos. En este ejemplo, el zooplancton retenido por la red alcanzó un volumen de 50 mL.

Diámetro de la red = 80 cm = 0,8 m, por lo tanto, el radio de la boca de la red = 0,40 m

Tiempo de arrastre = 10 minutos

Velocidad de la embarcación = 2 Nudos = $2 \times 1,852 \text{ km/h} = 3,704 \text{ km/h}$ o millas náuticas.

Los valores de velocidad arriba señalados pueden representarse, de igual forma, en m/s o en km/minuto.

La determinación de la velocidad de la embarcación se calcula a partir de la conversión de millas náuticas a metros mediante la relación, 1 Nudo = 1 milla náutica/hora = 1,852 km/h., por lo tanto, a una velocidad de 2 nudos tendríamos $3,704 \text{ km/h}$ (millas náuticas).

La distancia recorrida por la red corresponde a la formula abajo señalada:

$$l = vt$$

$$= 3,704 \text{ km/h} \times 10 \text{ minutos}$$

Para facilitar el cálculo de la distancia recorrida, el tiempo de arrastre, de 10 minutos se transforma a horas,

$$10 \text{ minutos} = 10/60 \text{ horas} = 0,1667 \text{ h}$$

Por lo tanto, la distancia recorrida por la red será la relación de la velocidad en km/h multiplicado por el tiempo de arrastre en horas:

$$l = 3,704 \text{ km/h} \times 0,16667 \text{ h}$$

$$l = 0,61733 \text{ km}$$

Esta distancia transformada a metros facilita el cálculo final, que corresponde al recorrido de la red, cuyo valor se expresa a seguir:

$$l = 0,61733 \text{ km} \times 1000 \text{ m}$$

$$l = 617,33 \text{ m}$$

El cálculo del volumen filtrado se inicia con la determinación del área de la boca de la red, cuyo radio es de 0,40 m, la cual se incorpora a la ecuación del volumen:

$$V = l A$$

donde;

$$A = \pi r^2$$

$$V = l \times \pi r^2$$

Sustituyendo los valores obtenidos, el volumen total arrastrado sería igual a:

$$V = 617,33 \times (3,14156 \times 0,40^2)$$

$$V = 310,31 \text{ m}^3$$

Cálculo de la densidad de zooplancton arrastrado

El volumen de muestra retenido por la red, de 50 mL, en una alícuota representa un veinteavo de la muestra (1/20). La densidad total de organismos se expresa en org/m³.

En el Cuadro 5 se observan los datos totales de organismos obtenidos en cada estación. Si tomamos como ejemplo el valor total de la Estación 1, una alícuota identificada representa 2 884 organismos.

La densidad de organismos corresponde al número de individuos por unidad de volumen; en este caso, la cantidad de organismos colectados por m³ filtrado representa el número de individuos capturados dividido por el volumen de agua filtrada:

$$\text{Densidad} = \frac{\text{Número de organismos colectados}}{\text{Volumen de agua filtrada por la red}}$$

$$Densidad = \frac{57680 \text{ organismos}}{310,52 \text{ m}^3}$$

$$= 185,75 \text{ org/m}^3 = 186 \text{ org/m}^3$$

Nota: ver archivo de Excel “Volumen filtrado de plancton.xls” adjunto.

Para calcular la densidad de cada grupo de organismos, se realiza la misma operación, sustituyendo el número total de organismos colectados por el número de cada taxón.

Método 2: Cálculo del volumen de agua filtrada por la red con flujómetro incorporado.

Si la red dispone de un flujómetro (Figura 37) el cálculo del volumen filtrado se simplifica, puesto que conociendo el número de revoluciones que registra el contador, se determina el volumen de agua que pasa por la red, con un factor de corrección de 25 ^{rev}/m, ajustando el cálculo final.



Figura 37. Flujómetro para determinación de volumen de agua filtrada por la red.

Fuente: <https://colombia.bioweb.co/products/flujometro-mecanico-hydro-bios?variant=32246148792409>

La determinación de la densidad de organismos filtrados por la red, cuando esta cuenta con un correntómetro fijo a la boca, se realiza de la siguiente manera:

Primero se determina el factor de corrección que representa el número de revoluciones por metro que registra el aparato, arrastrándolo varias veces en una distancia conocida, hasta producir un valor promedio, que se introducirá en la fórmula, para el cálculo de la densidad del zooplancton.

El valor inicial del contador del flujómetro representa la lectura inicial antes de sumergirlo, y nuevamente se lee al recuperar la red, al final del arrastre, cuyo valor representa la lectura final. La diferencia de ambas lecturas indica las revoluciones del aparato, que representa el volumen de agua filtrada.

En el ejemplo de la Estación 1 del Cuadro 11, la lectura inicial del flujómetro fue de 6 734 y la final 22 377, cuya diferencia da un valor de 15 643

Número de revoluciones finales leídas – número de revoluciones iniciales = 15 643

$$22\ 377 - 6\ 734 = 15\ 643$$

El factor de corrección establecido es de 25 rev/m

La distancia recorrida por la red deriva de la relación de las revoluciones marcadas en el flujómetro dividido por el factor de corrección.

$$\text{Distancia recorrida} = \frac{\text{Revoluciones finales}}{\text{Factor de corrección}}$$

$$\text{Distancia recorrida} = \frac{15643 \text{ rev.}}{25 \text{ rev/min}}$$

$$= 625,72 \text{ m}$$

Volumen de agua filtrado = Área de la boca de la red x longitud recorrida

$$\text{Área de la boca de la red} = \pi \times \text{radio}^2 = 3,14156 \times 0,40^2 = 0,503 \text{ m}^2$$

$$\text{Volumen de agua filtrada} = 0,503 \text{ m}^2 \times 625,72 \text{ m} = 314,74 \text{ m}^3$$

El valor del volumen de agua filtrada, calculado mediante el uso del flujómetro, es más preciso que cuando se estima por el primer método. Con este volumen se calcula la densidad de la misma manera que en el caso del método 1.

Bentos

El bentos incluye los animales y vegetales macroscópicos que mantienen una estrecha relación con el sustrato marino. Muchos de ellos viven adheridos a fondos duros (piedras, rocas), como es el caso de las macroalgas e invertebrados (esponjas, corales, algunos moluscos, etc.); otros se entierran en el sedimento blando (arena y fango) parcialmente, como es el caso de las fanerógamas marinas, o totalmente como algunos anélidos (gusanos marinos), bivalvos, crustáceos, etc.

Invertebrados, como poliquetos, equinodermos y gasterópodos, se desplazan sobre el sustrato. Las rayas, los lenguados y otros peces se cubren de sedimento cuando reposan sobre el sustrato; los peces bénticos pueden vivir durante su etapa juvenil y adulta sobre el fondo marino (peces planos, peces sapos, y otros) o acercarse al fondo temporalmente, con fines alimentarios, reproductivos o de protección, permaneciendo el resto del tiempo en la columna de agua, como corvinas y pargos, llamados bentopelágicos.

Clasificación del bentos

Una primera clasificación del bentos, basada en criterios biológicos, separa a estos organismos en dos grandes grupos: fitobentos, flora béntica o bentos vegetal y zoobentos o bentos animal

Flora béntica

Las plantas bénticas, incluidas las fanerógamas, las macroalgas y las microalgas, presentan una distribución limitada por la penetración de las radiaciones luminosas solares y, en líneas generales, no sobrepasan profundidades de 150-200 metros. Las macroalgas, en su mayoría, presentan otro problema en su distribución, y es la necesidad de fondos duros (rocosos) adecuados donde puedan fijarse, puesto que no poseen sistema radical.

Las fanerógamas son plantas angiospermas que constituyen un grupo de vegetales bastante homogéneo, que se caracteriza por presentar una organización externa, en la que se puede distinguir raíz, tallo, hojas, flores y frutos con las semillas. El número de especies de fanerógamas marinas no es elevado. Hasta ahora se han descrito unas 60 especies, entre ellas las más importantes desde el punto de vista ecológico son *Zostera marina*, *Posidonia oceanica* y *Halophila decipiens*, en mares templados y fríos, y *Thalassia testudinum*, *Syringodium filiforme*, *Halodule wrightii* y *Ruppia maritima* en aguas tropicales y subtropicales.

La importancia de estas hierbas ha sido mencionada en numerosos textos de biología marina, y en líneas generales se resume en que aportan una elevada cantidad de materia orgánica a las aguas costeras, aumentando la fertilidad de las mismas, estabilizan los sedimentos proporcionando protección a las costas, constituyen importantes zonas donde se secuestra el CO₂ atmosférico y ofrecen alimento, cobijo y protección a numerosos organismos. Entre las especies que se alimentan directamente de ellas se encuentran el mamífero manatí (*Trichechus manatus*) y la tortuga verde (*Chelonia mydas*).

Zoobentos

Al zoobentos, o invertebrados bénticos, pertenecen todos los animales que, al menos durante una parte de su ciclo vital, habitan en estrecha relación con el fondo de mares y océanos, comprenden todos aquellos organismos carentes de esqueleto interno, que habitan, bien sea sobre el sustrato (epifauna o epibentos) o enterrados parcial o totalmente en él (infauna o endobentos).

Para facilitar y estandarizar el estudio de la fauna béntica, esta se divide, según criterios dimensionales, en tres categorías de acuerdo al tamaño del tamiz que los retiene: macrofauna, que

incluye a todos aquellos invertebrados que son retenidos en tamices de 0,5 mm de apertura de malla; meiofauna, que comprende los organismos que atraviesan tamices de 0,5 mm de apertura, pero son retenidos en tamices de 62,5 μm , y microfauna, constituida por los organismos que pasan este tamiz. La meiofauna béntica habita en el agua contenida entre las partículas de sedimento y está representada por un número relativamente elevado de grupos zoológicos, entre los que destacan los anélidos (oligoquetos y poliquetos), nemátodos, crustáceos (copépodos harpacticoides, ostrácodos), foraminíferos, tardígrados, kinorrinchos, turbelarios, etc.

En una rápida revisión de la literatura concerniente a estudios sobre organismos bénticos se puede apreciar la variedad de apertura de mallas de los tamices utilizados para recolectar organismos de la macrofauna, desde 0,5 mm hasta 3 mm y más. Un tamiz corrientemente utilizado es el de 1 mm, sin embargo, algunos investigadores consideran que no es el más apropiado debido a que estados tempranos de invertebrados de la macrofauna pasan a través del mismo, por lo que estiman más conveniente el uso de un tamiz de 0,5 mm, que últimamente es el más aceptado (Schlacher & Wooldrige, 1996; Pohle & Thomas 2002).

Otra categoría, para la clasificación de los organismos bentónicos, comúnmente utilizada para aquellos individuos con dimensiones superiores a varios centímetros es la de megalofauna, a la que pertenecen los poríferos, equinodermos, moluscos y algunos poliquetos. De la macrofauna béntica, las taxocenosis más abundantes son los crustáceos, moluscos y poliquetos, los cuales pueden representar hasta más del 90 % de los organismos colectados en fondos blandos y representan biomasa y abundancia importantes.

Las grietas y oquedades de las estructuras sólidas del sedimento rocoso, o de los corales muertos pueden estar habitado por organismos que habitan en estas como: poliquetos, gasterópodos, crustáceos, etc., llamados criptofauna.

En algunos casos los organismos pueden estar relacionados como ectoparásitos que viven adheridos a peces bentófagos, puede ser determinada para evaluar la frecuencia real (Cuadro 6) y teórica (Cuadro 7). En el caso de confrontar la frecuencia observada y la teórica, una prueba de χ^2 pudiera evaluar el paratisismo.

Cuadro 6. Número de ectoparásitos en una población de peces bentófagos

Nº de parásitos por ejemplar (n)	Frecuencia (fx)
0	35
1	12
2	15
3	3
4	1

Fuente: los autores

Cuadro 7. Frecuencias observadas y teóricas de peces bentófagos parasitados con ectoparásitos

Nº de parásitos	Frecuencia observada	Frecuencia teórica
0	35	28,78
1	12	23,89
2	15	11,94
3	3	3,98
4	1	1,00

Fuente: los autores

Métodos de colecta del bentos

En la colecta de la macrofauna béntica se utilizan diferentes equipos, siendo los más utilizados las dragas, nucleadores, rastras, cuadrículas, y bomba de succión, de acuerdo al tipo de sustrato y al propósito del estudio, que toman muestras del estrato superior del sedimento, hasta una profundidad máxima de unos 50 cm. Los datos más precisos son obtenidos con dragas, nucleadores y cuadrículas, puesto que se conoce exactamente el área de sedimento recolectado; en el caso de las rastras, se calcula el área muestreada tomando como referencia el recorrido de esta sobre el fondo y la anchura de la misma, mientras que, con las bombas de succión, se toma en cuenta el tiempo de colecta y el volumen succionado.

En las colectas de organismos bentónicos, con frecuencia se obtiene un número de especies que puede variar de acuerdo a la profundidad de colecta; sin embargo, a 25 centímetros o menos es suficiente para obtener una muestra representativa de la comunidad con abundancia tal que muestra la tendencia al clímax si la zona de estudio no se encuentra estresada por razones naturales o antropogénicas (Cuadro 8)

Cuadro 8. Lista de especies y abundancias (N) de moluscos, colectados en 21 estaciones de muestreo en una playa arenosa

ESPECIE	N	ESPECIE	N
Sp1	8	Sp18	8
Sp2	2	Sp19	3
Sp3	1	Sp20	1
Sp4	1	Sp21	1
Sp5	1	Sp22	1
Sp6	1	Sp23	3
Sp7	7	Sp24	1
Sp8	4	Sp25	2
Sp9	6	Sp26	1
Sp10	27	Sp27	2
Sp11	1	Sp28	2
Sp12	10	Sp29	6
Sp13	22	Sp30	2
Sp14	185	Sp31	1
Sp15	95	Sp32	1
Sp16	2	Sp33	6
Sp17	18	Sp33	5

Fuente: los autores

Dragas

Las dragas se diferencian principalmente en el tamaño, peso y el mecanismo de cierre, las más utilizadas son las dragas de Ekman (Figura 38A), Petersen (Figura 38B), Ponar y Van Veen (Figura 38C). Estas son generalmente utilizadas desde una embarcación, aunque algunas, como la Ekman pueden operarse manualmente cuando la embarcación está detenida y posicionada en el sitio de la estación de colecta. La draga se hace descender por la borda situada a sotavento del barco, una vez que toca el fondo se desliza el mensajero por la cuerda o cable que la sujeta; cuando este choca contra el sistema de cierre de la draga, las quijadas del dispositivo se accionan violentamente, quedando retenido el sedimento. El contenido de sedimento extraído se deposita sobre un tamiz o una serie de tamices de apertura de malla decreciente, con el fin de separar los organismos del sedimento. Para el estudio de la macrofauna se suelen utilizar los tamices de 0,5 mm o de 1 mm.

Nucleadores

Los nucleadores (Fig. 38D) fueron inicialmente utilizados para la toma de muestras de sedimento con fines geológicos. Son cilindros de acero inoxidable o de PVC, con diámetro máximo de 20 cm y de 10 a 30 cm de longitud. Poseen la superficie superior sellada, con uno o dos orificios de 5 a 10 mm de diámetro, que permiten mantener el flujo de agua cuando se entierra

y al cerrarse se produce vacío, de esta manera se evita la salida del contenido del nucleador cuando este se extrae del sedimento.

El diámetro está limitado, para el manejo manual y facilitar la manipulación al extraerlo cuando está lleno de sedimento; por otro lado, cuanto mayor es el diámetro, más difícil es mantener el vacío. Los nucleadores son frecuentemente utilizados cuando la profundidad del agua lo permite o cuando se dispone de equipo de buceo autónomo.

La meiofauna, se colecta con nucleadores de PVC de 10 a 12 cm de longitud y entre 1 y 3 cm de diámetro. Otro método de extracción de este grupo es mediante el uso de jeringas hipodérmicas. Para poder utilizarlas es necesaria su modificación, que consiste en eliminar el extremo anterior, donde se coloca la aguja.

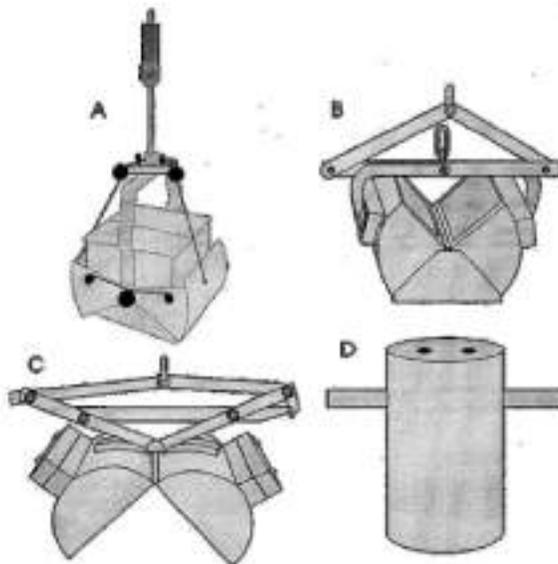


Figura 38. Diferentes tipos de dragas y cilindro para toma de muestras de sedimento. A, draga de Ekman, B, de Petersen, C, de van Veen, D, nucleador.

Fuente: los autores

Rastras

Otro tipo de colector, parecido a una red, conocido como rastra (Figura 39) es utilizado para la colecta de organismos epibénticos sedentarios en extensiones amplias, principalmente peces y crustáceos (Natantia). Consta de un marco metálico rectangular al que está unido el copo, formado por una malla cuya apertura dependerá del tipo de organismos que se desee coleccionar.

Para obtener muestras similares en las diferentes estaciones de muestreo, se debe imprimir la misma velocidad a la embarcación durante el mismo periodo de tiempo a fin de poder establecer comparaciones entre los resultados obtenidos.



Figura 39. Rastra o draga de patín marca Aquatic BioTechnology.

Fuente: <https://aquaticbiotechnology.com/redes-de-plancton/patin-epibentónico>

Cuadrículas o cuadratas

La forma de las cuadrículas es un aspecto que se debe considerar al planificar la metodología del muestreo. Aunque generalmente es común el uso de cuadrículas de forma cuadrada, también pueden ser rectangulares, circulares, etc. Una solución fácil para determinar qué tipo de cuadrícula utilizar, es revisar literatura reciente y utilizar la cuadrícula o equipo que ha sido más empleado en estudios similares.

La importancia de la forma de la cuadrícula radica en lo que se conoce como "efecto de borde", y que se presenta cuando el borde de la misma se halla apoyada sobre un organismo. La interrogante que surge es si se debe contar ese organismo o no, y esta decisión debe ser resuelta antes de iniciar los muestreos. Muchos investigadores cuentan todos los ejemplares que presenten una parte de su cuerpo dentro de la cuadrícula; también puede decidirse por contar aquellos organismos que presenten más de la mitad de su cuerpo en el interior de la misma.

Una manera de reducir el efecto de borde es utilizar aquella cuadrícula que, para la misma superficie, presente la menor posibilidad de que el borde se pose sobre un organismo, y esto se consigue con la cuadrícula que posea el menor perímetro; es decir, aquella donde la relación perímetro/superficie sea menor.

Por ejemplo, de tres cuadrículas de igual superficie ($0,25 \text{ m}^2$), una rectangular regular cuyas dimensiones son $20 \text{ cm} \times 125 \text{ cm}$; una cuadrada de 50 cm de lado, y otra circular de $28,21 \text{ cm}$ de radio (Figura 34), la cuadrícula que posee el menor perímetro es la circular (en este caso el perímetro corresponde a la longitud de la circunferencia), tal como se aprecia en los siguientes cálculos:

$$l = 2\pi r$$

donde;

l = Longitud o perímetro de la circunferencia

r = diámetro de la boca de la red

Por lo tanto, del ejemplo anterior tenemos que:

$$l = 2 \times 3,141516 \times 28,21 = 177,4434 \text{ cm}$$

El cálculo anterior corresponde al perímetro de la cuadrícula circular. El perímetro de la cuadrícula de forma cuadrada es de $4 \times 25 \text{ cm} = 200 \text{ cm}$; mientras que la cuadrícula rectangular tiene un perímetro de $20 \text{ cm} + 20 \text{ cm} + 125 \text{ cm} + 125 \text{ cm} = 290 \text{ cm}$.

La relación Perímetro/Superficie de cada una de las cuadrículas anteriores es:

$$\text{Cuadrícula circular} \quad \frac{177,4434}{2500} = 0,0709$$

$$\text{Cuadrícula cuadrada} \quad \frac{200}{2500} = 0,0800$$

$$\text{Cuadrícula rectangular} \quad \frac{290}{2500} = 0,1160$$

La longitud del perímetro de las tres cuadrículas en orden creciente es circular < cuadrada < rectangular, por lo que el efecto de borde es menor en cuadrículas de forma circular y mayor en cuadrículas rectangulares; sin embargo, las cuadrículas cuadradas son las más utilizadas

En la figura 40 se muestra una distribución aleatoria de organismos, sobre la que se han proyectado tres figuras que representan cuadrículas de diferentes formas (circular, cuadrada y rectangular), pero de la misma superficie. Para cada cuadrícula se puede visualizar el inconveniente que representa el efecto de borde para contar los organismos que están en el interior de ellas.

Como se puede apreciar, en la cuadrícula circular existen 2 organismos que se hallan en el borde; en el caso de la cuadrada son 3, y en la rectangular son 6 (Figura 40).

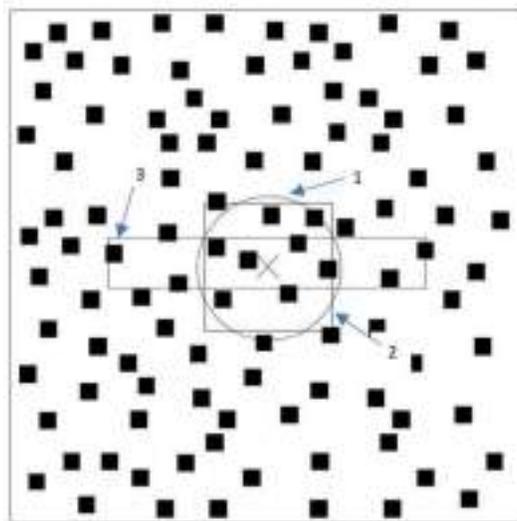


Figura 40. Representación gráfica de la distribución aleatoria de los organismos, representados en tres cuadrículas de igual superficie, de diferentes formas: 1 circular, 2 cuadrada y 3 rectangular.

Fuente: los autores

Para los estudios en ecosistemas de poca profundidad, como arrecifes de coral, praderas de *Thalassia sp.* o zonas rocas, se utilizan cuadrículas, que constan de marcos cuadrados de metal o PVC de 0,25 m², 0,50 m² y 1,00 m².

Succión

La succión es otro método utilizado para la colecta de organismos. Este método consiste en coleccionar el sedimento con una bomba de succión (Figura 41) y dirigirlo hasta un tamiz situado en la cubierta de la embarcación. La operación es llevada a cabo por una o dos personas provistas con equipo de buceo autónomo, los cuales entierran en el fondo un cilindro de 30 a 40 cm de diámetro unido a una manguera, cuyo extremo lleva el sedimento a la embarcación.



Figura 41. Bomba de succión bentónica marca BBA Pumps.
Fuentes: <https://wequips.com/es/productos-mobile/bombas-para-lodos-y-bentonita/bombas-de-lodo>

Conservación de las muestras bénticas

Una de las precauciones que se deben tomar al momento de coleccionar los organismos en el campo es colocarlos en frascos de boca ancha debidamente etiquetados. Las etiquetas deben informar sobre el número de la estación, fecha, profundidad del muestreo, tipo de sedimento y cualquier otro dato de interés.

Los organismos retenidos en el tamiz son colocados en los frascos, con formalina al 6 a 8 % en agua de mar para fijarlos y preservarlos posteriormente en alcohol etílico al 70 %. En una libreta de campo se anotarán otros datos de interés, tales como los valores de los parámetros físico-

químicos medidos (salinidad, pH, temperatura, concentración de oxígeno disuelto), el tipo de sedimento (arenoso, areno-fangoso, fangoso), la profundidad y cualquier otro dato que pudiera ser de utilidad para la interpretación de los resultados.

Cuando se recolectan organismos que no poseen exoesqueleto, durante el proceso de fijación pueden contraerse, autotomizarse o eviscerarse, por lo cual es necesario someterlos a un proceso de anestesia, con cloroformo o borax, con el fin de lograr la relajación y posterior muerte de los mismos.

Una vez en el laboratorio, los organismos colectados se separan por grupos zoológicos. Después de 24 horas en formalina al 4 a 10 %, se lavan con agua y se preservan definitivamente en alcohol al 70 %. En algunos grupos como los espongiarios, holoturias, no es conveniente la fijación en formalina, puesto que la acción de esta destruye las espículas que constituyen el exoesqueleto, las cuales son de gran valor taxonómico.

Para el cálculo de la biomasa húmeda, se pesa cada grupo de especies de cada estación, después de haber eliminado el exceso de humedad con papel secante. Para el cálculo de la biomasa seca, se colocan los especímenes en la estufa a 60 °C, hasta alcanzar un peso constante. La biomasa de los organismos con exoesqueleto (moluscos) se calcula después de la descalcificación con HCl 10 % y colocación en la estufa a 100 °C durante 24 horas. Una vez obtenidos los resultados de abundancia y biomasa de cada especie, se inicia el tratamiento de los datos, para determinar el valor ecológico.

Número y abundancia de especies

La abundancia, riqueza y composición de especies bentónicas depende de la estructura del fondo, específicamente del tipo de sustrato, además de los factores físico-químicos, sedimentológicos y de las relaciones inter e intra-específicas. Generalmente, en una lista de abundancia de especies colectadas en un estudio, se aprecia que unas pocas constituyen una fracción importante del número total de organismos colectados, mientras que la mayoría de las especies están representadas por pocos individuos.

Patrones de distribución de los organismos de una comunidad

La distribución espacial de los organismos de una población o comunidad está controlada o condicionada por los factores ambientales, tanto los abióticos como los bióticos. En líneas generales se reconocen tres patrones principales de distribución: al azar o aleatoria, uniforme y contagiosa (Figura 42).

La distribución aleatoria o al azar se presenta cuando la posición de cada organismo es independiente de la posición de los demás, lo cual rara vez ocurre en la naturaleza, tal es el caso de los cangrejos fantasmas de la familia Ocypodidae, de la zona tropical.

La distribución uniforme ocurre cuando los organismos que componen la comunidad están equidistantes entre sí, más uniformemente espaciados que al azar; este tipo de distribución puede ocurrir en áreas donde las condiciones ambientales son relativamente homogéneas, como puede

ser el caso de los bivalvos de la infauna en un fondo que presente uniformidad de las características sedimentológicas.

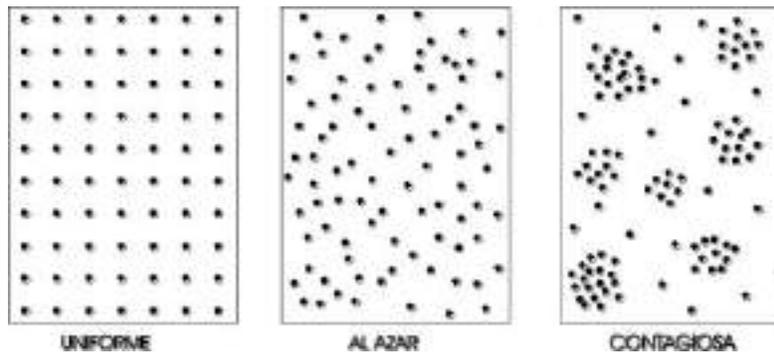


Figura 42. Tipos de distribución espacial de los organismos.

Fuente: <https://es.khanacademy.org/science/biology/ecology/population-ecology/a/population-size-density-and-dispersal>

En la distribución contagiosa los organismos se hallan formando grupos más o menos densos, separados entre sí, principalmente debido a la heterogeneidad ambiental. Por ejemplo, los anfípodos talítridos de la zona supralitoral en áreas semi-templadas y templadas, que forman agregaciones densas debajo de algas arrojadas por las olas; algunas especies de pequeños gasterópodos se reúnen bajo las piedras de la zona intermareal. Una de las distribuciones contagiosa más fáciles de observar en nuestras costas es la que presentan los cirripedios (*Balanus* sp. y *Chthamalus* sp.), en este caso debido a la competencia por el espacio.

Al realizar un muestreo utilizando una cuadrícula de 1 m², representada por el cuadrado mayor en el centro del recuadro de la Figura 43, y después otro muestreo utilizando una cuadrícula de 0,25 m² en cuatro sitios diferentes (cuadrados pequeños situados en las esquinas del cuadrado mayor), obtendremos los resultados mostrados en el Cuadro 9.

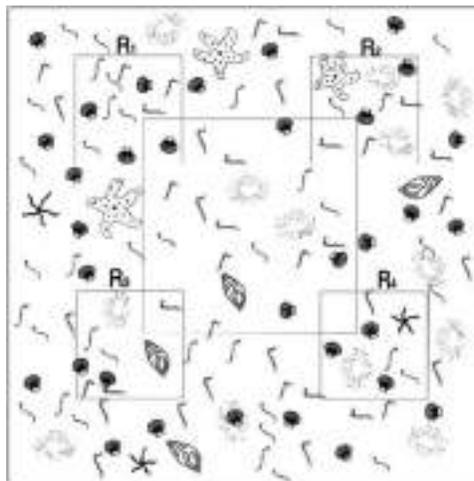


Figura 43. Representación hipotética de la distribución de invertebrados en un área del fondo marino.

Fuente: los autores

Cuadro 9. Número ficticio de organismos colectados en una cuadrícula de 1m² y en cuatro de 0,25 m², en fondo arenoso

Especie	1 m ²	R1	R2	R3	R4
Poliquetos	15	8	5	5	3
Gasterópodo	1			1	
Bivalvos	4	4	2	2	3
Crustáceos	2		2	1	1
Asteroideos			1		
Ofiuroideos					1
Total	22	12	10	9	8

Fuente: los autores

Como se puede apreciar, al realizar el muestreo con una cuadrícula de 1m² se colectaron 22 especímenes pertenecientes a 4 especies; sin embargo, al tomar cuatro réplicas de 0,25 m² (que en total hacen la misma superficie de 1 m²), se obtiene un total de 39 ejemplares correspondientes a 6 especies, es decir se obtiene una mejor representatividad de la comunidad que se está estudiando.

El muestreo comprende varios elementos de gran importancia para lograr que los resultados y conclusiones del estudio sean confiables. Un paso previo a la elaboración del proyecto de investigación, es verificar que se dispone de los medios necesarios para llevar a cabo el estudio, esto incluye en primer lugar la certeza de poder realizar adecuadamente el muestreo.

Selección del área mínima.

Una de las mayores preocupaciones de los estudiosos de la ecología se refiere al tamaño del área que se debe muestrear en cada estación para que se considere representativa de la comunidad que se va a estudiar, es decir que en ella se encuentren representadas la mayoría de las especies de la comunidad y con abundancia relativa proporcional a la que presentan en el área de estudio. Una forma muy utilizada para conocer dicha área o volumen, es la de aumentarla progresivamente durante el muestreo en una estación, y anotar el número de especies nuevas que aparece en cada muestra o sub-muestra, hasta que este número deja de aumentar, o lo hace muy lentamente.

Uno de los métodos utilizados es la figura de especies/área o curva de acumulación de especies (Figura 44). Esta se obtiene graficando el número de especies nuevas que aparecen en cada colecta (cuadrícula, dragado, etc.) en el eje Y, de manera acumulativa y el número de colectas en el eje X. La curva asciende rápidamente al principio, debido a un número elevado de nuevas especies que van apareciendo en cada colecta, para después hacerse la pendiente menos inclinada, hasta llegar a ser asintótica o paralela al eje X, debido a que ya no se incorporan nuevas especies a la colecta. Se toma como tamaño de la muestra, el que corresponde, en el eje X, al punto de inflexión de la curva, o donde esta comienza a hacerse asintótica, o, como sugiere Margalef (1977), el área para la cual la pendiente de la curva tenga un valor determinado previamente.

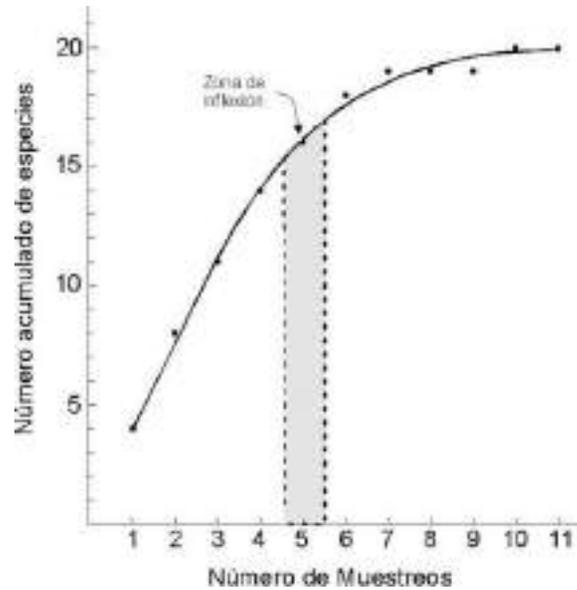


Figura 44. Relación especies/área, utilizada para calcular el área mínima de muestreo.

Fuente: los autores

En la curva especies-área que se obtiene de la figura 44, la zona sombreada corresponde a la proyección de la zona de inflexión de la curva sobre el eje X, que está representada por el muestreo 5. Por lo tanto, para estudiar la comunidad necesitaremos tomar 5 muestras en cada estación, donde la suma de las 5 áreas corresponde al área mínima.

Para comprender cómo se calcula el tamaño de la muestra, se realiza el ejercicio, con datos hipotéticos, que se presentan en la Cuadro 10.

