

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS



**Memoria del Curso de Titulación** §

**"BIOLOGIA MARINA"**

Ensenada, B. Cfa., Octubre de 1987.

## P R E F A C I O

La presente memoria contiene apuntes del curso de titulación denominado " Biología Marina " llevado a cabo en la Facultad de Ciencias Marinas del 3 de julio al 22 de agosto de 1987.

### M A T E R I A

### C A T E D R A T I C O

Ecología del fitoplancton	Oc. Eduardo Santamaría del A.
Bioestadística	Oc. Alejandro Cabello Pasini
Biología Pesquera	Oc. Eliseo Almanza Heredia
Acuicultura	Oc. Carlos Granados Machuca

PARTICIPANTES DEL CURSO DE TITULACION  
"BIOLOGIA MARINA"

Arizmendi Nava Rogelio

Avilés Sanchez Ramón

Bojórquez Ramírez Gerardo

Caballero Rivera Bernardino

Cordoba Ricárdez Joaquín Fausto

Echauri Rodríguez Sofía Ofelia

Enriquez Flores Javier

Fernandez Serrano Carmen Andrea

Gómez Flores Arturo

Mimbela Sandoval José de Jesús

Rajo Salazar Gildardo

Velarde Llamas Santos

## INDICE GENERAL

CAPITULO I	ECOLOGIA DEL FITOPLANCTON.	Pag.
1.-	Introducción . . . . .	1
1.1.-	Definiciones basicas relacionadas con la ecologia del plancton. . . . .	2
1.2.-	Clasificación del plancton. . . . .	4
1.3.-	Importancia del plancton. . . . .	9
2.-	Adaptaciones a la vida pelágica. . . . .	13
3.-	Factores del medio pelágico. . . . .	19
3.1.-	La luz . . . . .	19
3.1.1.-	Penetración de la luz en el Océano. . . . .	20
3.1.2.-	Utilización de la luz por el fitoplancton . . . . .	21
3.1.3.-	Estimación de la energía luminosa que alcanza el mar. . . . .	24
3.1.4.-	Pérdida de la energía luminosa que pasa a la superficie. . . . .	26
3.1.5.-	Medición de la luz. . . . .	26
3.2.-	Nutrientes . . . . .	29
3.2.1.-	Distribución de nutrientes. . . . .	31
3.2.2.-	Asimilación de Nitrógeno. . . . .	32
3.2.3.-	Factores que influyen en la asimilación de Amónia y Nitratos. . . . .	33
3.2.4.-	Como influye la concentración de una sal nutritiva en el crecimiento del plancton. . . . .	33
3.2.5.-	El ciclo del Nitrógeno. . . . .	36
3.2.6.-	El ciclo del Fósforo. . . . .	39
3.2.7.-	Silicio y Silicato . . . . .	44

3.2.8.-Metales Traza. . . . .	45
3.2.9.-Vitaminas . . . . .	46
4.- Fitoplancton . . . . .	48
4.1.- Grupos principales. . . . .	52
4.1.1.-Cyanophyceae. . . . .	52
4.1.2.-Chlorophyceae. . . . .	53
4.1.3.-Prasinophyceae. . . . .	54
4.1.4.-Chrysophyceae. . . . .	55
4.1.5.-Haptophyceae. . . . .	56
4.1.6.-Craspedophyceae. . . . .	57
4.1.7.-Yantophyceae. . . . .	58
4.1.8.-Cryptophyceae . . . . .	58
4.1.9.-Euglenophyceae. . . . .	59
4.1.10-Bacillariophyceae.. . . .	60
4.1.11-Pyrrophyceae. . . . .	67
4.2.- Estudios cuantitativos de fitoplancton . . . . .	73
5.- Producción orgánica primaria. . . . .	77
5.1.- Fotosíntesis. . . . .	77
5.1.1.-Organización celular de los sistemas fotosintéticos. . . . .	81
5.1.2.-Reacciones oscuras y luminosas. . . . .	82
5.2.- Métodos de estudio. . . . .	84
5.2.1.-Método del $C^{14}$ . . . . .	87
5.2.2.-Problemas del método $C^{14}$ . . . . .	89
5.2.3.-Comparaciones del método de $C^{14}$ y el de la Botella clara y oscura. . . . .	90

5.2.4.-Método de clorofila. . . . .	91
Literatura citada . . . . .	94

CAPITULO II BIOESTADISTICA APLICADA A LA OCEANOGRAFIA  
 BIOLOGICA

2.1.-Introducción .....	98
2.1.1.-Principales definiciones y conceptos.....	98
2.1.2.-Tipos de mediciones .....	100
2.1.3.-Algebra de sumatorias .....	103
2.1.3.1.-Reglas para álgebra de sum. torias .....	104
2.2.-Organización de datos .....	108
2.2.1.- Indices de tendencia central .....	109
2.2.1.1.- Moda .....	109
2.2.1.2.- Mediana .....	111
2.2.1.3.-Media aritmética .....	113
2.2.2.-Medidas de dispersión .....	115
2.2.2.1.-Rango .....	116
2.2.2.2.-Varianza ( $S^2$ ) .....	116
2.2.2.3.- Desviación estandar ( S ) .....	117
2.2.2.4.-Medidas relativas de dispersión .....	118
2.2.2.4.1.-Coeficiente de variación .....	118
2.2.2.4.2.- Indice de dispersión .....	120
2.3.-Distribución normal .....	122
2.3.1.-Variable normal estandar .....	125
2.4.- Inferencia estadística .....	136
2.4.1.-Principios de teoría de muestreo .....	136

2.4.2.- Algunas definiciones .....	136
2.4.3.- Inferencia estadística .....	139
2.4.3.1.- Distribución muestral de muestreo .....	139
2.4.4.- Teorema de límite central .....	140
2.4.5.-Inferencia estadística .....	142
2.4.5.1.- Intervalo de confianza .....	142
2.4.5.1.1.- Nivel de confianza .....	142
2.4.5.2.- Tamaño de muestra .....	147
2.4.5.2.- Ensayos de hipótesis .....	150
2.4.6.- Inferencia con muestras pequeñas .....	161
2.4.6.1.- Distribución t .....	162
2.4.7.- Distribución Chi cuadrada .....	168
2.4.8.-Tablas de contingencia y bondad de ajuste de tipo cualitativo y escala nominal .....	175
2.4.9.-Tablas de contingencia .....	181
2.4.10.- Inferencia con dos muestras .....	188
2.4.10.1.-Varianzas iguales.....	188
2.4.10.2.- Inferencia de dos medias con varianzas di ferentes .....	194
2.4.11.-Igualdad de dos varianzas (prueba F ).....	196
2.4.12.- Métodos no paramétricos para muestras depen- dientes pareadas .....	200
2.4.13.-Métodos no paramétricos para muestras indepen dientes (prueba Wilcoxon) .....	204
2.4.14.-Métodos no paramétricos para muestras depen-	

dientes o pareadas (prueba Wilcoxon).....	209
2.4.15.- Método paramétrico (análisis de varianzas)..	213
2.4.16.- Análisis de varianzas con métodos no paramé- tricos de Kruskal-Wallis. ....	217
2.5.- Literatura citada.....	222
CAPITULO III BIOLOGIA PESQUERA	
3.1.- Introducción .....	223
3.2.- Ecuación de Russel(1931).....	224
3.3.- Concepto de esfuerzo pesquero (f).....	225
3.4.-Captura por unidad de esfuerzo.....	226
3.5.-Administración de una pesquería .....	227
3.6.-Tamaño de población .....	231
3.6.1.-Métodos directos e indirectos .....	231
3.6.2.-Métodos indirectos.....	231
3.6.2.1.-Método area-densidad ó baja movilidad .....	233
3.6.2.2.- Marcado.....	233
3.6.3.- Método de Leslie .....	234
3.6.3.2.-Método Delury .....	237
3.7.-Metodología del muestreo .....	237
3.7.1.- Teoría del muestreo .....	237
3.7.2.-Muestreo aleatorio.....	238
3.7.3.-Muestreo masivo.....	238
3.7.4.- Muestreo biológico.....	239
3.8.-Crecimiento.....	240
3.8.1.-Método Petersen.....	241

3.8.1.1.-Cohorte .....	242
3.8.2.- Progresión modal .....	242
3.8.4.-Marcado .....	244
3.8.5.-Enjaulamiento.....	245
3.8.6.-Cultivar.....	245
3.8.7.-Expresión analítica del crecimiento.....	245
3.8.7.1.-Métodos para evaluar los parámetros de la e- cuación de Von Bertalanffy .....	246
3.8.7.1.1.-Método de Ford-Walford .....	246
3.8.7.1.2.-Método de Beverton y Holt .....	247
3.9.-Mortalidad. ....	249
3.9.1.-Mortalidad pesquera .....	249
3.9.2.-Mortalidad natural .....	250
3.9.3.-Tasa instantánea de mortalidad natural .....	251
3.9.4.-Tasa instantánea de mortalidad por pesca.....	251
3.9.5.-Ecuación de Pope .....	253
3.9.6.-Estimación de la mortalidad pesquera y la abun- dancia .....	254
3.9.7.-Estimación de Z (mortalidad total).....	257
3.9.8.-Tasa de mortalidad por pesca.....	258
3.9.9.-Relaciones entre Z y S.....	258
3.9.10.-Estimación de Z (regresión lineal) .....	258
3.9.11.-Estimaciones de M y F .....	259
3.10.- Producción por recluta .....	260
3.11.- Literatura citada.....	263

## CAPITULO IV ACUICULTURA

4.1.- Introducción .....	264
4.2.- Clases de cultivo .....	267
4.3.-Microalgas que se cultivan .....	269
4.4.- Principales características de algunas microal- gas .....	273
4.5.- Elementos básicos para el cultivo del fitoplanc ton en general.....	284
4.5.1.- Agua de mar natural y nutrientes .....	284
4.5.1.1.- Extracto de suelo .....	284
4.5.2.- Biodigeridos orgánicos .....	285
4.5.3.- Agua de mar artificial más nutrientes en cul- tivo de microalgas .....	288
4.5.4.- Factores físicos .....	289
4.5.4.1.- Iluminación .....	290
4.5.4.2.- Temperatura .....	292
4.5.4.3.-Salinidad .....	293
4.5.4.4.- pH .....	293
4.5.4.5.- Aireación .....	294
4.6.- Medios de cultivo .....	296
4.6.1.- Medio de Guillard f/2 .....	296
4.6.1.1.- Preparación de soluciones stock .....	297
4.6.2.- Medio de Mathiensen y Torner.....	299
4.6.3.- Importancia de algunos elementos formadores del medio .....	301

4.6.5.-Secuencia de preparación del medio .....	302
4.7.- Formas de esterilización .....	303
4.8.- Aislamiento .....	304
4.8.1.- Método de la pipeta capilar .....	305
4.8.2.- Método de la pipeta capilar modificada .....	307
4.8.3.- Método de rayado en agar .....	308
4.8.4.- Método de esparcido en agar .....	309
4.8.5.-Aislamiento en agar .....	311
4.8.6.-Método de aislamiento desde la atmósfera ....	311
4.9.- Purificación .....	312
4.9.1.- Centrifugación .....	313
4.9.2.- Ultrasónico .....	314
4.9.3.- Tratamiento con antibióticos .....	315
4.9.4.- Tratamiento con telurita de potasio .....	316
4.9.5.-Tratamiento con telurita de potasio (líquido)	317
4.9.6.-Algas contaminantes .....	317
4.9.7.- Fallas en el tratamiento de purificación ...	318
4.10.Pruebas de esterilidad para cultivos axénicos..	319
4.10.1.- Medios microbiológicos .....	319
4.11.-Sistemas de cultivo para microalgas .....	322
4.11.1.- Cultivo estático.....	322
4.11.2.- Cultivos semicontinuos .....	324
4.11.3.- Cultivo continuo .....	327
4.12.-Crecimiento .....	329
4.12.1.- Fases de crecimiento .....	331

4.13.-Parámetros poblacionales .....	333
4.14.-Producción de semilla de ostión.....	336
4.14.1.- Obtención de reproductores .....	336
4.14.2.- Acondicionamiento de organismos adultos ..	337
4.14.3.- Desove artificial .....	337
4.14.4.- Obtención de las larvas sin fijar .....	343
4.14.5.- Artes de cultivo que tienen relación con el fondo .....	343
4.15.-Literatura citada .....	347

## INDICE DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1.-Distribución vertical de organismos marinos. . . . .	7
Figura 2.-El espectro de la luz solar. . . . .	22
Figura 3.-Fotosíntesis relativa durante el día . . .	24
Figura 4.-Penetración de la luz del día. . . . .	29
Figura 5.-Gráfica de asimilación de sustrato por - una enzima. . . . .	33
Figura 6.-Gráfica para determinar el $K_s$ . . . . .	34
Figura 7.-Determinación de crecimiento. . . . .	35
Figura 8.-El ciclo del Nitrógeno en el agua de mar. .	38
Figura 9.-El ciclo del Fosfato en el agua de mar. .	40
Figura 10.-Diagrama de un Cloroplasto. . . . .	82
Figura 11a,b,c,d.-Precisión y exactitud.....	102
Figura 12a,b,c.-Distribuciones de frecuencia unimodal , bimodal y polimodal.....	109
Figura 13a y b.- Tendencia central.....	110
Figura 14a y b .- Frecuencia de variables cualitativas.....	110
Figura 15a y b.- Mediana.....	111
Figura 16.- Media.....	114
Figura 17.- Media, Moda y Mediana.....	115
Figura 18.- Distribución en forma de campana.....	122
Figura 19.- Desviación estandar.....	123
Figura 20.- Punto de inflección de la curva.....	123

Figura 21.- Superficie bajo la curva a una desviación estandar.....	124
Figura 22.-Superficie bajo la curva a dos desviaciones estandar.....	124
Figura 23.- Superficie bajo la curva a 3 desviaciones estandar.....	124
Figura 24.- Resultado del ejemplo 1 de la prueba Z...	126
Figura 25a,b.- Resultados del ejemplo 2 de la prueba Z.....	128
Figura 26a,b.-Integración bajo la curva.....	128
Figura 27.-Resultados del ejemplo 1 de probabilidad..	129
Figura 28.-Resultados del ejemplo 2 de probabilidad..	131
Figura 29.-Resultados del ejemplo 3 de probabilidad..	132
Figura 30.-Resultados del ejemplo 4 de probabilidad..	134
Figura 31.-Distribución muestral.....	139
Figura 32.-Precisión de la media.....	141
Figura 33.-Nivel de confianza.....	142
Figura 34.-Error aceptable.....	147
Figura 35.-Región de rechazo.....	153
Figura 36.-Resultados del ejemplo a de 2.4.5.2.5.....	155
Figura 37.-Resultados del ejemplo c de 2.4.5.2.5.....	159
Figura 38.-Resultados del ejemplo d de 2.4.5.2.5-.....	160
Figura 39.-Distribución t.....	162
Figura 40.-Resultados del ejemplo d de la distribución t.....	167

Figura 41.-Resultados del ejemplo e de la distribución	
t.....	168
Figura 42.-Resultados del ejemplo d de $\chi^2$ .....	174
Figura 43.-Resultados del ejemplo e de $\chi^2$ .....	175
Figura 44.-Resultados del ejemplo a de las tablas de	
tablas de contingencia y bondad de ajuste.	177
Figura 45.-Resultados del ejemplo b de las pruebas de	
bondad de ajuste.....	179
Figura 46.-Resultados del ejemplo c de las pruebas de	
bondad de ajuste.....	180
Figura 47.-Resultados del ejemplo d de las pruebas de	
bondad de ajuste.....	181
Figura 48.-Resultados del ejemplo a de las tablas de	
contingencia.....	185
Figura 49.-Resultados del ejemplo c de las tablas de	
contingencia.....	188
Figura 50.-Resultados del ejemplo a de inferencia de	
dos muestras.....	191
Figura 51.-Resultados del ejemplo b de inferencia de 2	
muestras.....	194
Figura 52.-Resultados del ejemplo a de inferencia de	
dos medias con varianzas diferentes.....	196
Figura 53.-Resultados del ejemplo a de igualdad de dos	
varianzas (prueba F).....	199
Figura 54.-Resultados del ejemplo b de igualdad de dos	

variazas (prueba F).....	200
Figura 55.-Resultados del ejemplo a de métodos no paramétricos para muestras dependientes <u>pareadas</u> .....	202
Figura 56.-Resultados del ejemplo b de métodos no paramétricos para muestras dependientes <u>pareadas</u> .....	203
Figura 57.-Resultados del ejemplo a de la prueba Wilcoxon (métodos no paramétricos para muestras independientes).....	207
Figura 58.-Resultados del ejemplo b de la prueba Wilcoxon (métodos no parametricos para muestras independientes).....	208
Figura 59.-Resultados del ejemplo c de la prueba Wilcoxon (métodos no paramétricos para muestras independientes).....	209
Figura 60.-Resultados del ejemplo a de la prueba Wilcoxon (métodos no paramétricos para muestras dependientes).....	211
Figura 61.-Resultado del ejemplo b de la prueba Wilcoxon (método no paramétrico para muestras dependientes).....	213
Figura 62.-Resultados del ejemplo a de la tabla ANOVA.	217
Figura 63.-Resultados del ejemplo a del análisis de varianzas con métodos no paramétricos de	

Kruskal-Wallis.....	220
Figura 64.-Resultados del ejemplo b. del análisis de varianzas con métodos no paramétricos de Krus- kal-Wallis.....	221
Figura 65.- Stock equilibrado .....	225
Figura 66.- Captura por unidad de esfuerzo .....	226
Figura 67.- Grafica de captura Vs. esfuerzo .....	228
Figura 68.- MEI .....	230
Figura 69.- Regresión lineal de c/f Vs. f .....	229
Figura 70.- Método de Leslie .....	234
Figura 71.- Ejemplo (electropesca) .....	235
Figura 72.-Relación entre la talla de los peces y su edad.....	241
Figura 73.- Información sobre el crecimiento .....	242
Figura 74.- Método de Ford-Walford .....	246
Figura 75.- Ecuación de V. Bertalanffy .....	248
Figura 76.- Ecuación de Pope .....	253
Figura 77.- Estimaciones de M y F .....	259
Figura 78A,B.-Partes del sistema de digestores .....	287
Figura 79.- Métodos de aislamiento de microalgas ...	307
Figura 80.- Esquema del rayado en agar .....	309
Figura 81.-Esquema del método de esparcido de agar..	310
Figura 82.-Secuencia de los diferentes volúmenes de cultivo.....	323
Figura 83.- Bolsas de cultivo semicontinuo.....	325

Figura 84.- Esquema simplificado de un cultivo con-	
tinuo .....	329
Figura 85.-Hematocymetro .....	330
Figura 86.-Características principales de crecimien	
to presentadas por una microalga en cultivo con	
Volumen limitado .....	332
Figura 87.-Resumen de estadíos del ostión, densidad	
del cultivo y régimen alimenticio .....	341
Figura 88.-Esquema de un colector .....	342
Figura 89.-Esquema general del sistema de cultivo	
de ostión .....	345
Figura 90.-Esquema general de una balsa para cultivo	
de ostión .....	346

INDICE DE TABLAS

	Pag.
Tabla 1.-Mediciones de luz. . . . .	27
Tabla 2.-Composición general de algunas microalgas utilizadas en acuicultura .....	271
Tabla 3.-Características de algunas de las especies de algas unicelulares utilizadas en acuicultura	272

I ECOLOGIA DEL FITOPLANCTON

1 INTRODUCCION

Frecuentemente escuchamos la pregunta ¿qué es el plancton?. Para dar una definición exacta se dará una breve reseña hasta llegar a la definición actual.

Desde la invención del microscopio por Antonio Van Leeuwenhoek (1676), se hizo el descubrimiento de que en el agua de mar existían organismos pequeños, de los cuales se hicieron descripciones de formas variadas, asignándoles nombres latinos. Así C.G. Ehrenberg describió un gran número de especies pero probablemente su descubrimiento más importante fue que ciertos tipos de rocas de origen marino (yeso y diatomitas) están formadas abundantemente de pequeños restos esqueleticos mineralizados, indicando la abundancia potencial de criaturas, su única falla fue que no les dió el verdadero significado ecológico, porque pensó que eran costras o escamas de organismos (Bougis, 1976).

Joseph Hooker (1847), examinó el agua verde y la espuma viscosa de color café verdusca que aparecía sobre el hielo, dándose cuenta de la existencia de diatomeas, verdaderos vegetales, que probablemente mantenían el balance entre vegetales y animales en el polo sur (en Bougis, 1976).

A.S. Orsted (1847), examinaba también el agua verde de un acuario y llegó a la conclusión de que eran de gran importancia para mantener con vida a los peces. (Bougis, 1976).

El primero en obtener una estimación cuantitativa del fitoplancton, y adoptar una aproximación mas fisiológica fue Victor Hensen, quien en 1887, inventó el término plancton -- "todo lo que va a la deriva en las aguas superficiales o profundas". La falla de esta definición es que incluye materiales vivos y no vivos, que hoy en dia corresponde al término SESTON propuesto por Kolkwitz (Bougis 1976).

Haeckel (1890), dá una definición mas precisa "Es un -- conjunto multiespecífico que va errante en una masa de agua". Lo mas interesante de la definición de Haeckel es que propone que el plancton se distribuye en parches o manchas en un espacio y un tiempo bien marcado o puede desaparecer dependiendo de las corrientes (Bougis, 1976).

Boney (1974), define al plancton como la fracción viviente de todos los materiales que flotan en el agua de mar, los cuales son transportados por vientos y corrientes - - - (Bougis, 1976).

Bougis (1976), define al plancton como "El conjunto de organismos pelágicos, los cuales flotan y quedan a la deriva bajo la acción del movimiento del agua". Esta definición es la mas aceptada en la actualidad.

#### 1.1 DEFINICIONES BASICAS RELACIONADAS CON LA ECOLOGIA DEL PLANCTON.

ZONA FOTICA. - Es el área con suficiente luz para realizar la fotosíntesis, y depende de la claridad del agua. Las

aguas oceánicas son por lo general bastante claras debido a la ausencia de material en suspensión, por lo que tienen -- una zona fótica mas profunda (aprox. 200 mts.), que las -- aguas neríticas (aprox. 100 mts.), (Dawes, 1986).

ZONTA AFOTICA.-Es el área con luz insuficiente para la realización de la fotosíntesis (Dawes, 1986).

DETRITOS.-Todo material orgánico, proveniente de la -- descomposición de animales y vegetales marinos (Dawes, 1986).

SESTON.-Todo lo que flota en la columna de agua, tomando en cuenta el material orgánico e inorgánico. En otras palabras el SESTON está constituido de parte viva y parte no viva (Bougis, 1976), y se divide en:

TRIPTON.-Parte inerte, consistente de organismos muertos, detritos orgánicos y partículas mineralizadas (Reid, 1961) (Bougis, 1976).

PLANCTON.-Parte viviente.

ORGANISMOS AUTOTROFICOS.-Son aquellos que elaboran materia orgánica a partir de materia inorgánica. También son conocidos como fotosintetizadores o productores primarios - (Bougis, 1976).

ORGANISMOS HETEROTROFOS.-Elaboran materia orgánica a partir de materia orgánica ya existente; se conocen también como productores secundarios (Bougis, 1976).

ORGANISMOS OSMOTROFICOS.-Aquellos que elaboran materia orgánica a través de materia orgánica existente en forma di

suelta en el medio (Bougis, 1976).

ORGANISMOS AUXOTROFICOS.-Organismos que elaboran materia orgánica a partir de materia inorgánica, pero requieren un compuesto orgánico (vitaminas) para que su funcionamiento sea normal. Aquí caen la mayoría de las microalgas (Bougis, 1976).

ORGANISMOS NERITICOS.-Aquellos que viven mas cerca de la costa.(Bougis, 1976).

ORGANISMOS OCEANICOS.-Aquellos que viven mas alejados de la costa.(Bougis, 1976).

### 1.2 CLASIFICACION DEL PLANCTON.

Hasta la actualidad no ha existido acuerdo alguno entre los planctologistas para dar una clasificación exacta - que abarque a todos los organismos que habitan en el medio marino, ya que diversos organismos cambian de lugar durante el ciclo de vida regular o por diversos factores externos e internos, citando por ejemplo la migración por alimento, - - predadores o las corrientes.(Bougis, 1976).

a).-La primera clasificación está basada en la nutrición del organismo, la cual se considera la mas -- sencilla de todas.(Bougis, 1976).

FITOPLANCTON.-Vegetales capaz de sintetizar algunos de sus propios materiales por fotosíntesis.

ZOOPLANCTON.-Animales alimentadores del material ya -- existente.

b).-La segunda división se basa en el ciclo biológico que llegan a tener los organismos (Bougis, 1976).

HOLOPLANCTON.-Consiste de organismos, los cuales son Chaetognatos son holoplanctónicos de aquí que los huevos, larvas, juveniles y adultos son pelágicos. Salpa tiene una alternancia de generación y de aquí que las generaciones -- sexuales y asexuales son planctónicas y por ello se incluye dentro del holoplancton. (Bougis, 1976).

MEROPLANCTON.-Aquellos organismos que alguna etapa de su vida forman parte del plancton. La mayoría de las hidromedusas son meroplanctónicas, de aquí que hay una parte de su ciclo de vida el hidrozoa, la larva de la cual después eclosionan de los huevos sedimentados en el fondo del mar (u otro sustrato) y dan lugar también a pólipos benthicos -- los cuales por protuberancias dan lugar a la medusa. Una importante fracción del meroplancton es larval, muchos de ellos corresponden a los organismos Bentónicos o Nectónicos y son solamente un corto estadio en el ciclo de vida como -- por ejemplo la larva pleteus de erizo de mar y los huevos y larvas de la mayoría de los peces espinudos. (Bougis, 1976)

c).-El tercer criterio es el tamaño. Dussart (1965), -- establece una clasificación para el plancton de agua dulce.

ULTRAPLANCTON.-Menor de  $2 \mu\text{m}$ ; el cual también es conocido con el nombre de picoplancton.

NANOPLANCTON.-Mayor que  $2 \mu\text{m}$  y menor que  $20 \mu\text{m}$ .

MICROPLANCTON.-Mayor que  $20 \mu\text{m}$  y menor que  $200 \mu\text{m}$ .

MACROPLANCTON.-Mayor que 200 m y menor que 2,000 m.

MEGAPLANCTON.- Mayor que 2,000 m.

Hay sin embargo bastante desacuerdo general sobre las categorías para ser establecidas por tamaños. Un esfuerzo colectivo para estandarizar el método de colecta, lleva al mismo tiempo a un grupo internacional de planctólogos -- (anónimos, 1968), quienes sobre una base esencialmente pragmática, distinguieron las siguientes categorías del plancton marino:

MICROPLANCTON.-Menor de 200 m (agrupa nanoplancton y el microplancton).

PEQUEÑO MESOPLANCTON.-Tamaño medio mayor a 200 m, -- pero menor de 10 milímetros.

MACROPLANCTON.-Tamaño mayor de 2 centímetros y menor de 10 centímetros.

Esta terminología es por si misma, bastante imprecisa y es mejor definir lo mas aproximadamente como sea posible.

d).-La distribución vertical forma otra base para la separación de los diferentes grupos (Bougis, 1976).

EPIPLANCTON.-Es el plancton que vive en la zona epipelágica (zona fótica), incluyendo en aguas poco profundas, animales establecidos en una profundidad entre 20 y 120 metros, dependiendo de la región y las condiciones.

MESOPLANCTON.-Es el plancton que vive en la zona mesopelágica entre 100 y 300 metros de profundidad.

INERAPLANCTON.-Es el plancton que vive en la zona infrapelágica entre 500 y 600 metros de profundidad.

BATIPLANCTON.-Es el plancton que vive en la zona bati-pelágica a profundidades mayores de 600 metros.

El plancton de aguas poco profundas, bien estudiado -- por Zaitsev, tiene una clasificación distintiva (David,1987)

El pleuston consiste de aquellos organismos que viven en la superficie del agua, parte en el aire y parte en el agua, y son arrastrados principalmente por la acción del viento (Physalia, Janthina), mientras que el neuston consiste de los que permanecen en aguas poco profundas, incluye el epineuston que vive cerca de la interfase y el hiponeuston que vive bajo la interfase.

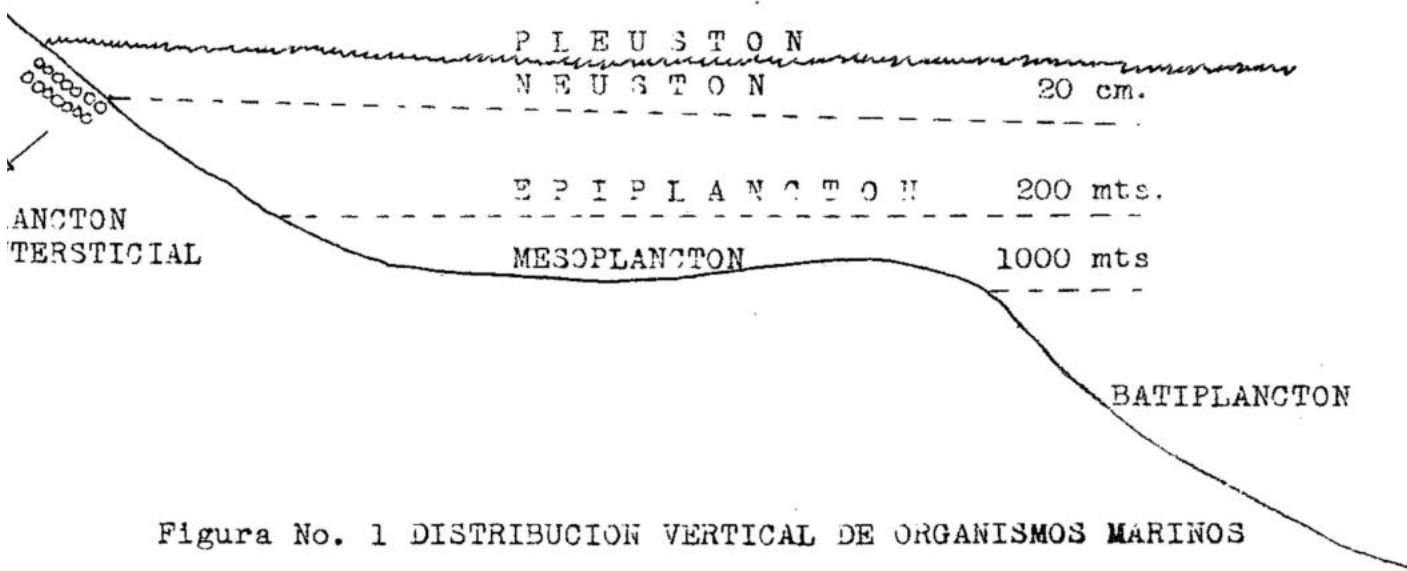


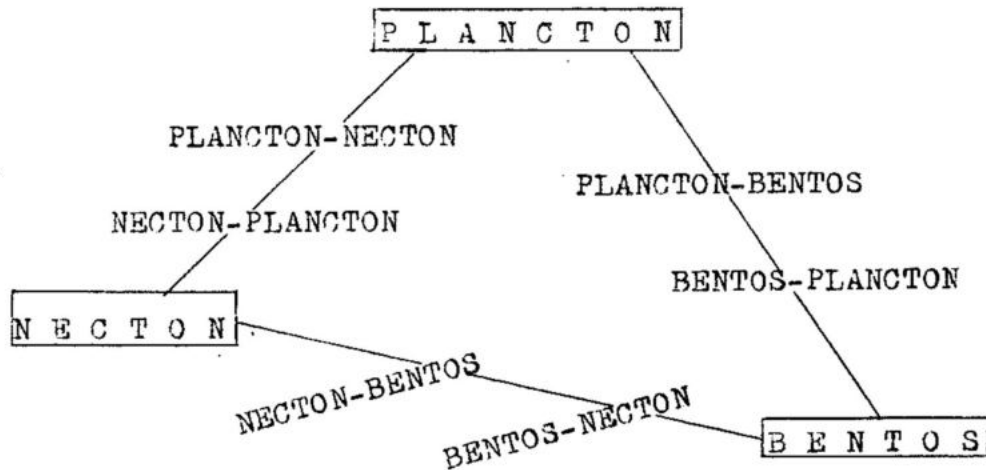
Figura No. 1 DISTRIBUCION VERTICAL DE ORGANISMOS MARINOS

Si observamos los granos de arena veriamos que existen pequeños organismos (diatomeas) que también son afectados -- por corrientes de agua que pasan a traves de sus espacios --

que existen entre grano y grano, los cuales reciben el nombre de plancton intersticial. (Bougis, 1976)

TICOPLANCTON.-Son diatomeas pennadas de aguas poco profundas (2 metros) que pueden llegar a comportarse como plancton o como bentos, por las condiciones de mareas, se puede undir o subir para mantenerse en suspensión y fotosintetizar y cuando está en el fondo toman materia inorganica también para fotosintetizar (Bougis,1976).

e).-Existen organismos cuyo ciclo de vida la realizan - tanto en el plancton como en el necton o bien en el bentos por lo que se da lugar a la siguiente distribución clasificatoria. (Bougis, 1976).



PLANCTON.-Todo organismo que está a merced de la corriente y su fuerza natatoria es menor que la de la corriente

NECTON.-Organismos cuya fuerza natatoria es mayor que la de la corriente.

BENTOS.-Organismos que ademas de tener locomoción propia

están en íntimo contacto con el fondo.

PLANCTON-NECTON.-Las características del plancton predominan sobre las del necton.

NECTON-PLANCTON.-Las características del necton predominan sobre las del plancton.

DSL.-Capa de dispersión profunda, se dieron cuenta que estaba formada por Eufasidos, Mysidos, Copepodos, Necton y -- Plancton. (Bougis, 1976).

### I.3 IMPORTANCIA DEL PLANCTON.

En ocasiones surge la pregunta ¿porqué estudiar el - - - plancton?, para encontrar la respuesta citaremos algunos detalles en los que ha sido de gran beneficio para el hombre, y otros seres que lo rodean.

a).-Para empezar, el fitoplancton también como las algas bentónicas, son la base de la producción primaria de materia orgánica en el mar (Raymont, 1980). La penetración de la luz, sin embargo disminuye rápidamente con la profundidad, y en -- consecuencia, las algas bentónicas están restringidas a la -- franja litoral, mientras que el fitoplancton está distribuido en toda la zona superficial de los océanos, aparte de aquellas regiones cubiertas por el hielo (Bunt y Lee, 1970)(Raymont, - 1980).

De aquí que se haya calculado que el fitoplancton produce el 80% del oxígeno que se respira en la tierra (Raymont, - 1980).

b).-El plancton es la base de la cadena alimenticia en el mar (Raymont, 1980).

c).-El plancton sostiene pesquerías de gran importancia comercial, como la anchoveta y la sardina por citar algunas en México, por esto se toma también como un evaluador de pesquerías a través de la producción primaria (Dugdale, 1976), para ello se emplean los satélites, quienes por medio de colores que constituyen la escala de productividad, nos pueden informar de la cantidad de peces que pueden existir en ciertas zonas del océano (Whitledge, 1972 en Dugdale, 1976).

d).-El plancton puede utilizarse como indicador biológico para determinar cadenas tróficas (Margalef, 1957 en Raymont, 1980). Por ejemplo en los trópicos hay mayor diversidad del plancton por lo que la cadena alimenticia se hace mas completa, originando una verdadera red alimenticia (Margalef, 1957 en Raymont, 1980). Mientras que en los polos hay muy baja diversidad predominando las diatomeas y otros cuantos organismos que han podido adaptarse al frio extremo de la zona, por lo cual la cadena se hace muy sencilla y por lo tanto los organismos se hacen mas dependientes de los otros para la alimentación (Margalef, 1957 en Raymont, 1980).

e).-Para fines acuiculturales:

1).-Para la producción de semilla o larvas de crus

taceos y bivalvos. Las semillas se sitúan en condiciones ideales de temperatura, salinidad y alimentación. Dicha alimentación está basada en las microalgas, las cuales se cultivan en los laboratorios bajo condiciones controladas y en un medio nutritivo ideal que producirá una multiplicación rápida a un menor costo (Guillard, 1975).

2).-Localización de las zonas de engorda. Principalmente los bivalvos juveniles se alimentan de las microalgas, y dependiendo de la situación de la zona y su productividad se selecciona el arte de cultivo (Guillard, 1975).

f).-Estudio de paleoclimas. Cierta población de microalgas caracterizaban las condiciones climáticas del pasado, por ejemplo, si era lluvioso, etc. Estos datos son obtenidos de las frústulas encontradas en los sedimentos marinos, en donde cada organismo define una capa y cada capa muestra un paleoclima (Morris, 1980).

g).-Como indicadores de masas de agua. Las corrientes poseen un organismo específico (por su abundancia) que las identifica de las demas. Por ejemplo en el mediterráneo, se logró saber que el agua entra por arriba y sale por abajo, gracias a los tintinidos. Esta información fue aprovechada para introducir submarinos con la ayuda de las corrientes, sin ser detectados (Segunda Guerra Mundial), (Raymont, 1980).

El fenómeno del niño, cuya corriente proviene del ecuador, pasa por el Perú llegando hasta las costas del Golfo de

California, a través de las cuales sube agua mas caliente, - hasta donde normalmente hay agua fria, haciendo que decaiga la productividad fitoplanctonica y con ello las pesquerias, por ejemplo la de anchoveta en el Perú. En dicha corriente tropical fueron muy comunes los dinoflagelados, típicos de aguas cálidas, (Raymont, 1980).

h).-El plancton ha sido empleado para fines bélicos -- por los Estados Unidos, en la guerra de Vietnam. El caso es la marea roja, por la cual mueren masivamente los peces, debido a que los dinoflagelados que la originan, elaboran - toxinas neuroparalizantes (inhibe ciertas zonas del cerebro) la cual es absorbida y acumulada en los tejidos de los bi-- valvos a los que se les cortaba el sifón para extraer las - toxinas y agregarlas a las aguas y cereales. Actualmente es ta toxina está siendo utilizada para fines médicos, inyec-- tándose para anular el movimiento de cierta parte del cuerpo. En el Golfo de México y en las costas del Pacífico las mareas rojas son producidas por el dinoflagelado *Gonyaulax*. (Raymont, 1980).

i).-Como fuente de vitaminas en cultivos sinxenicos, - ya que a través de las multiples funciones que desarrolla - la célula fitoplanctónica, estan las substancias exudadas o desechos metabólicos que son las vitaminas B<sub>1</sub> y B<sub>12</sub>, (Gui-- llard, 1975).

j).-Como recicladores del Bioxido de Carbono en subma- rinos y naves espaciales, especialmente diatomeas.

