UNIVERSIDAD DE VALPARAISO

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR Y DE RECURSOS NATURALES

CARRERA DE BIOLOGIA MARINA

Aspectos reproductivos y comerciales del erizo de mar *Centrostephanus sylviae* Fell, 1975 (Echinodermata: Echinoidea : Diadematidae) del Archipiélago Juan Fernández, Chile Insular - Oceánico

TESIS

M
B142a
2025

Sebastián Enzo Ignacio Báez Crovetto

2025

M
B142a
2025

UNIVERSIDAD DE VALPARAÍSO

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR Y DE RECURSOS NATURALES

CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA



Aspectos reproductivos y comerciales del erizo de mar *Centrostephanus sylviae* Fell, 1975 (Echinodermata: Echinoidea: Diadematidae) del Archipiélago Juan Fernández, Chile Insular-Oceánico

TESIS

SEBASTIÁN ENZO IGNACIO BÁEZ CROVETTO

2025

SEBASTIÁN ENZO IGNACIO BÁEZ CROVETTO

Trabajo de Titulación presentado en conformidad a los requisitos para obtener el título profesional de Biólogo Marino

COMISIÓN DE TÍTULO

Dra. Claudia Solange Navarrete Taito

Directora

(Universidad Andrés Bello)

Dr. Juan Manuel Estrada Arias

Miembro de la Comisión

(Universidad Andrés Bello)

Dr. Ítalo Masotti Muzzio

Miembro de la Comisión

(Universidad de Valparaíso)

TABLA DE CONTENIDOS

AGRADECIMIETOS Y DEDICATORIA 6
ÍNDICE DE TABLAS 8
ÍNDICE DE FIGURAS 10
RESUMEN 16
1. INTRODUCCIÓN. 18
1.1 Antecedentes. 18
1.2 El caso del erizo comestible fernandeciano: *Centrostephanus sylviae* 23
1.3 Aspectos anatómicos, celulares y ambientales fundamentales en los erizos de mar 27
1.4 Aspectos comerciales de los erizos de mar como recursos hidrobiológicos. 32
2. OBJETIVOS 38
2.1 Objetivo general. 38
2.2 Objetivos específicos. 38
3. HIPÓTESIS 39
4. MATERIALES Y MÉTODOS 40
4.1 Zona de estudio 40
4.2 Recolección de los animales. 41
4.3 Talla y peso de los animales. 42
4.4 Indicadores biométricos 42
4.5 Ciclo reproductivo anual 43
4.6 Caracterización comercial de las gónadas. 44
4.7 Análisis estadísticos 45
5. RESULTADOS 48
5.1 Análisis estacional. 50
5.2 Análisis por cohortes. 52
5.3 Ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* 54
5.4 Aspectos comerciales de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. 63
5.4.1 Coloración de las gónadas. 64
5.4.2 Textura de las gónadas. 67
5.4.3 Firmeza de las gónadas 69

5.4.4 Grados de calidad comercial de las gónadas. 71
6. DISCUSIÓN 75
6.1 Identidad taxonómica formal del erizo negro de Juan Fernández. 75
6.2 Aspectos biológicos y reproductivos determinados en *Centrostephanus sylviae* 78
6.3 Aspectos e implicancias comerciales determinados a partir del análisis de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. 83
7. CONCLUSIÓN 87
8. LITERATURA CITADA 90

AGRADECIMIETOS Y DEDICATORIA

Re we lelay tati ("eso no es así no más"); *i.e.*, las cosas no son necesariamente lo que aparecen, lo que muestran, son más bien lo que esconden.

– Expresión anónima indígena de la tradición oral Mapuche (Penroz 2001).

****

En primer lugar, quiero dedicar esta tesis a mi familia, especialmente a mi hermano menor Diego A. A. Báez Crovetto, con tal de inspirarlo a alcanzar cualquier meta que se proponga por delante; que sepa que siempre puede contar conmigo para todo lo que anhele, al igual que con el resto de la familia. *Dieguito*, tu bella personalidad y tus honestas intenciones son tus más grandes dones; confía, practica y nunca te rindas.

Durante la *gestación y desarrollo* de esta tesis siempre me sentí respaldado por mi estimado Profesor Donald Irving Brown González (1950-2023), Profesor de Estado en Biología y Ciencias y Académico Titular de la Universidad de Valparaíso. Dedico esta tesis a usted también, *Profe' Donald*, de parte de uno de sus miles de alumnos que tuvimos el honor de ser regañados y exigidos hasta el máximo en todos los aspectos de la vida académica y diaria. Detrás de su imponente semblante siempre sentí a un mentor fraterno, empático, entregado y coherente; digno de admiración. Espero cumplir sus exigencias en este trabajo.

En tercer lugar, quiero también dedicar esta tesis a la comunidad *fernandeciana* del Archipiélago Juan Fernández. Todo indica que fue mi ancestro paterno, Hermógenes Báez, quien fundó este vínculo entre estas islas y mi familia. Entre los años 2018-2019 logré por

primera vez conocer este increíble lugar, durante mi práctica profesional. Esta experiencia me impulsó a realizar esta tesis a partir del año 2020, lo que me permitió conocer un poco más a mis parientes isleños. Espero que el trabajo y la información reunida en este trabajo logre sentar las bases que la comunidad fernandeciana necesita para la gestión sostenible del erizo negro de Juan Fernández.

Finalmente, agradecer al Dr. Luis Pardo, al Dr. Billy Ernst Elizalde, al Dr. Juan Manuel Estrada, a la Dra. Gabriela Muñoz y a la Bibliotecóloga Jeannete Santana Soto. También destaco y agradezco la asistencia y apoyo de *Marenostrum Expediciones* (Germán Recabarren y Gloria Bermúdez). En especial, quiero agradecer al Dr. Julio Chamorro Solís y a la Dra. Claudia Navarrete Taito, quiénes, cuando todo se ponía cuesta arriba, reconocieron mi potencial y me inspiraron a nunca soltar este trabajo. Por supuesto también, a la familia González Aguirre y a la familia González-Beeche; mis otras familias isleñas.

A todos los nombrados y aludidos mi sincero y más profundo agradecimiento.

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Número de registros en Echinoidea desde la World Echinoidea Database – Kroh & Mooi (2024). 18

Tabla 2. Distribución global de erizos comestibles. Fuente: modificado de Camacho-Lopes (2023), en base a Micael et al. (2016) y Stefansson et al. (2017) 20

Tabla 3. Aspectos técnicos en el uso del Índice Gonado-somático (IG) como indicador del tamaño relativo de las gónadas en erizos de mar. Fuente: Giese (1959); Mercier & Hamel (2009); Ebert et al. (2011) 31

Tabla 4. Características y vacíos de investigación de *Centrostephanus sylviae* como especie de explotación alternativa en Chile 37

Tabla 5. Criterios de evaluación comercial utilizado para las gónadas de *Centrostephanus sylviae* en base al color, textura y firmeza. Puntaje de mayor a menor: premium (A), alta calidad (B), grado C = calidad mediocre, grado D = calidad inaceptable. Fuente: Adaptado de Pert et al. (2018) 45

Tabla 6. Datos biométricos recolectados de diámetro horizontal (DH), peso total individual (PT), peso de las gónadas (PG) e Índice Gonado-somático (IG) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3.0. 48

Tabla 7. Distribución mensual de datos recolectados (y calculados) del Índice Gonado-somático (IG, n = 276) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 52

Tabla 8. Distribución por grupos de talla de los datos recolectados (y calculados) del Índice Gonado-somático (n = 276) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 53

Tabla 9. Distribución por grupos de talla de los datos recolectados (y calculados) del Índice Gonado-somático (n = 276) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 55

Tabla 10. Resultados de la prueba ANOVA para datos no paramétricos usando los valores de Índice Gonado-somático (IG) con "etapa" (del ciclo reproductivo anual) como factor. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 60

Tabla 11. Parámetros descriptivos de los valores promedio de Índice Gonado-somático correspondientes a cada etapa del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*. DT: Desviación estándar. ET: Error típico. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 61

Tabla 12. Período de desove en poblaciones de *Centrostephanus rodgersii* a lo largo de un rango de latitudes en Australia y Nueva Zelanda; incluyendo a C. sylviae. Se indican la temperatura superficial del mar (TSM) y las horas de luz durante el desove (*). SD: Sin datos. Fuente: Adaptado de Pecorino et al. (2013). Horas de luz en Isla Robinson Crusoe según © Time and Date AS 1995-2025 (https://www.timeanddate.com/worldclock/@3873018).79

Tabla 13. Relación entre etapas reproductivas y calidad comercial: Recomendaciones de cosecha para Centrostephanus sylviae. Fuente: elaboración propia. 86

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Erizos comestibles de Chile continental e insular, en vista aboral. *C. sylviae* = Ø7.5 cm, vivo. *L. albus* = Ø5 cm, en seco. *Ech. insularis* = Ø10.3 cm [incluyendo espinas], en seco. *Tr. gratilla* = Ø6.9 cm, en seco. Fuente: registro propio (2020); Schultz (2015) y Kroh & Mooi (2024). 22

Figura 2. Distribución geográfica de las ocho especies en el género *Centrostephanus* basado en 3.534 registros georreferenciados. Fuente: modificado de GBIF (2023). 25

Figura 3. Anatomía del erizo de mar *Strongylocentrotus droebachiensis* y tipos de pedicelarios en el erizo de mar *Centrostephanus longispinus rubicingulus*; (a–b) Globíferos; (c) Claviformes; (d) Tridentados; (e) Trifoliados; (f) Oficéfalos; (g) Placas del marco; (h) Espículas de los pies ambulacrales; (i) Elemento esquelético de la roseta; (j) Pie ambulacral; fm = marco; rt = roseta; ts = espícula de los pies ambulacrales. Fuente: James & Siikavuopio (2012) y Gondim et al. (2018). 27

Figura 4. Anatomía externa de *Centrostephanus sylviae*; natural/vivo (izquierda) y descubierto/seco aboralmente (derecha). Cada radio (1–5) está representado por una región ambulacral (canales vasculares y pies) y cada inter-radio (I–V) por una región interambulacral (genital), ubicándose la superficie oral y la superficie aboral a cada lado. Escala = 10 mm. Fuente: Adaptado de Moreno et al. (2012), más registro propio. 28

Figura 5. Modelo de ciclo reproductivo anual de seis etapas para erizos de mar adultos. En este ejemplo, las etapas más adecuadas para su uso/consumo (líneas y texto en gris) son aquellas cuando los erizos son firmes y no supuran gametos, mientras que no son adecuadas

para el mercado (líneas y texto negro) cuando están cerca de su pico reproductivo y los erizos supuran gametos fácilmente. Fuente: Adaptado de Suckling et al. (2022)..... 30

Figura 6. Producción global de captura (en toneladas) entre el año 2000 y 2021 respecto de los 32 países más relevantes en términos de pesquerías de erizo de mar; con un ejemplo de los desembarques para la especie *Centrostephanus rodgersii* (en kilogramos). Fuente: Desembarques globales a partir de análisis con datos de la FAO y el software FishstatJ (2020). Desembarques de *C. rodgersii* desde Westcott et al. (2022). 33

Figura 7. Principales formatos de importación de gónadas de erizo de mar desde Chile a Japón. Fuente: Elaboración propia a partir de datos de la FAO y el software FishstatJ (2020). 34

Figura 8. Sistema de clasificación visual utilizado para evaluar la calidad de las "lenguas" de *Heliocidaris erythrogramma*; basado en el color, la textura y la firmeza de las gónadas. A: Gónadas de calidad premium. B: Gónadas de alta calidad. C: Gónadas de calidad mediocre. D: Gónadas de calidad inaceptable. Escala: en milímetros. Fuente: Adaptado de Pert et al. (2018)..... 36

Figura 9. Zona de estudio: El triángulo indica la zona de recolección de las muestras (a ≈1 Km desde el muelle San Juan Bautista). Círculo rojo: Punta Pangal. Fuente: Elaboración propia en QGIS 3.26.0. 40

Figura 10. Análisis bivariado de peso (PT) – talla (DH) en *Centrostephanus sylviae*: comparación de escala lineal y logarítmica (n = 276). Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3. 49

Figura 11. Análisis bivariado del peso de las gónadas – talla (izquierda) y del Índice Gonado-somático (IG) – talla (derecha) en *Centrostephanus sylviae*. N = 276. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3 49

Figura 12. Corte transversal de la testa y disección de las cinco gónadas de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: registro propio con cámara móvil y microscopio digital (x75). 50

Figura 13. Distribución mensual de los datos recolectados de *Centrostephanus sylviae* (n = 276). Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3 51

Figura 14. Distribución mensual de los datos recolectados de *Centrostephanus sylviae* (n = 276). Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3 52

Figura 15. Variación promedio mensual 2021-2022 del Índice Gonado-somático (± desviación estándar) de *Centrostephanus sylviae* (n = 135): Comparación entre valores crudos (%) y con transformación logarítmica [log(IG)] para estabilizar la varianza. Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3. 55

Figura 16. Crecimiento ovárico durante el ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*; dividido en cinco etapas: a. Recuperación, b. Crecimiento, c-d. Maduración, e. Desove parcial, f. Vaciado. La caracterización de cada etapa se realizó según la presencia/ausencia de fagocitos nutritivos (FN), el lumen (L), ovocitos pre-vitelogéncios (OP, puntas blancas en a, b), ovocitos vitelogénicos (OV, puntas negras en b) y ovocitos residuales (OR, puntas negras en f). Fuente: Elaboración propia con LAS EZ ver. 3.4.0. y (Fiji Is Just) ImageJ ver. 1.54f. 58

Figura 17. Crecimiento testicular durante el ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*; dividido en cinco etapas: a. Recuperación, b. Crecimiento, c-d. Maduración, e. Desove parcial, f. Vaciado. La caracterización de cada etapa se realizó según la

presencia/ausencia y distribución de fagocitos nutritivos (FN, puntas negras en c, e, f), el lumen (L), la línea germinal (LG, puntas negras en a), espermatogonias (EG), espermatocitos (EC), espermátidas (ET), espermatozoides maduros (EZ) y espermatozoides residuales (ER, puntas blancas en f). Fuente: Elaboración propia con LAS EZ ver. 3.4.0. y (Fiji Is Just) ImageJ ver. 1.54f. 59

Figura 18. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de cada etapa del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* (n = 135). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3. 61

Figura 19. Frecuencia acumulada mensual y por sexo de las etapas del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* (n = 135). Fuente: Elaboración propia en Microsoft Excel. 62

Figura 20. Distribución mensual del color de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. N1: naranjo brillante. A1: amarillo brillante. N2: naranjo obscuro/pálido. A2: amarillo obscuro/pálido. C: café. Fuente: Elaboración en Excel. 65

Figura 21. Distribución por cohortes de talla del color de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. N1: naranjo brillante. A1: amarillo brillante. N2: naranjo obscuro/pálido. A2: amarillo obscuro/pálido. C: café. Fuente: Elaboración en Excel 66

Figura 22. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de cada color detectado en las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3. 67

Figura 23. Distribución mensual en la textura de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel. 68

Figura 24. Distribución por grupos de talla en la textura de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel..... 68

Figura 25. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de cada tipo de textura detectada en las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3..... 69

Figura 26. Distribución mensual en la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel..... 70

Figura 27. Distribución mensual en la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel..... 70

Figura 28. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3..... 71

Figura 29. Distribución mensual en los grados de calidad comercial de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Calidad A: premium. Calidad B: Alta. Calidad C: Mediocre. Calidad D: Inaceptable. Fuente: Elaboración propia en Excel..... 72

Figura 30. Distribución por grupos de talla de los grados de calidad comercial de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Calidad A: premium. Calidad B: Alta. Calidad C: Mediocre. Calidad D: Inaceptable. Fuente: Elaboración propia en Excel..... 73

Figura 31. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de los grados nominales de calidad comercial (A: calidad premium; B: calidad alta; C: calidad mediocre; D: calidad inaceptable) estimados a partir las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3..... 74

Figura 32. Comparación morfológica entre *Centrostephanus sylviae* (Ø74.6 mm*, en vista aboral; Is. Rob. Crusoe, costa oeste) y *C. rodgersii* (Ø35 mm, en vista lateral; Puerto de Sydney, Australia), incluyendo sus respectivos sistemas apicales al descubierto*. Escala = 10 mm. Fuente: Adaptado de Department of Invertebrate Zoology Collections SNMNH (2023) y Schultz (2015)..... 77

RESUMEN

El erizo de mar *Centrostephanus sylviae*, una especie autóctona y dominante del Archipiélago Juan Fernández (Chile Insular-Oceánico), posee un gran potencial comercial debido a la excelencia de sus gónadas. No obstante, su biología reproductiva ha permanecido incierta. Por consiguiente, la finalidad de esta investigación fue determinar aspectos reproductivos y comerciales en el erizo de mar *C. sylviae* (Fell, 1975) en el Archipiélago de Juan Fernández. Se estudió su ciclo anual y calidad gonadal a partir de muestreos mensuales (marzo/2021 a febrero/2022) desde el reconocido sector "El Adriático" (33°38'29.1"S, 78°49'10.7"W), Isla Robinson Crusoe (zona noreste), examinando 135 gónadas de manera histológica y 235 a través de una evaluación visual/táctil (muestra general = 276 especímenes). Los resultados indicaron que la fase de Maduración (mayo/junio de 2021) obtuvo el Índice Gonado-somático más elevado (IG, media: 17.20±9.51%), aunque con gónadas relativamente frágiles (calidades "B" y "C"), mientras que la fase de Crecimiento (marzo/abril de 2021 y enero/febrero de 2022) pudo enlazar un IG elevado (10.51±3.43%) con una calidad premium (calidad "A": colores naranja/amarillo brillante, textura fina/firme), reconociéndose como el periodo biológicamente ideal para la recolección. Por otro lado, las fases de Desove Parcial (junio/agosto de 2021) y Vaciado (septiembre/diciembre de 2021) denotaron un IG predominantemente bajo (6.49±4.74% y 4.53±2.59%, respectivamente) y una calidad inaceptable (calidad "D": colores café/blanco, textura gruesa/blanda), en correspondencia con la liberación de los gametos. En fase de Recuperación (agosto de 2021 a enero/febrero de 2022), las gónadas exhibieron una calidad superior (calidad "A") a pesar de un IG moderado (6.17±2.72%), vinculado a su firmeza y coloración ideal. Este estudio

confirmó que *C. sylviae* es una especie dioica, iterópara y de fecundación externa, pudiendo dividir su ciclo anual reproductivo adulto en cinco fases o etapas cuya periodicidad fue de tipo estacional. Los aspectos reproductivos detectados en *C. sylviae* revelaron ser sincronizados entre hembras y machos, al igual que fueron muy similares a los patrones reportados para las especies indo-pacíficas *C. rodgersii* y *C. tenuispinus* (Australia y Nueva Zelanda). Estos hallazgos podrían proporcionar una base para la construcción de objetivos biológicos de referencia en caso de llegar a formalizarse esta actividad de explotación: Aproximadamente, una extracción de febrero hasta abril (fases Recuperación + Crecimiento) incrementaría el rendimiento comercial, mientras que desde junio hasta agosto (fase de Desove) sería un periodo crucial para la reproducción y renovación poblacional. El adiestramiento local en el reconocimiento de las características sensoriales estudiadas (color, textura, firmeza), más la inclusión de otras de importancia organoléptica (*e.g.*, sabor y olor) podría mejorar la detección de gónadas comerciales, balanceando así el uso económico y el manejo de esta singular especie.

1. INTRODUCCIÓN.

1.1 Antecedentes.

El tema central de esta tesis es la biología y reproducción de los erizos de mar, especialmente aquellos comestibles. Los *equinoideos* son animales invertebrados y marinos ampliamente reconocidos que pertenecen a la clase Echinoidea (Schumacher, 1817) del filo Echinodermata (Klein, 1778). Esta clase incluye a los denominados erizos, corazones, botellas y dólares de mar, entre otros representantes (1.013 especies existentes; tabla 1) (Kroh & Mooi 2024). Este filo se subdivide, a su vez, en la subclase Cidaroidea (grupo primitivo y ancestral, con 157 especies existentes y un único orden: Cidaroida; tabla 1) y en la subclase Euechinoidea (*erizos verdaderos*; 856 especies distribuidos en 16 órdenes existentes; Tabla 1) (Kroh & Mooi 2024).

Tabla 1. Número de registros en Echinoidea desde la World Echinoidea Database. Fuente: Kroh & Mooi (2024).

Taxa	Número de especies	Proporción (%)
Clase ECHINOIDEA	4.263	100
Fósil	3.250	76,2
Existente	1.013	23,8
Subclase CIDAROIDEA	468	100
Fósil	311	66,5
Existente	157	33,5
Subclase EUECHINOIDEA	3.625	100
Fósil	2.769	76,4
Existente	856	23,6

La clasificación taxonómica de los erizos de mar ha sido exhaustivamente revisada (Coppard *et al.* 2010; Kroh & Smith 2010; Mooi & Munguia 2014; Mongiardino-Koch *et al.* 2022). Para efectos prácticos estos animales siguen siendo agrupados en *erizos regulares*

(infraclase Aulodonta e infraclase Carinacea) o en *erizos irregulares* (infraclase Irregularia) según, por ejemplo, del tipo de simetría corporal en la adultez (*i.e.*, radial o bilateral) o en base a la presencia/ausencia y/o la forma del aparato masticador (*i.e.*, *linterna de Aristóteles*); entre tantos otros criterios de clasificación taxonómica (Schultz 2015; Mongiardino-Koch *et al.* 2018; Kroh 2020).

A nivel geográfico, los equinoideos están presenten en todos los tipos de sustratos marinos del planeta desde aguas polares, arrecifes tropicales, hasta profundidades abisales (Uthicke *et al.* 2009; Poore *et al.* 2012; Lawrence 2020; Steneck 2020); siendo regularmente uno de los componentes clave de las comunidades dada su capacidad de alterar la estructura comunitaria de los organismos fundacionales (*i.e.*, sobreconsumo de bosques macroalgales/praderas de pasto marino), reconocidos como agentes persistentes de cambios de fase en el bentos de los ecosistemas marinos (Pinnegar *et al.* 2000; Uthicke *et al.* 2009; Poore *et al.* 2012; Filbee-Dexter & Scheibling 2014; Hermosillo-Núñez 2020; Steneck 2020; Uribe *et al.* 2021).

Localmente, una mayoría de especies suele habitar sitios de difícil acceso (*i.e.*, sustratos heterogéneos usualmente asociados a zonas de rompiente, *e.g.*, grietas/cuevas) en respuesta a la exclusión espacial por parte de múltiples depredadores (*e.g.*, grandes asteroideos, crustáceos decápodos o peces durófagos en las familias Balistidae, Carangidae, Diodontidae, Heterodontidae, Labridae, Muraenidae, Myliobatidae, Tetraodontidae, incluyendo varias especies del orden Chimaeriformes) (Vance & Schmitt 1979; Ebert 1982; Tegner & Levin 1983; Carpenter 1997; Vandewalle *et al.* 2000; Kowalewski & Nebelsick 2003; Young & Bellwood 2012; Petsios *et al.* 2023; Day *et al.* 2024b). Como resultado, los

erizos que habitan sustratos de baja complejidad suelen agruparse, formando así grandes frentes u hordas de espinas entrelazadas (*e.g.*, géneros *Strongylocentrotus*, *Diadema* y *Arbacia*) (Fujita 2010; Reyes-Bonilla & Herrero-Pérezrul 2014; Hernández 2017). Estas *ericeras* o unidades de protección social (*sensu* Hernández 2017 y Byrne & Andrew 2020) también son utilizadas para retener y capturar algas a la deriva durante los periodos iluminados (Rodríguez 2003; Krumhansl & Scheibling 2012), momento cuando teóricamente los erizos limitarían casi al máximo su desplazamiento para evitar encuentros con potenciales depredadores (Vance & Schmitt 1979; Pawson & Miller 1983; Jones & Andrew 1990; Ling *et al.* 2009; Fujita *et al.* 2013; Ling *et al.* 2015; Gondim *et al.* 2018; Uribe *et al.* 2021; Day *et al.* 2024b, 2025).

Cabe destacar desde un principio que es en el grupo de los erizos regulares (*i.e.*, Aulodontos y Carináceos) donde se ubica la gran mayoría de los erizos comestibles a nivel global (Tabla 2). Estas especies históricamente han formado parte de la subsistencia alimentaria y económica del ser humano por miles de años (Weisler *et al.* 2019; Vásquez 2020). Actualmente, unas 23 especies de erizos son reconocidos recursos hidrobiológicos sometidos a explotación pesquera doméstica y/o industrial, con fines principalmente alimentarios (Sun & Chiang 2015; Micael *et al.* 2016; Stefansson *et al.* 2017; Camacho-Lopes 2023).

Tabla 2. Distribución global de erizos comestibles. Fuente: modificado de Camacho-Lopes (2023), en base a Micael et al. (2016) y Stefansson et al. (2017).

#	Nombre común	*Especie*	Distribución
1	Erizo blanco	*Strongylocentrotus pallidus*	Japón, Noruega, Rusia.
2	Erizo chileno	*Loxechinus albus*	Chile, Perú.
3	Erizo de Tsugaru	*Glyptocidaris crenularis*	China, Japón, Corea.