Para construir la figura, se grafica en primer lugar el número de especies que aparecieron en la primera colecta (4 especies señaladas en el Cuadro 10), a continuación, se disponen los valores acumulativos de las nuevas especies que van apareciendo en las sucesivas colectas, en este caso en la segunda aparecen 6 especies, entre las cuales hay 2 repetidas con respecto a la colecta anterior, por lo tanto, tendremos 8 especies acumuladas y así se procede hasta completar la totalidad colectada, obteniéndose la Figura 44.

En dicha Figura se puede apreciar que la curva comienza a hacerse asintótica en el punto señalado con la flecha, que corresponde, en el eje X, a la colecta 5. Es decir, en las cinco primeras colectas se obtuvo un número de especies que podría ser representativo de la comunidad que se va a analizar, puesto que se colectaron 15 especies, número que se incrementó ligeramente (dos especies más) en las 5 colectas siguientes.

Cuadro 10. Lista de especies de la macrofauna colectadas en una playa arenofangosa, utilizando una cuadrícula de 0,5 m de lado (C₁, C₂, C₃ ... C₁₁ representan cada una de las once colectas, el símbolo + representa presencia de las especies en la estación)

ESPECIES	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11
1	+			+	+			+			+
2	+	+				+	+			+	
3	+	+	+				+		+		+
4	+				+			+			
5		+				+	+		+		
6		+	+	+				+			+
7		+	+				+	+		+	
8		+				+		+			
9			+	+		+	+		+		+
10			+		+		+	+		+	
11			+								+
12				+		+	+	+		+	
13				+					+		
14				+	+		+	+		+	
15					+				+		
16					+		+				+
17						+					
18						+					
19							+				
20										+	+
N° acumulado de spp.	4	8	11	14	16	18	19	19	19	20	20

Fuente: los autores

De la misma manera, se procede a determinar el número de repeticiones, al colocar en el eje de X el área de la muestra, la cantidad de estas dependerá de la amplitud del área de estudio, del tamaño de los organismos, de la riqueza específica, del grado de precisión, de los objetivos trazados, etc. Si consideramos la misma figura, en este caso es conveniente, por lo tanto, tomar cinco repeticiones en cada estación.

Constancia específica

En ecología, se utiliza un sencillo cálculo que permite conocer la frecuencia con que se presentan las especies en el conjunto de muestreos; es decir, nos informa sobre la amplitud del área colonizada por las especies (en el caso de un estudio espacial) o sobre la frecuencia con la cual aparecen en el periodo de tiempo. Esta característica de la comunidad o ecosistema que se está estudiando, es conocida como constancia específica.

La constancia de las especies presentes en la totalidad de la colecta se determina con base en tres categorías: *constantes*, que son las especies que presentan valores de al menos 50 %, es decir que aparecieron en al menos la mitad de las colectas; *accesorias*, especies que aparecen entre 25 y 50 % de los muestreos, y *accidentales*, aquellas especies que aparecen en menos del 25 % de

los muestreos (Dajoz, 1978). En el ejemplo, se aprecia que existen once especies constantes, cuatro accesorias y doce accidentales.

El cálculo de la constancia específica se basa en expresar en porcentaje, el número de muestreos en los que aparece cada especie y se calcula mediante la fórmula:

$$C = \frac{p}{P} 100$$

Donde;

p es el número de muestreos (estaciones o meses) en los cuales ha sido colectada la especie

P es el número total de muestreos.

Densidad de organismos

Los valores de abundancia producidos por los distintos equipos de muestreo, generan datos que pueden prestarse a confusión, debido a la naturaleza del método de colecta. Una forma de facilitar la comparación es estandarizar los resultados y presentar los mismos con relación a un área o volumen de referencia (0,25 m², 1 m², 1 000 cm³, etc.), es decir transformar los datos de abundancia en valores de densidad. En estudios marinos, el volumen es utilizado principalmente para expresar la densidad de organismos del plancton, mientras que para los organismos bénticos se utiliza el área.

Los muestreos que se realicen en fondos someros con equipo de buceo autónomo deben ser planificados para obtener organismos tanto de la macrofauna como de la megalofauna, mediante el uso de dragas, nucleadores y colectas en cuadrantes, haciendo uso de tamices con apertura de malla correspondiente a cada grupo.

Riqueza específica.

Este descriptor, que se designa con la letra S, es de cálculo sumamente sencillo puesto que se refiere al número de especies que se colecta en cada estación. Posee, sin embargo, un gran valor ya que informa sobre la complejidad o heterogeneidad de organismos que conforman la población o comunidad que se estudia.

Ejemplo. En un estudio se colectó mensualmente la macrofauna béntica en una estación de una laguna costera, obteniendo los resultados presentados en el Cuadro 11.

Cuadro 11. Macrofauna béntica colectada en una laguna costera de abril a marzo en una playa arenosa

ESPECIE	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEPT	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR
Sp1	130	75	82	50	29	18	16	12		5	6	
Sp2	942	884	580	204	163	18				327	1 124	878
Sp3	4	4	12	4	6			1	1	154	214	152
Sp4			5									
Sp5	1	9	24	1						1	5	
Sp6		40	18									
Sp7												3
Sp8		213	55	5						1		
Sp9	2		3	1						2		
Sp10												1
Sp11											1	
Sp12			1									
Sp13	2	2							1	1	2	3
Sp14											1	
Sp15	4		447	771	310	276	1 075	3 340	695	3 790	4 510	3 906
Sp16						1						
Sp17											1	
Sp18						2				6	6	36
Sp19	1											
Sp20	9	3	2	4	10	12	5	4	2	10	4	7
Sp21				1								
Sp22	30	15	7	7	4	4	3	2		10	86	2
Sp23			4		9						22	1
Sp24	26	17	8	15						32	60	33
Sp25	3	1	1	1	2				2	45	24	10
Sp26				1								
Sp27	8	2	12	2	3	5						1
TOTAL	1 162	1 265	1 261	1 067	536	336	1 099	3 359	701	4 384	6 067	5 033

Fuente: los autores

En este ejemplo, la riqueza específica (S) que se obtiene corresponde al número de especies obtenidos en cada mes, por ejemplo, 13 en abril, etc.

De acuerdo a los resultados de este descriptor pueden inferirse aspectos importantes de la población, comunidad o ecosistema estudiado, como por ejemplo que en los meses más cálidos y/o lluviosos el número de especies es más reducido, lo cual depende de la temporalidad.

Cuadro 12. Lista de las especies y número de meses (p) en los cuales fueron colectados en una playa arenosa del Caribe

ESPECIE	p	ESPECIE	p	ESPECIE	p
<i>E. horstii</i>	10	<i>Penaeus sp.</i>	1	<i>E. uncinatus</i>	1
<i>G. bonnieroides</i>	9	<i>E. limosum</i>	1	<i>S. bassi</i>	12
<i>Ampelisca sp.</i>	10	<i>Ostracoda</i>	1	<i>N. caudata</i>	1
<i>C. pilosa</i>	1	<i>T. divisus</i>	6	<i>Kinbergonuphis sp.</i>	11
<i>Ampithoe sp.</i>	6	<i>T. angulosa</i>	1	<i>C. capitata</i>	4
<i>Amphipoda A</i>	2	<i>G. gemma</i>	11	<i>H. filiformis</i>	7
<i>R. signata</i>	1	<i>Pelecypoda C</i>	1	<i>P. heterobranchia</i>	9
<i>Sphaeroma sp.</i>	4	<i>Pelecypoda 4</i>	1	<i>A. jeffreysi</i>	1
<i>P. duorarum</i>	4	<i>O. rossolina</i>	4	<i>Naineris sp.</i>	7

Fuente: los autores

Cuadro 13. Lista de las especies y valores de la constancia (C) de las especies colectadas durante doce meses de colecta en una playa arenosa del Caribe

ESPECIE	C	ESPECIE	C	ESPECIE	C
<i>E. horstii</i>	83,33	<i>Penaeus sp.</i>	8,33	<i>E. uncinatus</i>	8,33
<i>G. bonnieroides</i>	75,00	<i>E. limosum</i>	8,33	<i>S. bassi</i>	100,00
<i>Ampelisca sp.</i>	83,33	<i>Ostracoda</i>	8,33	<i>N. caudata</i>	8,33
<i>C. pilosa</i>	8,33	<i>T. divisus</i>	50,00	<i>Kinbergonuphis sp.</i>	91,67
<i>Ampithoe sp.</i>	50,00	<i>T. angulosa</i>	8,33	<i>C. capitata</i>	33,33
<i>Amphipoda A</i>	16,67	<i>G. gemma</i>	91,67	<i>H. filiformis</i>	58,33
<i>R. signata</i>	8,33	<i>Pelecypoda C</i>	8,33	<i>P. heterobranchia</i>	75,00
<i>Sphaeroma sp.</i>	33,33	<i>Pelecypoda 4</i>	8,33	<i>A. jeffreysi</i>	8,33
<i>P. duorarum</i>	33,33	<i>O. rossolina</i>	33,33	<i>Naineris sp.</i>	58,33

Fuente: los autores

Densidad en poblaciones bénticas

En el caso de la macrofauna, a diferencia de los estudios sobre plancton, la densidad se refiere al número de organismos por área (0,1 m², 0,25 m², 0,50 m², 1 m², etc.). El área que se utilizará para expresar la densidad dependerá del tamaño y abundancia de los organismos presentes. Por ejemplo, si se está estudiando una población de esponjas o de holoturias, el área de referencia puede ser de 100 m²; si se estudia una población de mejillones en un banco natural, la densidad se puede expresar en ejemplares por metro cuadrado; y si se trata de una población de diatomeas bénticas, en diatomeas por cm².

También es conveniente que el área de referencia para expresar la densidad, sea mayor que el área de colecta, puesto que de esta manera se evita que aparezcan fracciones de un individuo. Por ejemplo, si en un estudio para determinar la densidad de estrellas de mar, el área de colecta en cada estación fue de 80 m², no es aconsejable que la densidad se exprese en un área de 50 m², puesto que, si en una estación sólo se colecta un individuo de una especie, su densidad será de 0,6

ind/50 m². En este caso puede utilizarse un área de referencia de 100 m², y la especie tendrá una densidad de 1 ind/100 m²

Utilizando los datos del Cuadro 12, calcularemos la densidad por metro cuadrado de organismos para cada mes.

En primer lugar, se calcula el área muestreada:

$$\begin{aligned} \text{Área muestreada} &= \text{área de la draga} \times \text{No. de veces utilizada} \\ \text{Área de la draga} &= 1 \times 1 = 1^2 = 22,7 \text{ cm} \times 22,7 \text{ cm} = 515,29 \text{ cm}^2 \\ \text{Área muestreada} &= 515,29 \text{ cm}^2 \times 5 = 2\,576,45 \text{ cm}^2 \end{aligned}$$

Debido a que el área de colecta fue calculada en centímetros cuadrados y la representación de la densidad se realiza en metros cuadrados, el factor de conversión de cm² a m² es igual a ($1/0,2567 = 3,89$), que se utiliza para convertir, multiplicando, los valores de abundancia en densidad/m². Una vez realizada las operaciones de conversión necesarias, las densidades, en ind/m², para cada especie y mes se observan en la Cuadro 14.

Cuadro 14. Densidad de las especies (ind/m²) colectados en una playa arenosa

ESPECIE	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEPT	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR
<i>E. acumin</i>	504	291	318	194	113	70	62	47		19	23	
<i>G. homotrochoides</i>	1 655	3 430	2 250	792	652	70				1 269	4 361	3 407
<i>Ampelice sp.</i>	16	16	47	16	23			4	4	508	830	500
<i>C. pilosa</i>			19									
<i>Ampelice sp.</i>	4	5	93	4						4	19	
<i>Ampelice A</i>		155	70									
<i>R. rigida</i>												12
<i>Sphaeroma sp.</i>		826	213	19						4		
<i>P. dorsatus</i>	8		12	4						8		
<i>Penaeus sp.</i>												4
<i>E. dentatus</i>												4
<i>Chironomus</i>			4									
<i>T. albicans</i>	8	8								4	4	8 12
<i>T. angulatus</i>												4
<i>G. jennisi</i>	16		1734	2991	1203	1071	4171	12959	2697	14705	17499	15155
<i>Pelocypoda C</i>						4						
<i>Pelocypoda f</i>												4
<i>O. musoline</i>						8				23	23	140
<i>E. micinervis</i>	4											
<i>S. hant</i>	35	12	8	16	39	47	19	16	8	39	16	27
<i>N. caudata</i>				4								
<i>Kilbergosquilla A</i>	116	58	27	27	16	16	12	8		39	534	8
<i>C. capitata</i>			16		35						85	4
<i>H. filiformis</i>	10	65	31	58						124	233	128
<i>P. heterotremata</i>	12	4	4	4	8				8	175	93	59
<i>A. jaffroyi</i>				4								
<i>Nisus sp.</i>	31	8	47	8	12	18					4	4
TOTAL	4 509	4 968	4 893	4 140	2 080	1 304	4 264	1 300	2 720	17 010	25 541	19 528

Fuente: los autores

Transectos

En algunos casos de determinación de densidad béntica se utiliza el método de transectos, el cual es una metodología fácil de utilizar, sobre todo, en fondos rocosos.

Un transecto se puede definir como una línea o faja estrecha y continua que proporciona las características de una sección transversal de la comunidad, estos son indispensables cuando se estudian zonas alternativas y de varias clases. Se suelen hacer generalmente en ángulo recto (perpendiculares) a los ecotonos. Los transectos varían en longitud, generalmente entre 10 m y 50 m. Esta longitud depende de la abundancia y distribución de las variables que serán monitoreadas, así como de la heterogeneidad espacial del sitio de muestreo (Hill & Wilkinson, 2004).

Dentro del medio ambiente, uno de los problemas que se plantea es conocer el número de elementos que de determinadas especies de animales o vegetales se encuentran en un cierto espacio. Para abordar el problema existen diferentes técnicas estadísticas. Una de ellas es el muestreo por transectos lineales, que se desarrolla bajo distintas hipótesis. En este caso, se considera la situación de que dicho muestreo se aplique a zonas espaciales amplias, y por tanto hay que considerar un posible comportamiento no homogéneo del terreno respecto a ciertas variables, como pueden ser: el clima, tipo de terreno, etc.

Este método de inventario ha sido utilizado para la estimación de la cobertura de especies de carácter arbustivo y la abundancia de especies de flora o fauna, ya que este método se ajusta bien a su movilidad. La técnica de muestreo con transectos fue desarrollada inicialmente por ecólogos vegetales, aunque actualmente se aplica extensamente en otros ambientes.

El censo visual de transecto de banda es uno de los protocolos más utilizados para la evaluación de la riqueza, densidad y biomasa de peces arrecifales, este método tiene la ventaja de ser económico, no destructivo, generalmente rápido y fácilmente adaptable (Sanderson & Solonsky 1986, Samoilys & Carlos 2000, Bachelier *et al.*, 2017). Sin embargo, generalmente se enfoca a las comunidades superficiales del arrecife, subestimando las abundancias de especies con comportamiento críptico y de hábitos nocturnos (Sabido-Itzá, 2019).

Este método es bastante utilizado en ecología vegetal y es apropiado para estudios sobre sucesiones ecológicas o de comunidades en zonas de transición o variaciones a lo largo de un gradiente. El muestreo por transecto consiste en extender una cuerda de determinada longitud y contar los individuos que se encuentren debajo de ella (intercepción de la línea) o en un espacio determinado a ambos lados de la cuerda (Figura 45). Si en el estudio interesa conocer la distribución espacial de los organismos, la cuerda que sirve de transecto es marcada cada cierta distancia con lazos de una cuerda de colores vivos, o con cinta aislante ("tape"), etc., con lo que el transecto queda dividido en segmentos o intervalos. Para cada intervalo se cuenta el número de especies presentes y por análisis posteriores se podrá determinar el tipo de distribución de los organismos a lo largo del transecto.

En la Figura 45 el transecto intercepta los siguientes organismos: 16 poliquetos, 4 cangrejos, 6 bivalvos, 12 gasterópodos, 2 dólar de arena y 2 estrellas de mar, con un total de 42 individuos.

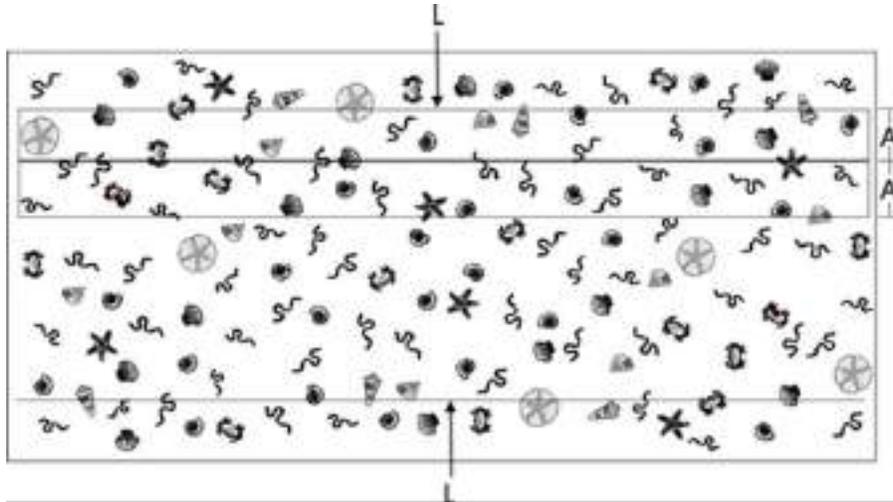


Figura 45. Representación de un fondo marino sobre el que se han colocado dos transectos de longitud L, el situado en la parte superior con una anchura de 2A, el inferior lineal.

Fuente: los autores

Cuando se utiliza el método de intercepción de la línea no se puede calcular la densidad absoluta, sino estimados de la densidad relativa o el índice de densidad lineal. La fórmula para calcular la densidad relativa es:

$$DR = \frac{n_i}{N}$$

donde;

n_i es el número de individuos de la especie i contados a lo largo del transecto, y N es el número total de organismos contados.

El índice de densidad lineal se calcula mediante la fórmula

$$ID_i = \frac{n_i}{L}$$

donde;

n_i es el número de individuos de la especie i contados
 L es la longitud del transecto.

Las densidades relativas (DR) de los poliquetos del transecto A será:

$$DR = \frac{n_i}{N} = \frac{16}{42} = 0,38$$

Por ejemplo, si el transecto tiene una longitud (L) de 15 metros, el índice de densidad lineal de la especie de anélido del transecto A será:

$$ID_i = \frac{n}{L} = \frac{16}{15} = 1,07 \text{ ind/m}$$

Transecto por cadena

Para determinar la complejidad estructural de un arrecife de coral es aconsejable utilizar el método de transecto por cadena (Figura 46) (Hill & Wilkinson (2004). En este caso el transecto es una línea o cinta de longitud determinada que se extiende sobre el área en estudio. Este método permite monitorear los cambios en la estructura del arrecife en sentido espacial y temporal. Nos proporciona una buena medida de rugosidad (complejidad estructural), pero requiere de buzos experimentados, se debe evitar su uso en zonas de abundancia de corales ramificados frágiles y consume tiempo (Hill & Wilkinson, 2004).

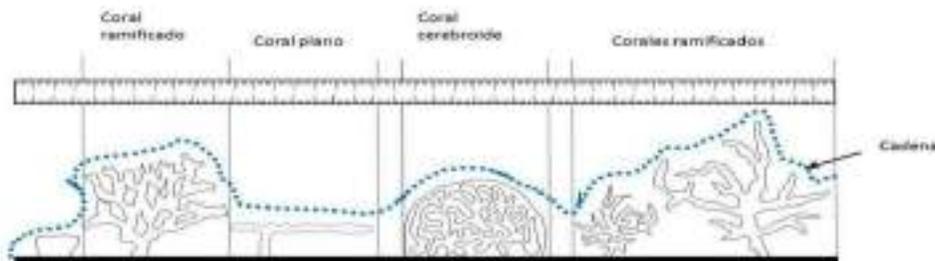


Figura 46. Representación esquemática de un fondo arrecifal, sobre el que se ha dispuesto un transecto de cadena (modificado de Hill & Wilkinson, 20004).

Se requiere posicionar a escasa profundidad (30 – 50 cm) un transecto lineal de longitud determinada fijado en ambos extremos y lo más tenso posible. Por debajo de este se dispone una cadena liviana, similar a la que usa para pasear mascotas, siguiendo el contorno del fondo, y contorneando las irregularidades del mismo. La cadena debe estar apoyada sobre sustrato el tiempo que dure el estudio. Para calcular la extensión del transecto se debe conocer la longitud de los eslabones y el número de estos por unidad de medida (0,5 m, 1 m, etc.).

Cadenas con eslabones pequeños requieren de más tiempo para contarlos, pero tienen la ventaja de que se ajustan mejor a la topografía, además de que el resultado es más preciso

La longitud de cada especie de coral o de elementos de la estructura del arrecife, se calcula mediante el producto del número de eslabones sobre el elemento y la longitud de cada eslabón:

Así, por ejemplo, utilizando una cadena con eslabones de 9 mm de longitud, se contó el número de eslabones que descansan sobre un coral ramificado. Si la cantidad de eslabones fue 32, la cobertura relativa de esa especie es de 28,8 cm

La siguiente fórmula permite conocer las coberturas relativas de los elementos arrecifales:

$$CE = \frac{\text{número de eslabones sobre el elemento} \times \text{longitud del eslabón}}{\text{longitud total del transecto}}$$

En estudios ecológicos sobre comunidades vegetales, en lugar de la densidad de organismos es frecuente que se calcule la cobertura de las diferentes especies. La cobertura puede ser definida de dos maneras, una se refiere a la sección lineal del transecto que ocupa la parte basal del organismo o colonia, y la otra el segmento del transecto que ocupa el organismo o la colonia cuando se proyecta verticalmente sobre el mismo, es decir sería el fragmento del transecto que ocuparía la sombra cuando el sol está situado en el cenit.

En la parte inferior de la Figura 47 se representa la cobertura de cinco especies de macroalgas (A, B, C, D, E), en unas la cobertura (a, b, c) corresponde a la zona del follaje proyectado sobre el transecto; mientras que en las otras dos la cobertura (d, e) está determinada por la anchura de la base de las plantas sobre el transecto.

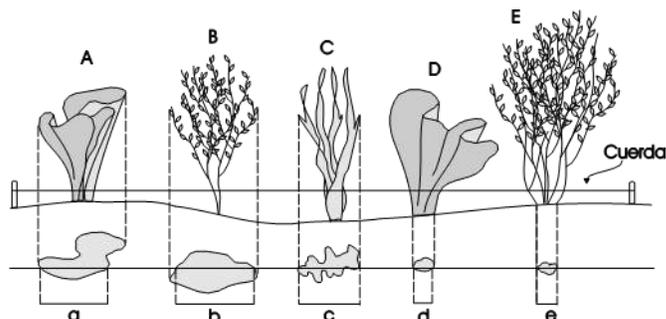


Figura 47. Cobertura del follaje de varias especies de macroalgas proyectadas sobre el sustrato (a, b, c) y cobertura de la zona basal de las macroalgas (d, e).

Fuente: los autores

En este caso se puede calcular el índice lineal de cobertura de cada especie, mediante la fórmula

$$IC_i = \frac{L_i}{L}$$

donde;

L_i es la suma de las longitudes de las proyecciones de la cobertura sobre el transecto de los organismos de una especie

L es la longitud del transecto.

La cobertura relativa de cada especie se calcula por la fórmula

$$CR = \sum \frac{l_i}{l}$$

donde;

$\sum l$ es la suma de las longitudes de intercepción de todas las especies

l es el número total de organismos colectados

Otro método consiste en realizar el muestreo sobre un transecto representado por una franja longitudinal cuya área estará determinada por la longitud de la cuerda y por una determinada anchura a ambos lados de la misma (Fig. 39), por lo que la densidad puede ser calculada fácilmente,

puesto que el transecto posee la superficie de un rectángulo de longitud L y anchura 2A. También en este caso es aconsejable dividir el transecto en partes iguales, puesto que además de que permite determinar la distribución de los organismos a lo largo de un gradiente, profundidad, por ejemplo, reduce la posibilidad de error si el conteo de los organismos se hace sin que haya extracción de los mismos.

Necton

El término necton fue definido por primera vez por Ernst Haeckel, en 1891 en su artículo “Plankton-Studien”, donde lo contrastaba con plancton, el agregado de organismos flotantes pasivamente, a la deriva o algo móviles, principalmente algas diminutas y bacterias, huevos pequeños y larvas de organismos marinos y protozoos y otros consumidores. Este investigador separaba el grupo planctónico por aquel que está constituido por organismos que tienen la capacidad de nadar y desplazarse activamente en la columna de agua. Algunos investigadores consideran que el término no es adecuado porque no permite distinguir de forma cuantificable y significativa la diferencia entre estos dos grupos, además de la complejidad para ubicar de manera adecuada a los peces.

Para algunos autores el necton lo constituyen dos grandes grupos, pleuston y neuston. El término pleuston fue utilizado por primera vez por Carl Schroeter en 1896. Es utilizado para agrupar a los organismos en los que una parte del cuerpo sobresale de la superficie del agua y cuyo desplazamiento es causado por el viento, como es el caso de los sifonóforos (*Physalia*, *Verella*), gasterópodos (*Janthina*) o insectos hemípteros (*Halobates*). En particular lo constituyen grupos de plantas y animales, cuyo hábitat es la superficie misma de las aguas tanto en medios marinos como continentales (lagos, lagunas, estanques, arroyos). Otro ejemplo es la carabela portuguesa, que es un sifonóforo, que posee un vejiga de aire (denominada neumatóforo o vela) que le permite flotar en la superficie del océano.

De acuerdo a Albuquerque *et al.* (2021) el neuston marino, lo constituyen organismos que viven cercanos a la superficie del océano, lo conforman grupos de zooplancton pocos estudiados. En el nivel trófico ocupa un nicho ecológico muy restringido y generalmente se ve afectado por una serie de procesos ambientales, y representa una fuente de alimento importante para los peces zooplanctívoros que migran desde las capas profundas.

El nicho ecológico de estos organismos es muy delimitado y lo conforman tres categorías: (a) euneuston: organismos con máxima abundancia en las cercanías de la superficie en la que residen día y noche; (b) neuston facultativo: organismos que se concentran en la superficie solo durante ciertas horas del día, generalmente durante la oscuridad; y (c) pseudoneuston: organismos con concentraciones máximas en capas más profundas que alcanzan la capa superficial por lo menos durante ciertas horas (Marshall & Burchardt, 2005).

En el caso particular de los peces, como componentes del necton son importantes en la red alimentaria, por estar presentes en todos los niveles tróficos, menos el primer nivel correspondiente

al fitoplancton y servir como fuente de energía a lo largo de la red, con plasticidad fisiológica y conductual, por lo que les permiten adaptarse y responder a los cambios ambientales (Vega-Cendejas, 2004). Su gran diversidad corresponde a cambios en el número y composición de las distintas comunidades debido a los grandes atributos poblacionales que presentan (Lyons *et al.*, 2000).

En los estudios de los peces las características de las especies, sus formas reproductivas, el hábitat y tolerancia a la calidad de los parámetros en la columna de agua, son importantes para entender su condición en el ecosistema marino (Das & Chakrabarty, 2007). Los índices de riqueza, diversidad, abundancia y las relaciones peso-talla (Figura 53), son indicadores que permiten evaluar el uso del recurso (Mercado-Silva *et al.*, 2006), además de determinar el grado de deterioro del ecosistema cuando se reduce el número de las familias al compararlas con otros grupos taxonómicos, produciendo un efecto en la economía de las especies de valor comercial (Methratta & Link, 2006).

La forma más adecuada de determinar la condición de las poblaciones de peces es realizando capturas con redes y trampas. Los datos obtenidos van a depender de la muestra, por lo que es necesario determinar el tamaño, mallas y tipo de estas y considerar el número de lances, o el tiempo – esfuerzo, de colectas. Otra forma de colectarlos es haciendo uso de la electricidad, método conocido como electropesca o electro Fisher, lo cual permite con facilidad determinar la composición, abundancia y clases de los organismos colectados.

La colecta de peces se puede realizar a través de varios métodos y empleando diversos aparejos, como redes, con la misma metodología utilizada para colectas de plancton (Figura 26), redes de arrastre de fondo, estacionarias y palangres, de acuerdo al objetivo de captura: inventarios biológicos intensivos o rápidos, evaluaciones hidrobiológicas para estudios de impacto ambiental, muestreos de ecología trófica u obtener muestras para realizar análisis en laboratorios especializados (metales pesados en tejidos u órganos, componentes sanguíneos, composición bioquímica, información genética, mediante cromosomas o fracciones de ADN, etc.) (Samanez Valer *et al.*, 2014).

CAPÍTULO IV PROCESOS BIOLÓGICOS COSTEROS

Colonización y sucesión

Sucesión ecológica

La sucesión ecológica es la sustitución sistemática de la composición de especies de una comunidad en el tiempo o en el espacio, por lo tanto, se van acomodando, de manera ordenada, en el ecosistema. La variación de la diversidad va a depender de las estrategias de desarrollo de las especies, por lo cual, se espera que estrategias de desarrollo “r”, llamados especies pioneras, colonicen inicialmente el ambiente, ya sea perturbado o no, y al pasar del tiempo o la distancia, sean sustituidos por especies de estrategia de desarrollo “K”, denominadas especies tardías, cuya finalidad en la sucesión es tender al clímax ecológico del ecosistema (Clemens, 1916).

En tal sentido, Odum (1972) indica que la sucesión ecológica puede definirse bajo tres conceptos: que este es un proceso de desarrollo ordenado de la comunidad, que resulta de la modificación de las características físicas del medio y finaliza en un ecosistema estabilizado.

Según Sandin & Sala (2012) a través del período de sucesión las propiedades de la comunidad cambian, de tal manera que al madurar aumenta la producción total, biomasa y tamaño de los organismos, además de variar el nivel de reciclaje de alimentos y nutrientes, como el nivel trófico medio

La sucesión ecológica fue inicialmente estudiada por los botánicos, a partir de los estudios de Egler (1954, citado por Krebs, 1978), quien la denominó “florística de relevo”, luego desarrollada por Clemens (1916) mediante la hipótesis del monoclímax, pero rápidamente trascendió dicha Ciencia, debido a la utilidad de su estudio para determinar el estado de bienestar de un ecosistema. Margalef (1977) la introdujo al quehacer acuático mediante sus estudios en el área de la planctonología.

Margalef (1977) muestra que la sucesión de organismos planctónicos y bentónicos está íntimamente relacionada, a través de la capacidad de producción primaria del plancton que define la capacidad nutritiva de especies bentónicas de desarrollo lento y a medida que avanza la sucesión el bentos hace mayor uso del recurso planctónico. Por otro lado, menciona que en este proceso el plancton se comporta como especies de estrategia de desarrollo r, mientras que el bentos como estrategias K.

Para el estudio de la sucesión, se debe determinar la estructura de la comunidad, la cual nos indicará si el ecosistema bajo evaluación presenta características de ambiente prístino o estresado, esto es, si el ambiente tiende al clímax ecológico, la población debe estar representada por especies dominantes, abundantes, comunes y raras; mientras que ambientes estresados, de manera natural o antropogénica, presentará tanto riqueza como diversidades bajas, y estará compuesto, principalmente, por especies de estrategia de desarrollo “r”, las cuales se caracterizan por ser muy abundantes (Figura 48).

El análisis de sucesión puede desarrollarse a partir de índices de diversidad, especialmente el índice de Shannon Wiener, muy utilizado, además del uso de Estadística Multivariada, como el análisis multidimensional no métrico, aunado a la técnica del ANOSIM (Figura 50), el análisis de conglomerado (Figura 51), así como, a través de la comparación de curvas de acumulación de especies (Figura 52), procedimientos desarrollados en el capítulo siguiente.

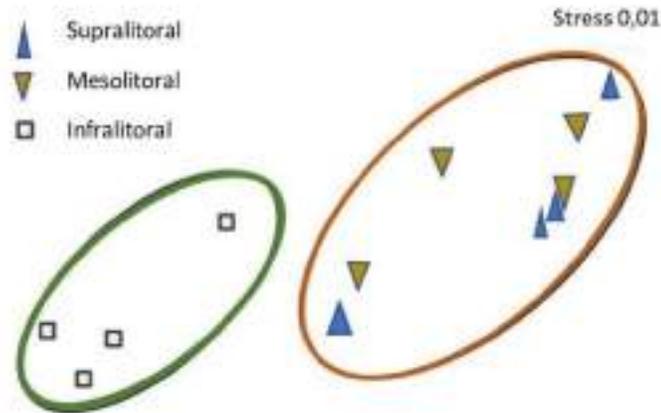


Figura 50. Diagrama de ANOSIM - nMDS de la diversidad de la macrofauna bentónica de tres estratos (supra, medio e infralitoral) del litoral rocoso en la costa del Estado Sucre, Venezuela (Modificado de Fernández *et al.*, 2014).

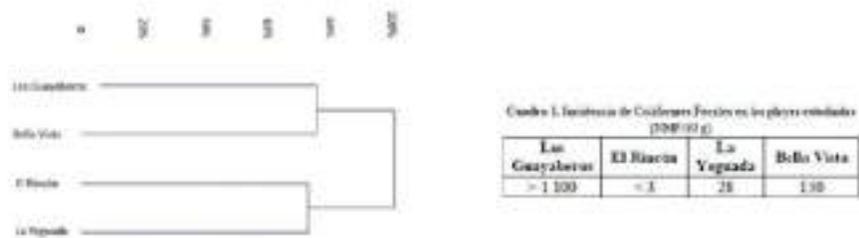


Figura 51. Separación de playas basada en el meiobentos indicador de contaminación (Pinzón *et al.*, 2019).