## 2 ADAPTACIONES A LA VIDA PELAGICA

Los organismos planctonicos, constantemente se ven expuestos a cambios del medio en que habitan. Por ejemplo los cambios de temperatura, originan cambios de salinidad del agua, formando masas de agua de diferente densidad a la otra. Esto es una barrera que impide al organismo atravesar la (termoclina) (Bougis, 1976). Los organismos planctonicos viven en la zona fótica (hasta donde penetra la luz), pero ¿qué pasa con el organismo cuando la zona fótica se encuentra en un medio estático?. Ya que en el medio estático, todo cuerpo tiende a hundirse por la densidad, (Ley de Stokes) ¿cómo le hace para mantenerse en la zona fótica?. Por otro lado, si el fitoplancton tiende a hundirse ¿cómo es posible que pueda presentarse pastoreo y producción orgánica primaria, mas o menos constante?, (Raymont, 1980).

Los ecologistas fisiologos del plancton, han sugerido una serie de mecanismos, a través de los cuales ha permitido a los organismos adaptarse y vivir mejor en el medio ambiente variable en el cual vive, (Morris, 1980).

Así pues, los organismos planctónicos estan adaptados a la vida pelágica y tienden a permanecer en el agua y no a hundirse en el fondo, en otras palabras su velocidad de hundimiento debe ser cero para una perfecta adaptación, (Bougis, 1976).

De acuerdo a la Ley de Stokes, la velocidad de hundi--

miento de una partícula esférica con un radio  $r$  es como sigue:

$$V = \frac{F}{6 \pi n r}$$

Donde  $F$  es la diferencia entre el peso del organismo (densidad del cuerpo multiplicado por su volumen) y la Ley de empuje de Arquímedes (densidad del medio multiplicada por el volumen del cuerpo) que actúa sobre el organismo y  $n$  es la viscosidad del agua de mar. La Ley de Stokes es estrictamente aplicable solo a esferas bajo un diámetro limitado (esferas de cuarzo de  $60 \mu\text{m}$ ) (Fleming, 1946 en Bougis, 1976).

Esta ley sirve como guía para las relaciones físicas entre el plancton y el agua de mar circundante. Una disminución en  $F$  disminuiría la velocidad de hundimiento, y alguna reducción en la densidad del organismo relativamente al agua de mar será una ventaja para la existencia planctónica. (Bougis, 1976).

Smayda (1970), asocia las formas geométricas o volumen esférico del organismo y el flujo laminar para modificar la Ley de Stokes y aplicarla en el hundimiento del plancton.

$$V_s = \frac{2}{9} g r^2 (\rho' - \rho) n^{-1}$$

$\rho'$  = Densidad del medio

$\rho$  = Densidad del cuerpo

$n^{-1}$  = Coeficiente de viscosidad

Por ejemplo se ha calculado la velocidad de hundimien-

to de *Coscinodiscus wallei* cuyo diametro es de 150  $\mu$ m, la cual es de 9 metros por día. (Bougis, 1976).

En los laboratorios se han ideado modelos con diferentes materiales, identicos al organismo a estudiar, para medir su velocidad de sedimentación, pero no se ha logrado un resultado muy aproximado ya que se deben tomar en cuenta -- otros mecanismos empleados por el organismo y que a continuación se anotan:

a). -TAMAÑO DEL ORGANISMO. - A mayor tamaño, mayor peso, aumentando también su velocidad de hundimiento, ya que  $F$  (Stokes) es proporcional a la diferencia entre la densidad del cuerpo, la del agua y la del volumen corporal. Por otro lado los componentes esqueléticos en porcentaje, son menos resistentes y mas ligeros en las especies planctónicas que en las bentónicas, esto es positivo para la flotabilidad, - (Bougis, 1976).

b). -FORMA DEL PLANCTON. - La adaptación a la vida pelágica (cuando se carece de un medio de locomoción) es incrementada por alguna característica morfológica. Por ejemplo; la existencia de largos apendices o prolongaciones en los Chaetoceros (diatomeas) o alguna larva Zoea de algún crustaceo, o bien espinas en Bacteriatrum, aumentan la boyancia de los organismos (Bougis, 1976).

La asociación en cadenas por algunas diatomeas o en colonias de células en las algas verdes Volvocaceas, les per-

mite tener mayor superficie o volumen (sin incrementar el peso) para que puedan ser tocadas por las microturbulencias y ascender a la superficie, (Morris, 1980).

c).-MOVILIDAD.-Cuando la movilidad es imperfecta, los organismos deben tener una "adaptación complementaria". Esto involucra un gasto de energía en las actividades motoras, tales como la ondulación del flagelo en peridínios, el movimiento de cilios de las bandas ciliares de muchas larvas o las actividades natatorias de los crustáceos. Todos estos organismos realizan migraciones verticales para ir en busca del alimento o de la longitud de onda adecuada para su vida, (Bougis, 1976).

La movilidad se requiere cuando el medio en el cual viven aumenta su viscosidad por la temperatura, (Morris, 1980)

d).-COMPOSICION QUIMICA.-Es una vía a través de la cual el organismo disminuye el peso para aumentar la boyancia, (Bougis, 1976). Dentro de esta se citan las siguientes:

1.-Flotadores o vacuolas de aceite en larvas de peces y algunos copépodos, (Morris, 1980). Especies fitoplanctónicas también presentan vacuolas de aceite que además les sirven como material de reserva, (Bougis, 1976).

2.-Substitución iónica.-A través del equilibrio osmótico con el agua de mar, intercambia iones más pesados por iones más ligeros. Por ejemplo el ion potasio --

por el ion sodio y el ion sulfato divalente por el ion cloro monovalente, (Bougis, 1976).

3.-Mucilagos.-Algunos organismos como los volvocaceos presentan adherencias de materia orgánica particulada (mucilagos) que les permite mayor superficie de contacto con las microturbulencias, (Morris, 1980).

La producción de mucilagos es mucho mas común en organismos de agua dulce, (Lund, 1959 en Bougis, 1976)

4.-Vacuolas de gas.-Frecuentemente los organismos presentan vacuolas de gas que abarcan la mayor parte del citoplasma y que aumentan la boyancia de estos, por ejemplo Ethomodiscus, (Morris, 1980).

5.-Liquidos inertes de menor densidad.-El incremento de tejido corporal por agua de menor densidad que la del mar es otra adaptación para poder flotar, tal es el caso de los tintinidos, (Morris, 1980).

e).-ESTADO FISIOLÓGICO.-Una célula mas vieja se hunde mas rápidamente que una nueva. Esto es muy común observarlo en un cultivo de microalgas, en donde al llegar al final de la fase estacionaria comienza a sedimentarse en el fondo del recipiente, (Smayda, 1970).

f).-PROCESOS FÍSICOS DEL MEDIO LOCAL.-Por medio de las turbulencias y advecciones el fitoplancton puede bajar a profundidades mayores en donde hay mas cantidad de nutrientes lo cual es una ventaja, (Smayda, 1970).

### OTRAS ADAPTACIONES

1.-ALTERACIONES EN EL MEDIO DE LAS TASAS DE REPRODUCCION.- Si hay turbulencias suben y se reproducen muchas, -- asegurando que algunas se queden en la zona fótica y otras se precipiten como producto de la proliferación, (Smayda, - 1970).

2.-MIGRACIONES DEL ZOOPLANCTON.- Los copépodos al comer microalgas en exceso llegan a la superficie en la noche y defecan algas vivas, lo cual presenta una ventaja para evitar la precipitación y sirve también como nutrientes, - - - (Smayda, 1970).

### 3 FACTORES DEL MEDIO PELAGICO

Los factores principales de los cuales depende la producción orgánica primaria en el medio pelágico son: Físicos (luz y temperatura), Químicos (salinidad y nutrientes), y Biológicos (pastoreo). Cualquiera puede alterar la producción orgánica primaria del medio pelágico, pero los dos más limitantes son la luz y los nutrientes, pues la fotosíntesis solo se puede realizar con la presencia de la luz y una concentración adecuada de elementos y compuestos, (como son el nitrógeno, el fósforo y el silicio), los cuales reciben el nombre de nutrientes principales o macronutrientes, y otros como el hierro, el cobre, el manganeso, el sodio, el potasio, el magnesio, el zinc y el cobalto, que se encuentran en cantidades muy pequeñas por lo que reciben el nombre de nutrientes secundarios, oligoelementos o metales trza. También existen algunos compuestos de origen orgánico como las vitaminas y los antibióticos, los cuales desempeñan un papel importante en el desarrollo del fitoplancton marino, (Dawes, 1986).

#### 3.1 LA LUZ

La luz visible (de 380 a 720 nm., figura 2), es una parte del espectro electromagnético y por ello es una forma de energía radiante. La luz es un prerequisite para la vida sobre la tierra, debido a que proporciona la energía requerida para la fotosíntesis, la cual resulta de la fijación del

Bióxido de Carbono por el fitoplancton. La habilidad de la luz para penetrar en el océano define la zona fótica, y los cambios en su intensidad y calidad con la profundidad, determinan donde pueden crecer las algas, (Strickland, 1958 en Bougis, 1976).

### 3.1.1 PENETRACION DE LA LUZ EN EL OCEANO

La penetración de la luz en el océano depende de la materia pelágica, de la materia disuelta, de la nubosidad, de los gases y polvo atmosférico, del ángulo de incidencia, de la refracción y del mes del año.

La luz del sol que incide sobre la superficie del océano tiene como límites de longitud de onda entre 340 nm. (luz ultravioleta) hasta casi 1100 nm. (luz infraroja), estando la intensidad máxima a casi 500 nm. A medida que la luz penetra en el agua cristalina, ambos márgenes del espectro son absorbidos, pero predominantemente las longitudes de onda -- larga (figura 2). Así, a una profundidad de 25 metros el límite se estrecha hasta 400-600 nm. con una intensidad máxima de 475 nm. (luz azul). Los cambios en la intensidad y calidad de la luz se han utilizado para comprender las distribuciones submareales de las algas marinas. La relación entre la penetración de la luz y la productividad primaria, básicamente se encuentra en estrecha correlación entre el nivel de irradiación y la profundidad. (Backman y Barilott, 1976, en Dawes, 1986).

### 3.1.2 UTILIZACION DE LA LUZ POR EL FITOPLANCTON

La energía luminica que penetra en el agua del mar es utilizada para la fotosíntesis cuando la capta el fitoplancton. Botellas conteniendo Coscinodiscus exentricus (Jenkin 1937), fueron suspendidas a diferentes profundidades, midien dose la producción de oxígeno por el método de Winkler, co rrespondiendo a la fotosíntesis neta, una botella obscura -- fue colocada para medir el oxigeno consumido por la respira ción. De 22.4 cm. de oxígeno producido se fijaron 12 mg. de carbono mediante la fotosíntesis. La luz a diferentes inten sidades y profundidades sirve como un estimador de la produc ción de oxigeno, que es proporcional a la cantidad de carbo no fijado en la síntesis de materia orgánica. (Bougis, 1976).

El punto de compensación es aquel en que la penetración de la luz es solamente el 1% de la intensidad total de la -- luz y la profundidad crítica es cuando la capa de mezcla, al canza una profundidad tal que la producción y la respiración son iguales (Sverdrup, 1953 en ODUM, 1983). La profundidad -- crítica está dada en terminos de el punto de compensación -- ( $I_c$ ), y de la constante de extinción ( $K$ ) y se expresa como:

$$\frac{Z_{cr}}{1 - e^{-KZ_{cr}}} = \frac{K I_o}{K_r} \quad \frac{Z_{cr}}{1 - e^{-KZ_{cr}}} = \frac{I_o}{K I_c} \quad Z_{cr} = \frac{I_o}{K I_c}$$

Esta profundidad es aproximadamente de 45 metros a una intensidad de luz de 0.002 cal./cm<sup>2</sup>/min. (ó 14x10<sup>-5</sup> W/cm<sup>2</sup>).

La zona fótica está definida como la zona entre la --

superficie y la profundidad en la que la fotosíntesis es un proceso efectivo, (Pérez y Deveze, 1963 en Dawes, 1986).

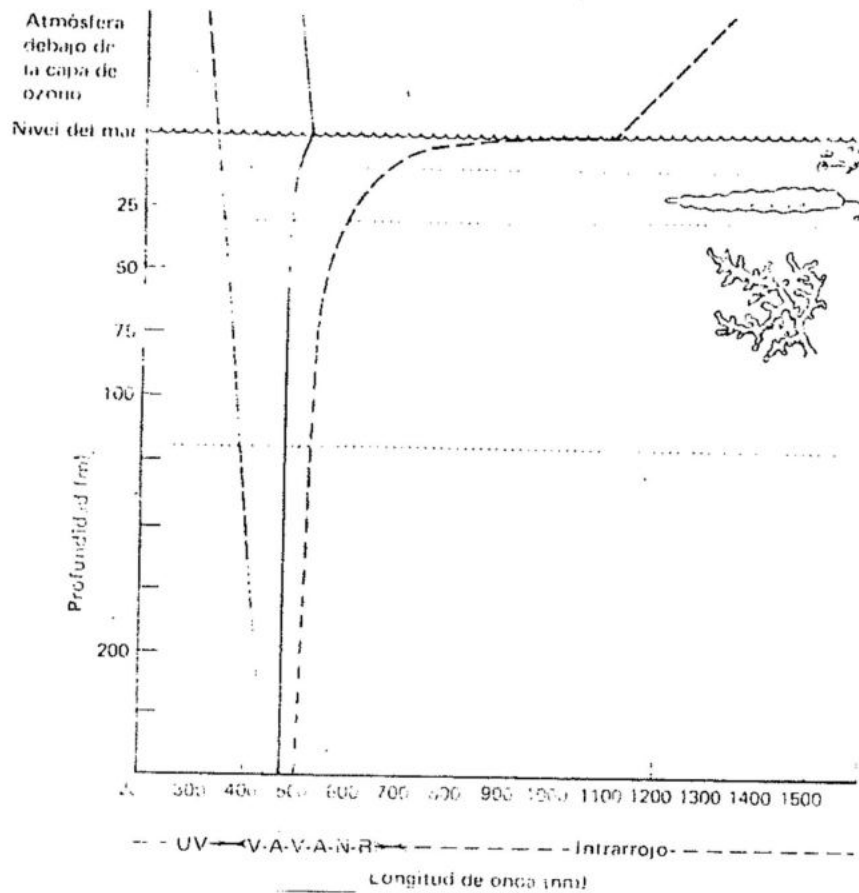


Figura 2. — El espectro de la luz solar es afectado fuertemente por la capa de ozono de 25 a 25 km por arriba de la superficie del mar. Sin embargo, cuando la luz solar penetra el océano, se produce una pérdida importante de luz roja (750-1,100 nm). La línea de puntos muestra la longitud de onda de intensidad máxima a alguna profundidad; la línea de guiones muestra los límites de longitud de onda dentro de los cuales el 95% de la energía solar se encuentra a alguna profundidad. Los esquemas de algas muestran la distribución con la profundidad de las algas (Tomado de Dawes, 1986).

Ryther (1956), usó el método del carbono 14 para diatomeas (Skeletonema costatum, Nitzschia closterium, Navicula - sp). Obteniendo resultados comparables a los de Jenkin. Las diferentes especies de fitoplancton presentan valores óptimos de luz de acuerdo a los pigmentos fotosintéticos que poseen, de tal manera que una mayor intensidad les provoca una

fotoinhibición, cosa que sucede a diferentes intensidades de luz con relación a la posición del sol, así por ejemplo, durante el verano en la superficie y a un 100% de la intensidad de luz se presenta un óptimo en la mañana y otro en la tarde, presentándose una gran fotoinhibición al medio día. Al 50% de la intensidad de luz sucede algo similar pero la fotoinhibición es menor al medio día que en el caso anterior. Al 25% de la intensidad de luz, los óptimos se encuentran próximos al medio día y la fotoinhibición al medio día es poco significativa. En cambio al 10% de la intensidad de luz no existe fotoinhibición, pero la producción óptima es más baja que al 25%. Al 1% no existe fotoinhibición y la producción es mínima. Por lo tanto la máxima producción durante el verano se obtiene a un 25% de la intensidad total de luz.

En el invierno no existe fotoinhibición al medio día y la producción máxima se obtiene al 100% de la intensidad total de luz y desciende proporcionalmente a esta (figura 3).

La luz es obviamente un factor importante pero no puede correlacionarse fácilmente con los rápidos periodos de crecimiento de fitoplancton. Aun cuando algunos oceanos típicos están sujetos a altas intensidades de luz y sus aguas son cristalinas, muchas regiones presentan una baja productividad, debido a las bajas concentraciones de nutrientes que presentan como resultado de una termoclina permanente.

(Dawes, 1986).

La luz junto con las mayores temperaturas del agua, -- inicia el florecimiento del fitoplancton en primavera en -- las zonas templadas. Una vez que la capa mezclada ha sido -- aislada en la zona fótica por el establecimiento de la termoclina, la tasa fotosintética del fitoplancton es mayor -- que la tasa respiratoria por lo que se produce el crecimiento de primavera. Considerando que la cantidad de materia orgánica suspendida afecta notablemente la calidad y cantidad de la luz que penetra, así la zona nerítica puede tener solo de la mitad a una cuarta parte de los niveles de luz que cuando se compara con aguas oceánicas a profundidades similares.

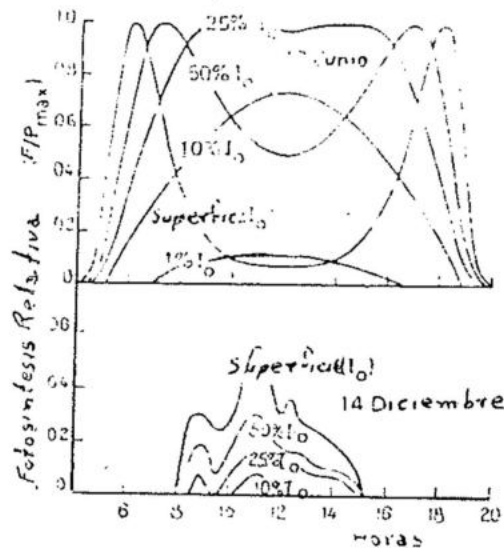


Figura 3.-Fotosíntesis relativa durante el día a diferentes niveles de irradiación el 17 de junio y 14 de diciembre de 1954 a una latitud y condiciones meteorológicas, comparables a las de Newport, Rhode Island, U.S.A. (Tomado de Bougis, 1976).

### 3.1.3 ESTIMACION DE LA ENERGIA LUMINOSA QUE ALCANZA EL MAR.

La energía radiante del sol, medida mas allá de la atmósfera terrestre es equivalente a una irradiación de 1.42

g-cal/cm<sup>2</sup>/min. La radiación a un punto es definida como el porcentaje del flujo de energía (cantidad radiada por unidad de tiempo) recibidos por unos pequeños elementos infinitos de la superficie al rededor del punto considerado para el área de este elemento (Ivanoff y Morel, 1970). Está simbolizado por I y expresado en Watts/cm<sup>2</sup>, o en cal-gr/cm<sup>2</sup>/min., con los siguientes equivalentes: 1 gr-cal/cm<sup>2</sup>/min = 0.07 W/cm<sup>2</sup>, (de aquí que cm.gr.cal. = a 4.185 Joules y 1 Watt = 1 joules/seg.). La caloría gramo es frecuentemente escrita cal, y la unidad mas grande como Kcal. Algunos autores usan la unidad Langley la cual es cal-gr/cm<sup>2</sup> y la irradiación es expresada en Langley/min. (Bougis, 1976)

Para un plano paralelo a la superficie de la tierra y volver con la irradiación estimada es un promedio de 1100 cal-gr/cm<sup>2</sup>/día en los polos en el verano y entre 800 a 900 cal/cm<sup>2</sup>/día en el ecuador en el periodo equinoccial. Mientras pasa a través de la atmósfera a mas o menos una fracción importante de la energía radiada es absorbida o difundida por las nubes, el polvo, los vapores de agua, el bioxido de carbono así que al nivel del mar a 48° N la irradiación es raramente mayor que 1.5 cal/cm<sup>2</sup>/min. y muy frecuentemente menor. En las mismas latitudes, la energía total diaria varía de acuerdo a la estación de 805 cal/cm<sup>2</sup>/día a 160 cal/cm<sup>2</sup>/día. (Bougis, 1976).

Se ha considerado la energía total radiada por el sol y

esta corresponde a una radiación entre 300 y 5000 nm. Es generalmente aceptado que la radiación usada en la fotosíntesis se encuentra entre 380 y 720 nm., la cual es casi un 50% de la radiación total. Así la energía disponible, para la fotosíntesis al nivel del mar no excedió de 0.7 a 0.8 cal/cm<sup>2</sup>/min. (de 49000 a 56000 MW/cm<sup>2</sup>) bajo las mejores condiciones. (Ryther, 1956 en Bougis, 1976).

#### 3.1.4 PERDIDA DE LA ENERGIA LUMINOSA QUE PASA A LA SUPERFICIE

Una cierta fracción de la luz que alcanza el mar es reflejada por la superficie de este y hace que no penetre en el agua. En un mar tranquilo la fracción reflejada es de un 3 a 4 % cuando el sol está en una latitud de al menos 40° del horizonte. Cuando el sol está en un ángulo de 5° (Suedrup Et.al, 1946). Cuando la superficie del mar está perturbada por la pérdida de luz por reflexión, es de 5 a 17% con un viento ligero y cerca del 30% cuando el viento es moderado o fuerte. (Bougis, 1976).

#### 3.1.5 MEDICION DE LA LUZ

Se dispone de varias unidades y métodos de medición y esto ha dado como resultado alguna confusión respecto a la interpretación del efecto y calidad de la luz. En la tabla 1 se dan algunas unidades de la medición de la luz, que se utilizan con mayor frecuencia.

Tabla 1. - Mediciones de luz (Tomado de Dawes, 1986)

Iluminación (brillantez)	
1 pie-bujía (pie-bj) = 1 lumen/pie <sup>2</sup> (lu/pie <sup>2</sup> ) = 10.764 lux (lumenes/m <sup>2</sup> )	
1 pie-bj = 1.076 microfotones	
Radiación (unidades de energía)	
1 watt/m <sup>2</sup> (W/m <sup>2</sup> ) = 1 Joule/m <sup>2</sup> /seg (J/m <sup>2</sup> /seg)	
1 caloría (cal) = 4.19 J	
1 Langley (ly) = 1 cal/cm <sup>2</sup>	
Densidad de flujo del fotón	
1 erg = 1 cuanto/seg/m <sup>2</sup> /λ <sup>a</sup>	
1 Einstein (Ein) = 6.023 × 10 <sup>23</sup> cuantos/λ <sup>a</sup>	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 6.023 × 10 <sup>14</sup> cuantos/cm <sup>2</sup> /seg	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 10 aban/m <sup>2</sup> /seg	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 1,1 × 10 <sup>-17</sup> (nm) × W/m <sup>2</sup>	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 2 W/m <sup>2</sup> luz blanca	
1.66 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 10 <sup>15</sup> cuantos/cm <sup>2</sup> /seg	
Conversiones (para luz fluorescente blanca, tipo Sylvania, 400-725 nm)	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 1.32 ly/día (fotoperíodo de 12 horas luz, 12 horas oscuridad) =	
0.0031 ly/min = 0.1860 ly/hora	
1 ly/hora = 5.38 nEin/cm <sup>2</sup> /seg	
1 ly/min = 322.58 nEin/cm <sup>2</sup> /seg	
1 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 7047 pie-bj	
1 pie-bj = 0.0142 nEin/cm <sup>2</sup> /seg = 4.4 × 10 <sup>-5</sup> ly/hr = 2.64 × 10 <sup>-3</sup> ly/yr = 3.168 ly/día (fotoperíodo de 12 horas luz, 12 horas oscuridad)	
1.000 lux ≅ 2 nEin/cm <sup>2</sup> /seg ≅ 4.2 W/m <sup>2</sup>	

Se recomienda que las unidades de energía (ergs, einteins, lagleys) se utilicen hasta donde sea posible. Se dispone de varios instrumentos de medición de la luz, como los fotómetros (medidor de irradiación, por lo común, con una celda de selenio que mide en pies bujías), radiómetros (cuando los filtros permiten que la celda de selenio sea sensible a longitudes de onda específicas; mide en ergs) y cuantómetros (detectores de fotodióxido de silicio; mide en ergs y einteins). (Dawes, 1986).

Un método muy económico para determinar la transparencia del agua (Tyler, 1978) y la luz submarina durante el día (Weinberg, 1976) en el dispositivo de Secchi, que es un disco blanco estándar de 30 cm. de diámetro. Este disco se ha utilizado desde 1985 como una unidad internacional de medir

la claridad del agua. El disco de Secchi lee simplemente el registro de la profundidad (D) a la cual todavía puede verse. Puede utilizarse para determinar el coeficiente de extinción (K) a partir de la siguiente ecuación. (Jonás, 1970)

$$K = \frac{1.4}{D} \quad \text{Zona Costera} \qquad K = \frac{1.7}{D} \quad \text{Zona Oceánica}$$

Debido a que estas fórmulas se basan en constantes arbitrarias no son usadas actualmente por lo cual el procedimiento correcto para determinar el coeficiente de extinción para cualquier zona sin tomar en cuenta la latitud y considerando que depende de la difusión y propiedades de absorción del agua, es simbolizado por K y expresado como sigue:

$$K = - \frac{d \log I}{dz} \quad \text{ó} \quad \left( \text{como } d \log I = \frac{d I}{I} \right) \quad K = - \frac{d I}{I dz}$$

y así

$$\frac{dI}{I} = -K dz$$

El coeficiente de extinción K es constante para un intervalo de profundidad dado. La línea en la gráfica está hecha de segmentos de una línea recta (figura 4). Es posible expresar el coeficiente entre dos niveles de acuerdo a la ecuación:

$$K_{1-2} = \frac{\ln I_2 - \ln I_1}{Z_2 - Z_1}$$

En las aguas oceánicas la K varía sólo un poco en el violeta y azul, parte del espectro (de 400 a 500 nm.) pero entonces incrementa rápidamente. En las aguas costeras el coeficiente disminuye entre 400 y 500 nm. y entonces se in--

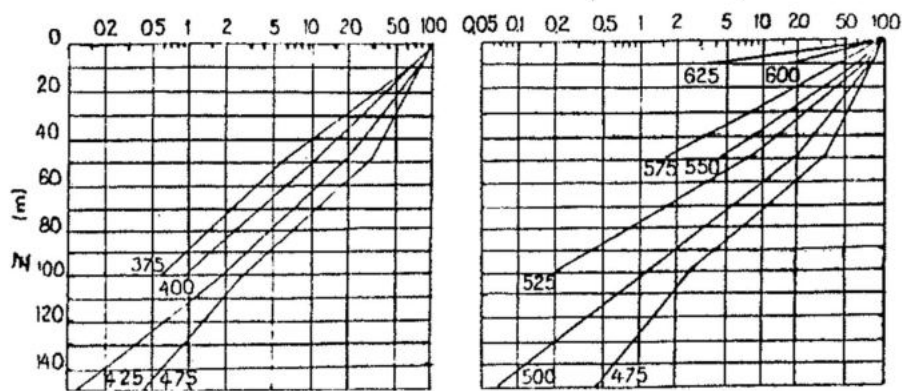


Figura 4.-Penetración de la luz del día en una estación de - Bermuda a diferentes longitudes de onda en nm. En las abci-- sas se encuentra el porcentaje de irradiación superficial - de luz, en escala logarítmica. (Jerlov, 1951; de Bougis, 1976).

crementa dando un bien definido mínimo en el verde. La dife-- rencia entre los colores azul y verde es debido a la abun-- dancia de partículas y notablemente de fitoplancton y de de-- tritos ricos en derivados de clorofila en aguas costeras, - las cuales por difusión y por absorción incrementan el coe-- ficiente K y también a la existencia en estas aguas de subs-- tancias amarillas, las cuales absorben las longitudes de on-- da corta (y mas en la U.V.) y causa el mínimo observado en el verde. En aguas claras y oceánicas la radiación azul y -- violeta, 400 a 500 nm. pudiendo penetrar a mayor profundidad. En las aguas costeras la producción alcanza un máximo des-- viando las longitudes de onda cercanas a 500 nm. y otras su-- periores a los 560 nm. (Bougis, 1976).

### 3.2 NUTRIENTES

Los nutrientes como el nitrógeno, el fósforo y en algu-- nos organismos el silice estan presentes en el agua en forma

inorganica como nitratos, fosfatos y silicatos. El fosforo y el silice provienen de los drenajes de la tierra. El nitroge no es también introducido al mar por el lavado de la tierra, pero una gran proporción proviene de la atmosfera, como un resultado de la evaporación del amonio desde la superficie terrestre y fijado "insitu". Los nutrientes son removidos por el fitoplancton en la zona eufótica, resultando una tenue ca pa en la superficie de grandes regiones de los oceanos del mundo (Dugdale, 1976).

Los nutrientes son reemplazados por procesos de enrique cimiento local como las surgencias. Una distribución verti-- cal de nutrientes (nitratos, fosfatos y silicatos) es mas ba ja en la superficie y se incrementa conforme aumenta la pro-- fundidad, (Dugdale, 1976).

Los fosfatos y nitratos estan en una proporción constante en aguas profundas. Las propiedades de las aguas profun-- das son formadas en invierno, en altas latitudes y contienen nutrientes antes de hundirse. Los nutrientes de origen inorgánico son preformados y la cantidad se incrementa con el -- tiempo por la oxidación de la materia orgánica. La razón en que se encuentran en una columna de agua es de 16 N: 1 P. -- (Redfield et al, 1963). El silice no está en proporción pero aumenta conforme a la profundidad. La asimilación de silicatos y fosfatos en diatomeas, ocurre en una tasa igual aproximadamamente. Algunos autores afirman que el carbono contenido

en el plancton, tiende a estar en una proporción con el N y el P, la razón es C: N: P=106:16:1. (Redfield et al, 1963). El oxígeno requerido para remineralizar el P y el N del fitoplancton que ocurre en esta razón es calculado en base a los productos finales de la oxidación que es  $-276:16:1=\Delta O_2; \Delta NO_3 : \Delta PO_4$  donde P está presente en el estado de oxidación - en la célula y solamente el nitrógeno y el carbono reaccionan con el oxígeno. El  $\Delta O_2 : \Delta NO_3 : \Delta PO_4$  la razón es útil en evaluaciones de cantidades regeneradas de nitratos y fosfatos presentes (Dugdale, 1976).

La diferencia entre las mediciones y los valores oxidativos de fosfatos y nitratos, prevee una estimación de los nutrientes preformados, Ketchum (1935), cultivando Phaeodactylum tricorutum da una razón normal de N:P 16:1. Conway (1974) con Skeletonema costatum da una razón de 6:1 para N:P. Esta razón no siempre es una constante, sin embargo es claro que la cantidad de fosfatos y nitratos encontrada en el agua de mar es el resultado de una serie de procesos complejos interrelacionados, (Dugdale, 1976).

### 3.2.1 DISTRIBUCION DE NUTRIENTES

Un adecuado suministro de nutrientes en la capa eufótica es necesaria para la P.O.P. Este suministro puede ser -- por advección, difusión, por mezcla y los gradientes verticales de nutrientes. (Dugdale, 1976).

Ejemplos de divergencias son las corrientes de Perú, - California y Canarias. (Dugdale, 1976).

Ejemplos de convergencias se encuentran en el pacífico norte, atlántico norte, central, con bajas concentraciones de nutrientes. Estas regiones son consideradas como oligotroficas. Estas aguas profundas al subir producen una baja P.O.P.. El este mediterráneo, los perfiles de nitratos, indican condiciones oligotroficas, como resultado de una circulación estuarina negativa. (Dugdale, 1976).

Las divergencias se encuentran en el sistema de corrientes ecuatoriales. Esta región tiene grandes surgencias y originan grandes pesquerías. (Ryther, 1969 en Dugdale, 1976)

Los "Pool" de nitritos pueden levantarse por oxidación de amoníaco o por reducción de los nitratos. (Vaccaro, 1965 en Dugdale, 1976).

### 3.2.2 ASIMILACION DE NITROGENO

Para medir la cantidad de nitrógeno asimilado por el fitoplancton existen varios métodos. Desde la observación de la tasa en la declinación de la concentración en una muestra de agua de mar colocada de algún modo en recipientes e incubarlos a la luz por un cierto periodo de tiempo. Largos periodos son requeridos para observar cambios significativos en la concentración de los nutrientes y una población bacteriana puede desarrollarse rápidamente en la superficie del recipiente modificando in situ el proceso. La solución ha sido encontrada con el método del carbono 14, también usando el radioisotopo nitrógeno 13. (Neess et al, 1962 en Dugdale, 1976).

### 3.2.3 FACTORES QUE INFLUYEN EN LA ASIMILACION DE AMONIA Y NITRATOS.

La asimilación de nitrógeno inorgánico es influenciado por todos aquellos factores que afectan el crecimiento del fitoplancton, también por la presencia de nitrato y amonio al rededor del fitoplancton y por la luz. La interacción solo ocurre por la asimilación de nitrato la cual es fuertemente afectada por la concentración de amonio en el ambiente. (Dugdale, 1976).

### 3.2.4 COMO INFLUYE LA CONCENTRACION DE UNA SAL NUTRITIVA EN EL CRECIMIENTO DEL PLANCTON.

La velocidad de asimilación, contra un sustrato nutritivo está dada por una relación lineal, pero llega el momento en que se satura y en que por mas sustrato que se tenga ya no se puede asimilar mas (figura 5).

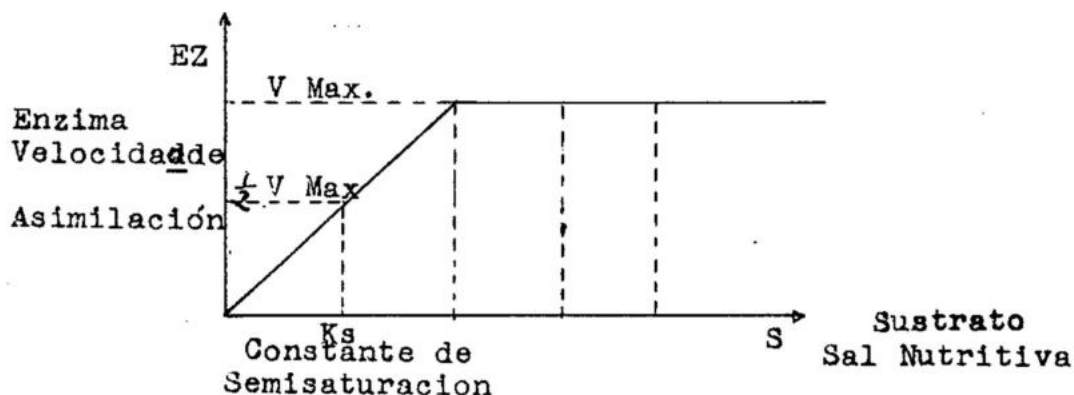


Figura 5.-Gráfica de asimilación de sustrato por una enzima.

$$K_s = (S) \rightarrow 1/2 V_{\max}$$

El  $K_s$  es la constante de semisaturación y se define como la cantidad de sustrato que es asimilado a la mitad de

la velocidad máxima de asimilación.(Monod,1950 en Dugdale'76)

La velocidad de asimilación se define por la siguiente fórmula:

$$V = \frac{V_{\max} (S)}{K_s + (S)}$$

Para obtener el  $K_s$  existen dos métodos; el primero es por extrapolación pero no es muy preciso.

El segundo es gráfico y donde cruce la pendiente con eje X es la constante de semisaturación (figura 6) y puede dar valores positivos o negativos, este método es mas preciso. La constante de semisaturación es muy importante para conocer las características de una zona determinada, pues debe tener un valor mayor en el medio que en los organismos.

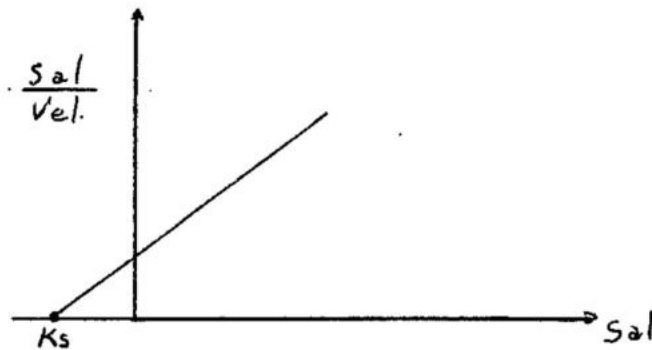


Figura 6.-Gráfica para determinación de  $K_s$ .

Si el  $K_s$  es muy alto se trata de una zona rica en nutrientes.

Si el  $K_s$  es muy bajo se trata de una zona pobre.

Así por ejemplo, en valores obtenidos para nitrógeno - tenemos:

$K_s$  menor a 0.001.-es una zona pobre

$K_s$  mayor a 0.01.-es una zona rica

Los valores de  $K_s$  son diferentes para cada tipo de sal (Dugdale, 1976).

#### CRECIMIENTO.

Monod (1953) se propone determinar el crecimiento de los organismos por cantidades de sal nutritiva (figura 7) para lo cual desarrolla un modelo, dado por la siguiente ecuación:

$$\mu = \frac{\mu_{\max} (\text{sal})}{K_d + (\text{sal})}$$

$K_d$ .-Constante de crecimiento.

Solo considero la concentración externa directa para la constante de crecimiento.

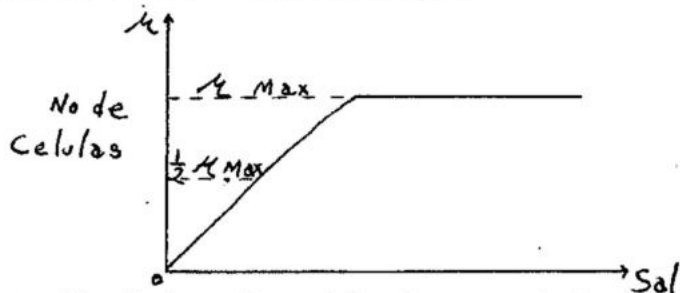


Figura 7.-Determinación de crecimiento.

Droop (1953) toma como base el modelo de Monod (1953), pero considera algunas modificaciones, como la existencia de un Pool interno de sales nutritivas, lo cual permite que los organismos sigan creciendo, aun cuando la concentración externa de la sal nutritiva llegue a un punto crítico.

