

Universidad Nacional del Comahue
Centro Regional Universitario Bariloche
Departamento de Explotación de Recursos Acuáticos
Cátedra de Salmonicultura

Jorge E. Revenga

Apuntes de Salmonicultura

Segunda Edición



educoco
Editorial Universitaria
Universidad Nacional del Comahue

CiN REUN

Red de Editoriales
de Universidades Nacionales
de la Argentina

Apuntes de Salmonicultura

Segunda Edición



Universidad Nacional del Comahue
Centro Regional Universitario Bariloche
Departamento de Explotación de Recursos Acuáticos
Cátedra de Salmonicultura

Apuntes de Salmonicultura

Segunda Edición

Dr. Jorge E. Revenga

EDUCO
Editorial de la Universidad Nacional del Comahue
Neuquén - 2020

Revenga, Jorge E.

Apuntes de salmonicultura : segunda edición / Jorge E. Revenga. - 2a ed . - Neuquén :
EDUCO - Universidad Nacional del Comahue, 2020.

Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online

ISBN 978-987-604-539-1

1. Producción. 2. Acuicultura. 3. Peces. I. Título.

CDD 639.3755

El Consejo Editorial de la Universidad Nacional del Comahue, en su sesión ordinaria de fecha 20 de diciembre de 2019, avaló la publicación de la segunda edición digital del libro ‘Apuntes de Salmonicultura’, del Dr. Jorge Revenga, presentado por el Departamento de Recursos Acuáticos del Centro Regional Universitario Bariloche de la Universidad Nacional del Comahue.

Miembros académicos: Dra. Adriana Caballero – Dra. Ana Pechén - Dr. Enrique Mases

Presidente: Mg. Gustavo Ferreyra

Director Educo: Lic. Enzo Dante Canale

Secretario: Com. Soc. Jorge Subrini

Disposición N° 003/20

Impreso en Argentina - Printed in Argentina

© 2020 – EDUCO – Editorial de la Universidad Nacional del Comahue. Buenos Aires
1400 (8300) Neuquén-Argentina Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier
medio, sin el permiso de EDUCO.

Prefacio

La Salmonicultura representa una industria de considerable importancia económica en Latinoamérica y diversos países del mundo, sin embargo, su desarrollo en Argentina es aún incipiente y limitado a la producción semiartesanal de trucha arco iris en la Norpatagonia. No obstante, dado el potencial mucho mayor de la actividad en el País- tanto en ambientes dulceacuícolas como marinos - en este apunte se brinda un pantallazo sobre tecnologías de producción avanzadas que podrían implementarse en la Argentina en el futuro, sin descuidar las técnicas semiartesanales. Mas allá del tipo de tecnología, se enfatizan los principios generales para la cría de los salmónidos en general, aunque con ejemplos y mayor cantidad de información referidos a truchas arco iris- la especie regional- y salmón del Atlántico, la especie de mayor gravitación económica a nivel internacional.

La bibliografía sobre Salmonicultura no abunda en español y se encuentra dispersa, este apunte pretende contribuir a solucionar este inconveniente. Es el resultado de varios años de recopilación bibliográfica y de elaboraciones propias. Las fructíferas charlas/discusiones con los estudiantes, que agradezco profundamente, me permitieron enriquecer la primera edición publicada en 2018.

El presente trabajo se propone subrayar los aspectos aplicados propios de una disciplina zootécnica, sin descuidar el rigor teórico. Así, sus destinatarios son tanto estudiantes de pre-grado de la Tecnicatura en Acuicultura, como de grado de las carreras de Licenciatura en Biología y Profesorado en Biología, todas de la Universidad del Comahue-Bariloche. Mientras los primeros, encontrarán un manual con los contenidos principales incluidos en el programa, los segundos podrán utilizar el apunte como punto de partida para una mayor profundización teórica.

El criterio adoptado en cuanto a las citas bibliográficas en el texto, es el de incluirlas sólo cuando los temas tratados se mantienen con cierto grado de controversia.

El presente apunte está organizado en diez unidades de contenido muy diverso, que incluyen desde tópicos biológicos y ambientales hasta económicos. Esta diversidad refleja el carácter multidisciplinar de la Salmonicultura y se propone estimular la reflexión interdisciplinar. En la **unidad uno**, se ofrecen datos estadísticos de producción y una semblanza de la actividad en distintos países junto con aspectos de la biología de los salmónidos; **la unidad dos** introduce el agua, enfocada como medio que ofrece las condiciones de cultivo y también como ambiente receptor de los desechos. La producción de “semilla” y el “engorde” son materia de las **unidades tres y cuatro** respectivamente, en ellas se priorizan los aspectos conceptuales y análisis cuantitativos antes que las descripciones de equipamientos e instalaciones. La **unidad cinco**, por su parte, presenta los sistemas de recirculación incluida la acuaponía; las **unidades seis y siete** proponen una forma de análisis cuantitativo para diagramar la producción mediante el uso de una hoja de cálculo. Los conceptos y métodos básicos sobre mejoras genéticas en producción de salmónidos son tratados en la **unidad ocho**. Un vistazo a algunas técnicas simples de elaboración del producto, que incluye nociones de inocuidad alimentaria, se presenta en la **unidad nueve**. Finalmente, en la **unidad diez** se incluyen conceptos y técnicas económicas, especialmente las técnicas de medición de rentabilidad.

INDICE

Prefacio	V
Unidad 1 Introducción a la salmonicultura	11
1.1 Reseña histórica en el mundo y en Argentina	11
1.1.1 Noruega	11
1.1.2 Escocia	12
1.1.3 Irlanda	13
1.1.4 España	14
1.1.5 EEUU y Canadá	14
1.1.6 Chile	15
1.1.7 Japón	18
1.1.8 Argentina	19
1.2 Especies de cultivo de la familia Salmonidae	20
1.2.1 Taxonomía	20
1.2.2 Ciclos de vida en la naturaleza	21
1.2.3 Smoltificación	22
1.2.4 Distribución. Características biológicas generales	23
1.2.5 Características anatómicas y fisiológicas de interés	27
Bibliografía	31
Unidad 2 El cultivo en ambientes acuáticos	33
2.1 Calidad de agua	33
2.1.1 Requerimientos físicos y químicos	33
2.1.1.1 Temperatura	33
2.1.1.2 Oxígeno: disolución, consumo	34
2.1.1.3 Dióxido de carbono	36
2.1.1.4 Nitrógeno gaseoso	37
2.1.1.5 Sólidos en suspensión	37
2.1.1.6 pH	37
2.1.1.7 Salinidad	37
2.1.1.8 Dureza	38
2.1.1.9 Iones metálicos	38
2.1.1.10 Amoníaco	38
2.1.2 Fuentes y calidad de agua	39
2.1.3 Tratamiento del agua de entrada	40
2.1.3.1 Control de temperatura	41
2.1.3.2 Nivel de oxígeno	41
2.1.3.3 Remoción de sólidos en suspensión	44
2.2 Cantidad de agua	45
2.2.1 Cálculo del caudal para aportar oxígeno	46
2.2.2 Cálculo del caudal para diluir el amoníaco	47
2.2A ANEXOS	49
2.2A.1 Consumo de oxígeno por la trucha arco iris	49
2.2A.2 Capacidad de carga de caudal admitida para la trucha arco iris ..	50
2.2A.3 Tasas de excreción de amoníaco	51
2.2A.4 Efecto del pH y la temperatura en la disociación del amoníaco ..	51

2.3	El ambiente acuático como receptor de contaminantes	52
2.3.1	Descarga de nutrientes	53
2.3.2	Peces muertos	56
2.3.3	Descarga de patógenos	56
2.3.4	Descarga de medicamentos	56
2.3.5	Descarga de otras sustancias químicas	58
2.3.6	Escapes	58
2.4	Tratamiento de efluentes	59
2.5	Selección del sitio de cultivo	61
	Bibliografía	63
Unidad 3	Ciclo de producción I: reproducción, etapas tempranas	65
3.1	Reproductores	67
3.1.1	Selección, origen, manejos	67
3.1.2	Gametos: producción, calidad	69
3.1.3	Conservación de gametos	71
3.2	Fecundación	72
3.2.1	Factores que afectan la fecundación	75
3.3	Incubación	75
3.3.1	Tipos de incubadoras	77
3.4	Manejo de alevinos	80
3.5	Técnicas para extender la producción de semilla	84
3.6	Producción de smolts	87
3.7	Transporte de peces	91
3.3A	ANEXO	94
3.3A.1	Número de huevos de salmónidos en un litro (von Bayer)	94
	Bibliografía	95
Unidad 4	Ciclo de producción II: engorde	98
4.1	Producción en agua dulce	98
4.1.1	Infraestructura	98
4.1.1.1	Contenedores en tierra	98
4.1.1.2	Contenedores en agua	103
4.1.2	Capacidad de carga	106
4.2	Producción en agua salada	108
4.2.1	Infraestructura	108
4.2.2	Capacidad de carga en jaulas	115
4.3	Manejos habituales en la etapa de engorde	116
4.3.1	Conteo de peces	116
4.3.2	Muestreo y clasificación	117
4.4	Sanidad: estrés e higiene	119
	Bibliografía	122
Unidad 5	Sistemas de recirculación	124
5.1	Características generales	124
5.2	Diseño. Funcionamiento	128
5.2.1	Tanques	130
5.2.2	Remoción de sólidos	130
5.2.3	Biofiltro	133
5.2.3.1	Lecho sumergido	135
5.2.3.2	Lecho emergido	135

5.2.4	Otros filtros	139
5.2.5	Dispositivos de oxigenación/aireación	139
5.2.6	Dispositivos para eliminar dióxido de carbono	140
5.2.7	Esterilización	140
5.3	Capacidad de carga	141
5.4	Acuaponía	143
	Bibliografía	147
Unidad 6	Alimentación y crecimiento	149
6.1	Calidad y manejo del alimento	149
6.2	Crecimiento	150
6.2.1	Formas de medir el crecimiento	151
6.3	Crecimiento y ración. Técnicas y estrategias de alimentación . . .	154
	Bibliografía	162
Unidad 7	Programación de la producción	163
7.1	Conceptos generales	163
7.2	Programación de la producción de semilla	164
7.3	Programación de la producción: engorde	166
7.4	Problema I (Engorde truchas 1 lote)	168
7.5	Problema II (Engorde de truchas 3 lotes)	170
	Bibliografía	170
Unidad 8	Mejora genética. Otras mejoras en producción	171
8.1	Conceptos básicos de genética	171
8.1.1	Genes y cromosomas	171
8.1.2	Caracteres genéticos cualitativos	175
8.1.3	Caracteres genéticos cuantitativos	177
8.1.3.1	Componentes de la expresión fenotípica	179
8.1.3.2	Varianza genética y cría selectiva	181
8.2	Programas de mejora genética	182
8.2.1	Selección	182
8.2.1.1	Heredabilidad (H^2 , h^2)	183
8.2.1.2	Diferencial de selección	186
8.2.1.3	Intervalo generacional	187
8.2.2	Hibridación	188
8.2.3	Ingeniería genética	189
8.2.4	Genética molecular y genómica	190
8.3	Manipulación cromosómica	191
8.3.1	Poliploidía	191
8.3.2	Ginogénesis, androgénesis	194
8.4	Cambio fenotípico del sexo	195
8.5	GLOSARIO	197
	Bibliografía	199
Unidad 9	Producto final	201
9.1	Cosecha, transporte	201
9.2	Procesamiento	202
9.2.1	Plantas	202
9.2.2	Sacrificio	203
9.2.3	Fresco vs. congelado	204

9.2.4	Manejo de los desechos	205
9.3	Embalaje	205
9.4	Calidad del producto	205
9.4.1	Atributos de calidad sensorial	206
9.4.2	Atributos de calidad nutricional	209
9.4.3	Atributos de calidad higiénica	209
9.5	Control de calidad	209
	Bibliografía	212
Unidad 10	Aspectos económicos de la producción	214
10.1	Comienzos de un emprendimiento: motivaciones, objetivos	214
10.2	Estudio de mercado	215
10.3	Estudios de factibilidad legal, ambiental y técnico-económica.	215
10.4	Evaluación de rentabilidad	216
10.4.1	Valor actual neto (VAN)	218
10.4.2	Tasa interna de retorno (TIR)	220
10.4.3	Periodo de recuperación de la inversión (PRI)	221
10.5	Prueba piloto	221
10.6	Comercialización	221
	Bibliografía	222

Unidad 1

Introducción a la salmonicultura

1.1 Reseña histórica en el mundo y en Argentina

Se observa en diversos países un creciente interés en la nutrición, la buena forma física, y la buena salud en general. En países como los EEUU y también Argentina se percibe un cambio gradual en los hábitos alimenticios a medida que aumenta la conciencia sobre el rol de la dieta en el bienestar general y la prevención de enfermedades.

Numerosas especies de peces pueden hacer una buena contribución en la reducción de grasas en la dieta, y en particular los salmónidos. Constituyen un alimento altamente nutritivo y muy apreciado por sus cualidades culinarias. Una porción de 100 gr de trucha cocida, por ejemplo, contiene unos **24** gr. de proteína, **4.4** gr de grasa, **1.1** gr de grasa saturada, **140** calorías y **33** mg de Na. **Constituye una elección apetitosa, saludable y nutritiva.**

Las modernas técnicas de cultivo de salmónidos, proveen animales de crecimiento rápido y en buen estado de salud. Las prácticas mejoradas de producción como la cría selectiva (**unidad 8**) y los alimentos artificiales nutricionalmente completos, son factores importantes que hacen hoy posible obtener (aunque no en todas partes) tamaños de mercado (280-400 gr) en unos 10 meses. En salmonicultura, como en otras actividades productivas, el concepto básico hoy es lograr una producción **rentable, sustentable, y segura.**

Si bien la cría de peces en condiciones controladas es muy antigua (existen registros de 3500 años atrás) (Ling, 1977) el cultivo de salmónidos es una actividad relativamente reciente, data del siglo XIX y sus comienzos se relacionan con la cría de repoblamiento para promover la pesca deportiva. Sin embargo hay datos que sugieren que mucho antes del siglo XIX los indígenas norteamericanos transferían huevos fertilizados, de un río a otro, para favorecer la pesca, en este caso de subsistencia (Willoughby, 1999). A pesar de su carácter relativamente reciente el cultivo de salmónidos es el que mejor representa los logros de la acuicultura intensiva moderna (investigación, tecnología, inversión, marketing), cultivo que se realiza hoy en el mundo principalmente en jaulas flotantes (cultivo intensivo). Existe sin embargo una práctica, en buena medida extensiva, que es el “ranching”. Esta práctica consiste en una única intervención, durante la reproducción bajo condiciones controladas para hacerla más eficiente y luego permitir que los peces migren al ambiente marino, para así esperar su retorno. Cabe subrayar que los porcentajes de retorno logrados suelen ser muy bajos.

El desarrollo a nivel industrial en la producción, comenzó con el cultivo en agua dulce de truchas arco iris *Oncorhynchus mykiss* tamaño plato. Los pioneros en esta actividad fueron probablemente los daneses, durante los 1890s con un sistema de estanques en tierra. Actualmente la salmonicultura se extiende a diversas regiones del mundo (**Fig. 1.1**).

1.1.1 Noruega

De Dinamarca, el cultivo habría pasado a Noruega con el sistema danés, pero las bajas temperatura del agua en Noruega retardaban el crecimiento. Esto llevó a los noruegos a

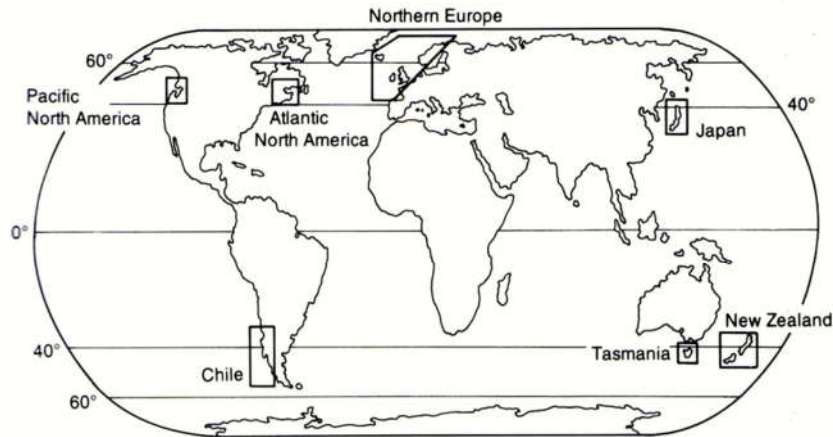


Figura 1.1. Principales regiones de cultivo intensivo de salmónidos en el mundo. (Tomado de Willoughby, 1999)

intentar el cultivo en agua de mar (entibiada por la corriente del Golfo, originada en México) en 1912. Sin embargo fue recién a partir de finales de los 60s comienzo de los 70s que la producción industrial adquirió cierta escala (± 2000 ton/año). A partir de entonces se desplazó la atención desde la trucha al salmón del Atlántico *Salmo salar*, debido a un mayor precio de venta. A finales de los 60s se instalaron las primera jaulas flotantes en Noruega y el crecimiento ha sido en general sostenido hasta ahora.

Entre las razones que explican el éxito de la salmonicultura (especialmente de salmones del Atlántico) en Noruega se pueden citar:

- Tipo de costas con fiordos abrigados, pocas fluctuaciones de salinidad y T°
- Disponibilidad de una variedad de salmones con tendencia a madurar más tarde, en el mar (con relación a variedades nativas de Escocia, Islandia etc.)
- Inversión del gobierno en infraestructura a lo largo de la costa noruega, sumada a una fuerza de trabajo con experiencia y tradición.

Debido a la restricción de licencias en Noruega (normas anti oligopolios), la industria se expandió hacia otras regiones. El sistema noruego de cultivo pronto se extendió a países como Escocia, Irlanda, Chile, Islandia, Canadá, EEUU y Australia. En la **Tabla 1.1** se muestran datos de producción Noruega.

1.1.2 Escocia

El cultivo de salmones se estableció a mediados de los 60s (empresa Marine Harvest Ltd., capital noruego) basado en su propia experiencia de cultivo de truchas arco iris en jaulas en el mar

y en el sistema noruego. La producción registró un incremento importante en los 80s para lo cual contribuyó el apoyo financiero de la Comunidad Europea. Desde sus comienzos la industria en Escocia mostró una mayor tendencia al oligopolio. La industria en Escocia ha sufrido reveses en los 90s como por ejemplo derrames de petróleo y brotes de enfermedades. Según datos oficiales se espera una producción sustentable para 2020 compuesta de la siguiente manera: **salmón 162.223 ton**; trucha arco iris en el mar **2.076 ton**. La **Figura 1.2** muestra datos de evolución de la producción en Escocia.

Tabla 1.1. Estadísticas de producción de salmónidos en Noruega 2009-2014.

Datos: <http://www.fiskeridir.no/English> [Setiembre 2015]

2014			2011		
Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>	Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>
1.272.358	68.954	1.341.312	1.064.868	58.481	1.123.413
2013			2010		
Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>	Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>
1.168.324	71.449	1.239.773	939.536	54.587	994.123
2012			2009		
Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>	Laks <i>Atlantic salmon</i>	Regnbueørret <i>Rainbow trout</i>	Totalt <i>Total</i>
1.232.095	74.593	1.306.688	862.305	74.221	936.526

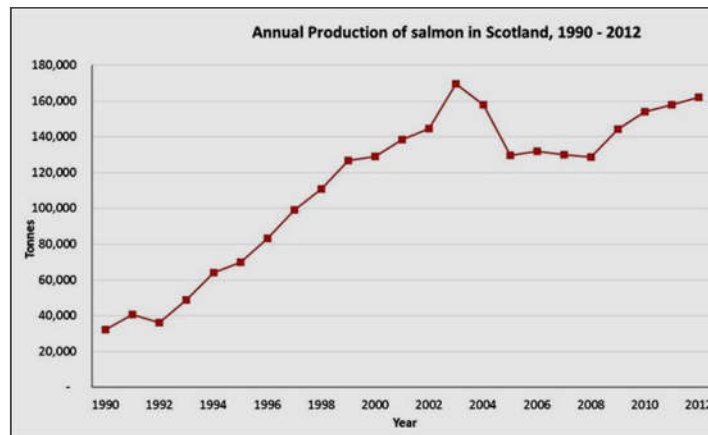


Figura 1.2. Datos de producción en Escocia 1990- 2012 Fuente:

<http://www.gov.scot/Topics/Statistics/Browse/Agriculture-Fisheries/TrendAquaculture>

1.1.3 Irlanda

El cultivo de salmónes (en jaulas) data de 1975. Ha recibido financiamiento de la Comunidad Europea. Las costas de Irlanda tienen menos ambientes abrigados por lo que la

expansión se relaciona con la cría “offshore”. Otro elemento a considerar es que en Irlanda la actividad ha tenido un mayor grado de conflicto con pescadores deportivos y grupos ambientalistas, además de brotes de parasitosis (*Caligus* sp.).

1.1.4 España

Tiene el mayor consumo de pescados y mariscos después de Japón (más de 35 Kg/hab/año). La producción de salmón del Atlántico (*S. salar*) comenzó en 1989. Existen criaderos en Galicia y Asturias.

1.1.5 EEUU y Canadá

El desarrollo de la salmonicultura se dió en forma casi simultánea en estos países. A comienzos de los 1970s se comenzaron investigaciones sobre cultivo de salmónes (Coho *Oncorhynchus kisutch*, Chinook *O. tshawytscha*) en la costa del Pacífico por parte de agencias del gobierno (US National Marine Fisheries Service; Canada’s Dept. of Fisheries and Oceans). La salmonicultura tuvo obstáculos en los comienzos por la dificultad de domesticar salmónes del Pacífico y por inviernos muy fríos en la costa este.

En Canadá, las principales localizaciones de cultivo son la provincia de British Columbia (costa oeste) y la provincia de New Brunswick (costa este), aunque se cultiva en las 10 provincias. Fue la domesticación dificultosa de salmónes del Pacífico, en B. Columbia que hizo pensar en producir salmón del Atlántico, pero la importación de huevos desde Europa (Escocia) no se autorizó hasta 1985. A fines de los 80s la industria decayó entre otras cosas, por la competencia con la pesca de salmónes. En los 90s se recuperó la industria hasta cierto nivel. Tiene a su favor: la proximidad de grandes mercados y en contra los conflictos de intereses con la pesca deportiva y comercial de salmón.

En la costa este de Canadá (cerca del límite con EEUU) hubo políticas menos restrictivas para el cultivo de salmónes del Atlántico y menos conflictos con otros grupos de intereses. Sin embargo la falta de sitios apropiados y las aguas frías (T° de agua de 0°C en invierno en algunos sitios) han actuado como un freno al desarrollo de la producción. En la **Figura 1.3** se muestran datos de producción en Canadá.

En EEUU, en el estado de Washington, comenzaron las actividades también en los 1970s con el cultivo de salmón coho. En 1986 comenzó el cultivo de *S.salar* que fue desplazando al de coho. Nuevamente, la relativa escasez de sitios apropiados en el mar y el conflicto con grupos ambientalistas resultan factores limitantes del desarrollo. En EEUU la actividad está muy regulada. Según datos recientes de FAO, el total de producción de peces de aleta en 2008 fue de 287.132 ton. http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_usa/en [Disponible Agosto 2017], aunque el cultivo de truchas y salmónes representa menos del 15 % del total (casi todo el resto son bagres o “catfish”). Las truchas se cultivan en diferentes partes del país, principalmente en contenedores en tierra del tipo “raceways” en el N.O. (estado de Idaho). La producción de trucha arco iris es relativamente estable (fue de 24.000 ton/año en el período 1998- 2008). El salmón del Atlántico

se cultiva en jaulas en el mar en la costa N.E. a razón de unas 15.000 ton/año. Aunque existe un gran potencial para la expansión de cultivos en jaulas marinas, hay también una considerable oposición debida al conflicto de intereses con otros sectores; este hecho contribuye a que EEUU sea un país netamente importador de salmónidos.

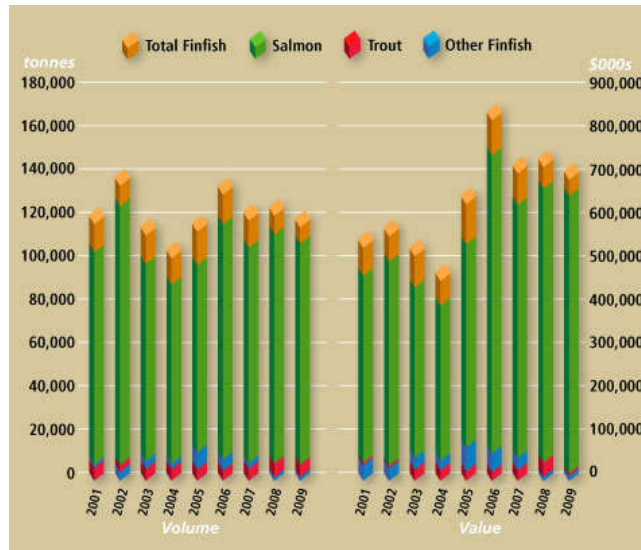


Figura 1.3. Datos de producción en Canadá: (ton/dólares/1000). Fuente: “Fisheries and Océanos Canada”.
<http://www.dfo-mpo.gc.ca/aquaculture/ref/stats/aqua-ff-fc-2009-eng.htm#ch11>

1.1.6 Chile

La introducción de especies acuícolas exóticas en Chile se desarrolló durante los años 1850 y 1920 (<http://www.salmonchile.cl>). Los primeros salmones (Coho) llegaron al país a partir de 1921 y durante más de cincuenta y dos años, la Asociación de la Industria del Salmón de Chile A.G- “SalmonChile”- implementó tecnologías extranjeras para cultivar distintas especies acuícolas, además de invitar a expertos internacionales a transmitir sus conocimientos especializados.

En 1974 se inició el cultivo comercial de trucha arco iris con fines netamente comerciales para consumo nacional y exportación. En 1976, llegaron al país 500 mil ovas de salmón Coho, y en 1977 se inicia un cultivo de circuito abierto (liberación de alevinos de salmón Coho en el lago Popetán.

A principios de la década de los 80, un pequeño grupo de empresarios apostaron a un negocio de riesgo y se comenzó a cultivar el salmón en Chile.

Para 1990, la salmonicultura nacional comenzó a realizar reproducción en el país y se obtuvieron las primeras ovas nacionales de salmón Coho. Desde ese momento se realizaron importantes mejoras en los alimentos balanceados. En 2003, la Industria desarrolló un Código de Buenas Prácticas, pionero en su tipo en el país.

En julio de 2007 en un centro de cultivo de Chiloé fue reportado oficialmente el primer caso de Anemia Infecciosa del Salmón (ISA por sus iniciales en inglés), enfermedad producida por un virus de la familia Orthomyxoviridae, del género *Isavirus*, que afecta a peces cultivados en agua de mar de la especie Salmón Atlántico (fue diagnosticada en los 80s en Noruega y posteriormente en Canadá, Escocia, Islas Faroe y Estados Unidos). **Esta enfermedad generó una crisis sectorial** que a su vez impulsó un rápido y eficiente trabajo público-privado que incluyó medidas de contingencia y, posteriormente, de vigilancia y control.

La crisis de 2007 impulsó la creación de un nuevo modelo productivo de la Industria, consistente en una serie de medidas sobre todo sanitarias: con **descansos sanitarios, tratamientos coordinados y densidades máximas, nuevas acciones para la detección de enfermedades, vacunación, uso de medicamentos y restricción a la importación de ovas**. Se fomentó la autorregulación y el trabajo conjunto público-privado, con modificaciones a las legislaciones vigentes. Todo lo anterior ha ido permitiendo la recuperación de la Industria que, no obstante, padeció un nuevo problema ambiental durante el primer trimestre de 2016 por un florecimiento (“Bloom”) inusual de microalgas (fitoflageladas del grupo rafdoficeas) ictiotóxicas que produjo altas mortalidades. Actualmente la Industria acuícola salmonera chilena constituye el segundo sector exportador del país; Chile es el segundo productor de salmones a nivel mundial, después de Noruega.

Entre los factores que han favorecido el desarrollo de esta industria en Chile se pueden citar:

- Una extensa costa (más de 1500 Km) desde la Región de la Araucanía (IX) hasta el Cabo de Hornos, con abundancia de ambientes protegidos (fiordos, islas), temperatura del agua estables a lo largo del año y difícilmente inferior a 10° C (10-14°, al menos en la X región)
- El establecimiento de una industria se hace fácil y rápido (al menos fue así en los comienzos).
- “La existencia de numerosos ambientes de agua dulce aptos para la producción de “smolts”.
- Acceso a harina de pescado para alimento balanceado.
- Bajo costo de mano de obra.
- No interferencia con pescadores deportivos o comerciales.
- Poca presión de grupos ambientalista (la presión comenzó en los últimos años).
- Posibilidad de proveer al mercado del hemisferio Norte fuera de estación.

La Asociación de la Industria del Salmón de Chile A.G. –SalmonChile funciona desde 1986 y, según sus datos (<http://www.salmonchile.cl>) ofrecen trabajo en forma directa o indirecta, a unos 62.000 trabajadores (2019). En materia científica, la Asociación cuenta con El Instituto Tecnológico del Salmón, **Intesal**, (<http://www.intesal.cl>) para dar soporte científico y técnico a las empresas productivas y proveedoras asociadas al gremio. Un dato interesante es que a fines de los 90s, había 343 compañías productoras de salmones mientras que ahora (2019) SalmonChile informa, en total, 47 socios” (empresas nacionales y multinacionales, sumando la producción en el mar, agua dulce, empresas exportadoras y proveedoras).

Las especies que se cultivan en Chile, con un breve comentario y los respectivos tiempos de cultivo que se muestran a continuación, fueron tomados de la página web oficial de la Asociación (<http://www.salmonchile.cl>) en 2017 (Nota: lo que aquí se llama “piscicultura” refiere a instalaciones en agua dulce, “en inglés “hatcheries”).

Salmón Atlántico o Salar

Especie que inicia su ciclo de vida en agua dulce o “piscicultura” y luego es trasladada al mar para su proceso de engorde por un período de 15 a 20 meses, con el fin de cosecharse con un peso de 4,5 a 5 kilos. En Chile, su cultivo se ubica entre la X y XII regiones. Disponible durante todo el año, se comercializa principalmente a los mercados de Estados Unidos, Brasil y Unión Europea, bajo el formato de fresco o congelado en filetes o entero.



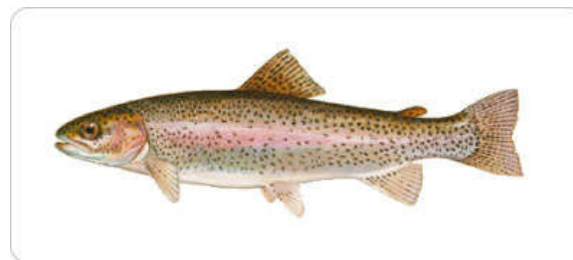
Salmón del Pacífico o Coho

Especie que inicia su ciclo de vida en agua dulce o “piscicultura” y luego es trasladada al mar para su proceso de engorde por un período de 10 a 12 meses, con el fin de cosecharse con un peso de 2,5 a 3 kilos. En Chile, su cultivo se ubica entre la X y XII regiones. Se comercializa principalmente en el mercado japonés bajo el formato congelado HG (sin cabeza). Sus cosechas se concentran entre octubre y marzo.



Trucha Arco iris

Especie que puede ser producida íntegramente en agua dulce o, al igual que las anteriores, tener su primera fase de desarrollo en agua dulce o “piscicultura” para trasladarse luego a cultivos de mar por un período de 10 a 12 meses y ser cosechada entre 2,5 y 3 kilos. En Chile, su cultivo se ubica entre la X y XII regiones. Se comercializa principalmente en los mercados de Japón, Rusia, Estados Unidos y Brasil bajo los formatos de HG –sin cabeza- congelado, filete fresco y congelado, porciones y ahumado. Su cosecha se produce durante todo el año con un pico entre octubre y febrero.



De acuerdo a datos de Salmon Chile, este País era en 2017 el segundo productor mundial de salmones (aproximadamente 1/3 del total mundial), primero se ubicaba Noruega (más del 50%) y tercero Reino Unido. En la actualidad (2019) y según la misma fuente, las

exportaciones de salmón ascienden aproximadamente USD 4.600 millones”. La **Figura 1.4** muestra datos de la evolución de la producción chilena y datos de exportaciones.



Figura 1.4. Producción de salmónidos en Chile durante 2005- 2015, A: por especies; B: exportaciones de salmón y trucha y C: exportaciones por especies. Fuente: Salmon-chile <http://www.salmonchile.cl/es/especies.php> [Disponible Setiembre 2015]

1.1.7 Japón

Es el país de más alto consumo *per capita* de pescados y mariscos: 75 Kg/año. De Este total, los salmónidos representan sólo el 4-5%. Aún así, dada su población, representa una demanda que probablemente hoy exceda toda la producción de Noruega). Se cultivan salmónidos en jaulas marinas desde 1974.

1.1.8 Argentina

La primera partida de huevos de salmónidos importados desde EE.UU y Europa, llegó en abril de 1904 y finalizó exitosamente su incubación en instalaciones precarias cercanas a las nacientes del río Limay, desagüe del lago Nahuel Huapi. Hasta 1910 se sucedieron un total de 8 introducciones de diferentes especies de los géneros *Salmo*, *Salvelinus* y *Oncorhynchus*. En 1932 se trasladó la estación a donde hoy funciona el Centro de Salmonicultura Bariloche (CSB, denominado así desde 1971, antes “Vivero de Salmónidos”). El actual CSB comenzó a aumentar paulatinamente la producción de huevos embrionados de **trucha arco iris**, **salmón encerrado**, **trucha marrón** y **trucha de arroyo** y se constituyó en el principal centro abastecedor del país, para distintas provincias con ambientes “trucheros”. Si bien el primer establecimiento dedicado al cultivo de trucha arco iris se ubicó en la provincia de Buenos Aires, a partir de 1970 aparecieron los primeros establecimientos en Norpatagonia (de entre 30 y 100 toneladas/año). En esta última región, es donde se obtiene actualmente la mayor producción de esta trucha. En un principio, los cultivos se realizaron en piletas (“raceways”) de cemento, con alto recambio de agua. A partir de la década de los 90s, la mayoría de los cultivos se realizan en jaulas suspendidas en agua dulce, destinándose las construcciones de raceways a pequeñas producciones (no más de 30 toneladas/año). Parte de los juveniles para abastecer las jaulas son cultivados por las mismas empresas, comprados a otras o al CSB.

Se han realizado importaciones de ovas embrionadas desde Estados Unidos y el resto de los cultivos se mantienen con líneas propias de Argentina. Datos de producción de Acuicultura en Argentina año 2016 se muestran en la **Tabla 1.2** y **Figura 1.5**.

Con relación al futuro de la salmonicultura, en la Argentina y otras localizaciones, resulta interesante un comentario extraído de (Willoughby, 1999): “La expansión de la industria es limitada en algunos países por el número de sitios adecuados. La necesidad de aguas más limpias y libres de patógenos “off shore” tiene que estar balanceada con la nueva tecnología requerida y

Tabla 1.2. Producción en Argentina 2016, biomasa por especie de cultivo. Fuente: Panné Huidobro (2016).

Producción de acuicultura en 2016	Toneladas
PACU (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	1.946,70
TRUCHA (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	963,47
CARPAS (<i>Cyprinus carpio</i> , <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> , <i>Aristichthys nobilis</i> , <i>Ctenopharyngodon idella</i>)	112,10
SURUBI (<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i> y <i>P. coruscans</i>)	74,89
TILAPIA (<i>Oreochromis niloticus</i>)	62,20
ESTURION (<i>Acipenser baeri</i> , <i>A. gueldenstaedtii</i> y <i>Huso huso</i>)	42,00
YACARÉ OVERO Y NEGRO (<i>Caiman latirostris</i> y <i>C. yacare</i>)	38,25
DORADO (<i>Salminus brasiliensis</i>)	20,61
RANA (<i>Rana catesbeiana</i>)	10,20
MEILLONES (<i>Mytilus edulis</i> ; <i>M. chilensis</i>) y CHOLGA (<i>Aulacomya ater</i>)	11,20
SABALO (<i>Prochilodus lineatus</i>)	7,36
OSTRA (<i>Crassostrea gigas</i>)	11,00
BOGA (<i>Leporinus obtusidens</i>)	2,56
SALMON DE RIO (<i>Brycon orbignyanus</i>)	1,44
TOTAL	3.303,99

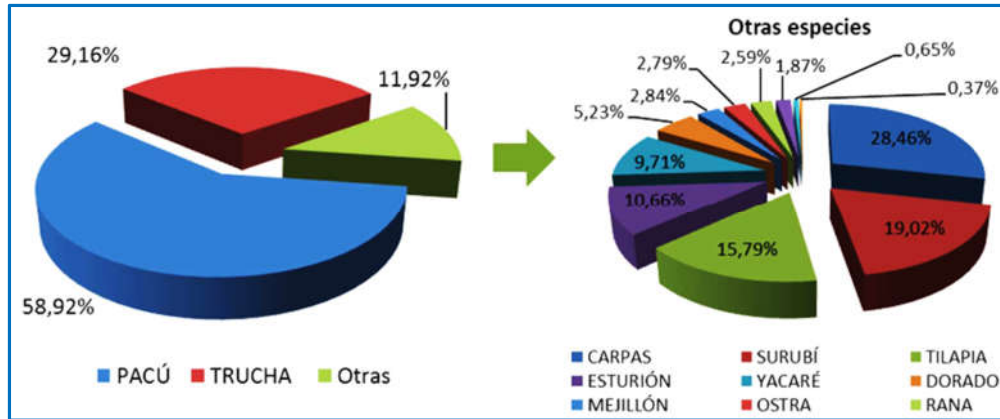


Figura 1.5 Datos de producción en Argentina 2016: composición por especies. Fuente Panné Huidobro (2016).

los mayores costos”...”los conflictos de intereses con diferentes grupos (por ejemplo Canadá) pueden limitar las áreas disponibles en el futuro”...”En Chile, sin control sobre el crecimiento y sobre los métodos de producción, los productores chilenos podrían experimentar serios problemas de sobreproducción y brotes de enfermedad en el futuro”. **Notar** que un importante brote de enfermedad se produjo en Chile unos 8 años después de que este autor escribiera su apreciación.

1.2 Especies de cultivo de la familia Salmonidae

1.2.1 Taxonomía

Llamamos salmónidos a peces óseos que pertenecen a la familia Salmonidae que se divide en 4 géneros:

Salmo: Salmón del Atlántico (*Salmo salar*); Trucha marrón (*Salmo trutta*)

Oncorhynchus: Salmón coho (*O. kisutch*)
 Salmón Chinook (*O. tshawytscha*)
 Salmón Sockeye (*O. nerca*)
 Salmón rosado (*O. gorbuscha*)
 Salmón chum (*O. keta*)
 Salmón japonés (*O. masou*)
 Trucha arco iris (*O. mykiss*)

Salvelinus: Artico Charr (*S. alpinus*); Trucha de arroyo (*S. fontinalis*)

Thymallus: *T. thymallus*

1.2.2 Ciclos de vida en la naturaleza

Los ciclos de vida de los salmónidos incluyen ambientes de agua dulce y marinos. Nacen y pasan la primera parte de sus vidas en agua dulce, luego migran al mar donde se alimentan y crecen, maduran sexualmente y retornan a desovar en agua dulce: ciclo **anádromo**. Independientemente de la especie, hay un cierto grado de solapamiento de los diferentes estadios dentro de un ciclo de vida en todos los salmónidos, por lo cual se puede presentar un ciclo de vida generalizado. En la **Figura 1.6** se muestra, como ejemplo, el ciclo de *Salmo salar*.

Los salmónidos regresan a tiempos variables a su arroyo o río de origen guiados por el olor del agua, sabores de plantas y animales presentes en ese lugar. La migración desde el **mar al agua dulce** les demanda enormes cantidades de energía, en general hay una disminución de las reservas de grasa. Se realizan ajustes fisiológicos diversos y se presenta dimorfismo sexual. En general los machos presentan mandíbula inferior ganchuda, dientes más largos, en algunas especies del Pacífico se forman jorobas y la coloración es más intensa y brillante. No todos los salmónidos migran al mar. Algunas especies se han visto impedidas de migrar por obstáculos naturales o artificiales. Entonces quedan en agua dulce y se mueven entre ríos y lagos. Uno de estos salmónidos es el salmón encerrado *Salmo salar* sebago originario de Norteamérica y presente en la Patagonia.

El desove se produce sobre fondos no muy profundos de grava (10-30 cm para salmón del atlántico, 5 m de largo), libres de sedimentos muy finos, con buena corriente

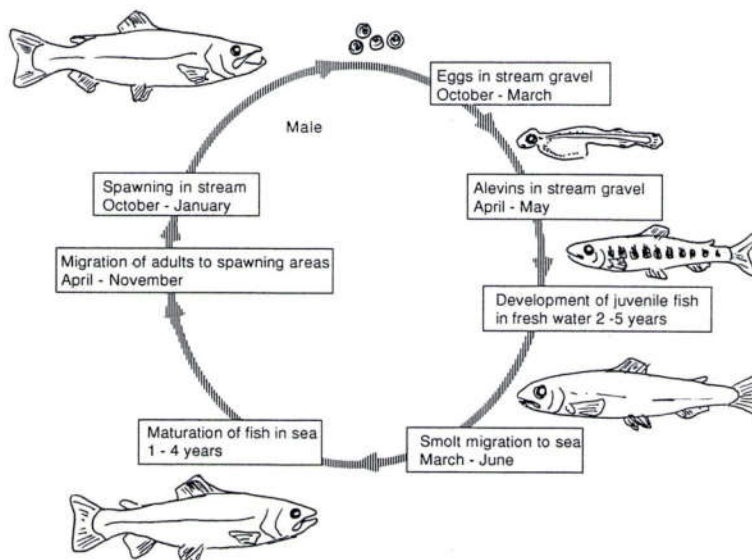


Figura 1.6 Ciclo de vida de *S.salar*, como ejemplo de un ciclo de salmónido.

y aguas de alta calidad. Una vez que el desove se completó, todos los salmones del Pacífico y la mayoría de los del Atlántico mueren, en condiciones naturales; 4-6 % de estos últimos suelen desovar una segunda vez y menos del 1% alcanzan un tercer desove.

Los huevos se incuban y eclosionan durante otoño-invierno, eclosionan dando lugar a los alevinos (invierno- primavera). Cuando se terminan las reservas del saco vitelino (tiempo variable, suele ser entre 4 y 6 semanas) comienza la alimentación natural: plancton, moluscos, insectos etc. La etapa en agua dulce varía según las especies entre 1 y 5 años. Luego migran al mar (salvo algunas poblaciones confinadas al agua dulce) donde permanecen hasta su madurez sexual, en general (1 a 4 años). Con respecto a las etapas de su desarrollo, existen algunos términos algo confusos en la literatura en inglés –con traducción imprecisa ó sin traducción– que conviene aclarar (seguimos en general al “Washington Department of Fisheries and wildlife”):

Alevin (= alevino) – Estadio de vida de un salmónido que se caracteriza por la presencia del saco vitelino del que se nutre. En la naturaleza los alevinos viven protegidos en la grava del lecho de ríos o arroyos.

Fry (= pececillo). Salmónido juvenil que reabsorbió el saco vitelino y que en la naturaleza vive en los arroyos.

Parr (= salmoncito), también conocido como “fingerling” (sin traducción). Salmónido juvenile más grande que el “fry” (la diferencia entre ambos estadios es algo imprecisa).

Smolt (= salmón pequeño). Salmónido juvenil en la etapa de adaptación para ingresar al mar. Durante esta etapa pierde las “manchas parr” que le sirven de camuflaje en los arroyos y adquiere un color mas plateado.

1.2.3 Smoltificación

Generalizando, podemos decir que los salmónidos son anádromos (nacimiento en agua dulce, migración al mar, madurez sexual y retorno al agua dulce). Esta conducta estaría relacionada con la obtención de ventajas en cada ambiente, mayor protección contra predadores en agua dulce, mayor cantidad de alimento en el mar. Sin embargo existen en la naturaleza poblaciones con una gama variada de disposiciones a migrar. Este es el caso, por ejemplo, de la trucha arco iris, especie que tiene poblaciones totalmente “encerradas” en agua dulce y poblaciones que exhiben una proporción variable de individuos migrantes (desde totalmente anádromos a parcialmente anádromos). Es decir, se puede dar una mezcla de conductas migratorias, no solamente entre distintas poblaciones sino aún dentro de la misma población (Nichols et al., 2008).

La migración al mar trae aparejado **un proceso fisiológico de pre-adaptación a la vida en ese ambiente. Dicho proceso tiene lugar cuando el pez aún habita en el agua dulce y se llama transformación “parr-smolt” o “smoltificación”**. Recientemente se han descubierto regiones genómicas relacionadas con los cambios necesarios (cambios morfológicos, fisiológicos y conductuales) para la smoltificación (Nicholson et al., 2008). Estudios de cruzamiento realizados entre los tipos “migratorio” y “encerrado” de truchas arco iris muestran que los híbridos presentaron una capacidad intermedia entre los tipos migratorio y no migratorio, para la hiposmoregulación en el mar, sugiriendo que la capacidad osmoregulatoria está bajo un control genético **aditivo**, no **dominante** (estas ideas se desarrollarán en el **capítulo 8**). De los estudios

anteriores se puede afirmar que los cambios propios de pre-adaptación a la vida en el mar (smoltificación) no ocurren con la misma magnitud en peces que migran, con respecto a los que no migran, pero tienen lugar de todas maneras. Con relación a este tópico se ha discutido (y se sigue discutiendo) si las truchas arco iris (en particular las que no migran) smoltifican o no, quizá se pueda afirmar que sí smoltifican, pero en menor grado.

Hay que subrayar que, no obstante los hallazgos genéticos, se considera que la influencia ambiental juega un rol importante en la decisión de migrar o no de los salmónidos. Todas estas consideraciones deberían tenerse en cuenta en los manejos de producción de smolts de truchas arco iris u otras especies (ver más adelante, **unidad 3, sección 3.5** producción de smolts)

Volviendo a la “smoltificación”, veamos cómo se presenta. Se trata de un proceso durante el cual se producen cambios:

- *Morfológicos*: la coloración se hace plateada por deposición de guanina e hipoxantina en piel y escamas; hay un adelgazamiento temporario del pez (baja el factor K) y un alargamiento del pedúnculo caudal.
- *Fisiológicos*: afecta la mayoría de los órganos y procesos relacionados con la osmoregulación; casi todos los niveles hormonales crecen hasta un pico antes de la *smoltificación*: Las hormonas más importantes implicadas durante el proceso incluyen: tiroxina, hormona del crecimiento (GH), corticosteroides (cortisol), y prolactina. Los cambios hormonales influyen en el desarrollo de mecanismos de osmoregulación que incluyen la actividad de la bomba de sodio que ocurre primariamente en las células del cloro de las branquias. La enzima implicada es la $\text{Na}^+ \text{K}^+ \text{ATPasa}$ que mantiene el balance de los iones de Na^+ y K^+ en el medio interno. La **Figura 1.7** muestra cambios enzimáticos y del factor de condición (K) durante la smoltificación en *S. salar*. El factor K se define como: $\mathbf{K} = \mathbf{P/L^3}$ donde P: peso (gr); L: longitud (cm), 3: exponente constante (veremos más detalles sobre el factor de condición en **la unidad 4**.
- *De conducta*: los peces pierden resistencia muscular, dejan de nadar en contra de la corriente, nadan en cardúmenes probablemente para protegerse (conducta observada en cautiverio también). Los peces regulan sus desplazamientos para permitir durante el viaje el desarrollo de algunos procesos, por ej. se detienen en zonas de aguas salobres de distinta concentraciones de sal. Si no se da el cambio de hábitat, el proceso revierte (“desmoltificación”). La influencia del **fotoperiodo** es clara en el proceso, menos conocida es la influencia de la temperatura, quizá a mayor temperatura se dé más rápido el proceso iniciado por cambios del fotoperiodo. Los ciclos lunares y de mareas, además, quizá constituyan señales que sincronizan el proceso. El proceso de “smoltificación” se conoce bien para salmones del Atlántico y del Pacífico.

1.2.4 Distribución. Características biológicas generales de interés para el cultivo

Género *Salmo*

Salmón del Atlántico, *Salmo salar*. Especie bien adaptada al cultivo. Se lo encuentra

naturalmente en el Atlántico Norte (Norteamérica, Europa) (**Fig. 1.8**). Después de 1-4 años en el mar vuelven a los ríos donde nacieron (ciclo en **Fig. 1.6**). Antes de la migración

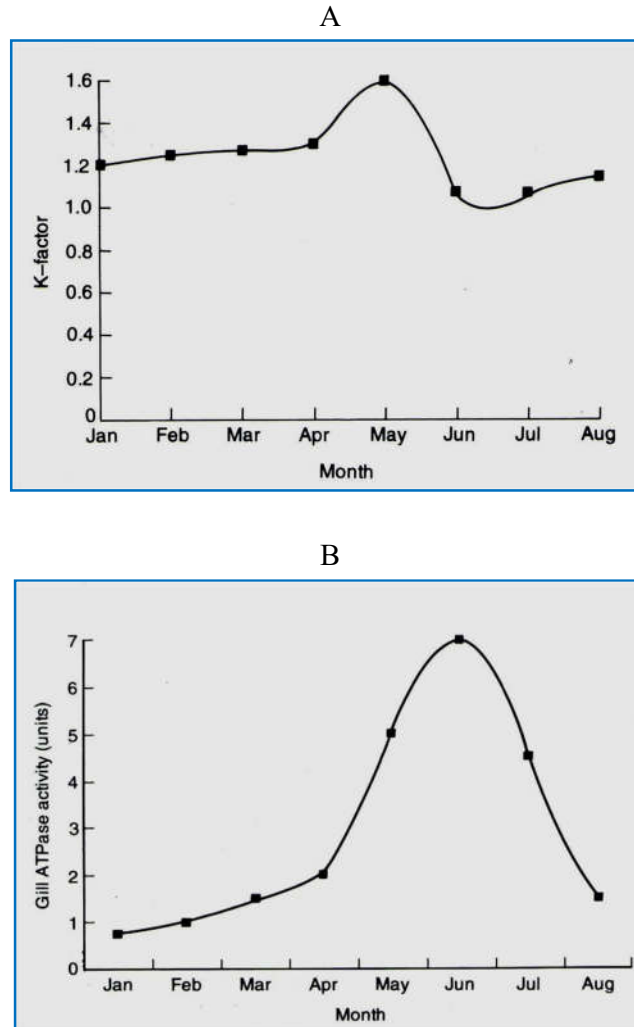


Figura 1.7. Cambios durante la “smoltificación” (*S. salar*). A: Factor de condición (K) definido como: $K = P/L^3$, donde P: peso (gr); L: longitud (cm), 3: exponente constante ; B) Na^+K^+ -ATPasa (Tomado de Willoughby, 1999).

los flancos de los peces se tornan plateados brillantes con manchas negras, el dorso es gris verdoso oscuro. Durante esta etapa se alimentan de peces pelágicos (ej. arenques), a veces calamares. El peso tras un año en el mar varía entre 4-8 kilos (70-90 cm); después de 3 años 8-13 Kg. Antes del desove produce cambios drásticos de apariencia, se oscurece la piel, aparece dimorfismo sexual (alargamiento mandíbula inferior en machos) (**Fig. 1.8**). Antes de desovar deja de alimentarse.

Trucha marrón, *S. trutta*. Se trataría de una especie europea. Habita las costas occidentales de Europa (España, Reino Unido, Escandinavia) y habría colonizado las costas de Norteamérica y Africa. Presenta dos variedades: de **agua dulce** (sin migración al mar) y **trucha de mar** “sea



Figura 1.8: *Salmo salar*, aspecto previo al desove; dimorfismo sexual.

trout” (anádroma). Tienen muy diferente aspecto y sus ciclos de vida presentan también variaciones, por lo que llegaron a ser descritas como dos especies; la trucha de mar suele confundirse con salmónes del Atlántico. El aspecto general de la trucha marrón de agua dulce se muestra en la **Figura 1.9**.



Figura 1.9 Aspecto general de la trucha marrón *S. trutta* de agua dulce

Los machos de truchas marrones de mar, alcanzan en su mayoría la madurez sexual después de 2 veranos en el mar (2-3 años de nacidos); las hembras requieren generalmente 3 veranos en el mar (3-4 años de nacidas). Se ha informado, en lagos de alta montaña, maduración sexual a los 10 años. Esta especie se alimenta hasta el desove (diferencia con *S. salar*) El desove se produce en Otoño, la mayoría desova varias veces. Su coloración es brillante con manchas rojas y negras, con un dorso gris oscuro. Después de un año en agua dulce migra al mar (algo más rápido que *S. salar*) para alimentarse. Generalmente permanece cerca de la costa algunos meses, allí se alimenta de peces (ej. arenque). Después de 2 años en el mar suele alcanzar los 2 Kg.

La trucha marrón de agua dulce no resulta una especie atractiva para cultivo debido a la dificultad de alimentar a los juveniles, conducta agresiva y baja tasa de crecimiento. La trucha marrón tiene un sabor muy apreciado en Europa y otros mercados por lo que se han realizado experiencias de cría con la variedad marina. La razón es que alcanza un crecimiento comparable al salmón del Atlántico. Subsiste sin embargo un problema que es la maduración sexual temprana de los machos (500g). Una posible solución: cultivo “todas hembras” y hembras estériles triploides (se verán estos temas en las **unidades 4 y 8**) para la producción de animales de 1 Kg.

Género *Oncorhynchus*

Se encuentra en los ríos de la mayor parte de las costas del Pacífico, tanto Este como Oeste, que incluyen Japón, Corea y Siberia. El término *Oncorhynchus* significa nariz ganchuda (característica del macho maduro). Todos los salmones del Pacífico mueren después de desovar.

Salmón coho, *O. kisutch*. Es de color plateado en el mar, pero su coloración cambia tanto en machos como en hembras cuando regresan a los ríos, se torna más oscuro, aparece el color rojo y presenta un fuerte dimorfismo sexual (**Fig. 1.10**)



Figura 1.10. Salmon Coho *O. kisutch*; arriba aspecto en su etapa marina, abajo coloración antes de desovar y dimorfismo sexual. Se lo considera el mejor salmón del pacífico para la mesa, con una carne exquisita, color rojo, tiene buenas cualidades para el congelado y el ahumado. Su permanencia en agua dulce suele ser algo más corta (1-2 años) que *S. salar*.

Trucha arco iris, *Oncorhynchus mykiss*. La trucha arco iris es **una** especie que incluye **dos** variedades diferentes, una “encerrada”, es decir con ciclo totalmente en agua dulce y otra migratoria o anádroma, encontrándose en la naturaleza poblaciones con conductas mixtas (parte de los individuos migran y parte no, como se mencionó más arriba). A la variedad migratoria se la denomina “cabeza de acero” o “steelhead”. Se trata de una especie muy bien adaptada al cultivo. Es originaria de la costa Oeste de Norteamérica, desde México hasta Alaska. Ha sido introducida en los últimos 100 años en distintas partes del mundo. Hoy es la especie más popular para la pesca deportiva y también tiene importancia como especie de cultivo. Su coloración es brillante, con flancos rojo, violeta, azul y verde. Fue clasificada como *Salmo gairdneri* pero luego se observó que estaba mucho más próxima al salmón del Pacífico (género *Oncorhynchus*) que al del Atlántico (género *Salmo*). En el hemisferio norte desova en primavera. El macho madura a los 1-2 años; la hembra a los 2-3 años. La mayoría sobrevive al desove y pueden alcanzar 10-12 años y unos 20

Kg. La trucha arco iris es resistente a enfermedades y menos susceptible a los cambios de calidad de agua (incluyendo T°) que el salmón Atlántico y la trucha marrón, es también más resistente a la mayoría de las enfermedades que atacan a los salmónidos. Puede tolerar un cambio al agua marina como juvenil (40-60 gr) o puede pasar toda su vida en agua dulce. Este fue el primer salmónido en producirse a escala comercial, debido a su facilidad de domesticación, resistencia a enfermedades y buena tasa de crecimiento.

Trucha de arroyo. *Salvelinus fontinalis*. Es una especie de carne muy delicada, de intenso color rojo, originaria de la costa este de Norteamérica. También se presenta en 2 variedades: de agua dulce y con migración al mar. Fue introducida en Europa en el siglo 19. Su ciclo de vida es menos conocido.

1.2.5 Características anatómicas y fisiológicas de interés para el cultivo

Piel

Está compuesta de una capa externa: **epidermis**, una intermedia con **escamas** y una interna, la **dermis (Fig. 1.11)** Las células productoras de mucus de la piel pueden aumentar en número en respuesta al estrés (por ej. químico) (los problemas del estrés en la producción los veremos en **la unidad 4**). La piel es importante en el balance osmótico, protección de daño mecánico y contra agentes infecciosos, tiene sustancias antibacterianas y antifúngicas. Es susceptible a la fricción (por ejemplo el masaje de desove). Las truchas arco iris tienen una capa de mucus más gruesa que el salmón del Atlántico por lo que son más resistentes a parásitos. Las escamas crecen con el pez (forman anillos de crecimiento) y si se pierden pueden ser reemplazadas.

Sistema muscular

Los salmónidos tienen una alta proporción de músculo (70%) lo cual representa una buena característica para su cultivo. Poseen dos tipos de músculo: **blanco** (menos irrigados), son la mayor parte, aptos para movimientos breves y rápidos y **rojo** a lo largo de la línea lateral y algunos otros lugares (mas irrigados) para movimientos más sostenidos en el tiempo pero más lentos. Los músculos están divididos en miótomos, plegados como una “W” en 3D (**Fig. 1.12**) La coloración está muy influida por la dieta. En la naturaleza, el color proviene principalmente de pequeños crustáceos, el pigmento principal es la astaxantina. En cría debe suministrarse pigmento con la dieta que suele ser mezcla de astaxantina y cantaxantina (otro pigmento natural, presente en crustáceos y otros organismos).

Sistema esquelético

No presenta ninguna particularidad importante. Conviene recordar su estructura en el momento del fileteado (**Fig. 1.13**).

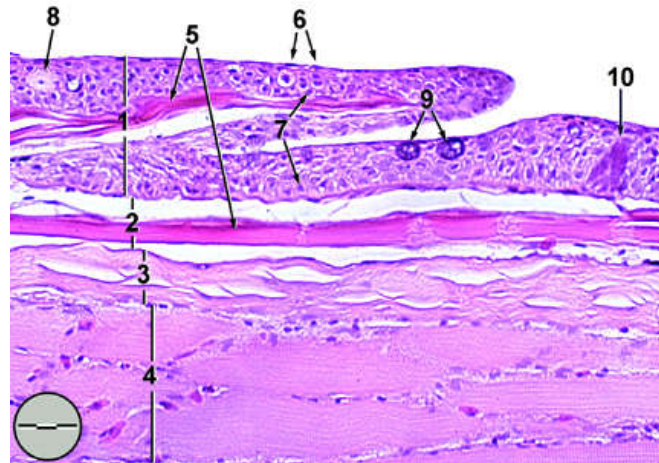


Figura 1.11. Corte histológico de piel de salmónido; barra: 32 μ aprox. 1: epidermis; 2: bolsillo de la escamas; 3: dermis; 4: músculo; 5: escamas; 6: células epiteliales; 7: células basales indiferenciadas; 8: células de alarma; 9: células del mucus; células gustativas.

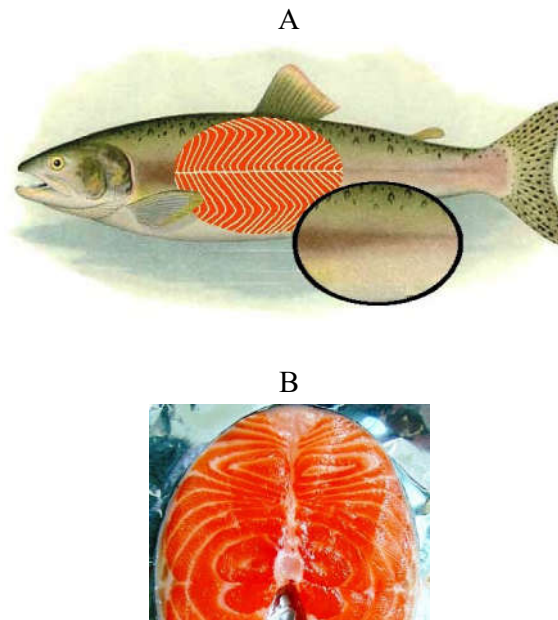


Figura 1.12. Músculos de salmónidos. A: Esquema de musculatura en vista lateral donde se aprecian los miótomos; B: Corte transversal



Figura 1.13. Esqueleto de salmónido.

Vejiga natatoria

Los salmónidos son fisóstomos (tienen conexión entre la vejiga natatoria y la parte superior del esófago) por lo que pueden vaciar rápidamente la vejiga y sumergirse más profundamente (en jaulas profundas, por ejemplo, esta es una ventaja)

Sistema circulatorio

El corazón se encuentra situado a la altura de las aletas pectorales y debe evitarse la presión en esta región durante la operación de desove.

Sistema digestivo

El sistema digestivo de los salmónidos es corto, típico de los peces carnívoros. Esta característica evolutiva es importante de recordar cuando se intentan desarrollar nuevas dietas con harinas vegetales para la sustitución de harina y aceite de pescado.

Sistema excretor

En los salmónidos (y otros peces) el riñón anterior tiene una función hematopoyética y, además, contribuye a mantener el equilibrio hidrosalino. El agua de mar en promedio contiene 34 ‰ (unas tres veces más sal que en los fluidos corporales del pez). Los peces que viven en el mar pierden agua por ósmosis a través de las branquias y, en menor grado a través del resto de la superficie corporal. Por ello los peces deben beber agua de mar. El exceso de sales es eliminado por células especializadas de las branquias y por el riñón. El estómago y los intestinos también contribuyen, en menor medida.

Los peces que viven en agua dulce enfrentan el problema inverso, ya que tienen más sal en sus fluidos que el medio, la presión osmótica hace que ingrese agua, principalmente por branquias y tubo digestivo. El pez debe eliminar ahora, ya no sales, sino agua, a través de una orina diluida. Nuevamente las branquias y los riñones juegan un papel importante. Todos estos procesos son importantes en el cultivo, durante el cambio de ambiente desde el agua dulce al mar.

Sistema inmunológico

Tiene los mismos componentes que en mamíferos y actúan en forma complementaria:

- Sistema no específico (innato)
- Sistema específico (adquirido)

El sistema no específico está compuesto de barrera mecánicas y químicas (piel, mucus) y también células (células sanguíneas serie blanca, macrófagos). El ataque agentes invasores, produce la respuesta inflamatoria, una respuesta no-específica (es la misma para muy diversos tipos de agentes agresores como microbios, calor, golpe etc.).

El sistema específico es el de mayor importancia en cría intensiva. Se activa al contacto del organismo con patógenos y produce **anticuerpos específicos contra virus y bacterias específicos**. Se desencadenan procesos complejos donde actúan células como linfocitos T y linfocitos B y terminan con la producción de **anticuerpos**. Si el organismo es infectado por segunda vez (con el mismo patógeno), el sistema tiene “memoria” y actúa más rápidamente y eficientemente. Sobre este principio se fundamenta la **vacunación**. Una vacuna presenta al organismo un patógeno inactivado, que desata la respuesta y deja al organismo “preparado”.

Sistema reproductor

Los ovarios y testículos de individuos inmaduros son “finos” y se extienden por encima y a los lados del estómago. En individuos maduros, bajo el control de varias hormonas, crecen notablemente y ocupan toda la longitud de la cavidad abdominal. Los ovarios de una hembra madura pueden pesar hasta un 25% del peso total del individuo (**Fig. 1.14**). Una práctica para observar la proximidad de la producción de ovocitos y esperma es observar en hembras la



Figura 1.14. Ovarios maduros de salmónido

distensión y blandura de la zona abdominal junto con la prominencia de la papila excretora y, en machos una coloración oscurecida, a veces rojiza de la piel junto con el desarrollo de la forma “en gancho” en la mandíbula inferior o superior.

Sistema nervioso

El cerebro presenta un buen desarrollo del área olfativa y óptica. Buena visión en condiciones de poca luz en el agua. En los ojos existen células especializadas (conos), que permiten

distinguir el color”. Los salmónidos tienen cierta capacidad de recordar y aprender (útil en manejos como alimentación). Varios estudios indican que tendría sensibilidad al dolor.

Sistema endocrino

El sistema endocrino de los salmónidos (y otros peces) presenta similitudes con el de mamíferos (incluyendo humanos) (**Fig. 1.15**). Entre las hormonas que resultan de interés en cría intensiva se encuentran las hormonas del estrés (catecolaminas y corticoesteroides) que si están presentes en forma crónica producen efectos negativos (por ejemplo sobre el crecimiento). También son importantes las hormonas que regulan el proceso de adaptación a la vida marina (“smoltificación”) como vimos. Otras de las hormonas importantes en la cría son las sexuales ya que mediante administración de estas hormonas se puede revertir el sexo (se verá en **Unidad 8**). Finalmente, las hormonas que favorecen el crecimiento (hormona del crecimiento, tiroxina, etc.) son importantes en cultivo.

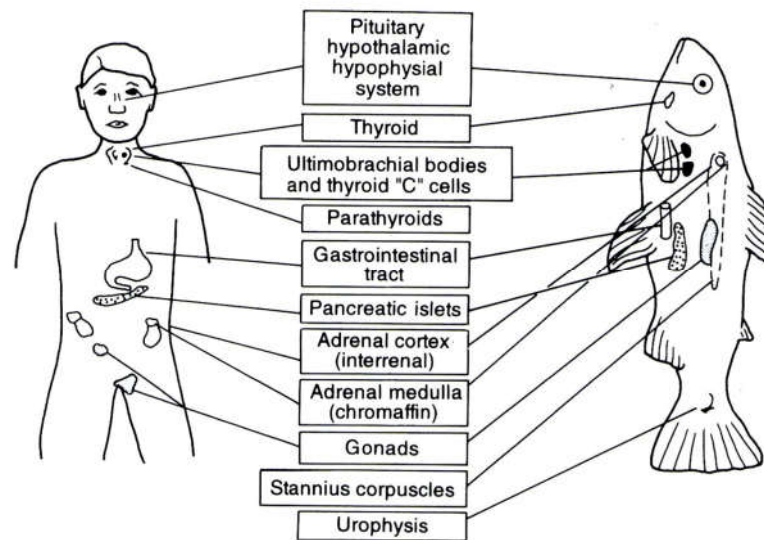


Figura 1.15. Diagrama mostrando las glándulas endocrinas principales en seres humanos y peces (Tomado de Willoughby, 1999).

BIBLIOGRAFIA

Cornell University. College of Agriculture and Life Sciences. Brown trout.

http://www2.dnr.cornell.edu/cek7/nyfish/Salmonidae/brown_trout.html [Disponible Setiembre 2015]

Cosechas de salmónidos en Chile año 2015. Revista Aqua, 17/03/2016; online:

<http://www.aqua.cl/2016/03/17/sernapesca-entregó-detalle-de-las-cosechas-de-salmónidos-que-se-registraron-en-2015/> [Disponible Marzo 2016]

- Las empresas que más exportaron salmónidos en 2016 en Chile. Revista Aqua, 09/02/2017; online: <http://www.aqua.cl> [Disponible Febrero 2017]
- Ling, S.W. 1977. Aquaculture in Southeast Asia: a historical overview. University of Washington press, Seattle.
- Luke, J., King, A., Honea, S. 2009. Salmon anatomy and dissection workshop handbook. Oregon State University. Online: http://oregonstate.edu/dept/kbrec/sites/default/files/Dissection_Handbook_2009.pdf [Disponible Setiembre 2015]
- Panné Huidobro, S. 2016. Producción por Acuicultura en Argentina en el 2016. Subsecretaría de Pesca y Acuicultura, Ministerio de Agroindustria. Online. https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/publicaciones/_archivos//000000_Informaci%C3%B3n%20y%20noticias%20vinculadas%20al%20sector/170605_Producci%C3%B3n%20por%20Acuicultura%20en%20Argentina%20durante%20el%20a%C3%B1o%202016.pdf [Disponible Setiembre 2019]
- Piper, R.G., Mc Eslwain, I.B., Orme, L.E., Mc Craren, J.P., Fowler, L.G., Leonard, J.R. 1982. Fish hatchery management. US Dep. of the Int., Washington DC, USA
- Stefansson, S. O., McCormick, S. D., Ebbesson, L.O. E. Björnsson, B. T. 2008. Smoltification. *In*: In "Fish Larval Physiology" (Finn A and Kapoor B, eds). - Enfield : Sci Publ. - 978-1-57808-388-6. <http://www.bio.umass.edu/biology/mccormick/pdf/Stefansson%20et%20al%202008%20smolt%20chapter.pdf> [Disponible Setiembre 2015]
- Willoughby, S. 1999. Salmonid farming. Blackwell Science, USA, 329 p.
- Washington Department of Fish and Wildlife. Recreational Salmon Fishing. Salmon/Steelhead Species Information. Steelhead (Rainbow Trout). *Oncorhynchus mykiss*. Online: <http://wdfw.wa.gov/fishing/salmon/steelhead.html> [Disponible 12/15]

Unidad 2

El cultivo en ambientes acuáticos

2.1 Calidad de agua

El agua que alimenta un sistema de cultivo debe reunir ciertas características de calidad y estar disponible en la cantidad necesaria. En este sentido, se debe tener en cuenta en todo momento que el cultivo mismo deteriora la calidad y que los salmónidos demandan una mayor calidad de agua respecto de otras especies cultivadas de agua dulce como la carpa y la tilapia.

2.1.1 Requerimientos físicos y químicos

2.1.1.1 Temperatura

En el cultivo intensivo de peces se trata, en general, de hacer crecer animales a máxima velocidad, ya que el tiempo se relaciona con los costos. Como cabe esperar en poiquilotermos, la **temperatura** es una variable clave, ya que al incrementarse -dentro de ciertos rangos-, aumenta la tasa metabólica y la velocidad de crecimiento. Si consideramos todas las etapas de su ciclo vital, los salmónidos se adaptan a un rango amplio de temperatura dentro del cual pueden sobrevivir, llamaremos a este, el rango general de tolerancia. Los valores extremos de este rango son mostrados en la barras superiores de cada cuadro de la **Figura 2.1** (sectores rayados) y no deberían prolongarse en el tiempo. Si en cambio, consideramos las distintas etapas del ciclo vital, los rangos asociados son más angostos, y los denominaremos rangos adecuados para la etapa (por ejemplo desove e incubación) (**Fig. 2.1**, barras intermedias en cada cuadro). Cuando la etapa es el engorde, en lugar de rango adecuado, suele hablarse de rango óptimo, para hacer referencia al que produce la mayor velocidad de crecimiento. La **Figura 2.1**, (barras inferiores en cada cuadro) muestra rangos óptimos (en el gráfico “best”) para crecimiento en el mar, que también valen para engorde en agua dulce. En general se acepta que la T° óptima de crecimiento está cerca de la T° preferida, que es aquella en la que los peces prefieren estar, si se les da la libertad de elegir. Finalmente, conviene tener presente que, para todos estos rangos, existen diferencias entre las especies y, aún dentro de una misma especie, hay variaciones según la variedad genética, por eso la información de **la Figura 2.1** debe tomarse como un esquema generalizado que sirve como guía más que como una serie de valores estrictos.

Con relación a la temperatura, es importante saber que el sistema inmune de los peces trabaja más eficientemente a la T° óptima (la de mayor crecimiento). Cuando la T° crece por sobre el óptimo, disminuye la tolerancia a los metabolitos tóxicos. En estos casos es recomendable aumentar el caudal y/o bajar la densidad de cría y disminuir o suprimir la alimentación.

Fuera del rango de tolerancia, la temperatura se tornará un factor de estrés (como veremos en la **unidad 4**) y predispondrá a enfermedades en el criadero. Muchas sustancias químicas, además, se hacen más solubles a mayor T°. Finalmente, a mayor T° disminuye la solubilidad del

O₂ (Recordar que en la práctica, T° y [O₂] son generalmente los 2 factores de calidad de agua más importantes).

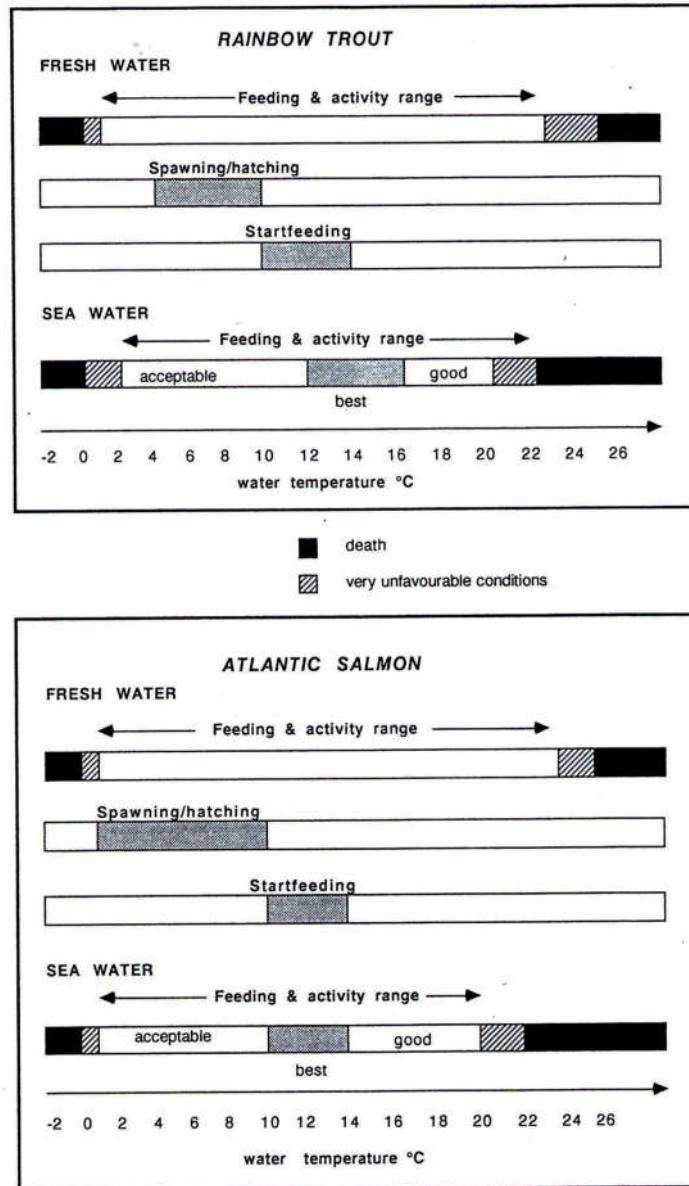


Figura 2.1 Rangos de temperaturas generalizados para diferentes estadios de desarrollo de salmónidos: cuadro superior: trucha arco-iris; cuadro inferior salmón Atlántico. ■: muerte; ▨: condición muy desfavorable ▩: condición adecuada (en fase de engorde = Optimo) (Tomado de Willoughby, 1999)

2.1.1.2 Oxígeno: disolución, consumo

El oxígeno ingresa al agua por disolución desde la atmósfera. Es el 2º gas más abundante en el agua (el N es el 1º): la atmósfera contiene 4 veces más N que O₂, pero el oxígeno es 2 veces más soluble que el nitrógeno. Otra fuente de oxígeno son los organismos fotosintéticos. La concentración de oxígeno, como de otros gases, se puede expresar en ppm (en peso) o como porcentaje de saturación. En este último caso, saturación se refiere a la cantidad de gas disuelto cuando la atmósfera y el agua están en equilibrio. La cantidad de oxígeno que se disolverá en el

agua dependerá de: la altura sobre el nivel del mar (a mayor altura menor presión atmosférica); la temperatura y la salinidad; a mayores valores de estas variables se disolverá menos O₂.

Una manera práctica de estimar la concentración (ppm), que representa el 100% de saturación de un agua a determinada altura, es mediante la fórmula propuesta por Truesdale et al. (1955):

$$C_e = 14,161 - 0,3943 \times T^{\circ} C + 0,007714 \times (T^{\circ} C)^2 - 0,0000646 \times (T^{\circ} C)^3$$

Donde: C_e= Concentración de oxígeno (mg/l) en un agua en equilibrio con la atmósfera, al nivel del mar.

T °C= temperatura en grados centígrados.

Cuando la estimación no se realiza al nivel del mar, se aplica el “factor de corrección de Liao” (FC):

$$F_c = 760 / [760 + (H / 32.8)]$$

Donde: H= altura sobre el nivel del mar en pies (1 pie= 0,305 m).

Por otra parte, así como la disolución desde la atmósfera y la fotosíntesis aportan oxígeno al agua, este gas es retirado por la respiración de los peces u otros organismos acuáticos y también por reacciones químicas con materia orgánica (heces, alimento no consumido etc.). En un cultivo de salmónidos, esta dinámica de entrada y salida de oxígeno del agua debería resultar siempre en una concentración tan cercana al 100 % como sea posible (nunca por debajo del 80%). Es decir, cercana a los valores estimados con la fórmula de Truesdale et al (1955) (y el factor de corrección de Liao, si es necesario). En la práctica, no debería ser inferior a 5-6 ppm (concentración a la salida si es un sistema de piletas alargadas o “raceways”). Para los huevos y alevinos incluso son recomendables 6-7 ppm, valores por debajo producen estrés. En general, menos de 5 ppm pueden reducir el apetito y el crecimiento, con menos de 3 ppm se produce mortalidad significativa.

Síntomas de falta de oxígeno en el agua pueden ser el aumento de la frecuencia de ventilación opercular, la natación cerca de la superficie o la concentración de peces a la entrada en un “raceways”.