4	Erizo del Mediterráneo	*Paracentrotus lividus*	Atlántico, Mediterráneo.
5	Erizo europeo	*Echinus esculentus*	Atlántico norte, Escocia.
6	Erizo japonés	*Strongylocentrotus intermedius*	Japón, Rusia, Corea, China.
7	Erizo jaspeado	*Lytechinus variegatus*	Atlántico occidental, Caribe.
8	Erizo morado	*Heliocidaris erythrogramma*	Océano Pacífico occidental, Australia.
9	Erizo morado	*Strongylocentrotus purpuratus*	Pacífico nororiental, de Alaska a California.
10	Erizo morado de Dalian	*Mesocentrotus nudus*	Japón, China.
11	Erizo morado japonés	*Heliocidaris crassispina*	Japón, Korea, China.
12	Erizo negro	*Diadema setosum*	Japón.
13	Erizo negro espinas-largas	*Centrostephanus rodgersii*	Sur de Australia, Nueva Zelanda.
14	Erizo negro espinas-largas	*Stomopneustes variolaris*	Indo-Pacífico tropical, Sri Lanka.
15	Erizo perforador	*Echinometra spp.*	Circumtropical (todos los océanos).
16	Erizo recolector (Vana en lengua rapanui)	*Tripneustes gratilla / Tr. depressus / Tr. ventricosus*	Circumtropical (todos los océanos).
17	Erizo rojo	*Mesocentrotus franciscanus*	Pacífico nororiental (de Alaska a California), Columbia Británica.
18	Erizo rosado	*Pseudocentrotus depressus*	Japón, Corea.
19	Erizo subártico	*Strongylocentrotus polyacanthus*	Alaska, Rusia.
20	Erizo verde	*Hemicentrotus pulcherrimus*	Japón, Korea, China.
21	Erizo verde	*Strongylocentrotus droebachiensis*	Circumpolar (norte), Pacífico.
22	Erizo verde costero	*Psammechinus miliaris*	Atlántico nororiental.
23	Kina (en lengua maorí)	*Evechinus chloroticus*	Nueva Zelanda.

En Chile, el conocimiento sobre la clase Echinoidea se ha limitado a unos pocos trabajos integrales, al igual que existen muy pocos especialistas en ejercicio (Pawson 2009). En la obra monográfica *Biodiversidad de Equinodermos Chilenos,* el Dr. Arturo Larraín reportó un total de 360 especies existentes de equinodermos, con tan solo 63 especies de erizos de mar existentes (provenientes de 10 órdenes, 22 familias y 38 géneros) a nivel nacional (Larraín 1995; Pawson 2009; Martínez *et al.* 2018). De estas 63, tan solo 4 especies de erizo han sido consideradas comestibles, siendo el erizo rojo *Loxechinus albus* Molina 1782 (fam. Parechinidae) la especie con mayor distribución nacional y la única explotada tanto a escala artesanal como industrial (Larraín 1995; Andrew *et al.* 2002; Vásquez 2020). En 2022, la pesca de *L. albus* registró desembarques de 14.176 toneladas, con un 99,3% destinado a exportación en formato congelado (SERNAPESCA 2023). Esta actividad empleó

a aproximadamente 8.000 pescadores artesanales, bajo cuotas globales de 14.000 toneladas asignadas a las regiones de Los Lagos y Aysén (SERNAPESCA 2024).

Para la Región de Valparaíso (33°S) otras tres especies de erizos comestibles también han sido documentadas, exclusivamente para el territorio insular oceánico nacional, presentando un régimen de uso prácticamente doméstico. En el Archipiélago Juan Fernández (AJF) (33°38′29″S – 78°50′28″O) está ampliamente distribuido el erizo negro *Centrostephanus sylviae* Fell 1975 (Fig. 1) (Codoceo 1971; Fell 1975; Tapia-Guerra *et al.* 2021; Vera-Duarte *et al.* 2024, 2025), distinguiéndose de *Arbacia nigra* Molina 1782 (i.e., el erizo negro continental). Cabe mencionar también que en *Rapa Nui*/Isla de Pascua (27°07′10″S – 109°21′17″O) están presentes *Tripneustes gratilla* Linnaeus 1758 y *Echinometra insularis* H. L. Clark 1912 (Fig. 1), reconocidos erizos comestibles que en lengua *rapanui* se llaman "Hatuke/Hetuke" y "Vana", respectivamente (Fell 1974; Castilla & Rozbaczylo 1987; SERNAPESCA 2021).

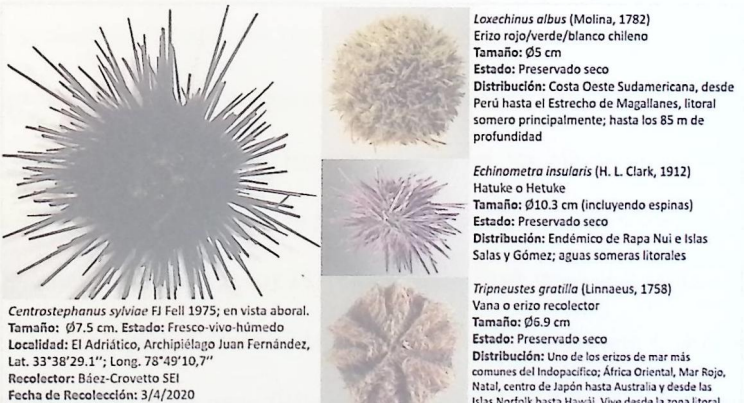


Figura 1. Erizos comestibles de Chile continental e insular, en vista aboral. Fuente: Registro propio (2020); Schultz (2015) y Kroh & Mooi (2024).

A diferencia de los erizos *L. albus* y *Ech. insularis*, tanto *C. sylviae* como *Tr. gratilla* no cuentan con un ingreso en el Registro de Pesca Artesanal (RPA) ni con algún plan de vigilancia de sus capturas, desembarques y/o estadísticas.

1.2 El caso del erizo comestible fernandeciano: *Centrostephanus sylviae*.

En perspectiva, los erizos de mar en la familia Diadematidae (7 géneros y 29 especies) se distribuyen en forma tropical-subtropical (Mortensen 1940; Kroh & Mooi 2023). En Chile, la familia Diadematidae está representada exclusivamente por especies insular-oceánicas y temperadas del Archipiélago Juan Fernández (*C. sylviae*) e Isla de Pascua/Rapa Nui (género *Diadema*, tres especies: *D. palmeri*, *D. paucispinum* y *D. savignyi*) (Codoceo 1971, 1974, 1976; Fell 1974, 1975; Mechó *et al.* 2019, 2021).

Estos erizos diademátidos se caracterizan por ser globosos y de gran tamaño (> Ø10 cm), de crecimiento moderado a rápido (Ebert 1982, 2020) y ser esencialmente omnívoros o herbívoros facultativos (Mortensen 1940; Muthiga & McClanahan 2020). En particular, los diademátidos del género *Centrostephanus* se distinguen por presentar rasgos morfológicos distintivos; como la presencia de espinas *miliares* en las placas orales del *peristomio* (membrana oral). También cuentan con *pedicelarios globíferos* (venenosos) concentrados en la zona oral, principalmente (Agassiz 1878; Mortensen 1940; Pawson & Miller 1983; Schultz 2015). De las ocho especies reconocidas para el género, *C. rodgersii*, *C. tenuispinus* y *C. sylviae* formarían un grupo monofilético y un clado de distribución Indo-Pacífico; con estrategias e historias de vida similares (Fell 1975; Pawson & Miller 1983; Byrne & Andrew 2020). *C. sylviae* se distingue de sus congéneres solo por sus espinas relativamente más

delgadas y alargadas en comparación con *C. rodgersii*, así como por la ausencia *tubérculos* grandes y distintivos en las placas del *sistema apical* (zona aboral), las que sí están notoriamente presentes en *C. tenuispinus* (Fell 1975).

El descubrimiento de *C. sylviae* se remonta al verano de 1965, cuando la Dra. Sylvia Earl recolectó cinco diademátidos en Isla Robinson Crusoe y 28 más en Isla San Félix durante una expedición a bordo del R/V *Anton Bruun*. Tras analizar estas muestras, el Dr. F. Julian Fell identificó una nueva especie dentro del género *Centrostephanus*, apodada *sylviae* en honor a la destacada trayectoria científica de la Dra. Earl (Fell 1975). En aquel entonces, *C. sylviae* fue descrito como un erizo globoso y achatado, levemente hundido oral y aboralmente, cuya coloración más típica suele ser un violeta muy oscuro, casi negro (mientras que las espinas varían bastante en sus tonalidades: negras, violetas, amarillentas, café, burdeo o blanquecinas), cuerpo que suele teñir al ser manipulado y alcanzar grandes tallas (> Ø70 mm) (Codoceo 1971; Fell 1975). La revisión de sus contenidos intestinales han revelado señales de omnivoría al presentar fibras vegetales y conchas de vermétidos (Mollusca: Gastropoda: Lottirinimorpha: Vermetidae), junto con sedimentos y pedazos de piel, escamas y/o carne de peces pelágicos; como de la "breca" *Nemadactylus gayi* (Codoceo 1971; Fell 1975; Parin *et al.* 1997).

Inicialmente, *C. sylviae* fue reportado con una distribución batimétrica entre 9 y 75 metros (Fell 1975; Schultz 2015), la que Parin *et al.* (1997) posteriormente extendieron a más de 400 m. La distribución de *C. sylviae* podría fácilmente abarcar más de 800 km de extensión latitudinal (Véliz *et al.* 2021), extendiéndose desde los montes submarinos de la Dorsal de

Nazca (22°S–88°O) hasta los montes submarinos de la dorsal de Juan Fernández (33°S–78°O), una distancia aproximada de 1.300 km (Fig. 2).

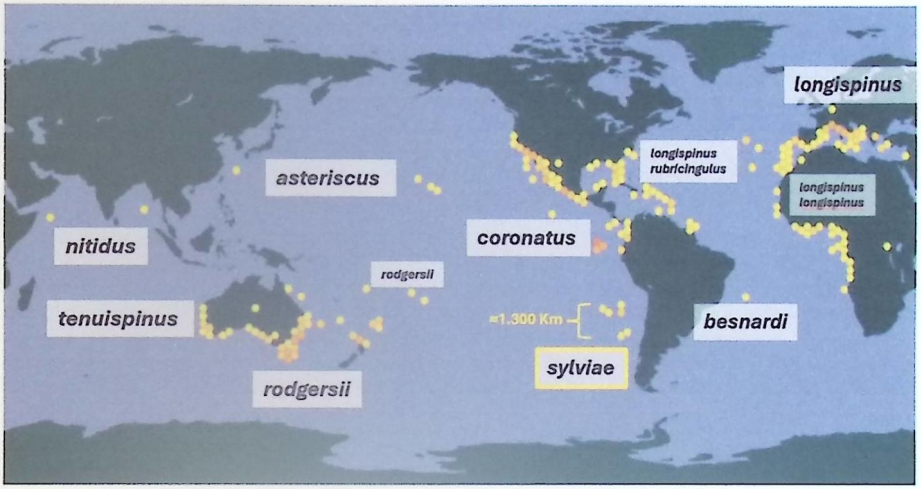


Figura 2. Distribución geográfica de las ocho especies en el género *Centrostephanus* basado en 3.534 registros georreferenciados. Fuente: Modificado de GBIF (2023).

A continuación, se reconoce la sistemática de *Centrostephanus sylviae* de acuerdo con Kroh & Mooi (2022) y se determina su *estado del arte* (debajo):

***Centrostephanus sylviae* Fell, 1975**

Reino: Animalia.
Filo: Echinodermata Klein, 1778.
Subfilo: Echinozoa Haeckel en Zittel, 1895.
Clase: Echinoidea Schumacher, 1817.
Subclase: Euechinoidea Bronn, 1860.
Infraclase: Aulodonta Jackson, 1912.
Superorden: Diadematacea Duncan, 1889.
Orden: Diadematoida Duncan, 1889.
Familia: Diadematidae Gray, 1855.
Género: *Centrostephanus* Peters, 1855.
Especie: *Centrostephanus sylviae* Fell, 1975.

Sinonimias encontradas en la literatura (estado del arte):

-*Aspidodiadema microtuberculatum*: **Codoceo M. 1971.** *Aspidodiadema microtuberculatum* Agassiz, en Islas de Juan Fernández y Desventuradas (Echinoidea, Diadematidae). Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural, Chile 177: 6-8.

-*Centrostephanus sylviae*: **Codoceo M. 1976.** Asteroidea, Echinoidea and Holothuroidea of the Desventuradas and Juan Fernández islands off Chile with new records of the last archipelago. Thalassia Jugoslavica 12(1): 87-98.

-*Centrostephanus rodgersii*: **Rozbaczylo N & JC Castilla. 1987.** Invertebrados marinos del archipiélago Juan Fernández. In: Castilla JC (ed). Islas Oceánicas Chilenas: Conocimiento Científico y Necesidades de Investigaciones, pp. 167-189.

-*Aspidodiadema microtuberculatum*: **National Geographic & OCEANA. 2014.** Islas Desventuradas: Biodiversidad marina y propuesta de conservación. Informe de la expedición "Pristine Seas", 62 pp.

-*Centrostephanus sylviae*: **Schultz H. 2015.** 1 Handbook of Zoology. Echinodermata. Volume 1: Echinoidea. Schmidt-Rhaesa A (ed). 396 pp. De Gruyter, Hemdingen, Germany.

-*Centrostephanus rodgersii*: **Friedlander AM, E Ballesteros, JE Caselle, CF Gaymer, AT Palma, I Petit, E Varas, AM Wilson & E Sala. 2016.** Marine Biodiversity in Juan Fernández and Desventuradas Islands, Chile: Global Endemism Hotspots. PLOS ONE 11(1): e0145059.

-*Centrostephanus* sp: **Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia & J Contreras. 2022.** MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ. PRIMERA ETAPA. PROYECTO FIPA 2021-34: INFORME FINAL CORREGIDO. Programa Anual de Investigación, año 2022. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 184 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-117014.html>.

-*Centrostephanus sylviae*: **Véliz D, N Rojas-Hernández, P Fibla, B Dewitte, S Cornejo-Guzmán & C Parada. 2021.** High levels of connectivity over large distances in the diadematid sea urchin *Centrostephanus sylviae*. PLOS ONE 16(11): e0259595.

-*Centrostephanus sylviae*: **Riquelme R. 2022.** Incremento en la presencia de erizos (*Centrostephanus sylviae*) en las capturas dirigidas a langosta de Juan Fernández (*Jasus frontalis*): caracterización de esta relación y escenarios posibles. Tesis de Magíster en Gestión de Recursos Acuáticos, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, 44 pp.

-*Aspirodiadema microtuberculatum* / *Centrostephanus silviae*: **Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia, S Cornejo-Guzmán, LM Pardo, I Hinojosa & Á Aguilar. 2022.** MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ, 2021. Programa Anual de Investigación, año 2021. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 246 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-116934.html>.

-*Aspirodiadema microtuberculatum* / *Centrostephanus silviae*: **Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia, C Amaya, V Núñez, J Carreño & V Valeria. 2024.** MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ, FASE II. PROYECTO FIPA 2022-21: INFORME FINAL CORREGIDO. Programa Anual de Investigación, año 2022. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 196 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-114552.html>

-*Centrostephanus sylviae*: **Núñez-Espinosa VP. 2024.** Aumento demográfico del erizo de espinas largas *Centrostephanus sylviae* en la isla Robinson Crusoe y Santa Clara del archipiélago Juan Fernández: Una aproximación biofísica y ecológica. Tesis de Magíster en Ciencias con Mención en Oceanografía, Universidad de Concepción, 58 pp.

- *Centrostephanus sylviae*: **Vera-Duarte J, SA Carrasco, B Mettifogo, CF Gaymer, AM Friedlander, RA Wahle, Á Palma & IA Hinojosa. 2024.** Exploring the establishment of the long-spined sea urchin *Centrostephanus sylviae* in the Juan Fernández Archipelago, Chile: ecosystem threats and future conservation efforts in a biosphere reserve [Research Square: En revision/Pre-print].

- *Centrostephanus sylviae*: **Vera-Duarte J, SA Carrasco, B Mettifogo, CF Gaymer, AM Friedlander, RA Wahle, Á Palma & IA Hinojosa. 2025.** The impact of the rise in the abundance of the long-spined sea urchin (*Centrostephanus sylviae*) on coastal marine ecosystems of the Juan Fernández Archipelago, Chile. ICES Journal of Marine Science 82(5): fsaf067. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsaf067>

1.3 Aspectos anatómicos, celulares y ambientales fundamentales en los erizos de mar.

La simetría pentámera de los erizos regulares adultos determina los patrones de distribución de los órganos internos alrededor de un eje oral-aboral (*i.e.*, boca-ano, Fig. 3). Externamente, un blindaje de cientos de espinas defiende y ancla a los erizos a sustratos complejos. El sistema *ambulacral* cuenta con pies o podios *ambulacrales* (Fig. 3, j) implicados en la locomoción, alimentación y respiración, mientras que cientos de miles de pedicelarios de diferentes tipos (Fig. 3, a-f) limpian y defienden ante epibiontes incrustantes y/o micro-depredadores (Coppard *et al.* 2010; Schultz 2015).

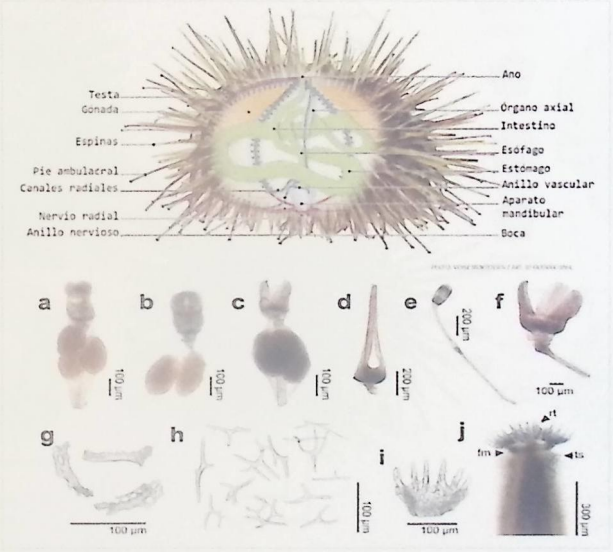


Figura 3. Anatomía del erizo de mar *Strongylocentrotus droebachiensis* y tipos de pedicelarios en el erizo de mar *Centrostephanus longispinus rubicingulus*; (a–b) Globíferos; (c) Claviformes; (d) Tridentados; (e) Trifoliados; (f) Oficéfalos; (g) Placas del marco; (h) Espículas de los pies ambulacrales; (i) Elemento esquelético de la roseta; (j) Pie ambulacral; fm = marco; rt = roseta; ts = espícula de los pies ambulacrales. Fuente: James & Siikavuopio (2012) y Gondim *et al.* (2018).

La testa, el cuerpo aplanado o globoso del erizo adulto es un endoesqueleto cálcico (de origen mesodérmico) provisto de veinte columnas verticales de placas intrincadas (Fig. 4) recubiertas completamente por una epidermis; incluyendo las espinas de todos en Euechinoidea (Serafy & Fell 1985; Kroh & Smith 2010; Moreno *et al.* 2012). Aboralmente, dos anillos de cinco placas *oculares* (I-V, Fig. 4) alternadas con otras cinco placas genitales (#1-5, Fig. 4) forman un *sistema apical* (aparato reproductivo-excretor-sensorial). En general, los cinco poros genitales (Fig. 4), en temporada reproductiva, se responsabilizan de la descarga de huevos o esperma a partir de los ductos que provienen desde las gónadas al interior de la testa (Moreno *et al.* 2012; Schultz 2015; Pandian 2018).

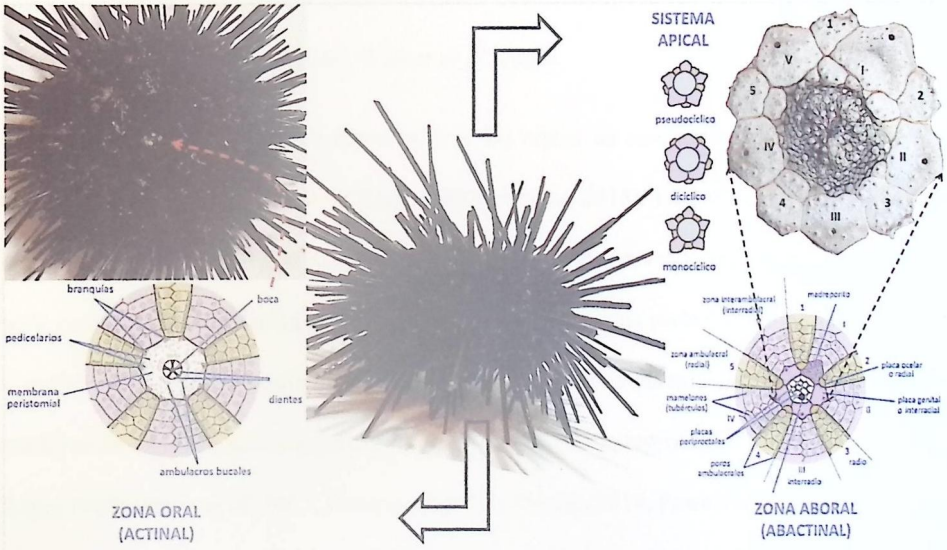


Figura 4. Anatomía externa de *Centrostephanus sylviae*: Natural/vivo (izquierda) y descubierto/seco aboralmente (derecha). Cada radio (1–5) está representado por una región ambulacral (canales vasculares y pies) y cada inter-radio (I–V) por una región interambulacral (genital), ubicándose la superficie oral y la superficie aboral a cada lado. Fuente: Adaptado de Moreno et al. (2012), más registro propio.

El sistema digestivo de los equinoideos regulares consta de una boca, en disposición oral, y un esófago-estómago-intestino que se extiende hasta la parte superior del cuerpo, desembocando en un ano terminal en disposición aboral (Fig. 3). En la cavidad interna de la testa, el celoma peri-visceral se encuentra rodeado por este ducto digestivo y cinco unidades de gónada adheridas a las paredes por tejido conectivo sobre las superficies interambulacrales (Fig. 3) (Ziegler 2019; Walker *et al.* 2020; Brusca *et al.* 2022). Se destaca la carencia de algún órgano especializado específicamente para el almacenamiento de nutrientes (como los *ciegos pilóricos* en estrellas de mar) (Pandian 2018; Brusca *et al.* 2022). En cambio, tanto el endoesqueleto, el ducto digestivo y las gónadas ejercen dicha capacidad de almacenamiento, supliendo eficientemente esta función (Russell 1998; Mercier & Hamel 2009; Harris & Eddy 2015; Pandian 2018; Ebert 2020; Walker *et al.* 2020).

En lo que refiere a lo reproductivo, los erizos de mar presentan sexos separados (Tahara *et al.* 1958; Giese 1959; Régis 1980; Pandian 2018). La obtención de una elevada fecundidad (*i.e.*, cantidad de huevos) que pueda asegurar el nivel de reclutamiento necesario para mantener la estabilidad poblacional (stock) de los erizos parte con un largo proceso de alimentación y almacenamiento de reservas que servirán de energía esencial para la óptima madurez de futuros huevos/esperma "al final" de cada ciclo reproductivo anual (Giese 1959; Régis 1980; Olave *et al.* 2007; Pérez *et al.* 2010; Pandian 2018; Powell *et al.* 2020; Day *et al.* 2024a). Esta energía, en temporada vegetativa, parte siendo almacenada dentro del tejido somático-gonadal conformado por los fagocitos nutritivos (FN) (Giese 1959; Régis 1980; Unuma *et al.* 2015a; Walker *et al.* 2015, 2020; Pandian 2018; Powell *et al.* 2020; Day *et al.* 2024a). La utilización de esta energía almacenada es realizada por el epitelio germinal

conformado, en un principio, por ovogonias y/o espermatogonias (*i.e.*, células madre pluripotentes germinales) a comienzos de la temporada reproductiva (Giese 1959; Régis 1980; Unuma *et al.* 2015a; Walker *et al.* 2015, 2020; Pandian 2018; Powell *et al.* 2020; Day *et al.* 2024a). Una vez madurados y desovados los huevos/esperma, los FNs reabsorben todo resto celular no evacuado, fagocitándolos, recuperando tamaño y cantidad; proceso que inaugura la siguiente temporada vegetativa de nuevos FNs que incubarán a la siguiente generación de gametos (Giese 1959; Régis 1980; Unuma *et al.* 2015a; Walker *et al.* 2015, 2020; Pandian 2018; Powell *et al.* 2020; Day *et al.* 2024a).

Bajo este contexto, los procesos que constituyen un ciclo reproductivo anual en los erizos de mar han podido ser objetivados a partir de la identificación de entre cuatro a seis etapas que completan un ciclo reproductivo anual adulto (Fig. 5); procesos estrechamente asociados con la calidad visual, táctil, organoléptica y, por tanto, comercial de las gónadas (Olave *et al.* 2007; James & Siikavuopio 2012; Unuma *et al.* 2015b; Walker *et al.* 2015, 2020; Powell *et al.* 2020; Suckling *et al.* 2022).

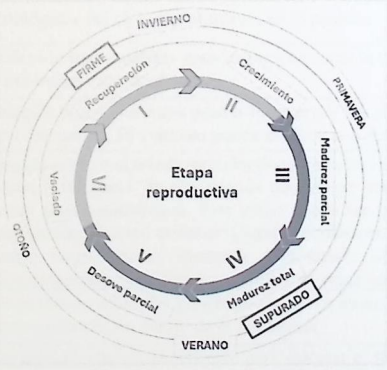


Figura 5. Modelo de ciclo reproductivo anual de seis etapas para erizos de mar adultos. En este ejemplo, las etapas más adecuadas para su uso/consumo (líneas y texto en gris) son aquellas cuando los erizos son firmes y no supuran gametos,

mientras que no son adecuadas para el mercado (líneas y texto negro) cuando están cerca de su pico reproductivo y los erizos supuran gametos fácilmente. Fuente: Adaptado de Suckling et al. (2022).

