



ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

**“Influencia de distintas densidades poblacionales y apertura de
malla en el crecimiento y supervivencia de la almeja catarina
Argopecten circularis (Sowerby, 1835) cultivada en mar
abierto”.**

TESIS DE GRADO
Previa a la obtención del título de

ACUICULTOR

Presentada por:
Karina Jazmín Ponce Jara

GUAYAQUIL-ECUADOR

2001

DEDICATORIA

A mis padres *Victor y Julia* quien
por su respaldo en todos los
sentidos me impulsan a luchar cada
día.

A la *hermandad cristiana* que poseo
que brinda su amor y apoyo espiritual
en cualquier lugar que me encuentre.

Y, sobre todo a ese ser que por su
amor, bondad y misericordia ha
creado especies tan maravillosas
y dignas de estudio, como la que se
presenta en esta tesis, a *Jehová,*
Dios.

DECLARACION EXPRESA

“La responsabilidad por los hechos, ideas y doctrinas expuestos en esta tesis, me corresponden exclusivamente; y, el patrimonio intelectual de la misma, a la ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DEL LITORAL”.

(Reglamento de Exámenes y Títulos profesionales de la ESPOL)



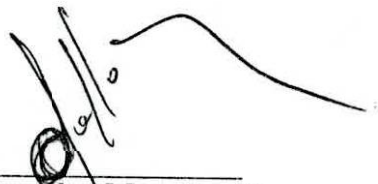
Karina J. Ponce Jara



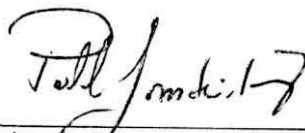
Ing. Bolívar Vaca
Subdecano de la FIMCM
Presidente Tribunal



M. Sc. Victor Osorio C.
Miembro del tribunal



M. Sc. Ecuador Marcillo G.
Miembro del Tribunal



Ac. Pablo Lombeida Terranova
Director de Tesis

AGRADECIMIENTOS

A Jehová, Dios, por darme protección, aguante, paciencia y perseverancia, y darme unos padres que son ejemplo, guía y apoyo en el duro recorrer de la vida.

A toda mi familia, Wendy, Yuly, "el Niño", Jorge, Santiago, Xavier y mis lindos sobrinos Anthony y Timothy porque sé que puedo contar con ellos a pesar de los problemas que existan y son un buen refugio en tiempos de tempestades. Gracias Wendy por ser siempre esa excelente amiga con quien compartir las alegrías y ese hombro en el que poder desahogarse cuando sientes que ya no puedes más.

A tí Victor L., por ser un verdadero compañero, por ese amor puro que compartimos que ha sido la fuente de mis motivaciones y me ha impulsado a culminar mis metas.

A toda la familia Litardo, a mi familia cristiana de Casitas y Valdivia por el gran interés que me mostraron y por el apoyo en lo espiritual y material.

Al CENAIM, todos sus dirigentes y personal técnico por darme las facilidades para realizar esta tesis, y compartir sus conocimientos y experiencias.

A mi director de tesis, Pablo Lombeida, gracias por esa "gran paciencia" al corregir esta tesis, no fue fácil no?, muchísimas gracias por tu amistad y confianza.

A todas las personas que estuvieron hombro a hombro en la realización de esta tesis y que me brindaron su amistad fueron muchos: Daniel, Martha, Mayu, Betty, Rosa, Alberto, por darme su manito en el mar cuando el marco no me permitía continuar; a Pedrito, por su buena disposición, a Darío, por ser una gran ayuda y amigo y a Luis, por ser amigo, ayudante y por compartir ese amor a Jehová. A mis grandes amigos que siempre han estado conmigo y a los que le debo mucho: Rubén G., Marcos E., Eduardo R., Leonardo B., Eduardo C. y Anita G., me han enseñado mucho en muchos aspectos de la vida, gracias de corazón. A mis compañeros tesisistas: Xavier P., Pato, Victor por hacer agradable esta etapa de nuestra vida; y a todas las personas que me impulsaron a terminar esta tesis, de cerca o a la distancia.

Muchas gracias a Uds.

TABLA DE CONTENIDOS

Tabla de contenidos	ii
Indice de Figuras	ix
Indice de Tablas	xii
Abreviaturas	xiii
Resumen	xv
Introducción	1
 I. Antecedentes	 4
1.1. Características generales de <i>A. circularis</i>	4
1.1.1 Taxonomía	4
1.1.2. Distribución geográfica	4
1.1.2.1. Hábitat	5
1.1.2.2. Ciclo de vida	5
1.1.3. Pectínidos comerciales	6
1.1.3.2. Comportamiento de scallops	7
1.1.4. Morfología	7
1.1.4.1. Características externas	7
1.1.4.2. Características morfométricas	8
1.1.5. Morfología y Fisiología	9
1.1.5.1. Concha	9
1.1.5.2. Músculo aductor	9
1.1.5.3. Manto o velum	10
1.1.5.4. Sifón	10
1.1.5.5. Branquias, palpos labiales y labios	10
1.1.5.6. Sistema digestivo	10

1.1.5.7. Intestino, recto y ano	11
1.1.5.8. Sistema cardiovascular	11
1.1.5.8.1. Corazón	11
1.1.5.8.2. Hemolinfa	11
1.1.5.9. Sistema excretor	12
1.1.5.9.1. Sistema nervioso y sensorial	12
1.1.6. Sistema reproductor y reproducción	13
1.1.7. Alimentación y hábitos alimenticios	13
1.2. Acuicultura de scallops	15
1.2.1. Obtención de semilla	15
1.2.1.1. Forma artificial	15
1.2.1.2. Selección de Reproductores	15
1.2.1.3. Inducción	15
1.2.1.4. Expulsión de gametos	15
1.2.1.5. Larvicultura	16
1.2.1.6. Cultivo Larval	16
1.2.1.6.1. Alimentación de larvas	16
1.2.1.6.2. Fijación	16
1.2.1.6.3. Precría larval	17
1.2.1.7. Colección natural de semillas	17
1.2.1.2.1. Identificación de larvas y post-larvas	18
1.2.2. Transporte y siembra de semillas	18
1.2.2.1. Estrés ocasionado por transporte	19
1.3. Técnicas de cultivo	19

1.3.1. En piscinas camaroneras o estanques	19
1.3.2. Cultivos suspendidos en mar	20
1.3.2.1. Pearl nets	20
1.3.2.2. Linternas	21
1.3.2.3. Bolsas de malla	21
1.3.2.4. Suspendido de la oreja	22
1.3.2.5. Canastas nestier	22
1.3.2.6. Prisma	22
1.3.2.7. Módulo de malla marina	23
1.3.2.8. Pocket net	23
1.3.3. Problemas relacionados con el cultivo de scallops	25
1.3.3.1. Densidad	25
1.3.3.1.1. En camaronera	26
1.3.3.1.2. En mar	26
1.4. Aspectos ambientales del cultivo de scallops	26
1.4.1. Factores oceanográficos	26
1.4.1.1. Olas	27
1.4.1.2. Viento y Corrientes	27
1.4.1.3. Turbidez	27
1.4.1.4. Temperatura	28
1.4.1.5. S‰	28
1.4.1.6. O.D	29
1.4.1.7. pH	29
1.4.2. Contaminación	29
1.4.3. Biología del medio ambiente	29

1.4.3.1. Competencia	29
1.4.3.2. Parásitos	30
1.4.2.2.1. Poliquetos	30
1.4.3.3. Predación	30
1.4.3.4. Fouling o Incrustaciones	30
1.4.3.4.1. Control de incrustantes	31
1.5. Mercados de scallops	32
2. Materiales y Métodos	34
2.1. Fuente de organismos	34
2.1.1. Semillas	34
2.1.2. Juveniles y Adultos	34
2.2. Diseño experimental	35
2.2.1. Ubicación del sitio experimental	35
2.2.2. Factores Evaluados	35
2.2.2.1. Tratamientos de Densidad y apertura de malla	35
2.2.3. Duración del Experimento	37
2.3. Preparación del sistema	37
2.3.1. Sistema Utilizado	37
2.3.2. Construcción del sistema Long-lines	37
2.3.2.1. Muertos	37
2.3.2.2. Línea madre	37
2.3.2.3. Argollas	37
2.3.2.4. Boyas	38
2.3.3. Instalación del Sistema Long line	39
2.3.4. Confección e instalación de Contenedores	39

2.4. Siembra	42
2.4.1. Tamizaje	42
2.4.2. Siembra de semillas	42
2.4.2. Siembra de scallops medianos y adultos	43
2.4.3. Transporte	43
2.5. Parámetros oceanográficos	44
2.5.1. Salinidad	44
2.5.2. Oxígeno y temperatura	44
2.5.3. Turbidez	44
2.5.4. Análisis de fitoplancton	44
2.6. Muestreos de crecimiento y supervivencia	45
2.6.1. Semillas	45
2.6.2. Tallas intermedias y adultas	46
2.7. Limpieza	46
2.8. Cosecha de <i>A. circularis</i>	47
2.8.1. Muestreo final	47
2.8.2. Indices Corporales	47
2.8.1.1. Indice de Condición	47
2.8.1.2. Indice Gonadal	48
2.9. Análisis estadístico	49

3. Resultados	51
3.1. Tallas pequeñas	51
3.1.1. Crecimiento en LC y EC	51
3.1.2. Incremento de peso	53
3.1.3. Supervivencia	55
3.2. Tallas medianas	56
3.2.1. Crecimiento en LC y EC	56
3.2.2. Incremento de peso	60
3.2.3. Supervivencia	63
3.3. Tallas grandes	65
3.3.1. Crecimiento en LC y EC	65
3.3.2. Crecimiento en peso	70
3.3.3. Supervivencia	73
3.4. Capacidad de soporte biológico del sistema.	75
3.5. Influencia de parámetros Oceanográficos	76
3.5.1. Temperatura y Salinidad	76
3.5.2. Oxígeno y turbidez	77
3.5.3. Abundancia fitoplanctónica	78
3.5. Observaciones generales	79

4. Discusión	81
4.1. Crecimiento en LC	81
4.2. Crecimiento en peso	86
4.3. Supervivencia	87
4.4. Efecto del pasante de malla	88
4.5. Influencia de parámetros oceanográficos durante el cultivo	92
5. Conclusiones y Recomendaciones	95
Referencias Bibliográficas	98
Anexos	111

INDICE DE FIGURAS

Fig. 1.	Fases de desarrollo larvario de <i>A. circularis</i>	6
Fig.2.	Parámetros de crecimiento de scallops	8
Fig.3.	Organos internos de <i>Pecten maximus</i> (valva derecha)	9
Fig.4.	Estadios de desarrollo gonádico de reproductores de <i>A. circularis</i>	14
Fig.5a.	Cultivo de fondo realizado en una camaronera, con piscina llena	20
Fig. 5b	Scallops asentados en el fondo en una piscina vacía	20
Fig.6.	Pearl-nets	21
Fig.7.	Linterna japonés	23
Fig.8.	Scallops suspendidos por sus orejas	23
Fig.9.	Colector "Onion Bag"	23
Fig.10.	Tres formas de disponer colectores	24
Fig.11.	Cajas ostreras con ligero armazón de acero	24
Fig.12.	Pocket net	24
Fig.13.	Presentaciones comerciales de scallops	33
Fig.14.	Formación de argollas por los puntos marcados de la línea madre	38
Fig.15.	Ubicación del set de líneas de acuerdo a las corrientes predominantes	40
Fig.16.	Pasos recomendados para la instalación del long-line	41
Fig.17.	Long-lines instalado con todo el set de contenedores	41
Fig.18.	Tamices empleados en la clasificación de scallops	40
Fig.19.	Línea de tendencia del crecimiento LC de todos los datos obtenidos durante el cultivo.	51
Fig.20.	Línea de tendencia del crecimiento EC de todos los datos obtenidos durante el cultivo	52
Fig.21.	Comportamiento del IDLC-IDP de tallas pequeñas de <i>A. circularis</i>	54

Fig.22.	Relación LC-PT de las tallas pequeñas. Nótese la superposición de las líneas, no mostrando diferencias de este factor entre densidades	54
Fig.23.	Incremento diario de la mortalidad de las tallas pequeñas	55
Fig.24.	Relación del IDM de las tallas pequeñas frente a la abundancia poblacional final	56
Fig.25a.	Crecimiento en LC de las tallas medianas con líneas de tendencia de todos los datos obtenidos en mallas de 1/8"	57
Fig.25b.	Crecimiento en LC de las tallas medianas con líneas de tendencia de todos los datos obtenidos en mallas de 1/4"	57
Fig.26a	Crecimiento en EC de tallas medianas en malla de 1/8"	58
Fig.27b	Crecimiento en EC de tallas medianas en malla de 1/4"	58
Fig.27.	Comparación del crecimiento en LC y PT en las dos mallas de las tallas medianas	61
Fig.28 ^a .	Relación LC-PT de las tallas medianas de scallops en mallas de 1/8"	62
Fig. 28b.	Relación LC-PT de las tallas medianas de scallops en mallas de 1/4"	62
Fig.29.	Relación del IDM de las tallas medianas frente a la abundancia poblacional final	63
Fig.30.	Supervivencia expresado en IDM de las tres densidades en ambos pasantes de malla.	64
Fig.31a.	Efecto de la densidad en la supervivencia de las tallas medianas con el pasante de malla de 1/8"	64
Fig.31b.	Efecto de la densidad en la supervivencia de las tallas medianas con el pasante de malla de 1/4"	65
Fig.32a	Líneas de tendencia del crecimiento en LC de tallas grandes de todas las réplicas en malla de 1/8"	66

Fig.32b.	Líneas de tendencia del crecimiento en LC de tallas grandes de todas las réplicas en malla de 1/4"	66
Fig.33a.	Crecimiento en EC de las mallas de 1/8"	67
Fig.33b.	Crecimiento en EC de las mallas de 1/4"	67
Fig.34.	Comparación del crecimiento de IDLC vs IDP de tallas grandes	70
Fig.35.	Relación del IDP de las tallas grandes frente a la abundancia poblacional final	71
Fig.36a.	Relación LC-PT de tallas grandes en pasante de malla de 1/8"	72
Fig.36b.	Relación LC-PT de tallas grandes en pasante de malla de 1/4"	72
Fig.37.	IDM de tallas grandes de los dos pasantes de malla	73
Fig.38a.	Efecto de la densidad en la supervivencia en mallas de 1/8"	74
Fig.38b.	Efecto de la densidad en la supervivencia en mallas de 1/4"	74
Fig.39.	Capacidad de soporte de la biomasa del sistema presentado en tallas pequeñas, medianas y grandes	75
Fig.40.	Variaciones de temperatura y salinidad en mar abierto durante los meses de cultivo	76
Fig.41.	Variaciones de Oxígeno y Turbidez en mar abierto durante el periodo de cultivo	77
Fig.42.	Abundancia fitoplanctónica en mar abierto de Diciembre al mes de Julio	78

INDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Densidades y aperturas de mallas experimentales	36
Tabla 2.	Tamices empleados para la clasificación de tallas de scallops	42
Tabla 3.	Indices promedios utilizados para evaluar las diferencias significativas del crecimiento y la supervivencia frente a densidad de tallas pequeñas	52
Tabla 4.	Datos finales de cultivo de tallas pequeñas.	53
Tabla 5.	Indices utilizados para evaluar las diferencias significativas crecimiento y la supervivencia de las tallas medianas en sus dos pasantes de malla	59
Tabla 6.	Datos finales de cultivo de tallas medianas.	60
Tabla 7.	Indices utilizados para evaluar las diferencias significativas del crecimiento y la supervivencia de las tallas grandes en sus dos pasantes de malla	68
Tabla 8.	Datos finales de cultivo de tallas grandes.	69
Tabla 9.	Diversidad fitoplanctónica en mar abierto a 0 y 10 m	79
Tabla 10.	Tolerancia a parámetros ambientales de <i>A. circularis</i>	A
Tabla 11.	Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas pequeñas	A
Tabla 12.	Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas medianas	A
Tabla 13.	Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas grandes	A
Tabla 14.	Estudios realizados en cultivos suspendidos de scallop	A

ABREVIATURAS

AC	=Ancho de concha
AEC	=Carga adenfílica energética
Aprox.	=Aproximadamente
°C	=Grados centígrados
cél	=célula
cm	=centímetro
EC	=Espesor de concha
g	=gramos
IC	=Índice de condición
IDEC	=Incremento diario de espesor de concha
IDLC	=Incremento diario de la longitud de concha
IDM	=Incremento diario de la mortalidad
IDP	=Incremento diario del peso.
IG	=Índice gonadal
IQF	=Individual quickly frozen
l	=Litros
LC	=Longitud de concha
LC _f	=Longitud de concha final
LC _i	=Longitud de concha inicial
m	=metro
m ²	=metro cuadrado
M _f	=Mortalidad final
M _i	=Mortalidad inicial
min.	=minuto

mm	=milímetro
PC	=Peso de cayo o músculo aductor
P_f	=Peso total final
PG	=Peso de gónada
pH	=potencial de Hidrógeno
PHPB	=Peso húmedo de partes blandas
P_i	=Peso total inicial
PPB	=Peso de partes blandas
PPF	=Peso promedio final
PT	=Peso total
‰	=Expresión para salinidad (partes por mil, ppt)
tc	=Tiempo de cultivo
TM	=Tonelada métrica
μ	=Micras
UV	=Rayos ultravioleta
π	=Pi (3.1416)

RESUMEN

Se estudió el efecto de la densidad y el pasante de malla sobre el crecimiento y supervivencia de scallops *A. circularis (ventricosus)* bajo condiciones de cultivo suspendido en mar abierto en un long line ubicado frente a las instalaciones de CENAIM (San Pedro-Manglaralto, provincia del Guayas) .

Se evaluaron 3 densidades y dos pasantes de malla (1/8" y 1/4") con 4 réplicas para 3 grupos de diferentes tallas. Para las tallas de clasificación pequeñas (8.7 ± 0.5 mm) se utilizó 600 (P1), 1200 (P2) y 2400 (P3) scallops. prisma^{-1} cultivada con el pasante de malla de 1/8". En las tallas de clasificación medianas (24.3 ± 1.3 mm) las densidades fueron 150 (M1), 300 (M2) y 600 (M3) scallops. prisma^{-1} cultivados en ambos pasantes de malla, al igual que el grupo de clasificación grandes (31.5 ± 1 mm) con densidades de 75 (G1), 150 (G2) y 300 (G3) scallops. prisma^{-1} .

El crecimiento fu evaluado como IDLC (Incremento diario de la longitud de concha) e IDP (Incremento diario de peso) y la supervivencia como IDM (Incremento diario de la mortalidad).

Entre el IDLC, IDP e IDM de las tallas pequeñas no se encontró diferencias significativas ($p > 0.05$) debida a densidad. En las tallas medianas si se encontró una relación inversa significativa ($p < 0.05$) entre el crecimiento (IDLC e IDP) y la densidad empleada; en la supervivencia y pasante de malla no se logró encontrar estas diferencias. En las tallas grandes sólo se observó significancia por densidad en el IDLC, más no para IDP e IDM.

Un IDLC de 0.239 ± 0.022 mm fue encontrado en las tallas pequeñas, mayor que el IDLC para las tallas grandes de 0.066 ± 0.011 mm. Por otro lado un IDP ligeramente mayor se encontró en las tallas medianas (0.093 ± 0.024 mm) sobre las tallas grandes (0.090 ± 0.006 mm).

Las diferencias por el factor pasante de malla fue encubierto por el fouling presentado durante el cultivo, registrándose diferencias que sólo fueron significativas en el IDP de las tallas medianas.

INTRODUCCION

La actividad acuícola a nivel mundial ha mostrado un incremento sorprendente, este ha sido el resultado de una gran demanda debido al crecimiento poblacional existente.

Las pesquerías han mostrado indicios de haber alcanzado y rebasado los límites máximos de captura propiciando a su vez la necesidad de mejorar y suplementar nuevas técnicas acuícolas que complementen la explotación pesquera (Caballero, 2000).

En el Ecuador un ejemplo de este avance es la industria camaronera que durante los 5 últimos años ha exportado 1,157'989,456 de libras de camarón de los cuáles el 90% de la producción proviene del cultivo. Esta producción ha generado 280'694.073,08 de dólares este presente año es una industria que por más de treinta años se ha mantenido activa (CNA, 2001).

Sin embargo la industria ha sido afectada por diversos factores que han ocasionado pérdidas importantes. Uno de estos factores y el de mayor trascendencia ha sido las enfermedades (Síndrome de la Gaviota, Síndrome de Taura, entre otros). De estas la que actualmente está afectando el camarón a gran escala es el Síndrome de la Mancha Blanca (WSSV) que desde 1998 hasta el pasado año (2000) ha ocasionado pérdidas directas a la industria en un 66.99% (\$600 millones) y un 65.60% (\$900 millones) de los ingresos de exportación (CNA, 2001).

Además de las enfermedades se han presentado factores ambientales y económicos que hacen del cultivo de camarón una actividad delicada, que requiere de alternativas tecnológicas y económicas viables que hasta el momento no están disponibles.

Debido a estos aspectos se ha buscado alternativas que optimicen la productividad del sector. Algunos países han encontrado la solución en el cultivo de otras especies de alto valor comercial y de gran demanda.

En el Ecuador se ha incursionado en el cultivo de tilapia como un paliativo a la situación actual de la camaronicultura, exportando 1,784 TM (\$ 12 millones) a los Estados Unidos, lo que constituye el 91% de su producción, aportando con el 43,1 % de la importación de tilapia de los Estados Unidos y desplazando a Costa Rica a un segundo lugar. (C.N.A, 2001).

La producción de moluscos también tiene un gran potencial para minimizar el impacto de los problemas relacionados con el cultivo de camarón. Entre los mercados más importantes está Japón, USA y Francia. Entre los moluscos más cultivados se encuentran: ostras, almejas, scallops y mejillones. De estos moluscos las mayores divisas se concentran en la presentación de scallops (procesados y congelados) (FAO, 2000) debido a que su parte comercial (músculo aductor o cayo) no concentra toxinas o metales trazas y no requiere controles sanitarios muy estrictos.

Para dar una idea del mercado de scallops, pectens, podemos observar la producción alcanzada en 1998 que fue de 874,225 TM que correspondió a \$176,587,000 (FAO, 2000).

En América Latina la almeja catarina *Argopecten circularis* (=ventricosus) o concha abanico se considera un buen candidato, por su rápido crecimiento, un mercado establecido y prácticamente ilimitado que ha empezado a explotarse a nivel comercial con un precio en el mercado que varía de \$3,8-5,0/lb de acuerdo al volumen (Maeda *et al.*, 1996; Osorio, 1992).

Esta especie es nativa de Ecuador y varios trabajos se han realizado para establecer la factibilidad técnica; sin embargo su factibilidad económica aún está en discusión.

Freites *et al* (1999) menciona que la optimización del crecimiento y la supervivencia es crítica para el desarrollo de un cultivo de scallop comercialmente viable.

Estudios para determinar las densidades óptimas y supervivencias en un sitio de cultivo dado determinan la factibilidad económica de una operación de cultivo (Maeda *et al* , 1997).

Según Mgaya y Mercer (1995) las densidades óptimas varían de un sistema de cultivo a otro y de un tamaño de grupo a otro, la edad y/o tamaño dentro de una especie. Los factores exógenos tales como temperatura y régimen de alimentación pueden también determinar la densidades óptimas.

El objeto del presente estudio es determinar la mejor densidad dentro de un rango de densidades utilizadas en cultivos experimentales en el CENAIM en 3 diferentes tallas de *A. circularis*; y, establecer el efecto de 2 pasantes de malla en el crecimiento y supervivencia.

1. ANTECEDENTES

La almeja catarina *Argopecten circularis* (=ventricosus) pertenece a la familia de los pectínidos (Kafuku & Ikenoue, 1983; Pico *et al.*, 1980); puede cultivarse en el mar o en piscinas camaroneras.

Actualmente se los cultiva en diferentes puntos geográficos (México, Panamá) y posee un alto potencial para desarrollarse exitosamente (Quayle & Newkirk, 1989)

1.1. CARACTERISTICAS GENERALES DE *A. circularis*

1.1.1 Taxonomía

Reino	Animalia
Phylum	Mollusca
Clase	Pelecypoda
Subclase	Pteriomorpha
Orden	Pteriodea
Superfamilia	Pectinacea
Familia	Pectinidae
Género	<i>Argopecten</i> (Monterosato, 1889)
Especie	<i>circularis</i> (Sowerby, 1835) (Mora, 1990)

En 1842 esta especie tuvo una nueva denominación: "*ventricosus*" (Sowerby II).

1.1.2. Distribución geográfica

Se distribuye generalmente desde la isla de los Cedros, Baja California Sur (Golfo de California) a Paita, Perú (Pico *et al.*, 1980).

En Ecuador esta especie se la puede localizar en Esmeraldas, Jaramijó, Manta, Puerto. Cayo, Machalilla, Salango, Punta de Santa Elena y Playas (Mora, 1990).

1.1.2.1. Hábitat

Los *A. circularis* son organismos bentónicos (excepto en sus primeras fases de desarrollo larvario), de rápido crecimiento; habita en aguas someras de lagunas y bahías protegidas de 20-41 m de profundidad, sobre fondos lodosos o lodoso-arenoso en asociación con macroalgas o pastos marinos, los cuales usan para fijarse en sus fases juveniles (Avilés & Muciño, 1988).

1.1.2.2. Ciclo de vida

Pico *et al.* (1980) indican que la almeja catarina inicia su reproducción al llegar a la talla de 38-42 mm; no obstante su mejor fecundidad, tanto en cantidad y calidad, se logra con tallas de 58-62 mm. Comparada con otras especies, *A. circularis*, presenta una fecundidad alta (Langton *et al.*, 1987 *fide* Villalejo-Fuerte, 1995). De acuerdo con Villalejo-Fuerte (1995) las fecundidades elevadas son para las especies que la presentan, una ventaja evolutiva que contrarresta las consecuencias desfavorables producidas por la alta mortalidad durante la vida pelágica, metamorfosis y asentamiento.

En los procesos larvarios después de unas pocas horas que la fertilización del huevo tiene lugar, una larva trocófora ciliada nadadora (prodisoconcha I) se desarrollará y se convertirá posteriormente en un bivalvo con forma de "D" aplastada (prodisoconcha II). Esta larva conocida como veliger se encuentra en un estado planctónico, pudiendo ser transportada por corrientes superficiales por un periodo de 15 días.

Las larvas veliger desarrollan un delgado pie y una mancha ocular antes de su asentamiento en un sustrato primario, llegando a adherirse por medio de hebras bysales.

Una vez que la larva (ahora pediveliger) se ha asentado sufrirá una metamorfosis en la cual perderá su habilidad nadadora (Figura 1). Después de soltarse del sustrato primario, el scallop muestra un comportamiento diferente y pueden aún adherirse por sí mismo sobre algún sustrato, por la formación del byso (Maeda *et al.*, 1993).

La duración de vida de la almeja catarina no ha sido determinada; sin embargo en observaciones realizadas en esta especie se ha encontrado animales vivos de alrededor de 2 años. Por otra parte Kafuku & Ikenoue (1983) manifiestan que la longevidad de algunos scallops es de 8 años. Esta especie *A. circularis* generalmente alcanza un máximo de 80 mm en diámetro (longitud) (Allen & Costello, 1972).

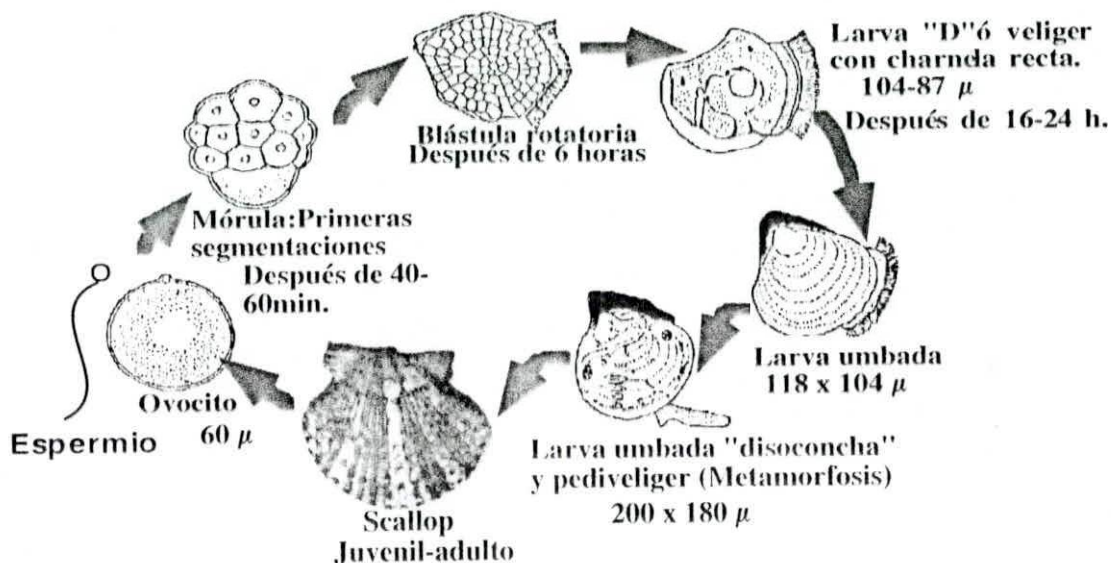


Figura 1. Fases de desarrollo larvario de *A. circularis* (Ortega & Lombeida, 1999).