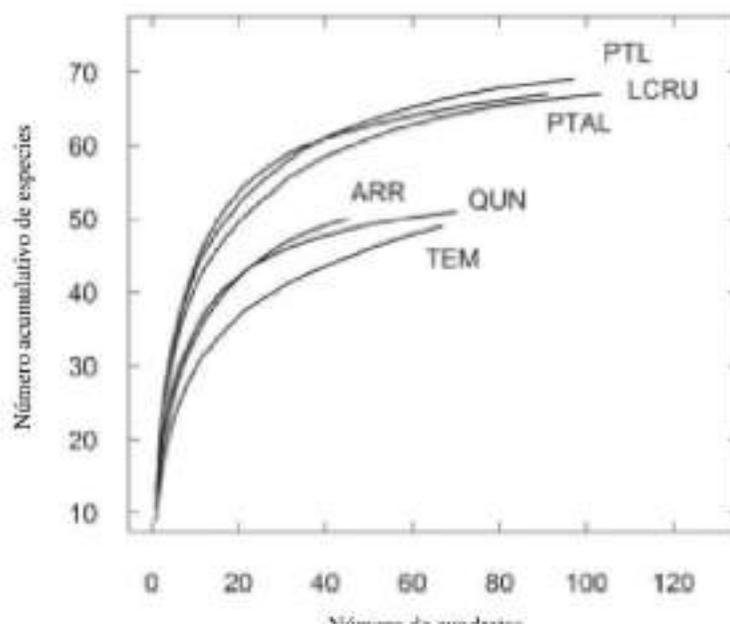


Figura 52. Curvas de acumulación de especies de sitios con mayor (PTL, LCRU, PTAL) y menor número de especies (ARR, QUN, TEM) en el litoral chileno (Broitman *et al.*, 2011).

Las figuras 50, 51 y 52, muestran la separación de dos comunidades o grupos de organismos, que se segregan por razones naturales o como respuesta a procesos de estrés. Las técnicas utilizadas para explicar estas figuras se basan en el hecho de que zonas o estaciones con mayor índice de diversidad, con curvas de acumulación de especies más altas, separadas claramente mediante el análisis de conglomerado y el análisis multidimensional no métrico, además de la diferencia estadística significativa generada por el ANOSIM, representan dos grupos claramente separados, uno que incluye a zonas que tienden al clímax de la comunidad (sitios PTL, LCRU y PTAL, de las curvas superiores de la Figura 52), y otro a organismos enfrentados a procesos de estrés o contaminación, representados por las curvas inferiores de esta Figura (sitios ARR, QUN y TEM)

Sin embargo, los resultados obtenidos deben ser tomados con precaución y contrastados con características físicas, ambientales y biológicas de la zona de estudio, debido a que este tipo de separación también se obtiene producto de la teoría de Sanders (1968) el cual explica que en el ambiente existen zonas físicamente controladas y biológicamente acomodadas. La primera indica áreas con fuertes fluctuaciones de variables físicas a las cuales se adaptan unas cuantas especies, mientras que la segunda se produce en ambientes físicamente más estables en los cuales las relaciones intra e interespecíficas dirigen la estructura de la comunidad.

La problemática de la contaminación en el medio marino

La contaminación de origen orgánico generada por desechos industriales en áreas cercanas a cualquier zona de estudio, resulta ser un problema por el impacto que provoca resultando una alta demanda bioquímica de oxígeno (DBO) y reducciones considerables de los niveles de oxígeno disuelto, (Kwiecinski & D'Croze, 1994) como consecuencia de las descargas de aguas residuales que originan eutrofización las cuales tienen incidencia en las comunidades de organismos que se encuentran en la columna de agua (plancton) y en el bentos.

Los organismos antes mencionados sometidos a los efectos de la contaminación y su relación con los parámetros fisicoquímicos del sector pueden brindar información sobre su composición en el área, la cual puede ser útil para identificar zonas de importancia reproductora. El análisis en un lugar determinado permite definir mejor en términos ecológicos, áreas con masas de agua caracterizadas no sólo por medio de variables fisicoquímicas, sino también por la flora y fauna asociadas a la masa de agua (Morales, 2001).

Las presiones ambientales en la zona costera, debido a la gran actividad que se desarrolla por el tránsito de buques, actividades pesqueras, deportivas y descargas de productos que generan impactos de notable intensidad y larga duración, que provocan graves desequilibrios en las comunidades marinas, además de ocasionar la disminución, e incluso la desaparición de la fauna y flora. Los efectos adversos se reflejan en una disminución de las poblaciones de algunas especies que son de interés económico y la biota que puede verse afectada por la contaminación de los metales traza.

En particular los metales traza como elementos naturales en el ambiente, constituyen los micronutrientes requeridos por los organismos vivos, en especial las plantas (Alleoni *et al.*, 2005; Duarte, 2003), las cuales requieren el uso de fertilizantes para cubrir las deficiencias de micronutrientes y de insecticidas para mejorar la producción, pero el uso excesivo de ellos constituyen las fuentes de contaminación antropogénica que los incorpora en el suelo (Soares, 2004) y por lixiviación son arrastrados a cuerpos de agua continentales desde donde, finalmente, llegan a la zona costera (Pinzón Uribe & Sotelo Rojas, 2016), convirtiéndose en fuente de contaminación que afecta al ambiente y a la salud de los organismos que lo ocupan (Del Puerto Rodríguez *et al.* 2014). Una vez en el sedimento marino pueden ser incorporados en los organismos y, por lo tanto, la evaluación del efecto de su bioacumulación en aquellas especies conocidas como “centinelas” constituyen buenos bioindicadores de contaminación, brindando información de gran importancia para la administración de la biodiversidad (Valdés *et al.*, 2014; Del Pilar Ruso *et al.*, 2017).

Hay que señalar que en los ecosistemas acuáticos los elementos contaminantes provenientes de las fuentes industriales, agrícolas y domésticas, plantas de tratamiento de aguas residuales municipales y de otras actividades antropogénicas tienen el potencial de bioacumularse en varios niveles tróficos y pueden inducir daños en el ADN (Nirchio *et al.*, 2019). Los estudios puntuales, a través de los análisis y mediciones con diferentes pruebas de tipo genético y la variación en las poblaciones, permite estimar las condiciones de salud de los estos organismos en sus hábitats.

Muchos xenobióticos tienen la capacidad de interferir con la formación del huso mitótico durante la división celular, provocando la contracción de los cromosomas, un retraso en la división del centrómero y un movimiento más lento durante la anafase, así como la rotura cromosómica. Los fragmentos de cromatina derivados de la rotura cromosómica (evento clastogénico) o disfunción del huso (evento aneugénico), o incluso cromosomas completos en el caso del retraso cromosómico, no migran a los polos durante la anafase y se incluyen en las células hijas, quedando encapsuladas en una fase separada como un núcleo más pequeño, generalmente denominado micronúcleo (Nirchio *et al.*, 2019) y pueden ser detectadas mediante el Test de Micronúcleos (Ali *et al.*, 2008; Al-sabti & Harding, 1990; Al-Sabti & Metcalfe, 1995).

En ese sentido, las comunidades bentónicas de organismos filtradores por tener una función ecológica en el reciclado de la materia orgánica (Díaz, 2003), y la caracterización del bentos en la zona litoral relacionado con la granulometría y textura del sedimento constituyen un ambiente en el cual habitan muchas especies que viven asociadas a otras (Gómez *et al.*, 2001) y en algunos casos pueden sobrevivir en medios estresantes, por lo que resultan útiles como bioindicadores de contaminación (Rojas & Vargas, 2008).

Por las razones expuestas resulta clara la necesidad de recabar información de la condición de las áreas propuestas para un estudio, dada la importancia que representan algunos organismos como parte de la actividad económica, además de reconocer la capacidad que tienen estos de resistir al estrés que puedan ocasionar los contaminantes. Los efectos adversos se reflejan en una disminución de algunas especies que son de interés económico y sobre la biota que imposibilita llevar a cabo los procesos de reproducción, producción de huevos infértiles o malformación de larvas.

Por lo tanto, es necesario para la sostenibilidad del recurso, recabar información del área de estudio, por la importancia que representan los organismos que ahí viven, como parte de la actividad económica, además de reconocer la distribución de las especies de interés, sus variaciones dentro de un ciclo anual y las condiciones físicas del medio. Debido a ello, es indispensable realizar investigaciones puntuales, ya que permiten hacer evaluaciones rápidas de las poblaciones de organismos que conforman el plancton y bentos del sector en grandes proporciones, además de representar grupos importantes en la red trófica.

Índices de contaminación

La concentración de metales puede tener origen natural, por la intemperización de las rocas o debido al desarrollo industrial y agropecuario que generan exceso de metales en los procesos productivos. Es cada vez más importante determinar si estos residuos se acumulan en suelo y como consecuencia, si son transferidos a los organismos, que los pueden bioacumular. En este sentido se ha desarrollado una serie de índices para dilucidar estas incógnitas.

Se han creado índices para determinar el nivel de acumulación de metales como el Índice de geoacumulación (Müller, 1969) y el Factor de enriquecimiento, los cuales determinan numéricamente el nivel potencial en el sedimento de las fracciones intercambiables debido a su acumulación.

Índice de Geoacumulación

El nivel de acumulación de metales en el sedimento puede ser calculado mediante varios métodos, uno de los cuales es el índice de Geoacumulación, el cual determina el nivel de contaminación basado en la concentración geoquímica del metal en estudio de manera natural en la roca madre.

Basado en el concepto anterior Müller (1969) sugirió el siguiente índice para el cálculo, basado en la comparación de valores presentes de los metales estudiados, comparado con valores pre-industriales:

$$I_{geo} = \text{Log}_2 \cdot \frac{C_n}{1,5 \cdot B_n}$$

donde;

I_{geo} = Índice de geoacumulación

C_n = Concentración del metal en estudio, en el sedimento

B_n = Concentración del metal en roca arcillosa, o fondo medido en la fracción arcillosa de sedimentos anteriores a la civilización de la misma área de depósito. También llamado concentración del metal en la referencia geoquímica, valor de fondo geoquímico o valor pre-industrial.

1,5 = Constante para valorar posibles variaciones del metal en el ambiente

La concentración de metal en la roca madre, y dependiendo de las condiciones marino costeras, suele ser esquistoso, filosilicato metamórfico, que forma parte de las lutitas. El valor de B_n puede ser obtenido del promedio mundial de lutita (Rubio *et al.*, 2000), en la corteza terrestre (Loska *et al.*, 2003), sin embargo, Rubio *et al.* (2000) sugieren que se use el valor obtenido en la zona de estudio, sugerencia que trae como consecuencia la utilización de un valor que esté alterado por pequeños aportes de origen antropogénico. Ji *et al.* (2008) indican que este puede determinarse al tomar diversas muestras en áreas similares de la localidad de estudio, de tal manera que se pueden observar valores relativamente constantes que corresponden a valores naturales, mientras que se pueden obtener variaciones de pequeñas concentraciones determinadas a lo largo de la localidad de estudio, que indican material de origen antropogénico. Este índice ha sido catalogado en siete niveles por Müller (1986) (Cuadro 15).

Cuadro 15. Índice de geoacumulación, clases I_{geo} y los nombres derivados de estos para la calidad del sedimento

I_{geo}	Clases I_{geo}	Característica o calidad del sedimento
>0	0	Prácticamente sin problemas
>0-1	1	Descargado - moderadamente cargado
>1-2	2	Moderadamente cargado
>2-3	3	Moderadamente muy cargado
>3-4	4	Muy cargado
>4-5	5	Fuerte – Excesivamente cargado

>5	6	Excesivamente cargado
----	---	-----------------------

Fuente: Müller, 1986

Factor de Enriquecimiento (Enrichment factor)

La determinación de metales en el sedimento, provenientes de fuentes antropogénicas, se calcula mediante el factor de enriquecimiento, según Franco-Uria *et al.* (2009) este índice, es una herramienta idónea para valorar la magnitud de contaminantes en el ambiente.

Ecuación original de Lawson & Winchester (1979):

$$EF_X = \frac{(X/REf)_{aerosol}}{(X/REf)_{source}}$$

donde;

EF_x = factor de contaminación

X = concentración del metal estudiado

REf = concentración de metal de referencia

X/REf = Proporción del metal con relación a la referencia en la atmósfera y en la fuente.

Salomon & Forstner (1984) indican la pertinencia de utilizar la concentración de aluminio en la atmósfera y en la corteza terrestre como referencia para determinar si la fuente del metal proviene de uno de estos compartimientos:

$$EF = \frac{(X/Al)_{atmósfera}}{(X/Al)_{corteza}}$$

donde;

EF = Factor de enriquecimiento

(X/Fe)_{atmósfera} = proporción de la concentración del metal "X" con respecto a la concentración en la atmósfera.

(X/Fe)_{corteza}: proporción de la concentración del metal "X" con respecto a la concentración en la corteza terrestre

A partir de lo anterior, basado en el hecho de que metales como el aluminio y el hierro se mantienen de manera proporcional en diferentes zonas estudiadas, Selvaraj *et al.* (2004) han sugerido la siguiente relación:

$$EF = \frac{(M/Fe)_{muestra}}{(M/Fe)_{referencia}}$$

Donde;

EF = Factor de enriquecimiento

(M/Fe) muestra = proporción entre el metal “m” y el elemento normalizador “Fe” presente en la muestra de sedimento.

(M/Fe) referencia: proporción entre el metal traza y la concentración de Fe en una referencia geoquímica

La ecuación anterior solo es válida si se utiliza el hierro como elemento normalizador, y lutita como referencia geoquímica.

La clasificación propuesta por Chen *et al.* (2007) sugiere un ámbito de valores entre ≤ 2 y ≥ 50 (Cuadro 16).

Cuadro 16. Clasificación del nivel de enriquecimiento de metales en el sedimento de acuerdo a los valores del Factor de Enriquecimiento

Factor de Enriquecimiento	Clasificación
<2	Sin enriquecimiento
2 - 3	Enriquecimiento menor
3 - 5	Enriquecimiento moderado
5 - 10	Enriquecimiento moderadamente severo
10 - 25	Enriquecimiento severo
25 - 50	Enriquecimiento muy severo
>50	Enriquecimiento extremadamente severo

Fuente: Chen *et al.*, 2007

Este índice es una medida para determinar el nivel de contaminación en el sedimento, a partir de una sustancia específica. El cálculo del factor mejora drásticamente si se realizan con base en valores de elementos relativamente proporcionales en diferentes zonas del globo. En este sentido el uso de aluminio, sílice, hierro y titanio, no solo se mantienen relativamente constantes, sino también, que están relacionados entre sí. De tal manera que los valores de aerosoles que impactan zonas remotas pueden ser utilizados como datos de referencia.

Ecuación modificada por Buat-Menard & Chesselet (1979):

$$EF = \frac{Me_i}{Me_c}$$

donde;

EF = factor de enriquecimiento modificado

Me_i = concentración de metal en fracciones del sedimento menores a 63 μm

Me_c = concentración de metal en la roca arcillosa

Factor de contaminación:

Índice que evalúa el nivel de contaminación atribuido al metal estudiado, con la finalidad de estimar el efecto antropogénico sobre el sedimento.

Creado por Håkason (1980), muestra la relación entre la concentración de cada metal estudiado con respecto al valor de referencia y según Devanesan *et al.* (2017) es una herramienta idónea para evaluar la contaminación y el nivel de esta en el sedimento.

Este factor se determina de la siguiente manera:

$$C_f^i = \frac{C_0^i - 1}{C_n^i}$$

donde;

C_f^i = factor de contaminación

C_{0-1}^i = concentración media del metal en el sedimento, determinado de al menos cinco muestras ($\mu\text{g/g PS}$)

C_n^i = concentración del metal en la era pre-industrial

Caracterizado a partir de la valoración incluida en el Cuadro 17.

Cuadro 17. Niveles de contaminación de acuerdo al factor de contaminación

Valor de C_f^i	Característica
<1	Bajo factor de contaminación que indica baja contaminación en el sedimento del metal estudiado
1 – 3	Factor de contaminación moderado
3 – 6	Factor de contaminación considerable
>6	Factor de contaminación muy alto

Fuente: Håkason, 1980

Además de la determinación de la presencia de metales en el suelo y los niveles de acumulación es importante la evaluación del riesgo ecológico de la contaminación de estos metales en el sedimento, entre los cuales se incluyen el cálculo de índices como: el grado de contaminación (Håkason, 1980), riesgo potencial y factor de bioacumulación.

Índice de carga de contaminación (Pollution Index)

Para la determinación del nivel de contaminación de un metal en el sustrato se utiliza el Índice de carga de contaminación.

$$PLI = (CF_1 \cdot CF_2 \cdot CF_3 \cdot \dots \dots \dots CF_n)^{1/n}$$

donde;

PLI = Índice de carga de contaminación

CF = Factor de contaminación del metal. Relación de la concentración de cada metal a investigar con relación al valor de fondo

n = Número de metales investigados

$$CF_{metal} = \frac{\text{Concentración de metal en el suelo}}{\text{Concentración de fondo del metal}}$$

Chakrdavarti & Patgiri (2009) fijan el ámbito que varía entre: < 1, suelo no contaminado a > 1, suelo contaminado. Según Tomlinson *et al.* (1980), valores en torno a 0 indican un sedimento prístino, 1 indica la presencia de concentraciones de base, y valores por encima de uno corresponden a deterioro progresivo.

A partir de las propuestas de Turekian & Wedephol (1961) y Loska *et al.* (1997) se utiliza la catalogación incluida en el Cuadro 18.

Cuadro 18. Niveles del factor de contaminación CF y su caracterización

Concentración de metales	Grado de contaminación
CF < 1	Bajo grado
1 ≤ CF < 3	Grado moderado
3 ≤ CF < 6	Grado considerable
CF ≥ 6	Grado muy alto

Fuente: Turekian & Wedephorl, 1961, Loska *et al.*, 1997

Grado de Contaminación (Loska, 1997):

La sumatoria del factor de contaminación indica el nivel de contaminación ambiental general, tomando en consideración todos los metales evaluados.

$$C_d = \sum C_{f_i}^i$$

donde;

C_d = grado de contaminación

C_fⁱ = factor de contaminación

El índice tiene un ámbito entre ≤ 8 y ≥ 32 (Cuadro 19).

Cuadro 19. Caracterización del grado de contaminación según los valores de C_d

Valores de C _d	Característica
<8	Bajo grado de contaminación
8 – 16	Grado de contaminación moderado
16 – 32	Grado de contaminación considerable
>32	Grado de contaminación muy alto

Fuente: Loska, 1997

Riesgo Potencial Ecológico (Håkason, 1980)

Como su nombre lo indica, determina el potencial de riesgo ecológico por una serie de metales presentes en el sedimento y se determina de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$E_r = \sum_{i=1}^8 Tr^i \cdot C_f^i$$

donde;

E_r = riesgo potencial

Tr^i = factor de respuesta tóxica

C_f^i = factor de contaminación

De acuerdo a Luo *et al.* (2007), la catalogación de los riesgos potenciales, de acuerdo al valor del índice varía entre ≤ 40 y ≥ 320 (Cuadro 20).

Cuadro 20. Caracterización de los niveles de riesgo ecológico potencial (E_r)

Riesgo Potencial	Nivel de riesgo ecológico
<40	Riesgo bajo
40 – 80	Riesgo moderado
80 – 160	Riesgo considerable
160 – 320	Riesgo alto
>320	Riesgo muy alto

Fuente: Luo *et al.*, 2007

Factor de bioacumulación

La alta disponibilidad en el sedimento es una fuente de metales absorbidos por los organismos bentónicos, que puede producir bioacumulación en estos, dependiendo de la cantidad que ingieran. Según Montouri *et al.* (2002), la bioacumulación es el proceso por el cual las especies químicas se acumulan en los organismos a partir de las fases circundantes.

De acuerdo a McGeer (2003) hay que distinguir entre factor de bioconcentración (BCF) que se determina en el laboratorio, el cual indica el nivel de exposición a la fuente abiótica y el factor de bioacumulación (BAF) que se determina en el campo, que define el proceso de movimiento de la matriz química al organismo, a través de diversas rutas como alimento, agua, sedimento.

El índice denominado factor de bioacumulación determina la distribución de metales entre el sustrato y los organismos.

$$BAF = \frac{C_{biota}}{C_{sedimento}}$$

donde;

BAF = Factor de bioacumulación

C_{biota} = Concentración del metal en el organismo

$C_{sedimento}$ = Concentración del metal en el sustrato.

La unidad de medida de las concentraciones incluidas en el índice anterior es en ppm o mg/kg.

Las fuentes de absorción de metales son diversas, a través de la respiración, adsorción cutánea, la alimentación. De acuerdo a Burkhard (2009), además de los índices BCF y BAF se debe considerar el factor de acumulación en los organismos a partir del sedimento, mediante el índice:

Factor de Acumulación biota – sedimento (Burkhard *et al.*, 2005)

Este índice evalúa la bioacumulación de metales en el tejido de organismos a partir de la presencia de éstos en el sedimento, basado en el concepto acuñado por Ankley *et al.* (1992) quienes determinaron la concentración de PCB en lípidos de oligoquetos y peces.

$$BSAF = \frac{\left(C_b / f_{lipido} \right)}{\left(C_{sed} / f_{cos} \right)}$$

donde;

BSAF = Factor de acumulación biota - sedimento

C_b = concentración del metal en el organismo ($\mu\text{g}/\text{kg}$ de peso húmedo)

f_{lipido} = fracción lipídica en el organismo (g lípido/g peso húmedo)

C_{sed} = concentración de metal en el sedimento ($\mu\text{g}/\text{kg}$ peso seco)

f_{cos} = fracción de carbono orgánico en el sedimento (g carbono orgánico/g peso seco)

CAPÍTULO V

ANÁLISIS DE DATOS DE MUESTREO Y TRATAMIENTO ESTADÍSTICO

Diversidad

La expresión ecológica macro de una comunidad es la diversidad, esta puede representarse por la riqueza de especies, sin embargo, se han creado una serie de índices y estimadores para poder expresarla en términos numéricos, con ámbito claramente establecido, o mediante simbología gráfica. La información presentada en esta obra no pretende ser exhaustiva y se recomienda la consulta el capítulo 2 de los Métodos de Moreno (2001) y del capítulo 7 del Manual de Álvarez *et al.* (2004).

Para comprender el funcionamiento del ecosistema, es imprescindible conocer las especies presentes, para poder determinar las relaciones entre estas y de esta manera inferir el funcionamiento del ecosistema. Por otro lado, a través del estudio de la diversidad se pueden estimar los ecosistemas que están sometidos a presiones naturales, como tormentas, o presiones antropogénicas, como la pesca. Por lo tanto, un ecosistema diverso, es más robusto y estable, además acepta más fácilmente cualquier tipo de presión, sin embargo, ecosistemas menos diversos, indican un ambiente pobre o intervenido, este a su vez se torna más vulnerable a los efectos producidos por la naturaleza o la intervención humana.

Por las razones antes expresadas, el desarrollo de planes de manejo y protección del ecosistema pasa por la valoración de la diversidad de los organismos propios de la zona de estudio.

La medición de la diversidad tradicional, de manera numérica, se divide en: Diversidad α , que representa la riqueza de especies de una comunidad, siendo esta homogénea, Diversidad β , que mide el grado de cambio de la composición de especies entre comunidades (o estaciones de colecta), en otras palabras, las especies que comparten ambas comunidades. Además, la Diversidad γ que representa el conjunto de comunidades que componen un paisaje, o sea, la diversidad global, entre todas las comunidades de todo el estudio o muestreo (Figura 53).

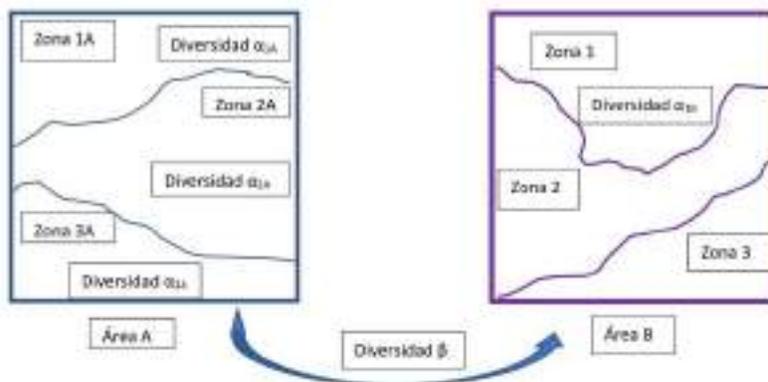


Figura 53. Representación en planta de la segmentación por zonas de dos áreas de colecta.

Fuente: los autores

El análisis de diversidad, basado en indicadores matemáticos, ha sido debatido ampliamente en el ámbito de la ecología teórica, sin embargo, a pesar de las objeciones al respecto del cálculo de índices ecológicos para valorar la riqueza de especies, estos se continúan utilizando en la actualidad.

Para fines prácticos, para el cálculo de índices ecológicos y análisis estadísticos se utilizará el siguiente ejemplo.

Se determinó la abundancia de macrobentos a diversas distancias del canal de salida de una finca camaronera en la bahía de Parita, a 0 m, 50 m, 125 m, 230 m y 500 m de distancia. En cada estación se introdujo un nucleador de PVC de 17 cm de diámetro a una profundidad de 25 cm bajo el sustrato. El material se fijó con formalina al 10 %, luego de 24 h se lavó con agua corriente y se preservó en alcohol al 70 %. El material fue tamizado en una malla de 500 µm, se guardó rotulado en frascos de vidrio. Posteriormente se identificó en estereomicroscopio.

Los datos de abundancia de las familias de invertebrados de las muestras anteriormente descritas se registran en el Cuadro 21.

Cuadro 21. Macrobentos de la infauna a diversas distancias de la salida de finca camaronera en la Bahía de Parita

Taxa	Distancia al canal de salida de finca camaronera (Ind/m ²)				
	0	50	125	230	500
Nemertoda	10312	5200	927	152	2125
Nyctocoela	0	38	33	61	292
Brachiopoda	2	5	18	43	75
Arborea	58	13	21	73	90
Polychaeta	378	21	49	56	1651
Chaetopteridae	0	831	725	147	79
Phoronidae	0	78	65	148	123
Cyprididae	5210	4918	31	3060	601
Cirratulidae	0	0	1389	0	911
Ophelidae	0	0	0	0	908
Glyceridae	65	343	475	463	71
Megalorhidae	0	82	359	191	4729
Nephtyidae	0	5	149	374	83
Megalorhidae	12	7	22	78	112
Psolomidae	0	4	179	79	118
Lumbrineridae	0	11	10	18	833
Syllidae	0	18	17	23	399
Scalariidae	7	8	32	28	85
Malacostraca	0	6	19	11	125
Decapodidae	91	38	86	115	179
Stomatopoda	818	675	791	811	828
Maxillipedidae	11	0	8	18	28
Litorinidae	15	12	42	38	79
Metidae	12	18	30	35	42
Thysanoididae	0	0	0	12	308
Crustacea	116	721	895	157	89
Caprellidae	8	11	159	499	2199
Leptocopepodidae	0	0	0	0	280
Leptocopepodidae	0	21	139	180	0
Hyperiidae	0	0	9	156	0
Uca	81	101	197	40	52
Megalopa	0	17	140	1899	11
Stomatopoda	19	52	80	250	689
Onychophora	13	75	309	678	25
Psyllidae	0	35	132	208	23
Echinodermata	0	0	0	0	505
Ophiuroidea	18	5	48	232	425

Fuente: los autores

Índices de Diversidad α :

Para el cálculo de los índices de diversidad α debemos tener previamente la información de las siguientes variables: s = riqueza de especies, N = número de individuos colectados, p_i = proporción de la abundancia de cada una de las especies con respecto al total colectado.

Margalef

Índice de diversidad basado en la riqueza de especies, que minimiza el efecto del tamaño de la muestra, de tal manera que el valor obtenido no es representativo de una mayor riqueza producto del aumento de las colectas. Death (2008) indica que el uso del índice depende de la relación entre el número de especies y el número de organismos en una muestra, tal que $S = \text{constante} \times \ln(N)$.

$$D_{Mg} = \frac{S - 1}{\ln N}$$

donde;

D_{Mg} = Índice de Margalef

S = Número de especies colectadas

N = Número de organismos colectados

De acuerdo a los datos antes indicados el índice de Margalef en la primera estación fue $S = 19$ especies y $N = 17\ 108$ individuos, por lo tanto, el índice fue de: 4,25, mientras que, en la quinta estación, $S = 35$ y $N = 18\ 762$ organismos, que produce un índice de: 7,69.

$$D_{Mg} = \frac{19-1}{\ln 17108} = 4,25$$

Shannon-Wiener

Índice de diversidad basado en la teoría de la información, puede ser calculado con cualquiera de los logaritmos indicados. Tiene la ventaja de ser el más utilizado en la literatura científica, por lo que es fácilmente comparable con otros estudios, sin embargo, es sensible al tamaño de la muestra y a la presencia equitativa de todas las especies.

Para el cálculo de la diversidad se puede utilizar cualquier base logarítmica, aunque las más utilizadas son la base 10, la base 2 y la base e. Para calcular la diversidad con el logaritmo de base 2, se multiplica el logaritmo decimal por 3,3219, de acuerdo a la fórmula de $\log_2 X = (\log_{10} X) (3,3219)$. Cuando se desea utilizar el número e como base del logaritmo, primero se calcula el logaritmo decimal, y se transforma en \log_e al multiplicar por 2,3026, es decir $\log_e X = (\log_{10} X) (2,3026)$.

La unidad de H', cuando se utiliza 2 como base del logaritmo, es bit que es la apócope de "binary digit"; si se utiliza el logaritmo decimal, la unidad es decit ("decimal digit") o hart, y cuando se utiliza el número "e" como base, la unidad es nat ("natural bels") o nit ("natural digit").

Otra forma de calcular la diversidad de Shannon es mediante el uso de las ecuaciones, abajo señaladas, correspondientes a cada una de las bases de logaritmo a utilizar.

$$H' = - \sum p_i \cdot \log_2 p_i$$

$$H' = - \sum p_i \cdot \log p_i$$

$$H' = - \sum p_i \cdot \ln p_i$$

donde;

H' = índice de diversidad de Shannon-Wiener

p_i = proporción de cada uno de los organismos de la muestra con respecto a la totalidad de la captura

De acuerdo al ejemplo de las estaciones 1 a 0 m del canal de salida de la finca camaronera y la estación 5 a 500 m del canal, luego de calcular el índice de Shannon-Wiener con los tres logaritmos tenemos el resultado en el Cuadro 22.

Cuadro 22. Índice de diversidad de Shannon Wiener calculado con tres tipos de logaritmo

Shannon-Wiener	0 m	500 m	Software
Basado en Log ₂	1.51	3.81	Archivo Excel
Basado en Log ₁₀	0.45	1.15	Bio Estat
Basado en Ln	1.04	2.65	PAST

Fuente: los autores

Los valores obtenidos del índice de diversidad de Shannon-Wiener muestran diferencia evidente entre ambas estaciones, sin embargo, debe probarse estadísticamente si esta diferencia es significativa.

t de Hutcheson

Prueba derivada de la t de Student que prueba estadísticamente la diferencia entre el índice de diversidad de Shannon-Wiener de dos muestras

$$t = \frac{H'_1 - H'_2}{D_{var}}$$

$$D_{var} = \sqrt{var_1 + var_2}$$

$$var = \frac{[\sum f_i \cdot \log^2 f_i - (\sum f_i \cdot \log f_i)^2] / N}{N^2}$$

donde;

t = prueba de Hutcheson

H'₁ = índice de diversidad de Shannon Wiener de la muestra 1

H'₂ = índice de diversidad de Shannon Wiener de la muestra 2

D_{var} = Varianza mancomunada de ambas muestras

var = varianza de la muestra

f_i = proporción de cada uno de los organismos de la muestra, es igual que pi

N = Número total de observaciones

A partir de la hipótesis nula Ho: $\mu_1 = \mu_2$, la regla de decisión indica que si $t_{calculado} > t_{tabulado}$ se rechaza la Ho, por lo que en el ejemplo que nos atañe, al comparar las estaciones 1 (0 m) y 5 (500 m) no existe diferencia significativa.

En el caso de la prueba t de Hutcheson para las estaciones 1 y 5 del ejemplo anterior, observamos de acuerdo al cálculo del Logaritmo natural, una diversidad muy baja en la primera estación, mientras que alta en la última, el análisis matemático produjo lo siguiente:

$$var_1 = 0,000071527 \quad var_2 = 0,000073481$$

$$D_{var} = 0,01304193$$

$$t_{calculado} = -133,284$$

Un valor de $t_{calculado}$ de -133,29, para un $t_{tabular}$ de 1 grado de libertad en la tabla de “t”, en $\alpha/2 = 12,71$, por lo que el valor de $t_{calculado}$ es menor, la regla de decisión no rechaza la Ho, indica que los índices de diversidad son iguales, a pesar que los valores de los índices de diversidad resultaron distintos a simple vista.

Índice de diversidad basado en la estructura de la comunidad que depende de la equidad.

Índice de equidad de Pielou

Este índice es una medida de uniformidad relativa a la riqueza de especies. Relaciona el índice de diversidad de Shannon-Wiener obtenido, con el mismo índice teórico máximo esperado

$$J' = \frac{H'}{H'_{max}}$$

$$H'_{max} = \ln S$$

donde;

J' = índice de equidad de Pielou

H' = índice de diversidad de Shannon-Wiener

H'_{max} = índice de diversidad de Shannon-Wiener máximo esperado

S = riqueza de especies

En el ejemplo que nos ocupa, la diversidad máxima (H'_{max}) de la estación 1 fue de 2,94 y de la estación 5, igual a 3,55, lo que produce un índice de Pielou de 0,35 y 0,74 para las estaciones a 0 y 500 m respectivamente.

$$J'_1 = \frac{1,04}{2,94} = 0,35 \quad J'_5 = \frac{2,65}{5,13} = 0,74$$

Simpson

Índice de diversidad basado en la estructura de la comunidad, dirigido por la dominancia. Define la probabilidad que dos organismos colectados al azar correspondan a la misma especie. Es sensible a las especies dominantes.

$$\lambda = \sum p_i^2 \quad (\text{Índice de dominancia, o de diversidad para poblaciones finitas})$$

donde;

λ = Índice de Simpson

p_i = proporción de cada uno de los organismos de la muestra

Ámbito del Índice de Simpson: $0 - (1-1/s)$

El índice de Simpson en el ejemplo de los organismos bentónicos produjo un valor de 0,46 para la estación 0 m y 0,11 para la estación de 500 m.