Dado que la mayoría de los erizos de mar presentan un dimorfismo sexual no-evidente (Tahara *et al.* 1958, 1960), tanto el sexo como los cambios en la condición reproductiva solo pueden ser determinados a partir de una examinación microscópica de las gónadas (Giese 1959; Régis 1980; Mercier & Hamel 2009; Ebert *et al.* 2011). De manera que, para realizar una evaluación macroscópica el uso de indicadores corporales se ha vuelto el procedimiento habitual (Giese 1959; Régis 1980; Mercier & Hamel 2009; Ebert *et al.* 2011). El más utilizado de estos indicadores es el Índice Gonádico o Índice Gonado-Somático (IG) (Giese 1959; Régis 1980; Mercier & Hamel 2009; Ebert *et al.* 2011); cuyos supuestos y limitantes técnicos se exponen en la Tabla 3.

Tabla 3. Aspectos técnicos en el uso del Índice Gonado-somático (IG) como indicador del tamaño relativo de las gónadas en erizos de mar. Fuente: Giese (1959); Régis (1980) Mercier & Hamel (2009); Ebert et al. (2011).

Aspecto	Descripción
Supuestos básicos:	Las gónadas inmaduras o vacías son pequeñas; las maduras son grandes. Una disminución abrupta del tamaño promedio de las gónadas indica desove. Observaciones deben incluir proporción inducida al desove y estudios histológicos del ciclo reproductivo, en lo posible.
Consideraciones de muestreo:	Preferible usar muestras grandes para capturar la variabilidad individual en la población reproductiva.
Cálculo del IG:	Relación porcentual entre peso o volumen de las gónadas y peso o volumen total del animal. El volumen puede medirse con desplazamiento de fluido.
Análisis temporal:	Permite graficar el estado reproductivo promedio en función del tiempo (*e.g.*, meses, estaciones). Se recomienda mínimo un año de estudio, idealmente varios años consecutivos. Este ritmo puede ser rítmico, esporádico o sin ninguna periodicidad evidente. Cuando un ritmo es detectado, este puede ser diario, semi-mensual, mensual, semi-anual, anual o bianual (siendo excepcional la posibilidad de encontrar un ritmo estrictamente continuo).
Temporada reproductiva extendida:	Puede indicar múltiples progenies sucesivas en un año o la presencia de un desove asincrónico dentro de la población.
Limitaciones:	Los animales deben sacrificarse para calcular el IG. No se pueden realizar mediciones continuas en los mismos ejemplares. Isometría: Se asume una relación de tipo lineal y proporcional entre el tamaño de la gónada y alguna medida del tamaño total del organismo, asumiendo que el desarrollo gonadal empieza en el origen (tamaño = 0), sin considerar el tamaño inicial al inicio del desarrollo gonadal.

El exponente de la relación alométrica entre el tamaño de la gónada y el tamaño total del organismo puede cambiar durante el año, por lo que un valor único no es suficiente para describir todos los casos.

En erizos de mar de aguas temperadas, el ciclo reproductivo adulto ha solido reportarse siguiendo un patrón anual, siendo los cambios detectables en el régimen del fotoperiodo y de temperatura de las aguas circundantes (*e.g.*, trabajos como King *et al.* 1994; Byrne *et al.* 1998; Harrington *et al.* 2007; Pérez *et al.* 2010; Schuhbauer *et al.* 2010; Pecorino *et al.* 2013; Rathnayaka 2017; Baulch 2019; Campus 2022) los factores extrínsecos que suelen ser propuestos y evaluados como iniciadores de los procesos del ciclo reproductivo (Giese 1959; Régis 1980; Mercier & Hamel 2009; Pandian 2018). Así, la variabilidad en los factores ambientales junto con las preferencias culturales/geográficas contribuirían como factores (entre otros) para el monitoreo de los aspectos comerciales en gónadas de erizos comestibles (Olave *et al.* 2007; James & Siikavuopio 2012; Eddy *et al.* 2015; Sun & Chiang 2015; Unuma *et al.* 2015b; Walker *et al.* 2015; Williamson 2015; Powell *et al.* 2020).

1.4 Aspectos comerciales de los erizos de mar como recursos hidrobiológicos.

La mayoría de los cultivos, actividades de pesca o de cosecha de los erizos de mar están orientados a la extracción de las gónadas de cada sexo (nombres comerciales: lenguas, huevas, caviar, *roes*, *uni*, etc.); faenas que se desarrollan principalmente en temporada estival y en las regiones templadas del planeta de 32 países costeros (Fig. 6) (Sun & Chiang 2015; FishstatJ 2020). Estos órganos son considerados una delicia gastronómica y una importante mercancía en el mercado global de alimentos, siendo catalogado como un producto *premium*, innovador, novedoso y de alta demanda por los beneficios a la salud asociados a su consumo

(Unuma *et al.* 2015b; Walker *et al.* 2015; Williamson 2015; Lourenço *et al.* 2018; Baião 2021; Suckling *et al.* 2022; Camacho-Lopes 2023).

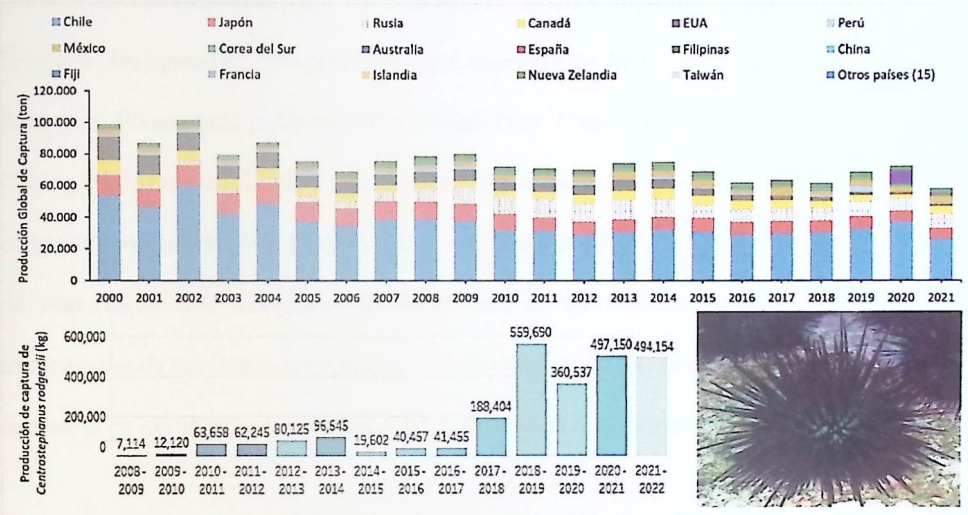


Figura 6. Producción global de captura (en toneladas) entre el año 2000 y 2021 respecto de los 32 países más relevantes en términos de pesquerías de erizo de mar; con un ejemplo de los desembarques para la especie *Centrostephanus rodgersii* (en kilogramos). Fuente: Desembarques globales a partir de análisis con datos de la FAO y el software FishstatJ (2020). Desembarques de *C. rodgersii* desde Westcott et al. (2022).

En la última década, la demanda global de erizos de mar se estimó entre las 50 a 70 mil toneladas anuales, siendo Japón el consumidor del 90% de la producción global y Chile el productor de más del 50% de la demanda internacional (Sun & Chiang 2015; Stefansson *et al.* 2017). Recientemente, la producción mundial ha tendido a la baja (Fig. 5), llegando a las 58.760 toneladas globales en 2021, siendo Chile (*L. albus*), Rusia (*Strongylocentrotus intermedius*) y Japón (5 especies diferentes) los líderes de la producción global; con 26.517, 8.600 y 6.700 toneladas, respectivamente (FishstatJ 2020; SERNAPESCA 2021).

El mayor consumo se concentra en los mercados tradicionales de países como Japón, Corea, Grecia, Francia, España o Nueva Zelanda (Sun & Chiang 2015). En este contexto, las gónadas se comercializan bajo los conceptos: "Erizo Congelado", "Erizo (excepto vivo) Fresco o Refrigerado", "Preparaciones y Conservas de Erizo", "Erizo Seco, Salado o en Salmuera; Fermentado o Ahumado" o "Erizo Vivo, Fresco o Refrigerado" (Fig. 7) (Sun & Chiang 2015; FishstatJ 2020). La relación de precios entre el formato fresco (*uni*) y el formato congelado oscila entre 1:2 hasta 1:4 (Sun & Chiang 2015). En Japón, por ejemplo, el precio de importación por kilogramo de erizo de mar en formato de alto valor (bandejas tradicionales de *uni* fresco-refrigerado; 150-300 g por bandeja) ha experimentado un aumento constante en los últimos cinco años (Fish Information & Services 2023).

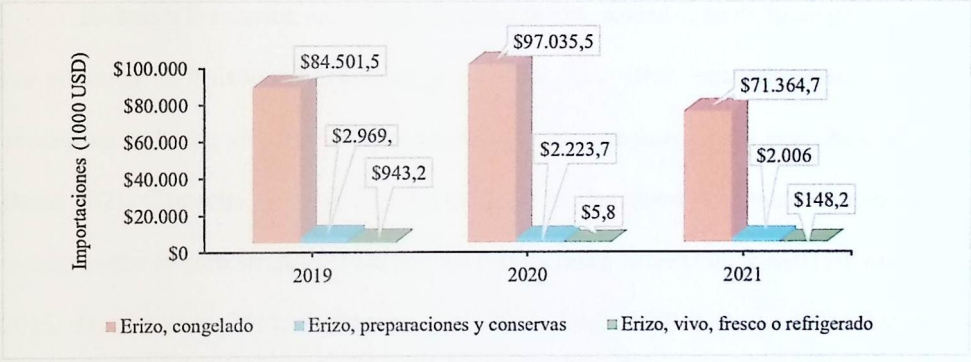


Figura 7. Principales formatos de importación de gónadas de erizo de mar desde Chile a Japón. Fuente: Elaboración propia a partir de datos de la FAO y el software FishstatJ (2020).

Los mercados tradicionales japoneses concentran más del 80% de la demanda global de gónadas de erizo, por lo tanto, la preferencia del consumidor japonés promedio suele ser el criterio utilizado para definir el estándar de calidad de este producto (Williamson 2015; Lourenço *et al.* 2018). Si bien las preferencias varían geográficamente, la comprensión de la

calidad mercantil del caviar de erizo se ha objetivado principalmente en función del tamaño relativo (medido como Índice Gonado-Somático, IG), su coloración y/o su sabor (Blount & Worthington 2002; Barker 2015; Williamson 2015; Blount *et al.* 2017; Fraysse *et al.* 2017; Pert *et al.* 2018; Suckling *et al.* 2020, 2022). Otros factores, como la textura o la firmeza de las gónadas (*e.g.*, Pert *et al.* 2018; Baulch 2019; Baião 2021) también han sido evaluadas objetivamente por paneles entrenados (Barker 2015; Walker *et al.* 2015; Williamson 2015; Fraysse *et al.* 2017; Lourenço *et al.* 2018). Si bien en los erizos de mar el crecimiento de las gónadas se produciría a costa del crecimiento somático, cabe señalar que los cambios en la apariencia de las gónadas no son un resultado exclusivo de la síntesis de los gametos (Giese 1959; Mercier & Hamel 2009; Pandian 2018; Walker *et al.* 2020).

En base a lo anterior, una gónada de erizo de alta calidad se ha definido generalmente por presentar un tamaño relativamente grande (*i.e.*, IG > 10%), una coloración amarilla o anaranjada brillante, un sabor dulce y cremoso, y un retrogusto/dejo a mar (Baulch 2019; Baião 2021; Camacho-Lopes 2023). En el mejor de los casos, una gónada premium de máximo valor se caracteriza también por una textura fina y firme (Fig. 8, A-B) (Walker *et al.* 2015; Fraysse *et al.* 2017; Stefansson *et al.* 2017; Baulch 2019; Baião 2021). De modo contrario, lenguas de erizo de baja calidad presentarían colores parduzcos y opacos, una textura gruesa y frágil, y un retrogusto principalmente amargo (Fig. 8, C-D) (Walker *et al.* 2015; Fraysse *et al.* 2017; Stefansson *et al.* 2017; Baulch 2019; Baião 2021).

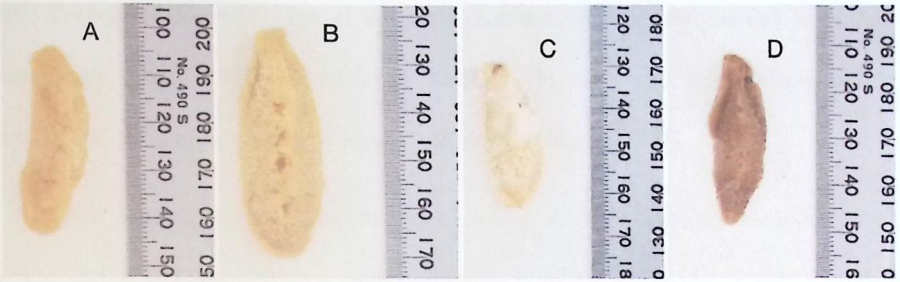


Figura 8. Sistema de clasificación visual utilizado para evaluar la calidad de las "lenguas" de *Heliocidaris erythrogramma*; basado en el color, la textura y la firmeza de las gónadas. A: Gónadas de calidad premium. B: Gónadas de alta calidad. C: Gónadas de calidad mediocre. D: Gónadas de calidad inaceptable. Escala: en milímetros. Fuente: Adaptado de Pert *et al.* (2018).

Un ejemplo local de esta clasificación se ha observado en la empresa Chile Sea Foods S.p.A. (https://www.chileseafoods.com/), uno de los principales comercializadores y compradores del erizo *L. albus* en Chile. La empresa clasifica las gónadas en cinco categorías decrecientes (A, B, C, D, R), las procesa en bandejas de 100 g (en formato moldeado-escaldado-congelado) y las distribuye en cajas de 3 kg como producto premium para el mercado de importación (Chile Sea Foods © 2013).

Comparativamente, los aspectos biológicos y logísticos que hacen de *L. albus* una especie óptima para su diferenciación competitiva destacan: Su gran abundancia relativa (por ejemplo, se extrajeron 60.000 toneladas métricas en 2002), su amplia distribución geográfica (desde Isla Lobos de Afuera, Perú – 6°53'S – hasta Cabo de Hornos, Chile – 56°70'S), su zonación preferente (en áreas intermareales, pozas y bosques de macroalgas, a profundidades de 0–25 m), sus tallas considerables (hasta Ø100 mm) y su reconocida palatabilidad (Deppe & Viviani 1977; Buckle *et al.* 1978; Olave *et al.* 2007; Pérez *et al.* 2010; Schuhbauer *et al.*

2010; Fraysse *et al.* 2017). Por el contrario, sus desventajas incluyen una lenta tasa de crecimiento (Ebert 1982; Olave *et al.* 2007) y la condición de sobreexplotación o agotamiento de la mayoría de sus bancos naturales (Vásquez 2020).

Bajo este contexto, el erizo de mar *C. sylviae* se erige como una especie alternativa de explotación en Chile debido a sus abundancias, amplia distribución, tamaño y calidad de sus gónadas (Tabla 4). Sin embargo, persisten vacíos críticos en el conocimiento de su ecología y biología reproductiva, lo que limita su aprovechamiento comercial sostenible.

Tabla 4. Características y vacíos de investigación de *Centrostephanus sylviae* como especie de explotación alternativa en Chile.

Atributo	Detalles	Fuentes
Distribución geográfica:	Endémica del Archipiélago Juan Fernández e Islas Desventuradas.	Véliz *et al.* (2021); Fernández *et al.* (2023); Vera-Duarte *et al.* (2025).
Distribución local:	1–500 m de profundidad.	Fell (1975); Parin *et al.* (1997); Friedlander *et al.* (2016).
Abundancia:	3.59 m^{-2} (Is. Robinson Crusoe, 2013-14); 12 m^{-2} (Is. San Ambrosio, 2013-14); 4.12 ±1.33 ind./0.25 m^{-2} (Is. Rob. Crusoe, 2024).	National Geographic & OCEANA (2014); Friedlander *et al.* (2016, 2017); Riquelme (2022); Vera-Duarte *et al.* (2024, 2025).
Tamaño:	> 7 cm diámetro.	Fell (1975).
Palatabilidad:	Validada por Dra. Claudia Navarrete-Taito y Dr. Julio Chamorro-Solís.	Comentario personal de ambos.
Vacíos de investigación:	Ecología adulta y larval insuficiente; biología reproductiva y criterios comerciales no evaluados.	Véliz *et al.* (2021); Riquelme (2022); Vera-Duarte *et al.* (2025).

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general.

Determinar aspectos reproductivos y comerciales del erizo de mar *Centrostephanus sylviae* Fell, 1975 (Echinodermata: Echinoidea: Diadematidae) en el Archipiélago de Juan Fernández.

2.2 Objetivos específicos.

- Establecer cualitativamente el ciclo reproductivo anual y el patrón histológico de las gónadas en una población de *Centrostephanus sylviae* en la Isla Robinson Crusoe.
- Establecer los grados de calidad comercial de las gónadas en una población de *Centrostephanus sylviae* en la Isla Robinson Crusoe.

3. HIPÓTESIS

Se postula como hipótesis de trabajo:

"Si el ciclo reproductivo de Centrostephanus sylviae presenta un patrón estacional con dos fases claras —reproductiva (activa) y vegetativa (reposo gonadal)—, entonces la ventana óptima de extracción debería ubicarse al inicio de la fase vegetativa, una vez finalizada la gametogénesis y antes del reinicio del nuevo ciclo. Esto permitiría maximizar el rendimiento del recurso minimizando el impacto sobre su capacidad reproductiva ".

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Zona de estudio.

Los animales estudiados fueron recolectados del sector El Adriático (33°38'29.1"S, 78°49'10.7"W) (Fig. 9), ubicado en Bahía Cumberland, Isla Robinson Crusoe, comuna de Juan Fernández, Chile Insular Oceánico. La zona específica de estudio correspondió al sector sureste del Parque Nacional El Palillo; arrecife rocoso de fácil acceso y protegido del oleaje (Pérez-Matus *et al.* 2014).

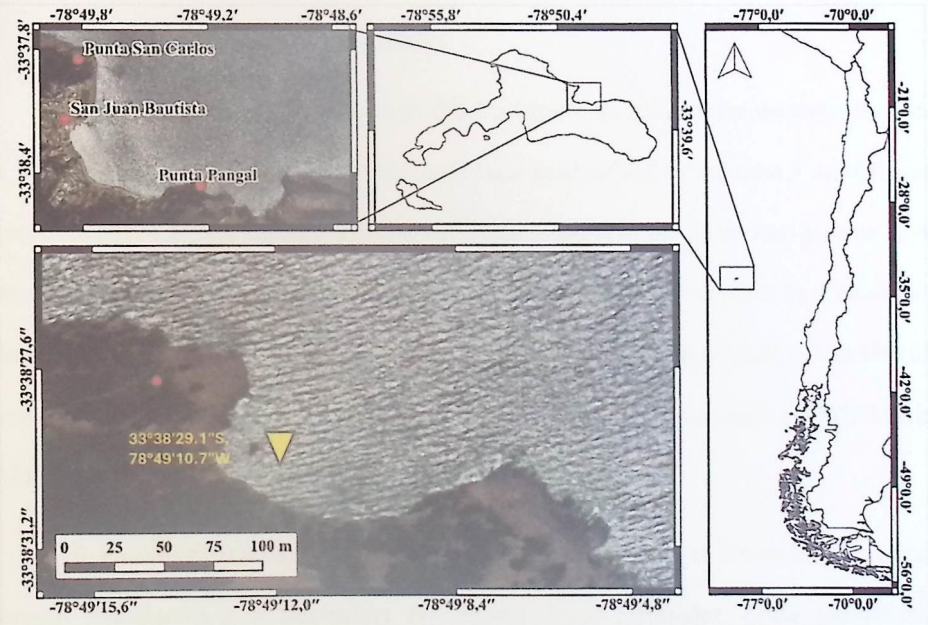


Figura 9. Zona de estudio: El triángulo indica la zona de recolección de las muestras (a ≈1 Km desde el muelle San Juan Bautista). Círculo rojo: Punta Pangal. Fuente: Elaboración propia en QGIS 3.26.0.

El sustrato infralitoral del Adriático se compone principalmente de acantilados submarinos y relieves de fondo bajo (desde los 3 m de profundidad) con pequeños peñascos, rodados y arena (Friedlander *et al.* 2016). La organización de los ensambles bentónicos sésiles de este sector se refleja en las algas pardas *Colpomenia* sp., *Dictyota* sp. y *Padina* sp. dominando hasta los 10 m de profundidad, mientras que las algas rojas (tipo tapete) y los moluscos vermétidos (*e.g. Thylacodes* (*Serpulorbis*) sp.) dominan solo hasta los 5 m (Pérez-Matus *et al.* 2014).

4.2 Recolección de los animales.

Cada 30–60 días, desde marzo de 2021 a febrero de 2022, se recolectaron alrededor de 30 muestras de *Centrostephanus sylviae,* a una profundidad de máximo 3 m, utilizando equipo de buceo apnea. Los animales se trasladaron con la ayuda de un saco y de un kayak hasta las dependencias de la Oficina de Monitoreo de la Universidad de Concepción. Posteriormente, estos fueron mantenidos en un acuario BOYU HS-60 (LED, 520x580x630 mm) de 122 litros, con sistema de aireación y recirculación de agua salada (BOYU México 2021).

El equipamiento de buceo utilizado fue facilitado por el Buceador Profesional Germán Recabarren y la Buceadora Profesional Gloria Bermúdez, desde *Marenostrum Expediciones* (https://www.marenostrumexpediciones.cl/). El equipo de kayak de transporte fue facilitado por el Centro Náutico del Pueblo de San Juan Bautista (público). El acuario marino utilizado fue facilitado por el Dr. Julio Chamorro Solís.

4.3 Talla y peso de los animales.

Se determinó la talla (diámetro horizontal, DH) y el peso en muestreos aleatorios en un amplio rango de tallas para cada mes. Cada ejemplar se midió con un pie de metro MITUTOYO CD-P8"S (±0.01 mm). El peso húmedo individual de cada muestra se determinó como peso total (PT) por medio de una balanza PESAMATIC SUPER-SS (precisión ± 0.5 g), eliminándose previamente el líquido celómico a través de una incisión en la membrana oral (Serafy & Fell 1985). Se construyeron histogramas de frecuencias anuales y mensuales de los datos de tallas y peso.

Se determinó el peso de las gónadas (PG); extrayéndolas de cada ejemplar para registrar cada peso por separado con una balanza PESAMATIC SUPER-SS (precisión 0.5 g), eliminando el exceso de humedad utilizando papel absorbente. Durante este proceso, aleatoriamente se escogieron 15 gónadas de 15 ejemplares al azar de *C. sylviae* (por mes) para fijar un trozo del tejido con el fin de realizar análisis con procesamiento histológico (ver sección 4.5).

4.4 Indicadores biométricos.

Basándose en los criterios biométricos de trabajos como Codoceo (1971, 1976) y (Fell 1975) para *C. sylviae*, se definieron y realizaron las siguientes mediciones:

- Diámetro horizontal de la testa (DH): es el diámetro medido desde el punto más ancho de la testa (*i.e.*, en el *ambitus*), excluyendo espinas.

- Peso Total (PT): Es el peso drenado del organismo completo, incluyendo todos sus órganos y contenidos.
- Peso de las Gónadas (PG): Es el peso drenado del órgano reproductivo.
- Índice gonado-somático (IG): Refleja el tamaño relativo de las gónadas, a través de la relación porcentual entre el peso de las gónadas (PG) respecto del peso total del animal (PT) (Giese 1959; Régis 1980), bajo la ecuación:

$$IG(\%) = \frac{PG}{PT} * 100$$

4.5 Ciclo reproductivo anual.

Se determinó el sexo y se validaron las etapas del ciclo gametogénico de los animales a través de la técnica histológica y la obtención de fotomicrografías. Se fijaron gónadas en formalina neutralizada al 10% (con calcita) a razón de una gónada por cada 15 individuos muestreados, totalizando 135 gónadas (15 gónadas/mes × 9 meses) (James & Siikavuopio 2012). Las gónadas fijadas fueron embebidas en parafina, cortadas por microtomía a un grosor de 7 µm y teñidas con hematoxilina – eosina, revelando la estructura de las poblaciones celulares somáticas y germinales (James & Siikavuopio 2012). Los 135 preparados resultantes fueron observados por medio de un microscopio de campo claro Leica DM LS2 y fotomicrografiados con una cámara digital Leica ICC50 W, por medio del software LAS EZ (versión 3.4.0).

Las etapas de la gametogénesis en las gónadas de *C. sylviae* se definieron siguiendo los criterios de King *et al.* (1994) y Pecorino *et al.* (2013) para la especie *C. rodgersii*. Para

C. sylviae se determinaron cinco etapas reproductivas: Recuperación, Crecimiento, Maduración, Desove Parcial y Vaciado; siendo las etapas Madurez-Parcial y Madurez Total (*sensu* King *et al.* 1994; Pecorino *et al.* 2013) agrupadas, en su lugar, como la etapa de "Maduración".

El proceso de elaboración de los cortes histológicos fue realizado por académicos en las instalaciones de la Universidad Austral de Chile supervisados por el Dr. Luis Pardo. Las posteriores revisiones y fotomicrografías de los cortes histológicos fueron facilitados con equipamiento del Laboratorio de Parasitología Marina de la Universidad de Valparaíso (ver sección 3.4.), supervisado por la Dra. Gabriela Muñoz.