1.1.3. Pectínidos comerciales

Los principales géneros comerciales de scallops son: los *Pecten*, *Placopecten*, *Patinopecten*, *Argopecten* y *Chlamys*. Los japoneses han cultivado *Patinopecten* por muchos años mientras que en Europa se han realizado grandes esfuerzos con *Chlamys* y en Norte América con *Argopecten*.

Por otro lado en Perú y Chile se está trabajando con especies de aguas frías como *A. purpuratus* (ostión del norte) pariente cercano de *A. circularis* que se cultiva en México y Panamá (Quayle & Newkirk, 1989).

En Ecuador, los primeros trabajos con *A. circularis* se inician en la Fundación Cenaim-ESPOL en el año de 1991, con la producción experimental de semilla de laboratorio y cultivo en mar.

El scallop *A. circularis* es denominado almeja en Gran Bretaña, Coquille St. Jacques en España y Francia; y Conchuela en Panamá. También suele llamárseles concha abanico, calico scallop del Pacífico (Pacific Calico scallop) o almeja catarina.

1.1.3.2. Comportamiento de scallops

Los scallops son organismos epibénticos los cuáles son capaces de nadar, ellos extienden cortos tentáculos de los márgenes de las conchas durante su vida béntica.

Cuando un scallop toca a otro con sus tentáculos, este escoge otra vía manteniendo una distancia. La aducción de las valvas es rápidamente ejecutada por las fibras especializadas del músculo aductor, acto que le permite la natación (Shumway, 1991). Aunque los scallops puedan nadar por unos pocos minutos cuando están escapando de sus predadores o por movimientos ciliares producido por las corrientes, datos de seguimiento de este género, no han revelado tendencia alguna de movimientos estacionales o migraciones a largas distancias.

1.1.4. **Morfología**

1.1.4.1. Características externas

La concha es de forma orbicular gruesa y convexa con 20-22 costillas radiales, de color muy variable de blanco café a naranja. La valva izquierda es angosta separada por amplios interespacios cubierto por finas lamelas concéntricas de crecimiento. En la valva derecha, al contrario, sus costillas son anchas, rectangulares y aplanadas con interespacios angostos y profundos. Según Shumway (1991) la forma de la valva es característica del lugar que

habite el scallop (xenomorfismo). Posee 2 pequeñas prolongaciones (aurículas) calcáreas a nivel del umbo llamadas comúnmente "orejas".

La forma de sus orejas es diferente, la parte anterior tiene forma de tubo y se encuentra unido al biso.

1.1.4.2. Características morfométricas

Para estimar el crecimiento de los scallops se realiza mediciones de la forma que van desarrollando las conchas, teniendo en cuenta 3 dimensiones (Figura 2):

Ancho (A) .- una medida en línea recta de la mayor distancia entre el umbo y el margen ventral.

Longitud (L) .- distancia entre el margen anterior y el margen posterior.

Espesor o Convexidad .- distancia entre los puntos de más alta convexidad en cada valva.

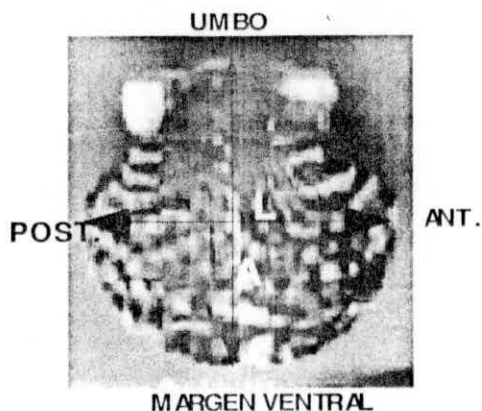


Figura 2. Parámetros de crecimiento de scallops.

L= longitud, A= altura, Post.= posterior, Ant.= anterior

1.1.5. Morfología y Fisiología

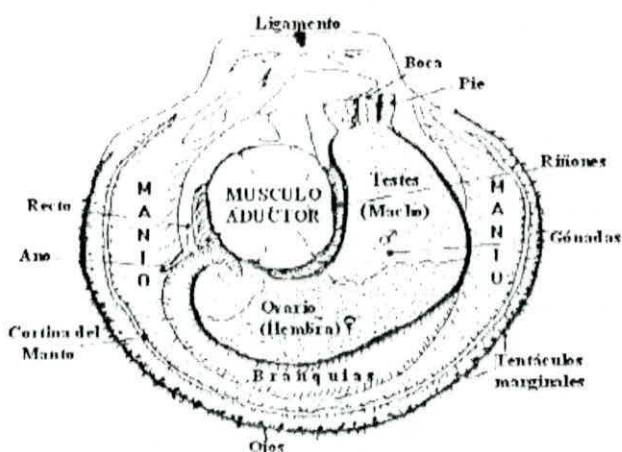


Figura 3. Organos internos de *Pecten maximus*
(valva derecha).

1.1.5.1. Concha

El scallop consiste de un cuerpo blando encerrado por una concha de 2 valvas. Las valvas están unidas por un ligamento "bisagra" que corresponde a una banda de naturaleza de córnea quitinosa, de color café, localizada arriba de la charnela y generalmente posterior al umbo (García, 1981). Internamente y debajo de los umbos están los dientes de bisagra. En el lado ventral del corte bisal de la valva derecha tiene varios dientes pequeños llamado ctenoltia (ctenoltium), los cuáles ayudan a alinear las hebras bysales, útiles en la identificación de scallops pequeños.

1.1.5.2. Músculo aductor

Posee un único músculo aductor y se encuentra en una posición central, constituye la parte comestible y comercial en la mayoría de los países y es el rasgo dominante de la anatomía del scallops. Es el centro principal para el almacenaje de glicógeno y sirve como punto de referencia en la ubicación de otros órganos del cuerpo (Figura 3). El músculo o

callo representa entre el 19-21% de su peso total (Lasta, 1995). Se divide en secciones musculares: lisa y estriada (Barnes, 1989).

1.1.5.3. Manto o velum

El manto es un integumento ciliado, una lámina delgada de tejido, transparente cubriendo todos los órganos. Interviene en la secreción de la concha y ligamento así como la circulación del agua y el movimiento de partículas junto a la cavidad paleal. El manto está dividido en 2 regiones: la región marginal y la región paleal (Martínez & Zúñiga, 1995). Consta de 2 lóbulos, uno muscular que controla la dirección de la salida del agua y el lóbulo sensorial del manto que tiene tentáculos y gran número de pequeños ojos azules.

1.1.5.4. Sifón

Existe un sifón inhalante y exhalante. Sirve para mantener contacto con la superficie. Este es un par de tubos que pueden ser extendidos y utilizados como un conducto para el agua que entra y sale.

1.1.5.5. Branquias

Poseen 2 grandes branquias (izquierda y derecha) que se encuentra ventral a las gónadas, están adheridas al músculo aductor por medio de membranas suspensorias sobre las inserciones derecha e izquierda del músculo (Figura 3).

1.1.5.6. Sistema digestivo

El sistema digestivo consiste de la boca, esófago, estomago y estilo cristalino, glándula digestiva, intestino, recto y ano. La boca es una simple abertura ciliada para el reducido esófago ciliado. El estómago es áspero en forma oval, con pliegues irregulares y depresiones delimitando diferentes regiones, está situado junto con la glándula digestiva.

El estilo cristalino se origina del saco estilo-cristalino, el cual está junto al intestino en los Pectinidae. Dependiendo de su grado de desarrollo, el estilo puede ocupar la mayoría del lumen de la curva descendente del intestino. El reciente descubrimiento de actividad bacteriolítica, asociada con el estilo cristalino de *Mytilus edulis*, manifiesta la posibilidad de que alguna digestión de bacterias ocurra en el estómago de otros bivalvos; entre ellos los Pectinidae.

1.1.5.7. Intestino, recto y ano

El canal alimenticio de los pectínidos puede ser dividido en 3 regiones de similar longitud: las porciones ascendentes y descendentes de los intestinos, y el recto. El final del intestino es visible y está rodeando el músculo aductor (Martínez & Zúñiga, 1995).

El recto consiste principalmente de células ciliadas y finalmente el sistema digestivo del scallop termina en un ano el cual es curvado dorsalmente y distante del músculo aductor, de esta manera las heces son vaciadas en el flujo de agua excurrente.

1.1.5.8. Sistema cardiovascular

Como en todos los bivalvos el sistema circulatorio de los pectínidos se dice que es abierto, y la hemolinfa es colectada mayormente en un número de sinus bien desarrollados.

1.1.5.8.1. Corazón

Está contenido dentro de un pericardio transparente y fino, dorsal y ligeramente posterior al músculo aductor, formado de 2 aurículas y un gran ventrículo.

1.1.5.8.2. Hemolinfa

Participa en varias funciones como intercambio de gases, osmoregulación, distribución de nutrientes, eliminación de desechos y defensa interna, además sirve como un esqueleto hidrostático, tal como en el movimiento del aparato labial, tentáculos, pie y margen del

manto. La mayoría de los bivalvos carecen de pigmento respiratorio. Ciertamente la baja eficiencia de captación de oxígeno de la hemolinfa de *Placopecten magellanicus* (42%) tiende a confirmar la falla de los pigmentos respiratorios de la hemolinfa en esta especie. El hábitat de vida esencialmente sedentario, la enorme área expuesta a la superficie del cuerpo, y el hábitat epibéntico del scallop probablemente obvia la necesidad de pigmentos respiratorios.

1.1.5.9. Sistema excretor

Este sistema comprende diversos sitios de función excretora, siendo el principal órgano los riñones también llamado nefridios u órganos de Bojanus, además están las células tipo podocito encontrado en la glándula pericardia, en el tejido conectivo del manto, alrededor del intestino y en la base de las branquias. Los riñones son pareados están adheridos directamente al margen anterior del músculo aductor.

1.1.5.9.1. Sistema nervioso y sensorial

El sistema nervioso del scallop consiste de dos concentraciones gangliónicas principales y sus nervios: los ganglios cerebral, pedal y el ganglio parietovisceral.

Los ojos forman parte del sistema sensorial, contienen una córnea, lente cristalino, dos retinas (una inversa y una directa) y nervio óptico; con estos ojos se cree que el scallop puede detectar el movimiento y reaccionar a cambios en la intensidad de la luz.

Posee un pie reducido, relacionado con la formación del biso porque contiene la glándula bisal. Este surge de la extremidad anterodorsal de la gónada. Se encuentra adherido a la valva izquierda, por otro lado el biso está formado por una raíz desde la cual se extienden varias cintas espesas.

1.1.6. Sistema reproductor y reproducción

A. circularis es hermafrodita, aunque existen ciertas especies de scallop cuyos sexos son separados. Las gónadas están adheridas al margen anterior del músculo aductor, cubriendo los riñones (Figura 3).

El macho descarga esperma en el mar lo cual estimula a la hembra a descargar sus huevos al agua donde la fertilización tiene lugar. Los scallops abren y cierran sus valvas vigorosamente para liberar huevos o esperma. La secuencia de eventos que continúan después de la fecundación se ilustra en la Figura 1.

Una hembra descarga alrededor de 10'000.000 de huevos durante varios actos sucesivos de desove; mientras que el macho libera 60 veces más esa cantidad. La calidad de estos está asociada al contenido de reservas de energía, por ejemplo: disponibilidad de alimento en sitios de cultivo), lo que implica altas tasas de crecimiento de tejido (Pazos *et al.*, 1997).

Es conocido que el desarrollo gonadal en bivalvos es controlado por el sistema nervioso, probablemente por estimulaciones termales y luminosas (Devauchelle & Mingant, 1991). Se ha clasificado el desarrollo gonadal del scallop en 5 estadios de madurez sexual (Figura 4). De estos estadios los dos últimos son críticos y cualquier estímulo fuerte puede inducir al desove repentino.

1.1.7. Alimentación y hábitos alimenticios

Se alimenta de fitoplancton y otras partículas (Kafuku & Ikenoue, 1983). El alimento es capturado por las branquias donde son cubiertas con abundante moco y transferido luego a los palpos labiales donde es clasificada para digestión (Fishte, aquaculture, 1999). Las partículas alimenticias de gran tamaño son eliminadas. Aunque estudios recientes indican que los scallops son capaces de consumir partículas relativamente grandes como fue

demostrado por el contenido intestinal de *Placopecten magellanicus* con rangos que oscilaron entre 10-350 micras. (Shumway, 1991).

	Estadio 0	Gónada transparente se observa claramente el conducto alimentario. La gónada es pobremente diferenciada en ovarios y testes. El ovario es de color translúcido y café coloreado, mientras que en el macho es blanquecino con escasos folículos visibles.
	Estadio I	Se inicia la diferenciación gonadal, ligera coloración anaranjada. Los folículos son aún pequeños y escasos.
	Estadio II	Diferenciación gonadal, coloración anaranjada es más intensa, aún se observa el conducto alimentario. Los folículos son más grandes y más densos, pero aún hay espacios entre ellos.
	Estadio III	Gónada desarrollada; aún se observan los conductos. Los folículos están empaquetados juntos
	Estadio IV	La gónada presenta una coloración rojo intensa y de consistencia firme, alcanzando máximo tamaño. Los folículos están estrechamente empaquetados y el canal alimentario es indistinguible (Gómez & Villalaz, 1988, Devauchelle & Mingant, 1991).

Figura 4. Estadios de desarrollo gonádico de reproductores de *A. circularis*.

(Después de Ortega & Lombeida, 1999 *in press*).

Además estos organismos tienen la habilidad para regular la cantidad de material ingerido y han mostrado que realizan una diferenciación entre especies algales con células de tamaño similar (Shumway *et al.*, 1991 *fide* Heasman *et al.*, 1996).

1.2. ACUICULTURA DE SCALLOPS

1.2.1. Obtención de semilla

1.2.1.1. Forma artificial

1.2.1.2. Selección de Reproductores

Para la obtención de semillas de buena calidad, es necesario conocer todos los factores internos y externos que determinan un desarrollo larvario. Un principal factor es el estado en que se encuentren los reproductores (Cisneros *et al.*, 1992; Uribe, 1989), por lo que es necesario analizar las características externas como: forma, tamaño y peso; estos reproductores pueden ser de 2 fuentes: silvestres y cultivados.

En el cultivo de reproductores se realizan recambios diarios del 20% y se alimenta con flujo continuo con 3×10^9 céls. de *Isochrysis galbana* T- Iso var/individuo. Se trabaja con 40-60 reproductores.TM¹, mantenidos a una temperatura de $20 \pm 1^\circ\text{C}$, si excede de esta desviación pueden ocurrir desoves repentinos (parciales o totales) (CENAIM, 1998).

1.2.1.3. Inducción

Se trabaja con organismos en estadios III y IV. Entre las técnicas utilizadas para la inducción de *A. circularis* tenemos: variación de temperatura, sobrealimentación y adición de gametos de reproductores sacrificados.

Para realizar los estímulos térmicos se separa a los reproductores en acuarios de 30 L aumentando la temperatura en forma gradual a 26°C , iniciando el desove posterior a las 3-5 h. Cisneros *et al.* (1992) utilizan aumentos de temperatura de 2°C junto con una mezcla alimenticia.

1.2.1.4. Expulsión de gametos

La realizan primero la parte macho (espermios) y luego la parte hembra (ovocitos). Antes del desove de la parte hembra; estas se trasladan a un tanque de 1 TM (en CENAIM) o de

500 L (Cisneros *et al.*, 1992) para obtener gametos por separado y realizar una fecundación cruzada. Para *A. purpuratus* se realiza la fecundación con 3-4 espermios.óvulo⁻¹ según Hardy (1991). Esta relación huevo.espermios⁻¹ es necesaria para evitar la polispermia. La densidad larvaria es de 15 larvas.ml⁻¹

1.2.1.5. Etapas larvales

La primera división del huevo se inicia a los 40-60 min. pasando luego a mórula, blástula rotatoria con la subsiguiente movilidad natatoria (Figura 1).

1.2.1.6. Cultivo Larval

Después de 16-24 h de la fertilización, *A. circularis* alcanza el estadio D o veliger y se procede a realizar recambios del 100% diariamente con la ayuda de tamices utilizados de acuerdo al tamaño que vayan alcanzando la larva. Suele haber altas mortalidades en estos recambios debido a la colisión producida por el amontonamiento de las larvas.

El período de cultivo larval oscila entre 9-11 días. El agua debe mantener la temperatura de 26 °C y filtrada con cartuchos de 25 μ . Suele utilizarse EDTA Na (4 ppm) durante los primeros 6 días para asegurar la calidad del agua.

1.2.1.6.1. Alimentación de larvas

La observación directa en tanques determina si la cantidad de algas es suficiente para la cantidad de animales que se posea. Estas algas pueden ser cultivadas en el laboratorio (hatchery) mediante el sistema de cultivo continuo descrito por Guillard (*vide* 1975).

1.2.1.6.2. Fijación

La fijación en CENAIM se realiza con un sustrato tipo onion bag (saco cebollero) (Figura 9) que se rellena con malla plástica para asegurar mayor área de fijación. Si el material de asentamiento no es apropiado la metamorfosis puede retrasarse, obteniendo altas

mortalidades. Los mejores materiales de asentamiento son: hoja de palma, conchas, malla de monofilamentos y saco de polietileno. Estos se colocan en los tanques cuando las larvas han alcanzado la talla de 180-200 micras (tamaño que toma después de 3-4 semanas de su fecundación), presentándose la metamorfosis (mancha ocular y pie) luego de 3-5 días de presentada esta talla. La fijación se realiza en la oscuridad debido a que la luz ejerce una influencia negativa en esta. Una vez fijada se las puede considerar semillas, su alimentación en laboratorio consiste de $100.000 \text{ cél.ml}^{-1}$ de *I. galvana* y *Chaetoceros gracilis* (50% de cada especie).

1.2.1.6.3. Precría larval

Alcanzado el tamaño de 800-1000 micras están listas para ser transportadas al mar para que alcancen mayor crecimiento y se satisfagan sus requerimientos alimenticios sin afectar gravemente la economía del cultivo. Aún así existen laboratorios que utilizan tanques de larvicultura, cuya agua es continuamente reoxigenada y recirculada para mantener el crecimiento de scallops en un nivel aceptable, teniendo la ventaja de no ingresar impurezas del mar (Hardy, 1991).

En el mar se coloca los colectores en número de $5.\text{prisma}^{-1}$ tratando de obtener $5000 \text{ semillas.colector}^{-1}$ los cuáles son cerrados y colocados dentro de un bolso con ojo de malla inferior a la talla del animal, evitando así pérdidas de semilla. La talla comercial (8-12 mm) de las semillas es alcanzada a los 20 días de sembrada inicialmente.

1.2.1.7. Colección natural de semillas

El Centro Coquimbo de la Universidad Católica del Norte de Chile (1983) recomienda que para la colección de semilla silvestre, es importante un conocimiento completo de los hábitos de reproducción, así como la estación en la que se reproducen, distribución batimétrica de las larvas para determinar donde poner los colectores y profundidad.

Según Quayle y Newkirk (1989) el básico instrumento de muestreo de semillas es una malla de plancton con 40 cm de diámetro de boca y con malla de 70-80 micras. Las larvas son generalmente separadas como grupos de tallas. Este proceso requiere de cierta experiencia que permita identificar las larvas de *Argopecten* y conocer si la cantidad de este organismo es la adecuada (Illanes, 1988).

Ruíz & Cáceres (1990) reportaron una mayor incidencia de captación de juveniles a los 15-17 m en la bahía de la Paz (México), así mismo definieron que las fijaciones no se presentan en una zona preferencial de profundidad sino que pueden estar influenciadas por la temperatura como sucede con otras especies de pectínidos (Ventilla, 1982).

1.2.1.2.1. Identificación de larvas y post-larvas

Pereira (1988) aconseja realizar la identificación basándose en sus características morfológicas: forma del umbo, longitud relativa, forma del borde extremo anterior y posterior, inclinación y largo del dorso anterior y posterior.

1.2.2. Transporte y siembra de semillas

Las semillas provenientes de producción de ambiente controlado (hatchery) o de captación natural se las transporta al lugar de cultivo en tanques o cajas térmicas dependiendo de la distancia a la que se encuentre el sitio de cultivo. (Ortega & Lombeida, 1999).

Las cajas son de polietileno expandido, colocando en el interior una plancha de esponja de 10 mm de espesor, sobre la que se depositan las semillas. Cuando la primera capa de semillas es colocada se las cubre con esponja de 3 mm de grosor humedecida con agua de mar, realizando este mismo procedimiento hasta llenar la caja y colocar planchas de plywood que se colocan en la primera y última y esponja a manera de "sanduche" que eviten el movimiento de las esponjas. Bolsas de "freeze pack" colocadas dentro de la caja ayudan a mantener la temperatura a 17 °C (Pereira, 1988).

Previo a la siembra se realiza una pequeña aclimatación a la salinidad y temperatura del medio.

1.2.2.1. Estrés ocasionado por transporte

El transporte de animales marinos ha sido una fuente de mayor estrés, lapso durante el cual han sido identificados productos respiratorios de desecho. Cashmore, Macmillan y Learmouth (1997) en estudios realizados con *P. maximus* mencionan que este estrés causa una disminución en el pH, una condición llamada acidosis respiratoria, que daña el tejido de las branquias reduciendo la afinidad de pigmentos respiratorios para el oxígeno. Algunos bivalvos pueden contrarrestar este efecto por la movilización de carbonatos de la concha. Esta condición de acidosis del medio durante el transporte de organismos vivos puede ser prevista por el uso de buffers (Maguire *et al.* 1999)

La carga adenínica energética (AEC) es utilizada por Maguire *et al.* (1999) como índice de estrés en *Pecten maximus*, cuyas variaciones se dan como consecuencia de animales más estresados que necesitarán mayor energía para contrarrestar esta condición. En estudios realizados por estos mismos autores encontraron que a mayor tiempo de transporte, el nivel de AEC disminuyó tanto en el músculo liso y estriado.

1.3. TECNICAS DE CULTIVO

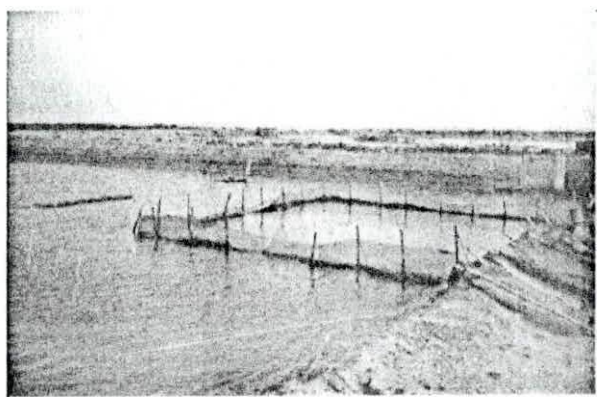
1.3.1. En piscinas camaroneras o estanques

La piscina de cultivo debe tener una profundidad mínima de 1 m, el fondo firme y una textura areno-arcilloso. Durante el llenado de la piscina se deben utilizar mallas de 400 μ para evitar el ingreso de predadores que es crítico en la tala de siembra de las semillas (CENAIM, 1998)

Los sistemas de cultivo están a 50 cm de profundidad. Es recomendable trabajar con una transparencia de 40 cm (Ortega & Lombeida, 1999) evitando que la luz llegue a los

sistemas, ocasionando el consiguiente taponamiento de las mallas; además es indispensable la población fitoplanctónica para la alimentación de los scallops. El recambio de agua en la piscina puede variar de 3-5% diario.

CENAIM ha realizado investigaciones en cultivos de fondo en piscinas camaroneras con *A. circularis*, cuyos resultados muestran la posibilidad de esta forma de cultivo minimizando los costos del cultivo (Lombeida *com. pers.*) (Figura 5).



(a)



(b)

Figura 5. Cultivo de fondo realizado en una camaronera, con piscina llena (a); y scallops asentados en el fondo de una piscina vacía (b).

1.3.2. Cultivos suspendidos en mar

Existen diversos artefactos de cultivo para cultivo en mar abierto, cuyo uso dependerá de las circunstancias y el propósito de cultivo.

1.3.2.1. Pearl nets

Tienen forma piramidal son más utilizados para pre-cultivo, es decir, la etapa intermedia cuando las semillas son trasladadas a las estructuras suspendidas en un periodo de 3-6 meses; aunque también puede ser utilizado para engorde. Este sistema consta de un marco

de un alambre galvanizado rígido forrado con plástico. Posee un área basal de $35 \times 35 \text{ cm}^2$ y de 25 cm de altura, está cubierto con una red de nylon con ojo de malla variable que puede ir de 2-12 mm. Por el centro del pearl-net atraviesa un cabo de polipropileno de 6 mm de diámetro, en cuyo extremo superior posee un asa de la cual se ata a otro pearl-net por su extremo inferior, formando columnas de 10 unidades. Al terminar estas 10 unidades va colgando un peso de 2 kg para mantener la posición vertical del set. La distancia entre cada set es de 1 m y el cabo por el cual se une el set a la línea madre es de 6 mm. La profundidad a la cual se suspenden los pearl-net es de 8-18 m aproximadamente para evitar la acción de las olas y el fouling. (Figura 6)

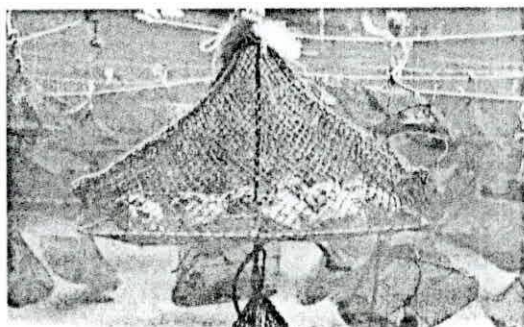


Figura 6. Pearl nets

1.3.2.2. Linterna

Se utiliza en la etapa final del cultivo hasta lograr el crecimiento a la talla comercial es de forma cilíndrica, para su construcción se utilizan circunferencias de alambre forrado con plástico. Cada círculo es de $\pi \times 50 \text{ cm}^2$ de área basal; se recubren con malla de abertura de 9-

20 mm, con una separación vertical de 20 cm la linterna la conforman 10 unidades o pisos cuya altura es de 20 cm. Tiene 4 cabos anudados en cada aro. (Figura 7)

1.3.2.3. Bolsas de malla

Los scallops pueden ser colocados en bolsos con pasante de malla de 12 mm. Estos bolsos pueden ser colocados a una línea vertical en pares o de 3 bolsos. Se suspenden con cabos de 3 mm de diámetro, separados entre sí a 30 cm. Una de las desventajas es la mal formación de los individuos debido al roce con la bolsa y cuerda de suspensión. En la Figura 10 se observan algunas formas de colgado de bolsos de malla (Hardy, 1991).

1.3.2.4. Suspendido de la oreja

Otro sistema de cultivo que necesita el mínimo equipo consiste en sujetar la oreja (aurícula izquierda anterior) del scallop a un cabo, minimizando los costos a 1/10 del costo de la linterna y el pearl-net. Apropiado para bahías internas, sin embargo la producción en masa no es posible (Figura 8). Se realiza un orificio de 1-2 mm en scallops grandes y se lo sujeta a un cabo vertical de 6 mm de diámetro con alambre o con hilos sintéticos, estos son colocados en el cabo con intervalos de 10-20 cm dependiendo del tamaño (Quayle & Newkirk, 1989). Con este sistema hay varios métodos como el loop cord y el clip. Algunas de las desventajas de este método es la necesidad de mayor mano de obra (1 persona/1500 scallops/día); además es necesario ubicar este sistema en un lugar protegido contra predadores, exceso de fouling y fuertes vientos, factores que provocarían mayores mortalidades.

1.3.2.5. Canastas nestier

Son canastas plásticas tipo nestier, donde se colocan 600 juveniles con tallas menores de 2 cm se ubican en lotes de 5 de los cuáles 4 tienen semillas y el quinto sirve de tapa. Entre las ventajas de este dispositivo está la protección que brindan las paredes de las canastas, impidiendo el paso de depredadores mayores, mayor aprovechamiento de la columna de agua por la forma que presenta y tiene una vida útil de 10 años (Pico *et al.*, 1980).

Algunas desventajas también están presentes en el uso de estos dispositivos como el alto costo de las canastas, fijación de otros organismos causando taponamiento y limita su crecimiento por estar confinado a un medio no natural.

1.3.2.6. Prisma

Es un contenedor de malla plástica utilizado para mantenimiento de semillas y engorde para experimentación en CENAIM. Aquí se trabaja con 2 tipos de mallas: un ojo de 3

mm para la siembra de semillas y para el engorde final se usa un ojo de 5-6 mm. Se hablará de este contenedor en la sección Materiales y métodos.

1.3.2.7. Módulo de malla marina

Se construye de malla marina galvanizada con luz de 2.5 x 1.25 mm, presenta 8 compartimentos de 60 x 40 cm y su altura general es de 40 cm.

1.3.2.8. Pocket net

Otra alternativa es el pocket net (75-100 cm de alto y 45-60 cm de ancho) confeccionado de malla sintética de 3 cm y construido con un alambre de 5 mm . Util para cultivos a mediana escala (Figura 12).