El modelo de Droop (1953) está dado por la siguiente ecuación:

$$\mu = \frac{\mu_{\max} (q - q\phi)}{K_d + (q - q\phi)}$$

Donde  $q$  = es la concentración externa

$q\phi$  = es la cuota mínima o Pool interno, expresado

en una razón atómica (cantidad entre número de átomos).

Consideró las tasas de asimilación.

Los valores de  $q$  son constantes para zonas ricas, y para calcular  $q\phi$  se deja en inanición a los organismos hasta que se terminen el pool interno. (Dugdale, 1976).

### 3.2.5 EL CICLO DEL NITROGENO (Bougis, 1976)

El ciclo del nitrógeno está descrito en la figura 8, - en orden para comprender el ciclo, las bacterias y algas -- bentónicas han sido añadidas a el fitoplancton, y zooplanc- ton por animales del necton y bentos. En el siguiente párra- fo explicaremos este esquema. El fitoplancton toma el nitro- geno esencialmente como amonio, nitrito y nitrato, pero en adición (indicado con líneas punteadas) hay otros dos cur- sos de nitrógeno cuya importancia está sobreestimada, lla- mandolo nitrógeno gaseoso disuelto y nitrógeno gaseoso orga- nico. Como contrapuesta a la toma de nitrógeno por el fito- plancton hay también la producción de materia organica di- suelta por el fitoplancton, el cual también está indicado - por líneas punteadas. En la transformación de amonio a ni- trito y nitrato y en la desnitrificación, la acción bacteri- cida es involucrada y esto está indicado por la letra B. -- También hemos notado la posibilidad del nitrógeno disuelto siendo integrado en el ciclo por la acción bactericida, de aquí que la fijación de nitrógeno por las bacterias ha sido identificado en el agua de mar (Azotobacter, Clostridium);- De aquí que esta fijación es endotérmica y requiere una can

tividad de carbohidratos, esta importancia está en duda (Vaccaro, 1965). Las bacterias están involucradas en la producción de amonio a partir de nitrógeno orgánico o por la transformación del exceso de nitrógeno consumido, después que la proliferación fue detenida, por la rápida descomposición de las células; pero también pueden tomar este ión del medio ambiente, en orden para construir sus propias sustancias orgánicas cuando están escasas de nitrógeno. En este caso compiten con las algas del fitoplancton. Este es el significado de dos flechas opuestas en el esquema. Estas bacterias pueden ser ingeridas por algunos animales, particularmente ciliados; Johannes (1968) enfatizó que esto es solo indirectamente por bacterias, pero directamente por la excreción de tales organismos que la remineralización puede ser eficientemente efectuada.

Se ha marcado con líneas punteadas la contribución por células muertas, de aquí que es aceptado que las células del fitoplancton, son siempre comidas, abundantemente, por el zooplancton, las heces la cual puede contener numerosos fragmentos de fitoplancton, más o menos fragmentados pero no digeridos (alimentación superflua).

El ciclo del nitrógeno no es completamente cerrado, de aquí que la introducción del nitrógeno por el agua de lluvia no puede ser despreciado (Vaccaro, 1965) el nitrógeno amoniacal de las lluvias, puede alcanzar varios mg/l y las

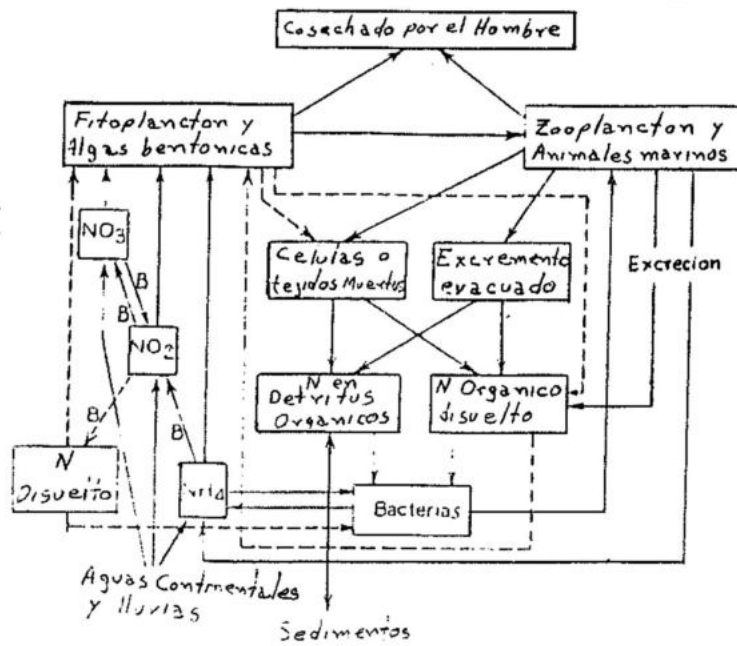


Figura 8.-El ciclo del nitrógeno en el agua de mar.  
(Tomado de Bougis, 1976)

cantidades promedio observadas en las aguas frías y templadas en zonas del hemisferio norte, son del orden de 100 a 400 mg/l. La cantidad de nitrógeno de nitratos varía entre los mismos límites. El papel del nitrógeno precipitado no es bien conocido, pero sería de alguna importancia en aguas someras y aguas relativamente aisladas. En lagos montañosos semidrenados en Colorado, de varios metros de profundidad y sin una salida regular, son principalmente abastecidos por precipitación Pennak (1969), establece un contenido promedio de nitrógeno de nitrato, alrededor de 1 mg/l con un porcentaje N/P de 500.

Las aguas continentales del Mississippi también llevan una cierta cantidad de nitrógeno al mar (Riley, 1937), la -

media anual es de 20 mg/l de  $\text{NH}_3\text{-N}$  5 ml/l, de  $\text{NO}_2\text{-N}$ , - - -  
200 mg/l de  $\text{NO}_3\text{-N}$  y 350 mg/l de nitrógeno orgánico.

Los detritus se hunden en el fondo y representa, por -  
eso, una pérdida de nitrógeno, esta pérdida es algunas veces  
solo temporalmente, de aquí que el detritus puede ser resus-  
pendido por las turbulencias, al menos en las aguas someras.  
El nitrógeno en los detritus está, frecuentemente en forma  
de compuesto orgánico resistente al ataque de bacterias.

Finalmente, pescado por el hombre (o colectado en algu-  
nas algas marinas) también constituye una cierta pérdida de  
nitrógeno. Se ha tratado de estimar esta pérdida para una -  
región pesquera activa, en el mar del norte, cuyas áreas --  
son aproximadamente 635000  $\text{Km}^2$  y tiene un promedio de profun-  
didad de 100 m. La producción, calculada por los años 1950 y  
1951, es de  $1640 \times 10^3$  toneladas de peces/año (Blanke, - -  
1956) aceptando un valor de 3% del peso humedo como nitróge-  
no en la materia viviente (valor medio del arenque el cual  
es aproximadamente del 80% de la captura, (Vinogradov, 1953),  
obtuvieron una pérdida anual de 77.5 mg de nitrógeno/ $\text{m}^2$ , el  
cual corresponde a 212 mg/ $\text{m}^2$ /día o 2.1 mg/ $\text{m}^3$ /día.

### 3.2.6 EL CICLO DEL FOSFORO (Bougis, 1976)

La figura 9 muestra el ciclo del fósforo en el agua -  
de mar, de acuerdo al mas reciente trabajo. Los caminos que  
están en duda son mostrados por líneas punteadas, cada cami-  
no es definido por un número relativo a la siguiente discu-

ción.

1.-Esta es la absorción de fosfatos disueltos por el fitoplancton. En orden complementario debemos recordar la parte que juegan las algas bentónicas cuyo consumo de fosfato es significativo en aguas someras.

2.-El fosfato orgánico disuelto está disponible para ser hidrolizado, dando fosfato inorgánico. Este estadio puede ser extremadamente pequeño cuando la hidrólisis es afectada por las fosfatasas del fitoplancton con la inmediata absorción de los fosfatos.

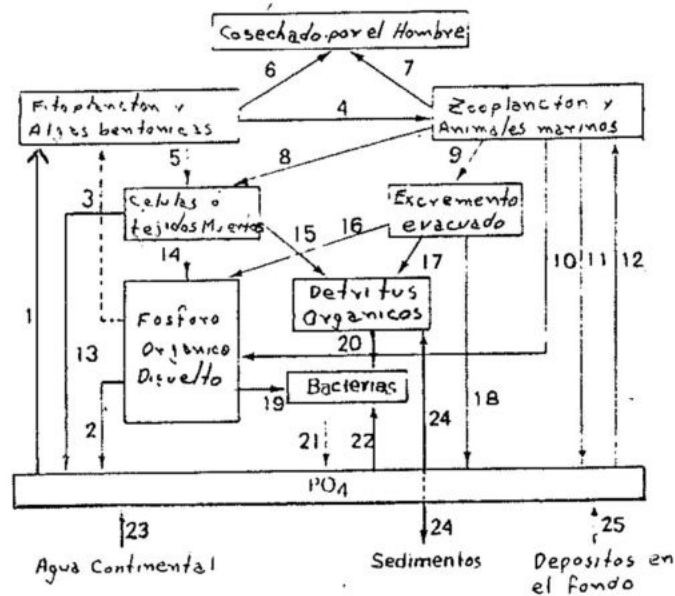


Figura 9.-Ciclo del fósforo en el agua de mar. Los números se refieren a la explicación en el texto. (Tomado de Bougis, 1976).

3.-Bajo condiciones experimentales las células fito-

planctónicas pueden absorber fosforo organico disuelto, pero esta absorción puede ser atribuida a la acción de las -- mencionadas fosfatasas y corresponde a los caminos 1 y 2.

4.-Consumo de fitoplancton por zooplancton. En orden -- para simplificar el esquema, los animales marinos bentóni--cos y nectónicos, son incluidos al mismo tiempo con el zoo--plancton.

5.-Esto es acordado, que en general, todas las células del fitoplancton son temporalmente removidas por el zoo--plancton. El camino 5 es por lo tanto considerado como pura--mente teórico.

6 y 7.-Las pesquerías no coinciden directamente con el plancton, pero son un resultado de la actividad de las algas crustáceas, moluscos, peces y en ciertas áreas limitadas las ballenas, esta pérdida de fosfato puede ser cuantitativamente importante.

8.-Muerte y destrucción del zooplancton y otros anima--les marinos.

9.-Este camino podría bajo ciertas condiciones ser de -- gran importancia, durante el periodo de alta proliferación -- de fitoplancton, el zooplancton y particularmente los copepo--dos consumen mas fitoplancton del que pueden digerir y asimí--lar por lo que al evacuar sus heces fecales estos son ricos en diatomeas y peridinius molidos pero no digeridos o igual--mente aun vivos, sin embargo tal alimentacion superflua está

en discusión.

10 y 11.-Expresión de fosfato inorgánico y fosfato orgánico disuelto.

12.-Esta es una buena razón para pensar que una cierta cantidad de absorción directa de fosfato inorgánico por los animales marinos puede ocurrir, Marshall y Orr (1961) observó que *Salanus finmarchicus*, situados en agua de mar esterilizada, conteniendo agua marcada con  $P^{32}$  produjo huevos radioactivos. Esto fue observado en 1930 por embriologistas - trabajando con huevos fertilizados y larvas de erizo. Es difícil estimar la importancia cuantitativa de esta absorción la cual equilibra el camino 11.

13,14 y 15.-Sobre la muerte de animales una parte del fosforo organico es remineralizada a ortofosfatos y puede estar presente como fósforo disuelto en el medio ambiente - (13), como una forma organica disuelta (14), y el resto permanece en los detritus organicos (15).

16,17 y 18.-Es el mismo para el fósforo de excreción, - o en heces fecales, en estos, los ortofosfatos son rápidamente formados bajo la acción de las fosfatasas de las células.

19 y 20.-El fósforo orgánico disuelto y el fósforo orgánico de los detritus, son consumidos por las bacterias, - bajo condiciones que son muy poco conocidas.

21.-El fósforo así transformado, nuevamente entra en -

solución, en la forma de ortofosfato o por la fosfatasa bac  
terial es transferido al medio ambiente antes o después de  
 ser integrado en las células bacteriales.

22.-La importancia de este camino bajo condiciones na-  
 turales es aun incierto pero es bien conocido bajo condicion  
es experimentales. En el agua de mar contenida en las bo--  
 tellas hay un rápido incremento en la población de bacte- -  
 rias, al mismo tiempo que se presenta un decremento en el -  
 fosfato y se aumenta el consumo de oxígeno. Esto es indica-  
 -do necesariamente para fijar una muestra que será usada pa  
 ra el análisis de fosfatos cuando no puede ser estimado. El  
 consumo de fosfato es una función de la materia orgánica -  
 disponible por las bacterias en el medio.

23.-Las aguas continentales (ríos y drenes) constitu--  
 yen un enriquecimiento en los fosfatos del agua de mar en -  
 la zona litoral.

24.-En aguas someras la sedimentación de detritus orgá  
 nicos conducen a la pérdida de fósforo, tal hundimiento pue  
 de ser temporal, y un incremento en la turbulencia lo hace  
 nuevamente disponible mediante la circulación de detritus -  
 volviéndose un mecanismo reversible.

25.-Los sedimentos en aguas intersticiales contiene --  
 fósforo, parte del cual es soluble. Arrhenius (1952) esta--  
 blece la profundidad de varios cientos de metros en el pací  
 fico para obtener una concentración de 0.2 a 0.9 gr. de fos

foro/kg. en la capa superior de los sedimentos. No existen dudas de que el fósforo del sedimento puede ser tomado de la concentración permanente en el agua, pero no existen datos sobre la importancia de este fenómeno bajo condiciones naturales.

### 3.2.7.- SILICIO Y SILICATO (Dawes, 1986)

Para hacer sus frústulas de silicato, las diatomeas deben tener suficiente cantidad de silice disponible ya que este elemento constituye más del 60% de su fracción inorgánica y del 15 al 20% de su peso seco. También forma el esqueleto de los dinoflagelados, el esqueleto de los radiolarios y las espículas de numerosas esponjas. Este elemento puede encontrarse a concentraciones de casi 0 a 0.05 mg/l en aguas pelágicas cristalinas. Debido a que se encuentra por lo común formando parte de partículas de arcilla, la mayoría de las aguas neríticas tienen altos niveles de este elemento, especialmente en la forma no disuelta de bióxido de silice o bien disuelto en forma de hidróxido de silicio. Su ciclo puede dividirse en pozas activas o inactivas. El interperismo de las rocas ígneas produce arcillas de silice y silicio disuelto que son llevados al mar por los ríos. El silicio en partículas o el que está disuelto aparece en el océano y son intercambiables. El silicio disuelto es absorbido por las plantas, especialmente por las diatomeas, y liberado una vez que estas mueren. Debido a que el zooplanc

ton y los organismos superiores se alimentan de las diatomeas y a su vez mueren el silicio disuelto vuelve a ser liberado. El silicio en partículas puede sedimentarse en los sedimentos del océano formando arcillas que pueden incorporarse a las rocas sedimentarias. El silicio contenido en las frústulas de las diatomeas puede disolverse hasta en un 95% a temperaturas superiores a los 25° C. También son disueltas las frústulas de las diatomeas al precipitarse a grandes profundidades al incrementarse la presión.

### 3.2.8 METALES TRAZA (Morris, 1980)

Son elementos inorgánicos, que se encuentran presentes en el agua de mar de una manera constante y que son utilizados por el fitoplancton en cantidades muy pequeñas y que pueden ser limitantes para la fotosíntesis. Los más importantes son el hierro, el manganeso y el cobre y en menor cantidad el cinc, el magnesio, el cobalto y el níquel.

Tienen gran importancia, en la formación del núcleo de ciertos pigmentos, como el manganeso en la clorofila, como caracteres enzimáticos o coenzimas, para mantener el equilibrio iónico en el medio ambiente marino, en la interacción de organelos por factores enzimáticos, en el transporte de electrones, en la formación de vitaminas como es el caso de la cobalamina (B<sub>12</sub>) que tiene un núcleo de cobalto.

---

Si la concentración de estos elementos en estado libre,

aumenta mucho, pueden ser tóxicos para los organismos.

Para que los metales traza no se precipiten, y puedan ser asimilados por el fitoplancton, se requiere de una sustancia específica, llamada quelante, cuya función es capturar el exceso de iones libres, para evitar que sean tóxicos y facilitar la asimilación de estos por los organismos, de esta manera se mantiene una adecuada concentración en suspensión.

En los medios de cultivo para microalgas, se emplea un quelante llamado, EDTA el cual puede ser sódico o férrico, en este último caso se ahorra el fierro que es un elemento traza.

### 3.2.9 VITAMINAS (Morris,1980)

Son compuestos de origen orgánico, indispensables para el buen desarrollo del fitoplancton, las mas importantes -- son, la Biotina, la Tiamina ( $B_1$ ) y la cobalamina ( $B_{12}$ ).

En el medio natural las concentraciones de vitaminas se encuentran en rangos desde casi 0, hasta aproximadamente 500 ng/l. Las concentraciones de las vitaminas son sumamente pequeñas pero presentan variaciones verticales, obteniéndose los valores máximos alrededor de los 500 m. También -- presentan variaciones estacionales que disminuyen en abril y se incrementan en otoño. (Droop,1958 en Morris,1980).

Las vitaminas pueden obtenerse por medio de exudados -- de las microalgas, ya que algunas de estas son producidas,-

y otras son utilizadas. La utilidad de los exudados de vitaminas en los cultivos de microalgas, es que sirven para arrancar otros cultivos cuando se emplea agua de mar artificial. (Dugdale, 1966 en Morris, 1980).

En los medios de cultivos para microalgas, se agregan, la biotina, la tiamina y la cobalamina pues no se sabe cual de estas tres vitaminas es requerida por la microalga o cual es producida. Para agregarlas al medio de cultivo deben esterilizarse por separado, previa acidificación a un PH de 4.5 para evitar su desnaturalización, y se incorpora al medio de cultivo ya esterilizado. (Aguirre Muñoz, 1981).

#### 4. FITOPLANCTON.

Las algas contribuyen significativamente en la producción primaria marina, siendo el fitoplancton el dominante en aguas oceánicas y el principal responsable de la fotosíntesis en altamar. Poseen una variedad considerable de formas unicelulares y pequeñas colonias, se encuentran distribuidos heterogeneamente en el mar, además la penetración de la luz decrece rápidamente con la profundidad y en consecuencia las microalgas se distribuyen tan solo en la zona eufótica de todos los mares sin dependencia alguna del sustrato (Massuti y Margalef, 1950).

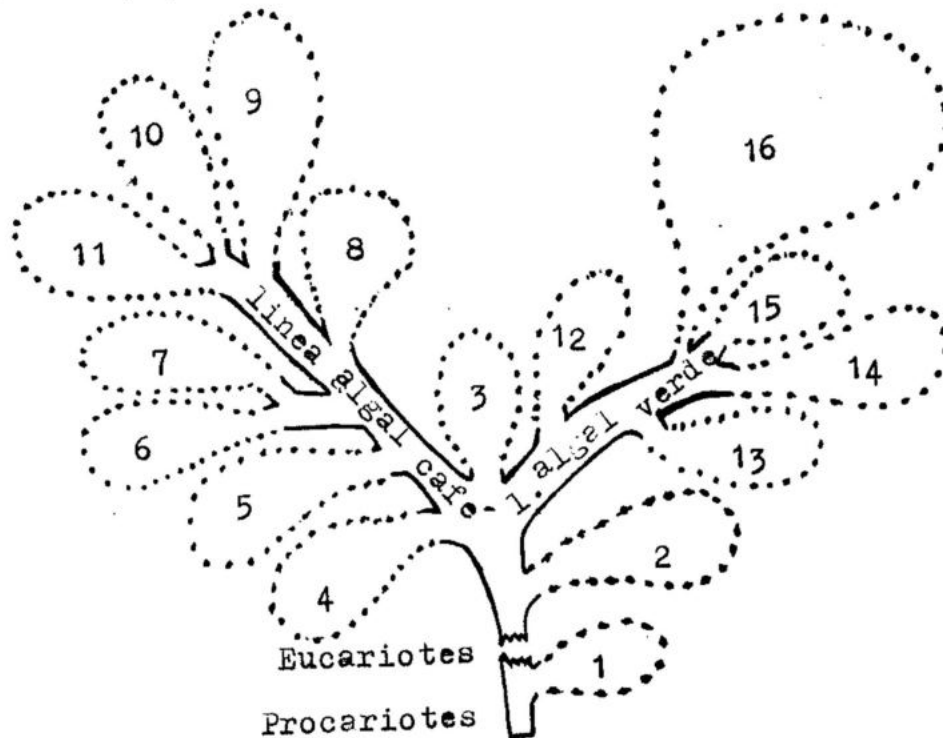
El fitoplancton está constituido de formas simples pero con una amplia diversidad de grupos, por lo cual se utilizan diversos criterios para establecer diferencias y semejanzas taxonómicas: estructurales (anfiesma, pared celular, flagelos, cilios), bioquímicos (pigmentos fotosintéticos, productos de almacenamiento), así como estigma o mancha ocular (Raymont, 1980). Así mismo, es posible establecer grandes grupos algales considerando características acerca de su constitución celular refiriéndose al núcleo en particular (las cianofíceas lo carecen), por carecer de células flageladas en sus primeros estadios de desarrollo (como en las rodofíceas), así como la posesión de mecanismos fotosintéticos variados. Esto último implica considerar una evolución diferencial en tres sistemas, considerando como base

la posesión de dichos pigmentos fotosintéticos (Jeffrey, - 1972. En Raymont, 1972):

- 1.- Con clorofila a y b.
- 2.- Con clorofila a, c y carotenoides
- 3.- Con clorofila a y ficobilinas.

De lo cual Jeffrey (op.cit.) plantea un árbol filogénico de grupos taxonómicos en las plantas:

- |                         |                         |
|-------------------------|-------------------------|
| 1.- Cyanophyta          | 9.- Phaeophyta          |
| 2.- Rhodophyta          | 10.- Chrysophyta        |
| 3.- Cryptophyta         | 11.- Bacillariophyta    |
| 4.- Pyrrophyta          | 12.- Euglenophyta       |
| 5.- Eustigmatophyta     | 13.- Prasinophyceae     |
| 6.- Chloromonadophyceae | 14.- Chlorophyceae      |
| 7.- Xantophyta          | 15.- Charophyceae       |
| 8.- Prymnesiophyta      | 16.- Plantas Superiores |



En dicho esquema se presentan las posibles relaciones filéticas entre diferentes Divisiones y Clases en plantas, notándose una posición primitiva de las cianofitas (algas verde-azules y cianobacterias) como organismos procariotes, mientras que en las eucariotes surgen dos líneas algales - bien diferenciadas: cafés y verdes, en el cual se basa la división, pero la posición de las rodofitas y las criptofitas es indefinido entre ambos grupos algales. Por lo que se denotan claros representantes en la línea algal café, a las Phaeophytas, Chrysophytas y Bacillariophytas, mientras que para la línea algal verde, a las Plantas Superiores y Chlorophytas; así mismo, se denota también que las Pyrrophytas y Euglenophytas están en la base de cada línea algal, quizás por poseer características heterotróficas cuando las condiciones ambientales lo requieran. Por lo tanto, el arreglo de dicho árbol filogenético, lo estableció Jeffrey basándose fundamentalmente en relaciones de afinidad en el contenido de pigmentos fotosintéticos, así como otros caracteres bioquímicos relevantes.

En este sentido, en términos de organización celular básica, los organismos pueden ser divididos en Procariotes y Eucariotes, y aunque la distinción fue primero propuesta por Edouard en 1938 (Morris, 1980), con base en la presencia o ausencia de un núcleo claramente definido, sin embargo actualmente se reconocen notables diferencias en muchas vías fundamentales, algunas de las más significativas son:

<u>PROCARIOTES (Cianophytas)</u>	<u>EUCARIOTES (del fitoplancton)</u>
Diámetro: 1-55µm, comunmente 4µm, raramente 15µm.	Diámetro: 2µm a 2mm, comunmente 10 a 50µm.
1 tira de DNA conteniendo - conteniendo compartimentos, carece de histona en núcleos	Mínimo 3 tiras de DNA conteniendo compartimentos, histonas generalmente presente en núcleo
Respiración y fotosíntesis a través de membranas generales	Respiración y fotosíntesis a través de membranas especializadas.
Poseen 70 ribosomas.	Poseen 80 ribosomas.
Sensible a la estreptomicina	No sensible a la estreptomicina
Sensible al cloranfenicol.	No sensible al cloranfenicol.
No sensible a la ciclohexamida.	Sensible a ciclohexamida.
Pared obligada de peptidoglicanos.	La pared presente solo en algunos grupos.
Sensible a la penicilina.	No sensible a la penicilina.
No cistos; membrana solo con esteroides traza.	Común los cistos, membrana rica en esteroides.
No endosimbiontes.	Endosimbiontes ocasionales.
Movimiento a través de deslizamiento en algunos, otros por flagelos.	Locomoción comun, mecanismos variados: propulsión flagelar y deslizamiento.
Vacuolas de gas en algunos.	Solamente vacuolas de fluidos
Fijación de Nitrógeno en algunos.	No fijación de Nitrógeno.
Toleran concentraciones bajas de oxígeno en la oscuridad.	Aerobios obligados.
Toleran altas temperaturas.	La mayoría no tolera a 40°C.

- Segun Morris, 1980.

#### 4.1. GRUPOS PRINCIPALES.

##### 4.1.1. CYANOPHYCEAE. (algas verde-azules).

La principal característica es que su núcleo no está claramente definido por carecer de membrana nuclear y de nucleólo, su ADN no está combinado con histones, la mitocondria no es claramente distinguible, los pigmentos fotosintéticos se encuentran distribuidos en la periferia celular por lo que no están encerrados en plastidios ni en cromatóforos, poseen ficobilinas y ficocianinas, además de clorofila a,  $\beta$ -caroteno y xantofilas (myxoxantina, oscillaxantina y myxoxantofila); su reproducción es asexual por división simple, fragmentación o por esporas móviles, los carbohidratos son almacenados como glicógeno, su pared celular es de celulosa con pectina y capas mucilaginosas de mucopéptidos y lipopolisacáridos (Chapman & Chapman, 1973. En Raymont, 1980).



Oscillatoria sp.

Las de tipo filamentoso, desarrollan células con pared más gruesa llamadas heterocistos, las cuales se relacionan con la fijación de Nitrógeno, además juegan un papel importante en la reproducción vegetativa o en la formación de esporas (Fogg, et al., 1973. En Raymont, 1980).

Las cianofitas poseen un tamaño variable, pues algunas especies son tan grandes que se consideran entre las macroalgas bentónicas, aunque también las hay unicelulares

así como pequeñas formas coloniales o filamentosas que son incluidas en el fitoplancton, sin embargo no llegan a ser dominantes; con frecuencia son parte integrante del nanoplancton por lo que son encontradas en bajas densidades en todos los mares, lagos y lagunas. Aunque Ramamurthy (1970. En Raymont, 1980) encontró parches densos de Trichodesmium (= Oscillatoria) erythrae y de Nostoc sp. en mares cálidos con temperaturas arriba de 25°C y salinidades de 35 ‰.

Algunas especies de algas verde-azules pueden fijar el Nitrógeno elemental, pero es poco común en formas marinas, aunque se ha visto que Trichodesmium sp. es la única forma marina capaz de fijar nitrógeno, se sospecha que esto es debido a la asociación simbiótica con una bacteria que es responsable de la fijación: Richelia intracellularis la que quizás sea endofítica, aunque el mecanismo entre ambas es aún desconocido (Sournia, 1970. En Raymont, 1980).

#### 4.1.2. CHLOROPHYCEAE (algas verdes).

Su tamaño varía desde formas unicelulares o colonias microscópicas. a formas filamentosas; las colonias microscópicas planctónicas poseen células flageladas en su mayoría se reproducen por zoosporas flageladas o tetrasporales -- (Chlorococcum sp.), algunas especies carecen de motilidad -- (Nannochloris sp.) o por aplanosporas no móviles (Chlorella sp.), algunas poseen dos flagelos similares (Chlamydomonas sp., Brachiomonas sp.), o cuatro de igual longitud en isotantas (Carteria sp.); el flagelo emerge de la pared celular

del extremo apical, su pared celular es de microfibrillas de celulosa dispuestas en capas de diversa orientación, - incluye también glicoproteínas y pectina, en algunas especies es delgada su pared (Dunaliella sp.) o gruesa en otras (Chlamydomonas sp.) o variable en otras (Raymont, - 1980).

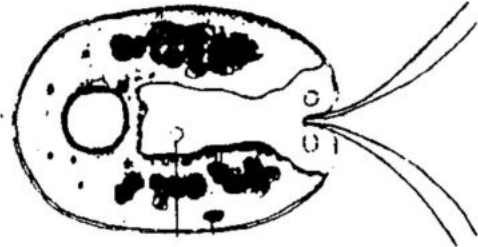
Como producto de asimilación producen almidón, el - cual es muy similar al de las plantas superiores. Es característica la presencia de pirenoide el cual consiste de - una matriz de proteína que es asociada al cloroplasto, dicho pirenoide se encuentra envuelto en una capa de almidón. Poseen pigmentos de clorofila a, b y  $\beta$ -caroteno el cual es más abundante en relación con otras algas, se reproducen por lo común en forma sexual (Riley & Wilson, 1967. En Rymont, 1980).

#### 4.1.3. PRASINOPHYCEAE.

Son móradas móviles con cuatro flagelos iguales, algunas poseen uno solo (Micromonas sp.), otras poseen tan solo dos flagelos (Heteromastix sp.), el flagelo es originado de un hueco apical o de una depresión lateral. Carecen de pared celular, en su lugar poseen cubiertas o placas de minerales en la superficie corporal las cuales - están asociadas con el aparato de golgi (Manton & Parke, 1965. En Raymont, 1980); otras poseen una sola teca y también la celulosa es ausente (Platymonas sp., Tetraselmis sp.). Típicamente poseen un cloroplasto con pirenoide con

con una cubierta de almidón y proteína, poseen clorofila a y b, así como  $\alpha$  y  $\beta$ -caroteno (Boney, 1970. En Rymont, 1980)

La reproducción es asexual, hay formación de gistos, se dividen por fisión binaria con fases - móviles (Heteromastix sp.) o no así (Platymonas sp.), donde las dos células hijas son formadas

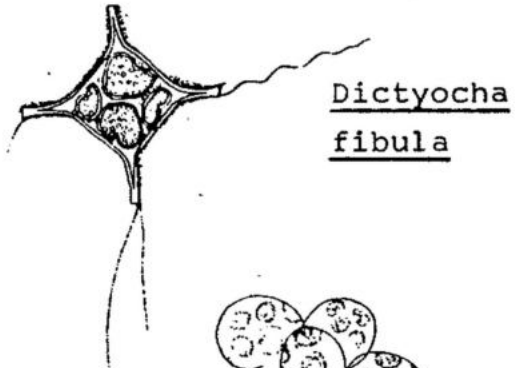


Platymonas sp.

en el interior de la teca vieja (Manton, Rayns & Parke, - 1965. En Rymont, 1980).

#### 4.1.4. CHRYSOPHYCEAE.

Son de color amarillo dorado a café dorado, aunque - algunas son algo verdosas, poseen de uno a dos cloroplastos en posición periférica, algunas carecen de pirenoides, el cloroplasto posee clorofila a c, además de  $\beta$ -caroteno, xantofila, fucoxantina y diadinoxantina - (Raymont, 1980). Sus productos de almacenamiento incluyen cri-solaminarina asociada con leuco-sina y lípidos. incluyen las de-nominadas silicoflageladas por



Dictyocha fibula

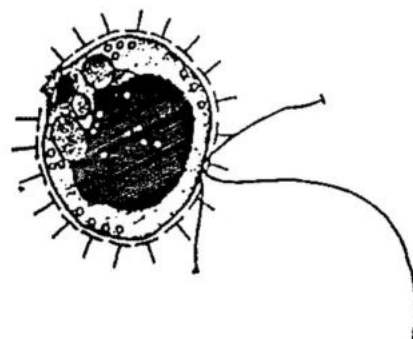


Phaeocystis sp.

poseer un endosqueleto de sílice de estructura compleja y con ornamentaciones variadas (Parke, 1961. En Rymont, 1980)

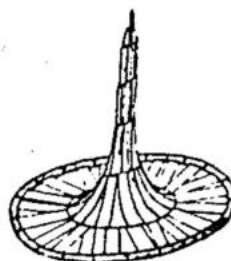
#### 4.1.5. HAPTOPHYCEAE.

Este grupo es algo similar a las del grupo Chrysophyceae poseen células móviles, son de color café dorado, poseen uno o varios cloroplastos conteniendo clorofila a y c,  $\beta$ -caroteno y abundante fucoxantina y neofucoxantina. Como productos fotosintéticos de almacenamiento tienen crisolaminarina y lípidos, poseen dos flagelos a veces de tamaño desigual, - además de una tercer estructura filiforme denominada haptone-  
 nema capáz de enrollarse (Parke, 1961. En Rymont, 1980); - las más comunes son Isochrysis sp. y Monochrysis sp. Otras poseen en la cubierta celular espinas (Chrysocromulina sp.). En este grupo - se presenta fagotrofia (Manton, - 1967. En Rymont, 1980). Otro gru-  
 po que resalta son los cocolitofóridos, los cuales son de un tamaño menor de 20  $\mu$ m, poseen placas cal-  
 cáreas denominadas cocolitos (Dodge, 1973. En Rymont, 1980) su formación depende de la calidad y cantidad de luz inci-  
 dente, aún cuando dicha formación es independiente de la - propia actividad fotosintética. (Paashe, 1964. En Rymont, - 1980). Se reproducen por fisión binaria y en algunas se lle-  
 ga a presentar alternancia de generaciones (Cricosphaera sp) (Rayns, 1962. En Rymont, 1980).

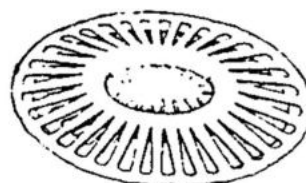


Chrysocromulina  
brevifilum

Poseen dos cromatóforos - pardo-amarillentos sin pirenoides, los materiales de reserva son grasa y leucosina, tienen un periplasto delicado rodeado por una matriz gelatinosa en la que se forman piezas calizas llamadas cocolitos, presentan dos formas: trematolitos (con orificio central) y discolitos (sin orificio central), su reproducción es por bipartición o por esporulación -- (Massuti y Margalef, 1950).



DISCOLITO



TREMATOLITO

#### 4.1.6. CRASPEDOPHYCEAE.

Es un grupo con pocas especies, algunas son neustónicas aunque ocasionalmente pueden ser colectadas en muestras planctónicas, son organismos holozóicos y fagocíticos, poseen un collar de finos tentáculos y un flagelo que captura partículas alimenticias, se asemejan a zooflagelados, poseen una lóricas de celulosa, quitina o sílice; sin embargo su ubicación taxonómica sigue aún confusa (Norris, 1965; Leadbeater, 1972. En Raymunt, 1980).

#### 4.1.7. XANTOPHYCEAE.

Son organismos con uno o dos flagelos desiguales, son de color verde amarilloso claro, en sus pigmentos aún no se aclara su variedad dado que se han encontrado clorofilas a, c, e,  $\beta$ -caroteno, fucoxantina, diadinoxantina y una xantofila desconocida (Chapman & Chapman, 1973. En Raymont, 1980). Algunas poseen pared celular de sílice, los cloroplastos son numerosos, el pirenoide sin almidón está inmerso en los cloroplastos, almacenan lípidos y cysolaminarina, su distribución en los mares es escasa, se localizan principalmente en el Océano Indico (Thorrington-Smith, 1970. En Raymont, 1980).

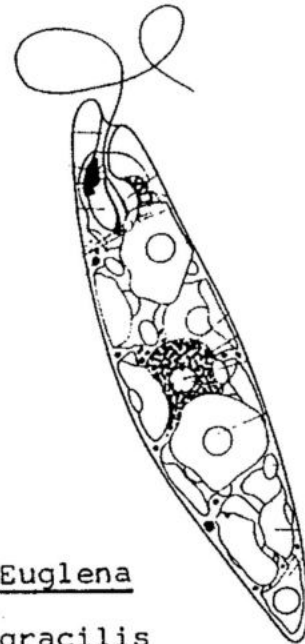
#### 4.1.8. CRYPTOPHYCEAE.

Son organismos de forma ovoide, carecen de pared celular, son biflagelados y cada flagelo tiene bellocidades laterales, surgen de una depresión o surco, poseen una vacuola contráctil con uno o dos cloroplastos tan grandes como la misma célula (Raymont, 1980). Son de forma lobulada, varían en su coloración de verde-amarillo a rojo. Poseen clorofila a y c, además de  $\beta$ -caroteno, xantofila y xantinas, almacenan almidón como producto de asimilación. La reproducción ocurre por fisión binaria longitudinal, son organismos del nanoplancton con distribución frecuente en aguas costeras (Jpnes, 1962. En Raymont, 1980).

#### 4.1.9. EUGLENOPHYCEAE.

Son organismos unicelulares de cuerpo fusiforme o cilíndrico, carecen de pared celular y poseen flagelos, en su movimiento se hacen flexibles en su forma, describiendo un tipo de movimiento característico denominado por ello movimiento euglenoide, sus flagelos sirven de locomoción, - los cuales surgen de la parte anterior de una invaginación en una porción tubular lateral llamada canal, y una cavidad profunda llamada reservorio. Son

incoloras, la mayoría de ellas son de aguas dulces contaminadas y con un elevado contenido de materia orgánica (Euglena sp.)(Butcher, - 1961. En Raymont, 1980). Así mismo algunas especies marinas se localizan en pozas o charcos y en estuarios contaminados (Eutreptia sp.) (Palmer & Round, 1965. En Raymont, 1980). Su alimentación es saprófita, aunque algunas poseen clorofila



Euglena  
gracilis

por lo que a su vez también son autotróficas facultativas en presencia de luz. Poseen cloroplastos de forma variable con o sin pirenoide, presentan clorofila a y b, además de  $\beta$ -caroteno, xantofila, anteraxantina y neoxantina (Leedale, 1967. En Raymont, 1980). El producto de la fotosíntesis es paramilón, un tipo de almidón insoluble contiene además gotas de

aceite. Su reproducción es por fisión binaria longitudinal; las especies fotosintéticas de color verde poseen una mancha ocular o estigma, la cual es independiente del cloroplasto, y funciona como organo fotoreceptor (Raymont, 1980).