4.6 Caracterización comercial de las gónadas.

Se caracterizaron aspectos que añaden valor comestible a las gónadas de cada animal muestreado a través de inspecciones visuales y táctiles (Blount & Worthington 2002). Para ello, se adaptó la escala de valor comercial utilizada por Pert *et al.* (2018) para la especie *Heliocidaris erythrogramma* (fam. Echinometridae). Esta escala examinó los criterios visuales y táctiles de coloración, textura y firmeza de las gónadas, los que en conjunto se tradujeron en puntajes nominales de clasificación: Calidad premium (A), calidad alta (B), calidad mediocre (C) o calidad inaceptable (D) (Tabla 5). Estos grados comerciales obtenidos para cada mes se utilizaron en la construcción de gráficos de barras de frecuencias mensuales.

Tabla 5. Criterios de evaluación comercial utilizado para las gónadas de *Centrostephanus sylviae* en base al color, textura y firmeza. Puntaje de mayor a menor: premium (A), alta calidad (B), grado C = calidad mediocre, grado D = calidad inaceptable. Fuente: Adaptado de Pert *et al.* (2018).

Color	Textura	Firmeza	Grado
Naranjo brillante (N1) o Amarillo brillante (A1)	Fino	Firme	A
		Blando	B
	Medio	Firme	A
		Blando	B
	Grueso	Firme	B
		Blando	B
Naranjo obscuro/pálido (N2) o Amarillo obscuro/pálido (A2)	Fino	Firme	B
		Blando	C
	Medio	Firme	B
		Blando	C
	Grueso	Firme	C
		Blando	C
Café (C) u otros colores (blanco, negro, gris, etc.)	Fino	Firme	D
		Blando	D
	Medio	Firme	D
		Blando	D
	Grueso	Firme	D
		Blando	D

4.7 Análisis estadísticos.

Para identificar la ventana óptima de cosecha de *C. sylviae*, basándose en datos del Índice Gonado-somático (IG, n = 276), de etapas del ciclo gametogénico (n = 135) y de la calidad visual de las gónadas (n = 235), se estableció una ruta de trabajo específica.

En primer lugar, se visualizó la distribución mensual del IG entre marzo 2021 a febrero 2022, junto con identificar los meses responsables de las diferencias significativas en el IG, a partir de un Análisis de Varianza (ANOVA) para datos no paramétricos (*i.e.*, no normales) con Kruskal-Wallis (H) como estadístico de las diferencias en la mediana de los meses muestreados (Kruskal & Wallis 1952; Dytham 2011). La prueba a posteriori para datos no paramétricos de Dunn con corrección de Bonferroni identificó los meses significativamente diferentes (Dunn 1961; Dytham 2011).

En segundo lugar, de acuerdo con los resultados histológicos, se utilizó la prueba ANOVA no paramétrica para verificar la existencia de diferencias significativas entre los valores de IG obtenidos utilizando el sexo y las cinco etapas del ciclo reproductivo de *C. sylviae* como criterio de agrupación. Para evaluar si la proporción sexual de las muestras se desviaba significativamente de la proporción esperada (*e.g.*, 1:1), se aplicó una prueba de Ajuste de Chi-Cuadrado (χ^2) (Dytham 2011; Manjón & Martínez 2014).

Por último, se realizó una prueba ANOVA no paramétrica para detectar diferencias significativas en los valores de IG asociados a la calidad del color, el tipo de textura y el tipo de firmeza observado en las gónadas, con cada categoría comercial como criterio de agrupación. Esta ruta planteó identificar las etapas del ciclo reproductivo con la mejor calidad visual de las gónadas (calidades A y B) tras determinar el ritmo de las etapas del ciclo, enfatizando en el rango de valores de IG asociados con la mejor calidad visual y sus valores máximos.

Todos estos análisis se realizaron a partir del programa liberado *Jeffrey's Amazing Statistics Program* – JASP, versión 0.19.3 (sitio oficial: https://jasp-stats.org/) (Love *et al.* 2019; JASP Team 2024).

5. RESULTADOS

Durante nueve meses, desde marzo de 2021 hasta febrero de 2022, se recolectaron 276 ejemplares de *Centrostephanus sylviae* únicamente desde el sector El Adriático, Bahía Cumberland, Isla Robinson Crusoe. Los erizos recolectados presentaron un amplio rango de tamaños, desde los 31.92–78.05 mm de diámetro horizontal (DH) y desde los 12–125 g de peso total individual (PT). La media en la talla y el peso de los erizos fue de 52.51 ± 9.71 mm DH y 49.89 ± 24.3 g, respectivamente. En cuanto al órgano comestible de *C. sylviae*, el rango en peso de las gónadas abarcó los 0.5–29.5 g, con una media de 4.54 ± 5.29 g, valores que se tradujeron en un rango de Índice Gonado-somático (IG) de 0.85–30.86%, con una media de 7.85 ± 6.03% (Tabla 6).

Tabla 6. Datos biométricos recolectados de diámetro horizontal (DH), peso total individual (PT), peso de las gónadas (PG) e Índice Gonado-somático (IG) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.0.

Estadístico	DH (mm)	PT (g)	PG (g)	IG (%)
n	276	276	276	276
Moda	62.14	28.00	0.50	1.79
Mediana	51.66	44.00	3.00	5.98
Media	52.51	49.89	4.54	7.85
Desviación Típica	9.71	24.30	5.29	6.03
Varianza	94.32	590.44	28.01	36.32
Shapiro-Wilk*	0.98	0.92	0.70	0.84
Valor *p**	5.80e-4	9.19e-11	6.97e-22	4.50e-16
Mínimo	31.92	12.00	0.50	0.85
Máximo	78.05	125.00	29.50	30.86

En cuanto a las relaciones observadas, el patrón en la dispersión agrupada entre el peso (PT) y la talla (DH) individual no fue lineal, sino más bien alométrico (Fig. 10); detectándose una correlación positiva y significativa (Spearman *rho* = 0.95, *p* = 4.81e-145).

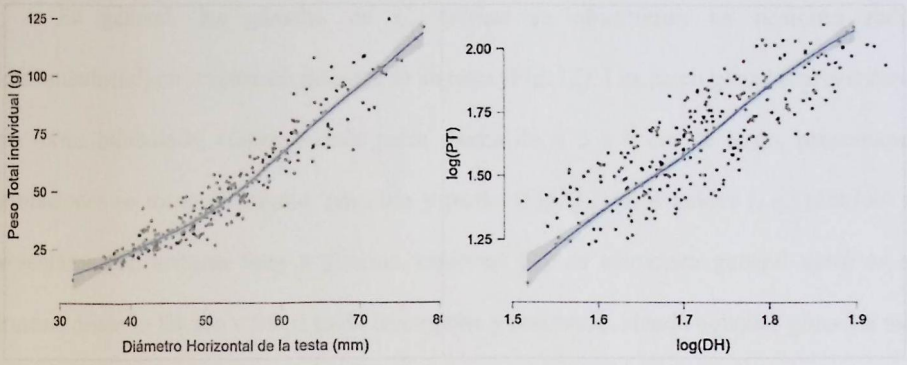


Figura 10. Análisis bivariado de peso (PT) – talla (DH) en *Centrostephanus sylviae*: Comparación de escala lineal y logarítmica (n = 276). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

En cuanto al peso de las gónadas (PG), se detectó una correlación positiva y significativa con la talla (DH) (Spearman *rho* = 0.72, *p* = 1.79e-45), al igual que una correlación positiva y significativa (Spearman *rho* = 0.39, *p* = 1.56e-11) de los datos de índice gonado-somático (IG) con las tallas de *C. sylviae* (Fig. 11).

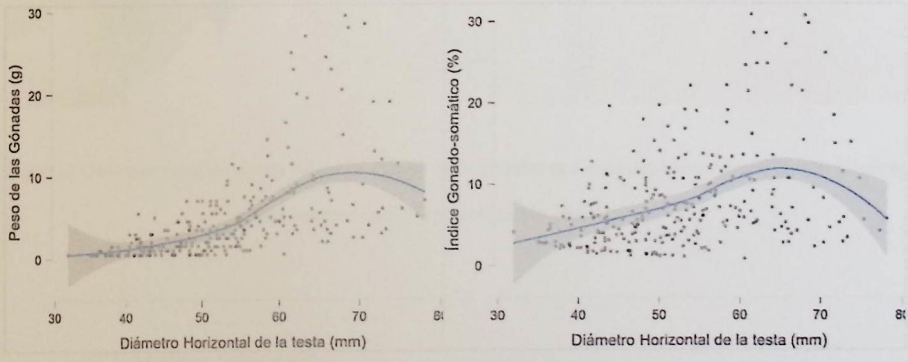


Figura 11. Análisis bivariado del peso de las gónadas – talla (izquierda) y del Índice Gonado-somático (IG) – talla (derecha) en *Centrostephanus sylviae*. N = 276. Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

En general, las gónadas de *C. sylviae* se observaron en posición radial (interambulacral) en las paredes internas de su testa (Fig. 12). Las cinco gónadas presentaron una forma bilobulada, cónica y cada pieza medía de ≈ 3 a 6 cm de largo, presentando coloraciones en torno al naranjo, amarillo y pardo (Fig. 12). Los acinos (*i.e.*, túbulos) se presentaron con texturas finas a gruesas, mientras que su estructura general varió en su firmeza; desde lo flácido y frágil hasta lo turgente y resistente, siendo aquellas gónadas más abultadas y grandes las más propensas al daño durante su manipulación (Fig. 12).



Figura 12. Corte transversal de la testa y disección de las cinco gónadas de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: Registro propio con cámara móvil y microscopio digital (x75).

5.1 Análisis estacional.

Por medio de gráficos de caja y bigote la distribución de los datos de *C. sylviae* respecto a talla (DH), peso (PT), peso de las gónadas (PG) e Índice Gonado-somático (IG), se observó en función de los meses muestreados (Fig. 13).

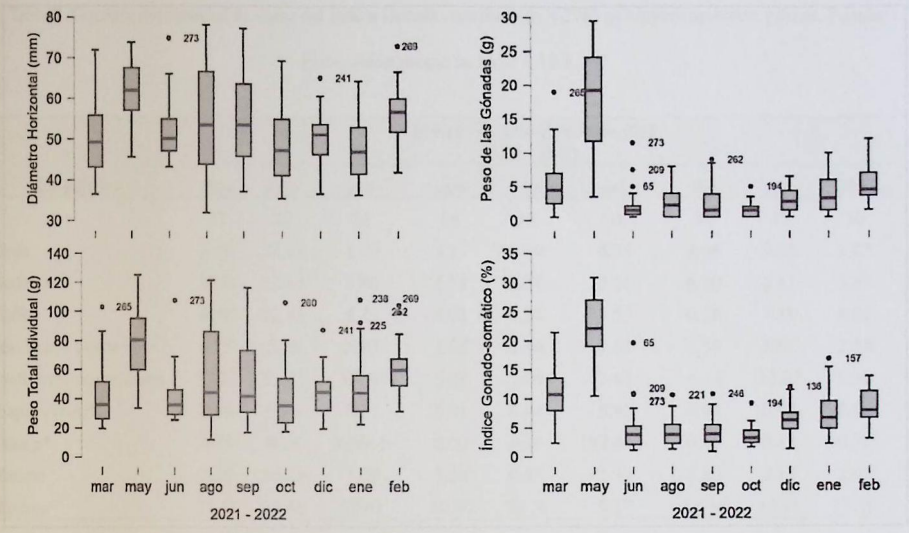


Figura 13. Distribución mensual de los datos recolectados de *Centrostephanus sylviae* (n = 276). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

En específico, mayo registró valores de IG excepcionalmente altos (mediana: 22.13%, media: 22.45%), con un rango de IG entre 10.45–30.86%, junto con ser (junto a marzo) el mes con mayor variabilidad (DE: 5.78%; Tabla 7). Tras el mes de mayo, el IG colapsó en junio (mediana: 3.8%) y se mantuvo bajo hasta octubre (mediana: 3.16%), con una dispersión moderada (*e.g.*, DE en junio: 3.92%) y valores máximos de IG decrecientes (junio: 19.61% → octubre: 9.17%; Tabla 7). A partir de diciembre, el IG aumentó gradualmente (dic: 6.20% → feb: 7.87%), con mayor heterogeneidad en enero (DE: 3.61%, máximo: 16.81%; Tabla 7). Los meses de junio (p = 3.26e-5), agosto (p = 0.02) y octubre (p = 0.003) demostraron distribuciones significativamente no normales (Tabla 7).

Tabla 7. Distribución mensual de datos del Índice Gonado-somático (n = 276) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

	Índice Gonado-Somático (%) 2021 - 2022								
Estadístico	mar	may	jun	ago	sep	oct	dic	ene	feb
n	47	22	28	28	30	31	30	30	30
Moda	2.38	22.12	1.79	4.17	1.79	4.35	4.65	5.88	3.03
Mediana	10.74	22.13	3.80	3.78	3.88	3.16	6.20	6.63	7.87
Media	10.97	22.45	4.73	4.01	4.24	3.57	6.26	7.58	8.62
Desviación Típica	4.15	5.78	3.92	2.25	2.44	1.62	2.54	3.61	2.88
Coeficiente de variación	17.22	33.42	15.39	5.08	5.94	2.63	6.44	13.02	8.30
Shapiro-Wilk*	0.98	0.96	0.77	0.91	0.94	0.89	0.97	0.95	0.96
Valor *p**	0.79	0.58	3.26e-5	0.02	0.10	3.24e-3	0.42	0.13	0.30
Mínimo	2.38	10.45	1.09	1.28	0.85	1.59	1.28	2.13	3.03
Máximo	21.43	30.86	19.61	10.60	10.76	9.17	11.96	16.81	13.76

5.2 Análisis por cohortes.

Gráficos de caja y bigote reflejaron la distribución de talla (DH), peso (PT), peso de las gónadas (PG) e Índice Gonado-somático (IG) en función de cinco cohortes de talla de *C. sylviae* (Fig. 14), agrupadas en intervalos de 10 mm (30-39 mm hasta 70-79 mm).

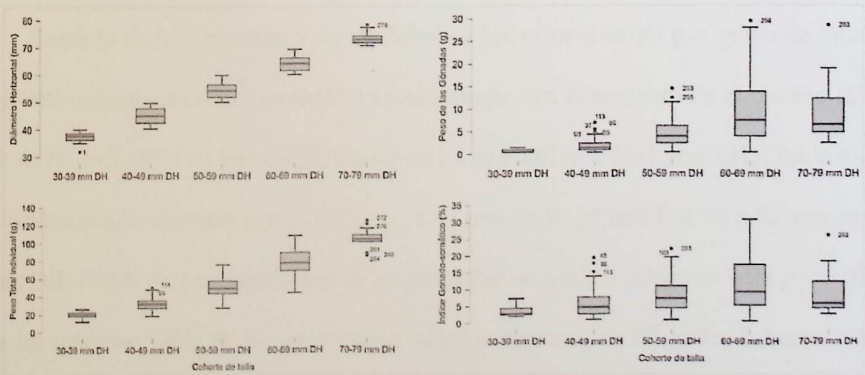


Figura 14. Distribución mensual de los datos recolectados de *Centrostephanus sylviae* (n = 276). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

En específico, la tendencia central de la mediana en los valores de IG aumentó progresivamente; desde la cohorte más pequeña de 30-39 mm (IG = 2.90%) hasta la de 60-69 mm DH (IG = 9.41%), seguida de un descenso en la cohorte 70-79 mm (IG = 5.83%). Las medias de los valore de IG (Tabla 8) superaron a las medianas en todas las cohortes (e.g., 12.36% vs. 9.41% en 60-69 mm DH).

Tabla 8. Distribución por grupos de talla del Índice Gonado-somático (n = 276) en *Centrostephanus sylviae*. Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

	Índice Gonado-somático (%):				
Estadístico	30-39 mm DH	40-49 mm DH	50-59 mm DH	60-69 mm DH	70-79 mm DH
n	22	95	95	48	16
Moda	2.38	1.79	3.70	24.84	2.82
Mediana	2.90	5.00	7.37	9.41	5.83
Media	3.65	5.81	8.37	12.36	9.13
Desviación Típica	1.47	3.90	4.95	8.92	6.63
Coeficiente de variación	0.40	0.67	0.59	0.72	0.73
Shapiro-Wilk*	0.86	0.90	0.94	0.87	0.85
Valor de *p**	5.63e-3	2.50e-6	2.53e-4	5.81e-5	0.01
Mínimo	2.13	1.28	1.09	0.85	2.82
Máximo	7.32	19.61	22.14	30.86	26.15

Respecto de la dispersión y variabilidad en los valores de IG por grupo de talla, el rango total (mínimo-máximo) se amplió notablemente con el aumento en el tamaño (DH); desde un IG de 5.19% (30-39 mm DH) hasta un IG de 30.01% (60-69 mm DH) (Tabla 8). La desviación estándar aumentó con el DH (*e.g.*, 1.47 mm en 30-39 mm DH vs. 8.92 mm en 60-69 mm DH) (Tabla 8). La distribución de los datos fue no normal (Shapiro-Wilk $p < 0.05$ en todas las cohortes; Tabla 8). Se encontraron valores extremos de IG en las cohortes 40-49 mm DH y 50-59 mm DH, con máximos de 19.61% y 22.14%, respectivamente, muy por encima de las medianas (Tabla 8, Fig. 14).

5.3 Ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*.

El análisis de las muestras histológicas (n = 135) logró identificar 70 hembras y 65 machos. La prueba binomial no reveló diferencias significativas en la proporción sexual global (hembras: 52%, machos: 48%; $p = 0.73$), apoyando una distribución equilibrada 1:1 (Intervalos de Confianza 95% = hembras 43–61%; machos 39–57%).

La prueba ANOVA mostró un efecto significativo del Mes en el IG ($F_{[8, 117]} = 39.09, p < 0.001$), pero no hubo efecto del Sexo ($F_{[1, 117]} = 0.72, p = 0.40$) ni interacción Mes × Sexo ($F_{[8, 117]} = 0.58, p = 0.80$). Dado que los datos de IG incumplieron los supuestos de normalidad (Shapiro-Wilk, $p < 0.05$) y homocedasticidad (prueba de Levene $F_{[17, 117]} = 3.14$, $p < 0.001$), se aplicaron pruebas no paramétricas. La prueba de Kruskal-Wallis reveló diferencias significativas en el IG entre meses (Kruskal-Wallis $H = 79.14, gl = 8, p < 0.001$), pero no así entre sexos. Las comparaciones post-hoc de Dunn mostraron que el mes de mayo presentó valores de IG significativamente más altos que todos los demás meses ($p < 0.01$), exceptuando al mes de marzo ($p = 0.10$). Marzo, enero, febrero y diciembre no difirieron significativamente entre sí ($p > 0.05$), pero tuvieron valores de IG mayores que junio, septiembre, octubre y agosto ($p < 0.05$). Por su lado, junio, septiembre, octubre y agosto formaron un grupo homogéneo con los valores más bajos de IG ($p > 0.05$ entre ellos) (Tabla 9, Fig. 15).

Tabla 9. Distribución por grupos de talla de los datos recolectados (y calculados) del Índice Gonado-somático (n = 276) de *Centrostephanus sylviae*. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3.

ANOVA - IG (%)					
Casos	Suma de Cuadrados	*gl*	Cuadrado Medio	F	*p*
Mes	3714.50	8	464.31	39.09	1.29e-29
Sexo	8.54	1	8.54	0.72	0.40
Mes ✻ Sexo	54.82	8	6.85	0.58	0.80
Residuals	1389.84	117	11.88		

Contraste de Kruskal-Wallis			
Factor	Estadístico	*gl*	*p*
Mes	79.14	8	7.27e-14

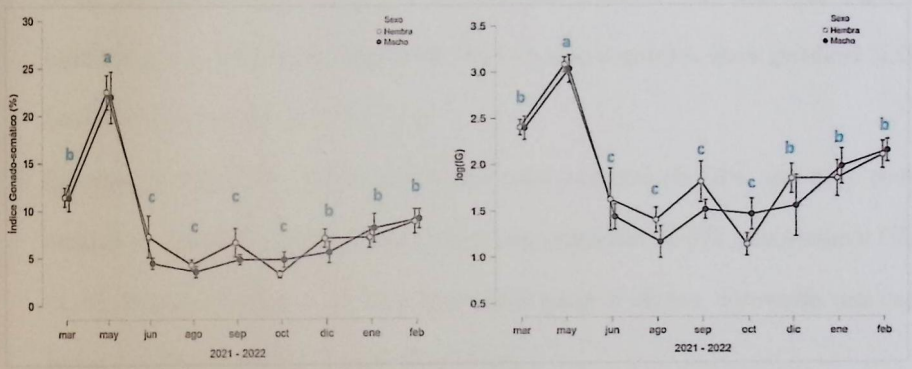


Figura 15. Variación promedio mensual 2021-2022 del Índice Gonado-somático (IG) de *Centrostephanus sylviae* (n = 135, barras = error típico): Comparación entre valores crudos (%) y con transformación logarítmica [log(IG)] para estabilizar la varianza. Las letras a, b y c indican grupos estadísticamente distintos entre sí (Análisis post-hoc de Dunn: $p_{Bonferroni} < 0.05$); siendo a > b > c en valores de IG (%). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

No se detectaron diferencias significativas en la proporción sexual de *C. sylviae* entre meses ($\chi^2 = 7.36$, $p = 0.50$), a pesar de ligeras variaciones numéricas (*e.g.*, hembras fueron más dominantes en marzo/diciembre).

Respecto al ciclo reproductivo anual de *C. sylviae* se identificaron seis etapas, dos de las cuales se agruparon en una sola (*i.e.*, "Madurez parcial" + "Madurez total" =

"Maduración"), determinándose así cinco etapas para la especie, dado que sólo se identificaron 3 ejemplares en etapa de madurez parcial y 19 en madurez total (de acuerdo con los criterios de King *et al.* 1994 y Pecorino *et al.* 2013). Cada etapa se reconoció bajo el aspecto general de los acinos ováricos y testiculares observados con microscopía óptica de campo claro, bajo la siguiente forma:

I. Recuperación: **Hembras:** Ovocitos pre-vitelogénicos (OP) pequeños poblando las paredes acinares. Escasa presencia de ovocitos residuales (OR). Fagocitos nutritivos (FNs) llenando el lumen (Fig. 16, a). **Machos:** Paredes con una fina capa de espermatogonias (EG) y espermatocitos (EC) en activa mitosis; línea germinal (LG). Los FNs llenando el lumen (Fig. 17, a).

II. Crecimiento: **Hembras:** Formación de una capa continua de OPs, con muy pocos ovocitos vitelogénicos (OV) maduros. Gran concentración de FNs aún presente (Fig. 16, b). **Machos:** Columnas de ECs dispuestos hacia el lumen, formando una capa gruesa. Los FNs llenando el lumen (Fig. 17, b).

III. Maduración: **Hembras:** Elevada presencia de OVs (en algunos ya se suele divisar su vesícula germinativa/núcleo), en disposición y/o compactados hacia el lumen. Escasez notable de FNs y casi sin presencia de OPs (Fig. 16, c-d). **Machos:** La capa de ECs aumenta en anchura y las espermátidas (ET, espermatozoides inmaduros) se suelen acumular al centro del lumen, de forma más o menos empaquetada dependiendo del campo observado. Los FNs son escasos y distribuidos solo a nivel de las paredes acinares como una fina capa (Fig. 17, c-d).

IV. Desove Parcial: **Hembras:** Algunos acinos completamente vacíos, mientras que otros con OVs libres y sueltos por el lumen (*i.e.*, no compactados). Sin presencia de OPs, mientras que una notoria capa de FNs reviste las paredes acinares (Fig. 16, e). **Machos:** Algunos acinos completamente vacíos. Los ETs ya han madurado como espermatozoides (EZ) y están libres en grandes espacios de lumen. La pared acinar ahora presenta una capa relativamente más gruesa de FNs (Fig. 17, e).

V. Vaciado: **Hembras:** Acinos en su mayoría vacíos. Presencia de algunos ORs. Mayor presencia y actividad mitótica de los FNs (Fig. 16, f). **Machos**: Acinos mayormente vacíos, con espermatozoides residuales (ER) dispuestos en *clusters* difusos o densos. Los FNs van reapareciendo a través de los acinos, sin limitarse a solo a las paredes acinares testiculares (Fig. 17, f).