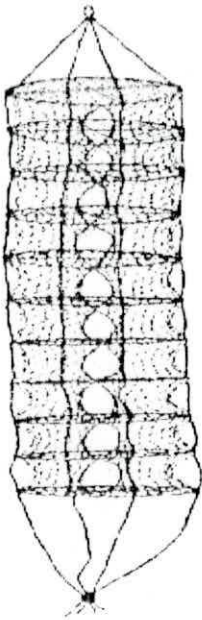


Figura 7. Linterna japonés.



Figura 8. Scallops
suspendidos por sus orejas.



Figura 9. Colector
"Onion Bag".

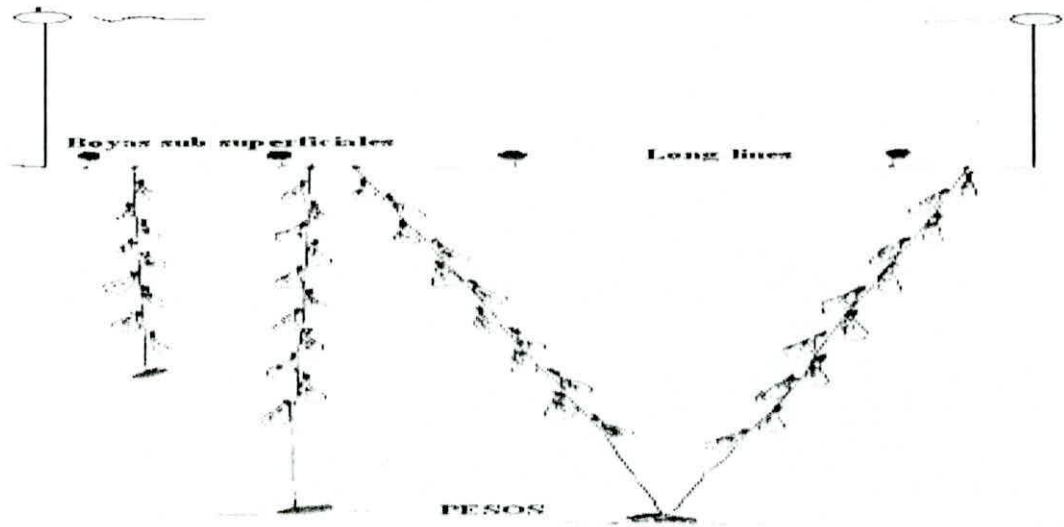


Figura 10. Tres formas de disponer colectores.

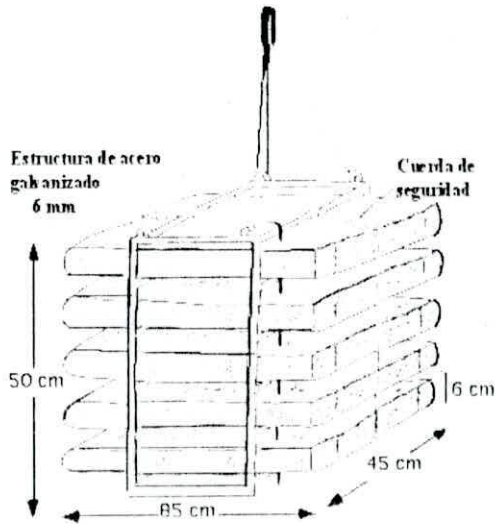


Figura 11. Cajas Ostreras con ligero armazón de acero.

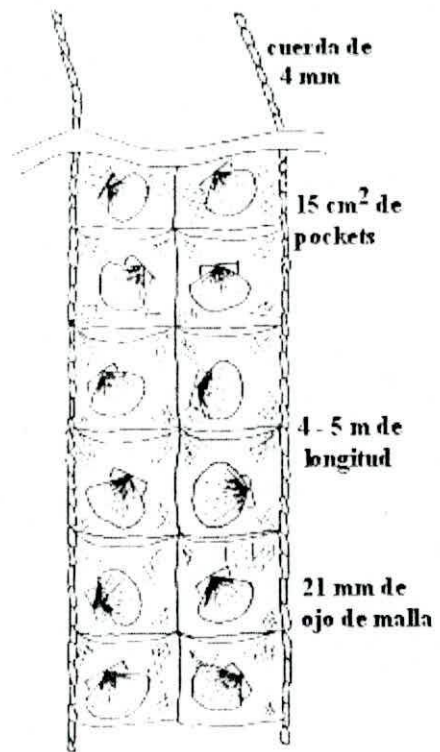


Figura 12. Pocket net.

1.3.3. **Problemas relacionados con el cultivo de scallop.**

En el cultivo una serie de factores pueden afectar su normal desarrollo y como consecuencia retardar el crecimiento y la supervivencia.

Los factores estudiados ampliamente han sido la temperatura, disponibilidad de alimento y condiciones de corrientes, existiendo otros factores que pueden afectarlo, estos incluyen incrustantes de los contenedores, el efecto de las olas sobre el sistema de cultivo y la densidad empleada (Freites *et al.*, 1999).

Otro problema del cultivo es que muchos moluscos comercialmente importantes se alimentan por filtración y pueden acumular toxinas en sus tejidos, convirtiéndose en vectores del veneno paralizante de conchas (Paralythic Shellfish Poisoning PSP) convirtiéndolo en no apto para el consumo humano, lo que ha sucedido en muchas áreas donde las mortalidades en masa de bivalvos ha sido reportado como un resultado de un bloom de dinoflagelados (Shumway & Cucci, 1987). Sin embargo el cultivo de moluscos pectínidos no se ve afectado por este aspecto porque su parte comerciable no acumula toxinas o metales trazas (Caballero, 2000).

1.3.3.1. Densidad

La densidad de almejas que se pueden cultivar dependerá de la concentración de fitoplancton en el medio; para ello la tasa de reproducción de fitoplancton deberá estar en equilibrio con la tasa de consumo (Caballero, 2000).

De la densidad depende la disponibilidad de alimento. Según Shumway (1991) indica que las densas poblaciones de scallops pueden ser capaces de causar una deflexión de las fuentes fitoplanctónicas en cuerpos de agua costeros.

Hadley y Manzi (1984) confirman que el crecimiento es reducido a altas densidades y

otros autores han reconocido que la densidad poblacional puede tener un efecto no solo en el crecimiento sino también en componentes genéticos del crecimiento dentro de poblaciones (Crenshaw, 1996, Cruz *et al.*, 1998; Ibarra *et al.*, 1997).

Además en el cultivo de scallops se tiene el problema de hacinamiento, produciéndose la mortalidad “de a par” que consiste en que el scallop introduce una de sus valvas en la cavidad paleal de otro scallop dañando la parte del manto y músculo aductor, motivo por el cual es muy importante la densidad de cultivo a emplearse.

1.3.3.1.1. En camaronera

CENAIM ha trabajado con 300,000 animales.ha⁻¹ en policultivo con camarón y dentro de cada arte de cultivo son 2000 - 3000 scallops.prisma⁻¹ en semillas (pre-engorde) y una densidad final de 200 - 300 scallops.prisma⁻¹ en engorde (CENAIM, 1998).

Cultivo en fondos de piscinas camaroneras se han realizado utilizando cercos de malla (Quayle & Newkirk, 1989), sembrándose con tallas de 5 - 15 mm (CENAIM, 1998).

1.3.3.1.2. En mar

La densidad de cultivo está en función de las condiciones de cultivo y el arte de cultivo empleado. En el caso de artes de cultivo tipo prismas es necesario trabajar en 2 etapas: pre-engorde con 4000 scallops.m⁻² durante 2 - 3 meses; la segunda etapa denominada engorde con una densidad de 200-300 scallops.m⁻² (Lombicida, *com. pers*).

1.4. ASPECTOS AMBIENTALES DEL CULTIVO DE SCALLOPS.

1.4.1. Factores oceanográficos

La selección de sitios apropiados para el cultivo de scallops dependerá no sólo de su disponibilidad y accesibilidad sino también es importante un rango de factores que

provean buen crecimiento y supervivencia de scallops (Kaiser *et al.*, 1998; Link aquaculture, 1999).

1.4.1.1. Olas

Las olas son un factor importante y decisivo. Los movimientos causados por acción de las olas ocasionan disminución en el crecimiento, pudiendo causar grandes mortalidades, por la sensibilidad del scallops a los movimientos, provocando el cierre de las valvas y el cese de su alimentación.

1.4.1.2. Viento y Corrientes

En el caso de llevarse el cultivo en el mar, se debe tener presente la predominancia de las corrientes (Figura 15), debido a su efecto en la posición de estructuras o contenedores de cultivo. Dependiendo de las corrientes y la ubicación de diferentes puntos de descarga, se podrá asegurar agua de buena calidad, sin agentes contaminantes provenientes de la costa.

1.4.1.3. Turbidez

La turbidez puede ser causada por carga de sílice, por detritus (material orgánico suspendido), por plancton o por combinación de todos ellos. Una fuerte deposición de sílice, en suficientes concentraciones puede asfixiar a los bivalvos en el fondo. Esto también afecta la eficiencia de alimentación de bivalvos por la energía gastada para separación del alimento de partículas no necesarias. Diferentes especies de bivalvos tendrán diferentes tolerancias para máxima turbidez.

Olivares (1995) generalmente ha usado la profundidad de visión de disco secchi como un indicador de la biomasa fitoplanctónica en el mar y de esta manera disminuye el costo de registro de nutrientes; no obstante, este instrumento tiene la desventaja de que sus registros son interferidos por la arcilla en suspensión, cuyo factor es de gran importancia en la zona costera y en desembocaduras de ríos, estuarios y fiordos. Aún así estos registros de

turbidez pueden ser de ayuda en zonas donde hay escasas lluvias, y la arcilla en suspensión tiene muy poca incidencia en la lectura de la profundidad del disco Secchi.

1.4.1.4. Temperatura

Tiene una influencia en los atributos fisiológicos y bioquímicos del scallop y afecta la distribución geográfica. La temperatura es considerada el factor más importante que determina el nivel de actividad en poiquiloterms. Afecta directa e indirectamente, la supervivencia de animales en estadios larvales y adultos, y está relacionada directamente con la madurez sexual de la mayoría de los organismos de cultivo (Olivares, 1995).

Se han detectado reducidos crecimientos en la etapa de fijación a $\leq 13^{\circ}\text{C}$ en *P. fumatus*, lo que según menciona Heasman (1996) es debido a bajas temperaturas.

1.4.1.5. S‰

Es un factor ambiental dominante que controla la distribución de las especies e influye en procesos fisiológicos de organismos marinos y estuarinos.

Los scallops son una especie estenohalina lo que limita las zonas para el desarrollo del cultivo, delimitándose únicamente a medios marinos.

En *A. purpuratus* como en otras especies de scallops y bivalvos en general, bajas tasas de crecimiento, mortalidades significativas y un cierre prolongado de sus valvas han sido observadas en lugares con prolongados periodos de baja salinidad (Winter, 1989 *fide* Navarro & González, 1998). Así mismo se ha observado en varias especies de bivalvos, una disminución de la captación de oxígeno a 21-18‰, relacionadas con la disminución o cese de actividad alimenticia, siendo este indicador de aislación como una manera de evadir el estrés osmótico. Por el contrario se ha registrado un significativo incremento en la captación de oxígeno con disminución de S‰ en el orden del 30-24‰ lo que puede ser

explicado por el incremento de la actividad catabólica de aminoácidos, donde ellos pueden ser utilizados como osmolitos para regular problemas osmoregulatorios.

A. purpuratus también ha mostrado incremento en la excreción de amonio con reducciones de salinidad de 30-24‰, sugiriendo que este organismo regula el volumen celular por la síntesis de aminoácidos como reguladores isoosmóticos intracelulares actuando a la par con la disminución de la S‰.

1.4.1.6. O.D.

Los scallops pueden tolerar amplias variaciones de O.D. y niveles hasta 3 ppm por cortos periodos (Bayne, 1976 *fide* Maeda *et al*, 1993).

1.4.1.7. pH

Cambios en el pH pueden ser causados por reducida salinidad. Drásticas diferencias en un periodo de tiempo son suficientes para causar dificultades con bivalvos.

1.4.2. Contaminación

Niveles muy bajos de metales pesados pueden debilitar a los bivalvos y causar daño al hombre (Quayle & Newkirk, 1989).

1.4.3. Biología del medio ambiente

1.4.3.1. Competencia

Producida principalmente por organismos filtradores como la ostra perlera *Pteria sterna*, balanus ("bromas"), percebes que se asientan en el sistema de cultivo.

1.4.3.2. Parásitos

1.4.3.2.1. Poliquetos

Entre los parásitos de *A. circularis=ventricosus* encontramos el poliqueto *Polydora* sp. que perfora la concha debilitándola y ocasionando que el molusco se desgaste energéticamente al engrosar la concha para impedir el ingreso del poliqueto afectando su crecimiento.

Polydora puede formar 3 tipos de tubos en las valvas: formación de ampollas, tubos en U y acumulación de tubos sobre las valvas sin llegar a perforarlos, causando deterioro valvar, acumulación de sedimento que se descompondrá y adquirirá mal olor y alteraciones en el músculo (Cañete, 1988).

Gómez *et al* (1992) encontraron helmintos en músculo aductor, gónada y hepatopáncreas de los cuales el músculo aductor presentó una coloración rojiza y también este músculo presentó metacercarias y metacéstodos. No obstante los scallops tienen alta vulnerabilidad a predadores decápodos (Lodeiros & Himmelman 1996).

1.4.3.3. Predación

Principalmente por parte de gasterópodos, cangrejos, jaibas, estrellas de mar pulpos y gusanos planos, que actúan cuando el sistema de cultivo toca fondo.

1.4.3.4. Fouling o Incrustaciones

Propiamente dicho bioincrustación o biofouling es la adherencia de origen marino ya sea de plantas y animales al objeto de interés por parte del cultivador ocasionando enfermedades y a mayor escala la muerte.

Un acelerado crecimiento de fouling es característico de costas tropicales y pueden resultar en enormes pérdidas financieras para la industria de acuicultura (Arakawa, 1990 *fide* Taylor, 1997a).

Cuando el fouling llega a ser excesivo este puede interferir con el movimiento de scallops debido a que se asientan en la valva superior, lo que limita la habilidad del ligamento de abrir las valvas interfiriendo mecánicamente en la articulación de las valvas o a estrés ocasionado debido al peso adicional en la valva superior; además reduce el flujo de agua a través de los contenedores de cultivo y el flujo de partículas alimenticias. Muchos organismos del fouling consumen alimento suspendido y son competidores con los bivalvos.

En *Ch. purpurata* como en otras especies, la acumulación de epibiontes sobre las valvas se considera como uno de los problemas más graves que afecta su cultivo, en el cual se ha observado un 46-91% de cobertura de pearl-nets suspendidos (Trench *et al.* 1983). En estudios recientes de Lodeiros & Himmelman (1996) en cultivos suspendidos con *P. ziczac* comprobó que el crecimiento del scallops fue mucho menor y se vió fuertemente afectada cuando el fouling se desarrolló tanto en el pearl-net como en la concha del scallop llegando inclusive a un rompimiento del ligamento provocando una desvisagración de la concha.

1.4.3.4.1. Control de Incrustantes

Puede llevarse a cabo por medios físicos, químicos y biológicos. Los métodos físicos incluyen exposición a calor directo (fuego o sol), agua a alta presión; los métodos químicos implican baño de bivalvos a productos químicos, aún el agua dulce puede ser clasificada como un químico (1-2 h de exposición), y los métodos biológicos que requiere del conocimiento de la biología y ecología del organismo incrustante (Pereira, 1988).

Los sistemas deben estar apropiadamente limpios para asegurar un adecuado flujo de agua y obtener mejor desarrollo de los organismos. En algunos lugares cuando se cultiva en profundidades mayores de 8 m la cantidad de incrustantes puede ser insignificante, haciendo innecesaria la limpieza. Sin embargo en muchas localidades los incrustantes son un gran problema haciéndose necesaria la instalación de alguna bomba de agua a presión para su desprendimiento.

1.5. MERCADOS DE SCALLOPS

Los mercados principales para scallop se encuentran en los Estados Unidos y en Francia. En Estados Unidos solamente aceptan la presentación conocida como callos o "scallops meats", congelados en bloque o IQF. Los "scallops meats" son el músculo aductor del organismo que representa la tercera parte del peso fresco de los tejidos. Su forma es cilíndrica (aprox. 3.5 cm de altura por 2 cm de diámetro) de color cremoso y de textura blanda. Los precios de los "scallops meats" varían de acuerdo a su tamaño. En un cultivo el 35% de scallops *Argopecten circularis* producen callos dentro del calibre 40/60 por libra (11,3 -7,5 g.meat¹). El restante 65% dentro del calibre 60/80 (7,5-5,7 g.meat¹). Debido a que el "scallops meat" es solamente el músculo, no existen regulaciones importantes que impidan su introducción a los Estados Unidos (Maeda *et al*, 1996).

En Francia, el producto se compone del músculo aductor con la gónada adherida (roe-on) congelado IQF, constituyendo una gran ventaja para el productor, ya que esta presentación constituye una tercera parte adicional del peso total de los tejidos y por lo tanto, se aprovechan las dos terceras partes de la carne del animal (Figura 13 a,b). El mercado francés reconoce dos tipos de scallops: las Coquilles St. Jaques, que incluyen especies generalmente de alto valor comercial y de tamaño grande, las cuales están

2. MATERIALES Y METODOS

2.1. FUENTE DE ORGANISMOS

2.1.1. Semillas

Las semillas de scallops *A. circularis* utilizadas en esta prueba fueron producidas en el Centro de Investigaciones Marinas (CENAIM) mediante el desove inducido de reproductores maduros provenientes de camaronera. Los reproductores fueron alimentados principalmente con *Isochrysis*, o una mezcla de esta con *Chaetoceros* en concentraciones que alcanzaron 1.24×10^9 y 3.86×10^9 cel.día⁻¹.

Las larvas obtenidas fueron mantenidas en condiciones de laboratorio hasta su fijación alcanzando tallas de aproximadamente 1 mm, luego de lo cual se trasladaron a mar abierto y posteriormente redistribuidas en el laboratorio a menores densidades en tanques circulares de 1 TM manteniéndolas allí con recambios de agua de 50% (100% en caso de contaminación) y con alimentación adecuada de algas *Isochrysis* y *Chaetoceros* (100.000 cel.ml⁻¹).

El agua de mar utilizada en los recambios, fue filtrada a través de filtros de arena y cartucho de 2 µ, y expuesta a lámparas de ultravioleta (UV).

Estas semillas obtenidas en laboratorio fueron precultivadas en mar abierto hasta la talla deseada para experimentación y luego redistribuidas en laboratorio con la subsiguiente siembra. Las tallas de semilla que se emplearon fueron de 8.7 ± 0.5 mm y la cantidad de animales utilizadas, incluyendo aquellas que se perdieron por algún daño ascendieron a 28,800 semillas.

2.1.2. Juveniles y Adultos

Scallops juveniles y adultos fueron obtenidos de cultivos tanto en piscinas camaroneras como en mar abierto (en long line).

Las tallas intermedias de juveniles de scallops empleadas fueron de 24.3 ± 1.3 mm y la cantidad total sembrada originalmente fue de 8,400 animales para las tallas medianas

Las tallas de scallops adultos fueron de 31.5 ± 1 mm sembrándose inicialmente 4,200 organismos.

2.2. DISEÑO EXPERIMENTAL:

2.2.1. Ubicación del sitio experimental

El experimento se llevó a cabo en sistemas long-line (líneas de cultivo) ubicado frente a las instalaciones del CENAIM (San Pedro- Manglaralto, provincia del Guayas,) a $1^{\circ}57.09$ S y $80^{\circ}45.53$ O.

El área de cultivo experimental contó con una profundidad de 20 m en promedio (sonda Eagle SupraPro I.D), con un suelo arenoso y predominancia de fuertes vientos al caer la tarde.

2.2.2. Factores Evaluados

Los factores que se evaluaron en este trabajo fueron las densidades de siembra de *A. circularis*, la apertura de malla empleada en la confección de los prismas y la influencia de estas en el crecimiento y supervivencia de *A. circularis*.

2.2.2.1. Tratamientos de densidad y apertura de malla.

Se utilizaron 3 densidades diferentes en cada una de las fases de cultivo, con cuatro réplicas escogidos porque se encontraron dentro del rango medio, mínimo y máximo empleados en los cultivos previamente realizados en Ecuador (CENAIM, 1998).

Las pasantes de malla utilizados fueron de 1/4" (malla verde), 1/8" (malla negra).

En la tabla 1 se detalla las combinaciones probadas. Estas cantidades fueron las utilizadas inicialmente. Sin embargo en vista de las continuas pérdidas de animales por daño de los

prismas por parte de peces y de incrustantes se necesitó de mayor cantidad de animales (aprox. 49,950) y de prismas para reemplazo.

Tabla 1. Densidades y aperturas de mallas experimentales.

Talla	Densidad (Scall .prisma⁻¹)	Densidad Scall . (m²)⁻¹	Apertura de malla
8.7±0.5 mm	600 (P1)	1,500	1/8"
	1,200 (P2)	3,000	
	2,400 (P3)	6,000	
Total Animales^a	16800		
Total Prismas^b	12		
24.3±1.3 mm	150 (M1)	375	1/8" - 1/4"
	300 (M2)	750	
	600 (M3)	1500	
Total Animales^a	8400		
Total Prismas^b	24		
31.5 ±1 mm	75 (G1)	187.5	1/8" - 1/4"
	150 (G2)	375	
	300 (G3)	750	
Total Animales^a	4200		
Total Prismas^b	24		

^aTotal de animales de todas las tallas empleados teóricamente:29,400

^bTotal de prismas utilizados: 60

2.2.3. Duración del Experimento

El estudio se extendió desde el 8 de Diciembre de 1999 hasta el 8 de Agosto del año 2000.

2.3. PREPARACION DEL SISTEMA

2.3.1. Sistema Utilizado

En nuestro estudio se colocaron las unidades experimentales (prismas) en un sistema de long-line (Figura 18) con los cuáles CENAIM trabajaba realizando diferentes estudios. La instalación del long line tuvo como patrón tanto la metodología como la tecnología japonesa para el cultivo de pectínidos debido a su fácil manejo e instalación en aguas poco tranquilas.

2.3.2. Construcción del sistema Long-line.

2.3.2.1. Muertos

El long line consta de 2 pesos (muertos) colocados en los extremos de la línea madre. Cada muerto lo constituyen 4 pesos que suman 400 lb (100 lb.peso¹). Los muertos fueron anudados mediante un haz de guía a la línea madre. (Figura 18)

2.3.2.2. Línea madre

Un cabo de 230 m de 18 mm de diámetro se preparó para la instalación de la línea y se procedió a marcar cada metro excluyendo los 20-25 m de los extremos que se utilizarían para fondeo de la línea. Los puntos marcados se utilizaron para colocar argollas a cada metro, que servirían posteriormente para sujetar el grupo de contenedores de scallops (Figura 14).

2.3.2.3. Argollas

Para la confección de las argollas de la línea madre se cortaron 200 trozos de cabo de 6 mm de diámetro y de aproximadamente 50 cm de largo.

En sus extremos se realizó un nudo para evitar deshilachamientos. Cada trozo de cabo se pasó por la línea madre previamente distorsionada a cada metro formando una argolla de la línea madre mediante un nudo escota simple. (Figura 14)

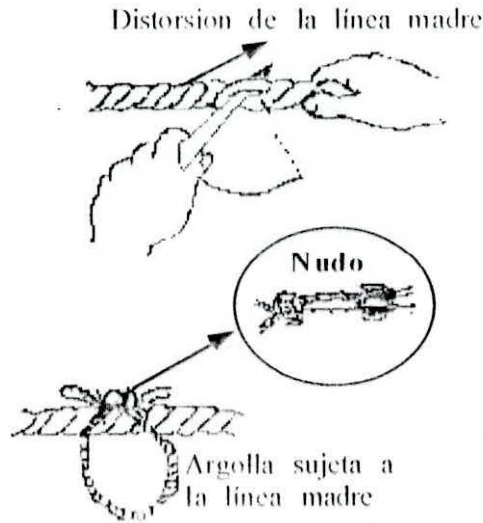


Figura 14. Formación de argollas por los puntos marcados de la línea madre.

2.3.2.4. Boyas

Las boyas utilizadas fueron de 2 tipos, redondas plásticas de 50 cm de diámetro instaladas por pares cada 30 m, y boyas rectangulares de espuma flex cubiertas con plástico negro grueso ubicadas como boyas señalizadoras de los muertos.

Inicialmente sólo se colocaron las boyas señalizadoras de los muertos y 2 pares de boyas adicionales a 30 m de los extremos. A medida que se colocaban los contenedores, también se colocaron las boyas que fueron sujetadas con un nudo ballestrinke a la línea madre con

cadena aceradas de 1/4" y de 8 m de longitud para mantener la misma profundidad a lo largo de la línea.

2.3.3. Instalación del Sistema Long line.

El sector elegido en este experimento fue aquel usado por CENAIM, por facilidades de acceso y logística, para llevar a cabo estudios previos de factibilidad de cultivo de *A. circularis* (Lombeida *com. pers.*)

La operación de instalación comenzó lanzando al agua el muerto y soltando el cabo de fondeo hasta que el muerto logre anclarse firmemente. Esta operación se la realizó siguiendo la dirección del viento (Figura 15) perpendicular a la corriente para evitar que los contenedores se enreden unos con otros.

Posteriormente se soltó la línea madre con sus respectivas boyas tratando de que quedara en línea recta y tensándola por medio del cabo de fondeo del último muerto. Una vez que los flotadores fueron alineados se soltó el segundo muerto (Figura 16).

2.3.4. Confección e instalación de Contenedores

Las pruebas se realizaron utilizando el arte de cultivo experimental del CENAIM, que consistió en contenedores con forma de prisma (Figura 17) confeccionados con malla plástica extruída (Polimalla).

Las dimensiones de los prismas fueron 40 cm de ancho x 100 cm de largo y 20 cm de altura con un área útil de 0.4 m². En la base externa del prisma se colocó palos de madera *chamul*, bien anudados al contenedor plástico dejando extremos libre para formar grupos de 3 que quedarían sujetos a las argollas de la línea madre mediante un nudo escota doble.

Estos prismas fueron suspendidos a la línea madre mediante cabos de nylon de 4 mm de diámetro inicialmente, para luego cambiarlo por uno de 6 mm a fin de evitar el rápido lascamiento del cabo por causa de incrustantes.

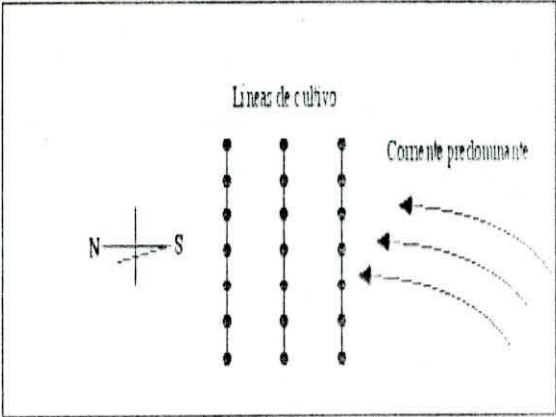


Figura 15. Ubicación del set de líneas de acuerdo a las corrientes predominantes.

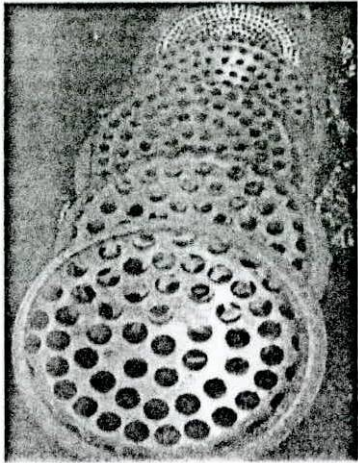


Figura 18. Tamices empleados en la clasificación de scallops.

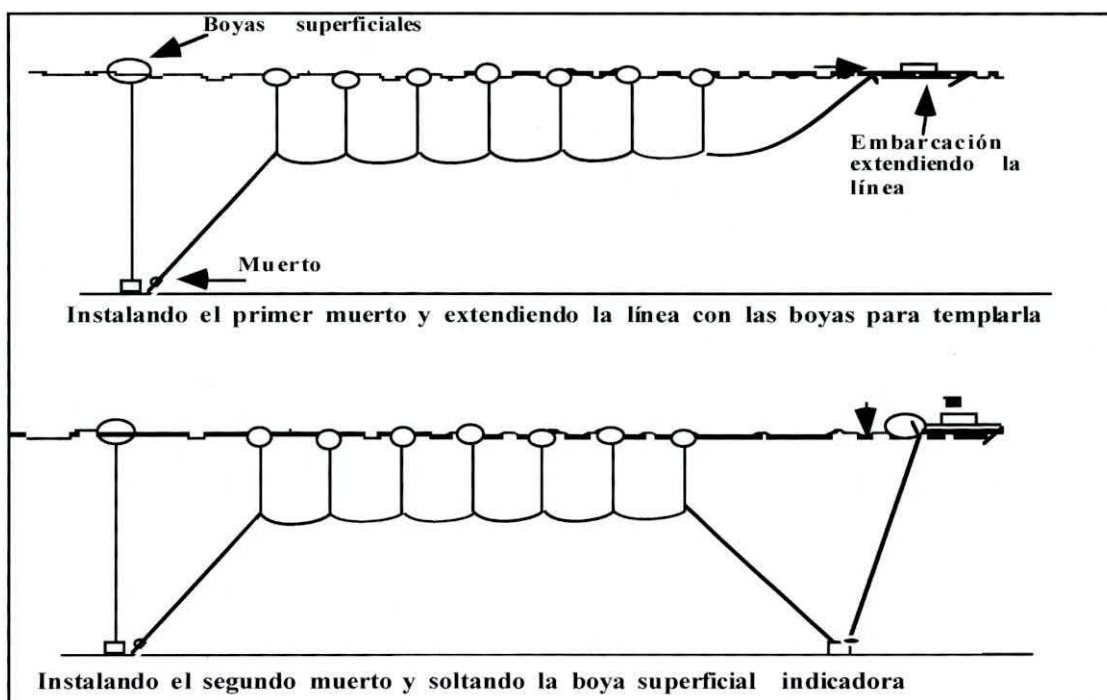


Figura 16. Pasos recomendados para la instalación del long-line.