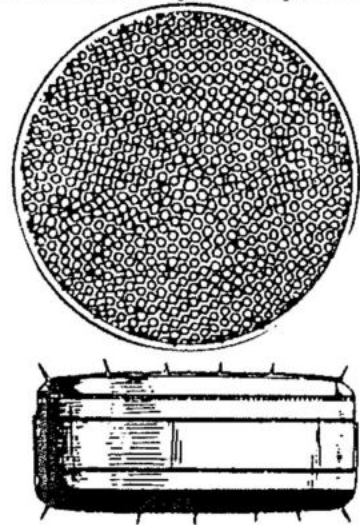
#### 4.1.10. BACILLARIOPHYCEAE (Diatomeas).

La producción primaria neta total en la Tierra, es estimada en aproximadamente  $1.4 \times 10^{14}$  Kg de Carbono en peso seco por año, del cual al menos el 40% es producido por el fitoplancton marino, o sea que es fijado en forma orgánica - anualmente  $2 \times 10^{13}$  Kg de Carbono por el fitoplancton, por lo que las diatomeas contribuyen en un 25% de la producción mundial (Werner, 1977).

Las diatomeas constituyen el grupo dominante en el fitoplancton, son organismos unicelulares aunque se encuentran asociados a cadenas, lo que les favorece la flotabilidad. - Poseen un esqueleto externo de sílice llamado frústula, el cual está compuesto de dos valvas sobrepuestas: una superior o epiteca y una inferior o hipoteca, las cuales se asemejan a una caja de petri, son de formas muy variadas: circular, elíptica, triangular, cuadrada, poligonal o irregular, poseen cuatro tipo de ornamentaciones: puncta, alveoli, canaliculi y costae, lo cual es utilizado para realizar identificaciones (Hendey, 1954. En Raymont, 1980).

Se caracterizan principalmente por ser organismos unice-

lulares y uninucleados, autótrofos, con cromatóforos pardos y reserva especialmente de grasa; poseen una porción cintiforme cerrada sobre sí misma que constituye la pleura (respectivamente epiplœura e hipopleura, tal como se encuentran en la diatomea viva se denomina cingulo, y pueden deslizarse una sobre otra, de tal manera que la distancia que separa las valvas no es fija, una diatomea por lo tanto presenta aspectos muy diferentes según que se la contemple del lado de las valvas o del lado del cingulo. Las diatomeas viven en el mar y en las aguas salobres y dulces, sus dimensiones oscilan entre 2  $\mu\text{m}$  y 4 mm aunque la mayoría está entre los 10 y 300  $\mu\text{m}$ . (Massuti y Margalef, 1950).



Coscinodiscus eccentricus

La división de las diatomeas en penadas y centrícas como grupos taxonómicos no es considerada como natural pero si muy conveniente, sus características más relevantes son las siguientes: (Según Hendey, 1964. En Raymont, 1980).

-----En las formas penales se ven alargadas, con simetría bilateral axial, poseen un area central más clara llamada rafe, interrumpida en el centro por un nódulo central y a cada extremo del rafe hay un nódulo polar, algunas diatomeas penadas son bentónicas y el rafe ayuda en su desplazamiento aunque en esencia el rafe no es más que un corte o ranura abierto en la membrana y



Pinnularia sp.

que pone en comunicación el interior de la célula con el exterior de la misma.

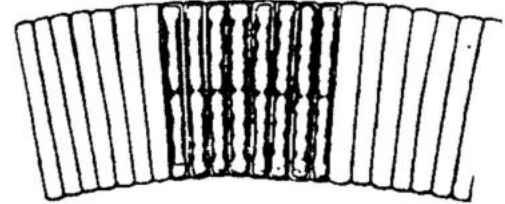
-----En las formas centrales no poseen rafe, las valvas poseen un arreglo radial o concentrico a un punto central o roseta, cuando la hay.

Las diatomeas poseen una vacuola con savia, tienen un núcleo en posición central, los cloroplastos en las formas centrales son pequeños y numerosos, no así en las penales, son de color café por tener abundantes carotenos, a un color pardo amarillento, los cloroplastos poseen clorofila a y c, xantofilas (ficoxantina, neoficoxantina A, neoficoxantina B, diatpxantina, diadinoxantina) y carotenoides ( $\beta$ -caroteno y en algunas  $\epsilon$ -caroteno) y fucoxantinas (Riley & Segar, 1969. En Raymont, 1980).

Los carbohidratos producidos por la fotosíntesis son los polisacáridos: crisolaminarina, además de lípidos producidos (Lewin & Guillard, 1963. En Raymont, 1980), poseen globulos de aceite, carecen de cilios o flagelos para la locomoción aunque los espermatozoides son uniflagelados en algunas especies, aún cuando no hay motilidad en algunas diatomeas, ciertas formas penadas si poseen un movimiento restringido mediante el rafe el cual se cree que produce ciertos movimientos o corrientes citoplasmáticas, así mismo tambien se ha considerado la posibilidad de que se produce un exudado de mucílago para favorecer el desplazamiento (Lewin & Guillard, 1963; Jarosch, 1962; Hopkins & Drum,

1966; Drum & Hopkins, 1966. En Raymont, 1980).

Las diatomeas al dividirse en dos células hijas llevan posteriormente una existencia independiente entre sí, aunque algunas son solitarias o en colonias, en las cuales hay una secreción de mucílago en el que está inmersa la colonia o manteniendo un arreglo característico en forma de zig-zag (Fragilaria sp., Thalassiotrix sp.) - (Raymont, 1980).

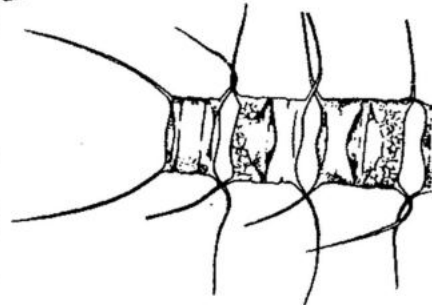


Fragilaria striatula

Otras diatomeas poseen cetas, por las que se encadenan entre sí (Chaetoceros sp.), además de serle útiles para la flotabilidad y evitar así el hundimiento gradual, se ha considerado que estos apéndices en forma de espigas o cerdas, son prolongaciones tubulares y huecas de la membrana y generalmente abiertas por su extremo distal. Otro factor que favorece la



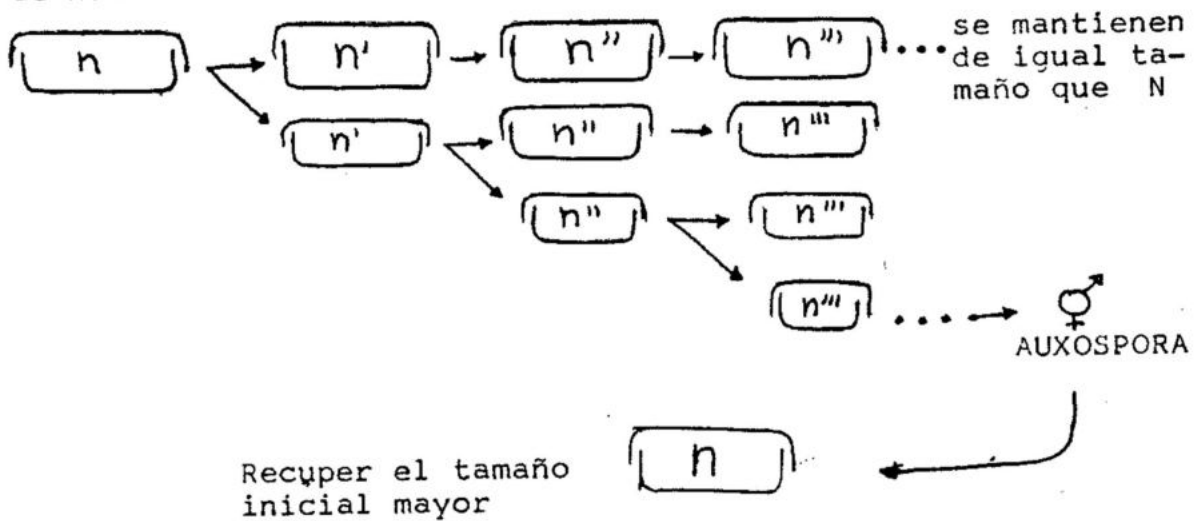
Thalassiotrix  
(Thalassionema)  
nitzschioides



Chaetoceros diadema

boyancia o flotabilidad es en cuanto al contenido de sílice, el cual incrementa la densidad celular y disminuye la flotación, no así en cuanto al contenido de lípidos se refiere - (Massuti & Margalef, 1950; Bougis, 1976; Smayda, 1970. En Raymont, 1980).

Las diatomeas se reproducen por división celular vegetativa, originándose dos células hijas, cada una depositada en cada valva, una será de igual tamaño mientras que la otra un poco más pequeña por haber quedado en la hipoteca, así divisiones sucesivas tenderan a una reducción progresiva de la descendencia hasta un límite mínimo en que se desarrolla la célula en una auxospora, la cual permite volver a restaurar de nuevo el tamaño inicial en un nuevo individuo:



Este proceso con más detalle se inicia cuando se dá una división del núcleo por mitosis lo que corresponde alternativamente a un distanciamiento de las valvas, deslizándose una pleura sobre la otra y formándose las tecas nuevas en el interior de las antiguas; los cromatóforos se reparten o si son pocos se dividen, cada célula hija hereda una teca de la célula madre y la nueva teca que compartirá las respectivas frústulas será formada en el interior de la antigua y es por lo tanto una hipoteca menor, es por esta razón que al avanzar las generaciones se produce un lento decre-

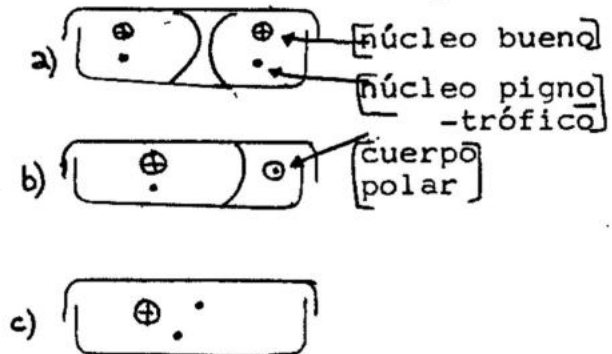
cimiento de las dimensiones transversales de la célula, aunque es compensado con un ligero incremento de la longitud - pervalvar, de manera que el volumen permanece aproximadamente constante. Sin embargo las frústulas no son absolutamente rígidas, de manera que muchas veces esta disminución en talla es menor de la esperada o quizás insensible, por término medio las diatomeas se dividen una vez cada 18 a 36 horas, de manera que el aumento potencial diario de una población puede estimarse en aproximadamente en un 120% (Massuti y Margalef, 1950).

En las diatomeas también se da la reproducción sexual, para la espermatogénesis en diatomeas centrales puede ser de dos maneras:

- a) Merogénesis.- los espermatozoides carecen de citoplasma se produce un cuerpo residual.
- b) Hologénesis.- los espermatozoides poseen citoplasma, no hay cuerpo residual.

En las diatomeas también se da una reproducción sexual por oogénesis, la cual puede ser al formarse las oogonias:

- a) Formación de oogonias con núcleo pignotrófico, el cual no genera nada.
- b) Formación de oogonias con cuerpo polar.
- c) Formación de oogonia con dos núcleos pignotróficos



esto depende de que haya o no citoquinesis(forma uso cromático)

Las células vegetativas de las diatomeas son de tipo diploide, solamente se lleva a cabo la oogenesis en diatomeas centricas, así mismo se ha visto que la formación de auxosporas compensa la gradual disminución del tamaño de las valvas que conlleva la multiplicación por bipartición, por otro lado la formación de esporas en algunas diatomeas también se ha observado, lo cual es favorable para que por un lado sea restaurado el tamaño valvar, y por otro dé ventaja para mantener un stock de semilla cuando las condiciones ambientales sean hostiles (Boleyn, 1972; Cupp, - 1943. En Raymont, 1980).

#### 4.1.11. PYRROPHYCEAE (dinoflagelados).

Son organismos unicelulares con el núcleo granulado, poseen dos flagelos uno longitudinal y otro perpendicular, ambos son desiguales en cuanto a forma y función, el primero es más acintado, describe movimientos ondulatorios en un plano longitudinal, el otro permite moverse circularmente al estar dispuesto en forma perpendicular al primero. Los dinoflagelados se caracterizan por presentar un surco circular o helicoidal en la región ecuatorial dado que poseen una forma globosa, en el lado ventral y en dicho surco hay la inserción de dos flagelos el transversal que dá la vuelta a la célula que se origina del citado surco ecuatorial o transversal, mientras que el flagelo longitudinal se dirige hacia atrás alojado en su base en otro surco que corta perpendicularmente al surco ecuatorial y que se llama surco longitudinal, por lo que se pueden distinguir los ejes: 1.- longitudinal, que va del ápex al antiápex, - 2.- sagital, que va de la inserción de los flagelos al extremo opuesto de la célula, y 3.- transversal, que es a su vez perpendicular a los dos anteriores. Aunque el plano más importante que se considera es el sagital el cual contiene los ejes longitudinal y sagital dividiendo a la célula en dos mitades, derecha e izquierda; los flagelos se encuentran alojados en su base en surcos de la superficie celular saliendo de poros flagelares, uno posterior en el flagelo longitudinal y otro anterior en el flagelo perpendicular, el surco longitudinal se denomina sulcus y el otro anulus (Raymont, 1980).

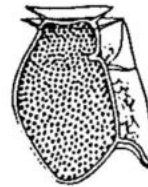
La cubierta de las células de los dinoflagelados está formada por dos partes: un periplasto vivo y una membrana de secreción de celulosa, calosa y pectina, mientras que las formas desnudas carecen de la membrana externa, el límite de la célula está formado por un periplasto fino, en otras formas existe una membrana dividida en pequeñas áreas poligonales (Gymnodinium sp.). Aunque en la mayoría de los géneros la membrana celulósica está dividida en placas unidas por suturas por lo que la celulosa se deposita (Massuti y Margalef, 1950) centrífugamente y de manera desigual de modo que quedan aureolas de paredes muy delgadas, dando un aspecto reticulado a cada placa, la intensidad de la reticulación depende por lo tanto de la edad de la célula, de manera que el grado que alcanza no es un carácter de valor taxonómico.



Gymnodinium  
venificum



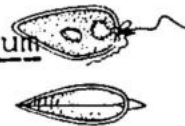
Peridinium  
oblongum



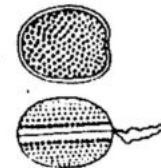
Dinophysis  
schroederi

Las pirrofíceas para su estudio se dividen en dos grupos:  
 -----a) DESMOPHYCEAE.- es un grupo reducido de tan solo dos géneros: Exuviaella sp. y Prorocentrum sp., se caracterizan por poseer dos flagelos que surgen de la parte anterior de la célula, no poseen un canal transversal ni longitudinal, la pared celular no está compuesto de placas separadas aunque posee una sutura longitudinal la cual divide a la célula en dos

Prorocentrum  
micans



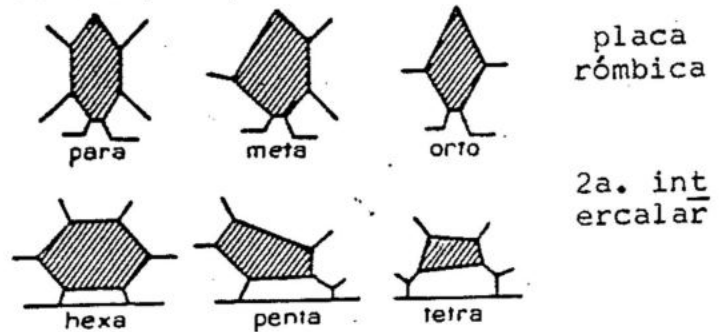
Exuviaella  
marina



valvas iguales. La reproducción ocurre por división longitudinal, y cada valva regenera a su vez a la otra.

-----DINOPHYCEAE.- Se caracteriza por presentar un prominente canal o surco transversal en forma ecuatorial, que divide a la célula en una parte anterior o epicono y una posterior o hipocono. Al mismo tiempo éstas se dividen en formas no tecadas simposeen una armadura con periplasto firme pero sin placas, - mientras que las formas tecadas con minúsculos poros o con vis-  
tosas espinas, este arreglo de las placas es típico de cada -

especie, por lo cual se -  
utilizan como un caracter  
importante en la identifi-  
cación taxonómica la for-  
ma de las placas rómbica y



segunda intercalar, en relación al curso de las suturas con las placas vecinas inmediatas, siendo con figuras planas su representación, con 6 lados en PARA, 5 en META, 4 en ORTO, - 6 en HEXA, 5 en PENTA y 4 en TETRA. En la epivalva se distinguen diversas placas, entre ellas tenemos: placas precingulares que son las que llegan hasta la punta o apex de la célula donde suele existir un poro especial, y placas intermedias, intercalares o accesorias, que se hallan entre las apicales y las precingulares, también se considera por tanto la placa rómbica la cual se halla delante del surco longitudinal y suele pertenecer a las placas apicales. En forma análoga se distinguen en la hipovalva las placas postcingulares y las antiapicales, aunque en la -

hipovalva el número de placas es menor que en la epivalva y no suele haber accesorias. Por lo que las placas se simbolizan mediante claves adecuadas, ya sea la nomenclatura alemana de Lindemann o la nomenclatura americana de Kofoid, siendo esta última más sencilla de utilizar siendo de la manera siguiente (según Massuti & Margalef, 1950):

PLACA ROMBICA

Serie apical del hiposoma: 1', 2', 3', 4'

Serie pre-cingular : 1", 2", 3", 4", 5", 6", 7"

Serie inter-calar : 1a, 2a, 3a

PLACA 2a. INTERCALAR

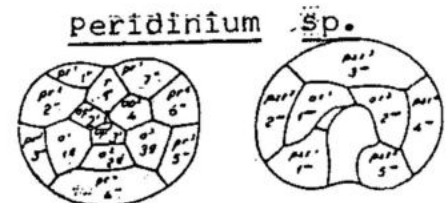
Forma cuadrangular : quadra

Forma pentagonal : penta

Forma hexagonal : hexa

Vease por ejemplo la forma de simbolización en ambas nomenclaturas para Peridinium sp.:

en la epivalva la nomenclatura de Lindemann y en la hipovalva la de Kofoid. Cabe hacer notar que las placas se encuentran sometidas a cierta variación dentro de una misma especie y son por lo tanto más variables cuanto más delicadas y numerosas sean.



EPIVALVA

(Nomenclatura de Lindeman)

HIPOVALVA

(Nomenclatura de Kofoid)

Las placas cingulares también son especificadas estando ubicadas dentro del canal cingular tres de ellas: C<sub>1</sub> y C<sub>3</sub> en la cara ventral, y C<sub>2</sub> en la dorsal. Así mismo en la hipovalva se presentan dos series de placas una bajo el canal cingular

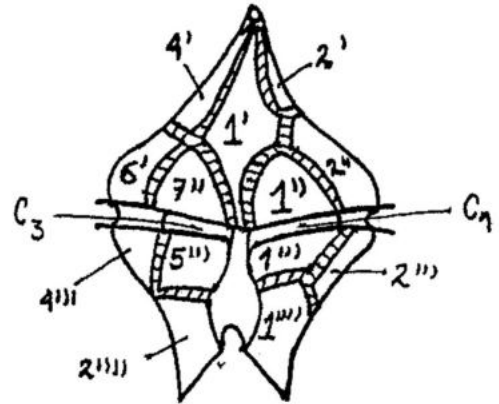
y la otra ocupando los cuernos antiapicales, siendo:

Serie post-cingular : 1''', 2''', 3''', 4''', 5'''

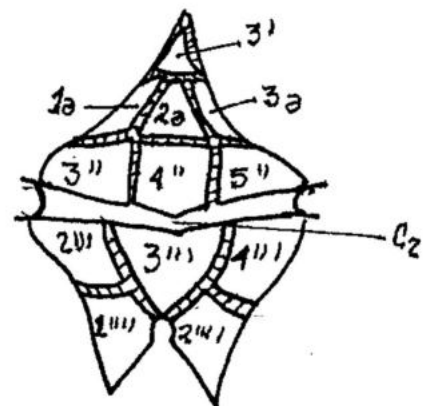
Serie anti-apical : 1''', 2'''

Entre cada placa se denotan finas suturas o bandas de crecimiento lo cual permite que el organismo aumente de tamaño y a su vez tambien cada placa y dado que todas las placas forman en sí una coraza o armadura la célula crece en todas direcciones es decir tambien crece el anfrisma que son todas las placas.

Las dinofíceas pueden ser - autotrofas, heterotróficas y osmo - tróficas segun lo permitan las con - diciones particulares del medio mis - mo, poseen ocelos que funcionan co - mo organelos fotosensibles, se han observado nematocistos, poseen va - cuolas digestivas como púsculas - (Noctiluca sp.), presentan repro - ducción asexual por partición bina - ria longitudinal, y reproducción - sexual en la dinospora la cual se asemeja a la auxospora en diatomeas.

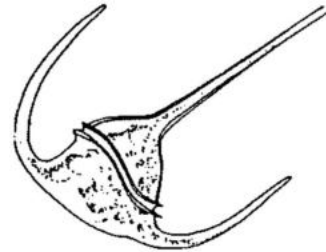


Vista Ventral



Vista Dorsal

Las pirrofitas son organismos acuáticos y nadadores mediante el impulso de sus flagelos, la mayoría son autotrofas, pero las hay también holozóicas, carecen de cromatóforos alimento en forma de partículas por medio de pseudópodos, en el caso de Ceratium sp. posee órganos absorbentes denotados por sus largos cuernos que presenta. Otras formas que poseen cromatóforos combinan ambas formas de nutrición en función facultativa según las condiciones del ambiente. Otras son enteramente holozóicas y la presencia de tentáculos, ocelos o nematocistos en varias de estas les confiere acentuadas características animales, sin embargo por el resto de su organización no pueden ser separadas de las pirrofitas. Las formas saprofitas son escasas, aunque si hay algunas parásitas.



Ceratium tripos

En los cromatóforos de las pirrofitas se encuentran clorofilas a y c, xantofilas: diadinoxantina, dinoxantina, neodinoxantina y peridinina o sulcatoxantina, B-caroteno, poseen plastidios despigmentados parecidos a cromatóforos, como sustancias de reserva almacenan almidón o grasas siendo en las formas marinas donde predominan las grasas notándose teñidas de color amarillo o rojo, a veces se presentan pirenoides alrededor del cual se acumula almidón. Por lo que puede ser evidente, los dinoflagelados son un grupo bastante diversificado que presenta diferentes especializaciones morfológicas y fisiológicas, lo cual permite su adaptación a ambientes variados.

#### 4.2. ESTUDIOS CUANTITATIVOS DE FITOPLANCTON.

La abundancia del fitoplancton se ha basado en el recuento del número de células en una alícuota de una muestra de fitoplancton colectada, para así estimar la biomasa existente en el medio mismo. Sin embargo, esto presenta diversos problemas inherentes al fitoplancton dado que su abundancia varía con la profundidad, estación del año, región geográfica y sucesión de especies, además del tamaño de cada célula es variable y es más importante en términos de biomasa el volumen que ocupan los organismos, que el número de células presentes - por lo que, esto se debe a que la abundancia basada en censos numéricos, tiende a sobre-estimar las células pequeñas y a la vez a sub-estimar la contribución volumétrica de las células más grandes (Smayda 1978. En Sournia, 1978).

La biomasa puede ser medida mediante el análisis de los pigmentos fotosintéticos, conteo de partículas, volumen de seston y tripton; contenido de ATP, Carbono, Nitrógeno, etc. así como también mediante la estimación de la concentración de organismos en un volumen de agua por centrifugación, filtración en filtros de éster de celulosa (Millipore o Membran filter), o por sedimentación por acción de la gravedad (Método de Utermöhl) determinando el volumen celular de la población censada mediante el recuento observado al microscopio. El uso del microscopio presenta las siguientes ventajas sugeridas por Lund y Talling (1957) (En Spurnia, 1978):

- a) Las algas son vistas, lo que permite la detección y evaluación de cambios en apariencia, tamaño, formación de colonias, esporas o parasitismo.
- b) Adecuado para la estimación de poblaciones de baja densidad
- c) Permite la identificación de especies y determinación de - la estructura taxonómica poblacional, además de discernir la sucesión de especies, su diversidad, similitud, dominancia, etc.

Al contar con el microscopio el número de células de una muestra, se presenta una variabilidad mínima en las estimaciones repetidas cuando se establece una presición satisfactoria lo cual dependerá de la heterogeneidad o pobreza en la muestra aunque esto se reduce al analizar réplicas en la misma alícuota de la muestra de fitoplancton.

En el recuento de células se pueden presentar dos situaciones antes de iniciar el análisis:

- a) La submuestra es completamente enumerada mediante una cámara de conteo examinada en un microscópio invertido.
- b) Tan sólo una fracción de la submuestra es contada.

Por lo que es conveniente seguir la sugerencia de Student siendo dado que la presición relativa depende del número de células contadas, por lo que el material puede diluirse hasta el punto donde el conteo pueda hacerse más rápidamente apoyándose en el recuento de pocas células, lo que dá resultados de datos de presición óptima.

El recuento de células se puede realizar en cámaras de

conteo diversas:

A) Sedgwick-Rafter

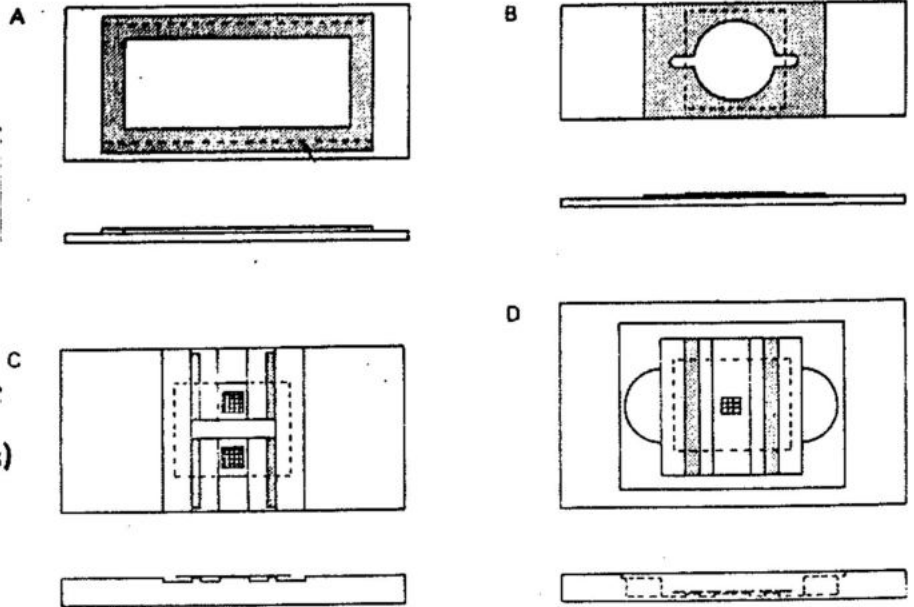
B) Palmer-Maloney

C) Hemacitómetro

(0.1 y 0.2 mm)

D) Petroff-Hausser

(para bacterias)



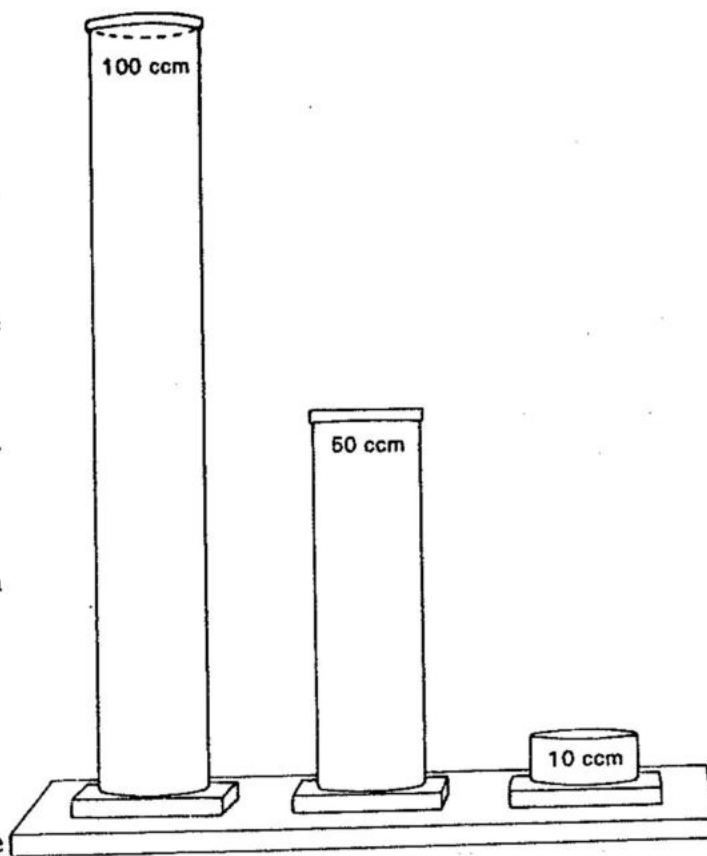
Existe un método de mayor aceptación, el cual se basa en la sedimentación de células en columnas cilíndricas de volumen conocido y su recuento posterior en un microscopio invertido, éste método fué propuesto por Utermöhl (1931), quien combina los métodos de sedimentación en cámara de Kolkwitz (1907) y de Volk (1906), posteriormente el mismo Utermöhl (1958) perfecciona más el método, utilizando una solución fijadora de Lugol, que se compone de: 2 g de KI, 1 g de I<sub>2</sub> bi-sublimado, ácido glacial acético o acetato de sodio y agua. (En Sournia, 1978).

En el microscopio invertido, la fuente de luz y el condensador están por arriba de la muestra, y los objetivos están por abajo de la misma, permitiendo la observación de los organismos sedimentados en el fondo de la cámara.



El método de Utermöhl consiste básicamente en coleccionar inicialmente muestras de agua mediante botellas muestreadoras tipo Nansen, Niskim, Van-Dor o por bombeo, se obtiene un volumen de 100 ml el cual se fija con 0.4 ml de solución de Lugol (Steedman, 1976),

tomando un color de tonalidad amarillo fuerte, posteriormente en el laboratorio se pasa la muestra de agua a una columna cilíndrica de volumen conocido (10, 50 o 100 cc), se deja sedimentar en la columna por 24 horas y luego se separa la cámara basal donde ha quedado en el fondo los organismos sedimentados, los cuales se identifican y cuentan sobre



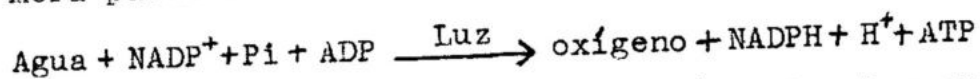
el fondo de la cámara, observándolos por debajo con el microscopio invertido o de Utermöhl, de esta manera la altura del tubo de sedimentación multiplicada por el área que ocupa la superficie del fondo que ha sido examinada, da el volumen al cual corresponden los organismos contados, y su abundancia da por lo tanto una estimación de la biomasa existente en el medio. (Margalef y Vives, 1972).

## 5 PRODUCCION ORGANICA PRIMARIA

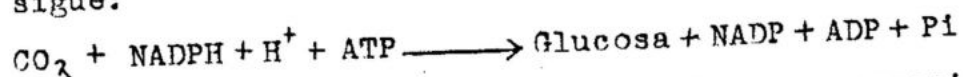
### 5.1. FOTOSINTESIS.

La fotosíntesis se puede definir como la utilización de la energía luminosa por las células vegetales, para la biosíntesis de componentes celulares; es un proceso fundamental para todos los organismos. (Foog, 1975).

Es necesario considerar que la fotosíntesis ocurre en dos grandes fases. La primera es la captura de la energía luminosa por los pigmentos fotosintéticos y su conversión en energía química de ATP y ciertos agentes reductores particularmente el NADPH. En este proceso los átomos de  $H^+$  son removidos de las moléculas de agua y utilizados para reducir el  $NADP^+$ ; dejando libre el oxígeno molecular, simultáneamente el ADP es fosforilado a ATP. La ecuación general para la primera parte es:



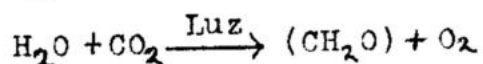
En la segunda fase de la fotosíntesis, los productos ricos en energía de la primera fase, NADPH y el ATP, son utilizados como fuente de energía, para reducir bioxido de carbono, para producir glucosa, simultáneamente el  $NADPH^+$  es reoxidado en  $NADP^+$  y el ATP es dividido en ADP y fosfato. Esta segunda fase de la fotosíntesis puede ser representada como sigue:



Las reacciones de la primera fase son conocidas como -

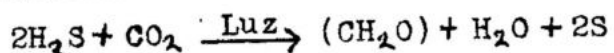
reacciones luminosas y la segunda es conocida como reacciones oscuras o fase oscura. (Foog, 1975).

Todos los organismos fotosintéticos, excepto las bacterias, utilizan agua como donador de electrones o Hidrógeno, para reducir varios receptores de electrones, y del agua liberan el oxígeno molecular. La ecuación general para este grupo de organismos es:

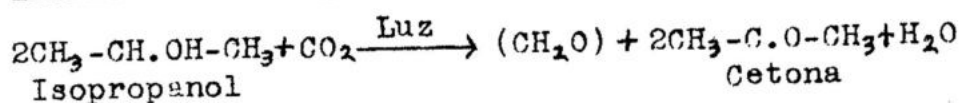


En la cual  $(\text{CH}_2\text{O})$  designa el carbohidrato formado como producto final de la fotosíntesis. (Foog, 1975).

Sin embargo esta ecuación no se aplica a todos los organismos fotosintéticos. Las bacterias fotosintéticas ni producen ni usan oxígeno molecular, de hecho la mayoría de las bacterias son anaerobias y el oxígeno les es tóxico. En lugar de agua las bacterias sulfurosas verdes y cafés utilizan ácido sulfhídrico como donador de electrón por lo que la ecuación de la fotosíntesis para estos organismos se transforma en:

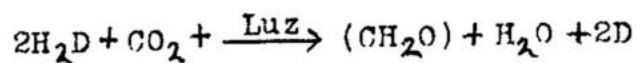


Algunas bacterias púrpuras no sulfurosas utilizan como donador de hidrógeno isopropanol que es oxidado a cetona.



A pesar de estas diferencias, C. Van Niel, un pionero en el estudio de la fotosíntesis, postuló que la fotosíntesis vegetal y bacteriana son fundamentalmente similares --

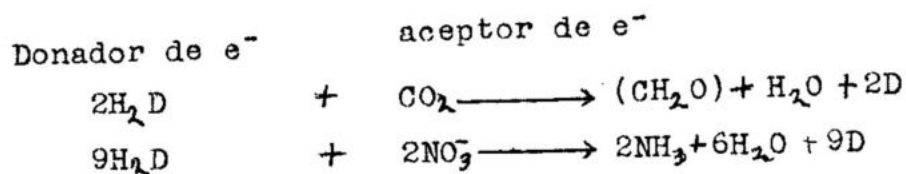
como puede observarse en la ecuación de la fotosíntesis escrita en una forma más general.

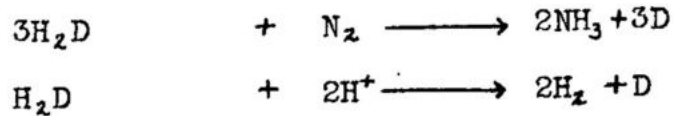


En la cual  $\text{H}_2\text{D}$  simboliza un donador de hidrógeno y D - su forma oxidada. Así el  $\text{H}_2\text{D}$  puede ser agua o ácido sulfhídrico o cualquier otro donador de hidrógeno.

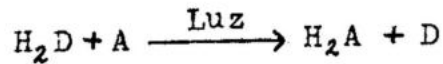
Estudios comparativos han revelado que el  $\text{CO}_2$  no es el aceptor universal de electrones e hidrógenos en todas las células fotosintéticas. El  $\text{CO}_2$  es de hecho el mayor aceptor de electrones en todos los autotrofos fotosintéticos, tales como las plantas superiores, las cuales construyen todas -- las biomoléculas orgánicas del  $\text{CO}_2$ . Sin embargo la mayoría de las plantas superiores también pueden utilizar el nitrato como aceptor de electrones reduciéndose a amoníaco. En -- los organismos fotosintéticos fijadores de nitrógeno, el --  $\text{N}_2$  molecular como el  $\text{CO}_2$  también pueden ser usados como -- aceptor de electrones durante la fotosíntesis. Además, mu-- chos organismos fotosintéticos, pueden utilizar iones, hi-- drogeno, como último aceptor de electrones, de los cuales -- forman hidrógeno molecular. (Foog, 1975).

Las ecuaciones típicas para la fotosíntesis con dife-- rentes aceptores de electrones son como sigue:





De estas consideraciones, es claro que la fotosíntesis involucra diferentes donadores y aceptores de electrones, dependiendo de la especie de organismo fotosintético. Así se puede escribir una ecuación general para la fotosíntesis.



En la cual  $\text{H}_2\text{D}$  es el donador de electrones o hidrogenos y A es el aceptor de electrones o hidrógenos. Por lo tanto, no podríamos ver a la fotosíntesis exclusivamente como un mecanismo para la síntesis de carbohidratos a partir de  $\text{CO}_2$ . (Foog, 1975).

La capacidad de realizar fotosíntesis es encontrada en un amplio rango de organismos tanto como protocariotes y eucariotes. Los eucariotes fotosintéticos, no solo las plantas superiores, sino también las algas unicelulares y pluricelulares, verdes, cafés y rojas también como euglenoides, dinoflagelados y diatomeas. (Gaarder y Gran, 1927).

Es un error creer que la fotosíntesis, mayormente se lleva a cabo en las plantas superiores. Actualmente más de la mitad de la fotosíntesis total en la superficie de la tierra se lleva a cabo en los océanos por algas microscópicas como diatomeas y dinoflagelados que juntos constituyen el plancton. Los protocariotes fotosintéticos son menos familiares y juegan un papel importante en la biosfera. Son

un grupo muy antiguo de organismos descendientes de las primeras células fotosintéticas. Incluye algas azul verde, bacterias sulfurosas verdes y bacterias púrpuras. (Gaarder y - - Gran, 1927).