En cuanto al **consumo de oxígeno**, es importante para la práctica de cría recordar que varía a lo largo del día. En peces en ayuno y sin nadar, el consumo se acercará al que requiere el metabolismo basal. En peces en movimiento, el consumo aumentará. Durante la digestión, el consumo se hará máximo. Este incremento en la tasa metabólica, y por ende en el consumo de oxígeno, después de la ingestión, se denomina “**acción dinámica específica**” (ADE) y se relaciona con las actividades metabólicas de asimilación y absorción de nutrientes. El consumo de oxígeno asociado a la ADE puede llegar a ser el doble del consumo del pez en reposo. La duración de este consumo aumentado de oxígeno varía con la T° del agua, la cantidad de alimento entregado y el peso del pez, pero la demanda pico suele darse alrededor de las 4 horas después de alimentar (Westers (1997). En criaderos con fluctuaciones diarias importantes en la [O₂], deberá evitarse que

coincida el pico máximo de demanda con el momento de mínima [O₂] en el criadero. Aunque el pico de demanda debido a la ADE es de corta duración, siempre es aconsejable un exceso de O₂ para cubrir dichos picos de demanda y evitar estrés. Una baja concentración de O₂ influirá en la asimilación del alimento, y por tanto en el factor de conversión del alimento FC (**FC= Kg alimento suministrado en un período determinado/ganancia de peso vivo en ese mismo período**) y en la **tasa de crecimiento** (como se verá en mayor detalle en la **unidad 6**).

Dos factores importantes que influyen el consumo de O₂ son el **peso del pez** y la **temperatura**. Para una determinada temperatura, cuanto menor sea el **peso individual** del pez (en la práctica, usamos el peso individual promedio de un determinado conjunto de peces de tamaño uniforme, al que llamamos “**lote**” -ver más adelante-, y no de un individuo) mayor será la velocidad de su metabolismo (y por ende de su consumo de O₂). Se deduce entonces que, para una misma biomasa (peso vivo de todos los peces de un contenedor) el consumo será mayor cuanto más pequeños sean los peces; por ejemplo, una biomasa de 500 Kg de peces de peso promedio individual 10 g, consumirá más O₂ que 500 Kg de peces de 450 gr).

Dejando ahora fijo el tamaño de los peces, si aumenta la temperatura, aumenta la velocidad del metabolismo y del consumo de O₂ asociado. Sin embargo, se ha observado en condiciones experimentales, que este aumento de consumo se da en la trucha arco iris hasta los 20°C aproximadamente, para disminuir a temperaturas superiores, lo que hace disminuir el metabolismo y debilita el pez. Es por ello que se recomienda que al sobrepasar la temperatura los 20°C se debe disminuir e incluso suprimir la alimentación ya que los peces pierden al parecer la capacidad de aprovechar el O₂, aunque el agua esté 100 % saturada.

Se debe recordar, en la práctica de cría, que la manipulación de los animales es un factor de estrés (veremos más detalles en **la unidad 4**) y por lo tanto aumenta el consumo de O₂. Resulta entonces recomendable no excederse en la frecuencia de operaciones como la **clasificación** y el **muestreo** (ver más adelante **unidad 4** y guía de trabajos prácticos, tema “muestreo”), sobre todo cuando la temperatura del agua y/o los niveles de O₂ estén al límite o poco tiempo después de alimentar.

Finalmente, existen variaciones en la actividad (y el consumo de O₂) relacionadas con ciertos **ritmos**. Estos pueden ser **diarios** (en la trucha arco iris mayor actividad y por ende mayor consumo de O₂ temprano en la mañana, entre las 2 hs y las 6 hs y por la tarde 16 hs a 18 hs aproximadamente) o **estacionales**. En este último caso se ha observado un aumento de consumo de O₂ en la época de desove en las hembras.

2.1.1.3 Dióxido de carbono

Todas las aguas contienen alguna cantidad de CO₂ disuelto. Su acumulación raramente es un problema en aguas marinas por su capacidad buffer. En agua dulce (particularmente en aguas blandas) puede serlo, en parte por su capacidad acidificante. Cuando el nivel de O₂ cae por debajo de 5 mg/l, más peligroso se torna el CO₂; en general se acepta que niveles mayores a 12 mg/l son letales para los peces. El exceso se remueve fácilmente con aireación (operación que facilita el ingreso de O₂ y la eliminación de CO₂).

2.1.1.4 Nitrógeno gaseoso. Sobresaturación de gases

El nitrógeno molecular (N_2) puede ser fijado por algunas bacterias y algas acuáticas. Es un gas biológicamente inerte en lo que concierne a los peces, puede ser ignorado en la cría, salvo cuando el agua se sobresatura. La sobresaturación es la elevación del nivel de algunos gases en el agua por sobre el 100 %. Cuando hay sobresaturación, una reducción brusca en la presión del gas o un aumento en la temperatura corporal de los peces pueden hacer que el N_2 (y otros gases) forme burbujas en la sangre (émbolos) que tapan los vasos sanguíneos y pueden producir la muerte por asfixia (se trata de la denominada 'enfermedad de la burbuja'). Algunas veces las burbujas se hacen visibles en las branquias o bajo la piel. La sobresaturación de gases puede darse cuando se introduce aire en el agua a alta presión (por ejemplo por la acción de una bomba de mucha potencia) y la reducción brusca de presión puede darse cuando el agua es calentada. Cualquier saturación por sobre 105-110 % requiere remediación en el criadero (aireación).

2.1.1.5 Sólidos en suspensión

Son los sólidos que pueden ser separados por filtración. El término asociado es "turbidez". Los sólidos en suspensión (SS) se miden en peso de sólidos por peso de agua. Estos sólidos no son en general un problema (salvo en sistemas de recirculación, ver **unidad 5**). Sin embargo en exceso, las partículas, sobre todo minerales (hay otras como plancton, materia orgánica floculada etc.) pueden causar irritación branquial. El estadio más sensible a los SS es el de huevo. En general < de 2000 ppm es adecuado para el cultivo.

2.1.1.6 pH

El agua de mar por su capacidad buffer tiene un pH más estable que el agua dulce. El 90% de las aguas naturales está entre 6.7 y 8.2 y los peces no deberían cultivarse fuera del rango 6.5-9.0. La tolerancia a valores extremos de pH se hace menor a mayor temperatura. La concentración de hidrogeniones se hace muy importante en la toxicidad del amoníaco. El pH, como ocurre con otras variables, debe mantenerse dentro de cierto rango para que los peces mantengan la salud y crezcan con una velocidad que varía con las spp. o, más bien, con el grupo de spp. (por ej. de aguas templadas ó de aguas frías). En general un pH neutro ó ligeramente alcalino (7-8) se considera como el más adecuado. A un pH de 5.5 los peces sufren de acidosis, con irritación de piel y branquias y reducción de capacidad de transporte de O_2 en la sangre. Por encima de un pH = 9 puede producirse alcalosis, con síntomas parecidos a la acidosis.

2.1.1.7 Salinidad

El agua de mar tiene en general una salinidad de 35g de sal/Kg agua: 77.7% cloruro sodio $ClNa$, 10.8 % cloruro de magnesio (Cl_2Mg), 4.7 % sulfato de magnesio (SO_4Mg), 3.6 % Sulfato de calcio (SO_4Ca), 2.4 % sulfato de potasio (SO_4K_2), 0.3 % carbonato de calcio (CO_3Ca) y 0.2 % bromuro de magnesio (Br_2Mg). La densidad del agua aumenta con la cantidad de sales disueltas y

su punto de congelación disminuye (el agua de mar congela a aproximadamente -2.0°C). La trucha arco-iris tiene menos tolerancia al agua de mar que el salmón del Atlántico por lo que sobrepasados ciertos niveles, puede reducirse el crecimiento y puede haber problemas osmoregulatorios. A veces se colocan dispositivos de agua dulce dentro de jaulas flotantes para evitar estos problemas.

2.1.1.8 Dureza

Es una medida de la cantidad de sales de Ca y Mg disueltas (las más comunes son carbonatos y bicarbonato). La dureza se suele medir con la cantidad de CO_3Ca . También se puede medir con la conductividad en micro Siemens/cm. Las aguas blandas contienen < 50 mg/l de CO_3Ca las duras 300-450 mg/l CO_3Ca . Las aguas blandas son mejores que las duras para la incubación de los huevos (en las duras, el menor gradiente de concentración disminuye la presión osmótica y puede afectar la hidratación de los huevos).

2.1.1.9 Iones metálicos

La combinación entre aguas ácidas y ciertos metales, como aluminio, hierro, cobre, zinc, plomo y mercurio puede resultar peligrosa, ya que los metales reaccionan y pueden producir sales tóxicas. La presencia de materia orgánica y cierta dureza en el agua reducen los efectos tóxicos

2.1.1.10 NH_3

El amoníaco es un gas tóxico que se disuelve en el agua. Las fuentes de amoníaco son los propios organismos vegetales y animales, las emisiones volcánicas y los fertilizantes utilizados por los seres humanos. En el caso de los salmónidos, el 80% del N del metabolismo proteico es eliminado en forma de NH_3 por branquias (menos del 2% por riñón) y aproximadamente 20 % restante en forma de urea (B. Cachafeiro, 1995). Esta última no es tóxica, por lo que no representa un problema salvo que se den condiciones para su descomposición (con producción de NH_3).

Dentro del sistema, y como producto del metabolismo proteico de los peces se produce la siguiente reacción:



El NH_3 es la forma más tóxica, y se transforma, en la práctica, en el **factor químico limitante de la producción más importante después del O_2** . La proporción de las formas tóxicas no tóxica está influida por la temperatura y el pH: la concentración de la forma tóxica **augmenta cuando aumenta la T° y/o el pH** (ver anexo al final, **Tabla 2.2A.4**). El carácter tóxico es probablemente debido a que las membranas biológicas son permeables a la forma no ionizada e impermeables a la forma ionizada. Si bien el NH_3 puede estar en el agua de suministro y ser producido por actividad microbiana, estas fuentes son despreciables en cría intensiva, donde la

principal fuente es el metabolismo proteico de los peces. El amoníaco es mucho menos tóxico (un 30% menos) en el agua marina que en agua dulce.

Concentraciones de NH_3 (forma no ionizada) > 0.0125 mg/l producen en salmónidos disminución de crecimiento y daño tisular en branquias, hígado y riñón. Incluso valores menores, como 0.006 mg/l podrían producir reacciones tóxicas en salmónidos. Los estadios tempranos (huevos, alevinos) se consideran más susceptibles.

La tasa de producción de amoníaco total de los peces está en estrecha relación con la cantidad y calidad (contenido en proteínas) del alimento suministrado y, como puede suponerse, no es constante en el tiempo

2.1.2 Fuentes y calidad de agua

Tanto la fuente de la que proviene el agua como la forma de captación para el criadero, pueden influir en su calidad. En instalaciones **en agua dulce**, ya sea en tierra o en jaulas flotantes, el agua puede captarse de distintas maneras:

- Captación parcial o total
- Bombeo
- Utilización directa
- Mixtas.

Dentro de los criaderos que utilizan agua del primer tipo, se encuentran aquellas que derivan agua de arroyos, ríos, manantiales.

Dentro de las pisciculturas de bombeo, están las que bombean agua desde napas subterráneas y las que lo hacen de cuerpos de agua naturales o artificiales como lagos, ríos y lagunas. Actualmente, se utiliza el bombeo para sistemas de recirculación como se verá en la **Unidad 5**.

Las pisciculturas de utilización directa son las que utilizan estanques-jaulas, flotantes o no, situados directamente dentro de cuerpos de agua como lagos y lagunas. (También se incluyen en esta categoría las jaulas situadas en el mar).

Finalmente, las de tipo mixto utilizan alguna combinación de los tipos anteriores, por ejemplo, bombeo para **incubación** (etapa del ciclo de producción desde la fertilización hasta la eclosión de los huevos) y **alevinaje** (etapa desde la eclosión hasta la desaparición del saco vitelino), y utilización directa para **engorde** (etapa final hasta tamaño comercial) (sobre las etapas de un ciclo de producción volveremos en **Unidad 3**. Las aguas subterráneas suelen estar menos expuestas a contaminación, están libres de patógenos y tienen temperatura más estable. Sin embargo el bombeo tiene un costo y está sujeto a riesgo de mal funcionamiento.

Cualquiera sea el origen del agua, la presencia de peces nativos sugiere buena calidad, pero podrían estar adaptados a condiciones adversas por lo que el dato debería tomarse con precaución.

Algunas características de calidad de agua, relacionadas con su origen se resumen en la **Tabla 2.1**.

Es necesario considerar que, en el caso de ríos y arroyos, se debe reunir información de toda la cuenca, para minimizar el riesgo de alteraciones en la calidad del agua, como se recalcará en “selección del sitio” en la **sección 2.5**.

2.1.3 Tratamiento del agua de entrada

Cuando los estándares de calidad requeridos no se cumplen en el agua de entrada de **sistemas abiertos de una pasada** (sistemas en tierra en los que el agua pasa una sola

Tabla 2.1 Algunas características del agua relacionadas con la fuente.

Fuente	Ventajas	Desventajas
Lagos (naturales o artificiales)	Gran volumen disponible. El uso a distintos niveles puede dar control de temperatura	Susceptible a cambios climáticos y contaminación Posible presencia de patógenos
Arroyos y manantiales	Temperaturas generalmente óptimas para peces nativos Generalmente alto nivel de oxígeno	Puede haber mucha variabilidad química y carga de sedimentos debido al clima. Susceptibles a contaminación, puede haber patógenos
Manantiales profundos	Caudal, calidad y temperatura casi constantes Generalmente libres de sedimentos y patógenos. Poco efecto de sequías	Oxígeno generalmente bajo Puede haber supersaturación de N
Pozos	Ocupan poca área Ventajas similares a los manantiales profundos	Rendimiento difícil de predecir Costos de bombeo. Riesgo Puede haber supersaturación de N

vez y luego es desechada) o cuando el agua es reutilizada (esto se verá más adelante en “sistemas de recirculación”, **Unidad 5**), existen procesos para mejorar su calidad. En el caso de sistemas abiertos, que en general funcionan con caudales importantes, solo son susceptibles de tratamiento algunas variables.

2.1.3.1 Control de temperatura

Generalmente resulta antieconómico a menos que la cantidad de agua a enfriar o calentar sea pequeña. Se puede por ej. mezclar agua de vertiente con agua de un arroyo. En sistemas de recirculación se suele calentar el aire.

2.1.3.2 Nivel de oxígeno

Para incrementar la $[O_2]$ del agua de una manera relativamente simple, se pueden aprovechar los desniveles del terreno, que representan una fuente de energía gratuita. Dos dispositivos que utilizan el principio de los desniveles son las cascadas y los dispositivos en “U”.

Cascadas. Las variables que influyen la cantidad de O_2 que una cascada aportará incluyen: altura de la caída, profundidad del estanque receptor, temperatura del agua, y superficie de contacto aire-agua (ver Fig. 2.2).

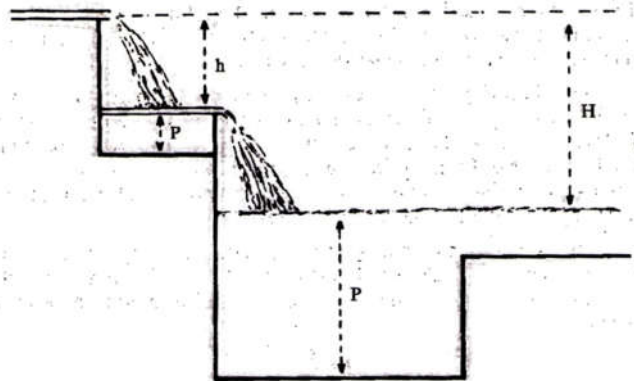


Figura 2.2. Principales características de una cascada. H: altura total del dispositivo; h: altura de una caída de agua (“sub cascada”); P: profundidad del estanque receptor. Para aumentar la eficiencia en la incorporación de O_2 la caída de agua deberá formar una cortina lo más delgada posible (aumento superficie contacto agua-aire) (Tomado de Blanco Cachafeiro, 1995).

Para alturas que varían entre 1.40 m y 3.00 m se ha establecido que la mayor eficiencia está dada por una **profundidad del estanque receptor** equivalente a por lo menos el 10% de la altura (Ejemplo: para una altura de 2 m, una profundidad de estanque receptor de 20 cm). En todos los casos dicha profundidad no debería ser inferior a los 15 cm. Las cascadas de más de un metro pueden ser fraccionadas en dos o más cascadas, con un aumento de la eficiencia en la transferencia de O_2 (Fig.2.2). Los rendimientos de las cascadas se pueden mejorar con la instalación de accesorios tales como rueda de paleta o cepillos rotatorios, el plano inclinado corrugado con o sin orificios etc. (Fig. 2.3)

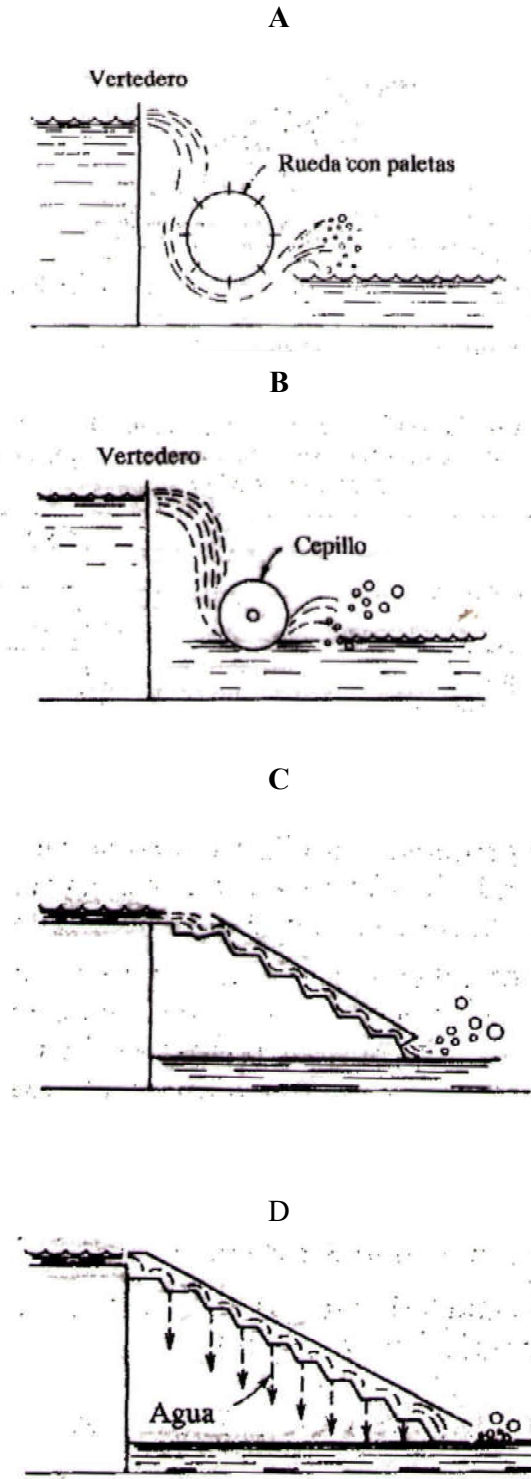


Figura 2.3. Accesorios para aumentar la eficiencia de las cascadas; A) vertedero con rueda de paletas; B) vertedero con cepillo; C) plano inclinado corrugado sin orificios; D) plano inclinado corrugado con orificios.

Tubos en “U”. Estos dispositivos se utilizan incluso en sistemas de recirculación. Consisten en mejorar la disolución del aire en el agua haciéndola pasar por una fosa o tubo donde se encuentra

sometida a mayor presión hidrostática. Los tubos constan de: rama descendente, que conduce el agua hacia el fondo del tubo del cual sale la rama ascendente (**Fig. 2.4**). Para aumentar la eficiencia, en la rama descendente se puede inyectar aire (u O_2), a no más de unos 40 cm bajo la superficie, que es llevado al fondo del tubo, donde aumenta su solubilidad debido a la mayor presión hidrostática (a mayor profundidad de la rama descendente, mayor presión hidrostática). Se pueden colocar tubos en “U” entre dos o más contenedores escalonados. En los tubos en “U” es importante la profundidad de la rama descendente (que determina la presión hidrostática). En el caso que se inyecte aire (u O_2), obviamente será importante el caudal de aire inyectado con relación al caudal de agua a ser reoxigenado (se suele recomendar una proporción entre caudales aire/agua de 8%).

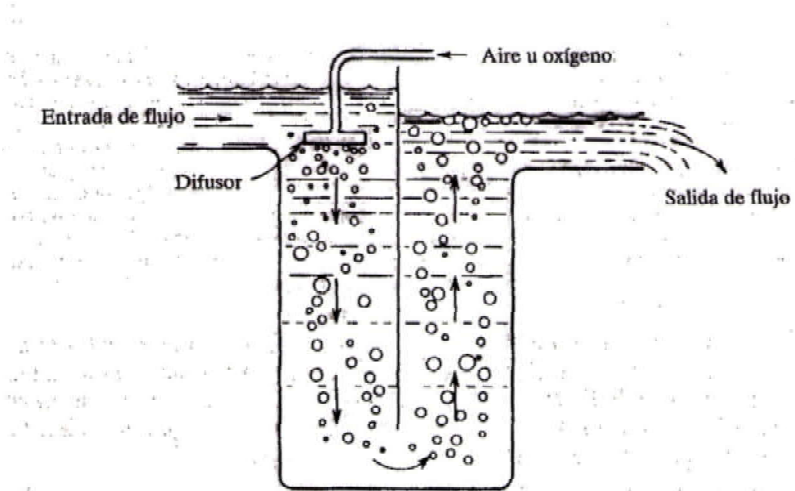


Figura 2.4. Aireador difusor acoplado a un tubo en U (Tomado de Blanco Cachafeiro, 1995)

Otros dispositivos. Existen otros dispositivos para reoxigenar el agua que funcionan con un mayor gasto de energía. Estos dispositivos, como regla general, por razones de seguridad en el suministro (falta de interrupciones) y de costos, deberían actuar en momentos breves, para compensar alguna disminución temporaria de O_2 . Una razón adicional para evitar su uso es la seguridad para los operarios. Dado que funcionan generalmente con energía eléctrica se deberán hacer instalaciones conforme a las normas de seguridad correspondientes. **Un criadero de sistema abierto de una pasada, no se debería proyectar en base al funcionamiento permanente de estos dispositivos.** En sistemas cerrados, como se verá en la **Unidad 5**, la menor cantidad de agua hace que el análisis sea diferente. Entre los dispositivos con alto consumo de energía se incluyen: **Bombas.** Se suelen utilizar para reoxigenar el agua. El principio es el de conducir el agua nuevamente a la entrada de los contenedores haciéndola pasar por rejillas u otros dispositivos que aumenten la superficie de contacto aire-agua. Se aplican fórmulas para su rendimiento que tienen en cuenta, entre otros factores, la altura de bombeo.

Turbinas o aireadores de superficie Se basan en agitar y fragmentar el agua en pequeñas partículas, utilizando una hélice que la impulsa como se muestra en la **Figura 2.5**. En este modelo se observa una hélice de giro a altas revoluciones, acoplada a un motor montado sobre flotadores que impulsa el agua hacia arriba a alta velocidad y produce un “spray”. Una alternativa se muestra

en la **Figura 2.6** donde se observa un modelo que inyecta aire (u O_2), con hélice a bajas revoluciones que impulsa el agua hacia abajo, produciendo un aumento de presión hidrostática que favorece la disolución del O_2 .

Otra manera de oxigenar el agua (sobre todo en instalaciones pequeñas) es la utilización de tubos de O_2 , en donde el gas se encuentra comprimido, ya sea en estado gaseoso o líquido. Desde los tubos se libera directamente el O_2 en el agua a través de difusores. Esta puede ser una solución temporaria, por ejemplo para algunos momentos durante el verano. Si bien su costo suele ser elevado, eliminan la necesidad de electricidad para reoxigenar el agua. Una alternativa es la utilización de equipos que producen O_2 en el mismo criadero a partir del aire, mediante tecnología desarrollada a tal efecto.

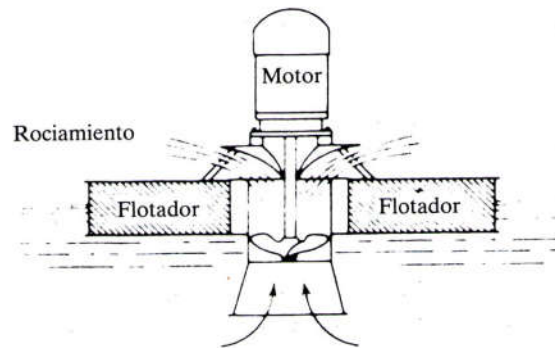


Figura 2.5 Aireador de superficie con hélice de altas revoluciones, que impulsa el agua hacia arriba a alta velocidad.

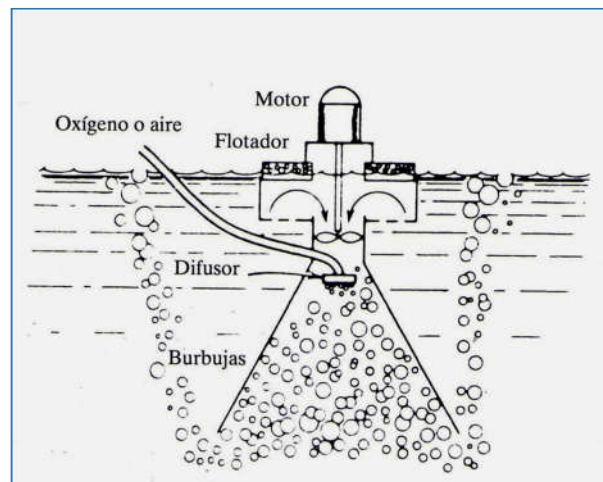


Figura 2.6. Aireador de superficie con hélice de bajas revoluciones que impulsa el agua hacia abajo aumentando la presión hidrostática.

2.1.3.3 Remoción de sólidos en suspensión

La remoción de sólidos en suspensión involucra la sedimentación y el filtrado. La primera para partículas más grandes y el segundo para más finas.

Filtrado.

En sistemas abiertos existen dispositivos sencillos que se pueden utilizar, generalmente para filtrar el agua que alimenta sólo una parte del sistema (ej. sala incubación) (**Fig. 2.7**). Otros son más sofisticados y están disponibles en los países con mayor desarrollo de la acuicultura). Los filtros tanto mecánicos (para la remoción de sólidos) como biológicos (para la remoción de NH_3) son especialmente importantes en sistemas de recirculación, denominados a veces “RAS” (por su sigla en inglés “recirculating aquaculture systems”) como se verá más adelante (**Unidad 5**) e incluyen rejillas de distintos tipos, discos y tambores que pueden actuar en el efluente de un contenedor, parcialmente sumergidos. Estos tambores, al rotar, filtran el agua y luego los sólidos son retirados por retrolavado hacia un colector de lodo.

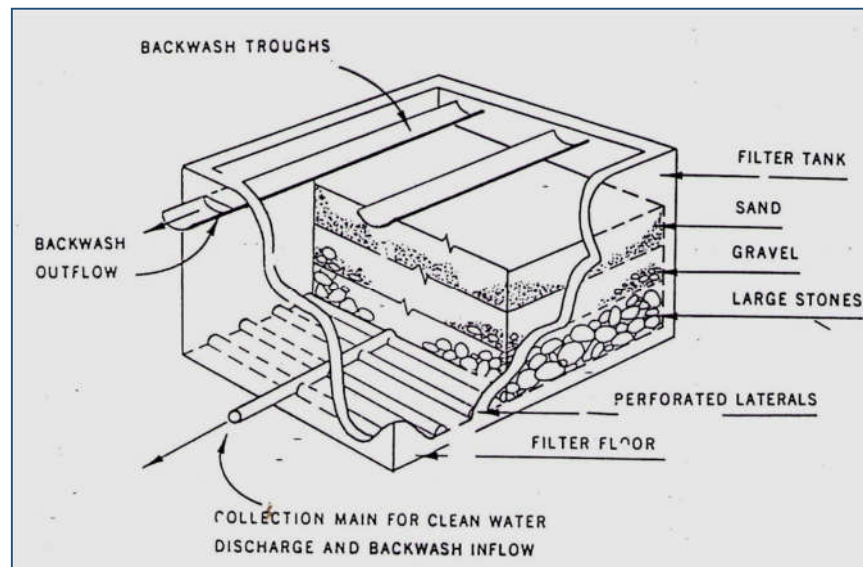


Figura 2.7 Esquema de filtro de grava y arena. El agua se clarifica al descender a través de la arena (“sand”) y la grava de distintos tamaños (“gravel”, “large stones”), luego es recogida por los extremos abiertos de los tubos laterales hacia el tubo de salida. Este tubo se utiliza además para lavar el filtro haciéndolo trabajar al revés: se inyecta agua por el tubo de salida, circula hacia arriba para arrastrar partículas depositadas y salir por las canaletas superiores (“backwash troughs”) (Tomado de Piper et al., 1982).

2.2 Cantidad de Agua

Entre las variables de **calidad de agua** que hemos visto, aquellas que dependen fundamentalmente del sistema de cría, $[\text{O}_2]$, $[\text{CO}_2]$, $[\text{NH}_3]$, guardan una íntima relación con la **cantidad de agua**, particularmente con el **caudal**. Esto tiene importancia práctica sobre todo (pero no exclusivamente) en sistemas en tierra, donde en general $[\text{O}_2]$ y $[\text{NH}_3]$ son las variables más importantes que limitan la producción. Con relación al O_2 , es fácil ver que, para una determinada concentración en el agua, cuanto mayor sea el consumo de los peces, mayor será el caudal necesario para que respiren (notar que tanto **caudal**, como **consumo de oxígeno** son variables relacionadas con una unidad de tiempo). De manera similar, cuanto mayor sea la producción de NH_3 en una unidad de tiempo, mayor será el caudal necesario para diluirlo y evitar

concentraciones tóxicas. Estas ideas tienen importancia en el diseño de un criadero, particularmente para poder estimar el **volumen de producción** que podrá sostener.

Entonces, una pregunta que resulta interesante es: ¿qué biomasa máxima (de determinado peso promedio individual) puede respirar con un determinado caudal, que transporta una determinada $[O_2]$? O de manera similar: ¿qué caudal necesito para producir una biomasa de peces de cierto tamaño?. Contestar estas preguntas nos lleva al problema de estimar la **tasa de consumo de oxígeno, TCO** (medida por ejemplo en mg O_2 , Kg pez/hora) de los peces en condiciones de cría, incluyendo los picos de demanda post alimentación, post manipulación etc. Para ello se puede utilizar la fórmula de Liao et al. (1971) que toma en cuenta el peso del pez, la temperatura del agua y la $[O_2]$:

$$TCO = K \times T^n \times P^m$$

Donde:

TCO = cantidad de O_2 consumido (libras O_2 /100 libras pez/día)

K = constante

T = temperatura (grados Fahrenheit)

P = peso de los peces en libras

n y m = constantes

Para las truchas arco iris, las constantes K, n y m toman los siguientes valores de acuerdo a la temperatura del agua:

T°	K	N	m
T° > 10 °C	3.05×10^{-4}	1.855	-0.138
T° < 10 °C	1.90×10^{-6}	3.130	-0.138

Mediante la fórmula de TCO de Liao, se han obtenido valores para construir gráficos tanto de la **TCO** (medida en mg O_2 /Kg pez/h) como de **biomasa** (= carga) admisible por metro cúbico/hora de caudal (medida en Kg pez/ m^3 /hora). Para los cálculos y construcción de los gráficos se ha supuesto que el agua está al 100 % de saturación en la entrada de la pileta y que se deja oxígeno remanente a la salida de 5,5 mg/l. De esta manera se pueden leer valores para truchas de 1gr a 1000 gr y de 4°C a 20°C (**Ver gráficos 2.2A.1 y 2.2A.2** en ANEXOS de esta unidad).

Como dijimos más arriba y dependiendo de las circunstancias, el interés puede estar ya no en estimar la **biomasa máxima** (= carga) que se puede sostener con determinado caudal, sino en estimar el **caudal necesario** para cierta biomasa (siempre teniendo en cuenta el peso promedio individual de los peces). En realidad, en este caso necesitaremos calcular **dos caudales**. Por un lado el caudal necesario para proveer el oxígeno, **Q(O₂)** y por otro el necesario para diluir el amoníaco a niveles seguros, **Q(NH₃)**. En ambos casos, los cálculos se referirán a caudales necesarios para los momentos de máxima biomasa dentro del criadero.

2.2.1 Cálculo del caudal para aportar oxígeno, Q(O₂)

Con relación al cálculo de caudal para aportar oxígeno Q(O₂), podemos representar la situación mediante la **Figura 2.8**.

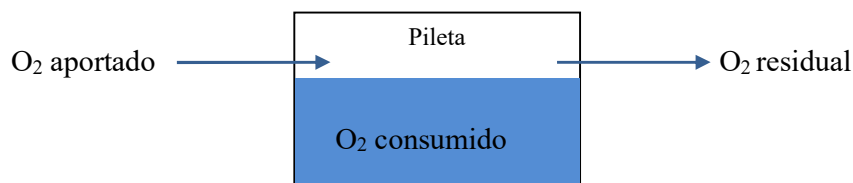


Figura 2.8 Dinámica del oxígeno en una pileta.

Entonces, para calcular el caudal para proveer el oxígeno tendremos:

$$Q(O_2) \text{ (l/h)} = [B \text{ (Kg)} \times TCO \text{ (mg/Kg/h)}] / [Od \text{ (mg/l)}]$$

Donde:

$Q(O_2)$: caudal para proveer el oxígeno

B= biomasa

TCO : tasa de consumo de oxígeno

Od: O_2 disponible = O_2 aportado - O_2 residual = $[O_2]$ a la entrada - $[O_2]$ a la salida.

Ejercicio (tomado de Jover et al., 2003, con modificaciones):

Calcular el caudal necesario para aportar oxígeno a una pileta de truchas, cuyas dimensiones son 30 x 10 x 1 m, que contiene truchas de 10 gr de peso promedio individual a una densidad de 15Kg/m³, siendo la temperatura del agua de 16 °C y el pH = 7.5. Suponer $[O_2]$ a la entrada 9.9 mg/l y O_2 residual = 5.5 mg/l.

Por otra parte, para calcular el segundo caudal, el que diluirá el NH₃ a niveles seguros, necesitamos conocer la tasa de excreción (Te) de NH₃. Esta tasa estará influida por el tamaño del pez y la temperatura del agua (además de la calidad del alimento). A los fines prácticos, se dispone de gráficos con valores estimativos promedio (ver gráfico **2.2A.3 en ANEXOS** de esta unidad).

2.2.2 Cálculo del caudal para diluir el amoníaco, Q_{NH_3}

Considerando la Te, y la concentración máxima segura (Cm) se obtiene la fórmula:

$$Q(NH_3) \text{ (l/h)} = [B \text{ (Kg)} \times Te \text{ (mg/Kg/h)}] / (Cm \text{ (mg/l)})$$

Donde:

$Q(NH_3)$ = caudal necesario para diluir el amoníaco

B = biomasa

Te = tasa de excreción

Cm = concentración máxima segura (tomaremos 0.01 mg/l)

Ejercicio: (tomado de Jover et al., 2003):

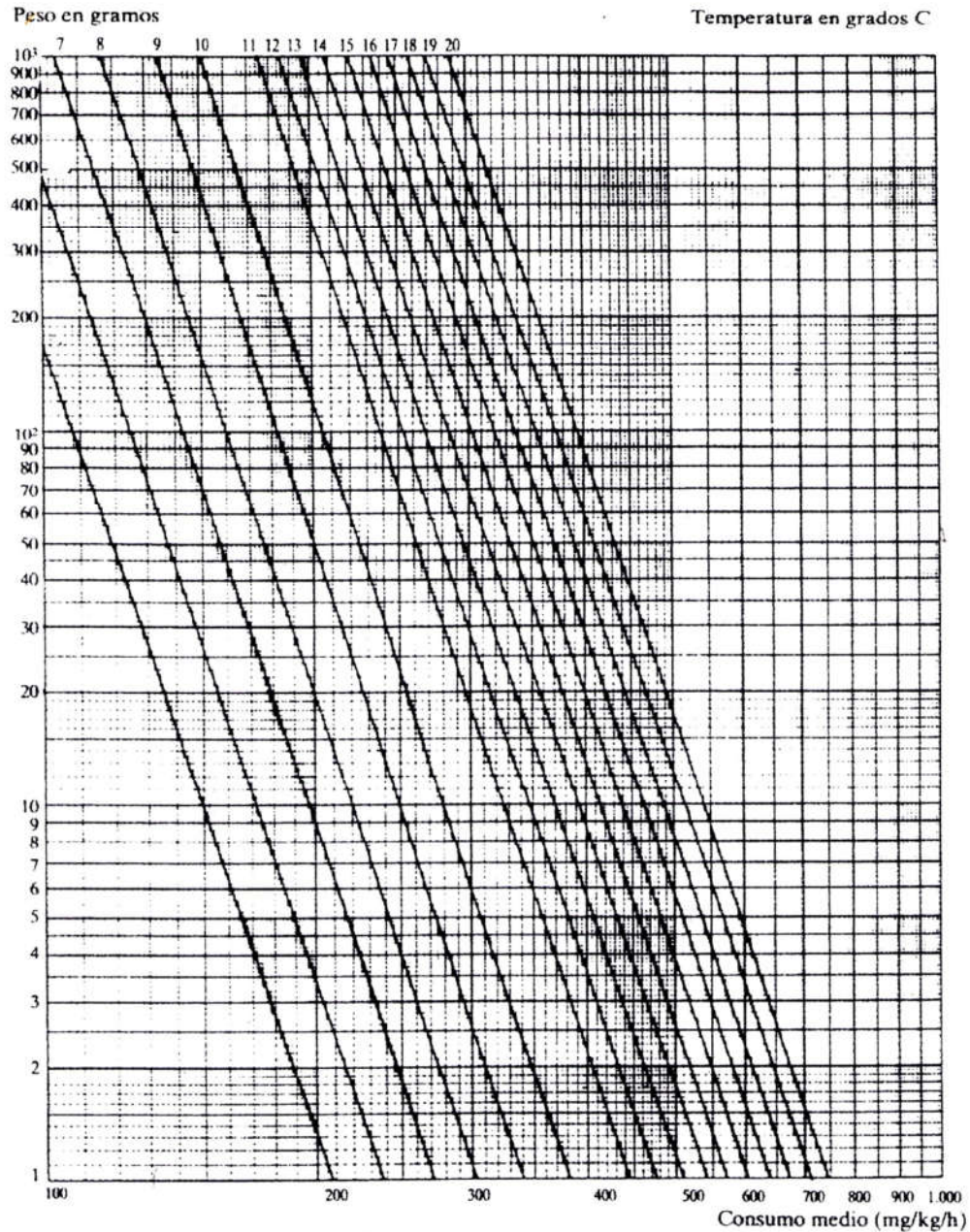
Calcular el caudal necesario para diluir el NH_3 de una pileta de truchas cuyas dimensiones son 30 x 10 x 1 m, que contiene truchas de 10 gr de peso promedio individual, a una densidad de 15 Kg/m^3 , siendo la temperatura del agua 16 °C y un $\text{pH} = 7.5$. (Nota, los valores aproximados que se leen en **Fig. 2.2A.3** (ANEXOS de la presente unidad) están en $\text{gr}/\text{Kg}/\text{día}$, por lo que deberán ser transformados a **mg/Kg/h**; además son valores de amoníaco total a los que se deberá aplicar el porcentaje de NH_3 tóxico (**Tabla 2.2A.4** en ANEXOS de esta unidad) para $\text{pH} = 7.5$ y T°C (16°C).

Una vez obtenidos $Q(\text{O}_2)$ y $Q(\text{NH}_3)$ deberá tomarse el caudal mayor. Este será luego tomado como el caudal para programar la producción (**Unidad 7**).

En cuanto a la **cantidad de agua (particularmente caudal) en cultivos en jaulas**, no es una variable que se pueda controlar, por lo que se requerirá medir en forma permanente tanto $[\text{O}_2]$ como $[\text{NH}_3]$ (este último resulta menos tóxico en agua marina) para determinar la biomasa de peces que se pueden mantener en cada contenedor. En las jaulas, el recambio de agua se da por las corrientes del cuerpo de agua (mar, lago, etc.), el viento y los movimientos de los peces. Una disminución de la $[\text{O}_2]$ puede darse también durante la noche en estos sistemas o como resultado de floraciones (“blooms”) de algas. Con relación a ello, conviene recordar la importancia del mantenimiento de las redes limpias, ya que las algas pueden taponar las redes y por lo tanto disminuir o impedir el recambio de agua. Se deberá también, como en el caso de los sistemas en tierra tener en cuenta las variaciones diarias/estacionales en el consumo de O_2 . En salmones del Atlántico se ha observado una drástica variación en el consumo en condiciones de ayuno, con alimentación y en estado de hacinamiento, por lo que se requiere cuidado y monitoreo constante, sobre todo en sistemas que trabajan a altas densidades.

2.2A ANEXOS CANTIDAD DE AGUA

2.2A.1 Consumo de Oxígeno por la trucha arco iris (Tomado de Blanco Cachafeiro, 1995)



Consumo de oxígeno por la trucha arco iris, en mg/kg de peso/hora, en temperaturas comprendidas entre 5 y 20° C y de 1 a 1.000 g de peso (según Liao, 1970).

2.2A.2 Capacidad de carga de caudal admitida para la trucha arco iris (Tomado de Blanco Cachafeiro, 1995) (Ver unidad 4 sección 4.1.2: "capacidad de carga")

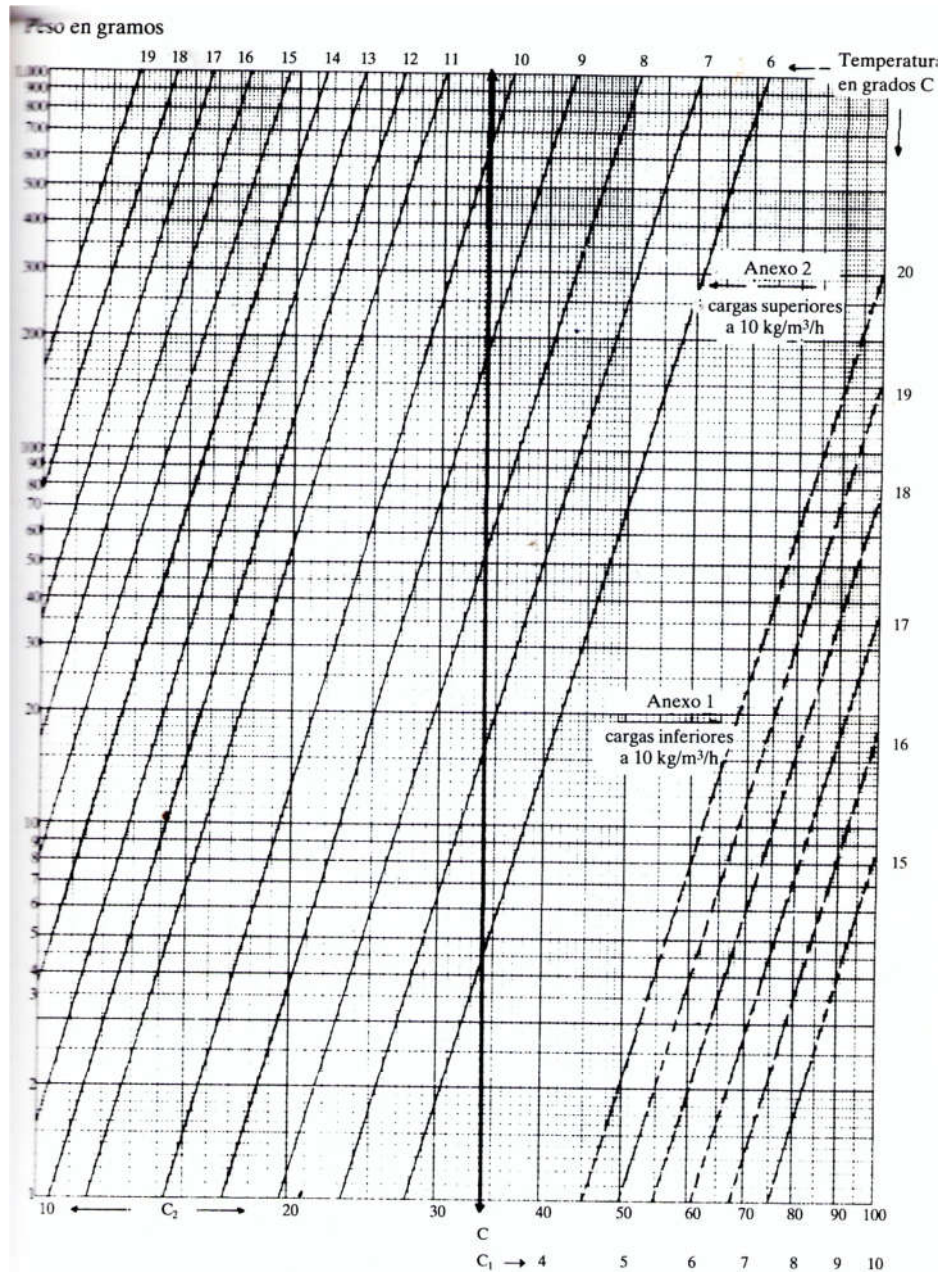
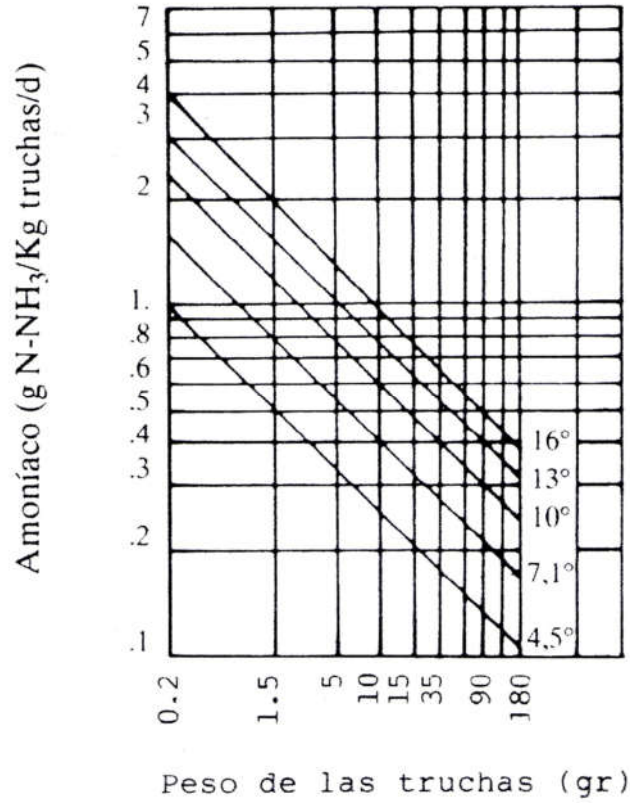


Gráfico 7.19 Carga admitida por m³/h de caudal para la trucha arco iris (oxígeno a saturación en la entrada y a 5,5 mg/l en la salida a 760 mm/Hg) (según Liao, 1970).
 C1: Cargas correspondientes al anexo 1 en kg/m³/h. C2: Cargas correspondientes al anexo 2 en kg/m³/h. C3: Límites de la fórmula de Liao (1970).

2.2A.3 Estimaciones de la tasa de excreción de NH₃ (Te) de la trucha arco iris a diferentes temperaturas. Valores de nitrógeno amoniacal total.



2.2A.4 Efecto del pH y la temperatura en la disociación de amoníaco en solución acuosa.

T° (°C)	Ph						
	6.0	6.5	7.0	7.5	8.0	8.5	9.0
5	0.0125	0.0395	0.125	0.394	1.23	3.80	11.1
6	0.0136	0.0429	0.135	0.427	1.34	4.11	11.9
7	0.0147	0.0464	0.147	0.462	1.45	4.44	12.8
8	0.0159	0.0503	0.159	0.501	1.57	4.79	13.7
9	0.0172	0.0544	0.172	0.542	1.69	5.16	14.7
10	0.0186	0.0589	0.186	0.586	1.83	5.56	15.7
11	0.0201	0.0637	0.201	0.633	1.97	5.99	16.8
12	0.0218	0.0688	0.217	0.684	2.13	6.44	17.9
13	0.0235	0.0743	0.235	0.738	2.30	6.92	19.0
14	0.0254	0.0802	0.253	0.796	2.48	7.43	20.2
15	0.0274	0.0865	0.273	0.859	2.67	7.97	21.5
16	0.0295	0.0933	0.294	0.925	2.87	8.54	22.8
17	0.0318	0.101	0.317	0.996	3.08	9.14	24.1
18	0.0343	0.108	0.342	1.07	3.31	9.78	25.5
19	0.0369	0.117	0.368	1.15	3.56	10.5	27.0
20	0.0397	0.125	0.396	1.24	3.82	11.2	28.4
21	0.0427	0.135	0.425	1.33	4.10	11.9	29.9
22	0.0459	0.145	0.457	1.43	4.39	12.7	31.5
23	0.0493	0.156	0.491	1.54	4.70	13.5	33.0
24	0.0530	0.167	0.527	1.65	5.03	14.4	34.6

2.3 El ambiente acuático como receptor de contaminantes

La acuicultura tiene la capacidad de alterar el ambiente de diferentes maneras tanto en el corto plazo (olor, ruido, polución visual) como en el largo plazo (cambios físicos y biológicos permanentes). Muchas de estas alteraciones se ilustran en la **Figura 2.9**. Las consideraciones que siguen se basan en sistemas en jaulas. Sin embargo, los tipos de descargas que pueden alterar el ambiente son básicamente las mismos en sistemas en tierra o en jaulas, solamente cambia la forma de analizar los efectos de dichas descargas, como veremos más adelante, y las características del agua receptora. Algunas consideraciones sobre sistemas en tierra se realizarán al final de esta sección.

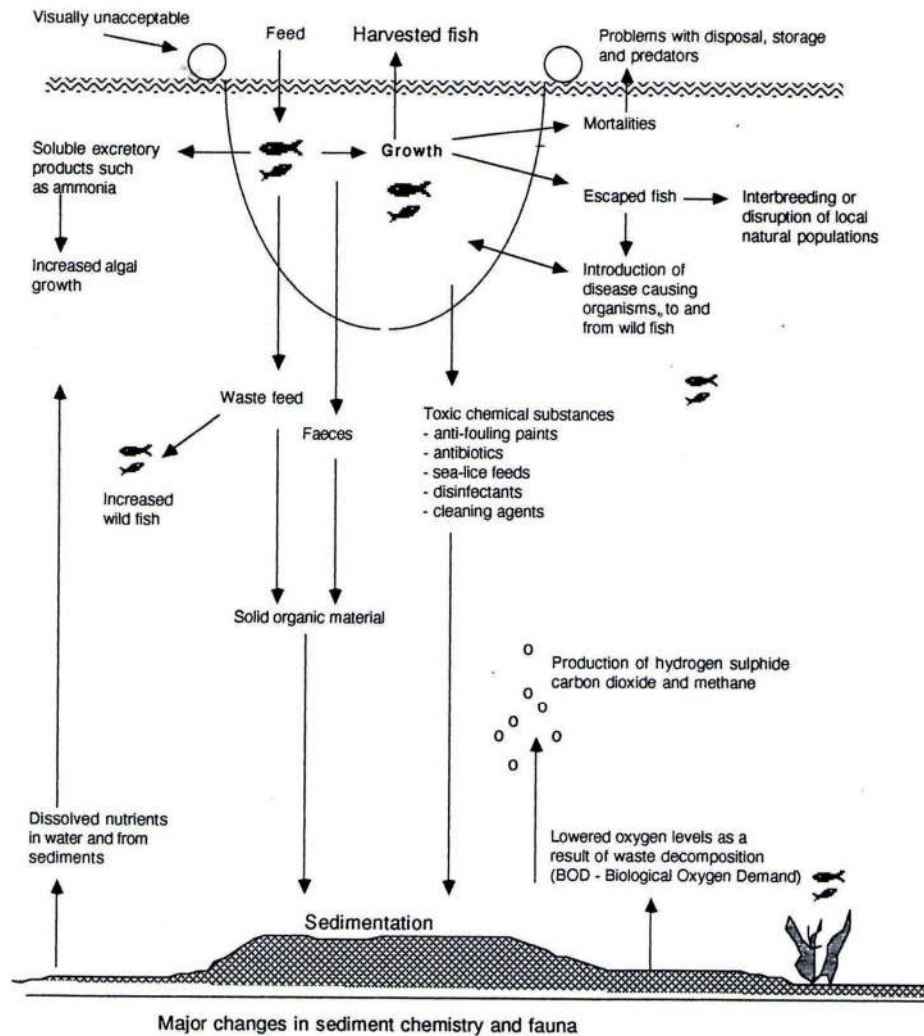


Figura 2.9. Algunos efectos ambientales de la producción de peces en jaulas (Tomado de Willoughby, 1999)

Ya se trate de sistemas en tierra o en agua (jaulas) cabría preguntarse: ¿lo que producen los criaderos, es contaminación?. Si adoptamos una **definición** de contaminación **restringida** a la **liberación en el agua de sustancias químicas o patógenos que pueden poner en riesgo la vida humana o de animales en forma directa y en un corto tiempo**, podemos responder que sólo

algunas de las sustancias que suelen liberarse en los sistemas de cultivo son contaminantes (por ejemplo desinfectantes) Si, en cambio, adoptamos una **definición más amplia** de contaminación, incluyendo sustancias químicas tóxicas y también sustancias no tóxicas pero que a largo plazo podrían ocasionar daño a seres humano o a poblaciones de animales, entonces todas las sustancias o elementos liberados por un sistema de cultivo son contaminantes (por ejemplo la materia orgánica). Dado que son muy diversos los materiales que pueden ser liberados desde un criadero, podemos tratar de ordenarlos en 4 categorías:

- Descarga de nutrientes
- Descarga de patógenos
- Descarga de medicamentos y otras sustancias químicas
- Escapes de peces al medio natural (impacto genético + introducción de enfermedades)

2.3.1 Descarga de nutrientes

Los nutrientes liberados por un sistema de cultivo están contenidos principalmente en el alimento residual, las heces y los peces muertos. Además se producen sólidos disueltos: (ricos en N, P). **Las heces** tienen una composición química y una consistencia variable según la composición del alimento suministrado. En un sistema en jaulas, su velocidad de hundimiento es baja en comparación al **alimento residual**. En cuanto a este último, su acumulación debajo y en cercanías de las jaulas es prácticamente inevitable, especialmente si la zona no está bien elegida para el cultivo (falta de corriente o de mareas, poca profundidad). A diferencia de las heces, el alimento residual se precipita y deposita en el fondo en forma relativamente rápida, y será arrastrado a una distancia de las jaulas que estará en función de la velocidad de la corriente y la profundidad como se aprecia en la **Figura 2.10**.

Todos estos elementos nutritivos son descompuestos debajo de las jaulas, a una velocidad que depende de la T°, la [O₂] y el tipo de materia orgánica (en última instancia determinado por el tipo de alimento balanceado). Como se mencionó, la descomposición aeróbica en la capa superior del sedimento, puede (además de producir CO₂) bajar la [O₂] incluso a “0”. En este último caso (suele ocurrir en un estrato más profundo) continúa la descomposición en condiciones anaeróbicas, con producción de ácido sulfhídrico (H₂S) a partir de sulfatos. El H₂S es un gas muy tóxico (1 ppm puede matar peces en un corto tiempo) aunque raramente es un problema, por su alta solubilidad en agua lo que favorece su dilución y arrastre por las corrientes. Cuando el proceso de formación de ácido sulfhídrico a partir de sulfatos se agota, se produce gas metano (NH₄), un gas mucho menos soluble en agua que suele burbujear en superficie y a veces transporta H₂S. Existen estudios que informan alteraciones de la fauna natural debajo de sistemas en jaulas a pocas decenas o quizá algunas centenas de metros. En cuanto a los peces muertos, pueden representar otra fuente importante de nutrientes que aumentan los fenómenos de descomposición mencionados.

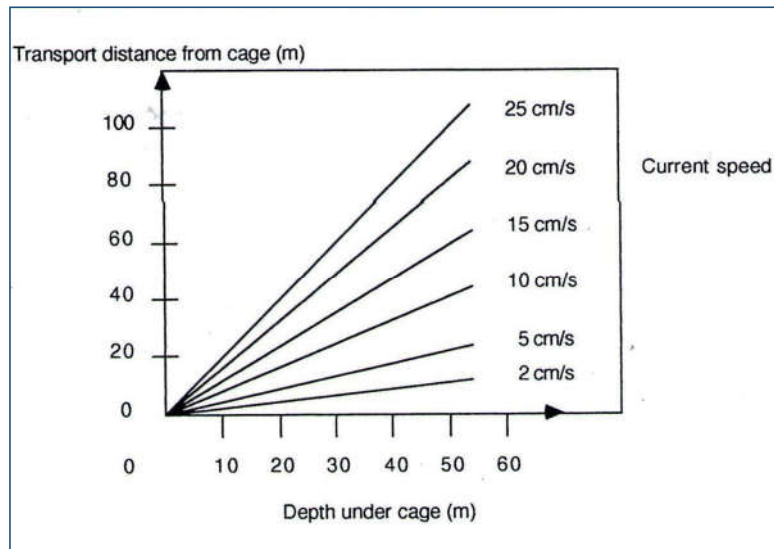


Figura 2.10. Transporte de las partículas de alimento residual de una jaula como función de la profundidad bajo la jaula (“Depth under cage”) y de la velocidad de la corriente.

Además de la materia orgánica **en suspensión** proveniente de heces, alimento residual y peces muertos, los sistemas de cría aportan **sustancia en solución** provenientes de la excreción branquial, la orina, y las heces mismas. De importancia especial resultan el N y el P, por ser nutrientes y el NH_3 como producto tóxico. Si la concentración de N y P es alta, se puede producir un efecto eutrofizante, particularmente en agua dulce, donde el P suele ser el factor limitante. Como resultado de una floración (“bloom”) de algas, el oxígeno puede disminuir sobre todo en horas nocturnas, y producir la muerte de peces del propio criadero y de otros organismos del medio circundante.

Dado que nutrientes como el N y el P derivan en última instancia del alimento, su **composición** y la **manera de suministrarlo** pasan a ser un problema no solamente económico (permitir buen crecimiento, no desperdiciar alimento) sino un problema ambiental. En cuanto a la composición, una de los factores limitantes para la producción de salmónidos en el futuro, es la cantidad de harina y aceite de pescado disponibles para fabricar alimento balanceado. La **harina** y el **aceite** son insumos que provienen de la pesca oceánica, la que se encuentra en, o muy cerca de, su capacidad máxima extractiva, según datos de la FAO (sigla en inglés de “Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación”). En este sentido, existen estudios, por ejemplo para *S. salar*, que reemplazan parcialmente la harina de pescado en el alimento balanceado por harina de soja y de esta manera reducen a casi la mitad la carga de fósforo total por Kg de pez producido (TP/Kg pez), sin consecuencias negativas para los peces. Vemos aquí, cómo modificaciones en la composición de la dieta pueden abaratar el alimento (la harina de soja es más económica que la de pescado) pero, además, resultar beneficiosas para el ambiente (disminuyendo la capacidad eutrofizante del alimento).

Con respecto a la manera de alimentar si, por ejemplo, por un descuido en la entrega, se alimenta en **exceso**, se aumenta la cantidad de **alimento residual**, esto no sólo representa un problema económico (aumento del costo/Kg de pez) sino ambiental. Nuevamente, el problema

ambiental puede volverse en contra, por ejemplo por disminución de la $[O_2]$ lo que, a la larga, puede resultar en pérdidas económicas.

Para tratar de **evaluar** la capacidad de los cultivos para alterar el ambiente se han realizado estudios de diferentes tipos. Además de la dispersión de las partículas de alimento residual (**Fig. 2-10**, más arriba) se han desarrollado, por ejemplo, modelos matemáticos para estimar la cantidad y calidad de desechos producidos por un cultivo. Considerando variables como, la composición química del alimento balanceado, la cantidad suministrada, el potencial de crecimiento de los peces, la composición química de sus tejidos, la temperatura del agua y la eficiencia con la que los peces convierten la energía alimentaria en energía de crecimiento. El objetivo de estos modelos es brindar valores que permitan medir, por ejemplo, la capacidad eutrofizante y compararla con la de otros desechos humanos, las aguas cloacales. Un estudio, por ejemplo, establece que un cultivo de salmones de 100 ton/año, con una conversión del alimento de 1.2 (se entregan 1.2 Kg de alimento en peso seco, para producir 1 Kg peso vivo de pez, ver más detalles en **Unidad 6**), equivale a los desechos cloacales de una población de 764 personas.

Otras formas de tratar de medir efectos negativos de los cultivos (además de el fósforo total, **TP**; y el nitrógeno total, **TN**) es a través de la demanda bioquímica de oxígeno (**BOD**) (= cantidad de O_2 que requieren los organismos para descomponer la materia orgánica) y la cantidad de sólidos en suspensión (**SS**). Algunas comparaciones, establecen, por ejemplo, que la acuicultura en promedio, produce menores concentraciones de SS, TP, TN y menores BOD que los desechos cloacales en general.

Si las condiciones ambientales se deterioran, se requerirá remover material de desecho del fondo (bombeo) o mover las jaulas de lugar. Por esta razón se prefiere ubicarlas en sitios con buenas corrientes que diluyan los desechos.

Fouling

El término “fouling”, muy común en la literatura y en el uso cotidiano en países productores como Chile, se utiliza en inglés para referirse a la colonización de una superficie sumergida, viva o muerta, por parte de organismos. Este fenómeno está conectado con la liberación de sustancias nutritivas desde el criadero. Los organismos se depositan en las superficies siguiendo una secuencia que comienza con organismos unicelulares (bacterias, protozoos, diatomeas etc.) y continúa con pluricelulares desde algas verdes, algas pardas, etc., hasta moluscos como mejillones y otros). Este fenómeno reduce el flujo de agua a través de las jaulas en un 30% - 40%. De esta manera disminuye la cantidad de O_2 disponible para los peces y aumenta la cantidad de NH_3 . El depósito de organismos en el fondo de las jaulas producto del “fooling”, produce un taponamiento que impide la eliminación de heces y alimento residual. Además la presencia de organismos grandes con valvas (mejillón) puede dañar a los peces, sobre todo durante la operación de clasificación y cosecha (cuando se levantan las redes para concentrar los peces). Este es otro ejemplo de efectos ambientales del cultivo que pueden tener consecuencias **dentro del mismo cultivo**.

2.3.2 Peces muertos

La mortalidad de peces es inevitable en cualquier sistema de cría y, en algunas circunstancias (manejo descuidado) puede representar toneladas de materia orgánica que se introduce al ambiente. La fabricación de fertilizantes podría ser un uso posible de este material y evitaría el vertido de grandes cantidades de materia orgánica.

2.3.3 Descarga de patógenos

Los patógenos (virus, bacterias, parásitos) de un sistema de cría pueden infectar a peces silvestres ya que se **transmiten a través del agua**. Se han encontrado, por ejemplo, peces infectados con el virus de IPN (necrosis pancreática infecciosa) a unos 7 Km del criadero más próximo. Sin embargo la causa primaria de **transmisión sería el contacto entre peces** de criadero (escapes) y **silvestres**. Las enfermedades virales son un problema mayor para el cultivo que las bacterianas, ya que estas últimas pueden ser tratadas con antibióticos.

Existe una tendencia a cuidar las condiciones generales de cultivo de los peces, no solamente evitar el estrés sino cuidar el bienestar de los animales. Esto redundaría en evitar enfermedades que las condiciones de cría intensiva promueven, con beneficios múltiples, buena calidad del producto y bajo impacto ambiental.

2.3.4 Descarga de medicamentos

El empleo de antibióticos (definidos en sentido amplio como sustancias naturales o sintéticas que pueden inhibir o matar microorganismos) ha sufrido variaciones con el tiempo en distintos países. Actualmente se mantiene en niveles relativamente altos en países como Chile (**Fig. 2.11**). Los antibióticos pueden acumularse en el fondo debajo de sistemas en jaulas, debido al **alimento residual** (que puede contener antibiótico). Dicho alimento, debido a la disminución del apetito de los peces enfermos, suele aumentar en cantidad. La materia fecal, debido a una absorción incompleta, suele contener también antibiótico. La solubilidad del antibiótico en el agua y las propiedades físicas de los “pellets” determinan cuanto se disuelve y cuando sedimenta y a qué distancia de las jaulas.

Con relación al antibiótico disuelto, existen estudios con resultados contradictorios. En algunos de ellos se considera a la nifurazolidona, el ácido oxolínico, y la flumequina disueltas en aguas superficiales, como sensibles a la fotodegradación en alrededor de 3 semanas. Mientras que otros estudios establecen que 2 de los anteriores (ácido oxolínico y flumequina) más la oxitetraciclina y la sulfadiazina son muy estables. En la **Tabla 2.2** se muestran valores de vida media de varias sustancias antibacterianas.

Un problema importante con el uso de antibióticos es el desarrollo de lo que se denomina **resistencia**. Este fenómeno se basa en mutaciones u otros cambios a nivel genético en algunas bacterias que resulta en una disminución, total o parcial, de su sensibilidad a los antibióticos, es decir a ser inhibidas o muertas por ellos; la resistencia es entonces un fenómeno propio de las bacterias -no de los peces. Cuanto más lentamente sea degradado un antibiótico en el fondo, o

cuanto más prolongado sea un tratamiento, más se contribuirá desde el criadero al desarrollo de cepas bacterianas resistentes. Existen estudios (Marshall y Levy, 2011), que prueban que la resistencia resultante de uso inadecuado de antibióticos en un criadero, puede traer consecuencias no solamente para los peces sino para los seres humanos. En el primer caso, sus patógenos no responden al antibiótico y por lo tanto los peces no se curan; en el segundo, pueden hacerse resistentes bacterias presentes en el ambiente que son potencialmente patógenas para los seres

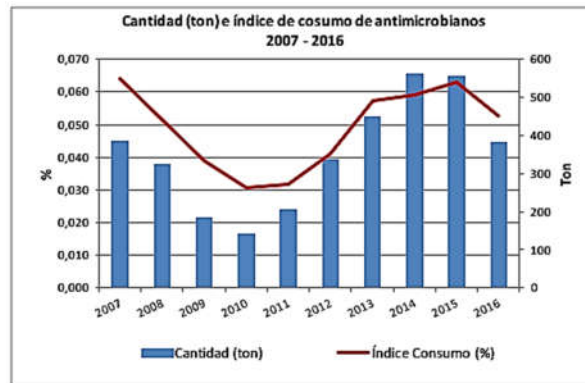


Figura 2.11. Cantidad de antimicrobianos (toneladas) utilizados en Chile periodo 2007- 2016 y el respectivo índice de consumo relacionado con las cosechas anuales. Fuente: SERNAPESCA http://www.sernapesca.cl/presentaciones/Comunicaciones/Informe_Sobre_Uso_de_Antimicrobianos-2016.pdf

Tabla 2.2. Vida media de varias sustancias antibacterianas en el sedimento marino. Tomado de Willoughby, 1999.

Sustancia antibacteriana	Vida media
Oxitetraciclina	64- 142 días
Acido oxolínico	165- 395 días
Flumequina	155- 220 días
Sarafloxacina	260 días
Sulfadiazina	75 días
Florfenicol	4.5 días
Nifurazolidona	18 horas

humanos. Existe además la posibilidad, ante el consumo prolongado de carne de pescado con pequeñas cantidades de antibióticos, de que adquieran resistencia bacterias de la flora normal, con consecuencias negativas para la salud. Es interesante observar que el antibiótico en la carne puede provenir de peces cosechados en un criadero o de peces escapados de un criadero que luego se pesca.

Por otro lado, la **persistencia** (vida media larga) de los antibióticos en el sedimento, puede favorecer la eliminación de microorganismos útiles en la descomposición de los desechos producidos por el mismo criadero, hecho particularmente importante en los sistemas de jaula.

2.3.5 Descarga de otras sustancias químicas

Además de los antibióticos, otros tipos de sustancias químicas son utilizadas en producción. Uno de ellos son los **antiparasitarios**, como el praziquantel. Al respecto, no se han demostrado efectos adversos sobre animales en condiciones experimentales. Por otro lado, se utilizan productos **anti “fouling”** como el **cobre**, elemento considerado “toxina ambiental” y que puede bioacumularse (aumentar su concentración hacia los niveles tróficos superiores) a lo largo de las cadenas alimentarias, con potencial riesgo para los seres humanos (predadores de nivel superior). Finalmente podemos citar los **desinfectantes**. Estos se utilizan para desinfectar instalaciones, equipamiento, botes, ropa etc. Los desinfectantes más utilizados son compuestos que contienen cloro o amoníaco; también se utilizan formol y Iodo. Se trata de sustancias altamente tóxicas para animales y humanos y deben ser tratadas con cuidado.

2.3.6 Escapes de peces al medio natural

Los escapes de peces pueden tener un impacto negativo en el ambiente a través de dos mecanismos diferentes. Por un lado los peces escapados se pueden cruzar con los peces silvestres con **consecuencias genéticas negativas**. Esto lleva implícito que se da la competencia por sitios de desove. Por otro, los peces escapados pueden ser **transmisores de enfermedades**. Como cabe esperar, estos posibles efectos se hacen más probables cuanto mayor sea el número de peces escapados.

Los peces cultivados representan poblaciones genéticamente exógenas que han sido sometidas a cría selectiva (se verá más adelante en **Unidad 8**) y/o programas de domesticación. De esta manera, los peces de criadero son genéticamente distintos a los peces silvestres y pueden afectar la **biodiversidad**. Resulta interesante destacar que a veces este efecto puede no darse por escapes, sino por liberaciones intencionales de peces de criadero al ambiente, como en la práctica del “ranching”, en la que se reproducen peces por técnicas de reproducción asistida, a los que luego se les permite migrar al mar para que vuelvan y así ser capturados con un tamaño comercial. Los gametos de algunos de estos peces son utilizados para una nueva operación de reproducción asistida, y así continuar el ciclo. Una cantidad importante de peces de criadero llegan sin embargo al ambiente por escapes producto de accidentes en sistemas en jaulas (acción de tormentas, agujeros hechos por predadores o hélices de botes etc). Los peces de criadero pueden ser distinguidos de los silvestres por el aspecto de sus aletas y a veces por la forma de su cuerpo.

Los escapes pueden también provenir de instalaciones en tierra desde cuyos efluentes los peces pueden migrar al mar o a otros ambientes de agua dulce (lagos, etc). Estos peces generalmente regresan para desovar a los ríos desde los que partieron. Los peces que escapan de jaulas, no tienen un arroyo o río al cual regresar y entonces suelen entrar en ríos cercanos a la zona de jaulas desde donde escaparon. En algunos ríos de Escocia y Noruega, por ej., los “desovadores de escapes” han superado en nº a los silvestres. Existen variedad de posibles efectos genéticos con

consecuencias negativas en la sobrevivencia de juveniles resultantes de estos cruces (híbridos), por ejemplo menor éxito reproductivo, conducta territorial alterada, cambios en la resistencia a las enfermedades, etc.

En cuanto a **introducción de enfermedades**, los peces de criadero viven en condiciones de alta densidad con relación a las poblaciones silvestres. Esta alta densidad los torna más vulnerables a las enfermedades. La transmisión de patógenos desde un criadero puede ocurrir por el agua. Existen informes, como ya se mencionó, de enfermedades virales en peces silvestres a varios Km del criadero más cercano. Sin embargo, la causa primaria de transmisión de enfermedades es el contacto entre peces silvestres y de cultivo. Ejemplos de patógenos transmitidos a peces silvestres incluyen parásitos como por ejemplo *Caligus* sp. (parásito externo que produce daño en la piel y puede transmitir enfermedades bacterianas o virales), *Gyrodactylus* sp., trematode ectoparásito, etc.

Existen recomendaciones para evitar efectos no deseados de peces de cultivo sobre poblaciones silvestres:

- Diseñar la infraestructura de modo tal de minimizar el riesgo de escapes (vientos, materiales, etc). Esto incluye la utilización de sistemas de recirculación.
- Restringir los movimientos de peces vivos entre lugares de riesgo, a fin de evitar la introducción de enfermedades.
- Promover más estudios sobre los efectos genéticos de peces de cultivo sobre poblaciones naturales.
- Promover el uso de stocks estériles (incluye esterilización hormonal, y peces triploides, como veremos en las **unidades 4 y 8** respectivamente).

2.4 Tratamiento de efluentes

Los efluentes (o descargas) de un criadero, como los de cualquier actividad que produce contaminantes, están sujetos a regulaciones que se deben conocer y respetar. Estas regulaciones pueden cambiar en distintos países o regiones y pueden tener diferencias según se trate de instalaciones en tierra o en agua y, en este último caso, en agua dulce o marina.

Sin embargo, cualquiera sea el sistema de cría, los mecanismos por los cuales las descargas de materiales potencialmente contaminantes pueden ejercer un daño en el ambiente, son básicamente los mismos. En todo caso en una u otra situación se deben hacer algunas consideraciones propias de cada sistema (en tierra abierto, en tierra semi- cerrado, en jaulas en agua dulce, en jaulas en el mar etc.) En instalaciones en tierra, la presencia de un caudal que, luego de alimentar un criadero, es eliminado a un cuerpo de agua receptor, plantea una situación diferente a la de un sistema en jaulas, donde un gran cuerpo de agua recibe las descargas, con un mayor poder de dilución (siempre que existan las corrientes suficientes).

Entre los **compuestos disueltos** (nitratos, fosfatos, materia orgánica) la presencia de NH_3 resulta, en la práctica, el factor limitante en sistemas en tierra debido a que este compuesto es menos tóxico en agua de mar. En sistemas tipo “raceways” parte del amoníaco (que es un gas) puede ser liberado por aireación. Alternativamente, el NH_3 puede ser removido, previo a la

descarga, por intercambio iónico haciendo circular el agua por zeolita (material natural) o por columnas de intercambio catiónico. Estos mecanismos son sin embargo poco útiles en sistemas abiertos con producción a escala comercial. En sistemas de recirculación suelen utilizarse filtros biológicos, como se verá en la **Unidad 5**

Para la remoción de **sólidos en suspensión** se utilizan las **piletas** y las **lagunas de sedimentación**. Resultan útiles para extraer partículas de menos de 2μ . Trabajan con el principio de disminuir la velocidad del agua de manera tal de dar tiempo a la decantación de las partículas. Una variable importante que afecta el funcionamiento de estas instalaciones es el tiempo de retención, que se define como el tiempo necesario para que el agua sea totalmente cambiada. Es importante, en relación al tiempo de retención, que la pileta o laguna de sedimentación tenga un flujo de agua lo más homogéneo posible. Si existen zonas donde el agua se estanca o permanece durante más tiempo que en otras, el tiempo de retención real puede ser menor que el calculado y los efectos de la pileta o laguna inferiores a los esperados. Si es necesario un determinado tiempo de retención, se deduce que otras variables importantes para una pileta o laguna de sedimentación son, el caudal de agua, la velocidad del agua, y la profundidad, además de la densidad de partículas. En instalaciones de poca profundidad, el agua puede remover el fondo e impedir una adecuada sedimentación. Por el contrario, si la profundidad es excesiva, el tiempo puede ser insuficiente para que los sólidos sedimenten. Se ha sugerido que unos 50 cm de profundidad pueden ser adecuados pero, sin conocer otros datos, este valor solo debería utilizarse como una guía a partir de la cual experimentar en cada criadero. En general cuanto más grandes las piletas o lagunas de sedimentación más sólidos pueden remover.

Las **piletas** de sedimentación pueden ser de diversas formas y materiales. Por ejemplo pueden ser un “raceways” de cemento modificado, con 1 o 2 rejillas a la entrada. Estas rejillas distribuyen el caudal y disminuyen la turbulencia, para lo cual se recomienda que un 50% de la superficie sea espacio abierto.

Las **lagunas** de sedimentación, por su parte, son las instalaciones más utilizadas aunque ocupan un considerable espacio, que resulta un factor limitante. **Tanto las piletas como las lagunas de sedimentación deben ser frecuentemente limpiadas** de los lodos que se van formando y descomponiendo. Las lagunas, sobre todo de cierto tamaño, tienen la capacidad de extraer buena parte del N- total pero este trabajo no puede realizarse en un sedimento saturado de sólidos en suspensión. En estas lagunas se puede remover 35- 85% de N total, en parte por la acción de las algas y plantas vasculares (que remueven nitratos) y en parte por la acción bacteriana en el fondo que convierte nitratos en N gaseoso. A diferencia del N, el P (PO_4^{3-}) que proviene de los sólidos en suspensión es difícil de manejar, por lo que la mejor estrategia es la disminución de P en la dieta.

Además de las lagunas de sedimentación, los sólidos en suspensión pueden ser eliminados en sistemas en tierra mediante el uso de **filtros**. Los filtros, por ejemplo pantallas de metal, retienen sedimentos que pueden ser directamente extraídos para su utilización como fertilizantes. (Este tema se verá en mayor detalle en “sistemas de recirculación”, **Unidad 5**)

No obstante la capacidad de depuración de las lagunas grandes, el exceso de sólidos en suspensión, que se concentra en los fondos, debe ser retirado de ellas (y de las piletas de sedimentación) regularmente. A veces los lodos del fondo se extraen después de un proceso de **estabilización** mediante compostado o simple secado, que elimina malos olores y permite que el

producto resultante pueda ser dispuesto en suelos para que actúe como fertilizante o pueda ser vendido a una planta de elaboración de fertilizantes. Resulta interesante mencionar que en el caso de desechos provenientes de cultivos marinos puede haber un contenido de sales que le resta utilidad como fertilizantes.