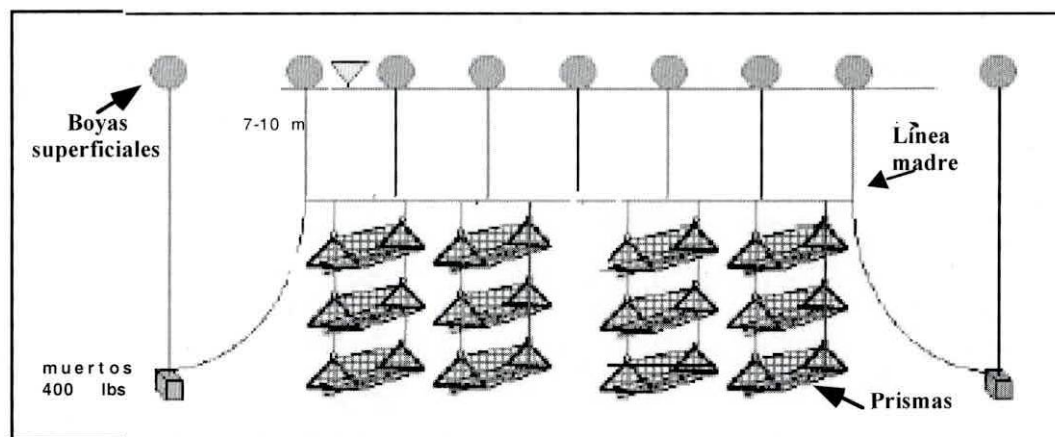


Figura 17. Long-line instalado con todo el set de contenedores.

Los prismas se agruparon entre sí, amarrando con un nudo ballestrinke los extremos libres de la base de madera ajustada al contenedor.

En el extremo inferior del grupo de prismas se colocó un peso de 2 kg. al primer mes de prueba, no obstante fue quitado por la rigidez que brindaba al grupo y facilitando el daño de predadores.

2.4. SIEMBRA

2.4.1. Tamizaje

A causa de la cantidad de animales que se requerían en esta prueba (29,400 organismos) se adecuaron tamices plásticos de 45 cm de diámetro utilizando brocas de diferentes tamaños. (Figura 18). Los tamices utilizados se detallan en la Tabla 2.

Tabla 2. Tamices empleados para las diferentes tallas de scallops.

Talla de scallops (mm)	Diámetro (mm) del tamiz de separación.	Diámetro (mm) del tamiz de retención
3.7±0.5	12	7
24.3±1.3	27	19
31.5 ±1	33	27

2.4.2. Siembra de semillas

Debido a lo impráctico de contar densidades altas en tallas de semillas (8,7 mm) estas se obtuvieron por gramaje; es decir, se pesaron 4 muestras de 15 g cada una y se obtuvo la cantidad de semillas vivas existentes en ese peso. Luego se pesó los gramos necesarios para obtener la densidad deseada.

Las mediciones de peso se realizaron con una balanza Shimadzu Libror EB-3200D con capacidad de 3,120 g.

Seguidamente los animales se colocaron en bolsos de netlón (Figura 9) debidamente etiquetados con la densidad contenida, para realizar la transferencia a los prismas de una manera más sencilla.

2.4.2. Siembra de scallops medianos y adultos

Para sembrar los animales de talla mediana y adulta se cosechó varios tanques y se procedió a pasarlos por tamiz; posteriormente las diferentes tallas tamizadas se mantuvieron en bandejas plásticas de 60 l de capacidad con aireación moderada para contar manualmente hasta obtener la densidad a experimentarse.

Previa a la transferencia, los bolsos fueron pesados, para obtener la biomasa inicial y etiquetados para su identificación..

En el momento de la siembra los animales muertos fueron reemplazados por organismos del mismo lote y peso.

2.4.3. Transporte

Los scallops separados de acuerdo a la talla y la densidad en los diferentes bolsos, se trasladaron al lugar de cultivo en baldes pequeños de 20 l de capacidad.

El viaje de traslado duró aproximadamente 45 minutos, tiempo durante el cual se recambió de agua por lo menos 2 veces para así mantener el oxígeno apropiado y reducir al mínimo la mortalidad. Los animales de cada bolso fueron transferidos a los prismas, etiquetados y cosidos.

La siembra de los scallops empezó el 8-Dic-1999, pero inconvenientes en el cultivo que se detallarán más adelante obligaron a realizar siembras adicionales en otras fechas.

2.5. PARAMETROS OCEANOGRÁFICOS

2.5.1. Salinidad

Fue registrada con un refractómetro Atago S-100 de ± 1 ups de exactitud.

2.5.2. Oxígeno y temperatura.

Se registró usando un oxigenómetro YSI modelo 57B de $\pm 0.01 \text{ mg.l}^{-1}$ de exactitud, un oxigenómetro YSI 55 y en otros casos un oxigenómetro YSI 85. La variación del equipo utilizado obedeció a la disponibilidad de los mismos.

2.5.3. Turbidez

Un disco Secchi de 35 cm de diámetro atado a un peso de 2 kg. fue utilizado para medir la transparencia del agua y expresada en términos de turbidez.

2.5.4. Análisis de fitoplancton

El análisis cuantitativo y cualitativo del fitoplancton se llevó a cabo por el departamento de Análisis Ambiental (sección biológica) del CENAIM, siguiendo el método de la sedimentación (Utermöhl) recomendado por Hasle (1978 *fide* Martínez & Gárate, 1994) .

Se tomó muestras de agua con la ayuda de la botella Niskin a 0 y 10 m de profundidad y una botella de 250 ml para coleccionar muestras de la superficie. La muestra coleccionada se la preservó con una solución de lugol (Yoduro de potasio más ácido acético o acetato de sodio al 70%).

Las muestras fueron transportadas en hielera hasta el laboratorio, donde se utilizó una submuestra de 150 ml y se dejó sedimentar 1h. mm^{-1} de profundidad de columna.

De la muestra sedimentada se tomó 1 ml y se realizó el montaje en la cámara de Sedwick-Rafter realizando el conteo por el sistema de barrido. Se lo cuantificó con la siguiente fórmula:

$$\text{Cél . ml}^{-1} = C \times 1000 \text{ mm}^3 / (L \times D \times W \times S)$$

Donde:

D = profundidad de un barrido (profundidad de la cámara S-R) mm.

W = ancho de un barrido (imagen del ancho de la reja de Whipple), mm.

S = número de barridos contados.

Se multiplicó o dividió el número de células por mililitro por un factor de corrección para ajustar a la dilución de la muestra o concentración.

2.6. MUESTREOS DE CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA

Semanalmente se evaluó el crecimiento y supervivencia de todos los tratamientos.

2.6.2. Semillas

El crecimiento fue evaluado en términos de su LC y su EC mediante un calibrador Vernier con exactitud hasta de 0.1 mm. Se trató de obtener valores de peso en los muestreos con una balanza Shimadzu L-600 de campo, sin embargo los datos obtenidos durante los 3 primeros meses revelaron la inexactitud de los pesos registrados debido al movimiento de la embarcación ante las fuertes corrientes y vientos.

Se muestreó de cada unidad experimental (prismas) 45 scallops en todos los tratamientos con sus respectivas réplicas.

La mortalidad semanal de las semillas fue difícil evaluar en los muestreos, debido a la gran cantidad de organismos de prueba (600, 1200 y 2400, con cuatro réplicas). No obstante se logró contabilizar al finalizar el experimento el número de animales supervivientes en cada estudio.

2.6.3. Tallas intermedias y adultas

Para determinar su crecimiento de igual manera se midió su LC y su EC, pero en esta ocasión el tamaño de la muestra fue de 35 animales.

La mortalidad se obtuvo contando el número de organismos muertos semanalmente de cada contenedor.

2.7. LIMPIEZA

El levantamiento de la línea se realizó manualmente por no contar con un winche, ni con una embarcación de gran tamaño que soportara el uso de roletes a los lados para levantar el sistema. La cantidad de fouling adherido al sistema fue considerablemente abundante. Cada 15 -20 días se realizó limpieza de la línea madre con la ayuda de cuchillos o largas varillas de hierro y semanalmente se limpió el fouling adherido a las boyas. Cada 2 meses se reemplazó los prismas por otros limpios, debido a la cantidad de balánidos que quedaban en el prisma al realizar la limpieza y por otro lado a causa del exceso de crecimiento de ostras del género *Pteria spp.* en el interior del prisma.

2.8. COSECHA DE *A. circularis*

Para cosechar los scallops cultivados en el mar, se colocó todo el contenido del prisma en bolsos de netlón codificados .

Los animales cosechados fueron transportados en baldes de 20 l de capacidad, recambiando el agua de manera continua.

En el laboratorio los animales fueron colocados en bandejas rectangulares de 60 l de capacidad, con recambio continuo hasta realizar el muestreo final programado para el mismo día de la cosecha.

2.8.1. Muestreo final

En el muestreo final se registró la biomasa total alcanzada en el cultivo y se incluyó los parámetros biométricos de 60 animales, los índices corporales de los scallops cosechados índice de condición (IC) e índice gonadal (IGS) .

2.8.2. Índices Corporales

Para realizar los índices corporales se utilizaron 25 animales de cada prisma cosechado, que alcanzaron tallas superiores a 39 mm; se midieron los parámetros biométricos (LC, EC y AC), peso total individual (PT), peso de partes blandas (PPB), peso de cayo (PC) y peso de gónada (PG) de los scallops para calcular los índices corporales.

2.8.1.1. Índice de Condición

El índice de condición para scallops se determinó por la ecuación de Maguire *et al* (2001):

$$IC = [PPPB / (AC)(EC)(LC)] \times 10000$$

Donde:

IC= Índice de condición

PIIPB= Peso húmedo de partes blandas

LC= Longitud de concha

AC= Altura

EC= Espesor de concha

Adicionalmente se estableció la relación longitud-peso y se aproximó a la relación

$$P = aL^b$$

Donde:

L = Longitud de concha en milímetros (LC)

P = Peso total en gramos por individuo

a,b= coeficientes alométricos

2.8.1.2. Índice Gonadal

El índice gonadal o gonadosomático permite determinar el estado de madurez sexual y el ciclo reproductivo. Este índice se lo obtuvo por la remoción de la gónada del resto de las partes blandas. En este estudio se utilizó el peso húmedo; no obstante, el peso seco es preferible porque el contenido de agua varía estacionalmente.

$$IG = (PG / PPB) \times 100$$

Donde:

IG= Índice gonádico

PPB= Peso de las partes blandas

PG= Peso de la gónada

(Pereira ,1988)

2.9. ANALISIS ESTADISTICO

ANOVA de una vía se utilizó para evaluar los datos recogidos en las tallas pequeñas de scallops y ANOVA de dos vías con los datos obtenidos en las tallas medianas y adultas.

Para las comparaciones estadísticas de los datos de todos los grupos se trabajó con las tasas instantáneas de crecimiento, peso y mortalidad (Bologna, 1998, González *et al* 1999). El IDLC (incremento diario de longitud de concha), IDP (incremento diario de peso) e IDM (incremento diario de mortalidad), se obtuvieron con las siguientes fórmulas:

$$\text{IDLC} = [\sqrt{(LC_f + 0.5)} - \sqrt{(LC_i + 0.5)}] \cdot (t_c)^{-1}$$

$$\text{IDP} = (P_f - P_i) \cdot (t_c)^{-1}$$

$$\text{IDM} = (\arcsin \sqrt{M_f} - \arcsin \sqrt{M_i}) \cdot (t_c)^{-1}$$

Donde:

- LC_i y LC_f= Longitud de concha final e inicial.
 P_i y P_f= Peso inicial y final
 M_i y M_f= mortalidad inicial y final en decimales.
 t_c= tiempo de cultivo.

Para el análisis de crecimiento, los datos obtenidos de longitud de concha final de cada grupo fueron transformados a la raíz cuadrada de (x+0.5) para incrementar la normalidad y homogeneidad de los datos (Zar,1999).

Para establecer diferencias estadísticas en la supervivencia, los valores porcentuales de la mortalidad fueron transformados a valores angulares ($\arcsen(\sqrt{x})$) para estabilizar la varianza de los errores (Zar, 1999).

Posterior al ANOVA de una y dos vías se realizó un post hoc test de Sheffé con un nivel de confianza del 95%.

3. RESULTADOS

3.1. TALLAS PEQUEÑAS

3.1.1. Crecimiento en LC y EC

La fase de cultivo de animales pequeños tuvo una duración promedio de 75 ± 8 días. El crecimiento expresado tanto en longitud de concha (LC) y espesor de concha (EC) es mostrado en las figuras 19 y 20. Las líneas de tendencia muestran que el crecimiento guardó una relación inversa con la densidad de siembra, produciendo mayores tallas a menor densidad, alcanzando un crecimiento máximo y mínimo de 0.263 ± 0.014 y 0.221 ± 0.048 para las densidades de 600 y 2400 organismos.prisma⁻¹ (P1 y P3) respectivamente (tabla 3). Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) del IDLC entre las densidades ensayadas.

El IDEC máximo alcanzado de 0.144 ± 0.013 mm se lo obtuvo en la densidad de 600 org.prisma⁻¹ y al igual que el IDLC fue inversamente proporcional a la densidad (Tabla 4).

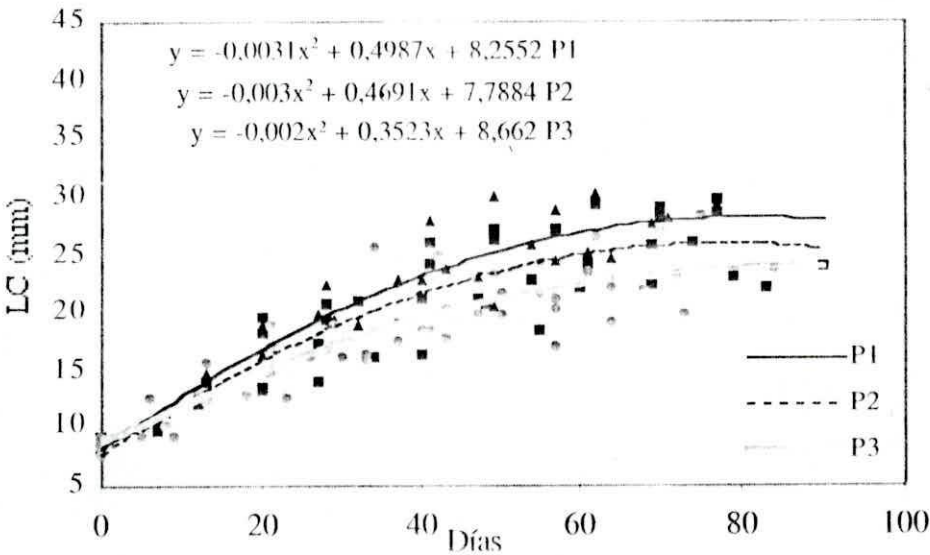


Figura 19. Línea de tendencia del crecimiento LC de todos los datos obtenidos durante el cultivo.

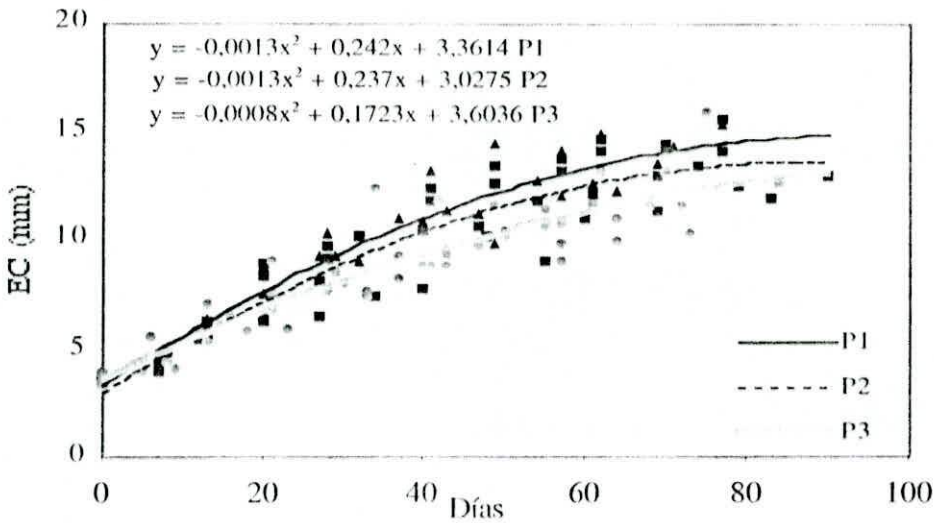


Figura 20. Línea de tendencia del crecimiento EC de todos los datos obtenidos durante el cultivo.

Tabla 3. Índices promedios utilizados para evaluar las diferencias significativas del crecimiento y la supervivencia frente a densidad de tallas pequeñas.

Código	IDLC (mm)	IDP (g)	IDM (%)
P1	0.260a ± 0.019	0.079a ± 0.020	0.865a ± 0.268
P2	0.232a ± 0.052	0.081a ± 0.029	0.875a ± 0.177
P3	0.212a ± 0.051	0.053a ± 0.023	0.904a ± 0.268

Letras similares no revelan diferencias significativas (p>0.05).

En la tabla 4, se registran los valores alcanzados de longitud (LC_f), peso (PP_f) supervivencia, finales, relación peso de carne vs peso total e índice de condición, y los datos reportados corresponden a todos los prismas cosechados y los que se perdieron durante el cultivo.

Tabla 4. Datos finales de cultivo de tallas pequeñas

Código	tc	PPF	LC f	IDEC	Superv%	PIPB/PT			IC	
P1-1	77	8.2	29.4	0.156	45.2	59.5	± 3.6	1.9	± 0.3	
P1-2	64	4.7	24.6	0.130	54.7	56.5	± 3.3	1.6	± 0.2	
P1-3*	71	5.1	28.2	0.146	16.7	53.8	± 2.6	1.9	± 0.8	
P2-1	77	8.5	29.8	0.159	22.7	58.3	± 2.9	1.8	± 0.2	
P2-2	77	8.1	28.5	0.140	32.7	59.6	± 1.8	1.9	± 0.2	
P2-3	90	4.6	23.9	0.101	43.8	56.3	± 3.3	2.1	± 0.8	
P2-4	74	5.1	26.0	0.129	26.3	54.8	± 3.8	1.8	± 0.2	
P3-1	64	3.0	22.2	0.110	46.5	54.1	± 8.8	1.6	± 0.2	
P3-2	73	2.8	19.9	0.096	29.1	56.1	± 9.1	2.2	± 0.9	
P3-3*	75	-	28.4	0.161	8.1	51.7	± 3.0	1.8	± 0.2	
P3-4	84	3.8	23.8	0.109	51.0	58.7	± 2.8	1.9	± 0.4	

*Los datos de esta réplica no fueron incluidas en el cálculo de IDLC, IDP e IDM.

3.1.2. Incremento de peso

El crecimiento en peso expresado como IDP se muestra en la tabla 3. No se encontró diferencia estadística ($p>0.05$) entre las tres densidades ensayadas, sin embargo al igual que el incremento en talla guardó una relación inversa. Es interesante notar en esta etapa de cultivo un marcado incremento del IDLC (mm) muy superior numéricamente al IDP (g) de las pruebas (fig. 21). La relación LC:PT de los animales pequeños al final del estudio fue similar para todos los tres grupos de clasificación pequeña y no guardó relación con la densidad de siembra de los animales (fig. 22).

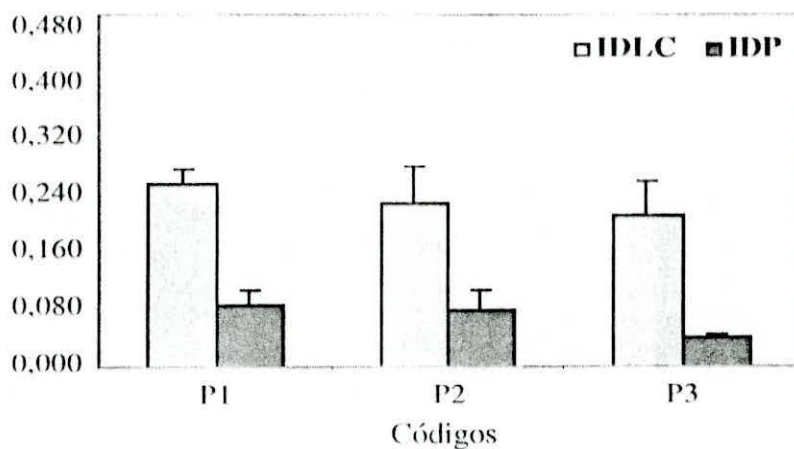


Figura 21. Comportamiento del IDLC-IDP de las tallas pequeñas de *A. circularis*.

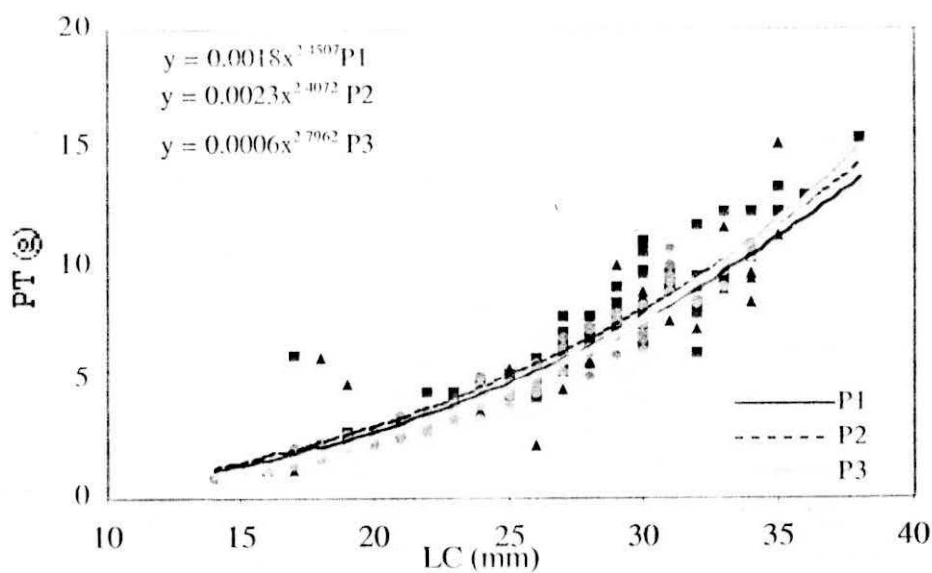


Figura 22. Relación LC-PT de las tallas pequeñas. Nótese la superposición de las líneas, no mostrando diferencias de este factor entre densidades.

3.1.3. Supervivencia

Debido a que el conteo de los organismos muertos se realizó al final del cultivo no se pudo obtener una curva del comportamiento de la supervivencia durante las fechas de muestreo.

El IDM de cada grupo se muestra en la figura 23, no se encontraron diferencias estadísticas en el IDM de cada grupo (tabla 3). La supervivencia final en las 3 densidades fue variable dentro de cada grupo y menores al 55% en todos los casos como lo muestra la tabla 4. Mortalidades extremas fueron asociadas a problemas durante la experimentación, específicamente debida a un arrastre de la línea por un barco pesquero en el mes de Marzo, tocando fondo el contenedor y consecuentemente gran predación especialmente para las mayores densidades de este grupo.

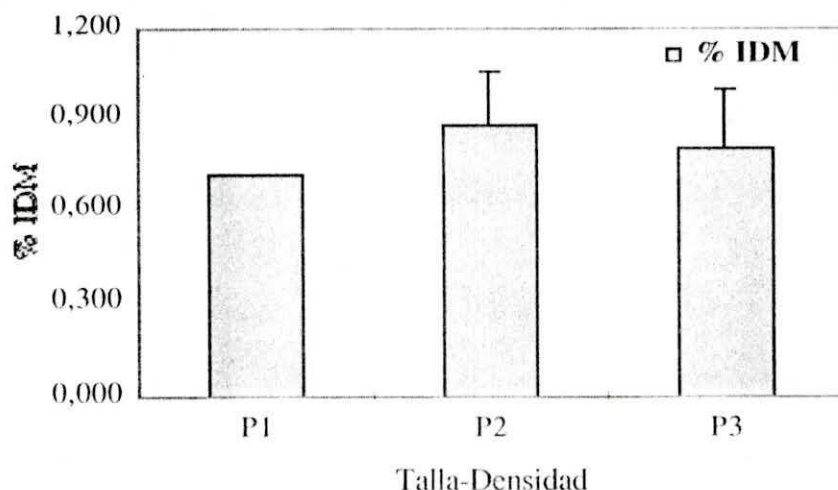


Figura. 23. Incremento diario de la mortalidad de las tallas pequeñas.

Se encontró una relación inversa entre el IDP (incremento diario de peso) y la cantidad de organismos supervivientes lo que refuerza (a pesar de no existir diferencias significativas) la relación densidad-peso dentro del rango de estudio (fig. 24).

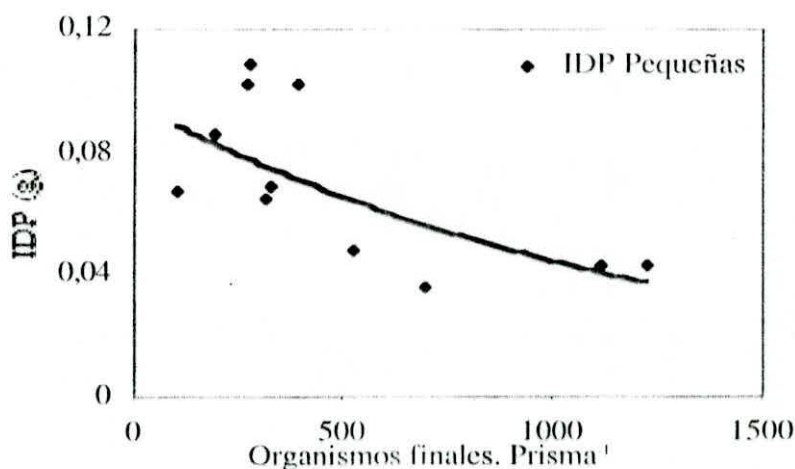


Figura. 24. Relación del IDP de las tallas pequeñas frente a la abundancia poblacional final.

3.2. TALLAS MEDIANAS

3.2.1. Crecimiento en LC y EC

Las figuras 25 y 26 muestran el crecimiento en tallas para el pasante de malla de 1/8" (a) y de 1/4" (b). Al igual que con el grupo de pequeños, se encontró una relación inversa entre la densidad y el crecimiento de los animales (tabla 5). El crecimiento en talla se mostró superior para las densidades de 150 (M1) y 300 (M2) animales por prisma con respecto a la densidad de 600 (M3) animales por prisma. Significativa diferencia fue encontrada para densidades en el prisma de malla de 1/4" a una densidad de 150 con respecto a los otros grupos. En general el crecimiento fue superior en los prismas con pasante de malla de 1/4", especialmente a la densidad de 150 animales.prisma⁻¹, con respecto a los prismas con pasante de malla de 1/8", sin embargo no hubo diferencia estadística para la comparación del pasante de malla utilizado.