#### 5.1.1 ORGANIZACION CELULAR DE LOS SISTEMAS FOTOSINTETICOS.

En las células eucariontes el aparato fotosintético, es tá localizado en los cloroplastos, uno de los pladios, rodeados de membrana, comunes en células vegetales. Los cloroplastos son de tamaño mucho mayor que las mitocondrias, pero tienen un alto rango de tallas de 1 a 10  $\mu$ m de diametro, estan rodeados por una membrana externa (figura 10). El sistema de membrana interna es continuo, arreglado en pliegues pares -- llamados lamelas que encierra un compartimiento conteniendo el estroma. A intervalos regulares las lamelas se ensanchan para formar sacos membranosos aplanados o vesículas llamadas tilacoides que se encuentran apiladas en un arreglo llamado grana. Las membranas de los tilacoides contienen los pigmentos fotosintéticos de los cloroplastos, así como las enzimas requeridas para las reacciones primarias dependientes de la luz. (Zobell y Anderson, 1936).

Las bacterias fotosintéticas y algas azul verde que son protocarientes carecen de cloroplasma. Los componentes moleculares de sus sistemas receptores de luz estan localizados en la membrana celular o en estructuras vesiculares llamadas cromatoforos que se derivan de la membrana celular. (Zobell y Anderson, 1936).

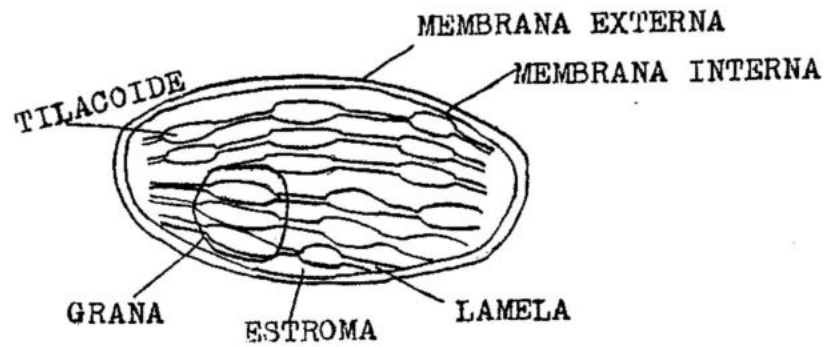


Figura .-Diagrama de un cloroplasto.

### 5.1.2. REACCIONES OSCURAS Y LUMINOSAS

Estas reacciones son llevadas a cabo por dos fotosistemas, el fotosistema I que es activado a una longitud mayor con un máximo de 700 nm. y no es responsable de la producción de oxígeno y el fotosistema II que se activa a longitudes de onda más cortas de 670 nm. y menores, este se requiere para la producción de oxígeno. (Foog, 1975).

Todas las células fotosintéticas, tienen ambos fotosistemas, mientras que las bacterias fotosintéticas que no liberan oxígeno, contienen solo el fotosistema I. (Foog, 1975).

Cuando un cuanto de energía luminosa es absorbido en alguna unidad fotosintética, ya sea clorofila o carotenoide, migra hasta alcanzar la única molécula de P700, proceso llamado transferencia de excitación, el cual acepta la excitación en consecuencia y pierde un electrón, teniendo una gran cantidad de energía. (Foog, 1975).

La captura del fotón y la transferencia de excitación, es extremadamente rápida. Un proceso similar ocurre en el

otro fotosistema hasta que la excitación alcanza a P680.

La cadena fotosintética de transporte de electrones -- tiene tres segmentos funcionales, un segmento mas corto del agua al fotosistema II, una cadena central del fotosistema II al fotosistema I y un segmento del fotosistema I al NADP<sup>+</sup> cuando los fotones son absorbidos por los pigmentos del fotosistema I, se excitan; las excitaciones ricas en energia -- son atrapadas por P700; como resultado P700 pierde electrones que son transferidos a su aceptor primario, un pigmento designado P430, se ha propuesto que una substancia reductora de ferredoxina FRS se requiere para transferir los electrones a la ferredoxina Fd. Sin embargo, FRS puede ser idéntica a P430. (Foog, 1975).

El NADPH, formado es finalmente reducido a CO<sub>2</sub> que es el mayor aceptor de electrones en la fotosintesis, para formar carbohidratos. El NADPH también puede ser utilizado para reducir a otros aceptores de electrones. (Foog, 1975).

Se requieren dos electrones para reducir cada molécula de NADPH<sup>+</sup>, sin embargo, la pérdida de un electrón P700 deja un hueco. El electrón requerido para llenar este hueco proviene de la cadena central del transporte del electrón, del fotosistema II al fotosistema I. (Foog, 1975).

La energia de excitación atrapada por P680, hace perder un electrón hacia un aceptor primario designado como C550, -dejandola en su forma oxidada P680<sup>+</sup>. El electrón fluye a lo

largo de la cadena central transportadora de electrones al hueco del P700 del fotosistema I. (Foog, 1975).

El electrón requerido por P680<sup>+</sup>, para regresar a su forma reducida, proviene de la molécula de agua a través de otra cadena de transporte de electrones, la cual aun es desconocida. La separación de electrones del agua causa la producción de oxígeno molecular. (Foog, 1975)

En cada fotosistema hay solo una reacción dependiente de la luz, la absorción de un cuanto de luz, y la transferencia de su energía a P700 o P680 con el desplazamiento de electrones al primer aceptor. (Foog, 1975).

El paso de los electrones a lo largo de la cadena de transporte de electrones puede realizarse en obscuridad, ya que solo las reacciones que requieren luz, son los pasos en los que P700 y P680 pierden electrones, los demás pasos pueden ocurrir en ausencia de luz. (Foog, 1975)

## 5.2.-METODOS DE ESTUDIO

### a).-Botella clara y obscura.

El método de la botella clara y obscura de Gaarder y Gran (1927), ha sido el procedimiento estandar para estimar las tasas de producción de las plantas en el mar. Sin embargo existen metodos mas recientes como el propuesto por Steemann y Nielsen (1952), que está basado en la asimilación de carbono radioactivo, que mide la fotosíntesis neta pero no la bruta.

El método tradicional presenta especial atractivo, debido a la simplicidad del equipo y de su metodología, consiste en medir el oxígeno disuelto en botellas de 200 a 400 ml. de capacidad que son llenadas y sumergidas en el cuerpo de agua a estudiar. En una de las botellas se admite la luz para que se lleve a cabo la fotosíntesis, mientras que en la otra se excluye la penetración de la luz. Después del período de experimentación se mide el contenido de oxígeno. El incremento de oxígeno en la botella clara se interpreta como la medida de asimilación del carbono por las plantas, y se conoce como "fotosíntesis neta", la disminución del oxígeno en la botella oscura se toma como "respiración" y la suma algebraica de las dos se conoce como "fotosíntesis bruta", en otras palabras la fotosíntesis neta se calcula restando la concentración de oxígeno de la botella clara menos la inicial; la fotosíntesis bruta, es la concentración de oxígeno en la botella clara, menos la concentración en la botella oscura, y por último la respiración se obtiene calculando la diferencia entre la concentración de oxígeno en la botella inicial menos la concentración de oxígeno en la botella oscura.

La aplicación del método a las condiciones naturales -- hace las siguientes consideraciones:

- 1).-La respiración total en la botella es la misma que en un volumen igual de agua en el exterior.
- 2).-La respiración del fitoplancton total en la botella

es como la respiración total fuera de la botella.

A pesar de lo anterior, se puede esperar un posible efecto de botella que es el resultado de un agente no operativo, que cause que los valores obtenidos puedan ser mas grandes que la respiración del fitoplancton en mar abierto.

El crecimiento bacterial, ha sido ampliamente conocido como una función de la superficie o área (Zobell y Anderson, 1936) y se ha supuesto un posible efecto sobre las botellas claras y oscuras (Ryter, 1956), ya que los calculos muestran que el interior del tipo de botella usada en el método, presenta una mayor área superficial, por lo que se puede esperar un gran crecimiento bacterial sobre la botella, y la respiración de estas poblaciones podrian producir "efectos de botella", y obtener valores erroneos de la respiración del fitoplancton y la fotosíntesis neta.

De acuerdo con los experimentos diseñados por (Pratt y Berkson, 1959), para distinguir la respiración bacterial de la del fitoplancton, encontraron que a una temperatura de 14.8° C. en 46 horas de incubación, la respiración bacterial fue del orden de un 50%, mientras que a 11.4° C. y en un tiempo de 48 horas, calcularon un por ciento de respiración debido a las bacterias de un 62.5%, y en un último experimento de 46 horas a 21° C. obtuvieron un 42.5%.

Una fuente de incertidumbre que también ha sido discutida con el uso de la botella clara y oscura, es debido a que

en la botella clara durante el periodo de incubación, suceden incrementos considerables, principalmente en el número de diatomeas, atribuido a un abastecimiento acelerado de nutrientes, aportados por una actividad bacteriana constante dentro de la botella. Si esto es correcto, proporciona bases para asumir una supuesta relación de bacterias-fitoplancton en condiciones naturales. El desarrollo de un florecimiento fitoplanctónico, incrementa el área superficial disponible a las bacterias, a cambio de la actividad bacteriana, incrementa la tasa de abastecimiento de nutrientes para el plancton fotosintético, el cual es por lo tanto estimulado a multiplicarse, proporcionando así un sustrato adicional a las bacterias.

### 5.2.1 METODO DEL C<sup>14</sup>

#### PROCEDIMIENTO

(Strickland y Parson, 1972)

1).-La muestra para el análisis se vacía en una botella en una botella BOD por duplicado.

2).-Tomar una ampolleta con 2ml. de carbono radioactivo y succionar cuidadosamente su contenido con una jeringa y transferirlo lentamente al fondo de la botella BOD, extraer 2 ml. de la misma para lavar la ampolleta y regresar el líquido a la botella BOD. Añada una solución salina (si es necesario) para llenar la botella y ciérrela con un tapón de vidrio esmerilado.

3.-Mezcle el contenido de las botella BOD y cuando ha--

yan sido inoculadas expóngase a iluminación por un tiempo a apropiado para que ocurra la fotosíntesis.

4).-Al final del experimento quite el tapón de la botella y añada 1 ml. de solución de formaldehído con una jeringa hipodérmica.

5).-Después filtre utilizando papel millipore, capaz - de retener toda la materia particulada, arriba de 0.5 mi- - cras de diametro, en donde se encuentra contenido el fito-- plancton. Cuando se ha terminado el filtrado, enjuague con agua de mar filtrada y entonces los filtros se secan al ai- re por 12 horas y se exponen por 20 minutos en vapores de - HCl, para remover todo el carbono inorganico y que quede el  $C^{14}$ .

6).-Posteriormente los filtros se colocan en tubos de conteo para medir su radioactividad en un contador Geiger.- Normalizar todas las tasas de conteo, a la tasa encontrada con la fuente estandar, y cheque por lo menos una o mas ve- ces de acuerdo a la estabilidad del sistema de conteo.

Calcular la tasa de conteo normalizada (en conteos por minuto), de la muestra filtrada (RS), conocer el conteo nor- malizado del blanco o background (Rb) y obtener los conteos normalizados del blanco (R), este varia con el nivel de mi- crocurie en la ampollita.

7).-Determinar el contenido total de carbonato en el - agua. Si A es la alcalinidad total de los carbonatos en mi-

liequivalentes por litro, calcular el peso  $W$  de los carbonatos presentes en el agua en  $\text{mg. c/m}^3$  por la relación:

$$W = 12000 \times A \times Ft$$

Donde  $Ft$  es leído en tablas y por lo general es aproximadamente 0.95, asumiendo una alcalinidad específica de - - 0.125 y una densidad de 1.025, se obtiene la alcalinidad total en tablas, en este caso el PH es considerado como 8.0.

8).- Si  $n$  es el número de horas durante la cual la muestra fue expuesta a la luz, entonces la tasa fotosintética se calcula por:

$$C^{14} (\text{mg c/m}^3/\text{hr}) = \frac{(RS - Rb) \times W \times 1.05}{R \times n}$$

#### 5.2.2 PROBLEMAS DEL METODO $C^{14}$ (Ryther y Vaccaro, 1954).

1.-EFECTO DEL ISOTOPO.- (La diferencia de asimilación entre el  $C^{14}$  y  $C^{12}$ ). Está basado en que la asimilación de  $C^{12}$  y  $C^{14}$  es tomada como 1.06:1, requiriendo así una corrección de +6%.

2.-La asimilación de  $C^{14}$  por procesos no fotosintéticos.

La asimilación de  $C^{14}$  en la obscuridad por Nitzshia -- fue aproximadamente igual al 1% de la observada en la luz -- en experimentos de 6 y 24 horas a diferentes concentraciones de Nitzshia. Esto concuerda con St. Nielsen, (1952) para Scenedesmus en un factor de corrección de -1%.

3.-La pérdida de  $C^{14}$  asimilado por la respiración.

3t. Nielsen ha dado un 4% de la fotosíntesis total para un experimento de 4 horas, aunque sus bases no están debidamente sustentadas, por lo que no hace correcciones a esta fuente de error.

Una corrección total de +5% es aplicada para calcular la asimilación de  $\text{CO}_2$ .

4.-El método del  $\text{C}^{14}$ , no es aplicable para medir la fotosíntesis a muy bajas intensidades de luz.

### 5.2.3 COMPARACIONES DEL METODO DE $\text{C}^{14}$ Y EL DE LA BOTELLA

#### CLARA Y OSCURA (Ryther y Vaccaro, 1954).

1.-El método del oxígeno puede ser empleado en experimentos de 48 horas o más, mientras que el de  $\text{C}^{14}$  se aplica a experimentos de 6 a 12 horas, debido a la pérdida de  $\text{C}^{14}$  por respiración.

2.-La tasa fotosintética medida por ambos métodos, dan valores comparables en experimentos de 6 a 24 horas, cuando la fotosíntesis fue lo suficientemente grande para ser registrada por el método de  $\text{C}^{14}$  y el oxígeno disuelto.

3.-En condiciones de baja fotosíntesis, el  $\text{C}^{14}$  es más sensible en periodos no mayores de 24 horas, mientras que el método del oxígeno disuelto, requiere de un periodo experimental de algunos días.

4.-Los valores obtenidos por el método del oxígeno disuelto, mayores de 24 horas, dan valores comparables, a los valores obtenidos por el  $\text{C}^{14}$  en 6 horas de experimentación.

5.-Los experimentos con  $C^{14}$  por mas de 24 horas, dan valores considerablemente menores que los del oxígeno disuelto, debido a la pérdida por respiración.

#### 5.2.4 METODO DE LA CLOROFILA

La fotosíntesis está en función de la clorofila y por lo tanto el contenido de clorofila de una muestra de agua, puede tomarse como un índice potencial de la fotosíntesis (Foog, 1975). De acuerdo con Ryther y Yentsch (1957), los productos de degradación de las clorofilas, constituyen una fracción significativa del total de los pigmentos verdes -- presentes en el agua.

Las primeras aproximaciones hechas, usan las observaciones de la relación entre la tasa de fotosíntesis y la intensidad de luz. Ryther (1956) propone que la productividad primaria del fitoplancton por  $m^2$  por día, representada por la clorofila a debe medirse por la siguiente expresión:

$$P = \frac{R}{K} \times P \text{ sat.} \quad (1)$$

Donde P es la productividad primaria en miligramos de carbono por metro cuadrado por día, K es el coeficiente de extinción de la luz en el agua (constante de profundidad), R es la fotosíntesis relativa por día y por toda la zona -- eufótica, y P sat. es la fotosíntesis al 100% de la saturación de la luz, expresada en miligramos de carbono por metro cúbico por hora. Mas tarde Ryther y Yentsch (1957), pro

pusieron una modificación a la ecuación (1).

$$P = \frac{R}{K} \times C \times 3.7 \quad (2)$$

Para determinar la productividad del fitoplancton en una columna de agua donde la clorofila a varía con la profundidad y se mantiene constante con el tiempo. La ecuación (2) puede ser escrita de la siguiente manera:

$$Pd = Rd \times Cd \times 3.7 \quad (3)$$

Donde Pd es la productividad primaria ( $\text{mg C/m}^3/\text{día}$ ), Rd es la fotosíntesis relativa integrada por día, Cd es la concentración de clorofila a ( $\text{mg/m}^3$ ), todos a la profundidad d y 3.7 es la razón de carbono asimilado por hora a la saturación de luz por cada gramo de clorofila.

Small, Curl y Glooschenko (1972) modificaron la ecuación (3) para expresarla de la siguiente manera:

$$Pd_2 = Rd_2 \cdot Cd_2 \cdot A_2 \quad (4)$$

Donde el subíndice 2 significa para cada 2 horas y  $A_2$  es el número de asimilación variable en función de las condiciones ambientales. Esta ecuación toma en consideración la variación de la concentración de la clorofila a con el tiempo, y presenta una mejor aproximación a la realidad que la ecuación (3). Rd y  $Rd_2$  se leen de las curvas elaboradas geoméricamente por (Ryther y Yentsch, 1957).

A pesar que la ecuación anterior se asemeja mas a la realidad (Alvarez Borrego, Lara Lara y Acosta Ruiz, 1977) - encontraron que la ( $Cd_2$ ), concentración de clorofila, varía

grandemente en lagunas costeras, en periodos mas cortos que 2 horas. Por lo tanto, es necesario generar series de tiempo de clorofila a con intervalos cortos de muestreo o utilizando métodos fluorimétricos para determinaciones continuas, y por otro lado tener un conocimiento mas apropiado de la variación del número de asimilación ( $A_2$ ) en función de las condiciones ecológicas (Alvarez Borrego, 1981).

## LITERATURA CITADA

AGUIRRE MUÑOZ ALFONSO, (1981).-Estudio con un cultivo semi-continuo de Tetraselmis suecica.-Tesis Profesional.-Escuela Superior de Ciencias Marinas.

BOUGIS P., (1976).-Marine Plankton Ecology.-The North-Holland.-Public Co. Amsterdam.-355 pp.

DAWES C.J., (1986).-Botánica Marina.-Universidad del Sur de Florida.-P. 329-372.-Ed. LIMUSA.-México, 1986.

DUGDALE P.C., (1976).-Nutrient Cycles.-P. 141-172.

FOOG G.E., (1975).-Primary Productivity.-Chemical Oceanography.-2nd. Edition.-Vol. 2 (Eds) Riley and Skirrow.-Academic Press Inc. (London) LTD.-P.385-453.

GAARDER T. Y H.H. GRAN, (1927).-Investigations of the production of plankton in the Oslo Fjord.-Rapp. et proc. verb. cons.-Internat. Explor. Mer 42:1-48.

GUILLARD R.R.L., (1975).-Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates.-P. 29-60.-In culture of marine invertebrates animals.- (M.L. Smith y M.H. Chanley, eds).--Plenum Press., New York.-338 pp.

MARGALEF R. Y F.VIVES, (1972).-La vida suspendida en las aguas.-La vida pelágica y técnicas empleadas en su estudio.-Cap. 14: 493-562 p.-En Fundación La Salle de Ciencias Naturales.-Ecología Marina.-Ed. Dossat, Caracas.-711 p.

MASSUTI M. Y R. MARGALEF, (1950).-Introducción al estudio del plancton marino.-Patronato Juan de la Sierva, Sección de Biología Marina.-Barcelona.-182 p.

MORRIS I., (1980).-The Physiological ecology of phytoplankton.-University of California Press, Berkley.- 1-34, 285-404 pp.

ODUM H.T., (1983).-Systems Ecology: An introduction.-4:309-372 pp.

PRATT D.M. y H.BERKSON, (1959).-Two sources of error in the oxygen light and Dark Bottle Method. *Limnol. and Oceanography*.-Vol. 4 No. 3.

RAYMONT J.E.G., (1980).-The Algae of the Phytoplankton.-Cap 4: 133-202 p.-In plankton and productivity in the Oceans.-2a. Ed.-Vol. 1.-Pergamon Press New York.-489 pp.

RYTHER J.H. y R.F. VACCARO, (1954).-A comparison of the oxygen and  $C^{14}$  methods of measuring marine photosynthesis.

RYTHER J.H. y C.S. YENTSCH, (1957).-The estimation of phyto plankton production in the ocean from chlorophyll and light data.-Limnology and Oceanography.-V 2: 281-286.

SMALL L.F., H.CURL, Jr. y W.A. GLOOSCHENKO, (1972).-Estimates of primary production off. Oregon using an improved - - chlorophyll - Light technique.-J. Fish. Res. Bd. Canada.-V 29: 1261-1267.

SOURNIA A., (1978).-Phytoplankton Manual.-Monographs on - - Oceanographic Metodology.-No. 6 Edited by A. Sournia.- - -- UNESCO PRES, Paris.-337 pp.

STEEMANN-NIELSEN E., (1952).-The use of radioactive carbon ( $C^{14}$ ) for measuring organic production in the sea.-Journ. - Cons. Internat. Explor. Mer.- V 18:117-140.

STEEDMAN H., (1976).-Zooplankton Fixation and Preservation. Monographs on Oceanographic Metodology.-No. 4 Edited by H. Steedman.-UNESCO PRES, Paris.-

STRICKLAND J.D.H. y T.R. PARSONS, (1972).-A practical Handbook of seawater Analysis.-Bulletin 167, (second Edition).- Fisheries Research Board of Canada.-P. 267-278.

WERNER D., (1977).-Introduction with a note on taxonomy.- -  
Cap. 1:1-17 p. In The Biology of Diatom.-D. Werner Ed.- -  
University of California Press, L.A.- 498 pp.

ZOBELL C.E. y D.Q. ANDERSON, (1936).-Observations on the --  
multiplication of bacteria in different volumens of stored  
sea water and the influence of oxigen tension and solid suru  
faces.-Bioll. Bull. (woods Hole).-71:324-342.

## 2 .- BICESTADISTICA APLICADA A LA OCEANOGRAFIA BIOLOGICA.

### 2.1 .- INTRODUCCION.

Existe una teoría general de la estadística que es aplicable a cualquier campo de estudio, en el cual se hacen observaciones. Los métodos estadísticos forman, hoy, una parte importante de todos los campos de la ciencia y se están desarrollando rápidamente en biología. Los procedimientos que han sido desarrollados para su uso en un campo, han encontrado casi invariablemente importante aplicación, en un gran número de otros campos. Hay, sin embargo, métodos estadísticos que se usan más frecuentemente en un campo que en otro, razón por la cual, en este curso centraremos nuestra atención en aquellos que más se utilizan en la Oceanografía biológica.

#### 2.1.1. - Principales definiciones y conceptos.

Estadística.- Es una ciencia que estudia los medios para derivar información válida a partir de un conjunto de datos. Así, la estadística estudia los mecanismos de obtención de los datos, de su manipulación

y de su análisis, para llegar a partir de ellos, a inferencias válidas. Es una ciencia inductiva, que pretende llegar a tener un razonable conocimiento de las condiciones de un conjunto de datos, su estructura, sus relaciones, con base generalmente en sólo una parte de ellos (Nieto 1984)

Bioestadística.- Aplicación de los métodos estadísticos a la resolución de problemas biológicos.

Población.- Cualquier conjunto de organismos (u objetos) que tengan alguna característica común observable.

Muestra.- Cualquier subconjunto de una población

Medición.- Es el proceso para asignar valores numéricos a una observación en donde éste representa características de la observación.

Escala de medición.- Es la manera en que se asignan valores numéricos a las observaciones.

Existen 4 tipos de escalas:

Escala Nominal: Clasificación de las observaciones en clases excluyentes y de igual rango. Ejemplo:

taxonomía (crustáceos, moluscos, etc.)

Escala Ordinal: Clasificación de las observaciones en clases excluyentes pero con diferente rango y la distancia entre rango no es constante. Ejemplo: Dureza del agua, jerarquías militares.

Escala de Intervalos: Tiene todas las características anteriores pero la distancia entre rangos es constante, y no existe el cero absoluto, es una escala relativa. Ejemplo, temperatura en grados centígrados.

Escala de razones: Características anteriores pero tenemos cero absoluto. Ejemplo, número de huevos, longitud de un organismo, etc.

2.1.2.- Tipos de mediciones:

a).- Constantes: cantidad que no cambia. Ejemplo, gravedad,  $\pi$ , etc.

b).- Variables: Observaciones que cambian en el tiempo ó en el espacio.

Existen dos tipos de variables:

**Cualitativas:** Reflejan un atributo o cualidad de una observación y por lo general se utilizan las primeras dos escalas (nominal y ordinal). Ejemplo: Sexo, larva, postlarva, cría, etc.

**Cuantitativas:** Son aquellas observaciones medidas con algún patrón numérico. Generalmente se usan las de intervalos o razones y pueden ser discretas o continuas.

**Discretas:** Observaciones que toman un número finito de valores dentro de un rango. Ejemplo: Se presentan cuando existen conteos de números de huevecillos, postlarvas, etc.

**Continuas:** Son aquellas que toman un número infinito de valores dentro de un rango. Ejemplo: Cuando consideramos las siguientes mediciones:

**Error de medición:**

**Precisión:** Medida de la repetitividad de un experimento.

**Exactitud:** Es una medida de la cercanía de los

valores observados a los valores reales; que tan cerca están de los que queremos medir.

Existen cuatro combinaciones que nos permiten ilustrar estos conceptos (figs ) 11 a,b,c,d.

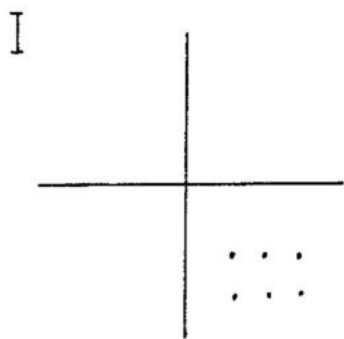


Fig.11 a

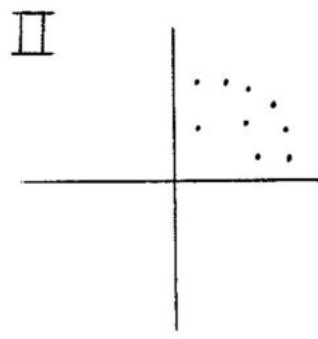


Fig. 11 b

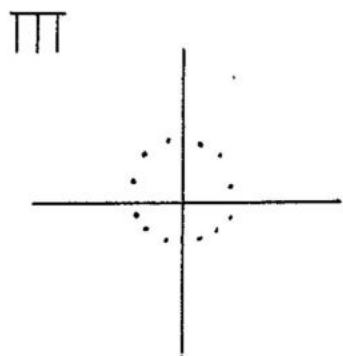


Fig.11 c

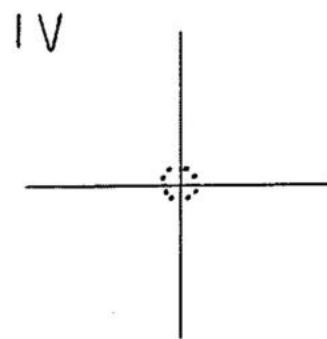


Fig. 11 d

En el caso I.- tenemos alta precisión pero baja exactitud, lo cual se puede corregir calibrando el aparato.

En el caso II.- tenemos baja precisión y baja exactitud, lo cual no tiene remedio.

En el caso III.- tenemos baja precisión y alta exactitud, donde se recomienda aumentar el número de observaciones.

En el caso IV.- encontramos el caso ideal donde tenemos una precisión y exactitud muy altas (Kreyszig, 1973).

### 2.1.3 .- Algebra de sumatorias:

Subíndice.- Número que indica la posición de una observación con respecto a las demás.

Una de las operaciones que más se utilizan en Estadística es la suma y se denota por el operador  $\Sigma$  (sigma) el cual nos indica una acción de sumatoria.

Ejemplo: 
$$\sum_{i=1}^n x_i$$

donde:  $\sum$  denota la acción de sumar

-i es el subíndice que nos indica la posición de la observación x.

-n es el número de observaciones.

2.1.3.1 .- Reglas para álgebra de submaterias:

$$1.- \sum (x + k) = \sum x + nk$$

La suma de una variable más una constante (k) es igual a la suma de la variable más n veces la constante.

Demostración:

$$\begin{aligned} 1.- \sum (x + k) &= (x_1 + k) + \dots + (x_n + k) \\ &= (x_1 + x_2 + \dots + x_n) + (k + k + \dots + kn) \\ &= \sum x + nk \end{aligned}$$

$$2.- \sum (x - k) = \sum x - nk$$

La suma de una variable menos una constante (k), es igual a la suma de la variable menos n veces la constante k.

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum (x-k) &= (x_1-k) + (x_2-k) + \dots + (x_n - k) \\ &= (x_1+x_2 + \dots + x_n) - (k+k+\dots+k) \\ &= \sum x - nk\end{aligned}$$

$$3.- \sum (x+y) = \sum x + \sum y$$

La sumatoria de dos variables es igual a la suma de las sumatorias individuales.

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum (x+y) &= (x_1+y_1) + (x_2+y_2) + \dots + (x_n + y_n) \\ &= (x_1+x_2+\dots+x_n) + (y_1+y_2+\dots+y_n) \\ &= \sum x + \sum y\end{aligned}$$

$$4.- \sum (x-y) = \sum x - \sum y$$

La sumatoria de la resta de dos variables es igual a la resta de las sumatorias individuales.

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum (x-y) &= (x_1-y_1) + (x_2-y_2) + \dots + (x_n-y_n) \\ &= \sum x - \sum y\end{aligned}$$

$$5.- \sum ky = k \sum y$$

La sumatoria de una constante por una variable es igual a la constante por la suma de la variable.

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum ky &= ky_1 + ky_2 + \dots + k y_n \\ &= k(y_1 + y_2 + \dots + y_n) \\ &= k \sum y\end{aligned}$$

$$6.- \sum x/k = \Sigma x/k$$

La sumatoria de una variable entre una constante es igual a la suma de la variable entre la constante.

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum x/k &= x_1/k + x_2/k + \dots + x_n/k \\ &= (x_1+x_2 + \dots + x_n)/k \\ &= \Sigma x/k\end{aligned}$$

$$7.- \sum x^2 \neq (\sum x)^2$$

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum x^2 &= x_1^2 + x_2^2 + \dots + x_n^2 \\ (\sum x)^2 &= (x_1 + x_2 + \dots + x_n)^2\end{aligned}$$

$$8.- \sum xy = \sum x (y)$$

Demostración:

$$\begin{aligned}\sum xy &= (x_1 y + x_2 y + \dots + x_n y) \\ \sum xy &= (x_1 + x_2 + \dots + x_n) (y_1 + y_2 + \dots + y_n)\end{aligned}$$

Ejemplos:

1).- Obtenga para la siguiente lista de números, las sumatorias que se indican, donde.

$$x = 5, 3, 4, 2, 7, 3$$

$$\text{y calcular: } \sum x, \sum x^2, (\sum x)^2, \sum (x-3), \sum (3x)$$

$$1.1.- \sum x = 5+3+4+2+7+3 = 24$$

$$1.2.- \sum x^2 = 5^2+3^2+4^2+2^2+7^2+3^2 = 112$$

$$1.3.- (\sum x)^2 = (5+3+4+2+7+3)^2 = 576$$

$$1.4.- \sum (x-3) = (5-3)+(3-3)+(4-3)+(2-3)+(7-3)+(3-3) \\ = 2+0+1-1+4+0 \\ = 6$$

$$1.5.- \sum (3x) = 3 \sum x = 3 (24) = 72$$

2.- A partir de la siguiente lista de números obtenga las sumatorias indicadas:

$$x = 1, 2, 3, 4, 5$$

$$y = 2, 4, 6, 8, 10$$

y calcular:

$$2.1.- \sum (x+y) = \sum x + \sum y \\ = (1+2+3+4+5) + (2+4+6+8+10) \\ = 15+30 = 45 \\ \equiv \equiv$$

$$2.2.- \sum x * \sum y \\ = 15 \times 30 = 450$$

$$\begin{aligned}
 2.3.- \sum (3x+24) &= \sum 3x + \sum 24 = 3 \sum x + 2 \sum y \\
 &= 3(15) + 2(30) = 45+60= 105
 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned}
 2.4.- \sum x y \\
 &= (1 \times 2) + (2 \times 4) + (3 \times 6) + (4 \times 8) + (5 \times 10) \\
 &= 2+8+18+32+50 = \underline{\underline{110}}
 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned}
 2.5.- \sum x^2 &= 1^2 + 2^2 + 3^2 + 4^2 + 5^2 \\
 &= 1+4+9+16+25 = \underline{\underline{55}}
 \end{aligned}$$

$$2.6.- \sum x^2 - (\sum y)^2 = 55 - 900 = -845$$

## 2.2.- Organización de datos.

Para la organización de datos nos valemos de tablas, gráficas y medidas descriptivas.

Dentro de las medidas descriptivas encontramos índices de agrupamiento e índice de variabilidad.

Así tenemos que, las medidas descriptivas las podemos clasificar en:

- a).- Medidas de tendencia central y
- b).- Medidas de dispersión.

Las medidas de tendencia central son índices que miden la tendencia de la agrupación de las observaciones.

Las medidas de dispersión son índices que miden la dispersión de las mediciones.

### 2.2.1.- Índices de tendencia central:

Dentro de los índices de tendencia central tenemos:

2.2.1.1.- Moda-(Mo)- Que es la observación que se presenta con mayor frecuencia en el conjunto.

Ejemplo: 20,10,10,10,15,20,10,13

$$Mo = 10$$

Presenta las siguientes cualidades:

a).- Las distribuciones de frecuencia pueden ser unimodales, bimodales o multimodales. Fig.(s) 12 a,b,c

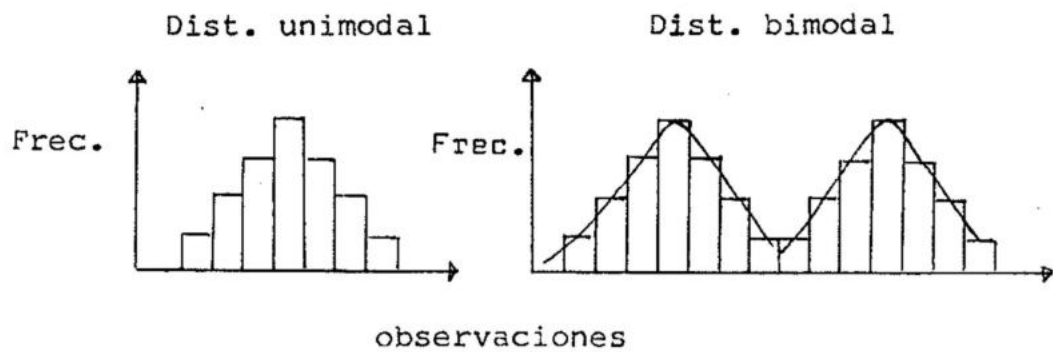
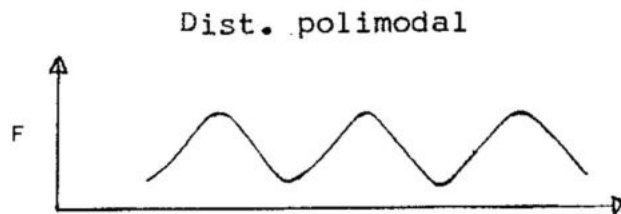


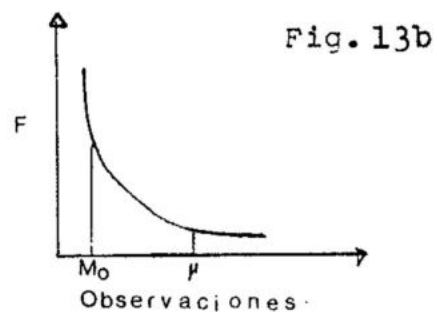
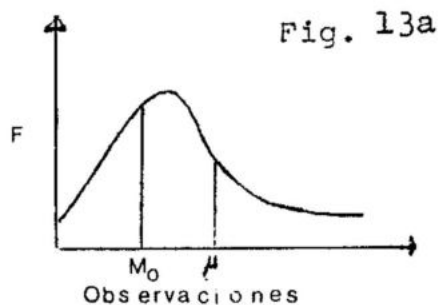
Fig. 12 a

Fig. 12b

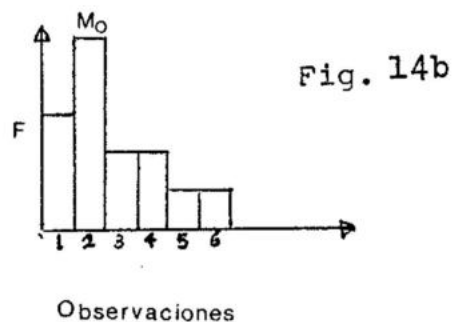
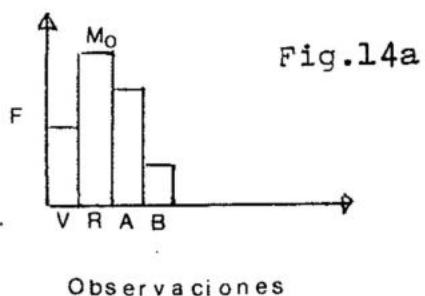
Fig.12c



b).- La tendencia central de datos no necesariamente coinciden con la tendencia central: Figs.13 a,b.



c).- Es la única aplicable a variables cualitativas (colores etc.) Figs.14a,b.

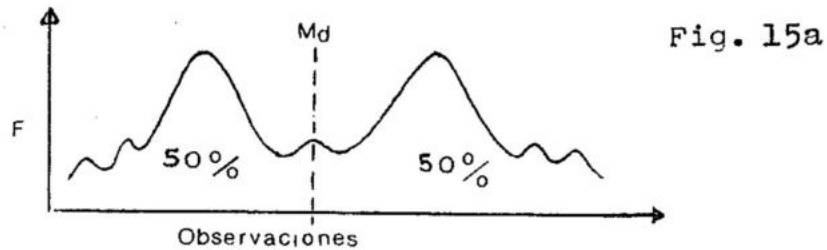


d).- No es afectada drásticamente por valores extremos:

10,10,10,10,20,20,30,30,4000,000

$M_0 = 10$

2.2.1.2.- Mediana (md).- Es el valor de la variable en un arreglo ordenado que divide al grupo exactamente en dos mitades: Fig. 15a



Ejemplo:

10, 30, 5, 40, 7

4, 7, 10, 30, 40 (datos ordenados)

Md = 10

Si el número de observaciones es par, para calcular la mediana sumamos los dos valores centrales del arreglo y lo dividimos entre dos. Ejemplo:

5, 7, 10, 30, 40, 45

valores centrales.

$$Md. = \frac{10+30}{2} = 20$$

Presenta las siguientes cualidades:

a).- Es la mejor medida de tendencia central para distribuciones asimétricas.

b).- Sólomente es aplicable a medidas cuantitativas.