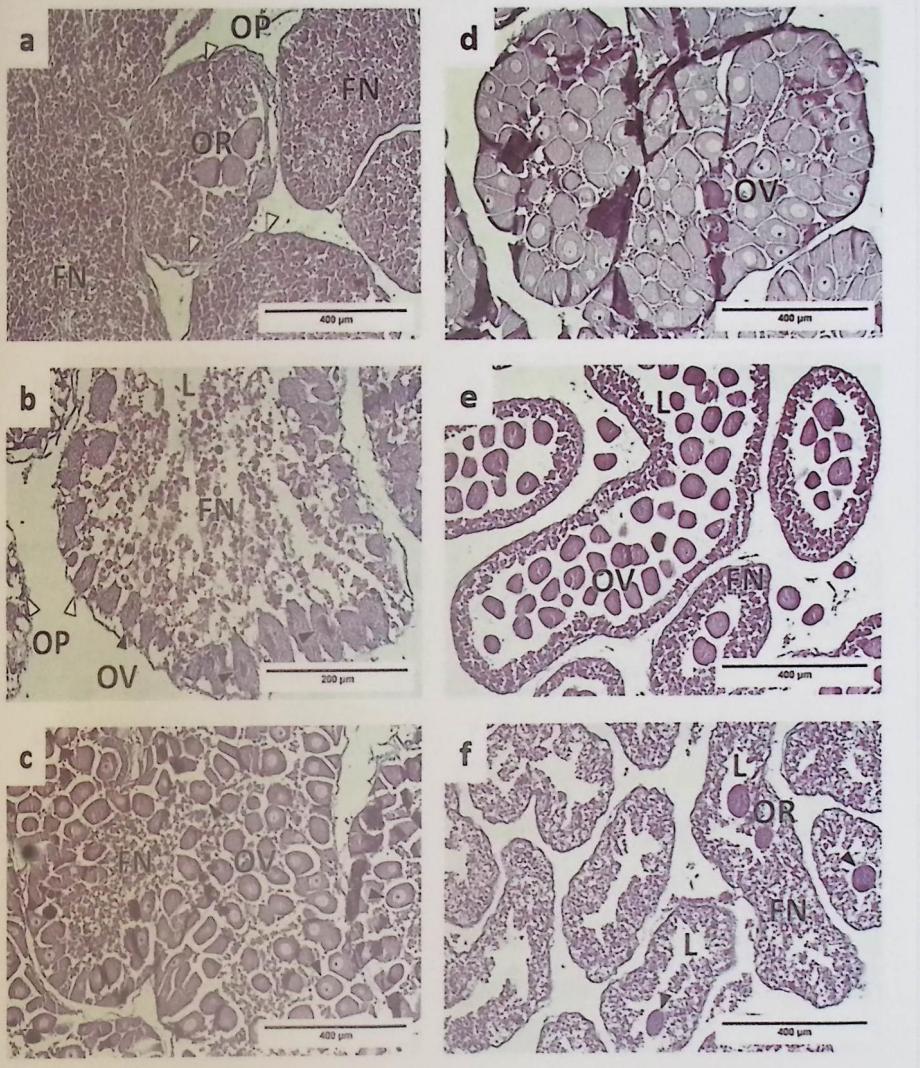


Figura 16. Crecimiento ovárico durante el ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*; dividido en cinco etapas: a. Recuperación, b. Crecimiento, c-d. Maduración, e. Desove parcial, f. Vaciado. La caracterización de cada etapa se realizó según la presencia/ausencia de fagocitos nutritivos (FN), el lumen (L), ovocitos pre-vitelogéncios (OP, puntas blancas en a, b), ovocitos vitelogénicos (OV, puntas negras en b) y ovocitos residuales (OR, puntas negras en f). Fuente: Elaboración propia con LAS EZ ver. 3.4.0. y (Fiji Is Just) ImageJ ver. 1.54f.

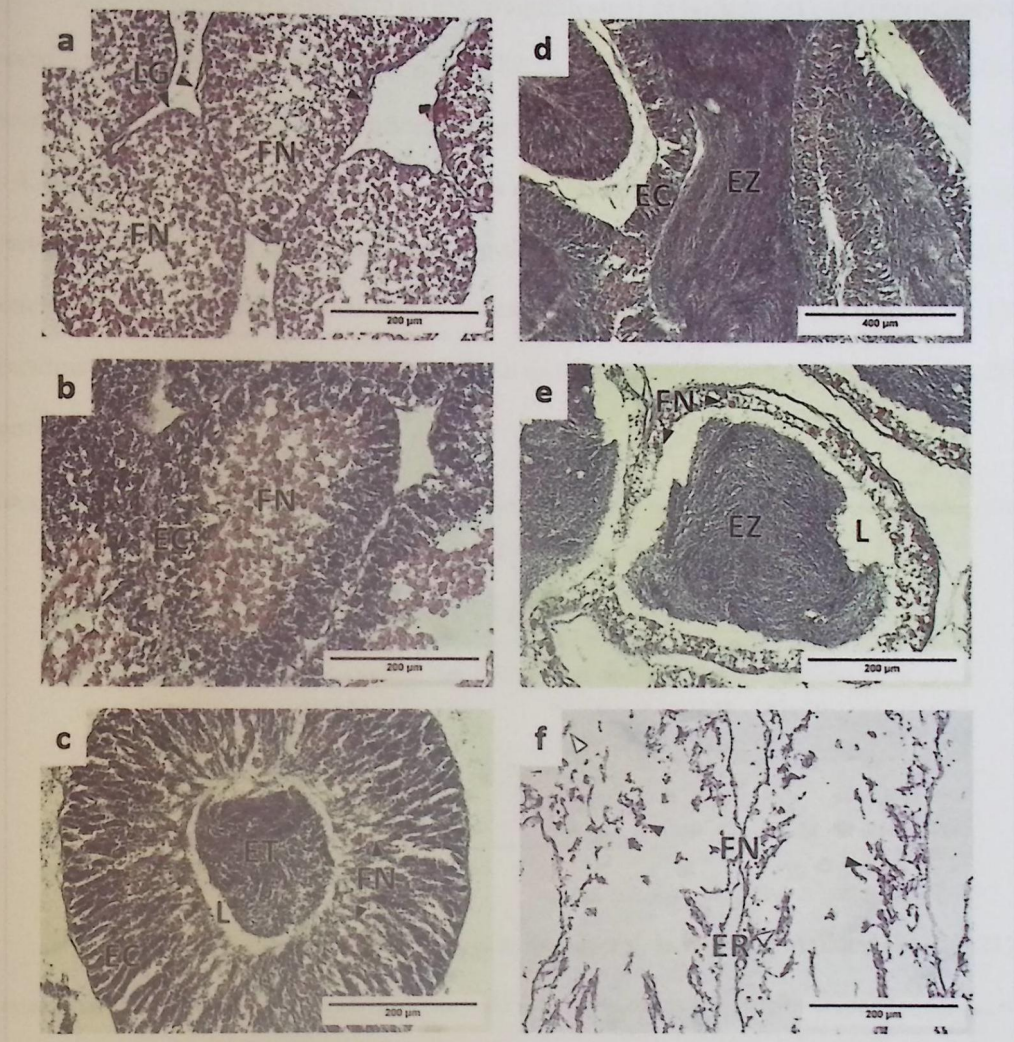


Figura 17. Crecimiento testicular durante el ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae*; dividido en cinco etapas: a. Recuperación, b. Crecimiento, c-d. Maduración, e. Desove parcial, f. Vaciado. La caracterización de cada etapa se realizó según la presencia/ausencia y distribución de fagocitos nutritivos (FN, puntas negras en c, e, f), el lumen (L), la línea germinal (LG, puntas negras en a), espermatogonias (EG), espermatocitos (EC), espermátidas (ET), espermatozoides maduros (EZ) y espermatozoides residuales (ER, puntas blancas en f). Fuente: Elaboración propia con LAS EZ ver. 3.4.0. y (Fiji Is Just) ImageJ ver. 1.54f.

La prueba ANOVA demostró un efecto significativo de la etapa del ciclo reproductivo como factor sobre los valores de IG ($F_{[4, 130]} = 27.33, p < 0.001$). La prueba de Kruskal-Wallis también confirmó diferencias significativas en los valores de IG entre etapas ($H = 49.12$, $gl = 4$, $p < 0.001$) (Tabla 10, Fig. 18). La prueba de Chi Cuadrado reveló una asociación leve, pero significativa entre el sexo y la etapa reproductiva ($\chi^2 = 12.15$, $gl = 4$, $p = 0.02$). Los machos fueron relativamente más frecuentes en la etapa de Recuperación (29 machos vs. 15 hembras), mientras que las hembras dominaron en la etapa de Crecimiento (7 machos vs. 20 hembras).

Tabla 10. Resultados de la prueba ANOVA para datos no paramétricos usando los valores de Índice Gonado-somático (IG) con "etapa" (del ciclo reproductivo anual) como factor. Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3.

ANOVA - IG (%)					
Casos	Suma de Cuadrados	*gl*	Cuadrado Medio	F	*p*
Etapa	2451.17	4	612.79	27.33	1.82e-16
Residuals	2914.99	130	22.42		

Contraste de Kruskal-Wallis			
Factor	Estadístico	*gl*	*p*
Etapa	49.12	4	5.52e-10

La prueba post-hoc de Dunn reveló que, en general, la etapa de Maduración (n = 21) presentó valores de IG significativamente más altos que todas las demás etapas ($p_{Bonferroni} < 0.001$; Fig. 18). La etapa de Crecimiento (n = 27) tuvo un IG mayor que la de Recuperación (n = 44), Desove parcial (n = 14) y Vaciado (n = 29) ($p_{Bonferroni} < 0.01$), pero no difirió significativamente de la etapa de Maduración ($p_{Bonferroni} = 0.56$; Fig. 18). Las etapas de Recuperación, Desove-Parcial y Vaciado formaron un grupo homogéneo con los valores más bajos de IG ($p_{Bonferroni} > 0.05$ entre ellos; Fig. 18).

Tabla 11. Parámetros descriptivos de los valores promedio de Índice Gonado-somático correspondientes a cada etapa del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* (n = 135). Fuente: elaboración propia en JASP 0.19.3.

	Índice Gonado-somático (%)				
Estadístico	**Recuperación**	**Crecimiento**	**Maduración**	**Desove parcial**	**Vaciado**
Válido	44	27	21	14	29
Moda	4.17	2.13	22.12	1.18	5.17
Mediana	5.98	10.73	19.08	5.58	4.29
Media	6.17	10.51	17.20	6.49	4.53
Desviación Típica	2.72	3.43	9.51	4.74	2.59
Coeficiente de variación	0.44	0.33	0.55	0.73	0.57
Varianza	7.39	11.79	90.53	22.51	6.69
Shapiro-Wilk*	0.95	0.99	0.91	0.84	0.84
Valor de *p**	0.07	0.98	0.06	0.02	4.34e-4
Mínimo	1.89	2.13	2.17	1.18	1.28
Máximo	13.76	17.54	30.73	19.61	11.46

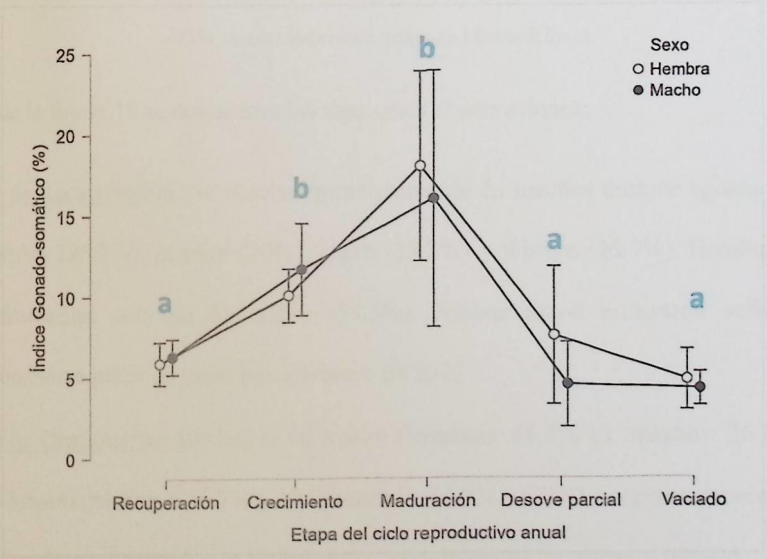


Figura 18. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (IG ± error típico) en función de cada etapa del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* (n = 135). Las letras a y b indican grupos estadísticamente distintos entre sí (Análisis post-hoc de Dunn: $p_{Bonferroni} < 0.05$), reflejando las jerarquías en el esfuerzo reproductivo; siendo b > a en valores de IG (%). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

La distribución mensual de las etapas del ciclo reproductivo de *C. sylviae* evidenció patrones estacionales, con algunas diferencias entre hembras y machos (Fig. 19).

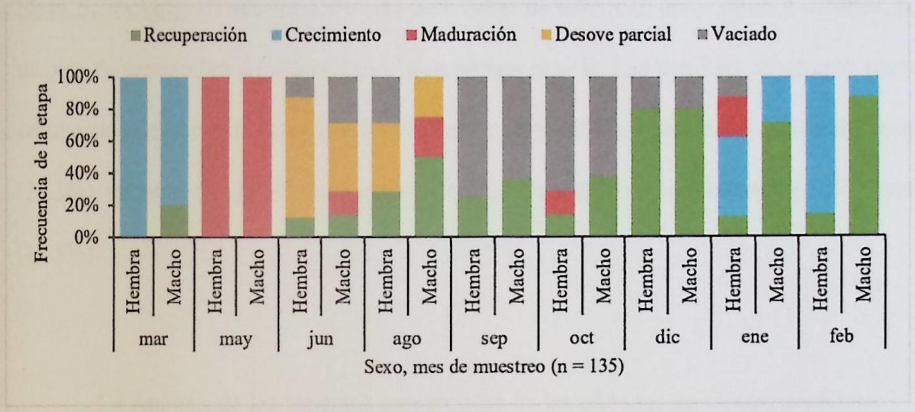


Figura 19. Frecuencia acumulada por mes y sexo de las etapas del ciclo reproductivo anual de *Centrostephanus sylviae* (n = 135). Fuente: Elaboración propia en Microsoft Excel.

A partir de la figura 19 se destacaron las siguientes observaciones:

- Etapa de Recuperación: Se observó principalmente en machos durante agosto (26.7%), septiembre (26.7%), octubre (20%), enero (33.3%) y febrero (26.7%). Hembras fueron más frecuentes solo en diciembre (53.3%). Ambos sexos mostraron actividad de recuperación a partir de junio hasta febrero de 2022.
- Etapa de Crecimiento: Exclusiva en marzo (hembras: 66.7% vs. machos: 26.7%) y en enero-febrero (hembras: 26.7% y 40%; machos: 13.3% y 6.7%), sin presentarse en ningún otro mes. Etapa dominada por las hembras, especialmente en marzo y febrero.
- Etapa de Maduración: Concentrada en mayo (hembras: 60% vs. machos: 40%) y junio-agosto (machos: 13.3%), con algunos episodios de esta etapa fuera de estos meses.

- Etapa de Desove Parcial: Limitado entre junio y agosto, con mayor frecuencia en hembras (junio: 40%; agosto: 20%) frente a machos (junio: 20%; agosto: 13.3%).
- Etapa de Vaciado: El desove completo tuvo máxima actividad entre junio y octubre, con un pico de septiembre a octubre (33.3% en ambos sexos). Las hembras mostraron mayor constancia en esta etapa, especialmente en septiembre (20%), octubre (33.3%) y diciembre (13.3%), mientras que los machos registraron valores altos en septiembre (46.7%) y junio (13.3%).

5.4 Análisis de los aspectos comerciales de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*.

Los análisis histológicos no revelaron diferencias significativas en el Índice Gonado-somático (IG) entre sexos ($p > 0.05$), por tanto, se unificaron los datos de hembras y machos para optimizar el análisis de tallas comerciales. Asimismo, para garantizar la robustez estadística, se excluyeron las cohortes de los erizos con la menor representatividad muestral: 30-39 mm DH (n = 22) y 70-79 mm DH (n = 16), reduciendo el tamaño de muestra global de 276 a 235 individuos (adicionalmente se restaron 3 ejemplares de junio sin registro de datos comerciales: #19, #21 y #24). Esta depuración permitió focalizar las recomendaciones en los rangos de talla con mayor relevancia para la pesquería (40-69 mm DH), donde se suele concentrar el esfuerzo extractivo.

5.4.1 Coloración de las gónadas.

Estacionalmente, la gónada de *C. sylviae* naranjo brillante (N1, n = 115) fue el único de los cinco posibles colores (N2, A1, A2 y Café) que estuvo presente en todos los meses de muestreo (fig. 20). A este, le siguió el color naranjo oscuro/pálido (N2, n = 45), presente en todos los meses a excepción de febrero de 2022. A su vez, tanto el color amarillo brillante (A1, n = 38) como el amarillo oscuro/pálido (A2, n = 18) estuvieron ambos presentes en seis de los nueve meses de muestreo; A1 desde marzo hasta junio y desde diciembre en adelante, mientras que A2 fue más frecuente desde agosto en adelante. Por su parte, el color café (C, n = 19) se mantuvo restringido entre junio y diciembre (Fig. 20).

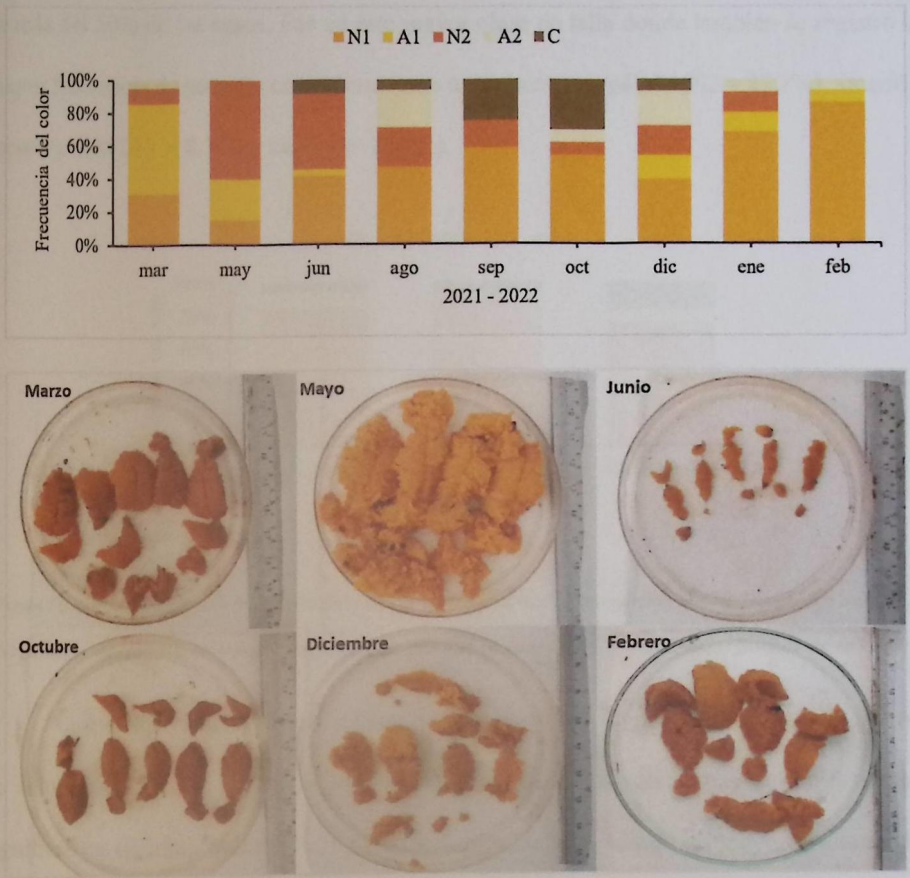


Figura 20. Distribución mensual del color de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. N1: naranjo brillante. A1: amarillo brillante. N2: naranjo obscuro/pálido. A2: amarillo obscuro/pálido. C: café. Fuente: Elaboración en Excel y registro propio (ejemplo).

La distribución de tonalidad gonadal según las clases de tamaño de *C. sylviae* fue similar entre los grupos de 40-49 mm DH (n = 93) y de 50-59 mm DH (n = 94), predominando las tonalidades de naranjo brillante (N1) y amarillo brillante (A1) en el 70% de los casos, conjuntamente (Fig. 21). La distribución de los colores asociados a una mayor calidad gonadal (N1 y A1) en erizos de rango 60-69 mm DH (n = 48), en cambio, no logró presentarse

en más del 50% de los casos. Fue en esta mayor clase de talla donde también se registró la mayor frecuencia de gónadas con coloraciones naranjo oscuro/pálido (N2 = 27.1%), amarillo oscuro/pálido (A2 = 8.3%) y café (C = 16.7%).

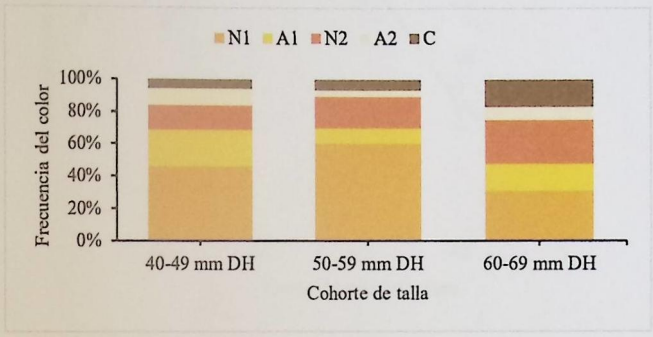


Figura 21. Distribución por cohortes de talla del color de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*. N1: naranjo brillante. A1: amarillo brillante. N2: naranjo obscuro/pálido. A2: amarillo obscuro/pálido. C: café. Fuente: Elaboración en Excel.

Cuando los valores del Índice Gonado-somático (IG) fueron agrupados según el tipo de coloración (N1, A1, N2, A2, C) la prueba ANOVA no paramétrica detectó diferencias significativas (Kuskal-Wallis $H = 28.69$, $gl = 4$, $p = 9.02e\text{-}6$), siendo los mayores valores de IG correspondientes al color A1 (= 11.12 ± 7.11%), el cual fue estadísticamente igual a los valores de IG del color N2 (= 9.79 ± 7.11%) y el color N1 (= 7.83 ± 4.93%) ($p_{Bonferroni} > 0.05$), mientras que fue significativamente distinto de los valores de IG del color A2 (= 5.27 ± 2.95%) y el color Café (= 3.9 ± 1.99%); tonos con los valores más bajos de IG (Fig. 22).

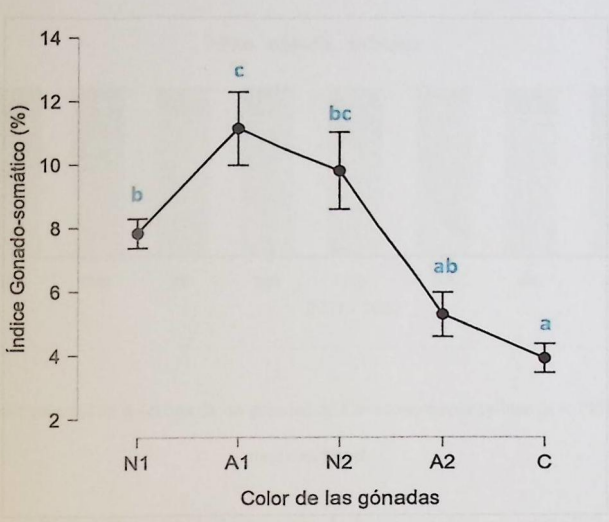


Figura 22. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de cada color detectado en las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). N1: Naranjo brillante. A1: Amarillo brillante. N2: Naranjo obscuro/pálido. A2: Amarillo obscuro/pálido. C: Café. Las letras a, b y c indican grupos estadísticamente distintos entre sí (siendo c > b > a), mientras que las letras combinadas (bc y ab) indican que no hay diferencias significativas entre esos grupos específicos (Análisis post-hoc de Dunn: $p_{Bonferroni} < 0.05$). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

5.4.2 Textura de las gónadas.

Estacionalmente, la distribución de los tipos de textura (fina, media o gruesa) se caracterizó por la presencia de gónadas con textura fina (n = 160) y textura media (n = 58) a través del periodo de muestreo completo; con texturas gruesas (n = 17) solo ocasionalmente observadas (5-20% de los casos, Fig. 23).

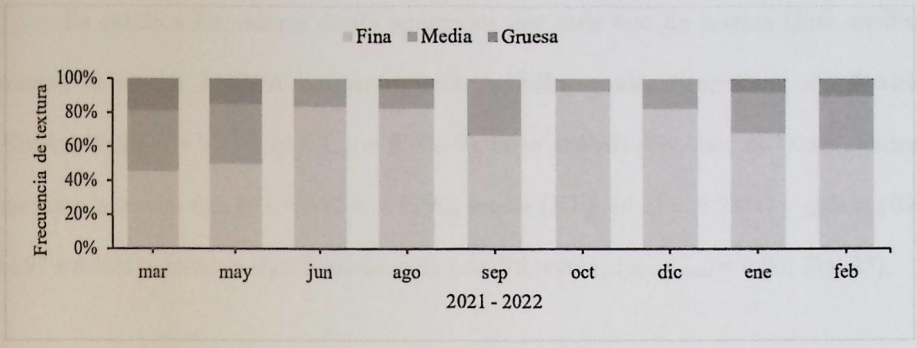


Figura 23. Distribución mensual en la textura de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel.

En cuanto a la distribución de la textura de las gónadas respecto a los grupos de talla, no hubo mayores diferencias en la proporción observada (Fig. 24). Por lo general, entre el 60-90% de las gónadas de todos los grupos de talla comercial presentaron textura fina o media, mientras que las gónadas con textura gruesa se presentaron como máximo en el 10% de los casos (Fig. 24).

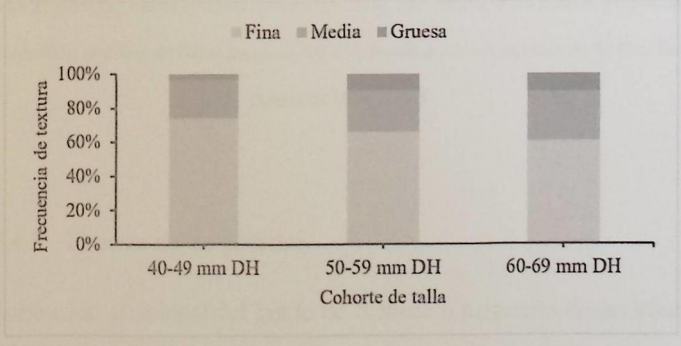


Figura 24. Distribución por grupos de talla en la textura de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel.