En el caso que los efluentes de un criadero en tierra sean **liberados en un cuerpo de agua natural** (arroyo, río) es importante establecer la calidad del agua: pH, caudal, O₂ disuelto, NH₃, nitratos, P, turbidez, sólidos totales en suspensión, y BOD antes de iniciar el funcionamiento de un criadero. En la medida de lo posible, dichos parámetros de calidad suelen referirse al denominado 7Q10 (Caudal mínimo durante 7 días consecutivos que puede esperarse una vez cada 10 años). Posteriormente suele requerirse estimar las concentraciones esperadas de las variables mencionadas, como resultado de la operación del criadero. Además, en cualquier norma ambiental seguramente habrá que informar la cantidad y tipo de sustancias químicas a utilizar (desinfección, tratamiento de enfermedades, etc.) y las instalaciones de tratamiento de efluentes, tales como lagunas de sedimentación. En estos efluentes resultará importante evaluar el grado de dilución de las sustancias liberadas al arroyo, río, etc.

En la descarga de efluentes a un cuerpo de agua natural resulta importante el concepto de **zonas de mezcla**. Estas zonas pueden dividirse en una primera zona de mezcla, que es aquella en la tiene lugar el primer contacto entre el efluente y el agua que lo recibe y, por lo tanto, es donde hay mayor concentración de las sustancias liberadas. Por esta razón existen normas sobre la forma de la descarga (por ejemplo profundidad del caño de un efluente dentro de un agua receptora). Posteriormente, por fuera de esta primera zona se extiende una zona de mezcla más amplia donde el efluente se mezcla por turbulencia y así las sustancias que liberan se van diluyendo, hasta alcanzar una mezcla total, situación en la que las concentraciones de sustancias liberada resultan iguales en cualquier parte del cuerpo de agua. Cabe aclarar que una zona de mezcla puede tener un efecto negativo local, que luego se pierde, es decir, no afecta a la totalidad del cuerpo de agua.

En algunos casos y siempre de acuerdo a las normas vigentes, pueden requerirse los denominados **modelos de dilución de efluentes**. Incluso existe software desarrollado para auxiliar al productor en esta tarea.

2.5 Selección del sitio de cultivo

Hasta ahora, hemos considerado el ambiente acuático en relación a la calidad de agua (**sec. 2.1**), en íntima relación con la cantidad de agua (**sec. 2.2**). En ambos casos para cubrir las necesidades de la cría de salmónidos. Además hemos analizado el ambiente acuático como receptor de sustancias peligrosas o potencialmente peligrosas para el ambiente e, indirectamente, para los cultivos mismos (**sec. 2.3**). En este sentido (el del riesgo para el ambiente) hemos expuesto algunas formas simples de tratamiento de efluentes (excluyendo sustancias químicas como antibióticos y desinfectantes, cuyo tratamiento escapa al alcance de esta unidad) en la **sección 2.4**. En la presente sección, trataremos el tema de la selección del sitio de cultivo, también desde esta doble perspectiva: por un lado la de obtener agua de la calidad requerida y, por otro, la de minimizar los efectos negativos sobre el ambiente acuático.

Cualquiera sea el sistema de cría, el estudio del lugar de emplazamiento de un criadero es probablemente, después del estudio de mercado, el más importante para su futuro. Un principio

básico de calidad del agua de un sitio es que, si las variables que hacen a dicha calidad, están muy próximos a valores límite aunque sea durante parte del año, debería desistirse del lugar en cuestión.

En sistemas en tierra, un aspecto importante para la elección del sitio es estudiar, tanto como sea posible, la **cuenca**. Es decir toda el área de drenaje que desagua en el curso de agua que se utilizará. En este sentido son importantes la presencia de asentamientos humanos, posibles descargas cloacales, etc. En zonas agrícolas se deberán considerar posibles escurrimientos de pesticidas como también posibles tomas para riego aguas arriba que disminuyan el caudal. También se deberán conocer las variaciones de caudal, incluyendo caudales mínimos y máximos, durante el pasado (tantos años como sea posible). En relación con las variaciones de caudal, se deberán ubicar las instalaciones alejadas de la ribera del río o arroyo, a una distancia suficiente como para prever efectos de crecidas.

Las características de vegetación del entorno son también importantes. La presencia de árboles de hojas caducas en las cercanías, aparentemente un problema muy menor, puede ser un problema serio tapando las rejillas, mientras que las coníferas pueden mediante sus hojas acidificar el agua de manera inconveniente. Además deberá conocerse la presencia de aves o mamíferos ictiófagos para prevenir consecuencias indeseadas.

El aspecto topográfico es también importante, tanto para la ubicación de un posible dique en sistemas de derivación como para la construcción del canal alimentador y de otra infraestructura como casas, depósitos, etc. En un sistema en tierra será importante el caudal del efluente del criadero en relación al caudal del cuerpo de agua que lo recibe, a los fines de una adecuada dilución, como se vio más arriba.

La presencia, aguas arriba, de alguna actividad industrial, incluyendo la actividad de canteras o minas, puede resultar por si sola una buena razón para abandonar un proyecto de salmonicultura. En todo caso se deberá conocer la composición del efluente de la industria

En cuanto a los **sistemas de jaulas**, la selección del sitio de emplazamiento es muy importante para asegurar una producción prolongada en el tiempo afectando un mínimo el ambiente, lo que garantiza que no haya **efectos negativos “auto producidos”**, (ver **sec. 2.3**). A pesar de su emplazamiento en cuerpos de agua con una mayor capacidad de dilución (mar, lagos, etc.) valen para estos sistemas las mismas recomendaciones que para las instalaciones en tierra. Así, se deberá tener precaución respecto a la presencia de asentamientos urbanos y sus vertidos, actividad agrícola, presencia de industrias. Además, se deberían elegir sitios con fondos con grava y rocas y pendiente pronunciada hacia aguas más profundas. Es importante que exista siempre renovación de agua en las jaulas, para lo cual no debería haber un efecto de obstrucción de unas sobre otras o de alguna formación rocosa etc. La **Figura 2.12** presenta diversos factores a tener en cuenta en la selección de un sitio de emplazamiento de jaulas.

Todos estos factores resultan en un ambiente más saludable debajo y alrededor de las jaulas que mejora las condiciones sanitarias (baja el riesgo de enfermedades). No deberían, además, situarse jaulas en zonas cuyas aguas bajen de 0°C en invierno, ya que puede producirse mortalidad y seguramente habrá retardo del crecimiento. Existe en los últimos años, en cuanto a la selección de sitios, una tendencia a situar las jaulas más alejadas de la costa, más expuestas a las corrientes y por lo tanto con un mayor recambio de agua, lo cual disminuye los efectos contaminantes y baja los riesgos de enfermedades. Sin embargo, estas localizaciones “off shore” requieren de una

tecnología especial que ofrezca jaulas más resistentes a los vientos y el oleaje, lo cual se traduce en mayores costos, por lo que es una alternativa que habría que tomar con cuidado.

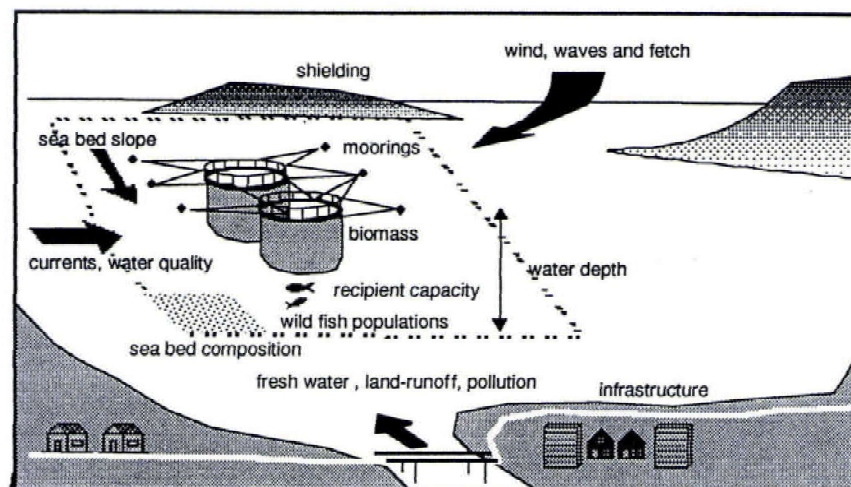


Figura 2.12. Algunos factores importantes en la elección del sitio de emplazamiento de jaulas de cría de salmónidos: corrientes, acción del viento y del oleaje, renovación de agua, composición y profundidad del fondo, presencia de asentamientos urbanos u otras fuentes de contaminación, etc. (Tomado de Willoughby, 1999).

BIBLIOGRAFIA

- Blanco Cachafeiro, M.C. 1995. La trucha. Cría industrial. Ediciones Mundi Prensa, Madrid, 503 pp.
- Del Valle, A. 1989. Bases para la Salmonicultura. Centro de Ecología Aplicada del Neuquén (CEAN). Japan International Cooperation Agency (JICA) Eds.
- Dirección de Acuicultura, Secretaría de Agricultura, Ganadería y Pesca. Argentina. La Biología de la Resistencia a los Antibióticos en acuicultura. [Online].
<http://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/acuicultura/publicaciones>
[Disponible Agosto 2016]
- FAO/WHO/OIE. 2004. Joint FAO/WHO/OIE Expert Workshop on non-human antimicrobial usage and antimicrobial resistance: Scientific assessment, Geneva, December 1-5, 2003
- FAO/WHO/OIE. 2003. Joint FAO/WHO/OIE Expert Workshop on non-human antimicrobial usage and antimicrobial resistance: Management Options, 15-17 March, Oslo, Norway
- Marshall, B.M., Levy, S. B. 2011. Food Animals and Antimicrobials: Impacts on Human Health. Clinical Microbiology Reviews p. 718–73

- Mugg, J., Serrano, A, Liberti, A., Rice, M.A. Aquaculture Effluents: A Guide for Water Quality Regulators and Aquaculturists. Northeastern Regional Aquaculture Center. NRAC. Publication No. 00-003. Online. [Disponible Junio 2016]
- Jover, M., Martinez, S., Tomás A., Perez, L. 2003. Propuesta metodológica para el diseño de instalaciones piscícolas. *Revista Aquatic* 19: 17- 26. Online: revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&C=168
- Liao, P.B., Kramer, C., Mayo. 1971. Water requirements of salmonids. Consulting engineers. Seattle. Washington.
- Piper, R.G., Mc Eslwain, I.B., Orme, L.E., Mc Craren, J.P., Fowler, L.G., Leonard, J.R. 1982. Fish hatchery management. US Dep. of the Int., Washington DC, USA
- Revenga, J.E., Campbell, L.M., Kyser, K., Klassen, K., Arribére, M.A., Ribeiro Guevara, S. 2011. Trophodynamics and distribution of silver in a Patagonia Mountain lake. *Chemosphere* 83, 265–270.
- Revenga, J.E., Campbell, L.M., Arribére, M.A., Ribeiro Guevara, S. 2012. Arsenic, cobalt and chromium food web biodilution in a Patagonia mountain lake. *Ecotoxicology and Environmental Safety* **81**: 1-10
- Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura de Chile, SERNAPESCA. Informe sobre uso de antimicrobianos por la salmonicultura nacional año 2016; Junio de 2017. Online http://www.sernapesca.cl/presentaciones/Comunicaciones/Informe_Sobre_Uso_de_Antimicrobianos-2016.pdf [Disponible Agosto 2016)
- Truesdale, G.A., Downing, A.L., Lowden, G.F. 1955. The solubility of oxygen in pure water and sea-water. *Journal of Applied Chemistry* 5: 53–62.
- Westers, H. 1997. Production Capacity of Aquaculture Systems (Including Recycling Systems). Aquaculture Bioengineering Corp. 61 pp.

Unidad 3

Ciclo de producción I: reproducción, etapas tempranas

Existen diferentes tipos de ciclos de producción de salmónidos. Un ciclo puede ser **completo** (cuenta con todos los estadios de desarrollo desde huevos a reproductores), o producir sólo algunos estadios (ciclo **incompleto**). Así, se puede llevar a cabo la producción de semilla solamente, (definiremos “semilla” en un sentido amplio como estadio a partir del cual se inicia un ciclo de producción, e incluye huevos, juveniles, etc. FAO, (2004); o se puede realizar solamente el “engorde”, es decir la producción de peces para consumo partiendo de semilla adquirida en otro criadero. La talla comercial para consumo es variable según los mercados y el proceso puede realizarse tanto en agua dulce como marina. Pero en cualquier caso, las primeras etapas de vida de los salmónidos tienen que desarrollarse en agua dulce. En la **Figura 3.1** se muestran distintas posibilidades de ciclos de producción tomando como ejemplo a la trucha marrón.

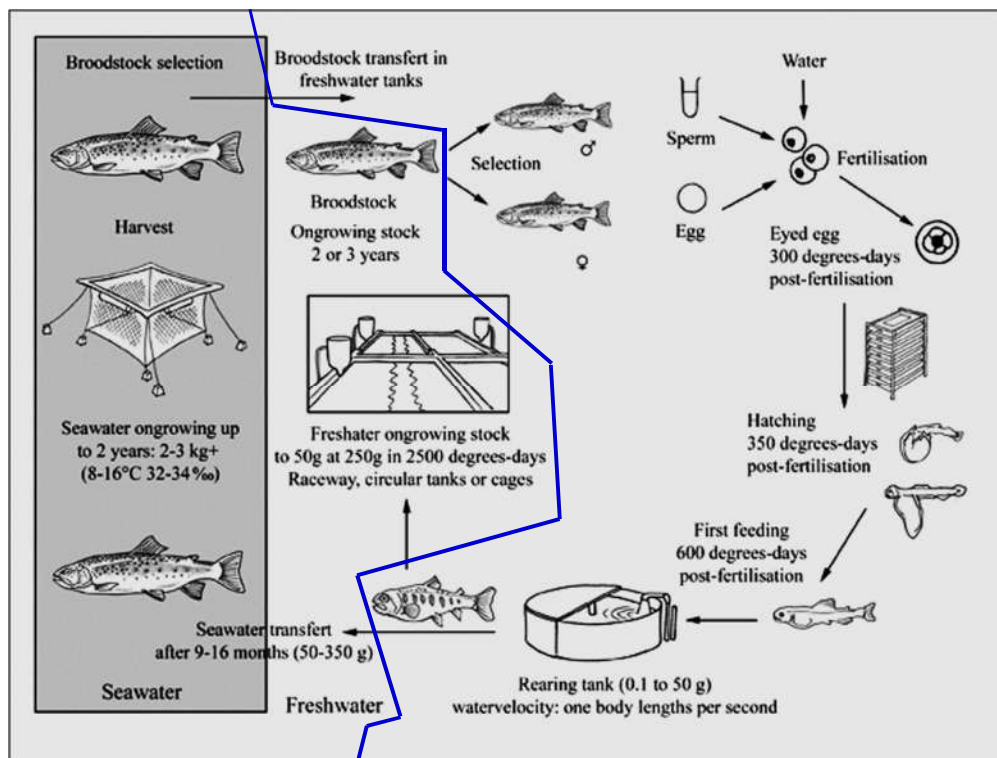


Figura 3.1 Diferentes posibilidades en el ciclo de producción de la trucha marrón (*Salmo trutta*) como ejemplo de salmónido. Abajo a la izquierda “**Seawater**”: ciclo con engorde en el mar; “**Sea wáter transfer**”: transferencia al agua de mar con 9- 16 meses de edad y 50-350 gr de peso; “**Seawater ongrowing**”: engorde en jaulas en el mar hasta 2 años y 2-3 Kg; “**Harvest**”: cosecha. “**Freshwater**”: ciclo que puede completarse en agua dulce o proveer la semilla (smolts) para engorde en agua de mar. Dentro del ciclo en agua dulce, **la línea quebrada azul** separa hacia la derecha la producción de semilla. “**Broodstock**”: reproductores; “**Eyed egg**”: huevos en estadio “con ojos” o “huevo oculado”; “**Hatching**”: eclosión; “**First feeding**”: primera alimentación; “**Rearing tank**”: tanque para juveniles hasta 50 gr; “**Freshwater ongrowing stock**”: stock con engorde en agua dulce.

Es importante aclarar que, como muestra la figura, alcanzar cierto **estadio** de desarrollo de los peces demanda cierta cantidad de **grados día, G°/día**, (y no de días o meses). Definimos G°/día como la **temperatura promedio diaria del agua**, dicha temperatura se va **acumulando** con el tiempo. Si tomamos por ejemplo, el estadio “huevos con ojos” (**Fig. 3.1**) se alcanza a 300 grados día, lo que podría lograrse con 30 días a una temperatura promedio diaria de 10°C o aproximadamente 43 días a 7°C de promedio diario. Otra denominación para los “grados día” es “**unidades térmicas**” (UT), la suma de las UT resulta en las “unidades térmicas acumuladas” (UTA). Volviendo a la **Figura 3.1**, la primera alimentación se da a las 600 UTA post-fertilización (= 600 G°/día). Es importante que las UTA requeridas para alcanzar determinado estadio son aproximadas, nunca valores fijos. Uno de los factores que pueden hacer variar las UTA requeridas para alcanzar cierto estadio es la fluctuación de temperatura. Cuando se da mucha fluctuación diaria, pueden verse aumentadas las UTA requeridas. Conviene también remarcar que las UTA requeridas son una variable que, como tantas otras en Biología, tiene distribución normal (campana de Gauss). Es decir- siempre refiriéndonos al gráfico-, nunca un lote de huevos de trucha marrón (u otro salmónido) va a eclosionar en el mismo día, en este caso a las 350 UTA, sino que la mayoría lo hará alrededor de 350 UTA, pero algunos se adelantarán y otros se retrasarán, dando una distribución normal de la variable “UTA requeridas para la eclosión”. Como resultado, la eclosión de todos los huevos de un mismo lote durará algunos (pocos) días. (**Notar** que el término “lote” se utilizó aquí, a diferencia de la **unidad 2** - sección “Consumo de oxígeno”-, para hacer referencia a un conjunto de huevos provenientes de un mismo desove; el significado de “lote” en producción es amplio y se utiliza para designar cualquier conjunto de peces o huevos que se trata como una unidad de manejo).

La acumulación de G°/día (= UTA) va determinando los distintos **etapas de un ciclo de producción** que, cuando se realiza enteramente en agua dulce, podríamos dividir, simplificando, de la siguiente manera (para más detalles **ver unidad 1, sección 1.2**): a) “**incubación y alevinaje**” (etapa que se realiza generalmente bajo techo, comienza inmediatamente después de la fertilización e incluye la eclosión de los huevos y el desarrollo de los alevinos hasta la desaparición del saco vitelino, es decir el comienzo de la alimentación); b) **post alevinaje** (etapa desde el comienzo de la alimentación hasta la desaparición de las manchas “parr”), c) **cría de juveniles** y d) **engorde**. En ciclos enteramente en agua dulce, la separación entre estas dos últimas etapas es algo arbitraria, en general se habla de “engorde” cuando los peces tienen un tamaño apto para ser manejados en los contenedores de mayor tamaño del criadero. En ciclos con transferencia al mar, en cambio, existe una clara diferencia entre la etapa de **juveniles** que incluye el manejo de los “smolts”, es decir de los peces que están aptos para ser transferidos al mar y la etapa de **engorde** que incluye exclusivamente las operaciones en jaulas marinas.

En la región, con la trucha arco iris como única especie de cultivo, suelen realizarse producciones de ciclo incompleto en agua dulce, en criaderos que compran la semilla en otros establecimientos y realizan el engorde en jaulas, como en el embalse de Alicura. Existe sin embargo la posibilidad de realizar el engorde de las truchas en jaulas en el mar de manera similar a lo que ocurre con los diferentes salmones.

En la presente unidad del programa nos referiremos a la etapa de agua dulce de los cultivos, con énfasis en la trucha arco iris y el salmón del Atlántico, cualquiera sea el tipo de ciclo de producción. Analizaremos tanto los **manejos** como la **infraestructura** que corresponden a la

mayor parte del esquema que muestra la **Figura 3.2**, excluyendo la etapa de engorde (ya sea en agua dulce o marina) que veremos en las **unidades 4** y los sistemas de recirculación, que veremos en la **unidad 5**.

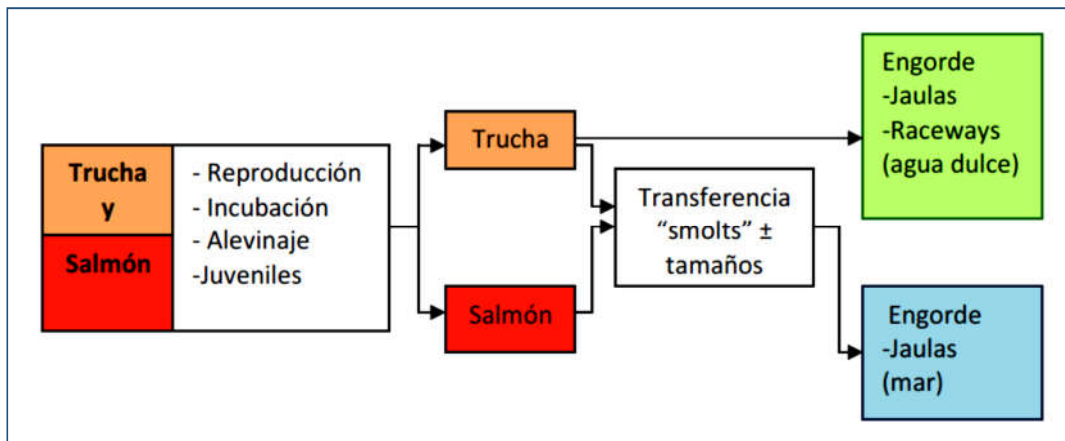


Figura 3.2. Esquema de ciclos de trucha y salmón. Lo que en el esquema se denomina “transferencia” es importante sobre todo para los salmones ya que previo a esta operación, se debe chequear el proceso de “smoltificación”. En el caso de truchas con engorde en el mar, este chequeo puede ser menos importante (ver más adelante); tampoco lo es en el ciclo de trucha en agua dulce, ya que aún cuando haya transferencia de peces, no hay cambio de ambiente (de agua dulce a marino).

3.1 Reproductores

3.1.1 Selección, origen, manejos

En época de desove, los salmónidos presentan dimorfismo sexual marcado. Los machos se tornan más oscuros, especialmente en el dorso, se aviva el color rojizo de sus flancos y cambian de forma las mandíbulas. Resulta entonces fácil la clasificación de sexos en el momento de iniciar un ciclo de producción. Para ello, el punto de partida son reproductores que han sido seleccionados por características comerciales de interés. Por ejemplo **color** y **tamaño**. Este tipo de selección se llama **fenotípica** o individual, se inicia cuando los peces son juveniles pequeños y se repite en distintas generaciones. Pero la selección de otras características deseables, como la resistencia a las enfermedades, requiere un método alternativo que se denomina **selección de familia** y resulta más difícil en la práctica (este tema se verá con más detalle en la **Unidad 8: “Mejora genética”**). Todas las técnicas de selección se realizan para lograr peces más aptos para el cultivo, ya que estas aptitudes generalmente no están presentes en peces silvestres. Por ejemplo, es común (tanto en la naturaleza como en el criadero) que exista un pico de mortalidad en el periodo de primera alimentación (fin del alevinaje). En observaciones realizadas en la zona, en truchas arco iris nacidas de reproductores silvestres del lago Nahuel Huapi, la mortalidad superó el 50%, muy superior a la mortalidad esperada con líneas genéticas de criadero. Vemos entonces el ejemplo de una característica genética en peces silvestres que resulta indeseable para el cultivo.

A la inversa, cuando el propósito de la reproducción asistida es el **replanteamiento** de aguas naturales (para pesca deportiva), la utilización de reproductores de criadero no es recomendable,

ya que repoblar con peces o huevos provenientes de ellos, significaría disminuir la variabilidad genética propia de las poblaciones silvestres. Por esta razón en la región, tanto en la Provincia de Río Negro como en la de Neuquén, se utilizan con fines de repoblamiento reproductores silvestres capturados con trampas. El uso de estas trampas en época de reproducción (invierno-primavera) permite no solamente contar con una genética adecuada para el repoblamiento, sino evitar la pesca furtiva cuando los peces remontan los arroyos y se tornan más vulnerables. En la Provincia de Río Negro funciona una trampa sobre el arroyo Ñireco (dependiente del Gobierno de dicha Provincia), mientras que en Neuquén existe una en la desembocadura del arroyo Pocahullo, en San Martín de los Andes (dependiente del Gobierno de la Provincia del Neuquén y del Municipio de San Martín de los Andes).

En general el principio de funcionamiento de una trampa es interceptar el paso de los peces en época de reproducción para conducirlos a sitios donde son capturados manualmente (trampa arroyo Ñireco) o automáticamente con algún dispositivo, por ejemplo “trampa de molino” (arroyo Pocahullo). En esta trampa existe una serie de canales y desvíos del arroyo tendientes a encauzar el paso de los peces hacia el interior de las instalaciones, donde un molino se encarga de capturar y depositar en forma automática a los peces en piletas especiales construidas para tal fin. En la **Figura 3.3** se muestra una imagen general de este tipo de trampa, poco común en el mundo. Debido a que durante la cursada de la materia la práctica de desove se realizará en la trampa del arroyo Ñireco, nos referiremos a manejos en esta trampa en particular, pero las operaciones que describiremos son similares con reproductores de cualquier tipo (silvestres o de criadero).



Figura 3.3 Trampa sobre arroyo Pocahullo (desembocadura en el Lago Lacar), San Martín de los Andes. En celeste se observa el molino que captura automáticamente los peces (imagen de archivo).

Tanto los **reproductores silvestres** capturados con trampas, como los **reproductores de criadero**, maduran sus gametos pero difícilmente los liberarán en forma espontánea por lo que es necesario realizar manejos para lograr la reproducción. **El primer paso**, consiste en verificar el **estado de madurez** de los machos y hembras estabulados (se recomienda separar los sexos para evitar que los machos se agredan, lo que suele suceder en presencia de las hembras). Aclaremos

aquí que la edad más apropiada para los reproductores de criadero varía con el sexo. Para truchas arco iris se suele recomendar 2-3 años (primero y segundo ciclo reproductivo) para los machos y 3-5 años para las hembras. Los de mayor edad pueden también ser utilizados pero en general va disminuyendo la fecundidad con la edad. Volviendo al estado de madurez, en las hembras el abdomen distendido es un primer signo de ovulación (liberación de los ovocitos en la cavidad abdominal). Tanto en machos como en hembras, la prueba definitiva se realiza mediante un suave masaje abdominal que hará salir los gametos (en ambos sexos) si el pez está maduro. Cabe subrayar que esta prueba se debería realizar una vez por semana, de otra manera la **calidad de los ovocitos** podría disminuir como se verá más abajo. En el caso de los machos, en la práctica es más difícil que sus espermatozoides pierdan calidad ya que el semen resulta viable durante más tiempo. Por eso son las hembras, que presentan un período óptimo de extracción de gametos (de unos pocos días) las que determinan en la práctica el momento de realizar el desove y contar con semen disponible. En este sentido se sabe que, la presencia de feromonas femeninas acelera la formación de semen en los machos, de modo que la exposición de estos a la orina de una hembra ayuda a sincronizar los desoves. El manejo en general de los reproductores debe ser especialmente cuidadoso ya que el estado fisiológico de los peces en época de reproducción los hace más vulnerables.

Si los reproductores **proviene de jaulas marinas** son sacados del agua de mar y llevados a agua salobre o agua dulce, a veces algunos meses antes del desove, ya que la reproducción debe necesariamente realizarse en agua dulce. Existen estudios que indican que si se transportan los reproductores, la mortalidad es menor cuando han estado algún tiempo en agua salobre antes de ser desovados. Según algunos estudios, además, cualquier forma de estrés a que se someta a los reproductores, puede aumentar la mortalidad de los embriones. Aunque comparando las conductas previas al desove en la naturaleza, el salmón del Atlántico suele dejar de alimentarse antes (quizá varias semanas) que la trucha arco iris, se recomienda para ambas especies que la dieta de los reproductores esté enriquecida, en especial con vitaminas y minerales, lo que favorece la formación de gametos. Sin embargo se debe ayunar a los reproductores 2-3 días antes del desove para evitar la contaminación, como se verá más adelante.

Al ingresar los reproductores en las instalaciones en tierra se debe mantener un alto nivel de higiene y orden. Todo el equipamiento se debe lavar con detergente y desinfectar con iodóforos o compuestos clorados para luego ser enjuagados con agua limpia. Si existen filtros deben estar preparados para el proceso que se iniciará en breve (incubación), si es necesario se deben lavar (mediante corriente en reversa). Las condiciones de iluminación deben estar también adecuadas para la etapa de incubación y alevinaje (luz tenue, indirecta). Antes de iniciar la etapa de incubación y alevinaje se deben extremar las medidas sanitarias preventivas, ya que algunas enfermedades pueden **afectar al estadio de huevo** y luego transmitirse a la cría (**transmisión vertical**) (por ejemplo la “enfermedad bacteriana del riñón”).

3.1.2 Gametos: producción, calidad

En cuanto a la producción de gametos, salmones y truchas pueden producir esperma durante varios días y, en el caso de la trucha arco iris, se ha informado un periodo de hasta 2

meses. Este hecho permite realizar varias extracciones para la fecundación de ovocitos. Por otro lado, la cantidad de espermatozoides, según estudios realizados en Francia, aumenta cuanto más veces sean sometidos los individuos a extracción, aunque su concentración es mayor en las primeras extracciones. La cantidad de espermatozoides que produce un individuo está influida, además de la especie, por factores genéticos, ambientales (como el fotoperíodo) y por la edad (los machos más viejos producen menos espermatozoides/Kg que los jóvenes, fenómeno similar al que ocurre con las hembras, como veremos más adelante. En truchas arco iris, se estima entre **10 mil millones y 20 mil millones** de espermatozoides/ml de semen (**500 millones a 1000 millones** de espermatozoides/gota de semen), dato a tener en cuenta al momento de realizar una operación de fecundación.

Con relación a la producción de ovocitos, también está influida por factores ambientales y por la edad de las hembras. Una estimación realizada es de 1500-2000 ovocitos/Kg peso, para hembras de 3 años de edad. En general podemos afirmar que, cuanto mayor sea el tamaño (como indicador de edad) de una hembra, mayores serán la **fecundidad absoluta** (número de ovocitos/hembra) y el **tamaño** de los ovocitos, pero menores serán su **fecundidad relativa** (número de ovocitos/Kg peso) (Fig. 3.4) y su **fertilidad** (proporción de ovocitos viables).

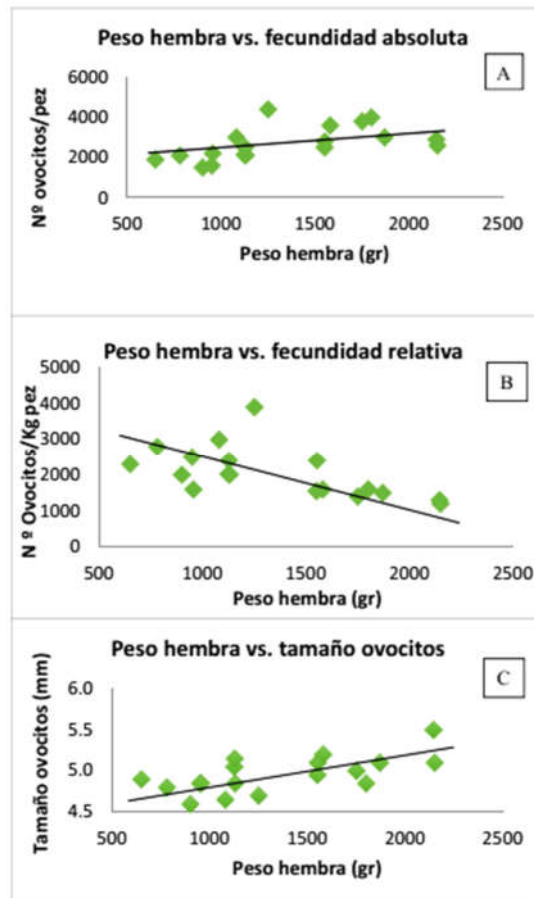


Figura 3.4. Relación peso (post desove) vs. : **fecundidad absoluta**, **fecundidad relativa** y **tamaño** de los ovocitos en hembras de trucha arco iris. A: pendiente = 0.54; or. origen = 2070.5, $r^2 = 0.08$, $n = 17$, $p < 0.01$; B: pdte.= -0.95, ; or. origen = 3474.6, $r^2 = 0.32$, $n = 17$, $p < 0.01$; C: pdte.= 0.0003; or. origen = 4.52, $r^2 = 0.39$, $n = 17$, $p < 0.01$. (Tomado de Serezli et. al., 2010, con modificaciones)

Por estas razones generalmente, en condiciones de criadero, se utilizan hembras de entre 3 y 5 años para reproducir y luego son descartadas. Junto con los ovocitos la hembra libera fluido ovárico, importante en la fecundación ya que facilita la motilidad de los espermatozoides.

Resulta importante subrayar que la **calidad de los gametos** (tamaño, capacidad de fecundar o ser fecundados según el caso) y la **cantidad**, son muy variables y, como se mencionó, están sujetas a factores genéticos y ambientales (entre estos últimos la dieta). En cuanto a los **espermatozoides**, un test de calidad que suele realizarse en salmónica es la observación de su motilidad. Para ello se coloca una gota de semen entre porta y cubre objetos y se los observa al microscopio a gran aumento. La falta de motilidad es un signo seguro de mala calidad (bajo poder fecundante) mientras que la presencia de motilidad no significa que necesariamente sean de buena calidad. El riesgo de infertilidad de algunos machos es la razón por la que en la práctica de algunos criaderos suelen utilizarse 3 machos para fecundar 5-6 hembras.

Antes de considerar la calidad de los “**ovocitos**”, conviene recordar que el gameto femenino sale de la hembra (naturalmente o por manipulación) como **ovocito II (no como óvulo)**. Esto debido a que el proceso de división meiótica no se completa sino hasta después de producida la fecundación. Así, reservaremos el nombre de **ovocito** para el gameto femenino, aunque en el lenguaje común se habla también de los “huevos” que expulsa una hembra, pero técnicamente hay un **huevo** sólo cuando ya se produjo la fecundación. Retornando al tema de calidad de los ovocitos, su tamaño (en general en salmónidos entre 4.5 y 5.5 mm) resulta importante, ya que ovocitos más grandes se asocian a alevinos más grandes y robustos. Otras cualidades del aspecto externo brindan información al respecto: los que son blanquecinos, o semitransparentes, demasiado flácidos, con irregularidades en la distribución del vitelo y cúmulo de gotas de grasa en uno de sus polos, son ovocitos super-maduros (= “pasados” en el lenguaje cotidiano).

Como se mencionó con anterioridad, a medida que **transcurren los días disminuye la fertilidad de los ovocitos**. Por ejemplo se ha establecido en trucha arco iris que, a 10°C, entre el cuarto y décimo día después de la ovulación se obtienen los porcentajes más altos de fertilidad. También se ha estudiado la relación entre la **madurez de los ovocitos** y la supervivencia de los embriones hasta estado con ojos (= estado oculado). Dicha supervivencia supera el 80% en huevos provenientes de ovocitos recién ovulados y baja al 10% en huevos provenientes de ovocitos ovulados 30 días atrás, hasta llegar a 0 % (ovocitos de 35 días).

3.1.3 Conservación de gametos

La supervivencia natural de los gametos ha sido estudiada ya que la prolongación de su vida útil puede facilitar el manejo reproductivo (por ejemplo si machos y hembras no se encuentran en el mismo establecimiento). Por razones prácticas (una gota de semen permite conservar millones de espermatozoides), se ha investigado más en la conservación de los espermatozoides que de los ovocitos. El esperma puede ser conservado, por pocas horas (3-5 hs) recogiéndolo en tubos pequeños de vidrio, destapados y refrigerados con hielo. Para un almacenamiento más largo se puede, por ejemplo colocar el semen en botellas estériles, con la adición de penicilina, sellándolo y luego refrigerándolo con hielo en escamas a alrededor de 0°C. El esperma debe extraerse en lo posible en condiciones de esterilidad y refrigerarse inmediatamente. En estas

condiciones se han obtenidos resultados favorables en truchas arco iris por un periodo de 7 días. El espermatozoide se lleva a la temperatura ambiente del agua del criadero de destino antes de ser utilizado. Otro método de conservación es la **criopreservación** mediante nitrógeno líquido. Para ello se usan sustancias diluyentes de espermatozoide de composición química similar al plasma seminal y protectores de congelación. Estas sustancias se utilizan con el fin de evitar daños que la criopreservación puede producir en las células afectando la membrana plasmática y otras estructuras celulares. Este daño puede producirse como resultado de fuerzas mecánicas que resultan de la formación de cristales (tanto dentro de las células como en el medio líquido que las rodea), también como resultado de estrés osmótico o estrés oxidativo (volveremos sobre este punto en la **unidad 4**). Para evitar estos daños es importante seguir ciertos protocolos de criopreservación establecidos. La criopreservación con nitrógeno líquido permite la conservación de semen a temperaturas de hasta $-196\text{ }^{\circ}\text{C}$ por un año o más. Algunas ventajas de esta técnica potente de conservación son: el espermatozoide puede almacenarse y usarse cuando los ovocitos están disponibles (quizá provenientes de otro establecimiento), el desove fuera de estación puede ser inducido sólo en las hembras y luego fertilizar sus ovocitos con espermatozoide criopreservado.

La conservación de ovocitos es también posible aunque no tiene mucha importancia en la práctica. Puestos en agua, su viabilidad se reduce a minutos; en fluido ovárico a temperatura ambiente, unas pocas horas; a 10°C sería de 24 hs. Temperaturas más bajas, como 4°C conservarían los ovocitos viables, según algunos estudios, hasta 4 días.

3.2 Fecundación

Se denomina inseminación o fecundación artificial, a la técnica mediante la cual se extraen los gametos y se produce la fecundación con asistencia humana. Una vez clasificados en maduros e inmaduros, los peces se someten a anestesia. Un anestésico muy utilizado en peces es el metan sulfonato de triclaína, más conocido como MS-222; la benzocaína es también un anestésico muy utilizado. En la región es muy común el uso de una solución acuosa de **benzocaína 25 ppm** (en peso) (ver guía de TP). Los peces quedan sedados en 2-3 minutos y se recuperan por lo general en 4-5 minutos. Las tareas de fecundación artificial se realizan al resguardo del sol, hielo y lluvia.

Para la operación de desove, si el/la operador/a es diestro/a, tomará al pez del pedúnculo caudal con la mano izquierda, colocando el dorso hacia él/ella. La cabeza del pez quedará elevada respecto a la cola, apoyada sobre el antebrazo derecho. Con la mano derecha se iniciará el masaje en la zona abdominal, partiendo inmediatamente por detrás de las aletas pectorales hacia atrás (**Fig. 3.5**).

Después de extraídos los ovocitos se colocan en uno o más recipientes, generalmente plásticos. Normalmente cada recipiente contiene el desove de más de una hembra. La misma operación realizada con las hembras se realiza con los machos, cuidando de verter un pequeño chorrito (o unas pocas gotas) de semen en cada recipiente con ovocitos. En operaciones con reproductores silvestres, para repoblamiento, lo ideal es que la proporción macho : hembra sea 1:1 para asegurar variabilidad genética (en criaderos suele ser 1:3, pero siempre con más de un macho, para disminuir el riesgo de una operación fallida por algún individuo estéril). En la práctica, las proporciones se pueden trabajar de la siguiente manera: si juntamos por ejemplo el desove de,

digamos, 10 hembras en 5 recipientes, luego vertemos un pequeño chorrito de cada uno de 10 machos en cada recipiente (macho-hembra 1:1).

En cuanto a los salmones del Atlántico que, a diferencia de los del Pacífico, pueden sobrevivir al desove, tradicionalmente se los ha desovado con masaje de manera similar a lo descrito para las truchas, pero algunos productores prefieren sacrificar los animales para



Figura 3.5. Desove manual de trucha arco iris hembra

extraer los gametos, por razones de rapidez y facilidad de la operación. Este procedimiento (sacrificio) se utiliza también con los salmones del Pacífico. Cabe destacar que las truchas arco iris son mucho más rústicas para el manejo reproductivo por lo que su tasa de sobrevivencia a las operaciones de desove manual es muy superior a la de los salmones del Atlántico.

Resulta interesante mencionar que, sobre todo con peces de criadero, suelen utilizarse para desovar, métodos alternativos al manual. Uno de ellos es inyectar aire a presión (previa anestesia), en la cavidad abdominal, mediante una aguja que se inserta entre las aletas pectorales y ventrales, a mitad de camino entre la línea media ventral y la línea lateral (ver Fig. 3.6).



Figura 3.6 Extracción de gametos de trucha mediante inyección de aire comprimido en la cavidad abdominal.

Esta técnica se realiza en países como Australia. La aguja debe desinfectarse con alcohol antes de la operación y el aire debe ser eliminado de la cavidad abdominal antes de regresar el pez al agua, lo que puede facilitarse con un dispositivo de succión conectado a la aguja. Una manera más simple (pero menos efectiva) de extraer el aire es mediante presión manual.

Según el contenido del recipiente que recibe los gametos, tendremos distintos **métodos de fecundación**. Si el recipiente contiene agua, a la que se agregan los gametos y los fluidos que los acompañan, el método se denomina “**método húmedo**”. El recipiente, que contiene agua hasta aproximadamente la mitad, asemeja más a las condiciones naturales de desove. Da buenos resultados pero se requiere rapidez ya que los gametos, fundamentalmente los espermatozoides, reducen su tiempo de viabilidad en un medio hipotónico (probablemente la disminución en la concentración de iones potasio $[K^+]$ sea el principal factor activador de los espermatozoides, con la consecuente disminución de su tiempo de vida) y generalmente pierden su capacidad fecundante a los 2 minutos de su contacto con el agua. Para contrarrestar este efecto se puede utilizar solución salina isotónica (solución acuosa de cloruro de sodio) en vez de agua en el recipiente. Esta técnica es muy útil cuando se deben fecundar grandes cantidades de ovocitos con relativamente poco esperma. En este mismo principio –lograr soluciones isotónicas – se basan las llamadas “soluciones diluyentes de esperma”. Estas soluciones se utilizan cuando hay que prolongar la vida útil de los espermatozoides, por ejemplo cuando machos y hembras no coexisten en el mismo criadero y se debe **transportar semen**. Existen distintas fórmulas de soluciones diluyentes de esperma disponibles en la literatura (ver bibliografía), que utilizan sales de sodio, potasio, calcio etc., además de glucosa y otros elementos.

Si, por el contrario, el recipiente que recibe a los gametos **no contiene agua**, y a él se agregan los ovocitos y luego el esperma directamente sobre los ovocitos, el método de fecundación se denomina “**método seco**”. Es el más difundido y es el que utilizamos en el trabajo práctico. El nombre “en seco” no significa que el recipiente no contenga líquidos, ya que contiene líquido celómico (también llamado ovárico) y esperma. No contiene en cambio agua, condición que hay que mantener, evitando que se escurra desde el pez y el guante del operador hacia el interior del recipiente. La ventaja de este método es que en el medio formado por los líquidos celómico y seminal, se prolonga la viabilidad de los gametos con relación al medio acuoso, dando excelentes resultados. Cualquiera sea el método (húmedo o seco), luego de la extracción los gametos se mezclan apoyando el dedo índice en el fondo del recipiente, girando suavemente. En el “método seco” se dejan reposar los ovocitos después de la mezcla 2-3 minutos, lapso en el cual comenzará la fecundación ya que el fluido ovárico activará al menos una parte de los espermatozoides. Posteriormente se agregará agua (aproximadamente el mismo volumen que ocupan las ovas) para que los espermatozoides remanentes cobren mayor actividad y fecunden (esta operación suele denominarse **activación**, aunque en realidad una parte de los espermatozoides ya se habrán activado con el líquido celómico). Al cabo de 1 ó 2 minutos se da por terminada la fecundación (ver instrucciones detalladas en la **Guía de Trabajos Prácticos**).

Después de terminada la fecundación, los huevos se lavan para eliminar el semen remanente, restos de materia fecal u otras impurezas. Una vez limpios, se dejan reposar durante unos 30 minutos, operación que se denomina **hidratación**. Durante este lapso los huevos aumentan de tamaño ya que absorben agua y cambian su consistencia (se endurecen). Esta propiedad resulta de interés práctico para contar los huevos con la técnica del **cuenta ovas de Von Bayer** (ver sección siguiente). Terminada la hidratación, los huevos podrán ser manipulados para su puesta

en incubación. En todo momento se deberá evitar la luz solar directa y el hielo durante los manejos de reproducción.

3.2.1 Factores que afectan la fecundación

Diversos factores pueden afectar el éxito de las operaciones de fecundación asistida en un criadero. Entre ellos se cuentan la contaminación con materia fecal, con mucus que escurre durante el masaje y con agua (en realidad el problema principal es el anestésico que ingresa con el agua y el mucus). Otros elementos que pueden disminuir la tasa de fecundación son, a) la sangre que suele salir si hay exceso de presión durante el masaje y b) los ovocitos que pueden romperse. La ruptura de estos, permite la salida de proteínas que coagulan en el agua y pueden tapan el micrópilo. El tiempo es un factor que requiere un adecuado manejo ya que, por un lado, los espermatozoides en contacto con el agua se activan y luego de unos 2 minutos pierden actividad. Por otro lado, los ovocitos absorben agua, lo que puede cerrar su micrópilo. Una forma de medir el éxito de la operación de reproducción asistida es realizar una prueba con ácido acético, a partir del primer día desde la fecundación y hasta unos pocos días después. Esta prueba mide lo que se denomina “**fertilidad del lote de huevos**” es decir, la proporción de huevos que han sido realmente fecundados. Para ello se coloca una muestra de huevos en una solución de ácido acético al 10-20% durante algunos minutos. Transcurrida una semana se hace visible, a simple vista o con muy bajo aumento, el embrión en forma de medialuna blanquecina, a través del corion translúcido de los huevos (ver guía de TP).

3.3 Incubación

Durante la incubación suelen producirse altas mortalidades en un ciclo de producción (a veces las más altas de todo el ciclo) debido a que los embriones son muy sensibles, por ejemplo al daño mecánico e incluso a infecciones. Por eso es recomendable colocar un pediluvio con desinfectante a la entrada de una sala de incubación y alevinaje. Si se utiliza semilla producida en otro establecimiento se debe exigir un certificado sanitario desde su origen, como se mencionó en la **unida 3 (sección 3.3)**. El caudal relativamente pequeño (con relación al de la etapa de engorde) permite que las salas de incubación y alevinaje cuenten con **filtros** de agua y **rayos ultravioleta** para desinfectar. Además, durante esta etapa se hacen más factibles los sistemas para **manipular térmicamente** o **recircular** el agua.

Los huevos recién fecundados son trasladados a las instalaciones de incubación y alevinaje, generalmente en el mismo recipiente donde se hidrataron y con agua del lugar de donde se extrajeron los reproductores. Las primeras 36-48 hs posteriores a la inseminación, los huevos son resistentes a la manipulación lo que favorece su transporte a distancias considerables. De no mediar dicho traslado, una vez terminada la hidratación, los huevos ya están listos para ser contados.

Existen diferentes técnicas para dicho conteo, una muy antigua, pero utilizada todavía hoy y con muy buenos resultados, es la de Von Bayer, (1908). Esta técnica se basa en la relación

constante que existen entre el diámetro del huevo elevado al cubo y el número de huevos en una unidad de volumen (en la publicación original de Von Bayer se dan valores de diámetro en pulgadas y número de huevos contenidos en una unidad de volumen del sistema inglés, “liquid quart” = 0.9464 L). Vemos entonces (tomando el L como unidad de volumen) que:

$$N_1 = (D^3 \times N)/D_1^3$$

Donde: D: Diámetro medido en una muestra de un lote de huevos (mm)

N: Número de huevos contados en un litro, en ese mismo lote

D₁: Diámetro medido de huevos de un lote cuyo número/L se quiere averiguar

N₁: Número de huevos/L que se quiere averiguar

Si el producto D³ x N es constante, podemos escribir N en función de D de la siguiente manera:

$$N = a/D^3$$

Donde: a: Constante $\cong 1.171.723$ (Datos derivados de von Bayer (1908); diámetro en mm, volumen corregido a litro)

De esta manera si quisiéramos saber, por ejemplo, cuantos huevos de 3.57 mm de diámetro hay en un litro (medido en seco), calcularíamos: $N = 1.171.723/3.57^3 \cong 25752$.

Para simplificar el procedimiento de medida del diámetro, el trabajo de von Bayer (1908) propone un recipiente con forma de “V” de 6 pulgadas (152,4 mm, en la práctica se puede construir un recipiente de 152 mm) (**Fig. 3.7**). Dicho recipiente suele denominarse cuenta ovas, y se introduce en él una muestra de huevos, dispuestos en una hilera, para luego contarlos. Debido a que el diámetro de los huevos no es uniforme, el número que entra (sin ejercer presión) en el cuenta ovas suele variar, por lo que el procedimiento se realiza con tantas muestras como sea posible, para disminuir el error (el promedio suele dar un número con una parte entera y una decimal). Con estos promedios se pueden consultar tablas construidas *ad-hoc* como la **Tabla 3.3A.1** (ver ANEXO al final de la unidad), con valores aproximados redondeando decimales).

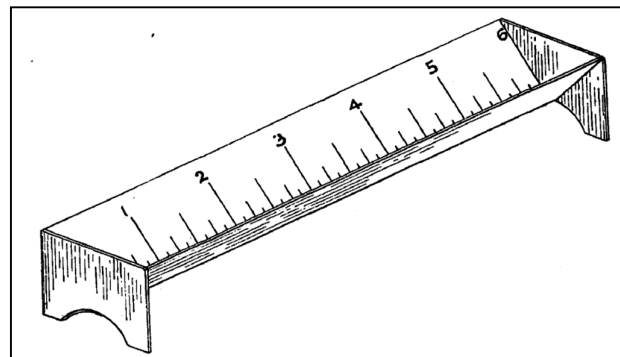


Figura 3.7. Recipiente para medir ovas (tomado de von Bayer, 1908)

Un elemento a tener en cuenta es que con el método de Von Bayer se deben usar huevos hidratados (aumentados de volumen, más turgentes respecto al ovocito).

Otra técnica para realizar el conteo de huevos es medir el **volumen de desplazamiento** de agua de un número conocido de huevos y luego medir el desplazamiento de volumen de todos los huevos. Alternativamente, se puede **pesar una cantidad conocida** de huevos y luego pesar el total de los huevos para hacer la estimación. Existen también contadores electrónicos que funcionan con una fotocélula que, además de contar, descartan huevos muertos.

Una vez realizadas las estimaciones del número total, los huevos se disponen en los contenedor de incubación (ver más adelante) y, desde las **36-48 hs** hasta la aparición de las manchas oculares (en truchas arco iris aproximadamente **180- 220 UTA**) los huevos no se tocan ni manipulan de ninguna manera dado que se encuentran en **etapa sensible**.

Inevitablemente, como se mencionó más arriba, durante el periodo de incubación algunos embriones detienen su desarrollo y mueren, lo que produce el **blanqueo** de los huevos, signo seguro de su muerte. Estos huevos muertos son el material propicio para ser colonizados por hongos (orden *Saprolegniales*) y bacterias que, de no tomarse medidas preventivas, pueden perjudicar a todo el lote. En la práctica, durante la etapa sensible de los huevos, dichas medidas consisten en baños preventivos durante el proceso de incubación con diferentes sustancias, ya que la extracción de huevos muertos puede dañar a los vivos. Una de dichas sustancias, utilizada durante muchos años en piscicultura es el **verde de malaquita** (una sal de cobre), sustancia muy efectiva pero tóxica para las células de mamíferos (incluidos por supuesto los seres humanos) por lo que su uso está prohibido en EEUU y Europa. Como alternativa se puede utilizar formol en una concentración de 1667 ppm (dilución 1:600) para realizar baños de 20 minutos, generalmente 3 veces por semana. Otras sustancias utilizadas son el peróxido de hidrógeno (agua oxigenada) y sustancias a base de Iodo. Los baños con cualquier sustancia deberían suspenderse cuando se estima que los huevos están dentro de las 24 horas antes de nacer (en truchas arco iris de la zona, la eclosión comienza aproximadamente a las 320 UTA).

Un problema que suele presentarse durante la incubación (y el alevinaje) es el depósito de partículas en suspensión sobre los huevos. Pasado cierto límite, este depósito puede sofocar los huevos, por esa razón es muy recomendable que el agua de entrada a la sala de incubación y alevinaje sea filtrada, caso contrario se deberán mover los huevos para remover y eliminar el sedimento, lo que producirá mortalidad adicional.

3.3.1 Tipos de incubadoras

Algunos de los tipos de incubadoras más comúnmente utilizados son:

Las **incubadoras tipo californiano**. Consisten en cestos o bandejas perforadas que encajan dentro de piletas, dispuestos en una serie horizontal (**Fig. 3.8B**); entre ellos se pueden colocan tabiques (= pantallas) que dirijan el agua, en cada cesto o bandeja, desde abajo hacia arriba, de manera que el flujo general del agua en cada pileta es horizontal pero, en cada cesto o bandeja, es ascendente (**Fig. 3.8 D**). En este sistema resulta difícil separar las cáscaras de los huevos eclosionados de los alevinos, por lo que suelen utilizarse sólo para la incubación (contenedores de simple propósito), es decir poco antes de la eclosión, los huevos son retirados y distribuidos en contenedores de más

fácil manejo. Una alternativa es sustituir los canastos por bandejas ranuradas, de menor profundidad para permitir el alevinaje (doble propósito: incubación y alevinaje) (ver más abajo el sistema del Centro de Salmonicultura Bariloche).

Las **incubadoras verticales**. Utilizan el mismo formato de bandejas que el sistema californiano pero estas se disponen en pilas, unas sobre otras, dentro de una estructura que las contiene (**Figs. 3.8.A, 3.9**). El agua en estas pilas fluye, en cada bandeja, de abajo hacia arriba, pero en el conjunto, de arriba hacia abajo. Con este sistema se ahorra espacio y caudal, ya que el agua se reoxigena a medida que atraviesa las pilas de bandejas. Se recomienda un caudal para estas pilas de 15- 20 Lpm. En estos sistemas los huevos muertos y las cáscaras que quedan después de la eclosión deben

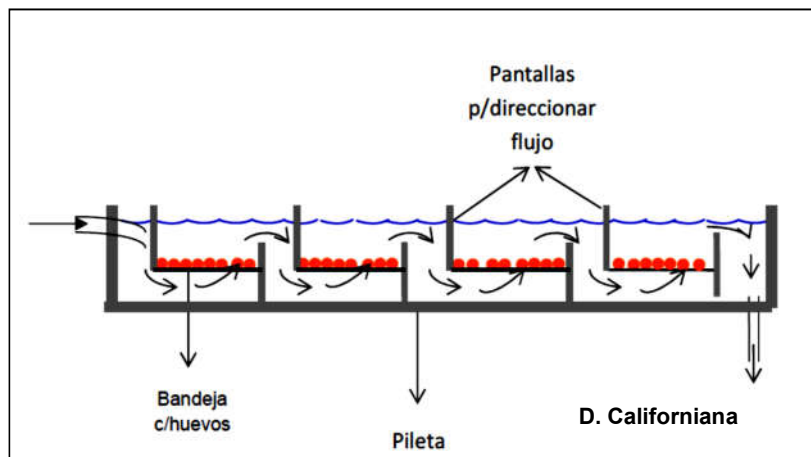
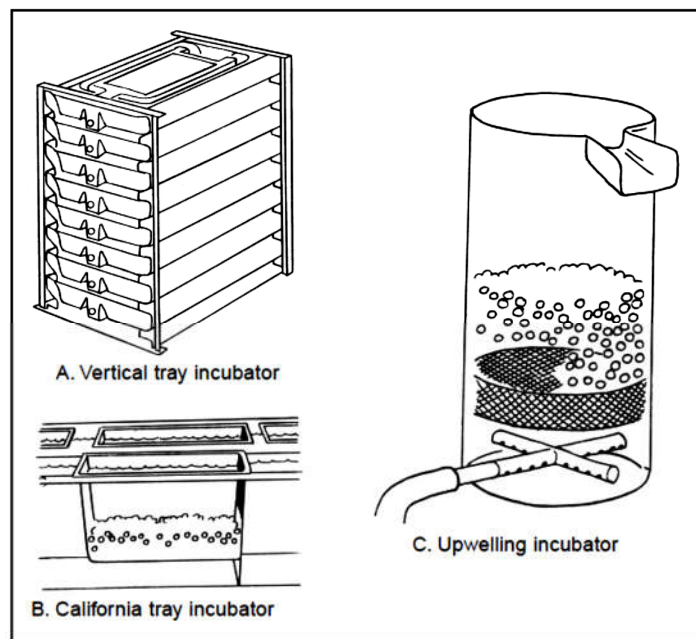


Figura 3.8. Incubadoras; A: vertical de bandejas; B: californiana; C: tipo “tacho” con caños perforados en forma de cruz en la parte inferior; D: tipo californiano con pantallas para direccionar el flujo en forma ascendente en cada bandeja (fuera de escala).

ser removidos manualmente, pero los alevinos pueden ser mantenidos en las bandeja hasta que comienzan a nadar (contenedores de doble propósito). Para prevenir la sobrecarga deberían colocarse 2 ó a lo sumo 3 capas de huevos en las bandejas.

Las incubadoras tipo cilindro o “tacho” con flujo ascendente, son muy económicas, fáciles de construir de forma artesanal (PVC, fibra de vidrio o, simplemente, tachos plásticos diseñados para otros usos) y también ahorran espacio (**Fig. 3.8.C**). Cuentan con un caño alimentador ramificado en la parte inferior, generalmente en forma de cruz ó de “H”, para distribuir mejor el agua. Sobre dicho caño se dispone generalmente un disco perforado que sostiene a los huevos. Como regla general, deberían colocarse huevos que ocupen no más de las 2/3 partes del volumen total del “tacho” de incubación. El caudal debe ajustarse para que no produzca movimientos en los huevos. Este sistema, como el de canastos californiano, es de simple propósito (sólo incubación). Próximos a eclosionar, los huevos son transferidos a bandejas (= artesas) que miden, por ejemplo, 1m de largo por 25 cm de ancho x 3 cm de profundidad, que se suspenden dentro de bateas (= piletas pequeñas) (sistema utilizado en el Centro de Salmonicultura Bariloche) construidas a una altura de trabajo apropiada. Las bandejas tienen en el fondo ranuras de unos 15 mm x 5 mm. Cuando se produce la eclosión, la mayor parte de las cáscaras quedan en la parte superior de la bandeja y los alevinos caen al fondo de las piletas. Este sistema puede ser utilizado también para



Figura 3.9 Incubadora vertical

incubar -doble propósito- y resulta muy cómodo para las operaciones de higiene. Sin embargo requiere de mucho espacio y un caudal relativamente grande (respecto de las incubadoras verticales por ejemplo). Cualquiera sea el sistema de incubación, al acumularse unas 180-220 UTA (trucha arco iris) y aproximadamente 230-260 UTA (salmón del Atlántico) es decir varios días antes de la eclosión, se llega al denominado “estado con ojos”, **fin de la etapa sensible de los huevos**. En este momento una operación de rutina es el **sifoneo** o “shocking”, cuyo propósito es

eliminar embriones débiles o con malformaciones, que seguramente morirán de todos modos, y eliminar también algunos ovocitos vivos que suelen estar presentes. En esencia, el procedimiento consiste en producir un sifón desde el contenedor en el que están los huevos a otro contenedor, situado más abajo, de manera tal que los huevos caigan unos 30-40 cm y golpeen contra la superficie del agua (**ver guía de trabajo prácticos**). Otra forma de practicar el “shocking” puede ser simplemente dejar caer los huevos de un tacho a otro desde una altura de unos 30-40 cm. Como resultado del sifoneo la mortalidad aumenta y se produce el blanqueo de los huevos, a veces en forma inmediata y a veces a las pocas horas. Luego del sifoneo se disponen los huevos en las bandejas donde van a nacer y se extraen los que están muertos. Una técnica para ello es succionarlos con **bulbo de goma** unido a un tubo de vidrio o tomarlos con una **pinza**. Al terminar la extracción se mide el volumen de huevos muertos y se estima la mortalidad hasta el sifoneo.

Cuando la cantidad de huevos es muy grande, se hace especialmente útil el contador electrónico (que también separa huevos muertos) ya que por su forma de acción tiene un triple efecto: conteo, “shocking”, y separación de huevos muertos. Pasados por la máquina, los huevos vuelven al agua. Si una cantidad significativa de huevos blanqueados no fue separada, se puede repetir el pasaje por la máquina. Si, por el contrario permanecen unos pocos huevos blanqueados, se pueden extraer a mano y el resto queda listo para su envío (en caso de venta), o para ser colocados a nacer y seguir con el ciclo de producción.

En el caso de venta o traslado, es conveniente realizar un baño de inmersión para evitar riesgos de transferir patógenos a otro establecimiento. Dichos baños pueden ser realizados con iodóforos, que no son tóxicos para los huevos y son muy activos frente a bacterias y virus (aunque no todos). Existen protocolos para realizar estos procedimientos (ver OIM, 2009 en la bibliografía). Luego se deben embalar los huevos de manera apropiada. Una manera artesanal de realizar el embalaje es colocarlos en bastidores de madera (de 3-4 cm) con fondo perforado, de un tamaño adecuado para que entren apilados en cajas de telgopor. Dentro de cada bastidor se coloca un paño limpio y húmedo, sobre él los huevos y luego se dobla el paño para cubrirlos. Encima se coloca un nuevo bastidor (con cuidado de no presionar los huevos del bastidor inferior) y se repite la operación. El último bastidor se rellena con hielo en escamas o cubos. El objetivo es mantener los huevos refrigerados, húmedos pero no flotando en agua. Si se logra una temperatura interior de 4-5 °C los huevos pueden viajar sin riesgo varias horas. Alternativamente, se pueden usar embalajes fabricados industrialmente, disponibles en los países más desarrollados.

Si en lugar de ser enviados, los huevos son recibidos como semilla desde otro establecimiento, para iniciar un ciclo de producción, deberían traer un certificado sanitario desde su origen. Dado que se supone que han recibido un baño preventivo con desinfectante, no se recomienda repetir dicho baño para evitar más estrés. Si existe una diferencia de temperatura mayor a 3-4°C, entre la temperatura a la que llegan los huevos y la del agua a donde continuarán su incubación, puede producirse un shock térmico que ocasiona alta mortalidad. Esta situación es más común en verano y, para evitarla, los huevos se colocan en agua limpia enfriada con hielo, luego se va agregando de manera gradual agua del criadero receptor, de manera tal de llegar a la temperatura deseada (en este caso más cálida) en 2-3 horas.

3.4 Manejo de alevinos y juveniles

Las UTA requeridas hasta la eclosión son variables aún **dentro de una misma especie**.

Un factor que puede influir, como ya se mencionó, es la fluctuación de la temperatura del agua. A manera de orientación, las truchas arco iris eclosionan a las 320-340 UTA y el salmón del Atlántico alrededor de las 510 UTA. La duración del proceso de eclosión (nacimiento de los alevinos) de un mismo lote, varía en general entre 3 y 4 días. Finalizada la eclosión, las cáscaras de los huevos deben retirarse. Si el sistema no es de doble propósito, los alevinos deben ser transferidos a los contenedores adecuados. En una pileta de alevinaje de medidas comunes, por ejemplo 3.0 m de largo \times 0.25 m de ancho \times 0.20- 0.25 m de profundidad, es común colocar hasta 30.000 alevinos con un caudal de 30-40 Lpm.

La higiene de los contenedores, por su parte, debería revisarse a diario como también la extracción de los individuos muertos, aunque esta etapa (alevinaje) suele ser de muy baja mortalidad. Un segundo pico de mortalidad (el anterior tuvo lugar en el sifoneo) se dá al final del periodo, cuando los peces comienzan a alimentarse. Los manejos de higiene requieren cuidados para no dañar a los alevinos que se ubican apoyados sobre el fondo. Una técnica consiste en utilizar bulbos de goma (“peras”) con los que se expulsan chorritos de agua que van arrastrando alevinos muertos y partículas sedimentadas hacia la salida del contenedor, al mismo tiempo que se baja el nivel de salida del agua, para acelerar el caudal produciendo un efecto de arrastre. Otra técnica para evitar dañar a los alevinos es succionar los desechos (y no los peces!), mediante una manguera por efecto sifón. **Tanto el periodo de incubación como el de alevinaje deben realizarse a resguardo de la luz directa.**

Un criterio común para comenzar la alimentación, momento que consideraremos como el **fin del alevinaje**, es suministrar alimento cuando aproximadamente el 50% de los peces nada en superficie (lo que en truchas arco iris de la región Norpatagónica suele ocurrir a aproximadamente 550 UTA), aunque hay criadores que prefieren empezar a ofrecer el alimento cuando unos pocos nadan en superficie. Durante la última parte del alevinaje (todavía hay restos del saco vitelino) y la primera etapa juvenil, se producen una serie de cambios **anatómicos, fisiológicos y de conducta**. Los peces se oscurecen y buscan la luz (aunque el salmón Atlántico es más sensible por lo que conviene iniciar su alimentación con poca luz). Además el tubo digestivo madura y los peces comienzan a nadar en contra de la corriente. A medida que transcurren los días necesitan, cada vez más, compensar la pérdida de energía por la natación, tomando alimento exógeno. Sin embargo, no todos los peces lo logran, es común que se vean algunos adelgazados, con un aspecto típico (llamados “cabeza de alfiler”), peces que finalmente mueren. Este “pico” de mortalidad es esperable durante unos pocos días. Para el comienzo de la alimentación se utilizan alimentos iniciadores o “stater”, muy altos en contenido proteico (50% o más) de granulometría fina. Una técnica artesanal eficiente es esparcir el alimento por el contenedor utilizando un colador de cocina. La frecuencia de alimentación suele ser entre 4 y 8 veces/día en esta etapa. Después de una alimentación activa durante algunas semanas, los peces pueden empezar a ser muestreados para observar su crecimiento y poder ajustar la cantidad de alimento a entregar y el tamaño de partícula.

El consumo de oxígeno que puede tomarse como guía para peces de menos de 1 gr, a 10°C (este consumo no está estimado en la **Figura 2.2A.1, en el Anexo de la unidad 2**) para luego derivar el caudal necesario, puede establecerse en **550-700 mgO₂/Kg pez/hora**. Para peces a partir de 1 gr, el Q(O₂) y Q(NH₃) pueden estimarse de la manera vista en la **sección 2.2** “cantidad de agua” de la **unidad 2**. Es importante destacar que el consumo de oxígeno sufre una variación muy

pronunciada, particularmente cuando los peces comienzan a nadar y a alimentarse, como se puede ver en la **Figura 3.10** tomando al salmón del Atlántico como ejemplo.

En cuanto a la **densidad**, veremos este tema en mayor detalle en la **unidad 4** sobre la etapa de engorde ya que, en un ciclo de producción completo, durante el engorde el problema de la

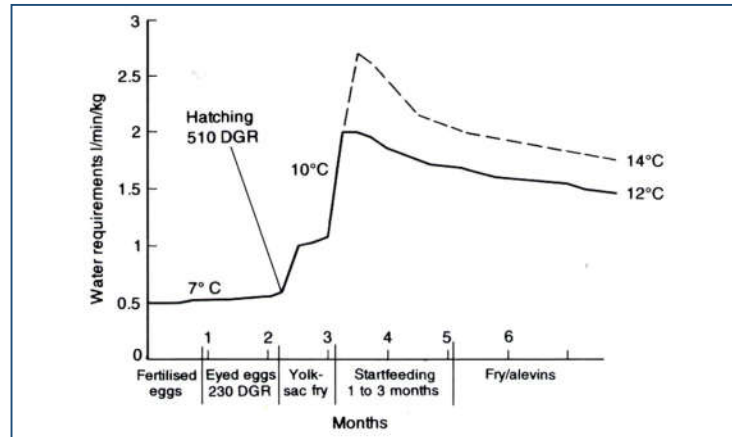


Figura 3.10 Requerimientos de caudal para huevos y alevinos de *S. salar* de distintos estadios (Tomado de Willoughby, 1999)

densidad se hace crítico (máxima biomasa durante el ciclo). Baste ahora mencionar que diversos autores ponen como **límite superior**, para la **trucha arco iris** en esta etapa del ciclo, el de **16 Kg/m³**; mientras que para el **salmón del Atlántico** se han sugerido densidades iniciales mucho menores (**3Kg/m³**) hasta alcanzar **15Kg/m³** y **25 Kg/m³** en peces de 7 gr y 60 gr respectivamente.

Una práctica común es **trasladar** los juveniles pequeños, generalmente criados bajo techo en los mismos contenedores donde nacieron, cuando alcanzan 3- 5 cm de longitud, momento en que suelen ser puestos en tanques de mayor tamaño al aire libre. Ya en esta etapa, y aún antes, se pueden observar variaciones en la tasa de crecimiento de los juveniles, aunque provengan de los mismos progenitores. Estas diferencias tienen una base genética y se dan siempre, por lo que a partir de una primera clasificación, ya puede dividirse un lote único en, por ejemplo, 3 sub lotes: **cabeza** (peces más grandes); **medio**, (peces de tamaño intermedio) y **cola**, (peces más rezagados) de lote. Estas diferencias en el crecimiento hacen necesaria la **clasificación** por tamaños que tiene por objetivo eliminar el canibalismo, mejorar el crecimiento, adecuar el tamaño de pellets del alimento y hacer más predecible el tamaño individual de los peces al momento de la cosecha. A partir de los 3-5 cm de longitud (1-1.5 gr) se puede empezar a clasificar. Un método sencillo y económico es construir un clasificador de barras paralelas (generalmente caños de aluminio) con una distancia variable para clasificar distintos tamaños. Como guía para la construcción de clasificadores, se puede fijar la distancia de separación entre barras (en mm) equivalente a aproximadamente la longitud (en cm) de los peces que pasarán entre ellas, como muestra la **Tabla 3.1**. Con peces pequeños estas barras se pueden disponer de diversas formas, curvas o rectilíneas, formando un contenedor como muestra la **Figura 3.11**.

El número de veces que se clasifican los lotes debe determinarse en cada situación, pero se

debe tener presente que la operación produce estrés, por lo que no se recomienda clasificar más de lo necesario. Un esquema orientador podría ser: a los 2 gr, 4gr, 8 gr, 12 gr, 20 gr, 30gr, 50 gr. etc. En la región, donde se clasifica en forma manual, suele simplificarse el esquema (una clasificación puede durar varios días). En establecimientos de engorde en jaulas suele clasificarse unas 4-5 veces desde la semilla (1.5-2.0 gr) hasta los 400-450 gr, por ejemplo a los 12, 40, 80, 150 y 230 gr, tratando de ajustar los tamaños de pez a los tamaños de partícula del alimento (**Tabla 3.2**). Como en otras operaciones, es recomendable **ayunar** los peces al menos 24 hs antes de la **clasificación**. Luego de realizada, puede darse que la “cabeza” de un lote coincida en tamaño con la “cola” de otro, como se muestra en la **Figura 3.12**. En estos casos, si hay disponibilidad de espacio, es recomendable no mezclarlos ya que son peces que han mostrado diferente tasa de crecimiento y, por lo tanto, es esperable que se separen los tamaños nuevamente poco tiempo después.

Tabla 3.1 Distancia de separación entre barras para juveniles de truchas. Notar que la separación (mm) es comparable a la longitud del pez (cm), regla práctica que se ajusta aceptablemente hasta aproximadamente los 200 gr

Distancia e/barras (mm)	Peces	
	Peso (gr)	Long (cm)
4.8	1.5	5.1
6.4	2.8	6.4
9.5	4.9	7.6
12.7	28.4	13.7

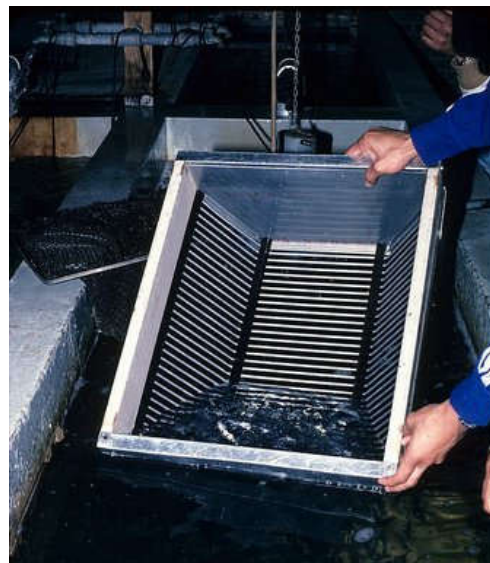


Figura 3.11 Clasificador para peces juveniles de edad temprana

Tabla 3.2. Relación entre “tipo” de alimento, tamaño de partícula y tamaño de los peces a ser alimentados (Tomado de cartilla Ganave®)

Alimento	Tamaño	Tamaño
Tipo	Partícula	Pez (gr)
Starter 00	0.3- 0.6	0.5- 1.0
Starter0	0.5- 1.2	1- 2
Crumble 1	1- 1.5	2- 6
Crumble 2	1.5- 2.2	6- 20
Crumble 3	2.2- 2.8	20- 60
Extrusado 3 mm	3.0	60- 150
Extrusado 4 mm	4.0	150- 230
Extrusado 6 mm	6.0	230- 1100
Extrusado 8 mm	8.0	1100- 2000

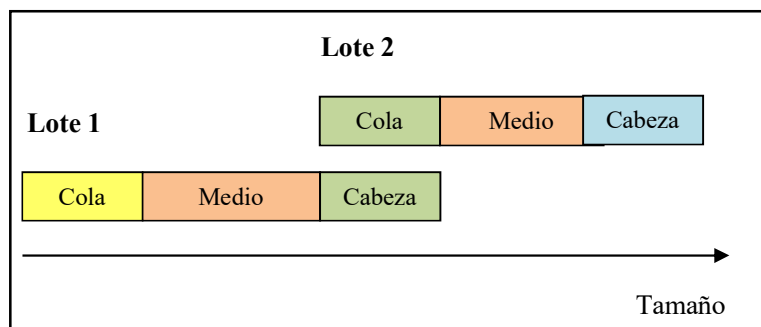


Figura 3.12 Esquema de tamaños de dos lotes (cada uno dividido en cola, medio y cabeza) en un momento dado. El lote 2 nació antes que el lote 1 y por lo tanto tiene mayor tamaño promedio; sin embargo la cabeza del lote 1 alcanzó en tamaño a la cola del lote 2 (no es recomendable mezclarlas).

3.5 Técnicas para extender la producción de semilla

La necesidad de disponer de semilla durante la mayor parte del año (y no solamente en época de reproducción) para satisfacer las necesidades del mercado, ha obligado a desarrollar técnicas para dicho fin. Una de ellas es manipular la temperatura durante el desarrollo embrionario. Enfriando artificialmente el agua de incubación se han realizado experimentos informando retrasos en el tiempo de eclosión de huevos de truchas arco iris, que pasó de 35-40 días, a 9°C hasta 80-85 días, incubando a 4°C, aunque esta temperatura podría tener consecuencias negativas en el desarrollo embrionario.

Otra técnica para extender el período de producción de semilla actúa ya no sobre los embriones sino sobre los reproductores. Consiste en la utilización de **hormonas**, por ejemplo la administración de gonadotrofina de salmón en una dosis de 0.1mg/kg peso vía inyección intraperitoneal a las hembras. Esta primera inyección va seguida por otra, 3 días después, con 17α-

20 β - dihidroxiprogesterona, por la misma vía, 3mg/Kg peso corporal. Este procedimiento da como resultado la ovulación a los 7 días. Es importante subrayar que la administración de la primera inyección debe hacerse en el momento adecuado. Este tratamiento hormonal puede adelantar la producción de ovocitos 3-4 semanas y tiene, además la ventaja de sincronizar el desove. Las desventajas son una mano de obra muy especializada y laboriosa para un resultado bastante modesto en materia de tiempo.

Alternativamente, para extender la producción de semilla se puede manipular la luz (fotoperiodo), factor importante para la maduración sexual. Aprovechando este estímulo fisiológico es posible extender - ya sea adelantar o retrasar- el período de madurez gonadal. La técnica de acortar en forma artificial y gradualmente el **fotoperíodo** (técnica del fotoperiodo largo-corto) aplicada **antes del solsticio de verano** acelera la maduración gonadal de manera que se produzca antes que en la naturaleza. Por el contrario, aplicar la técnica del fotoperiodo corto-largo, después del solsticio de verano retrasa el desove. Es decir, cuando el fotoperiodo se está naturalmente alargando, se lo acorta y, cuando está naturalmente acortándose, se lo alarga. Ejemplos de ambos tipos se muestran en la **Figura 3.13**.

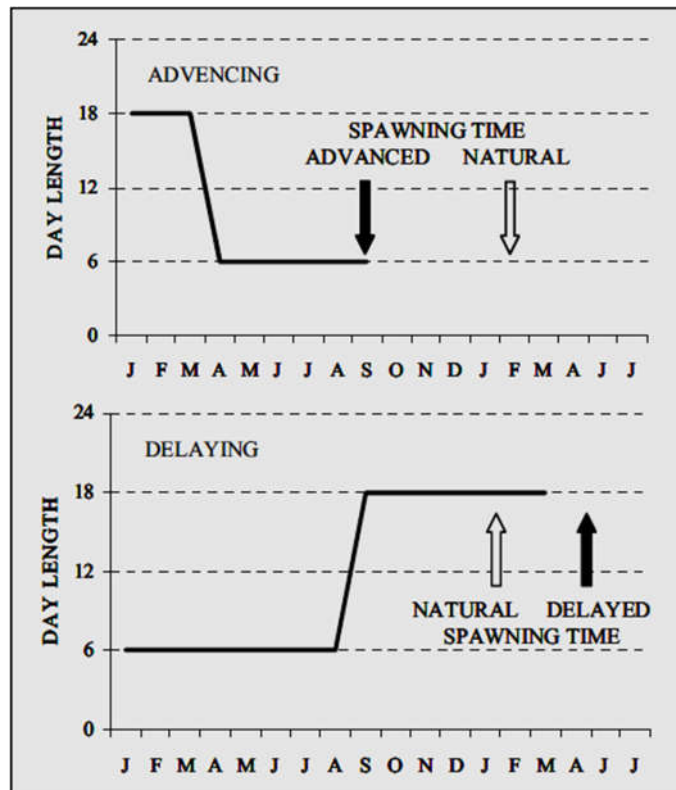


Figura 3.13. Ejemplo de manipulación del fotoperíodo para adelantar o atrasar el desove de trucha arco iris (hemisferio norte) (Tomado de Okumus, 2002). Parte superior: fotoperíodo largo- corto (18 hs- 6 hs) aplicado antes del solsticio de verano (día más largo del año) el desove se adelanta; parte inferior: fotoperíodo corto-largo (6 hs- 18 hs) aplicado después del solsticio de verano, el desove se retrasa.