Los resultados finales de los diversos índices de diversidad α del archivo de Excel® incluido en el libro se muestran en el Cuadro 23.

Cuadro 23. Resultado de los índices de Diversidad α , para las estaciones 1 y 2 de la hoja de Excel® “Índices Ecológicos.xls”.

ÍNDICES DE DIVERSIDAD α			Estación 1		Estación 2			
Riqueza Específica			0 m		500 m			
Índice			19	35	Interpretación			
Riqueza Específica			4.25	0 - 10	Baja	7.06	Alta	
Riqueza Específica			6.15	8 - 8	Mínima	9.26	Mínima	
Índice de Dominancia			11-5/31					
Índice de Dominancia			Simpson	0.04	0 - 11 - 1/30	0.37	Medio	
Índice de Dominancia			Berger-Parker	0.60	0 - 100		Mínima	
Índice de Dominancia			McIntosh	0.52	8 - 8		Muy baja	
Índice de Dominancia			McWhorter	90.96	0 - 100		Muy alta	
Índice de Riqueza			Simpson-Mirrer					
Índice de Riqueza			Sesado en Log	3.51	1.3 - 4.3	baja	5.82	Alta
Índice de Riqueza			Sesado en Log _e	0.45	0.075		1.15	0.075
Índice de Riqueza			Sesado en LN	0.46	0.075		1.16	0.075
Índice de Riqueza			t de Hutchinson	-0.00013	*	12.76325	p<0.05	La Diversidad es igual en ambas Estaciones
Índice de Riqueza			Riqueza Máxima (Log)	4.25			5.13	
Índice de Riqueza			Chao1	6.25	8 - 8		9.24	Alta
Índice de Riqueza			Chao1c	6.15				

Fuente: los autores

Índices de Diversidad β :

Basados en la presencia de las diversas especies, define la similitud de dos muestras considerando solamente la composición de especies. Son denominados métodos cualitativos.

Para el cálculo de los índices de diversidad β se debe tener la información de las siguientes variables: a = cantidad de especies de la estación 1, b = cantidad de especies de la estación 2, c = cantidad de especies comunes a ambas estaciones. En el caso del ejemplo incluido a partir del Cuadro 11 tenemos que a = 19, b = 35, c = 19.

Jaccard

Índice de similitud, basado en la riqueza de especies contabilizadas cualitativamente, esto es, solo se necesita saber cuántas especies hay presentes, no se contabiliza la cantidad de individuos por especie. Expresa la relación del número de especies compartidas entre dos muestras y las especies exclusivas en estas.

$$I_j = \frac{c}{a + b - c}$$

donde;

I_j = Índice de Jaccard

c = especies comunes en ambas muestras

a = especies presentes en la muestra 1

b = especies presentes en la muestra 2

En el ejemplo utilizado anteriormente, se presentan 19 especies en común y recordemos que hay 19 especies en la estación a 0 m y 35 a 500 m. El índice de Jaccard obtenido fue de 0,54 que se cataloga como similitud media entre ambas estaciones.

Sorensen

Índice de diversidad cualitativo basado en la riqueza de especies, expresa la relación del número de especies comunes en ambas muestras y la media aritmética de las especies de ambos sitios.

$$I_s = \frac{2c}{a + b}$$

Índices que determinan la semejanza de especies entre dos muestras a partir de la abundancia y composición de especies. Denominados índices de datos cuantitativos.

Índice de Sorensen

$$I_{scuant} = \frac{2pN}{aN + bN}$$

donde;

I_{scuant} = Índice de Sorensen cuantitativo

pN = suma de la abundancia más baja de cada una de las especies comunes en ambas muestras

aN = total de individuos en la muestra 1

bN = total de individuos en la muestra 2

En el ejemplo, se obtuvo un valor de de 0,11, que se considera similaridad mínima.

Índice de Morisita-Horn

Este índice, basado en la abundancia, pero independiente del tamaño de la muestra, mide la dispersión de los datos de dos muestras, esto es, cuán similares son. También se utiliza para determinar el traslape de nicho, que será tratado más adelante. Este índice varía de 0 a 1, según Chao (*et al.*, 2006) en casos de tener muestras muy pequeñas se pueden obtener valores mayores a 1 cuando comparadas dos comunidades diferentes, lo que hace muy difícil interpretar el resultado.

$$I_{M-H} = \frac{2 \sum (a_i x b_j)}{(d_a + d_b) aN x bN}$$

donde;

I_{M-H} : índice de Morisita-Horn

a_i = número de individuos de la i -ésima especie en la muestra 1

b_j = número de individuos de la j -ésima especie en la muestra 2

d_a = proporción de los individuos de la especie i con respecto a la totalidad de la muestra 1

d_b = proporción de los individuos de la especie j con respecto a la totalidad de la muestra 2

El índice de Morisita-Horn, con los datos del ejemplo da un valor de 0,29 el cual se interpreta como de muy baja similitud.

El resultado de los índices de diversidad β se muestran en la salida de la hoja de Excel® (Cuadro 24).

Cuadro 24. Resultados de los índices de diversidad β , para las estaciones 1 y 2, de la hoja de Excel® “Índices Ecológicos.xls”

ÍNDICES DE DIVERSIDAD β			Est. 1 vs. Est. 5		
Índices de Similitud	Cualitativos	Jaccard	0.54	0 - 1	Media
		Sorensen			
		Cualitativo	0.70	0 - 1	Alta
	Cuantitativos	Sorensen			
		Cuantitativo	0.11	0 - 1	Mínima
		Morisita-Horn	0.29	0 - 1	Muy baja
		Sokal-Michener	0.260274	0 - 1	Muy baja
		Complementariedad	0.6571429	0 - 0.1	Media

Fuente: los autores

En el archivo de Excel® sobre índices de diversidad incluido en el libro se describen otros índices de diversidad α : Menhinick, Berguer Parker, McIntosh, McNaughton e índice de Brillouin, este último utiliza factoriales para el cálculo. La hoja electrónica tiene un límite de 170 observaciones para este tipo de cálculo. Además, se incluyen los índices de diversidad β : Sorensen cuantitativo, Morisita-Horn, Sokal-Michener e índice de complementariedad.

Estimadores de diversidad:

Para complementar el conocimiento de la evaluación de la ecología de los ecosistemas estudiados se suelen utilizar estimadores basados en la presencia – ausencia de las especies. No asumen distribución normal, por lo cual se consideran no paramétricos: ACE, Chao 2, Chao 1, Jackknife 1, etc. Hortal *et al.* (2006) señalan la conveniencia del uso de estos estimadores de riqueza de especies como indicadores de diversidad debido a que la manera como están contruidos, al tender a la asíntota, presentan insensibilidad a la forma como se agregan las muestras, por lo cual, son útiles para comparar muestreos obtenidos a partir de diversas estrategias de colecta.

ACE

Estimador basado en la abundancia y ocurrencia de las especies, llamado Estimador de Cobertura de Abundancia. Para verificar el detalle de este y otros estimadores se sugiere que se revise el artículo de Chazdon *et al.* (1998).

$$S_{ace} = S_{common} + \frac{S_{rare}}{C_{ace}} + \frac{F_1}{C_{ace}} \gamma_{ace}^2$$

donde;

S_{common} = especies que ocurren más de 10 veces en el muestreo

S_{rare} = especies que ocurren 10 veces o menos

C_{ace} = estimador de cobertura de abundancia de la muestra

F_1 = estimador para especies raras

γ_{ace}^2 = coeficiente de variación “ace”

Chao 2

Estimador que se basa en la riqueza de especies, a partir de especies poco frecuentes, el cual extrapola los datos con la finalidad de encontrar el número verdadero (teórico) de especies presentes en la comunidad.

La forma típica en que operan estos estimadores es utilizando el número de especies raras que se encuentran en una muestra como una forma de calcular la probabilidad de que haya más especies por descubrir. Como ejemplo, el estimador Chao 1 (Chao 1984; Colwell & Coddington, 1994) calcula la diversidad de especies verdaderas estimada de una muestra mediante la ecuación:

$$Chao\ 2 = S + \frac{L^2}{2M}$$

donde;

Chao 2 = estimador de riqueza basado en presencia – ausencia

S = número de especies

L = número de especies que aparecen solamente en una muestra, llamados “unique” en inglés o únicos

M = número de especies que aparecen en dos muestras, “double” en inglés, o duplos.

Chao 1:

Estimador de riqueza basado en la estructura de la comunidad, a partir de las especies raras, estima la probabilidad de registrar mayor cantidad de especies que las colectadas, de tal manera que evita el efecto producido por la dominancia que presentan algunos índices de diversidad.

$$Chao\ 1 = S + \frac{a^2}{2b}$$

donde;

Chao1 = estimador de riqueza basado en las especies raras

S = Número de especies

a = especies representadas por solamente un individuo, llamada “singletons” en inglés, simples o sencillos

b = número de especies representadas por dos individuos, en inglés llamado “doubletons”, o duplos

Jacknife de primer orden (Palmer, 1990)

Basado, principalmente, en las especies que aparecen solamente en una estación de colecta,

$$Jack1 = S + L \cdot \frac{n - 1}{n}$$

donde;

Jack1 = estimador de riqueza basado en especies de una colecta

S = Número de especies

L = Especies que aparecen solamente en una muestra

n = número de muestras

Se crea el archivo en EstimateS, posteriormente el resultado obtenido se exportar a Excel® para hacer la figura de dispersión y de esta manera calcular la eficiencia de muestreo según los estimadores.

En la ventana de salida del programa EstimateS, se inserta en Excel®, se le agrega el valor 0 a todos los datos en la primera fila, previo a la primera observación (Cuadro 25), a partir de lo cual se construye la gráfica de estimadores (Figura 54).

Cuadro 25. Resumen de la salida de datos de EstimateS de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera

Samples	S Mean (runs)	ACE Mean	Chao 1 Mean	Chao 2 Mean	Jack 1 Mean
0	0	0	0	0	0
1	29.63	29.63	29.63	29.63	29.63
2	34.04	34.04	34.04	35.4	38.58
3	35.69	35.69	35.69	36.79	38.55
4	36.46	36.46	36.46	39.08	39.21
5	37	37	37	38.2	39.4

Fuente: los autores

Curva de acumulación de los estimadores ACE, Chao 1, Chao 2 y Jacknife 1:
Graficamos los datos en Excel®

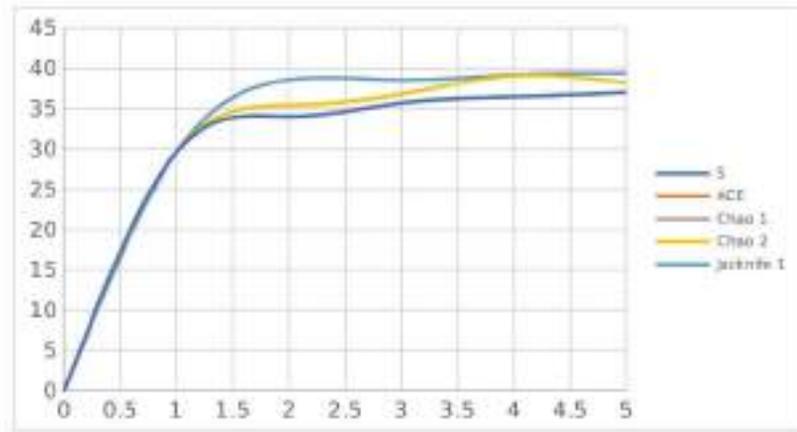


Figura 54. Curvas de estimadores de diversidad de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera.
Fuente: los autores

Eficiencia de los estimadores

Para determinar el nivel de eficiencia de la colecta realizada, se hace uso de los estimadores y se hace el cálculo a partir de cada uno de éstos que representarían el 100 %. Luego de determinar la riqueza real y la comparada con los datos aportados por los estimadores, calculamos la eficiencia del muestreo, en el caso del ejemplo utilizado, del canal de la finca camaronera, tenemos el resultado en el Cuadro 26.

Cuadro 26. Nivel de eficiencia de cada uno de los estimadores de riqueza

Estimador	Eficiencia (%)
ACE	100 %
Chao 1	100 %
Chao 2	96.86 %
Jackknife 1	93.91 %

Fuente: los autores

Curvas

Se han desarrollado una serie de curvas para estimar la diversidad y la representación de la abundancia de los individuos de una comunidad.

Curvas de estimación de diversidad

Las curvas de estimación de diversidad son métodos gráficos para valorar la riqueza de especies, basados en la abundancia y dominancia. La construcción se realiza en Excel® o en

paquetes ecológicos como el Biodiversity Pro, en el cual se debe escoger la opción “Abundance Plot”.

Entre estos tipos de curvas se destacan las siguientes, la curva de acumulación, curva de rango abundancia y curva de k dominancia.

Curva de acumulación de especies:

Esta curva está basada en el número acumulado de especies por muestra. Si tomamos el ejemplo de las muestras de invertebrados colectadas a partir del canal de salida de un estanque de cultivo de camarón a diversas distancias, las muestras se ordenan de acuerdo al número de especies, y se calcula el valor acumulado de especies (Cuadro 27).

Cuadro 27. Acumulación de especies por estación de colecta

Muestra	Especies	Valor acumulado
1	19	19
2	18	37
3	1	38
4	1	39
5	3	42

Fuente: los autores

Los valores acumulados obtenidos se analizan a través del Excel®, el cual nos revela una curva acumulativa que debe llegar a la asíntota en el caso de tener una colecta que refleje la cantidad total de especies teóricas que debimos haber colectado (Figura 55), indicándonos la no incorporación de nuevas especies al muestreo. El punto de inflexión de la curva representa el tamaño máximo de muestras a colectar; en caso que la curva no llegue a la asíntota, señala que la colecta fue incompleta.

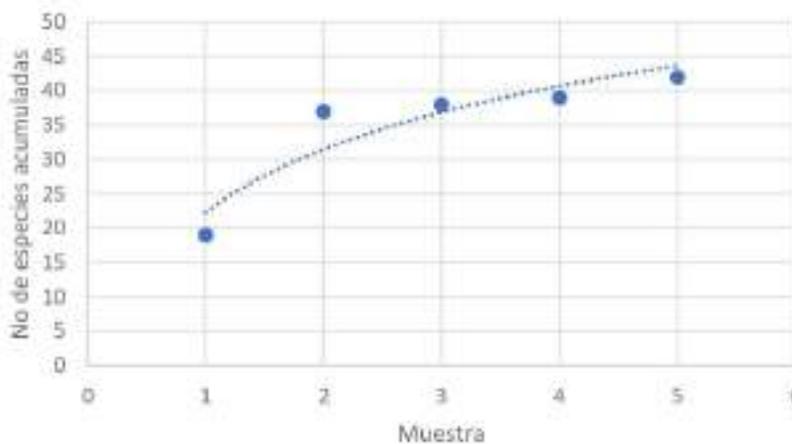


Figura 55. Curva de acumulación de especies de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.

Fuente: los autores

Curva Rango Abundancia:

La curva rango abundancia es la representación gráfica de la dominancia en la comunidad estudiada. La que tiene mayor pendiente al inicio de la curva representa una muestra en la cual hay especies dominantes, mientras que aquellas con pendiente suave indican que la muestra no posee dominancia (Figura 56).

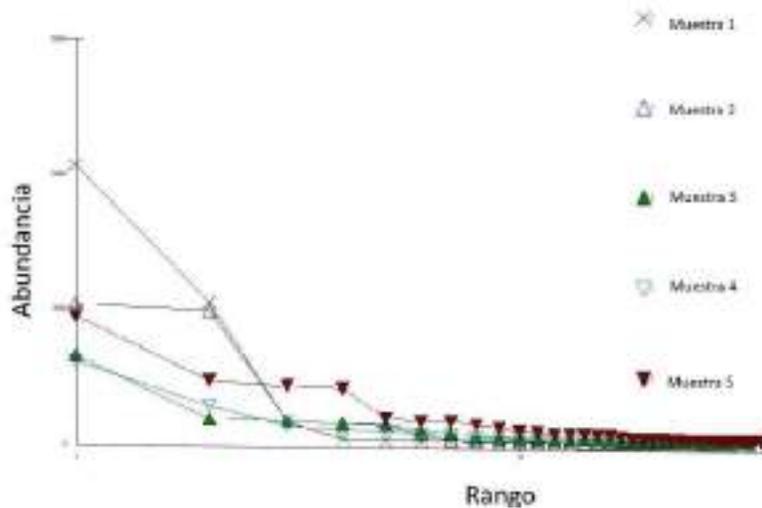


Figura 56. Curvas de rango abundancia de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.

Fuente: los autores

Curva de K – dominancia

La curva de K-dominancia es otra manera gráfica de representar la dominancia, a partir del cálculo de los datos acumulados de especie colectadas en cada una de las muestras (Figura 57).

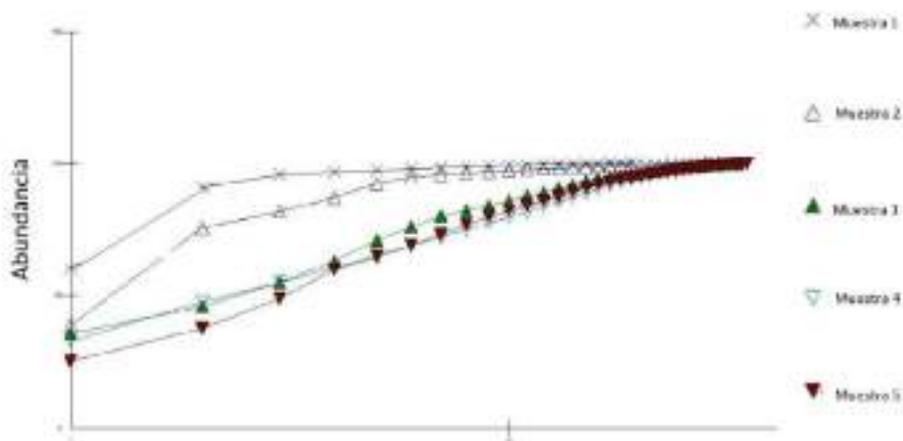


Figura 57. Curvas de K-dominancia de las estaciones del canal de salida de la finca camaronera.

Fuente: los autores

Curva de Rarefacción

La curva de rarefacción muestra la relación del número de especies con respecto al número de muestras a través de la representación media teórica de acumulación de especies a través de una gráfica. El uso de esta es conveniente cuando se tienen diferentes cantidades de observaciones por muestra. Se basa en el cálculo de especies si todas las colectas se redujeran a un número estándar.

$$E(S) = \sum 1 - \frac{(N - N_i)/n}{N/n}$$

donde;

N = número total de individuos

N_i = número de individuos de la especie iésima

n = tamaño de la muestra estandarizada

Para la elaboración de la curva hacemos uso del paquete PAST y se escoge la opción Rarefacción individual de la pestaña Diversidad (Figura 58).

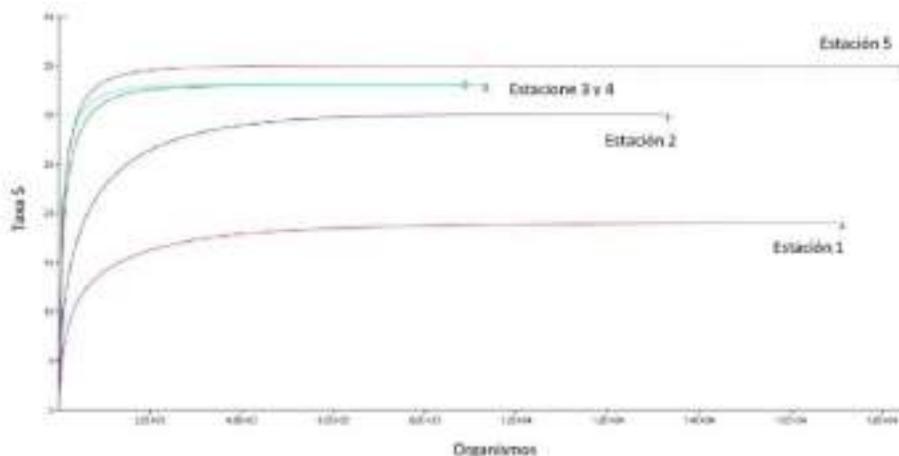


Figura 58. Curvas de rarefacción de las estaciones a diversas distancias de la salida de finca camaronera. A = 0 m, B = 50 m, C = 150 m, D = 230 m y E = 500 m.

Fuente: los autores

La sección inicial de la curva muestra un crecimiento sistemático, refleja la cantidad de especies comunes, mientras que la asíntota nos da información al respecto de las especies raras.

Análisis trófico

El análisis de las relaciones alimentarias, o tramas tróficas, es uno de los principales objetivos de estudio en la Ecología de Ecosistemas, para evaluar la transferencia de energía entre un eslabón y otro de la cadena trófica y de esta manera poder interpretar mejor las relaciones comunitarias.

La determinación del contenido estomacal, principalmente de los peces, debe ser valorado no solo a través de la abundancia de presas, sino también por la frecuencia y biomasa, pues se debe determinar la importancia tanto de los organismos numerosos, por ejemplo 5 anfípodos, como de los organismos grandes, como un camarón, como fuente alimentaria dentro de los estómagos de las especies investigadas.

De acuerdo al criterio antes indicado, Hyslop (1980), desarrolló el índice de importancia relativa

$$IRI = (\%N + \%V) + \%F$$

donde;

IRI = Índice de importancia relativa
N = Abundancia
V = Volumen
F = Frecuencia

$$\%F = \frac{n}{N} \cdot 100$$

donde;

%F = Porcentaje de frecuencia
n = Número de individuos del ítem "i"
N = Número total de individuos

La clasificación de la frecuencia del ítem alimentario puede interpretarse de acuerdo a Franco & Bahsirullah (1992) (Cuadro 28):

Cuadro 28. Clasificación de la frecuencia alimentaria

F	Característica
< 10	Accidentales
10 a 50	Secundarios
>50	Preferenciales

Fuente: Franco & Bahsirullah, 1992

El índice pondera tanto la abundancia, la biomasa y la frecuencia de presas, para no sobreestimar los grupos más pequeños y no subestimar los más grandes, en su importancia alimentaria.

Además, debe determinarse el índice de repleción (en gramos), esto es, cuán llenos están los estómagos, mediante la relación:

$$IR = \frac{\text{Peso del contenido estomacal}}{\text{Peso del pez}} \cdot 100$$

El índice de repleción se clasifica de acuerdo a la escala de Franco & Bahsirullah (1992) en vacío, semilleno y lleno (Cuadro 29).

Cuadro 29. Clasificación del índice de repleción.

IRI	Característica
< 0,5	Vacío
0,5 a 1,0	Semilleno
>1,0	Lleno

Fuente: Franco & Bahsirullah, 1992

Nicho

Los índices utilizados para evaluar las características de selectividad y competencia trófica se basan en los índices ecológicos de amplitud y traslape de nicho, es por esta razón que los tratamos en esta sección y no en la de matemática ecológica.

Amplitud de nicho:

A pesar que se han desarrollado diversos métodos para el estudio de la relación trófica, los métodos tradicionales incluyen el cálculo de índices basados en modelos de amplitud y traslape de nicho.

La amplitud trófica nos indica qué tan amplia es la gama de recursos utilizado por una especie, por lo tanto, podemos saber si una especie es generalista o especialista, en cuanto a su alimentación.

Es aquí que se han desarrollado diversos índices que miden la amplitud de nicho, los cuales se circunscriben al ámbito entre 0 y 1, para establecer el nivel de extensión de recursos utilizados, a partir de selectivo, que se especializa en pocos recursos, a generalista, que acepta cualquier tipo y poseen mayor plasticidad trófica.

El concepto de amplitud de nicho puede indicarnos la vulnerabilidad de una especie frente a cambios drásticos en el ecosistema, en caso de ser selectivo, sin embargo, la especie generalista tiene mayor facilidad de soportar factores estresantes.

Amplitud de nicho de Levins (1968)

Corresponde a la relación de uniformidad de la distribución de cada ítem alimentario con relación al estado de todo el recurso disponible:

$$B_i = \frac{1}{(n-1)} \cdot \left[\frac{1}{(\sum p^2)} - 1 \right]$$

El valor límite de valoración para la interpretación del resultado del índice es $B_i = 0,6$ (Cuadro 30).

Cuadro 30. Clasificación de la amplitud de nicho de Levins

B_i	Característica
≤0,6	Selectivo
≥0.6	Generalista

Fuente: Levins, 1968

Índice de Hulbert (1978):

$$B = \frac{1}{\sqrt{\sum (p_i)^2}}$$

Índice de Hulbert estandarizado:

$$B_{est} = \frac{(B - 1)}{(N - 1)}$$

De acuerdo al ejemplo del Cuadro1, utilizado para el cálculo de los índices ecológicos, si asumimos que la Estación 1 y la Estación 5 corresponden al contenido estomacal de dos especies de peces bentófagos, por ejemplo, bagres, podemos calcular el resultado del análisis de amplitud de nicho, cuyo resultado se observa en el Cuadro 31.

Cuadro 31. Resultado del cálculo de índices de amplitud de nicho, de acuerdo a los datos del ejemplo

Amplitud de Nicho				
	Especie 1	Especie 2	Especie 1	Especie 2
Amplitud de Nicho de Levins:	0.0651218	0.227439709	Selectivo	Selectivo
Amplitud de Nicho de Hulbert:	0.3254331	6.113065086	Selectivo	Selectivo
Amplitud de Nicho de Hulbert estandarizado	0	0	Selectivo	Selectivo

Fuente: Los autores

Traslape de nicho:

Los recursos en el medio suelen ser limitados, por otro lado, la distribución de los organismos normalmente es agregada, específicamente para aprovechar los recursos disponibles que no están distribuidos de manera uniforme. Esto trae como consecuencia que las especies al vivir en la misma zona deben compartir el alimento disponible. Los índices que definen estas características son igualmente válidos para determinar la repartición de otro tipo de recursos, no solo alimentarios, como hábitat o patrones de actividad.

El conocimiento del traslape trófico, o sea, el compartir el recurso disponible por dos especies, es otro de los aspectos ecológicos que deben ser evaluados para conocer mejor la dinámica del ecosistema, lo cual se hace a través de los índices de traslape de nicho, basados en la proporción de las dietas de cada ítem de cada especie y creados con un ámbito entre 0 y 1, para determinar si las especies en estudio comparten total o parcialmente el alimento, o simplemente no lo comparten.

Índice de Pianka (1982):

Se determina a partir del promedio de cada par de especies únicas

$$O_{jk} = \frac{\sum p_i p_j}{\sqrt{p_i^2 p_j^2}}$$

Índice de McArthur & Levin (1967):

$$M_{ij} = \frac{\sum p_i p_j}{\sum p_i^2}$$

Índice de Morisita - Horn (Horn, 1966):

Ya tratado en la sección anterior.

$$C_\lambda = \frac{2 \sum p_i p_j}{p_i^2 + p_j^2}$$

Resultado del análisis de traslape de nicho, si tomamos en consideración que la estación 1 corresponde a la especie 1 y la estación 5 corresponde a la especie 2 (Cuadro 32).

Cuadro 32. Resultado de los índices de traslape de nicho, de acuerdo a los datos del ejemplo

Traslape de Nicho	
Traslape de Nicho de Pianka 1979	0.9621745 El recurso disponible es usado distintamente por ambas especies
Traslape de nicho de MacArthur & Levin 1967	0.1806281 El recurso disponible es usado distintamente por ambas especies
Traslape de Nicho de Morisita - Horn	0.2892977 El recurso disponible es usado distintamente por ambas especies
Amplitud de Nicho de McArthur & Levin	1.1058228
Simpson 1949, Withaker & Levin 1976:	

Fuente: los autores

Estudio de crecimiento

El estudio del crecimiento de los organismos marinos, en especial aquellos de interés comercial, se realiza desde diferentes abordajes, entre estos, las llamadas curvas de crecimiento que en realidad es la relación de la talla de los organismos con respecto a su peso, el uso de modelos matemáticos, entre los cuales el de von Bertalanffy es el más popular, apoyado con la evaluación de la progresión modal de los histogramas de frecuencia de tallas periódicas. Los métodos aquí descritos tienen aplicación en la evaluación del crecimiento tanto de peces como de crustáceos.

Relación peso - talla

El crecimiento de los organismos se evalúa a través de la relación peso vs talla, la cual, al ser graficada debe dar una curva exponencial, en caso que se obtenga una curva lineal nos indica que tenemos una muestra limitada, esto es, que tenemos un ámbito de talla muy estrecho, para lo cual, si deseamos obtener el reflejo de la realidad debemos aumentar el tamaño de la muestra, por lo que hay que coleccionar individuos más pequeños y más grandes que los obtenidos originalmente, a través de mayor esfuerzo de captura o incluyendo diferentes metodologías de captura.

El análisis de esta relación se calcula a través de la relación exponencial, a partir de los valores obtenidos en campo:

$$Y = a + X^b$$

En la construcción de la curva teórica se debe calcular el logaritmo de cada uno de los datos, de tal manera que sirva para elaborar la gráfica a partir de la ecuación:

$$\ln Y = a + b \cdot \ln X$$

Los valores de los factores “a” y de “b” se determinan a través del método de los mínimos cuadrados:

$$a = \frac{\sum x^2 \cdot \sum y - \sum x \cdot \sum xy}{n \cdot \sum x^2 - \sum (x)^2}$$

$$b = \frac{n \cdot \sum xy - \sum x \cdot \sum y}{n \cdot \sum x^2 - \sum (x)^2}$$

En el ejemplo incluido en el archivo Excel®, se registran los datos de camarones *Litopenaeus vannamei*, con los valores correspondientes de talla y peso (Cuadro 33).

Cuadro 33. Datos de la relación talla – peso de *Litopenaeus vannamei*

Curva real:		
	x	y
	L	W
1	1.1	0.12
2	2.2	0.72
3	3	3
4	4.4	6.04
5	5.1	13.56
6	6.8	20.6
7	7	35.03
8	8.5	50.12
9	9	75.09
10	9.9	95.28

Fuente: los autores

La curva real obtenida real muestra una relación exponencial (Figura 59).

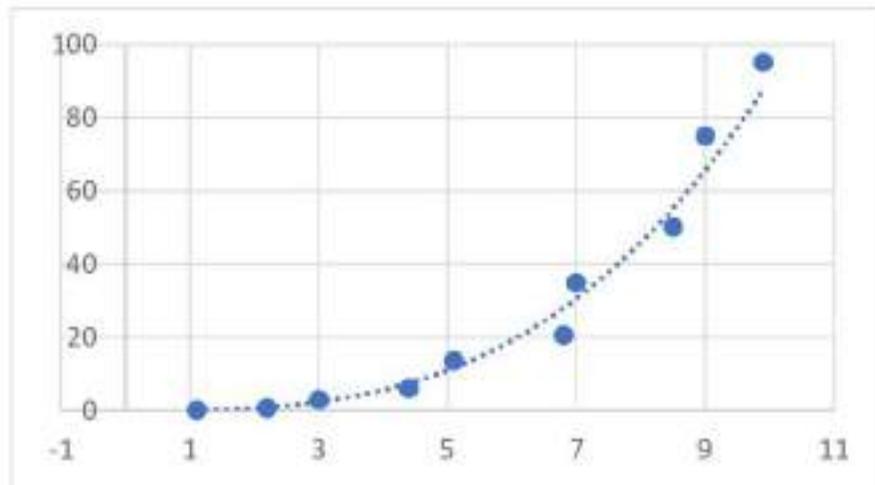


Figura 59. Curva de crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei*
Fuente: los autores.

A partir de los valores antes indicados se construye la curva teórica, basada en la ecuación de los datos transformados a logaritmo natural, para lo cual el valor calculado de los factores es $a = -2,494$ y $b = 3,03906$.

A continuación, se obtiene la ecuación teórica:

$$\ln Y = -2,494 + 3,03906 \ln X$$

Con los datos de la ecuación anterior se desarrolla la curva teórica, para lo cual el segundo término de la fórmula debe ser elevado al exponente, para cada uno de los valores de los datos de la ordenada, de tal manera a obtener el valor de peso teórico (W):

$$e^{-2,494+3,03906 \ln X}$$

Luego de lo cual se obtiene la curva teórica sobrepuesta sobre la curva real (Figura 60).

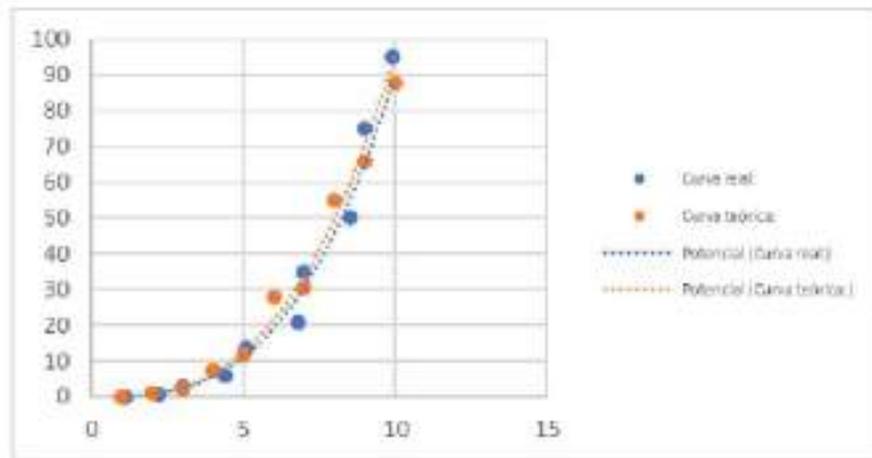


Figura 60. Curva de crecimiento de camarón *Litopenaeus vannamei*, curva real (azul), curva teórica (curva naranja).