En cuanto a los valores de IG agrupados por cada tipo de textura (fina, media o gruesa), la prueba ANOVA no paramétrica también reveló diferencias significativas (Kruskal-Wallis $H = 37.10$, $gl = 2$, $p = 8.80e\text{-}9$); cuyo análisis post- hoc de Dunn confirmó que tanto la textura fina (IG = 6.82 ± 5.12%), media (IG = 10.11 ± 6.78%) y gruesa (IG = 14.97 ± 6.46%) aportaron significativamente con diferencias ($p_{Bonferroni} < 0.05$; Fig. 25).

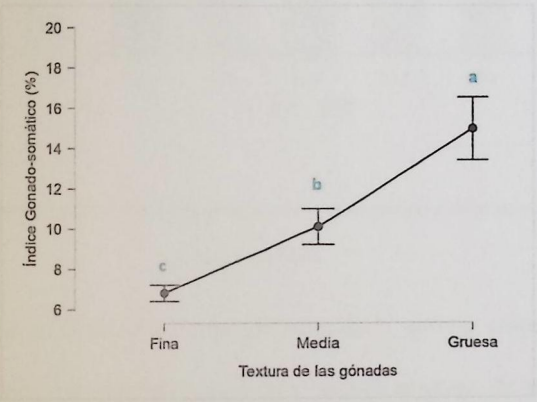


Figura 25. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de cada tipo de textura detectada en las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Las letras a, b y c indican grupos estadísticamente distintos entre sí (Análisis post-hoc de Dunn: $p_{Bonferroni} < 0.05$); siendo a > b > c en valor de IG (%). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

5.4.3 Firmeza de las gónadas.

La distribución estacional del grado de firmeza o turgencia de las gónadas reveló un patrón de transición paulatino; desde una mayor proporción de gónadas blandas (n = 98) al inicio del otoño-invierno (marzo a junio, > 80%) hacia una mayor proporción de gónadas

firmes (n = 137) durante el resto del año (> 80%), recuperando su proporción equilibrada (1:1) para febrero del año siguiente (Fig. 26).

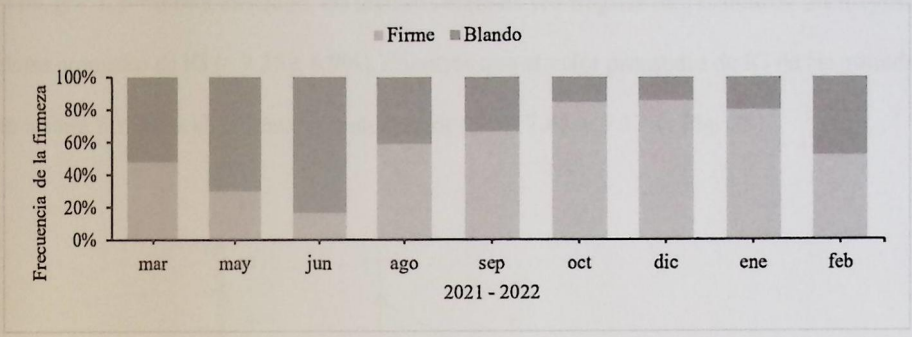


Figura 26. Distribución mensual en la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel.

La distribución en la firmeza de las gónadas de *C. sylviae* respecto a los grupos de talla se observó de forma relativamente constante, siendo el grupo de talla más grande (60-69 mm DH) el que demostró la mayor proporción de gónadas en estado firme (> 70%; Fig. 27).

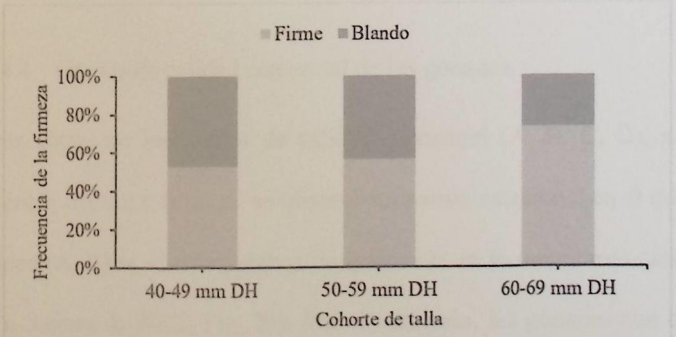


Figura 27. Distribución mensual en la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en Excel.

Respecto de los valores respectivos de IG, la prueba ANOVA no paramétrica reveló diferencias significativas (aunque débiles) entre ambos tipos de turgencia (Kruskal-Wallis $H = 4.06, gl = 1, p = 0.04$); de hecho, las texturas blandas y/o frágiles representaron los mayores valores promedio de IG (= 9.35 ± 6.9%), mientras que el valor promedio de IG de las gónadas con textura firme fue significativamente menor (IG = 7.42 ± 5.37%; Fig. 28).

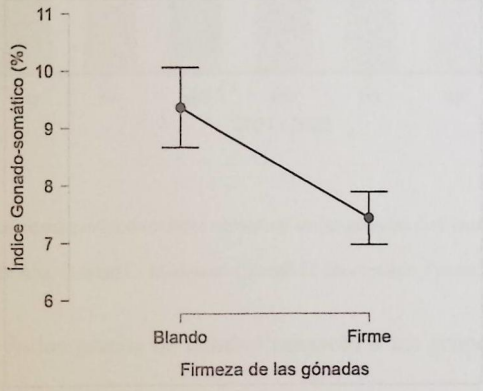


Figura 28. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (± error típico) en función de la firmeza de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

5.4.4 Grados de calidad comercial de las gónadas.

Una vez obtenidos los grados de calidad comercial (A, B, C, D), a partir de las categorías de color, textura y firmeza, se observó un patrón estacional en el que las gónadas de mayor calidad (A, B) se distribuyeron principalmente en lo meses más cálidos (marzo y de diciembre a febrero de 2022; Fig. 29). Por el contrario, las gónadas con calidades más bajas se concentraron en los meses más fríos (mayo a octubre). Las gónadas de alta calidad (B) fueron las más comunes (n = 112), seguido de aquellas con calidad premium (A, n = 71),

mientras que las gónadas de calidad mediocre (C, n = 33) e inaceptable (D, n = 19) fueron las menos frecuentes.

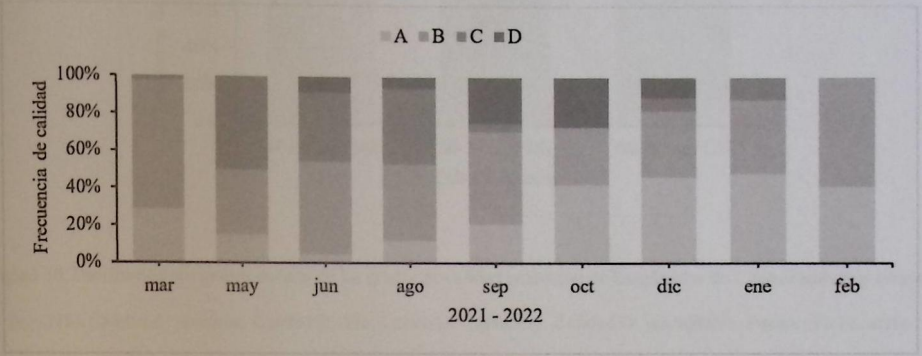


Figura 29. Distribución mensual en los grados de calidad comercial de las gónadas de *Centrostephanus* sylviae (n = 235). Calidad A: premium. Calidad B: Alta. Calidad C: Mediocre. Calidad D: Inaceptable. Fuente: Elaboración propia en Excel.

La distribución de los grados de calidad respecto a los grupos de talla se mantuvo relativamente proporcional, siendo aquellos ejemplares de mayor talla (60-69 mm DH) los que presentaron una menor frecuencia de gónadas de grado A (< 20%, Fig. 30) y la mayor proporción de gónadas grado D (> 10%). Las gónadas de calidades más altas (A, B) se mantuvieron presentes en todos los grupos de talla en una proporción entre el 70 al 85%.

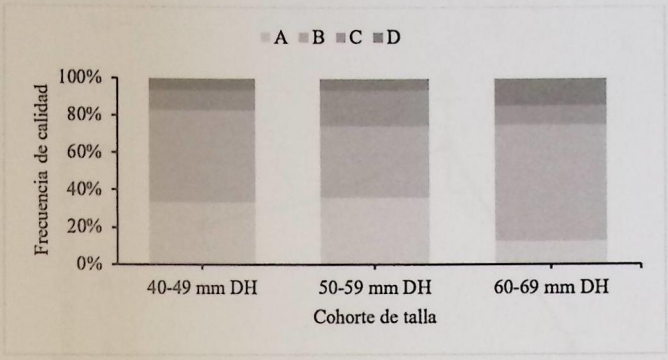


Figura 30. Distribución por grupos de talla de los grados de calidad comercial de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Calidad A: premium. Calidad B: Alta. Calidad C: Mediocre. Calidad D: Inaceptable. Fuente: Elaboración propia en Excel.

La prueba ANOVA no paramétrica detectó que las gónadas de calidad D demostraron valores significativamente menores (Krukal-Wallis $H =$, $gl = 3$, $p = 1.03e\text{-}3$; prueba de Dunn, $p_{Bonferroni} < 0.05$) que las categorías superiores (A, B, C), las cuales no difirieron significativamente entre sí ($p_{Bonferroni} > 0.05$; Fig. 31).

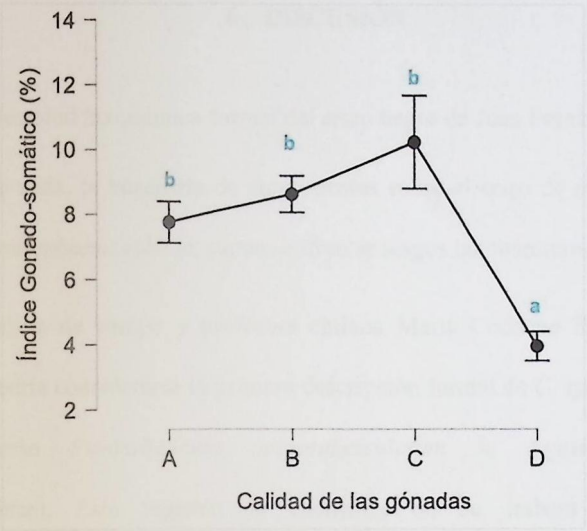


Figura 31. Distribución del valor promedio de Índice Gonado-somático (IG ± error típico) en función de los grados nominales de calidad comercial (A: calidad premium; B: calidad alta; C: calidad mediocre; D: calidad inaceptable) estimados a partir las gónadas de *Centrostephanus sylviae* (n = 235). Las letras a y b indican grupos estadísticamente distintos entre sí (Análisis post-hoc de Dunn: $p_{Bonferroni} < 0.05$); siendo b > a en valores de IG (%). Fuente: Elaboración propia en JASP 0.19.3.

6. DISCUSIÓN

6.1 Identidad taxonómica formal del erizo negro de Juan Fernández.

Antes que nada, la búsqueda de antecedentes sobre el erizo de mar negro de Juan Fernández, *Centrostephanus sylviae*, supuso enfrentar sesgos taxonómicos y reinterpretarlos.

La naturalista de campo y profesora chilena María Codoceo Rojas (1909-1998) publicó lo que podría considerarse la primera descripción formal de *C. sylviae*, identificado inicialmente como *Plesiodiadema microtuberculatum* A. Agassiz 1879 (fam. Aspidodiadematidae). Este registro se encuentra en su trabajo "*Aspidodiadema microtuberculatum* Agassiz, en Islas de Juan Fernández y Desventuradas (Echinoidea, Diadematidae)", publicado en 1971 en el *Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural, Chile* (Codoceo 1971). En dicho estudio, Codoceo registró la recolección de varios ejemplares en 1969-1970 en Isla Robinson Crusoe e Isla San Ambrosio, a una profundidad de 3 metros (Codoceo 1971).

No obstante, la Dra. Sylvia Earl ya habría recolectado a esta especie en 1965-1966 desde Isla Robinson Crusoe e Isla San Félix, a profundidades de 9-33 y 75 metros. El epíteto específico "sylviae" fue asignado en su honor por el Dr. F. Julian Fell, quien realizó una descripción más detallada del erizo negro de Juan Fernández y actualizó la clave taxonómica del género *Centrostephanus* (Fell 1975; Pawson & Miller 1983; Gondim *et al.* 2018; Martínez *et al.* 2018).

Esta tesis reafirma, por lo tanto, la autoría de Fell sobre el erizo negro de Juan Fernández; tomando como base a Parin *et al.* (1997). No obstante, fue Codoceo quien, de

hecho, difundió nacionalmente la naturaleza comestible de las gónadas de *C. sylviae* y su extensión hasta Isla San Ambrosio (Codoceo 1971). La autora, posteriormente, reconoció al *C. sylviae* de Fell en su trabajo "Asteroidea, echinoidea and holothuroidea of the Desventuradas and Juan Fernández islands off Chile with new records for the last archipelago", publicado en 1976 en *Thalassia Jugoslavica*, otorgándole categoría de especie endémica; atributo no reconocido por Parin *et al.* (1997), pero sí posteriormente por Véliz *et al.* (2021) y Vera-Duarte *et al.* (2025).

Adicionalmente, Codoceo (1976) agregó que la especie *C. rodgersii* (de distribución Indo-Pacífica: sureste de Australia y norte de Nueva Zelanda; Byrne & Andrew 2020) también formaría parte del Archipiélago Juan Fernández (AJF), sugiriendo que su distribución se extendería, incluso, hasta territorios subantárticos (Codoceo 1976). En este contexto, Rozbaczylo & Castilla (1987) en su capítulo "Invertebrados Marinos del Archipiélago Juan Fernández" citaron a Codoceo (1976) sin incluir a Fell (1975); asignando así solo a *C. rodgersii* al archipiélago y omitiendo el reciente reconocimiento de *C. sylviae [nov. sp.]*. Este desconocimiento provocó que en algunos de los escasos trabajos ecológicos del archipiélago haya sido asignado *C. rodgersii* como la identidad taxonómica del erizo negro de Juan Fernández. Trabajos como Rozbaczylo & Castilla (1987); National Geographic & OCEANA (2014); Friedlander *et al.* (2016) y Ernst *et al.* (2022a, 2022b, 2024) son ejemplos donde se ha plasmado esta imprecisión.

Al revisarse las descripciones morfológicas de especímenes fijados de *C. rodgersii* de Mortensen (1940) y su comparación con muestras de *C. sylviae* (Fell 1975) se distingue principalmente que [1] los verticilos (cuñas) de las delgadas espinas de *C. sylviae* no suelen

distinguirse al ojo desnudo, pero estos sí se pueden distinguirse a partir de las espinas de *C. rodgersii,* las que son más robustas (Fig. 32). A su vez, [2] el diámetro del sistema apical de *C. sylviae* (zona aboral) es relativamente grande (32-38% del DH), monocíclico y presenta una placa madrepórica (#1, Fig. 32) de casi ⅓ adicional del tamaño del resto de las placas genitales (#2-5, Fig. 32), mientras que en *C. rodgersii* el sistema apical es pequeño (≤ 27% del DH), pseudocíclico y la placa madrepórica llega a ser hasta el doble del tamaño de las placas genitales (Fig. 32). Mientras que otros caracteres son consistentes, las espinas muestran diferencias marcadas entre organismos vivos (observados *in situ*; *e.g.*, Banks *et al.* 2007) y preservados (Fig. 32), siendo este el carácter menos confiable para su identificación.

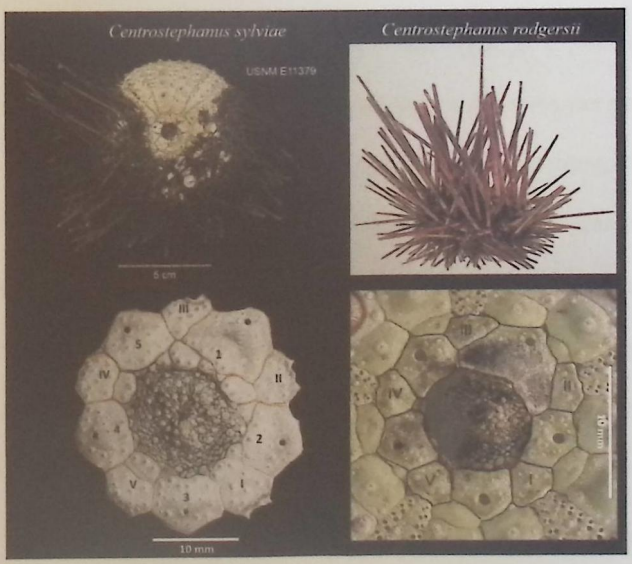


Figura 32. Comparación morfológica entre *Centrostephanus sylviae* (Ø74.6 mm*, en vista aboral; Is. Rob. Crusoe, costa oeste) y *C. rodgersii* (Ø35 mm, en vista lateral; Puerto de Sydney, Australia), incluyendo sus respectivos sistemas apicales al descubierto. Escala = 10 mm. Fuente: Adaptado de Department of Invertebrate Zoology Collections SNMNH (2023) y Schultz (2015).

6.2 Aspectos biológicos y reproductivos determinados en *Centrostephanus sylviae*.

Objetivamente, un ciclo reproductivo es la seguidilla de eventos desde el tiempo de activación, el crecimiento y la gametogénesis en las gónadas hasta la liberación sincronizada de huevos/esperma (*i.e.*, temporada reproductiva – TR), pasando posteriormente por un estado de prolongado reposo (*i.e.*, temporada vegetativa – TV), hasta que las gónadas se activan nuevamente (Giese 1959; Powell *et al.* 2020; Walker *et al.* 2020).

Teniendo en cuenta que los patrones estacionales del ciclo reproductivo afectan directamente el aspecto de las gónadas (Giese 1959; Walker *et al.* 2015, 2020; Pandian 2018), entonces, sería la magnitud en la acumulación de nutrientes dietarios por parte de los erizos uno de los factores que más contribuirían al rendimiento de los criterios comerciales para obtener gónadas de alta calidad. Diversos estudios (King *et al.* 1994; Byrne *et al.* 1998; Pérez *et al.* 2010; James & Siikavuopio 2012; Pecorino *et al.* 2013) han situado estos procesos de acumulación nutricional en el intervalo temporal correspondiente a las etapas de Vaciado, Recuperación y Crecimiento del ciclo reproductivo anual (Baulch 2019; Powell *et al.* 2020; Walker *et al.* 2020; Suckling *et al.* 2022). El estado promedio reproductivo observado en la población de *Centrostephanus sylviae* del sector El Adriático en Isla Robinson Crusoe reflejó que el factor "mes", "cohorte", "etapa", "color", "textura", "firmeza" y "calidad" fueron significativos; con una TV abarcando desde junio a marzo (*i.e.*, etapas: Vaciado → Recuperación → Crecimiento) y una TR desde mayo a agosto (*i.e.*, etapas: Maduración → Desove Parcial).

En TR, el desove de *C. sylviae* fue sincrónico entre sexos y se extendió por tres meses; específicamente desde junio hasta agosto, coincidiendo con el descenso anual del fotoperíodo para la Isla Robinson Crusoe (Tabla 12). El ritmo reproductivo de *C. sylviae* fue anual con modulación estacional; con 7-8 meses de duración. Para la especie Indo-Pacífica *C. rodgersii* el pico en el desove se ha registrado durante el invierno austral: Desde junio hasta noviembre (3-5 meses) en Australia (Byrne *et al.* 1998); desde agosto a noviembre en Tasmania (4 meses) (Ling *et al.* 2008); y desde julio a septiembre en Nueva Zelanda (3 meses) (Pecorino *et al.* 2013; tabla 12). A su vez, el Índice Gonado-Somático (IG) de *C. tenuispinus* (suroeste de Australia) se ha registrado con un máximo en julio; desovando entre julio y agosto (Rathnayaka 2017; Byrne & Andrew 2020). Para la Isla Robinson Crusoe, *C. sylviae* marcó su pico en los valores de IG entre marzo y mayo; posteriormente desovando entre junio y agosto (Tabla 12).

Tabla 12. Características del desove en *Centrostephanus* spp. y *C. sylviae*: período, horas de luz y temperatura superficial del mar (TSM) por latitud (*: Datos estimados; SD: Sin datos). Fuente: Adaptado de Pecorino *et al.* (2013). Horas de luz en Isla Robinson Crusoe según © Time and Date AS 1995-2025 (https://www.timeanddate.com/worldclock/@3873018).

Especie	Distribución	Población	Latitud	Período de desove	Horas de luz (h)	TSM (°C)
C. rodgersii	Este de Australia	Isla Solitaria (Byrne et al. 1998)	30° S	Junio–Julio	10,2	20,4–21,2*
C. tenuispinus	Oeste de Australia	Arrecife Hall Bank (Rathnayaka 2017)	32°S	Julio-Agosto	10,2-10,9*	SD
C. rodgersii	Sureste de Australia	Sidney (Byrne et al. 1998)	33° S	Junio–Sep/Oct	10	16,4–18,7*
C. sylviae	**Chile Insular-Oceánico**	**Isla Robinson Crusoe (Esta tesis)**	**33° S**	**Junio-Agosto**	**10–11***	**SD**
C. rodgersii	Sureste de Australia	Sidney (King et al. 1994)	34° S	Julio–Agosto	10	16–17
C. rodgersii	Sureste de Australia	Ulladulla (Byrne et al. 1998)	35° S	Junio–Septiembre	9,9	14,6–18,2*
C. rodgersii	Norte de Nueva Zelanda	Islas Mokohinau (Pecorino et al. 2013)	36° S	Julio–Septiembre	10	15,7–16,8
C. rodgersii	Sureste de Australia	Eden (Byrne et al. 1998)	37° S	Junio–Oct/Nov	9,7	13,3–17,5*

C. rodgersii	Sureste de Australia	Tasmania Oriental (Ling et al. 2008)	41°–43° S	Julio–Agosto	11–12	SD

En invertebrados marinos templados se asume que la temporada reproductiva (TR) se alarga hacia latitudes más altas (sur), sugiriendo un fuerte control exógeno sobre el ciclo reproductivo (Giese 1959; Mercier & Hamel 2009). No obstante, este patrón no fue consistente según los ritmos de desove reportados para especies del género *Centrostephanus* en el Cono Sur Indo-Pacífico (Tabla 12).

Por otro lado, aunque se ha observado que los organismos con larvas planctotróficas suelen presentar TRs cortas (*i.e.*, dependientes de la disponibilidad del plancton), *C. sylviae* exhibió una TR de cuatro meses (mayo-agosto) con un periodo de desove concentrado en tres meses (junio-agosto), ajustándose parcialmente a este modelo (Giese 1959; Banks *et al.* 2007). Curiosamente, los muestreos de verano realizados en Isla Robinson Crusoe (2017-2018 y 2022-2023; Carrasco *et al.* 2021 y Ernst *et al.* 2024, respectivamente) no pudieron detectar larvas "echinopluteus transversus" (típicas de la familia Diadematidae; Mortensen 1921, 1940), posiblemente debido a la falta de muestreos invernales coincidentes con el periodo de desove detectado en este trabajo. Este tipo particular de larvas sí han sido documentadas y descritas para *C. rodgersii* y *C. coronatus*, pero únicamente por medio de cultivos controlados (Huggett *et al.* 2005; Rendleman & Pace 2018). Pese a estas limitaciones en la detección larval y las grandes distancias entre las islas del AJF, *C. sylviae* mantendría una población sin aislamiento reproductivo (*i.e.*, individuos de todas las islas se cruzan aleatoriamente, formando un pool genético único) sustentada por corrientes bidireccionales que facilitarían la dispersión larval (*sensu* Véliz *et al.* 2021), sumado a un reclutamiento

excepcionalmente exitoso reflejado en el aumento poblacional del 40-50% reportado para la especie en la última década (Vera-Duarte *et al.* 2025).

Esto sugiere que, aunque la ventana reproductiva (desove) de *C. sylviae* sea relativamente breve (3-4 meses), su sincronía con condiciones oceanográficas favorables y una alta eficiencia larval (*e.g.*, adaptaciones/plasticidad fenotípica) le estaría permitiendo superar las limitaciones típicas de especies con períodos cortos de desove (Giese 1959; Mercier & Hamel 2009; Doll *et al.* 2022). Una situación muy similar se ha reportado para *C. rodgersii*, cuya capacidad de dispersión y retención a través de la costa este de Australia le ha permitido extender ampliamente su rango de distribución, últimamente, hasta Tasmania y el norte de Nueva Zelanda (Banks *et al.* 2007; Ling *et al.* 2008, 2015; Pecorino *et al.* 2013; Thomas *et al.* 2021; Cresswell *et al.* 2025).

En consideración de lo anterior, los monitoreos en los valores de Índice Gonado-somático (IG) de *C. sylviae* serán probablemente más significativos solo si se realizan durante varios años, dado que el comienzo y término de una temporada reproductiva puede variar considerablemente de un año al otro (Giese 1959; Mercier & Hamel 2009); afectando la estimación del potencial inicio de la temporada comercial de extracción. Los picos en los valores de IG en mayo de *C. sylviae* coincidieron con un evento de desove al mes siguiente (*i.e.*, caída en los valores de IG en junio-octubre), escenario típicamente reportado en equinodermos previo a condiciones ambientales favorables (*e.g.*, temperatura, disponibilidad de alimento, solsticio de verano, etc.; Mercier & Hamel 2009; Byrne & Andrew 2020). El colapso post-desove en los valores de IG de *C. sylviae* reflejaría el vaciado gonadal, mientras que la recuperación invernal (junio hasta marzo) sugiere una reposición de reservas para el

próximo ciclo (Powell *et al.* 2020). Estos patrones respaldarían la existencia de una estrategia reproductiva estacional en *C. sylviae*, con ventanas temporales críticas a considerar para una planificación de extracción sostenible.