Otro esquema de manipulación del fotoperiodo, que fue aplicado a truchas arco iris de la zona, es el de seguir la tendencia natural del fotoperiodo pero comprimirlo (acortarlo), de un ciclo

anual a un ciclo de, por ejemplo, 9 meses. Con esta técnica se adelantó el desove de truchas aproximadamente dos meses (de junio a Marzo) (Fig. 3.14). Este esquema (comprimido) se pensó para ser repetido y adelantar nuevamente el desove a Diciembre, situación que sería estabilizada a partir de entonces (Diciembre) con ciclos de 12 meses, pero desfasado en 6 meses con respecto al natural.

Una forma alternativa de variación del fotoperíodo que resulta de fácil implementación, es el fotoperíodo constante, de 24 hs de luz. En salmones del Atlántico, con esta técnica se logra retardar significativamente la maduración sexual y se evita la maduración precoz (los machos llamados “grilse”) que suele darse en buena proporción (hasta un 30% en Noruega) de los stocks de cría de esta especie. Un beneficio adicional del régimen de luz continuo es una mejora en el crecimiento en esta especie, sin embargo existen estudios que mencionan un posible daño a los peces, por ejemplo a nivel ocular.

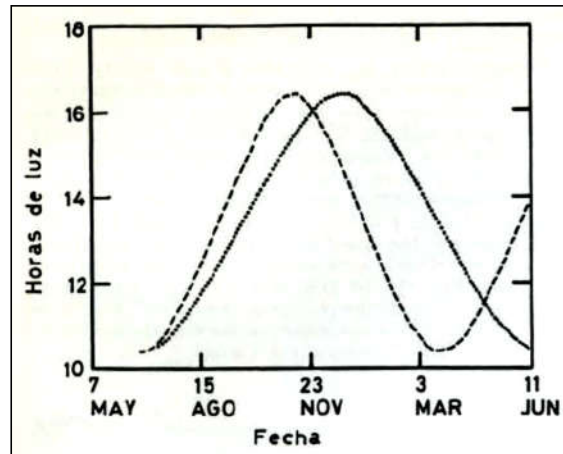


Figura 3.14. Acortamiento del fotoperíodo en S.C. de Bariloche. Línea punteada: ciclo anual normal; línea entrecortada: ciclo acortado a 9 meses (tomado de Groenemberg, A. y Cussac, V. (1993))

La técnica de manipulación del fotoperíodo es un área de interés en la que se debería investigar en cada situación particular (latitud, línea genética, temperaturas, etc.), aunque se han informado bajas de calidad de los huevos y mortalidades aumentadas en lotes provenientes de reproductores sometidos a manipulación del fotoperíodo.

Resulta interesante destacar que la mayor cantidad de información disponible se refiere a experimentos variando el fotoperíodo a temperaturas más o menos constantes (10-12°C) pero cuando se agrega la variación estacional de temperatura los resultados se tornan más variables. Con técnicas de fotoperíodo se logra en general adelantar o atrasar la maduración 3 o 4 meses respecto al ciclo natural. Para los manejos de fotoperíodo se necesita una infraestructura adecuada (por ejemplo, la oscuridad debe ser absoluta), con una iluminación de unos 40 lux en toda la superficie del contenedor. Las luces pueden ser comunes, fluorescentes, halógenas, de vapor de mercurio, LED etc. y preferentemente deben contar con un dispositivo automático de encendido y apagado.

Respecto a la extensión del período de producción de semilla, cabe mencionar que se acepta en general que las truchas desovan una vez al año (en nuestra región, trucha marrón y trucha de arroyo durante la segunda mitad del otoño y comienzos del invierno; trucha arco iris invierno-mitad de la primavera). Sin embargo existen líneas genéticas que producen un segundo desove anual. En Chile, por ejemplo, se han descrito en una línea de criadero, 2 picos, el primero en otoño y el segundo en primavera). De esta manera, por **selección genética** se podría obtener una considerable proporción de reproductores (incluso todos ellos) con doble desove anual como **forma alternativa de extender la temporada de desove** con posibles ventajas de tipo comercial.

3.6 Producción de smolts

La conducta migratoria de los salmónidos se da de manera variable en las poblaciones naturales, como se mencionó en la **unidad 1, sección 1.2**. Así, en la naturaleza existen poblaciones totalmente anádromas (todos los individuos migran en algún momento al mar y luego retornan para reproducirse) o parcialmente anádromas (algunos individuos migran y otros no) (Nicholson et al., 2008). Vimos además que los cambios propios del proceso de “smoltificación”, necesarios para migrar, se dan en diferente grado; son mayores en los tipos migratorios (por ejemplo salmón Atlántico, trucha cabeza de acero o “Steelhead”) que en las poblaciones residentes en agua dulce. Vimos también que hay un componente genético para estos cambios pero que no obstante hay cierto potencial en las poblaciones para responder a cambios ambientales. Aún enfocándonos en el aspecto genético, hay experimentos que muestran genes propios de la variedad “encerrada” de trucha arco iris en la variedad “anádroma” y viceversa.

Todas estas consideraciones tienen que ver con la práctica de la producción, sobre todo en el caso de la trucha arco iris. A diferencia de los salmones en general, que se engordan en el mar, con líneas genéticas bien adaptadas, las truchas arco iris se engordan tanto en agua dulce (por ejemplo en Argentina) como en el mar (por ejemplo en Chile). Según lo visto más arriba, cabría esperar que cualquier línea genética se adapte al engorde marino. No obstante, lo más razonable parece ser elegir líneas con genética del tipo cabeza de acero (“steelhead”).

El punto de partida de cualquier engorde en el mar es contar con los smolts en condiciones adecuadas. Es importante notar que el tiempo de “smoltificación”, que en la naturaleza puede tomar hasta 4 años, se acorta en condiciones de cría. La smoltificación como hemos visto se asocia a cambios externos (color, factor de condición); fisiológicos (incremento de actividad de ATPasa) y conductuales (natación a favor de la corriente). Desde la práctica, hay que saber que la observación de los signos de smoltificación presenta inconvenientes. Dichos inconvenientes se deben en buena medida a que no siempre hay una correlación entre los signos de smoltificación: por ejemplo, un salmón puede tener el color plateado y las aletas transparentes propios de un smolt, pero no haber incrementado su capacidad hipo-osmoregulatoria.

De las características de los smolts dependerá en buena medida la supervivencia, la tasa de crecimiento y el desarrollo normal de los peces (especialmente los salmones) durante el engorde (tema de la **próxima unidad**). El requisito más importante para el inicio del proceso de smoltificación es alcanzar cierto **tamaño crítico**. En Chile este tamaño fluctúa en 40-80 gr. para los salmones y en 80-100 gr. para la trucha arco iris. Hay que subrayar que en Chile la importación de huevos desde el hemisferio norte y el alargamiento de la temporada de desove por manipulación

del fotoperiodo, permiten conseguir smolts durante casi todo el año. En Noruega las primeras señales de que un pez va a smoltificar se ven a fines del verano y otoño (seis meses antes de que smoltifique). En esta época, los peces que han alcanzado una longitud de unos 8 cm, entran en una fase de crecimiento rápido, preparatoria para la smoltificación como se muestra en la **Figura 3.15**.

Este crecimiento acelerado continúa hasta aproximadamente los 12 cm, aunque la temperatura del agua y el fotoperiodo disminuyan. Los juveniles (“parr”) que están por debajo de 8 cm detendrán su crecimiento durante el invierno y pasarán uno o más años en agua dulce hasta smoltificar. De esta conducta de crecimiento resulta, en un corto período, una distribución bimodal de longitudes como la que muestra la **Figura 3.16**. Los peces más pequeños de esta distribución son los “parr” que no smoltificarán y los más grandes los que sí. Así la producción tradicional de juveniles de salmones Atlánticos en Noruega se separa en dos clases: los peces más grandes que smoltificarán en primavera, aproximadamente al año de edad, (“S1s” o “smolts de 1 año”) y los peces más pequeños

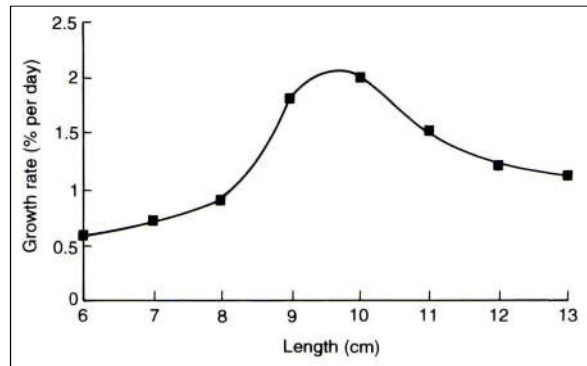


Figura 3.15 Aceleración del crecimiento en salmones juveniles en agua dulce antes que ocurra la smoltificación, a partir de aproximadamente los 8 cm (Tomado de Stefansson y Hansen, 1996)

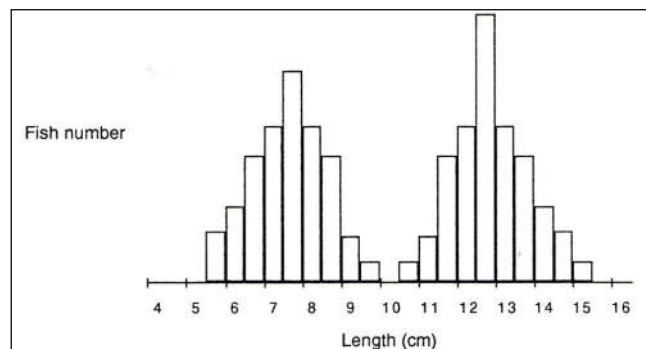


Figura 3.16 Distribución bimodal de longitudes en juveniles de salmón Atlántico (tomado de Stefansson y Hansen, 1996).

que smoltificarán al año siguiente (“S2s” o “smolts de 2 años”). Es difícil predecir las proporciones “S1s” : “S2s”, que además son variables de año en año. Para hacerlas más predecibles, y debido a que los diversos procesos fisiológicos involucrados en la smoltificación son sensibles al fotoperiodo, se han hecho avances manipulándolo con distintos patrones, lo que

ha permitido extender la producción de smolts a lo largo del año. Además, distintas mejoras en las técnicas de cría han permitido elevar la tasa de sobrevivencia desde la eclosión hasta el estadio de smolt a un 80% o más. Estos hechos permiten ahora predecir el tamaño y el número de smolts en distintas épocas del año, lo que ayuda a optimizar la utilización de las jaulas.

A diferencia de la producción tradicional (con S1 y S2), la producción más reciente en Noruega se diversificó, básicamente en 4 tipos de smolts:

- **S1/2s** (smolts de medio año o S0s+) [Transferencia al mar en el otoño de su primer año, con 60- 110 gr]
- **S1s** (smolts de 1 año) [Transferencia al mar en primavera del segundo año con 60-120 gr]
- **S11/2s** (smolts de un año y medio) [Transferencia al mar en otoño del segundo año, con 150-200 gr]
- **S2s** (smolts de 2 años) [Transferencia al mar en primavera del tercer año con 200-400 gr]

Como tendencia general para estos salmones y para simplificar, se puede decir que estos 4 tipos alcanzan un tamaño de 3.5-4.0 Kg en forma desplazada en el tiempo, desde finales del segundo año hasta finales del tercer año de **edad**. La mejor estrategia de manejo de smolts debe ser decidida en cada situación según distintos factores. Por ejemplo, los **S2s** tienen aparentemente menor mortalidad que los **S1s**

En Noruega, además del salmón Atlántico, se trabaja con trucha arco iris, que logra un buen engorde en el mar, pero a salinidades algo menores que el promedio marino, en este caso a 28 ‰, con el siguiente esquema (usaremos la denominación “smolt” aunque todavía se discute si es apropiada para las truchas):

- **S1/2** (“smolts” de medio año) [Transferencia al mar en otoño del primer año, con 70-90 gr].
- **S1s** (“smolts” de 1 año) [Transferencia al mar en otoño-invierno del segundo año, con 90-120 gr].

Con estas estrategias de transferencia y simplificando, se logran aproximadamente 3 Kg al final del segundo año o a mediados del tercer año de **edad** (con la primera y la segunda estrategia respectivamente).

Un aspecto importante durante la producción de smolts (en sentido estricto, o sea en salmones), es el tiempo. Hay un período durante el cual los peces están en condiciones óptimas para realizar el cambio de ambiente, cambio que si no se produce, provoca un retroceso al punto de partida. Es decir, podemos hablar de una “smoltificación” y una “desmoltificación”, como muestra la **Figura 3.17**. El tiempo entre ellas (parte intermedia en la curva de la **Fig. 3.17**) es lo que se denomina ventana de smoltificación, es decir, el corto período (pocos días) durante el cual los peces tienen máxima aptitud para cambiar de ambiente. Esta aptitud tiene que ver, fundamentalmente, con mayores niveles de actividad de Na⁺/k⁺-ATPasa (bomba sodio-potasio) en las branquias. Si el traslado al mar

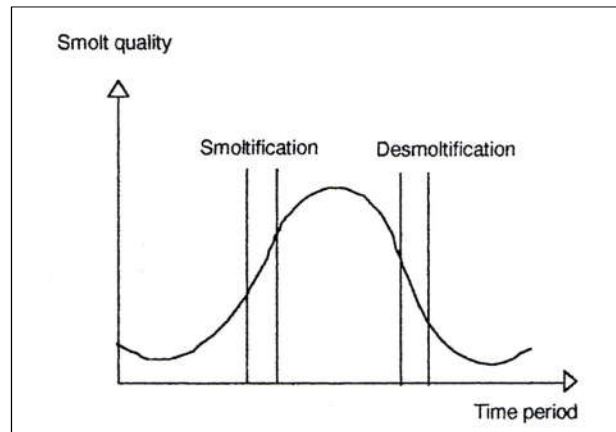


Figura 3.17 Período (o ventana) de smoltificación se realiza antes o después, se presenta un alto porcentaje de mortalidad, baja tasa de crecimiento y aumento de la susceptibilidad a enfermedades. La ventana de smoltificación es importante en la producción de smolts de salmones del Atlántico (y otros salmones), sobre todo en los S1/2s y S1s.

En la práctica, la decisión de transferir o no al mar los smolts suele complicarse porque diferentes líneas genéticas smoltifican en diferentes tiempos o a diferentes tamaños promedio.

La **dieta** es otro de los factores que pueden influir en la producción de smolts. Los mecanismos involucrados serían, por un lado, **acelerar el crecimiento** (para alcanzar el tamaño crítico de “smoltificación”) mediante mejoramiento de la calidad del alimento y optimización de la forma de entrega y, por otro, **facilitar los procesos fisiológicos de la smoltificación**. En este último caso, facilitando la osmoregulación mediante el agregado de ClNa a la dieta o facilitando procesos fisiológicos más generales favorecedores de la salud del pez. Esto se lograría con cierta composición lipídica especial en el alimento para smolts. No obstante, los resultados de estudios sobre la influencia de la dieta en la smoltificación en condiciones de criadero no son aún claros.

Debido a que la decisión de transferir los peces es importante y puede ser complicada, cabe preguntarse, ¿cómo se puede medir, en la práctica de cría, la smoltificación, para saber si llegó el momento?. Una forma de medir el estado de smoltificación es mediante análisis de laboratorio que miden la actividad de Na/K-ATPasa branquial. Este método sin embargo no resulta práctico por lo que es más común realizar la **prueba de desafío de salinidad**. Para realizarla, los peces deben haber estado 5-7 días sin clasificación o manipulación que produzca estrés; luego se trasladan a una unidad experimental donde son mantenidos entre dos y tres días en adaptación sin alimentación, con temperatura y fotoperíodo ambiental. Posteriormente, una muestra (por ejemplo 10 peces) se transfiere a agua salada (29-30‰) con oxigenación, sin manipulación adicional para evaluar su supervivencia. Se considera que los peces están bien adaptados si a los 4 días sobrevivió 95-100 %. Cuando sea posible, esta prueba debe realizarse junto con la **prueba de 24 hs de tolerancia a la salinidad**. Esta prueba se realiza extrayendo sangre de los peces 24 horas después de haber sido expuestos al agua de mar. Si los valores de sodio plasmático no superan 170 milimoles/litro (mM/L) significa que los peces están bien adaptados.

En cuanto a la trucha arco iris, se considera que es más resistente que los salmones respecto al cambio de hábitat. Con relación a ello, resulta interesante mencionar un estudio en Turquía con truchas arco iris de criadero (Güner et al. 2006), que fueron transferidas al mar (alta salinidad 36-37‰) **con y sin** aclimatación previa. Estas truchas mostraron mortalidad menor cuando fueron aclimatadas durante varios días sometiénolas a salinidades crecientes, mientras que el tamaño más adecuado para la transferencia directa estuvo alrededor de 225 gr. En otras palabras, las mortalidades más altas se dieron con peces < 225 gr transferidos directamente. Además, en este mismo estudio, las truchas mostraron un mayor crecimiento en el mar que en el agua dulce.

3.7 Transporte de peces

Cualquiera sea su destino, (peces pequeños para repoblamiento en agua dulce, juveniles pequeños para engorde en jaulas en agua dulce, “smolts” para engorde en jaulas marinas) los peces deben permanecer en ayuno 24- 48 hs antes de ser transportados a los fines de vaciar el tubo digestivo y reducir el consumo de oxígeno, a la vez de evitar contaminar el agua con materia fecal. Debido al estrés que producen los viajes, tanto mayor cuanto más largo el viaje, se deberían remover peces con lesiones o debilitados antes del transporte para evitar que mueran durante el viaje. Dicho estrés es el resultado de la captura, manipulación, carga en los contenedores de transporte y del viaje mismo, y puede resultar no solamente en daño físico (por ejemplo pérdida de escamas) sino en cambios en la química de la sangre, consumo aumentado de O₂, problemas osmoregulatorios y aumento de la susceptibilidad a enfermedades. Al ser cargados en los contenedores de transporte, los peces se tornan hiperactivos y la primera hora es crítica. Durante esta primera hora es conveniente que los peces cuenten con O₂ en abundancia (no menor a 7ppm). Una precaución adicional debería ser que el agua de transporte no tenga patógenos. Para ello se pueden añadir sustancias bactericidas al agua (por ejemplo acriflavina 1-2 ppm; nitrofurazona 5ppm etc.).

En el caso de peces pequeños (1- 5 gr aproximadamente) se pueden utilizar bolsas de plástico insufladas manualmente con O₂ a presión, de manera que resulte una proporción de 1/3 de agua y el resto de O₂; las bolsas son cerradas herméticamente, y se colocan dentro de una segunda bolsa para prevenir rupturas. Si el viaje es por tierra con temperaturas elevadas, las bolsas se pueden disponer dentro de contenedores de poliestireno expandido (en Argentina nombre comercial “telgopor”), si es necesario con el agregado de hielo en escamas. De esta manera los peces pueden viajar algunos cientos de Km por tierra (también por avión). Al llegar al lugar de destino, las bolsas deben dejarse (cerradas) flotando en el ambiente receptor, en una zona sombreada, por al menos 30 minutos, para la aclimatación de los peces a la temperatura del lugar. Una densidad en bolsas de plástico para truchas < **1gr** puede ser **30-40 gr/L** (colocadas por ejemplo en bolsas con 4.5 L de agua, insufladas con O₂, dentro de cajas de telgopor con hielo en escamas). Con esta técnica se puede lograr un transporte seguro de al menos 8 horas.

Para peces de mayor tamaño y/o mayor biomasa a ser transportada, pueden utilizarse contenedores de mayor tamaño (por ejemplo 3000- 10.000 L), construidos en distintos materiales (plástico, aluminio) que a veces incluyen material aislante. Dichos contenedores pueden ser montados en “trailers” o sobre camiones. Estos contenedores generalmente se conectan con

equipos de aireación u oxigenación (agregan O_2 , remueven CO_2 y cierta cantidad de NH_3) (Fig. 3.18).

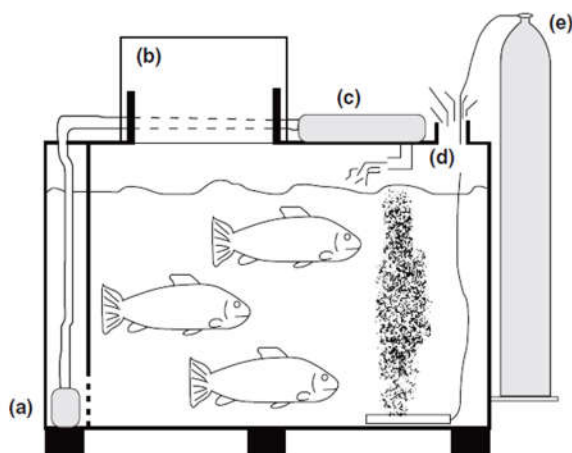


Figura 3.18. Esquema de un contenedor para el transporte de peces, montable sobre un camión; a) bomba sumergible; b) cierre hermético; c) filtro mecánico; d) salida de gases; e) cilindro de oxígeno comprimido. Tomado de Harmon (2009)

Otro parámetro a vigilar en el agua de transporte, además de la $[O_2]$, $[CO_2]$ y $[NH_3]$ es el pH, que conviene mantenerlo neutro. Recordemos que el CO_2 que se produce durante el transporte acidifica el agua. Si bien esto disminuye la toxicidad del NH_3 , también disminuye la capacidad de transporte de O_2 en la sangre de los peces, por lo que el nivel de CO_2 no debería superar las **15 ppm**, en especial en viajes largos. Para estabilizar el pH durante el viaje se puede agregar al agua una sustancia buffer como el tris(hidroximetil) aminometano en una concentración de 1.25- 2.50 gr/L (efectivo en agua dulce y de mar) que no presenta toxicidad para los peces.

En países con mayor desarrollo de la actividad, se dispone de camiones con contenedores que además cuentan con refrigeración, lo que permite aumentar la distancia a recorrer, ya que cuanto más fría es el agua de transporte menor es el consumo de O_2 , y menores las producciones de CO_2 y de NH_3 . En este sentido, exposiciones a 0.13- 0.14 ppm de NH_3 durante 6 horas (o más) pueden afectar a los peces. Cuando no es posible mantener baja la temperatura durante el transporte, una alternativa puede ser el uso de anestésicos para bajar el metabolismo. Debe extremarse el cuidado en el cálculo de la concentración ya que un exceso de anestésico produce pérdida de equilibrio, depósito de los peces en el fondo del contenedor y finalmente muerte por sofocación. Como anestésico puede utilizarse MS-222, a una dosis de 0.025 gr/L. Sin embargo el uso de anestésicos es riesgoso y debería ser evitado o utilizado en viajes de pocas horas.

Otro elemento a tener en cuenta durante el transporte es la formación de espuma en la superficie del agua de transporte, sobre todo en viajes largos. La espuma excesiva inhibe la acción del aireado (incorporación de O_2 y eliminación de gases nocivos) por lo que en estos casos se recomienda el agregado de antiespumantes de siliconas, en la concentración recomendada por los fabricantes. Estas sustancias no tienen consecuencias para los peces.

Con relación a la cantidad de peces que pueden ser transportados (carga) en forma segura, como cabe esperar, dependerá de la T°, la eficiencia del equipo (aireado/oxigenado/refrigerado), la duración del viaje, la especie de salmónido y tamaño del pez. Algunas densidades sugeridas son: **para truchas** (arco iris, marrón, de arroyo) de peso individual 80- 220 gr: **350 gr/L**, por 8-10 hs., a una T° de 5-10°C; **salmón coho** de 10- 20 gr: **300 gr/L**, para la misma duración y temperatura que la trucha

Como una consideración final, los peces transportados no son generalmente puestos en su lugar de destino en forma inmediata. Suele haber un proceso de adaptación, ya que seguramente cambian no sólo la T° sino otras variables de calidad de agua (salinidad, nivel de gases disueltos, pH, etc.). Por eso se recomienda agregar agua del sitio que recibe los peces a los tanques de transporte de manera gradual durante aproximadamente una hora, para luego descargar los peces. Otra medida que ayuda a la adaptación es no alimentar durante las 12-24 hs posteriores a la llegada. De todas maneras **el transporte es una operación estresante y generalmente hay mortalidad de peces**, por lo que es recomendable tener un acuerdo pre establecido entre quien transporta (o vende) los peces y quien los recibe (o compra).

3.3. ANEXO

3.3A.1 Número estimado de huevos de salmónidos en un litro (sin agua) de acuerdo al método de von Bayer (1908). C.O.: cuenta ovas de 152 mm; *algunos decimales se omiten debido a que no surgen del trabajo original (con diámetros en pulgadas).

N Promedio C.O.				N Promedio C.O.			
Entero.	Decimal*	N huevos en 1 L	Diá- metro huevos (mm)	Entero	Decimal*	N huevos en 1 L	Diá- metro huevos (mm)
27.	0			6535	5.64		
	1	6624	5.61		1	7399	5.41
	2	6715	5.59		2	7504	5.38
	3	6808	5.56		4	7612	5.36
	5	6902	5.54		5	7721	5.33
	6	6998	5.51		6	7832	5.31
	7	7095	5.49		8	7946	5.28
	8	7195	5.46		9	8061	5.26
29.	0	8179	5.23	30.	1	9073	5.05
	2	8300	5.21		2	9211	5.03
	3	8422	5.18		4	9352	5.00
	5	8547	5.16		5	9496	4.98
	6	8675	5.13		7	9643	4.95
	8	8805	5.11		8	9793	4.93
	9	8938	5.08		9	9946	4.90

BIBLIOGRAFIA

- Bonnet, E., Montfort, J., Esquerre, D., Hugot K., Fostier, A. Bobe, J. 2007. Effect of photoperiod manipulation on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) egg quality: A genomic study. *Aquaculture* 268, 13–22-
- Cabrita, E., Sarasquete, C., Martínez-Paramo, S., Robles, V., Beirano, J., Pérez- Cerezales, S., Herraiz, M.P. 2010. Cryopreservation of fish sperm: applications and perspectives. *J. Appl. Ichthyol.* 26: 623–635.
- Couture, R., Haggas, B., Clements, S., Noakes, Schreck, N., Kim; J. H., Kristjánsson, B.K., Boggio, S. 2008. Accelerated Smoltification Through Diet Enrichment. Oregon Department of Fish and Wildlife. Online. www.fws.gov/ [Octubre 2015]
- Duncan, N. 1996. Photoperiodic manipulation and its use in the all year round production of Atlantic salmon, *Salmo salar*. Tesis presentada para el grado de Ph.D, University of Stirling; Stirling, Escocia.
- Estay, F., Colihueque, N. Araneda, C. 2009. Twice-annually spawning rainbow trout females in a cultured population from southern Chile. p. 97. In : (editor) The national conference and exposition of national aquaculture. Seattle, Washington, EEUU. February 15-18, 2009. Seattle, Washington, EEUU.
- FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2004. Parte 2 Temas de interés para los pescadores y acuicultores. <http://www.fao.org/docrep/007/y5600s/y5600s00.HTM> [Disponible: Setiembre 2015]
- From, J., Rasmussen, G. 1991. Growth of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792) related to egg size and temperature. *Dana* 9, 31-38.
- Groenemberg, A., Cussac, V. 1993. Obtención de desoves tempranos en trucha arco iris mediante la manipulación del fotoperiodo. *Red Acuicultura. Boletín* 7, 1.
- Güner, Y., Ozden, O., Gullu K. 2006. Adaptation to Sea Water and Growth Performance of Rainbow Trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Biological Sciences* 6, 22-27.
- Harmon, T.S. 2009. Methods for reducing stressors and maintaining water quality associated with live fish transport in tanks: a review of the basics. *Reviews in Aquaculture* 1: 58–66.
- Heinimaa, S., Heinimaa, P. 2004. Effect of the female size on egg quality and fecundity of the wild Atlantic salmon in the sub-Artic river Teno. *Boreal Environment Research* 9, 55-62.

- Hinshaw, J.M., Thompson, S.L. 2000. Trout Production Handling Eggs and Fry. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 220.
- Ibieta, P., Tapia, V., Venegas, C., Hausdorf, M. Takle, H. 2011. Chilean Salmon Farming on the Horizon of Sustainability: Review of the Development of a Highly Intensive Production, the ISA Crisis and Implemented Actions to Reconstruct a More Sustainable Aquaculture Industry *En Aquaculture and the Environment. A Shared Destiny*. B. Sladonja Ed. Intech Open, DOI: 10.5772/2463.
- Kamalam, B. S., Patiyal, R. S., Rajesh, M., Mir, J. I., Singh, A. K. Prolonged transport of rainbow trout fingerlings in plastic bags: Optimization of hauling conditions based on survival and water chemistry, *aquaculture* (2017), doi: 10.1016/j.aquaculture.2017.08.012.
- OIM Organización Internacional para las Epizootias. Metodos de desinfección de los establecimientos de acuicultura. Versión adoptada en la Asamblea Mundial de Delegados, Mayo 2009. Online.
www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/aahm/current/1.1.03_DISINFECTIION.pdf [Disponible Octubre 2015]
- Okumus, I. 2002. Rainbow Trout Brood Stock Management and Seed Production in Turkey: Present Practices, Constraints and Future. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 2, 41-56.
- Moreno Torreblanca, L. 2012. Análisis del Efecto de Tres Dietas Suministradas a Dos Cepas de Salmón del Atlántico (*Salmo salar*) en el Proceso de Esmoltificación. Universidad Austral de Chile, Instituto de Acuicultura, Sede Puerto Montt, 46 p.
- Nichols, K.M., Felip Edo, A., Wheeler, P.A., Thorgaard, G.H. 2008. The Genetic Basis of Smoltification-Related Traits in *Oncorhynchus mykiss*. *Genetics* 179: 1559–1575.
- Niska K., Korkea-aho, T., Lindfors, E., Kiuru, T., Tuomainen, M., Taskinen, J., Peltonen, K. Disappearance of malachite green residues in fry of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) after treatment of eggs at the hatching stage. *Aquaculture Online* doi:10.1016/j.aquaculture.2009.08.037 [Disponible Octubre 2015]
- Serezli, R., Guzel, S., Kocabas, M. 2010. Fecundity and egg size of three salmonid species (*Oncorhynchus mykiss*, *Salmo labrax*, *Salvelinus fontinalis*) culture at the same farm conditions in north eastern, Turkey. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 9: 576-580.
- Stefansson, S.O., Hansen, T. 1996. Smoltification of salmon – an adaptation to a life in sea water. In *Frisk Fisk om liv og dod I merdene* (Ed. By H.I. Wergeland, B. Aalvik & O.M. Rodseth), pp. 46-53 Universitetsforlaget AS Oslo.
- Wagner, E.J., Arndt, R.E., Billman, E.J., Forest, A., Cavender, W. 2008. Comparison of the

Efficacy of Iodine, Formalin, Salt, and Hydrogen Peroxide for Control of External Bacteria on Rainbow Trout Eggs North American Journal of Aquaculture 70:118–127.

U.S. Fish and Wildlife Service 2000. An Evaluation of Several Feeding Methods for Enhancing Smoltification in Summer Steelhead (*Oncorhynchus mykiss*) at Dworshak National Fish Hatchery, Ahsahka, 83520I daho. Final Report, 2000.

Unidad 4

Ciclo de producción II: engorde

4.1 Producción en agua dulce

4.1.1 Infraestructura

Si bien el tema de las instalaciones y equipamiento acuícolas se desarrolla en otra asignatura (Construcciones Acuícolas), en la presente unidad describiremos someramente algunos de ellos para entender mejor el proceso de engorde, como hicimos en la unidad anterior con relación a la producción de semilla.

A medida que transcurre un ciclo completo de producción se van cambiando los contenedores utilizados. Aunque no hay un esquema único para manejar los tamaños de contenedores, a manera de ejemplo solamente digamos que, como vimos en la unidad anterior, de los contenedores de juveniles pequeños, que suelen ser los mismos donde se desarrollaron los alevinos, generalmente bajo techo, pasamos a contenedores para juveniles de aproximadamente 5 cm, ubicados en el exterior, que pueden ser, por ejemplo, tanques de fibra de vidrio de unos 750 L (como en el Centro de Salmonicultura Bariloche). Posteriormente, se suelen utilizar uno o dos tamaños más antes del engorde, por ejemplo piletas de cemento cuadradas con desagote central de 2-3 m × 2-3 m y una profundidad de 0.60-0.80 m (Centro de Salmonicultura), o rectangulares con medidas variables, hasta finalmente llegar a los contenedores de mayor tamaño del criadero, que se utilizan para el engorde (etapa final). Dichos contenedores tienen formatos y dimensiones variables, como se verá más abajo. En el caso de producción de salmones, el mismo tipo de contenedores utilizados para engorde en tierra, puede ser utilizado para los “smolts”.

4.1.1.1 Contenedores en tierra

Existe una considerable variedad de contenedores en tierra para criar peces, en materia de tamaño, forma y materiales de construcción. La elección, como en otros componentes, dependerá de las circunstancias particulares del criadero. Un requisito importante para cualquier tipo de contenedor es lograr una **corriente uniforme de agua que evite “zonas muertas”** (ver Figuras 4.1, 4.2AB) (salvo que exista un dispositivo mecánico, por ejemplo un aireador, que mezcle el agua). En dichas zonas (volúmenes) el agua se estaciona y no circula (o lo hace muy poco), esto trae como consecuencia cálculos engañosos de dos variables de producción importantes, la tasa de recambio (**R**) y la densidad (**D**). En cuanto a **R**, la definiremos como **el número de veces que el agua es cambiada totalmente en el/los contenedor/es por unidad de tiempo** (generalmente hora) y su fórmula es $R = Q/V$ (Q = caudal; V = volumen). Se acepta que dicha tasa, en el cultivo de salmónidos, debe ser de 1-4.h⁻¹ pero, si existen zonas muertas, la tasa calculada será menor que la real, porque el denominador en la fórmula está “agrandado” (se debería restar en el denominador

la zona muerta). Por su parte el cálculo de $D = B/V$, resultará también menor que el valor real ya que la presencia de zonas muertas suele provocar que los peces se agrupen en las zonas de buena circulación, lo cual disminuye el **volumen de cría real**, nuevamente, si no resto la zona muerta en el denominador, el valor calculado de D es menor al real. En cuanto al tamaño de los contenedores, repetiremos lo ya dicho, como regla general se utilizan “contenedores chicos” para peces chicos y “grandes” para peces grandes. El significado de “grande” y “chico” requiere de

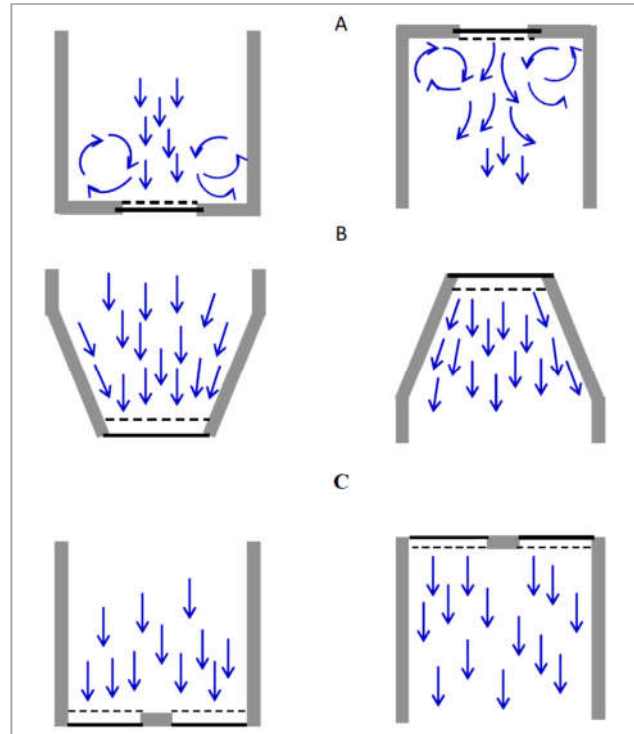


Figura 4.1. Circulación de agua en contenedores en tierra. A: entrada y salida rectangulares angostas con generación de espacios muertos o de poca circulación; B y C buena circulación sin espacios muertos; B: entrada y salida trapezoidales; C: entrada y salida rectangulares que ocupan casi todo el ancho

experiencia pero se puede afirmar que, en general, las dimensiones deben facilitar todas las operaciones de manejo (higiene, muestreo, clasificación) y, en lo posible, el contacto visual con los peces. La profundidad de los contenedores es una variable que conviene considerar con cuidado. Por un lado, probablemente contenedores más profundos favorezcan mayor bienestar de los peces, pero una mayor profundidad complica las operaciones de manejo, incluyendo **la cosecha**. Mayores profundidades, además, influyen sobre el volumen y, a mayor volumen, menor tasa de recambio para un mismo caudal. Cabe subrayar que las truchas arco iris hacen un mejor aprovechamiento de un volumen de agua que la truchas de arroyo por ejemplo, ya que tienden a disponerse en toda la columna de agua.

Además de clasificarse por su lugar de emplazamiento (en tierra-en agua), los contenedores pueden clasificarse por su forma (rectangulares, circulares, etc.). A continuación haremos una breve descripción de algunos tipos de contenedores, a manera introductoria de lo que se verá luego en otra materia.

Piletas rectangulares (raceways). Los estanques en tierra de uso más difundido son probablemente los de forma rectangular, en inglés se los llama “raceways”. Pueden ser construidos íntegramente de cemento, piedra cementada, fibra de vidrio y otros materiales (**Fig. 4.2AB**). Una proporción común largo: ancho suele ser 10 : 1 (aunque en la figura es 2.5 : 1). En este tipo de contenedores el agua ingresa por un extremo (cabecera) desde un canal alimentador y egresa por el opuesto. Algunas medidas comunes son: 30 × 3 × 1m, 20 × 2 × 0.70 m etc.

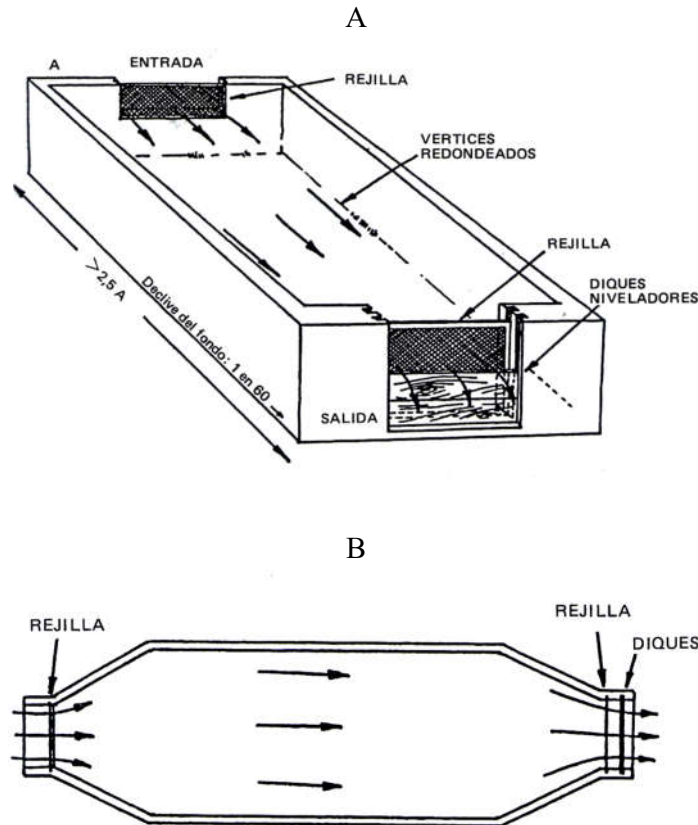


Figura 4.2. Contenedores rectangulares o “raceways”. A: entrada y salida de agua rectangulares (favorece zonas muertas); B: entrada y salida de agua trapecoidales (elimina zonas muertas) (Tomado de Del Valle, 1989).

A lo largo de las paredes de los “raceways” suelen construirse hendiduras o colocarse soportes verticales para subdividir el contenedor en dos o más compartimientos mediante rejillas extraíbles de distancia entre barras variable, que pueden actuar como “clasificadores automáticos” (ver **clasificación**, más abajo).

La disposición de estos contenedores puede ser simple en paralelo (**Fig.4.3**) o encadenada en paralelo (en este último caso cada contenedor recibe el agua de uno o más contenedores ubicados aguas arriba). La desventaja de esta configuración es que los contenedores aguas abajo reciben menor calidad de agua ($[O_2]$; $[NH_3]$) y están expuestos tanto a patógenos que pueden provenir de los contenedores aguas arriba como a exceso de sedimentos, resuspendidos cuando se cepillan los fondos. Para compensar la disminución en la $[O_2]$, se suele disponer un pequeño salto entre contenedores encadenados para airear el agua.

Los contenedores rectangulares presentan una gradual disminución en la calidad de agua desde la cabecera hacia la salida. La entrada de agua debe permitir graduar el caudal. La salida debe también permitir graduar el nivel del agua y vaciar el contenedor, ya sea por una compuerta o sistema de tablillas. La pendiente del fondo se recomienda en aproximadamente 0.5 % para facilitar la limpieza. En la salida, un pozo de pesca ayuda en la cosecha y funciona como trampa de sedimentos (restos de comida y heces). Previo a la salida y a la entrada (en el caso de la entrada, los peces suelen saltar corriente arriba), debe haber una **rejilla** o parrilla para evitar escapes. El tamaño de los agujeros de las rejillas deberá dimensionarse para impedir una fácil obstrucción.

Las disposiciones en paralelo en las que no existe una pasarela central (**Fig. 4.3**) dificultan la circulación y complican el manejo, en este sentido resulta mucho más cómoda la disposición en paralelo del Centro de Salmonicultura, con caminos entre contenedores. La higiene de este tipo de contenedores es bastante fácil pero para ello se debe bajar el nivel de salida y así aumentar la velocidad del agua y favorecer la eliminación de desechos. Desde un punto de vista sanitario, esta operación puede producir estrés (por exceso de sedimentos suspendidos) por lo que conviene hacerla tan breve como sea posible. En este sentido los contenedores encadenados no son ventajosos porque en los inferiores aumenta el tiempo de exposición al barro. Para minimizar la deposición de sólidos, Wester propone una velocidad $V \geq 3\text{cm/seg}$. Con un caudal que permita un recambio de 4 veces por hora.

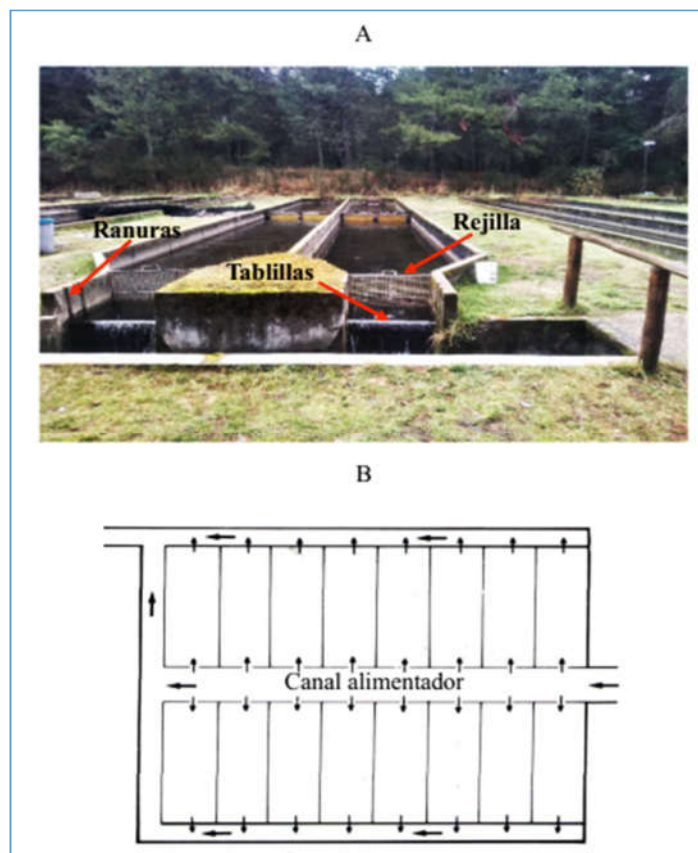


Figura 4.3. Raceways dispuestos en paralelo. A: contenedores apareados de cemento con caminos entre ellos (Centro de Salmonicultura Bariloche); B: croquis de dos series de contenedores, una a cada lado del canal alimentador (notar que no hay caminos entre contenedores ni entre series).

Los “raceways” presentan la desventaja de que los peces jóvenes tienden a acumularse cerca de la entrada y así se desperdicia espacio de cría. Sin embargo, estos contenedores son de muy fácil limpieza y permiten un fácil manejo de alimentación y manipulación de los peces.

Contenedores de Burrows. Se trata básicamente de un contenedor rectangular que recircula el agua. Está diseñado con una pared central que lo divide parcialmente por la mitad en forma longitudinal, con la ayuda de deflectores situados en los extremos del contenedor (**Fig. 4.4**). El agua ingresa a alta presión por 2 tubos situados en esquinas opuestas del contenedor, fluye paralela a las paredes exteriores, gradualmente se mueve hacia la pared central -cerca de la cual su velocidad es de unos 6cm/seg.- y deja el contenedor a través de placas perforadas situadas en el fondo cerca de cada extremo de la pared central (**Fig. 4.4**). Estos contenedores trabajan bien con una profundidad de 75-90 cm que se controla mediante un caño móvil externo en la línea de desagüe. Estos contenedores presentan ventajas respecto de los “raceways” en cuanto a densidad de peces (los peces se distribuyen por todo el contenedor) y capacidad de autolimpieza. Sin embargo su uso no está muy difundido, probablemente por un alto costo no compensado con grandes ventajas. Este tipo de contenedores han sido probados para dimensiones de aproximadamente 20m × 2 m × 0.90 m).

Contenedores rectangulares de tierra. Aunque los contenedores de cemento son más fáciles de mantener, mas higiénicos y facilitan todas las operaciones de cría, es posible utilizar con éxito contenedores excavados en tierra. Estos contenedores permiten a veces la producción de pequeñas cantidades de alimento natural. Pueden tener dimensiones similares a las mencionadas para “raceways” y como estos, deben poder vaciarse por completo. Deben contar también con un pozón de pesca que facilite la cosecha. El fondo de estos contenedores debe tener un declive suave hacia la salida. La velocidad del agua que se puede utilizar en ellos es menor que la que se utiliza en raceways, por lo que hay mayor sedimentación, que puede incrementar la actividad biológica con consumo de O₂. Por otro lado, el amoníaco puede ser rápidamente transformado en nitratos por la

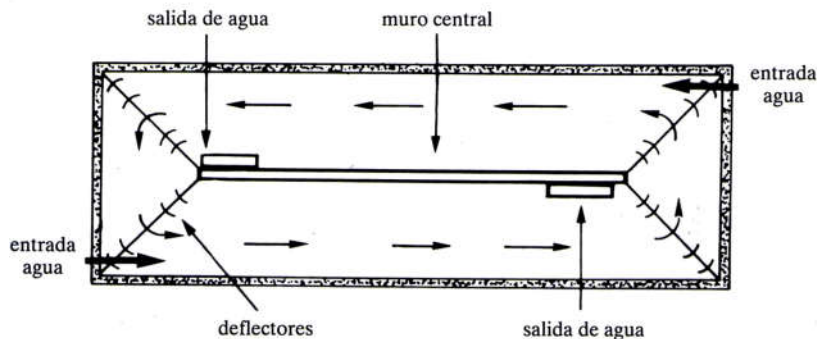


Figura 4.4 Contenedor tipo Burrows (Tomado de Blanco Cachafeiro, 1994)

actividad microbiana del fondo, pero estimulan el crecimiento de plantas (desbalance de O₂ nocturno). Como cabe esperar el tipo de suelo es especialmente importante en este tipo de contenedores; los suelos arcillosos son mejores para disminuir las filtraciones. Las estructuras de

entrada y salida de agua deben ser de cemento preferiblemente y contar con los mismos elementos mencionados para “raceways”.

Contenedores circulares. Estos contenedores se denominan generalmente tanques si no tienen más de 3 m de diámetro y piletas o estanques circulares si son de mayor tamaño (por ejemplo 10 m de diámetro). Pueden también construirse de diversos materiales (cemento, fibra de vidrio etc.), las paredes y fondo, como en el caso de los rectangulares, deben ser lisos para facilitar la limpieza.

Las características hidráulicas de estos contenedores son más complejas. Si la presión del agua de entrada es tal que posibilite una corriente espiral hacia el centro, son parcialmente auto-limpiantes. Para ayudar a esa circulación la entrada de agua debe ser tangencial, por ejemplo como muestra la **Figura 4.5**. Si bien la salida de agua se ubica en la parte central del contenedor, el nivel de agua puede estar fijado tanto por un tubo en la parte central (**Fig. 4.5**) como uno en el exterior (**Fig. 4.6**). Dado que en el hemisferio sur el agua gira en sentido horario cuando escapa por un vórtice hacia un nivel inferior, la entrada debe ser en ese sentido (horario). Una medida utilizada es de 5 m de diámetro \times 0.45 m de profundidad hacia las paredes \times 0.65 m de profundidad en el centro.

Los peces en este tipo de contenedores se distribuyen uniformemente en todo el volumen de agua. La cosecha de los peces en las unidades de mayor tamaño puede dificultarse por lo que para facilitar la cosecha se utilizan rejillas concentradoras de peces dispuestas en forma radial. Es conveniente contar con una salida de agua de emergencia (una rejilla sobre una pared por ejemplo) para el caso de obstrucción de la salida central. De manera similar a lo que ocurre con los contenedores tipos Burrows, el agua se mezcla mejor por su recorrido en espiral (no hay un extremo de ingreso y uno de salida del agua), por lo que su calidad es más homogénea que en los “raceways”. En general, al aumentar la velocidad del agua aumenta la capacidad autolimpiante de estos contenedores. Sin embargo cuando se utilizan para juveniles pequeños, que son fácilmente arrastrados, es preferible sacrificar la capacidad autolimpiante y disminuir la velocidad.

En cuanto a los **contenedores para reproductores**, se puede utilizar cualquiera de los tipos mencionados pero colocando los peces a **menor densidad** y con agua de excelente calidad, dada su vulnerabilidad a ciertas enfermedades en época de desove. Una baja densidad ayuda a evitar peleas entre los machos. Los contenedores de paredes lisas son preferibles porque en época de reproducción los peces suelen raspase contra el fondo, lo que puede generar lesiones.

4.1.1.2 Contenedores en agua

Aunque existen contenedores en agua de tipo **fijo**, a veces denominados corrales o “pens” en inglés, construidos en aguas someras, su uso no es frecuente en salmonicultura porque, entre otros factores, están expuestos a las fluctuaciones de nivel de agua. En la práctica de producción actual los contenedores en agua utilizados en salmonicultura son las **jaulas flotantes**. Estos contenedores pueden ser transportados y suben o bajan su nivel siguiendo las fluctuaciones del cuerpo de agua (lago, embalse, etc.) donde se emplazan. Constituyen los contenedores en agua por excelencia en salmonicultura intensiva, conocidos también como estanques-jaula, balsas-jaula o jaulas flotantes. En ellos se realiza la mayor parte de los cultivos intensivos de salmónidos en el mundo que incluyen una etapa de engorde en el mar, por lo que desarrollaremos más el tema de

estos contenedores en la sección siguiente sobre “**producción en agua salada**” mientras que en la presente sección veremos principios básicos para todo tipo de jaula y nos enfocaremos en las jaulas de construcción artesanal utilizadas en la región.

En ciclos en agua dulce, las jaulas flotantes son recomendables sólo para engorde ya que los juveniles muy pequeños requieren un tamaño de malla también pequeño que las hace muy

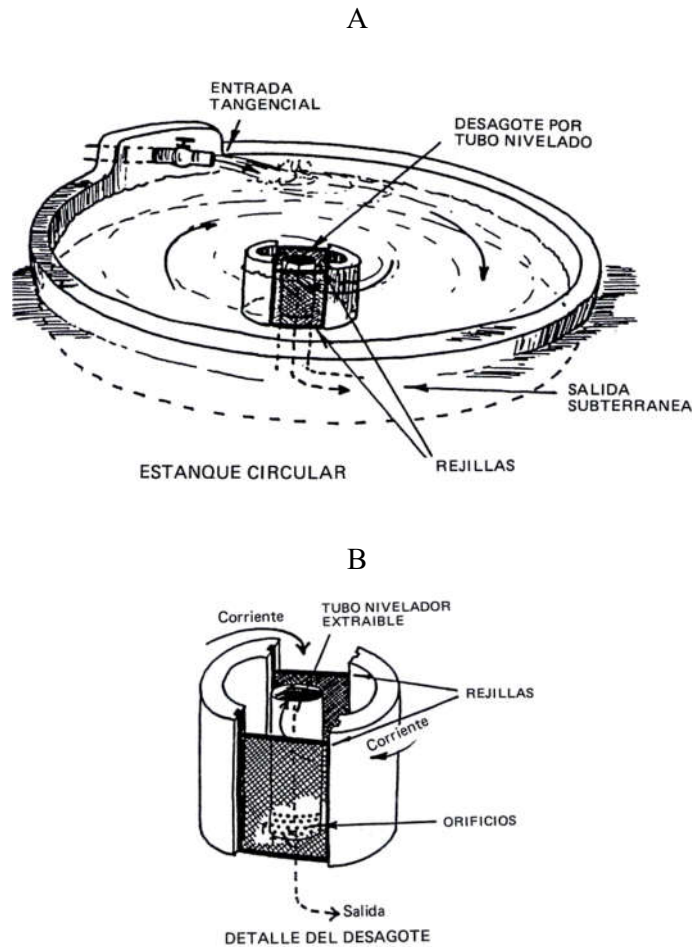


Figura 4.5 Contenedor circular con tubo central para fijar nivel de agua. A: vista general; B: detalle desagote (Tomado de Del Valle, 1989)

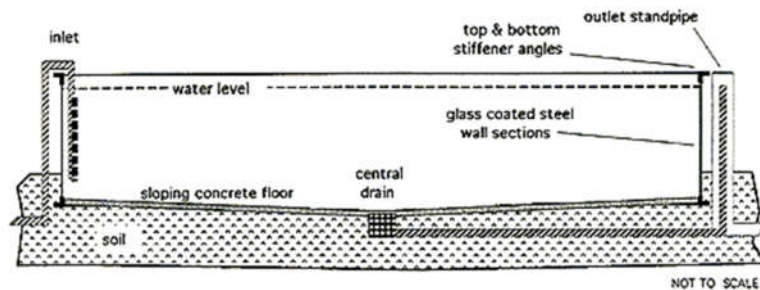


Figura 4.6 Contenedor circular con tubo exterior para fijar nivel de agua

propensas al taponamiento por “fouling”. Es recomendable que una corriente de agua de baja velocidad atraviese siempre las jaulas para mantener la calidad de agua, pero no se realiza un análisis de caudal de O₂ y caudal de NH₃, como vimos en contenedores en tierra (este punto se desarrollará más abajo en “**capacidad de carga**”). Además, las jaulas pueden ser transportadas si es necesario (por ej. por un aumento de la T°, también para depurar el fondo. etc).

En la región se utilizan jaulas en agua dulce de construcción artesanal como muestra la **Figura 4.7**

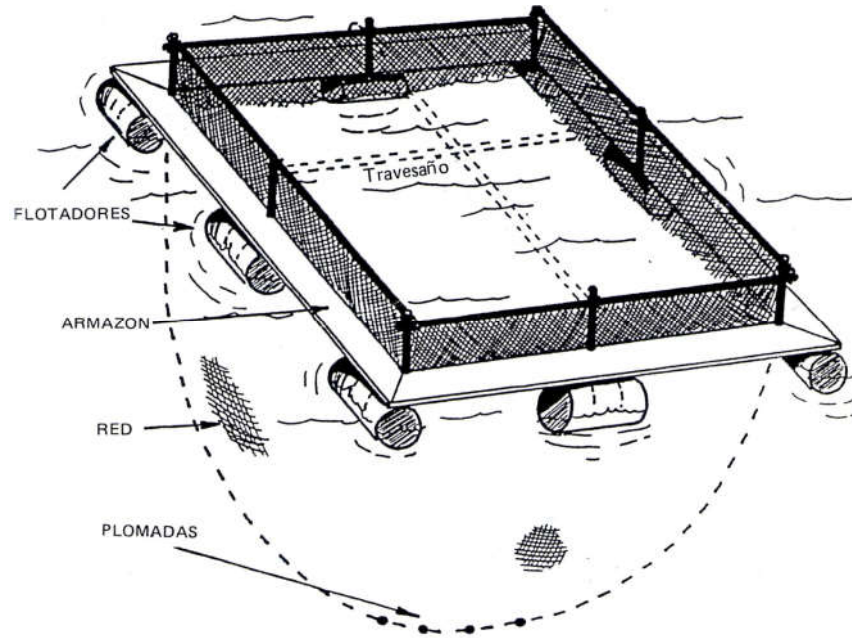


Figura 4.7. Jaula flotante de construcción artesanal. (Tomado de Del Valle, 1989)

Estas jaulas constan básicamente de una estructura rígida de barandas y pasarelas, montada sobre flotadores, de la cual pende una red. En el fondo de la red suelen ubicarse pesos (plomadas) para evitar deformaciones (disminución del volumen de cría) (**Fig. 4.7**).

En la zona, como en otras partes del mundo (ej. Noruega) las estructuras de las primeras jaulas se construyeron íntegramente en madera. La madera de Coihue, por ejemplo, resulta muy durable (10 años o más). La forma es generalmente cuadrada con dimensiones, de por ejemplo 6m × 6m ó de 10m × 10m, con una bolsa de malla de 6 m y 10 m de profundidad respectivamente Sin embargo dada su mayor fragilidad respecto a otros materiales, su volumen relativamente pequeño, y las desventajas higiénicas, la construcción en madera dio paso a la de metal. Como elementos de flotación se utilizan, en la zona, estructuras de poliestireno expandido forrado con polietileno o tambores de plástico o de metal (en este último caso, y por riesgo de contaminación, no deben usarse recipientes que contuvieron productos como hidrocarburos) En las jaulas deben colocarse, en todos los casos, redes a modo de baranda perimetral de aproximadamente 1 m de altura para evitar escapes y también redes de cobertura para la protección contra predadores (aves ictiófagas). En cuanto a las redes principales, carecen de nudos y el tamaño de malla varía con el

de los peces. Algunos tamaños de malla utilizados son: **5 mm** para peces de 1.5 -3 g (5-7 cm) que suelen ser utilizados como semilla y permanecen con ese tamaño de malla hasta, por ejemplo, los 30 gr. (13-14 cm) tamaño al que son transferidos a jaulas con redes de **10 mm** de malla. Con peces más grandes se utilizan tamaños mayores.

4.1.2 Capacidad de carga

La idea de capacidad de carga es central en producción animal, ya que está relacionada con la **biomasa que se puede producir en un ciclo de producción**. Tradicionalmente, esta idea se ha enfocado en lograr la máxima producción por unidad de espacio. En el caso de la producción vacuna, por ejemplo, se ha enfocado en establecer el máximo **número de animales (o Kg) por hectárea de pastoreo**. Sin embargo, a medida que fue creciendo a nivel global la conciencia ambiental en todas las actividades productivas y, al mismo tiempo, reduciéndose el espacio disponible para ellas, la idea de capacidad de carga fue haciéndose más compleja. Ya no solamente se trató de establecer la capacidad de carga como un problema a nivel de cada establecimiento productivo, sino de contemplar otros factores relacionados.

Dentro de este tipo de enfoque, en materia de acuicultura, la FAO (2011) propone el denominado “desarrollo ecosistémico de la acuicultura” como”una estrategia para la integración de la actividad en el ecosistema más amplio, que promueva el desarrollo sostenible, la equidad y la capacidad de recuperación de los sistemas socio-ecológicos interconectados”. En línea con esta visión se ha diversificado el concepto de capacidad de carga. Así, FAO (2013) propone el término “**capacidad de carga productiva**” para referirse al concepto tradicional, enfocado en obtener el máximo rendimiento (número de individuos ó Kg) en un ciclo productivo, pero agrega además conceptos como “**capacidad de carga ecológica**”, que pone el acento ya no en obtener un máximo rendimiento sino en evitar cambios no deseados en el ecosistema circundante, y “**capacidad de carga social**”, que tampoco prioriza un máximo rendimiento sino un nivel productivo que no entre en conflicto con otros usos del ecosistema (por ejemplo turismo, agricultura, etc.)”.

Debido al escaso desarrollo de la acuicultura en Argentina y a una relativa alta disponibilidad de cuerpos de agua y de tierra utilizables e inexplorados, sobre todo en Patagonia, en esta unidad nos enfocaremos solamente en la “**Capacidad de carga productiva**” que abreviaremos CC.

Dado que las características hidráulicas de los contenedores en tierra y en agua son muy diferentes, analizaremos en esta sección la CC en contenedores en tierra y, en la siguiente, la CC en jaulas.

Como vimos en la **unidad 2** con relación a **contenedores en tierra**, el problema de contar con agua suficiente para proveer O_2 y diluir NH_3 nos lleva a la pregunta, ¿Cuánta biomasa puedo sostener con el caudal de que dispongo? En el ejercicio de la **unidad 2**, calculamos un caudal necesario para proveer el oxígeno, $Q(O_2) = 450m^3/h$ para una biomasa de 4500 Kg de truchas de 10 gr a $16^\circ C$ [en ese ejemplo, $Q(NH_3) < Q(O_2)$]. Si ahora referimos la biomasa a una unidad de caudal, por ejemplo **Kg pez/m³.h** tendremos la CC, que en este caso es de **10 Kg/m³.h** ó **0.6 Kg/lpm**. Como esta capacidad de carga está referida al caudal, la denominaremos **capacidad de carga de caudal, CC(Q)**.

Sin embargo, es interesante ver que en situaciones de cría en las que se dispone de un caudal abundante de agua (en o cercana al 100 % de saturación), el insumo (o factor) limitante de la producción puede pasar a ser el **espacio de cría** (y ya no el caudal, que puede estar en exceso). La pregunta ahora podría ser: si el caudal no resulta limitante para la producción: ¿Cuánta biomasa puedo sostener en los contenedores, en condiciones adecuadas de cría, considerando su **volumen**? Para entender mejor la pregunta podemos volver al ejemplo de la **unidad 2**, y suponer que hay más caudal disponible y entonces podríamos aumentarlo en la pileta en cuestión, lo que nos permitiría sostener más peces (notar que la tasa de recambio en el ejemplo es $R = [450 \text{ m}^3/\text{h}]/[300 \text{ m}^3]$, $R = 1.5$, un valor relativamente bajo que nos permitiría aumentar el caudal). Pero con más peces aumentaría la densidad, cambiaría de 15 Kg/m^3 (contenedor de $30 \text{ m} \times 10 \text{ m} \times 1 \text{ m}$) a otra mayor. Si 15 Kg/m^3 fuera el límite máximo que, por la experiencia, consideramos adecuado para ese tamaño de pez, ese límite sería nuestra capacidad de carga referida al volumen, o simplemente **capacidad de carga de volumen CC(V)**. Por lo tanto, no tendría sentido aumentar el caudal, aunque sobrara, porque sobrepasaríamos la **CC(V)**. Para producir más peces, la única solución sería contar con más piletas. Notar que la **CC(V)** es una densidad, pero no cualquier densidad, sino la mayor densidad que convenga al sistema de producción, según el criterio de cada piscicultor (por eso 15 Kg/m^3 puede ser una **CC(V)**, a pesar de que en la **Figura 4.8** de abajo se sugiere un valor mayor para peces pequeños).

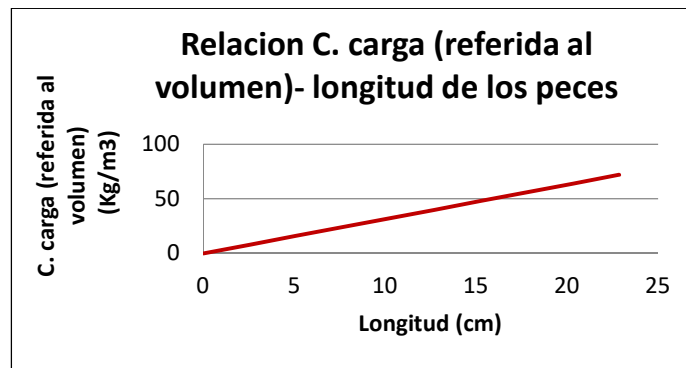


Figura 4.8. Relación entre Capacidad de carga de volumen, **CC(V)**, y longitud (**L**) en truchas arco iris; $CC(V) = 3.14 \times L$ (sobre datos de Piper et al., 1982).

El establecimiento de una determinada **CC(V)** para cada situación de criadero (T° , tamaño pez, variedad genética, tipo de contenedor etc.) deberá hacerse en base a la experiencia, tomando en cuenta que el confinamiento de peces en espacios reducidos es un factor de estrés (consideraremos el estrés más abajo en esta misma unidad). Uno de los problemas que trae la falta de espacio es que puede producir rozamientos entre los peces, con pérdida de escamas o irritación del tegumento, además de aumentar la conducta agresiva y aumentar la competencia por el alimento, factores todos que pueden traducirse en un menor crecimiento y mayor factor de conversión (notar que a mayor factor de conversión, se entrega más alimento por cada Kg de pez, cosechado **ver unidad 6**).

En general se admite que a mayor tamaño, los peces toleran mayores densidades de cría. Resulta difícil dar recomendaciones precisas respecto a esta variable. Sólo a título informativo se

presenta una relación entre la longitud total de los peces y la CC(V) sugerida en base a la experiencia de piscicultores de EEUU con truchas arco iris criadas en “raceways” (**Fig.4.8**). Los valores sugeridos parecen establecidos para truchas hasta “tamaño plato” (para tamaños mayores se presentan como excesivos).

Resumiendo algunas ideas sobre capacidad de carga podemos decir que:

- La CC(Q) se relaciona básicamente con las necesidades de provisión de O₂ y dilución de metabolitos.
- la CC(V) se relaciona con el grado de hacinamiento de los peces, su necesidad de espacio vital, su bienestar.
- **La CC es siempre una medida relativa (Kg/lpm; Kg/m³) que debe diferenciarse de la biomasa de producción, que depende de la capacidad de carga.** Es decir, para una unidad de cría: $CC(Q) \times Q = \text{biomasa de producción}$; $CC(V) \times \text{volumen} = \text{biomasa de producción}$.

Existen otras formas de calcular la CC en acuicultura. Por ejemplo, Haskell (1955) se enfocó en el alimento y estableció que hay una cantidad segura que puede entregarse a diario en un contenedor, la capacidad de carga será entonces la biomasa de peces que requiere esa cantidad de alimento (y no mayor). Esta forma de cálculo de la CC es menos utilizada, salvo en los sistemas de recirculación, como veremos en la **unidad 5**”.

Problema:

Se cuenta en un contenedor (30 m × 10 m × 1m), con truchas arco iris de 100 gr cuyo factor de condición promedio es $K = 0.011$, a 16 °C. La [O₂] a la entrada del contenedor es de 9.9 ppm; la [O₂] a la salida se desea fijar en 5.5 ppm. La tasa de consumo de O₂ (TCO) se debe estimar según el gráfico 2.2A.1 de la **unidad 2**. El $Q(O_2) = 306.800 \text{ l/h}$ y el $Q(NH_3) < Q(O_2)$. Con estos datos:

- a) Calcular la CC(Q)
- b) Calcular CC(V) según la **Figura 4.8**
- c) Calcular el Q(O₂) necesario de acuerdo a la CC(V)
- d) Cual sería la nueva tasa de recambio R, con el caudal calculado en c)

4.2 Producción en agua salada

4.2.1 Infraestructura

En los países con altos volúmenes de producción de salmónidos, los materiales y diseños utilizados en los comienzos de la actividad vienen siendo reemplazados por contenedores industriales cada vez más sofisticados, a veces con tecnología muy avanzada. Coexisten actualmente variedad de modelos con distinto grado de innovación. Mientras algunos mantienen estructuras rígidas, otros utilizan las de tipo flexible con formas variadas: circulares, hexagonales, octogonales, cuadradas, rectangulares etc. Muchas de las jaulas modernas han sido sometidas a estudios con modelado hidrodinámico para determinar su deformabilidad, resistencia del material

etc. También se han realizado estudios de tamaño. En uno de ellos, por ejemplo, se colocaron *S. salar* de 2 Kg de peso individual, en jaulas de aproximadamente 16 m y 28 m de diámetro con redes de 20 m de profundidad (4000 m³ y 12.300 m³ respectivamente) y una densidad inicial de 3Kg/m³. Al cabo de un tiempo se observó mejor factor de conversión y menor mortalidad para peces de las jaulas más grandes. Sobre este punto conviene insistir en que no hay recetas para establecer la mayor densidad conveniente en jaulas (ver más abajo, **capacidad de carga** en jaulas) aunque en algunas regiones está establecida por normas legales.

Entre las de **estructura rígida**, existen en Europa jaulas de acero galvanizado que mejoraron a las jaulas de madera, útiles en zonas más reparadas del viento y de las olas. Constan de varias secciones con una pasarela central de 1.5- 3 m de ancho, con barandas (**Fig. 4.9**). Típicamente, cada jaula individual mide 15 x 15 m con una red de 15 m de profundidad (3.375 m³). Las secciones están unidas con bisagras, lo que le da flexibilidad al conjunto. Los flotadores son bloques de poliestireno forrados con plástico, herméticos, situados a intervalos regulares. Estas jaulas muy utilizadas en los 80s son aún utilizadas



Figura 4.9 Jaulas flotantes de estructura rígida

por la facilidad de acceso, buen control de los peces, facilidad de operación (permite llevar y traer fácilmente a cada jaula materiales, redes, alimento, etc.). Incluso se puede utilizar equipo pesado. La cosecha es también fácil de realizar. Sin embargo están expuestas a fatiga de materiales, son más susceptibles a daños por tormentas que las más modernas jaulas de anillos plásticos. Además, la disposición en grupos puede empobrecer la calidad del agua.

En cuanto a las **jaulas de estructura flexible**, estas son el tipo más frecuente en muchas áreas. Tienen ventaja por su durabilidad y flexibilidad. Estas jaulas son las de elección para la producción en zonas más alejadas y severas en cuanto a clima y oleaje (acuicultura “offshore”), es decir acuicultura en aguas abiertas, alejadas de la costa. Las alternativas de uso de tecnología más

avanzadas en la construcción de jaulas, surgió a medida que los sitios tradicionales para cultivo se fueron haciendo escasos en países como Noruega, EEUU y Australia y se fue haciendo necesario ocupar sitios más expuestos al viento y las olas. Además, las zonas más alejadas de la costa (off shore) presentan beneficios tales como mayores corrientes que mejoran la calidad del agua, mayor lejanía de las fuentes de polución y, a su vez, el impacto del cultivo sobre el ambiente es menor. Sin embargo, estas ventajas no siempre compensan el esfuerzo adicional de mantenimiento, operación y equipamiento, incluido barcos, propios de la acuicultura “offshore”.

Las jaulas flexibles pueden ser transportadas, si las condiciones de calidad del agua desmejoran. Un tipo común en forma de anillo se muestra en la **Figura 4.10AB**. En el esquema (**Fig. 4.10.A**) se observan varios pesos que penden de la estructura principal y se unen a la circunferencia inferior. En el fondo de la jaula hay un cono para la colección de peces muertos. Esta red-dibujada fuera de escala al medio de la jaula- puede ser levantada por poleas. Para mantener el fondo de la red en posición, existe otro peso en su centro. Los anillos pueden ser simples o dispuestos (hasta 3) en forma concéntrica, generalmente formados por tubos de polietileno de 25 cm de diámetro rellenos con poliestireno. En los anillos puede construirse una plataforma angosta de trabajo y se sujeta a ellos un anillo superior y más delgado para formar la baranda (**Fig. 4.10B**). Estas jaulas tienen también una red superior que previene el salto de los peces hacia afuera y el ingreso de aves depredadoras. Los tamaños van de 60- 120 m de circunferencia o incluso más, con redes de 25 m de profundidad resultan respectivamente unos 7000-29.000 m³.

Las jaulas flexibles en forma de anillo (o a veces hexágonos, etc.) pueden ser dispuestas en grupos, con una plataforma central para el alimento. Para el mantenimiento se requiere una embarcación de cierto porte, a veces con grúa a bordo. El anclaje también puede ser complejo (**Fig. 4.11**), especialmente con series de grandes jaulas en condiciones muy expuestas (viento, oleaje). Se han desarrollado incluso sistemas de **jaulas sumergibles**. Las ventajas de este tipo de jaulas incluyen la posibilidad de evitar los problemas de oleaje fuerte y de floraciones de algas tóxicas (“blooms”). Además, a mayor profundidad, se accede a temperaturas más estables y se requiere una limpieza menos frecuente de las redes, los peces sufren menos estrés por el movimiento en zonas de mucho oleaje y crecen mejor; por otro lado, este sistema elimina conflictos con otros usos del agua (contaminación visual). Se han desarrollado diversos modelos, algunos muy innovadores, altamente deformables según las corrientes (**Figs. 4.12, 4.13**). Sin embargo las desventajas de este tipo de jaula, como es esperable, son los altos costos de equipamiento para subir y bajar las jaulas, dificultad para alimentar y problemas con el bienestar de los peces, ya que se han observado mortalidades en salmones del Atlántico puestos a 40 m de profundidad en este tipo de jaulas, sin la posibilidad de acceder a la superficie para inflar la vejiga natatoria. Los peces también pueden sufrir problemas de descompresión cuando son elevados en este tipo de contenedores. Por estas razones la investigación continúa para mejorar el desempeño de estas jaulas.

Para todos estos tipos de jaulas el material de **las redes** es generalmente el nylon, aunque se han desarrollado materiales nuevos como el llamado PET (tereftalato de polietileno). Existen también las redes de cobre y de acero inoxidable, que tienen la ventaja de ser más resistentes contra predadores y mantienen mejor la forma (importante en relación a su capacidad de producción), pero resultan muy costosas y difíciles de manejar por su gran peso.

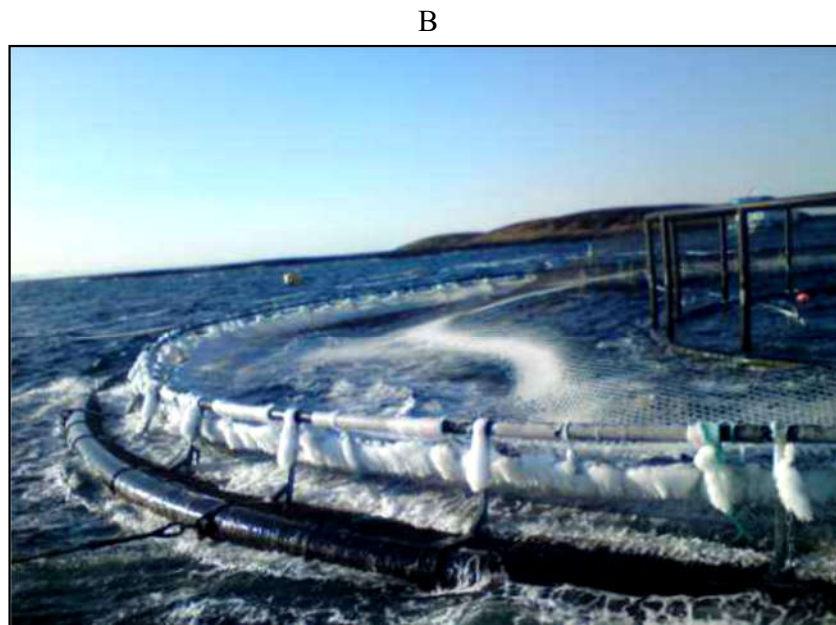
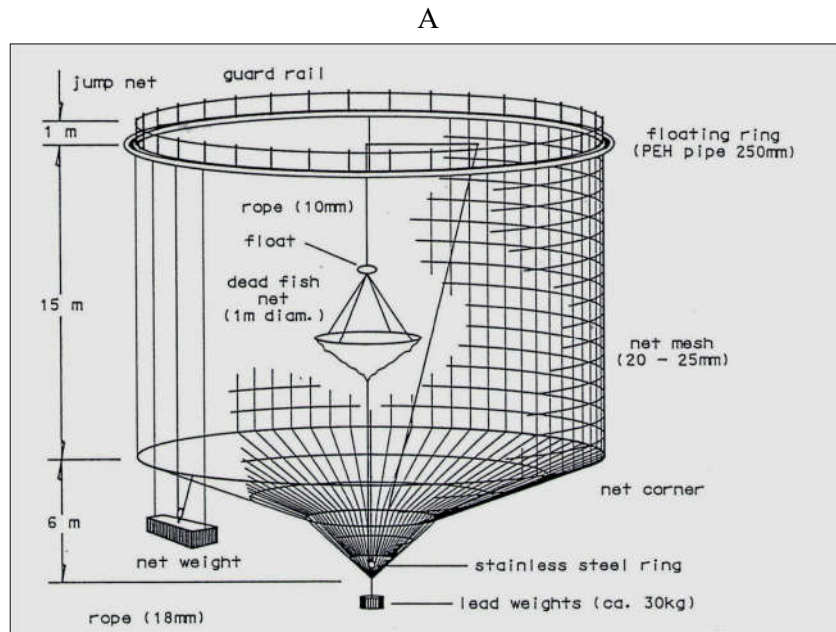


Figura 4.10 Jaula de anillo flexible; A: esquema de un tipo común B: fotografía de una jaula de anillo operando en invierno.