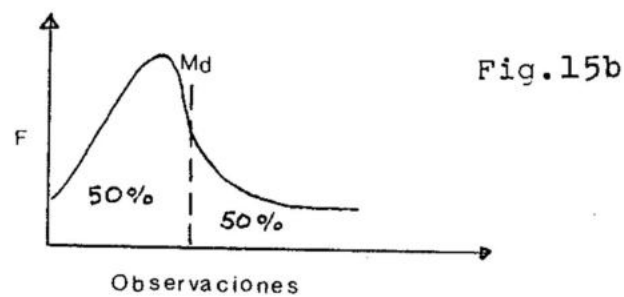
c).- Es poco sensible a valores extremos:

10,30,5,7, 4000

5,7,10,30, 4000      datos ordenados.

Md.- 10

d).- El uso más común es en divisiones asimétricas  
(se refiere al sezo) Fig.15b



e).- Es la única de las medidas de tendencia central que se puede calcular cuando no se tienen todas las observaciones pero si más de la mitad.

Ejemplo:

1	-	2	minutos	
2	-	5	"	
3	-	15	"	
4	-	30	"	
5	-	60	"	
6	-	120	"	
7	-	800	"	
8				} más de 800 minutos.
9				
10				

Md- 60 minutos.

2.2.1.3.- Media aritmética ó promedio ( $\bar{x}$ ):- Es el centro de gravedad de una distribución de frecuencia y está definida como:

$$\bar{x} = \frac{\sum x}{n}$$

Donde  $\bar{x}$  es igual a la sumatoria de todas las observaciones entre el número de ellas.

Ejemplo:

10, 2, 5, 15, 30, 60, 120, 800

$$\bar{x} = \frac{\sum x}{n} = \frac{1042}{8} = 130.25$$

Presenta las siguientes características:

a).- La media es la única de las tres medidas de tendencia central que se define algebraicamente por lo que se pueden combinar diferentes medias.

b).- Solamente es aplicable a variables numéricas cuantitativas.

c).- Es sensible a valores extremos.

Ejemplo:

$$\bar{X} = \frac{1+2+3+4}{4} = 2.5$$

$$\bar{X} \frac{1+2+3+4000}{4} = 1,001.5$$

d).- La media es el centro de gravedad de la curva.  
(Fig .16)



Fig. 16

$\bar{X}$  es el centro de gravedad de los datos.

Las medidas de tendencia central nos indica de que manera se estan comportando los datos.

Por ejemplo: Si tenemos los siguientes datos:

1,2,3,3,3,4,5,6,7,8,9,9      n= 12

Represente gráficamente la media, moda y la mediana:  
(Fig. 17)

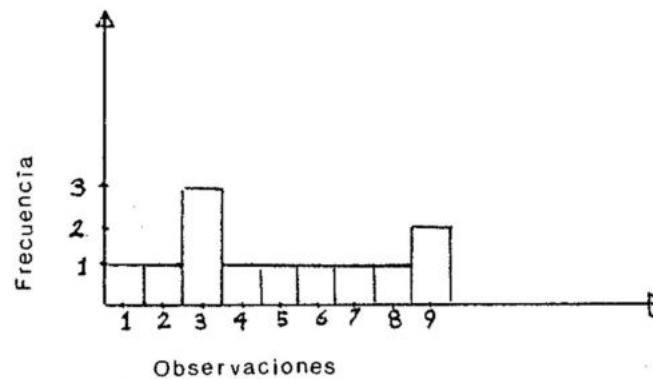


Fig. 17

### 2.2.2. - Medidas de dispersión:

Son índices que nos dicen que tan retirados estan los datos de la media.

2.2.2.1. - Rango (Ra).- Es una medida simple de dispersión; es la diferencia entre los valores más grandes y los más pequeños de la muestra.

Ejemplo: 1,5,10,15,20,25,100

Observación mínima observación máxima

$$Ra = 100 - 1 = 99$$

Presenta las siguientes características:

a).- Tiene la desventaja de que se basa solo en dos valores extremos, por lo que, se desperdicia mucha información.

b).- Es muy inestable.

c).- Solo se aplica a variables que son cuantitativas.

d).- Es muy poco usado.

2.2.2.2. - Varianza ( $S^2$ ):

Es una medida de dispersión de los datos alrededor de su media, debido a que el promedio de la desviación de los datos alrededor de la media es cero, y por

eso empleamos las diferencias cuadráticas. Al promedio de las  $n$  desviaciones cuadráticas se les conoce como varianza y se representa por:

$$s^2 = \left( \sum (x - \bar{x})^2 \right) / n - 1$$

La varianza poblacional se refiere a todos los posibles muestreos que se pueden hacer en una zona.

Grados de libertad ( $n-1$ ).— Es el número de comparaciones independientes que se pueden hacer con las observaciones.

#### 2.2.2.3.— Desviación estándar ( $s$ )

Si extraemos la raíz cuadrada positiva de la varianza obtenemos la desviación típica o estándar que es una medida absoluta de dispersión.

$$s = \pm \sqrt{\sum (x - \bar{x}) / n - 1}$$

Operacionalmente se define de la siguiente forma:

$$s^2 = \frac{\sum (x - \bar{x})^2}{n - 1} \quad \text{donde: } \sum \bar{x}^2 = n\bar{x}^2$$

$$\bar{x} = \frac{\sum x}{n}$$

$$\begin{aligned} \sum (x - \bar{x})^2 &= \sum (x^2 - 2x\bar{x} + \bar{x}^2) \\ &= \sum x^2 - 2 \sum x\bar{x} + \sum \bar{x}^2 \\ &= \sum x^2 - 2\bar{x} \sum x + n \bar{x}^2 \\ &= \sum x^2 - 2\left(\frac{\sum x}{n}\right) \sum x + n\left(\frac{\sum x}{n}\right)^2 \\ &= \sum x^2 - \frac{2}{n} (\sum x)^2 + n \frac{(\sum x)^2}{n \times n} \\ &= \sum x^2 - \frac{2}{n} (\sum x)^2 + \frac{(\sum x)^2}{n} \\ s^2 &= \frac{\sum x^2 - (\sum x)^2/n}{n-1} \text{ Varianza muestral.} \end{aligned}$$

$$s = \sqrt{s^2} = \text{desviación estandard}$$

de donde:

$$s = \sqrt{\frac{\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n-1}}$$

#### 2.2.2.4. - Medidas relativas de dispersión.

Se utilizan para comparar dispersiones de observaciones de diferentes unidades ó con las mismas unidades pero muy variables.

2.2.2.4.1. - Coeficiente de variación. Es un índice de dispersión comparativa, su fórmula es:

$$C . V . = \frac{S}{\bar{X}} \cdot 100$$

Presenta las siguientes características:

- a).- Es una medida relativa de dispersión
- b).- Es adimensional y se expresa en porcentaje.
- c).- Se utiliza para comparar dos puntos:
- 1.- Variables medidas en diferentes unidades.
  - 2.- Variables medidas en las mismas unidades pero - que difieren mucho en promedio.

Ejemplo:

Peso de lenguados

$$\bar{X} = 1495 \text{ gr.}$$

$$S = 280 \text{ gr.}$$

Peso de tiburones.

$$\bar{Y} = 1875 \text{ kg.}$$

$$S = 310 \text{ kg.}$$

Coefficiente de varación -  
del lenguado.

Coefficiente de varia --  
ción de tiburones.

$$C.V. = \frac{S}{\bar{X}} \cdot 100 = \frac{280}{1495} \times 100$$

$$C.V. = \frac{S \cdot 100}{\bar{Y}} = \frac{310}{1875} \times 100$$

$$C.V. = 18.7 \%$$

$$C.V. = 16.5\%$$

El peso de los lenguados es más variable relativamente que el de tiburones.

#### 2.2.2.4.2. - Índice de dispersión:

Se usa para fines cualitativos.- Se define como la proporción de dispersión que existe -- comparado con lo que puede existir.

Está dado por la siguiente ecuación:

$$D = \frac{K (N^2 - \sum f^2)}{N^2 (K - 1)}$$

Donde:

K = No. de categorías.

N = Número total de casos.

f = frecuencia de cada una de las categorías.

Los valores de D varían entre 1 y  $0.0 \leq D \leq 1$ , donde 0 es la dispersión mínima y 1 es la dispersión máxima.

Ejemplo: Queremos saber que tan variable es la diet de ciertos peces y obtenemos los siguientes datos:

Contenido estomacal.	Grupo de		P E C E S			
	A%	Af <sup>2</sup>	B%	Bf <sup>2</sup>	C%	Cf <sup>2</sup>
Fitoplancton.	70	4900	33.33	1,110.8	0	0
Zooplancton.	25	625	33.33	1,110.8	0	0
Detritus.	5	25	33.33	1,110.8	100	10000
	$\Sigma = 5550$		$\Sigma = 3,332.4$		$\Sigma = 10000$	

$$D = \frac{K (N^2 - \Sigma f^2)}{N^2 (K - 1)}$$

$$DA = \frac{3 (10,000 - 5,550)}{10,000^{(2)}} = \frac{30,000 - 16,650}{20,000}$$

$$DA = \frac{3 (10,000 - 3,332.4)}{20,000} = \frac{30,000 - 9,997.9}{20,000}$$

$$DB = 1.00$$

$$DC = \frac{3 (10,000 - 10,000)}{10,000^{(2)}} = 0$$

$$DB = 0$$

Como se puede observar, el índice de dispersión es - muy alto para el caso de los peces de los grupos A y B y,

muy bajo para los peces del grupo C.

Este índice también lo podemos interpretar como índice de diversidad ( Sokal, 1969).

### 2.3. - Distribución Normal.

La distribución normal es una distribución de probabilidad para variables continuas.

Presenta las siguientes características:

- a).- Es una distribución en forma de campana y es simétrica alrededor de la media. (Fig.18).

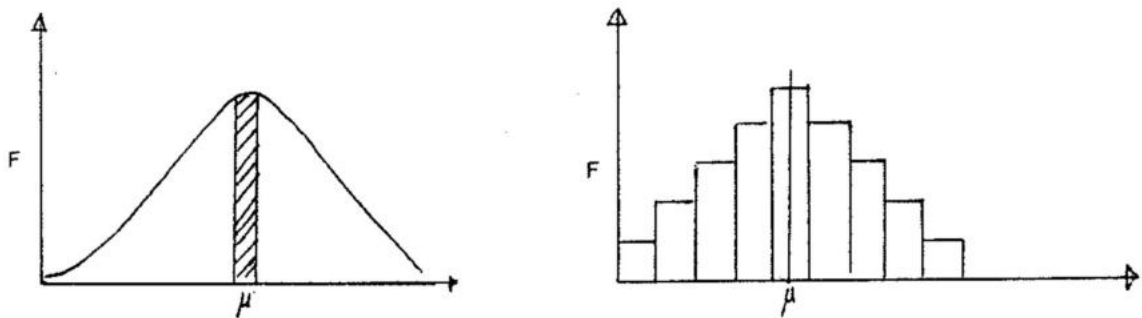


Fig. 18

- b).- En el caso de distribuciones normales, la media = -  
moda= mediana

$$\mu = Mo = Md$$

- c).- La variabilidad de la curva de la distribución normal esta controlada por la desviación estandar y la ubicación está controlada por la media.

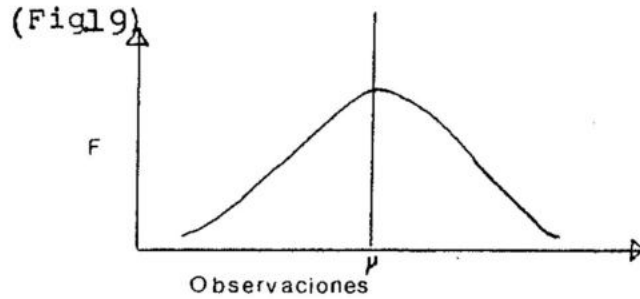


Fig. 19

- d).- El punto de inflección es el cambio de concavidad de la curva, siempre se encuentra a más menos una desviación estandar. (Fig. 20)

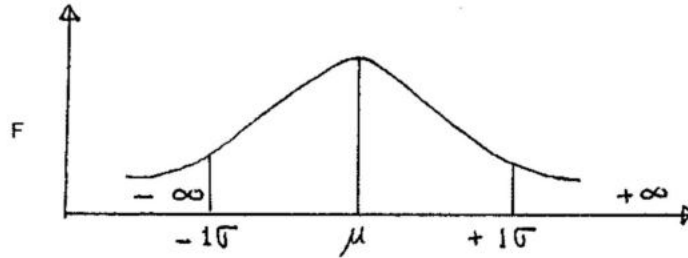


Fig. 20

La inflección de la curva está dado por:

$$f(x) = \frac{e^{-\left(\frac{x-\mu}{2\sigma^2}\right)^2}}{\sqrt{2\pi}\sigma}$$

e).- Existe una relación entre la superficie bajo la -  
curva y la desviación estándar.

A una desviación estándar (Fig.21).

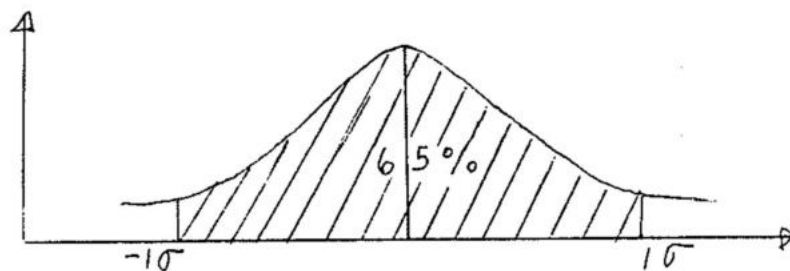


Fig.21

A dos desviaciones estándar (Fig.22).

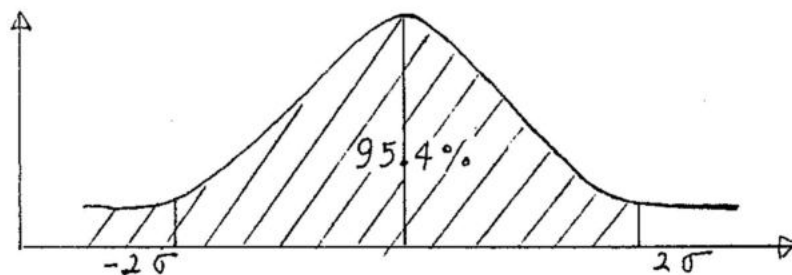


Fig.22

A tres desviaciones estándar (Fig.23).

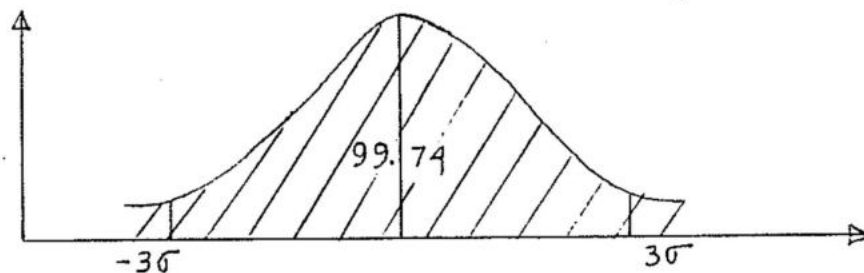


Fig.23

### 2.3.1. - Variable normal estandar

La variable normal estandar está dada por:

$$Z = \frac{X - \mu}{\sigma}$$

Nos sirve para centrar la curva sobre el cero esto es, una normalización para poder comparar varios grupos de datos.

Presenta las siguientes características:

- a).- Es una variable adimensional.
- b).- Es una variable de posición relativa, es decir, -- nos dice si una observación es comun o es rara.
- c).- El valor numérico esta expresado en múltiplos de -- desviación estandar.
- d).- El signo nos indica la posición con respecto a la media.

Ejemplos:

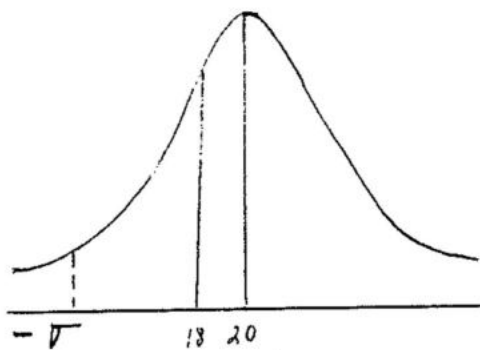
a).- En un crucero Oceanográfico se toman datos de  $T^{\circ}\text{C}$  superficial y se encuentra que la  $T^{\circ}\text{C}$  media de los datos es de  $20^{\circ}\text{C}$  con una desviación estándar de 2; en un posterior crucero se obtiene una observación de  $18^{\circ}\text{C}$  y se desea comprobar que posición tiene este elemento para decidir si es un -- evento comun o raro (Fig.24).

$$X = 18^{\circ}\text{C}$$

$$M = 20^{\circ}\text{C}$$

$$\sigma = 2$$

$$Z = \frac{X - \mu}{\sigma} = \frac{18 - 20}{2} = -1$$



Eventos mayores de dos= raros.

Eventos menores de dos= comunes.

Fig. 24

Por lo tanto, es un elemento comun, se encuentra entre el rango de  $1 \sigma < 1$ .

A dos grupos de estudiantes se les aplicó un examen obteniéndose los siguientes resultados.

A	B
$\mu = 70$	$\mu = 60$
$\sigma = 15$	$\sigma = 20$

Una persona sacó calificación de 90, que posición tendría con respecto al grupo A ó con respecto al grupo B

$$Z_A = \frac{X_1 - \mu}{\sigma} = \frac{90 - 70}{15} = \underline{\underline{1.33}}$$

$$Z_B = \frac{X_2 - \mu}{\sigma} = \frac{90 - 60}{20} = 1.50$$

El alumno le conviene más irse hacia el grupo B.

Si el alumno sacó de calificación que pasaría

$$Z_A = \frac{X - \mu}{\sigma} = \frac{50 - 70}{15} = -1.33$$

$$Z_B = \frac{X - \mu}{\sigma} = \frac{50 - 60}{20} = 0.5$$

Si saca 50:

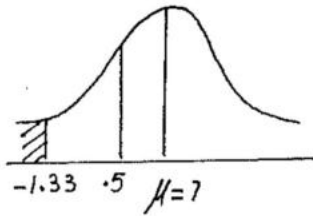


Fig. 25a

El alumno se va hacia el grupo B que está más alejado de la media normal ( Fig.25a).

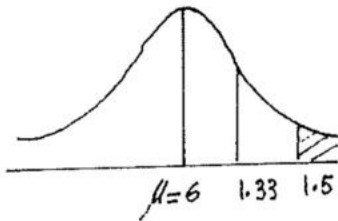


Fig. 25b

Es un evento raro, se retira de la media. Al alumno le conviene más irse al lado B ( Fig. 25b )

2.3.2. - Uso de las tablas normales.- Nos dan una integración abajo de la curva. Figs. 26a,b.

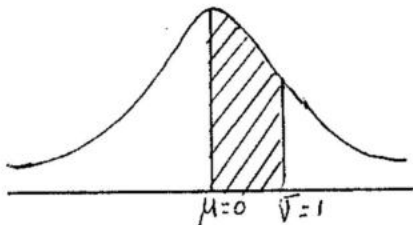


Fig. 26a

Del centro hacia cualquier punto a la derecha.

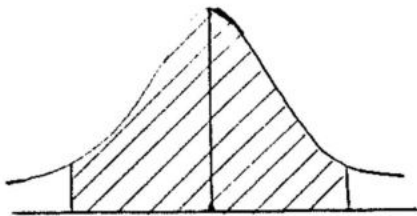


Fig. 26b

De la parte fina/a cualquier punto hacia la derecha.

Pasos para hacer problemas con las tablas de probabilidad.

1º .- Se dibuja la distribución normal.

2º .- Se obtiene la variable  $Z$

$$Z = \frac{X_i - \mu}{\sigma}$$

3º .- Se usa la tabla para obtener la probabilidad correspondiente.

Ejemplos:

a).- Suponga que la vida media de un termómetro digital es de 27 meses con una desviación estándar de 3 meses. Si compramos un instrumento de la misma marca; que tan probable es que dure menos de 20 meses.

1º .- Dibujamos la distribución normal (Fig. 27)

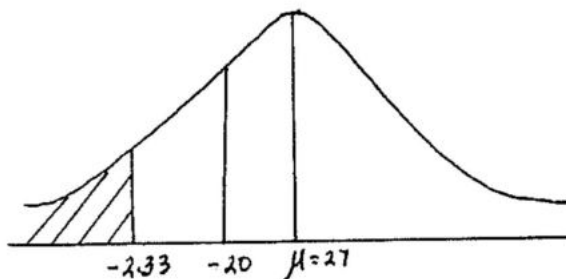


Fig. 27

29 .- Obtenemos la variable

$$z = \frac{x - \mu}{\sigma} = \frac{20 - 27}{3} = 2.33$$

30 .- Usamos la tabla para obtener la probabilidad correspondiente.

El valor de "z" se busca en las tablas normales, siendo este de 0.4901 que restándolo al 50% de la curva tenemos:

$50 - 49.01 = 0.99 \approx 1\%$  de que el termómetro menos de 20 meses.

b).- Una cooperativa encuentra que le cuesta en promedio \$ 325.00 la producción de un kilogramo de os-tión. Supongamos que se sabe que el costo se distribuye normalmente con una desviación estandard-de 15.

Quieren saber:

1.- Que tan probable es que le cueste más de \$345.00- en la próxima temporada.

2.- Que tan probable es que le cueste al menos - - -  
\$ 290.00

3.- Que tan probable es que le cueste entre \$ 300.00 -  
y \$ 345.00 por kilogramo de ostión (Fig. 28)

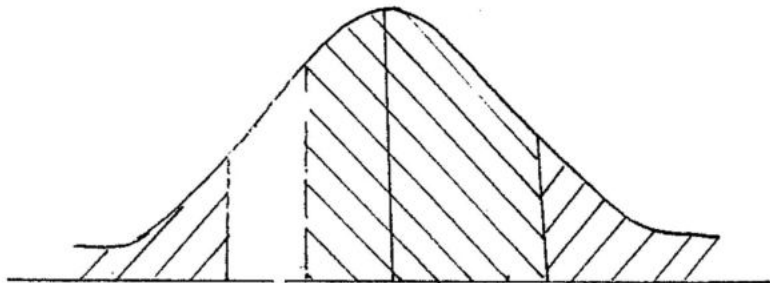


Fig. 28

$$Z_1 = \frac{X_1 - \mu}{\sigma} = \frac{345 - 325}{15} = 1.33$$

$$Z_1 = .4082 = 40.82\%$$

50.00 - 40.82 = 9.18% = Probabilidad de que -  
cueste mas de \$ 345.00

$$Z_2 = \frac{X_2 - \mu}{\sigma} = \frac{290 - 325}{15} = - 2.33$$

$$Z_2 = 0.4901 = 49.01\%$$

50.00 + 49.01 = 99.01% = Probabilidad de que -  
cueste al menos de \$ 290.00

$$Z_3 = \frac{x_3 - \mu}{\sigma} = \frac{300 - 325}{15} = 1.66$$

$$Z = 0.4515 = 45.15\%$$

$$Z_3' = \frac{x_3' - \mu}{\sigma} = \frac{345 - 325}{15} = 1.33$$

$$Z = 0.4082 = 40.82\%$$

Probabilidad de que cueste entre \$ 300.00 y - -  
\$ 345.00 = 45.15 + 40.82 = 85.97%

c).- La temperatura promedio superficial de una laguna -  
costera es de 18° C con una desviación estandard de  
2° C; se desea introducir a la laguna un invertebra  
con propósitos comerciales y se sabe que la t° C -  
óptima de crecimiento para este invertebrado es de  
22° C soportando un máximo de 26° C y un mínimo de  
16° C.

1.- ¿ Considera usted que la ubicación es apropiada  
para este organismo? (Fig. 29)

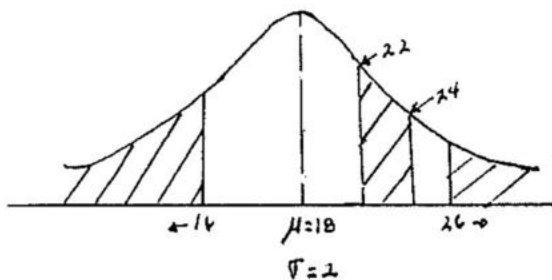


Fig. 29

$$Z_1 = \frac{x_1 - \mu}{\sigma} = \frac{16 - 18}{2} = -1.0$$

$$Z = 0.1587 = 15.87\%$$

$$50.00 - 15.87 = 34.13\% =$$

= Probabilidad de que el  
agua tenga menos de -  
16° C

$$Z_2 = \frac{26 - 18}{2} = 4.0$$

$$Z = 0.4990 = 49.9\%$$

50 - 49.9 = 0.1% = Probabilidad de que el agua  
tenga más de 26%

Probabilidad de que la temperatura del agua esté -  
en el óptimo que es de 22 °C

$$Z = \frac{22 - 18}{2} = 2.0$$

$$Z = 0.47.72\%$$

$$50.00 - 47.72\% = 2.28\%$$

Obtenemos una probabilidad muy baja, por lo que, -  
consideramos que la ubicación no es apropiada y se  
recomienda cambiar de lugar.

- d).- El peso promedio de 500 organismos capturados co -  
mercialmente fue de 131 gramos, con una desviación  
estandard de 15.

Suponiendo que el peso se distribuye normalmente.

? Cuantos organismos pesan menos de 128 gr.?

ii.- Entre 120 y 155 gr.

iii.- más de 185 gr.

(Fig. 30 )

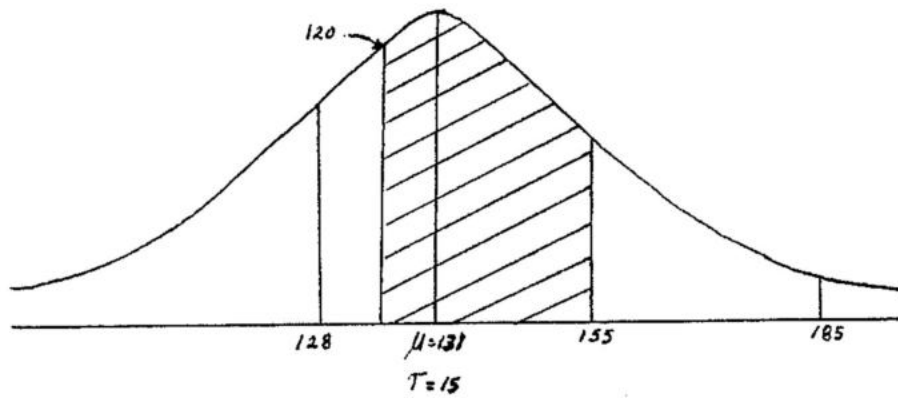


Fig. 30

$$Z_{ii} = \frac{x_i - \mu}{\sigma} = \frac{128 - 131}{15} = -0.2$$

$$Z = .0793 = 7.93\%$$

$$50.00 - 7.93 = 42.07\%$$

$$Z_{ii} = \frac{120 - 131}{15} = 0.7333$$

$$Z = .2673 = 26.73\%$$

$$Z_{ii} = \frac{155 - 131}{15} = 1.6$$

$$Z = .4452 = 44.52\%$$

$$Z_{ii} = 26.73 + 44.52$$

$$Z = 71.25\%$$

$$Z_{iii} = \frac{185 - 131}{15} = 3.6$$

$$Z = .4998 = 49.98\%$$

$$50.00 - 49.98 = 0.02\%$$

Posteriormente por regla de tres se obtiene el número de organismos con probabilidad de caer dentro de cada uno de los rangos, así:

Para el caso i):

$$\frac{500}{100} = \frac{X}{42.07}$$

$$X = \frac{500 (42.07)}{100} = 210 \text{ organismos que pesan -}$$

menos de 128 gr.

Para ii):

$$\frac{500}{100} = \frac{X}{71.25}$$

$$X = \frac{500 (71.25)}{100} = 326 \text{ organismos que pesan -}$$

entre 120 y 155 gr.

Para iii):

$$\frac{500}{100} = \frac{X}{0.02}$$

$$X = \frac{500 (0.02)}{100} = \text{de un organismo pesa mas -}$$

de 185 gr.

## 2.4. - Inferencia Estadística.-

Inferencia es el proceso generalizado de una muestra a una población. Los datos que se conocen de la población, proceden de cierta muestra de la misma, y de las propiedades de las muestras hay que inferir las propiedades de la población.

### 2.4.1.- Principios de Teoría de Muestreo:

La teoría de muestreo es un estudio de las relaciones existentes entre una población y muestras extraídas de la misma; es también útil para determinar si las diferencias que se puedan observar entre dos muestras son debidas a la aleatoriedad de las mismas o si por el contrario son realmente significativas.

### 2.4.2.- Algunas definiciones:

2.4.2.1.- Población.- Es el total de observaciones finitas ó infinitas que caracterizan un fenómeno.

2.4.2.2.- Muestra.- Es un subconjunto de la población.

2.4.2.2.1.- Muestras grandes.- Donde tomamos más de 30 elementos de la población.

- 2.4.2.2.- Muestras pequeñas.- Donde tomamos menos de -  
30 elementos de la población.
- 2.4.2.3.- Muestra aleatoria.- De 'n' observaciones es-  
aquella seleccionada de tal manera que cada-  
subgrupo tiene la misma probabilidad de ser-  
seleccionada.
- 2.4.2.4.- Parámetro.- Es una cantidad asociada a una -  
muestra, se representa con letras romanas y-  
son usadas como estimadores de parámetros. -  
El valor es una variable, ejemplo:  $S_1$ ,  $S^2$ , -  
 $\bar{X}$ .
- 2.4.2.5.- Censo.- A diferencia de lo que se conoce, el  
censo es el análisis de toda la población.
- 2.4.2.6.- Muestreo aleatorio simple.- Es el esquema más  
sencillo de muestreo y se procede de la si --  
guiente manera:
- i.- Se enumeran las entidades desde 1 hasta -  
N y se procede a seleccionar un subgrupo-  
de n minúscula, mediante un sorteo usando  
tablas de Nqs. aleatorios.

El muestreo aleatorio se usa cuando no se conoce nada con respecto a la población. Se usa también cuando la zona o tributo a muestrear es homogéneo.

2.4.2.7.-Muestreo estratificado simple.- Es una variante de muestreo aleatorio simple en donde la población de  $n$  minúscula unidades se subdivide en estratos o subpoblaciones. Los estratos son excluyentes y la suma de las observaciones tienen que ser igual al total. Los estratos se seleccionan en base a conocimientos previos.

2.4.2.8.-Muestreo sistemático.- Se utiliza generalmente donde existe un cambio paulatino de nuestro medio ambiente. Se procede de la siguiente forma:

i).- Se selecciona una muestra de  $n$  unidades tomando una unidad al azar de las primeras  $n$  unidades y de ahí en adelante cada  $n$  esima unidad.

### 2.4.3. - Inferencia estadística.-

Son técnicas para poder extraer información de una muestra.

2.4.3.1.- Distribución muestral de muestreo.- Es la -- probabilidad teórica de todos los valores -- que tomarían una estadística si se seleccionan todas las muestras posibles de manera aleatoria y de tamaño fijo de una población dada (Fig. 31 )

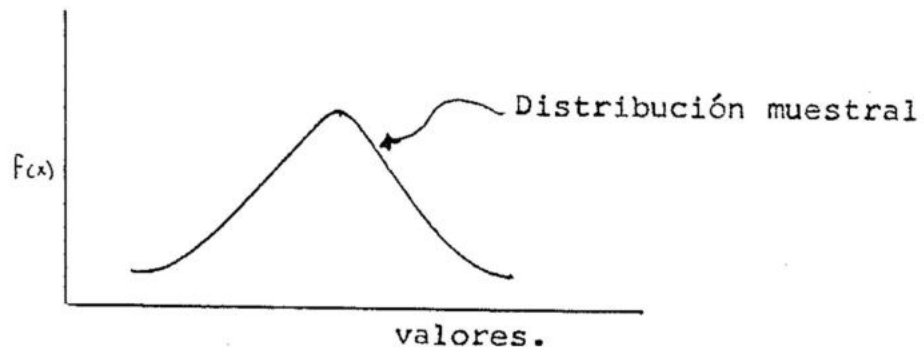


Fig. 31

Ejemplo: De una población constituida por 5 miembros (A,B,C,D,E,), calcular las posibles combinaciones de muestras de 5 miembros, tomando 3 a la vez.

$$N = 5, \quad n = 3$$

$$\binom{N}{n} = \frac{N!}{n!(N-n)!} = \frac{5!}{3!(5-3)!} = 10$$

Estas serían: ABC, ABD, ABE, ACD, ACE, ADE, -  
BCD, BCE, BDE, CDE.

Donde:

$N$  = No. total de miembros

$n$  = No. de miembros de la muestra

! = No. de posibles combinaciones de --  
muestras de tamaño 'n' de una poblaci  
ción de  $N$  miembros.

#### 2.4.4. -Teorema de límite central.-

Para muestras de tamaño grande ( $n \geq 30$ ) la me -  
dia de una muestra tomada de una población po -  
see una distribución muestral aproximadamente -  
normal e independiente de la distribución poblaci  
cional.

Para muestras pequeñas ( $n \leq 30$ ) la distribución  
muestral es normal solo si la población lo es:

La media de la distribución muestral es:

$$\mu = \sum \bar{x}_i / M$$

donde:

$M$  = No. de observaciones

$\bar{x}_i$  = cada una de las observaciones

La desviación estándar de la distribución muestral o error estándar es:

$$E.S. = \sigma_{\bar{x}} = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

donde:

$n$  = No. de observaciones.

La precisión de la media depende del número absoluto y del número relativo de observaciones (Fig. 32).



Fig. 32

Empieza a cambiar muy poco - la pendiente, el error es - tandard es mínimo.

La probabilidad de la distribución muestral está dado por:

$$Z = \frac{x - \mu}{\sigma_x}$$

#### 2.4.5.- Inferencia estadística.

##### 2.4.5.1.- Intervalo de confianza.-

Relación que permite calcular un rango de valores dentro del cual se encuentra un parámetro con cierta probabilidad.

2.4.5.1.1.- Nivel de confianza  $(1 - \alpha)$ .- Es la probabilidad dado un % de que el intervalo contenga el parámetro si se usa repetidas veces (Fig. 33).

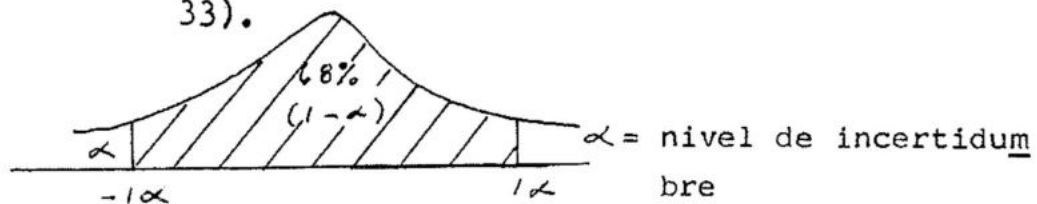


Fig. 33

$\alpha$  = nivel de incertidumbre o zona de rechazo = 16%

Dedución:

$$P(-1\alpha \leq Z \leq 1\alpha) = .68$$

$$P\left(-Z_{\frac{\alpha}{2}} \leq Z \leq Z_{\frac{\alpha}{2}}\right)$$

$$-Z_{\frac{\alpha}{2}} \leq \frac{x - \mu}{\sigma_{\bar{x}}} \leq Z_{\frac{\alpha}{2}}$$

$$Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}} \leq x - \mu \leq Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}}$$

$$-x + Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}} \leq -\mu \leq -x + Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}}$$

$$\underbrace{x + Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}} \leq \mu \leq \bar{x} - Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}}}_{\substack{\downarrow \\ \text{Límite superior} \quad \text{Límite inferior.}}}$$

La media población se encuentra en la siguiente ecuación:

$$\mu = \bar{x} \pm Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{x}}$$

La siguiente tabla presenta los valores más utilizados en la estimación:

Nivel de Confianza	$Z_{\frac{\alpha}{2}}$ (2 extremos)	$Z_{\alpha}$ (1 extremo)	$\alpha$	$\alpha/2$
90%	1.645	1.280	0.10	0.05
95%	1.96	1.645	0.05	0.025
99%	2.58	2.320	0.01	0.005

Ejemplos:

- a).- Un astillero desea estimar el tiempo promedio que tarda en reparar un barco. En base a 100 casos previos, se obtienen los siguientes datos.

$$N = 100$$

$$\bar{X} = 4.65 \text{ días.}$$

$$S = 4.9$$

Calcule un intervalo de confianza del 95% para la media poblacional e interprete sus resultados.

$$\mu = \bar{x} \pm Z_{\alpha/2} \sigma_{\bar{x}} \qquad \sigma_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}}$$

$$\mu = 4.65 \pm 1.96 (0.49) \qquad \sigma_{\bar{x}} = \frac{4.9}{\sqrt{100}} = \frac{4.9}{10}$$

$$\mu = 4.65 \pm 0.96 \qquad \sigma_{\bar{x}} = 0.49$$

$$3.69 \leq \mu \leq 5.61$$

Se deduce que un barco lo podrá reparar entre 3.69 y 5.61 días con un intervalo de confianza del 95%

b).- En base a un grupo de 36 organismos se determina - que la longitud  $\bar{x} = 2.6$  cms. y  $S = 0.3$

Obtenga un intervalo de confianza del 95% y otro - del 99% para longitudes medias poblaciones e interprete sus resultados.

$$\sigma_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}} = \frac{0.3}{\sqrt{36}} = \frac{0.3}{6} = 0.05$$

Para 95% :

$$\mu = 2.6 \pm 1.96 (0.05)$$

$$\mu = 2.6 \pm 0.098$$

$$2.5 \leq \mu \leq 2.698$$

Lo que nos indica que, con un intervalo de confianza del 95%, la media población está entre 2.5 cms. y 2.698 cms.

Para 99%

$$\mu = 2.6 \pm 2.58 (0.05)$$

$$\mu = 2.6 \pm 0.129$$

$$2.471 \leq \mu \leq 2.73$$

Se deduce que, al aumentar el nivel de confianza - aumenta el intervalo o se hace más grande lo que nos -- asegura que nuestra media caiga con 99% de confiabilidad dentro de este rango.