Fuente: los autores

Para el estudio de la relación talla – peso se parte de la premisa que existe una correspondencia isométrica entre estas variables, esto es, que el individuo crece en la misma proporción durante su desarrollo de vida, para lo cual se compara estadísticamente con un valor teórico de 3 a través de la prueba t de Student (Zaret, 2014):

$$t = \frac{(b - \beta)}{S}$$

donde;

b = valor del factor b calculado

$\beta = 3$

S = Error estándar

El valor de $\beta = 3$ se considera que se produce cuando el crecimiento del individuo es Isométrico, esto se debe a que el volumen o peso de los peces es proporcional al cubo de su talla. Si el valor es mayor a este, se considera crecimiento alométrico positivo, y si es menor a dicha constante indica que el crecimiento es alométrico negativo, para lo cual se debe calcular

estadísticamente la significancia de la variación, para determinar si efectivamente el valor de b obtenido difiere estadísticamente del β teórico (Zaret, 2014).

El tipo de isometría tiene implicaciones desde el punto de vista acuícola y pesquero, debido a que individuos que no crecen isométricamente producirán menor masa muscular, esto es, menor peso en carne. Por otro lado, este valor se puede relacionar con el factor de condición de los organismos, para evaluar el estado fisiológico de los peces, los cambios ontogenéticos y compararlos con otras poblaciones (Simon & Mazlan, 2008; Ramos-Cruz, 2009).

Modelo de von Bertalanffy:

Otro método para estudiar el crecimiento de una especie expresa la talla en función de la edad mediante el modelo de von Bertalanffy, a partir de la talla promedio de diversas clases de edad obtenidas de un muestreo amplio, esto es, a través de un ciclo de captura (Gulland, 1983). Esta relación se expresa con la siguiente ecuación:

$$L_t = L_{\infty} \cdot (1 - e^{-k(t-t_0)})$$

donde;

- L_t = Talla en la edad "t"
- L_{∞} = Talla máxima de la especie
- k = Factor de crecimiento
- t = Edad o momento de estudio
- t_0 = Talla mínima

A partir de la ecuación anterior se construye una curva de crecimiento (Figura 61).

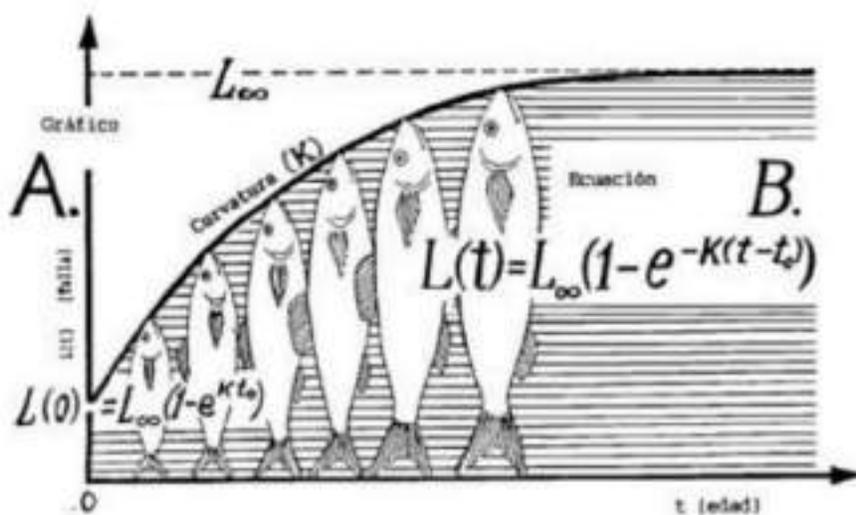


Figura 61. Curva de crecimiento a partir de la ecuación de von Bertalanffy (Sparre & Venema, 1998).

Los valores de L_∞ y k se obtienen del paquete FiSat, mediante la introducción de las tallas por período de colecta, L_∞ también se pueden calcular al graficar los valores de talla reales con relación a la talla “ $t+1$ ”, a través de la ecuación de Ford-Walford (Figura 62).

$$L_\infty = a + bL_t$$

donde;

$$a = L_\infty \cdot (1 - e^k)$$

y

$$b = e^k$$

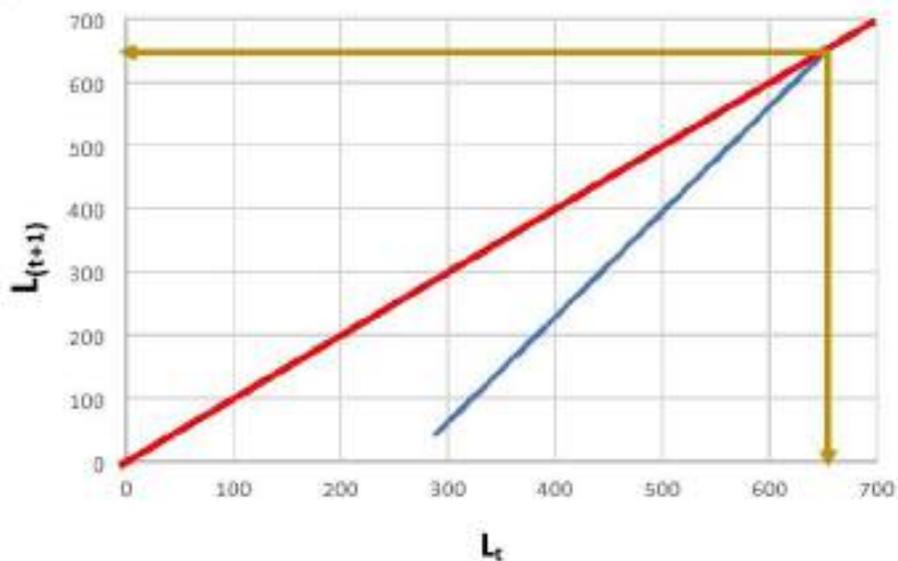


Figura 62. Relación de L_t vs $L_{(t+1)}$ del modelo de Ford-Walford
Fuente: los autores.

Los valores de L_t pueden ser obtenidos del paquete FiSat, mediante el modelo NORMSEP

Mientras que el valor “ t_0 ” se obtiene de:

$$t_o = t_1 + \frac{1}{k} \cdot \ln \left[1 - \frac{L_{t1}}{L_\infty} \right]$$

Se ha calculado el valor de “k” para diversas especies comerciales (Figura 63).

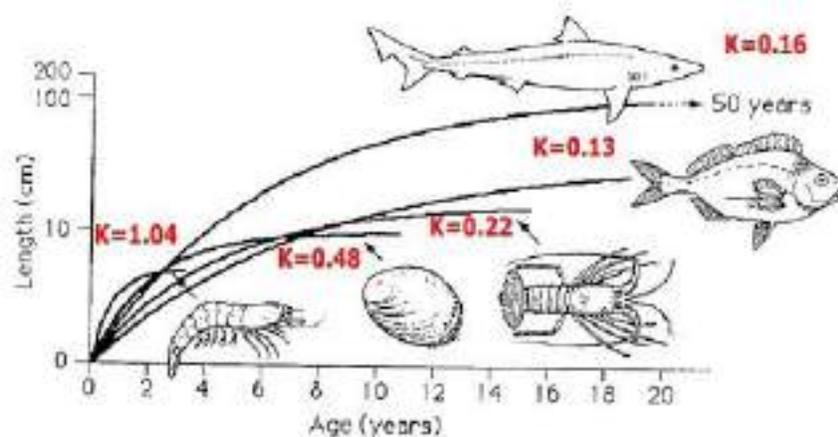


Figura 63. Curva de crecimiento de especies comerciales: camarón *Melicertus latisulctus*, abalón *Haliotis laeigata*, langosta *Jasus edwardsii*, pez *Nemadactylus cacropetresu* y tiburón *Gaoleorhiunus australis*. Las curvas representan hasta el 95 % de L_{∞} , excepto para el tiburón.

Fuente:

http://www2.ceab.csic.es/oceans/marinecometrics/site/docs_academics/CursoUB_EC_OPESC_ParteI_Oct2008a.pdf

Progresión modal

La determinación del número de cohortes de la población en estudio se realiza basado en la estructura de tallas determinadas mensualmente. El análisis de los datos se efectúa haciendo uso del paquete FiSAT, a partir del cual se obtiene la Figura 64 que muestra la secuencia temporal de la distribución de tallas basada en el ajuste de modelos desarrollados por Schnute & Fournier (1980), que describen el comportamiento de la progresión de la moda de los histogramas de frecuencia mensuales, y se marcan a través de una línea continua que representa la presencia de las cohortes (Hasselblad, 1966) (Cuadro 27).

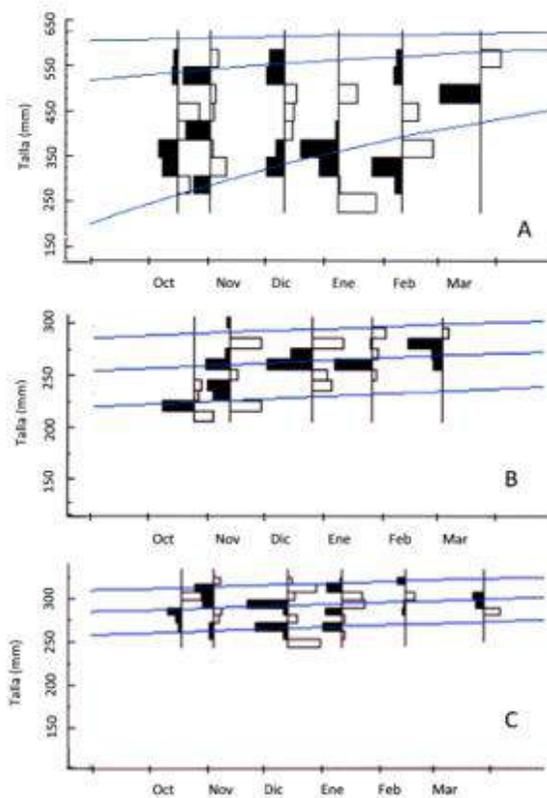


Figura 64. Progresión modal de (A) *Lutjanus guttatus*, B (*L. peru*) y C (*L. argentiventris*).

Fuente: Duran *et al.* Relaciones biométricas y crecimiento de *Lutjanus guttatus*, *Lutjanus peru* y *Lutjanus argentiventris*, Búcaro, Panamá (en revisión)

Tratamiento estadístico para muestras biológicas

Los datos obtenidos de las colectas de organismos marinos deben ser analizados estadísticamente para darle fortaleza científica a las interpretaciones, de tal manera que se debe echar mano de las herramientas bioestadísticas para un mejor análisis. A pesar de las observaciones de Boyce (2002), la información presentada en esta obra está dirigida a estudiantes que incursionan por primera vez en la investigación biológica, por lo que no se pretende desarrollar un tratado exhaustivo de Estadística aplicada a la Biología.

La información a ser analizada se clasificará y caracterizará de tal manera de poder escoger los análisis estadísticos adecuados para cada situación, por lo que antes de iniciar el análisis estadístico de los datos debemos seguir un protocolo para facilitar la aplicación de las pruebas Estadísticas, Zuur *et al.* (2009) y Zuur *et al.* (2010) sugieren que se debe verificar la siguiente secuencia, entre otras:

- A. Determinar el tipo de datos: los datos obtenidos en estudios de biología marina pueden ser: Cuantitativos, los cuales son Continuos, como pesos y medidas o Discretos, como conteos; éstos pueden dividirse en datos tipo Intervalo, en los cuales el valor 0 no existe (conteo) y Razón en aquellos casos donde el 0 indica un valor nulo (temperatura).

Además de los anteriores, tenemos datos que se codifican arbitrariamente, llamados nominales, por ejemplo, asignarles valores a las provincias, 8 = Panamá, 9 = Veraguas, 6 = Herrera, 7 = Los Santos. También existen datos que son codificados de acuerdo a una jerarquía, llamados ordinales, ejemplo: 1 = bajo, 2 = medio y 3 = alto; y finalmente o aquellos que solo aceptan dos opciones, dicotómicos (0 = ausente, 1 = presente), estos tres últimos suelen catalogarse como datos Cualitativos, aunque en el sentido estricto, no lo son (Figura 65).

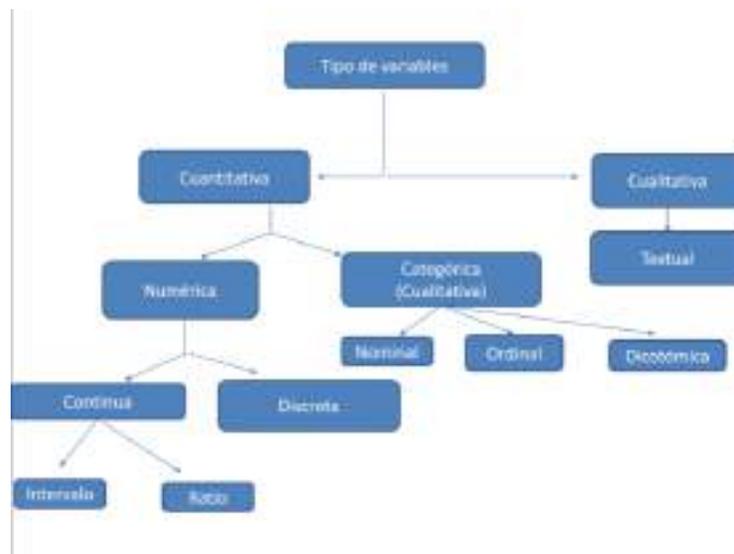


Figura 65. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de datos.
Fuente: los autores

- B. Determinar el número de datos disponibles, el tipo de estadística a escoger dependerá de esta información. La Estadística Paramétrica, generalmente se utiliza cuando se tienen 30 datos o más y No Paramétrica, si tenemos menos de esta cantidad de observaciones, o si al ser mayor a esta cantidad no muestran normalidad u homocedasticidad (Figura 14).
- C. Construir una figura de los datos para ver gráficamente la distribución de éstos, la tendencia que presentan; en el caso en que se desea determinar diferencias entre muestras, se sugiere la elaboración de diagramas llamados caja y bigotes (en inglés “box plot” o “box and whiskers”), si lo que se busca es relacionar dos o más variables, se sugiere la elaboración de un gráfico de dispersión. Ambos pueden hacerse en Excel®. Este tipo de herramienta facilita la detección de la presencia de datos extremos que, de acuerdo al origen, pueden ser considerados o no en los análisis correspondientes.

La inclusión o no de datos extremos debe ser considerada cuidadosamente, debido a que producen una variación considerable en el resultado final de los análisis, por lo que se debe estar completamente seguros, se van a mantener, que éstos pertenecen a la misma población de datos que se han colectado, que corresponden a una excepción extrema de la serie de valores.

- D. Para formalizar el tipo de estadística se debe determinar si los datos siguen una distribución normal, es decir, si la distribución de la probabilidad de estos describe una curva de Gauss y, además, si son homocedásticos, es decir si hay variación constante de la varianza de los errores estadísticos, que representan cuánto difieren los datos de los valores esperados.
- E. La cantidad de valores iguales a 0 en la serie deben ser considerados antes de los análisis debido a que pueden producir correlaciones donde no existen y producir estimaciones sesgadas, dependiendo de la prueba estadística que se utilice.
- F. Desarrollar la estadística descriptiva de los datos, para mejorar la visualización de la distribución o tendencia de éstos; se debe prestar especial atención a la media, mediana, desviación estándar, varianza, valor mínimo, valor máximo e intervalo entre el dato mínimo y máximo, o ámbito (mal llamado rango) (Figura 66).



Figura 66. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de estadística.

Fuente: los autores

- G. Cuántas variables tenemos disponibles y si tenemos la misma cantidad de datos por variable, para escoger pruebas para datos balanceados o no.
- H. Determinar si las muestras son independientes, en la cual una no está relacionada con la otra, o son pareadas, esto es, si tomaron los datos en el momento t_0 , marcaron los individuos y se volvieron a evaluar los mismos organismos en el tiempo t_f .
- I. Establecer la prueba de hipótesis, para confirmar que, al obtener el resultado de la prueba, se minimiza la posibilidad de cometer el Error Tipo I, que significa aceptar como cierto algo que en la realidad no lo es. Para facilitar la interpretación se sugiere que la Hipótesis Nula desarrollada pruebe la igualdad de las variables, siempre que sea posible. Hay que recordar que cada prueba tiene un tipo de hipótesis que se describe de manera distinta.

La distribución de los organismos en la naturaleza, en especial en los ecosistemas marinos, se muestran de manera aleatoria o agregada, tema que ya fue tratado anteriormente en este libro, lo que muy probablemente producirá series de datos que no son normales ni homocedásticos, por tal razón, en la presente sección se destaca el uso y aplicación de la Estadística No Paramétrica, que es la más utilizada en la interpretación de los análisis de datos en Biología Marina, a pesar que desde el punto de vista estadístico, hay una serie de beneficios al utilizar estadística Paramétrica, aunque se deban transformar los datos para lograr la normalidad y poder utilizarla.

Pasos para investigar la normalidad y homocedasticidad de los datos obtenidos, para decidir si se usa Estadística Paramétrica o No (Figura 67).

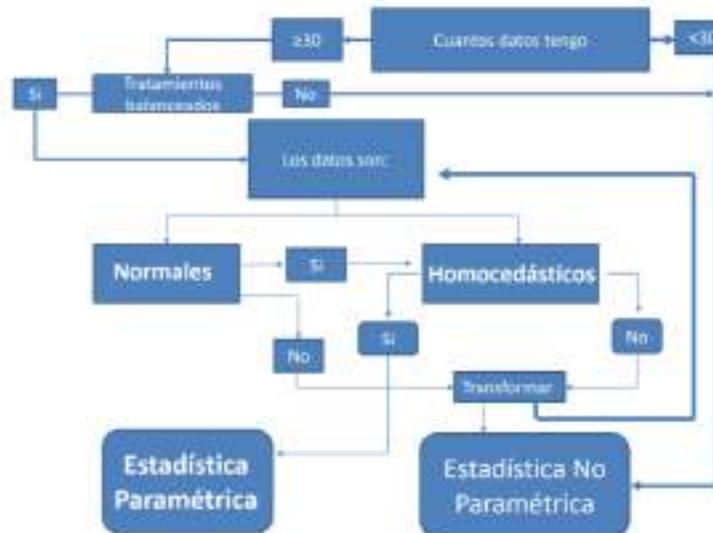


Figura 67. Secuencia para la determinación del tipo de estadística a utilizar.

Las pruebas estadísticas para determinar Normalidad se pueden dividir en análisis gráfico: Q-Q Plot, o matemático con respuesta basada en el nivel de significancia $p > 0,05$: D'Agostino, Kolmogorov-Smirnov, Lilliefors K-S, Shapiro-Wilks, (presentes en el paquete estadístico BioEstat), Jarque-Bera, Anderson-Darlin, Ryan-Joiner (en el paquete SPSS®) y las pruebas matemáticas cuya respuesta varía entre -2 y +2: Asimetría transformada y Curtosis transformada (en Statgraphics®).

La homocedasticidad se prueba mediante los siguientes análisis: Bartlett, Levene, C de Cochran, Hartley, Breusch-Pagan, White.

Los datos que no son normales u homocedásticos pueden transformarse, para asegurarnos la utilización de estadística paramétrica, la cual es más robusta que la no paramétrica (Cuadro 34).

Cuadro 34. Tipos de transformación de datos para conseguir la normalidad

Transformación	Característica
Log (x)	Para datos con asimetría positiva
Log (x+1)	Para datos donde existen valores iguales a 0
1/x	Para datos con asimetría positiva
\sqrt{x}	Para datos con asimetría positiva
X^2	Para datos con asimetría negativa
	Para datos que son raros o escasos
	Para porcentajes entre 0 y 30 % o entre 70 y 100 % exclusivamente
ArcoSeno x	Para datos de porcentaje, esparcidos, que varían entre 0 y 100 %.

Fuente: los autores

Los análisis estadísticos a escoger van a depender de qué se desea analizar, de tal manera que existen diversas pruebas, las más comúnmente utilizadas en biología marina se presentan en

la Figura 68, cuando los datos son normales y homocedásticos; en la Figura 69 se observan los test cuando los datos no son normales, en esta se muestran los tipos de análisis que se pueden realizar si tenemos solo una, dos o más de dos muestras.

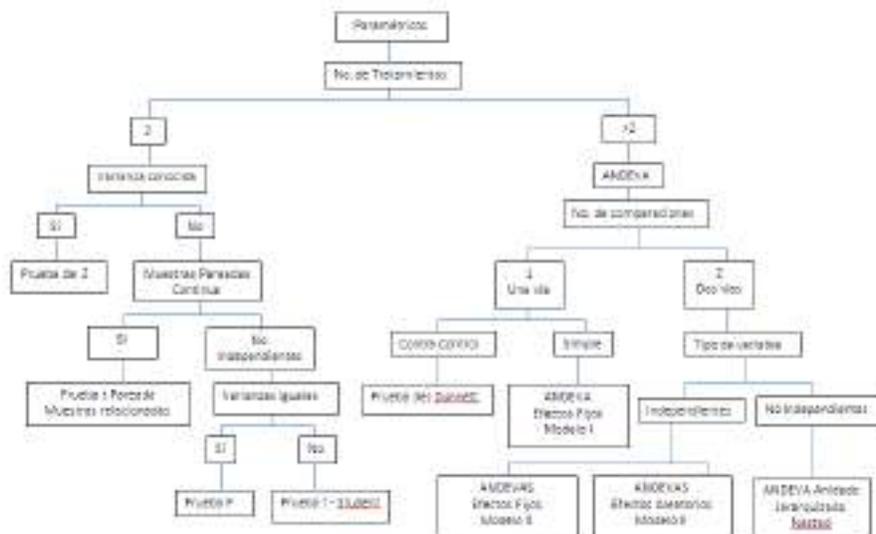


Figura 68. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de análisis estadísticos paramétricos.

Fuente: los autores



Figura 69. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de análisis estadístico no paramétrico.

Fuente: los autores

Cabe destacar que los análisis arriba propuestos no son los únicos disponibles en la literatura estadística, estos fueron escogidos luego de la revisión de varios artículos que indican cuáles son las pruebas más comúnmente usadas en biología (Colon-Berlinger & Borrowes, 2011, Loaiza Velásquez *et al.*, 2011),

El análisis estadístico se inicia con los pasos indicados al principio de esta sección, para lo cual utilizamos el Cuadro 11, como ejemplo.

- A. Tipo de datos: Cuantitativos
- B. Número de datos disponibles = 37 por muestra
- C. Construcción de una figura de los datos (Figura 70)

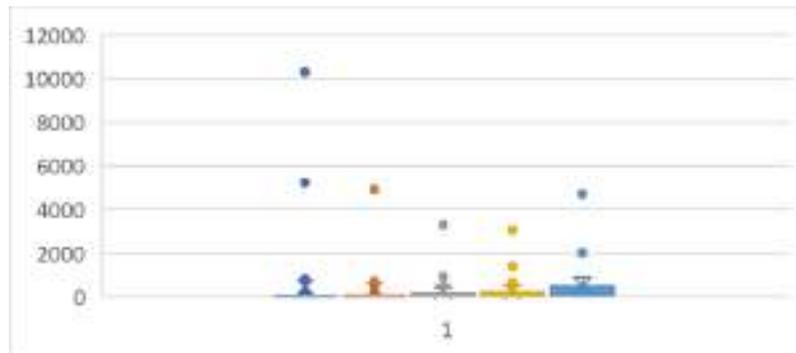


Figura 70. Gráfica de caja y bigotes de los datos originales del Cuadro 11.
Fuente: los autores

La figura nos muestra una serie de datos extremos en cada una de las muestras, lo que indica que estos valores podrían producir diferencias debido a la dominancia de algunos valores en cada muestra.

Transformamos a $\log(x+1)$, para disminuir el efecto de los datos extremos, tendríamos valores distribuidos de una manera más regular, lo cual confirma que los datos no son normales y si los transformamos podríamos estabilizar la varianza (Figura 71).

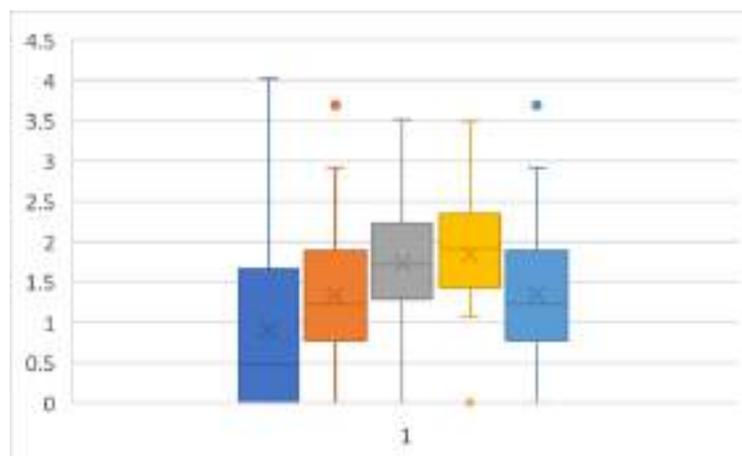


Figura 71. Gráfica de caja y bigotes de los datos transformados a $\log(x+1)$ del Cuadro 11.
Fuente: los autores

Los ejemplos realizados a partir de esta sección se realizaron en el paquete estadístico BioEstat 5.3 (Ayres *et al.*, 2007).

D. Determinación de normalidad, mediante la prueba Lilliefors (Cuadro 35), que indica la falta de normalidad si $p < 0,05$.

Cuadro 35. Ventana de salida de la prueba de normalidad de Lilliefors, de los datos originales, de BioEstat

	-1-	-2-	-3-	-4-	-5-
Tamanho da amostra =	37	37	37	37	37
Desvio máximo =	0.4833	0.4270	0.3379	0.2206	0.2921
Valor crítico (0.05) =	0.1457	0.1457	0.1457	0.1457	0.1457
Valor crítico (0.01) =	0.1695	0.1695	0.1695	0.1695	0.1695
p(valor)	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01	< 0.01

Fuente: los autores

Como resultado del análisis de normalidad, el valor de $p < 0,01$ obtenido indica que los datos no son normales, por lo cual los transformamos a $\log(x+1)$ y probamos nuevamente la normalidad, obtenemos que solamente la primera muestra no es normal.

Una vez transformados los datos y realizada la normalidad nuevamente se observa que la muestra 1, estación a 0 m del canal de salida de la camaronera continúa presentando la característica de no normalidad, sin embargo, a partir de la muestra 2 todas son normales (Cuadro 36).

Cuadro 36. Ventana de salida de la prueba de normalidad de Lilliefors, de los datos transformados a $\log(x+1)$, de BioEstat

	-1-	-2-	-3-	-4-	-5-
Tamanho da amostra =	37	37	37	37	37
Desvio máximo =	0.2780	0.1045	0.1008	0.1151	0.1045
Valor crítico (0.05) =	0.1457	0.1457	0.1457	0.1457	0.1457
Valor crítico (0.01) =	0.1695	0.1695	0.1695	0.1695	0.1695
p(valor)	< 0.01	ns	ns	ns	ns

Fuente: los autores

E. Contar el número de valores 0

	Estaciones				
0	50	125	250	500	
18	7	4	4	2	

El conteo de la cantidad de valores 0 entre los datos puede mostrarnos la posibilidad de obtener diferencias entre datos que en realidad no existen, y que se produce el resultado debido al efecto sobre las ecuaciones por la presencia de este valor.

F. Estadística descriptiva

La importancia de la realización de la estadística descriptiva radica en la guía rápida para orientar la evaluación de los datos, para observar a simple vista la posibilidad de que éstos sean no normales o, sobre todo, si nos enfocamos en la comparación de las medianas y varianzas (Cuadro 37).

Cuadro 37. Ventana de salida de la estadística descriptiva, de los datos originales, de BioEstat

	- 1 -	- 2 -	- 3 -	- 4 -	- 5 -
Tamaño de muestra =	37	37	37	37	37
Mínimo	1.0000	0.0000	1.0000	0.0000	0.0000
Máximo	10322.0000	5200.0000	3298.0000	3669.0000	4729.0000
Amplitud Total	10322.0000	5200.0000	3298.0000	3669.0000	4729.0000
Mediana	2.0000	16.0000	51.0000	81.0000	125.0000
Primer Cuartil (25%)	1.0000	6.0000	19.0000	29.0000	71.0000
Tercero Cuartil (75%)	35.0000	75.0000	159.0000	208.0000	425.0000
Desvio Intercuartilico	35.0000	70.0000	148.0000	179.0000	354.0000
Media Aritmética	452.3784	362.0270	247.8649	251.9730	567.0811
Variancia	35231e+02	13417e+02	325902.2312	292297.0270	856409.4656
Desvio Padrón	593.5662	368.3166	571.4785	540.7375	924.9829
Erra Padrão	308.5746	190.4261	93.8518	88.8967	162.0488
Coefficiente de Variação	405.94%	319.96%	238.32%	214.60%	162.39%
Asimetría (g1)	4.7272	3.9183	4.5180	4.4039	3.2452
Curtose (g2)	23.1009	14.0543	23.3163	21.5822	12.0787
Media Harmónica =	14.1568	14.9498	35.3682	53.7550	81.3176
N (media harmónica) =	19	38	33	33	35
Media Geométrica =	53.6142	42.4694	96.2025	111.6498	190.7877
N (media geométrica) =	19	38	33	33	35
Variancia (geom) =	1.6263	6.6623	2.8918	2.1635	2.5183
Desvio Padrão (geom) =	1.2754	2.5983	1.7005	1.4707	1.5879

Fuente: los autores

- G. Variables disponibles = 4, con la misma cantidad de datos por variable, 37 en este caso.
- H. Muestras independientes, debido a que no están relacionadas y han sido colectadas en diversas zonas.
- I. Prueba de hipótesis: será incluida en cada una de las pruebas a realizar.

Tipos de análisis a realizar:

Comparación de dos muestras:

El análisis de la comparación de dos muestras determina la diferencia significativa entre medias, si utilizamos estadística paramétrica, y entre medianas, si usamos estadística no paramétrica (Figura 72). En la realidad lo que se prueba es si la media o mediana de dos muestras se extraen de la misma población, o la probabilidad de que si se producen diferencias se debe al azar.

La prueba de hipótesis, si los datos son normales, se describe como: $H_0: \mu_1 = \mu_2$, mientras que si los datos no lo son se describiría, H_0 : las medianas son iguales.



Figura 72. Tipos de pruebas para la comparación de dos muestras.

Fuente: los autores

Si utilizamos el ejemplo de los datos del Cuadro 21, a partir del cual tomamos la estación 1, a 0 m del canal de salida de la finca camaronera y la estación 5, a 500 m de la primera, sirve para determinar si existen diferencias de abundancia.

El análisis de los datos mostró que la primera muestra no es normal, utilizaremos la muestra 2, a 50 m del canal de salida y la última muestra, a 500 m del canal, para determinar si existen diferencias mediante la prueba paramétrica, por ser ambas normales. Utilizamos la ruta sugerida en la Figura 73.

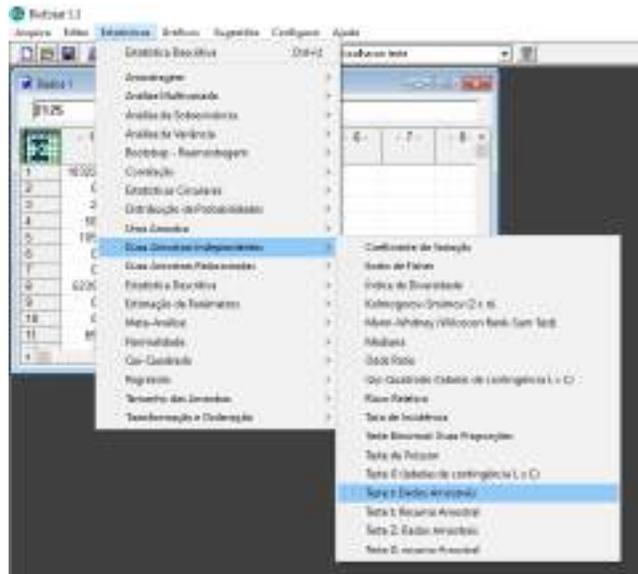


Figura 73. Ruta para determinar la diferencia de medias de dos muestras, a través del análisis t de Student, en BioEstat.
Fuente: los autores

La respuesta del análisis nos proporciona el valor de $t < 0,0001$ y p bilateral $0,05 = 1,00$, que nos indica que no existe diferencia significativa entre muestras (Cuadro 38).

Cuadro 38. Ventana de salida de la prueba t de Student de BioEstat

t - Teste: Amostras Independentes		
Arquivo Editar Gráfico		
	- 1 -	- 2 -
Tamanho =	37	37
Média =	1.3421	1.3421
Variância =	1.0021	1.0021
	Homocedasticidade	
Variância =	1.0021	---
t =	0.0000	---
Graus de liberdade =	72	---
p (unilateral) =	0.5000	---
p (bilateral) =	1.0000	---
Poder (0.05) =	0.0377	---
Poder (0.01) =	0.0860	---
Diferença entre as médias =	0.0000	---
IC 95% (Dif. entre médias) =	-0.4646 a 0.4646	
IC 99% (Dif. entre médias) =	-0.6175 a 0.6175	

Fuente: los autores

En el caso de que los datos no sean normales, por ejemplo, la primera estación con respecto a la última, utilizamos la prueba U de Mann-Whitney (Figura 74).