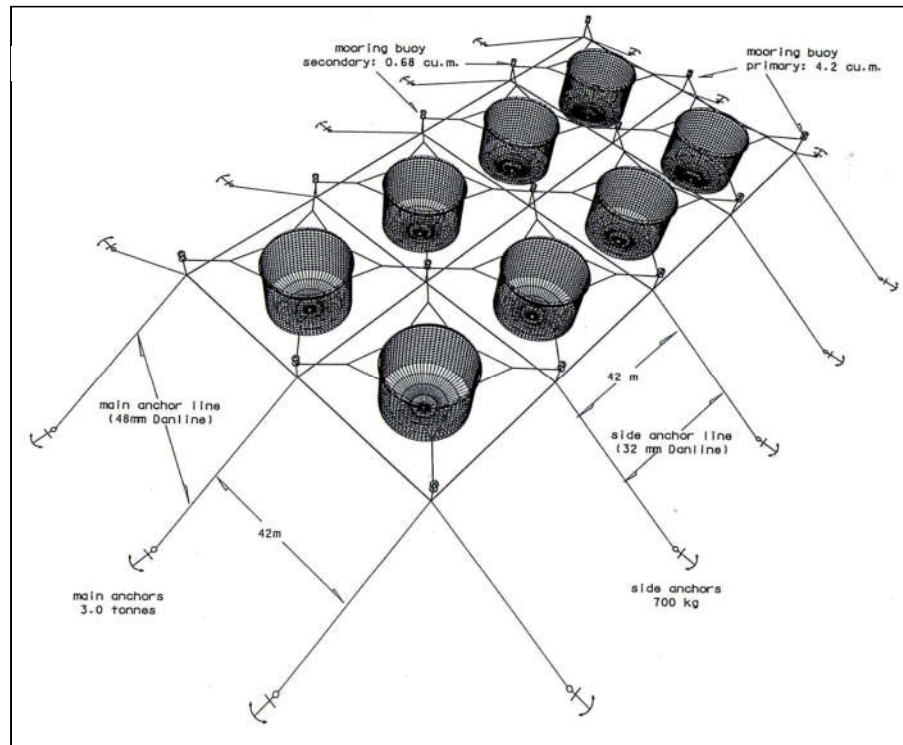


Figura 4.11 Entramado de anclaje de jaulas de anillo

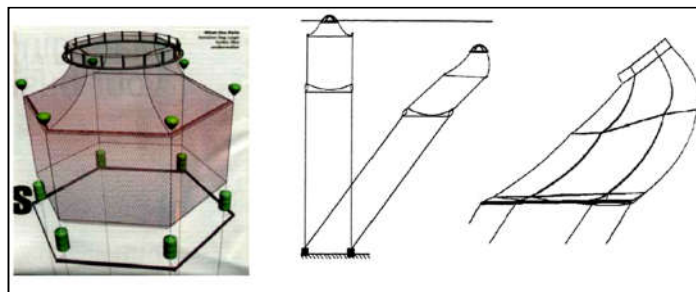


Figura 4.12 Jaula hexagonal diseño muy flexible, deformable según las corrientes.



Figura 4.13 Sistema de jaula sumergible

La mantención de la forma (conservación del espacio de cría) se resuelve con una estructura de amarre y pesos y/o con un tubo inferior pesado (**Figs. 4.10A, 4.11**). De esta manera no solo se mantiene el volumen de cría sino que se protege a los peces del ataque de mamíferos predadores que suelen empujar y deformar las redes. Para el mantenimiento, es importante aplicar “antifouling” y/o lavar las redes frecuentemente, lo que se puede realizar mediante buceo o también sacando las redes después de la cosecha desde barcos con grúa (**Fig. 4.14**) y lavándolas en tambores lavadores especiales.



Figura 4.14 Barcaza para operaciones en jaulas flotantes

Las operaciones de **alimentación** de peces en jaulas suelen realizarse mediante el uso de barcazas de alimentación, ubicadas al costado de las jaulas o en el centro de un grupo. El alimento es impulsado por tubos que funcionan con aire comprimido (**Fig. 4.15**). Estas barcazas suelen no tener propulsión por lo que se las debe remolcar hasta el lugar donde pueden ser reabastecidas desde barcos de mayor tamaño.

En cuanto a la **cosecha** en sistemas en jaulas, puede realizarse en forma más artesanal (a mano) o mediante el uso de barcos con tanques y bombas para peces. Recientemente se ha desarrollado un sistema de bomba con un dispositivo de video-monitoreo, conectado a una computadora, que no sólo cuenta los peces y calcula la biomasa sino que calcula distribuciones de clases de tamaño (%). Este sistema estima el peso de cosecha y el tamaño de los peces con un error de $\pm 2\%$, con capacidad para extraer una 35 ton/hora. Estas bombas pueden conectarse también a sistemas de clasificación y conteo previos a la cosecha. Una alternativa a la cosecha *in situ*, es remolcar las jaulas hasta la costa y extraer los peces allí para faena.

Respecto de la infraestructura de cría en general, el desarrollo sostenido de la actividad y los desafíos ambientales crecientes (evitar la contaminación, proteger la salud de los peces) promueven una permanente innovación que está incluso cambiando el concepto *tradicional* de acuicultura. Un ejemplo de ello es el concepto de “el huevo” (**Fig. 4.16AB**), cuyo permiso de utilización le ha sido otorgado, por parte de la autoridad Noruega, a una empresa de gran escala (Marine Harvest) en Junio de 2017. Este nuevo concepto cambia la idea de “jaula abierta” por la de contenedor de flujos controlados y paredes sólidas. Se trata de un tanque en forma de huevo, con el 90% de su volumen sumergido y el 10% restante sobre el agua (**Fig. 4.16B**). En estos contenedores el agua ingresa por la parte inferior por la acción de una bomba que succiona desde 20 m de profundidad (evita ingreso del “piojo del salmón”), genera una corriente circular ascendente en el contenedor y es eliminada por la parte superior, luego de haber removido alimento residual y materia fecal. El volumen de agua, nivel de oxígeno y eliminación de CO₂ se controlan

en forma automática, como *también* la alimentación (Ver video sistema “el huevo”, empresa Hauge Aqua, online: <http://www.haugeaqua.com/Technology/> disponible Agosto 2019).



Figura 4.15 Balsas de alimentación con expendedores de aire comprimido

A



B



Figura 4.16. Concepto “el huevo”, recreación 3D, A: grupo de unidades, B: detalle de una unidad

4.2.2 Capacidad de carga en jaulas

En contenedores en **agua**, particularmente en **jaulas**, se dificulta medir el caudal que atraviesa el contenedor y por lo tanto no se habla de capacidad de carga de caudal, CC(Q) (**sección 4.1**). En jaulas hablaremos entonces de capacidad de carga de volumen CC(V), o simplemente de capacidad de carga CC.

Más allá de ello, en jaulas, como en piletas en tierra, los factores que influyen la CC se relacionan con la calidad del agua y con la tolerancia de los peces a altas densidades. Respecto a la calidad del agua, las variables principales son T° , $[O_2]$ y $[NH_3]$. En este sentido, la selección del sitio resulta decisiva ya que de las corrientes de agua presentes en el lugar dependerá la provisión de oxígeno y la dilución de metabolitos.

Tomando en cuenta CC propuestas para salmones del Atlántico, por ejemplo, se observa un rango amplio que va desde menos de **15 Kg/m³** para peces de hasta 2 Kg hasta más de **30 Kg/m³**, para peces de mayor tamaño. Esta amplitud de rango sugiere que en las jaulas, la CC está limitada por la calidad de agua en primer lugar y luego por la tolerancia a altas densidades. Sin embargo, se ha observado (inesperadamente) que, densidades muy bajas en jaulas, resultan en un crecimiento y un factor de conversión pobres, probablemente ligados a la pérdida de la conducta de natación en cardumen. La experiencia para establecer la CC en jaulas, en cada situación, es irreemplazable”.

Siempre con relación a la calidad de agua, un factor que suele analizarse en producción en jaulas, y no así en tierra, es la concentración de nutrientes disueltos en el agua. El fósforo (P) es el nutriente que generalmente limita la abundancia de fitoplancton en lagos, mientras que el nitrógeno (N) resulta limitante en el mar. El nivel de estos nutrientes es importante porque sus efectos se observan no sólo en el agua circundante a las jaulas (ambiente eutrofizado), sino en las jaulas mismas, (“fouling”) como vimos en la **unidad 2**”.

Dado que el alimento balanceado es una fuente de P y N, se deduce que el contenido de estos elementos en el alimento y las prácticas de alimentación, pueden tener influencia en la calidad del agua y por ende en la **capacidad de carga**. Todo el P de más presente en el alimento, por ejemplo, (el que los peces ingieren y excretan + el que ingieren y no absorben) junto al P que no es ingerido, pasarán al ambiente y favorecerán el crecimiento de algas en toda el área de influencia. Vemos entonces que, con los cultivos en jaulas, sobrepasar la **capacidad de carga ecológica** puede influir directamente en la **capacidad de carga productiva** (ver sección anterior). Este deterioro de la calidad del agua está, como cabe esperar, íntimamente ligado a las propiedades hidrodinámicas del sitio de cultivo. Respecto a la capacidad de carga ecológica, se han realizado estudios interesantes para fiordos chilenos y para un sector del canal de Beagle en Argentina (ver por ejemplo Tapia y Giglio, (2009); Quirós, (2002).

Como comentario final, con relación tanto a sistemas en tierra como en agua, digamos que establecer la CC es un requisito para **planificar la producción**, como veremos en la **unidad 7**. Con respecto a la **capacidad de carga productiva**, debe tenerse presente que la **biomasa** que se coloca en determinado momento en un contenedor de cualquier tipo (carga inicial) comienza a aumentar, debido al crecimiento individual de los peces, aumento al que hay que descontar la mortalidad que, en mayor o en menor medida, se va produciendo. Se deberá entonces monitorear

que las capacidades de carga no sobrepasen los niveles establecidos y, cuando sea necesario, realizar algún **desdoble** (pasaje parcial de peces de un contenedor a otro). En producciones de alta escala este pasaje puede requerir de una grúa, ya sea montada en un vehículo de tierra o en barco, o de mecanismos por bombeo.

4.3 Manejos habituales en la etapa de engorde

4.3.1 Conteo de peces

El conteo total de peces es una operación necesaria que suele realizarse en distintos momentos del ciclo de producción pero especialmente cuando comienza el periodo de engorde. En países con alto desarrollo de la actividad el conteo suele hacerse mediante bombeo, que succiona los peces desde las jaulas hacia canaletas o tubos en cuyo trayecto se interpone un contador de haz de luz (**Fig. 4.17**). Las interrupciones en dicho haz se contabilizan como un individuo y la sumatoria se almacena en una memoria. La mayoría de estos equipos además del conteo, puede estimar el peso promedio de los peces, tomando como referencia el largo, de acuerdo al tiempo de interrupción del haz de luz y asumiendo que para cada largo corresponde un cierto peso promedio. Los dispositivos de tecnología avanzada pueden incluso operar en forma estática dentro de las jaulas. En la **Fig. 4.18** y video (<http://www.vaki.is/products/biomass-daily>) se muestra un muestreador tipo “marco estático” con sensores infrarrojos, que puede medir y estimar el peso de peces a partir de 200 gramos, a una tasa de 4.000- 5.000 peces por hora, con una precisión mayor al 95%. En este caso se reemplaza el método más artesanal de muestreo que se verá en la sección siguiente.



Figura 4.17. Contador de peces por bombeo eléctrico para ser montado en tuberías (diámetro 8”-14”); rango tamaño 0.3 Kg-10 Kg; capacidad 40 ton/h). Fuente: Vaki S. A.



Figura 4.18. Marcos estáticos de haz de luz dentro de jaulas (transmiten la información a la estructura de superficie en forma inalámbrica) (Fuente VAKI S.A.)

4.3.2 Muestreo y clasificación

Muestreo y clasificación son operaciones complementarias que permiten programar la producción, como se verá en la **unidad 7**. El **muestreo** (captura de una parte representativa de todo un stock, para pesar, medir y, eventualmente, realizar otras observaciones) nos da una idea de la distribución de tamaños de los peces. En la región se realiza en forma manual, extrayendo los peces, anestesiándolos y pesándolos en una balanza. El cálculo de estadísticos básicos como el **promedio** de pesos individuales, junto al dato del **número de peces**, nos permite estimar la **biomasa** de una unidad de cría (pileta, conjunto de piletas, jaula, etc.). Esto resulta de importancia para que la **capacidad de carga** no sea sobrepasada, ya que si no se realiza ningún manejo, puede resultar que la **densidad observada** en el contenedor sobrepase su **CC** como se ve en la **Figura 4.19**. Por otra parte, otro de los estadísticos de una muestra, la **desviación estándar**, nos dará una idea del grado de heterogeneidad de tamaños del lote en cuestión. Cuidar este aspecto, es decir no permitir grandes diferencias de pesos individuales dentro del mismo contenedor, asegura que una muestra de aproximadamente 100 individuos proporcione información representativa de todo el lote (en otras palabras, el coeficiente de variación debe ser: $CV \leq 0.25 \times \mu$) (ver guía de trabajos prácticos “Muestreo”) y, de

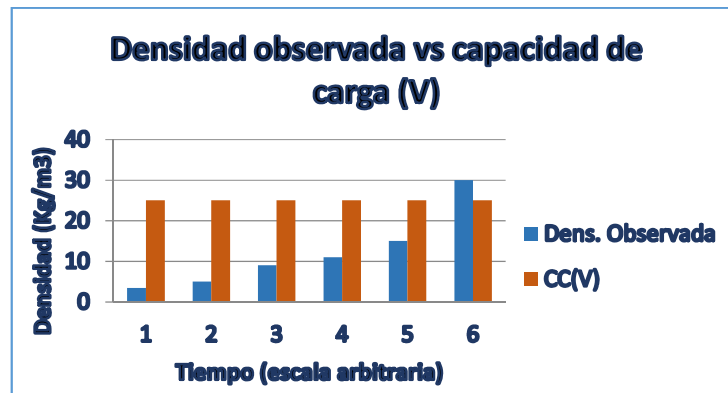


Figura 4.19. Evolución de la densidad de un contenedor con relación a la capacidad de carga de volumen CC(V); escala de tiempo arbitraria; notar que en tiempo = 6 la densidad observada supera la CC(V).

esa manera ahorra trabajo y tiempo, especialmente importante en operaciones realizadas a mano. Como veremos en la **unidad 6**, conocer el tamaño promedio individual de los peces es un requisito (junto a la T^o) para estimar la ración de alimento a entregar diariamente. Otro aspecto importante sobre el muestreo es que permite visualizar la distribución de tamaños de los peces y ayuda a decidir la conveniencia de una **clasificación**.

Mediante la **clasificación** se puede separar un lote en dos o más tamaños para mantener sub lotes de tamaño homogéneo, lo que resulta ventajoso, como ya se ha mencionado, para evitar el canibalismo, mejorar el crecimiento, hacer más predecibles el tamaño individual de los peces al momento de la cosecha. En el caso de salmones y truchas con engorde en el mar, mantener tamaños similares ayuda además a prever la proporción de “smolts” que habrá en la temporada. Con relación a la clasificación, a menos que se cuente con una clasificadora automática, surge la necesidad de **simplificar la operación manual**. Una variable de producción útil al respecto es el

factor de condición (K). Como mencionamos en la **unidad 1**, definimos este factor como $K = P/L^3$. Como se ve, cuanto más pesado sea un pez en relación a su longitud, mayor será su factor K, dando la impresión de una mejor condición física o mayor robustez. Cada especie tiene un rango característico de valores de K, que no sufrirá grandes cambios si las proporciones corporales se mantienen similares con el transcurrir del tiempo (**notar que** algunas especies cambian claramente estas proporciones a lo largo de su vida, pero en los salmónidos se dan sólo cambios leves: hay un K menor en juveniles pequeños y luego los valores se estabilizan, por lo menos hasta la madurez sexual).

Los valores numéricos de K varían según las **unidades de medida** y la **forma de medir**. En nuestro caso, mediremos siempre la **longitud total** del pez desde el extremo anterior de la cabeza hasta el extremo de la cola en posición extendida. Si se mide dicha longitud en **cm** y el peso en **gr**, el valor resultante en salmónidos está próximo a 0.01 durante la mayor parte del ciclo de producción; para una fácil lectura, es común utilizar la fórmula $K = (P/L^3) \times 100$, para obtener valores cercanos a “1”. A pesar de cierta estabilidad en torno a “1”, este factor puede variar según la línea genética, por lo que conviene establecerlo para cada criadero.

Volviendo a la necesidad de simplificar la clasificación manual, una vez establecido el valor promedio del factor K, podemos usarlo para determinar las **tallas de clasificación**, por ejemplo en tres sub lotes: “cabeza”, “medio” y “cola” de lote. Para ello, despejando en la fórmula de K, se puede calcular la talla por debajo de la cual se separará la cola y la talla por sobre la cual se separará la cabeza (ver guía de trabajos prácticos, “**muestreo**”). De esta manera resulta mucho más fácil y ahorra trabajo separar los peces durante la clasificación manual, comparando visualmente la longitud de cada pez con alguna marca colocada a tal efecto en el clasificador (**ver guía de trabajos prácticos**) en lugar de pesar cada pez, tarea prácticamente imposible.

Con relación a los dispositivos para clasificar o clasificadores, se pueden utilizar rejas con barras paralelas de distancia variable (**Tabla 4.1**).

Tabla 4.1 Clasificador de barras para truchas arco iris. La exactitud depende del factor de condición de los peces, su variedad genética, etc. En este caso se supuso un valor homogéneo de $K = 0.011$; tomado de Hinshaw (2000) con modificaciones.

Distancia e/barras (mm)	Peces	
	Peso (gr)	Long (cm)
5	1.5	5.1
6	3.0	6.4
9	5.0	7.6
13	28	13.7
14	43.0	15.7
16	57.0	17.3
19	113.0	21.6
22	227.0	27.4
25	284.0	29.5
27	340.0	31.2
28	369.0	32.3
29	397.0	33.0
30	454.0	34.6

Estas rejas funcionan mejor con peces > 15 cm. Se pueden concentrar los peces deslizando las rejas hacia la salida de un raceways para forzarlos (hasta cierto punto) a pasar. Una vez separado un tamaño se puede colocar una segunda reja con distancia entre barras menor y repetir la operación para separar nuevamente. No obstante alrededor de un 10% de los peces más pequeños suelen quedar mezclados con los más grandes. En contenedores en tierra estas barras suelen montarse sobre deslizadores en las paredes de los raceways, para concentrar los peces que luego pasará entre las barras según su tamaño.

Esta operación con las rejas puede ser realizada en forma manual, o se pueden montar las rejas sobre ruedas que trabajan sobre un riel, en las paredes de los raceways. La ventaja del método es que no requiere extraer los peces del agua, lo que disminuye el estrés. En jaulas, se pueden utilizar clasificadores sumergibles de barras a través de los cuales pasan los peces, el sistema se puede utilizar durante varios días seguidos. Alternativamente se puede levantar un sector de las redes de la jaula a ser clasificada para concentrar los peces y luego colocarlos en un clasificador de barras que actúa por gravedad, ubicado por fuera, sobre la plataforma de trabajo de las jaulas.

En países con un alto desarrollo de la actividad, la **clasificación** puede realizarse con sistemas de bombeo e integrarse, **en una sola operación**, junto al **conteo** y **muestreo**. Todas estas operaciones son importantes en la producción a gran escala ya que son fuente de error en lo que se denomina el “control de inventario” (otros factores que provocan error son los escapes, los robos, mortalidades mal calculadas y cálculo erróneo del factor de conversión-este último factor se analizará en la **unidad 6, Alimentación y crecimiento**).

4.4 Sanidad: estrés, higiene

Mantener los peces en buena salud y desempeño productivo requiere minimizar el **estrés** y mantener la **higiene**, lo que suele estar estrechamente relacionado. Aunque el estrés resulta importante en cualquier etapa del ciclo de producción, lo analizamos en esta unidad sobre “engorde”, porque suele presentarse con mayor intensidad durante esta etapa y porque las pérdidas económicas relacionadas con el estrés son mayores, cuanto más cerca de la cosecha se encuentre el ciclo.

Estrés es una palabra de uso cotidiano desde hace tiempo. En este uso, su significado se relaciona con los seres humanos, para referirse a un estado de ánimo de **nerviosismo o tensión** de algún tipo. El estrés humano, entonces, puede provenir de cualquier pensamiento que haga sentir a una persona frustrada, enojada etc.

Pero en producción animal, no podemos hablar de estrés en estos términos, aunque los principales fenómenos fisiológicos involucrados sean similares en el estrés animal y en el estrés humano. Para aclarar términos definiremos de una manera general, el estrés animal como, **una alteración de un estado fisiológico producida por un cambio ambiental, que deja al individuo más vulnerable a otros cambios ambientales**. Por ejemplo, una densidad muy alta (un cambio ambiental), puede provocar alteraciones fisiológicas que dejen al pez más vulnerable ante el ingreso de patógenos (otro cambio ambiental). Remarquemos entonces, **la alteración del estado fisiológico es la “respuesta de estrés” o simplemente “estrés”**.

El estrés puede originarse en factores **físicos, químicos, biológicos** de **manejo** (como en el ejemplo de la alta densidad de cría) etc. que denominamos **factores de estrés**. Así cambios en

la temperatura del agua, contaminación (producida dentro o fuera del criadero) organismos patógenos, manejos como los ya vistos (muestreo, clasificación, desove, transporte, reproducción) pueden actuar todos como **factores de estrés**. En este momento es bueno aclarar que estrés, no es necesariamente algo negativo. Es un tipo de respuesta, bioquímica, fisiológica y morfológica naturalmente presente en todos los animales para afrontar ciertos desafíos. Como suele decirse la respuesta de estrés es la respuesta de “pelea o huye”. Sin embargo cuando esta respuesta, surgida en la naturaleza para afrontar desafíos, peligros o exigencias durante lapsos breves, se hace prolongada o permanente, deja de ser una respuesta útil y se transforma en una respuesta con consecuencias negativas, importantes en producción, tales como alteraciones en la **reproducción**, el **crecimiento** y la susceptibilidad a las **enfermedades**.

A título informativo podemos mencionar que suele dividirse a la respuesta de estrés en **primaria** (liberación de “hormonas del estrés” como corticoesteroides, adrenalina, noradrenalina), **secundaria** (se activa la lipólisis, la síntesis de glucosa, se acelera el transporte de iones, aumenta la glucemia, se incrementa la captación de O₂ por los eritrocitos) y **terciaria** (respuesta que aparece cuando los factores de estrés son muy severos o **persisten durante largo tiempo** y que incluye: metabolismo incrementado, disminución de la resistencia a las enfermedades, disminución del crecimiento, menor fecundidad, menor tasa de eclosión etc.). En la **figura 4.20** se resumen algunas ideas sobre estrés.

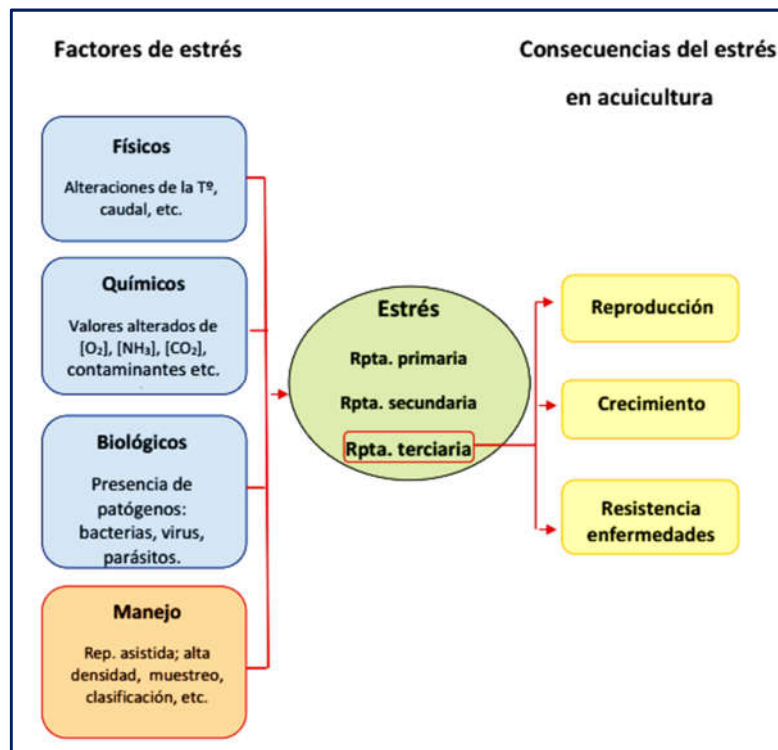


Figura 4.20. Factores de estrés, respuesta de estrés y consecuencias en acuicultura

Como se ve en la **figura 4.20**, es la respuesta terciaria la que trae consecuencias para la producción, respuesta que, como veremos, resulta de situaciones de estrés prolongadas. Los mecanismos por los que se producen estas respuestas son complejos, a veces poco conocidos y

su estudio va más allá del alcance de esta materia. Digamos de manera muy sintética con relación al **crecimiento** que para recuperarse de un estrés, los organismos gastan energía, gasto que, sumado a la pérdida de apetito, se traduce en disminución del crecimiento. En este sentido hay estudios que mencionan pérdida de apetito en salmónidos después de una manipulación de rutina. Dicha pérdida fue por periodos de 3 días en truchas marrones, 4-6 días en juveniles de salmón coho y 1 día en truchas arco iris. Una consecuencia importante que resulta del estrés es el aumento del ritmo respiratorio, con el consecuente aumento del consumo de oxígeno. Existen estudios en truchas arco iris que muestran un consumo incrementado (con un máximo de hasta el 50% sobre el consumo normal) que se manifestó hasta un día después de una operación de clasificación. La falta de oxígeno suficiente puede tener también repercusiones no sólo en el crecimiento sino en la condición general del pez.

Respecto a la **salud en general y la resistencia a las enfermedades** en particular, una de las llamadas “hormonas del estrés” es el cortisol, que disminuye el número de linfocitos circulantes que juegan un rol importante en el sistema de defensa contra las infecciones. Otra consecuencia indeseable del estrés sobre la salud en general de los peces, es la pérdida de capacidad osmoregulatoria, que puede resultar en una pérdida temporaria de sales si los animales están en agua dulce y un ingreso de sales si están en agua salada.

Con respecto a las consecuencias del estrés en la **reproducción**, se debería a una alteración en los niveles de hormonas sexuales.

El manejo del estrés en acuicultura tiene diversas facetas. Es útil por ejemplo tener en cuenta que un factor de estrés puede tener consecuencias mínimas en una situación pero graves en otras. Por ejemplo, una caída breve en la $[O_2]$ resulta, como regla general, en un mínimo estrés, pero si se combina con una anemia o una infección branquial puede provocar un estrés severo. De todas maneras, las operaciones frecuentes de criadero como el muestreo, la clasificación, la limpieza de las redes, higiene de contenedores etc. son necesariamente factores de estrés. Dichos factores generalmente actúan produciendo un estrés de corta duración (minutos, pocas horas) que se denomina **estrés agudo** y que se debe tratar de **minimizar** poniendo cuidado en todas las operaciones de rutina. Algunas recomendaciones para minimizar el estrés agudo (y sus consecuencias) son:

- Medir frecuentemente la $[O_2]$ a la salida después de una manipulación como la clasificación para asegurarse que no baje de 5-6 ppm y, en caso contrario, oxigenar (o airear) el agua.
- Suprimir las manipulaciones (o disminuir su frecuencia cuando las temperaturas son altas.
- Reducir siempre la duración de dichas manipulaciones.
- Agregar sales en el agua dulce durante un corto periodo después de la manipulación (En la práctica esta operación se podría realizar sólo con un pequeño caudal, por ejemplo con unos pocos reproductores y durante un corto lapso; también en sistemas de recirculación).
- Ayunar los peces durante uno o más días antes de la manipulación para evitar **ensuciar el agua y disminuir su consumo de oxígeno**.
- Utilizar anestesia suave (sedación) durante operaciones como la reproducción asistida, el muestreo o la vacunación.

Cuando los factores de estrés actúan en forma prolongada (superan los minutos o pocas horas) el estrés se hace permanente y se denomina **estrés crónico**. Entonces ya deja de cumplir una función útil (como cumple en la naturaleza para la pelea o la huida) y se transforma en un problema para la salud. Los factores que frecuentemente producen estrés crónico son una **baja calidad de agua** ó una **alta densidad de cría**. En el caso del estrés agudo, inevitable en la práctica de cría, la conducta a seguir es **minimizarlo**, en el caso del estrés crónico se trata de **evitarlo**, de otro modo la producción no alcanzará su máximo potencial.

Para finalizar las consideraciones sobre estrés, digamos que existen formas de medirlo. Una de ellas es a través del nivel de cortisol en plasma y otra mediante la frecuencia cardíaca pero, lamentablemente, estas mediciones son difíciles y anti económicas en la práctica.

Como dijimos al principio de esta sección, además de los cuidados para minimizar o evitar el estrés, un manejo importante es mantener **la higiene**. Hay que subrayar que esta operación si no es realizada de manera adecuada, puede transformarse en un nuevo factor de estrés. Por ejemplo, si para limpiar un raceways se realizan movimientos bruscos que alteren a los peces, durante un tiempo excesivamente largo y no se acelera el agua para eliminar rápidamente los desechos, se está generando un factor de estrés. Falta de higiene y estrés (sobre todo crónico) pueden combinarse negativamente. Esto debido a que la acumulación de materia orgánica en el fondo de los contenedores favorece el desarrollo de microorganismos que pueden resultar patógenos, lo que resulta peligroso si las defensas de los peces están disminuidas por estrés crónico.

Una práctica saludable de prevención es desinfectar equipos como redes de mano, cepillos, etc. y utilizarlos en forma sectorizada (no utilizar los mismos elementos en todos los sectores del criadero), de esta manera si surge una infección en un/unos contenedor/es no se transmite al resto. Para la desinfección de equipo resultan eficaces los compuestos clorados o iodados. Se deben retirar peces muertos a diario. Es recomendable que los contenedores vacíos sean drenados, desinfectados y enjuagados antes de recibir nuevos peces.

BIBLIOGRAFIA

- Blanco Cachafeiro, M.C. 1995. La trucha. Cría industrial. Ediciones Mundi Prensa, Madrid, 503 pp.
- Davis, K. B. 2006. Management of Physiological Stress in Finfish Aquaculture. North American Journal of Aquaculture 68:116–121.
- Del Valle, A. 1989. Bases para la salmonicultura. CEAN Centro de Ecología Aplicada del Neuquén, 199 p.
- FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2011. Desarrollo de la Acuicultura. 4. Enfoque ecosistémico de la acuicultura. Orientaciones técnicas para la pesca responsable, supl. 4. Roma 2011.

- FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2013. Proceedings of the United Nations (FAO) Expert Workshop on Site Selection and Carrying Capacities for Inland and Coastal Aquaculture. Institute of Aquaculture, University of Stirling, the United Kingdom, 6–8 December 2010.
- Güner, Y., Ozden, O., Gullu K. 2006. Adaptation to Sea Water and Growth Performance of Rainbow Trout *Oncorhynchus mykiss*. Journal of Biological Sciences 6, 22-27 [truchas mar vs agua dulce]
- Haskell, D. C. 1955. Weight of Fish Per Cubic Foot of Water in Hatchery Troughs and Ponds. The Progressive Fish-Culturist, 17:3, 117-118
- Hinshaw, J.M. 2000. Trout Farming Carrying Capacity and Inventory Management. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 222
- Piper, R.G., Mc Eslwain, I.B., Orme, L.E., Mc Craren, J.P., Fowler, L.G., Leonard, J.R. 1982. Fish hatchery management. US Dep. of the Int., Washington DC, USA
- Quiros, R. 2002. Evaluación de la Factibilidad de Cría de Salmónidos en los sitios Bahía Lapataia y Paso Romanche (Canal de Beagle, Tierra del Fuego). Informe Final. En línea. http://www.agro.uba.ar/users/quiros/Working/INFO_Final_Quiros.pdf [Disponible Junio de 2016]
- Solis Figueroa, A. G. 2009. Sistema de Control de Inventario de Peces Vivos para la Industria Salmoniculora. Tesis para optar al grado de magister en gestión y dirección de empresas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Físicas y Matemáticas Departamento de Ingeniería Industrial.
- Tapia, Fabián y Giglio, Susana. 2010. Modelos para la Evaluación de la Capacidad de Carga de Fierdos Aplicables a Ecosistemas del Sur de Chile. Valdivia, Chile: WWF.
- Vielma, J., Kankainen, M. 2013. Offshore fish farming technology in Baltic Sea production conditions. Finnish Game and Fisheries Research Institute. **Reports** of Aquabest project 10 / 2013. Online <http://aquabestproject.eu/reports.aspx> [Disponible Octubre 2015]

Unidad 5

Sistemas de recirculación

5.1 Características generales

Si seguimos la clasificación más general de sistemas de acuicultura que venimos utilizando, es decir, sistemas en tierra y en agua, recordemos que los sistemas **cerrados o de recirculación SR**, también llamados sistemas de **acuicultura en interiores o urbana**, o sistemas **RAS** (por su sigla en inglés “recirculating aquaculture system”) son sistemas en tierra. La característica esencial de los SR es que, a través del bombeo, reutilizan en distinto grado (50%- 99%) el agua de los contenedores que los componen.

Cuando hablamos en la **unidad 2, sección 2.2** sobre la cantidad de agua, en particular con relación a los sistemas en tierra, pensamos en los caudales $Q(O_2)$ y $Q(NH_3)$, necesarios para aportar el O_2 requerido por la biomasa que queremos sostener y para diluir el amoníaco, principal metabolito tóxico producido por dicha biomasa. El enfoque se centró en cuánta “agua nueva” se necesitaba para que “traiga” el O_2 necesario y diluya el NH_3 . Aunque el problema del aporte de O_2 y la eliminación de NH_3 (y otros metabolitos) sigue siendo el mismo, en los SR ya no hay (o hay relativamente poca) “agua nueva”, dado que recircula, de manera que la pregunta pasa a ser: ¿Qué caudal debo mover para que **los dispositivos del sistema provean el O_2 y extraigan el NH_3** (y otros metabolitos). En el caso del O_2 se agrega además una particularidad en los SR, si el/los dispositivo/s de aireación/oxigenación está/n dentro del/los estanque/s de peces (situación común, aunque quizá poco eficiente, **ver sección 5.2**), no podemos hablar de un $Q(O_2)$. Estas características se representan en la **Figura 5.1**

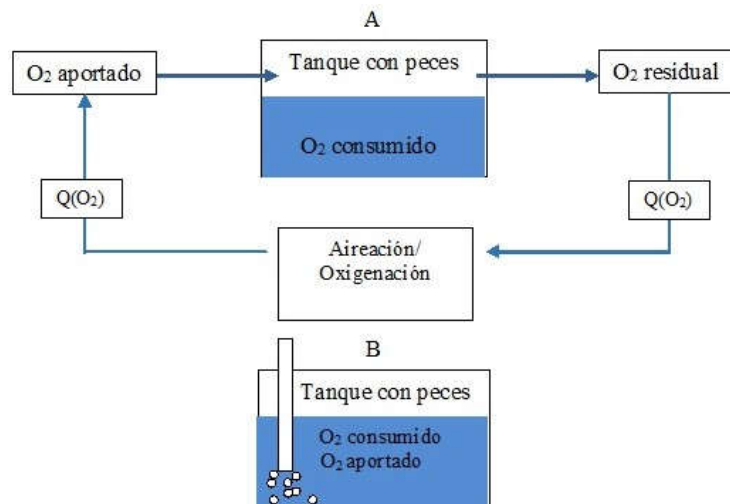


Figura 5.1 Esquemas de dispositivos de aireación/oxigenación en sistemas de recirculación; A: dispositivo externo, asociado a un $Q(O_2)$; B: dispositivo interno, sin $Q(O_2)$ asociado. Notar que: en A, para que el sistema esté equilibrado $Q(O_2)$ es siempre el mismo (entrada y salida del tanque, entrada y salida del dispositivo); en B, la cantidad de O_2 transferido/unidad de tiempo debe ser igual a la cantidad de oxígeno consumido/unidad de tiempo.

Dado entonces, que los SR dependen de la capacidad de sus propios dispositivos para reacondicionar el agua, se deberán mantener caudales controlados de agua y oxígeno, además de volúmenes constantes en sus diferentes componentes (un cambio de volumen cambia la concentración de metabolitos, entre otras cosas. Una causa de reducción de caudales suele ser el taponamiento de filtros, de difusores de aire/oxígeno y la reducción del diámetro de caños debidos a la colonización de bacterias hongos y algas, abundantes en estos sistemas. Los manejos de higiene en este sentido tienen un lugar destacado (cepillado, inmersión de difusores en ácidos fuertes, etc.)

Cabe subrayar que, como se verá más abajo, además del aporte de O₂, y la eliminación de NH₃, en los sistemas RAS suelen presentarse como factores limitantes las cantidades de sólidos en suspensión y de CO₂, generalmente poco importantes en los sistemas abiertos.

Antes de avanzar en el estudio de las características generales de un sistema RAS, resulta interesante remarcar que estos sistemas no son nuevos, datan de unos 50 años o tal vez más. Lo relativamente nuevo es el incremento, en los últimos años, de la producción de acuicultura mediante su uso. Entre las razones que explican este desarrollo se cuenta que la producción acuícola afronta en algunas regiones del mundo el problema de la competencia por el uso del agua dulce, un insumo cada vez más demandado. Además y en relación con este hecho, también la producción de acuicultura viene enfrentando la preocupación por el cuidado del ambiente. Dado que este tipo de sistemas ahorra agua y tierra, a la vez que controla mejor la contaminación, constituye una alternativa a los sistemas tradicionales de producción que merece ser considerada.

Se debe destacar que aún los sistemas que reciclan al máximo, deben permitir el ingreso de agua nueva para reponer las pérdidas por evaporación, salpicaduras y eliminación de desechos. Además debe tenerse en cuenta que dispositivos como el de eliminación de NH₃ no son 100 % eficientes. Por estas razones se debe agregar agua, aunque a veces en muy pequeña proporción, con una frecuencia por ejemplo diaria o semanal. En otras palabras, en un sentido estricto, ningún sistema es totalmente cerrado con relación al agua. Además del interés que suscitan estos sistemas por el ahorro de agua y espacio y por las implicancias ecológicas, otro elemento que ha impulsado su desarrollo tiene que ver con avances tecnológicos como el desarrollo de instrumentos sensores de calidad de agua y el procesamiento de datos por computadora, tecnología a veces proveniente de la industria de tratamiento de aguas servidas.

En cuanto a los peces que pueden ser cultivados, aunque en términos generales se puede decir que los sistemas de recirculación se adecuan mejor a especies de clima templado como la tilapia -que requieren aguas de menor calidad que los salmónidos y temperaturas más altas- la producción de “smolts” se ha incrementado en los últimos años en algunos países, pero su aporte a la producción total es pequeño con relación a los sistemas tradicionales.

De manera interesante, los sistemas RAS pueden ser utilizados para la producción a diferentes escalas (25- 500 ton/año) y, además, pueden ser adecuados para una producción de ciclo completo **o sólo de semilla**, para luego terminar el engorde en sistemas tradicionales.

En el terreno de la comparación, podemos resumir algunas ventajas que ofrecen los SR respecto de los abiertos:

- Ahorro de tierra y agua.
- Capacidad de mantener un ambiente controlado.

- Relativa independencia de limitaciones de sitio y suministro de agua.
- Control de patógenos etc.
- Control del crecimiento a través de la temperatura.
- Remoción más simple de contaminantes.
- Los escapes de peces no son un problema.
- Posibilidad de reciclar nutrientes.
- Proximidad a los lugares de consumo.

Con relación al ahorro de tierra y de agua, con sistemas RAS podrían producirse por ejemplo 45 ton/año de peces, en unos 500 m² mientras que se podría necesitar una hectárea o más para producir la misma cantidad en sistemas tradicionales en tierra. Respecto al volumen de agua, debido a los dispositivos de reacondicionamiento, estos sistemas pueden requerir un 20% o menos del agua requerida por sistemas tradicionales. Son justamente este ahorro de agua, de tierra y la posibilidad de acondicionar el agua, los factores que permiten cierta independencia de sitio, especie y tiempo de cosecha. Los SR son particularmente adecuados en lugares donde la tierra y el agua son costosos (y generalmente escasos). Los sistemas RAS son utilizados en distintas partes del mundo para la producción de especies diversas que incluyen, además de los salmónidos, bagres, tilapias, langostas, ostras, peces ornamentales etc. Algunos sistemas incluso, pueden producir policultivos (dos o más especies). En la **Figura 5.2** se muestra a modo de ejemplo, una tendencia en el uso de sistemas RAS para la producción de smolts en Chile.

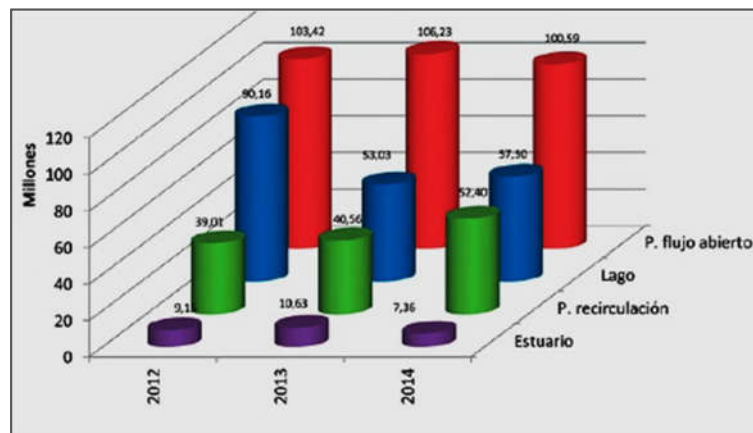


Figura 5.2. Producción creciente de smolt por sistema de cultivo en Chile 2012-2014 (16%- 24%). Fuente Intesal, (2015).

No obstante las ventajas que le otorgan las características mencionadas, los SR presentan claras **desventajas**: son relativamente costosos (edificios con aislación térmica, tecnología en general costosa en materia de contenedores, tuberías, bombas, filtros mecánicos y biológicos, aireación, control de temperatura, esterilización, iluminación, etc.). Parte de un SR complejo se muestra en la **Figura 5.3**.



Figura 5.3. Parte de un sistema de recirculación en instalaciones bajo techo con tanques de metal, sistema de tuberías, pasarelas, etc.

Además, los sistemas RAS tienen un funcionamiento más complejo que requiere mayor entrenamiento técnico y un estado de alerta permanente, si es posible con un sistema de detección automática de problemas que pueda disparar, también automáticamente, mecanismos de remediación en forma inmediata. Esto debido a que para ser rentables, deben funcionar a altas densidades de manera que la falta de respuesta a problemas como un corte de energía (y la consecuente detención del bombeo, la aireación etc.), a veces durante unos pocos minutos (15 minutos) puede resultar en mortalidad total o parcial. Por esta característica de requerir una vigilancia constante, suele decirse que estos sistemas funcionan “en tensión” (alto riesgo). En general se puede decir que para compensar la mayor inversión y los mayores costos de operación de estos sistemas (comparados con los tradicionales) se requiere de una producción constante, con un estrés reducido, un crecimiento mejorado y la obtención de un producto de alto valor de mercado.

Debido a que los sistemas de recirculación requieren una inversión relativamente alta, son más adecuados para la producción de especies de un valor considerable. En este sentido, es interesante que pueden ser utilizados en parte del ciclo, para la producción de semilla por ejemplo, etapa en la que la infraestructura necesaria y los caudales son menores. Siempre de acuerdo a un análisis económico, la adecuación de este tipo de sistemas para la salmonicultura ha sido cuestionada. Una de las razones es que los salmónidos demandan una calidad de agua mucho mayor que los peces de aguas cálidas, como la tilapia, y esta exigencia se traduce en mayores costos. Además, el proceso de biofiltración funciona a 25°C con aproximadamente el doble de eficiencia que a 10°C (ver **Tabla 5.1** más abajo), de esta manera hay un desajuste entre las temperaturas requeridas para un funcionamiento eficiente del biofiltro y la temperatura requerida por los salmónidos (y otras especies de agua fría). Para lograr un equilibrio entre las necesidades de los peces y las del biofiltro suele requerirse calentar el agua, lo que representa un uso de energía –y un costo- adicional). Con relación al ahorro de energía, es importante contar con recintos bien aislados para evitar la pérdida de calor. La forma de calentar incluye el calentamiento del aire del recinto o directamente del agua. En el caso del aire, su T° suele mantenerse 2-4 °C por encima de la del agua. Los excesos de calor en verano, pueden ser controlados con ventiladores (que agregan consumo de energía).

La alternativa de calentar el agua (en vez del aire) requiere, para ser eficiente, aislar y tapar los tanques, lo que dificulta la alimentación y observación de los peces. Los calentadores solares son interesantes en regiones con una proporción considerable de días de sol/año.

Finalmente en materia legal los sistemas de recirculación están sujetos a normas que se deberán estudiar en cada caso, por ejemplo en lo relativo al transporte de peces, al vertido de los efluentes y al procesado. En este último caso, para evitar algunos inconvenientes y disminuir costos, la comercialización de peces vivos es una alternativa que merece ser explorada, sobre todo porque estos sistemas pueden situarse muy cerca de los mercados (poco tiempo de transporte).

5.2 Diseño. Funcionamiento

Los sistemas que reutilizan menos del 50% del agua, frecuentemente requieren sólo **remoción de sólidos y aireación**. Como cabe esperar, cuanto mayor sea la proporción de agua reutilizada más tratamiento requiere, incluyendo controles de pH, temperatura, esterilización, etc. Un elemento importante a considerar es que cuanto más pasos de tratamiento tenga el sistema, mayor es la probabilidad de que algo falle y se produzcan pérdidas catastróficas.

Existen diferentes diseños, algunos de operación permanente y otros intermitentes. Más allá de su formato, los SR que recirculan la mayor parte del agua incluyen los siguientes componentes:

- Tanque/s de cría
- Dispositivo de remoción de sólidos
- Biofiltro
- Dispositivo de oxigenación/aireación
- Bomba
- Calentador de agua
- Esterilización por ozono y/o rayos ultravioleta.

Estos componentes pueden disponerse en distintas configuraciones, el formato “**en anillo**” es el más común. El agua utilizada fluye de un tratamiento de reacondicionamiento al siguiente para ser progresivamente mejorada (**Fig. 5.4**).

El sistema “**radial**” por el contrario, consta de tratamientos separados que actúan independientemente unos de otros (aunque todos se conectan con el componente central) lo que ofrece mayor control (**Fig. 5.5**). Independientemente de la configuración, en última instancia, la falla de uno de los componentes influye sobre los otros (conjunto de componentes interconectados) y, además, el tamaño de cada uno debe estar calculado en función de los otros.

Con relación al suministro de agua para abastecer un SR, obviamente valen las mismas consideraciones sobre calidad que para cualquier sistema: las fuentes pueden ser pozos, manantiales, incluso el agua potable de red puede utilizarse después de remover el cloro y (a veces) otras sustancias químicas. Si se utilizan fuentes de aguas superficiales debe cuidarse la presencia de patógenos, de contaminantes como pesticidas, etc.

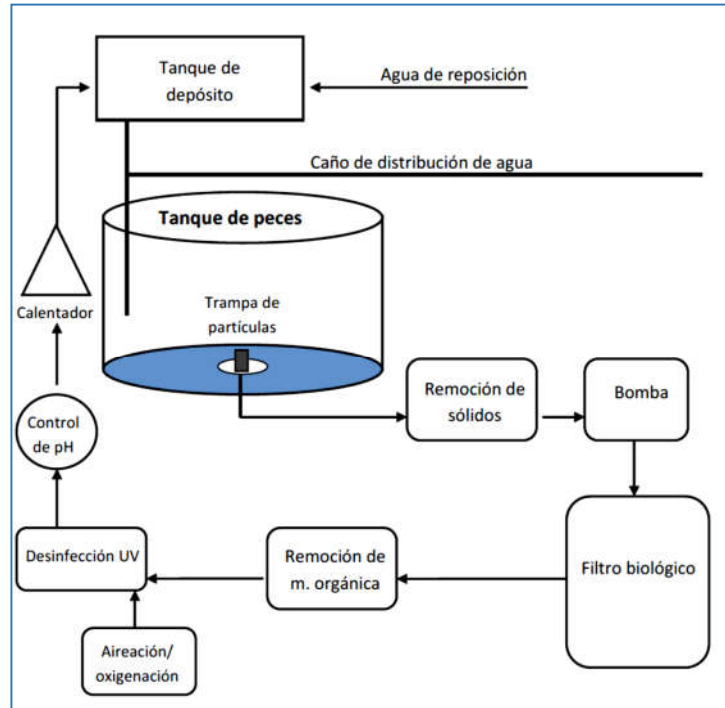


Figura 5.4 Sistema de recirculación con configuración "en anillo" (Tomado de Willoughby, 1999, con modificaciones).

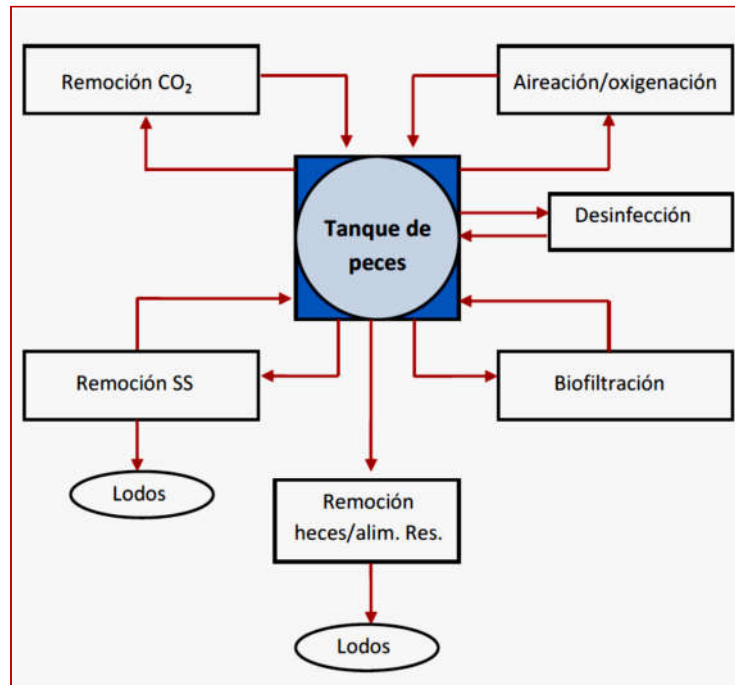


Figura 5.5 Sistema de recirculación con configuración radial.

Una característica de diseño importante, es la posibilidad de aislar, aunque sea por un lapso corto, los componentes del sistema (tanque/s de peces, filtro mecánico, biofiltro, etc.) para posibilitar su limpieza o, eventualmente, suministrar sustancias químicas a los peces sin afectar a todo el sistema.

Finalmente, es oportuno reiterar que los sistemas de recirculación tienen un nivel de **riesgo incrementado respecto de los sistemas abiertos** por su dependencia de la energía eléctrica. Cortes breves pueden tener consecuencias drásticas habida cuenta que estos sistemas funcionan con altas densidades (ahorro de espacio y de energía para mover el agua) con las consecuentes altas tasas de consumo de O₂ y de producción de NH₃ y otros metabolitos tóxicos. Por esta razón, a diferencia de los sistemas tradicionales, los mecanismos de **prevención** son un componente esencial en los SR. En particular se necesitan alarmas y mecanismos de seguridad (backup), en lo posible automáticos, para resolver casos de emergencia. Algunas de las medidas de seguridad recomendables incluyen disponer de un tanque de O₂ líquido (o gaseoso) de repuesto, con una válvula solenoide que se accione en forma automática ante un corte de energía, y de un equipo eléctrico (independencia del suministro de red). También (a veces es ignorado) resulta útil contar con un depósito de agua de reserva, de buena calidad y en buena cantidad para ser usado en caso de ruptura de caños u otros componentes del sistema y corregir cambios repentinos en la calidad del agua (falla en filtros).

5.2.1 Tanques

Como cabe esperar, pueden ser rectangulares, circulares, etc. de materiales y tamaños diversos. En general los tanques circulares con desagote central son más fáciles de limpiar y se adecuan mejor a la recirculación que los rectangulares. La capacidad de los tanques (espacio de cría), como se mencionó más arriba, debe guardar cierta relación con la capacidad de los otros componentes del sistema, particularmente los filtros biológicos y mecánicos (relación que no es generalizable ya que existen diferentes tipos de dispositivos con distinto grado de eficiencia). Esta relación de tamaños resulta necesaria para que el agua reingrese a los tanques de cría con la calidad necesaria. Es recomendable que el material de construcción, con relación a otros contenedores para salmicultura, sea más liso para facilitar la desinfección, en un sistema donde los sólidos en suspensión y disueltos suelen ser abundantes favoreciendo el desarrollo de bacterias en todos los componentes. Algunos materiales recomendables son fibra de vidrio, metal, plástico. Un tanque de material liviano (plástico) se muestra en la **Figura 5.6**.

Uno de los manejos cotidianos en los tanques, en el que se debe poner cuidado en los SR, es la alimentación. En general, para evitar picos de consumo de O₂ que puedan ocasionar estrés, se recomienda alimentar en pequeñas cantidades varias veces por día (ya sea manualmente o con alimentadores automáticos) antes que mayores cantidades una o dos veces/día (**ver unidad 6, sección 6.2**).

5.2.2 Remoción de sólidos

En los SR los sólidos de desecho suelen ser un problema mayor que en los sistemas abiertos, por ello, desde un punto de vista de manejo, resulta útil clasificarlos en tres categorías (Losordo et al.1999): **sedimentables Sse**, (se depositan en el fondo en aproximadamente



Figura 5.6 Tanques de cría de plástico de un sistema de recirculación provistos de auto alimentadores

1 hora en aguas quietas, son removidos fácilmente en forma mecánica), **suspendidos SS** (no se depositan en el fondo o lo hacen muy lentamente), **disueltos y finos (< 30 micras) SD**. Los mayores problemas suelen estar asociados a los **SS** y **Sse**, aunque los **SD** pueden ser también un problema en sistemas con altas tasas de recirculación. Los dispositivos para la remoción de **Sse** (heces, alimento residual) deben ser capaces de actuar rápidamente (antes que la descomposición bacteriana aumente la demanda de oxígeno), por lo que son los primeros dispositivos que actúan en un sistema RAS. Un diseño para tal fin se muestra en la **Figura 5.7**, donde un caño central vertical sirve para drenar los SS (A) y un segundo caño en la parte inferior dreña el contenido de una cubeta colectora de Sse (B). El caudal para extraer los **Sse** puede graduarse de manera de eliminarlos del sistema en forma continua o intermitente (caudal B en la **Figura 5.7**). Luego de esta primera extracción mediante un dispositivo ubicado dentro de los tanques de cría, el caudal puede direccionarse a un segundo dispositivo, externo a los tanques de cría, **el tanque clarificador**, para una segunda extracción dirigida a partículas más finas. Dicho clarificador debería poder limpiarse (con agua) frecuentemente (quizá a diario) con facilidad y sin afectar al resto del sistema. En una instalación con configuración “en anillo”, estos primeros dispositivos resultan útiles también para evitar que se colmate el filtro biológico (biofiltro).

En contenedores de tipo “raceways” la remoción de **Sse** resulta algo más difícil ya que la velocidad de la corriente en el fondo suele ser menor que en los tanques circulares. Si la velocidad de la corriente puede ser aumentada, se puede construir una trampa de sedimentos a la salida de los raceways (Centro Salmonicultura). Una alternativa puede ser crear una entrada de agua con un tubo perforado a lo largo del eje mayor, enfrentada con un colector del lado opuesto (**Fig. 5.8**).

El agua debe ingresar a cierta velocidad para crear una corriente circular a lo largo del eje menor del contenedor, que arrastrará los Sse hacia el colector.

Otro dispositivo útil para remover SS, situado también en forma externa a los tanques de cría, es el **separador ciclónico** (en inglés “hydroclone”), un tanque en forma de cono que usa la fuerza centrífuga. En estos tanques, el agua y las partículas ingresan en forma tangencial creando una corriente espiral hacia abajo que lleva las partículas contra las paredes y desde allí al fondo (vértice del cono) desde donde son extraídas. Una desventaja de este sistema es que requiere un recambio constante de agua para compensar el flujo permanente de drenado de sólidos hacia afuera del sistema; su principal ventaja es el tamaño compacto.

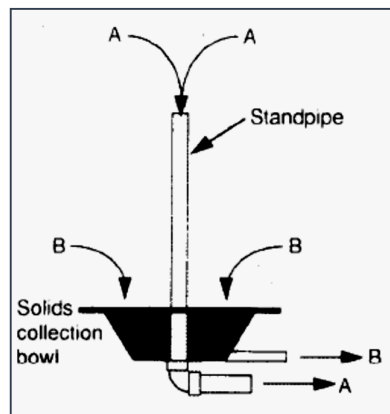


Figura 5.7 Desagote de tanque circular con dispositivo de doble salida, A: remoción de sólidos en suspensión a través de tubo central; B: remoción de sólidos sedimentables desde cubeta colector. Tomado de Losordo et al. (1999).

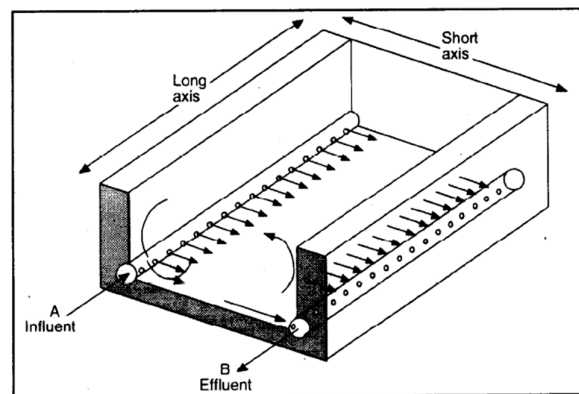


Figura 5.8 Mecanismo de entrada y salida de agua distribuidas de manera uniforme a lo largo de un raceway. A: Ingreso de agua; B: efluente. Tomado de Losordo et al. (1999).

El separador ciclónico puede ser uno más de una serie de dispositivos para remover sólidos. Remarquemos que tanto el tanque clarificador, como el biofiltro y todos los componentes de un sistema RAS, incluyendo la bomba, deben dimensionarse de acuerdo a la cantidad de peces (o de alimento suministrado/día).

Hay que subrayar que, en los SR, la descomposición de la materia orgánica, además de

aumentar el consumo de O_2 , resulta en la producción adicional de NH_3 , NH_4^+ , NO_2^- y, eventualmente, ácido sulfhídrico (H_2S). Este “metabolismo agregado” aumenta los requerimientos de O_2 y de eliminación de NH_3 del sistema (y ya no sólo de los peces). Dispositivos como el **clarificador y el separador ciclónico** eliminan buena parte (no toda) de la materia orgánica excedente y, de esa manera, disminuyen considerablemente ese “metabolismo agregado”.

A diferencia de los Sse, los SS no se depositan en el fondo en aguas quietas o lo hacen en tiempos relativamente largos. Representan una dificultad de manejo mayor que los Sse ya que pueden, además de aumentar la demanda de O_2 irritar las branquias de los peces. Los dispositivos más utilizados para la remoción de SS son mecánicos e incluyen **a) filtros de pantalla** y **b) filtros de medio granular** (arena, pellets, etc.). Los filtros de pantallas consisten en una malla o placa perforada de materiales diversos (metal, plástico etc.). En su forma más simple, la pantalla se mantiene fija y se interpone en el curso del agua para retener las partículas. Una variante es que las pantallas tomen forma de discos o tambores giratorios. En estos casos al girar, una parte de los discos o pantallas emerge y recibe una corriente de agua “en reversa” que remueve los sólidos que a su vez son colectados y drenados fuera del sistema como muestran las **Figuras 5.9AB y 5.10**. La desventaja de los sistemas en disco es una superficie relativamente escasa de filtrado, en este sentido los sistemas en tambor son superiores.

Los **filtros de medio granular** actúan por el paso del agua a través de lechos rellenos con arena o microesferas de plástico que retienen los SS, ya sea porque adhieren a los medios filtrantes o quedan atrapados en los espacios entre ellos. Como con otros filtros, se requiere su lavado con un flujo en reversa a cierta presión para mover las partículas y facilitar la limpieza del material que se va acumulando, incluyendo bacterias. Sin embargo eventualmente las bacterias crean un material gelatinoso que requiere expandir el medio filtrante manualmente antes de ser lavado con agua, una alternativa a la arena es la utilización de partículas de plástico, más livianas y que funcionan con el mismo principio que la arena.

Los sólidos disueltos SD, (frecuentemente proteínas) pueden también contribuir significativamente a la demanda de O_2 del sistema. Estos sólidos, como los finos, no pueden ser removidos fácilmente y de manera económica mediante **sedimentación** o **filtrado mecánico**, en cambio resulta exitosa la tecnología de fraccionamiento por espuma (en inglés “foam fractionation” o “protein skimming”) que consiste en la introducción de burbujas de aire en el fondo de una columna cerrada de agua. A medida que la burbujas ascienden a través de dicha columna, las partículas sólidas se adhieren a su superficie (**adsorción**) formando espuma en la parte superior (interfase aire-agua). La espuma es luego retirada hacia un tanque de depósito. La concentración de sólidos en el tanque colector puede ser hasta 5 veces mayor que en el/los tanque/s de cultivo de los peces. Aunque la eficiencia del fraccionamiento por espuma está influida por las características químicas del agua, este proceso se puede utilizar en general para disminuir significativamente la demanda de O_2 y la turbidez en los SR.

5.2.3 Biofiltro

El filtro biológico o biofiltro, es el corazón de los sistema RAS, consiste en un contenedor (o varios) que se agrega al sistema de producción y en el que se realiza el proceso de biofiltración (o

nitrificación). En este proceso, recordemos, se transforma el amoníaco (NH_3), en nitritos (NO_2^-) y estos en nitratos (NO_3^-) por la acción de bacterias

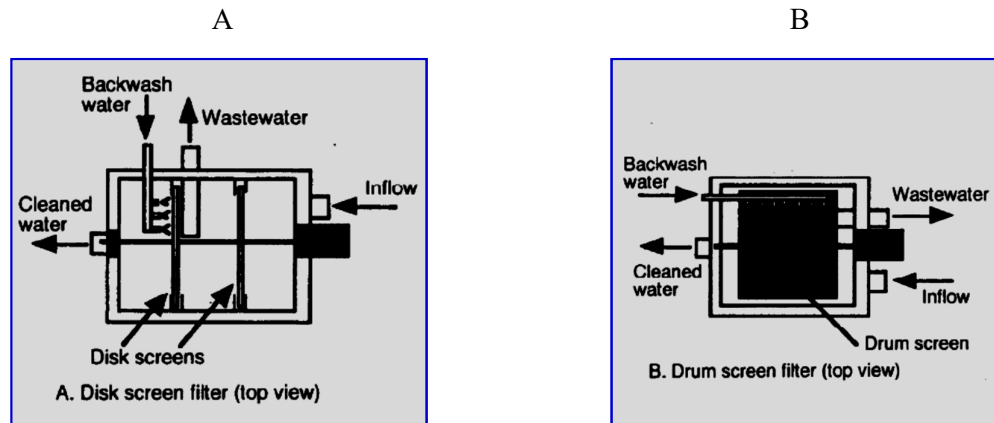


Figura 5.9. Filtros de pantalla móviles (vista en planta). **A**, disco; **B** tambor. “Backwash water”: corriente de agua “en reversa” (retrolavado); “wastewater”: agua con sólidos; “Inflow”: entrada; “cleaned water”: agua limpia; “disk screens”: pantalla en disco; “Drum screen”: pantalla en tambor. Tomado de Losordo et al. (1999).

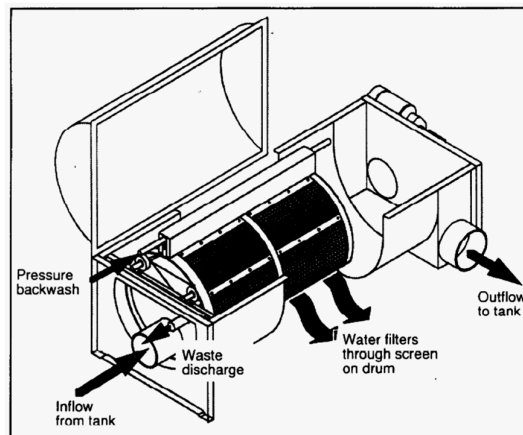


Figura 5.10. Filtro de tambor. “Pressure backwash”: agua en reversa para retrolavado; “Inflow” agua de entrada; “waste discharge” descarga de agua con sólidos en suspensión; “water filters”...: agua que filtra del interior al exterior del tambor; “outflow”...: salida del filtro. Tomado de Losordo et al. (1999).
aeróbicas, autótrofas de los géneros *Nitrosomonas* (diversas spp., marinas y de agua dulce, oxidan el amoníaco a NO_2^-) y *Nitrobacter* spp. (varias especies, marinas y de agua dulce, oxidan el NO_2^- a NO_3^-).

Las bacterias nitrificantes desarrollan un film en toda la superficie filtrante que puede estar constituida por diversos materiales que actúan como soporte para el crecimiento bacteriano: arena, grava, conchillas trituradas, poliestireno extruido (styrofoam), microesferas de vidrio, piedra volcánica, etc. El material filtrante tiene la función de aumentar la superficie por unidad de volumen para facilitar el trabajo bacteriano. Recordemos que los NO_2 son tóxicos para los peces (oxidan la hemoglobina y afectan capacidad de transporte de O_2), el valor máximo recomendado es de 0.5 mg/l para sistemas de acuicultura en general. Las patologías causadas por exceso de NO_2 pueden ser tratadas mediante el agregado de sal común al agua, a razón de 1 gr/L (aguas blandas).

Por el contrario, el producto final de la nitrificación, el NO_3 (nitrato) tiene la toxicidad más baja de los productos nitrogenados mencionados y su concentración máxima puede ser muy elevada (200 mg/L ó más). Además el NO_3 puede ser extraído del sistema durante la eliminación de los sólidos sedimentables y el lavado de los filtros mecánicos (generalmente un recambio diario de agua de 5%- 10%, mantiene los NO_3 en un nivel adecuado). También puede ser retirado mediante el proceso de **denitrificación**, que es la transformación por parte de bacterias anaeróbicas de NO_3 en N_2 gaseoso que se elimina a la atmósfera. Este proceso puede realizarse en dispositivos como tanques de sedimentación, pero en condiciones anaeróbicas.

Una característica importante de los biofiltros, es que las bacterias pueden ser inhibidas por envejecimiento, toxicidad por alguna sustancia química (como antibióticos), falta de O_2 , bajo pH, como factores más importantes. El proceso de nitrificación libera hidrogeniones por lo que baja el pH. Por esta razón, se adicionan carbonatos (de calcio, bicarbonato de sodio) para ejercer una acción "buffer".

El pH óptimo para las reacciones es de 7-8. Las tasas de nitrificación varían con la T° , el pH, carga orgánica y oxígeno disponible (proceso aeróbico). La nitrificación es un proceso acidificante pero los biofiltros funcionan mejor con un pH de 7-8 ¡!

Los contenedores en los que se sitúa el medio filtrante pueden estar hechos de cualquiera de los materiales utilizados para los contenedores de cría. Dado que reciben materia orgánica en forma continua, deben poder lavarse con facilidad, caso contrario pierden eficacia. Con la misma función básica, existen diversos tipos de biofiltros que se pueden clasificar en dos clases principales: de **lecho sumergido** (con medio filtrante inmóvil o móvil, en este último caso se denominan reactor de lecho fluidizado RLF) y **lecho emergido**.

5.2.3.1 Lecho sumergido

El **reactor de lecho fluidizado (RLF)**, es un filtro sumergido de uso común. Consiste de partículas finas (arena, plástico denso, microesferas de vidrio, minerales etc.) en un contenedor a través del cual fluye el agua hacia arriba con un caudal tal que suspende y expande (fluidiza) las partículas del medio filtrante de manera que no estén en contacto entre ellas (**Fig. 5.11**). Los RLF ofrecen una gran área por unidad de volumen y, teóricamente, una mayor nitrificación. Sin embargo, como ocurre con otros filtros de lecho sumergido, se requiere que el agua que los alimenta contenga todo el O_2 disuelto necesario para convertir el amoníaco en NO_3 , por lo que generalmente requieren aireación/oxigenación antes y (al consumir O_2) también después de que el agua los atraviese. Si $[\text{O}_2]$ a la entrada es baja, disminuye la eficiencia de nitrificación.

5.2.3.2 Lecho emergido

Los filtros de lecho emergido son de dos tipos básicos: 1) percoladores y 2) contactores biológicos rotativos. Estos filtros tienen la ventaja de no requerir oxígeno agregado antes de que el agua ingrese al filtro. Suelen además, suministrar parte del oxígeno requerido por los peces. Es por esta razón que estos filtros son muy utilizados en RAS.

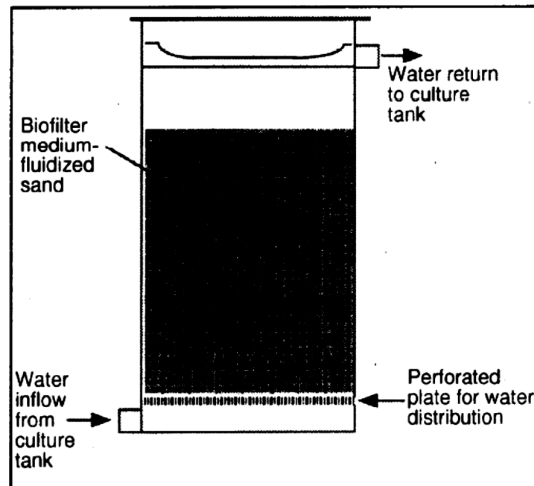


Figura 5.11 Esquema de reactor de lecho fluidizado (sumergido) de arena. “wáter return”...: salida del filtro; “perforated”...: placa perforada para distribuir el agua; “wáter inflow”...: entrada de agua; “biofilter médium”...: medio filtrante. Tomado de Losordo et al. (1999).

Los filtros percoladores están diseñados para que el agua caiga lentamente a modo de cascada a través del medio de biofiltro (arena etc, grava fina, etc.). El agua atraviesa lentamente el medio cayendo desde un caño en forma de spray, lo cual oxigena el agua antes de atravesar el filtro. Un esquema de filtro percolador se muestra en la **Figura 5.12** Estos filtros permiten aireación (incorporación de O_2 y remoción de CO_2). Una desventaja es que suelen obstruirse con cierta facilidad, especialmente cuando no hay pre-filtrado de SS.

Los contactores biológicos rotativos, están formados por un cilindro que gira y que contiene medio de filtración plástico (liviano), de manera que el medio filtrante se mueve en el agua (**Fig. 5.13**). Este tipo de filtros tiene las ventajas de airearse y autolimpiarse, características que les

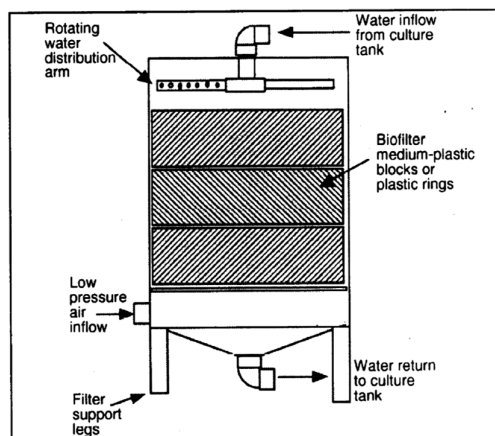


Figura 5.12 Biofiltro percolador. “Water inflow”...: ingreso del agua que luego es distribuida por el brazo rotativo (“rotaing wáter”...); “Biofilter médium”...: medio filtrante plástico; “low pressure air”...: entrada de aire a baja presión; “water return”...: salida del agua. Tomado de Losordo et al. (1999).

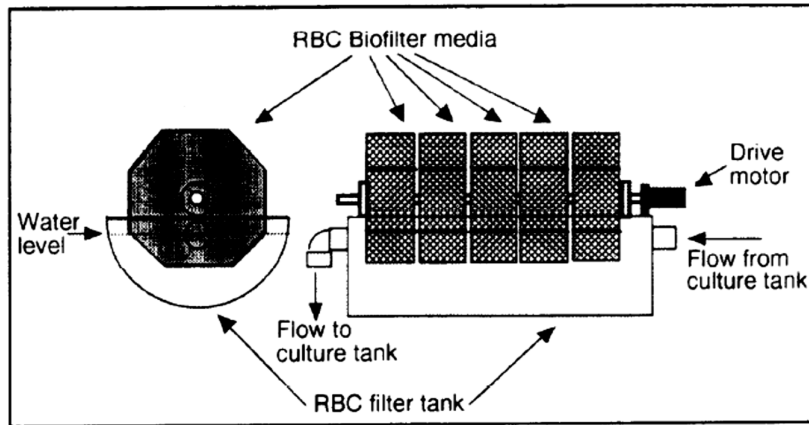


Figura 5.13 Contactor biológico rotativo (RBC) de frente (izquierda) y perfil (derecha). Tomado de Losordo et al. (1999).

permiten trabajar en forma estable durante mucho tiempo (años). Son además compactos (un ejemplo de tamaño puede ser $543 \text{ m}^2/2 \text{ m}^3$ de tanque) y están montados sobre un eje central que rota a 2rpm.

Cualquiera sea su diseño, los biofiltros requieren un tiempo de activación durante el cual las bacterias nitrificantes van colonizando el medio (**ver Fig. 5.14**). La colonización completa del biofiltro depende de factores ambientales y puede demorar 1-3 meses. La inoculación de un tanque con bacterias de un filtro en funcionamiento puede acortar los tiempos. Las cepas de bacterias “especialmente elegidas” disponibles comercialmente, no han demostrado una reducción del tiempo de activación del biofiltro. Las temperaturas por debajo de $20\text{-}21 \text{ }^\circ\text{C}$ reducen la actividad bacteriana, hacen más lenta la colonización y disminuyen la eficiencia del biofiltro. Es importante asegurarse de que el nivel de NO_2^- sea el adecuado antes de introducir los peces en sistemas con biofiltros nuevos.

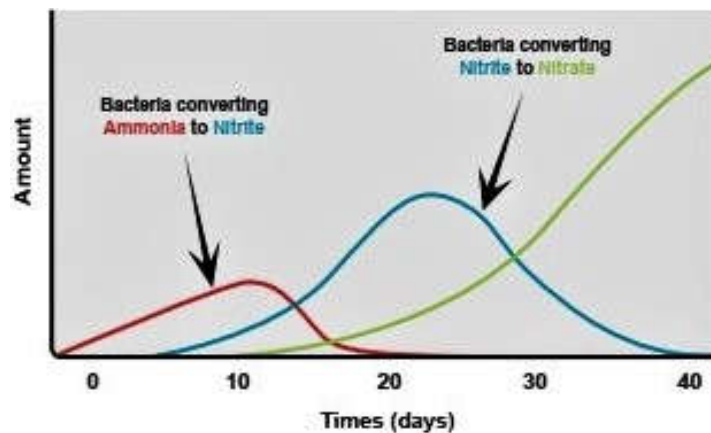


Figura 5.14. Proceso inicial de un biofiltro. Primera curva a la izquierda (rojo)= nitrógeno amoniacal total ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4$), curva del medio (celeste)= nitritos; curva a la derecha (verde)= nitratos (Tomado de Somerville et al., 2014 con modificaciones)

Como ya mencionamos para que el funcionamiento del biofiltro sea el adecuado, su **tamaño debe estar en relación con todo el sistema** y, frecuentemente, **determinará la capacidad de carga** del sistema (ver sección siguiente). Es importante subrayar que la idea general de tamaño del biofiltro, se refiere en realidad a dos variables; su **volumen** y la **superficie del medio filtrante** contenido en dicho volumen.

Como es lógico, la capacidad (o tasa) de nitrificación del filtro biológico (transformación de NH_3 en NO_3 por unidad de tiempo) debe igualar a la capacidad de producción de amoníaco por los peces. En este sentido se debe recordar que para un correcto funcionamiento, se requiere abundante oxígeno (vale la regla de un mínimo de $[\text{O}_2]$ de 5.5- 6.0 ppm). Si resultare que durante el proceso de producción, la $[\text{NH}_3]$ supera los niveles deseados, se deberá interrumpir la alimentación, eliminar biomasa del sistema o estudiar la posibilidad de aumentar la capacidad del biofiltro. Finalmente cabe resaltar que el proceso de nitrificación se acelera a mayores temperaturas.

Como sabemos, el volumen de un contenedor (en este caso el biofiltro) determina su tasa de recambio. Dicha tasa no debe ser muy elevada para dar tiempo al proceso completo de transformación $\text{NH}_3\text{-NO}_3$, en caso contrario el amoníaco no tendrá tiempo para ser transformado. Por el contrario, si la tasa es muy baja, disminuirá la capacidad nitrificante del filtro. La mayoría de los sistemas RAS están diseñados para una tasa de recambio en el biofiltro $R = 1/h$ (24 ciclos /d).