En *C. sylviae*, la combinación de una estrategia reproductiva estacional, más la supuesta capacidad de colonización a larga distancia (Véliz *et al.* 2021) y, posiblemente también, la falta de depredadores efectivos (*e.g.*, Day *et al.* 2024b; Day *et al.* 2025) ha puesto a *C. sylviae* en una categoría de especie dominante, pudiendo amenazar tanto la biodiversidad marina como las actividades socioeconómicas locales (Vera-Duarte *et al.* 2025). Si bien su sobreabundancia podría considerarse como una oportunidad para su explotación comercial sostenible, estas estrategias de manejo deberían siempre diseñarse basadas en su ecología reproductiva, dinámica larval y patrones de conectividad genética (Véliz *et al.* 2021; Vera-Duarte *et al.* 2025). Estos controles poblacionales con enfoque de aprovechamiento económico, a su vez, podrían caer en una paradoja económica (*sensu* Cresswell *et al.* 2025); es decir, se abriría un debate que reflejase el dilema global entre aprovechar especies invasoras/destructivas y/o erradicarlas, especialmente bajo una perspectiva de cambio climático (Filbee-Dexter & Scheibling 2014; Ling *et al.* 2015; Fraschetti *et al.* 2021; Davis *et al.* 2023; Keane *et al.* 2024).

Un modelo económico de sostenibilidad comercial en la explotación de *C. sylviae* exigiría limitar la pesca para mantener un stock suficiente y asegurar una rentabilidad a largo plazo (Vera-Duarte *et al.* 2025), mientras que en un escenario de flujo larval constante (*e.g.*, por efectos del cambio climático) crecería la necesidad de realizar este control poblacional también en forma constante (Véliz *et al.* 2021; Cresswell *et al.* 2025); promoviendo así la

reducción de los fondos blanqueados y la protección del bentos (Watanuki *et al.* 2010; Flukes *et al.* 2012; Filbee-Dexter & Scheibling 2014; Tracey *et al.* 2015; Guarnieri *et al.* 2020; Miller *et al.* 2024)

6.3 Aspectos e implicancias comerciales determinados a partir del análisis de las gónadas de *Centrostephanus sylviae*.

Los datos obtenidos de las gónadas de *Centrostephanus sylviae* revelaron patrones claros en la relación del Índice Gonado-somático (IG) y las variables categóricas analizadas (color, textura, firmeza y calidad) junto a las etapas reproductivas (resumen: Tabla 13).

Respecto de las etapas del ciclo reproductivo, la etapa de Maduración (mayo, principalmente) presentó los valores de Índice Gonado-somático más altos (media IG = 17.2 ± 9.5%), coherente con una acumulación de reservas gonádicas previas al desove (Powell *et al.* 2020; Walker *et al.* 2020). No obstante, la Maduración no siempre se asoció a la calidad premium (A), sino mayoritariamente con la calidad mediocre (C) y la calidad alta (B). En cuanto a la etapa de Crecimiento, su IG elevado (media = 10.51 ± 3.43%) estuvo más asociado con una alta frecuencia de gónadas de calidad alta (B) y premium (A), indicando que es una fase óptima para la cosecha (enero a marzo), donde las gónadas están en desarrollo, pero aún no han perdido firmeza. Por su lado, la etapa de Recuperación (diciembre a febrero, principalmente) presentó valores de IG moderados (≈ 6%), pero con presencia de calidad premium (A), pudiendo deberse a una reposición gonadal temprana con textura firme. Las etapas de Desove parcial y Vaciado fueron las que se asociaron a los más bajos valores de IG (medias = 4.26 a 7.57%) y a calidades mediocres (C) e inaceptables (D), corroborando

que el desove reduce drásticamente la calidad comercial (Unuma *et al.* 2015a; Lourenço *et al.* 2018; Baulch 2019; Suckling *et al.* 2022). Cabe destacar que, en diciembre, la etapa de Recuperación logró asociarse con 9 casos de calidad premium (n = 15), coincidiendo con valores de IG moderado (5.9% en hembras, 6.31% en machos) y colores amarillo brillante (A1)/naranjo brillante (N1) y textura fina/media; sugiriendo que, al menos bajo los criterios de Pert *et al.* (2018), la firmeza y el color son más determinantes que los valores de IG para conseguir una calidad premium en un contexto temporal de post-desove.

Respecto al color, los mayores valores de IG en *C. sylviae* se observaron en gónadas de color amarillo brillante (A1, media = 11.12 ± 7.11%) y naranjo obscuro/pálido (N2, media = 9.79 ± 8.15%), sugiriendo que estas dos tonalidades están asociadas a gónadas en etapas reproductivas activas (*e.g.*, Crecimiento). Los menores valores de IG, en cambio, se observaron en el color café (C, media = 3.9 ± 1.99%) y el color amarillo obscuro/pálido (A2, media = 5.27 ± 2.95%); vinculados al desove parcial o vaciado de las gónadas. El color N2 representó ser el segundo color más dominante, lo que podría indicar que más de una etapa reproductiva podría presentar esta coloración. Estas observaciones implicarían que la cosecha de *C. sylviae* con gónadas de colores A1 y N2 ha de ser priorizada para maximizar el rendimiento gonadal (en peso), a la vez que se podría sugerir el descarte de todas aquellas gónadas que presenten coloración café o similar.

Respecto a la textura, las gónadas de *C. sylviae* con textura gruesa registraron los valores de IG más altos (= 14.97 ± 6.46%), casi el doble que la textura fina (IG = 6.82%). Asimismo, las gónadas con textura media demostraron un IG intermedio (= 10.11 ± 6.78%). Resultó contraintuitivo que, aunque la textura gruesa tuvo los más altos valores de IG, esta

no se asoció a calidades máximas (*i.e.*, calidad A), sugiriendo que un elevado tamaño relativo (IG) no siempre está asociado a la mejor calidad comercial (al menos bajo los criterios de Pert *et al.* 2018). Bajo esta línea, la textura gruesa podría indicar gónadas en estado de maduración avanzada, pero no necesariamente óptimas para su consumo (especialmente por su firmeza/fragilidad), aunque quedaría pendiente su validación con análisis organolépticos.

Respecto a la firmeza, las gónadas blandas de *C. sylviae* tuvieron IG mayores (= 9.35 + 6.9%) que las firmes (IG = 7.42 + 5.37), no obstante, la calidad más alta (A) solo coincidió con gónadas firmes. Elevados valores de IG en *C. sylviae* podrían estar relacionado con etapas de maduración temprana, pero sin la estructura física óptima (firmeza) que exigiría el mercado.

Respecto de los grados de calidad, las gónadas de *C. sylviae* con calidad mediocre (C) mostraron los valores de IG más altos (= 10.25 + 8.25%), seguido por la calidad alta B (IG = 8.63 + 7.77%); sugiriendo gónadas en etapa de máxima maduración. Por su lado, la calidad inaceptable (D) tuvo el IG más bajo (= 3.96 + 1.97%), coincidiendo con una coloración café y, posiblemente, con las etapas de Desove-Parcial o Vaciado. Considerando lo anterior, pese a que la calidad A es premium, sus valores de IG en *C. sylviae* fueron menores que los valores encontrados en gónadas tipo B o C, sugiriendo que el valor del IG no es el único predictor de la calidad comercial. En otras palabras, la calidad A estaría vinculada a un óptimo balance entre el valor de IG, atributos físicos (firmeza, color, textura) y una o más etapas reproductivas de baja o mediana actividad (Recuperación o Crecimiento).

Tabla 13. Relación entre etapas reproductivas y calidad comercial: Recomendaciones de cosecha para *Centrostephanus sylviae*. Los rangos de IG (%) obedecen al intervalo intercuartílico (Q1-Q3) por etapa reproductiva (n = 135). Fuente: Elaboración propia.

Etapa del ciclo reproductivo	Rango del IG (%)	Media IG (%)	Calidad dominante	Meses Prioritarios	Características biológicas y calidad
Maduración	6.59–24.84	17.20±9.51	Mediocre (C) / Alta (B)	Abril–Mayo	IG máximo, pero calidad no premium (gónadas sobre-maduradas y/o frágiles)
Crecimiento	8.11–13.36	10.51±3.43	Alta (B) / Premium (A)	Febrero–Abril	Combinación óptima: IG alto + atributos premium (textura fina/media, firme, colores A1/N1)
Recuperación	4.10–7.32	6.17±2.72	Premium (A)	Diciembre–Enero	Calidad premium (firmeza y color óptimos) con IG moderado, fase post-desove
Desove Parcial	3.46–6.91	6.49±4.74	Inaceptable (D) / Mediocre (C)	Junio–Octubre	IG bajo y calidad pobre; asociado a un desove activo
Vaciado	2.70–5.17	4.53±2.59	Inaceptable (D)	Agosto–Septiembre	Gónadas agotadas, mínimo valor comercial

7. CONCLUSIÓN

Los antecedentes que pueden ser reunidos para el erizo de mar de Juan Fernández – *Centrostephanus sylviae* – son, más bien, limitados. En síntesis, *C. sylviae* es una especie de elevada relevancia ecológica y económica. Localmente, es reconocido su consumo por parte de la comunidad fernandeciana desde tiempos remotos, así como su desconocimiento respecto a su biología. *C. sylviae* también es objeto de preocupación para esta comunidad dado su similar comportamiento con respecto a *C. rodgersii*, un resiliente ingeniero ecosistémico (Byrne & Andrew 2020; Davis *et al.* 2023). En consecuencia, localmente se ha establecido una fuerte noción de que *C. sylviae* sería el mayor responsable del empobrecimiento en la calidad paisajística/visual submarina en diversos puntos de Isla Robinson Crusoe (Vera-Duarte *et al.* 2025), así como un factor contribuyente en el descenso de los niveles de captura de la langosta de Juan Fernández – *Jasus frontalis* –, dada su dominante presencia como fauna acompañante (Riquelme 2022; Núñez-Espinosa 2024).

Respecto de los principales aspectos reproductivos y comerciales analizados en *C. sylviae*, se sugiere que la temporada óptima de extracción de las gónadas abarcaría un periodo de al menos tres meses, desde el fin primaveral hasta el término del verano (diciembre a marzo). Las gónadas de máxima calidad se presentarían progresivamente a partir del solsticio de diciembre (inicio del verano), siendo los erizos de tamaño intermedio (Ø4-5 cm) las tallas más frecuentes y con mayor probabilidad de extracción de gónadas de máxima calidad comercial.

El inicio del reposo gonadal de *C. sylviae* (etapa reproductiva de Recuperación) se extendería principalmente desde diciembre (solsticio) a febrero del siguiente año, intervalo

con presencia de gónadas con textura firme y aspecto premium (40-50% de los casos); reflejando el inicio de la ventana óptima de extracción. El mayor rendimiento de las gónadas de *C. sylviae* podría concentrarse en el intervalo marzo-abril, dada la predominancia de la etapa reproductiva de Crecimiento, la cual combina un tamaño relativo elevado (% de Índice Gonado-Somático, IG) con un aspecto de categorías alta/premium. En particular, desde el intervalo abril-mayo, pese a la inconsistencia comercial por la presencia de gónadas blandas y frágiles (etapa de Maduración), se pueden encontrar las gónadas de mayor tamaño del año (reflejado en los mayores valores de IG detectados); aconsejándose un trabajo de selección de mayor rigurosidad.

Para evitar el esfuerzo de cosechar gónadas sin mayor valor comercial, se debería evitar la extracción de *C. sylviae*, precisamente, durante el intervalo de las etapas reproductivas de Desove-Parcial y Vaciado (junio a octubre, según estos datos). Este intervalo representa el clímax de la temporada reproductiva en la especie y, por tanto, del esfuerzo invertido en la producción de nuevas generaciones.

Considerando los intereses en lograr una gestión/control poblacional de *C. sylviae* (dado su impacto ecológico/económico), la creación de zonas de pesca o remoción intensiva en zonas críticas de protección (*e.g.*, senderos submarinos, caladeros de trampas langosteras) involucraría interceptar la temporada reproductiva de la especie. Los esfuerzos en equilibrar un aprovechamiento económico vs. un control ecológico generarían un escenario de "paradoja económica"; un enfoque adaptado recientemente para enfrentar la extensión de la especie *C. rodgersii* (Cresswell *et al.* 2025). Dicho enfoque merece de una mayor perspectiva por parte del manejo, con un enfoque multidisciplinario que al menos considere las dinámicas

oceanográficas (Andrade *et al.* 2014; Núñez-Espinosa 2024), de conectividad larval (Thomas *et al.* 2021; Véliz *et al.* 2021) y los patrones reproductivos examinados en este trabajo.

8. LITERATURA CITADA

Agassiz A. 1878. Preliminary Report on the Echini of the Exploring Expedition of H. M. S. «Challenger,» Sir C. Wyville Thomson Chief of Civilian Staff. Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 14: 190-212. <https://doi.org/10.2307/25138537>.

Andrade I, S Hormazabal & V Combes. 2014. Intrathermocline eddies at the Juan Fernandez Archipelago, southeastern Pacific Ocean. Latin American Journal of Aquatic Research 42: 888-906. <https://doi.org/10.3856/vol42-issue4-fulltext-14>.

Andrew NL, Y Agatsuma, E Ballesteros, AG Bazhin, EP Creaser, DK Barnes, LW Botsford, A Bradbury, A Campbell & JD Dixon. 2002. Status and management of world sea urchin fisheries. Oceanography and Marine Biology, An Annual Review, Volume 40, pp. 351-438. CRC Press.

Baião LF. 2021. Characterization of the sensory profile of sea urchin aiming at the selection of premium gonads. Tese de Candidatura ao grau de Doutor em Ciências Animal, Especialidade em Nutrição, Universidade do Porto, Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, 240 pp.

Banks SC, MP Piggott, JE Williamson, U Bové, NJ Holbrook & LB Beheregaray. 2007. Oceanic Variability and Coastal Topography Shape Genetic Structure in a Long-Dispersing Sea Urchin. Ecology 88(12): 3055-3064. <https://doi.org/10.1890/07-0091.1>.

Barker M f. 2015. Sea Urchin Aquaculture in New Zealand. Echinoderm Aquaculture, pp. 245-262. John Wiley & Sons, Ltd.

Baulch TJ. 2019. Cracking the code: defining roe quality of the long-spined sea urchin (*Centrostephanus rodgersii*) in Tasmania. Thesis for the Degree of Master of Science, University of Tasmania, 99 pp.

Blount C, RC Chick & DG Worthington. 2017. Enhancement of an underexploited fishery – Improving the yield and colour of roe in the sea urchin *Centrostephanus rodgersii* by reducing density or transplanting individuals. Fisheries Research 186: 586-597. <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2016.08.022>.

Blount C & D Worthington. 2002. Identifying individuals of the sea urchin *Centrostephanus rodgersii* with high-quality roe in New South Wales, Australia. Fisheries Research 58(3): 341-348. <https://doi.org/10.1016/S0165-7836(01)00399-X>.

BOYU México. 2021. Acuarios BOYU Serie HS: nº1 equipados para agua salada. <https://boyu.com.mx/producto/acuarios-boyu-serie-hs-equipados-agua-salada/> (last accessed 29 may 2024).

Brusca RC, G Giribet & W Moore. 2022. Invertebrates. 4a ed. 1104 pp. Sinauer / Oxford University Press.

Buckle LF, Ch Guisado, E Tarifeño, A Zuleta, L Cordova & C Serrano. 1978. Biological Studies On The Chilean Sea-Urchin *Loxechinus Albus* (Molina) (Echinodermata- Echinoidea) IV.- Maturation Cycle And Seasonal Biochemical Changes In The Gonad. Ciencias Marinas 5(1): 1-18. <https://doi.org/10.7773/cm.v5i1.318>.

Byrne M & N Andrew. 2020. *Centrostephanus rodgersii* and *Centrostephanus tenuispinus*. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 379-396.

Byrne M, NL Andrew, DG Worthington & PA Brett. 1998. Reproduction in the diadematoid sea urchin *Centrostephanus rodgersii* in contrasting habitats along the coast of New South Wales, Australia. Marine Biology 132(2): 305-318. <https://doi.org/10.1007/s002270050396>.

Camacho-Lopes CR. 2023. Sea Urchin (*Paracentrotus lividus*) Gonads. Quality and Innovative Food Products. Doctorate Thesis in Agroindustrial Technologies, Nova School of Science & Technology. Universidade Nova de Lisboa, 264 pp.

Campus P. 2022. Optimising the fishery of the under-exploited edible sea urchin, *Centrostephanus rodgersii*. Thesis for the degree of Doctor of Philosophy, Institute for Marine and Antarctic Studies (IMAS), University of Tasmania, 210 pp.

Carpenter RC. 1997. Invertebrate predators and grazers. Life and death of coral reefs. Chapman and Hall, New York: 198-229.

Carrasco S, M Bravo, E Avilés, P Ruiz, A Yori & I Hinojosa. 2021. Exploring overlooked components of remote Southeast Pacific oceanic islands: Larval and macrobenthic assemblages in reef habitats with distinct underwater soundscapes. Aquatic Conservation Marine and Freshwater Ecosystems 31: 273-289. <https://doi.org/10.1002/aqc.3359>.

Castilla JC & N Rozbaczylo. 1987. Invertebrados Marinos de Isla de Pacua y Salas y Gómez. In: Castilla JC (ed). Islas Oceánicas Chilenas: Conocimiento Científico y Necesidades de Investigaciones, pp. 191-215.

Codoceo M. 1971. *Aspidodiadema microtuberculatum* Agassiz, en Islas de Juan Fernández y Desventuradas (Echinoidea, Diadematidae). Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural, Chile 177: 6-8. <https://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/w3-article-66161.html> (last accessed 30 mar 2022).

Codoceo M. 1974. Equinodermos de la Isla de Pascua (Comunicación Preliminar). Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile 33: 53-63. <https://publicaciones.mnhn.gob.cl/668/w3-article-64071.html> (last accessed 20 feb 2023).

Codoceo M. 1976. Asteroidea, echinoidea and holothuroidea of the Desventuradas and Juan Fernández islands off Chile with new records for the last archipelago. Thalassia Jugoslavica 12(1): 87-98.

Coppard S, A Kroh & A Smith. 2010. The evolution of pedicellariae in echinoids: An arms race against pests and parasites. Acta Zoologica 93: 125-148. <https://doi.org/10.1111/j.1463-6395.2010.00487.x>.

Cresswell KA, LR Little, K Hartmann, C Gardner, JP Keane, SD Ling & SC Bradshaw. 2025. When overfishing is the sustainable option. Nature Sustainability: 1-10. <https://doi.org/10.1038/s41893-025-01526-8>.

Davis T, N Knott, C Champion & R Przeslawski. 2023. Impacts of Climate Change on Densities of the Urchin *Centrostephanus rodgersii* Vary among Marine Regions in Eastern Australia. Diversity 15: 419. <https://doi.org/10.3390/d15030419>.

Day JK, MJ Huggett & TF Gaston. 2025. Suspected Key Predators of Long-Spined Urchins Fail to Show Signs of Significant Predation in Gut Contents Analyses. Estuaries and Coasts 48(4): 1-15. <https://doi.org/10.1007/s12237-025-01518-z>.

Day JK, NA Knott, DS Swadling, DJ Ayre, MJ Huggett & TF Gaston. 2024a. Investigating the diets and condition of *Centrostephanus rodgersii* (long-spined urchin) in barrens and macroalgae habitats in south-eastern Australia. Marine Ecology Progress Series 729: 167-183. <https://doi.org/10.3354/meps14506>.

Day JK, NA Knott, DS Swadling, DJ Ayre, MJ Huggett & TF Gaston. 2024b. Spiny lobster predation of barrens-forming sea urchins is not limited by body size, but may be overstated. Ecosphere 15(8): e4960. <https://doi.org/10.1002/ecs2.4960>.

Deppe R & C Viviani. 1977. Pesquería Artesanal del Erizo comestible «*Loxechinus albus*» (Molina) (Echinodermata, Echinoidea, Echinidae) en la Región de Iquique. Biología Pesquera Chile (9): 23-41. <https://doi.org/10.21703/0067-8767.1977.9.2406>.

Doll PC, CF Caballes, AS Hoey, S Uthicke, SD Ling & MS Pratchett. 2022. Larval settlement in echinoderms: a review of processes and patterns. Oceanography and Marine Biology: 433-494.

Dunn OJ. 1961. Multiple Comparisons among Means. Journal of the American Statistical Association 56(293): 52-64. <https://doi.org/10.1080/01621459.1961.10482090>.

Dytham C. 2011. Choosing and Using Statistics: A Biologist's Guide. 323 pp. John Wiley & Sons.

Ebert TA. 1982. Longevity, Life History, and Relative Body Wall Size in Sea Urchins. Ecological Monographs 52(4): 353-394. <https://doi.org/10.2307/2937351>.

Ebert TA. 2020. Chapter 7 - Growth and survival of postsettlement sea urchins. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 95-145. Elsevier.

Ebert TA, JC Hernandez & MP Russell. 2011. Problems of the gonad index and what can be done: analysis of the purple sea urchin *Strongylocentrotus purpuratus*. Marine Biology 158(1): 47-58. <https://doi.org/10.1007/s00227-010-1541-2>.

Eddy SD, NP Brown & LG Harris. 2015. Aquaculture of the Green Sea Urchin *Strongylocentrotus droebachiensis* in North America. Echinoderm Aquaculture, pp. 175-209. John Wiley & Sons, Ltd.

Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia, C Amaya, V Núñez, J Carreño & V Valeria. 2024. MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ, FASE II. PROYECTO FIPA 2022-21: INFORME FINAL CORREGIDO. Programa Anual de Investigación, año 2022. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 196 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-114552.html>.

Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia & J Contreras. 2022. MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ. PRIMERA ETAPA. PROYECTO FIPA 2021-34: INFORME FINAL CORREGIDO. Programa Anual de Investigación, año 2022. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 184 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-117014.html>.

Ernst B, C Parada, J Chamorro, J Pino, B Tapia, S Cornejo-Guzmán, LM Pardo, I Hinojosa & Á Aguilar. 2022. MONITOREO BIOLÓGICO PESQUERO DE LAS PESQUERÍAS Y DEL ECOSISTEMA ASOCIADO AL ARCHIPIÉLAGO DE JUAN FERNÁNDEZ, 2021. Programa Anual de Investigación, año 2021. Fondo de Investigación Pesquera y Acuícola (FIPA). Subsecretaría de Pesca y Acuicultura (SUBPESCA): 246 pp. <https://www.subpesca.cl/fipa/613/w3-article-116934.html>.

Fell FJ. 1974. The Echinoids of Easter Island (Rapa Nui). Pacific Science 28(2): 147-158.

Fell FJ. 1975. The echinoid genus *Centrostephanus* in the South Pacific Ocean with a description of a new species. Journal of the Royal Society of New Zealand 5(2): 179-193. <https://doi.org/10.1080/03036758.1975.10419371>.

Filbee-Dexter K & RE Scheibling. 2014. Sea urchin barrens as alternative stable states of collapsed kelp ecosystems. Marine Ecology Progress Series 495: 1-25. <https://doi.org/10.3354/meps10573>.

Fish Information & Services. 2023. FIS - Market Prices - Sea Urchin. Sea Urchin Market Prices. Copyright 1995 - 2023 Seafood Media Group Ltd. <https://seafood.media/fis/marketprices/species.asp?l=e&specie=72> (last accessed 22 nov 2023).

FishstatJ FAO. 2020. FishStatJ-Software for fishery and aquaculture statistical time series. FAO Fisheries Division [online]. Rome. Updated 22.

Flukes EB, CR Johnson & SD Ling. 2012. Forming sea urchin barrens from the inside out: an alternative pattern of overgrazing. Marine Ecology Progress Series 464: 179-194. <https://doi.org/10.3354/meps09881>.

Fraschetti S, C McOwen, L Papa, N Papadopoulou, M Bilan, C Boström, P Capdevila, M Carreiro-Silva, L Carugati, E Cebrian, M Coll, T Dailianis, R Danovaro, F De Leo, D Fiorentino, K Gagnon, C Gambi, J Garrabou, V Gerovasileiou, B Hereu, S Kipson, J Kotta, J-B Ledoux, C Linares, J Martin, A Medrano, I Montero-Serra, T Morato, A Pusceddu, K Sevastou, CJ Smith, J Verdura & G Guarnieri. 2021. Where Is More Important Than How in Coastal and Marine Ecosystems Restoration. Frontiers in Marine Science 8. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.626843>.

Fraysse CP, GF Malanga & AF Pérez. 2017. Effects of artificial diets with different carotene content on the organoleptic characteristics of the gonads and reproductive condition of *Loxechinus albus* (Echinodermata: Echinoidea). <https://doi.org/10.15517/rbt.v65i1%20-%201.31689>.

Friedlander AM, E Ballesteros, JE Caselle, CF Gaymer, AT Palma, I Petit, E Varas, AM Wilson & E Sala. 2016. Marine Biodiversity in Juan Fernández and Desventuradas Islands, Chile: Global Endemism Hotspots. PLOS ONE 11(1): e0145059. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0145059>.

Fujita D. 2010. Current status and problems of isoyake in Japan. Bull. Fish. Res. Agen. No 32: 33-42.

Fujita D, R Ishii, T Kanyama, M Abe & M Hasegawa. 2013. Patchy and zoned *Diadema* barrens on central Pacific coasts of Honshu, Japan. Echinoderm in a changing world. Taylor and Francis Group, London: 187-193.

GBIF. 2023. *Centrostephanus* Peters, 1855 in GBIF Secretariat: <https://doi.org/10.15468/39omei>.