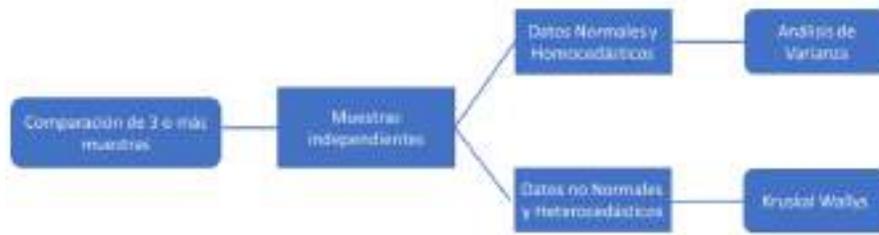


Figura 75. Tipos de pruebas para la comparación de más de dos muestras.
Fuente: los autores

Los análisis de comparación de más de dos muestras solo nos indican si existen diferencias o no entre estas, sin embargo, para saber cuáles de estas son diferentes debe realizarse una prueba *Post Hoc* (Figura 76).

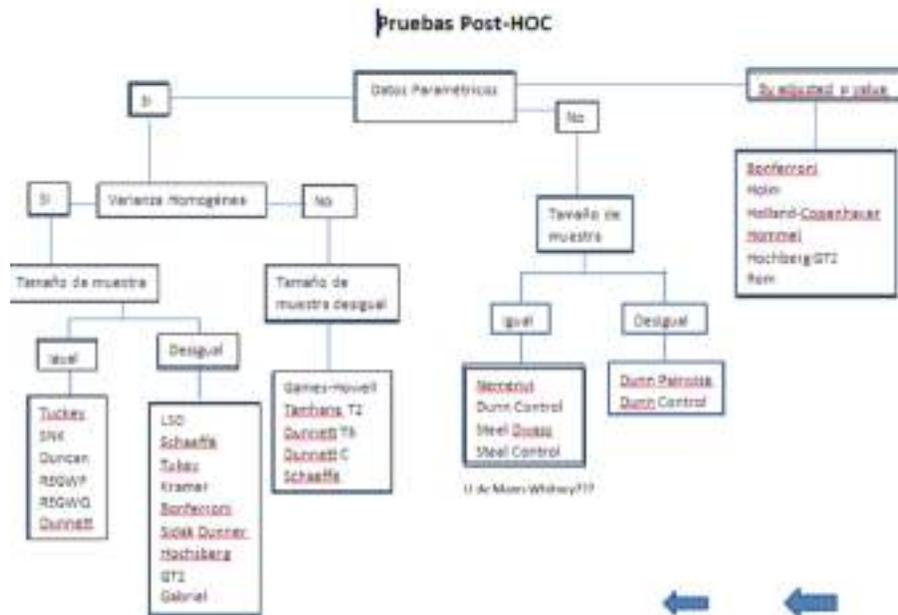


Figura 76. Cuadro de secuencia lógica para escoger el tipo de prueba *Post Hoc*.
Fuente: los autores

El análisis de varianza de manera general se realiza mediante el Modelo I o de efecto fijo, en ese sentido, en el paquete BioEstat se escoge la opción de “un criterio”, que indica que solamente se determinará la diferencia entre un solo tipo de variable, a través de la ruta indicada en la Figura 77.

En el caso de análisis paramétrico, determinamos la diferencia entre las muestras a partir de 50 m del canal de salida, debido a que luego de transformar las variables a log (x+1), hay normalidad a partir de la segunda muestra (50 m).

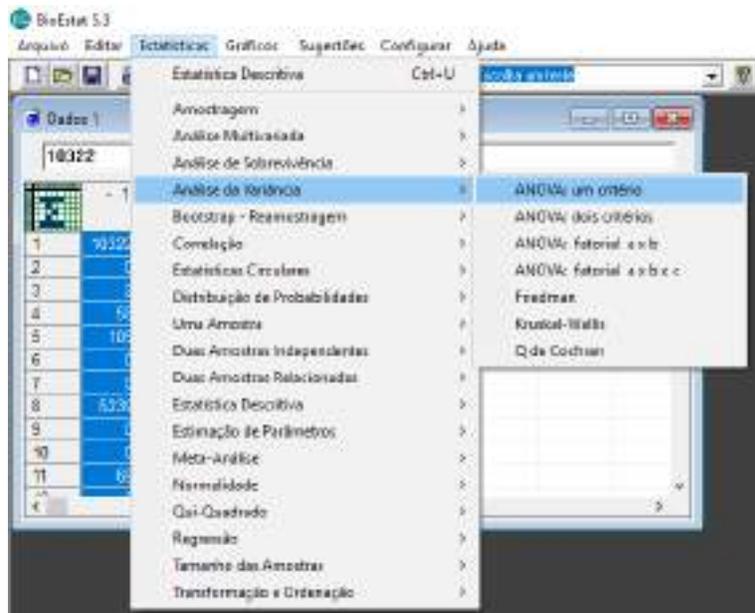


Figura 77. Ruta para determinar la diferencia de medias de más de dos muestras, a través del análisis de varianza, en BioEstat.

Fuente: los autores

El análisis de varianza produjo el valor de $F = 2,8481$ y $p = 0,038848$, que indica que existe diferencia significativa entre muestras, y nos sugiere la utilización de una prueba *Post Hoc*, para determinar dónde están estas diferencias, para lo cual escogemos la prueba de Tukey que es la más utilizada en la literatura científica (Figura 78).



Figura 78. Ventana de salida del análisis de varianza en BioEstat.

Fuente: los autores

La prueba de Tukey, en este caso, indica que no existe diferencia entre las muestras (Cuadro 40), lo que nos sugiere que esta prueba no tiene suficiente fortaleza para detectar pequeñas diferencias, a pesar de ser la más utilizada.

Cuadro 40. Ventana de salida del cuadro del análisis de varianza y la prueba *Post Hoc* de Tukey, en BioEstat.

Teste ANOVA: um critério

Arquivo Editar Gráfico

FONTES DE VARIAÇÃO	GL	SQ	QM
Tratamentos	3	7.377	2.459
Erro	144	124.324	0.863
F =	2.8481		
(p) =	0.0388		
Média (Coluna 2) =	1.3421		
Média (Coluna 3) =	1.7321		
Média (Coluna 4) =	1.8335		
Média (Coluna 5) =	1.3421		
Tukey:	Diferença	Q	(p)
Médias (2 a 3) =	0.3900	2.5533	ns
Médias (2 a 4) =	0.4914	3.2169	ns
Médias (2 a 5) =	0.0000	0.0000	ns
Médias (3 a 4) =	0.1014	0.6636	ns
Médias (3 a 5) =	0.3900	2.5533	ns
Médias (4 a 5) =	0.4914	3.2169	ns

Fuente: los autores

En el caso de que tengamos datos no normales, utilizamos la prueba de Kruskal-Wallis, para lo cual utilizamos los datos originales, y seguimos la ruta de la Figura 79.

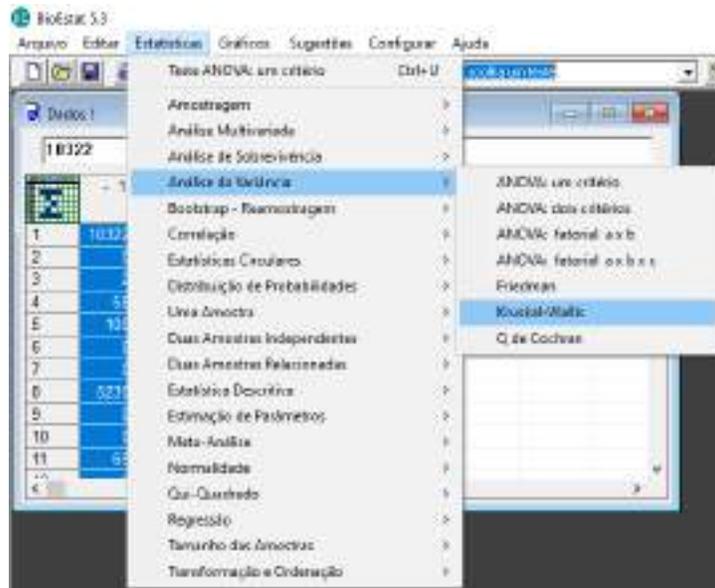


Figura 79. Ruta para determinar la diferencia de medias de más de dos muestras, a través de la prueba de Kruskal-Wallis, en BioEstat.
Fuente: los autores

El análisis produce el valor de $H = 36,5416$ y un valor de $p < 0,0001$, y sugiere que se continúe el análisis con la prueba *Post Hoc* de Dunn (Figura 80).

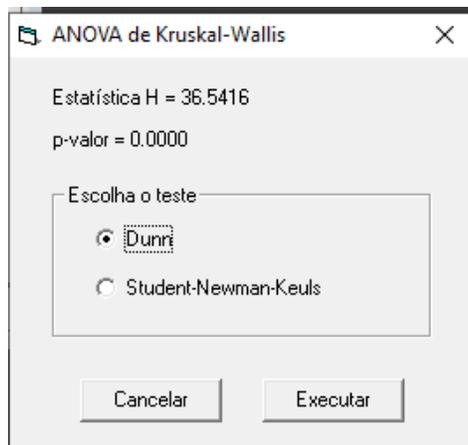
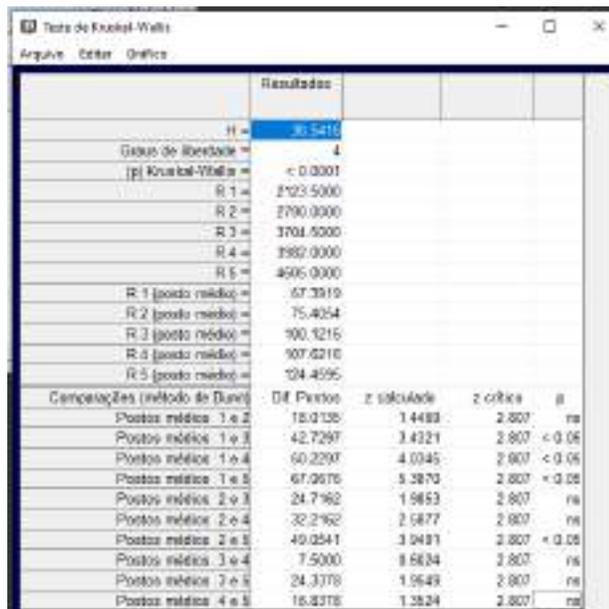


Figura 80. Ventana de salida de la prueba de Kruskal-Wallis en BioEstat.
Fuente: los autores

La prueba de Dunn indica que existe diferencia entre las muestras 1 (0 m) y 3 (125 m), 1 y 4 (250 m), 1 y 5, 2 (50 m) y 5 (500 m) (Cuadro 41)

Cuadro 41. Ventana de salida de la prueba de Kruskal-Wallis y la prueba *Post Hoc* de Dunn, en BioEstat.



Resultados:				
H =	30.5411			
Grados de libertad =	4			
p (Kruskal-Wallis) =	< 0.0001			
R 1 =	2123.5000			
R 2 =	2790.0000			
R 3 =	3704.5000			
R 4 =	3982.0000			
R 5 =	4505.0000			
R 1 (postos medios) =	67.3919			
R 2 (postos medios) =	75.4254			
R 3 (postos medios) =	90.1216			
R 4 (postos medios) =	97.8218			
R 5 (postos medios) =	104.4595			
Comparaciones (método de Dunn)				
Comparaç. (método de Dunn)	Dif. Postos	z calculada	z crítica	p
Postos medios 1 e 2	18.0138	1.4483	2.807	ns
Postos medios 1 e 3	42.7297	3.4321	2.807	< 0.05
Postos medios 1 e 4	60.2207	4.0345	2.807	< 0.05
Postos medios 1 e 5	67.0676	5.2870	2.807	< 0.05
Postos medios 2 e 3	24.7162	1.9853	2.807	ns
Postos medios 2 e 4	32.2162	2.5877	2.807	ns
Postos medios 2 e 5	49.0541	3.9491	2.807	< 0.05
Postos medios 3 e 4	7.5000	0.6034	2.807	ns
Postos medios 3 e 5	24.3778	1.9549	2.807	ns
Postos medios 4 e 5	16.8278	1.3524	2.807	ns

Fuente: los autores

Luego de analizar la diferencia entre muestras con ambas pruebas, observamos que las pruebas *Post Hoc* producen resultados diferentes, esto es, la prueba de Tukey produce resultados más estrictos que la prueba de Dunn. El resultado del análisis de varianza, indica que hay diferencias entre muestras, pero la prueba de Tukey no las detectó, sin embargo, podrían observarse si se utiliza otra prueba *Post Hoc*.

Comparación de proporciones

Los datos de porcentaje, proporciones o tasas se analizan a través de las pruebas de comparación de proporciones (Figura 81), debido a que no se cumplen las condiciones básicas para realizar otro tipo de análisis paramétrico.



Figura 81. Cuadro de secuencia lógica para determinar el tipo de prueba para comparación de proporciones.

Fuente: los autores

Análisis de dos muestras relacionadas

En Biología la mayoría de las relaciones entre dos variables suelen ser lineales, esto es, hay una relación directamente proporcional entre variables ($Y = a + bX$), por ejemplo, cuando sea estimar el diámetro del ojo con respecto a la talla total del pez. Sin embargo, existe otro tipo de relación como la Exponencial ($Y = a e^{bX}$), que fue tratada anteriormente para calcular el crecimiento de una especie de pez a través de la relación talla – peso. Finalmente, la relación Logística ($Y = a + b \text{Ln } X$) que es utilizada para estimar el crecimiento de la población, principalmente bacterias (Figura 82).

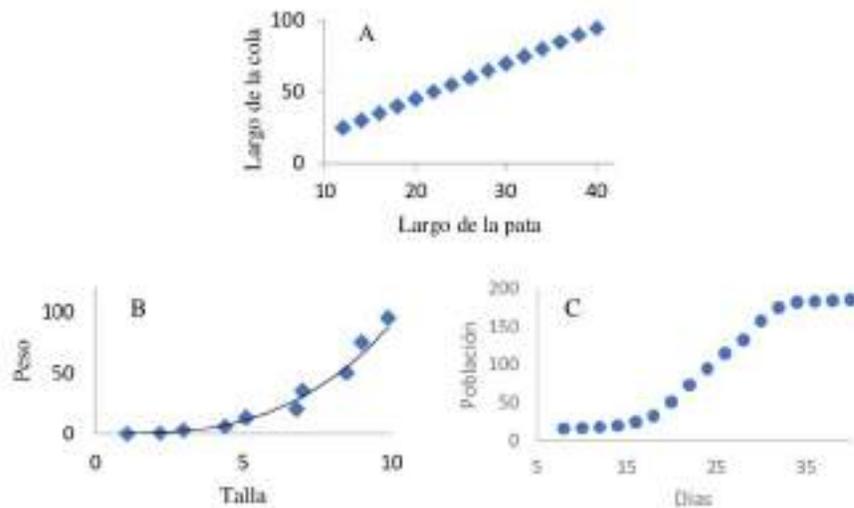


Figura 82. Relación A. Lineal, B. Exponencial y C. Logística entre dos variables.

Fuente: los autores

La regresión lineal es una prueba estadística que determina si existe relación entre una variable dependiente, que se describe en el eje de la ordenada, con respecto a otra variable independiente, que se dispone en la abscisa. Con la relación matemática obtenida en la prueba estadística, se pueden predecir valores dependientes a partir de cualquier valor en el eje de X. Seguimos la ruta descrita en la Figura 83.

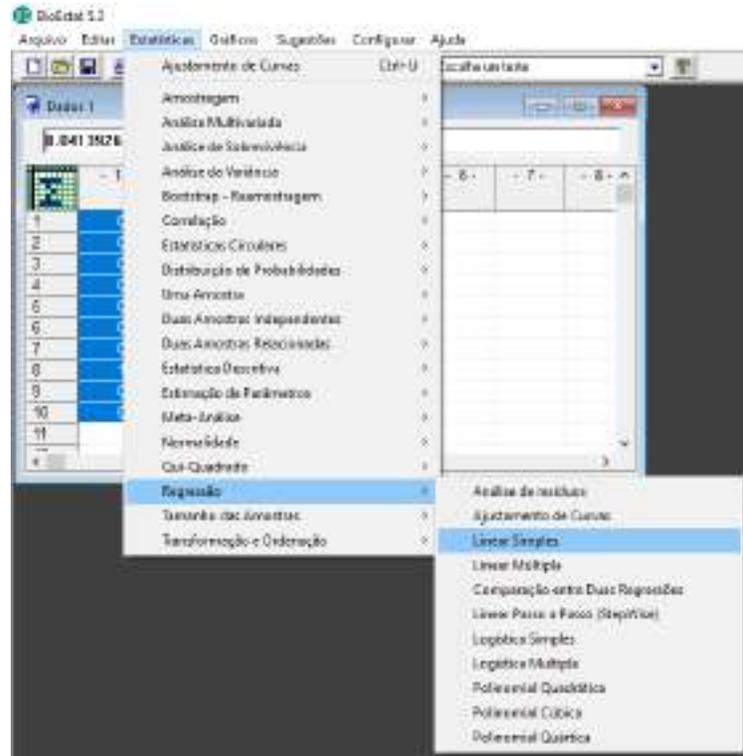


Figura 83. Ruta para determinar la relación lineal de dos variables, dependiente vs independiente, en BioEstat.

Fuente: los autores

Para el análisis de regresión lineal seguimos el siguiente ejemplo:

Se registró el número de Sipuncúlidos muertos en la zona intermareal de una playa Disipativa cada dos días, en tres cuadrantes de 50 m² cada uno, luego que lloviera. Con un pluviómetro se registró la lluvia diaria. Determine si la lluvia afecta negativamente a estos invertebrados (Cuadro 42).

Cuadro 42. Lluvia diaria y número de Sipuncúlidos colectados en playa arenosa

Milímetros de lluvia diaria	Número de Sipuncúlidos muertos
124	15
135	18
96	3
116	10
143	20
102	6
104	7
108	8
150	22
110	8
112	8
114	9
115	9
116	9
127	17
118	11
119	11
100	6
122	14
124	15
94	2
126	16
127	16
129	17
98	5
138	19
121	12
155	24
90	1
108	8

Fuente: los autores

El análisis de regresión lineal indica que existe relación altamente significativa entre las variables ($F = 882,2534$ $p < 0,0001$) y esta es alta debido a que el coeficiente de correlación es 0,9845. El coeficiente de determinación R^2 indica un valor de 0,9692, que indica que existe otra variable que incide sobre esta relación, pero solo en 3 %; finalmente se obtiene una curva del tipo: $Y = a + b X$, la intersección al eje de Y, $a = -31,6299$ y la pendiente de esta, coeficiente de regresión, $b = 0,3657$, por lo tanto, la ecuación será $Y = -31,6299 + 0,3657 X$ (Cuadro 43), que finalmente se describe al graficar los datos e incluir la curva de mejor ajuste (Figura 84).

Cuadro 43. Ventana de salida de la regresión lineal en BioEstat.

Teste de Regressão Linear			
Arquivo Editar Gráfico Estimar Y			
Formas de variação	GL	SQ	CM
Regressão		1003.6150	1003.6150
Ero	21	31.8516	1.1376
Total	29	1035.4667	
F (regressão) =	882.2534	p < 0.0001	
Variável dependente =	Coluna 2		
Variável independente =	Coluna 1		
Média (X) =	118.0333		
Média (Y) =	11.6333		
Coef. de Determinação (R2) =	0.9692		
R2 (ajustado) =	0.9681		
Coeficiente de Correlação =	0.9845		
Intercepto (a) =	-31.6299	t = -21.6733	p < 0.0001
Coef. de Regressão (b) =	0.3657	t = 29.7027	p < 0.0001
IC 95% (a)	-34.633 a -28.627		
IC 95% (b)	0.340 a 0.391		
Equação	Y = a + bX		

Fuente: los autores

Hay que recordar que la variable dependiente se dispone en el eje de la ordenada.

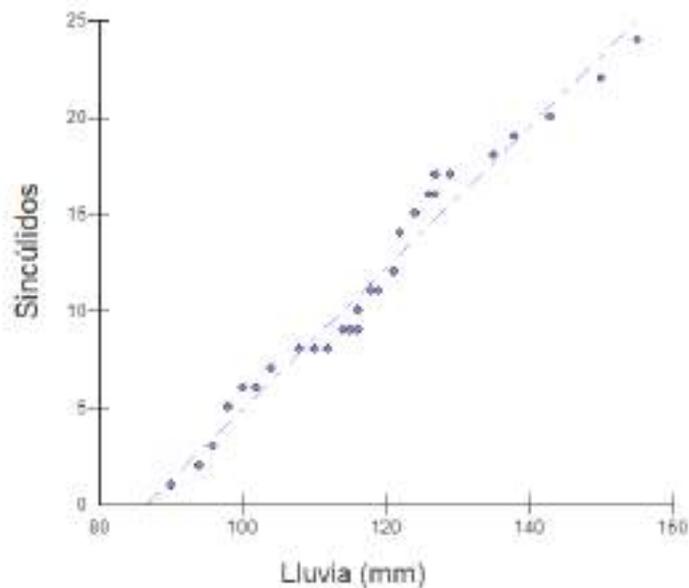


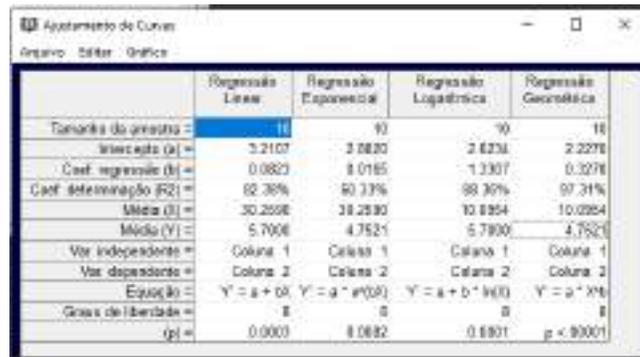
Figura 84. Curva de mejor ajuste, resultado de la regresión lineal simple.

Fuente: los autores

La regresión también describe otro tipo de relación matemática, como se indicó al inicio de esta sección. La opción de ajuste de curvas de la ventana de regresión de BioEstat nos muestra las distintas posibilidades, de las cuales debemos escoger aquella que sea altamente significativa ($p < 0,001$) y que a la vez tenga el valor del Coeficiente de determinación R^2 más alto.

En el ejemplo de los datos de las curvas de crecimiento, explicados en la sección correspondiente, donde se relacionaba la talla y el peso de camarones *Litopenaus vannamei* cultivados en estanque, se produce una relación del tipo $Y = aX^b$, debido a que al ser todas las relaciones significativas ($p < 0,05$) este tipo de relación produjo el valor más bajo ($p < 0,0001$) y el Coeficiente de determinación más alto, $R^2 = 97,31\%$ (Cuadro 44).

Cuadro 44. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.



	Regressão Linear	Regressão Exponencial	Regressão Logarítmica	Regressão Geométrica
Tamanho da amostra =	16	16	16	16
Intercepto (a) =	5.2107	3.0820	2.6234	2.2278
Coef. regressão (b) =	0.0823	8.0165	1.3307	0.3278
Coef. determinação (R²) =	62.36%	60.33%	98.30%	97.31%
Méda (b) =	30.2598	38.2590	10.8954	10.0954
Méda (Y) =	5.7008	4.7521	5.7900	4.7521
Var. independente =	Coluna 1	Coluna 1	Coluna 1	Coluna 1
Var. dependente =	Coluna 2	Coluna 2	Coluna 2	Coluna 2
Equação =	$Y = a + bx$	$Y = a \cdot e^{bx}$	$Y = a + b \cdot \ln(x)$	$Y = a \cdot X^b$
Graus de liberdade =	8	8	8	8
(p) =	0.0003	8.0882	0.8801	$p < 0.0001$

Fuente: los autores

Variables no relacionadas

La prueba vista anteriormente exige que las variables estén relacionadas, sin embargo, si no lo están se utiliza la prueba de correlación, que no exige tener variables dependientes e independiente, pero sí debe haber una relación lineal entre estas y los datos deben ser cuantitativos.

Existen varios tipos de pruebas de correlación, que dependen si los datos son paramétricos o no, si estos son normales y homocedásticos, el tipo de correlación a utilizar dependerá si solo se relacionaran dos variables (Correlación de Pearson), si se relacionan dos, pero se mantiene fijo el efecto producido por una tercera variable (Correlación Parcial), o si se relacionan varias variables a la vez (Correlación Múltiple) (Figura 85).

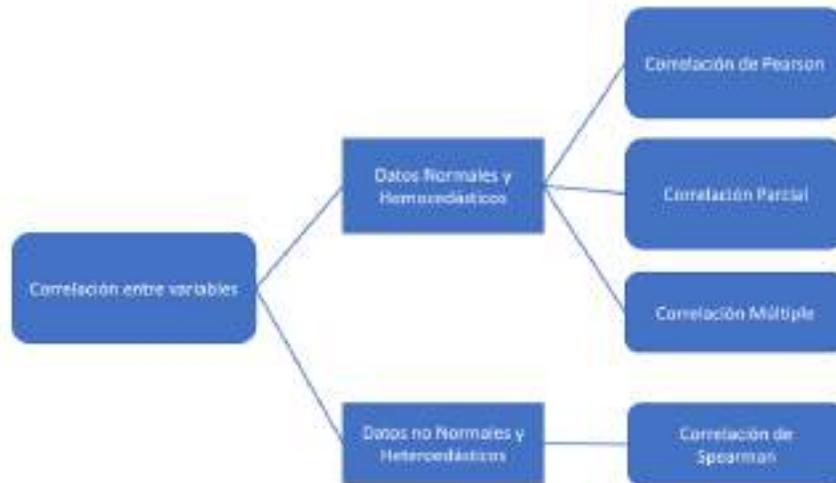


Figura 85. Pruebas de Correlación.
Fuente: los autores

Ejemplo.

En el análisis de granulometría de una muestra de agua de una playa arenosa, se determinó la velocidad de corriente longitudinal, se registró la velocidad del viento con un anemómetro, y se pesó el sedimento, luego de ser filtrado y evaporado de un litro de agua por muestra, para determinar el porcentaje de arena, limo y arcilla que había en la columna de agua. El propósito final del análisis es determinar si existe relación entre la velocidad de la corriente longitudinal y la velocidad del viento (Cuadro 45).

Cuadro 45. Datos de variables físicas y granulométricas de la zona costera

Corriente longitudinal (nudos)	Velocidad del viento (m/s)	Arena (g)	Limo (g)	Arcilla (g)
0.82	0.4	4	9	15
0.84	0.33	1.5	9	35
0.78	0.18	1.8	8.8	35
0.86	0.6	2.6	9.1	33
0.79	0.19	4.3	8.9	30
0.8	0.23	3.4	9	18
0.86	0.5	1.6	9.3	55
0.81	0.3	1.8	9	11
0.85	0.5	3.5	9.3	40
0.82	0.35	3.5	9.1	38
0.87	0.6	2	9.3	41
0.83	0.34	2.1	9.2	31
0.83	0.4	2.2	9.3	33
0.84	0.4	4.2	9.2	17
0.77	0.17	2.4	9.1	31
0.84	0.35	2.5	9.3	24
0.82	0.38	3.6	9.5	20
0.85	0.4	3.1	9.7	36
0.84	0.6	1.1	9.4	40
0.83	0.3	2.3	9.3	35
0.86	0.7	3	9.7	51
0.86	0.6	2.4	9.4	54
0.8	0.2	4.5	8.9	24
0.88	0.7	3.6	9.3	40
0.76	0.09	2.8	8.8	40
0.83	0.3	2	9.2	13
0.84	0.5	3.7	9.3	40
0.85	0.6	3.2	9.4	36
0.79	0.15	4.1	8.8	26
0.83	0.3	3	9.2	34

Fuente: los autores

Luego de determinada la normalidad se opta por la prueba de correlación de Pearson, cuya ruta se describe en la Figura 86.

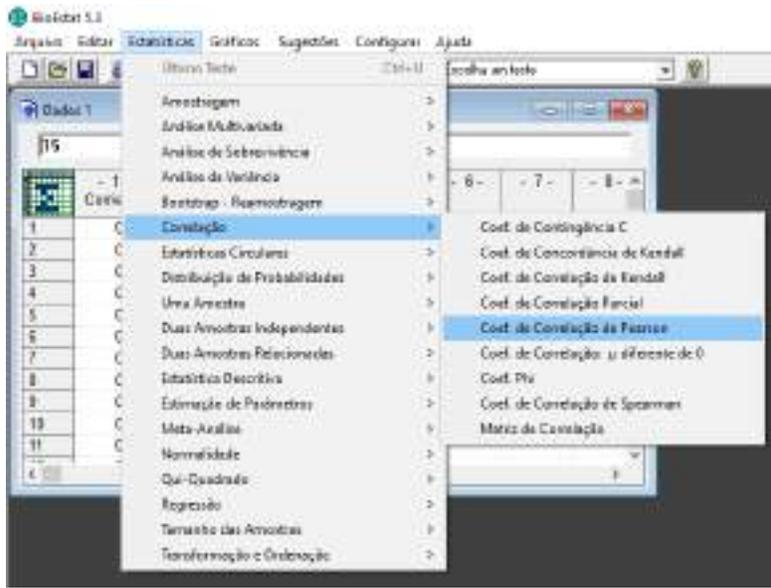


Figura 86. Ruta para hacer la prueba de correlación de Pearson en BioEstat.
Fuente: los autores

El resultado de la prueba indica que la mayor relación se observó entre la corriente longitudinal y la velocidad del viento ($r = 0,9030$ $p < 0,0001$) mientras que la única variable que no se relaciona con las demás es la arena, que produjo valores de $p > 0,05$ en todas las combinaciones Cuadro 46).

Cuadro 46. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.

	Columna 1 a 2	Columna 2 a 3	Columna 1 a 4	Columna 1 a 5	Columna 2 a 4	Columna 2 a 5	Columna 3 a 4	Columna 3 a 5	Columna 4 a 5
Coeficiente	0,9030	-0,4650	0,1220	0,4037	-0,1410	0,7071	0,4987	-0,1400	-0,0885
Probabilidad	0,0000	0,0000	0,4900	0,0000	0,4900	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
Intervalo	0,78 a 0,95	-0,58 a 0,21	0,49 a 0,38	0,00 a 0,57	-0,48 a 0,22	0,48 a 0,98	0,07 a 0,73	-0,48 a 0,22	-0,57 a 0,30
Intervalo	0,78 a 0,95	-0,58 a 0,21	0,49 a 0,38	0,00 a 0,57	0,00 a 0,57	0,38 a 0,98	0,38 a 0,98	0,57 a 0,34	-0,48 a 0,22
Intervalo	0,8100	0,8270	0,1100	0,3500	0,6200	0,5140	0,2487	0,8210	0,8770
Intervalo	0,1270	-0,8897	0,4980	2,3027	-0,3000	0,4470	0,6440	-0,7797	-1,4797
Intervalo	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
Intervalo	< 0,0000	0,3810	< 0,0000	0,0000	0,0000	< 0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
Intervalo	1,0000	0,2100	0,9999	0,0000	0,0000	0,9999	0,0000	0,0000	0,0000
Intervalo	1,0000	0,3800	0,9999	0,0000	0,0000	0,9999	0,0000	0,0000	0,0000

Fuente: los autores

Asociación de variables

Los datos no cuantitativos, esto es, nominales, ordinales y dicotómicos se relacionan mediante pruebas denominadas de Asociación, que han sido diseñadas para ligar particularmente a cada uno de los tipos de datos mencionados (Cuadro 47).

Cuadro 47. Pruebas de asociación para la evaluación de variables: Intervalo, Ordinal, Nominal y Dicotómicas

Pruebas de Asociación				
	Intervalo	Ordinal	Nominal	Dicotómica
Intervalo				
Ordinal	Biserial τ de Kendal γ D de Sommer	ρ de Spearman τ de Kendal γ D de Sommer		
Nominal	Biserial Puntual Coef. de Eta Kappa	Biserial Ordinal	Coef. de Contingencia γ λ χ^2 V de Cramer Coef. de Incertidumbre	
Dicotómica	Biserial Puntual	Biserial Puntual		Coefficiente ϕ McNemar McNemar-Bowler Cochran – Mantel – Hänszel

Fuente: los autores

Asociación de variable Nominal vs Ordinal:

Se determinó la abundancia de serpientes *Hidrophis platurus* varadas en la costa de Azuero en la temporada de verano. Se observó que los días con viento calmo se obtuvieron 14 serpientes, con viento débil se observaron 8, los días con viento moderado se capturaron 12 y con viento fuerte se colectaron 3. Determine si hay relación del número de serpientes con relación a la intensidad del viento.

Se define la intensidad de viento como variable ordinal y la cantidad de serpientes, nominal, para lo cual podemos utilizar la prueba τ de Kendall.

En la Figura 87 muestra la ruta a seguir en BioEstat para realizar la prueba Coeficiente ϕ .

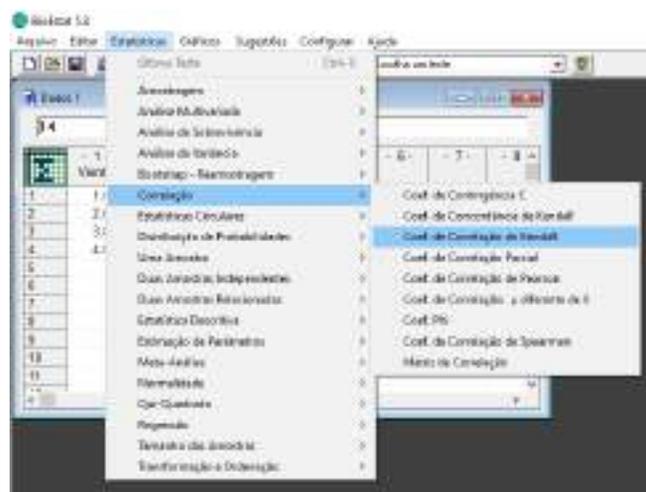


Figura 87. Ruta para realizar la prueba τ de Kendall en BioEstat.