Para dimensionar un biofiltro se toman en cuenta variables como la superficie del medio de soporte de bacterias (m^2 de superficie para la fijación de bacterias), cantidad de amoníaco que debe ser convertido por día y por unidad de superficie, y caudal de agua por m^2 de superficie de medio de soporte del biofiltro por hora (= carga hidráulica del biofiltro). Para un buen funcionamiento la relación superficie /volumen de medio filtrante debe ser alta, en general no menor de $150 \text{ m}^2/\text{m}^3$ de material. **En la Tabla 5.1** se dan ejemplos de tasas de nitrificación.

Tabla 5.1 Tasas de nitrificación considerando la temperatura del agua. Tomado de Willoughby 1999).

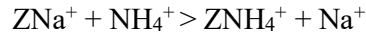
Temperatura (°C)	Gr amoníaco total (N- NH_3)($\text{m}^2/\text{día}$)
25	1.0
20	0.9
15	0.7
10	0.5
5	0.3

El inóculo inicial para un biofiltro puede conseguirse agregando sedimento de un arroyo o suelo de jardín, aunque se pueden obtener cultivos de laboratorio para colonizar el filtro. El agua que ingresa a ellos debe estar tan libre de sólidos en suspensión como sea posible utilizando los diferentes tipos de filtros ya descritos. Esto alarga la vida útil de los biofiltros.

5.2.6 Otros filtros

Los filtros de carbón activado, de uso común en acuarios, pueden ser usados como filtros auxiliares pero requieren reemplazo frecuente de material lo que aumenta los costos.

El Intercambio iónico es un proceso que se utiliza también en la remoción de NH_3 . Se logra haciendo atravesar el agua por una columna con zeolita. Las zeolitas son minerales del tipo silicatos con capacidad para el intercambio iónico:



Entre las zeolitas, la clinoptilolita tiene una particular afinidad por los iones amonio y puede reducir un 90-97% de N amoniacal total. La clinoptilolita no adsorbe NO_2 ni NO_3 . Puede ser regenerada haciendo pasar una solución de ClNa . El amonio se libera como gas y la solución puede ser reutilizada. Una unidad de intercambio iónico se puede transformar en un filtro biológico si las bacterias nitrificantes lo colonizan. Esto puede disminuir la eficiencia de la unidad y producir NO_2 , de modo que pueden hacer falta desinfecciones periódicas. El uso de zeolita requiere bombeo regular y permanente y, como los filtros de carbón activado, reemplazo frecuente de material costoso.

5.2.7 Dispositivos de oxigenación/aireación

Como se ha dicho, en los sistemas RAS, el O_2 es necesario no solamente para abastecer las necesidades de los peces sino para permitir un funcionamiento eficiente del biofiltro y para la descomposición (aeróbica) de materia orgánica residual. Por estas razones, el O_2 debe mantenerse permanentemente a saturación o muy cercano a ella; incluso suele mantenerse ligeramente sobresaturado. Con relación a los peces subrayemos, aunque sea obvio, que la carencia de O_2 en sistemas RAS tiene las mismas consecuencias que en sistemas abiertos (disminuye la tasa de crecimiento, aumenta el factor de conversión, etc, **ver unidad 6**). Los dispositivos para la inyección de O_2 puro o la adición de O_2 mediante aireación pueden ser colocados fuera o dentro de los tanques de peces (ver **Fig. 5.1** más arriba). Surge entonces en los sistemas RAS, una variable importante, la tasa de transferencia de O_2 al agua (variable no considerada hasta ahora). Podríamos pensar a dicha tasa como un “caudal” más a ser tenido en cuenta. Existen estudios sobre la transferencia de O_2 al agua a 20°C , por ejemplo, utilizando motores que inyectan aire a través de cierto tipo de difusores, (la **Fig. 5.15**, muestra un difusor de membrana de poro fino) que determinaron una tasa de transferencia de 1.3 Kg O_2 /Kw-h (Kg de O_2 /kilowatt-hora de energía utilizada por el motor).

El O_2 puro, por su parte, puede almacenarse en grandes tanques como O_2 líquido o ser producido *in situ* por un generador de O_2 eléctrico. Alternativamente se utilizan botellones de O_2 gaseoso pero resulta más costoso. Los métodos que no requieren energía eléctrica (tanques, botellones) son más seguros en el sentido de no estar sujetos a cortes. Con relación a la difusión del O_2 , algunos de los dispositivos vistos en **la unidad 2**, son útiles también en sistemas cerrados, como por ejemplo los tubos en “U”, también los difusores como el de la **Figura 5.15**.



Figura 5.15. Ejemplo de difusor de aire de membrana de burbuja fina (Blowtac®, Taiwan)

5.2.8 Dispositivos para eliminar el CO₂

El CO₂ no resulta en general un factor limitante de la producción en sistemas abiertos pero puede serlo en sistemas cerrados. Es oportuno recordar que a medida que se incrementa la [CO₂], se acidifica el pH lo que afecta la respiración de los peces (transporte de O₂ en sangre). Sin embargo, pequeñas cantidades de CO₂, por su capacidad acidificante, pueden ayudar a disminuir los niveles de NH₃, (dependiente del pH y la T°, como se vió en la **unidad 2**, sección 2.1). Los dispositivos de aireación en todas sus formas eliminan el CO₂ a la atmósfera.

5.2.9 Esterilización

Cuando el problema en el agua de ingreso son los patógenos, se pueden usar luz ultravioleta u oxidantes químicos posteriormente al filtrado.

Luz ultravioleta. Se supone que el filtro de arena y grava (o dispositivos industriales) remueve partículas hasta 8-15 micras y que la luz ultravioleta mata patógenos < 15 micras. La luz ultravioleta está en el espectro de 190-280 nm; 254 nm es especialmente efectiva para desinfectar aguas. Las bacterias y los virus mueren por la alteración de su ADN. Una intensidad de luz de 20.000-150.000 $\mu\text{W}\cdot\text{seg}/\text{cm}^2$ (microwatt.segundo/cm²) es efectiva contra la mayoría de las bacterias patógenas. El agua debe estar clara para permitir la entrada de la luz u.v. y sin materia orgánica.

Oxidantes químicos. El **cloro**, aunque eficaz como desinfectante es tóxico para los peces por lo que no debe ser utilizado. El **ozono** (O₃), es un gas natural (atmósfera superior) de olor característico, que por su alto poder oxidante puede ser utilizado para “romper” compuestos (particularmente ataca enlaces -C=C-), sin embargo se debe utilizar en dosis adecuadas ya que puede ser tóxico para los seres humanos y los organismos acuáticos. El ozono es un gas inestable,

no almacenable por lo que se debe producir en el lugar a partir de O_2 y energía ultra violeta o eléctrica. Por ser una sustancia tóxica se requiere precaución en su uso. La Organización mundial de la Salud ha establecido como nivel de peligro para seres humanos, una concentración de 0.1 ppm en el aire respirado, durante 8 horas diarias. El ozono suele utilizarse en forma combinada con la luz u.v. ya que, al atacar la materia orgánica, ayuda a aclarar el agua lo que hace más efectiva la acción de la luz u.v. Cuando se usa como única sustancia esterilizante, altas concentraciones de materia orgánica disuelta disminuyen su eficiencia, ya que una parte va a oxidar dicha materia y sólo lo que queda va a ejercer la acción esterilizante. Exposiciones de 1-5 minutos a 0.2- 0.4 ppm de ozono residual, resulta generalmente suficiente para esterilizar. Concentraciones residuales de 0.01- 0.1 ppm en el agua de manera prolongada pueden resultar tóxicas tanto para los peces como para las bacterias del biofiltro. La concentración de ozono del agua suele medirse con un medidor de potencial de oxido-reducción, que funciona con un electrodo que mide (en milivoltios, mV) la capacidad de producir oxidación de todas las sustancias disueltas en el agua (no es una medida directa de concentración de ozono); una medida de 300 mV o menos se considera en general segura.

5.3 Capacidad de carga

En la unidad anterior (U4) nos referimos a la capacidad de carga CC, teniendo en cuenta las características hidráulicas de los sistemas abiertos, ya sea en tierra o en agua (jaulas). Así, según el caso, el tema fue tratado con diferentes enfoques: hablamos de la CC(Q) y CC(V) en tierra, mientras que en jaulas, donde no podemos medir caudales, hicimos hincapié en las características hidráulicas del sitio de emplazamiento.

En sistemas de recirculación, donde medir el caudal también es posible, las ideas de CC(Q) y CC(V) pueden aplicarse nuevamente, en particular si los estanques de peces están separados de la unidad de aireación/oxigenación, pero con una novedad, ahora la capacidad de carga tiene que ver con un dispositivo de aireación/oxigenación y su eficiencia. En esta nueva situación y con respecto al caudal, ahora la pregunta es: ¿qué caudal de agua puede oxigenar (hasta el 100 % de saturación o cercano a él) la unidad de aireación/oxigenación para proveer de O_2 a los peces y microorganismos del sistema?. De la respuesta a esta pregunta depende, en buena medida, la biomasa que podrá ser producida (ver **Figura 5.1A**). Si en cambio, el dispositivo de aireación/oxigenación está dentro de los estanques de peces, ya no habrá $Q(O_2)$ (**Fig. 5.1B**) y la CC estará limitada, por un lado, por la tasa de transferencia de O_2 desde la unidad de oxigenación, al agua (como se mencionó en la sección anterior) y, por otro, por la tasa de eliminación de NH_3 por parte del biofiltro. Vemos entonces que aunque hay similitudes en la forma de pensar la CC entre sistemas abiertos en tierra y sistemas de recirculación, existe una diferencia importante, en los primeros la CC depende de factores externos al criadero (cantidad/calidad de agua que proviene del entorno), mientras que en los segundos, depende de factores internos del criadero (tecnología de incorporación de O_2 , eliminación de NH_3 , etc.). Resulta claro entonces que en los SR la dependencia de la tecnología se hace máxima (por eso suele ubicarse a estos sistemas en un nivel “super-intensivo”). Una característica importante de los SR es que en ellos suelen hacerse limitantes, además de $[O_2]$ y $[NH_3]$ otras variables como $[CO_2]$, $[SS]$, $[SD]$, generalmente de poca importancia en sistemas abiertos. Probablemente por esta razón, es común estimar la capacidad de carga en estos sistemas de una manera diferente a la que utilizamos hasta ahora, ya

que el centro de atención cambia del pez al alimento. Esta forma de establecer la capacidad de carga tiene origen en el enfoque de Haskell (1955) (mencionado en **unidad 4, sección 4.1**) de que la cantidad de O₂ y de NH₃ en un sistema y por ende, su capacidad de carga, son proporcionales a la cantidad de alimento entregado. Yendo un poco más lejos Westers, (1997) estableció que “**el O₂ que requiere una unidad de alimento es relativamente constante para la especie e independiente del tamaño del pez y de la T^o**”. El O₂ al que se refiere este autor es el requerido por los peces para metabolizar una unidad de alimento. Cambia entonces el eje para pensar en la capacidad de carga, **desde los peces, al alimento**. Esto tiene un carácter práctico importante ya que se han establecido, para distintos tipos de alimento y por cada Kg/día suministrado, no solamente la cantidad de O₂ necesario para metabolizarlo, sino la cantidad producida de NH₃, SS, Sse, SD y CO₂, todas variables limitantes de importancia en sistemas RAS. En sistemas abiertos, donde el alimento residual y los desechos salen del sistema y no experimentan transformación, no hay que dimensionar dispositivos para extraerlos y por lo tanto la CC basada en el alimento no es de uso muy frecuente. En sistemas de recirculación, además de la CC establecida de acuerdo al alimento suministrado, se debe tener en cuenta la CC(V) que, como vimos en sistema abiertos, surge de la experiencia y **para la que no hay ninguna fórmula**.

Problema

Basados en lo dicho hasta ahora, podemos calcular la capacidad de carga de un sistema que recircula el 95 % del agua donde la entrega de alimento, el consumo de O₂ y producción de contaminantes (sobre una base diaria) es la siguiente:

Alimento

- Entrega de **100 Kg/día** (38% de proteínas)
- Tasa de alimentación: 1.6 %

Consumo de O₂

- -0.25 Kg O₂/Kg alimento suministrado (peces)
- -0.12 Kg O₂/Kg alimento suministrado (bacterias nitrificantes)
- -0.13 Kg O₂/alimento suministrado (bacterias heterótrofas)
- **0.50** Kg O₂/Kg alimento suministrado (todos los organismos)

Producción de desechos

- CO₂ = **1.375** gr/ gr O₂ consumido (peces y bacterias)
- N- total = Alimento suministrado × % proteínas × 0.092
- SS (Kg) = **0.25** × Kg alimento suministrado

- Temperatura del agua 15°C
- pH se mantiene a 7.5
- El NO₃ (producto final de la nitrificación) se dejará hasta un máximo de 500 mg/L y luego se bajará su concentración mediante el recambio de agua (agregado de agua limpia).

Se sabe que los dispositivos del sistema son suficientes para incorporar todo el O₂ necesario y retirar SS, CO₂, y SD. También el recambio de agua previsto retira el exceso de NO₃ originados en el biofiltro.

Con esta información calcular:

- 1) La biomasa del sistema
- 2) La superficie filtrante del filtro biológico según tabla.
- 3) El volumen del biofiltro (respetar relación m² : m³ = 150 : 1
- 4) La carga hidráulica del filtro biológico (= m³/m²* h) si se quiere respetar una tasa de recambio R= 1/h

SOLUCION

1) *Biomasa*

$$B = (100 \times 100)/1.6 = 6250 \text{ Kg}$$

2) *Superficie de filtración (Sf)*

N-total (NH₃ + NH₄):

$$\mathbf{N\text{-Total} = 100 \times 0.38 \times 0.092 = 3.496 \text{ Kg N-total/día (= 3496 gr/día)}}$$

Según **Tabla 5.1**, a 15°C la tasa de nitrificación es **0.7 gr N-total/m²/día**; la superficie requerida de filtración es:

$$\mathbf{Sf = (3496 \times 1)/0.7 = 4994 \text{ m}^2}$$

3) *Volumen del biofiltro (Vf)*

(Superficie volumen 150 : 1)

$$\mathbf{Vf = 4994/150 = 33 \text{ m}^3}$$

4) *Carga hidráulica del biofiltro, CH*

$$\mathbf{CH = (33 \text{ m}^3/\text{h})/4994 \text{ m}^2 = 0.0066 \text{ m}^3/\text{m}^2\cdot\text{h} (6.6 \text{ l/m}^2\cdot\text{h})}$$

5.4 Acuaponía

En los últimos años ha crecido la producción de verduras en forma integrada con la producción de peces, en sistemas de recirculación, generalmente dentro de invernaderos. Esta metodología de producción se llama acuaponía y combina técnicas de **hidroponía** y de

acuicultura. Se dice que los cultivos están integrados porque los desechos de los peces son utilizados como fertilizantes por las plantas. En los sistemas de acuaponía (como en los de hidroponía), las plantas crecen sin suelo, en su lugar se utilizan soportes (arena u otros materiales) que funcionan como biofiltro donde los desechos de los peces son transformados y utilizados por las plantas de manera que el agua puede ser devuelta a los tanques de cría. Los niveles de nutrientes disueltos, en sistemas de recirculación en acuicultura, suelen alcanzar niveles similares a los de las soluciones nutritivas para hidroponía. Así, los desechos de los peces benefician a las plantas y estas “limpian” el agua para los peces. En países como EEUU existen incluso empresas que ofrecen al mercado insumos para la instalación de sistemas de acuaponía.

Los sistemas de acuaponía ofrecen todas las ventajas de los sistemas de recirculación (usualmente recirculan 90 % del agua o más) en general, pero tienen las ventajas adicionales de reducir efluentes ricos en nutrientes (menor impacto sobre el ambiente) y de generar un ingreso diversificado: peces + plantas, donde esta últimas reciben la mayor parte de sus nutrientes sin costo (potencialmente se mejora el ingreso económico).

Las estructuras de soporte para las plantas, como se mencionó, ofrecen un biofiltro, colonizado por bacterias tanto autótrofas (nitrificantes) como heterótrofas (descomposición aeróbica de la materia orgánica) que eliminan la necesidad de biofiltros separados, a veces costosos.

En materia económica, como ocurre con los sistemas de recirculación en general, se requiere una inversión de capital relativamente elevada, un consumo moderado de energía cuyo costo se debe analizar en cada caso, y la necesidad de mano de obra con cierto nivel de entrenamiento y conocimiento.

Con respecto al diseño, los sistemas de acuaponía deben respetar los lineamientos generales de cualquier sistema de recirculación, pero con la adición de satisfacer los requerimientos del componente de hidroponía (ver más arriba **sección 5.2**). La **Figura 5.16** presenta un esquema simple de sistema de acuaponía

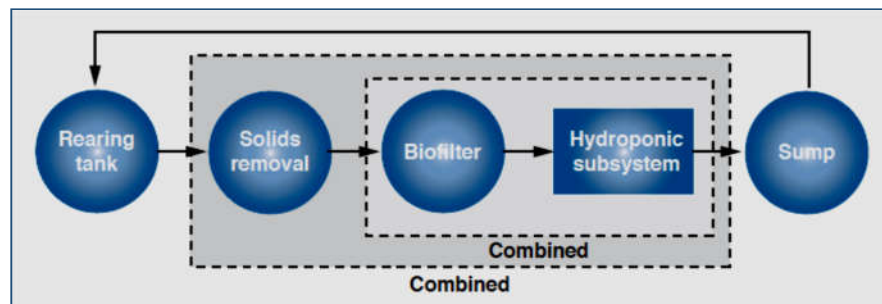


Figura 5.16 Esquema de un sistema simple de acuaponía (fuera de escala). De izquierda a derecha: tanque de cría, dispositivo para remoción de sólidos (sedimentables y en suspensión); biofiltro; unidad de hidroponía (las líneas punteadas indican que se pueden combinar componentes); contenedor colector desde donde generalmente se bombea el agua al tanque de cría. Tomado de Rakocy et al. (2006).

El biofiltro puede estar ubicado en forma separada, previo a la unidad de hidroponía (en este caso no necesariamente las plantas deben tener un soporte como arena, grava fina, microesferas de plástico etc.) o, por el contrario, puede estar combinado con la unidad de hidroponía (**Fig. 5.16**), en cuyo caso se debe incluir necesariamente material sólido de soporte

de las plantas (grava fina, arena gruesa), para aumentar la superficie de colonización de bacterias nitrificantes. Otra posibilidad es combinar un tercer componente, el de remoción de sólidos, con el biofiltro y la unidad de hidroponía (**Fig. 5.16**). En este caso el material de soporte retiene también los sólidos que luego serán descompuestos. Este sistema (tres componentes combinados) sin embargo suele colapsar por exceso de Sse, lo que requiere remover y lavar el medio o a veces reemplazarlo. Por esta razón como regla general, los Sse deben ser extraídos cuanto antes, por ejemplo con un tanque clarificador como el de la **Figura 5.17**. No obstante, suele ser necesario un segundo filtro mecánico para remover sólidos finos.

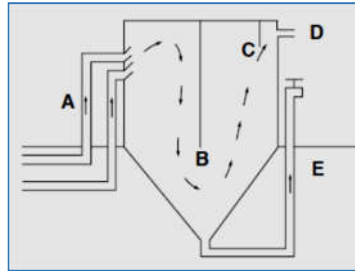


Figura 5.17 Tanque clarificador para la eliminación de sólidos sedimentables; A: caudal desde los tanques de cría, B: pantalla central; C: pantalla de salida; D: salida hacia filtros; E: caño de drenaje de lodo (remoción de sólidos sedimentables).

Los sistemas de acuaponía admiten una variedad de configuraciones, una de ellas, de escala comercial desarrollada por la Universidad de las Islas Vírgenes se presenta en esquema en la **Figura 5.18**.

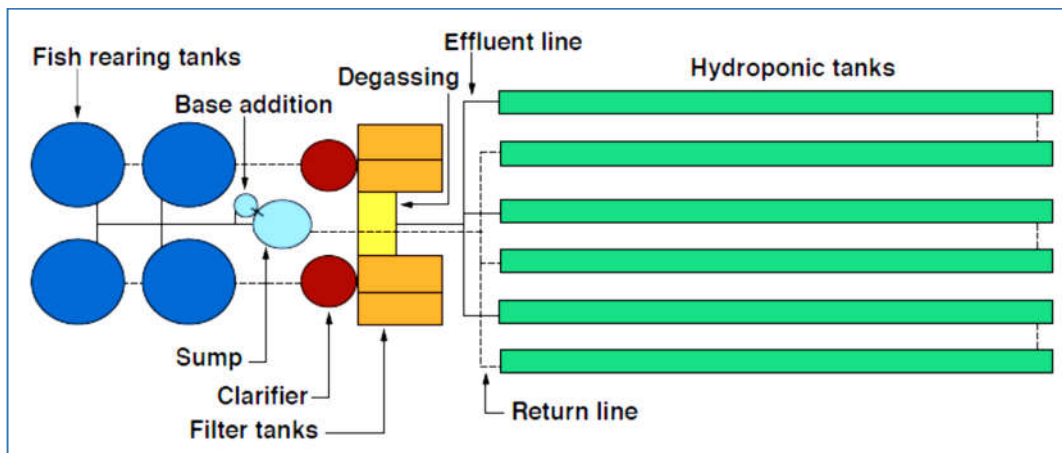


Figura 5.18 Esquema (fuera de escala) de un sistema de acuaponía de tamaño comercial para plantas y peces (en este caso tilapias) desarrollado en la Universidad de las Islas Vírgenes. Dimensiones: **Tanques de cría:** diam. 3 m, prof.: 1.20 m, Vol.: 7.8 m³; **Clarificador:** diam. 1.8 m, prof. 1.2 m, prof. cono. 3.6 m, pendiente 45°, vol.: 3.78 m³; **filtro y tanque degasificador:** largo 1.8 m, ancho 0.80 m, prof. 0.60 m, vol. 0.70 m³; **unidades hidroponía,** largo: 30.5 m, ancho 1.20 m, prof. 0.40 m, vol. 11.3 m³, área: 213 m²; tanque colector, diam. 1.2, prof. 0.90 m, vol. 0.60 m³, tanque adicional, diam. 0.60 m, prof., 0.90 m, vol., 0.20 m³. Volumen de agua total del sistema: 111.2 m³; Caudal: 22.7 m³/h; bomba de agua: 1,5 HP (peces), 1 HP (plantas); superficie total de tierra: 500 m². Tomado de Rakocy et al. (2006).

En materia de especies de peces, son válidas las observaciones para cualquier sistema de recirculación (**sección 5.1** más arriba). Es conveniente subrayar que en instalaciones comerciales de países como EEUU predomina la cría de tilapias.

El soporte para las plantas del subsistema hidropónico, como ya se mencionó, puede ser grava fina o arena. Una desventaja de estos materiales es su peso, que requiere de estructuras fuertes para sostenerlos cuando están elevados del piso. Otra desventaja es que suelen acumularse, además de los Sse y SS, la raíces de las plantas, que permanecen aún después de la cosecha y cuya descomposición puede generar zonas anaeróbicas. Una alternativa para evitar la colmatación del material de soporte de las plantas es la utilización de la técnica de hidroponía denominada técnica de película de nutrientes (“nutrient film technique”) (**Figura 5.19**). Con esta técnica, las raíces de las plantas son dispuestas en contenedores de plástico, livianos, largos y angostos (10 cm – 15 cm) por los que fluye una película delgada de agua llevando nutrientes y oxígeno a las raíces. Con esta técnica los Sse deben ser removidos y se pierde en gran medida el funcionamiento de la unidad de hidroponía como biofiltro, lo que aumenta los costos.

Como en cualquier sistema de recirculación, el tamaño relativo de los componentes es importante. Sin embargo en los sistemas de acuaponía se agrega un elemento, el tamaño relativo de los tanques de cría de peces debe guardar cierta relación con el de la unidad de hidroponía ya que, si los primeros son demasiado grandes (= mayor cantidad de alimento para los peces) el sistema requerirá de mucho manejo de eliminación de SS, lavado de filtros, y mayor tasa de

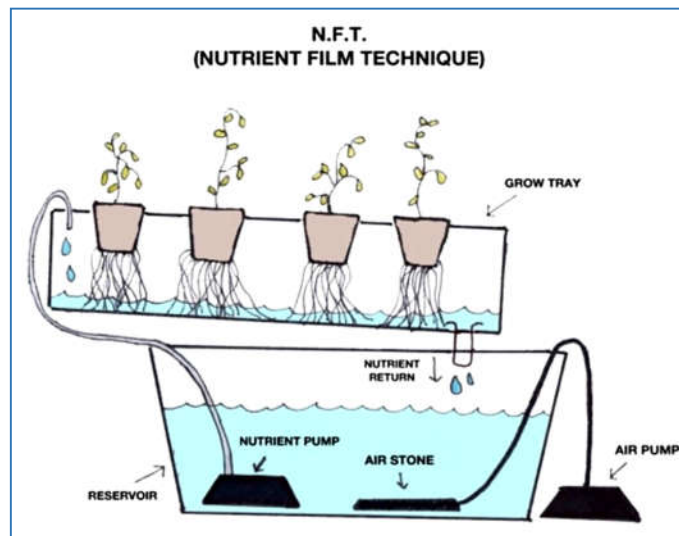


Figura 5.19. Sistema hidropónico con técnica de película de nutrientes (“nutrient Film technique”) (sin medio de soporte sólido para las plantas).

recambio de agua en el sistema, pero si a la inversa, el tamaño de los tanques de cría es demasiado pequeño (pocos peces, menor cantidad de alimento) en relación con la unidad de hidroponía, las plantas no dispondrán de los nutrientes necesarios y no crecerán.

Como se mencionó para sistemas de recirculación en general, el factor climático es importante, y por eso generalmente se trata de sistemas bajo techo. En el caso de los sistemas de acuaponía, en climas templados o templado-fríos se utilizan invernaderos para facilitar el ingreso

de la luz, no obstante la corta duración del día en invierno y las bajas temperaturas impiden el crecimiento de las plantas, por lo que se requiere iluminación adicional y calentamiento del agua, lo que eleva los costos. Por el contrario, en climas cálidos, los sistemas suelen estar a cielo abierto y se requiere el sombreado de los tanques de cría y filtros para bajar la temperatura del aire.

Muchas plantas se cultivan en sistemas de acuaponía. Desde el punto de vista de obtener el máximo valor por unidad de espacio, las **hierbas para uso culinario** son una alternativa muy conveniente ya que crecen relativamente rápido y tienen buen valor de mercado. Entre ellas se incluyen perejil, cilantro, albahaca, cebollín (ciboulette), menta, etc. Las verduras que fructifican, como **tomates, pepinos y berenjenas**, aunque tienen un crecimiento más lento, también son muy cultivadas en sistemas de acuaponía, como lo son las verduras de hoja (lechuga, acelga etc.) **(Fig. 5.20)**

Un sistema de acuaponía es un sistema complejo (más que un sistema de recirculación común, ya de por sí complejo) por lo que es recomendable utilizar diseños que cuentan con el aval de la experiencia.

En los sistemas de acuaponía, finalmente, los NO_3 no necesitan ser lavados periódicamente ya que son la forma preferida de nitrógeno de las plantas superiores.



Figura 5.20. Sistema de acuaponía en invernadero. Atrás tanques de cría y filtros; adelante unidades de hidroponía con verduras de hoja.

BIBLIOGRAFIA

Boulet, D., Struthers, A., Gilbert, E. 2010. Feasibility Study of Closed-Containment Options for the British Columbia Aquaculture Industry. Innovation & sector strategies Aquaculture management directorate Fisheries & Oceans Canada. Online <http://www.dfo-mpo.gc.ca/aquaculture/programs-programmes/BC-aquaculture-CB-eng.pdf> [Disponible Diciembre, 2015]

Helfrich, L.A., Libey, G. Fish farming in recirculating aquaculture systems (RAS). Virginia Cooperative extension, Virginia State University.

- http://web1.cnre.vt.edu/extension/fiw/fisheries/fishfarming/fish_farming.htm
[Disponible Setiembre 2015]
- Losordo, T.M., Masser, M.P., Rakocy, J. 1998. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems. An Overview of Critical Considerations. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 451.
- Masser, M.P., Rakocy, J., Losordo, T.M. 1999. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems. Management of Recirculating Systems. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 452.
- Losordo, T.M., Masser, M.P., Rackocy J. 1999. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems. A Review of Component Options. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 453.
- Nieto, Daniel; Norambuena, Ricardo; González, Exequiel; González, Laura y Brett, Daniel. 2010. Sistemas de Producción de Smolts en Chile. Análisis de alternativas desde la perspectiva ambiental, sanitaria y económica. Valdivia, Chile: WWF
- Rakocy, J., Masser, M.P., Losordo, T.M. 2006. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics—Integrating Fish and Plant Culture. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 454.
- Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A. & Lovatelli, A. 2014. Small-scale aquaponic food production. Integrated fish and plant farming. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper No. 589. Rome, FAO. 262 pp.
- Westers, H. 1997. Production Capacity of Aquaculture Systems (Including Recycling Systems). Aquaculture Bioengineering Corp. 61 pp.
- Willoughby, S. 1999. Manual of salmonid farming. Blackwell Science, Cap. 5.

Unidad 6

Alimentación y crecimiento

6.1 Calidad y manejo del alimento

El objetivo de proporcionar alimento a los peces, bajo condiciones de cría intensiva, es satisfacer los requerimientos nutricionales para mantener su **buena salud, hacer posible una tasa de crecimiento adecuada al menor costo posible, y generando la mínima cantidad de contaminantes.**

Para el logro de este objetivo se requiere tener en cuenta una serie de factores que analizaremos, para lo cual nos serán útiles algunas definiciones antes de continuar:

Tasa de alimentación (TA). Porcentaje de la biomasa (peso vivo) que se entrega diariamente a un lote de peces en forma de alimento seco. (Generalmente se obtiene de tablas que consideran la T° del agua y el peso promedio individual de los peces).

Ración. Cantidad de alimento que se entrega diariamente a un lote (Kg peso seco en valor absoluto -no como porcentaje- y que resulta de la TA). La ración puede entregarse en un número variable de entregas (= frecuencia de alimentación).

Eficiencia alimentaria. Es la inversa del factor de conversión (1/FC)

Retomando ahora el objetivo mencionado más arriba, para lograrlo, son importantes tanto la **calidad del alimento** como el **manejo de alimentación**. Conviene subrayar que de poco sirve contar con un alimento de excelente calidad si la práctica de alimentación, en todos sus aspectos, no es la adecuada. Problemas tanto en la calidad como en el manejo del alimento se reflejarán en una de las variables de producción más importantes, el **factor de conversión del alimento**, o simplemente factor de conversión **FC**, que ya mencionamos en unidades anteriores y que ahora analizaremos con más detalle. Una forma de definirlo es **“la cantidad de alimento (Kg peso seco) requerido para incrementar la biomasa en un Kg (peso vivo)”**. Aunque a primera vista parece ser un concepto simple, lo que es realmente simple es su cálculo (una división). Sin embargo, **el significado** de este cociente no siempre es lo que parece. Esto se comprenderá mejor si analizamos brevemente los factores que influyen el FC y que incluyen:

- **Calidad del alimento.** En este sentido resulta importante la composición química (presencia de todos los nutrientes necesarios en las proporciones adecuadas) del alimento la que, además, debe variar con la edad (las etapas más tempranas requieren más proporción de proteínas). Si alimentamos por ejemplo, juveniles pequeños con alimento para peces de engorde molido en grano fino, la menor proporción de proteínas producirá seguramente un crecimiento menor y por lo tanto aumentará el FC. Con

relación al tamaño de grano del alimento y a su flotabilidad, queda claro que si la partícula es, por ejemplo, demasiado grande, no será ingerida y “pasará de largo”, lo que se traducirá, nuevamente, en un mayor FC (**mayor al que pudo obtenerse con una partícula más pequeña**).

- **Tamaño de la ración.** Un aspecto importante de manejo es entregar la **cantidad** necesaria de alimento para lograr **el objetivo propuesto** (ver más abajo las relaciones: tasa de alimentación vs tasa de crecimiento y tasa de alimentación vs FC, **Fig. 6.8**).
- **Frecuencia.** Es importante entregar la ración con una frecuencia adecuada. En general la frecuencia disminuye a medida que los peces crecen, como se verá más abajo.
- **Mala distribución** del alimento en el contenedor. Esta falla de manejo en operaciones manuales o incluso con dispositivos automáticos puede traducirse en un factor de conversión aumentado.
- **Estimación errónea de la biomasa B.** Este aspecto de manejo suele ser descuidado. Veamos un ejercicio como ejemplo. Supongamos que, por error de conteo, contabilizamos $N = 1000$ peces. Al final de un periodo de crecimiento contamos otra vez y detectamos que en realidad $N = 700$ (no hubo mortalidad). En un primer muestreo resultó $P_{(prom)} = 0.30$ Kg. En un segundo muestreo, 18 días después, resultó aproximadamente 0.35 kg (TCE= 0.9%); la TA fue para el periodo de 1.2% por lo que se entregaron 74 Kg de alimento en total. El incremento aparente de Biomasa fue $\Delta B = 52.5$ Kg; utilizando una planilla de cálculo averiguar con estos datos: a) cuál fue el FC aparente?; b) cuál fue el factor de conversión contabilizando los 74 Kg entregados (por error). (**Rta:** 1.4 y 2.0 respectivamente). Como muestra el ejercicio, es importante **censar y muestrear bien** los lotes (incluyendo el ajuste diario por mortalidad) para un cálculo correcto del FC.

La calidad del alimento y el manejo de la alimentación influirán, además, sobre la **tasa de crecimiento** y la magnitud de la **contaminación** (definida en un sentido amplio, como el agregado de nutrientes) generada, como se esquematiza en la **Figura 6.1**.

6.2 Crecimiento

Para una adecuada práctica de alimentación en un criadero intensivo, resulta importante entender las relaciones entre tasa de crecimiento, tasa de alimentación y conversión del alimento. Conocer los patrones de crecimiento en condiciones de cría nos permite además, predecir la evolución de la biomasa y en consecuencia el tiempo de cosecha.

En términos generales llamaremos crecimiento a la variación de peso (o longitud) de los peces en un periodo determinado. Dicha variación puede expresarse, como veremos, de diferentes maneras. Para introducirnos en las distintas formas de expresar el crecimiento, resultará útil analizar, para peces de criadero, con qué modelo o patrón (curva de crecimiento) cabe esperar que crezcan.

Dicha curva teórica, a temperatura constante y al menos hasta la madurez gonadal, sigue un patrón general de tipo exponencial (**Fig. 6.2**). A partir de la madurez sexual el crecimiento se

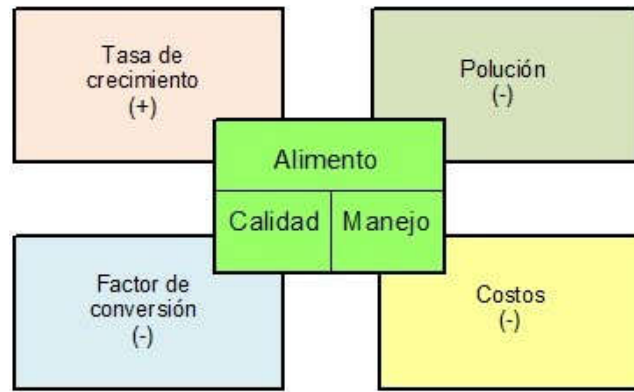


Figura 6.1. Consecuencias de optimizar calidad de alimento y manejo de alimentación, sobre algunas variables principales de producción.

hace más lento, ya que buena parte de la energía aprovechada se vehiculiza hacia la función reproductiva, dando por resultado una curva final de tipo sigmoide.

Sin embargo, como regla general, la temperatura varía y, además, intervienen factores de funcionamiento de un criadero que producen ciertas desviaciones de una curva teórica; particularmente la fase de crecimiento exponencial suele no ser permanentemente exponencial (Dumas et al., 2010). Teniendo en cuenta lo anterior, resulta interesante hacer una revisión sobre las formas de medir el crecimiento más usadas en acuicultura, sus ventajas y desventajas.

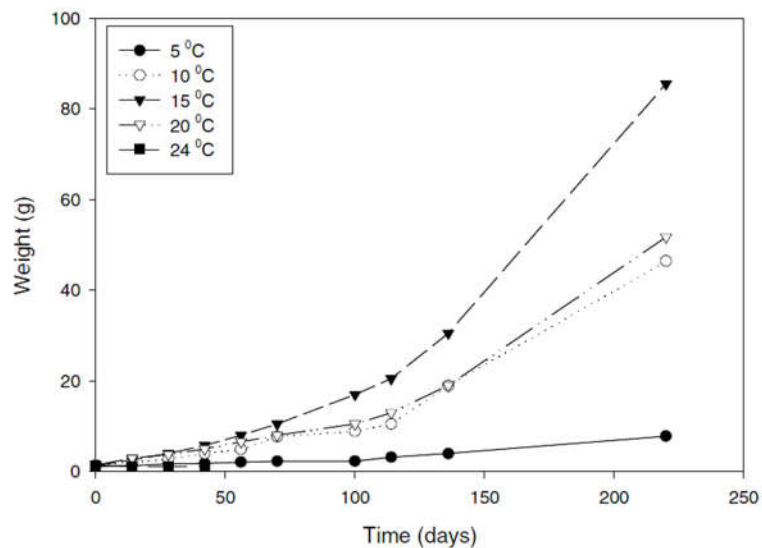


Figura 6.2. Curvas de crecimiento de un salmónido generalizado en agua dulce, en condiciones de criadero y a distintas temperaturas (tomado de Molony, 2001)

6.2.1 Formas de medir el crecimiento

1. Crecimiento absoluto

$$CA = P_2 - P_1 \quad \left| \begin{array}{l} P_1 = \text{peso promedio al inicio de un período.} \\ P_2 = \text{peso promedio al final del mismo período.} \end{array} \right.$$

Esta medida no es muy útil ya que no permite hacer comparaciones entre criaderos.

2. Tasa de crecimiento absoluto

$$TCA = \frac{P_2 - P_1}{t} \quad \left| \begin{array}{l} P_2 = \text{ídem anterior} \\ P_1 = \text{ídem anterior} \\ t = \text{duración del período (en días)} \end{array} \right.$$

Esta medida es más útil que la anterior ya que permite comparar entre diferentes establecimientos, pero siempre que tengan temperaturas muy similares. Se basa en los supuestos de que el incremento de peso en función del **tiempo** tiene una forma lineal y que ese patrón no varía con el tamaño de los peces. Una variante de la TCA es el enfoque del **crecimiento por unidad térmica** (CUT). Con este enfoque se introduce para el cálculo la **temperatura promedio diaria**. También asume un patrón lineal de peso en función de las **unidades térmicas acumuladas** (suma de las temperaturas promedio diarias durante un período). Así tendremos:

3. Crecimiento por unidad térmica

$$CUT = \frac{P_2 - P_1}{UTA} \quad \left| \begin{array}{l} P_2 \text{ y } P_1 = \text{ídem anterior} \\ UTA = \text{Unidades térmicas acumuladas en el} \\ \text{período} \end{array} \right.$$

Esta medición del crecimiento resulta muy práctica ya que se pueden comparar stocks, aún cuando las temperaturas a las que crecen sean diferentes. La restricción es que sean de aproximadamente la misma edad. De esta forma se pueden obtener estimaciones lineales **por edades**, que permiten predecir el peso con un grado de error aceptable usando la fórmula:

$$P_2 = CUT \times UTA + P_1$$

El requisito de comparar el crecimiento de peces de aproximadamente la misma edad, se debe a que, como es esperable, el CUT aumenta con la edad de los peces. Es decir, cuanto más grande es un pez (mayor peso, mayor volumen) más gramos crecerá por cada grado de temperatura promedio diaria. Así, para distintas etapas habrá CUTs distintos, es decir una sucesión de aproximaciones lineales con distinta pendiente. Esto se aclara en la **Figura 6.3**.



Figura 6.3. Aproximaciones lineales a una curva de crecimiento esperado de los peces en situación de criadero (escalas arbitrarias). Cada tramo recto (negro) se puede interpretar como un CUT. Notar que a mayor tamaño del pez (más a la derecha en el eje de “tiempo”), mayor es el CUT (pendiente de las rectas en color negro).

4. Tasa de crecimiento instantáneo

$$G = \frac{\ln (P_2) - \ln (P_1)}{t}$$

ln (P₂) = logaritmo natural del peso promedio del lote, en el tiempo t₂.
 ln (P₁) = logaritmo natural del peso promedio del lote, en el tiempo t₁.
 t = tiempo en días (entre t₁ y t₂)

Esta es una buena medida del crecimiento exponencial, que se espera para las primeras etapas de la vida de los peces. A diferencia de las anteriores, describe el crecimiento en un instante dado, no durante un período. Es común multiplicar G x 100 para obtener:

5. Tasa de crecimiento específico (sigla en inglés SGR)

$$TCE = G \times 100 = \frac{\ln (P_2) - \ln (P_1)}{t} \times 100$$

Esta tasa es muy usada para predecir el peso en piscicultura, sin embargo, dicha predicción se basa en el supuesto erróneo de que el crecimiento de los peces es continuamente exponencial y no suele ser muy precisa para hacer predicciones de corto plazo. Sí, resulta útil para comparar crecimientos dentro de rangos de peso y temperaturas similares (Dumas et al., 2010).

Con estas restricciones, cuando se conoce la tasa de crecimiento específico del criadero por sucesivos muestreos (o se estima por datos publicados), se puede proyectar el crecimiento de la siguiente manera:

$$P_2 = P_1 (1 + \frac{TCE}{100})^{\Delta t}$$

$$P_2 = P_1 (1 + G)^{\Delta t}$$

P_2 = peso al final del período
 P_1 = peso inicial
 TCE = Tasa de crecimiento específico
 G = tasa de crecimiento instantáneo
 ΔT = tiempo en días

6. Coeficiente de unidad térmica o factor de crecimiento térmico (GF3)

$$GF3 = (P_2^{0.3333} - P_1^{0.3333}) 1000/UTA$$

P_2 = peso al final del período
 P_1 = peso inicial
 UTA = unidades térmicas acumuladas

Con este factor de crecimiento se puede estimar el peso futuro:

$$P_2 = (P_1^{0.3333} + GF3 \times UTA/1000)^3$$

Para predecir el crecimiento existen diversos programas disponibles para piscicultores. Algunos son provistos por empresas fabricantes de alimentos. Generalmente estos programas se basan en tasas de alimentación y factores de conversión supuestos. Consideran el crecimiento, a los fines prácticos, como una función de la cantidad de alimento suministrado y del factor de conversión. El peso ganado se suele calcular con estos programas en forma aditiva:

$$P_2 = P_1 + (P_1 \times TA)/FC$$

P_2 = peso al final de la semana 2
 P_1 = peso inicial
 TA = Tasa de alimentación
 FC = factor de conversión

De esta fórmula, se deriva una expresión alternativa para el cálculo de la tasa de crecimiento específico como:

$$TCE = TA/FC.$$

Estos cálculos se continúan iterando hasta que el peso deseado es alcanzado. La necesidad de suponer un factor de conversión es una limitación en este tipo de “software” que utiliza estas ecuaciones simples.

6.3 Crecimiento y ración. Técnicas y estrategias de alimentación

Establecido un método de medición del crecimiento, generalmente CUT, TCE (SGR), o GF3, es posible manejar la ración según el objetivo buscado. Así, el alimento puede ser

suministrado mediante diferentes **técnicas**, en forma manual o con máquinas alimentadoras. Cualquiera sea el caso existen básicamente 2 **estrategias**: Alimentar a **saciedad** o alimentar en **cantidad restringida**.

La alimentación a **saciedad** (también denominada *ad-libitum*), implica la entrega de alimento a los peces hasta que su respuesta disminuye, se hace más lenta, menos masiva. En el caso de la alimentación manual, el operador debe decidir cuando detener la entrega del alimento. El momento de la detención –momento de “saciedad”- no es el momento en el que ya ningún pez come, sino que lo decide el operador y, por ello, es necesariamente subjetivo. En el caso de dispositivos automáticos, el momento de “saciedad” puede establecerse para cierto número de pellets que alcanzan un sensor colocado en el interior de los contenedores (ver **Fig. 6.6**). Los momentos de saciedad deberán ser determinados para cada entrega de una ración. La alimentación a saciedad suele resultar en un crecimiento máximo.

La alimentación en **cantidad restringida** puede ser un mecanismo muy útil para regular el crecimiento según la estrategia de producción, por ejemplo retardar el crecimiento para tener el producto disponible cuando se espera un pico de demanda (y no antes), aunque posiblemente aumentará el factor de conversión respecto a una ración óptima (ver **Fig. 6.8** más abajo).

En los países con mayor desarrollo en salmonicultura existen distintos dispositivos de alimentación, que trabajan a saciedad, en cantidad restringida o de ambos modos. Algunos de los más empleados son:

Sistema integrado de alimentación con pontón o bodega

Los sistemas de pontones son estructuras flotantes con silos que distribuyen el alimento mediante aire comprimido, a través de mangueras, a varios contenedores en forma simultánea (**Fig. 6.4**). Las raciones se calculan en forma centralizada por computadora desde el puente de la estructura, ya sea a cantidad restringida o estimando raciones de saciedad. Estos sistemas pueden almacenar hasta unas 500 toneladas lo que hace difícil la interrupción de la alimentación por falta de alimento. Trabajan con alta velocidad, por ejemplo pueden entregar uno 40 Kg/min/jaula).



Figura 6.4. Pontón alimentador con varias mangueras de distribución.

Cañón alimentador

A diferencia del anterior, estos dispositivos generalmente no flotan. También pueden usarse en cantidad restringida o estimando raciones de saciedad. Consisten en un depósito (tolva) y un motor que comprime aire y lo envía a través de una manguera corrugada que dispersa las raciones cargadas hasta una distancia de 15- 20 m (**Fig. 6.5**). En general requieren un operario para manejar la manguera y otro para cargar la tolva.



Figura 6.5. Cañón alimentador Aquastar S.A (Fuente, Solis Figueroa, 2009)

Sistema integrado de alimentación por apetito

Este sistema se basa en la entrega de alimento controlado en forma automática por apetencia. Consiste en silos individuales ubicados en cada jaula, los cuales se encuentran conectados a una computadora central que regula la entrega alimento. La regulación se realiza a través de un sensor ubicado en el interior de la jaula (**Fig. 6.6** izquierda abajo), que envía una señal a la computadora (izquierda arriba) cuando detecta el paso de un número predefinido de pellets que se considera como momento de saciedad.

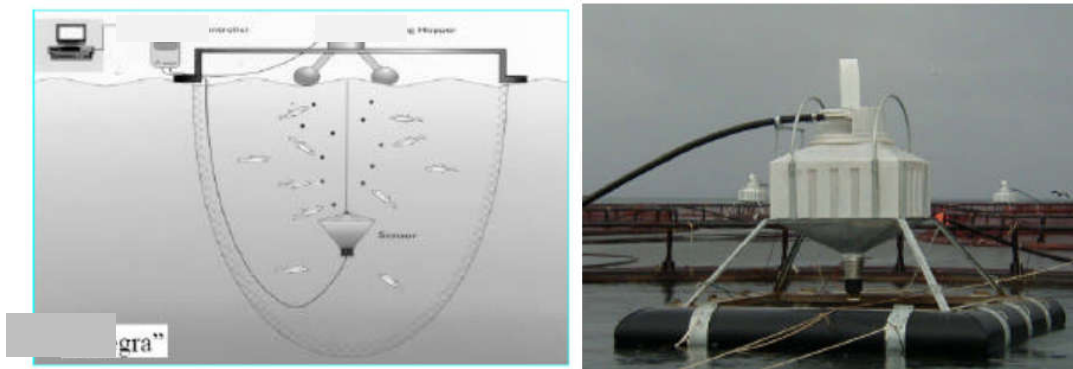


Figura 6.6. Sistema integrado de alimentación por apetito. Fuente – Skretting S.A.

Alimentador solar programable

Estos alimentadores utilizan energía solar que se almacena en una batería, y cuentan con un dispositivo montado en el mismo alimentador que permite su programación (**Fig. 6.7**). La dispersión de los pellets se realiza por la rotación de un dispositivo que envía los pellets a un área de 20- 30 mts. de diámetro. Puede dispersar 1- 1.1 Kg alimento/minuto según el tamaño del pellet, que puede ser de 2 a 8 mm.



Figura 6.7. Alimentador solar flotante, programable ProAqua S.A. (México)

Como se mencionó más arriba, cualquiera sea la técnica de alimentación, se puede regular la ración de acuerdo a las necesidades del criadero. En este sentido es conveniente recordar que existe una relación entre **tasa de alimentación, crecimiento y factor de conversión**. Un modelo propuesto para esta relación se muestra en la **Figura 6.8**.

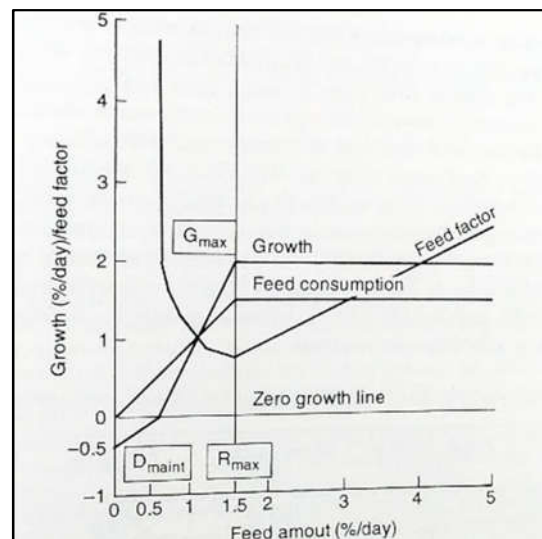


Figura 6.8. Efecto de la tasa de alimentación TA (“Feed amount” %/day”), sobre la tasa de crecimiento específico (“growth”) y la conversión del alimento (“feed factor”). “**D maint**”: TA de mantenimiento; **R max**.: TA máxima; (Talbot and Hole, 1994).

Se ve que, por debajo de la TA de mantenimiento no hay crecimiento y que luego a medida que aumenta la TA, el crecimiento aumenta hasta un máximo (que se corresponde con la TA máxima); se observa también que el FC puede aumentar ya sea alimentando a una ración por debajo o por encima de la TA máxima.

Para determinar las tasas de alimentación se utilizan generalmente tablas. Conviene aclarar que las tablas disponibles en la literatura, dan valores que generalmente se acercan a la ración máxima. Los valores de tabla deben ser usados siempre como una guía, ya que cada criadero debe obtener su propia tabla mediante experimentos sencillos que den lugar a graficas similares a la que se muestra en la **Figura 6.8**.

Las tablas de alimentación toman en cuenta el tamaño de los peces y la temperatura (**notar** que para un mismo tamaño, la tasa aumenta con la T° y, para una misma temperatura, disminuye a mayor tamaño (**Tabla 6.1**).

Más recientemente se han desarrollado tablas en base a experimentos con otro enfoque, basados en el conocimiento teórico de los requerimientos de la especie en energía y nutrientes.

Tabla 6. 1. Tabla de alimentación para salmónidos en agua dulce. Los números en el cuerpo de la tabla representan el porcentaje de la biomasa a entregar en alimento seco/día (Tomado de Goddard, 1996; **solamente como ejemplo**)

Peso Peces (g)	< 0.5	0.5-1.2	1.2-5.0	5.0-12.0	12.0-25.0	25.0-40.0	40.0-80.0	> 80.0
Tamaño Peces (pulg.)	< 1	1.0-1.5	1.5-2.5	2.5-3.5	3.5-4.5	4.5-6.0	6.0-8.0	> 8.0
Tamaño Partícula (mm)	0.5	0.7	1.0	1.5	2.0	3.0	3.0	4.0
T° agua								
2	2.7	2.2	1.7	1.3	1.0	0.8	0.6	0.4
4	3.2	2.6	2.2	1.7	1.3	1.0	0.8	0.5
6	4.1	3.0	2.5	1.9	1.4	1.2	0.9	0.6
8	5.3	3.7	2.8	2.0	1.7	1.4	1.0	0.7
10	6.0	4.3	3.4	2.2	2.0	1.7	1.2	0.9
12	6.3	4.9	3.9	2.6	2.3	1.9	1.4	1.0
14	6.5	5.5	2.9	2.6	2.1	2.1	1.5	1.1
16	7.8	6.5	5.3	3.1	3.1	2.5	1.8	1.3
18	-	-	5.9	3.5	3.5	2.8	1.9	1.5
20	-	-	-	4.0	4.0	3.2	2.1	1.7

En cuanto a la **frecuencia de alimentación**, varía con el tamaño de los peces y la calidad

del alimento entre otros factores. Como regla general se puede establecer que la frecuencia de alimentación disminuye a mayor tamaño. Es común para salmónidos en etapas tempranas una frecuencia de **4-8/día**, como se vió en la **unidad 3**, y para etapas posteriores (etapa de engorde) una frecuencia de **2- 3/día**. Sin embargo, no se ha demostrado que los ritmos estacionales o diarios del apetito observados en la naturaleza, se reflejen en situación de criadero, a la que los peces parecen adaptar su fisiología y conducta. Por esta razón algunos criaderos adoptan un esquema de alimentación durante todo o gran parte del día, generalmente acompañado de iluminación prolongada o permanente. Para ello son importantes los dispositivos automáticos, que no requieren de mano de obra durante tiempo adicional.

Cabe agregar que el **FC** y la **tasa de crecimiento**, junto al factor de condición ($K = P/L^3$) visto en unidades anteriores y la **tasa de sobrevivencia**, resultan parámetros adecuados para evaluar el desempeño (“performance”) de un establecimiento. Dicho desempeño podrá compararse con el de otros criaderos de la misma región, siempre que los peces sean de similares características genéticas y que consuman el mismo alimento. A estos parámetros de desempeño se le agrega, cada vez con mayor frecuencia, la evaluación de la calidad del producto: textura, sabor, color, perfil lipídico, etc., factores todos influidos en forma directa por el alimento y la alimentación.

Finalmente, es importante subrayar una vez más, que conviene suspender la alimentación **dos o tres días** antes del desove, la cosecha, o el transporte de peces, mientras que para un muestreo, generalmente el **ayuno del día anterior** es suficiente.

Problema

Al hacerse cargo de un criadero de truchas arco iris, un piscicultor tiene, como toda información, datos de dos muestreos de los peces y registros de temperaturas. Para estimar las raciones y prever la compra de alimento, decide analizar los datos de muestreo y observar el crecimiento de los peces. A falta de mejor información, decide **utilizar ese mismo análisis** para **proyectar** el crecimiento. Esta situación se representa en la **Figura 6.9**.

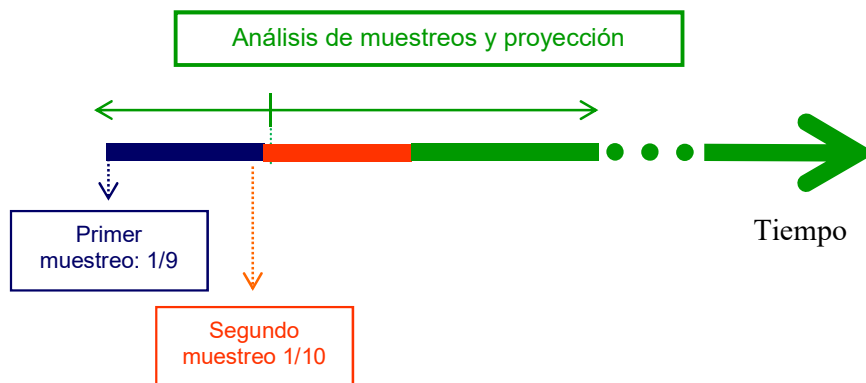


Figura 6.9. Línea de tiempo del análisis y proyección de datos de un piscicultor. Al momento del análisis el piscicultor está en el 2 de Octubre, momento señalado como “Análisis de muestreos y proyección” (segmento rojo). En ese momento analiza los datos anteriores (segmento azul) y se basa en ellos para proyectar el futuro, (segmento verde).

Se requiere:

1. Calcular cuál fue el CUT (en mm y en gr.) del período de muestreo (según datos anexos de temperatura). [Rta.: CUT (mm)= 0.1234; CUT (gr)= 0.1675].
2. Utilizando dicho CUT (mm y en gr), detallar el crecimiento día por día.
3. Determinar, por tabla (bibliografía), cual pudo ser la tasa diaria de alimentación utilizada (teniendo en cuenta las T° y el peso promedio individual de los peces durante el período considerado).
4. Calcular, día por día, la ración que pudo ser utilizada y el factor de conversión (teórico) resultante.
5. Proyectar [utilizando los valores hallados de CUT, TCE (=SGR) y GF3], el peso promedio del lote en cuestión, a los 60 días posteriores al último muestreo (o sea al 1/12). [Rta.: predicciones de peso al 1° de Diciembre: por CUT(= 0.1675 gr): P= **219.5 gr**; por TCE (=1.344280) P= **255.13 gr**; por GF3 (= 2.691527) P= **280.08 gr**].
6. Proyectar (con CUT, TCE y GF3) el tiempo que tardarían los peces en alcanzar un peso promedio de 300 gr. [Rta.: tiempo para alcanzar aproximadamente 300 gr: proyectado por CUT: **128 días** (7 de Enero del año siguiente); por TCE: **102 días** (12 de Diciembre del mismo año); por GF3: **114 días** (24 de Diciembre del mismo año)].
7. Comparar las proyecciones obtenidas por los distintos métodos y discutir que inconveniente puede tener utilizar datos del pasado para proyectar a futuro (ver Fig. 6.3 puede ayudar).

Para la solución se pueden ordenar los datos en planilla de cálculo, como en la **Figura 6.10**; referenciando las temperaturas que se dan en hoja aparte.

DATOS MUESTRALES DE PESOS							
Fecha	P.T (gr)	L.T (cm)					
01-sep	76.5	19.0					
01-oct	114.5	21.8					
Solución							
Para el punto 1) CUT en mm y en gr:							
		Sumatoria de T° en hoja aparte					
UTA 2/9 al 1/10=							
CUT (mm)=	x.xxxx						

CUT (gr)=	x.xxxx						
Para los puntos 2) a 4) se pueden ordenar los datos de la siguiente manera: (utilizar TA = 1% hasta 14/9, luego el 0.9%; referenciar T° de hoja aparte)							
Fecha	CUT (gr)	PT (gr)	CUT (mm)	LT (cm)	T.A	B (Kg)	(Kg)
1/9	x.xxxxx	76.5		19.0	1%	xxxx.x	xx.x
Para el punto 5) utilizando CUT, continuar la columna de “fecha” desde 2/10 hasta el 1/12-ambos inclusive, los datos se pueden organizar:							
Fecha	G° Dia	PT (gr)					

Figura 6.10. Modelo de hoja de cálculo para ordenar datos de crecimiento y ración y hacer proyecciones.

Datos anexos de temperatura

Fecha	G° dia	Fecha	G° dia	Fecha	G° dia	Fecha	G° dia	Fecha	G° dia	Fecha	G° dia
01-sep	7.3	23-sep	8.0	15-oct	9.5	06-nov	10.9	28-nov	11.1	20-dic	13.0
02-sep	7.1	24-sep	7.9	16-oct	10.3	07-nov	11.1	29-nov	12.0	21-dic	13.3
03-sep	7.3	25-sep	8.0	17-oct	8.9	08-nov	11.5	30-nov	12.0	22-dic	13.5
04-sep	7.3	26-sep	8.0	18-oct	8.7	09-nov	11.1	01-dic	11.5	23-dic	13.6
05-sep	7.3	27-sep	8.4	19-oct	8.7	10-nov	11.0	02-dic	11.8	24-dic	13.3
06-sep	7.1	28-sep	8.4	20-oct	10.5	11-nov	10.6	03-dic	12.0	25-dic	13.7
07-sep	7.1	29-sep	8.4	21-oct	11.2	12-nov	10.4	04-dic	12.0	26-dic	13.7
08-sep	7.0	30-sep	8.7	22-oct	9.4	13-nov	11.1	05-dic	12.0	27-dic	14.0
09-sep	6.6	01-oct	8.6	23-oct	9.2	14-nov	11.0	06-dic	12.0	28-dic	14.0
10-sep	6.6	02-oct	8.5	24-oct	9.5	15-nov	11.0	07-dic	12.3	29-dic	14.5
11-sep	6.7	03-oct	8.3	25-oct	9.1	16-nov	10.7	08-dic	12.0	30-dic	15.0
12-sep	6.7	04-oct	8.3	26-oct	10.2	17-nov	10.8	09-dic	12.5	31-dic	15.0
13-sep	7.3	05-oct	9.1	27-oct	9.9	18-nov	10.8	10-dic	12.5	01-ene	15.0
14-sep	7.0	06-oct	8.9	28-oct	10.1	19-nov	10.8	11-dic	12.3	02-ene	15.0
15-sep	7.1	07-oct	8.0	29-oct	11.1	20-nov	10.2	12-dic	12.1	03-ene	15.0
16-sep	7.3	08-oct	8.2	30-oct	11.4	21-nov	10.8	13-dic	12.6	04-ene	15.0
17-sep	7.7	09-oct	9.5	31-oct	11.4	22-nov	10.8	14-dic	12.5	05-ene	15.0
18-sep	7.8	10-oct	8.9	01-nov	11.8	23-nov	10.5	15-dic	12.3	06-ene	15.0
19-sep	7.8	11-oct	9.2	02-nov	11.6	24-nov	11.3	16-dic	12.6	07-ene	15.0
20-sep	7.9	12-oct	9.2	03-nov	11.6	25-nov	11.2	17-dic	12.8	08-ene	15.0
21-sep	8.1	13-oct	9.3	04-nov	12.1	26-nov	11.4	18-dic	13.0	09-ene	15.0
22-sep	8.0	14-oct	9.3	05-nov	10.4	27-nov	11.0	19-dic	12.8	10-ene	15.0

BIBLIOGRAFIA

- Cho, C.Y., Bureau, C.P. 1998. Development of bioenergetic models and the **Fish Pr- FEQ** software to estimate production, feeding rations and waste output in aquaculture. *Aquatic Living Resources* **11**, 199-210.
- Dumas, A., France, J., Bureau, D. 2010. Modelling growth and body composition in fish nutrition: where have we been and where are we going?. *Aquaculture Research* **41**, 161-181.
- Goddard, S. 1996. Feed management in intensive aquaculture. Chapman & Hall, New York etc. cap. 9.
- Hinshaw, J.M. 1999. Trout Production. Feeds and Feeding Methods Southern Regional Aquaculture Center, SRAC Publication No. 223.
- Jover, M., Martinez, S., Tomas, A. y L. Perez. 2003. Propuesta metodológica para el diseño de instalaciones piscícolas. *Revista Aquatic* 19: 17-26. Disponible on.line: www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&c=168
- Molony B.W. 2001. . Environmental requirements and tolerances of Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and Brown trout (*Salmo trutta*) with special reference to Western Australia: A review. Department of Fisheries, Government of Western Australia, Fisheries Research Report no. 130, 34-37 28 pp.
- Quinton, C., Blake, R.W. 1990. The effect of feed cycling and ration level on the compensatory growth response in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Fish Biology*, 37, 33-41.
- Sirakov, I., Ivancheva, E. 2008. Influence of stocking density on the growth performance of rainbow trout and brown trout grown in recirculation system. *Bulgarian Journal of Agricultural Science* 14, 150-154.
- Solis Figueroa, A. G. 2009. Sistema de control de inventario de peces vivos para la industria salmonicultora. Tesis para optar al grado de magister en gestión y dirección de empresas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Físicas y Matemáticas 114 pp.
- Willoughby, S. 1999. Manual of salmonid farming. Blackwell Science, Cap. 9.
- Wright, T., Lackey, R. 2012. Definitions of feed manufacturing and livestock nutrition terms. Ontario Ministry of Agriculture and Food, Factsheet Order 08- 039, 12 pp.

Unidad 7

Programación de la producción

7.1 Conceptos generales

La programación es necesaria para cualquier tipo de sistema de producción, ya sea tradicional o de recirculación. En la presente unidad, sin embargo, nos referiremos solamente a los sistemas abiertos, los más ampliamente difundidos. Empecemos aclarando que para **programar un ciclo de producción**, es necesario hacer suposiciones sobre ciertas variables, por ejemplo: el número inicial de huevos/peces necesarios (N), el crecimiento individual promedio de los peces, la temperatura del agua (que condiciona dicho crecimiento), la biomasa B , (peso individual promedio $\times N$), la mortalidad (que hace variar N). Además, como vimos en la unidad anterior, las estimaciones de las variables mencionadas permitirán estimar la ración (proporcional a B) componente fundamental de los costos de funcionamiento.

Para hacer suposiciones sobre el comportamiento futuro de las variables mencionadas, resultan útiles los datos de ciclos de producción anteriores. De no haber datos (criadero nuevo) se consultará a criaderos de la zona, en lo posible de la misma cuenca y, de no estar disponible esa información se deberán hacer suposiciones en base a datos de la bibliografía para la misma especie de cultivo y a temperaturas similares. A medida que el ciclo productivo avance, podremos verificar si las suposiciones iniciales eran correctas y, de no ser así, se podrán hacer correcciones para mejorar sobre la marcha la programación del proceso de producción.

Un requisito necesario para poder **programar**, es haber **definido el producto final**, es decir (además de la especie) las **toneladas a producir y el tamaño de los peces**. Para tal definición, hemos visto algunas herramientas en la **unidad 2** (cálculo de $Q(O_2)$ y $Q(NH_3)$), y en la **unidad 4** (capacidad de carga). Volviendo ahora sobre dichos cálculos pero poniéndolos en la perspectiva de la programación, podemos pensar un ciclo de producción como un período en el que los factores limitantes, fundamentalmente el **O_2 disponible**, la concentración de **NH_3** y el **espacio de cría** necesario, van variando. Resulta difícil prever la forma exacta en que variarán porque existen diversas variables relacionadas (como es la regla en acuicultura). Pensando en el O_2 disponible, por ejemplo, un ciclo de producción se inicia en la región generalmente en invierno, cuando las bajas temperaturas disminuyen la tasa de consumo de oxígeno (TCO), pero a la vez, cuando los peces son más pequeños, o sea cuando consumen, por unidad de peso vivo, mucho mayor cantidad de O_2 que los peces grandes (próximos a cosecha). Además, a medida que avanza un ciclo (que comenzó en invierno) la temperatura del agua aumenta, lo cual aumenta también la TCO, a la par que aumenta la biomasa. Así, a medida que crecen, los peces tendrán individualmente menor TCO pero la biomasa que demanda O_2 se hará mayor.

De manera análoga al consumo de O_2 se comporta la producción de NH_3 . Al inicio del ciclo, la tasa de excreción (Te) por unidad de peso vivo es mayor (peces pequeños), pero a medida que transcurre el tiempo aumentan la B y la T° , factores que aumentan la producción total de NH_3 en el sistema.

Aclarado que (como se vio) hacer predicciones en producción no es tan fácil, digamos que, como regla general, los factores limitantes se hacen críticos hacia el final del ciclo de producción, cuando la biomasa se hace máxima, lo que suele ocurrir durante la primavera-verano del segundo año (para truchas de 350- 450 gr), es decir con temperaturas que favorecen un metabolismo bastante activo. Por esta razón en sistemas en tierra, a la hora de estimar caudales máximos necesarios, se pueden tomar como guía las necesidades de truchas cercanas a tamaño comercial (350- 450 gr) y a temperaturas de primavera- verano de las aguas del lugar, previendo algún margen de seguridad (es mejor suponer temperaturas mayores y tamaños menores) (ver ejemplo en **hoja de cálculo de la presente unidad**). Estimados los requerimiento de caudal (sistemas en tierra de una pasada) y establecida la capacidad de carga de volumen CC(V) (sistemas en tierra y en agua), es posible calcular el número y las dimensiones de los contenedores. Estas dimensiones deberán satisfacer las tasas de recambio establecidas como convenientes (en general para salmónidos entre 1/h y 4/h). La **Figura 7.1** presenta un resumen del proceso de programación de la producción.

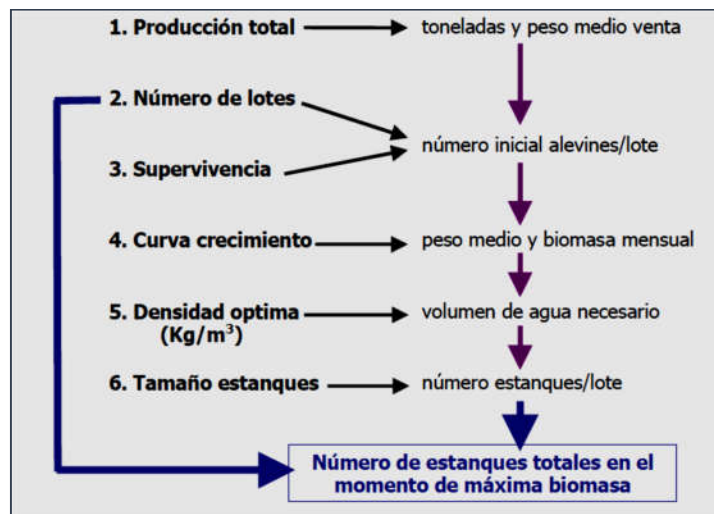


Figura 7.1. Esquema del procedimiento para programar la producción (Tomado de Jover et. al., 2003)

Para ayudarnos a programar las necesidades de contenedores resulta útil plantear una línea de tiempo y asociar con dicha línea las principales etapas de cría y los diferentes contenedores. De esta manera podemos guiarnos sobre las temperaturas esperadas y por lo tanto las unidades térmicas acumuladas (UTA) en las distintas etapas, este planteo se representa en la **Figura 7.2**, tomando un ciclo completo de truchas arco iris en contenedores en tierra.

7.2 Programación de la producción de semilla

Luego de establecido un esquema general como el de la **Figura 7.2** y partiendo de la definición del **producto final**, se puede estimar el **número de huevos** con los que se iniciará el ciclo. Para ello, será necesario suponer las mortalidades para cada etapa sabiendo que,

generalmente, son relativamente altas durante la incubación, bajan durante el alevinaje para alcanzar un nuevo pico durante la primera alimentación y luego volver a bajar. Este comportamiento de las mortalidades es altamente variable.

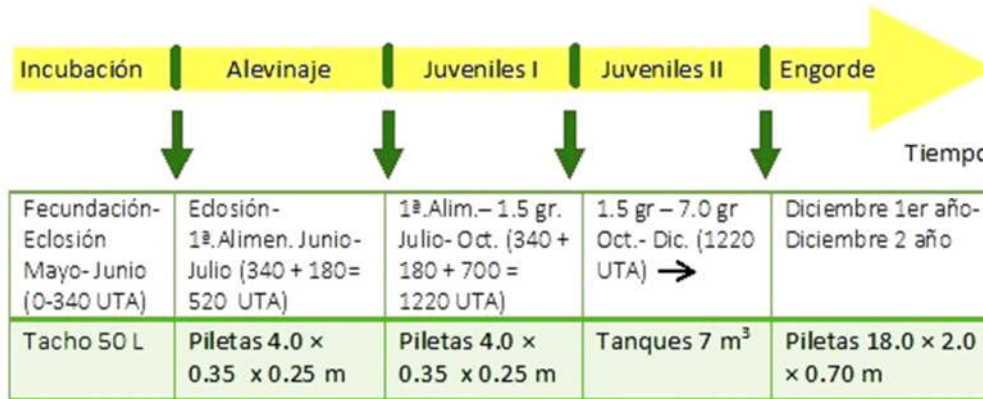


Figura 7.2 Línea de tiempo con las diferentes etapas de cría (parte superior), inicio y fin de cada etapa, meses del año y UTA requeridas (parte intermedia), y ejemplo de contenedores utilizables (parte inferior), para un ciclo de producción completo en tierra de trucha arco iris. Las UTA referidas son aproximadas, por lo que los datos del gráfico se deberían tomar sólo como una guía. (Línea de tiempo fuera de escala).

Es común hacer estimaciones generales de mortalidad sobre las primeras etapas. Así, si decimos por ejemplo, que el **40%** de los huevos/peces **morirán** antes del estado de “semilla para engorde” (por ejemplo 7 gr), dicha **mortalidad general** seguramente se descompondrá en **mortalidades parciales** por etapa. Como estas mortalidades actuarán sobre un número decreciente de huevos/peces, la suma de las mortalidades parciales resultará mayor que la mortalidad general planteada (40%) . La **Tabla 7.1** muestra un ejemplo de mortalidades durante la producción de semilla de trucha arco iris de 7 gr (en la región es común iniciar el engorde en jaulas con semilla más pequeña, 1-2 gr).

Etapa	N	Mortalidades parciales (%)
Huevo	112360	-
Sifoneo	89888	20
Alevinaje	85394	5
Juveniles < 1.5 gr.	75146	12
Juveniles 1.5- 7 gr	67632	10
	Total	47

Tabla 7.1 Ejemplo de mortalidades parciales por etapa en producción de semilla de 7 gr. **Notar** que la suma de las mortalidades parciales por etapa resulta 47%, mayor que el 40% de mortalidad general hasta semilla, supuesta al inicio.

Estimado el número de huevos necesarios, se puede estimar el número de reproductores, si se dispone de datos de fecundidad y peso (ver **unidad 3, sección 3.1**). Por ejemplo, si la fecundidad es de 1500 huevos/Kg hembra se necesitarán 112360 huevos/1500 huevos Kg hembra \cong 75 hembras de 1 Kg o 37 hembras de 2 Kg. El número de machos se adecuará al de hembras de acuerdo a la proporción elegida. En el ejemplo de las 37 hembras, si la proporción hembra : macho fuera 3 : 1, se necesitarían unos 12 machos (recordar siempre fecundar con más de un macho por lote de huevos!).

Luego de estimar el número de reproductores y de huevos necesarios, descontando las mortalidades esperadas se va ajustando el N en cada etapa de cría y por ende la biomasa (**Figs. 7.4, 7.5**), lo que nos informará sobre el espacio de cría necesario a medida que transcurre el tiempo. Para ello, resulta útil tener una idea previa del diseño y el volumen de los contenedores para cada etapa: incubación, alevinaje, juveniles hasta 1 gr. etc. Con esta idea y previendo las temperaturas según la época del año (**Fig. 7.2**), se pueden calcular los caudales $Q(O_2)$ y $Q(NH_3)$ y densidades, considerando **la biomasa del final de cada etapa** (biomasa mayor). De este modo, aunque sabemos que seguramente habrá un excedente de caudal al comienzo del ciclo (ver **hoja de cálculo**), los datos de $Q(O_2)$ y $Q(NH_3)$ por cada etapa de producción de semilla resultan útiles para poder regularlos (en sistemas abiertos el factor limitante es generalmente el $Q(O_2)$). En el ejercicio desarrollado en la **hoja de cálculo** que acompaña a la presente unidad (ver Problema I en la sección siguiente), con las dimensiones de contenedores y densidades propuestas, resultan tasas de recambio $R < 1$, por lo que para aumentarlas, se podría disminuir el volumen de cría (disminuyendo el número de contenedores), lo que aumentaría la densidad.

Finalmente, es necesario definir el número de lotes que, sumados, compondrán un ciclo de producción rindiendo una biomasa total de producción. Conviene recordar aquí que la idea de “lote” es amplia y se utiliza para designar cualquier conjunto de peces o huevos que se trata como una unidad de manejo, (ver **unidad 3**). Así, existen a veces variables cualitativas que definen un lote, por ejemplo la variedad genética; otras veces lo definen variables cuantitativas, como el peso o, finalmente, variables ordinales, como la época de desove. En este último caso se podría contar, en un ciclo de cría, con tres lotes por ejemplo, según hayan nacido más temprano, en una época intermedia o más tarde (por ejemplo peces nacidos en Setiembre, en Octubre y en Noviembre). La presencia de varios lotes, nacidos en distinta época, junto con el manejo de la alimentación, ayuda a sostener una producción continua es decir, sin “baches”. Además, trabajar con distintos lotes (nacidos con algunos meses de diferencia) es recomendable ya que, **a mayor número de lotes, disminuye la biomasa máxima en un momento dado del ciclo y por ende el número de contenedores necesarios**, como se verá con ayuda de la **hoja de cálculo** (Problema II de la siguiente sección).

7.3 Programación de la producción: engorde

Cabe recordar que cada lote presentará una distribución de probabilidad normal de pesos (y tallas) (**Fig. 7.3**) que, mediante clasificación, dará lugar a la división en “sub lotes”. Esto representa una situación de manejo que se hace más compleja cuantos más lotes existan, situación en la que en un momento dado, se pueden superponer los tamaños de peces de la cola de un lote, con los del medio y la cabeza de otros lotes, como se muestra en la **Figura 7.3**.

Esta variedad de tamaños complica las operaciones de manejo tanto en sistemas en tierra como en agua. En el primer caso, pueden complicarse las previsiones de caudal (que varía en función del tamaño de los peces) y en ambos casos, a mayor número de lotes se requerirá un mayor esfuerzo de clasificación.