Giese AC. 1959. Comparative Physiology: Annual Reproductive Cycles of Marine Invertebrates. Annual Review of Physiology 21(1): 547-576. <https://doi.org/10.1146/annurev.ph.21.030159.002555>.

Gondim AI, RB de Moura, ML Christoffersen & TLP Dias. 2018. Rediscovery of the poorly known sea urchin *Centrostephanus longispinus rubicingulus* (H.L. Clark, 1921) (Echinodermata, Echinoidea, Diadematidae) on the continental shelf of Brazil, with notes on its morphology and synonymy. Marine Biology Research 14(8): 778-789. <https://doi.org/10.1080/17451000.2018.1529414>.

Guarnieri G, S Bevilacqua, N Figueras, L Tamburello & S Fraschetti. 2020. Large-Scale Sea Urchin Culling Drives the Reduction of Subtidal Barren Grounds in the Mediterranean Sea. Frontiers in Marine Science 7. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00519>.

Harrington LH, CW Walker & MP Lesser. 2007. Stereological analysis of nutritive phagocytes and gametogenic cells during the annual reproductive cycle of the green sea urchin, *Strongylocentrotus droebachiensis*. Invertebrate Biology 126(2): 202-209. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7410.2007.00090.x>.

Harris LG & SD Eddy. 2015. Sea Urchin Ecology and Biology. Echinoderm Aquaculture, pp. 1-24. John Wiley & Sons, Ltd.

Hermosillo-Núñez BB. 2020. Contribution of echinoderms to keystone species complexes and macroscopic properties in kelp forest ecosystems (northern Chile). Hydrobiologia 847(3): 739-756. <https://doi.org/10.1007/s10750-019-04134-8>.

Hernández JC. 2017. Influencia humana en las fluctuaciones poblacionales de erizos de mar. Revista de Biología Tropical 65(S1): S23-S34. <https://doi.org/10.15517/rbt.v65i1-1.31663>.

Huggett M, C King, J Williamson & P Steinberg. 2005. Larval development and metamorphosis of the Australian diadematid sea urchin *Centrostephanus rodgersii*. Invertebrate Reproduction & Development 47: 197-204. <https://doi.org/10.1080/07924259.2005.9652160>.

James P & S Siikavuopio. 2012. A Guide to the Sea Urchin Reproductive Cycle and Staging Sea Urchin Gonad Samples. 20 pp. Nofima AS.

JASP Team. 2024. JASP (Versión 0.18. 3)[software]. University of Amsterdam.

Jones GP & NL Andrew. 1990. Herbivory and patch dynamics on rocky reefs in temperate Australasia: The roles of fish and sea urchins. Australian Journal of Ecology 15(4): 505-520. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1990.tb01474.x>.

Keane JP, K Cresswell, J McAllister, S Rainer, J Smith, OJ Johnson & S Ling. 2024. Chapter 11. Subsidizing the overharvest of an overgrazing, range-extending sea urchin for kelp restoration and abalone habitat protection. In: Azzurro E, Bahri T, Valbo-Jørgensen J, Ma X, Strafella P, & Vasconcellos M (eds). Fisheries responses to invasive species in a changing climate - Lessons learned from case studies, pp. 147-158. FAO Fisheries Technical Paper, No. 704, Rome, FAO.

King CK, O Hoegh-Guldberg & M Byrne. 1994. Reproductive cycle of *Centrostephanus rodgersii* (Echinoidea), with recommendations for the establishment of a sea urchin fishery in New South Wales. Marine Biology 120(1): 95.

Kowalewski M & JH Nebelsick. 2003. Predation on Recent and Fossil Echinoids. In: Kelley PH, Kowalewski M, & Hansen TA (eds). Predator—Prey Interactions in the Fossil Record, pp. 279-302. Springer US, Boston, MA.

Kroh A. 2020. Chapter 1 - Phylogeny and classification of echinoids. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 1-17. Elsevier.

Kroh A & R Mooi. 2022. World Echinoidea Database. *Centrostephanus sylviae* Fell, 1975. Accessed through: World Register of Marine Species at: <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=513040> (last accessed 17 ago 2022).

Kroh A & R Mooi. 2023. World Echinoidea Database. Diadematidae Gray, 1855. Accessed through: World Register of Marine Species at: <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=123163> (last accessed 1 mar 2023).

Kroh A & R Mooi. 2024. World Echinoidea Database - Statistics. <https://www.marinespecies.org/echinoidea/aphia.php?p=stats> (last accessed 4 oct 2024).

Kroh A & AB Smith. 2010. The phylogeny and classification of post-Palaeozoic echinoids. Journal of Systematic Palaeontology 8(2): 147-212. <https://doi.org/10.1080/14772011003603556>.

Krumhansl KA & RE Scheibling. 2012. Production and fate of kelp detritus. Marine Ecology Progress Series 467: 281-302. <https://doi.org/10.3354/meps09940>.

Kruskal WH & WA Wallis. 1952. Use of Ranks in One-Criterion Variance Analysis. Journal of the American Statistical Association 47(260): 583-621. <https://doi.org/10.1080/01621459.1952.10483441>.

Larraín A. 1995. Biodiversidad de Equinodermos Chilenos: Estado actual del conocimiento y sinopsis biosistemática. Gayana. Zoología 59(1): 73-96.

Lawrence JM. 2020. Chapter 1 - Sea urchin life-history strategies. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 19-28. Elsevier.

Ling SD, CR Johnson, S Frusher & CK King. 2008. Reproductive potential of a marine ecosystem engineer at the edge of a newly expanded range. Global Change Biology 14(4): 907-915. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2008.01543.x>.

Ling SD, CR Johnson, SD Frusher & KR Ridgway. 2009. Overfishing reduces resilience of kelp beds to climate-driven catastrophic phase shift. Proceedings of the National Academy of Sciences 106(52): 22341-22345. <https://doi.org/10.1073/pnas.0907529106>.

Ling SD, RE Scheibling, A Rassweiler, CR Johnson, N Shears, SD Connell, AK Salomon, KM Norderhaug, A Pérez-Matus, JC Hernández, S Clemente, LK Blamey, B Hereu, E Ballesteros, E Sala, J Garrabou, E Cebrian, M Zabala, D Fujita & LE Johnson. 2015. Global regime shift dynamics of catastrophic sea urchin overgrazing. Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences 370(1659): 20130269. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0269>.

Lourenço S, L Valente & C Andrade. 2018. Meta-analysis on nutrition studies modulating sea urchin roe growth, colour and taste. Reviews in Aquaculture 11. <https://doi.org/10.1111/raq.12256>.

Love J, R Selker, M Marsman, T Jamil, D Dropmann, J Verhagen, A Ly, QF Gronau, M Šmíra, S Epskamp, D Matzke, A Wild, P Knight, JN Rouder, RD Morey & E-J Wagenmakers. 2019. JASP: Graphical Statistical Software for Common Statistical Designs. Journal of Statistical Software 88: 1-17. <https://doi.org/10.18637/jss.v088.i02>.

Manjón M & O Martínez. 2014. The Chi-Squared Goodness-of-Fit Test for Count-Data Models. The Stata Journal 14(4): 798-816. <https://doi.org/10.1177/1536867X1401400406>.

Martínez A, C Merino-Yunnissi & E Mutschke. 2018. A new Catalogue for the Echinoderms Housed in the Collection of Invertebrate Zoology Department at the National Museum of Natural History, Chile.

Mechó A, EE Easton, J Sellanes, M Gorny & C Mah. 2019. Unexplored diversity of the mesophotic echinoderm fauna of the Easter Island ecoregion. Marine Biology 166(7): 91. <https://doi.org/10.1007/s00227-019-3537-x>.

Mechó A, J Sellanes, E Easton & J Gusmao. 2021. Environmental Drivers of Mesophotic Echinoderm Assemblages of the Southeastern Pacific Ocean. Frontiers in Marine Science. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.574780>.

Mercier A & J-F Hamel. 2009. Endogenous and Exogenous Control of Gametogenesis and Spawning in Echinoderms. Advances in marine biology 55: xi-xii, 1. <https://doi.org/10.1016/S0065-2881(09)55001-8>.

Micael J, MJ Alves, AC Costa & MB Jones. 2016. Exploitation and conservation of echinoderms. Oceanography and marine biology, pp. 203-220. CRC Press.

Miller KI, CA Balemi, DR Bell, CO Blain, PE Caiger, BJ Hanns, SE Kulins, O Peleg, AJP Spyksma & NT Shears. 2024. Large-scale one-off sea urchin removal promotes rapid kelp recovery in urchin barrens. Restoration Ecology 32(1): e14060. <https://doi.org/10.1111/rec.14060>.

Mongiardino-Koch N, SE Coppard, HA Lessios, DEG Briggs, R Mooi & GW Rouse. 2018. A phylogenomic resolution of the sea urchin tree of life. BMC Evolutionary Biology 18(1): 189. <https://doi.org/10.1186/s12862-018-1300-4>.

Mongiardino-Koch N, JR Thompson, AS Hiley, MF McCowin, AF Armstrong, SE Coppard, F Aguilera, O Bronstein, A Kroh, R Mooi & GW Rouse. 2022. Phylogenomic analyses of echinoid diversification prompt a re-evaluation of their fossil record. Rokas A, Perry GH, & Irisarri I (eds). eLife 11: e72460. <https://doi.org/10.7554/eLife.72460>.

Mooi R & A Munguia. 2014. Sea Urchins of the Philippines. The Coral Triangle: The 2011 Hearst Philippine Biodiversity Expedition. California Academy of Sciences, San Francisco, California.

Moreno AG, R Outerelo, E Ruiz, JI Aguirre, A Almodóvar, JA Alonso, J Benito, A Arillo, J Berzosa, V Buencuerpo, FJ Cabrero-Sañudo, E de Juana, DJD Cosín, JA Díaz, B Elvira, GF Leborans, IG Más, JF Gómez, MDG Mora, MG López, JB Jesús, MDM Ibáñez, ME Mínguez, V Monserrat, BM Araújo, C Ornosa, CP Piñón, F Pardos, JP Tris, JP Zaballos, FP Delgado, Á Ramírez, PR Román, C Roldán, T Santos, LS Subías, JL Tellería, D Trigo, MÁ Vázquez, CA Martín, E Arriero & J Cano. 2012. Prácticas de Zoología. Estudio y diversidad de los Equinodermos. REDUCA (Biología) 5(3): 58-70.

Mortensen T. 1921. c. 1 Studies of the development and larval forms of echinoderms. 352 pp. G. E. C. Gad, Copenhagen.

Mortensen TH. 1940. A Monograph of the Echinoidea. III. 1. Aulodonta. With additions to vol. II (Lepidocentroida and Stirodonta). Copenhagen C.A. Reitzel.

Muthiga N & T McClanahan. 2020. *Diadema*. Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 397-418. Elsevier.

National Geographic & OCEANA. 2014. Islas Desventuradas: Biodiversidad marina y propuesta de conservación. Informe de la expedición "Pristine Seas". 62 pp. National Geographic & Oceana.

Nuñez Espinosa VP. 2024. Aumento demográfico del erizo de mar *Centrostephanus sylviae* en la isla Robinson Crusoe del archipiélago Juan Fernández: Una aproximación biofísica y ecológica. Universidad de Concepción, 58 pp.

Olave S, E Bustos, J Lawrence & P Cárcamo. 2007. The Effect of Size and Diet on Gonad Production by the Chilean Sea Urchin *Loxechinus albus*. Journal of the World Aquaculture Society 32: 210-214. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2001.tb01097.x>.

Pandian TJ. 2018. Reproduction and Development in Echinodermata and Prochordata. 286 pp. CRC Press, Boca Raton.

Parin NV, AN Mironov & KM Nesis. 1997. Biology of the Nazca and Sala y Gómez Submarine Ridges, an outpost of the Indo-West Pacific fauna in the Eastern Pacific Ocean: Composition and distribution of the fauna, its communities and history. Advances in Marine Biology 32(32): 145-242. <https://doi.org/10.1016/s0065-2881(08)60017-6>.

Pawson D. 2009. Echinoidea - Sea Urchins. Marine benthic fauna of Chilean Patagonia, pp. 850-858. Nature in Focus, Santiago.

Pawson DL & JE Miller. 1983. Systematics and ecology of the sea urchin genus *Centrostephanus* (Echinodermata: Echinoidea) from the Atlantic and Eastern Pacific Oceans. Smithsonian Contributions to the Marine Sciences (20): 1-15. <https://doi.org/10.5479/si.01960768.20.1>.

Pecorino D, MD Lamare & MF Barker. 2013. Reproduction of the Diadematidae sea urchin *Centrostephanus rodgersii* in a recently colonized area of northern New Zealand. Marine Biology Research 9(2): 157-168. <https://doi.org/10.1080/17451000.2012.708046>.

Penroz ZM. 2001. Filosofía Mapuche: Palabras Arcaicas para Despertar el Ser. 110 pp. KUSHE, Concepción, Chile.

Pérez AF, C Boy, E Morriconi & J Calvo. 2010. Reproductive cycle and reproductive output of the sea urchin *Loxechinus albus* (Echinodermata: Echinoidea) from Beagle Channel, Tierra del Fuego, Argentina. Polar Biology 33(3): 271-280. <https://doi.org/10.1007/s00300-009-0702-6>.

Pérez-Matus A, F Ramírez, T Eddy & R Cole. 2014. Subtidal reef fish and macrobenthic community structure at the temperate Juan Fernández Archipelago, Chile. Latin American Journal of Aquatic Research 42: 814-826. <https://doi.org/10.3856/vol42-issue4-fulltext-9>.

Pert CG, SE Swearer, S Dworjanyn, N Kriegisch, GM Turchini, DS Francis & T Dempster. 2018. Barrens of gold: gonad conditioning of an overabundant sea urchin. Aquaculture Environment Interactions 10: 345-361. <https://doi.org/10.3354/aei00274>.

Petsios E, L Farrar, S Tennakoon, F Jamal, R Portell, M Kowalewski & C Tyler. 2023. The Ecology of Biotic Interactions in Echinoids: Modern Insights into Ancient Interactions. : 57. <https://doi.org/10.1017/9781108893510>.

Pinnegar JK, NVC Polunin, P Francour, F Badalamenti, R Chemello, M-L Harmelin-Vivien, B Hereu, M Milazzo, M Zabala, G D'anna & C Pipitone. 2000. Trophic cascades in benthic marine ecosystems: lessons for fisheries and protected-area management. Environmental Conservation 27(2): 179-200. <https://doi.org/10.1017/S0376892900000205>.

Poore AGB, AH Campbell, RA Coleman, GJ Edgar, V Jormalainen, PL Reynolds, EE Sotka, JJ Stachowicz, RB Taylor, MA Vanderklift & J Emmett Duffy. 2012. Global patterns in the impact of marine herbivores on benthic primary producers. Ecology Letters 15(8): 912-922. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2012.01804.x>.

Powell ML, AG Marsh & SA Watts. 2020. Chapter 4 - Biochemical and energy requirements of gonad development in regular sea urchins. In: Lawrence JM (ed). Developments in Aquaculture and Fisheries Science, pp. 51-64. Elsevier.

Rathnayaka G. 2017. Population biology and grazing processes of the sea urchin *Centrostephanus tenuispinus* (Clark, 1914) inhabiting coral and macroalgal dominated reefs. Thesis for the Degree of Doctor of Philosophy, Murdoch University, 181 pp.

Régis M. 1980. Possibility of sea-urchin farming in the light of certain physiological indexes. Oceanologica Acta 3(1): 7-15.

Rendleman AJ & DA Pace. 2018. Physiology of growth in typical and transversus echinopluteus larvae. Invertebrate Biology 137(4): 289-307. <https://doi.org/10.1111/ivb.12227>.

Reyes-Bonilla H & MD Herrero-Pérezrul. 2014. Erizos de mar (Echinodermata: Echinoidea) como indicadores de la condición de arrecifes rocosos y coralinos | Sea urchins (Echinodermata: Echinoidea) as indicators of rocky and corallines reef conditions. In: González-Zuarth CA, Vallarino A, Pérez-Jiménez JC, & Low Pfeng AM (eds). Bioindicadores: guardianes de nuestro futuro ambiental, pp. 231-252. El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR). Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC), México.

Riquelme R. 2022. Incremento en la presencia de erizos (*Centrostephanus sylviae*) en las capturas dirigidas a langosta de Juan Fernández (*Jasus frontalis*): Caracterización de esta relación y escenarios posibles. Tesis de Magíster en Gestión de Recursos Acuáticos, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, 44 pp.

Rodríguez SR. 2003. Consumption of drift kelp by intertidal populations of the sea urchin *Tetrapygus niger* on the central Chilean coast: possible consequences at different ecological levels. Marine Ecology Progress Series 251: 141-151. <https://doi.org/10.3354/meps251141>.

Rozbaczylo N & JC Castilla. 1987. Invertebrados Marinos del Archipiélago Juan Fernández. In: Castilla JC (ed). Islas Oceánicas Chilenas: Conocimiento Científico y Necesidades de Investigaciones, pp. 167-189. Ediciones Universidad Católica de Chile.

Russell MP. 1998. Resource allocation plasticity in sea urchins: rapid, diet induced, phenotypic changes in the green sea urchin, *Strongylocentrotus droebachiensis* (Müller). Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 220(1): 1-14. <https://doi.org/10.1016/S0022-0981(97)00079-8>.

Schuhbauer A, P Brickle & A Arkhipkin. 2010. Growth and reproduction of *Loxechinus albus* (Echinodermata: Echinoidea) at the southerly peripheries of their species range, Falkland Islands (South Atlantic). Marine Biology 157: 1837-1847. <https://doi.org/10.1007/s00227-010-1455-z>.

Schultz HAG. 2015. 1 Handbook of Zoology. Echinodermata. Volume 1: Echinoidea. Schmidt-Rhaesa A (ed). 396 pp. De Gruyter, Hemdingen, Germany.

Serafy DK & FJ Fell. 1985. Marine flora and fauna of the northeastern United States. Echinodermata: Echinoidea. http://aquaticcommons.org/id/eprint/2790.

SERNAPESCA. 2021. 1.4. Nómina de especies (año 2020). Anuarios Estadísticos de Pesca y Acuicultura – Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura. <https://www.sernapesca.cl/informacion-utilidad/anuarios-estadisticos-de-pesca-y-acuicultura/> (last accessed 1 mar 2024).

SERNAPESCA. 2023. Anuarios Estadísticos de Pesca y Acuicultura año 2022. <https://www.sernapesca.cl/informacion-utilidad/anuarios-estadisticos-de-pesca-y-acuicultura/> (last accessed 17 may 2024).

SERNAPESCA. 2024. Dec. Ex. N° 10-2024 Establece Cuota Anual de Captura del Recurso Erizo, Regiones de Los Lagos y de Aysén del General Carlos Ibañez del Campo, Año 2024. SUBPESCA Normativa. <https://www.subpesca.cl/portal/615/w3-article-121176.html> (last accessed 16 may 2024).

Stefansson G, H Kristinsson, N Ziemer, C Hannon & P James. 2017. Markets for Sea Urchins: A Review of Global Supply and Markets. 50 pp. © Matís ohf / Matis - Food Research, Innovation & Safety.

Steneck RS. 2020. Chapter 15 - Regular sea urchins as drivers of shallow benthic marine community structure. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 255-279. Elsevier.

Suckling CC, MS Kelly & RC Symonds. 2020. Chapter 11 - Carotenoids in sea urchins. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 209-217. Elsevier.

Suckling CC, MD Zavell, AL Byczynski & BT Takeda. 2022. Assessing the potential of the unexploited Atlantic purple sea urchin, *Arbacia punctulata*, for the edible market. Frontiers in Marine Science 9. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.895061>.

Sun J & F-S Chiang. 2015. Use and Exploitation of Sea Urchins. Echinoderm Aquaculture, pp. 25-45. John Wiley & Sons, Ltd.

Tahara Y, M Okada & N Kobayashi. 1958. SECONDARY SEXUAL CHARACTERS IN JAPANESE SEA-URCHINS. Publications of the Seto Marine Biological Laboratory 7(1): 165-172. <https://doi.org/10.5134/174596>.

Tahara Y, M Okada & N Kobayashi. 1960. FURTHER NOTES ON THE SEXUAL DIMORPHISMS IN JAPANESE SEA URCHINS. Publications of the Seto Marine Biological Laboratory 8(1): 183-189. <https://doi.org/10.5134/174692>.

Tapia-Guerra JM, A Mecho, EE Easton, M de los Á Gallardo, M Gorny & J Sellanes. 2021. First description of deep benthic habitats and communities of oceanic islands and seamounts of the Nazca Desventuradas Marine Park, Chile. Scientific Reports 11(1): 6209. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-85516-8>.

Tegner MJ & LA Levin. 1983. Spiny lobsters and sea urchins: Analysis of a predator-prey interaction. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 73(2): 125-150. <https://doi.org/10.1016/0022-0981(83)90079-5>.

Thomas L, L Liggins, S Banks, L Beheregaray, M Liddy, G McCulloch, J Waters, L Carter, M Byrne, R Cumming & M Lamare. 2021. The population genetic structure of the urchin *Centrostephanus rodgersii* in New Zealand with links to Australia. Marine Biology 168. <https://doi.org/10.1007/s00227-021-03946-4>.

Tracey S, T Baulch, K Hartmann, S Ling, V Lucieer, M Marzloff & C Mundy. 2015. Systematic culling controls a climate driven, habitat modifying invader. Biological Invasions 17. <https://doi.org/10.1007/s10530-015-0845-z>.

Unuma T, Y Murata, N Hasegawa, S Sawaguchi & K Takahashi. 2015. Improving the food quality of sea urchins collected from barren grounds by short-term aquaculture under controlled temperature. Bulletin of Fisheries Research Agency 40: 145-153.

Unuma T, Y Sakai, Y Agatsuma & T Kayaba. 2015. Sea Urchin Aquaculture in Japan. Echinoderm Aquaculture, pp. 75-126. John Wiley & Sons, Ltd.

Uribe RA, M Ortiz & F Jordán. 2021. Discrete steps of successional pathways differ in kelp forest and urchin barren communities. Community Ecology 22(1): 41-54. <https://doi.org/10.1007/s42974-020-00035-2>.

Uthicke S, B Schaffelke & M Byrne. 2009. A boom–bust phylum? Ecological and evolutionary consequences of density variations in echinoderms. Ecological Monographs 79(1): 3-24. <https://doi.org/10.1890/07-2136.1>.

Vance RR & RJ Schmitt. 1979. The effect of the predator-avoidance behavior of the sea urchin, *Centrostephanus coronatus*, on the breadth of its diet. Oecologia 44(1): 21-25. <https://doi.org/10.1007/BF00346391>.

Vandewalle P, E Parmentier & M Chardon. 2000. The branchial basket in Teleost feeding. Cybium 24(4).

Vásquez JA. 2020. Chapter 25 - *Loxechinus albus*. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 431-445. Elsevier.

Véliz D, N Rojas-Hernández, P Fibla, B Dewitte, S Cornejo-Guzmán & C Parada. 2021. High levels of connectivity over large distances in the diadematid sea urchin *Centrostephanus sylviae*. PLOS ONE 16(11): e0259595. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0259595>.

Vera-Duarte J, SA Carrasco, B Mettifogo, CF Gaymer, AM Friedlander, RA Wahle, Á Palma & IA Hinojosa. 2024. Exploring the establishment of the long-spined sea urchin *Centrostephanus sylviae* in the Juan Fernández Archipelago, Chile: ecosystem threats and future conservation efforts in a biosphere reserve [Preprint].

Vera-Duarte J, SA Carrasco, B Mettifogo, CF Gaymer, AM Friedlander, RA Wahle, Á Palma & IA Hinojosa. 2025. The impact of the rise in the abundance of the long-spined sea urchin (*Centrostephanus sylviae*) on coastal marine ecosystems of the Juan Fernández Archipelago, Chile. ICES Journal of Marine Science 82(5): fsaf067. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsaf067>.

Walker CW, S a. Böttger, T Unuma, SA Watts, LG Harris, AL Lawrence & SD Eddy. 2015. Enhancing the Commercial Quality of Edible Sea Urchin Gonads — Technologies Emphasizing Nutritive Phagocytes. Echinoderm Aquaculture, pp. 263-286. John Wiley & Sons, Ltd.

Walker CW, MP Lesser & T Unuma. 2020. Chapter 3 - Gametogenesis in regular sea urchins: Structural, functional, and molecular/genomic biology. In: Lawrence JM (ed). Sea Urchins: Biology and Ecology, pp. 29-50. Elsevier.

Watanuki A, T Aota, E Otsuka, T Kawai, Y Iwahashi, H Kuwahara & D Fujita. 2010. Restoration of kelp beds on an urchin barren: removal of sea urchins by citizen divers in southwestern Hokkaido. Bulletin of Fisheries Research Agency 32: 83-87.

Weisler M, M Mihaljević & A Rogers. 2019. Sea urchins: Improving understanding of prehistoric subsistence, diet, foraging behavior, tool use, and ritual practices in Polynesia. The Journal of Island and Coastal Archaeology 15: 1-29. <https://doi.org/10.1080/15564894.2019.1679293>.

Williamson JE. 2015. Sea Urchin Aquaculture in Australia. Echinoderm Aquaculture, pp. 225-243. John Wiley & Sons, Ltd.

Young MAL & DR Bellwood. 2012. Fish predation on sea urchins on the Great Barrier Reef. Coral Reefs 31(3): 731-738. <https://doi.org/10.1007/s00338-012-0905-0>.

Ziegler A. 2019. Combined visualization of echinoderm hard and soft parts using contrast-enhanced micro-computed tomography. Zoosymposia 15: 172-191. <https://doi.org/10.11646/zoosymposia.15.1.19>.