Fuente: los autores

El resultado de la prueba indica que no existe relación entre el número de serpientes varadas en la playa y la intensidad del viento ($\tau = -0,6667$ $p = 0,913$) (Cuadro 48).

Cuadro 48. Ventana de salida de la relación de dos variables en BioEstat.

	Resultados
n =	4
S =	-4
TAUxy =	-0.6667
Z (TAUxy) =	1.3587
(p) =	0.9173

Fuente: los autores

Asociación de variable Nominal vs Nominal:

Se contaron los habitáculos de cangrejo Ocypodidae en cuadrículas de 5 x 5 m, en tres zonas, cerca de las dunas, zona 1, en medio de la playa, zona 2 y cerca de las piedras, zona 3, en tres playas del Pacífico panameño: El Palmar, Gorgona y Juan Hombrón (Cuadro 49).

Cuadro 49. Número de habitáculos de cangrejos Ocypodidae en tres zonas de tres playas del Pacífico de Panamá

	El Palmar	Gorgonoa	Juan Hombrón
Dunas	4	5	6
Arena	11	4	3
Piedras	2	3	2

Fuente: los autores

La Figura 88 muestra la ruta para realizar el Coeficiente de Contingencia en BioEstat.

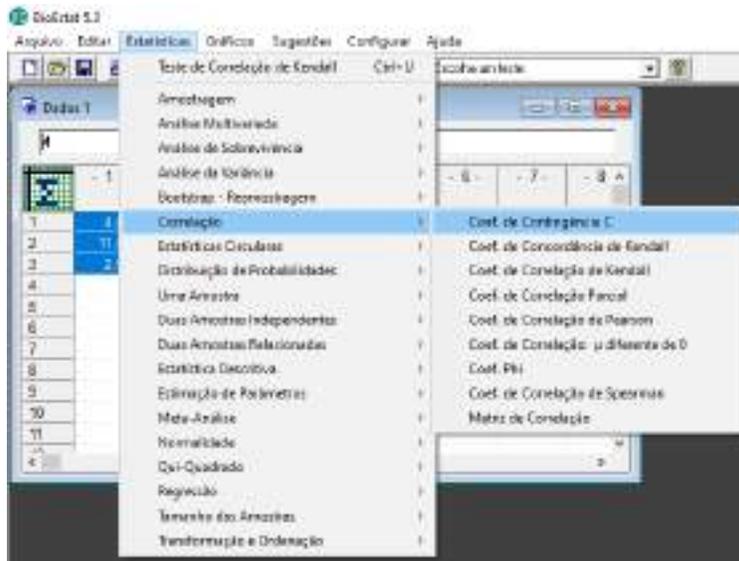


Figura 88. Ruta para realizar la prueba Coeficiente de Contingencia en BioEstat.
Fuente: los autores

Luego de realizar la prueba determinamos que no existe relación del número de habitáculos de cangrejo en las playas estudiadas y la zona de colecta ($C = 0,3322$ $p = 0,2773$) (Cuadro 50).

Cuadro 50. Ventana de salida del Coeficiente de Contingencia en BioEstat.

Teste de Contingência C	
Arquivo Editar	
	Resultados
Tabela de Contingência =	3 x 3
Qui-quadrado =	5.0989
Coef. de Contingência C =	0.3362
Graus de liberdade =	4
(p) =	0.2773

Fuente: los autores

Asociación de variable Nominal vs Nominal:

Luego de determinar que las sardinas *Cetengraulis mysticetus*, estaban contaminadas con cadmio, se desea saber si el nivel de contaminación depende de la etapa de desarrollo del individuo, para lo cual se separaron los peces en adultos y juveniles, además se clasificó arbitrariamente la concentración de cadmio a partir del límite de 0,025 mg/kg, alto si superaba este valor y bajo para los peces que presentaban menor concentración a la señalada (Cuadro 51). Debido al tipo de catalogación arbitraria, ambas variables se consideran dicotómicas

Cuadro 51. Número de peces *Cetengraulis mysticetus*, juveniles y adultos, con dos niveles de concentración de cadmio

	Bajo	Alto
Juvenil	12	29
Adulto	48	32

Fuente: los autores

En la Figura 89 se presenta la ruta a seguir en BioEstat para realizar la prueba Coeficiente ϕ .

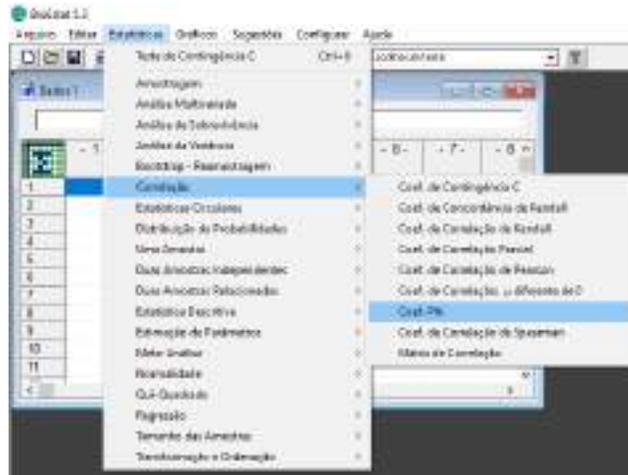


Figura 89. Ruta para realizar la prueba Coeficiente ϕ en BioEstat.

Fuente: los autores

El análisis indica que existe asociación altamente significativa entre el estado de desarrollo de los peces y el nivel de contaminación ($\phi = 0,2950$ $p = 0,0022$) (Figura 90).



Figura 90. Ventana de introducción de datos y de salida del Coeficiente ϕ en BioEstat.

Fuente: los autores

ANOSIM, Análisis de Similaridad

El análisis denominado ANOSIM acrónimo de “Analysis Of Similarity”, es un método no paramétrico, robusto, el cual utiliza el conteo del número de especies de dos comunidades, no se necesita probar la normalidad y homocedasticidad de los datos, además de poder ser utilizado con una cantidad relativamente pequeña de datos. Prueba la hipótesis de diferencias entre estaciones y entre repeticiones, lo que permite evaluar dos comunidades (Sommerfield *et al.*, 2021). Esta clasificación está basada en los elementos que conforman la matriz de disimilaridad calculadas, generalmente, con la distancia de Bray-Curtis (Warwick *et al.*, 1990), las cuales son convertidas a “rangos”. Aun cuando se cita el trabajo de Clarke (1993) como referencia inicial del ANOSIM, dicho tema fue abordado inicialmente por este autor cinco años antes (Clarke, 1988).

Como producto del análisis se calcula el estadístico R, que se construye a partir de la diferencia de los “rangos” medios de disimilaridad entre grupos y dentro de estos:

$$R = \frac{\bar{r}_b - \bar{r}_w}{1/4[n(n-1)]}$$

donde;

R = Estadístico de ANOSIM

\bar{r}_b = “Rango” medio de la disimilaridad entre grupos

\bar{r}_w = “Rango” medio de la disimilaridad dentro del grupo

n = Número de muestras

En algunas publicaciones la ecuación es citada como:

$$R = \frac{\bar{r}_b - \bar{r}_w}{M/2}$$

Donde;

M = Número de observaciones, relacionado con los grados de libertad de la prueba

$$M = \frac{n(n-1)}{2}$$

El estadístico R, varía de -1 a +1; los valores considerados como buenos descriptores son los cercanos a 0. Cuanto más se aproxima este valor a 1, indica que hay una separación total de los grupos en estudio, lo que demuestra que las repeticiones, o muestras dentro de los grupos, presentan menos diferencias entre sí que entre diferentes grupos. Valores cercanos a "0" sugieren una distribución uniforme de rangos altos y bajos dentro y entre grupos, mientras que por debajo de "0" muestran que las diferencias son mayores dentro de los grupos que entre los grupos (Clarke & Gorley, 2001).

La prueba de análisis de similitud (ANOSIM), parecida al Análisis de Varianza, evalúa la similaridad a partir una matriz de disimilitud, que debe ser apoyada por el Análisis Multidimensional No Métrico (Clarke, 1993). Esta prueba tiene utilidad en el estudio de diferencias espaciales y temporales de las comunidades, siendo especialmente importante para detectar variaciones entre estas o asociadas a impactos ambientales (Chapman & Underwood, 1999).

Este análisis puede desarrollarse en el paquete libre PAST (Hämmer *et al.*, 2001); para este análisis debe tenerse en cuenta que hay que ingresar a la base de datos, como mínimo, dos estaciones por cada grupo o zona a comparar. La matriz se dispone de tal manera que las columnas correspondan a las especies y las filas a las estaciones. En el PAST debe codificarse cuáles estaciones corresponden a determinada zona.

En el ejemplo de los datos de invertebrados en el canal de desagüe de la camaronera, se escogieron las dos primeras estaciones, a 0 m y a 50 m, como la zona o grupo1 y las dos estaciones más alejadas, a 230 m y a 500 m, como la zona o grupo 2 (Cuadro 52).

Cuadro 52. Datos de las estaciones en dos zonas a diferentes distancias del canal de desagüe de la finca camaronera. estaciones 1 y 2, zona próxima al canal de desagüe, estaciones 4 y 5, zona alejada del desagüe.

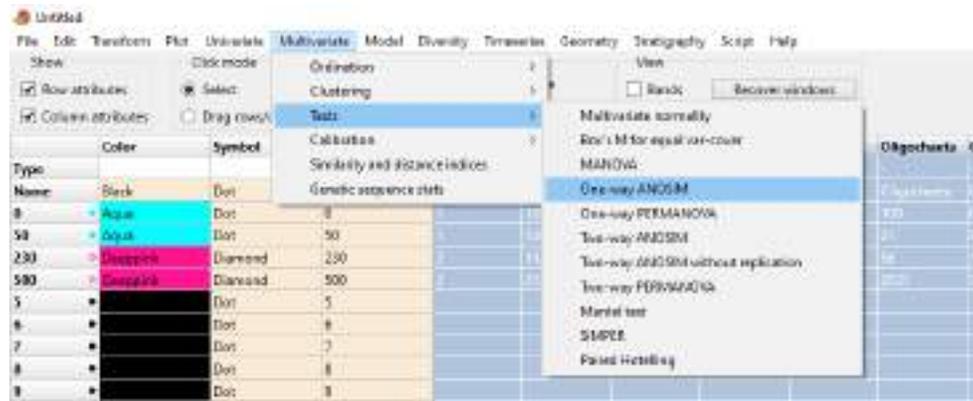
Station	Distance	Hydracarina	Collembola	Isopoda	Amphipoda	Crustacea	Chironomidae	Trichoptera	Diptera	Other
1	0	1500	0	2	18	188	0	0	118	0
2	50	500	0	5	11	21	811	75	453	0
4	230	152	0	40	12	55	147	149	300	0
5	500	225	0	25	30	200	76	122	801	41

Fuente: los autores

Para facilitar la interpretación del Análisis Multidimensional no Métrico, se deben codificar las zonas o grupos, tanto el color como el símbolo que se va a registrar en la figura de salida.

Para realizar el ANOSIM, se va a la pestaña “Multivariate”, se escoge la opción “Tests” y dentro de esta “One-way ANOSIM” (Cuadro 53).

Cuadro 53. Ruta de entrada de selección del ANOSIM en el software PAST



Fuente: los autores

El análisis produce una ventana con los valores de la media dentro de los grupos y entre grupos, además el valor del estadístico “R” y el valor de significancia “p”, que se calcula a través de la cantidad de permutaciones mostradas al inicio de la ventana (Figura 91).

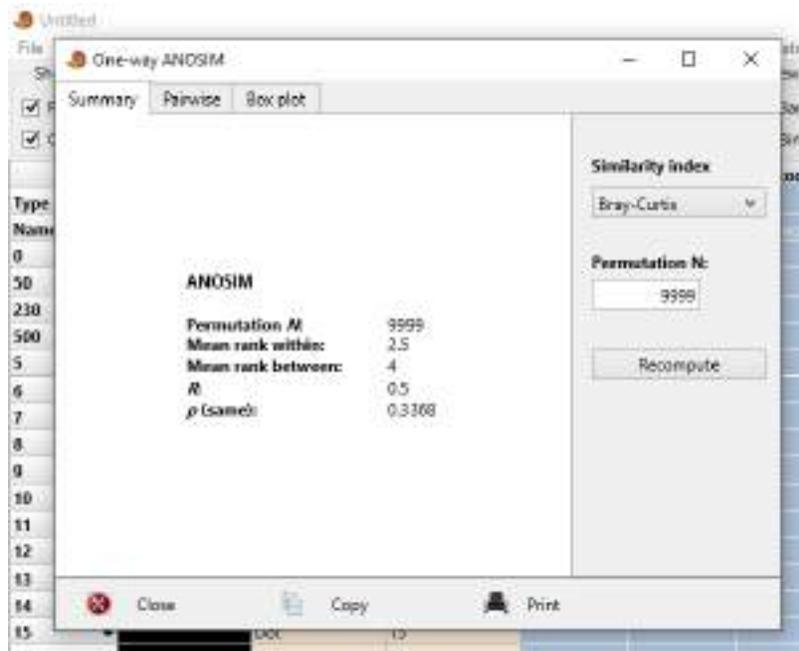


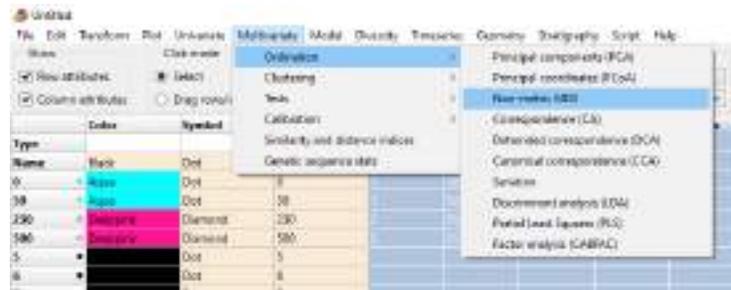
Figura 91. Ventana de salida del análisis de ANOSIM en el software PAST 4.0.

Fuente: los autores

En el presente caso el resultado proporciona un valor de $R = 0,5$, que indica una similaridad intermedia y una significación de $p = 0,3368$.

Como complemento al ANOSIM se realiza el Análisis Multidimensional no Métrico, que en el caso del PAST, se va a la ventana “Multivariate”, opción “Ordination” y dentro de esta la opción “Non-metric MDS:” (Cuadro 54).

Cuadro 54. Ruta de entrada de selección del nMDS en el software PAST



Fuente: los autores

Se escoge la opción de Bray Curtis en el botón “Similarity Index” y se calcula con el botón “Compute”, luego se obtiene la figura del nMDS (Figura 92):

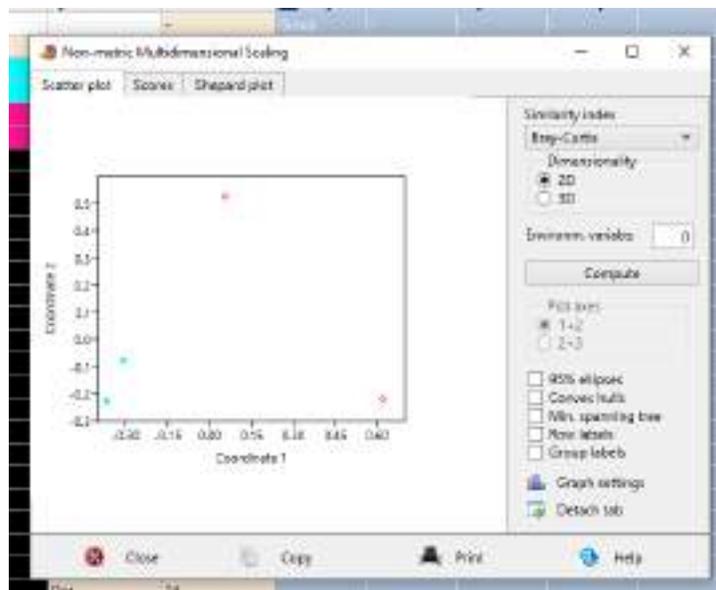


Figura 92. Ventana de salida del gráfico nMDS del software PAST.

Fuente: los autores

Para completar se va a la pestaña “Shepard plot” y se determina gráficamente si el análisis es adecuado, para lo cual deben alinearse los puntos más cercanos a la línea de mejor ajuste, y finalmente verificar si el valor del Stress es menor a 0,2 para considerar que la prueba es buena (Figura 93).

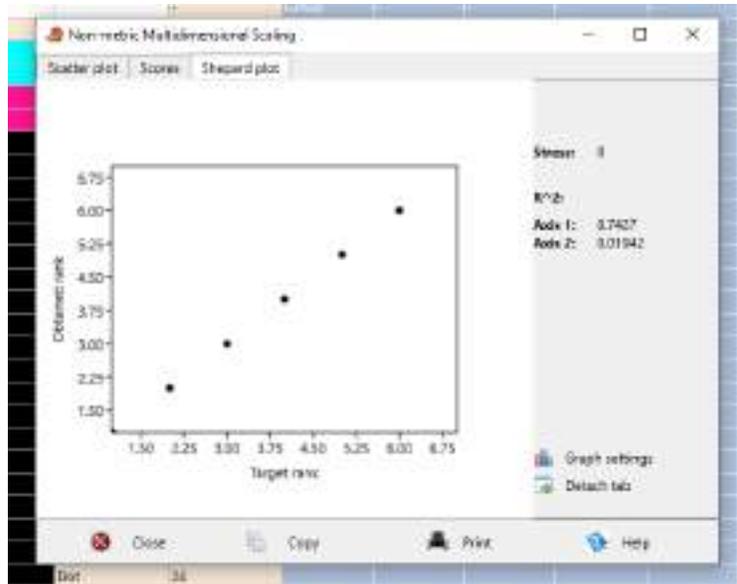


Figura 93. Ventana de salida del “Sherman plot” del nMDS del software PAST.
Fuente: los autores

CAPÍTULO VI

PREPARACIÓN DE PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

Plan de estudio

En esta sección se exponen algunas recomendaciones que se deben tener presentes en el momento de iniciar la planificación de una investigación. Debido a la elevada diversidad de estudios ecológicos que pueden realizarse en el medio marino, las estrategias o protocolos son asimismo numerosos, y diferirán a veces sustancialmente entre sí, dependiendo del ambiente (pelágico, béntico), taxocenosis (plancton, bentos, necton), naturaleza del estudio (autoecología, dinámica de una población, ecología de una comunidad, colonización de sustratos, impacto de contaminación sobre comunidades, etc.).

Un aspecto que debe tenerse muy presente en el momento de seleccionar un tema para la realización de un estudio ecológico, es poseer la capacidad de poder identificar las especies con las cuales se va a trabajar.

El método científico exige que la investigación realizada pueda ser repetida, siguiendo la misma metodología, por otros investigadores. Por lo tanto, si los organismos no fueron identificados hasta especie, o si fueron mal identificados, la repetición del estudio no podrá realizarse. Sin embargo, se ha demostrado que, a través de la taxonomía subrogada y la suficiencia taxonómica, podemos evaluar la relación de los invertebrados marinos y procesos de contaminación natural o antropogénica sin la necesidad de llegar a identificar los organismos a nivel de especie (Pitacco *et al.*, 2019).

Una vez decidido el tema a investigar, el siguiente paso es determinar claramente los objetivos y las hipótesis del estudio, lo cual permitirá establecer la metodología a seguir.

Ejemplo de comunidad interesante para realizar estudios ecológicos es la correspondiente a la macrofauna de fondos blandos. Un estudio de este tipo incluye, como uno de los primeros análisis, el cálculo de la riqueza específica o número de especies recolectadas y esta variable forma parte esencial de la mayoría de los demás análisis (densidad y biomasa de cada especie, constancia específica, diversidad de especies, equitatividad, dominancia, similaridad, etc.). Por supuesto, para determinar la riqueza de especies, se necesita llevar a cabo la identificación de las mismas, por lo que serían necesarios especialistas en, al menos, los grupos más representativos o dominantes. Sin embargo, a falta de estos, podríamos realizar los estudios a nivel de taxa superiores, por medio de la suficiencia taxonómica.

Proyecto de investigación

En cualquier trabajo científico, una vez que se posee el interés de estudiar determinado aspecto en un área, en primer lugar, se debe realizar una revisión exhaustiva de investigaciones similares que hayan sido realizadas por otros investigadores; después se deben establecer las hipótesis y objetivos del estudio, lo cual conduce a determinar:

- las variables o descriptores a estudiar
- las escalas de observación, espacial y temporal
- los análisis de campo y de laboratorio
- los métodos de tratamiento y análisis de los datos obtenidos

VARIABLES O DESCRIPTORES

La selección de los descriptores a estudiar dependerá de la naturaleza de la investigación, de lo que se desea conocer. Por ejemplo, el estudio sobre la reproducción y crecimiento del mejillón requerirá investigar el comportamiento de variables diferentes a las que serían necesarias para analizar la distribución espacio-temporal de los peces en un arrecife coralino.

El número de variables en el medio marino es muy extenso, por lo que entre todas ellas se deben escoger aquellas que realmente sean necesarias, que contribuyan con un peso determinado a alcanzar los objetivos propuestos. De otra manera, se estaría incurriendo en una dispersión de esfuerzo, tiempo y, por ende, de los costos. Por otra parte, en estudios que pudieran parecer similares, algunas de las variables podrían ser diferentes, o incluir en uno de ellos algunas que no sean necesarias en el otro. Así, por ejemplo, en el estudio de los peces en un arrecife coralino, si este se encuentra en una zona “sana”, no contaminada, no tendría sentido escoger como variable la concentración de hidrocarburos en el agua y/o sedimentos, lo cual sí sería indispensable si el arrecife se encuentra cerca de una refinería o de un pozo de extracción de petróleo, o en la ruta que siguen los buques cisternas.

Existen varias categorías de variables o descriptores relacionados con las propiedades matemáticas de las mismas, y de su nivel de precisión. Generalmente los descriptores se clasifican en cualitativos, cuantitativos y semicuantitativos.

Los descriptores cualitativos son aquellos que no utilizan unidades de medición ni rangos o categorías, simplemente describen una característica, atributo, condición o una relación. Los más utilizados en ecología de poblaciones son la ausencia o presencia de especies en las diferentes estaciones de un muestreo, coeficientes de comunidad, tipos de alimentación de los organismos, relaciones interespecíficas. En algunos casos puede asignarse un número o código a estos descriptores, pero los cálculos se realizarán sobre sus frecuencias de ocurrencia, no sobre los números o códigos asignados.

Los descriptores cuantitativos son expresados en números, es decir en cantidades reales. Son los más numerosos y utilizados en ecología; sirven para expresar las abundancias, biomásas, número de huevos, datos morfométricos, valores de los descriptores físico-químicos, cantidad de energía, etc. Sobre estos descriptores el tratamiento de los datos utiliza la estadística paramétrica, siempre y cuando los datos sean normales y homocedásticos.

Los descriptores semicuantitativos son los que proporcionan una relación de orden, los datos sobre el descriptor se basan en rangos o categorías de abundancia (extremadamente abundantes, muy abundantes, abundantes, escasos, muy raros), a las que se les pueden asignar números decrecientes. En análisis sobre una población monoespecífica, un descriptor semicuantitativo es la

distribución etaria o por clases de talla. Estos dos descriptores (cualitativos y semicuantitativos) son tratados por medio de la estadística no paramétrica.

Escalas de observación espacial y temporal

En una investigación donde interesa conocer la composición y distribución de organismos de un área determinada se deben realizar capturas de los individuos en varios sitios de la zona a estudiar; los sitios donde se van a realizar las capturas corresponden a estaciones de muestreo. Antes de iniciar la investigación es recomendable que se realicen muestreos preliminares a fin de obtener una idea acerca de la heterogeneidad del ambiente físico-químico y biológico, lo cual permitirá determinar el personal necesario para el muestreo, el número de estaciones y su ubicación en el área y comprobar que los equipos de toma de muestras son los más adecuados y que funcionan correctamente, además del tiempo de procesamiento de las muestras.

El número y la situación geográfica de las estaciones de muestreo (escala espacial) son elementos fundamentales para que el estudio que se va a realizar responda a los objetivos del mismo. Estos dos elementos deben permitir que se obtenga la información más completa posible sobre el área de estudio. Además de la heterogeneidad ambiental, para establecer el número de estaciones, particularmente en expediciones oceanográficas, también debe tomarse en consideración el tiempo que requerirá el muestreo en cada estación y el desplazamiento entre estaciones, todo lo cual incide en el costo del estudio.

Cuando la zona es relativamente homogénea (fondo arenoso sin vegetación, pradera de fanerógamas, etc.), el número de estaciones será menor que en un área heterogénea (diferentes tipos de sedimentos, fondos desnudos con vegetación en parches, etc.). Un método que se utiliza cuando no se conoce el área de estudio o cuando el ambiente es homogéneo es el de determinar el número de estaciones mediante una tabla de números aleatorios, previamente codificadas las áreas.

Otro método para situar geográficamente las estaciones es cuadrricular el área de estudio, donde el número de intersecciones de las líneas coincida o se aproxime al número estimado de estaciones. Las estaciones de muestreo estarían ubicadas en esos puntos de intersección.

Si se ha realizado un muestreo preliminar, y se ha observado que existe un gradiente de algún factor ambiental (salinidad, contaminación orgánica o química, granulometría de los sedimentos, etc.) es preferible fijar las estaciones de muestreo tomando en consideración el gradiente.

Un factor que también influye en el momento de determinar el número y posición de las estaciones está relacionado con el tipo de organismos y los objetivos del estudio. Por ejemplo, en una investigación sobre la evolución de una floración de dinoflagelados causantes de una “marea roja”, podría ser suficiente estudiar las variables en un solo sitio, o si la mancha es relativamente extensa, en tres o cuatro, por lo que las estaciones de muestreo estarían bastante próximas. Sí, por el contrario, el interés es conocer la distribución espacial de los moluscos de fondos blandos en una laguna costera o en un golfo pequeño, el número de estaciones tendría que ser superior.

En este caso, para conocer la factibilidad de la investigación se debe considerar la distancia y el tiempo del desplazamiento de una estación a la siguiente. Para realizar el estudio sobre la

colecta o muestreo de los moluscos, tendría que utilizarse una draga o una rastra. Supongamos que el tiempo que consume cada toma de muestra (posicionamiento de la embarcación, operación del dispositivo de colecta, tamizado del sedimento, separación de los organismos, etc.) es de 35 minutos; si se toman tres repeticiones, el tiempo de muestreo en cada estación sería de aproximadamente 2 horas. Si la distancia entre cada estación es de 6 millas náuticas, el barco, a una velocidad de 13 a 14 nudos, demoraría aproximadamente 30 minutos en desplazarse de una estación a la siguiente y en posicionarse. Es decir, que en una jornada de trabajo (8-10 horas) se podrían realizar muestreos en un máximo de 4 estaciones. Si el número de estaciones requeridas para el estudio es de 20, el muestreo de todas ellas consumiría un total de 5 días, a los que habría que adicionar el tiempo de ida y vuelta desde el puerto base hasta el área de estudio.

En estudios sobre variaciones temporales, otra escala de observación que debe ser bien escogida serían los períodos de colecta, es decir, la frecuencia con la que se deben muestrear los descriptores seleccionados, esta debe ser la más adecuada para permitir que los datos que se obtengan produzcan resultados que alcancen los objetivos del estudio.

La frecuencia de muestreos u observaciones está relacionada con los cambios que se espera se produzcan a lo largo del estudio; si los cambios en el organismo o comunidad se producen con cierta rapidez, los muestreos deberán realizarse menos distanciados en el tiempo. Por ejemplo, en el estudio de la evolución de la “marea roja”, fenómeno imprevisto cuya duración máxima es generalmente de unas pocas semanas, se podría considerar conveniente realizar muestreos cada pocos días y cada cierto número de horas, durante el tiempo que dura el fenómeno, para analizar la evolución de la abundancia de especies y del contenido del oxígeno disuelto a determinadas profundidades. Por el contrario, en un estudio sobre el crecimiento de macroalgas en un banco costero, sería suficiente que la frecuencia del muestreo de las variables fuera mensual, durante varios meses.

En el estudio de la ecología de poblaciones, comunidades o ecosistemas, uno de los aspectos que se debe establecer con la mayor precisión posible es el relacionado con el muestreo, que consiste en tomar un conjunto de muestras (de agua, sedimento u organismos) en varios sitios o estaciones de un área determinada y con una frecuencia establecida, a fin de estudiar algún aspecto de una especie, población o comunidad. Se asume que las muestras son partes representativas del ambiente físico-químico o de la población a estudiar (área mínima).

Análisis de campo y de laboratorio

Otro aspecto que se debe tener en cuenta en la elaboración del proyecto de investigación, dependiendo de la naturaleza del estudio, es el relacionado con las mediciones y los análisis que se deben realizar en el sitio de muestreo y en el laboratorio, como son las mediciones de las variables físico-químicas del agua (temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, pH, nutrientes, etc.), análisis de granulometría y del contenido de materia orgánica de los sedimentos, identificación de las especies recolectadas, conteo de los organismos, determinación de la longitud de estructuras o del cuerpo de los ejemplares, cálculos de la biomasa húmeda o seca, disección de los especímenes, análisis del contenido del tracto digestivo, estimación de los valores de los componentes energéticos de los organismos o de sus órganos, en fin, cualquier tipo de medición o análisis que permita la obtención de los datos necesarios para el tratamiento estadístico.

Es importante la correcta selección de los equipos adecuados para realizar en forma óptima las mediciones o análisis, cerciorándose de su correcta calibración, antes y durante cada sesión de trabajo. También hay que tomar en consideración el nivel de precisión que se requiere de los instrumentos, con el fin de obtener datos confiables que permitan alcanzar los mejores resultados. No se deben tomar las medidas con mayor precisión de la que realmente se necesita para el tratamiento posterior, pues esto implica un mayor esfuerzo; hay que utilizar la precisión suficiente para lograr los objetivos del estudio. Así, por ejemplo, para determinar la biomasa húmeda o seca de poslarvas de camarones peneidos se requiere de una precisión del orden de milésimas de miligramos, mientras que, para determinar la biomasa de peces, es suficiente una precisión de +/- 1 gramo. En un estudio sobre el bivalvo *Ctenoides scabra*, Gómez *et al.* (1995) utilizaron un vernier digital de 0,01mm de precisión para determinar la longitud de los especímenes; sin embargo, para medir la longitud de peces de mediano tamaño es suficiente utilizar un ictiómetro (Figura 94).



Figura 94. Ictiómetro.
Fuente: Ramos, 2016

Es obvio que en la elaboración del anteproyecto de investigación se debe estar seguro acerca de la disponibilidad de materiales y equipos de muestreo y de laboratorio necesarios para llevar adelante el estudio. También es conveniente asegurarse de que en caso de desperfectos en algún equipo se pueda lograr su reparación en un tiempo breve, o que exista la posibilidad de disponer de otro similar en caso de pérdida del equipo. Esto último es especialmente importante cuando se realiza el muestreo desde una embarcación, donde los costos de movilización del buque y de su personal son elevados, y la pérdida o el desperfecto de algún equipo en una estación implicaría la suspensión de la campaña.

Métodos de tratamiento y análisis de los datos obtenidos

El tratamiento matemático de los datos que se esperan obtener está en estrecha relación con los objetivos de la investigación, la estrategia del muestreo y la obtención de datos. Es indispensable conocer qué análisis podrá aplicarse a los datos que se obtendrán en el estudio.

En el Capítulo anterior se describe en detalle la metodología correspondiente a los distintos casos que puedan presentarse en la investigación.