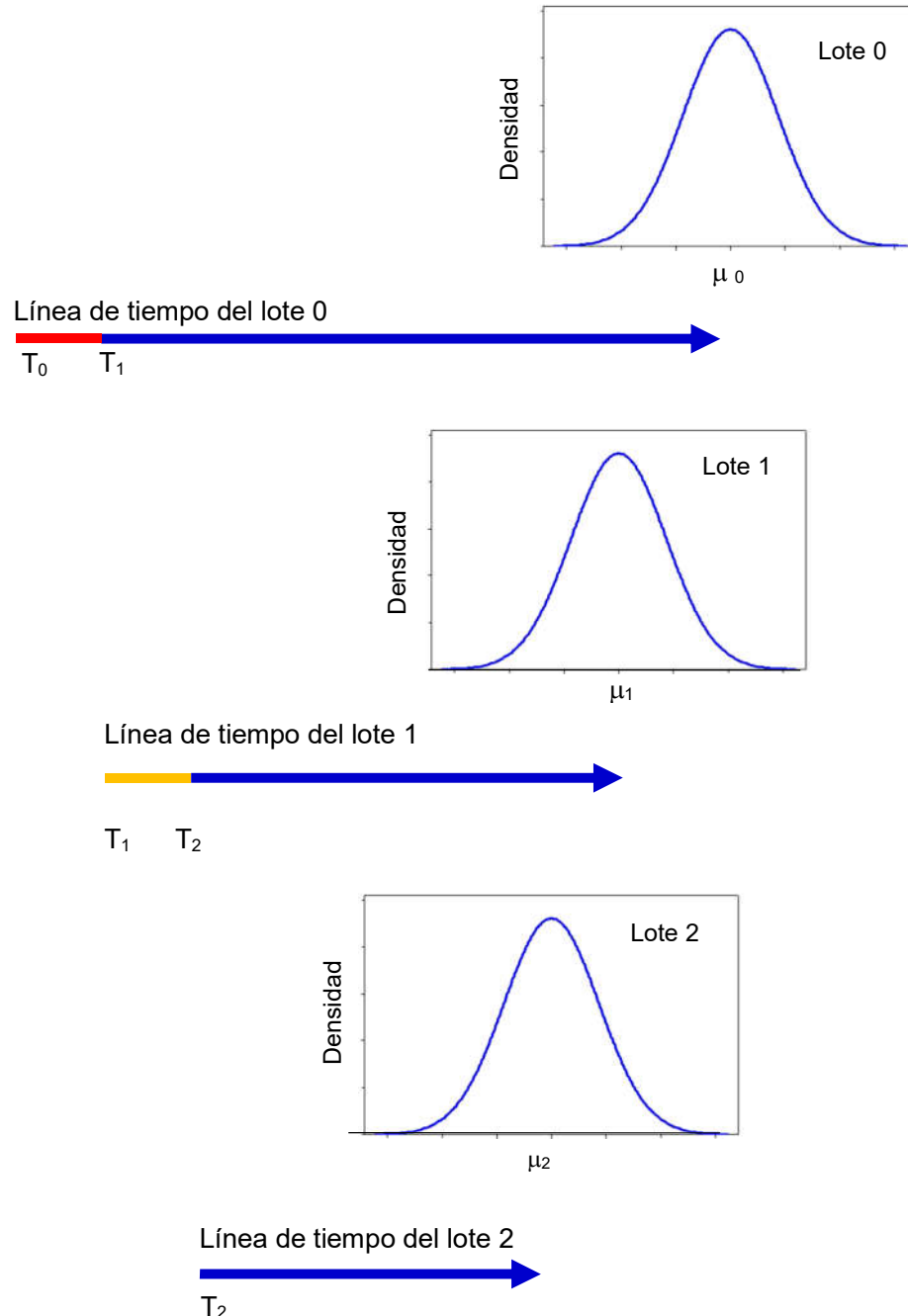


Figura 7-3. Evolución de tres lotes de peces sembrados con un tamaño similar pero en 3 momentos diferentes. Las curvas normales representan las distribuciones de probabilidad de los pesos (o las tallas) de cada lote en un momento dado. Los tiempos de siembra de cada lote se representan en ejes horizontales (líneas de tiempo) cuya longitud correlaciona positivamente con los pesos promedio (μ_0 , μ_1 y μ_2). Además, sobre dichos ejes se muestran los tiempos de coexistencia entre los lotes: en el período T_0 - T_1 (rojo), sólo estuvo presente el lote 0; en el T_1 - T_2 (amarillo) coexistieron los lotes 0 y 1 y a partir de T_2 coexistieron los tres.

7.4 Problema I

Se desea iniciar un ciclo de producción completo de 15 ton/ciclo de trucha arco iris, en un criadero con piletas en tierra bajo los siguientes supuestos:

- Línea de tiempo del ciclo similar a la **Figura. 7.2**.
- Temperaturas (según planilla de cálculo)
- Peso inicial de engorde: 2.0 gr
- Peso de cosecha: 0.333 Kg (peso eviscerado aprox. 0.250 Kg, merma 25%); forma de cosecha: 1ª. Semana 33%; 2ª. Semana 33% del resto, tercera semana 33% del resto; 4ª. semana resto.
- Oxígeno: todo el ciclo a saturación.
- Mortalidad semilla: 45 %
- Mortalidad engorde: Diciembre 6 %; Enero: 2%; Febrero 1%; Marzo 1 %; Abril: 0.6 %; Mayo: 0.1 %; Junio: 0.1 %; Julio: 0.1 %; Agosto: 0.1 % .
- Factor de conversión del alimento: 1.3
- Nº de lotes 1 (dividido en 3 sub lotes: cabeza (20%), medio (60%) y cola de lote (20%).
- Crecimiento: utilizar datos de crecimiento por unidad térmica CUT, de años anteriores según la **Tabla 7.2**”
- Capacidades de carga de volumen CC(V): de acuerdo a la **Tabla 7.3**
- Contenedores: “Semilla hasta 2 gr: contenedores de 4m×0.35m×0.25m; juveniles 2-12 gr: tanques circulares diámetro= 3 m, H=1m; engorde: piletas 18m×2m×0.7m”.

Tabla 7.2. Crecimientos por unidad térmica CUT, observados para distintos tamaños de pez, según datos de ciclos anteriores.

PARA MEDIO DE LOTE	
Peso (gr)	CUT
< = 30	0,019908
31-110	0,079715
111-150	0,110055
> 150	0,197043

Tabla 7. 3. CC(V) según diferentes tamaños de pez.

Peso individual promedio (gr)	CC(V) (Kg/m ³)
< 25	10
25-75	12
> 75	15

Con los datos precedentes y utilizando hoja de cálculo, proyectar semanalmente:

- A) El crecimiento individual promedio, la biomasa y las raciones (engorde).
- B) El número de contenedores necesarios para el engorde.
- C) El caudal total mínimo necesario (para el periodo de máxima biomasa).

Proyectar además:

- D) El espacio de cría y chequear los caudales críticos para cada etapa, durante la producción de semilla.

Guía para la solución

La parte izquierda de la planilla de cálculo se puede ordenar como en la **Figura 7.4**. A la derecha se pueden organizar los datos como en la **Figura 7.5** “Medio”. Allí se simulará el crecimiento individual promedio **P** del “Medio” (utilizando en este caso datos disponibles de CUT y UTA) y, en función de él se proyectarán la “cabeza” y la “cola”. **Notar** que el primer CUT se utilizará hasta los 30 gr.; para valores superiores se utilizará el CUT siguiente (ver **Tabla 7.2**) y así iterando hasta alcanzar los diferentes pesos en los que cambia el CUT.

					Parámetro para proyectar el crecimiento			
Semana	Ds/Sem.	G ° Dia	UTA/sem	T.A	(GF3, SGR ó CUT)			Mortalidad
Nov- 19	3							
Nov- 19	7							

Figura 7.4. Modelo de planilla de cálculo para procesar los datos. Se usa como ejemplo el mes de Noviembre de 2019, en este caso el 1/11 es viernes, por eso la primera semana, en “Ds/Sem.”, el valor es 3 (viernes, sábado y domingo); la semana siguiente, el valor de “Ds/Sem.” es 7, y así sucesivamente.

MEDIO					
N	N pos cosecha	P(Gr)	B(Kg) Vivo	B(Kg) Cosechada	Ración (Kg)

Figura 7.5. Modelo de planilla de cálculo para proyectar el “medio de lote” (en función del medio, con un formato similar se puede proyectar “cabeza” y “cola”).

7.5 Problema II

Se desea iniciar un ciclo de engorde para obtener 15 ton/ciclo de truchas arco iris, partiendo de 3 lotes diferentes (de igual número de peces c/u) con los siguientes supuestos:

- Semilla de 0.8 gr.
- Ingreso de los lotes: 1º de Julio; 1º de Noviembre; 1º de Marzo.
- Tamaño de cosecha, temperaturas, peso de cosecha, oxígeno: Idem ejercicio anterior
- Mortalidad: Según datos incluidos en la hoja de cálculo
- Crecimiento previsto: Según datos de GF3 incluidos en hoja de cálculo.

BIBLIOGRAFIA

Goddard, S. 1996. Feed management in intensive aquaculture. Chapman & Hall, New York etc. cap. 9.

FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Cultured Aquatic Species Information Programme. *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792). Online. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oncorhynchus_mykiss/en [Disponible, diciembre 2015]

From, J., Rasmussen, G. 1991. Growth of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792) related to egg size and temperature. Dana 9, 31-38

Jokumsen, A., Svendsen, L.M. Farming of Rainbow Trout in Denmark. 2010. DTU Aqua, Danmarks Tekniske Universitet Eds.

Jover, M., Martinez, S., Tomas, A., Perez, L. 2003. Propuesta metodológica para el diseño de instalaciones piscícolas. Aquatic **19**: 17-26.

Unidad 8

Mejora genética. Otras mejoras en producción

Aunque en producción animal el término “**mejora**” generalmente se refiere a un tipo particular, la mejora genética, podemos utilizar el término de manera más amplia, para referirnos a la aplicación de cualquier técnica no tradicional, con el fin de producir un cambio cualitativo o cuantitativo de valor comercial en el producto. En este sentido, encontramos tres tipos básicos de técnicas: a) **manipulación de factores ambientales** (se incluyen aquí la manipulación del fotoperiodo, ya vista en el **capítulo 3** en relación con la época de desove y la producción de smolts); b) **programas de selección y otras técnicas genéticas** y c) **manipulación hormonal**. En este capítulo nos referiremos a estos dos últimos tipos (b y c). Las **secciones 8.1** y **8.2** se basan en Abernathy, et al. (2010).

8.1 Conceptos básicos de genética

Existen ciertos rasgos (ver glosario: “carácter” y “rasgo” o “fenotipo”) en producción como una alta velocidad de crecimiento, resistencia a ciertas enfermedades, etc., cuya transmisión desde los reproductores a su descendencia, desea todo productor. Este interés ha dado lugar a las denominadas prácticas de cría selectiva desde épocas antiguas. Sin embargo, los desarrollos recientes en genética molecular y genómica han dado un nuevo impulso a lo que llamamos **mejora genética**, un tipo de “mejora” en producción de peces. Es probable que la denominada revolución genómica pueda, incluso, mejorar aún más la producción en distintos aspectos. En esta sección, introduciremos el tema de la aplicación de la genética a programas de mejora.

8.1.1 Genes y cromosomas

Recordemos que los genes (unidades fundamentales de la herencia) se disponen en una larga molécula: el ADN, compuesta por una serie de sub unidades denominadas nucleótidos compuestos por un azúcar, un fosfato y una base nitrogenada (**Fig. 8.1**). Existen cuatro bases nitrogenadas que dan lugar a cuatro tipos de nucleótidos, dichas bases son: adenina (A), guanina (G), timina (T) y citosina (C). La combinación de los nucleótidos en patrones lineales codifica los genes. Recordemos también que la mayoría de las especies acuáticas tienen en sus células somáticas, dos grupos o “juegos” de cromosomas, en número generalmente constante para la especie, un juego aportado por cada progenitor. En este caso decimos que se trata de organismos **diploides** (2n). A veces hay organismos o células (como las células reproductoras) que tienen un solo juego de cromosomas, se denominan **haploides** (n). Los organismos con más de dos grupos de cromosomas se denominan **poliploides** (existen en la naturaleza). Los cromosomas que llevan el mismo tipo de genes se denominan **cromosomas homólogos**. El aspecto general (tamaño, número, forma) de los cromosomas de un organismo se denomina cariotipo. Dos clases principales de cromosomas son (en eucariotas): **cromosomas somáticos** (autosomas) y los **cromosomas sexuales**. La notación típica de estos últimos es XX (hembra) y XY (macho).

Desde un punto de vista práctico, es oportuno subrayar que los cromosomas pueden presentar un fenómeno denominado **alteración cromosómica**. Dichas alteraciones, que pueden darse naturalmente, son cambios en la disposición y organización del material genético.

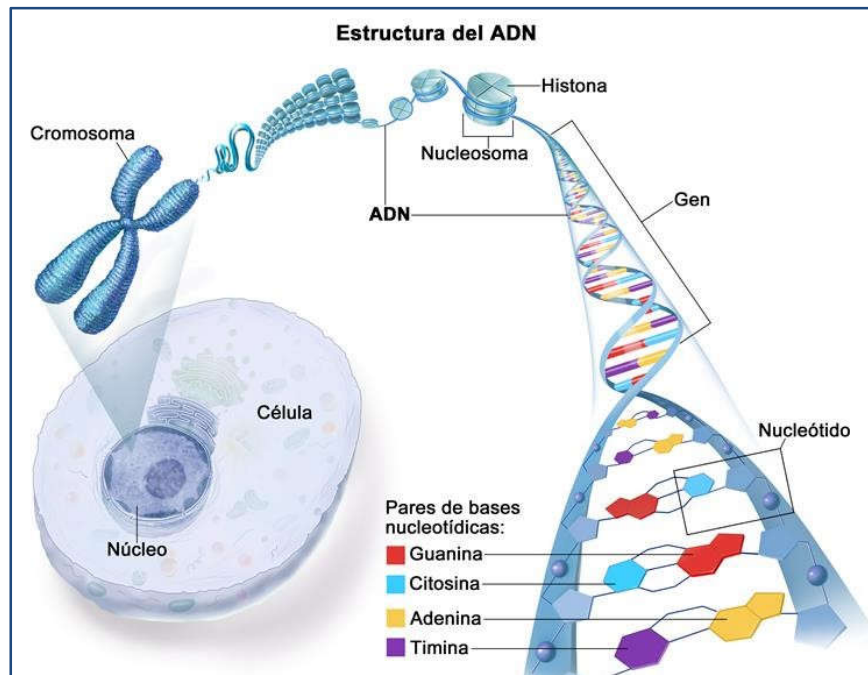


Figura 8.1. Estructura del ADN en un cromosoma replicado (dos cromátidas hermanas): Nucleosoma (estructura mínima de condensación del ADN formada por una proteína- histona-), en el que se enrolla el ADN, sus dos hebras se mantienen juntas gracias a los puentes de hidrógeno entre las bases complementarias, es decir, la adenina con la timina, y la citosina con la guanina. Se visualiza de mayor a menor complejidad: gen, nucleótido, bases nitrogenadas (nucleotídicas); (cada cromátida contiene una molécula de ADN). Imagen: <http://www.cancer.gov/Common/PopUps/popDefinition.aspx?id=CDR0000045693&version=Patient&language=Spanish>

Distinguiremos dos tipos de alteraciones cromosómicas: las que afectan a la estructura de los cromosomas, y las que afectan al **número de cromosomas**. Las primeras no tienen mayor importancia en acuicultura. Las segundas en cambio pueden provocarse mediante manipulaciones para lograr ciertos efectos en producción, como veremos más adelante. Las alteraciones en el número de cromosomas resultan, en su mayoría, de una **no disyunción** (no separación de los cromosomas durante los procesos de división celular) de los pares de cromosomas homólogos durante la meiosis. Así, se habla de **poliploidía**, cuando la no disyunción afecta a la totalidad de los pares cromosómicos dando lugar a individuos que pueden ser **triploides (3n)**, **tetraploides (4n)**, **hexaploides (6n)**, etc. Otro fenómeno que puede ser inducido por una manipulación es la **ginogénesis** (producción de individuos que contienen cromosomas solo de la madre) o la **androgénesis** (solo del padre). (Sobre técnicas de manipulación cromosómica volveremos más adelante).

Como en los organismos diploides los cromosomas se presentan en pares, cada gen tiene al menos dos copias. Cada copia de un gen, denominada un **alelo**, se localiza en un lugar específico

en cada uno de los cromosomas hermanos, este lugar específico se denomina **locus** (plural loci) del alelo. Los alelos pueden ser idénticos o tener variaciones en la secuencias de su ADN, en el primer caso se dice que el organismo es **homocigota** y en el segundo **heterocigota** para el gen en cuestión. La combinación de alelos para un rasgo determinado se denomina el **genotipo**.

Antes de hablar de las técnicas de manipulación genética (también llamadas de manipulación cromosómica) conviene recordar algunos aspectos de la **gametogénesis** (espermatogénesis en los machos y ovogénesis en las hembras) que serán útiles para comprender tanto el fenómeno de la variación genética como el mecanismo de acción de las técnicas de manipulación cromosómica. Las células reproductivas, como sabemos, son producidas por **meiosis** que, a diferencia de la mitosis, es una división reduccional (las células resultantes contienen un sólo juego de cromosomas (n)) que produce células genéticamente distintas (gametos). Los gametos intervienen en la generación de una gran variación genética durante la reproducción sexual. Ello se debe a distintos fenómenos que tienen lugar durante la gametogénesis. Por un lado, durante la meiosis I, puede ocurrir entrecruzamiento (crossing over), es decir intercambio de material genético entre cromosomas paternos y maternos. Por otro lado, cuando se dividen durante la meiosis las células que dan origen a los gametos, los cromosomas homólogos se distribuyen aleatoriamente en las células hijas y los diferentes cromosomas se segregan independientemente el uno del otro (leyes de Mendel de la segregación y de la distribución independiente). Estos procesos originan gametos con combinaciones únicas de cromosomas. En la reproducción sexual, además, dos gametos se unen aleatoriamente para producir una descendencia, lo que resulta en una fuente adicional de variación genética en la descendencia. Todos estos mecanismos dan como resultado una gran cantidad de variación genética potencial. Repasando el proceso de la gametogénesis podemos situar los fenómenos mencionados en las células.

En peces (como en otros vertebrados) la **ovogonia**, es la célula madre en la gametogénesis de las hembras. Dicha célula diploide, luego de duplicar el material genético y previo a dividirse por meiosis, se transforma en un **ovocito primario**, donde tiene lugar el entrecruzamiento de material genético de ambos progenitores. El ovocito primario mediante la primera división meiótica da lugar a un **ovocito secundario** y un **primer corpúsculo polar** (cada uno $2n$, con cromosomas entrecruzados e independientemente distribuidos) (**Fig. 8. 2**). El primer corpúsculo polar se desintegra. El proceso por el cual los cromosomas duplicados se separan y forman los gametocitos secundarios (ovocitos, en este caso) es el primer paso para que se cumplan las mencionadas leyes de segregación (se ilustra en la **Fig. 8.3**) y distribución independiente (**Fig. 8.4**) de Mendel. Como resultado, al terminar la meiosis cada gameto recibe de la madre y del padre alelos para diferentes caracteres (que no se transmiten juntos según la ley de distribución independiente) (**Fig. 8.4**). Posteriormente, se lleva a cabo la segunda división meiótica (sin duplicación previa de ADN) que se da sólo si el ovocito secundario es fertilizado (**Fig. 8.2**). Entonces se produce la expulsión de un **segundo corpúsculo polar** (n) y se fusiona el **pronúcleo femenino (n)** con el **pronúcleo masculino (n)** aportado por el espermatozoide, dando lugar a un **huevo diploide**.

Los cromosomas responsables del sexo en los peces en general pueden o no ser morfológicamente diferentes. En los salmónidos (y otras especies de cultivo) como en los seres humanos, funciona el denominado sistema XY (llamado así porque en los seres humanos la forma de los cromosomas sexuales recuerda una “X” o una “Y”), es decir los cromosomas sexuales en las hembras son idénticos (XX) mientras que en los machos son de dos tipos (XY). Es decir,

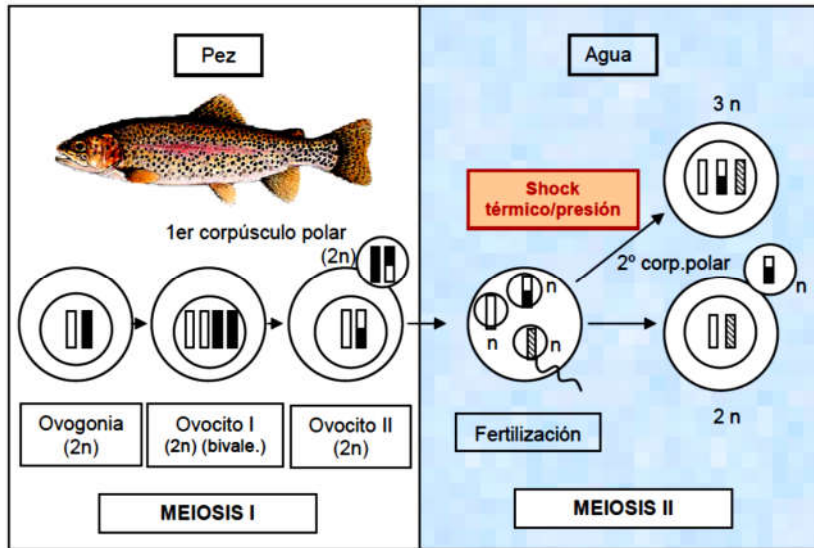


Figura 8.2. Ovogénesis, fertilización y producción de triploides (ver sección 8.3).

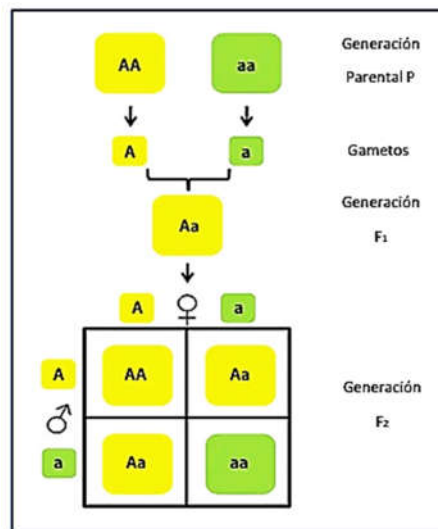


Figura 8.3. Ley de segregación equitativa de Mendel sobre un carácter genético. Mendel utilizó en sus estudios de cruzamientos de arvejas, características simples observables como “color”. En sus experimentos, el alelo dominante del color en arvejas (A), codifica el color amarillo y el recesivo (a) verde. Mendel cruzó un organismo homocigota dominante (AA) y uno homocigota recesivo (aa), cruce que resultó en una primera generación filial (F₁) de individuos todos heterocigotas dominantes (Aa) para el carácter en cuestión (todos amarillos). La cruce entre individuos F₁ (Aa × Aa) produjo una segunda generación F₂ con tres genotipos: (AA, Aa y aa) y dos fenotipos (amarillo o verde). Así, la coloración se caracteriza ya sea como homocigota dominante (AA) amarillo; heterocigota dominante (Aa) amarillo y homocigota recesivo (aa) verde.

en los machos la mitad de los espermatozoides contendrá un cromosoma X mientras que la otra mitad contendrá un cromosoma Y. En este punto conviene introducir los conceptos de **sexo genotípico** y **sexo fenotípico**. Como vertebrados inferiores los peces tienen en general mayor

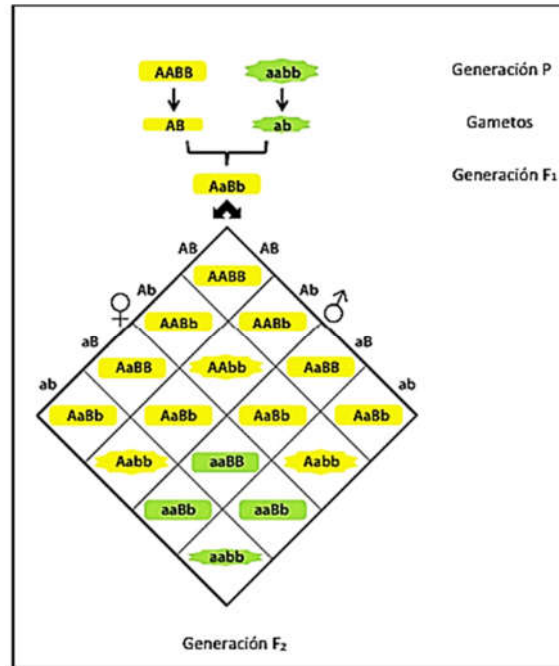


Figure 8.4 Ley de Mendel de distribución independiente. Además del color, Mendel estudió también la forma de las arvejas (lisa o rugosa). En este caso los alelos dominantes son amarillo (A) y liso (B), y los recesivos verde (a) y rugoso (b). La primera generación filial F₁ resultó toda **heterocigota dominante** (AbBb) (amarillo-liso); de la cruce de individuos F₁ resultó la F₂ (AaBb × AaBb), con varios genotipos y fenotipos. En F₂ aparecieron dos nuevos fenotipos: Amarillo rugoso y verde liso. Debido a que los dos genes se segregaron y distribuyeron independientemente uno del otro durante la meiosis, se produjeron múltiples combinaciones de alelos (y fenotipos). (Tomado de Abernathy, et al., 2010).

flexibilidad en el desarrollo de los órganos sexuales con relación a los vertebrados superiores, de manera que el sexo fenotípico puede no reflejar el sexo genotípico. Así, el sexo genotípico (sexo genéticamente determinado) puede cambiar para dar lugar al sexo fenotípico (sexo funcional, independiente del sexo genotípico). Este cambio puede darse naturalmente en algunas especies de peces como respuesta a factores ambientales (fotoperiodo, temperatura etc.) o puede ser provocado artificialmente. En salmicultura, se puede inducir un sexo fenotípico mediante el uso de hormonas, como veremos en la **sección 8.3**.

8.1.2 Caracteres genéticos cualitativos

Los caracteres genéticos (ver glosario: “carácter” vs “fenotipo”) pueden ser **cualitativos** (sexo, pigmentación etc.) o **cuantitativos** (peso, tasa de crecimiento, índice de conversión, resistencia a cierta enfermedad, resistencia al estrés etc.). Los caracteres cualitativos están generalmente asociados a **uno o unos pocos genes** y a **poca o ninguna influencia ambiental**.

Las formas de acción de los genes (acción génica) que determinan rasgos cualitativos corresponden a genes de un mismo locus (genes alélicos), dichas formas de acción pueden ser, **dominancia completa** (el fenotipo del heterocigoto es igual al de uno de los homocigotos), **dominancia incompleta** (el fenotipo del heterocigoto es intermedio -cae dentro del rango- entre

los fenotipos de dos homocigotos) y **codominancia** (el fenotipo del heterocigoto expresa los fenotipos de ambos homocigotos). Una consecuencia importante de este tipo de acción génica es que durante la meiosis algunos gametos (haploides) tendrán genes dominantes y otros recesivos de manera que se combinarán en cada fecundación generando, aleatoriamente, nuevos pares de alelos que darán origen, aleatoriamente, a nuevos individuos. En otras palabras, los padres transmiten genes y no combinaciones de genes. Por ello, los efectos de dominancia se crean aleatoriamente en diferentes combinaciones en cada generación.

Cuando se presentan alelos con **dominancia completa**, hay tres genotipos posibles mientras se presentan dos fenotipos, según se combinen los genes. Por ejemplo, en truchas arco iris, si llamamos “A” al gen dominante que controla la “coloración normal” y “a” al gen recesivo que resulta en “albino”, habrá tres genotipos: AA, Aa, y aa, pero sólo dos fenotipos, color normal y albino. Cuando hay **dominancia incompleta**, o **codominancia** en cambio, se genera un tercer fenotipo entre el dominante y el recesivo. En especies distintas de los salmónidos pueden encontrarse ejemplos del primer caso, como el de un pez gris, intermedio entre el negro dominante y el blanco recesivo; o del segundo caso, un pez con escamas rojas y escamas azules, en el que se expresan tanto el genotipo azul como el rojo de los homocigotas.

De lo dicho hasta aquí, surge que para describir rasgos (=fenotipos) cualitativos en poblaciones (o stocks de cría), se utilizan proporciones. Cuando hay dominancia completa, si el rasgo “cola redondeada” por ejemplo, fuera dominante sobre el de “cola no redondeada”, en la cruce entre un progenitor homocigota dominante y otro homocigota recesivo, se esperaría una primera generación F₁ heterocigota dominante (todos cola redondeada) y una proporción 3:1 (cola redondeada: cola no redondeada) en la segunda generación F₂ (ley de la segregación de Mendel, **Fig. 8.3**).

Hay otras dos posibilidades respecto a la acción génica asociada a rasgos cualitativos: una relacionada con los **alelos múltiples** y otra con los **alelos ligados al sexo**. En cuanto a la primera, cuando el control sobre un rasgo (fenotipo) cualitativo es ejercido por alelos múltiples (más de un locus), pueden presentarse efectos **epistáticos** o efectos no epistáticos. Hay **epistasis** cuando un gen enmascara la expresión de otro gen de un locus diferente. Aunque no esté referido a salmónidos, el patrón de escamas de la carpa común nos servirá como ejemplo en acuicultura y nos ayudará a entender la **epistasis**. Dicho patrón se presenta en cuatro formas (cuatro rasgos o fenotipos): “silvestre”, “en espejo”, “lineal” o “tipo cuero” (**Fig. 8.5**). Estos patrones están controlados por los genes de dos loci. Uno de ellos determina la cantidad de escamas, tanto “silvestre” (SS o Ss) como “en espejo” (ss). El otro modifica los cuatro fenotipos de la siguiente manera:

1. (SS nn ó Ss nn), tipo “silvestre”
2. (SS Nn ó Ss Nn); tipo “lineal”
3. (ss nn); tipo “en espejo”
4. (ss Nn); tipo “cuero”

Hay otra combinación posible de alelos para el patrón de escamas: la forma homocigota dominante (NN) del locus (N). Esta herencia resulta letal para los embriones de carpa.

Las consideraciones anteriores sobre epistasis se centraron en genes de autosomas (cromosomas somáticos). Sin embargo algunos fenotipos pueden ser controlados por genes

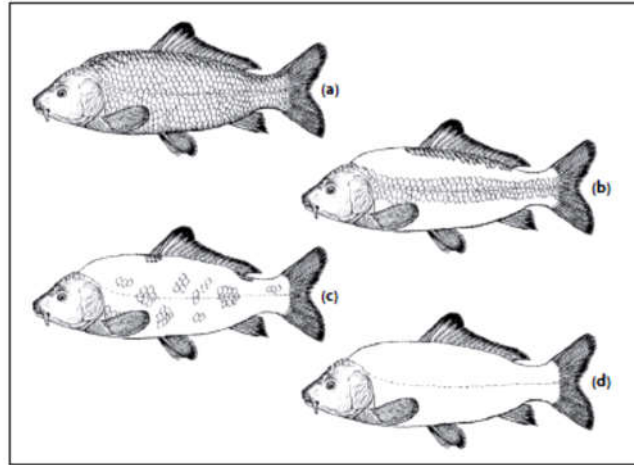


Figura 8.5. Diferentes fenotipos resultantes de efectos epistáticos (interacción) en la carpa común: a) “silvestre” b) “lineal”, c) “espejo” d) “cuero”.

de cromosomas sexuales. Cuando un alelo está ligado a uno de los cromosomas sexuales, la forma de la herencia de un rasgo puede ser diferente.

8.1.3 Caracteres genéticos cuantitativos

A diferencia de los caracteres cualitativos, los cuantitativos suelen ser codificados por muchos genes que se denominan **poligenes, loci de caracteres cuantitativos** o, por su sigla en inglés, **QTLs** (*quantitative trait loci*). Cuanto mayor sea el número de genes que controlan un carácter, mayor será el número de genotipos posibles, cada uno capaz de producir un fenotipo ligeramente diferente. Dicho número resulta de la fórmula: $N^{\circ} \text{ genotipos} = 3^n$, donde n = número de genes (con dos alelos) que influyen el carácter en cuestión. En la **Tabla 8.1** se ven algunos ejemplos, nótese que con sólo 10 genes se generan más de 59000 genotipos.

Tabla 8.1. Número de genotipos posibles en función del número de genes

Nº de genes	Nº de genotipos
1	3
2	9
5	243
10	59049

Veamos un ejemplo con dos genes: A y B; asignemos un valor métrico a cada alelo para una característica cuantitativa de la siguiente manera: A = 4, a = 2; B = 2, b = 1. Con dos genes controlando la característica tendremos $3^2 = 9$ genotipos (**Tabla 8.2**).

Genotipo	proporcionen F ₂	Valor métrico
AABB	1	12
AABb	2	11
AAbb	1	10
AaBB	2	10
AaBb	4	9
Aabb	2	8
aaBB	1	8
aaBb	2	7
aabb	1	6

Tabla 8.2. Valores métricos (fenotípicos) de una variable cuantitativa de acuerdo a nueve genotipos resultantes de dos genes.

Nótese además, que algunos alelos pueden contribuir con un valor fijo al valor de un rasgo cuantitativo y otros pueden no contribuir en absoluto. En forma gráfica los datos de la **Tabla 8.2** se pueden representar como en la **Figura 8.6**, (ejemplo con **acción génica aditiva**, es decir cada alelo tiene un valor específico que contribuye al valor fenotípico de un rasgo determinado) (volveremos sobre esta idea en la sección siguiente).

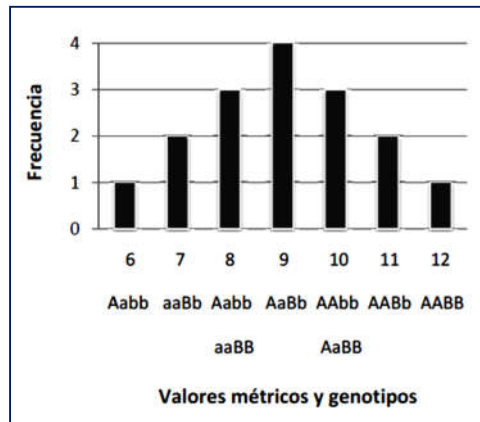


Figura 8.6. Distribución de frecuencias de valores métricos (fenotípicos). (Debajo de los valores en abscisa se muestran los correspondientes genotipos)

Cuando existe un número elevado de genotipos que producen un número elevado de fenotipos, las pequeñas diferencias entre estos últimos se hacen indistinguibles. Una complicación adicional a la de detectar estas pequeñas contribuciones, es que más de un genotipo pueden resultar en idénticos valores fenotípicos (como se ve en la **Tabla 8.2** y **Figura 8.6**). Por ello, ya no es posible asignar en forma simple un genotipo a determinado fenotipo como ocurría con los caracteres cualitativos. Aunque nuestro interés es el mismo que con los caracteres cualitativos: predecir los fenotipos de la descendencia de un cruzamiento, el método ya no puede ser el de calcular proporciones fenotípicas en la descendencia. En cambio, el método ahora se basará en la

distribución estadística continua del conjunto de valores fenotípicos que presenta una población (o stock), por ejemplo una distribución normal, como sugiere la **Figura 8.6**.

Podríamos subrayar además, que la intervención de varios (o “numerosos”) genes, con contribuciones relativas pequeñas a un valor fenotípico, que experimentan un doble proceso de mezcla: el primero durante la recombinación y segregación aleatoria en la gametogénesis (meiosis) y el segundo en la fecundación, hace que el potencial de variación genética sea alto en la descendencia.

Cabe agregar que caracteres de importancia en acuicultura, como la resistencia a enfermedades, son también considerados caracteres cuantitativos, porque aunque presentan dos fenotipos, “presencia” “ausencia” (de resistencia), son el resultado de la acción de múltiples genes y de factores ambientales. Se dice de la resistencia a una enfermedad (y otros caracteres similares) que es un carácter umbral, porque la manera en que funciona esta resistencia es el aumento continuo de la “susceptibilidad” de los individuos a la enfermedad en cuestión, hasta alcanzar un valor, el denominado umbral, a partir del cual se expresa el fenotipo “no resistente” (individuo enfermo).

8.1.3.1 Componentes de la expresión fenotípica

Desarrollando un poco más lo expuesto más arriba, podríamos decir, enfocándonos en un individuo, que sus rasgos fenotípicos cuantitativos resultan de sus **genes, el ambiente y la interacción entre ambos**, situación que podemos escribir:

$$F = G + A + GA \quad (1)$$

Donde:

F = valor fenotípico de un rasgo cuantitativo

G = contribución del genotipo

A = contribución ambiental

GA = efecto combinado del ambiente y el genotipo

Para aclarar la interacción genotipo- ambiente (GA) usaremos un ejemplo en plantas. En un ambiente seco, un organismos homocigota con el genotipo AA produce una planta de 12 gr (peso promedio) mientras que el genotipo aa produce una de 10 gr. En un ambiente húmedo, ambos genotipos no sólo producen plantas más pesadas, sino que relación se invierte: el AA produce plantas que en promedio pesan 20 gr, mientras que el aa produce plantas de 24 gr. En este caso las influencias sobre el fenotipo no pueden adjudicarse netamente a componentes genéticos ó ambientales debido a la interacción (la expresión del genotipo depende del ambiente), pero el efecto de dicha interacción puede cuantificarse estadísticamente (**ecuación 3**).

Además, la contribución genotípica (G) sobre el valor fenotípico (F) (**ecuación 1**), puede a su vez ser descripta como la suma de efectos aditivos (AD), de dominancia (D) y de interacción o epistáticos (I) entre los genes, de manera que:

$$G = AD + D + I \quad (2)$$

Cuando el interés se traslada desde el **individuo** a la **población (o stock de cría)**, es cuando necesitamos la estadística; las características cuantitativas tienen una distribución estadística y una varianza. Así, la forma de analizar las variaciones fenotípicas de un carácter cuantitativo en un stock, es el análisis de las varianzas, tanto de la característica de interés como de los componentes que la influyen. Una parte de la varianza fenotípica total (V_F) entre los individuos dependerá de la **varianza genética (V_G)**, otra parte, de la varianza ambiental (V_A), (por ejemplo la temperatura, la calidad y cantidad de alimento entregado a los peces). Finalmente, la V_F total puede estar influida por la varianza debida a la interacción entre el genotipo y el ambiente (V_{GA}). Reemplazando los **valores individuales** por las **varianzas** de dichos valores, en un conjunto de individuos, la ecuación (1), se puede expresar como:

$$V_F = V_G + V_A + V_{GA} \quad (3)$$

Donde V_F = varianza fenotípica, V_G = varianza genética, V_A = varianza ambiental, y V_{GA} = varianza de interacción genotipo- ambiente.

Descomponiendo a su vez la V_G según el tipo de efecto genético, en varianza aditiva (V_{AD}), varianza de dominancia (V_D) y varianza de interacción o epistática (V_I), y reemplazando en (3), la ecuación completa que incluye todos los componentes que pueden influir la V_F se puede escribir:

$$V_F = V_{AD} + V_D + V_I + V_A + V_{GA} \quad (4)$$

Es importante destacar que la ecuación (4) representa un modelo que describe las causas potenciales de las variaciones de los fenotipos individuales dentro de un stock, enfocándose en las varianzas pero no nos indica nada acerca del valor absoluto de la característica.

Aclaremos además que la varianza genética aditiva, incluye los efectos acumulativos de alelos de todos los loci para un rasgo determinado (efectos que se preservan en la meiosis y sus valores pasan de manera predecible de padres a hijos). Por ejemplo, supongamos que, en un organismo hipotético, el alelo A^1 contribuye al peso con 2 gr. y el alelo A^2 contribuye con 4 gr. Si los alelos fueran estrictamente aditivos, los genotipos darían como resultado los siguientes pesos (fenotipos):

$$A^1A^1 = 2 + 2 = 4 \text{ gr}$$

$$A^1A^2 = 2 + 4 = 6 \text{ gr}$$

$$A^2A^2 = 4 + 4 = 8 \text{ gr}$$

Si toda la varianza fenotípica se debe a la varianza genética aditiva, cabe esperar que los descendientes presenten rasgos con valores intermedios entre los progenitores, en caso contrario es necesario buscar otro tipo de efecto genético (no el aditivo) para explicar el resultado. Dicho tipo de efecto puede ser la dominancia y da lugar a la varianza genética de dominancia. En este caso el efecto de un alelo depende de la identidad del otro alelo de ese locus. Supongamos por ejemplo que un alelo Z contribuye con 4 unidades a un fenotipo mientras que uno recesivo z, contribuye con 2 unidades, si hay dominancia, los genotipos ZZ y Zz tendrá el mismo valor fenotípico (8 unidades), es decir no se podrán sumar los efectos porque el efecto pequeño del alelo z quedará enmascarado por la presencia del alelo Z.

Finalmente, los genes de diferentes loci pueden interactuar de manera similar a lo que ocurre con los de un mismo locus (ya visto en “dominancia”). En este caso los efectos de los genes tampoco son aditivos porque la presencia de un par de alelos de un locus enmascara la expresión de los alelos de otro (como vimos más arriba con los caracteres cualitativos y el patrón de escamas de la carpa). Este caso origina otra varianza no aditiva, la varianza genética de interacción o epistática (Vi).

Las relaciones y **diferencias entre estas varianzas**, la manera en que son heredadas y sus contribuciones proporcionales, son todos elementos importantes en cualquier programa de cría selectiva. La varianza genética aditiva resulta muy importante en programas de cría selectiva de peces.

8.1.3.2 Varianza genética y cría selectiva

La **varianza genética** es un factor clave en la explotación de caracteres de interés en programas de cría selectiva. De los componentes de varianza de la ecuación (4), los efectos epistáticos (Vi) raramente son usados en un programa de cría selectiva debido a que existe un número muy alto de combinaciones posibles de alelos con capacidad de influir esta varianza. La mayoría de los programas se enfocan en las varianzas genéticas aditiva y de dominancia. Mientras los **efectos aditivos** son transmitidos de los progenitores a la descendencia, los de **dominancia**, como ya se mencionó, son creados en cada generación. La contribución relativa de estos efectos sobre la varianza fenotípica determina el mejor abordaje a ser utilizado en programas de cría. Si los efectos aditivos son muy marcados y la varianza dentro de una población es considerable, los peces con un rasgo deseado pueden ser seleccionados para un programa. Si por el contrario, la varianza genética aditiva es pequeña, la selección de peces para cierto rasgo dentro de una población puede no producir progenie que exprese dicho rasgo mejor que sus progenitores. En este caso resulta recomendable en un programa, una recombinación de alelos, para lo cual se introducen más alelos ingresando nuevo material genético, mediante ensayo y error. Se pueden introducir individuos de nuevas variedades genéticas en el programa de cría selectiva para generar lo que se

denomina **hibridación intraespecífica**, o producir cruzamientos entre diferentes especies (**hibridación inter-específica**). Una nueva combinación de alelos puede producir descendencia que presente las características fenotípicas deseadas.

Para que un programa de cría selectiva sea efectivo se debe poder cuantificar qué proporción de la varianza fenotípica total V_F es explicada por (o sea, debida a) la varianza aditiva V_{AD} . Para ello es necesario estimar la **heredabilidad (h^2)**, como veremos en la sección siguiente.

8.2 Programas de mejora genética

8.2.1 Selección

El ambiente ejerce una presión de selección natural que, con el tiempo, va caracterizando a las diferentes poblaciones (grupos de individuos dispersos geográficamente). Dicho de otro modo, las poblaciones presentan diversidad genética como producto de la selección natural (que mantiene las características genéticamente transmitidas que resultan adaptativas y no otras). Los stocks de cría, en cambio, están sometidos a una presión de selección artificial que favorece ciertos rasgos de interés productivo en detrimento de otros. Los programas de mejoras genéticas se han basado tradicionalmente en dicha selección artificial, que identifica individuos con rasgos fenotípicos deseados para ser utilizados como reproductores y así transmitir dichos rasgos a su progenie. El principal efecto genético de la selección, en general, es "cambiar la frecuencia de los genes" que codifican cierto carácter en una población. En producción en particular, el resultado de una selección exitosa es aumentar en los stocks, con el tiempo y las sucesivas generaciones, la proporción de genes deseables desde un punto de vista productivo. Se trata de un proceso gradual y acumulativo, cuyo resultado es el cambio del **valor promedio de determinado rasgo genético**, cambio que resulta de interés para la producción.

Mediante selección se han logrado modificar, favorablemente, diferentes variables de producción en salmónidos. Sin embargo existe un riesgo importante en esta práctica: el de generar **consanguinidad o endogamia**. Existe endogamia cuando la proximidad genética entre los peces elegidos para cruzamiento de un stock de reproductores de criadero, es mayor que la esperada si dichas parejas hubieran sido elegidas aleatoriamente de una población. Un stock de criadero se asemeja a una población geográficamente aislada. Si los reproductores son siempre provenientes del mismo criadero, es inevitable el cruzamiento de individuos emparentados. La persistencia de esta situación da lugar con el tiempo a un stock con un alto grado de consanguinidad lo que implica una estructura genética muy parecida, con aumento de la homocigosis en contra de la heterocigosis. Las consecuencias de la consanguinidad en la práctica de cría, son el aumento del número de individuos con defectos genéticos como consecuencia de la manifestación de genes recesivos y la disminución de la aptitud reproductiva o, incluso, la variación negativa de variables de producción como la conversión del alimento. Por eso es importante evitar, en un programa de selección genética, un alto grado de consanguinidad. Subrayemos que tal situación puede producirse fácilmente, habida cuenta de que se necesita un número relativamente bajo de reproductores para sostener un ciclo completo de cría. La forma de prevenir un alto grado de consanguinidad es la introducción, esporádicamente, de material genético (reproductores) proveniente de otros stocks.

La selección de reproductores y el tiempo requerido para que las generaciones subsecuentes maduren sexualmente requieren varios años además de una infraestructura adecuada, lo que incrementa los costos. Por esta razón las características genéticas a mejorar deben ser de valor comercial. Otros factores importantes son que la característica a mejorar sea fácilmente medible y que presente un grado alto de variabilidad. Las características más apreciadas en cría de salmónidos son **cuantitativas** e incluyen: tasa de crecimiento, factor de conversión, contenido de grasas, fecundidad, resistencia a enfermedades, edad de maduración sexual (tasa de maduración temprana), época de desove, etc. Por otra parte, existen diferentes métodos de selección de los reproductores:

- **Selección en masa o individual.** De todos los individuos se seleccionan los mejores para el carácter considerado. En la selección individual se comparan las características de todos los individuos de un stock y se eligen aquellos que presentan dichas características en mayor grado, sin importar su parentesco. Una desventaja de la selección individual es que los efectos genéticos y del ambiente son difíciles de distinguir si los individuos no han sido criados en condiciones idénticas. Se recomienda para este método de selección mantener un número de reproductores no menor a 50 de cada sexo.
- **Selección familiar.** Se basa en promedios familiares de valores fenotípicos de los caracteres en cuestión. Así se selecciona la mejor familia (todos los individuos), para el carácter deseado, evaluada conjuntamente. Si una familia de salmónidos tiene el mismo padre y madre se habla de “hermanos completos” (“fullsib families”), si sólo comparten uno de los padres se denominan familias de medio hermanos (“halfsib families”). Así se evalúan caracteres entre individuos genéticamente más homogéneos. Este método de selección es preferido para la selección de caracteres de baja heredabilidad (ver más abajo). Para reducir la endogamia se recomienda que el número de familias no sea inferior a 100.
- **Selección intrafamiliar.** Se seleccionan los mejores individuos de cada una de las familias.
- **Selección combinada.** Se seleccionan los mejores individuos de las mejores familias

Más allá del método utilizado, mediante un programa de selección se trata de lograr, con las sucesivas generaciones, la máxima mejora en los valores promedio del rasgo en cuestión. Esta idea se ilustra en la **Figura 8.7**, con el peso como ejemplo. El aumento del peso promedio en cada generación se denomina **ganancia genética (ΔG)** o **respuesta de selección R**. La respuesta de selección depende de tres parámetros: la heredabilidad, el diferencial de selección (S) y el intervalo generacional”.

8.2.1.1 Heredabilidad (H^2 , h^2)

La **heredabilidad** de un carácter cuantitativo de una población (o stock), definida en un sentido general, es la medida de la contribución relativa de la varianza genética en la variación

fenotípica total. Suele simbolizarse H^2 , y se mide con el cociente: $H^2 = V_G/V_F$. En la práctica de la selección, esta medida no resulta muy útil porque incluye la variación genética que resulta de efectos de dominancia y epistasia. Es decir, variación genética que se crea aleatoriamente en cada generación, por ello, los valores fenotípicos de cierto carácter en los progenitores no son buenos indicadores de su valor como reproductores en un programa de mejora. Una medida más útil es la heredabilidad en sentido estricto (h^2), que definimos como el cociente entre la varianza genética aditiva y la varianza fenotípica: $h^2 = V_{AD}/V_F$. Esto se debe a que, como dijimos, la varianza genética aditiva determina principalmente el parecido entre progenitores y descendencia. Este parámetro tiene entonces un valor predictivo mayor que H^2 y resulta de gran utilidad para un programa de selección. El rango de valores de heredabilidad es 0- 1, donde 1 representa la máxima heredabilidad y 0 la mínima. Si el valor de heredabilidad de un carácter es alto, significa que la variación de un carácter está determinada principalmente por efectos genéticos aditivos. Por el contrario, valores bajos de heredabilidad indican que la variación está determinada principalmente por el ambiente o por efectos genéticos no aditivos.

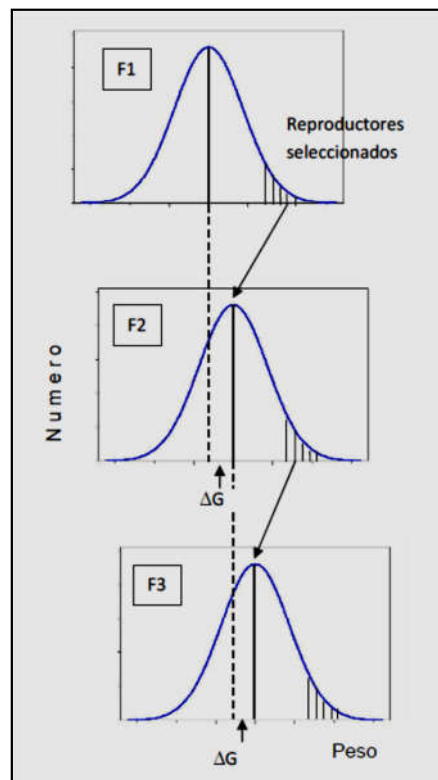


Figura 8.7. Esquema de la ganancia genética (ΔG) en el peso corporal obtenido mediante selección genética en dos generaciones

En la práctica, valores de heredabilidad de 0.2 o mayores significan que un determinado rasgo puede ser explotado de manera confiable en un programa de cría selectiva. Si la heredabilidad de un carácter es inferior a $h^2 = 0.15$, un programa de selección puede no ser la respuesta adecuada porque la varianza de **dominancia** es, en este caso, **más importante que la**

aditiva. En cuanto a los métodos, existen varios para medir la heredabilidad de un carácter. Dichos métodos incluyen (notar que esta medida es previa a un plan de selección):

- *Utilización de líneas isogénicas.* Con este método, relativamente simple, se puede estimar H^2 . Para ello se utilizan stocks isogénicos (todos los individuos tienen el mismo genotipo debido a consanguinidad) y stocks cruzados al azar. En el primer caso (stock isogénico) toda la varianza fenotípica puede atribuirse al ambiente. En el segundo en cambio, dicha varianza resulta del ambiente y de los genotipos. Entonces, para el cálculo de H^2 , la varianza genotípica (V_G) de un determinado carácter cuantitativo se puede estimar como la diferencia entre la varianza fenotípica del stock cruzado al azar ($V_{F(a)}$) y la varianza fenotípica del stock isogénico ($V_{F(i)}$); ($V_G = V_{F(a)} - V_{F(i)}$); luego:

$$H^2 = V_G/V_{F(a)}$$

- *La regresión entre valores de padres e hijos.* Para calcular la heredabilidad en sentido restringido (h^2) mediante este método, se mide una característica fenotípica en padres y en hijos (una familia) y luego se promedian sus valores (por separado). Se obtienen así tantos pares de valores como familias se incluyan en el estudio. Con estos pares de valores se realiza análisis de regresión. Si no existe h^2 , el coeficiente de regresión será $b = 0$ y por lo tanto $h^2 = 0$ (**Fig. 8.6**). Si, por el contrario, la media del valor fenotípico de la descendencia es igual a la media de los progenitores, será $b = 1$ y entonces $h^2 = 1$. Finalmente si, tanto el ambiente como los genes contribuyen a las diferencias fenotípicas el coeficiente de regresión (y también h^2) estarán entre 0 y 1 (**Fig. 8.8**). Es decir cuanto más se acerque a 1 el coeficiente de regresión, mayor será la heredabilidad h^2 .

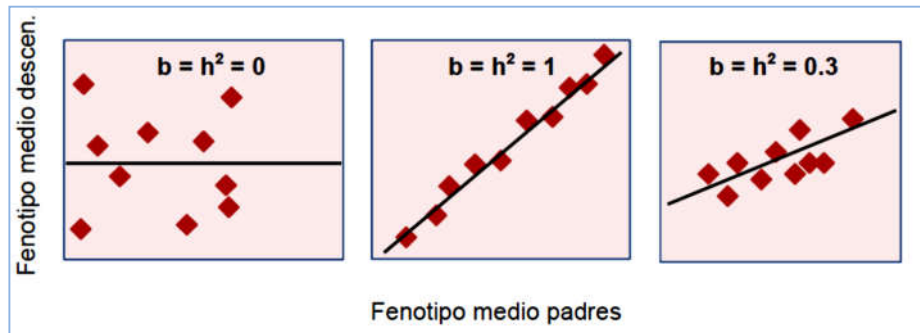


Figura 8.8. Heredabilidad y coeficiente de regresión.

Es importante agregar sobre la heredabilidad, que es un parámetro válido para una población (o stock) específica, en un ambiente determinado. Nos referimos a una población, porque la varianza genética depende de los genes que estén presentes en dicha población, y generalmente cambiarán en otra. En cuanto al ambiente, si varían las condiciones de cría para dos grupos genéticamente homogéneos, cabe esperar que difiera la V_F entre ellos y por ende la heredabilidad (cambio del denominador de la ecuación V_A/V_F). En otras palabras, se debe tener en cuenta que la heredabilidad no se puede extrapolar de un stock a otro. Otra regla importante en la

práctica es tener en cuenta que una heredabilidad alta no significa que los valores ambientales no puedan influir (pensar en peces con alta heredabilidad medida para la talla, por ejemplo, pero sometidos a una mala nutrición).

Hechas las aclaraciones precedentes, digamos que varios estudios de heredabilidad para salmones del Atlántico, con relación a caracteres importantes en producción, tales como **peso corporal eviscerado**, **longitud corporal** y **factor de condición**, han arrojado valores superiores a 0.3, lo que mostró la aptitud de estos caracteres para ser trabajados en un programa de cría selectiva, en las poblaciones y ambientes estudiados, con una considerable ganancia genética o respuesta de selección.

Finalmente, en materia de heredabilidad, es importante tener en cuenta que muchas características pueden estar correlacionadas, positiva o negativamente. Por ejemplo, el crecimiento rápido suele estar positivamente correlacionado con una alta eficiencia de conversión del alimento en algunas especies mientras que en otras se dá lo contrario; otro ejemplo puede ser un crecimiento rápido negativamente correlacionado con la capacidad reproductiva. Entonces **en un programa, se debe evaluar la importancia relativa de los rasgos que se quieren mejorar.**

8.2.1.2 Diferencial de selección

La distribución estadística de una variable cuantitativa bajo selección en un stock de peces es generalmente una distribución normal con una media \bar{x}_p que se pretende mejorar en las generaciones futuras (**Fig. 8.7**). Los individuos seleccionados como reproductores en dicho stock, presentarán una nueva media fenotípica \bar{x}_s (mayor). La diferencia $\bar{x}_p - \bar{x}_s$ se denomina **diferencial de selección S**. Los hijos de los animales seleccionados sin embargo, no tendrán un valor medio igual al de sus progenitores (\bar{x}_s), tendrán su propia **media de la progenie** cuyo valor se ubicará entre la \bar{x}_p y \bar{x}_s .

El valor de S es función de la proporción de individuos seleccionados y de la desviación estándar fenotípica (σ_f) (**Fig. 8.9**), por eso es importante, en un programa de selección, que el stock de reproductores a ser utilizado presente un grado de variación fenotípica tan alto como sea posible.

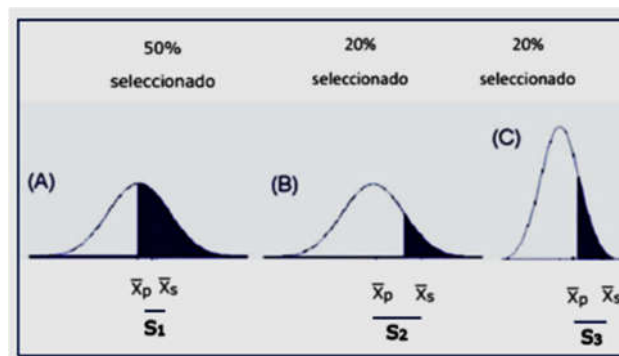


Figura 8.9. Influencia de la proporción de individuos seleccionados y de la desviación estándar fenotípica sobre el diferencial de selección (S) de un carácter cuantitativo; \bar{x}_p : media del stock para dicho carácter; \bar{x}_s : media de los progenitores seleccionados. Para una misma desviación estándar fenotípica, aumenta el diferencial de selección al disminuir la proporción de seleccionados (poblaciones (A) y (B) (notar que $S_2 > S_1$); cuando la proporción de seleccionados es la misma (20%) pero varía la desviación estándar fenotípica (poblaciones (B) y (C) por ejemplo, el diferencial de selección es mayor, a mayor desviación estándar fenotípica ($S_2 > S_3$).

Para poder comparar poblaciones que poseen diferente desviación estándar fenotípica, como en la **Figura 8.9**, se estandariza el S, es decir se independiza del " σ_f " de cada población. De esta manera se puede calcular la intensidad de selección (i) como:

$$i = S/\sigma_f$$

“i” expresa el valor de S, es decir la “ventaja genética” de los animales seleccionados, pero como unidades de desvío estándar fenotípico (σ_f), es decir, a cuantos desvíos de la \bar{x}_p se ubica la \bar{x}_s . Para poblaciones grandes, se han hecho tablas de los valores de “i” en función de “p” para distribución normal estandarizada N(0,1), como la **Tabla 8.3**

Tabla 8.3 valores de "i" para distintos valores de "p" y del “diferencial de mínimo” estandarizado (M/σ). Se supone distribución normal (tomado de Genghini et al., 2002)

Proporción de individuos seleccionados	Diferencial Mínimo estandarizado $a = M/\sigma$	Intensidad de selección $i = S / \sigma$
0.90	-1.28	0.19
0.80	-0.84	0.35
0.70	-0.52	0.50
0.60	-0.25	0.64
0.50	0.00	0.80
0.40	0.25	0.97
0.30	0.52	1.16
0.20	0.84	1.40
0.10	1.28	1.75
0.09	1.34	1.84
0.08	1.41	1.86
0.07	1.48	1.92
0.06	1.56	1.99
0.05	1.65	2.06
0.02	2.06	2.42
0.01	2.33	2.67
0.001	3.10	3.37

8.2.1.3 Intervalo generacional (L)

El tiempo transcurrido desde el desove de una generación hasta la madurez sexual de su progenie se denomina **intervalo generacional**. En salmón del Atlántico este tiempo suele ser mayor que en las truchas arco iris (4 años- y 3 años respectivamente). A igualdad en las otras variables implicadas, la ganancia genética será más rápida cuanto más corto sea el intervalo generacional.

Conociendo valores de heredabilidad (h^2), desviación estándar fenotípica (σ_f), intensidad de selección (i) e intervalo generacional (L) es posible calcular, sobre una base anual, la ganancia genética esperada (ΔG). Este procedimiento se utiliza principalmente en selección individual, mediante la siguiente fórmula:

$$\Delta G = (h^2 \times i \times \sigma_f)/L$$

Problema

Cuál será la ganancia genética esperada en la tasa de crecimiento en salmones del Atlántico, sabiendo que se selecciona un 1 % de un stock con:

Peso promedio $P = 4$ Kg.

Desviación estándar fenotípica $\sigma_f = 1.2$ Kg.

Heredabilidad estimada (h^2) = 0.25.

Intensidad (i) (según tabla) = 2.67.

Intervalo generacional = 4 años.

Estimar la ganancia genética.

Solución:

$$\Delta G = (0.25 \times 2.67 \times 1.2)/4$$

$$\Delta G = 0.200 \text{ Kg/año}$$

Esta ganancia genética (ΔG), se puede porcentualizar respecto al peso promedio de partida: $(0.200 \times 100)/4 = 5\%$. Es decir, se puede esperar que el stock muestre un 5% de mejora en la tasa de crecimiento por año.

8.2.2 Hibridación

Cuando la heredabilidad en sentido general (H^2) es muy baja o la heredabilidad en sentido estricto (h^2) es muy pequeña con relación a H^2 , un programa de selección puede no ser el camino para mejorar la producción. En estos casos puede haber una varianza genética de dominancia (V_D) importante y por lo tanto es posible generar nuevas combinaciones de alelos en cada cruzamiento (es interesante destacar que se han medido V_D para el peso, corporal por ejemplo, en truchas arco iris, Pante et al., 2002). Para lograr estas nuevas combinaciones resulta de utilidad introducir nuevos genes (individuos de otros stocks). Este proceso de cruzamiento de peces con historias genéticas diferentes se denomina **hibridación**. La hibridación puede ser entre individuos de la misma especie pero diferente variedad genética (**intraespecífica**) o de diferentes especies (**interespecífica**). La mejora de características fenotípicas por hibridación se realiza por ensayo y error de manera que alguno de los descendientes (**híbridos**) pueden tener características de nivel superior mientras otros no, pero la hibridación es la manera más adecuada de mejorar el desempeño productivo para algún rasgo, cuando h^2 es muy baja. Tanto la **selección** como la **hibridación** entonces, pueden resultar idóneas para realizar mejoras en la producción.

La **hibridación intraespecífica**, puede realizarse para lograr mejoras en peces de dos maneras, a) para producir una nueva variedad que puede ser objeto de selección, ó b) para producir híbridos como producto terminal. En general los híbridos presentan varias características mejoradas por una mayor variabilidad genética, lo que se conoce como **vigor híbrido**.

Por su parte, la **hibridación interespecífica**, se utiliza también para explotar el vigor híbrido. Sin embargo, si los híbridos son fértiles, la hibridación interespecífica ha sido utilizada también para hacer mejoras genéticas a través de la **introgresión**, un proceso por el cual los genes de una especie fluyen en el pool de genes de otra. Para lograrlo es necesario el **retrocruzamiento**,

es decir el cruzamiento de un híbrido interespecífico con uno de sus progenitores. Se aplican los mismos principios que en la hibridación intraespecífica, es decir, nuevas combinaciones de alelos conducen al mejoramiento. En salmonicultura es posible obtener híbridos viables cruzando progenitores de distintas especies, por ejemplo salmón × trucha alpina, con aumento de la tasa de crecimiento.

Muchos híbridos interespecíficos son estériles, no se reproducen tan fácilmente como sus padres o producen una progenie inviable o anormal.

8.2.3 Ingeniería genética

La ingeniería genética (o tecnología de ADN recombinante) es el proceso por el que uno o más genes o partes funcionales de ellos son transferidos de un organismo a otro. El/los gen/es puede/n ser de la misma especie receptora o de otra (**Fig. 8.10**). El o los genes en cuestión son luego propagados a la descendencia. En la ingeniería genética existen una serie de procesos: en **primer** lugar, un gen de interés es **clonado e insertado** en un vector, tal como un plásmido bacteriano (ver glosario); **posteriormente** el **plásmido es aislado** (en cantidades suficientes) de las bacterias; **luego** el o los genes son **removidos del vector** y se **inyectan en el cigoto** de un pez donde se espera que el nuevo gen (o genes) se vuelva parte del ADN del organismo receptor. Una vez que el gen (o genes) transferido es incorporado en las células germinales, es heredado como parte del genoma. Un pez resultante de esta técnica es un pez transgénico.

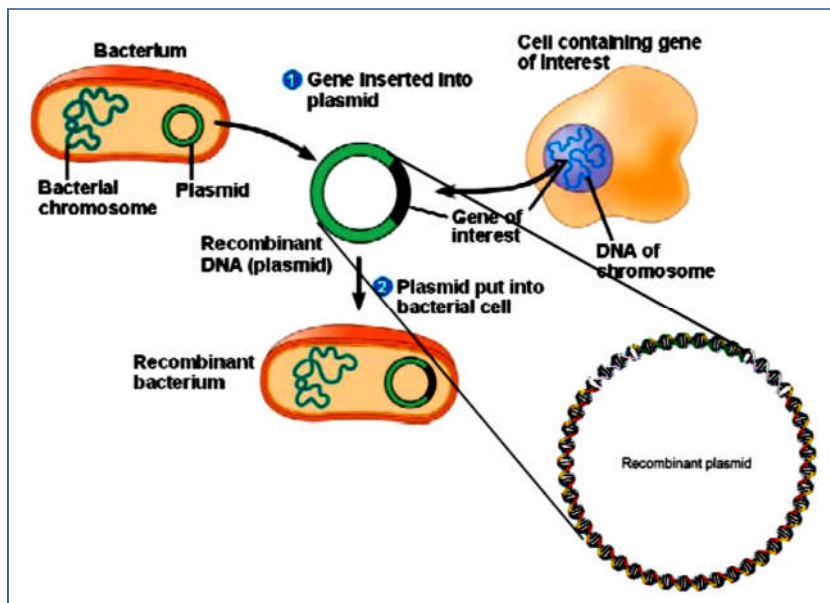


Figura 8.10. Proceso de creación de bacterias genéticamente modificadas como ejemplo de ingeniería genética

La ingeniería genética cruza las barreras de especies (una característica deseada de una especie, como el rápido crecimiento por ejemplo, puede ser transferida a otra especie) lo que le otorga un gran potencial pero, a su vez, la incertidumbre que generan los posibles efectos de los organismos transgénicos tanto en materia de inocuidad alimentaria como de seguridad ecológica,

provoca resistencias (justificadas) por parte del consumidor. No obstante, recientemente (2015) se ha autorizado el consumo de salmones transgénicos en EEUU. Para neutralizar los riesgos ambientales se debería utilizar tecnología adicional como la esterilización transgénica. Resulta interesante advertir que, así como los efectos de la ingeniería genética pueden ser negativos para el ambiente, dicha tecnología tiene el potencial de producir efectos ambientales positivos. Un ejemplo se puede encontrar en la producción de cierto tipo de cerdos genéticamente modificados lograda en Canadá. Dichos cerdos tienen la capacidad de absorber fósforo vegetal en mucho mayor grado que los cerdos no modificados, con lo que la descarga de fósforo al ambiente por materia fecal, disminuye. En todo caso es bueno recordar una afirmación de James Watson (descubridor de la estructura del ADN junto a Francis Crick, ambos premio Nobel de medicina 1962) en su visita a Bariloche (CRUB) durante los años 80s, cuando afirmó que temas tales como la ingeniería genética, son demasiado importantes para ser decididos solamente por los científicos, por lo que resulta necesaria la participación de toda la comunidad.

La producción de **vacunas** y de **alimento para peces** son otras áreas donde la ingeniería genética puede hacer sus aportes. En el caso de las vacunas, la tecnología incluye distintos métodos. Uno de ellos extrae los genes de virulencia de los organismos patógenos sin que estos pierdan su capacidad de generar respuesta inmune; otro de dichos métodos incorpora los genes de un patógeno que son responsables de desencadenar la respuesta inmune, en un organismo inocuo. Un ejemplo de vacuna obtenida con ingeniería genética es la vacuna contra necrosis pancreática infecciosa (en inglés IPN, producida por un virus). En cuanto a la producción de alimento, un ejemplo es la producción de ciertos ácidos grasos por parte de algas genéticamente modificadas, para luego utilizarlos en reemplazo parcial del aceite de pescado, un insumo cada vez más limitante de la producción.

8.2.4 Genética molecular y genómica

La ingeniería genética o tecnología de ADN recombinante, es parte de un grupo de métodos moleculares para el estudio de la genética. Estos métodos han revolucionado el modo de estudio de los genes. Antes, se estudiaba su estructura y organización a partir de los efectos fenotípicos mientras que la nueva tecnología permite leer las secuencias de los nucleótidos en sí para luego relacionarla con ciertos fenotipos.

Vimos en secciones anteriores que mediante métodos estadísticos se pueden predecir, hasta cierto grado, caracteres cuantitativos promedio en la descendencia. Sin embargo esta tarea no resulta fácil debido a los diferentes componentes de la varianza fenotípica (**sección 8.1, ec. 4**) y a las dificultades para medir la heredabilidad h^2 (**sección 8.2**). Por otra parte, estos métodos no permiten identificar los genes involucrados ni cuantificar su influencia. Las técnicas de genética molecular proveen herramientas para tratar de solucionar estas limitaciones ya que se utilizan para ubicar y analizar secuencias de ADN. Para esta ubicación, muy complicada, los denominados **marcadores genéticos** (por ejemplo los **microsatélites**) desempeñan un papel central. La idea detrás de esta técnica es que aunque la localización de uno o varios genes responsables de cierto carácter es muy difícil, la identificación de la zona aproximada donde se encuentra (mapeado) no lo es tanto. En otras palabras, si la herencia de cierto marcador genético se asocia de manera constante con la herencia de cierto carácter, entonces ese marcador debe estar ligado con un gen

(o un QTL) que afecte dicho carácter. En los últimos años se han identificado y mapeado muchos **marcadores genéticos**, en muchos organismos.

Las técnicas de genética molecular son un campo emergente dentro de los programas de mejora genética en acuicultura y permiten la llamada selección asistida por marcadores de ADN. Cuando se estudia cierto carácter de interés y se identifica un **marcador** asociado a dicho carácter, una prueba de ADN puede determinar qué peces en un stock serán los mejores para ser utilizados en un programa de cría selectiva. Desde la práctica, cabe subrayar que para identificar marcadores moleculares se pueden tomar muestras de sangre o de tejido en el campo (sin sacrificar el animal) y completar el análisis en el laboratorio. Esta técnica se ha utilizado en otras producciones animales tales como la del pollo o la vaca. A medida que el conocimiento de la genética de las especies de cultivo aumente, el uso de estas técnicas será más importante.

La **genómica**, por su parte, es el estudio de la estructura y función del genoma completo de una especie, lo que incluye el estudio de cómo los genes interactúan dentro del organismo. La secuencia completa de ADN de la mayoría de los organismos de acuicultura no se conoce, pero aún así los conocimientos de genómica pueden ser útiles para un programa de mejoras genéticas en producción. Los mapas de caracteres deseados (su posición en los cromosomas) serán importantes en la integración de la genómica con los programas tradicionales de selección. Los programas de estudios genómicos de largo plazo pueden incluir la identificación y mapeo de conjuntos de genes implicados en caracteres útiles en producción, con el fin de asistir el proceso de selección.

Hasta ahora, la mayor parte del progreso en programas de mejoras genéticas en salmicultura se ha obtenido mediante el método tradicional de selección pero, a medida que se incrementa el uso de la tecnología de genética molecular y genómica en acuicultura, es esperable que dicho progreso se potencie. Es interesante en este sentido que luego de varios años de trabajo de cooperación entre científicos de Noruega, Chile, y Canadá, en Junio de 2014 se completó la secuenciación del material genético del salmón del Atlántico (en un individuo: “Sally”). Este nuevo conocimiento seguramente será de utilidad en el desarrollo de nuevas vacunas, para mejorar la alimentación y para entender mejor la interacción entre peces que han escapado de los cultivos y peces silvestres. Es de esperar, como se mencionó más arriba, que la cría selectiva sea en el futuro mejor dirigida (los progenitores mejor elegidos de acuerdo al/a los carácter/es a seleccionar) y más eficiente. Entre los caracteres más importantes a ser seleccionados, en el caso del salmón atlántico, seguramente se encontrará el de resistencia a las infecciones por “piojo de mar” *Caligus rogercresseyi* (copépodo), y el de resistencia a infecciones por diferentes virus (por ejemplo virus de ISA) y bacterias (por ejemplo *Piscirickettsia sp.* que ataca a salmones y truchas) causantes de importantes pérdidas económicas. La investigación y la industria de producción de truchas arco iris y salmones del Pacífico, seguramente también encontrarán diversas aplicaciones útiles para este nuevo conocimiento.

8.3. Manipulación cromosómica

8.3.1 Poliploidía

La maduración sexual trae aparejados cambios que, en general, no son deseados en salmicultura, como la disminución del crecimiento, el aumento de la susceptibilidad a

enfermedades, la pérdida de calidad del filete, la maduración precoz de los machos con escaso valor comercial en salmones del Atlántico (“grilse”), como se vió en el **capítulo 3, sección 3.4**. Para evitar estos cambios se puede recurrir a ciertas técnicas que interfieren en el proceso de ovogénesis (proceso que culmina después de la fecundación), de manera de alterar la dotación cromosómica normal de los embriones resultantes. Una ventaja adicional importante de estas técnicas, sobre todo aplicadas en hembras, es la producción de esterilidad, lo que evita la contaminación genética por escapes.

Volviendo a la alteración de la dotación cromosómica normal de los embriones, se denomina **poliploidía** a la presencia de un número de cromosomas mayor que el diploide (2n). En peces, la poliploidía puede ser inducida variando artificialmente la temperatura o la presión hidrostática en los huevos para producir **triploides** (3n) ó **tetraploides** (4n). Tanto el choque térmico (en aplicaciones únicas o sucesivas) como el choque de presión hidrostática dan resultados muy similares, pero el choque de presión resulta muy laborioso para ser aplicado a un gran número de huevos.

En el choque térmico, los huevos son llevados a incubación a temperaturas artificialmente elevadas durante un corto tiempo; en el choque de presión, son dispuestos en un pistón con agua a 10°C y sometidos a alta presión, también durante pocos minutos. En ambas técnicas, además de la temperatura o la presión, son importantes el **momento** de aplicación del tratamiento, ya que varía considerablemente según se trate de obtener triploides o tetraploides como se verá más abajo.

Los objetivos principales de criar **triploides** son mejorar el crecimiento, evitar una disminución en la calidad del producto (deformación de las mandíbulas en los machos maduros) y controlar, debido a la esterilidad total que se logra con hembras, la contaminación genética consecuencia de los escapes. Con relación al crecimiento, se espera que los triploides sean más grandes debido a que sus células son más grandes. Estudios recientes en truchas arcoiris (Cleveland et al., 2017) mostraron, sin embargo, rendimientos de filete claramente mayores (aproximadamente 3%) sólo en las hembras triploides grandes (3 Kg o más) respecto de las diploides de similar tamaño; esta diferencia no se observó en triploides de menores tamaños). La esterilidad de los triploides deriva principalmente de que el genoma triploide no puede dividirse en 2 partes con igual número de cromosomas, lo que resulta en gametos inviábiles. Esta técnica tiene un uso limitado en acuicultura (salmonicultura) a gran escala. Una ventaja adicional recientemente descrita para hembras triploides grandes maduras, es su capacidad de producir filetes con mayor cantidad de ácidos grasos omega 3.

Para la producción de **triploides** el shock térmico se aplica a los huevos inmediatamente después de finalizada la operación de fecundación asistida. De esta manera no se produce la eliminación del segundo corpúsculo polar por lo que el huevo resultante contiene 3 juegos de cromosomas (3n), dos de la hembra (núcleo del ovocito y segundo corpúsculo polar, mas uno del macho (núcleo del espermatozoide) (**Fig. 8.2**). Durante el desarrollo, los tres núcleos se fusionan y dan lugar a un triploide. Después del choque térmico se logra una proporción variable de triploides influida principalmente por la temperatura y el grado de madurez de los huevos (deben probarse diferentes temperaturas en cada experiencia en particular, para ajustar la metodología). En la región se obtuvieron muy buenos resultados con truchas arco iris en el Centro de Ecología Aplicada del Neuquén CEAN, con choques de 27°C que produjeron altos porcentajes de triploidía. En el caso de las hembras resultantes, se observaron ovarios reducidos de tamaño con forma de cinta y ausencia de ovocitos primarios (signo de esterilidad). Por el contrario, los machos triploides

desarrollaron testículos de aspecto similar a los individuos diploides, pero con espermatozoides acuosos y pocos espermatozoides, de manera que aunque pueda haber una capacidad fecundante reducida, las truchas triploides machos se consideran funcionales. Es así entonces que las preferencias se orientan a la producción de triploides todos-hembra no solo por un mejor crecimiento (al menos para cierto rango de tamaño) sino por una mejor calidad de su carne, ambos factores probablemente relacionados con la esterilidad. Resultados muy similares en la producción de triploides se logran mediante un shock de presión hidrostática en lugar de un aumento de la temperatura.

El choque térmico (o de presión hidrostática) puede utilizarse también en la **producción de tetraploides**, individuos que cuentan con 4 juegos de cromosomas ($4n$). En este caso, el choque se usa para inhibir la primera división mitótica del cigoto. El shock se aplica algunas horas después de la fecundación y cuando el núcleo está listo para dividirse en dos, de esta forma se inhibe la citocinesis o división del citoplasma del huevo recién formado. Al interrumpirse la primera división mitótica, las células resultantes de las mitosis posteriores tienen 4 genomas. En la región, se han obtenido buenos resultados aplicando un choque térmico a huevos de truchas arco iris a los $55\text{ }^{\circ}\text{C-hora}$ (esto equivale, por ejemplo, a 5,5 horas después de la fecundación si la $T^{\circ} = 10^{\circ}\text{C}$), notar la diferencia con el caso de los triploides, en el que se aplicaba el choque a los huevos recién fecundados. Los tetraploides son menos viables que los triploides. Entonces, cabe preguntarse cuál es la importancia práctica de producirlos. Dado que no tienen problemas en la formación de tétradas durante la meiosis, pueden reproducirse. Entonces se los utiliza para generar triploides por cruzamiento con diploides normales. Este procedimiento aunque insume más tiempo (se agrega una generación de peces), es más eficiente que el choque (térmico o de presión) para la obtención de triploides ya que en este último caso suele haber altas mortalidades.