El tamaño del intervalo va a depender de lo siguiente:

i).- Del nivel de confianza

$$(1 - \alpha) \Rightarrow \left( Z_{\frac{\alpha}{2}} \right)$$

ii).- Depende de la variación poblacional  $S$  ó  $\sigma$

iii).- Depende del número de muestras ( $n$ )

## 2.4.5.2. -Tamaño de muestra.

$$\text{Si } \mu = \bar{X} \pm Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{X}}$$

$$\underbrace{\mu - \bar{X}} = \pm Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{X}}$$

↓  
Error aceptable

$$\mu - \bar{X} = e$$

Se representa graficamente de la siguiente manera:  
(Fig.34)

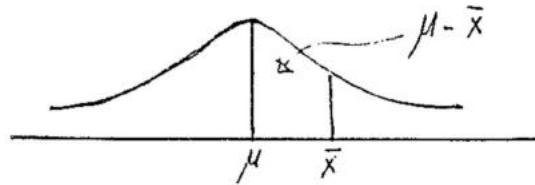


Fig. 34

Entonces:

$$e = \pm Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma_{\bar{X}}$$

$$e = \pm Z_{\frac{\alpha}{2}} \frac{s}{\sqrt{n}}$$

$$\sqrt{ne} = Z_{\frac{\alpha}{2}} s$$

$$\sqrt{n} = \frac{Z_{\frac{\alpha}{2}} s}{e}$$

$$n = \sqrt{\frac{Z_{\frac{\alpha}{2}} s}{e}} = \text{Tamaño mínimo de muestra.}$$

Para conocer el tamaño mínimo de muestra es necesario conocer tres puntos:

- i).- El nivel de la muestra.
- ii).- La desviación estándar poblacional.
- iii).- Seleccionar el error aceptable.

Ejemplos:

a).- En base al problema del inciso b), donde:

$$n = 36$$

$$\bar{X} = 2.6$$

$$s = 0.3$$

Y

$$\text{I.C.} = 2.5 \leq \mu \leq 2.7$$

Se decide que un milímetro es mucha variación; -  
¿Cuántas muestras se necesitan para que el valor aceptable sea de 0.5 m.m.?

$$\text{i).- N.C.} = 95\% \Rightarrow Z_{\alpha/2} = 1.96$$

$$\text{ii).- } \sigma = .3$$

$$\text{iii).- } e = .05$$

$$n = \left( \frac{Z_{\alpha/2} \sigma}{e} \right)^2$$

$$n = \left( \frac{1.96 (.3)}{.05} \right)^2$$

$$n = 138 \text{ muestras.}$$

Se deduce, que se necesitan muestrear al menos - 138 elementos de la población para obtener una variación de 0.5 mm. en la media poblacional con un intervalo de confianza del 95%;

b).- Una cooperativa encargada del cultivo de mejillón sabe por experiencia que la mayor ganancia se obtiene al vender organismos cuyo peso desconchado es en promedio de 15 gr.

¿Cuántos organismos se deben de colectar para poder estimar el peso promedio de todo el cultivo con error permitido de 0.5 gr. y una confiabilidad de 95%

Muestreos previos indican que la desviación estandar es de aproximadamente 2.

$$\bar{X} = 15 \text{ gramos} \quad \sigma = 2$$

$$e = 0.5 \text{ gramos.}$$

$$Z_{\alpha/2} = 95\% = 1.960$$

Nivel del 95%

$$n = \left( \frac{Z_{\alpha/2} \sigma}{e} \right)^2 = \left( \frac{1.96 (2)}{0.5} \right)^2 = 61.46$$

Nivel del 99%

$$n = \left( \frac{Z_{\alpha/2} \sigma}{\epsilon} \right)^2 = \left( \frac{2.58(2)}{0.5} \right)^2 = 106.50$$

Deducimos que, en nivel de confianza de 95%, se deberán de coleccionar o muestrear 61 mejillones para -- nuestra estimación de población o cantidad en kilos.

Si calculamos este mismo ejemplo con un gramo de desviación obtenemos:

$$\text{al } 95\% \quad n = \left( \frac{1.96 (1)}{0.5} \right)^2 = 15.36 = \text{No de organismos a muestrear.}$$

$$\text{al } 99\% \quad n = \left( \frac{2.58 (1)}{0.5} \right)^2 = 26.62 = \text{No de organismos a muestrear.}$$

#### 2.4.5.2.- Ensayos de hipótesis:

Muy a menudo en la práctica, se tienen que tomar decisiones sobre poblaciones, partiendo de la información muestral de la misma.

Para llegar a tomar decisiones, conviene hacer - determinados supuestos acerca de las poblaciones que se estudian. Tales supuestos que pueden ser o no ciertos se llaman hipótesis estadísticas.

Elementos:

2.4.5.2.1.- Hipótesis nula ( $H_0$ ).- Teoría expresada en uno o más parámetros planteados que no existen diferencias entre la estadística y el parámetro.

2.4.5.2.2.- Hipótesis alterna ( $H_a$ ).- Teoría que se opone a ( $H_0$ ) y es una alternativa a ella, es la hipótesis que deseamos establecer como verdadera.

2.4.5.2.3.- Estadística de prueba ( $Z$ ).- Es un estimador muestral que se usa para decidir si se rechaza o no nuestra hipótesis alterna. Para el caso de la media y usando muestras mayores de 30 (grandes)

$$Z = \frac{\bar{x} - \mu}{\sigma_{\bar{x}}}$$

2.4.5.2.4.- Nivel de significancia ( $\alpha$ ).- Es la probabilidad de cometer un error.

Los pasos que se siguen son los siguientes:

- i).- Establecer las hipótesis de trabajo.
- ii).- Establecer la probabilidad de cometer un error de decisión.
- iii).- Efectuar el experimento y calcular la estadística de prueba.

$$Z = (\bar{X} - \mu) / \sigma_{\bar{X}} = (\bar{X} - \mu) / (\sigma / \sqrt{n})$$

- iv.- Conclusiones.- Si Z cae en la región de rechazo se rechaza  $H_0$ . Si Z no cae en la región de rechazo, no se puede emitir un juicio a cerca de la veracidad de la  $H_0$ .

Las situaciones posibles son:

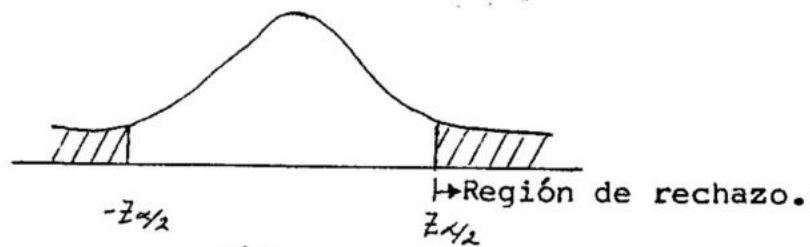
Concluir que Ho. es verdadera	Decisión Correcta	Error de II tipo ó ( $\beta$ )
Concluir que Ha es verdadera	Error de I tipo ( $\alpha$ )	Decisión. correcta.

El error de primer tipo se comete cuando  $\alpha$  que -  
representa la probabilidad de rechazar Ho cuando Ho -  
sea de hecho verdadero.

El error del segundo tipo se comete cuando Ho se  
acepta equivocadamente, no obstante que dicho valor -  
sea falso.

2.4.5.2.5.- Región de rechazo.- Son los valores numé-  
ricos de la estadística de prueba para --  
los cuales se rechaza la hipótesis nula.

Gráficamente se representa de la siguiente forma:  
Fig. 35



Los valores críticos de la estadística de prueba son aquellos valores que delimitan la zona de rechazo.

Ejemplos:

a).- Una empacadora se encarga de procesar atún enlatado. Como parte del proceso de control de calidad se toman muestras aleatorias de 60 latas por lote procesado. El contenido promedio de sal para las latas debe de ser de 6 gr. Suponga que en un muestreo particular se obtuvieron los siguientes valores:

$$\begin{array}{lll} \bar{X} = 5.9 \text{ gr.} & \mu = 6 & n = 60 \\ S = 0.37 & \alpha = .05 \text{ ó } 5\% & \end{array}$$

Queremos saber si existen evidencias para concluir que el contenido de sal difiere de los 6 gr. al nivel de 5%. Fig. 36

i.- Hipótesis de trabajo.

Hipótesis nula ( $H_0$ ) =  $\mu = 6$  gr. de sal.

Hipótesis alterna ( $H_a$ ) =  $\mu \neq 6$  gr. de sal.

ii.- Estadística de prueba.

$$z = \frac{\bar{x} - \mu}{\sigma_{\bar{x}}} \quad \sigma_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}} = \frac{.37}{\sqrt{60}} = 0.048$$

$$z = \frac{5.9 - 6}{0.048} = -2.083$$

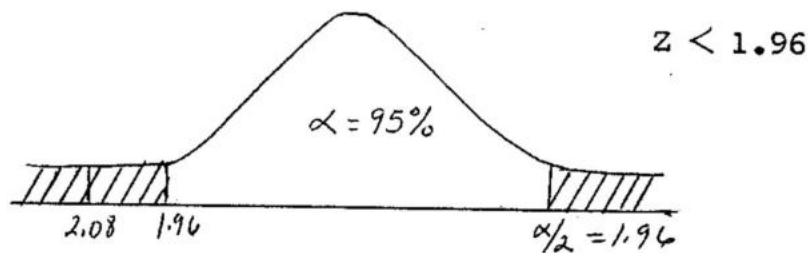


Fig. 36

$Z$  se encuentra dentro de la zona de rechazo y rechazamos la hipótesis nula y aceptamos que la máquina está fuera de control y se debe de reajustar.

b).- Una cooperativa desea estimar el número promedio de horas que sus pescadores se la pasan en el mar. En la temporada previa los pescadores promediaban, 7.5 hrs./día en el mar. En la temporada actual una muestra de 50 casos produce las siguientes sumatorias:

$$\begin{aligned} n &= 50 \\ \Sigma X &= 390 & \mu &= 7.5 \\ \Sigma X^2 &= 7212 \end{aligned}$$

¿ Existen evidencias al 5% para concluir que el tiempo promedio de estancia en el mar ha cambiado con respecto a la temporada previa?

$$\bar{X} = \frac{\Sigma X}{n} = \frac{390}{50} = 7.8$$

$$H_0: \mu = 7.5$$

$$H_a: \mu \neq 7.5$$

$$s^2 = \frac{\Sigma X^2 - \frac{(\Sigma X)^2}{n}}{n - 1} = \frac{7212 - \frac{(390)^2}{50}}{49} = 85.1$$

$$s = \sqrt{85.1} = 9.22$$

$$\sigma_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}} = \frac{9.22}{\sqrt{50}} = 1.304$$

$$z = \frac{\bar{x} - \mu}{\sigma_{\bar{x}}} = \frac{7.8 - 7.5}{1.304} = 0.23$$

$z \text{ calc.} < z \text{ crit.}$

Decimos que no existen evidencias para concluir que las medias difieren.

Los ensayos de hipótesis son las siguientes:

$$H_0 : \mu = K$$

$$H_a : \mu \neq K$$

$$H_0 : \mu = K$$

$$H_a : \mu > K \text{ ó}$$

$$H_a : \mu < K$$

Reglas de decisión:

a).- Si  $| \bar{x} \text{ calc.} | > | z_{\alpha/2} |$

Rechazamos la hipótesis nula aceptamos  $H_a$ .

b).- Si  $|z_{\text{calc.}}| > |z_{\alpha}|$  ó  $|z_{\text{calc.}}| < |z_{\alpha}|$

Rechazamos  $H_0$ .

Nivel de significancia	2 colas $z_{\alpha/2}$	1 sola cola $z_{\alpha}$
10%	1.645	1.280
5%	1.960	1.645
1%	2.580	2.320

Ejemplo: Una empacadora desea instalar un sistema para controlar sus emisiones atmosféricas. La emisión promedio permitida debe ser de 20 ppm. de carbono antes de efectuar la compra se efectúan experimentos en base a 100 prototipos obteniéndose los siguientes resultados:

$$\bar{X} = 17.1 \text{ ppm}$$

$$S = 3$$

$$\alpha = 1\%$$

$$n = 100$$

Indique si existen evidencias para concluir que este tipo de sistemas satisfacen los requisitos estipulados, utilice un alfa de 1% Fig. 37

$$H_0: \mu = 20 \text{ ppm}$$

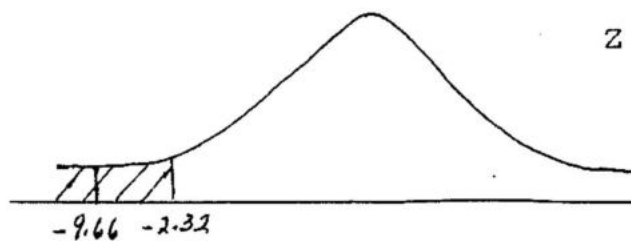
$$H_a: \mu < 20 \text{ ppm}$$

$$= 1\%$$

$$\sigma_{\bar{x}} = \frac{s}{\sqrt{n}} = \frac{3}{\sqrt{100}}$$

$$\sigma_{\bar{x}} = 0.3$$

$$Z = \frac{17.1 - 20}{0.3} = \frac{-2.9}{0.3} = -9.66$$



$$\alpha = 1\% = 2.32$$

$$Z \text{ calc.} < Z \text{ crit.}$$

$$-9.66 < -2.32$$

Fig. 37

Decimos que se tienen evidencias para concluir - que la emisión está por abajo de las 20 ppm.

Ejemplo.- Suponga que PEMEX desea instalar una - sección de tubería submarina y se requiere que la resistencia promedio del material utilizado sea mayor - de 2400 kg/cm<sup>2</sup>. Antes de efectuar la compra se reali-

za un experimento con 50 secciones de una marca en particular obteniéndose los siguientes resultados:

$$\bar{X} = 2460 \text{ kg/cm}^2$$

$$S = 200$$

Indique al nivel del 5% si existen evidencias para concluir que la marca de tubería ensayada satisface los requisitos estipulados. Fig. 38

$$H_0 : \mu = 2400$$

$$H_a : \quad \quad 2400$$

$$\bar{X} = \frac{S}{n} = \frac{200}{50}$$

$$\bar{X} = 28.28$$

$$n = 50$$

$$\bar{X} = 2460 \text{ kg/cm}^2$$

$$S = 200$$

$$z = \frac{\bar{X} - \mu}{\frac{S}{\sqrt{n}}} = \frac{2460 - 2400}{\frac{200}{\sqrt{50}}} = 2.122$$

Nivel del 5% = 1.645

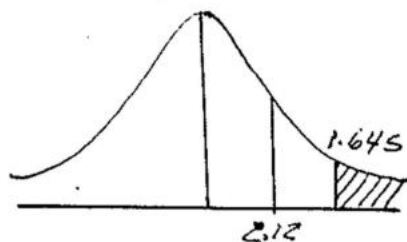


Fig. 38

$$|z| > |z_{\frac{\alpha}{2}}|$$

Decimos que se acepta la hipótesis alterna ya que la  $z$  calculada cae dentro del rango de significancia del 5%

Ejemplo: La Universidad utiliza miles de lámparas - fluorescentes cada año. La marca usada actualmente tiene una vida media de 900 horas. Una empresa nueva indica que su marca de lámparas nuevas son más baratas, tienen una vida media de más de 900 horas. La dirección decide efectuar un experimento con 64 lámparas, obteniéndose los siguientes resultados:

$$\bar{X} = 920 \text{ hrs.}$$

$$S = 80$$

Indique al nivel del 5 % si la Universidad debe o no comprar la nueva marca de lámparas.

$$\begin{aligned} H_0: \mu &= 900 \text{ hrs.} & z &= \frac{\bar{x} - \mu}{\frac{s}{\sqrt{n}}} = \frac{920 - 900}{\frac{80}{\sqrt{64}}} = \frac{20}{8} \\ H_a: \mu &> 900 \text{ hrs.} & & \end{aligned}$$

$$n = 64$$

$$\alpha = 5 \% = 1.96 \qquad z = \frac{20}{10} = 2$$

si  $z$  critica = 1.96       $z$  calculada  $>$  | 1.96 |

Por lo tanto aceptamos la hipótesis alterna y rechazamos la hipótesis nula .

2.4.6.- Inferencia con muestras pequeñas.

Consideraciones:

i.- Cuando es mayor de 30 la desviación standar poblacional es un buen estimador

$$Z = \frac{\bar{x} - \mu}{\frac{s}{\sqrt{n}}}$$

$$z = \frac{\bar{X} - \mu}{\sqrt{\bar{X}}}$$

ii.- Cuando  $n$  es mayor de 30, la desviación standar - poblacional, fluctua mucho de muestra a muestra y la misma transformación no se comporta como una variable de  $Z$ .

iii.- Si la media y la desviación standar muestral ( $S$ ) - son la media y la desviación standar de una muestra aleatoria de tamaño  $N$ , tomada de una población normal, la transformación :

$$\frac{\bar{X} - \mu}{\sqrt{\bar{X}}} \text{ se define como una variable } t \text{ ó } t = \frac{\bar{X} - \mu}{\frac{S}{\sqrt{n}}}$$

2.4.6.1.- La distribución  $t$ , tiene las siguientes características:

i.- Existe una curva para cada tamaño de muestra desde  $n = 2$  hasta  $n = 30$ . ( Fig. 39 ).

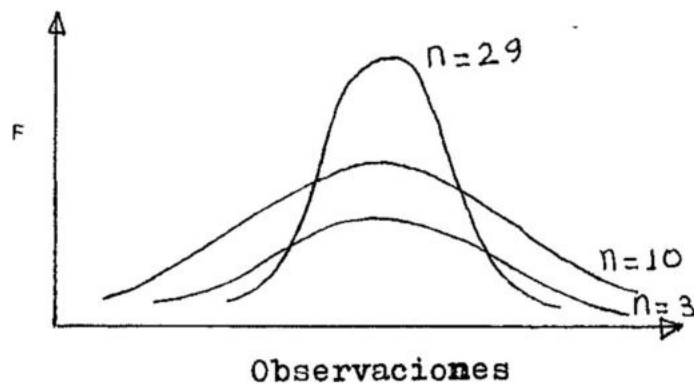


Fig. 39

ii.- El parámetro que controla la forma de la curva, son los grados de libertad:

$$\gamma = n - 1$$

n = número de datos

iii.- La tabla t de students, mide la parte superior de la curva.

iv.- La distribución t es simétrica alrededor de 0.

v.- La variable t se utiliza para calcular intervalos de confianza, y ensayos de hipótesis, donde:

$$\mu = \bar{X} \pm \left( t_{\frac{\alpha}{2}, n-1} \right) \left( \sqrt{\bar{X}} \right) ; \quad \sqrt{\bar{X}} = \frac{s}{\sqrt{n}}$$

en un intervalo de confianza.

vi.- Se tienen los siguientes ensayos de hipótesis:

$$H_0 : \mu = K$$

$$H_0 : \mu > K$$

$$H_a : \mu \neq K$$

$$H_a : \mu < K$$

vii.- Reglas de decisión:

$$|t \text{ calculada}| > |t \text{ crítica}| \quad H_0 \text{ se rechaza}$$

$$|t \text{ calculada}| > |t \text{ crítica}| \quad H_0 \text{ se rechaza}$$

$$|t \text{ calculada}| < |t \text{ crítica}| \quad H_0 \text{ se rechaza}$$

Ejemplos:

a).- Una muestra tomada al azar de una población NORMAL de peces, produce las siguientes longitudes:

X cm

$$\bar{X} = 4.8$$

5

$$S = 1.48$$

7

$$\gamma = n - 1 = 4$$

4

3

5

$$\sqrt{\bar{X}} = \frac{S}{\sqrt{n}} = \frac{1.48}{\sqrt{5}} = 0,66$$

i.- Calcular el intervalo de confianza del 95 % para

$\mu$ .

$$\mu = \bar{X} \pm (t_{\frac{\alpha}{2}}, n - 1) (\sqrt{\bar{X}})$$

$$\mu = 4.8 \pm (t_{\frac{0.05}{2}}, 4) (0.66)$$

$$\mu = 4.8 \pm (2.7764) (0.66)$$

$$2.97 \leq \mu \leq 6.63 \text{ Con un nivel de confiabilidad del } 95 \%$$

b).- El peso de siete organismos se presenta a continuación:

X = 9.8, 10, 0, 10.2, 9.6, 9.8, 10.2, 10, 4

i.- Calcular el intervalo de confianza del 95 % para

$\mu$ .

ii.- Calcular el intervalo de confianza del 99 % para

$\mu$ .

iii.- Comparar los resultados.

$$\gamma = 7 - 1 = 6$$

$$n = 7$$

$$\bar{x} = 10.0$$

$$s = 0.28$$

$$\alpha_1 = .05$$

$$\alpha_2 = .01$$

i.- Al 95 %

$$\mu = 10 \pm (t .025, 6) (.106) 10 \pm (2.4469) (.106)$$

$$\mu = 10 \pm 0.26$$

$$9.74 \leq \mu \leq 10.26$$

ii.- al 95% :  $9.74 \leq \mu \leq 10.26$

iii.- al 99% :  $9.60 \leq \mu \leq 10.39$

Donde decimos que: **mayor** grado de libertad hay mayor rango de .

c).- Un ecólogo desea estudiar el efecto de cierto contaminante en el tiempo de reacción de un organismo marino. Para tal propósito se selecciona seis organismos que se colocan en condiciones similares, obteniéndose los siguientes resultados:

tiempo de reacción: (seg.)

1.7

$$\bar{x} = 2.28$$

3.0

$$n = 6$$

0.8

$$s = 0.95$$

3.4

$$\gamma = n - 1 = 5$$

2.7

$$\mu = 3$$

2.1

$$\alpha = 0.05$$

Indique si existen evidencias para concluir que el tiempo medio de reacción es diferente de 3 segundos:

$$H_0: \mu = 3 \text{ seg.}$$

$$H_a: \mu \neq 3 \text{ seg.}$$

$$\sqrt{\bar{X}} = \frac{s}{\sqrt{n}} = \frac{0.95}{6} = 0.387$$

$$t = \frac{\bar{X} - \mu}{\sqrt{\bar{X}}} = \frac{2.28 - 3}{0.387} = -1.86$$

$$t \text{ crítica} = t_{\frac{\alpha}{2}, n-1} = t_{.025, 5} = 2.5706$$

$$t \text{ calculada} < t \text{ crítica}$$

Decimos que no existen evidencias para concluir que el tiempo de reacción sea diferente a tres segundos.

d).- Uno de los predadores más temidos del océano es el tiburón blanco. Aunque se sabe que este organismo crece hasta una longitud promedio de 21 pies, un biólogo marino sospecha que los especímenes que viven alrededor de las Bermudas crecen más debido a los hábitos alimenticios poco usuales. Para ensayar su hipótesis, se captura un número de tiburones, que son medidos y luego liberados. Sin embargo, dado que la captura es difícil, costosa y muy peligrosa, se obtienen 3 especímenes; sus longitudes fueron: 24, 20, 22 (longitud en pies).

$$\mu = 21'$$

$$n = 3$$

$$Y = 2$$

$$\bar{X} = 22$$

$$S = 2$$

Indique si hay evidencias al 5% para concluir que la suposición anterior es correcta.

$$H_0: \mu = 21 \quad t = \frac{\bar{X} - \mu}{\frac{S}{\sqrt{n}}} = \frac{22 - 21}{1.156} = 0.865$$

$$H_a: \mu > 21$$

$$t \text{ critica} = t_{.05, 2} = 2.92$$

$$t \text{ calculada} < t \text{ critica}$$

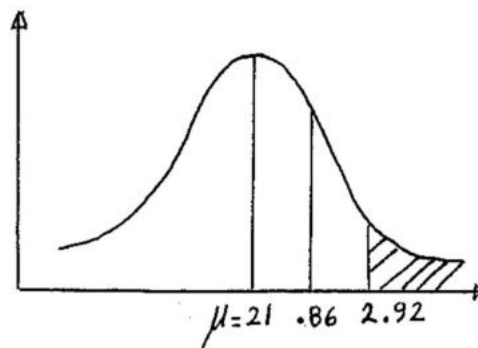


Fig. 40

No existen evidencias para suponer que los tiburones crecen más en esa zona ( Fig. 40 )

e).- En un estudio paleoecológico se descubren 4 bivalvos extintos. Sus cocientes, longitud / ancho son respectivamente: 6,9, 10, 10.

Especímenes vivientes muy similares tienen un cociente medio de 8.5, indique si hay evidencias al 10% para concluir que los organismos fósiles pertenecen a la misma especie.

Long./ ancho

6

9

10

10

$$\bar{x} = \frac{S}{\sqrt{n}} = \frac{1.89}{\sqrt{4}} = 0.95$$

$$t_{\text{calculada}} = \frac{\bar{x} - \mu}{\frac{S}{\sqrt{n}}} = \frac{8.75 - 8.5}{0.95}$$

$$t_{\text{calc.}} = 0.26.$$

$$t_{\text{crit.}} = t_{\frac{\alpha}{2}, n-1} = t_{.5, 3}$$

$$t_{\text{crit.}} = 2.35$$

$$t_{\text{calc.}} < t_{\text{crit.}}$$

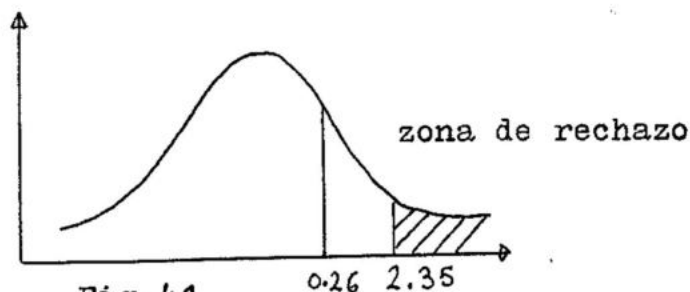


Fig. 41

No hay evidencias para decir que los organismos fósiles pertenezcan a la misma especie ( Fig. 41 )

#### 2.4.7.- La distribución Chi cuadrada

Es una curva sesgada que se utiliza para datos cualitativos.

2.4.7.1.- La media esperada es:  $\sum (\chi^2 \gamma) = \gamma$

2.4.7.2.- La varianza es dos veces los grados de libertad.  $(\chi^2 \gamma) = 2 \gamma$

Para muestras mayores de 100 observaciones:

$$n > 100 \text{ obs.}$$

$$Z = \frac{\chi^2 - \gamma}{2\gamma}$$

Nota: Las muestras deben ser tomadas al azar.

La siguiente  $\chi^2$  se va a comportar de la siguiente manera:

$$\chi^2_{n-1} = \frac{(n-1) S^2}{\sigma^2}$$

2.4.7.3.- La distribución  $\chi^2$  se utiliza para:

i.- Análisis paramétricos

i.1.- Intervalos de confianza para la varianza ( $S^2$ )

i.2.- Ensayos de hipótesis de la varianza.

i.i.- Análisis no paramétricos

i.i.1.- Tablas de contingencia.

El intervalo de confianza esta dado por:

$$\frac{(n-1) S^2}{\sigma^2} = \chi^2$$

$$\frac{(n-1) S^2}{\chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma}} < \sigma^2 < \frac{(n-1) S^2}{\chi^2_{(1-\frac{\alpha}{2}), \gamma}}$$

A diferencia de t y Z solo hay un valor critico, se obtiene un lado y despues otro porque cubren diferentes areas.

Los ensayos de hipótesis para la varianza son los siguientes:

$$H_0: \sigma^2 = K$$

$$H_a: \sigma^2 \neq K$$

$$H_a: \sigma^2 > K$$

$$H_a: \sigma^2 < K$$

En todos los casos la estadística de prueba es la siguiente:

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(n-1) S^2}{K}$$

Las reglas para decidir si se rechaza o no la hipótesis son:

Se rechaza  $H_0$  si ocurre lo siguiente:

$$\text{Si } \chi^2_{\text{calc.}} < (1 - \frac{\alpha}{2}) \text{ o si } \chi^2_{\text{calc.}} > \chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma}$$

$$\text{Si } \chi^2_{\text{calc.}} > \chi^2_{\alpha}, \gamma$$

$$\text{Si } \chi^2_{\text{calc.}} < \chi^2_{(1-\alpha), \gamma}$$

Ejemplos:

a) Una muestra de 100 observaciones produce una varianza muestral de 127.

Calcular el intervalo de confianza del 95 % para la varianza poblacional.

$$n = 100$$

$$S = 127$$

$$\alpha = .05$$

$$\gamma = n-1 = 99$$

$$\chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma} = \chi^2_{.025, 99} = 128.42$$

$$\chi^2_{(1-\frac{\alpha}{2}), \gamma} = \chi^2_{.975, 99} = 73.361$$

$$\frac{(n-1) S^2}{\chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma}} < \sigma^2 < \frac{(n-1) S^2}{\chi^2(1-\frac{\alpha}{2}), \gamma}$$

$$\frac{99 (127)}{128.42} < \sigma^2 < \frac{99 (127)}{73.361}$$

$$97.90 < \sigma^2 < 171.38$$

$$9.89 < \sigma < 13.09$$

No se sabe como varia la población, sino la varianza de la población.

Ensayos para la varianza:

$$H_0: \sigma^2 = K ; H_0: \sigma^2 \neq K$$

$$H_a: \sigma^2 > K ; H_a: \sigma^2 < K$$

Estadística de pruebas:

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(n-1) S^2}{k}$$

Se rechaza  $H_0$  si:

$$\chi^2_{\text{calc.}} > \chi^2_{\alpha, \gamma}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} < \chi^2(1-\alpha), \gamma$$

c).- Un Instituto de investigaciones ha diseñado un aparato que pretende reemplazar el uso de pipetas en determinación de oxígeno.

El aparato esta conectado a una fuente de sustancias químicas. El aparato se puede calibrar para inyectar diferentes cantidades pero la varianza de estas cantidades no debe ser mayor de 0.06 mm , para que la deter

minación sea apropiada.

Una muestra aleatoria de 25 alicuotas produce una varianza de .135. Indique al nivel del 10 % si existen evidencias para concluir que el aparato funciona apropiadamente.

$$H_0: \sigma^2 = .06$$

$$H_a: \sigma^2 > .06$$

$$n = 25$$

$$\sigma^2 = .135$$

$$\alpha = .10$$

$$\gamma = n-1 = 24$$

$$K = .06$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(n-1)S^2}{K} = \frac{(25-1)(.135)}{.06}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = 54$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, \gamma} = \chi^2_{.10, 24}$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = 33.196$$

$\chi^2_{\text{calc.}} > \chi^2_{\text{crit.}}$  Se rechaza  $H_0$ . Por lo que, existen evidencias para concluir que el aparato esta funcionando mal.

b).- Para efectuar una práctica de Oc. química se tiene que utilizar una sustancia que contiene 50 % de  $\text{NaNO}_3$ .

El encargado de la práctica sospecha un lote en particular no ha sido mezclado apropiadamente, lo que causaría que la proporción de  $\text{NaNO}_3$  difiera de una proporción a otra dentro del mismo bloque.

El resultado de 20 muestras tomadas al azar produce una desviación estandar de .55gr. (las muestras son de 10 gramos ).

Estimar la varianza real del lote utilizando un 95%

de confianza

$$n = 20$$

$$S = .55 \text{ gr.}$$

$$\alpha = .05$$

$$\gamma = n-1 = 19$$

$$\chi^2_{\left(1 - \frac{\alpha}{2}\right), \gamma} = \chi^2_{.975, 19}$$

$$= 8.907$$

$$\chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma} = \chi^2_{.025, 19}$$

$$= 32.852$$

$$\frac{(n-1)S^2}{\chi^2_{\frac{\alpha}{2}, \gamma}} < \sigma^2 < \frac{(n-1)S^2}{\chi^2_{\left(1 - \frac{\alpha}{2}\right), \gamma}}$$

$$\frac{19 (.55)^2}{32.852} < \sigma^2 < \frac{19 (.55)^2}{8.907}$$

$$0.1749 < \sigma^2 < 0.645$$

$$0.418 < S < 0.803$$

d).- Se ha diseñado un aparato para determinar concentraciones muy pequeñas de cierto contaminante. El aparato usado actualmente produce lecturas con una varianza de  $10.3 \mu\text{m}^3$ .

Un experimento basado en 5 muestras produce una varianza de 9.8 empleando este nuevo aparato.

Indique si hay evidencias para concluir que el nuevo instrumento es mas preciso que el usado actualmente. A

un nivel de .1

$$H_0: \sigma^2 = 10.3$$

$$H_a: \sigma^2 > 10.3$$

$$\sigma^2 = 10.3 \mu m^3$$

$$n = 5$$

$$S^2 = 9.8$$

$$\alpha = .10$$

zona de

rechazo

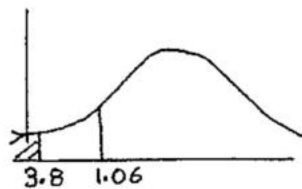


Fig. 42

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(n-1)S^2}{K}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(5-1) 9.8}{10.3} = \frac{4 \times 9.8}{10.3} = \frac{39.2}{10.3} = 3.805$$

$$\chi^2_{1-0.1, 4} = 0.9, 4 = 1.064$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} < \chi^2_{\text{crit.}}$$

$$3.805 > 1.064 \quad (\text{Fig. 42})$$

$H_0$  no se rechaza, no hay evidencias para concluir que el nuevo instrumento es mas preciso que el usado actualmente.

e) Un biologo marino decide que va a emplear lenguados para un experimento fisiológico, solo si la varianza del peso es menor que 10. Una muestra tomada al azar de 10 organismos produce una varianza de 5. Indique al nivel del 5 por ciento si hay evidencias para justificar el uso de los lenguados, en este experimento fisiológico.

$$n = 10$$

$$S^2 = 5$$

$$\alpha = 5\% = .05$$

$$H_0: \sigma^2 = 10$$

$$H_a: \sigma^2 < 10$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(n - 1) S^2}{K} = \frac{(10 - 1) 5}{10} = \frac{9 \times 5}{10}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{45}{10} = 4.5$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2(1 - \alpha), \gamma = \chi^2(1 - 0.05), 9$$

$$\chi^2_{.95, 9} = 4.168$$

Cae fuera de la zona de rechazo, no hay evidencia para concluir que la varianza sea menor de 10 (Fig. 43)

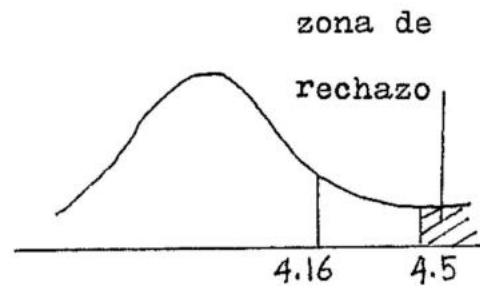


Fig. 43

2.4.8.- Tablas de contingencia y bondad de ajuste de tipo cualitativo y escala nominal

Pruebas de bondad de ajuste.

i.- Si el experimento consiste en n ensayos independientes.

i.i.- Existen K resultados posibles.

i.i.i.- Los ensayos son independientes.

i.v.- La variable de interés son los conteos o las frecuencias.

Se resuelve de la siguiente forma:

i.- Se comparan las frecuencias observadas con las frecuencias esperadas.

Estadística de prueba

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{[n_i - \xi(n_i)]^2}{\xi(n_i)} \quad \text{donde:}$$

$n_i$  = Frecuencia observada

$\xi n_i$  = Frecuencia esperada      donde:

$\xi n_i = N P_i$

$N$  = Número total de observaciones

$P_i$  = Probabilidad de cada uno de los experimentos

El valor crítico depende de lo siguiente:

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, k-1}$$

$k$  = El número de tratamintos.

Las pruebas son de un solo extremo ( el superior de la curva )

Ejemplos:

a).- Tenemos 150 organismos y 3 tipos de sustratos;

sustrato 1	sustrato 2	sustrato 3
61	53	36

¿ Existe preferencia por un tipo dado de sustrato ?

Hipótesis:

$$H_0: P_1 = P_2 = P_3 = \frac{1}{3}$$

$H_a$ : Que al menos una probabilidad es diferente de  $\frac{1}{3}$

$$E(n_i) = NP_i$$

$$N = 150$$

$$K = 3$$

$$E(n_{i_1}) = 150\left(\frac{1}{3}\right) = 50$$

$$E(n_{i_2}) = 150\left(\frac{1}{3}\right) = 50$$

$$E(n_{i_3}) = 150\left(\frac{1}{3}\right) = 50$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(61-50)^2}{50} + \frac{(53-50)^2}{50} + \frac{(36-50)^2}{50} =$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = 2.42 + 0.18 + 3.92 = 6.52$$

si  $\alpha = 0.05$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, k-1} = \chi^2_{0.05, 2} = 5.991$$

Cae en la zona de rechazo, por lo tanto al menos una de las probabilidades difiere ( Fig.44 )

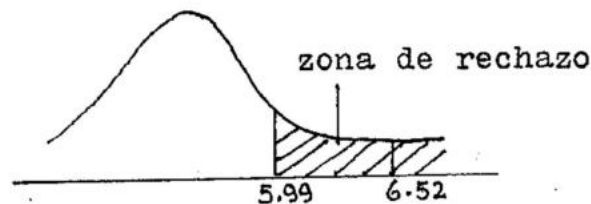


Fig. 44

b).- En un estudio ecológico para una zona hidrológica en particular se encontró la siguiente distribución durante los meses del verano para anchoveta.