BIBLIOGRAFÍA

- Albuquerque, R., Bode, A., González-Gordillo, Duarte, C.M. & Queiroga, H. 2021. Trophic structure of neuston across tropical and subtropical oceanic provinces assessed with stable isotopes. *Front. Mar. Sci.*, 25: 1-4. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.606088>
- Ali, F.K., El-Shehawi, A.M. & Seehy, M.A. 2008. Micronucleus test in fish genome: A sensitive monitor for aquatic pollution. *Afr. J. Biotech.* 7(5): 606-612.
- Alleoni, L.R.F., Borba, R.P. & Camargo, O.A. 2005. Metais pesados: da cosmogênese aos solos brasileiros. En P. V. Torrado, L. R. F. Alleoni, M. A. L. Silva & E. J. Cardoso (Eds.), *Tópicos em Ciências do solo*. 1-42. Brasil: Viçosa, Sociedade Brasileira de Ciências do Solo. https://www.researchgate.net/publication/260979229_Metais_pesados_Da_cosmogenese_a_os_solos_brasileiros
- Al-Sabti, K. & Harding, J. 1990. Micronucleus test in fish for monitoring the genotoxic effects of industrial waste products in the Baltic Sea, Sweden. *Comp. Bioch. Physiol. C*, 97(1): 179-182.
- Al-Sabti, K. & Metcalfe, C.D. 1995. Fish micronuclei for assessing genotoxicity in water. *Res. Gen Toxicol.* 343(2): 121-135.
- Alvarez, J.A. 1980. Strategic implications of continental shelves. *Int. Law Stud.* 61(5): 404-424.
- Alvarez, M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F. Mendoza, H., Ospina, M., Umaña, A.M. & Villarreal, H. 2004. *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá. 236 p.
- Angher, C. & Miró, R. 2009. Important birds areas Americas. Panama. BirdLife International, 296 p. <http://datazone.birdlife.org/userfiles/file/IBAs/AmCntryPDFs/Panama.pdf>
- Ankley, G.T., Cook, P.M., Carlson, A.R. Call, D.J. Swenson, J.A., Corcoran, H.F. & Hoke, R.A. 1992. Bioaccumulation of PCBs from sediments by oligochaetes and fishes: Comparison of laboratory and field studies. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 49:2080–2085. Doi: [10.1139/f92-231](https://doi.org/10.1139/f92-231)
- Ayres, M., Ayres, M Jr., Ayres, D.L. & Santos, A.S. 20017. *BioEstat 5.0. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e médicas*. Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá IDSM/MCT/CNPq. 363 p. https://www.researchgate.net/profile/Alex-De-Assis-Dos-Santos-2/publication/263608962_BIOESTAT_-_aplicacoes_estatisticas_nas_areas_das_Ciencias_Bio-Medicas/links/02e7e53b598e69ebfe000000/BIOESTAT-aplicacoes-estatisticas-nas-areas-das-Ciencias-Bio-Medicas.pdf

- Bacheler, N.M., Geraldi, N.R., Burton, M.L., Muñoz, R.C. & Kellison, G.T. 2017. Comparing relative abundance, lengths, and habitat of temperate reef fishes using simultaneous underwater visual census, video, and trap sampling. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 574: 141-155.
- Blott, S.J. & Pye, K. 2001. GRADISTAT: A grain size distribution and statistics package for the analysis of unconsolidated sediments. *Earth Surf. Process. Landforms*, 26: 1267-1248. http://www.science.earthjay.com/instruction/HSU/2016_fall/GEOL_332/text/GRADISTAT.pdf
- Boyce, M.S. 2002. Statistics as viewed by biologists. *J. Agric. Biol. Environ. Stat.*, 7(3): 306-312. <https://www.jstor.org/stable/1400675>
- Broitman, B.R., Véliz, F., Manzur, T., Wieters, E.A., Fike, G.R., Fornes, P.A., Valdivia, N. & Navarrete, S.A. 2011. Geographic variation in diversity of wave exposed rocky intertidal communities along central Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.*, 84: 143-154. <https://www.redalyc.org/pdf/3699/369944297011.pdf>
- Buat-Menard, P. & Chesselet, R. 1979. Variable influence of the atmospheric flux on the trace metal chemistry of oceanic suspended matter. *Earth Planet. Sci. Lett.* 42: 399-411. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0012821X79900499>
- Brown, A.C. & McLachlan, A. 1990. *Ecology of Sandy Shores*. New York. Elsevier. 392 p. <https://www.sciencedirect.com/book/9780123725691/the-ecology-of-sandy-shores>
- Burkhard, L. 2009. Estimation of biota sediment accumulations factor (BASF) from paired observations of chemical concentrations in biota and sediment. U.S. EPA. EPA/600/R-06/047, 30 p.
- Burkhard, L.P., Cook, P.M. & Lukasewycz, M.T. 2003. Comparison of biota-sediment accumulation factors across ecosystems. *Environm. Sci. Technol.*, 39: 5716-5721. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16124307/>
- Burkhard, L.P., Cook, P.M., & Lukasewycz, M.T. 2005. Comparison of biota-sediment accumulation factors across ecosystems. *Environ. Sci. Technol.* 39:5716–5721
- Camargo, M.G. 2006. SYSGRAN. Um sistema de código aberto para análises granulométricas do sedimento. *Rev. Bras. Geoc.*, 36(2): 371-378. <https://papego.igc.usp.br/index.php/rbg/article/view/9346>
- Carney, R.S. 2005. Zonation of deep biota on continental margins. In Gibson, R.N., Arkinson, R.J. & Gordon, J.D.M. (eds.). *Oceanography and Marine Biology: An annual review*. Taylor and Francis Group, 211-278. https://www.researchgate.net/publication/282616356_Zonation_of_Deep_Biota_on_Continental_Margins

- Castañeda Rivero, F.R. 2017. Ecología funcional de los ensamblajes de macroinvertebrados epibentónicos en el norte del Golfo de California. Maestría en Ciencias Marinas, CICESE, 190 p.
- Chakravarty, I. M., & Patgiri, A.D. 2009. Metal Pollution Assessment in Sediments of the Dikrong River, N.E. India. *J. Hum. Ecol.*, 27(1): 63—67.
<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/09709274.2009.11906193>
- Chao, A., Chazdon, R.L., Colwell, R.K. & Shen, T.J. 2006. Abundance-based similarity indices and their estimation when there are unseen species in samples. *Biometrics*, 62: 361-371.
https://www.researchgate.net/publication/6869079_Abundance-Based_Similarity_Indices_and_Their_Estimation_When_There_Are_Unseen_Species_in_Samples
- Chapman, M.G. & Underwood, A.J. 1999. Ecological patterns in multivariate assemblages: information and interpretation of negative values in ANOSIM tests. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 180: 257-265.
- Chazdon, R.L., Colwell, R.K., Denslow, J.S. & Gariguata, M.R. 1998. Statistical methods for estimating species richness of woody regeneration in primary and secondary rain forest of northeastern Costa Rica. In Dallmeier, F. & Comiskey, J.A. *Forest biodiversity research, monitoring and modelling. Conceptual Background and old world case studies. Man and the Biosphere Series.* 285-309.
- Chen, C. W., Kao, C. M., Chen, C. F., & Dong, C. D. 2007. Distribution and accumulation of metals in sediments of Kaoshiung Harbor, Taiwan. *Chemosphere*, 66: 1431–1440.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17113128/>
- Clarke, K.R. 1988. Detecting change in benthic community structure. In Oger, R. (ed.) *Proceedings of invited papers, fourteenth international biometric conference. Société Adolphe Quetelet, Belgium.* 131-142.
- Clarke, K.R. 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Aust. J. Ecol.* 10: 117-143.
- Clarke, K.R. & Gorley, R.N. 2001. *Primer v5: User Manual/Tutorial.* Primer-E Ltd., Plymouth, 91 p.
- Clements, F.E. 1916. *Plant Succession: An Analysis of the Development of Vegetation.* Carnegie Institution of Washington Publication 242, Washington, D.C., USA. 512 p.
- Colón, C. 1892. *Relaciones y cartas de Cristóbal Colón.* Biblioteca Virtual Miguel de Cervantes. 424 p.
<http://www.cervantesvirtual.com/obra-visor/relaciones-y-cartas-de-cristobal-colon--0/html/>
- Colon-Berlingeri, M. & Borrowes, P.A. 2011. Teaching Biology through statistics: application of statistical methods in Genetics and Zoology courses. *CBE Life Sci. Educ.*, 10: 259-267.

<https://www.lifescied.org/doi/pdf/10.1187/cbe.10-11-0137>

- Das, S.K. & Chakrabarty, D. 2007. The use of fish community structure as a measure of ecological degradation. A case study in two tropical River of India. *BioSystems*, 90: 188-196.
- Death, R. 2008. Margalef's Index. *Ecological Indicators*. In Jorgensen, S.E. & Fath, B.D. (eds.) *Encyclopedia of ecology*. Elsevier, 2209-2210.
https://www.researchgate.net/publication/343113447_Ecological_Indicators_Ecosystem_Health
- Del Pilar Ruso, Y., de la Ossa Carretero, J.A., Fernández Vicente, L.M., Martínez García, E. & Sánchez Lizaso, J. L. 2017. Uso de bioindicadores de comunidades bentónicas como herramientas para la evaluación del impacto ambiental generado en el medio marino. España, Universidad de Alicante. 50 p.
<https://agroambient.gva.es/documents/163005665/163975683/UA-Uso+bioindicadores+comunidades+nent%C3%B3nicas+medio+marino+Lizaso+2017.pdf/48a1922b-d3a3-4e8c-a04a-e91617b06617>
- Del Puerto Rodríguez, A.M, Suárez Tamayo, S. & Palacio Estrada, E. 2014. Efectos de los plaguicidas sobre el ambiente y la salud. *Rev. Cubana Hig. y Epidemiol.*, 52(3): 372-387.
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1561-30032014000300010
- Deser, C., Alexander, M.A., Xie, S.P., & Phillips, A.S. 2010. Sea surface temperature variability: Patterns and mechanisms. *Annu. Rev. Marine Sci.* 2: 115-143. <http://doi:10.1146/annurev-marine-120408-151453>
- Devanesan, E., Suesh Gandhi, M., Selvapandiyam, M. Senthilkumar, G. & Revisankar, R. 2017. Heavy metal and potential ecological risk assessment in sediments collected from Poombuhar to Karaikal coast of Tamilnadu using energy dispersive X-ray florescence (EDXRF) technique. *J. Basic Appl. Sci.*, 6(3): 285-293.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2314853516301858>
- Díaz, V. 2003. Importancia ecológica de los poliquetos. Departamento de Ecología, CICESE. 2 p.
<https://www.jornada.com.mx/2003/10/27/eco-polique.html>
- Duarte, C.M. 2006. La exploración de la biodiversidad marina: Desafíos científicos y tecnológicos. Fundación BBVA, 158 p.
- Duarte. R.P. S. 2003. Avaliação do cádmio (Cd), chumbo (Pb), níquel (N) e Zinco (Zn) em solos e plantas às margens de uma rodovia de tráfego intenso de veículos. Tese de doutorado, Faculdade de Ciências Agrônômicas, UNESP, Botucatu.
<https://repositorio.unesp.br/handle/11449/101918>

- Durán, I., Goti, I. & Gómez H., J.A. (En revisión). Relaciones biométricas y crecimiento de *Lutjanus guttatus*, *Lutjanus peru* y *Lutjanus argentiventris*, Búcaro, Panamá. Bol. Inv. Mar. Cost.
- Erlingsson, U. 1948. Albatross expedition 1947-1948. <http://blog.erlingsson.com/?p=4112>
- Fernández, J. Jiménez, M & Allen, T. 2014. Diversidad, abundancia y distribución de la macrofauna bentónica de las costas rocosas al norte del Estado Sucre, Venezuela. Rev. Biol. Trop., 62(3): 947-956.
- Fernández T, & Tamaro, E. 2004. La filosofía de Aristóteles. Barcelona, España: Biografías y Vidas.
<https://www.biografiasyvidas.com/biografia/e/enrique.htm>
- Floder, S., Urabe, J. & Kawabata, Z. 2002 The influence of fluctuating light intensities on species composition and diversity of natural phytoplankton communities. Oecologia, 133: 395–401.
- Folk, R.L. & Ward, W.C. 1957. A study in the significance of grain-size parameters. J. Sed. Petro., 27: 3-26. doi: <https://doi.org/10.1306/74D70646-2B21-11D7-8648000102C1865D>
- Franco, L. & K. M. Bashirullah. 1992. Alimentación de la lisa (*Mugil curema*) del Golfo de Cariaco-Estado Sucre, Venezuela. Zootecnia Trop., 10(2): 219-238.
<https://es.scribd.com/document/256523496/Alimentacion-de-La-Lisa-Mugil-Curema-Del-Golfo-de-Cariaco-estado-Sucre-Venezuela>
- Franco-Uria, A., López-Mateo, C., Roca, E. & Fernández-Marcos, M.L. 2009. Source identification of heavy metals in pasture land by multivariate analysis in NW Spain. J. Hazard. Mater., 165: 1008-1015.
https://www.researchgate.net/publication/23651862_Source_Identification_of_Heavy_Metals_in_Pastureland_by_Multivariate_Analysis_in_NW_Spain
- Gage, J.D., & Tyler, P.A.Q. 1991. Deep-sea biology: a natural history of organisms at the deep-sea floor. Cambridge University Press, 524 p.
<https://www.cambridge.org/core/books/deepsea-biology/FCF0A040F272975381BA79FE8D2EB21A>
- Gómez, J.A., Liñero. H. & Fermín, J. 1995. Estudio ecológico de *Lima scabra* (Born, 1978) (Pelecypoda: Limidae) en el golfo de Cariaco, Venezuela. I Censo y relaciones morfométricas. Bol Inst. Oceanogr. Univ. Oriente, 34(1 & 2): 109-119.
- Gómez, J.A.; R. Herrera, V. Ríos, & J.R. Villalaz. 2001. Análisis del sedimento y organismos de la infauna de playa El Salado Aguadulce. Tecnociencia 3(1): 81-94
- Groombridge, B. & Jenkins, M.D. 2000. Global biodiversity: Earth's living resources in the 21st century. Cambridge: World Conservation Press. 246 p.

- Gulland, J.A. 1983. Fish Stock Assessment. A manual of basic methods. John Wiley & Sons, Chichester, 223 p.
- Haeckel, E. 1890. Plankton studien, Vergleichende Untersuchungen über die Bedeutung und Zusammensetzung der Pelagischen Fauna und Flora. Verlag von Gustav Fischer, 105 p.
<https://www.biodiversitylibrary.org/item/60645#page/34/mode/1up>
- Håkanson, L. 1980. Ecological risk index for aquatic pollution control, a sedimentological approach. Water Research, 14: 975–1001
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0043135480901438>
- Hämmer, Ø., Harper, D.A.T. & Ryan, P.D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. Paleontologia Electronica, 4: 1-9.
- Hasselblad, V. 1966. Estimation of parameters for a mixture of normal distributions. Technometrics, 8: 431-444.
<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00401706.1966.10490375>
- Hill, J. & Wilkinson, C. 2004. Methods for ecological monitoring of coral reefs. Australian Institute of Marine Science, Townsville, Version 1, 117 p.
- "Historical Perspective: Galathea 2 (1950–52)". Galathea 3. Danish Expedition Foundation.
<http://www.galathea3.dk/uk/Menu/Historical%2bperspective/Galathea%2b2.html>
- History of the study of Marine Biology. 2014.
<https://www.marinebio.org/creatures/marine-biology/history-of-marine-biology/>
- Horn, H.S. 1966. Measurement of "overlap" in comparative ecological studies. The American Naturalist, 100(914): 419-424.
- Hortal, J., Borges, P.A. & Gasper, C. 2006. Evaluating the performance of species richness estimators: sensitivity to sample grain size. J. Anim. Ecol. 75: 274-287.
<https://besjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2656.2006.01048.x>
- Hulbert, S.H. 1978. The measurement of niche overlap and some relatives. Ecology 59: 67-77.
- Hutchinson, G, E. 1961. The Paradox of the plankton. The American Naturalist, 95(882): 137-145.
https://hahana.soest.hawaii.edu/cmoreserver/summercourse/2007/documents/paradox_of_the_plankton.pdf
- Hyslop, E.J. 1980. Stomach contents analysis - a review of methods and their application. J. Fish. Biol. 17: 411-429.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1095-8649.1980.tb02775.x>

- Ji, Y., Feng, Y., Wu, J, Zhu, T., Bai, Z. & Duan, C. 2008. Using geoaccumulation index to study source profiles of soil dust in China. *J. Environm. Sci.*, 20: 571-578.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1001074208620963>
- Jones, O.A. & Endean, R. 1973. *Biology and Geology of Coral Reefs*. Academic Press, New York. 480 p.
<https://www.sciencedirect.com/book/9780123955265/biology-and-geology-of-coral-reefs>
- Kędra, M., Renaud, P.E., Andrade, H. Goszezko, I. & Ambrose, W.G. 2013. Benthic community structure, diversity, and productivity in the shallow Barnes Sea bank (Svalbard Bank). *Mar. Biol.*, 160: 805-819.
- Krebs, C.J. 1978. *Ecología. Estudio de la distribución y abundancia*. Harper & Row Latinoamericana. 753 p.
- Kwecinski, B. & L. D´Croz. 1994. Oceanografía y calidad del agua. *SCIENTIA*, 8(2): 31-49.
- Lalli, C.M. & Parsons, T.R. 1997. *Biological oceanography. An introduction*. Second edition. The Open University. ELSEVIER. Oxford, UK. 574 p.
<https://www.sciencedirect.com/book/9780750633840/biological-oceanography-an-introduction>
- Lawson, D.R. & Winchester, J.W. 1979. A standard crystal aerosol as a reference for elemental enrichment factors. *Atmos. Environ.*, 13(7): 925-930.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0004698179900039?via%3Dihub>
- Lizano, O. Sin Fecha. Distribuciones típicas de las características del agua de mar. FS0115 *Fundamentos de Oceanografía*. Universidad de Costa Rica. 15 p.
- Lizano, O. 2006. Algunas características de las mareas en la costa Pacífica y Caribe de Centroamérica. *Ciencia y Tecnología*, 24(1): 51-64.
- Loaiza Velásquez, N., González, Lutz, M.I. & Monge-Nájera, J. 2011. Which statistics should tropical biologist learn?. *Rev. Biol. Trop.*, 59(3): 983-992.
https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442011000300001
- Loska K, Wiechula D, Barska B, Cebula E, & Chojnecka A, 2003. Assessment of Arsenic enrichment of cultivated soils in Southern Poland. *Pol. J. Environm. Stud.*, 2: 187–192.
- Loska, K., Cebula, J., Pelczar, J. Wiechuka, D. & Kwapulinski, J. 1997. Use of enrichment and contamination factors together with geoaccumulation indexes to evaluate the content of Cd, Cu and Ni in the Rybnik water reservoir in Poland. *Water Air Soil Pollut.*, 93: 347-365.
<https://link.springer.com/article/10.1023/A:1022121615949>

- Luo, W., Lu, Y., Gisey, J. P., Wang, T., Shi, Y., & Wang, G., 2007. Effects of land use on concentrations of metals in surface soils and ecological risk around Guanting Reservoir, China. *Environ. Geochem. Health*, 29: 459–471.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17805979/>
- Lyons, J., Gutierrez-Hernández, A., Díaz-Pardo, E., Soto-Galera, E., Medina-Nava M. & Pineda-López, R., 2000. Development of preliminary index of biotic integrity (IBI) based on fish assemblages to assess ecosystem condition in the lakes of Central Mexico. *Hydrobiologia*, 418: 57-72.
- Margalef, R. 1977. *Ecología*. Ediciones Omega. 951 p.
- Margulis, L. & Schwartz, K.V. 1998. *Five kingdoms – An Illustrated guide to the phyla of life on earth*, 3rd edition, W. H. Freeman, New York. 376 p.
- Marshall, H.G. & Burchardt, L. 2005. Neuston: Its definition with a historical review regarding its concept and community structure. *Arch. Hydrobiol.* 164(4): 429-448.
 Doi: [10.1127/0003-9136/2005/0164-0429](https://doi.org/10.1127/0003-9136/2005/0164-0429)
- Masuda, Y., Yamanaka, Y., Hirata, T., Nakano, H. & Kohyamaa, T.S. 2020. Inhibition of competitive exclusion due to phytoplankton dispersion: a contribution for solving Hutchinson's paradox. *Ecol. Mod.*, 430: 109089: 1-13
<https://ideas.repec.org/a/eee/ecomod/v430y2020ics0304380020301617.html>
- McGeer, J.C., Brix, K.V., Skeaff, J.M., DeForest, D.K., Brigham, S.I., Adams, W.J. & Green, A. 2003. Inverse relationship between bioconcentration factor and exposure concentration for metals: implications for hazard assessment of metals in the aquatic environment. *Env. Toxicol. Chem.*, 22(5): 1017-1037.
- McLusky, D.S. 1989. *The estuarine ecosystem*. 2nd edition. J. Mar. Biol. Assoc. 215 p.
- Mercado-Silva, N., Olden, J. D., Maxted, J. T., Hrabik, T. R. & Vander, Y.M. 2006. Forecasting the spread of invasive Rainbow smelt in the Laurentian Great Lakes Region of North America. *Conservation Biology*. 20(6): 1740-1749.
- Merriman, D. 1965. Edward Forbes – Manxman. *Progress in Oceanography* 3: 191–206.
[https://doi.org/10.1016/0079-6611\(65\)90018-2](https://doi.org/10.1016/0079-6611(65)90018-2)
- Methratta, E.T. & Link, J.S. 2006. Evaluation of quantitative indicator for marine fish communities. *Ecological Indicators*. 6: 575-588.
- Montouri, A. Voutsas, E. & Tassios, D. 2002. Bioconcentration of heavy metals in aquatic environments: the importance of bioavailability. *Mar. Poll. Bull.*, 44: 1136-1141.

- Moore, J.K., Doney, S.C., Glover, D.M. & Fung, I.Y. 2001. Iron cycling and nutrient-limitation patterns in surface waters of the World Ocean, Deep Sea Research Part II: Trop. Stud. Oceanogr., 49(1-3): 463-507. [https://doi.org/10.1016/S0967-0645\(01\)00109-6](https://doi.org/10.1016/S0967-0645(01)00109-6)
- Moreno, C. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. CYTED, UNESCO, Sociedad Entomológica Aragonesa. 83 p.
- Morales, A & Brugnoli, E. 2001. El Niño 1997-1998 impact the plankton dynamics in the Gulf of Nicoya, Pacific coast of Costa Rica. Re. Biol. Trop., 49(Sup. 2): 103-114.
- Müller G, 1969. Index of geoaccumulation in sediments of the Rhine River. Geojournal, 2: 108–118.
- Müller G. 1986. Schadstoffe in Sedimenten – Sedimente als Schadstoffe. Mitt. österr. geol. Ges., 79: 102-126.
- Murillo, L. 2001. Las mareas de Costa Rica. Inter Sedes, 2(2/3): 93-108.
- Naveira Garabato, A., MacGilchrist, G.A., Brown, P.J., Evans, D.G., Meijers, A.J.S. & Zika, J.D. 2017. High-latitude ocean ventilation and its role in earth's climate transitions. Phil. Trans. Roy. Soc. A 375(2016324): 1-15. <https://royalsocietypublishing.org/doi/pdf/10.1098/rsta.2016.0324>
- Nirchio, M., Veintimilla, O.C., Cordero, P.F.Q., Hernández, J.G., & Oliveira, C. 2019. Genotoxic effects of mercury chloride on the Neotropical fish *Andinoacara rivulatus* (Cichlidae: Cichlasomatini). Rev. Biol. Trop., 67(4): 745-754.
- NOAA. 2019. What is a mangrove? <https://oceanservice.noaa.gov/facts/mangroves.html>
- NOAA. 2019. What is the intertidal zone? Department of Commerce, National Ocean Service. <https://oceanservice.noaa.gov/facts/intertidal-zone.html>
- NOAA. 2019. What is an estuary?. Department of Commerce, National Ocean Service. <https://oceanservice.noaa.gov/facts/estuary.html>
- NOAA. 2021. What is a salt marsh?. Department of Commerce, National Ocean Service. <https://oceanservice.noaa.gov/facts/saltmarsh.html>
- Palmer, M.W. 1990. The estimation of species richness by extrapolation. Ecology, 71(3): 1195-1198.
- Patrick, R. 1997. Biodiversity. Why is it important? In Reaka-Dudla, M.I., Wilson, D.E. & Wilson, E.O. (eds.) Biodiversity II. Washington: Joseph Henry Press, 15-24.
- Pianka, E.R. 1982. Ecología evolutiva. Omega, Barcelona, 365 p.

- Pickerd, G.L. & Emery, W.L. 1990. Descriptive physical oceanography. An introduction. Fifth enlarged edition. Pergamon Press. Oxford, UK. 551 p.
- Pinzón Uribe, L. F. & Sotelo Rojas, H. 2016. Comportamiento de metales pesados entre los lodos bentónicos y la corriente de agua del río Bogotá. 13 Congreso Nacional de Medio Ambiente, Madrid. 1-15.
- Pinzón, A.Y., Trejos, M.M., Carrera, M., Frías, E.A. & Goti, I. 2019. Meiobentos como indicador alternativo de contaminación de playas. Revista de Iniciación Científica, 5(No. especial 1): 65-69.
- Pitacco, V., Mistri, M., Infantini, V., Sfriso, A., Sfriso, A.A. & Munari, C. 2019. Benthic studies in LTER sites: the use of taxonomy surrogates in the detection of long-term changes in lagoonal benthic assemblages. Nat. Conserv., 34: 247-272.
- Pohle, G.W., & Thomas, L.H. 2002. Marine biodiversity monitoring—monitoring protocol for marine benthos: Intertidal and subtidal macrofauna. Report by the Marine Biodiversity Monitoring Committee to the Ecological Monitoring and Assessment Network of Environment Canada. 25 p.
<http://www.biomareweb.org/downloads/mbm.pdf>
- Odum, E. 1972. Ecología. Ed. Interamericana, 2639 p.
- Ramírez, A.J. & Arango, C. S. J. 2001. El hierro en la naturaleza. Anales de la Real Academia de Doctores, 5: 331-341.
- Ramos, E. 2016. Equipos estandarizados para muestreos hidrobiológicos. The Environment Management, Brochure 2016-II. 37 p.
- Ramos Cruz, S. 2009. Relación longitud-peso y factor de condición en el barrilete negro *Euglynnus lineatus* (Kishinouye, 1920) (Perciformes: Scombridae), capturado en el litoral de Oaxaca, México. Rev. Invest. Mar. 30(1): 45-53.
- Reaka-Kudla, M.L. 1997. The global diversity of coral reefs: a comparison with rain forest. En Reaka-Kudla, M.L., Wilson, D.E. & Wilson, E.O. (eds.) Biodiversity II. Washington: Joseph Henry Press, 83-118.
- Reguera, B., Alonso, R., Moreira, A. & Méndez, S. 2011. Guía para el diseño y puesta en marcha de un plan de seguimiento de microalgas productoras de toxinas. COI, Proyecto ARCAL RLA 7/014, 65 p.
- Rentería, W. & Ortega, A. 2012. Notas acerca de la fertilización por hierro. Acta Oceanográfica del Pacífico, 17(1): 163-170. <http://hdl.handle.net/1834/4715>
- Riley, J.P. & Chester, R. 1976. Chemical oceanography. 2nd Edition. Vol. 6. Academic Press. London, UK. 391 p.

- Rojas, R. & Vargas, J.A. 2008. Abundancia, biomasa y relaciones sedimentarias de *Americanuphis reesei* (Polychaeta: Onuphidae) en el Golfo de Nicoya, Pacífico, Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.* 56(Suppl. 4): 59-82.
- Rubio, A. 1965. La ruta de Balboa y el descubrimiento del Océano Pacífico. Instituto Panamericano de Geografía e Historia, 133 p.
- Rubio B, Nombela M.A. & Vilas F, 2000. Geochemistry of major and trace elements in sediments of the Ria de Vigo (NW Spain): An assessment of metal pollution. *Mar. Pollut. Bull.*, 11: 968–980
- Salomon, W. & Forstner, U. 1984. *Metals in hydrocycle*. Springer Verlag, 349 p.
- Samanez Valer, I., Rimarachín Ching, V., Palma Gonzales, C., Arana Maestre, J., Ortega Torres, H., Correa Roldán, V. & Hidalgo Del Águila, M. 2014. Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú. Impreso en: Zona Comunicaciones S.A.C. Jr. Neón 5665, Urbanización Industrial Infantas - Los Olivos, Lima. 39 p.
- Samoilys, M.A. & Carlos, G. 2000. Determining methods of underwater visual census for estimating the abundance of coral reef fishes. *Environ. Biol. Fishes*, 57: 289-304.
- Sanders, H.L. 1968. Marine benthic diversity: a comparative study. *The American Naturalist*. 102(925): 243-282.
- Sanderson, S.L., & Solonsky, A.C. 1986. Comparison of a rapid visual and a strip transect technique for censuring reef fish assemblages. *Bull. Mar. Sci.* 39(1): 119-129.
- Sandin, S.A. & Sala, E. 2012. Using successional theory to measure marine ecosystem health. *Evol. Ecol.* 26: 435-448.
- Schlacher, T.A. & Wooldridge, T.H. 1996. How sieve mesh size affects sample estimates of estuarine benthic macrofauna. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 201: 159-171.
- Selvaraj, K., Ram Mohan, V. & Szefer, P. 2004. Evaluation of metal contamination in coastal sediments of the Bay of Bengal, India: geochemical and statistical approaches. *Mar. Pollut. Bull.*, 49: 174-185.
- Shnute, J. & Forunier, D. 1980. A new approach to length-frequency analysis: growth structure. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 37(9): 1337-1351.
- Simon, K.D. & Mazlan, A.G. 2008. Length-weight and Length-length relationships of Archer and puffer fish species. *The open Fish Science Journal*, 1: 19-22.

- Smithsonian. 2019. Mangrove. Ocean. Find your blue. <https://ocean.si.edu/ocean-life/plants-algae/mangroves>
- Soares, M. R. 2004. Coeficiente de distribuição (Kd) de metais pesados em solos do Estado de São Paulo. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba. 202 p.
- Somerfield, P.J., Clarke, K.R. & Gorley, R.N. 2021. Analysis of similarities (ANOSIM) for 2-way layouts using a generalized ANOSIM statistics, with comparative notes on Permutational multivariate analysis of variance (PERMANOVA). *Austral Ecol.*, 46: 911-926.
- Sparre, P. & Venema, S.C. 1998. Introduction to tropical fish stock assessment. Part I: Manual. FAO Fisheries Technical Paper 306/1, 300 p.
- Sulochanan, B., Rohit, P & Lavanya, S. 2014. Procedures for seawater sediment, plankton and benthos analysis. Mangalore Research Centre of ICAR-CMFRI, 87 p.
- Tomlinson, D.C., Wilson, D.J. Harris, C.R., & Jeffrey, D.W. 1980. Problem in assessment of heavy metals in estuarines and the formation of pollution index. *Helg. Wiss. Meeresunther*, 38: 566-575.
- Turekian, K.K. & Wedepohl, K.H. 1961. Distribution of the elements in some major units of the earth's crust. *Geol. Soc. Am. Bull.*, 72: 175-192.
- UNESCO. 2017. Facts and figures on marine biodiversity . <http://www.unesco.org/new/en/natural-sciences/ioc-oceans/focus-areas/rio-20-ocean/blueprint-for-the-future-we-want/marine-biodiversity/facts-and-figures-on-marine-biodiversity/>
- Valdés, J., Guíñez, M., Castillo, A. & Vega, S.E. 2014. Cu, Pb, and Zn content in sediments and benthic organisms from San Jorge Bay (northern Chile): Accumulation and biotransference in subtidal coastal systems. *Cienc. Mar.*, 40(1): 45-58. <http://www.scielo.org.mx/pdf/ciemar/v40n1/v40n1a4.pdf>
- Vega-Cendejas, M.E. 2004. Ictiofauna de la reserva de la biosfera Celestum, Yucatan: una contribución al conocimiento de su biodiversidad. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México. Serie Zoología*. 75(1): 193-206.
- Walker, P.H., Woodyer, K.D. & Hutka, J. 1974. Particle-size measurements by coulter counter of very small deposits and low suspended sediment concentrations in streams. *J. Sed. Petr.* 44(3): 673-679.
- Ward, R.R. 1974. Into the ocean world; the biology of the sea. 1^a ed. Alfred A. Knopf, New York, 161 p.

- Warwick, R.M., Platt, H.M., Clarke, K.R., Agard, J. & Gobin, J. Analysis of macrobenthic and meiobenthic community structure in relation to pollution and disturbance in Hamilton Harbour, Bermuda. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 138: 119-142.
- Watanabe, M. & Kimoto, M. 2000. Atmosphere-ocean thermal coupling in the North Atlantic: A positive feedback. *Q. J. R. Meteorol. Soc.* 126: 2243-3369.
- Wiebe, P.H. & Benfield, M.C. 2003. From the Hensen net toward four-dimensional biological oceanography. *Progress in Oceanography.* 56: 7–136.
- Wimpenny, R.S. 1966. The plankton of the sea. *Int. Rev. ges. Hydrobiol. Hydrogr.* 426 p.
- Zaret, J.H. 2014. *Biostatistical analysis*. 5th ed. Pearson 756 p.
- Zebiak, S.E. 1993. Air-sea interactions in the equatorial Atlantic region. *J. Clim.*, 6(8): 1567-1586.
- Zuur, A.F., Ieno, E.N., Walker, N.J., Saveliev, A.A. & Smith, G.M. 2009. *Mixed effects models and extensions in R*. Springer. 574 p.
- Zuur, A.F., Ieno, E.N. & Elphick, C.S. 2010. A protocol for data exploration to avoid common statistical problems. *Methods Ecol. Evol.*, 1: 3-14.

ANEXO 1

Paquetes libres utilizados en el libro

“Links para descargarlos:

BioEstat 5.3

<https://www.mamiraua.org.br/downloads/programas/>

Ayres, M., Ayres, M Jr., Ayres, D.L. & Santos, A.S. 2017. BioEstat 5.0. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e médicas. Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá IDSM/MCT/CNPq. 363 p.

PAST 4.07

<https://www.nhm.uio.no/english/research/infrastructure/past/>

Hämmer, Ø., Harper, D.A.T. & Ryan, P.D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. Palaeontologica Electronica. 4:9.

EstimateS

<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/EstimateSPages/EstimateSRegistration.htm>

Colwell, R.K. 2013. EstimateS 9.1.0 User’s Guide online:

<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/estimatespages/estsusersguide/estimatesusersguide.htm>

Biodiversity Pro

<https://www.sams.ac.uk/science/outputs/>

McAleece, N., Gage, J.D.G., Lamshead, P.J.D., Paterson, G.L.J. 1997 BioDiversity Professional statistics analysis software.

FiSAT II

<https://www.fao.org/fishery/topic/16072/en>

Gayanilo, F.C., Sparre, P., Pauly, D. 2005. FAO-ICLARM stock assessment tools II. User’s Guide. Computerized information series. Fisheries No. 8. FAO.

ANEXO II

Archivos de Excel® incluidos

- **Índices Ecológicos.xls** para la determinación de la diversidad α , β y el análisis de ecología trófica, como índices de amplitud y traslape de nicho.
- **Curva de Crecimiento.xls** para determinar la relación talla vs peso y certificar la significancia estadística de la isometría.
- **Modelo de von Bertalanffy.xls** para desarrollar la curva de crecimiento a partir del método gráfico de Ford-Walford y el modelo de von Bertalanffy.
- **Cálculo de índices.xls** para el cálculo de los índices de contaminación por metales.