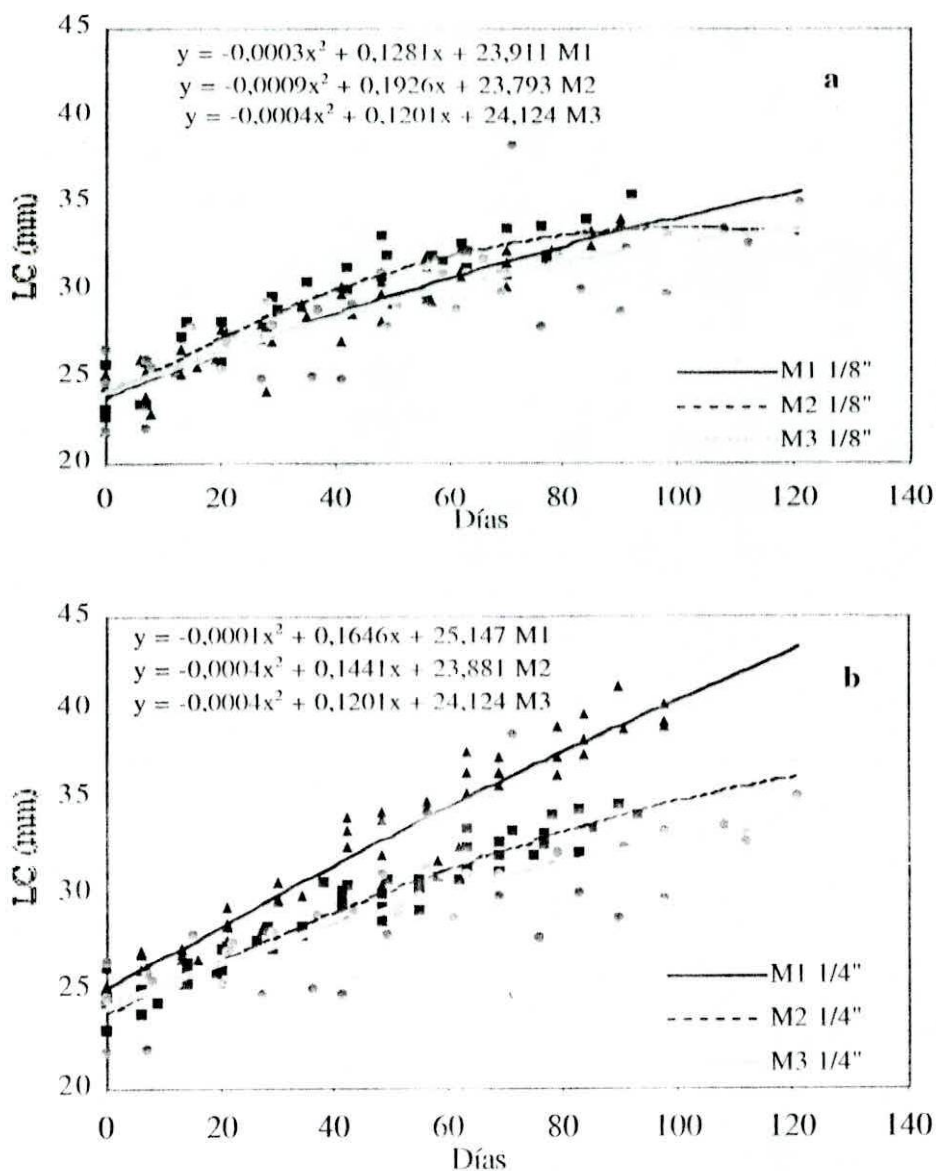


Figura 25. Crecimiento en LC de las tallas medianas con líneas de tendencia de todos los datos obtenidos en mallas de 1/8" (a) y 1/4" (b).

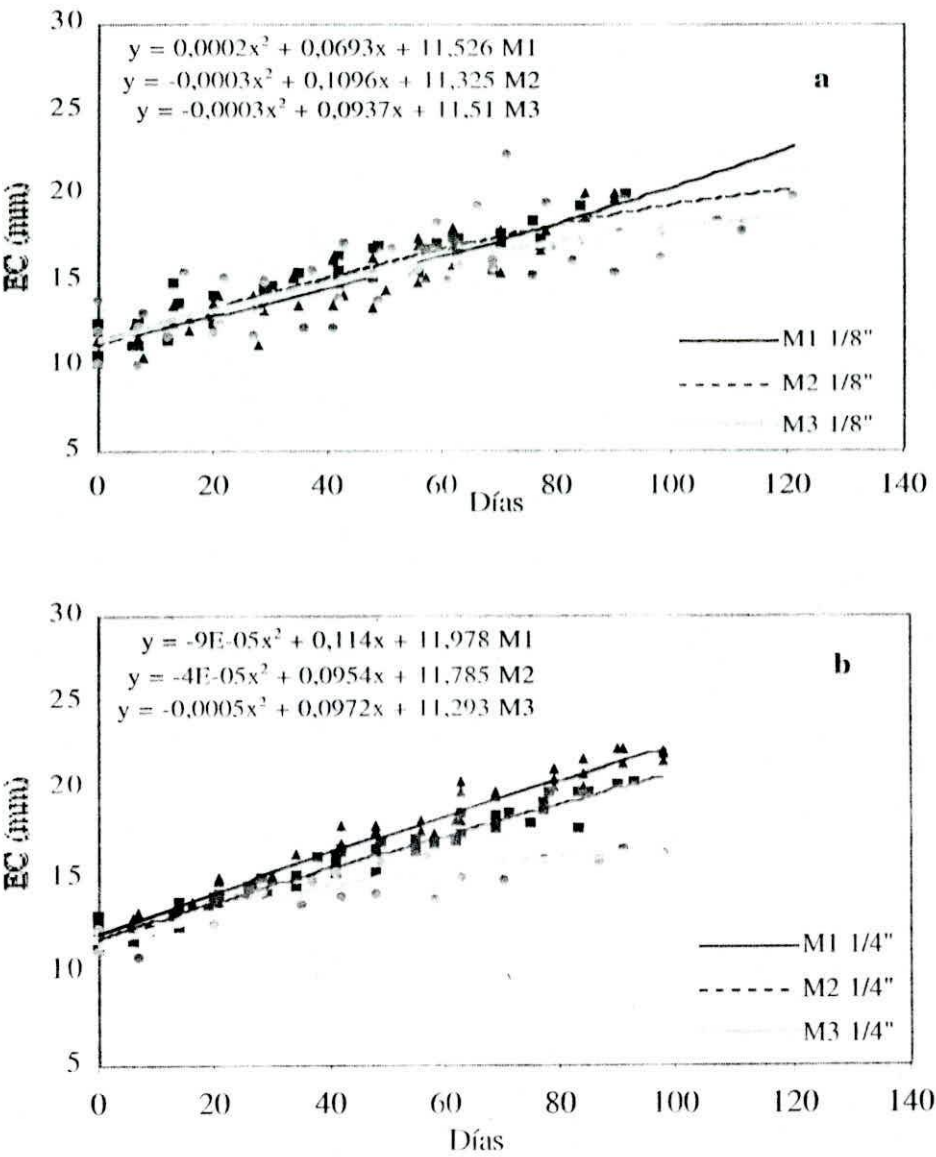


Figura 26. Crecimiento en EC de tallas medianas en malla de 1/8"(a) y 1/4"(b).

El EC de ambos grupos presentó ligeras diferencias, logrando un EC máximo de 19.4 ± 2.5 mm para la malla de 1/4" y 18.5 ± 0.3 mm para la malla de 1/8".

El IDEC se muestra en la tabla 6 con un máximo incremento de EC de 0.096 ± 0.02 mm en la densidad de M1 (150 organismos .prisma⁻¹) de la malla de 1/4". Este IDEC de M1 1/4" fue superior en comparación con las otras densidades y aún con la misma densidad de la malla de 1/8". No se registró diferencias por pasante de malla en el IDEC de las densidades intermedia y superior.

Tabla 5. Índices utilizados para evaluar las diferencias significativas crecimiento y la supervivencia de las tallas medianas en sus dos pasantes de malla.

Código	IDLC	IDP	IDM
M1 1/4"	0.136a ± 0.01	0.136a ± 0.00	0.256a ± 0.161
M2 1/4"	0.110ab ± 0.00	0.095bc ± 0.00	0.654a ± 0.128
M3 1/4"	0.088b ± 0.04	0.075bc ± 0.02	0.403a ± 0.000
M1 1/8"	0.107ab ± 0.02	0.084bc ± 0.01	0.333a ± 0.224
M2 1/8"	0.113ab ± 0.01	0.098b ± 0.02	0.513a ± 0.266
M3 1/8"	0.076b ± 0.01	0.067c ± 0.01	0.556a ± 0.106

Letras similares no revelan diferencias significativas (p>0.05).

Tabla 6. Datos finales de cultivo de tallas medianas. Incluye todos los prismas los que se pudieron cosechar y los que se perdieron en la trayectoria del cultivo.

Código	tc	PPF	LCf	IDEC	S%	PIPB/PT	IC
M1-1 (1/4")	98	18.0	39.2	0.099	84.0	55.7 ± 3.6	1.7 ± 0.1
M1-2 (1/4")	98	18.8	40.1	0.097	56.7	54.5 ± 5.0	1.6 ± 0.2
M1-3 (1/4")	98	17.8	38.9	0.093	84.0	54.9 ± 3.7	1.7 ± 0.1
M1-4 (1/4")	62	-	32.4	0.096	-	- -	- -
M1-5(1/8")	90	12.9	34.1	0.089	65.3	57.2 ± 3.2	1.7 ± 0.1
M1-6 (1/8")	90	12.3	33.8	0.084	52.7	58.4 ± 4.3	1.7 ± 0.2
M1-7 (1/8")	77	9.5	31.4	0.068	93.3	57.6 ± 3.3	2.0 ± 0.4
M1-8 (1/8")	56	-	29.4	0.083	-	- -	- -
M2-1 (1/4")	93	13.0	34.0	0.087	47.7	60.8 ± 3.5	1.8 ± 0.2
M2-2 (1/4")	90	13.2	34.6	0.087	33.0	57.3 ± 3.7	1.7 ± 0.2
M2-3 (1/4")	83	-	32.1	0.081	-	- -	- -
M2-4 (1/4")	77	-	33.0	0.090	-	- -	- -
M2-5 (1/8")	92	14.0	35.4	0.082	27.3	57.5 ± 6.8	1.7 ± 0.3
M2-6 (1/8")	77	12.2	32.0	0.089	75.0	55.8 ± 4.4	1.8 ± 0.2
M2-7 (1/8")	77	9.4	31.8	0.085	46.0	54.3 ± 10.0	2.0 ± 0.8
M3-1(1/4")	98	9.4	29.7	0.054	60.5	54.8 ± 4.2	2.3 ± 1.1
M3-2 (1/4")	65	10.0	32.0	0.082	2.5	58.7 ± 4.2	1.8 ± 0.2
M3-3 (1/8")	121	13.7	35.0	0.065	23.7	26.9 ± 2.3	3.5 ± 1.2
M3-4 (1/8")	98	8.8	29.7	0.063	52.8	56.3 ± 4.5	2.1 ± 0.2
M3-5 (1/8")	78	-	31.4	0.073	-	- -	- -

3.2.2. Incremento de peso

Significativas diferencias fueron encontradas en el IDP tanto en la densidad como en el pasante de malla utilizado (Tabla 5). El mejor incremento fue obtenido de igual manera que en el IDLC para M1 1/4". Reducido crecimiento fue obtenido para los animales sembrados a 600 org. prisma¹ (M3) con pasante de malla de 1/8".

Es interesante notar que en esta fase de cultivo el IDP tiende a igualarse al IDLC (fig. 27) contrario al comportamiento observado en las talla pequeñas donde el IDLC fue mayor al IDP.

La relación LC-PT se mostró mejor en la mayor densidad del pasante de malla de 1/8" con comportamientos similares en M1 y M2 (fig. 28a), no observándose mayores diferencias entre las densidades ensayadas en el prisma con pasante de malla de 1/4" (fig. 28b). Por otro lado, scallops cultivados a baja densidad obtuvieron mas peso individual que los animales a densidades superiores (fig. 29).

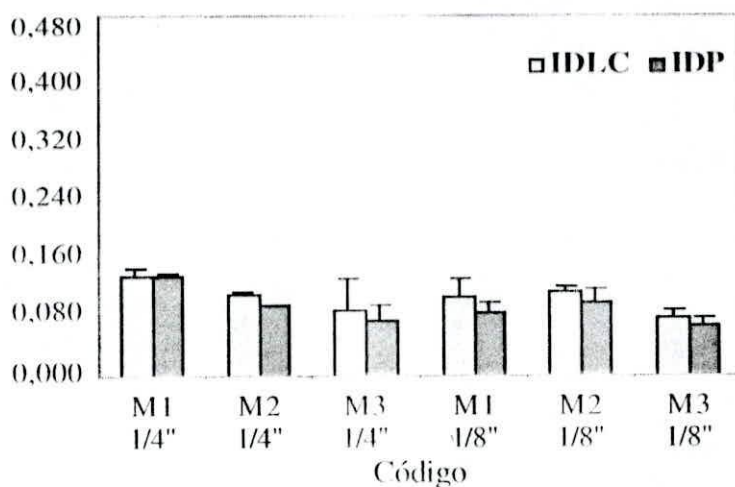


Figura 27. Comparación del crecimiento en LC y PT en las dos mallas de las tallas medianas.

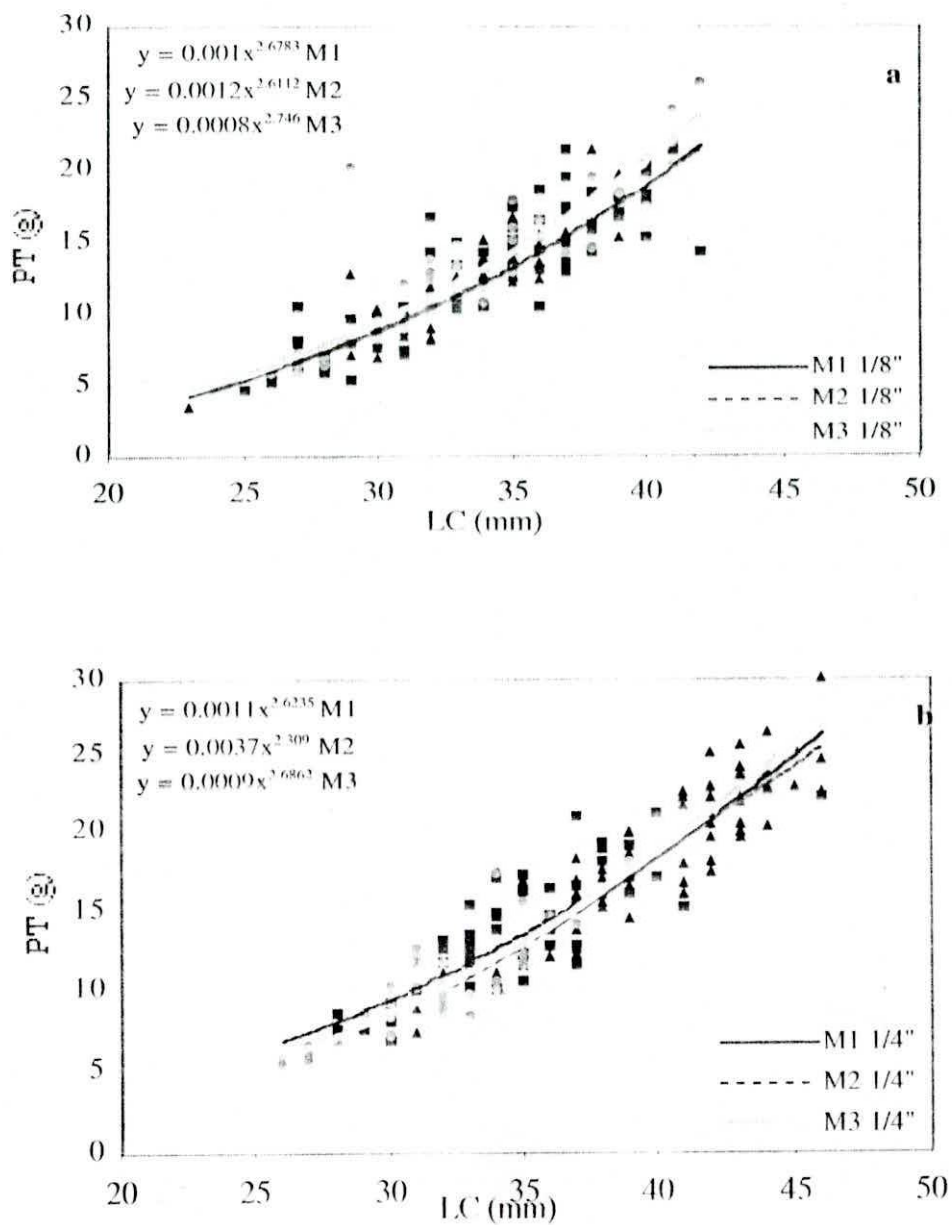


Figura 28. Relación LC-PT de las tallas medianas de scallops en mallas de 1/8" (a) y 1/4" (b).

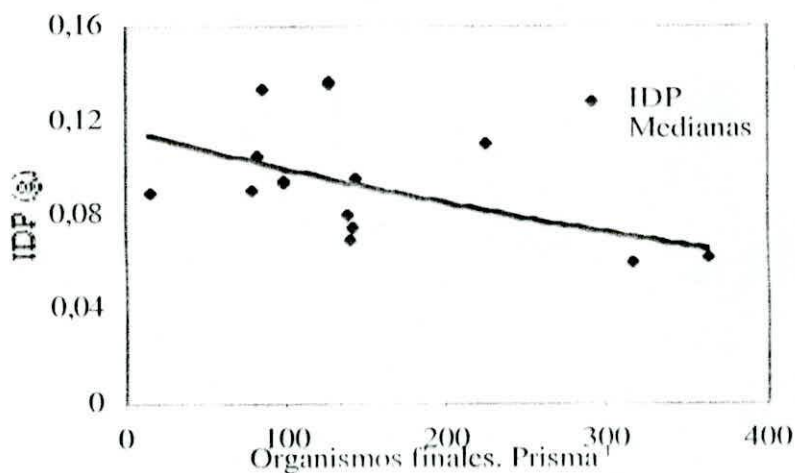


Figura 29. Relación del IDP de las tallas medianas frente a la abundancia poblacional final.

3.2.3. Supervivencia

El comportamiento de la supervivencia se grafica en la figura 31 para la malla de 1/8" (a) y para la malla de 1/4" (b). La supervivencia de igual manera como en las tallas pequeñas fue variable aún entre réplicas de la misma prueba (véase tabla 6).

Ligera relación inversa fue encontrada entre la densidad y/o el pasante de malla con la supervivencia siendo las densidades de 150 organismos por prisma con pasante de 1/4 (M1 1/4") las que alcanzaron la mejor supervivencia promedio (fig. 30).

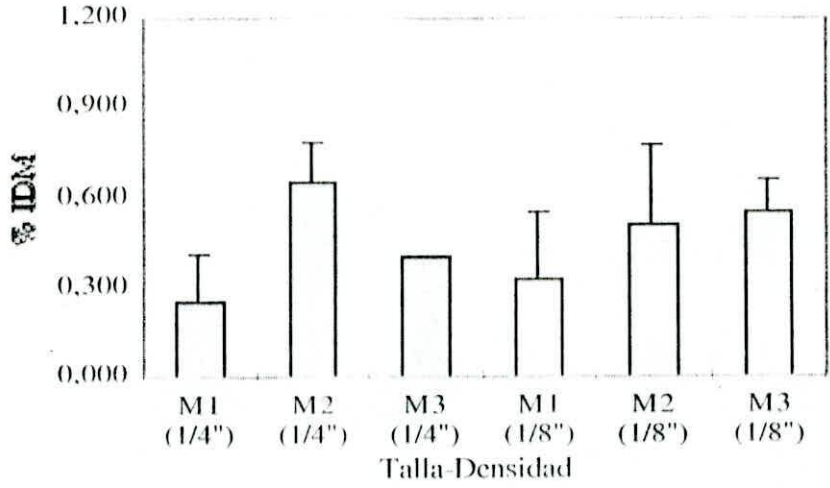


Figura 30. Supervivencia expresado en IDM de las tres densidades en ambos pasantes de malla.

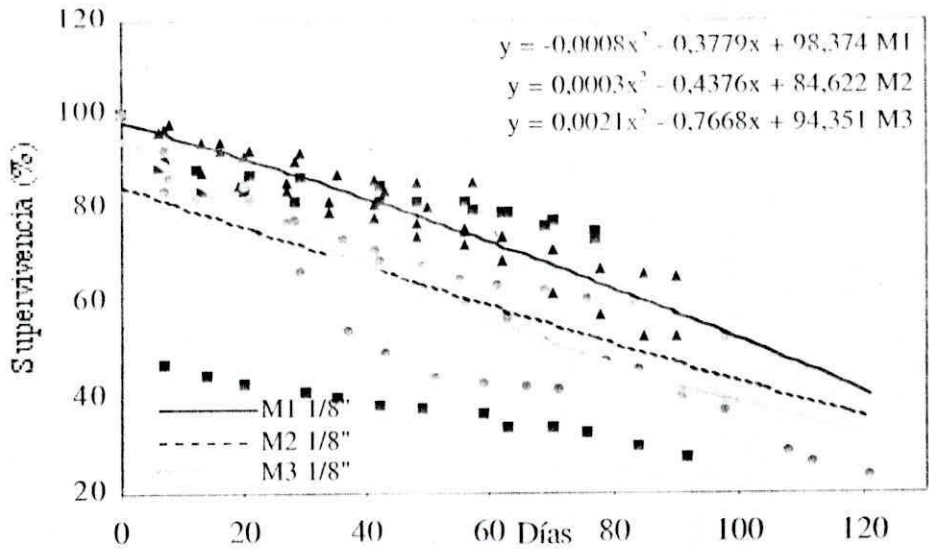


Figura 31a. Efecto de la densidad en la supervivencia de las tallas medianas con el pasante de malla de 1/8".

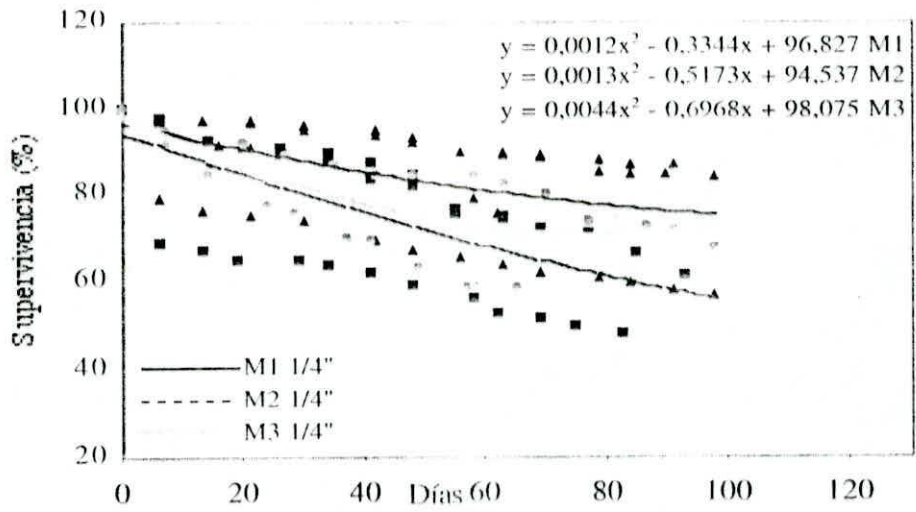


Figura 31b. Efecto de la densidad en la supervivencia de las tallas medianas con el pasante de malla de 1/4".

3.3. TALLAS GRANDES

3.3.1. Crecimiento en LC Y EC

Los resultados de este grupo para IDLC, IDP, IDM, IDEC LC_i y supervivencia final se muestran en la tabla 7 y 8. El tiempo de cultivo promedio de este grupo estuvo en 140 ±2.5 días (fig. 32a,b)

Un similar comportamiento del LC es observado en la densidad de 75 organismos por prisma (G1) en ambos pasantes de malla. En este grupo el crecimiento también guardó una relación inversa con la densidad con diferencias significativas (p<0.05) entre la densidad de 75 organismos por prisma en comparación con la más alta densidad de 300 organismos por prisma (tabla 7).

No se encontró diferencias significativas debida a pasante de malla utilizado (tabla 7).

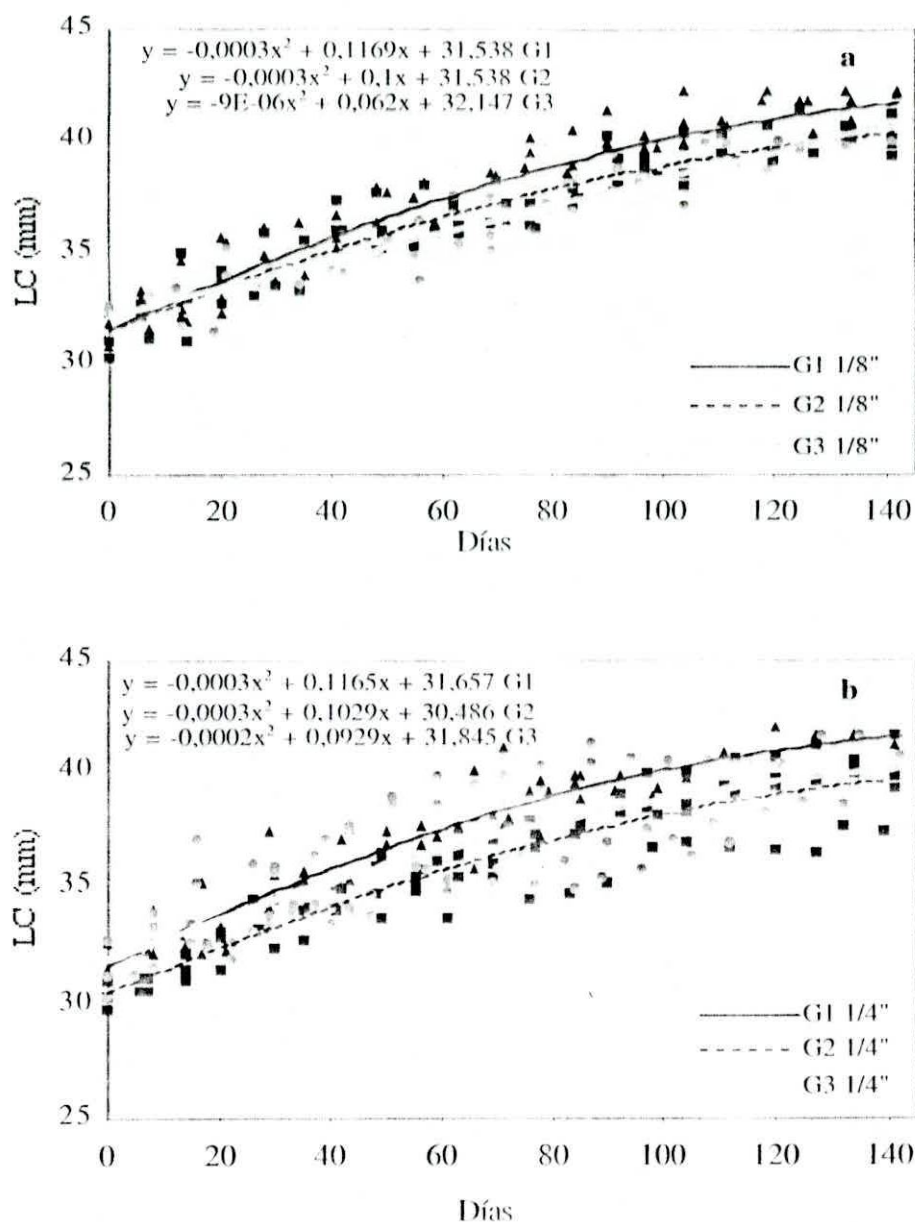


Figura 32. Líneas de tendencia del crecimiento en LC de tallas grandes de todas las réplicas en malla de 1/8" (a) y malla de 1/4" (b).

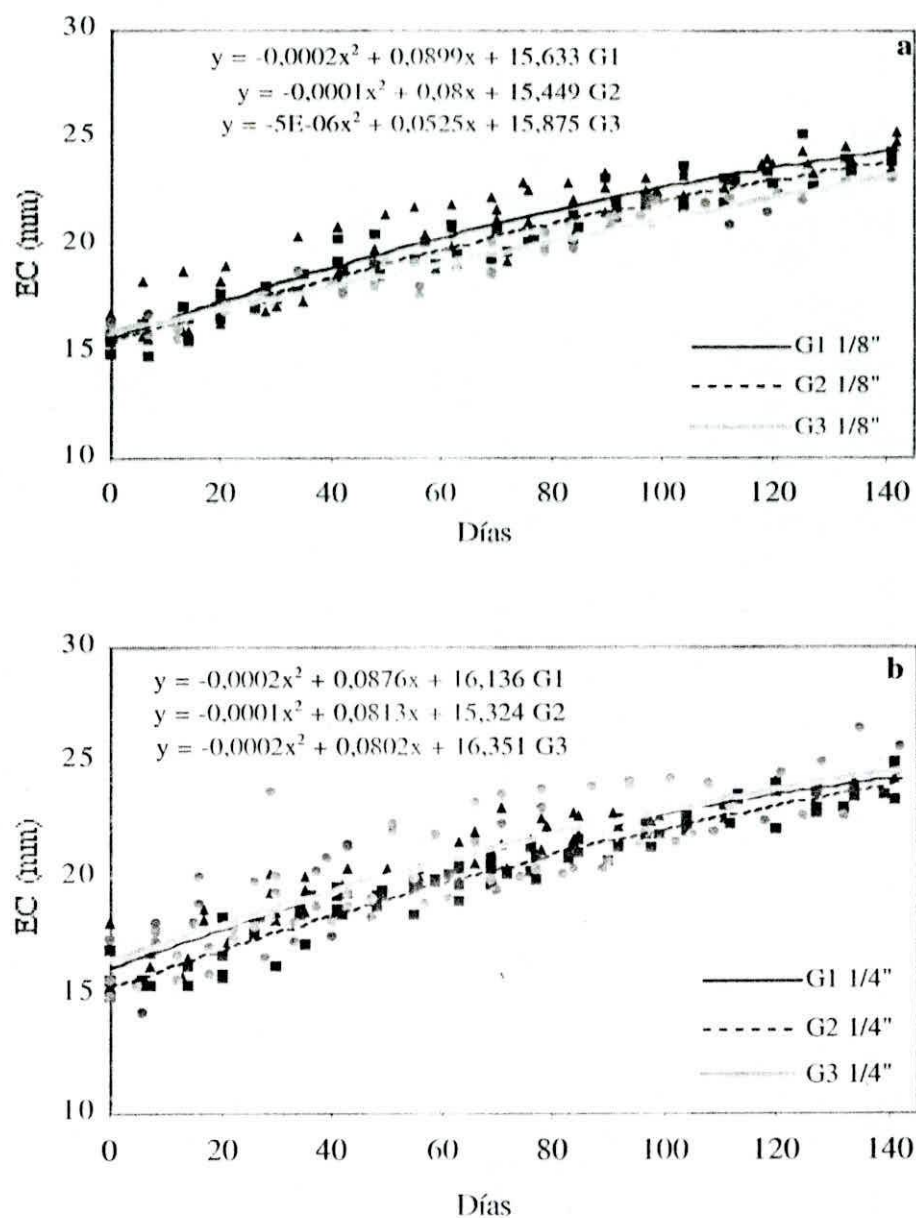


Figura 33. Crecimiento en EC de las mallas de 1/8"(a) y 1/4"(b).