Un problema de manejo que se da con los individuos poliploides es identificarlos para poder establecer la proporción lograda en un stock sometido a tratamiento. En la región, los métodos de identificación utilizados por el laboratorio del CEAN son:

A. Indirectos

A.1. Determinación del tamaño de núcleos de eritrocitos

Es un método muy sencillo y con tecnología simple. Consiste en medir el diámetro mayor de los núcleos de los eritrocitos (microscopio óptico, $40\times$) en un frotis de sangre de pez, con tinción (**Fig. 8.11**). Las mediciones obtenidas en truchas arco iris en el CEAN arrojaron: núcleos $2n = 5-6\ \mu$; núcleos $3n = 7-9\ \mu$. A veces este método puede resultar impreciso, por lo que se requiere utilizar alguno de los otros métodos de manera complementaria, aplicado a una muestra aleatoria.

A.2. Determinación del número de nucléolos

En las células diploides pueden observarse uno o dos nucléolos mientras que en las triploides 1-3 nucléolos. Las observaciones se realizan con microscopio a $40\times$, después de tratar el tejido embrionario con ciertas soluciones (la presencia de tres nucléolos en alguno de los núcleos es prueba de triploidía del individuo).

B. Directo

Recuento de cromosomas. Aunque muy laborioso, es un método muy exacto. La idea en la que se basa la técnica es aprovechar el gran número de mitosis que ocurren en un embrión pequeño,

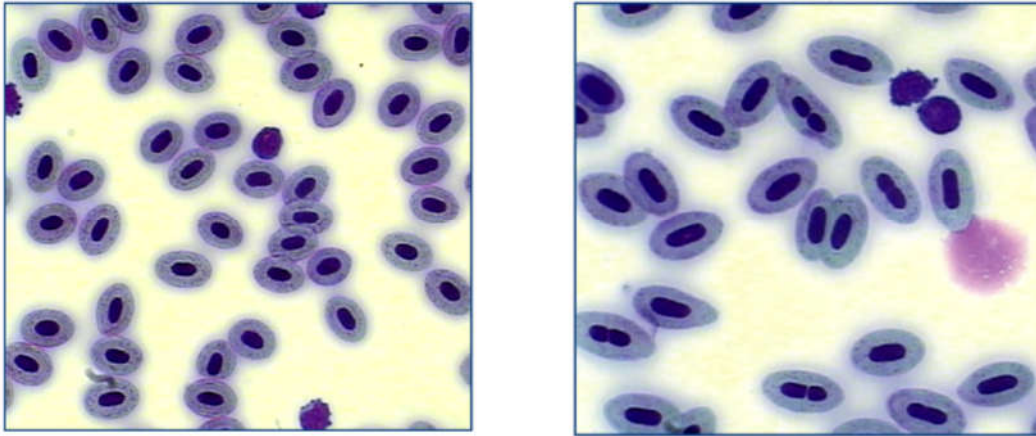


Figura 8.11. Frotis sanguíneo para verificar triploidía (salmónidos). Células triploides (derecha) generalmente 1.5 veces el tamaño de las diploides (izquierda)

en particular resulta fácil contar los cromosomas durante la metafase mitótica. Se trabaja con embriones de 7-8 días cuyas células se someten a manipulaciones mecánicas y químicas de las que se obtienen células que son observadas bajo microscopio a $1500\times$. El número de cromosomas de la trucha arco iris es variable (58-64), aunque el número varía como resultado de divisiones y fusiones entre ellos, se considera que las truchas de criadero poseen aproximadamente 60 cromosomas cuando son diploides, 90 en estado triploide y 120 si son tetraploides.

C. Otros métodos.

Existen métodos con equipamiento de tecnología más sofisticada, como la fluorescencia celular en citómetros de flujo, que mide la cantidad de ADN en las células.

8.3.2 Ginogénesis, androgénesis

Se denomina **ginogénesis** a la obtención de individuos con una dotación cromosómica solo de la madre. Para ello, se irradian espermatozoides con rayos X o radiación ultravioleta hasta inactivar su ADN (sin dañar su capacidad de penetrar el ovocito e inducir su división). Después de activarse, el ovocito elimina el segundo corpúsculo polar, lo que resulta en un embrión haploide (ya que no hubo aporte genético del espermatozoide) que suele morir si no hay tratamiento adicional. Para restablecer la diploidía y obtener individuos viables, una técnica es aplicar un choque (térmico o de presión) con el fin de bloquear la eliminación del segundo corpúsculo polar (ginogénesis meiótica). Los individuos así resultantes no son completamente homocigotas aunque contengan material genético sólo de la madre, debido a que hubo recombinación previa (**Fig. 8.2 Ovogénesis**). Otro método es el de bloquear, también con choque, ya no la expulsión del segundo corpúsculo polar sino la citocinesis mitótica del huevo, inmediatamente después de la replicación

de su ADN, lo que resulta en un embrión $2n$ (ginogénesis mitótica). Los embriones así resultantes son 100 % homocigotas. Esta ginogénesis puede utilizarse para realizar estudios genéticos en los cuales la obtención de homocigotas simplifica el estudio. Además, es otra técnica para la obtención de stocks “todos-hembra”, aunque los porcentajes de sobrevivencia suelen ser bajos (no mayores a un 30%) (F. 8.12).

La **androgénesis** es el proceso de obtención de individuos con cromosomas solo paternos. Para ello se fecundan ovocitos irradiados con espermatozoides normales, y luego se produce la duplicación del genoma paterno. La fecundación de ovocitos irradiados con espermatozoides normales resulta en huevos haploides sobre los que, (de manera similar a lo descrito en ginogénesis) se practica un tratamiento de shock para detener la primera división mitótica después de la replicación del material genético. El resultado es un embrión homocigótico diploide con material genético solo paterno. La androgénesis puede también utilizarse para obtener stocks mono sexo (machos o hembras, según el tipo de espermatozoide normal usado para fecundar; hembras XX machos YY). Su aplicación en producción ha sido más escasa que la ginogénesis.

8.4. Cambio fenotípico del sexo

Tal como mencionamos en la sección anterior, la madurez sexual trae aparejados una serie de cambios fisiológicos que en general no resultan convenientes en producción. Para evitar estos cambios existen técnicas, alternativas a la producción de triploides, para mejorar el crecimiento de truchas y salmones y retardar la maduración sexual; se denominan técnicas de **control fenotípico del sexo**. En salmonicultura se aplican principalmente en las hembras (que suelen crecer más rápido y madurar más tarde) y se basan en que el sexo genotípico de los peces se puede cambiar mediante el uso de

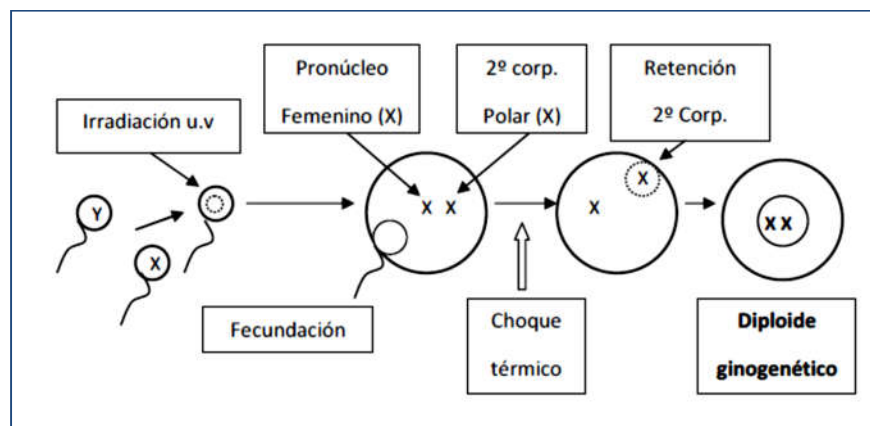


Figura 8.12. Esquema del proceso de producción de individuos ginogenéticos

hormonas y entonces obtenerse un sexo fenotípico. En otras palabras, individuos genéticamente machos pueden ser revertidos a hembras funcionales y viceversa. Además de reversión sexual, el suministro de hormonas, como ocurre con la triploidización, puede dar como resultado la esterilidad. El control fenotípico del sexo puede realizarse de manera **directa** o **indirecta**.

Control directo.

Trabaja sobre una misma generación de peces a los que se les administra alimento con hormonas en el inicio de su alimentación, por un periodo de 1-2 meses (duración variable con la T°). En el caso de los machos genéticos (XY) se feminizan tratándolos con hormonas de hembra (estradiol- 17β) lo que resulta en un cambio de aspecto exterior, desarrollo de ovarios y cambio de función (hembras fenotípicas), con producción de ovocitos (X) ó (Y) según el caso [recordar que las hembras normales producen ovocitos (X) solamente] (**Fig. 8.13.A**). Aunque no tenga una aplicación extendida en salmicultura, también es posible la técnica inversa, es decir masculinizar hembras genéticas (XX), mediante el uso de hormonas de macho (17α -metilttestosterona) con desarrollo de testículos y espermatozoides de un solo tipo, (X) (los espermatozoides normales pueden contener el cromosoma (X) o el (Y)). (**Fig. 8.13.B**). Se piensa que en los salmónidos, la actividad de los genes sexuales está restringida a un periodo relativamente corto durante el desarrollo inicial de las gónadas y que esto contribuiría a que la reversión sexual sea fácil y permanente. Finalmente, la esterilización se logra con la administración de hormonas sexuales masculinas a dosis altas y durante periodos más prolongados.

A pesar de que el tratamiento se aplica en dosis bajas, en etapa temprana de los peces y por periodos cortos, surge un rechazo del consumidor hacia los peces tratados con hormonas. Por eso surge el método de control indirecto que, a diferencia del control directo, actúa sobre la generación siguiente. En el caso de salmónidos, se trabaja masculinizando individuos genéticamente hembras (crecimiento más rápido, maduración más tardía).

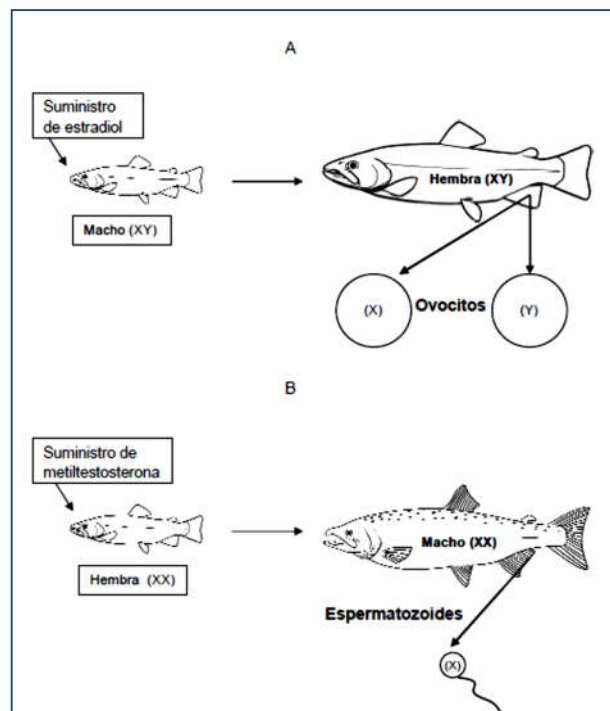


Figura 8.13. Inducción del sexo fenotípico por suministro de hormonas en los primeros estadios. A: feminización de machos genéticos; B: masculinización de hembras genéticas

De esta manera se obtienen espermatozoides sólo (X) (**Fig. 8.13.B**), que al fertilizar ovocitos de hembras normales producirán descendencia todos hembra [por falta de espermatozoides (Y)].

Control Indirecto.

A pesar de que el tratamiento se aplica en dosis bajas, en etapa temprana de los peces y por periodos cortos, surge un rechazo del consumidor hacia los peces tratados con hormonas. Por eso surge el método de control indirecto que, a diferencia del control directo, actúa sobre la generación siguiente. En el caso de salmónidos, se trabaja masculinizando individuos genotípicamente hembras (crecimiento más rápido, maduración más tardía). De esta manera se obtienen espermatozoides sólo (X) (Fig. 8.13.B), que al fertilizar ovocitos de hembras normales producirán descendencia todos-hembra [por falta de espermatozoides (Y)].

8.5 GLOSARIO

Alelo. Cada una de las dos o más versiones de un gen. Un individuo hereda dos alelos para cada gen, uno del padre y el otro de la madre. [Nota: en una población puede haber varios alelos para un gen (**alelos múltiples**), pero un individuo hereda sólo dos de ellos, uno del padre y otro de la madre.

Carácter o característica. Atributo o cualidad.

Disyunción. Separación de los cromosomas durante los procesos de división celular: mitosis o meiosis.

Epistasis. Interacción entre genes de diferentes loci (no élícos), de manera que un gen afecta la expresión fenotípica de otro.

Fenotipo o rasgo. Apariencia o manifestación de un carácter (incluye caracteres físicos, fisiológicos, conductuales etc.).

Gen. Segmento de ADN que ocupa una posición específica (locus) en un cromosoma, es heredable y tiene uno o más efectos específicos sobre el fenotipo de un organismo. [Nota: un carácter genético puede estar controlado por uno o más genes y un gen puede controlar uno o más caracteres genéticos].

Genoma. Dotación completa de cromosomas de un organismo. Cada genoma contiene la totalidad de la información genética que posee un organismo.

Genómica. Estudio de la estructura y función de los genomas de los organismos. (Nota: a diferencia de la genética clásica que a partir de un fenotipo –generalmente mutante- busca el o los genes responsables de dicho fenotipo, la genómica tiene como objetivo predecir la función de los genes a partir de su secuencia o de sus interacciones con otros genes).

Genotipo. El conjunto de alelos, en uno o mas loci, que posee un individuo. Todo el conjunto de genes portados por un individuo. (Nota: si el genotipo está formado por alelos iguales, en uno o mas loci, se dice que es homocigótico, caso contrario es heterocigótico. Se dice de un individuo

que presenta un genotipo homocigótico, que es **homocigoto**; en caso contrario se habla de individuo **heterocigoto**).

Heredabilidad. Atributo de un carácter cuantitativo de una población (o sotka) que expresa cuanto de la variación total fenotípica se debe a la variación genética. Bajo un concepto amplio, puede calcularse como el cociente entre la variación genética total y la variación fenotípica (VG/VP). Bajo un concepto más restringido puede calcularse como el cociente entre la variación genética aditiva y la variación fenotípica total (VA/VP).

Hibridación. Cruzamiento de individuos de diferentes especies, razas, variedades o líneas genéticas

Locus. El lugar específico del cromosoma donde está localizado un *gen* u otra secuencia de ADN; como su dirección genética. [Frecuentemente, los términos “gen” y “locus” son intercambiables]. (Consecuencia: un individuo diploide tiene solo dos alelos para un locus determinado; una población puede tener más de dos alelos para dichos locus, es decir alelos múltiples).

Mapeo genético. Construcción de un listado ordenado de los genes o marcadores genéticos presentes en los respectivos cromosomas de una especie de interés.

Marcador genético. Un marcador genético es un segmento de ADN con una ubicación física conocida en un cromosoma. Los marcadores genéticos se utilizan para rastrear la herencia de un gen cercano que aún no ha sido identificado, pero cuya localización aproximada es conocida. El marcador genético puede ser parte de un gen o puede no tener ninguna función conocida [National Human Genome Research Institute, EEUU]

Microsatélite. Secuencias de ADN nuclear en las que un fragmento compuesto por 1-6 pares de bases, se repite de manera consecutiva, frecuentemente utilizadas como marcadores genéticos.

Nucleótido. Unidad de molécula de ADN que contiene un fosfato, un azúcar y una base nitrogenada

Plásmido. Molécula pequeña circular de ADN extra cromosómico encontrado en diversas especies de bacterias, capaz de replicación autónoma, útil para la transferencia de genes de un organismo a otro en condiciones de laboratorio (ingeniería genética).

Poligen. Uno de un conjunto de genes que, juntos, controlan un rasgo cuantitativo.

Variación (En inglés suelen usarse como sinónimos “variety” y “Strain”). Grupo intraespecífico de organismos que poseen uno o unos pocos caracteres distintivos, generalmente homocigotas para esos caracteres, mantenidos como grupo de cría artificial.

BIBLIOGRAFIA

- Abernathy, J.W., Peatman, E., Liu, Z. 2010. Basic Aquaculture Genetics. Southern Regional Aquaculture Center, SRAC publication N° 5001.
- Cleveland, B.N., Weber, G.M., Raatz, S.K., Rexroad, C.E., Picklo, M.J. 2017. Fatty acid partitioning varies across fillet regions during sexual maturation in female rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **475**, 52–60
- Genghini, R., Bonvillani, A., Wittouck, P., Echevarría, A. 2002. Cursos de Introducción a la Producción Animal. 2002. FAV UNRC. Online, http://www.produccion-animal.com.ar/genetica_seleccion_cruzamientos/genetica_en_general/05-introduccion_al_mejoramiento_animal.pdf [Disponible Noviembre 2017]
- Jover Cerda M., Asturiano Nemesio, J., Martinez Llorens, S., Perez Igualada, L., Tomas Vidal, A. 2004. Acuicultura: bases biológicas. Universidad Politécnica de Valencia. Editoria UPV Ref.: 2004.841; 201 pp.
- King, R.C., Stansfield, W.D., Mulligan, P.K. 2006. A Dictionary of Genetics, 7th Edition. Oxford University Press. Oxford New York 596 pp.
- Liu, Z.J. 2007. Fish genomics and genetic analytical technologies, with examples of their potential applications in management of fish genetic resources. Policy paper for FAO's Commission on Genetic Resources for Food and Agriculture. In: Workshop on Status and 28 Trends in Aquatic Genetic Resources. A basis for international policy, FAO Fisheries Proceedings 5 (eds. Devin Bartley, Brian Harvey, Roger Pullin), FAO, Rome, pp. 145-179.
- Myhr, A., Y. T, Dalmo, R.A. 2005. Introduction of genetic engineering in aquaculture: Ecological and ethical implications for science and governance. *Aquaculture* **250**, 542- 554.
- Nuñez, P., Del Valle, A. 1995. Métodos de manipulación cromosómica aplicados a la producción de trucha arco iris. 1996. Hemisferio Sur, Bs. As. 64 p.
- Pante, M.J., Gjerde, B., McMillan, I., Misztal, I. 2002. Estimation of additive and dominance genetic variances for body weight at harvest in rainbowtrout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* **204**, 383–392.
- Phillips, R.B., Nichols, K.M., De Koning, J. J., Morasch, M.R., Keatley, K.A., Rexroad, C., Gahr, S.A., Danzmann, R.G., Drew, R.E., Thorgaard, G.H. 2006. Assignment of Rainbow Trout Linkage Groups to Specific Chromosomes. *Genetics* **174**: 1661–1670.
- Pierce, B.A. 2010. Genética. Un enfoque conceptual 3a. ed. Editorial Médica Panamericana, Madrid, 730 pp.

Kapuscinski, A.R., Miller, L.M. 2007. Genetic Guidelines for Fisheries Management. Sharon Moen and Marie Zhuikov Eds. University of Minnesota Sea Grant Program. 114 pp.

The Research Council of Norway. 2014. Milestone in salmon research – genome fully sequenced. On line, published 10/06/14.

http://www.forskningsradet.no/en/Newsarticle/Milestone_in_salmon_research_genome_fully_sequenced/1253996850590 [Disponible Junio 2016]

Willoughby, S. 1999. Salmonid farming. Blackwell Science, USA, 329 p.

Unidad 9

Producto final

9.1 Cosecha, transporte

En este capítulo usaremos el término “**procesamiento**” en un sentido amplio, para referirnos a cualquier elaboración destinada a dejar el producto apto para el consumo y de acuerdo a demanda. El procesamiento, en criaderos de la región Norpatagónica, es generalmente un servicio que los productores compran a terceros por lo que su proceso productivo finaliza con la **cosecha**.

Con el tiempo, las exigencias de los consumidores de carne de salmónidos (y de otros productos alimenticios) han ido aumentando, es decir la demanda se orienta a productos de una calidad cada vez mayor. Para alcanzar los estándares de calidad requeridos, es necesario cuidar los diversos aspectos involucrados ya que la calidad incluye no solamente factores **organolépticos** sino **nutricionales** y de **inocuidad** alimentaria, como veremos más adelante. Los cuidados, además, son necesarios durante todo el proceso desde la producción hasta la comercialización, incluida la cosecha.

Para esta última, se debe ayunar a los peces, usualmente durante 2-3 días, lo que permite el vaciado del tracto gastrointestinal, que a su vez facilita la manipulación de cosecha y el transporte. Excederse en el tiempo de ayuno, por otra parte, podría afectar la calidad de la carne tornándola más blanda y con mayor contenido de agua. Estudios recientes en truchas arco iris (Bermejo-Poza et al., 2017) encontraron que un ayuno previo a la cosecha de 17.2 - 22.3 grados días, permite un vaciado completo del tubo digestivo además de asegurar una buena calidad de carne.

Respecto a la cantidad de peces a cosechar debería limitarse, idealmente, a lo que puede procesarse en un día y comercializarse en dos o tres días. Durante la cosecha, además, deben evitarse manejos bruscos que puedan producir daños físicos en los peces tales como erosiones o hemorragias. Un problema asociado con la cosecha de peces criados en jaulas, sobre todo las que tienen una profundidad de diez metros o más, es la incapacidad de los peces para adaptarse rápidamente a las condiciones de superficie. Al ser izadas las redes rápidamente, los peces tienden instintivamente a nadar hacia abajo con mucho vigor, lo cual acumula ácido láctico en sus músculos, lo que a su vez extiende el periodo de *rigor mortis* (ver más abajo), retrasa el fileteado y por ende demora los tiempos de entrega del producto como se verá luego.

Inmediatamente después de la muerte, la carne del pez sufre dos tipos de proceso de deterioro: **autólisis** y **descomposición** por acción de microorganismos como veremos en más detalle en la **sección 9.4** sobre “**calidad**”. Dado que se trata de un producto altamente perecedero, la carne debe enfriarse inmediatamente después de muertos los peces (incluso el frío puede utilizarse para el sacrificio) y disponerse en contenedores con hielo para su transporte hasta la planta de procesamiento. Alternativamente, los peces se pueden enviar vivos a la planta, cuidando de utilizar agua limpia y bien oxigenada durante el transporte. Si se utiliza un camión tanque, el agua se puede enfriar gradualmente durante el viaje para que los peces lleguen a menor temperatura a la planta de procesamiento. En los países con un alto desarrollo de la actividad existen incluso embarcaciones especiales (“well boats”) con bodegas con agua, también para el transporte de animales vivos hasta la planta de procesamiento. Para ser introducidos en dichas bodegas los peces suelen cosecharse mediante la ayuda de redes de pesca que se introducen en las jaulas y luego se izan con grúas. Los peces pueden también ser directamente succionados con bomba o una combinación de ambas técnicas (**Fig. 9.1**).



Figura 9.1. Redes de cosecha izadas con grúas para concentrar los peces que serán succionados con bomba

9.2. Procesamiento

El procesamiento del pescado puede ser dividido en **primario** y **secundario**. El primario incluye el sacrificio y eviscerado mientras que el secundario incluye fileteado, fraccionado en porciones más pequeñas que un filete, embalaje en atmósfera modificada, ahumado y preparación de comidas más elaboradas. Los productos que tienen procesamiento secundario se denominan “**productos con valor agregado**”. En esta sección haremos referencia solamente a los procesamientos primarios y a los secundarios más simples (en la materia Tecnología y Administración Acuícola se verán otras formas de procesamiento).

9.2.1 Plantas

Las plantas de procesamiento pueden ser de distinta complejidad pero, atendiendo al desarrollo de la actividad en nuestro país, pensemos en una planta de pequeña escala. Este tipo de planta puede construirse a un costo modesto de manera relativamente simple, cuidando de cumplir con las normas legales municipales, provinciales y nacionales que pudieran aplicarse. Un diseño simple suele incluir un tanque para peces vivos, un área de almacenamiento para carne cruda, mesadas de corte para 2-4 personas, agua potable (caliente y fría), depósito de hielo, sistema de disposición de desechos, área de higiene personal, sistema de almacenamiento con refrigeración, freezer, balanzas y zona de almacenamiento seca. Es recomendable también contar con presión positiva de aire, dentro de las secciones de la planta donde la carne pueda contaminarse (una presión de aire positiva se crea cuando los ventiladores de entrada a un recinto producen más flujo de aire que los de salida; al contrario, cuando es mayor el flujo de salida que el de entrada se crea una presión negativa. En el caso de presión positiva, los ventiladores toman el aire de lugares limpios, con o sin filtros, e impiden así la entrada de gérmenes y de polvo).

9.2.2 Sacrificio

La manera en que los peces son tratados después de la cosecha tiene una gran influencia sobre la calidad de la carne, tanto que el tratamiento post- cosecha puede arruinar el pescado producido con mucho esmero. Los peces pueden ser sacrificados de diferentes maneras: golpe en la cabeza, choque eléctrico, corte en la garganta por delante del corazón, enfriamiento, anoxia. El método de sacrificio es otro momento del proceso que puede afectar la calidad de la carne porque influye los procesos biológicos *post mortem* en el músculo (el sacrificio por golpe en la cabeza, por ejemplo, puede cambiar el aspecto de la carne, oscureciéndola). Cuando el método de matanza es por corte de uno o más arcos branquiales, los peces llegan vivos a la planta de procesamiento donde suelen ser dispuestos en tanques y anestesiados con CO₂, (disminución del estrés, disminución del sufrimiento) para después realizar los cortes y pasarlos a un tanque de sangrado, donde morirán. El sangrado tiene varias funciones:

- Mejora el color y sabor del pescado (el contenido en hierro de la sangre da un gusto metálico y se oxida cambiando el color a mas amarronado)
- Previene cambios oxidativos en las grasas insaturadas durante el almacenamiento con congelado
- Reduce el riesgo de manchas oscuras después del ahumado causadas por residuos de sangre

El sangrado de animales pequeños, particularmente truchas, no resulta práctico y además no cambia significativamente la calidad del producto. Por esta razón el sangrado y eviscerado suelen hacerse en un único paso que debería realizarse tan pronto como sea posible. Para el eviscerado, cada pez es cortado en forma manual en la parte media ventral y las vísceras son retiradas ya sea en forma manual o (en países con mayor desarrollo en esta producción) con un dispositivo de vacío (**Fig. 9.2**).

Luego del sangrado (o “eviscerado + sangrado” en el caso de animales más pequeños) el pescado es lavado con abundante agua potable para remover restos de sangre. Este procedimiento (lavado) puede incluso ser realizado en forma automática por maquinas que realizan sangrado-eviscerado-lavado-. Luego del eviscerado y lavado, el pescado debe ser enfriado y almacenado. Cualquier daño mecánico en su superficie, signo de madurez sexual o de enfermedad, deformidad etc. puede ser causa para descartar el producto. Como regla general la carne debe estar sometida a frío durante todo el procesamiento, tan cerca de los 0°C como sea posible. Las temperaturas altas, además de acelerar la descomposición, adelantarán los procesos de *rigor mortis*.

Luego del sangrado, eviscerado y lavado, el pescado destinado a consumo en fresco debe ser mantenido en contenedores con hielo para su depósito o envío. Una regla práctica en el verano, es poner en el contenedor tanto peso de hielo como de carne mientras que en invierno suele colocarse la mitad de la cantidad de hielo. En todo caso, la cantidad de hielo estará relacionada con la distancia a recorrer y la capacidad aislante del vehículo de transporte (o su capacidad de generar frío).

Respecto al **fileteado**, se realiza sobre una mesada que tiene una tabla de corte, generalmente de plástico (no debe usarse madera por razones higiénicas). Cuando se empacan filetes con piel, debe colocarse piel contra piel y carne contra carne, ya que en la piel hay enzimas y pigmentos que pueden dañar la calidad del filete. En general, no se recomienda realizar el fileteado mientras dura el *rigor mortis* (ver **sección 9.4**), resulta más conveniente realizarlo antes de que comience o después que termine dicho proceso, aunque se observa una tendencia en la industria del salmón a filetear el pescado inmediatamente después del sacrificio (pre-rigor) antes



Figura 9.2. Planta de procesamiento con dispositivo de succión.

que esperar 3 días o más a que desaparezca el rigor (fileteado post-rigor). Esto se debe a que se ha observado que con el fileteado pre-rigor (además de lograrse una entrega más pronta al consumidor) el filete resulta con mejor color y textura más firme. Para el fileteado pre-rigor, resulta útil retrasar el comienzo del *rigor mortis* para dar mayor tiempo al manejo de fileteado. Es interesante al respecto señalar que uno de los factores que pueden adelantar la aparición del *rigor mortis* es el estrés pre-sacrificio, producido por ejemplo por altas densidades de cría. Además de adelantar el *rigor mortis*, estudios recientes con salmón del Atlántico indican que el estrés producido inmediatamente antes del sacrificio baja la calidad del color y sabor del filete y acelera su velocidad de descomposición, al menos en productos envasados en atmósfera modificada (enriquecida en CO₂).

9.2.3 Fresco vs. Congelado

Por regla general, el producto fresco es preferido por los consumidores al producto congelado y por lo tanto tiene mayor valor de mercado. Para el productor, la comercialización en fresco rinde mayores beneficios por Kg de pescado que el congelado. Sin embargo, el congelado puede resultar en un producto de alta calidad con ventajas tanto para el consumidor como para el productor. Respecto a este último, el congelado aumenta el alcance de la distribución del producto agrandando el mercado. Por su parte, para el consumidor, el congelado representa la posibilidad de un producto a menor precio (gracias a la facilidad de almacenamiento por más tiempo, que reduce los costos de transporte). Existen distintos procesos de congelado. El llamado “**congelado lento**” tiene como resultado la formación de cristales de hielo de tamaño más grande ocasionando ruptura de las células de la carne, con pérdida de fluido intracelular después del deshielo y una mayor rapidez en la descomposición después del descongelado. Por otro lado, el denominado “**congelado rápido**” (la temperatura en el centro de la carne alcanza varios grados bajo cero en menos de una hora), que suele utilizar túneles de congelamiento, produce cristales de hielo pequeños que provocan menos daños a las paredes celulares al congelarse. El congelado rápido en túneles de

frío, suele realizarse a temperaturas de unos -35°C para luego almacenar el producto entre -18°C y -25°C . Mediante este procesamiento se logra un producto de buena calidad. Lamentablemente, la mala práctica de congelar el pescado cuando la calidad de la carne ya está deteriorada, contribuye al desprestigio de este método de conservación.

No obstante y dadas las ventajas de los congelados, en nuestro país la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Pesca SAGyP elaboró en 2011 un “protocolo de calidad para trucha arco iris congelada” (entera o en cortes), que define y describe atributos de calidad para la producción de esta especie. El seguimiento de dicho protocolo permite utilizar el sello de calidad “Alimentos Argentinos, una elección natural”, que diferencia el producto y aumenta su valor (volveremos sobre este tema en la **sección 9.4**, sobre control de calidad).

9.2.4 Manejo de los desechos

El procesado de los peces genera sub productos que pueden tener valor para la alimentación humana (por ejemplo los huesos), de mascotas o para la elaboración de fertilizantes, todo lo cual puede constituirse en fuente adicional de ingresos. En todo caso, la disposición final de los desechos debe hacerse según las normas vigentes.

9.3 Embalaje

Llamamos “**embalaje**” (término que a veces se sustituye por la palabra en inglés “packaging”) a todos los **materiales o procedimientos** que sirven para **contener, proteger, conservar, transportar e informar sobre un producto que se vende**.

Cuando se trata de pescado para consumo en fresco, el embalaje que se utiliza para el transporte a los puntos de venta (mayorista o minorista) se realiza con elementos simples, a lo sumo contenedores de materiales que resulten aislantes de la temperatura como cajas de poliestireno (telgopor) o simplemente de plástico. En ambos casos el pescado se cubre con hielo en escamas y los recipientes se disponen por lo general dentro de camiones frigoríficos que los llevarán hasta su destino. El pescado congelado tiene un tratamiento similar pero requiere unidades de transporte con capacidad para bajar más la temperatura.

Volviendo al producto fresco, existen algunos procedimientos para alargar el tiempo de almacenamiento del pescado que incluyen la **irradiación** y el **envasado en atmosfera modificada** (procesamiento secundario, agregado de valor). En este último caso se remueve el aire del envase y se reemplaza por gases que reducen el crecimiento bacteriano. Dichos gases pueden ser N_2 , CO_2 o una combinación de ambos (por ejemplo 70% CO_2 , 30% N_2). La utilización de estos gases junto con la refrigeración, resulta en un método de conservación eficaz. La ausencia de O_2 impide el desarrollo de bacterias aeróbicas mientras que el CO_2 es bacteriostático y reduce el crecimiento de bacterias anaeróbicas. Además, el CO_2 es absorbido por la carne disminuyendo el pH lo que también reduce el crecimiento bacteriano. Se ha comprobado que el envasado en atmosfera modificada junto con la conservación en frío aumentan un 50%- 100% la vida útil del producto comparada con el enfriado solamente.

9.4. Calidad del producto

De una manera general, podemos definir **calidad** como la capacidad de un producto de satisfacer un deseo o una necesidad del consumidor. Se puede esperar por lo tanto que la calidad varíe según varían las preferencias del público, en distintos mercados y a medida que transcurre el tiempo. Un color intenso de la carne, por ejemplo, puede ser un factor de calidad apreciado en

algunos mercados (como en Argentina) pero no en otros, donde una carne más pálida puede ser percibida como “libre de colorantes artificiales”).

Dado que hay diversas **variables o atributos de calidad** de un producto, para ordenarlos se ha propuesto una clasificación que puede reducirse a tres grandes categorías: **sensoriales**, **nutricionales** e **higiénicos** (aunque a veces estos tipos de atributos se superponen, por ejemplo una determinada cantidad y calidad de lípidos- variable nutricional- puede relacionarse con el sabor- variable sensorial). En todo caso, la calidad integral del producto es el **resultado de todo el proceso** que se extiende desde la producción al consumo y que incluye: cosecha, procesamiento, embalaje y distribución.

9.4.1 Atributos de calidad sensorial

Incluimos en esta categoría el **tamaño** y **la forma de presentación** del producto, además de sus **características organoléptica**. En la región Norpatagónica, el tamaño de comercialización más común es el llamado “pan size” o “tamaño plato”, producto que se obtiene a partir de animales de unos 450 gr (peso vivo). También se comercializan tamaños mayores (1 kg o más). Las formas de presentación más comunes para el tamaño “pan size” son **entero eviscerado** (sin deshuesar, con cabeza y cola); **corte mariposa** (deshuesado con o sin cabeza). El pescado de mayor tamaño se comercializa generalmente en forma de filete (con piel) o en rodajas (a veces llamadas “darnes” o “postas”) (Fig. 9.3).

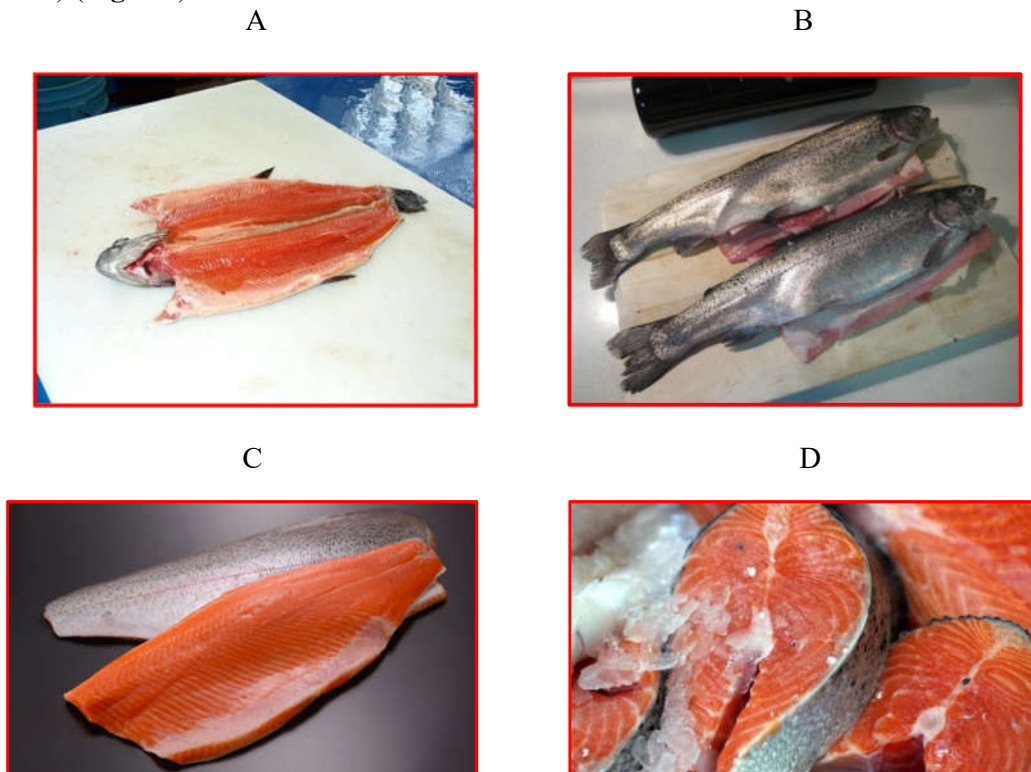


Figura 9.3. Formas comunes de presentación del producto; A-B: “pan size” corte mariposa y entero eviscerado respectivamente; C-D: tamaño mayor (1 Kg), filete con piel y corte en rodajas (“darnes” o “postas”) respectivamente.

Otro aspecto de presentación a tener en cuenta es el *rigor mortis*, proceso de endurecimiento muscular transitorio que ocurre después de la muerte celular y en el que

intervienen distintas enzimas. Durante el *rigor mortis* se produce la hidrólisis del glucógeno con producción de ácido láctico, lo que produce una caída del pH de 7.0 a 6.0-6.8, este y otros fenómenos se traducen en una disminución de la calidad, sobre todo para productos a ser vendidos en fresco, debido al aspecto rígido del pescado que a veces mantiene la forma anterior al rigor, con aspecto desagradable (curvado, retorcido etc.). Por el contrario, cuando los pescados son congelados, el proceso *de rigor mortis* transcurre y se resuelve durante el tiempo de almacenamiento o durante el descongelado, de manera que el producto en general no presenta características desagradables debidas al rigor. Con relación al procesamiento, el *rigor mortis* dificulta el fileteado, que puede hacerse antes o después como ya se ha mencionado, pero nunca durante, ya que se pueden producir daños en la carne y se genera un exceso de desperdicio. El tiempo de aparición y la duración del *rigor mortis* varían con distintos factores, como el estrés durante la cosecha y la temperatura (**Tabla 9.1**).

Tabla 9.1. Tiempo de aparición y duración del *rigor mortis* a diferentes temperaturas (tomado de Gjerde y Rora 1993, reproducido por Willoughby, 1999)

Rigor mortis	Temperatura de la carne		
	+35	+5	-1
Aparición	3-10 min.	16 horas	35 horas
Duración	30- 40 min.	2-3 días	3-4 días

Siempre con relación a la presentación, otro problema de calidad sensorial que suele presentarse es la separación (“gaping”) del filete, longitudinal o transversalmente (**Fig. 9.4**). Este problema puede ser una consecuencia de la manipulación durante el *rigor mortis* pero el estrés durante la cosecha, el transporte (cambio de pH) y, probablemente un período de ayuno insuficiente previo a la cosecha, son factores que pueden favorecerlo. Cabe subrayar que el gaping



Figura 9.4. Separación de filete de salmón (“gaping”)

no es un signo de pescado en mal estado, incluso la carne de peces que han sido bien alimentados suele ser más susceptible a este problema.

Respecto a las **variables organolépticas**, una importante es el **color**. Existen diferentes maneras de evaluar el color, desde la observación directa comparando el color de la carne con una

escala pre- establecida (por ejemplo la tarjeta de colores Roche) como muestra **la Figura 9.5**, hasta determinaciones químicas o electrónicas de la cantidad de pigmentos presentes. Las determinaciones mediante tarjeta de colores Roche tiene cierta subjetividad y las condiciones de luz en el momento de la evaluación deben ser adecuadas, por lo que suele utilizarse una “caja de color” donde se introduce la muestra, con iluminación que se asemeja a la luz de día.

Estudios con métodos químicos o electrónicos para medir la concentración de pigmentos han mostrado, en salmones del Atlántico, una mayor capacidad de retención de pigmentos (astaxantina) en músculo de peces de mayor tamaño (4-5 mg pigmento/Kg filete para peces de 1.5-2.0 Kg; 8-9 mg/Kg filete para peces de 3.0- 4.0 Kg). La trucha arco iris, por su parte, tiene una mayor capacidad para absorber pigmentos con relación al salmón Atlántico, por lo que suele ser más fácil obtener el color deseado. Existen estudios que muestran una concentración de carotenoides de 6-7 mg pigmento/Kg filete para truchas de 0.1 a 0.5 Kg mientras que truchas de mayor tamaño pueden contener hasta 25mg pigmento/Kg filete. En la práctica, se puede determinar qué concentración aproximada de pigmento proporciona el color deseado en el filete. Por ejemplo, un color de valor 16 en la escala Roche equivale a un contenido de astaxantina de 8-9 mg/Kg filete.

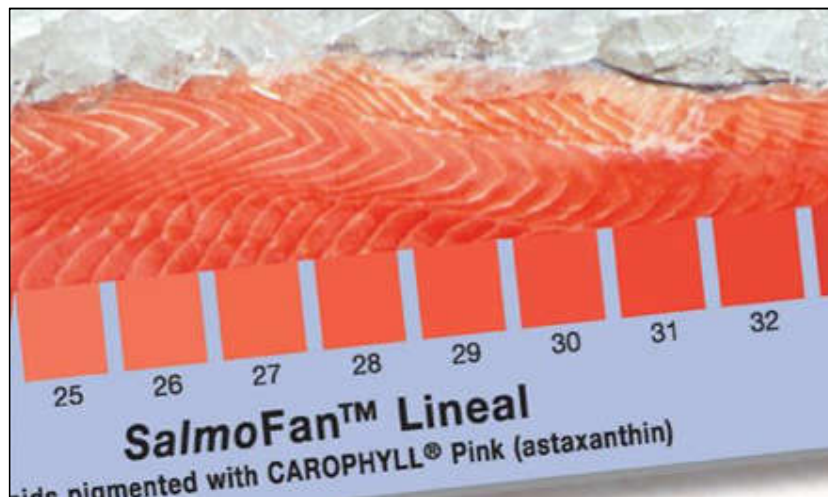


Figura 9.5. Escala de colores para carne de salmón

La **textura** es otro atributo de calidad sensorial muy apreciado y hace referencia a características químicas y mecánicas del producto que pueden percibirse como terneza, elasticidad, suavidad y cantidad de humedad en el filete. Este conjunto de cualidades resulta difícil de medir y en general se someten a una evaluación subjetiva. Como ocurre con otros atributos sensoriales, no se conocen completamente los factores que influyen la textura, pero se sabe que el estrés durante la cosecha y/o el transporte (debido a la acumulación de ácido láctico) influyen negativamente. Otros factores que influyen la textura son el tipo de alimento, el régimen de alimentación y el método de congelado.

El factor K (de condición) puede ser en sí mismo un atributo de calidad, ya que se relaciona con la forma de los peces, importante para algunos consumidores pero, además, factores K fuera de rango pueden ser indicativos de otros problemas de calidad sensorial. Si son muy altos pueden, por ejemplo, relacionarse con exceso de lípidos en la carne, textura muy blanda y color pálido.

9.4.2 Atributos de calidad nutricional

La calidad nutricional hace referencia a la composición química de la carne y su valor nutritivo para los seres humanos. De especial interés son los lípidos, los valores aceptados de grasa en la carne de salmónes varían con los mercados pero en general ronda el 15%, a excepción del mercado japonés que valora índices superiores. El contenido en grasa del filete puede ser determinado mediante métodos químicos (más complicados, demandan más tiempo) o mediante espectroscopía (método más rápido que no necesita destruir la carne).

9.4.3 Atributos de calidad higiénica

El pescado, como ya mencionamos, es un producto que puede deteriorarse rápidamente por lo que tiene una vida útil corta. Resulta necesario entonces mantener bajas temperaturas en todo momento hasta que el producto alcance al consumidor, de otra manera se favorecen los procesos de deterioro ya sean microbianos o no microbianos. Junto a la temperatura elevada, la contaminación es otro factor que favorece la descomposición y además puede incorporar microbios patógenos para los seres humanos en la carne. Por ello, es esencial un alto grado de higiene durante todo el proceso.

En cuanto al deterioro microbiano, los microorganismos que pueden causarlo se encuentran tanto en la superficie del pescado como en su interior (tubo digestivo, etc.). Cuando el pez muere, su sistema inmune ya no trabaja y los microorganismos pueden invadir fácilmente los tejidos y producir compuestos responsables de olores y sabores desagradables, en una secuencia bien conocida que comienza con sabores algo ácidos y frutados que pasan a ser amargos y azufrados. Cuando el deterioro progresa se produce la putrefacción con la producción de compuestos de tipo amoniacales y fecales. La acción microbiana altera también el aspecto exterior del pescado: el mucus de piel y branquias pasa de transparente y fluido a espeso y a veces amarillento; la piel por su parte cambia su aspecto brillante por opaco, mientras que las escamas tienden a perderse. Los ojos del pescado pasan de ser brillantes y convexos en el pescado fresco a opacos y algo hundidos, tanto más cuanto mayor sea el deterioro microbiano.

El deterioro no microbiano, por su parte puede ser enzimático o no enzimático. Una vez que el pez ha muerto, sus enzimas comienzan un proceso de autólisis (se mencionaron las enzimas en el punto sobre “*rigor mortis*” más arriba) que va avanzando y deteriorando la carne. El deterioro no enzimático se debe principalmente al enranciamiento, proceso resultante de la oxidación de grasas insaturadas. Los peces grasos como el salmón y la trucha son más susceptibles a enranciamiento que los peces blancos.

A los fines de la **inocuidad alimentaria** (que definiremos como la cualidad de un alimento que lo hace incapaz de producir daño al consumidor cuando es ingerido) es importante distinguir entre los conceptos de **limpieza** (remoción de la suciedad) y “**sanitización**” (término que ha empezado a utilizarse como sinónimo de **desinfección** aunque no está aceptado en español). **La sanitización no puede ser realizada sin la limpieza** previa, ambas deberían formar parte de un protocolo escrito de higiene que abarque no solo la sala de faena sino los lugares de uso para el personal. Es oportuno recordar que los microorganismos se encuentran en todos lados: el ambiente en el que viven los peces, el interior de los peces (intestino, branquias, piel), las instalaciones (paredes, pisos, equipos, utensilios), las personas que manipulan la carne (manos, piel, pelos, zapatos, uñas, vestimenta) e incluso los animales terrestres que puedan estar en contacto con el lugar de procesamiento o almacenamiento (perros, gatos, roedores, moscas, etc.).

9.5 Control de calidad

Varios países productores de salmónidos cuentan con organizaciones que establecen y mejoran los estándares de calidad del producto, para lo cual cuentan con mecanismos de inspección de los establecimientos. Un ejemplo de estas organizaciones lo constituye Salmon Chile (Asociación de la Industria del Salmón de Chile). Un aspecto importante para mantener la calidad lo constituyen las disposiciones legales, de cumplimiento obligatorio. En la Argentina, la norma legal (cumplimiento obligatorio) que regula la elaboración, transporte, expendio, importación y exportación de productos de acuicultura (y todos los demás alimentos) es la ley 18284 denominada “**Código Alimentario Argentino**”, en su Capítulo VI: “ALIMENTOS CARNEOS Y AFINES”

Por otro lado, existen las denominadas “normas voluntarias” como las IRAM e ISO. **IRAM** es el Instituto Argentino de Normalización y Certificación (originalmente Instituto de Racionalización Argentino de Materiales), entidad privada que funciona bajo la forma jurídica de asociación civil sin fines de lucro. El IRAM realiza actividades de normalización y certificación entre otras, y es un organismo nacional que funciona como único representante de la Argentina ante ISO donde participa activamente en los Comités Técnicos.

ISO por su parte es la sigla de la “International Organization for Standardization” (Organización Internacional para la Estandarización). Se trata de un organismo internacional no gubernamental que promueve el desarrollo de normas internacionales para distintos tipos de actividades de producción de bienes y servicios de los tipos más variados. Además de ISO existen órganos intergubernamentales que establecen sus propias normas, como por ejemplo la Comisión del **Codex Alimentarius** (perteneciente a las Naciones Unidas) que fija normas en materia de inocuidad alimentaria. ISO coordina sistemáticamente con estas organizaciones para evitar duplicaciones y asegurar la complementariedad de los esfuerzos de normalización (por ejemplo, a través de Memorandos de Entendimiento). Remarquemos que las Normas ISO e IRAM tienen carácter voluntario, ni la ISO ni el IRAM tienen potestades para obligar a terceros.

Más allá de las normas, se requiere de la planificación organización y ejecución del ciclo productivo de manera tal de garantizar la inocuidad y calidad alimentarias además de lograr el bienestar animal y minimizar el impacto ambiental. En otras palabras seguir la “guía de buenas prácticas” para la actividad. Dichas prácticas deberían incluir el **Análisis de peligros y de puntos críticos de control (APPCC)** (en inglés HACCP, “hazard analysis critical control point”).

Como señala el documento de FAO/OMS (1997), el sistema de HACCP, cuyo objetivo es garantizar la inocuidad de los alimentos, tiene fundamentos científicos y carácter sistemático. Es un instrumento para evaluar los peligros y establecer sistemas de control que se centran en la prevención, en lugar de basarse principalmente en el ensayo del producto final. El documento mencionado de FAO/OMS agrega además que “todo sistema de HACCP es susceptible de cambios que pueden derivar de los avances en el diseño del equipo y los procedimientos de elaboración” y que “el sistema de HACCP puede aplicarse a lo largo de toda la cadena alimentaria, desde el productor primario hasta el consumidor final, y su aplicación deberá basarse en pruebas científicas de peligros para la salud humana. Además de mejorar la inocuidad de los alimentos, la aplicación del sistema de HACCP, dice el documento, puede “promover el comercio internacional al aumentar la confianza en la inocuidad de los alimentos”.”

El Sistema de HACCP consiste en los siete principios siguientes:

- 1) Realizar un análisis de peligros
- 2) Determinar los puntos críticos de control
- 3) Establecer los límites críticos
- 4) Establecer un sistema de monitoreo de los límites
- 5) Establecer las acciones correctivas
- 6) Establecer un sistema de registros
- 7) Establecer un sistema de verificación

1. El análisis de peligros

Es el primer paso y consiste en identificar los peligros que podrían transformar a un producto en no apto para consumo.

2. Puntos críticos de control

En este paso se detectan determinados puntos (momentos) durante el proceso productivo en los que se presenta un peligro que debe ser controlado. Una falla en tal sentido dejaría al producto no apto para el consumo.

3. Límites críticos

Es el establecimiento de límites más allá de los cuales el producto se torna no apto; para establecerlos, en algunos casos se requieren ciertos conocimientos técnicos y en otros simplemente sentido común.

4. Monitoreo de los límites.

Se trata de monitorear (vigilar) los límites críticos a intervalos de tiempo pre establecidos

5. Acciones Correctivas

Son los métodos establecidos para corregir los límites excedidos

6. Sistema de registro

Es el conjunto de documentos sobre los diversos pasos involucrados y cómo son implementados en el trabajo diario.

7. Sistema de verificación

Es el establecimiento de un procedimiento para verificar los registros diarios.

Resulta interesante subrayar dos aspectos para que la aplicación del sistema de HACCP dé buenos resultados. En primer lugar, es necesaria la participación comprometida tanto de la dirección como del personal de los establecimientos y, en segundo lugar, generalmente resulta necesario un enfoque multidisciplinario en el cual se deberá incluir, cuando proceda, a expertos agrónomos, veterinarios, personal de producción, microbiólogos, especialistas en medicina y salud pública, tecnólogos de los alimentos, expertos en salud ambiental, químicos e ingenieros, según el estudio de que se trate (FAO/OMS, 1997).

Una consideración final sobre **control de calidad del producto** se relaciona con una demanda creciente para conocer toda la “historia” del producto desde el lugar en que fue producido hasta el consumidor. Esta demanda se relaciona, entre otras cosas, con una mayor conciencia de riesgos. Surge entonces el concepto de “**trazabilidad**” (o “**rastreabilidad**”), cada vez más importante en la producción de alimentos en general y en salmónica en particular. Podemos definir trazabilidad como la capacidad de un producto para “mostrar” **todo su historial desde la producción y la elaboración hasta el almacenaje y la distribución**. Los objetivos principales de la trazabilidad son la inocuidad alimentaria y la calidad (generalmente sensorial) del producto; resulta en la práctica un requisito para el sistema HACCP y favorece el comercio internacional.

El **historial** del producto incluye información sobre la especie (nombre científico), los insumos usados en la cría, (por ejemplo marca y tipo de alimento), la ubicación del establecimiento productor, la ubicación de la unidad (por ejemplo jaula) dentro del establecimiento productor, la fecha de faena, el tipo de procesamiento, el destino, etc. Toda la información debe ser provista mediante una identificación registrada por cada lote (etiquetas o documentos acompañantes). La información puede estar codificada en códigos de barra u otros dispositivos como microprocesadores y debe ser accesible para todos los miembros de la cadena productiva y para las autoridades.

La trazabilidad de un producto, además, debe extenderse tanto en **sentido ascendente** como **descendente**, de manera tal que en cualquier momento entre el comienzo y el final del proceso se puedan identificar quienes han provisto insumos o manipulado el producto antes (trazabilidad ascendente) y a quienes va dirigido después (trazabilidad descendente), excepto que se trate de consumidores finales.

Un proceso de trazabilidad implica la colaboración entre los distintos agentes de la cadena de suministro para transmitirse la información de unos a otros.

En nuestro país, los productores y establecimientos de procesamiento de trucha arco iris congelada que deseen obtener el sello de calidad “Alimentos Argentinos, una opción natural” deberán implementar un sistema de trazabilidad además de cumplir con las Buenas Prácticas de Producción Acuícola y tener implementado el Sistema HACCP según Codex Alimentarius. También deberán cumplir con las recomendaciones de la Organización Internacional de Epizootias (OIE) que regula sobre enfermedades de peces y con el “Protocolo de Calidad para Trucha Arco Iris Congelada” (SAGyP, 2012). Todos los anteriores son requisitos para obtener el sello de calidad mencionado. Se debe destacar que los análisis solicitados en el protocolo, deben realizarse en laboratorios que formen parte de redes oficiales. De no haber laboratorios en estas condiciones, los que realicen los análisis deberán estar acreditados bajo las normas ISO/ IEC 17025:1999 o su equivalente IRAM 301:2005, ambas tituladas como “Requisitos Generales para la competencia de los laboratorios de ensayo y calibración”.

BIBLIOGRAFIA

Balbuena R., E.D. 2014. Manual básico sobre procesamiento e inocuidad de productos de la acuicultura. Proyecto: TCP/PAR/3401 “Implementación del Plan Nacional de Desarrollo de la Acuicultura Sostenible en Paraguay. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura FAO. Online, [Disponible Octubre 2016]

Bermejo-Poza, R., De la Fuente, J., Pérez, C., González de Chavarri, E., Diaz, M., T., Torrent, F., Villarroel, M. Determination of optimal degree days of fasting before slaughter in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Aquaculture.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.01.036>

FAO/OMS. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura y Organización Mundial de la Salud. Codex Alimentarius - Higiene de los Alimentos - Textos Básicos - Segunda Edición, 1997.

Online, <http://www.codexalimentarius.net>

- [Disponible: Diciembre 2016]
- Hansen Å, Rødbotten M, Eie T, Lea P, Rudi K, Mørkøre T. 2012. The effect of crowding stress on bacterial growth and sensory properties of chilled Atlantic salmon fillets. *Journal of Food Science* 71, S84-S90.
- ISO. Organización Internacional de Normalización. 2010. Normas internacionales y normas privadas. On line [Disponible Diciembre 2016].
- Marine Harvest, 2016. The Marine Harvest Salmon Farming Industry Handbook. On line. <http://www.marineharvest.no/globalassets/investors/handbook/2016-salmon-industry-handbook-final.pdf> [Disponible Diciembre 2016]
- Núñez, P., Somoza, G. 2010. Guía de Buenas Prácticas de Producción Acuícola para Trucha Arco-iris. Dirección Nacional de Sanidad Animal SENASA- Agencia de Desarrollo Económico del Neuquén ADENEU, 65 pp.
- PTEPA Plataforma Tecnológica Española de la Pesca y la Acuicultura. 2012. Evolución de la I+D+i en Trazabilidad de los productos Pesqueros y acuícolas. On line. <http://chilorg.agripa.org/download-doc/86663> [Disponible Diciembre 2016]
- Regenstein , J. M. 1992. Processing and Marketing Aquacultured Fish. Northeastern Regional Aquaculture Center. NRAC Fact Sheet No. 140. Online. [Disponible Octubre 2016]
- SAGyP Secretaría de Agricultura Ganadería y Pesca, Argentina. **Resolución 264/2012** Protocolo de Calidad Para Trucha Arco Iris Congelada.
- SERNAPESCA Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura, Chile. 2012. Trazabilidad Productos Pesqueros. Norma Técnica Sección 1. Guía de Trazabilidad, 15pp.
- Ubertone, F. P. Calidad legislativa y la norma iram 3070. Jornada “Calidad en la administración pública y calidad legislativa” realizada en la ciudad de La Plata el 28 de agosto de 2012.
- Willoughby, S. 1999. Salmonid farming. Blackwell Science, USA, 329 p.

Unidad 10

Aspectos económicos de la producción

10.1 Comienzos de un emprendimiento: motivaciones; objetivos

Definir las propias expectativas en un proyecto de salmonicultura resulta un buen punto de partida. Lo que para un inversor puede ser un buen negocio, para otro resultará insuficiente; dimensionar el nivel de beneficios y de inversión que se desean realizar tendrá lógicamente consecuencias sobre el resto del proceso. En este sentido, plantearse algunas preguntas al inicio y tratar de contestarlas puede ser de utilidad, algunos ejemplos se muestran en la **Tabla 1**.

Tabla 1. Algunas preguntas útiles al inicio de un proyecto de salmonicultura

Algunas preguntas a tener en cuenta	Aclaraciones
Qué tipo de salmonicultura me interesa?	<u>Especie</u> : tradicional en Argentina (trucha arco iris); no tradicional (salmón del Atlántico, etc.). <u>Sistema</u> : en tierra; en jaulas en agua dulce; marinas, etc.
Qué tipo de producto me interesa?	<u>Bajo valor agregado</u> : vivo, fresco desespinado. <u>Mayor valor agregado</u> : fileteado, ahumado etc. <u>Forma de comercialización</u> : mayorista, minorista.
Cómo se organizará el negocio?	<u>Propiedad</u> : único propietario; co-propietario.
Por qué tendrá éxito?	<u>Clientes</u> : quienes son los potenciales compradores <u>Competencia</u> : en qué se diferencia el producto respecto a la competencia.
Cuánto dinero espero ganar?	<u>Establecer</u> un mínimo suficiente
Cuánto dinero dispongo para invertir?	<u>Establecer</u> , en emprendimientos familiares, cómo afectaría la inversión a la familia
Deseo trasladarme a vivir en zonas muy alejadas?	En emprendimientos familiares resulta más importante este punto.
Qué impacto tendrá el emprendimiento en los ingresos?	Serán ingresos adicionales ó reemplazarán el ingreso actual.
Cuánto tiempo es necesario para que el establecimiento alcance:	<u>Operatividad?</u> <u>Rentabilidad?</u> <u>Metas económicas establecidas?</u>

Luego de un primer análisis de expectativas como el mencionado más arriba, se deberá profundizar en la planificación. Así, se requerirá un **estudio de mercado** y posteriormente los estudios de **viabilidad** (o factibilidad) **legal**, **ambiental** y **técnico-económica**. Finalmente será necesaria una **evaluación de rentabilidad**.

10.2 Estudio de mercado

El objetivo de este estudio es identificar (de una manera más precisa que en la etapa de preguntas preliminares de más arriba) **quién** comprará el producto y cuanta será la **demand**. Esta última se relaciona con el precio de venta, el precio de los productos competidores y los ingresos de los consumidores. Las carnes de trucha y salmón representan un producto destinado a consumidores de ingresos medios-altos, factor que debe tenerse en cuenta. Si los precios de la carne de salmónido fueran más competitivos respecto a las carnes de pollo o a las hamburguesas de carne vacuna, por ejemplo, el tamaño del mercado consumidor seguramente aumentaría. Sin embargo, este objetivo no siempre es una decisión del productor ya que, por un lado, tiene sus propios costos que afrontar y por otro, se encuentra en el contexto de sus competidores.

Durante el estudio de mercado se deberá pensar cual será el **área de comercialización** (local, regional, nacional etc.). Si se pretende tener un punto de venta en el criadero, debería haber un número considerable de potenciales clientes en un radio no mayor a 10-15 Km. Otro aspecto importante es la identificación de **segmentos de mercado** (mayoristas, restaurantes, pescaderías etc.).

Para un estudio de mercado resulta útil hacer contacto con tantos clientes potenciales como sea posible; una herramienta útil para este fin son las encuestas. Se debería además, poder estimar el número de compradores en un área determinada. Las cámaras empresariales y organismos oficiales de desarrollo económico suelen ser fuentes útiles de información.

10.3 Estudios de factibilidad legal, ambiental y técnico-económica

Estudio de viabilidad legal

Es necesario identificar las normas legales de nivel nacional, provincial y municipal relacionadas con el proyecto en todos sus aspectos, tanto de producción, impacto en el ambiente, inocuidad alimentaria y comercialización, como laborales e impositivos.

Estudio de viabilidad ambiental

En un mundo con contaminación creciente, cada vez cobran mayor importancia los estudios de viabilidad ambiental, que deben incluir efectos negativos sin olvidar los positivos (estos últimos generalmente relacionados con los beneficios sociales).

Estudio de viabilidad técnico-económica

Posteriormente al estudio de mercado y a las consideraciones legales y ambientales, si las conclusiones no desalientan el proyecto, el paso siguiente en la planificación es el estudio de “viabilidad técnico económica”. Dicho estudio debe permitir decidir si un producto puede ser producido a un costo competitivo respecto a otras fuentes de proteína animal y obtener un margen razonable de beneficios (ganancias). Para tomar una decisión en tal sentido se necesitan, además de datos sobre demanda del producto, precios de venta etc., amplios conocimientos sobre los requerimientos biológicos de la/s especie/s a producir (de ahí el término “factibilidad técnico-económica”). Estos conocimientos técnicos (biológicos) incluyen la calidad y cantidad de agua necesarias (que junto con la densidad que tolera la especie permiten estimar el número de contenedores), tasas de crecimiento y de mortalidad, factor de conversión etc., variables todas relacionadas con los **costos de producción**.

Además y de acuerdo con la tecnología a emplearse (por ejemplo alimentación manual o automática) se estimará la cantidad de personal y también las instalaciones necesarias (depósitos, vivienda, etc.). Este tipo de información permitirá calcular los costos de producción que son de muy diferentes tipos. Así, luego de establecido el precio de venta, sustrayendo de los ingresos, los costos, resultarán los ingresos brutos (o ganancia bruta) como se verá con más detalle en la sección siguiente. Finalmente, las ganancias se evalúan para averiguar si el proyecto es rentable o no y, en caso de serlo, si es lo suficientemente rentable de acuerdo a las expectativas (ver **Fig. 10.1**).

Volumen mínimo rentable

Los **costos de producción** que serán restados de los **ingresos** son, como ya se mencionó, de muy diferentes tipos. Una clasificación útil es la de “**costos variables**” y “**costos fijos**”. Los primeros varían considerablemente con el volumen de producción mientras que los segundos (costos fijos) no varían (o lo hacen muy poco) con el volumen a producir. Ejemplos de costos de ambos tipos pueden verse en la **Tabla 2**. Con los costos de todo tipo y los ingresos previstos, se construyen los flujos de fondos (mensuales, anuales, etc.). El flujo de fondos de caja, generalmente mensual, permite visualizar si habrá falta de dinero durante uno o más periodos y a cuanto deberían ascender las ventas mínimas (que implican un volumen mínimo de producción) para no perder, lo que se denomina “punto de equilibrio”. Por otra parte, con el flujo de fondos anualizados para el periodo de operación del establecimiento (por ejemplo 5 ó 10 años), es posible evaluar la rentabilidad del proyecto, es decir si las ganancias son suficientemente buenas de acuerdo a lo esperado.

10.4 Evaluación de rentabilidad

Cuán rentable es un proyecto es la inquietud fundamental de los inversores. Los inversores son generalmente reacios a invertir en emprendimientos de riesgo y con ganancias que pueden ser fluctuantes, a lo que se le suma, en particular en Argentina, la falta de una larga experiencia en

producción acuícola a escala industrial (los criaderos de salmónidos en la región son de tipo artesanal). Esto hace que el capital para inversión en acuicultura no sea fácil de captar. En este sentido, la acción de promoción por parte del gobierno puede resultar una herramienta útil.

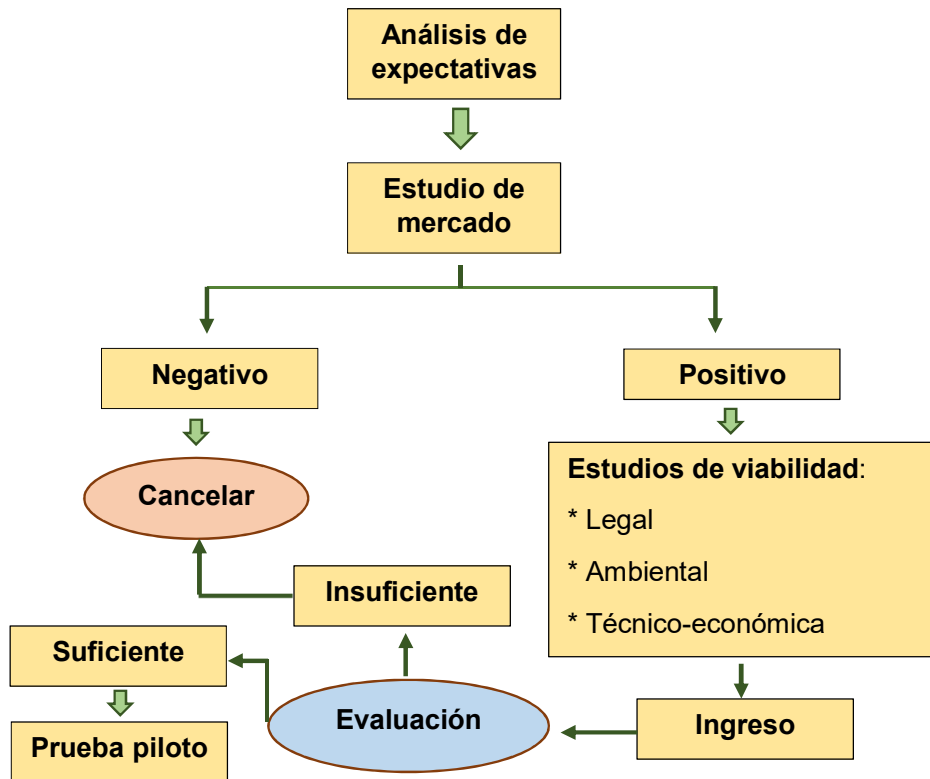


Figura 10.1 Proceso simplificado de un proyecto de acuicultura.

Tabla 2. Clasificación de los costos de producción

1. COSTOS VARIABLES (directos):

- 1.1. Materia prima
- 1.2. Mano de obra directa
- 1.3. Mantenimiento
- 1.4. Servicios
- 1.5. Suministros
- 1.6. Canon y patentes
- 1.7. Procesamientos y Envases

2. COSTOS FIJOS

- 2.1. Costos de inversión (instalaciones)
- 2.2. Depreciación
- 2.3. Impuestos
- 2.4. Seguros
- 2.5. Financiación

Volviendo a su inquietud fundamental, el inversor querrá saber: “el proyecto es rentable?” o, formulando mejor la pregunta, “el proyecto es lo suficientemente rentable?”. Es decir, ¿es mejor invertir en este proyecto que en otros, por ejemplo, poner el dinero en el banco y no arriesgar casi nada?. Para contestar esta pregunta se calculan algunos **indicadores de rentabilidad**. Dicho cálculo proviene, como se mencionó en la sección anterior, de realizar flujos de fondos anualizados para un cierto número de años, los que en teoría durará el proyecto. Sin embargo, estos flujos suelen realizarse para un número menor de años. Es decir, si el proyecto estuviera planteado para unos 15 años por ejemplo, suelen hacerse flujos de fondo para el cálculo de los indicadores, tomando los primeros cinco o diez años; es una manera de visualizar una rentabilidad a un plazo más corto, situación importante en un país que suele variar drásticamente su economía. En la **Figura 10.2** se da un ejemplo de planilla y de cálculo de indicadores de rentabilidad para un proyecto a cinco años, con valores arbitrarios, aunque las proporciones entre ellos son razonables.

Los indicadores incluidos en la planilla de la **Figura 10.2** son los más utilizados: el **Valor Actual Neto (VAN)**, la **Tasa Interna de Retorno (TIR)**, y el **Período de Recuperación de la Inversión (PRI)**. Nótese que no se trata de evaluar en forma redundante la rentabilidad, sino que cada indicador mide algo diferente o, dicho de otra manera, mide la rentabilidad desde diferentes puntos de vista, todos válidos. Veamos un breve concepto de cada indicador:

10.4.1 Valor Actual Neto (VAN)

Podemos definir Valor Actual Neto como el valor actualizado (al momento de emprender el proyecto), de los beneficios o pérdidas del proyecto de inversión, respecto al mejor de los usos alternativos del dinero ó “**tasa de referencia**” (por ejemplo, la tasa de interés bancario, en la **Fig. 10.2** se colocó un valor del 20%). Es decir el VAN actualiza, al momento presente, cantidades de períodos futuros, para poder compararlas). La fórmula del VAN es:

$$VAN = -D + \frac{N_1}{(1+i)^1} + \frac{N_2}{(1+i)^2} + \dots + \frac{N_n}{(1+i)^n}$$

VAN= valor actual neto

D= desembolso inicial de la inversión

N= cada uno de los flujos netos de caja (anuales)

i= la tasa de descuento.

Flujo Anual de Fondos del Proyecto						
Tasa de referencia	20%					
	Año					
Categoría	0	1	2	3	4	5
Invers. Activo fijo	-605122,00	0	0	0	0	0
Ingresos	0	2638067,98	2930834,52	2930834,52	2930834,52	2930834,52
Costos fijos	0	-51993,76	-51993,76	-51993,76	-51993,76	-51993,76
Depreciación	0	-103540,40	-103540,40	-103540,40	-103540,40	-103540,40
Costos variables	0	-	-	-	-	-
		2352550,40	2352550,40	2352550,40	2352550,40	2352550,40
Sub total s/impuestos	-605122,00	129983,42	422749,96	422749,96	422749,96	422749,96
Impuestos	0	-38995,03	-126824,99	-126824,99	-126824,99	-126824,99
Sub total c/impuestos	-605122,00	90988,39	295924,97	295924,97	295924,97	295924,97
Depreciación	0	103540,40	103540,40	103540,40	103540,40	103540,40
Flujo de fondos	-605122,00	194528,79	399465,37	399465,37	399465,37	399465,37
CALCULO DE INDICADORES						
VAN (20%)	\$418.743,51					
VAN infl 35%	\$2.047.782,15					
TIR	45%					
PRI	3	"	"	"	3	4

Figura 10.2. Flujo anual de fondos del proyecto y cálculo de indicadores de rentabilidad con horizonte de tiempo a cinco años

De acuerdo al resultado, la regla de decisión es:

- Se aceptan los proyectos con $VAN > 0$
- Se rechazan los proyectos con $VAN < 0$
- Es indiferente aceptar o rechazar los proyectos con $VAN = 0$
- Entre proyectos alternativos, se debe seleccionar el que tenga mayor VAN.

El VAN mide la rentabilidad en términos absolutos. En el ejemplo de la **Figura 10.2**, $VAN = \$ 418.743$, es decir, se aceptaría el proyecto

10.4.2 Tasa Interna de Retorno (TIR)

También se suele denominar Tasa Interna de Rentabilidad, o Tasa de Rentabilidad Interna (TRI). Es aquella que iguala el valor de los flujos de entrada y salida de una inversión a la fecha inicial de la misma. Por consiguiente produce un $VAN = 0$. Existirá una única TIR cuando haya un único cambio de signo de los flujos de fondos (inversión inicial negativo; resto positivo, como en la **Fig. 10.2**), en caso contrario habrá más de una TIR. Entonces, igualando: $VAN = 0$:

$$VAN = 0 = -D + N_1(1+i)^1 + N_2(1+i)^2 + \dots + N_n(1+i)^n$$

VAN: Valor Actual Neto igualado a cero

D: Desembolso inicial de la inversión

N: cada uno de los flujos netos de caja (anuales)

i: TIR a la que se cumple la igualdad

De acuerdo al resultado, se aceptan los proyectos con $TIR > r$, siendo r la tasa de corte previamente definida, establecida como aceptable. En nuestro ejemplo, $TIR = 45\%$, lo que puede considerarse un valor muy alto, que excede cualquier “ r ” razonable, por lo tanto se aceptaría el proyecto.

Si comparamos el **VAN** y la **TIR**, el primero nos da una idea del **beneficio absoluto** que se va a obtener del proyecto de inversión. Así, entre varios proyectos elegimos el que tiene VAN más alto, es decir la alternativa que produce mayor beneficio absoluto. La **TIR** en cambio, es una **medida relativa**, es decir cuánto beneficio se produce por cada peso invertido.

10.4.3 Período de recuperación de la inversión (PRI)

Es el tiempo necesario para que el proyecto recupere el capital invertido. Mide la rentabilidad en términos de **tiempo**. Se aceptan los proyectos con $PRI < p$, siendo p el plazo máximo aceptable. En países con economías que suelen ser inestables, se tiende a que el PRI sea bajo. En el ejemplo, con una TIR alta, resulta un PRI de 3 años, ya que luego de introducir la fórmula, se elige el valor menor en la fila, en este caso “3”.

10.5 Prueba piloto

Una vez realizado el proceso de proyectar un emprendimiento de cría y decidida la inversión, es recomendable hacer una prueba piloto a pequeña escala, que permita evaluar si se cumplen en forma aceptable las previsiones realizadas durante la planificación. Así, si alguna proyección de factibilidad biológica o ambiental no se cumple o la aceptación del producto no es la esperada, la prueba piloto permite minimizar las pérdidas. Otro aspecto de utilidad de una prueba piloto es el de permitir poner en práctica, a una escala pequeña, las habilidades requeridas para hacer funcionar el establecimiento. La salmonicultura es una empresa que requiere capacidades multidisciplinarias que incluyen conocimientos técnicos y capacidad de gestión, tanto mayor cuanto mayor sea la escala de producción, de manera que la puesta en marcha de un establecimiento a escala comercial, debería estar siempre precedida de una prueba a escala piloto.

Debido a que realizar un buen proyecto es materia compleja, suele ocurrir que los interesados en un proyecto de acuicultura en general, no pasen más allá de algunas proyecciones sobre factibilidad técnico-biológica, ambiental y legal y, algunas veces, lleguen a lo sumo a una prueba piloto; el salto a un cambio de escala suele ser difícil y requiere una actitud perseverante. En países como la Argentina, con escaso desarrollo de esta industria y zonas de alta calidad paisajística, el resultado posible de una prueba piloto podría ser, decidir restringir la producción al abastecimiento de estanques para pesca (modalidad “pesque y pague”). De esta manera se puede agregar valor a un emprendimiento mayor, de tipo turístico, que incluya a los salmónidos como una de sus atracciones. En general, la producción a gran escala se localiza en lugares con una demanda local bien establecida, instalaciones de procesamiento y medios de comunicación (aérea o por tierra) adecuados.

10.6 Comercialización

El proceso de comercialización se refiere al movimiento del producto desde el productor al consumidor. Frecuentemente la comercialización representa un verdadero desafío, sobre todo para los nuevos productores. La red de comercialización incluye generalmente a los procesadores, distribuidores mayoristas y comercios minoristas.

Generalmente resulta importante para la comercialización, contar con un suministro continuo del producto durante todo el año, especialmente en los casos que el productor no hace el procesamiento, ya que quien lo haga suele preferir clientes con un cronograma de entregas estable.

Mediante la distribución se transfiere el producto desde el procesador al consumidor o directamente desde el productor al consumidor. Los problemas asociados a la distribución incluyen baja cantidad o mala calidad del producto. Una manipulación inadecuada, por ejemplo respecto del mantenimiento de la cadena de frío, puede disminuir la calidad de un producto cuidadosamente producido. Recordemos que aún antes de la faena (ver capítulo anterior) un manejo inadecuado como mantener condiciones de estrés, puede influir negativamente en la calidad del producto.

Los puntos de venta más comunes para carne de salmónidos son distribuidores mayoristas, restaurantes y pescaderías pero también puede haber puntos de venta como estanques del tipo “pescue y pague”, donde se venden peces sin procesamiento. El producto procesado, en lugares como nuestro País, puede tener una fuerte competencia con productos importados, por ejemplo desde Chile, que cuenten con una infraestructura de procesamiento y distribución bien establecidas y, eventualmente, mano de obra de menor costo. En este sentido, las ventajas comparativas (ventajas que son propias del lugar de producción) pueden ser una herramienta importante, como por ejemplo, la promoción de una producción sin antibióticos u otras sustancias químicas.

BIBLIOGRAFIA

- FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2005. Formulación y Análisis Detallado de Proyectos. Dirección del Centro de Inversiones. Online. <http://www.fao.org/docrep/008/a0323s/a0323s00.htm#Contents> [Disponible Diciembre 2017].
- Helfrich, L. A., Garling, D. L. 1997. Planning for Commercial Aquaculture. Publication Number 420-012, Virginia Polytechnic Institute and State University. Online
- Zugarramurdi, A., Parín, M.A. Ingeniería Económica Aplicada a la Industria Pesquera. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Documento Técnico de Pesca 351, Roma, 1998. Online <http://www.fao.org/docrep/003/V8490S/v8490s00.htm#Contents> [Disponible Diciembre 2017]