El máximo crecimiento obtenido en EC fue de 24.2 ± 1.0 mm en G1 1/8" con valores inferiores en las otras densidades de la misma malla (23.8 ± 0.6 y 21.9 ± 1.0 mm) (fig. 33). En la malla de 1/4" el EC final obtenido de menor a mayor densidad fue de 22.7 ± 1.0 , 24.0 ± 0.8 y 22.2 ± 2.7 mm presentando un comportamiento similar la densidad de 75 y 300 organismos por prisma como lo muestra la figura 33.

El mejor IDEC (0.064 ± 0.007) se presentó en G1 de la malla de 1/8" y el valor más bajo (0.050 ± 0.004) se dio en G3 con el pasante de malla de 1/8" (tabla 8).

En términos generales el mayor EC se presentó en la malla de 1/8".

Tabla 7. Índices utilizados para evaluar las diferencias significativas del crecimiento y la supervivencia de las tallas grandes en sus dos pasantes de malla.

Código	IDLC	IDP	IDM
G1 1/4"	$0.077a \pm 0.00$	$0.0930a \pm 0.00$	$0.303a \pm 0.000$
G2 1/4"	$0.064ab \pm 0.01$	$0.0950a \pm 0.01$	$0.523a \pm 0.110$
G3 1/4"	$0.049b \pm 0.02$	$0.0883a \pm 0.00$	$0.610a \pm 0.000$
G1 1/8"	$0.079a \pm 0.01$	$0.0977a \pm 0.02$	$0.326a \pm 0.151$
G2 1/8"	$0.064ab \pm 0.00$	$0.0867a \pm 0.01$	$0.457a \pm 0.191$
G3 1/8"	$0.061ab \pm 0.01$	$0.0800a \pm 0.00$	$0.447a \pm 0.000$

Letras similares no revelan diferencias significativas ($p > 0.05$)

Tabla 8. Datos finales de cultivo de tallas grandes.

Código	tc	PPF	LCT	IDEC	Sup.	PH/B/PT	FC/PT	IG	IC
%									
G1-5 (1/4")	141	21.8	41.1	0.066	57.3	60.6 ± 7.6	10.1 ± 2.6	6.6 ± 3.1	1.7 ± 0.4
G1-6 (1/4")	85	-	38.7	0.044	-	-	-	-	-
G1-7 (1/4")	98	-	38.8	0.071	-	-	-	-	-
G1-8 (1/4")	85	-	39.7	0.054	-	-	-	-	-
G1-1 (1/8")	142	24.4	42.0	0.057	33.3	61.9 ± 4.8	9.8 ± 1.5	7.7 ± 2.4	1.6 ± 0.2
G1-2 (1/8")	142	26.4	42.3	0.069	76.0	58.4 ± 3.0	9.5 ± 0.7	6.8 ± 1.5	1.7 ± 0.2
G1-3 (1/8")	141	21.0	39.9	0.061	52.0	61.0 ± 4.6	9.4 ± 1.4	4.5 ± 2.9	1.7 ± 0.2
G1-4 (1/8")	104	-	42.3	0.070	-	-	-	-	-
G2-4 (1/4")	141	20.8	39.1	0.059	38.0	58.6 ± 3.6	10.3 ± 1.1	5.5 ± 2.9	1.8 ± 0.2
G2-5 (1/4")	141	23.5	41.6	0.066	9.3	59.2 ± 4.8	9.1 ± 1.3	7.6 ± 2.0	1.6 ± 0.2
G2-6 (1/4")	141	22.2	39.7	0.063	40.7	57.5 ± 3.5	9.9 ± 1.6	7.3 ± 1.5	1.7 ± 0.2
G2-7 (1/4")	139	20.4	37.3	0.048	18.0	59.7 ± 4.4	10.0 ± 1.2	10.8 ± 2.8	1.9 ± 0.2
G2-1 (1/8")	141	21.9	40.1	0.059	12.7	59.2 ± 5.6	8.9 ± 1.4	7.1 ± 2.6	1.7 ± 0.2
G2-2 (1/8")	141	24.5	41.2	0.061	65.3	58.5 ± 3.2	9.5 ± 1.3	6.8 ± 1.3	1.8 ± 0.2
G2-3 (1/8")	141	19.3	39.3	0.059	28.7	61.0 ± 4.5	9.4 ± 1.0	5.8 ± 2.6	1.6 ± 0.2
G3-4 (1/4")	132	22.9	38.4	0.058	-	-	-	-	-
G3-5 (1/4")	112	-	36.8	0.067	-	-	-	-	-
G3-6 (1/4")	142	-	40.6	0.058	13.3	57.3 ± 4.3	9.1 ± 2.0	7.6 ± 1.7	1.7 ± 0.2
G3-7 (1/4")	43	-	34.1	0.046	-	-	-	-	-
G3-8 (1/4")	101	-	40.0	0.068	-	-	-	-	-
G3-9 (1/4")	43	-	33.8	0.033	-	-	-	-	-
G3-1 (1/8")	141	20.6	39.9	0.048	37.0	57.2 ± 3.6	10.2 ± 1.7	7.7 ± 3.1	1.9 ± 0.2
G3-2 (1/8")	119	-	38.7	0.047	-	-	-	-	-
G3-3 (1/8")	91	-	39.4	0.055	-	-	-	-	-

3.3.2. Crecimiento en peso

En la tabla 7 y 8 podemos observar el (IDP) promedio y el PPF de cada grupo de las tallas grandes.

En la figura 34 se puede notar que el IDP rebasa el IDLC en todas las densidades, contrario a lo que se observó en las tallas medianas, donde ambos factores se igualaban.

Menores diferencias en el IDP entre densidades se registraron en los prismas con pasante de malla de 1/4" con respecto a los prismas de pasante de malla de 1/8". Un peso promedio final (PPF) de 23.93 ± 2.73 g se presentó en la menor densidad (G1) del pasante de malla de 1/8", este fue el máximo PPF obtenido en todas las pruebas ensayadas (tabla 8). Lógicamente el IDP de G1 1/8" se mostró mayor en comparación con las otras densidades, aunque no se encontró diferencias significativas (tabla 7)

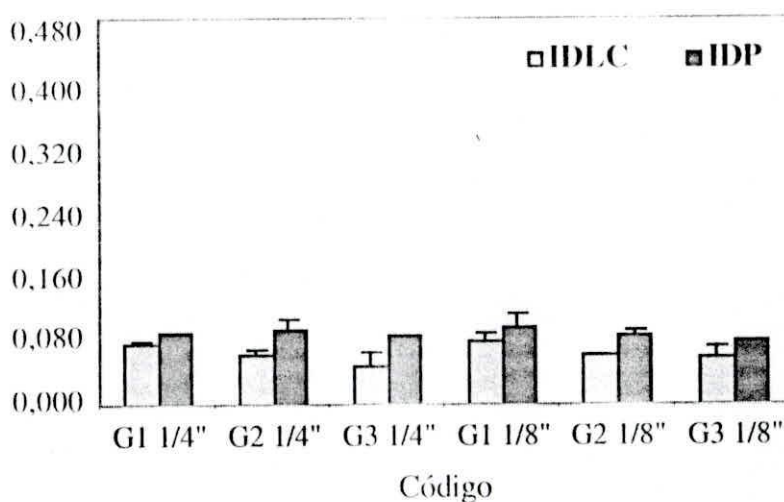


Figura 34. Comparación del crecimiento de IDLC vs IDP de tallas grandes.

En esta talla final de engorde se evaluó además, el peso húmedo del músculo aductor. No se encontró diferencias significativas entre el peso obtenido en ninguna de las pruebas experimentadas. El porcentaje del peso de cayo (PC) en relación al peso total se encontró para la malla de 1/4" en 10 % (2.29g), 9.81 % (2.16g) y 9.09 % (2.25g) desde la menor a la mayor densidad..

Para la malla de 1/8" de G1 a G3 esta relación PC-PT fue de 9.54 (2.24), 9.27 (2.08 g) y 10.22% (2.29g)(Véase tabla 8).

A diferencia de las otras tallas, el peso individual de los animales en esta etapa no se vio afectado por la densidad (fig. 35). La relación LC-PT con el pasante de malla de 1/8" presentó un comportamiento similar entre la densidad de 75, 150 y 300 organismos por prisma (G1, G2 y G3) (fig. 36a.); ligera variación fue encontrada entre las densidades del prisma con pasante de malla de 1/4", observándose un comportamiento similar en G2 y G3, que fue superior al LC-PT de la menor densidad (fig. 36b).

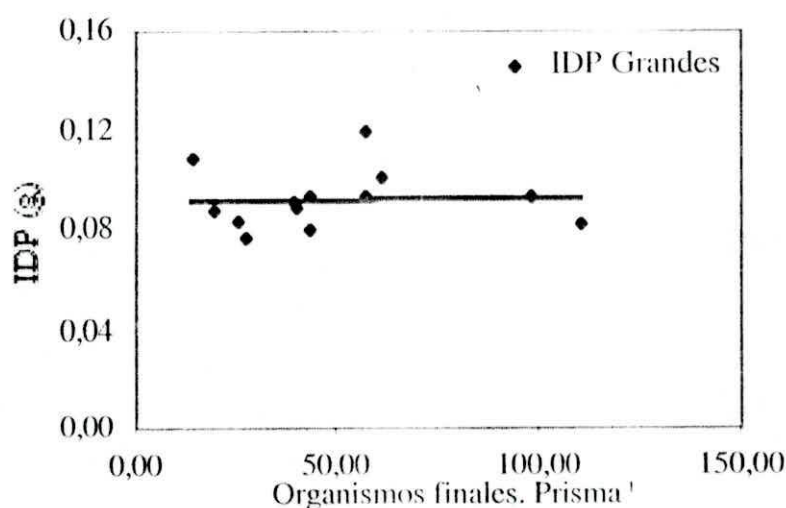


Figura 35. Relación del IDP de las tallas grandes frente a la abundancia poblacional final.

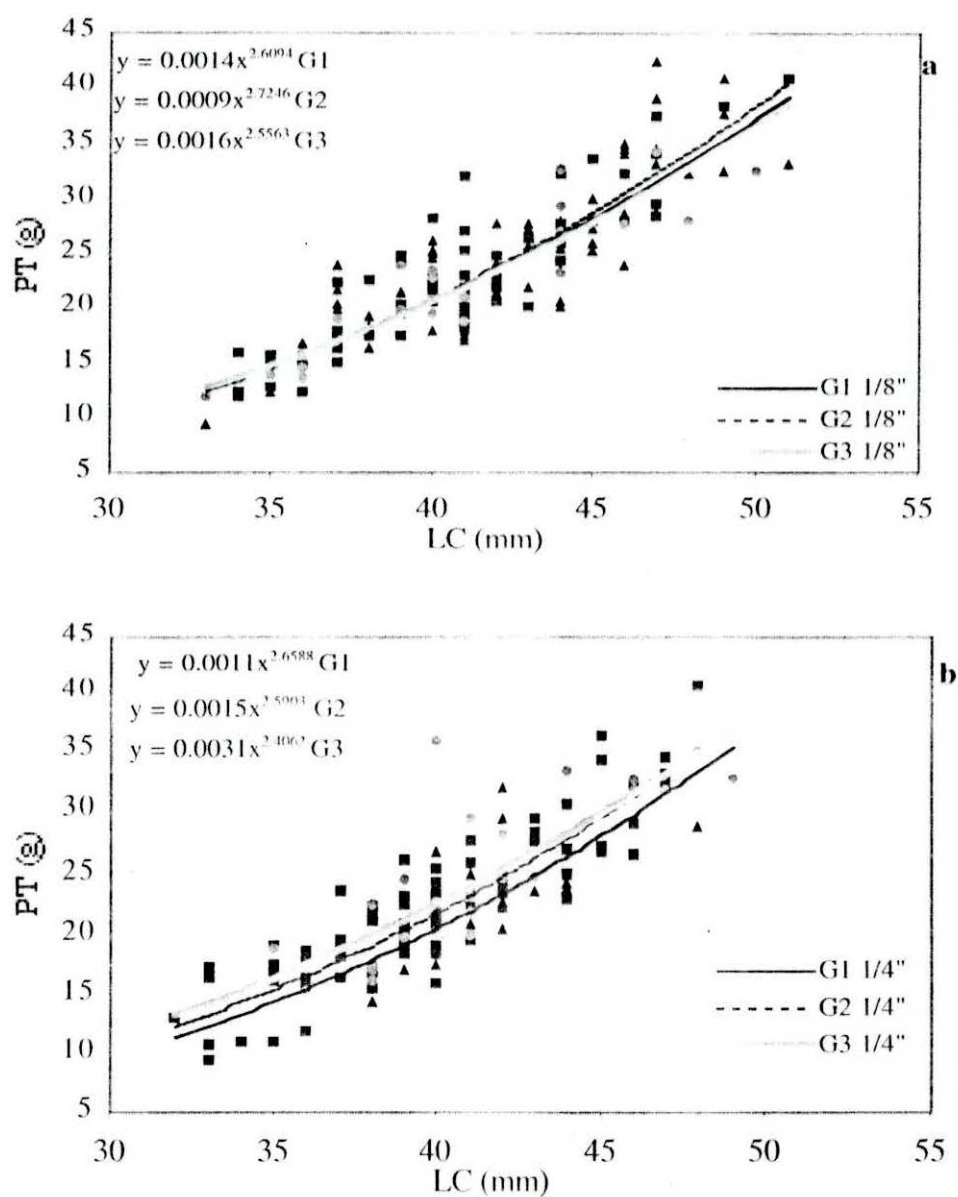


Figura 36. Relación LC-PT de tallas grandes en pasante de malla de 1/8" (a) y de 1/4" (b).

3.3.3. Supervivencia

Al igual que con los grupos de pequeñas y medianas la supervivencia fue afectada por inconvenientes del cultivo (pérdidas de prisma, lascamientos de cabo, arrastres de línea, sustracción de boyas, etc.) y guardó relación inversa con la densidad de siembra (fig. 38 a y b), siendo la supervivencia final más alta $64 \pm 17\%$ presentado en la densidad de 75 org. prisma⁻¹ del pasante de malla de 1/8" (tabla 8).

El IDM para ambos pasantes de malla se muestra en la tabla 7 y en la figura 37, donde se puede observar mayores IDM para el pasante de malla de 1/4".

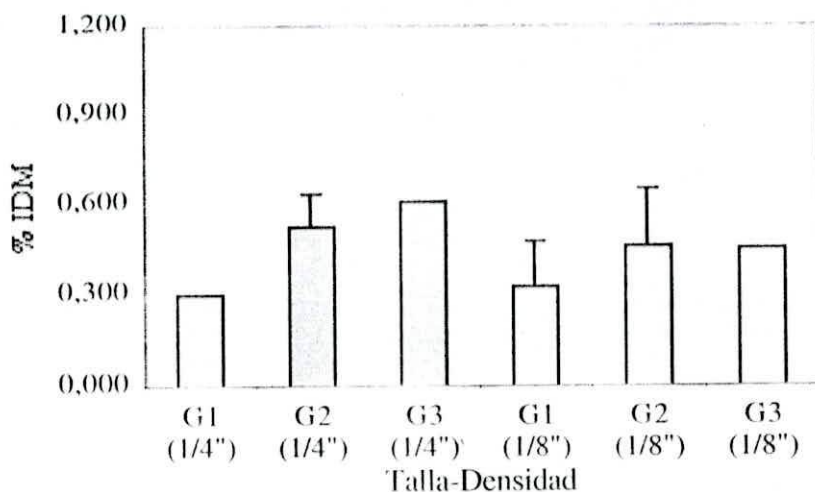


Figura 37. IDM de tallas grandes de los dos pasantes de malla.

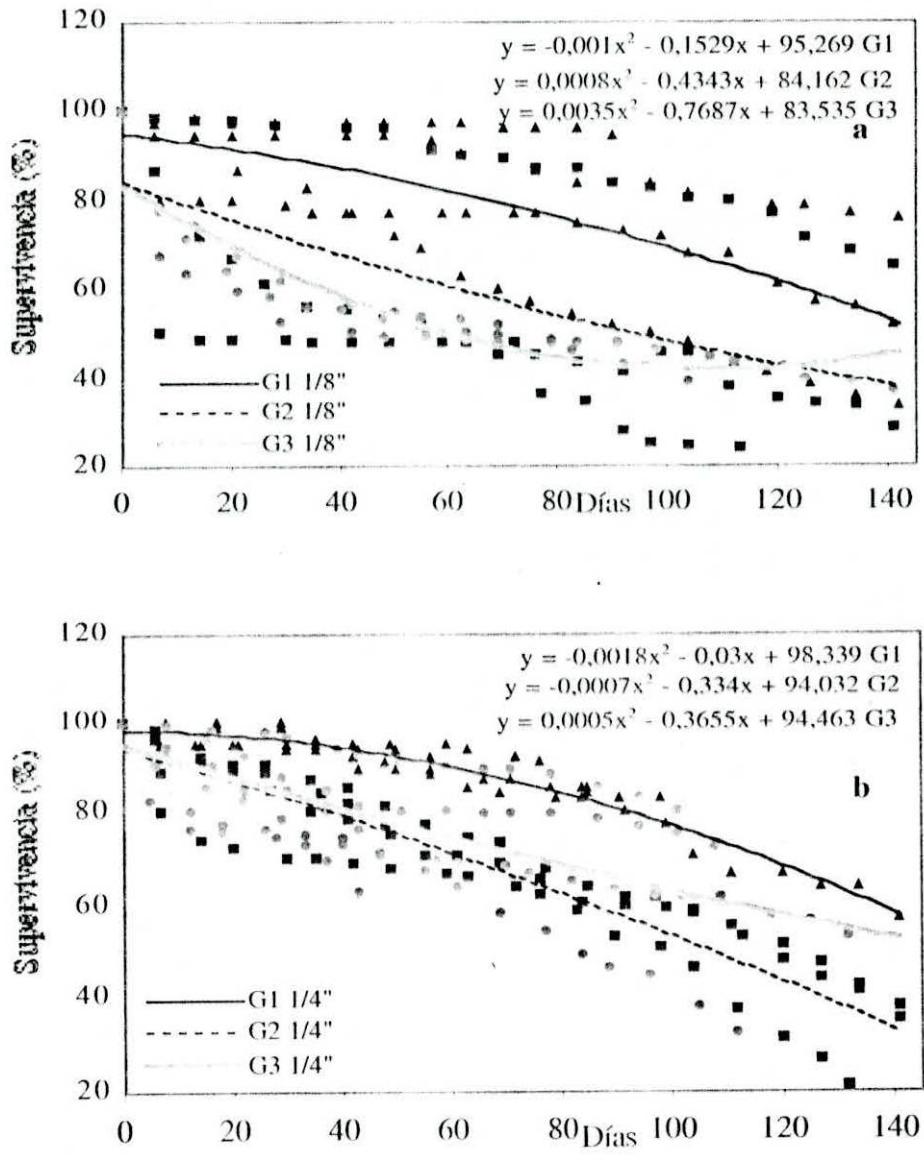


Figura 38. Efecto de la densidad en la supervivencia en mallas de 1/8" (a) y 1/4"(b).

3.4. CAPACIDAD DE SOPORTE BIOLÓGICO DEL SISTEMA

La biomasa cosechada al final del cultivo de este estudio alcanzó un máximo de 3500 g para tallas pequeñas y medianas y 3000 g para las tallas grandes; estas cantidades se ajustaron a una curva logarítmica que se muestra asintótica a partir de esos valores lo que nos indica que existe un techo de producción de animales, es decir, a pesar de incrementar la densidad, la biomasa máxima a cosecharse por m^2 se encontrará entre esos valores (fig. 39).

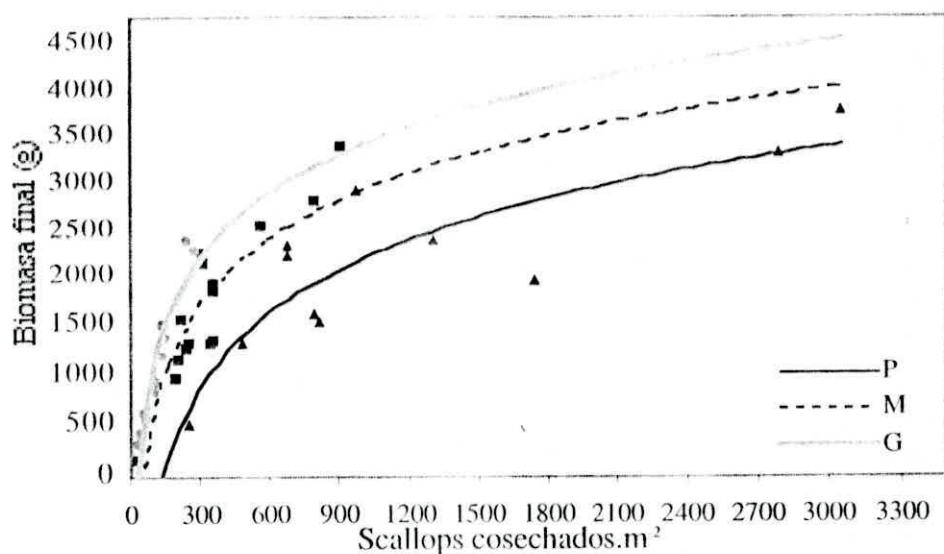


Figura 39. Capacidad de soporte de la biomasa del sistema presentado en tallas pequeñas, medianas y grandes.

3.4. INFLUENCIA DE PARAMETROS OCEANOGRÁFICOS.

3.4.1. Temperatura y Salinidad

Las variaciones de los parámetros encontradas durante el cultivo se encontraron dentro de los límites tolerables de la especie. La temperatura fue en decremento hacia el final del cultivo sin ningún efecto apreciable (fig. 40)

La salinidad registrada estuvo entre 32-35‰ (fig. 40) y se encontró dentro de los valores óptimos reportados (tabla 10).

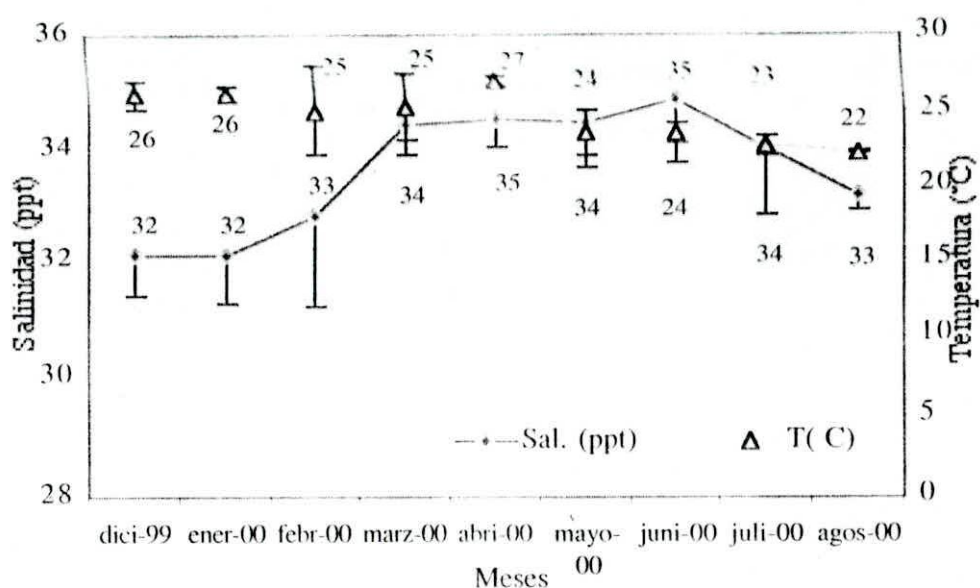


Figura 40. Variaciones de temperatura y salinidad en mar abierto durante los meses de cultivo.

3.4.2. Oxígeno y turbidez.

Se registraron valores máximos y mínimos de oxígeno de $8.5 \pm 2.0 \text{ mg.l}^{-1}$ a

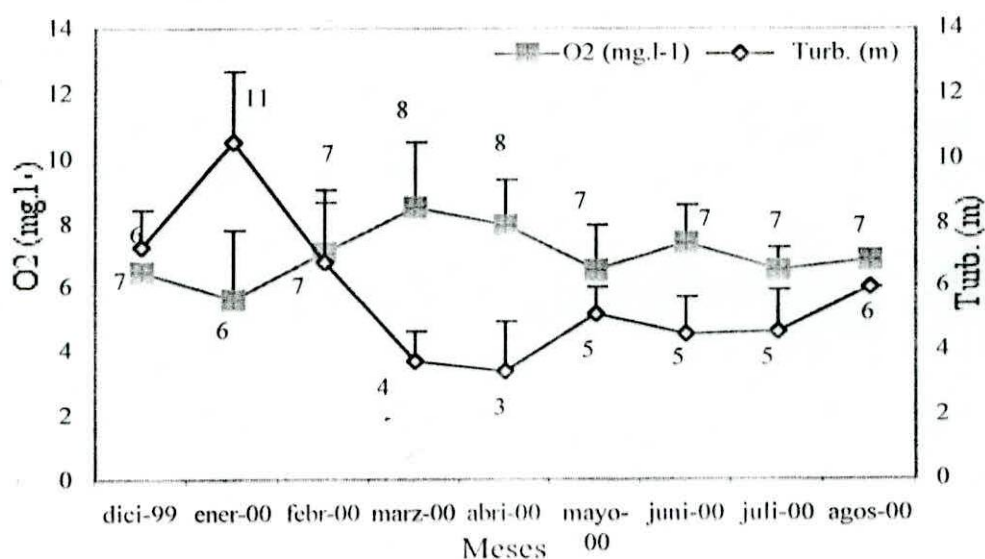


Figura 41. Variaciones de Oxígeno y Turbidez en mar abierto durante el periodo de cultivo.

$5.6 \pm 2.2 \text{ mg.l}^{-1}$ respectivamente (fig. 41)

De igual manera la turbidez que es considerada como un indicador de la abundancia fitoplanctónica alcanzó un máximo de $10.5 \pm 2.2 \text{ m}$ para el mes de Enero posterior a lo cual se redujo a $3.4 \pm 1.5 \text{ m}$ en el mes de Abril, luego de lo cual se incremento en menor grado manteniéndose en el orden de 5 a 6 m hasta el final de cultivo.

3.4.3. Abundancia fitoplanctónica.

La concentración de fitoplancton presente en el medio se muestra en la fig. 42. Los valores se encontraron entre 100 y 7,000 células por cada 50 ml de muestra siendo muy variable durante el periodo del ensayo. Dichas concentraciones fueron inferiores al óptimo de la especie ($50 \text{ céls.}\mu\text{l.l}^{-1}$) (tabla 10), e inferiores a otros valores encontrados en poblaciones naturales de Ecuador donde han llegado hasta $600 \text{ céls. ml}^{-1}$ en el Golfo de Guayaquil, decreciendo en las proximidades de la costa a 50 cél.ml^{-1} (Jimenez & Bonilla, 1980).

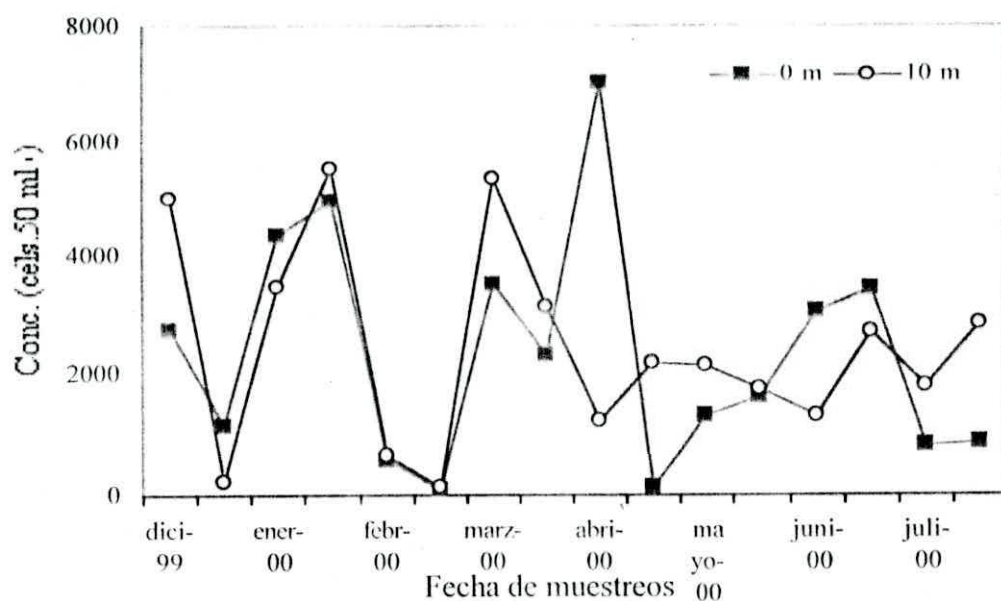


Figura 42. Abundancia fitoplanctónica en mar abierto de Diciembre al mes de Julio.

Los organismos que registraron el 50% de la abundancia con respecto al total fueron *Oscillatoria sp.*, *Diatomeas* (no identificada su género), y *Chaetoceros sp.* (como grupo separado de las diatomeas por su abundancia) (tabla 9). 100 a 7000 células. 50 ml⁻¹ en la superficie y de 150 a 5,500 células. 50 ml⁻¹.

Tabla 9. Diversidad fitoplanctónica en mar abierto
a 0 y 10 m.

Diversidad Algal (%) vs profundidad		
Género algal	0 m	10 m
<i>Chaetocero sp.</i>	16.3	6.8
<i>Coscinodiscus</i>	1.3	1.8
<i>Diatomeas N.I.</i>	11.6	6.9
<i>Dictyocha</i>	4.2	3.5
<i>Dinophlagel.</i>	5.3	5.4
<i>Navicula</i>	2.1	8.6
<i>Nitzschia sp.</i>	10.6	8.1
<i>Oscillatoria</i>	29.5	25.7
<i>Pinnularia</i>	1.9	4.9
<i>Rhizosolenia sp</i>	6.0	6.5
<i>Streptotheka</i>	1.2	1.0
<i>Thalasionema</i>	0.1	7.9
Otras	10.0	12.9

3.5. OBSERVACIONES GENERALES.

En el cultivo, como ya hemos mencionado se presentaron múltiples inconvenientes que impidieron obtener supervivencias finales altas en todas las tallas, factores como predadores: caracoles (en menor grado) y gusanos *Polydora sp.* se presentaron durante todo el tiempo de cultivo; además de presentarse incrustantes en abundancia tal es el caso de los balánidos y ostras perleras del género *Pteria sp.* causando lascamiento de los cabos utilizados para sujetar los contenedores a la línea madre motivándonos a cambiar los contenedores cada 2 meses.

Además tuvimos el hostigamiento de peces del género *Tetraodontidae* (pez chancho) que durante los dos primeros meses dañó muchos de los contenedores ocasionando la pérdida del contenedor y del material biológico de estudio, por lo tanto fueron necesarias realizar nuevas siembras a fin de mantener la cantidad de réplicas (Tabla 12, 13 y 14). Este inconveniente hizo necesario buscar un lugar libre de la presencia de

estos peces por lo que se cambió todos los contenedores a 2 km más afuera del lugar original de cultivo.

Aparte de los datos de los prismas que constan en las tablas presentadas en este documento, hubo más siembras adicionales que no constan en la tabla porque sólo se les realizó de 2-4 muestreos y luego se perdieron por los motivos mencionados.

Los contínuos robos de boyas, la pérdida por un arrastre de un barco pesquero de 10 de los 60 contenedores colocados inicialmente ocasionaron la desestabilización del sistema logrando que sea más dificultosa las labores del cultivo.

Por otro lado la frecuencia de los muestreos evidenció fallas humanas al dejar mal cosido los prismas lo que provocó pérdidas de animales, aún así las visitas a la línea nos ayudó a visualizar los problemas existentes para solucionarlos en el menor tiempo posible.

4. DISCUSION

4.1. CRECIMIENTO EN LC

A pesar de no haber encontrado significativas diferencias en la tasa de crecimiento de *A. circularis* en la primera etapa de cultivo en función de las densidades de siembra, la evaluación del IDLC registra una relación inversa entre el crecimiento y la densidad de siembra utilizada (tabla 3). Esta respuesta fue encontrada por varios investigadores tanto para *A. circularis* como para otra especies de pectíñidos.

Widman y Rhodes (1991) buscando establecer la densidad óptima para *Argopecten irradians irradians* en la primera fase de cultivo y precultivo o “nursery”, utilizaron tallas iniciales de 9.6 mm probando 10 densidades entre 250 y 15,000 organismos. m⁻².

Las densidades de 2500 y 5000 organismos. m⁻² fueron similares a P2 (3,000 org.m⁻²) y P3 (6,000 org.m⁻²) de nuestro trabajo. El IDLC encontrado por ellos en un tiempo de cultivo de 68 días fue de 0.259 y 0.206 mm respectivamente. Los valores de IDLC encontrados en el estudio de Widman y Rhodes estuvieron próximos a los encontrados en este estudio para *A. circularis* (tabla 3). Por otro lado estos autores concluyen o recomiendan el uso de altas densidades (entre 2500 y 7500.m⁻²) ya que no exhiben reducciones fuertes en el crecimiento ni en la supervivencia final obtenida.

Sin embargo, Freitas *et al* (1995) trabajando con la especie *Euvola ziczac* a densidades de 200 a 3,200 org. m⁻² con tallas iniciales de 1 cm encontró dicha relación inversa y diferencias significativas para tres grupos poblacionales 200 org.m⁻², de 400 a 800 org.m⁻² y de 1600 a 3200 org.m⁻², encontrando una mejor tasa de crecimiento mensual promedio de 2.7 mm (IDLC de 0.09 mm) a las mayores densidades.

Las densidades trabajadas en el presente estudio son similares a las máximas utilizadas por Freitas *et al.*, pero los valores de IDLC para la primera etapa de cultivo (tallas pequeñas) en *A. circularis* fueron superiores a los encontrados para *Euvola ziczac*.

Maeda *et al* (1997) realizó un trabajo similar probando 3 densidades de siembra de scallops *A. circularis=ventricosus* en fase de “nursery” o semillas. Las densidades fueron 1500, 2500 y 4000 org.m⁻² con una talla inicial de 5 mm en sistemas suspendidos utilizando canastas nestier, encontrando diferencia entre la mas baja densidad con respecto a las otras dos densidades y un incremento de 30 mm en 80 días lo que representó un IDLC de 0.375 mm, valor superior al IDLC encontrado en este estudio (fig. 21). En nuestro estudio las diferencias mayores también fueron encontradas entre la densidad mas baja con respecto a las otras dos densidades (fig. 19).

Hernández y Gómez (1996) encontraron también respuestas significativas del crecimiento frente a distintas densidades probando densidades expresadas como porcentaje del área ocupada (AO) de 50, 83.3 y 100 %, que correspondían a 1681, 2800 y 3361 org.m⁻² iniciando con la talla de 1.07 cm de LC.

En la fase intermedia del cultivo es decir, en el grupo de tallas medianas también se pudo establecer la relación inversa entre crecimiento frente a densidad y diferencias significativas entre densidades de 375 org.m⁻² y 1500 org.m⁻² con una reducción en crecimiento aproximada del 30%.

Por su parte, Maeda *et al* (1997) no encuentra diferencias en la fase intermedia a densidades de 400 y 700 org.m⁻², pero si a 1000 org.m⁻² alcanzando un LC final de 42, 42 y 35 mm respectivamente en 58 días. Estas densidades fueron cercanas a las utilizadas en

nuestro estudio pero, contrario a lo encontrado por Maeda, nuestros resultados mostraron diferencia entre la menor densidad con respecto a la mayor (tabla 5).

Román *et al.*, (1999) estudia de igual manera la influencia de la densidad en el crecimiento de *Aequipecten opercularis* iniciando con tallas de 22 mm. encontrando diferencias significativas a densidades de 200, 400 y 800 org. m⁻² con mejor crecimiento en la densidad de 200 org.m⁻² a 9,5 m de profundidad. El IDLC promedio obtenido fue de 0.0191 mm.día⁻¹ a los 84 días de cultivo (tabla 5).

Contrariamente, Duggan (1973 *vide* Widman & Rhodes, 1991) sugiere que los scallops (bay scallops) mantenidos a 500 y 1000.m⁻² pueden crecer igual de bien que aquellos mantenidos a 250.m⁻² en cultivos suspendidos, este crecimiento es independiente de la densidad dentro de este rango.

En la etapa final de engorde ó grupo de tallas grandes de nuestro estudio fue encontrado similar patrón de comportamiento al grupo de medianas con una reducción en el crecimiento del 23 y 36% entre las densidades de 188 y 750 .m⁻² (G1 y G3) (Fig. 32 y 33).

Las densidades utilizadas por Maeda *et al.* (1997) en la fase de engorde (40 mm) fueron de 150, 250 y 400 org.m⁻² alcanzando 57 mm, 56 mm y 54 mm respectivamente, no encontrando diferencias significativas entre las densidades utilizadas. Estos autores reportan que a pesar del crecimiento en esta talla de engorde no lograron cubrir el total del área disponible, ocupando en las densidades alta, media y baja sólo 91, 60 y 38% del área disponible.

El máximo valor de IDLC encontrado en nuestro estudio en esta etapa fue de 0.079 el cual varía del valor encontrado por Maeda *et al* (0.092 durante un periodo de cultivo de 182 días promedio) (tabla 7).

Hernández y Gómez (1996) trabajaron con *A. circularis* a densidades de 16.6% y 33.3% del AO, que implica 558 y 1119 org.m⁻² con LC finales de 48 y 45 mm iniciando desde 30 mm de LC en un tiempo de cultivo que va desde Julio a Abril (273 días). Ellos encontraron un IDLC de 0.066 y 0.055 mm similares al IDLC de nuestro estudio para G2 (375 org.m⁻²) y G3 (750 org.m⁻²) (tabla 7).

Freites *et al.* (1995) obtiene en sus estudios un IDLC de 0.065 mm para *Euvola ziczac* cultivada en sistemas suspendidos en mar a densidades 200.m⁻². Nuestros estudios indican que ese incremento en talla correspondería a una densidad de 750 .m⁻² como lo indica la tabla 7.

Por otro lado para *Aequipecten opercularis* (Román *et al.*, 1999) se registró un IDLC de 0.091 mm desde 30 mm hasta 41 mm que es considerada la talla legal o comercial y un mejor crecimiento para la densidad de 200.m⁻² sobre la de 400 y 800. m⁻² y más altos LC a mayores profundidades, el IDLC de *A. circularis=ventricosus* de este estudio no alcanzó el IDLC de *Aequipecten opercularis* .

Es importante destacar que el IDLC es dependiente del tamaño de los organismos y/o de la etapa de cultivo y se va reduciendo conforme alcanzamos la talla máxima. En promedio el IDLC encontrado para *A. circularis* fue de 0.137 mm.día⁻² el cual puede variar para una determinada especie dependiendo de varios factores entre ellos la densidad, características físico-químicas y biológicas del sitio de cultivo, variación genética entre otras, como es

mostrado por Barrios *et al.* (1997) que encontró un IDLC de 0.143 para *Lyropecten subnudosus* el cual fue menor que el reportado por otros autores para esa especie (0.327 y 0.352 mm).

Los resultados de algunos trabajos muestran que la tasa de crecimiento de la almeja catarina cultivada en estanque y en mar abierto durante la fase de engorda puede variar entre 0.14 y 0.21 mm.día⁻¹ (Bumguardner *et al.*, 1993 *fide* Caballero, 2000). En nuestro trabajo estuvimos dentro de ese rango.

Naidu (1997) recomienda que las densidades de scallops adultos debido a su comportamiento gregario (se adhieren entre ellos) pueden aproximarse a un óptimo de 100 individuos.m⁻² en la fase de engorde, densidad que también utilizó Mendo & Jurado (1993).

El efecto de la reducción de crecimiento debido a la densidad está claramente definido. Las razones de este efecto han sido citadas, entre ellas la reducción de alimento o la carencia de espacio debido a lo cual se establece un contacto físico entre los scallops resultando en irritación y contracción del manto, cerramiento de valvas (menor alimentación) así como deformidades en la concha (Roman *et al.* 1999; Widman & Rhodes, 1991). Para la ostra perlera *Pinctada maxima* (Jameson) Taylor *et al.* (1997) reportó mayor porcentajes de deformes a mayores densidades como resultado de la limitación de espacio. A pesar de no haber hecho una evaluación cuantitativa de organismos deformes se observó mayor cantidad de organismos deformes a las densidades altas para organismos de mayor talla.

4.2. CRECIMIENTO EN PESO

Los resultados de peso no distan mucho del comportamiento obtenido para la evaluación de incremento de tallas en función de la densidad y el pasante de malla de los prismas de cultivo. En general se observó reducción en el incremento de peso con el incremento de la densidad de siembra y reducción del pasante de malla utilizado (tabla 5 y 7). Encontrándose diferencias estadísticamente significativas solamente para las tallas medianas específicamente entre la mas baja y alta densidad (fig. 27).

Un aspecto a destacar es que a diferencia del IDLC no se encontró un cambio considerable en el IDP dependiendo de la etapa de cultivo, obteniéndose al final de este un IDP promedio para todo el ciclo de 0.085 g (tabla 3,5 y 7).

En CENAIM (1996) en pruebas en el canal reservorio de una camaronera encontró un IDP en 225 días de cultivo de 0.1262 g empezando con tallas de 18 mm y un peso inicial de 1.6 g y llegando a 50 mm de LC., superior al IDP de nuestro estudio (tabla 3,5 y 7).

No obstante nuestro IDP es superior al IDP encontrado por Román *et al* (1999) con *Aequipecten opercularis* de 0.077 g en 320 días de cultivo.

La relación longitud - peso y el IC no se vieron mayormente afectada por la densidad y pasante de malla (tabla 4, 6 y 8). Esto podría indicar que ambos factores no afectaron mayormente la fisiología de los animales. En condiciones desfavorables el peso puede reducirse al tratar el organismo de subsistir utilizando las sustancias de reserva en su cuerpo y la relación longitud-peso y/o el índice de condición (IC) son una medida de ello.

De igual manera el peso de cayo se encontró dentro de los valores normales, alcanzando 9.62 ± 0.45 % en las tallas de engorde (tabla 8).

Las curvas de tendencia de la capacidad de soporte de la biomasa (fig. 39) muestran una máxima carga biológica que puede soportar el sistema encontrada en un rango de 3000 g para tallas medianas y pequeñas y 3500 g para tallas grandes, reduciéndose la biomasa permitiendo el crecimiento individual y evitando un proceso de selección que podría conducir a un aumento en la mortalidad conducta observada por Freitas *et al.* (1995).

4.3. SUPERVIVENCIA

La supervivencia ha sido asociada a muchos factores, ya sean genéticos (Cruz *et al.* 1998, Ibarra *et al.* 1997), condiciones físico químicas del medio (Román *et al.* 1999, Taylor *et al.* 1997), malla de artes de cultivo (Devaraj & Parsons, 1997), cambios fisiológicos naturales como el desove (Heasman *et al.* 1996; Maeda *et al.* 1997) entre otros.

En el presente trabajo los continuos inconvenientes (predadores, incrustantes, pérdida de boyas, etc.) ubicaron la supervivencia en niveles inferiores a los encontrados por otros autores (Bologna, 1998; Cruz *et al.*, 1998, Freitas *et al.*, 1995; Maeda *et al.*, 1997; Widman & Rhodes, 1991) y probablemente dichos inconvenientes impidieron encontrar diferencias significativas con respecto a la densidad y pasante de malla. A pesar de ello se pudo observar que los valores menores de mortalidad (IDM) se encontraron siempre a menores densidades.

La correlación de la mortalidad con la densidad ha sido estudiada por varios autores y los resultados son variables. Maeda *et al* (1997) durante sus estudios no encuentra diferencias significativas, con supervivencia en el orden del 90%, posteriormente la

supervivencia se reduce por el desove de los animales debido al incremento de temperatura.

De igual manera Widman y Rhodes (1991) no encontró algún efecto de la densidad en la supervivencia manteniéndose en promedio de 80% en todas las pruebas establecidas y recomiendan trabajar con densidades de siembra de semillas entre 7500 a 2500 para obtener juveniles con tallas de 16 y 25 mm respectivamente.

Contrariamente, Freitas *et al* (1995) obtuvo una disminución progresiva de la supervivencia y correlacionada inversamente con la densidad, alcanzando tasas mas altas de 50% para las densidades de 200 a 800 org. m⁻² y 18% para las densidades entre 1600 y 3200. La disminución de la supervivencia fue acentuada por el incremento en la incidencia de depredadores en las cestas de cultivo en un periodo específico.

Hernández y Gómez (1996), también encontró diferencias significativas de la supervivencia con respecto a la densidad de siembra pero asociados a otros factores. Ellos observaron alta mortalidad en densidades bajas de cultivo asociados con periodos de desove y alta mortalidad en densidades altas de cultivo asociadas con épocas de temperaturas altas (27 °C). Los autores concluyen que la significativa diferencia en la supervivencia no fue inversamente relacionada con la densidad de siembra de una manera usual y sistemática.

4.4. EFFECTO DEL PASANTE DE MALLA.

El flujo de agua influye en el crecimiento de bivalvos principalmente porque con este ingresa el alimento a los artes de cultivo. Este flujo de agua a su vez depende de las aperturas o pasante de malla utilizado para la construcción del arte de cultivo. Widish y

Kristmanson (1988 *fide* Debaraj & Parsons, 1997) encontraron un reducido crecimiento en scallops en velocidades de corriente de 10 a 13.5 cm.s⁻¹. La técnica implicaría entonces que nuestros artes de cultivo tengan el adecuado pasante de malla para evitar bajos crecimientos por reducción de la velocidad de la corriente.

Debaraj y Parsons (1997) al estudiar 5 pasantes de malla (1.3, 4.5 , 6 , 9 y 12 mm) y la respuesta de este factor sumado al fouling (simulado) afectaron la velocidad de la corriente interna en pearl nets encontrando que el flujo de la velocidad de la corriente interna fue directamente proporcional al pasante de malla utilizado en el arte de cultivo e inversamente proporcional al fouling presente en el cultivo. En nuestro estudio observamos una influencia de este factor (incrustantes) en el IDLC, IDP aunque las diferencias obtenidas entre los dos pasantes de malla fueron escasas y no estadísticamente significativas.

Sin embargo, el real efecto del pasante de malla puede perderse por los organismos que se adhieren a ella, lo cual también guarda relación con las velocidades de flujo como menciona Debaraj y Parsons (1997) que aunque pasantes de malla más pequeños reducen la velocidad interna en el contenedor, mayores reducciones se presentan debido al fouling presente.

Lodeiros & Himmelman (1996) recomienda usar pearl nets con ojo de malla mayor a 9 mm para reducir la superficie disponible para colonización pudiendo aumentar el crecimiento por incremento del flujo de partículas alimenticias hacia el contenedor.

El fouling presente en nuestro estudio fue abundante y estos incrustantes redujeron el efecto que debería presentarse por la diferencia de malla. Los incrustantes, por otro lado, muestran un efecto en el crecimiento y la supervivencia como fue encontrado para *Euvola*

(*Pecten*) *ziczac* donde el mejor crecimiento se dio en los pearl nets libre de los incrustantes (Lodeiros & Himmelman, 1996).

Muchos organismos incrustantes pueden competir con el alimento en el cultivo de bivalvos y los organismos colonizantes de las conchas pueden interferir con las funciones normales vitales tales como apertura y cierre de las valvas (Cropp & Hurtle, 1992 *fide* Lodeiros & Himmelman, 1996). Ellos encontraron que el porcentaje de mortalidad al final del estudio fue mayor para el grupo de contenedores no limpiados (64%) seguido por aquellos cuyas conchas fueron limpiadas pero el contenedor no (46%), más para todo el sistema limpio la mortalidad se redujo a 22%, así mismo el crecimiento en LC fue mayor para todo el sistema limpio (40 mm) que para aquellos que no fueron limpiados (33.2 mm) durante 66 días.

Los principales organismos incrustantes o adherentes los constituyeron barnacles y *Pteria spp.*

Otro problema que causan los incrustantes tienen que ver con la técnica del cultivo. Los sistemas incrementan en peso pudiendo llegar a cuadruplicarlo debiendo realizar gastos económicos en la boyantez del sistema.

Contrariamente, Taylor *et al* (1997b) no encontró diferencias significativas entre el fouling presentado en el cultivo de ostras perleras *Pinctada máxima* y su supervivencia; pero si encontró deformidades de la concha por incrustantes del género *Pteria spp.* incrustado en los márgenes de la concha. También encontró grandes inconvenientes con el fouling presentado en el cultivo de *Pinctada maxima* debido a los cambios sucesivos de los contenedores, por el exceso de fouling lo que contribuyó significativamente a la mortalidad en un 23% en *P. Magellanicus*

Lodeiros y Himmelman (1996) detallan en su trabajo con *Envola (Pecten) ziczac* en cultivo suspendido que el crecimiento en LC se vio fuertemente afectado por las incrustaciones del pearl nets que por las incrustaciones de la concha además, registra que los incrustantes encontrados en mayor cantidad fueron bryozoos, poliquetos y balánidos (Parson & Dadswell, 1992 *fide* Taylor *et al.* 1997b) además, el fouling promovió deformidades de la concha.

Se han encontrado gran cantidad de organismos estresantes en el cultivo de bivalvos, como en el caso de *E. ziczac* de entre esos organismos reportan a los cirripedios, anémonas, bivalvos y tunicados (Freites *et al.* 2000), estos organismos no causaron mortalidad pero fue considerado por ellos como un segundo factor que reduce la factibilidad de un prolongado periodo de engorde para *E. ziczac* en cultivos suspendidos, observación observada en el presente trabajo.

Los cirripedios también pueden ser un gran problema porque se alimentan de material en suspensión, el cual filtran y pueden estar compitiendo con el alimento de los animales en cultivo (Stotz, 1988) presentan una conducta gregaria que hace que otros organismos sean atraídos hacia el lugar o su cercanía, por lo que una vez comenzada la fijación con el paso del tiempo se potencia., aunque se lo elimine deja en el lugar que estuvo adherido una sustancia que atraerá a nuevos organismos, por lo que es indispensable realizar estudio de abundancia de estos organismos, para evitar problemas de esta índole en los cultivos.

Por otro lado, aunque no se trata de un incrustante algo interesante encontrado en nuestro estudio y que ha sido reportado por Gómez *et al.* (1992) fue la presencia de metacercarias, aunque se encontraron en una mínima cantidad (5%) y según Gómez *et al* pueden dañar tejidos del *A. circularis=ventricosus* como el músculo aductor, gónadas y hepatopáncreas

dándole una coloración naranja (véase figura de anexos). En este trabajo no se observó algún efecto de esta metacercaria en el músculo aductor.

4.5. INFLUENCIA DE PARÁMETROS OCEANÓGRAFICOS DURANTE EL CULTIVO

La disponibilidad de alimento y la temperatura son considerados los mayores controladores del crecimiento en bivalvos (Lodeiros y Himmelman, 1997; Vélez *et al.* 1995) pero este efecto de temperatura difiere entre regiones, por ejemplo en regiones más frías, altas temperaturas mejoran el crecimiento, aunque estas altas temperaturas están asociadas con menor abundancia fitoplanctónica, asociadas así mismo con un aumento en la transparencia. La temperatura ha sido considerada el causante del estrés en *E. ziczac*. (Lodeiros y Himmelman, 1997).

Sicard *et al.* (1999) determinó una temperatura letal media a 96 h de 29°C y que a más bajas temperaturas (16 °C) y más altas (25-28 °C) el crecimiento disminuye, recomendó una temperatura óptima entre 19-22 °C para *A. circularis=ventricosus*.

Por otro lado Maeda *et al* (1996) reporta que los valores mínimos y máximos de temperatura son de 5°C y 31°C y la salinidad de 28 y 48 ups, con valores óptimos de 25°C y 37 ups.

Las condiciones climáticas en las que se encontró nuestro cultivo fueron normales (Fig.40.) no se excedió los rangos reportados por Maeda *et al*, pero si estuvo por encima de la temperatura óptima recomendada por Sicard *et al*; y en cuanto a la alimentación fue cercanamente similar en todo el cultivo (fig.42.), pero se encontró por debajo del rango óptimo de alimentación (50 céls. μl^{-1}) que recomiendan Maeda *et al.*(1996).

Según Heasman *et al* (1996) los scallops tienen la habilidad de regular la cantidad de material ingerido y han mostrado la capacidad de seleccionar especies algales con células de similar tamaño. *Pecten maximus* digirió rápidamente *P. lutheri* e *T-Iso* y *T. suecica* fue pobremente digerida e ingerida. Metabolitos de *C. muelleri* e *Isochrysis galbana* han estimulado la ingestión en *Placopecten magellanicus*. Aunque en este trabajo las cantidades de material fitoplanctónico fueron similares a 0 y 10 m de profundidad y relativamente bajos con los óptimos reportados para la especie, si podemos decir que las células fitoplanctónicas encontradas en mayor proporción fueron aquellas de mayor consumo en organismos acuáticos (tabla 9) y de seguro altamente ingerido por *A. circularis=ventricosus*.

Baqueiro *et al.* (1981) en las pruebas de tolerancia a la salinidad, encontró que organismos menores de 35 mm no soportaron salinidades inferiores a 28‰ por un periodo de 48 horas o más, mientras que mayores tallas pueden soportar salinidades de hasta 25‰ en periodos de 2-3 días. Durante el presente cultivo experimental, los valores de salinidad fueron superiores a los indicados por Baqueiro.

Así mismo Román *et al* hipotetiza que la disminución en crecimiento es debida mayormente a una reducción de la salinidad más que a reducciones de temperatura, encontrando que reducidas salinidades (16-28‰) fueron letales para *A. opercularis* después de 24 h de exposición dependiendo de la temperatura y tamaño de scallops (Paul, 1980 *fide* Román *et al.* 1999) La salinidad registrada en este trabajo con *A. circularis* fue superior a 32‰ encontrándose dentro de los límites tolerables, por la especie. por lo que no representó ningún problema dentro del cultivo.

Además durante el tiempo de cultivo tuvimos la presencia de marea roja, precisamente en las 3 últimas semanas de Enero y también registramos marea roja en la primera semana del mes de Abril.

Shumway & Cucci (1987) consideran que la presencia de un bloom de dinoflagelados como *Protogonyaulax tamarensis* hace que los moluscos exhiban reacciones negativas presentándose mortalidades en masa y llegando a ser un vector del veneno paralizante de conchas (PSP), por la capacidad de filtración de los bivalvos, acumulando toxinas en sus tejidos, sobretodo en la glándula digestiva. Aunque cambios notables no se presentan en la concha o tejidos del bivalvo cuando el ser humano consume este organismo puede presentar los síntomas del PSP. Además estos niveles de toxicidad varían entre especies, algunas especies al estar periódicamente expuestas a blooms de dinoflagelados han desarrollado mecanismos permitiendo al organismo explotar la célula tóxica como alimento. *P. catenella* y *Dinophysis fortii* también puede producir este efecto del PSP.

En nuestro trabajo experimental no observamos mortalidades en masa como ha sido observado por Shumway & Cucci, y no se encontró datos de reportes de mareas tóxicas en Ecuador.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

La densidad afectó el crecimiento tanto en LC como EC, encontrando disminuciones en la tasa de crecimiento al incrementarse la densidad, efecto que se observa marcadamente en las tallas medianas y grandes.

El IDP igualmente es afectado por la densidad con diferencias significativas sólo en las tallas medianas, encontrando un mayor IDP a medida que la densidad poblacional disminuyó en las tallas pequeñas y medianas, comportamiento que no fue observado en las tallas grandes que se mantuvo constante a pesar de la disminución de la densidad por la mortalidad existente, lo que nos indica una tolerancia a densidades altas en esta etapa.

El IDP rebasa al IDLC exclusivamente en tallas grandes, manteniendo la igualdad entre estos dos parámetros en tallas medianas y observándose un efecto contrario en las tallas pequeñas.

Las curvas de tendencia muestran una máxima carga biológica que puede soportar el sistema encontrada en un rango de 3000 g para tallas medianas y pequeñas y 3500 g para tallas grandes a partir de la cual la biomasa debe ser reducida a fin de permitir el crecimiento individual y evitar un proceso de selección que podría conducir a un aumento en la mortalidad. Esta relación densidad, supervivencia y capacidad de carga es de gran importancia porque permitirá establecer lineamientos en la tecnología de cultivo con respecto a tiempos de duración de cada etapa, raleos, cosechas, necesidades de artes de cultivo y comparación con otras artes de cultivo disponibles en el mercado.

La supervivencia fue muy variable y afectada por factores ajenos a la investigación (ya mencionados en este documento) y difícil de prever. A pesar de ello en términos generales se obtuvo mejor supervivencia en menores densidades utilizadas en cada etapa de cultivo, aunque las supervivencias finales no fueron significativamente diferentes.

La relación longitud-peso y el % del peso de cayo con relación al peso total no mostraron variaciones considerables con respecto a la densidad y el pasante de malla.

El pasante de malla utilizado en la confección del contenedor, afectó ligeramente el crecimiento obtenido, posiblemente este factor fue encubierto por los incrustantes presentes en toda la trayectoria del cultivo. Siendo necesario ubicar una zona o profundidad donde este factor no sea abundante a fin de poder establecer un real aporte del pasante de malla en el crecimiento y supervivencia de *A. circularis=ventricosus* en un cultivo suspendido.

En términos biológicos, las densidades ideales son aquellas en las cuáles la tasa de crecimiento es máximo. Sin embargo, en un análisis económico, si se considera los costos de operación, diferencias pequeñas en las tasas de crecimiento quedan en segundo orden de importancia buscando maximizar el rendimiento por unidad de área. Aunque no realizamos un análisis económico, se recomienda utilizar densidades aproximadas a 2400 organismos.prisma⁻¹ (600 organismos.m⁻²) para tallas pequeñas (8.7±0.5 mm) hasta que alcance la talla de 25 mm (tc aprox. de 70 días), ya que aunque se observó mayor crecimiento en densidades menores este crecimiento no fue significativamente diferente en ninguno de los factores evaluados (IDLC, IDP e IDM). Al contrario en las tallas medianas (24.3±1.3 mm) donde se observó un efecto marcado debido a la densidad utilizada es recomendable utilizar densidades menores a 375 organismos.m⁻² hasta la talla

de engorde, 42 mm aproximadamente (te aprox. de 110 días), a partir de lo cual se deberá tener muy en cuenta la biomasa de los animales en el sistema, así como el hecho de que se encuentren en un lugar libre de organismos que puedan afectar la supervivencia en esta etapa lo que sería crítico para el cultivo.

Las futuras investigaciones deberán ser realizadas en lugares donde la acción de pescadores no afecten el cultivo y enfocadas hacia encontrar la capacidad de carga en función de la ubicación y artes de cultivo empleados; además, los posteriores estudios realizados en CENAIM no deberían ser enmarcados en un lapso de tiempo tan rígido, lo que ayudaría a obtener datos de más relevancia y de gran utilidad para el productor.

También es necesario aumentar el número de réplicas, a fin de disponer con mayor cantidad de datos finales que reflejen estadísticamente las diferencias encontradas.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ALLEN, D. & COSTELLO, T.J. 1972. The Calico Scallop, *Argopecten gibbus*. National Marine Fishery Service Southeast Fisheries Center. Miami Laboratory, Miami, Florida. 1-19.

AVILÉS & MUCIÑO, 1988. Acondicionamiento Gonádico y desove de *A. circularis* (Sowerby, 1835) en condiciones de laboratorio. Rev Lat. Acuí. Lima-Perú N.-38. 13-20- Dic.

BAQUEIRO, E., PENA, I., MASSO, A. 1981. Análisis de una población sobreexplotada de *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en la ensenada de La Paz, B.C.S., México. Ciencia Pesquera. Inst. Nal. Pesca. Depto. Pesca. México, I (2), 57-65.

BARNES, R.D. 1989. Moluscos, tremátodos y cercarias. En: Barnes, R. (ed). Zoología de los Invertebrados. 5ta, Edición Interamericana. Mc Graw-Hill, 209, 369-504.

BARRIOS, D., CHAVEZ, J. & CACERES, C. 1997. First trial of growth *Lyropecten subnudosus* under conditions in Bahia de la Paz, B.C.S, Mexico. En: 10 th International Pectinid Workshop, Book of abstracts, Canadá 107-109.

BOLOGNA, P. 1998. Growth, production, and, reproduction in Bay scallops *Argopecten irradians concentricus* (Say) from the northern Gulf of México. J. Shellfish Res., 17 (4), 911-917.

BUSCHMANN, A., LOPEZ, D. & MEDINA, A. 1996. A review of the environmental effects and alternative production strategies of marine aquaculture in Chile. *Aquacultural Engineering*, 15, 397-421.

CABALLERO, X. 2000. Policultivo de almeja Catarina *Argopecten ventricosus* y Camarón Café *Farfantepenaeus californiensis* en estanquería. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Licenciado en Biología. Universidad Nacional Autonomía de México. Campus Iztalaca. 116 p.

CANO, J., CAMPOS, M., ROMAN, G., LOWE, E., ACOSTA, C. 1997. Identification of factors affecting growth of the tropical scallop *Euvola (pecten) ziczac* in suspended culture in the Golfo de Cariaco, Venezuela. Eleventh International pectinid Workshop. 10-15 April, La Paz BCS, México. Book de abstracts, Cicimar, 13-14.

CAÑETE, J. 1988. Efectos de *Polydora* en cultivos de pectinidos, referencia al ostión del norte (*Argopecten purpuratus*). En: Pesquera Yadrán, Flores H. & Moreira, J. (eds). Problemática Actual en el cultivo del ostión del Norte y Ostra Japonesa. 4to Taller de acuicultura. Universidad del Norte, Fac. Ciencias del Mar, Dpto. de Acuicultura. Sede Coquimbo, 50-64.

CARRIQUER, M. 1983. Predators and the culture of edible marine molluscs in Chile, an overview (Predadores y el cultivo comercial de moluscos en aguas costeras de Chile, un resumen general). En: Fuentes, H., Castillo, J., Disalvo, L. (eds.). Symposium Internacional, Avances y perspectivas de la Acuicultura en Coquimbo-Chile. Universidad del Norte. Facultad de Ciencias del Mar. Centro Coquimbo, 189-209.

CASHMORE, D., McMILLAN, J. & LEARMOUTH, M. 1997. Methods of transportation for juvenile scallop (*Pecten maximus* L.): The use of buffers. Eleventh International pectinid Workshop. 10-15 April, La Paz BCS, México. Book de abstracts, Cicimar, 111-113.

CENAIM, 1996. Cultivo de scallops en el fondo de piscinas de camarón (fase I). En: Informe Anual de Actividades: Diversificación, 285-292.

CENAIM, 1998. Cultivo de scallops en el fondo de piscinas de camarón (fase I). En: Informe Anual de Actividades: Diversificación, 161-176.

CENAIM-ESPOL, 1997. Proyecto No P-BID-198 "Cultivo de Especies No tradicionales (Moluscos)" Informe Técnico. Primer Semestre. Nov 1996-Abril 1997

CENTRO COQUIMBO DE LA UNIVERSIDAD DEL NORTE. 1983. Cultivo del *Ostión Chlamys (Argopecten) purpurata* (Lamarck, 1819) en la IV Región. IV Region, Provincia de Elqui, Comuna de Coquimbo, Chile 15/09/1981-15/06/1983. 23 p

CHAVEZ, J. & CACERES, C. 1992. Scallop culture in the Northwest of México. World Aquaculture, 23(4), 20-25.

CHILD, A.R. & LAING, I. 1998. Comparative low temperature tolerance small juvenile European, *Ostrea edulis* L., and Pacific oyster, *Crassostrea gigas* Thunberg. Aquaculture Research, 29, 103-113.

CISNEROS, R., VALDIVIEZO, V., & BAUTISTA, J. 1992. Desarrollo larvario de *A. purpuratus* procedentes de reproductores parasitados. Memoria CONABIO, Lima-Perú, 345-349.

C.N.A. 2001. Impacto específico de la mancha blanca en la exportación (dólares). Internet: <http://www.cna-ecuador.com/estadísticas/default.htm>

CRENSHAW, J., HEFFERNAN, P., WALKER, R. 1996. Effect of growout density on heritability of growth rate in the northern Quahog, *Mercenaria mercenaria* (Linnaeus, 1758). J. Shellfish Res., 15 (2), 341-344.

CRUZ, P., RAMIREZ, J., GARCIA, G., IBARRA, A. 1998. Genetic difference between two populations of catarina scallop (*Argopecten ventricosus*) for adaptations for growth and survival in a stressful environment. Aquaculture, 166, 321-335.

DEVARAJ, M. & PARSONS, G. 1997. Effect of fouling on current velocities in pearl nets of various mesh sizes. Bull. Aquacul. Assoc. Canadá, 2, 72-74.

DEVAUCHELLE, N. & MINGANT, C. 1991. Review of the reproductive physiology of the scallop, *Pecten maximus*, applicable to intensive aquaculture. Aquat. Living Resour., 4, 41-51.

FAO, 2000. Internet: <http://www.fao.org/globfish/globefi/doc/commodit/bivalves/bivalves.htm>.

- FREITES, L., COTE, J., HIMMELMAN, J., LODEIROS, C. 1999.** Effects of wave action on the growth and survival of the scallops *Euvola ziczac* and *Lyropecten nodosus* in suspended culture. *Journal of experimental Marine Biology and Ecology*, 239, 47-59.
- FREITES, L., HIMMELMAN, J.H. & LODEIROS, C.J. 2000.** Impact of experimental Marine Biology and Ecology, 244, 297-303.
- FREITES, L., VERA, B., LODEIROS, C. & VELEZ, A. 1995.** Efecto de la densidad sobre el crecimiento y la producción secundaria de juveniles de *Euvola (Pecten) ziczac*, bajo condiciones de cultivo suspendido. *Ciencias marinas*, 21(4), 361-3732.
- GARCIA & CUBAS. 1981.** Moluscos de un sistema lagunar tropical en el Sur del Golfo de México. *Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Publicaciones especiales*, 9-11.
- GOMEZ, J., VILLALAZ, J. 1988.** Ciclo anual de Maduración sexual de la conchuela *Argopecten circularis*. *SCIENTIA (Panamá)*, 3 (1), 67-77.
- GOMEZ, M.C., ALVAREZ,S., PEREZ,J.C. 1992.** Algunos parásitos de almeja "catarina" *Argopecten circularis*, en bahía Concepción, B.C.S., México. *Anales Ins. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zoo.*, (2), 265-271.
- GONZALEZ, M., LOPEZ, D.A., PEREZ, M.C., RIQUELME, V.A., URIBE, J.M. & PENNEC, M.L., 1999.** Growth of the scallop, *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) , in Southern Chile. *Aquaculture*, 175, 307-316.

- HADLEY, N. & MANZI, J. 1984.** Growth of seed clams, *Mercenaria mercenaria*, at various densities in a commercial scale nursery system. *Aquaculture*, 36, 369-378.
- HARDY, D. 1991.** Scallop Farming. 1st edition. Oxford, England, 237 p.
- HEASMAN, M., O'CONNOR, W. & FRAZER, A. 1996.** Temperature and nutrition as factors in conditioning broodstock of the commercial scallop *Pecten fumatus* Reeve. *Aquaculture*, 143, 75-90.
- HERNANDEZ, A., 1997.** Management strategies of stocking density and length of culture period for the Catarina scallop *Argopecten circularis* (Sowerby), a bioeconomic approach. *Aquaculture Research*, 28, 223-229.
- HERNANDEZ, A. & GOMEZ, V. 1996.** Growth and survival response of the Catarina scallop *Argopecten circularis* (Sowerby) to stocking density and length of culture period. *Aquaculture Research*, 27, 101-109.
- HUNT, J., FOSTER, M., NYBAKKEN, J., LARSON, R. & EBERT, E. 1995.** Interactive effects of polyculture, feeding rate, and stocking density on growth of juvenile shellfish. *J. Shellfish Res.* 14 (1), 191-197.
- IBARRA, A., RAMIREZ, J. & GARCIA, G. 1997.** Stocking density effects on larval growth and survival of two catarina scallop, *Argopecten ventricosus* (= *circularis*) (Sowerby II, 1842), populations. *Aquaculture Research*, 28, 443-451.

- IBARRA, A. 1999.** Correlated responses at age 5 months and 1 year for a number of growth traits to selection for total weight and shell width in catarina scallop (*Argopecten ventricosus*). *Aquaculture*, 175, 243-254.
- ILLANES, J. 1988.** Producción de larvas y Juveniles de especies marinas 53 p. .
- JIMENEZ, R. & BONILLA, D., 1980.** Composición y distribución de la biomasa del plancton en el frente ecuatorial. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. Armada del Ecuador-Instituto Oceanográfico, Guayaquil, 1(1), 19-28.
- KAFUKU, T., IKENOUE, H. 1983.** Scallop. En: Kafuku & Ikenou (eds.). *Modern Methods of Aquaculture in Japan*, Elsevier, Amsterdam-New York, 143-155.
- KAISER, M.J., LAING, I., UTTING, S.D. & BURNELL, G.M. 1998.** Environmental impacts of bivalve mariculture. *J. Shellfish Res.*, 17 (1), 59-66.
- LASTA, M. 1995.** Un plan de manejo por cuatro años. *Revista REDES*, 20-29.
- LODEIROS, C., FREITES, L., NUÑEZ, M. & HIMMELMAN, J. 1993.** Growth of the Caribbean scallop *Argopecten nucleus* (Born 1780) in suspended culture. *Journal of Shellfish Research*, 12(2), 291-294.
- LODEIROS, C. & HIMMELMAN, J. 1996.** Influence of fouling on the growth and survival of the tropical scallop, *Etivola* (Pecten) *ziczac* (L. 1758) in suspended culture. *Aquaculture Research*, 27, 749-756.

MAEDA, A., ORMART, P. & MOCTEZUMA, T., 1997b. Production variables and yields from a commercial catarina scallops (*Argopecten ventricosus=circularis*, Sowerby II, 1842) bottom culture project, in Magdalena Bay, Mexico. En: 10 th International Pectinid Workshop, Book of abstracts, Canadá, 15.

MAEDA, A., ORMART, P., MOCTEZUMA, T. & OSORIO, V. 1996. Cultivo de scallop en Ecuador: una alternativa en desarrollo. *Acuicultura del Ecuador*, 13, 29-36.

MAEDA, A., REYNOSO, T., MONSALVO, P., SICARD, M., MAZON, J., HERNANDEZ, O., SEGOVIA, E., MORALES, R. 1997. Suspension culture of catarina scallops *Argopecten ventricosus* (=circularis) (Sowerby II, 1842), in Bahia Magdalena, México, at different densities. *Aquaculture*, 0000, 1-12.

MAEDA,A.N.,REINOSO,T.,SOLIS,F.,LEJIA,A.,AURIOLES,D.,SALINAS,C.,LLUC H.D., & ORMART,P.,PICO,F. 1993. A model to explain the formation of catarina scallop *Argopecten circularis* (Sowerby,1835), beds, in Magdalena Bay, México. *Aquaculture and Fisheries Management*, 24, 323-339.

MAGUIRE, J., CASHMORE, D. & BURNELL, G. 1999. The effect of transportation on the juvenile scallop *Pecten maximus* (L.). *Aquaculture Research*, 30, 325-333.

MAGUIRE, J., FLEURY, G. & BURNELL, G. 2001. Some methods for quantifying scallop quality. <http://www.ucc.ie/ucc/research/adc/posters/poster15.html>.

MARTINEZ, A. & GARATE, I. 1994. Cantidad y calidad de la materia orgánica particulada en Bahía Concepción, en la temporada de reproducción de la almeja Catarina *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835). *Ciencias marinas*, 20(3), 301-320.

MARTINEZ, C. & ZUÑIGA, C. 1995. Anatomical and histological description of *A. circularis*. Part I: General anatomy and mantle description. In: 10 th International Pectinid Workshop, Book of Abstracts, La Paz, México.

MENDO, J. & JURADO, E. 1993. Length-based growth parameter estimates of the Peruvian scallop (*Argopecten purpuratus*). *Fisheries Research*, 15, 357-367.

MGAYA, Y. & MERCER, J. 1995. The effect of size grading and stocking density on growth performance of juvenile abalone, *Haliotis tuberculata* Linnaeus. *Aquaculture*, 136, 297-312.

MORA, E. 1990. Catálogo de bivalvos marinos del Ecuador. Boletín Científico Técnico, Instituto Nacional d Pesca Vol. X, No. 1. Guayaquil-Ecuador, 55.

MORI, K., 1975. Seasonal variation in physiological activity of scallops under culture in the coastal waters of Sanriku district Japan, and a physiological approach of a posible cause of their mass mortality. Proceedings of the third U.S.-Japan Meeting on Aquaculture at Tokyo, Japan October, 49 .

NAIDU, S. 1997. Scalping scallops: ecological considerations relative to the large-scale removal without replacement of shells from scallop beds. En: 10 th International Pectinid Workshop, Book of abstracts, Canadá. 53.

OESTERLING, M. & ROSE, L. 1997. Bay scallop culture in a Virginia saltwater pond. En: 10 th International Pectinid Workshop, Book of abstracts, Canadá 121.

OLIVARES, J. 1995. Oceanografía aplicada a cultivos. Curso Internacional en Cultivo de Moluscos. UCN-JICA, Coquimbo, Chile, 173-180.

ORTEGA, D., LOMBEIDA, P. 1999. (In press.). Manual del cultivo de scallops *Argopecten circularis* en el Ecuador. CENAIM-Ecuador. 34 p.

OSORIO, V. 1992. Algunas posibilidades de diversificación de la Acuicultura en el Ecuador, Folleto.

OSORIO, V., AKABOSHI, S., ALVAREZ, R., LOMBEIDA, P., ORTEGA, D., 1993. Cultivo integrado de la ostra del Pacífico (*Crassostrea gigas*) y el camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en Ecuador. Acuicultura Tropical, 1, 1.

PAZOS, A.J., ROMAN, G., ACOSTA, C., ABAD, M., SANCHEZ, J. 1997. Seasonal changes in condition and biochemical composition of the scallop *Pecten maximus* L. from suspended culture in the Ría de Arousa (Galicia, N.W. Spain) in relation to environmental conditions. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 211, 169-193.

PEREIRA, L. 1988. Cultivo en el ostión del norte (*Argopecten purpuratus*) en ambiente natural. Dpto. de Acuicultura, Universidad del Norte.

PICO, F., MORALES, R., COTA, M., SINGH, J., VERDUGA, J., 1980. Cultivo piloto de almeja Catarina *Argopecten circularis* en la ensenada de la Paz, B.C.S. II Simposio Latinoamericano de Acuicultura, Tomo I, Dpto de Pesca, México, 825-841.

QUAYLE, D.B. & NEWKIRK, G.F. 1989. Farming Bivalve Molluscs: methods for study and development. International Development Research Centre, Canadá. 294 p.

ROMAN, G., CAMPOS, M., ACOSTA, C., CANO, J. 1999. Growth of the queen scallop (*Aequipecten opercularis*) in suspended culture: influence of density and depth. Aquaculture, 178, 43-62.

RUIZ, C., CACERES, C. 1990. Estudios preliminares de captación de juveniles de moluscos bivalvos en la bahía de La Paz, B.C.S., México. Inv. mar. CICIMAR, 5 (I), 28-38.

LINK AQUACULTURE, 2000. Environmental requirements for successful scallop cultivation. <http://www.linkaquaculture.co.uk/shl22.htm>.

SICARD, M., MAEDA, A., ORMART, P., REYNOSO, T. & CARVALHO, L. 1999. Optimum temperature for growth in the Catarina scallop (*Argopecten ventricosus-circularis*, Sowerby II, 1842). Journal of Shellfish Research, 18(2), 385-392.

SHUMWAY, S. 1991. Scallops: Biology, ecology and aquaculture. Developments in aquaculture and fisheries science. Elsevier, Vol. 21, Amsterdam, New York, 1095 p.

SHUMWAY, S. & CUCCI, T. 1987. The effects of the toxic dinoflagellate *Protogonyaulax tamarensis* on the feeding and behaviour of bivalve molluscs. *Aquatic Toxicology*, 10, 9-27.

STOTZ, W., 1988. Los cirripedios como organismos adherentes en actividades de cultivo. En: Pesquera Yadrán, Flores H. & Moreira, J. (eds). *Problemática Actual en el cultivo del ostión del Norte y Ostra Japonesa*. 4to Taller de acuicultura. Universidad del Norte, Fac. Ciencias del Mar, Dpto. de Acuicultura. Sede Coquimbo, 65-69.

TAYLOR, J., SOUTHGATE, P., & ROSE, R. 1997(a). Fouling animals and their effect on the growth of silver-lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson) in suspended culture. *Aquaculture*, 153, 31-40.

TAYLOR, J., ROSE, R., SOUTHGATE, P., TAYLOR, C. 1997. Effects of stocking density on growth and survival of early juvenile silver-lip pearl oyster, *Pinctada maxima* (Jameson), held in suspended nursery culture. *Aquaculture*, 153, 41-49.

TRENCH, B., ALARCON, E. & DISALVO, L. 1983. Evaluación comparativa de sistemas potenciales para el cultivo en el mar de *Chlamis purpurata* (Lamarck, 1819) en bahía La Herradura de Coquimbo, Chile. En: Fuentes, H., Castillo, J., Disalvo, L. (ed.). *Symposium Internacional, Avances y perspectivas de la Acuicultura en Coquimbo-Chile*. Universidad del Norte. Facultad de Ciencias del Mar. Centro Coquimbo, 255-268.

URIBE, E. 1989. Actualidad de la producción de semilla de Ostión del norte en sistemas de ambiente controlado. En 5to Taller de Acuicultura: Estado actual y perspectivas futuras del cultivo del ostión del norte y ostra japonesa Coquimbo-Chile 87-90 pp.

- VELEZ, A., FRETES, L., HIMELMAN, J., SENIOR, W. & MARIN, N. 1995.** Growth of the tropical scallop, *Euvola (Pecten) ziczac*, in bottom and suspended culture in the Golfo de Cariaco, Venezuela. *Aquaculture*, 136, 257-276.
- VENTILLA, R.F. 1982.** The scallop industry in Japan. *Adv. in Mar. Bio.*, 20, 309-382.
- VILLALEJO & FUERTE 1995.** Fecundidad en *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) (Bivalvia: Pectinidae) de Bahía Concepción, Baja California Sur, México. *An. Inst. Mar. Punta Betín, Colombia* 24, 185-189.
- WIDMAN, J.C. & RHODES, E.W. 1991.** Nursery culture of the bay scallop, *Argopecten irradians irradians*, in suspended mesh nets. *Aquaculture*, 99, 257-267.
- ZAR, J.H. 1999.** Data transformations. En Zar, J. (ed.). *Biostatistical Analysis*. Prentice Hall, New Jersey, 4th edition: 273-281.

ANEXOS

TABLAS

Tabla 10. Tolerancia a parámetros ambientales de *A. circularis*.

Tolerancia	Temperatura °C	Salinidad (ppt)	Conc. de céls microalgales (céls.µl ⁻¹)
Óptima	28-25	35-37	50
Máxima	31	40-48	100
Mínima	24-5	30-28	30

Tabla 11. Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas pequeñas.

CODIGO	Pasante de malla	Fecha de Siembra	Fecha de Cosecha
P 1 - 1	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
P 1 - 2	(1/8")	28-Dec-99	01-Mar-00
P 1 - 3	(1/8")	27-Jan-00	07-Apr-00
P 2 - 1	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
P 2 - 2	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
P 2 - 3	(1/8")	06-Jan-00	05-Apr-00
P 2 - 4	(1/8")	27-Jan-00	10-Apr-00
P 3 - 1	(1/8")	28-Dec-99	01-Mar-00
P 3 - 2	(1/8")	28-Jan-00	10-Apr-00
P 3 - 3	(1/8")	26-Jan-00	10-Apr-00
P 3 - 4	(1/8")	16-May-00	08-Aug-00
P 3 - 5	(1/8")	15-Dec-99	08-Feb-00

Tabla 12. Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas medianas.

CODIGO	Pasante de malla	Fecha de Siembra	Fecha de Cosecha
M 1 - 1	(1/4")	08-Dec-99	15-Mar-00
M 1 - 2	(1/4")	08-Dec-99	15-Mar-00
M 1 - 3	(1/4")	08-Dec-99	15-Mar-00
M 1 - 4	(1/4")	09-Feb-00	11-Apr-00
M 1 - 5	(1/8")	09-Feb-00	09-May-00
M 1 - 6	(1/8")	09-Feb-00	09-May-00
M 1 - 7	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
M 1 - 8	(1/8")	21-Dec-99	15-Feb-00
M 2 - 1	(1/4")	02-Feb-00	05-May-00
M 2 - 2	(1/4")	16-Feb-00	16-May-00
M 2 - 3	(1/4")	27-Jan-00	19-Apr-00
M 2 - 4	(1/4")	02-Feb-00	19-Apr-00
M 2 - 5	(1/8")	26-Jan-00	27-Apr-00
M 2 - 6	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
M 2 - 7	(1/8")	08-Dec-99	23-Feb-00
M 3 - 1	(1/4")	29-Dec-99	05-Apr-00
M 3 - 2	(1/4")	01-Mar-00	05-May-00
M 3 - 3	(1/8")	08-Dec-99	07-Apr-00
M 3 - 4	(1/8")	29-Dec-99	05-Apr-00
M 3 - 5	(1/8")	28-Feb-00	16-May-00

Tabla 13. Fechas iniciales y finales de las réplicas de tallas grandes.

CODIGO	Pasante de malla	Fecha de Siembra	Fecha de Cosecha
G 1-1	(1/8")	15-Dec-99	05-May-00
G 1-2	(1/8")	08-Dec-99	28-Apr-00
G 1-3	(1/8")	26-Jan-00	15-Jun-00
G 1-4	(1/8")	08-Dec-99	21-Mar-00
G 1-5	(1/4")	26-Jan-00	15-Jun-00
G 1-6	(1/4")	21-Dec-99	15-Mar-00
G 1-7	(1/4")	08-Dec-99	15-Mar-00
G 1-8	(1/4")	21-Dec-99	15-Mar-00
G 2-1	(1/8")	02-Feb-00	22-Jun-00
G 2-2	(1/8")	08-Dec-99	27-Apr-00
G 2-3	(1/8")	26-Jan-00	15-Jun-00
G 2-4	(1/4")	26-Jan-00	15-Jun-00
G 2-5	(1/4")	02-Feb-00	22-Jun-00
G 2-6	(1/4")	02-Feb-00	22-Jun-00
G 2-7	(1/4")	29-Dec-99	16-May-00
G 3-1	(1/8")	08-Dec-99	27-Apr-00
G 3-2	(1/8")	06-Jan-00	04-May-00
G 3-3	(1/8")	08-Dec-99	08-Mar-00
G 3-4	(1/4")	28-Jan-00	08-Jun-00
G 3-5	(1/4")	10-Feb-00	01-Jun-00
G 3-6	(1/4")	28-Feb-00	19-Jul-00
G 3-7	(1/4")	28-Feb-00	11-Apr-00
G 3-8	(1/4")	28-Feb-00	08-Jun-00
G 3-9	(1/4")	28-Feb-00	11-Apr-00

Tabla 14. Estudios realizados en cultivos suspendidos de scallop

Especie	Refer.	org/m ²	LC Inic.	LC fin.	IDLC	tc	Sup (%)
<i>A. irradians</i>	Whidman y Rhodes, 1991	2500 5000	9.6 9.6		0.259 0.206	68	80
<i>E. ziczac</i>	Freites <i>et al.</i> , 1995	200 400 800 1600	10 10 10 10	27 27 27 27	0.09		>50 >50 18
<i>A. circularis</i>	Maeda <i>et al.</i> , 1997	1500 2500 4000	5 5 5		0.375		
<i>A. opercularis</i>	Román <i>et al.</i> , 1999	200 400 800	22		0.0191		
<i>A. circularis</i>	Hernández & Gómez, 1996	558 1119	30 30	48 45	0.066 0.055	273	

FIGURAS

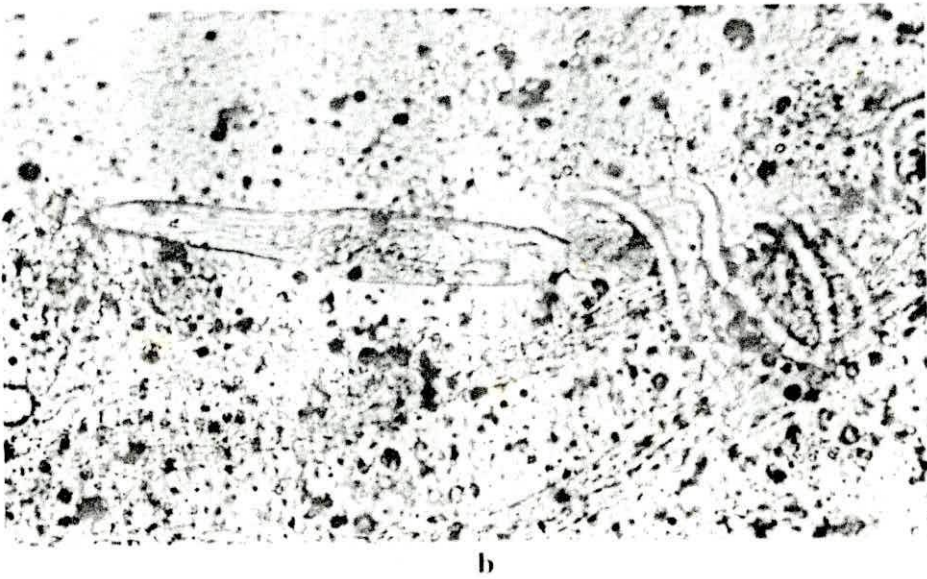


Figura a, b. Metacercarias observadas en gónadas de *A. circularis=ventricosus* que presentaron una coloración naranja