Huevos	larvas	juveniles	adultos
7%	18%	65%	10%

Después de un período de exploración, un muestreo de 500 organismos produce la siguiente distribución:

39            99            336            26

Indique si existen evidencias al nivel del 10% para concluir que la distribución poblacional después de la exploración difiere de la distribución anterior al período de exploración:

$$N = 500$$

$$\alpha = .10$$

$$H_0: P_1 = .07, P_2 = .18, P_3 = .65, P_4 = .10$$

Ha: Al menos una difiere

$$\chi^2 = \frac{\sum [(n_i - E(n_i))]^2}{E(n_i)}$$

$$E(n_{i_1}) = 500(.07) = 35$$

$$E(n_{i_2}) = 500(.18) = 90$$

$$E(n_{i_3}) = 500(.65) = 325$$

$$E(n_{i_4}) = 500(.10) = 50$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(39-35)^2}{35} + \frac{(99-90)^2}{90} + \frac{(336-325)^2}{325} + \frac{(26-50)^2}{50} =$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = 0.457 + 0.9 + 0.372 + 11.52 = 13.24$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, k-1} = \chi^2_{.1, 3} = 6.25 \quad \text{Cae en la zona de rechazo,}$$

Por lo tanto existen evidencias para concluir que al menos una de las 4 difiere (Fig.45)

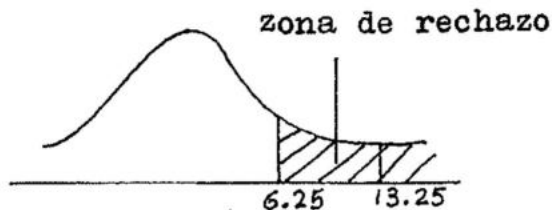


Fig. 45

c).- En un experimento multinominal con 3 categorías y 200 observaciones se obtienen los resultados indicados en la siguiente tabla:

1	2	3
ni 48	69	83

Existen evidencias al nivel del 5% para contradecir la hipótesis nula de que  $H_0: P_1 = .25, P_2 = .25, P_3 = .50$

$$H_0: P_1 = .25, P_2 = .25, P_3 = .50$$

$H_a$ : Al menos una difiere

$$\text{calc.} = \frac{\sum (n_i - E(n_i))^2}{E(n_i)}$$

$$E(n_i) = NP_i$$

$$\alpha = .05$$

$$E(n_1) = 200(.25) = 50$$

$$k = 3$$

$$E(n_2) = 200(.25) = 50$$

$$n = 200$$

$$E(n_3) = 200(.50) = 100$$

$$= n-1 = 199$$

$$\text{calc.} = \frac{(48-50)^2}{50} + \frac{(69-50)^2}{50} + \frac{(83-100)^2}{100} \therefore$$

$$\text{calc.} = .087 + 7.22 + 2.89 = 10.19$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \alpha, (k-1) = \chi^2_{.05, 2} = 5.99$$

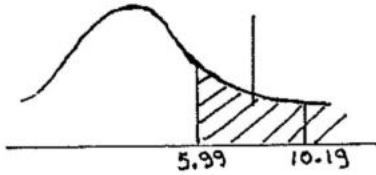


Fig. 46

Cae en la zona de rechazo, por lo tanto existen evidencias para concluir que una probabilidad al menos difiere ( Fig. 46 )

d).- En un estudio ecológico (comportamiento anual) con una muestra de 100 organismos bentónicos se desea saber si un cierto organismo presenta preferencia respecto a las condiciones ambientales diferentes. Los resultados obtenidos son los siguientes:

Condición	A	B	C	D	E
Frecuencia	17	27	22	15	19

Indique al nivel del 5% si existe una preferencia respecto a las condiciones ambientales.

$$H_0: P_1 = P_2 = P_3 = P_4 = P_5 = \frac{1}{5}$$

$H_a$ : Al menos una difiere.

$$\alpha = .05$$

$$k = 5$$

$$n = 100$$

$$= n-1 = 99$$

$$= k-1 = 4$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{[n_i - E(n_i)]^2}{E(n_i)}$$

$$E(n_{ij}) = NP_i$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, (k-1)}$$

$$E(ni_1) = 100(.2) = 20$$

$$E(ni_2) = 100(.2) = 20$$

$$E(ni_3) = 100(.2) = 20$$

$$E(ni_4) = 100(.2) = 20$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{(17-20)^2}{20} + \frac{(27-20)^2}{20} + \frac{(22-20)^2}{20} + \frac{(15-20)^2}{20} + \frac{(19-20)^2}{20}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = .45 + 2.45 + 0.2 + 1.25 + .05 = 4.4$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{.05, 4} = 9.488$$

Cae fuera de la zona de rechazo, no existen evidencias para concluir que tienen preferencia respecto a condiciones ambientales ( Fig. 47)

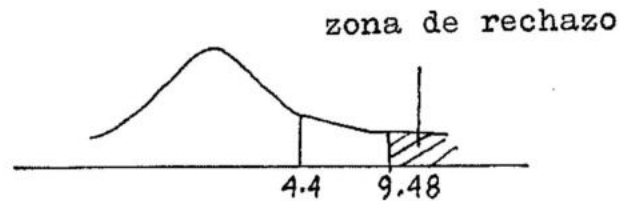


Fig. 47

#### 2.4.9.- Tablas de Contingencia.

Son pruebas de bondad, con escalas nominales; se determinan:

i.- Dando una probabilidad de distribución hipotética a la población que va a ser probada.

i.i.- La población y la muestra se clasifican de acuerdo a una distribución propia.

##### 2.4.9.1.- Suposiciones:

i.- Los conteos son muestras aleatorias de la pobla

ción.

i.i.- El experimento es una variable multinominal con  $r \times c$  resultados posibles.

$r$  = renglones

$c$  = columnas

i.i.i.- Las frecuencias esperadas en cada una de las celdas es mayor que 5

$$E(n_{ij}) > 5$$

i.v.- Las hipótesis a probar son:

$H_0$ : Las clasificaciones son independientes.

$H_a$ : Las clasificaciones son dependientes

v.- La estadística de prueba es la siguiente:

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{[n_{ij} - E(n_{ij})]^2}{E(n_{ij})}$$

$$E(n_{ij}) = \frac{n_i n_j}{n}$$

$n$  = total

$n_i$  = renglón

$n_j$  = columna

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{\alpha, (h-1)(c-1)}$$

$h$  = hileras

$c$  = columnas

Ejemplos:

a).- En un muestreo ecológico se desea estudiar la rela-

ción entre la abundancia de 4 especies bentónicas y el tipo de sustrato. La colecta basada en un total de 1000 organismos produce la siguiente tabla de frecuencias.

	A	B	C	D	TOTALES	
1	157	65	181	10	413	$n_j$
2	126	82	142	46	396	
3	58	45	60	28	191	
T	341	192	383	84	1000	$n$
	$n_i$					

La tabla de contingencia se obtiene de la siguiente forma:

Se multiplica el total de la columna ( $n_i$ ) por el total del renglón ( $n_j$ ) y se divide entre la sumatoria de columnas o renglones  $n$ , así el primer valor se obtiene de la siguiente manera:

$$\begin{aligned}
 1 \text{ valor de A} & \quad 341 \times 413 / 1000 = 140.83 \\
 2 \text{ valor de A} & \quad 341 \times 396 / 1000 = 135.04 \\
 3 \text{ valor de A} & \quad 341 \times 191 / 1000 = 65.13
 \end{aligned}$$

y así sucesivamente:

	A	B	C	D	TOTALES
1	140.83	79.3	158.18	34.7	413
2	135.03	76.03	151.66	33.26	396
3	65.13	36.67	73.15	16.04	191
TOT.	341.0	192.0	383.0	84.00	1000

Aplicando la estadística de prueba tenemos:

$$\chi^2_{\text{calc.}} = \frac{[(n_{ij}) - E(n_{ij})]^2}{E(n_{ij})}$$

$$\begin{aligned} \chi^2_{\text{calc.}} = & \frac{(157-140.83)^2}{140.83} + \frac{(65-79.3)^2}{79.3} + \frac{(181-158.18)^2}{158.18} + \\ & + \frac{(10-34.7)^2}{34.7} + \frac{(126-135.03)^2}{135.03} + \frac{(82-76.03)^2}{76.03} + \\ & + \frac{(142-151.66)^2}{151.66} + \frac{(46-33.26)^2}{33.26} + \frac{(58-65.13)^2}{65.13} + \\ & + \frac{(45-36.67)^2}{36.67} + \frac{(60-73.15)^2}{73.15} + \frac{(28-16.04)^2}{16.04} \end{aligned}$$

$$\begin{aligned} \chi^2_{\text{calc.}} = & 1.857 + 2.579 + 3.292 + 17.58 + 0.604 + \\ & + 0.469 + 0.599 + 4.88 + 0.781 + 1.892 + \\ & + 2.364 + 8.918 \end{aligned}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = 45.815$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{.05} (3-1)(4-1) = \chi^2_{.05, 6} = 12.59$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} > \chi^2_{\text{crit.}}$$

Cae en la zona de rechazo, por lo tanto podemos concluir que existen evidencias que hay dependencia entre el orga

- mismo y el sustrato. ( Fig. 48)

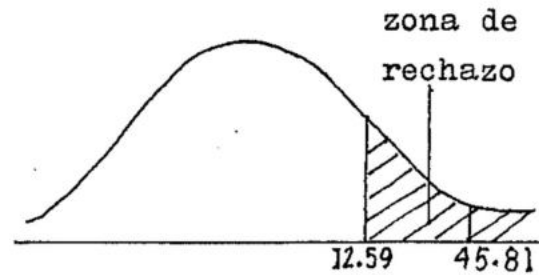


Fig. 48

b).- En un estudio ecológico se desea determinar si los organismos machos y hembras de una especie dada, depende del lugar donde la muestra fue colectada. Los resultados obtenidos se presentan en la siguiente tabla.

	A	B	C	D	E	TOTAL
♂	39	19	12	28	18	116
♀	172	61	44	70	37	384
TOT.	211	80	56	98	55	500

Hipótesis:

Ho: Las clasificaciones son independientes.

Ha: Las clasificaciones son dependientes

$$\alpha = 1\% = .01$$

	A	B	C	D	E	TOTAL
♂	48.95	18.56	12.99	22.76	12.76	116
♀	162.04	61.44	43.0	75.26	42.24	384
TOT	211	80	56	98	55	500

$$\begin{aligned}
 \chi^2_{\text{calc.}} = & \frac{(39-48.95)^2}{48.95} + \frac{(19-18.56)^2}{18.56} + \frac{(12-12.97)^2}{12.97} + \\
 & + \frac{(28-22.76)^2}{22.76} + \frac{(18-12.76)^2}{12.76} + \frac{(172-162.04)^2}{162.04} + \\
 & + \frac{(61-61.44)^2}{61.44} + \frac{(44-43.10)^2}{43.10} + \frac{(70-75.26)^2}{75.26} + \\
 & + \frac{(37-42.24)^2}{42.24}
 \end{aligned}$$

$$\chi^2_{\text{calc.}} = 7.13$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{.01}(4) = 13.27$$

Cae fuera de la zona de rechazo, por lo tanto podemos decir que no hay evidencias para concluir que son dependientes, es decir, machos y hembras no están segregados dependiendo del sustrato.

c).- En un estudio ambiental se desea determinar si existe una relación entre el grado de contaminación y la localización geográfica de la zona de muestreo. Los resultados se presentan en la siguiente tabla:

Indique al 5% si existen evidencias para concluir que las clasificaciones son dependientes.

## Calidad del agua

	Buena	Mala	Totales
Zona A	17	31	48
Zona B	317	291	608
Totales	334	322	656

Ho: Las clasificaciones son independientes

Ha: Las clasificaciones son dependientes

	Buena	Mala	Totales
Zona A	24.44	23.56	48
Zona B	309.56	298.44	608
Totales	334	322	656

$$\begin{aligned} \text{calc.} &= \frac{(17-24.44)^2}{24.44} + \frac{(31-23.56)^2}{23.56} + \frac{(317-309.56)^2}{309.56} + \\ &+ \frac{(291-298.44)^2}{298.44} = 2.26+2.35+0.18 = 4.97 \end{aligned}$$

$$\chi^2_{\text{crit.}} = \chi^2_{.05, 1} = 3.841$$

Cae en la zona de rechazo, Ho se rechaza, por lo tanto podemos concluir que si hay evidencias, que hay dependencia ( Fig. 49 )

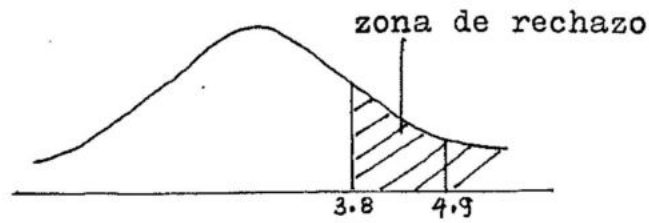


Fig. 49

### 2.4.10.- Inferencia con dos muestras

Suposiciones:

i.- Las muestras son aleatorias e independientes

i.i.- Si el número de muestras es menor de 30 ( $n < 30$ ), las poblaciones deben de ser normales.

Hay tres tipos de inferencias dependiendo de las muestras que se tengan.

a).- Varianzas iguales  $\sigma_1^2 = \sigma_2^2$

b).- Varianzas diferentes  $\sigma_1^2 \neq \sigma_2^2$

c).- Muestras pareadas

#### 2.4.10.1 Varianzas iguales.

Fórmula para encontrar el intervalo de confianza:

$$\mu_1 - \mu_2 = (\bar{X}_1 - \bar{X}_2) \pm (t_{\frac{\alpha}{2}, n_1+n_2-2}) \sqrt{Sp \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}$$

$$Sp^2 = \frac{(n_1 - 1)S_1^2 + (n_2 - 1)S_2^2}{n_1 + n_2 - 2}$$

$S_p$  = varianza ponderada

$n_1$  = número de datos muestra 1

$n_2$  = número de datos muestra 2

$S_1$  = varianza muestra 1

$S_2$  = varianza muestra 2

Ensayos de hipótesis:  $H_0: \mu_1 = \mu_2$

a).-  $H_a: \mu_1 \neq \mu_2$

b).-  $H_a: \mu_1 > \mu_2$

c).-  $H_a: \mu_1 < \mu_2$

Estadística de prueba:

$$t_{\text{calc.}} = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2 - (\mu_1 - \mu_2)}{\sqrt{S_p^2 \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}} \quad \begin{array}{l} \text{si } \mu_1 = \mu_2 \\ (\mu_1 - \mu_2) = 0 \end{array}$$

Por lo tanto

$$t_{\text{calc.}} = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{S_p^2 \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}}$$

Reglas de decisión (rechazo de  $H_0$ ), considerando valores absolutos.

a).-  $|t_{\text{calc.}}| > t_{\frac{\alpha}{2}, n_1 + n_2 - 2}$  se rechaza  $H_0$

$$b).- \mu_1 > \mu_2$$

t calc.  $>$   $t_{\alpha, n_1 + n_2 - 2}$  se rechaza  $H_0$

$$c).- \mu_1 < \mu_2$$

t calc.  $<$   $-t_{\alpha, n_1 + n_2 - 2}$  se rechaza  $H_0$

Ejemplos:

a).- En un estudio de productividad primaria se desea comparar la concentración de clorofila A en dos zonas diferentes obteniéndose los siguientes resultados:

Zona 1	zona 2
n= 13	n= 15
$\bar{X} = 6.8 \text{ mg ClA} / \text{m}^3$	$\bar{X} = 5.3 \text{ mg. Cl A} / \text{m}^3$
S = 1.4	S= 1.6

Hipótesis:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$\gamma = 13 + 15 - 2 = 26$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

$$\alpha = .05$$

$$\gamma = n_1 + n_2 - 2$$

$$t \text{ crit.} = t_{\frac{\alpha}{2}, 26} = t_{0.025, 26} = 2.056$$

$$t \text{ crit.} = 2.056$$

Varianza ponderada:

$$S_p^2 = \frac{(n_1 - 1)S_1^2 + (n_2 - 1)S_2^2}{n_1 + n_2 - 2}$$

$$S_p^2 = \frac{23.52 + 35.84}{26} = 2.28$$

t calculada:

$$t_{\text{calc.}} = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{S_p^2 \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}} = \frac{6.8 - 5.3}{\sqrt{2.28 \left( \frac{1}{13} + \frac{1}{15} \right)}} = \frac{1.5}{\sqrt{0.175 + 0.152}}$$

$$t_{\text{calc.}} = 2.62$$

Cae en la zona de rechazo, por lo tanto existen evidencias para concluir que hay mayor cantidad de clorofila en la zona 1 ( Fig. 50)

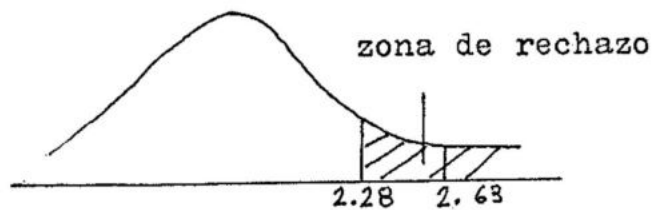


Fig. 50

b).- Un centro de investigación desea comparar la efectividad de un método nuevo en la enseñanza de uno de sus cursos de postgrado. Para este propósito se decide realizar un experimento al inicio del semestre, asignándose 8 alumnos al método nuevo y 12 alumnos al método tradicional. Al final del semestre se efectúa un examen único para ambos grupos obteniéndose los siguientes resultados:

Método nuevo	Método viejo
$n_1 = 8$	$n_2 = 12$
$\bar{X}_1 = 76.9$	$\bar{X}_2 = 72.7$
$S_1 = 4.85$	$S_2 = 6.65$

1).- Obtener el intervalo de confianza con 90% para las medias.

2).- Realizar un ensayo de hipótesis para el 5% , para ver si existen diferencia entre los dos métodos.

1).- Intervalo de confianza:

$$\mu_1 - \mu_2 = (\bar{X}_1 - \bar{X}_2) \pm \left( t_{\frac{\alpha}{2}, n_1 + n_2 - 2} \right) \sqrt{Sp^2 \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}$$

$$Sp^2 = \frac{(n_1 - 1)S_1^2 + (n_2 - 1)S_2^2}{n_1 + n_2 - 2}$$

$$n_1 + n_2 - 2$$

$$\begin{aligned}
 s_p^2 &= \frac{(8-1)(4.85)^2 + (12-1)(6.65)^2}{8+12-2} = \\
 &= \frac{7(23.52) + 11(44.22)}{18} = \frac{164.64 + 486.42}{18} = \\
 &= \frac{651.06}{18} = 36.17
 \end{aligned}$$

$$\mu_1 - \mu_2 = (76.9 - 72.7) \pm (t_{.10/2}, 8+12-2) \sqrt{36.17 \left( \frac{1}{8} + \frac{1}{12} \right)}$$

$$\mu_1 - \mu_2 = 4.2 \pm 1.7341 \sqrt{7.52336} = 4.2 \pm 4.756 = 8.956$$

$$-0.55 \leq \mu_1 - \mu_2 \leq 8.95$$

2).- Ensayo de hipótesis:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

$$\alpha = 5 = .05$$

$$t \text{ calc.} = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{s_p^2 \left( \frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2} \right)}}$$

$$t \text{ calc.} = \frac{76.9 - 72.7}{4.52 + 3.01} = \frac{4.2}{2.743} = 1.53$$

$$t \text{ crit.} = t_{\frac{\alpha}{2}}, n_1 + n_2 - 2 = t_{.025, 18} = 2.10$$

No cae en la zona de rechazo,  $H_0$  no se rechaza y por lo tanto no hay evidencias para concluir que existen diferencias entre los dos métodos ( Fig. 51 ) .

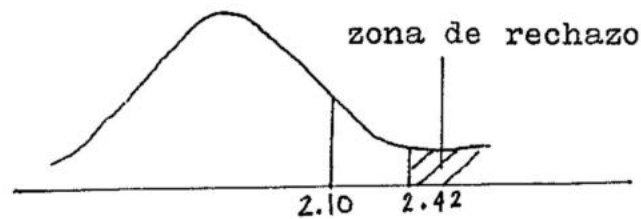


Fig. 51

2.4.10.2.- Inferencia de dos medias con varianzas diferentes.

Al igual que los casos anteriores, primeramente se efectúa un ensayo de hipótesis, donde:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

Intervalo de confianza

$$\mu_1 - \mu_2 = (\bar{X}_1 - \bar{X}_2) \pm t_{\frac{\alpha}{2}} \cdot \gamma \left( \sqrt{\frac{s_1^2}{n_1} + \frac{s_2^2}{n_2}} \right)$$

Ensayos

$$t \text{ crit.} = t_{\alpha/2}, \gamma$$

$$t = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{\sqrt{\frac{S_1^2}{n_1} + \frac{S_2^2}{n_2}}}$$

Los grados de libertad estan dados por:

$$\gamma = \frac{\left[ \frac{S_1^2}{n_1} + \frac{S_2^2}{n_2} \right]^2}{\frac{\left( \frac{S_1^2}{n_1} \right)^2}{n_1 - 1} + \frac{\left( \frac{S_2^2}{n_2} \right)^2}{n_2 - 1}}$$

Ejemplos:

a).- En un estudio de contaminación se desea comparar dos geográficas diferentes respecto a su contenido de DDT en ppm. Los datos se presentan a continuación:

Zona A	Zona B
$n_1 = 57$	$n_2 = 35$
$\bar{X}_1 = 70.42$	$\bar{X}_2 = 76.85$
$S_1 = 9.95$	$S_2 = 11.6$

Indique si existen evidencias para concluir que la concentración media de DDT difiere en las dos zonas con un valor de significancia del .05.

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 \quad \alpha = .05$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

$$Y = \frac{\left( \frac{(9.95)^2}{57} + \frac{(11.6)^2}{35} \right)^2}{\frac{((9.95)^2/57)^2}{56} + \frac{((11.6)^2/35)^2}{34}} = \frac{31.14}{0.48} = 64.87$$

$$Y = 65$$

$$t_{\text{crit.}} = t_{.025, 65} = 1.9945$$

$$t_{\text{calc.}} = \frac{70.42 - 76.85}{\sqrt{1.736 + 3.845}} = \frac{-6.46}{\sqrt{5.58}} = -2.73$$

Cae en la zona de rechazo, por lo tanto si hay evidencias para concluir que las medias difieren (Fig. 52)

zona de rechazo

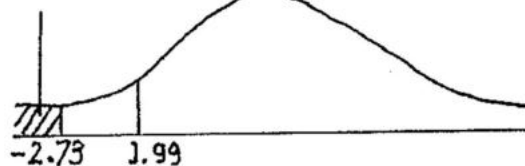


Fig. 52

2.4.11.- Igualdad de dos varianzas ( Prueba F ).

i.- Se utiliza para comparación de dos varianzas poblacionales.

i.i.- Es una distribución muestral generado por el cociente de las dos varianzas  $F = \frac{\sigma_1^2}{\sigma_2^2}$

i.i.i.- La distribución F es parecida a la  $\chi^2$ .

a).- La distribución F es una familia de curvas asimétricas y está controlada por pares de grados de libertad  $\gamma_1, \gamma_2$

b).- Se aproxima a la distribución normal para muestra mayores de 120.

Hipótesis:

$$H_0: \sigma_1^2 = \sigma_2^2$$

$$H_a: \sigma_1^2 \neq \sigma_2^2$$

$$F = \sigma_1^2 / \sigma_2^2 \quad \text{o} \quad \sigma_2^2 / \sigma_1^2$$

El numerador debe ser el mayor

Estadística:

$$F = \frac{s_1^2}{s_2^2}$$

Decisión: Se rechaza  $H_0$  si F calculada es:

$$F_{\text{calc.}} > F_{\alpha, \gamma_1, \gamma_2}$$

$\gamma_1$  = varianza mayor ( grados de libertad )

$\gamma_2$  = grados de libertad de la varianza menor

$F_{\text{crit.}} = F_{\alpha, \gamma_1, \gamma_2}$  solo para una cola ( extremo superior)

Ejemplos:

a).- En un experimento biológico se desea determinar si el peso de los organismos de cierta especie bentónica de pende del sexo de los organismos. Para tal propósito se presentan las siguientes observaciones.

Indique al 5% si existen evidencias para concluir que el peso de las hembras es más variable que el peso en los machos.

$\sigma$	$\phi$
$n = 18$	$n = 13$
$\bar{X} = 4.21$	$\bar{X} = 4.18$
$S^2 = .019$	$S^2 = .049$

$$H_0: \sigma_1^2 = \sigma_2^2$$

$$H_a: \sigma_1^2 \neq \sigma_2^2$$

$$\alpha = .05$$

$$\gamma = n - 1$$

$$F \text{ crit.} = F_{\alpha, \gamma_1, \gamma_2}$$

$$F \text{ crit.} = F_{.05, 12, 17} = 2.38$$

$$F \text{ calc.} = \frac{S_1^2}{S_2^2} = \frac{.049}{.019} = 2.58$$

Si cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, por lo tan to si hay evidencias para concluir que el peso de las

hembras es más variable que el peso en los machos (Fig. 53)

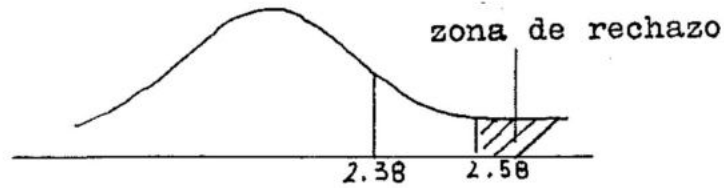


Fig. 53

b).- En un estudio ecológico se desea saber si la zona costera es más variable en concentración de clorofila A que la zona de mar abierto, para tal propósito se obtiene la siguiente información.

Zona costera	Mar abierto
n=8	n= 12
$\bar{X} = 76.9 \mu\text{gr.Cl A/lt.}$	$\bar{X} = 72.7 \mu\text{gr.Cl A/ lt.}$
S = 4.85	S = 6.375
$S^2 = 23.52$	$S^2 = 40.64$

Indique al nivel del 5% si las varianzas son iguales o diferentes.

$$H_0: \sigma_1^2 = \sigma_2^2$$

$$H_a: \sigma_1^2 \neq \sigma_2^2$$

$$F \text{ crit.} = F .05 , 11, 7 = 3.57$$

$$F \text{ calc.} = \frac{40.64}{23.52} = 1.72$$

No cae en la zona de rechazo, por lo tanto podemos concluir que la varianza de las dos poblaciones son iguales ( Fig.54 )

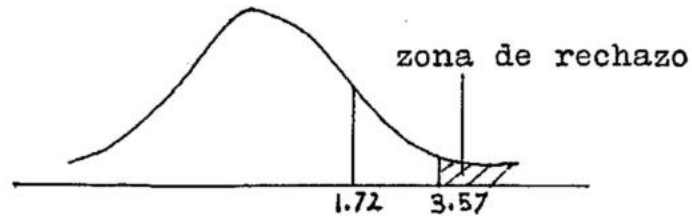


Fig. 54

2.4.12.- Métodos no paramétrico para muestras dependientes pareadas.

Intervalo de confianza:

$$\mu_D = \bar{X}_D \pm t \left( \frac{SD}{\sqrt{nD}} \right)$$

Estadística de prueba:

$$t \text{ calc} = \frac{\bar{X}_D - \mu}{\frac{SD}{\sqrt{nD}}}$$

$$\mu_1 = \mu_2 = 0, \text{ por eso se elimina.}$$

$\Delta X$  = Diferencia de datos

$$t \text{ crit.} = t \frac{\alpha}{2}, \gamma$$

Ensayos de hipótesis:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

Ejemplos:

a).- En un experimento de nutrición se desea determinar el incremento en peso para 10 organismos, mantenidos en situaciones controladas. El peso inicial y final se presenta en la tabla siguiente

# de pez	peso inicial (gr)	peso final (gr)	$\Delta X$
1	13	15	2
2	15	22	7
3	30	35	5
4	10	9	-1
5	15	16	1
6	37	42	5
7	25	21	-4
8	28	32	4
9	39	42	3
10	10	11	1

Indique si existen evidencias al nivel del 1% para concluir el aumento promedio en peso es significativo.

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2$$

$$nD = 10 \text{ org.}$$

$$SD = 3.23$$

$$\bar{X}_D = 2.3 \text{ gr.}$$

$$t \text{ Calc.} = \frac{\bar{X}_D}{\frac{SD}{\sqrt{nD}}}$$

$$t \text{ crit.} = t_{\frac{\alpha}{2}}, \gamma$$

$$t_{\text{calc.}} = \frac{2.3}{\frac{3.23}{\sqrt{10}}} = \frac{2.3}{1.022} = 2.25$$

$$t_{\text{crit.}} = t_{\frac{.01}{2}, 9} = t_{.005, 9} = 3.24$$

Cae fuera de la zona de rechazo,  $H_0$  no se rechaza y por lo tanto no hay evidencias para concluir que el aumento en peso es significativo ( Fig. 55)

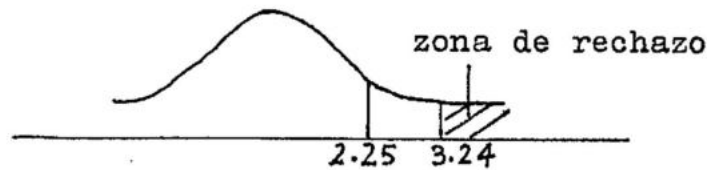


Fig. 55

b).- Una empacadora de productos marinos establece un programa de capacitación para tratar de aumentar la productividad de sus empleados. Para este propósito se seleccionan 10 empleados que son sometidos al programa de entrenamiento, efectuándose un examen antes y después de dicho programa. Los exámenes están diseñados para medir la eficiencia de los trabajadores en donde mayor calificación más productividad. Indique al nivel del 10% para concluir que el entrenamiento fue efectivo.

Empleado	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Antes	63	93	84	72	65	72	91	84	71	80
Después	78	92	91	80	69	85	99	82	81	87
$\Delta X$	15	-1	7	8	4	13	8	-2	10	7

$$\begin{aligned}
 H_0: \mu_1 &= \mu_2 & t_{\text{calc.}} &= \frac{6.9}{\frac{5.43}{3.16}} = \frac{6.9}{1.718} = 4.016 \\
 H_a: \mu_1 &> \mu_2 & & \\
 n_D &= 10 & & \\
 \bar{X}_D &= 6.9 & t_{\text{crit.}} &= t_{.05, 9} = 1.83 \\
 SD &= 5.43 & & \\
 \alpha &= 10\% = .1 & &
 \end{aligned}$$

Cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, por lo tanto se puede concluir que existen evidencias que el entrenamiento fue efectivo. ( Fig. 56 )

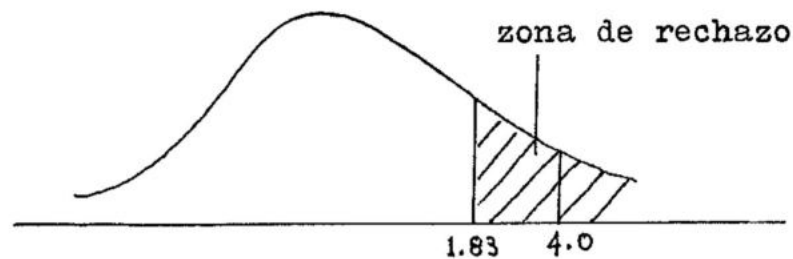


Fig. 56

c).- Una compañía naviera desea comparar dos tipos de pintura anticorrosiva para sus embarcaciones. Con este propósito se seleccionan 10 barcos procediendo a cubrirlos por un lado con la pintura 1 y por el otro lado con la pintura 2. La información que aparece en la tabla es el número de días antes que se presente señales de corrosión.

Indique al nivel del 5% si una de las pinturas ofrece mayor protección que la otra.

Barcos	Dias		X
	Pintura 1	Pintura 2	
1	892	985	193
2	904	953	49
3	775	775	0
4	435	510	75
5	946	895	-51
6	853	875	22
7	780	895	115
8	695	725	30
9	825	858	33
10	750	812	62

$$H_0: \mu_1 = \mu_2$$

$$H_a: \mu_1 < \mu_2$$

$$XD = 42.8$$

$$SD = 47.725$$

$$n = 10$$

$$t_{\text{calc.}} = \frac{42.8}{\frac{47.725}{\sqrt{10}}} = \frac{42.8}{15.103} =$$

$$t_{\text{calc.}} = 2.83$$

$$t_{\text{crit.}} = t_{.05, 9} = 1.83$$

Cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, por lo tanto, si hay evidencias para concluir que la pintura 2 ( $\mu_2$ ) ofrece mayor protección

2.4.13.- Métodos no paramétricos para muestras independientes.

i.- Son mejores cuando las poblaciones no son normales.

i.i.- Son mejores en muestras pequeñas

i.i.i.- Se usan cuando se tienen datos en escala ordinal.

i.v.- Son mejores cuando tenemos valores extremos.

Con estos métodos se comparan las medianas en vez de las medias.

Prueba de Wilcoxon.

1).- Se asignan rangos de menor a mayor.

2).- Se suman los rangos de cada columna

3).- Hipótesis de trabajo:

$H_0$ : Las dos poblaciones tienen distribución de probabilidad igual.

$H_a$ : Las dos poblaciones tienen distribución de probabilidad diferente.

4).- Estadística:

Se toma la suma de rangos "t" de menor tamaño y se considera:

$n_1$  = población de menor tamaño

$n_2$  = población de mayor tamaño

Se busca en la tabla Wilcoxon en muestras independientes obteniéndose  $T_L$  y  $T_U$  en donde:

$T_L$  = Es la cola del lado menor (lado izquierdo )

$T_U$  = Es la cola del lado mayor ( lado derecho ).

## 5).- Reglas de decisión:

Se rechaza  $H_0$  si  $t_{\text{calc.}} < T_L$  o  $t_{\text{calc.}} > T_U$

Suposiciones para hacer las pruebas son:

a).- Las dos muestras son tomadas al azar y de manera independiente.

b).- Las observaciones se pueden ordenar por magnitud

## Ejemplos:

a).- Se desea comparar el tiempo de reacción de dos contaminantes.

(seg)		(seg.)	
contaminante A	rango	contaminante B	rango
1.96	4	2.11	6
2.24	7	2.43	9
1.71	2	2.07	5
2.41	8	2.71	11
1.62	1	2.50	10
1.93	3	2.84	12
	$t_a = 25$	2.88	13
	$n = 6$		$t_B = 66$
			$n = 7$

según la tabla de Wilcoxon  $T_L = 28$   $T_U = 56$

utilizando el valor inferior, se puede concluir que si hay evidencias que el tiempo de reacción de los dos contaminantes

tes es diferente ( Fig. 57 )

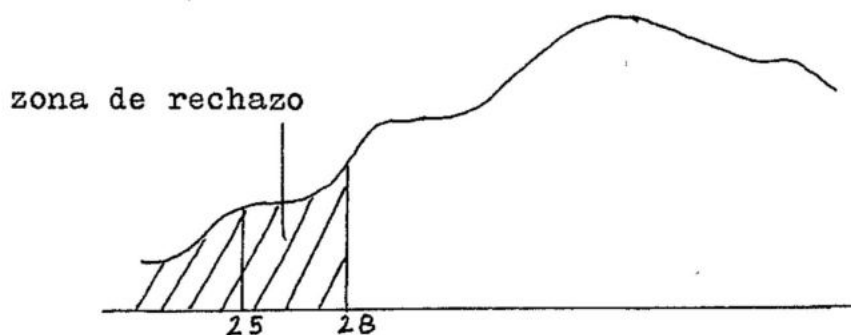


Fig. 57

b).- 14 estudiantes en un laboratorio oceanográfico efectúan mediciones de oxígeno utilizando dos métodos diferentes, la tabla presenta el tiempo necesario para completar el análisis en una muestra de agua de mar. Indique al nivel del 5% si existen pruebas para decir que un método es más rápido que otro.

A		B	
Tiempo (min.)	Rango	Tiempo (Min.)	Rango
15	14	5	6.5
10	13	1	1
5	6.5	2	2.5
7	9.5	8	11
4	5	2	2.5
9	12	6	8
7	9.5	3	4
$t_a = 69.5$		$t_B = 35.5$	
$n = 7$		$n = 7$	

$H_0$ : Las dos poblaciones tienen distribución de probabilidad igual

$H_a$ : Las dos poblaciones tienen distribución de probabilidad diferente.

$$t \text{ calc.} = 35.5$$

$$T_L = 39 \quad T_U = 66$$

$$t \text{ crit.} = 39$$

Cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, por lo tanto, si hay evidencias para concluir que las poblaciones son diferentes ( Fig. 58)

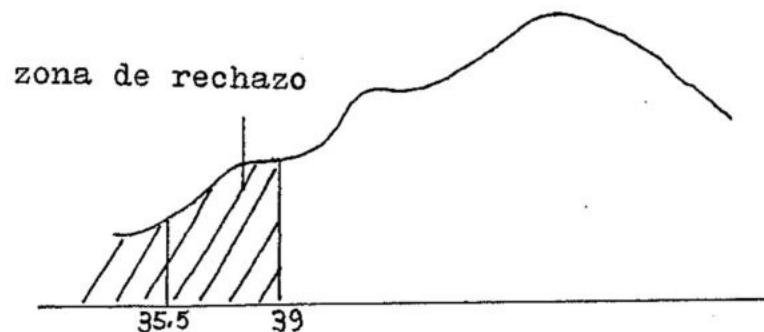


Fig. 58

c).- En un estudio ecológico se desea comparar la abundancia de diatomeas en dos regiones diferentes. La siguiente tabla presenta valores de abundancia en miles de células por litro, utilizando el método de Wilcoxon indique al nivel del 5% si existen evidencias para supo

ner que en una zona la abundancia es mayor que la otra.

x 1000 cel./lt.

x 1000 cel./lt.

Zona A	Rango	Zona B	Rango
43	5	57	11
48	8	39	1.5
42	4	55	10
60	12	52	9
39	1.5	88	14
47	7	46	6
		41	3
		64	13

$$t_a = 37.5$$

$$t_B = 67.5$$

$$n = 6$$

$$n = 8$$

$$H_0: P_1 = P_2$$

$$H_a: P_1 > P_2$$

$$= .05$$

$$t \text{ calc.} = 37.5$$

$$t \text{ crit.} = 32$$

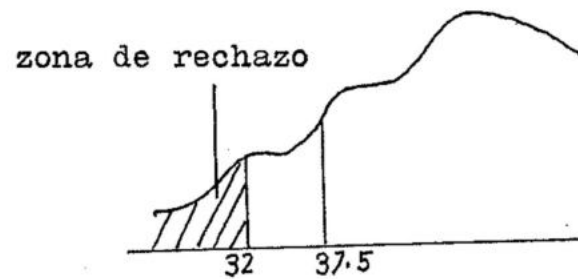


Fig. 59

No cae en la zona de rechazo,  $H_0$  no se rechaza, por lo tanto no hay evidencias para concluir que una zona es mayor que la otra ( Fig. 59 )

2.4.14.- Métodos no paramétrico para muestras dependientes o pareadas.

Prueba de Wilcoxon:

Hipótesis:

Ho: Probabilidad de distribución igual

Ha : Probabilidad de distribución diferente o  $A \neq B$

Suposiciones:

1).- Las muestras pareadas se toman al azar

2).- Las diferencias absolutas se pueden ordenar en orden creciente.

Cuando la diferencia entre dos valores es cero está se elimina porque no da ninguna información.

Se toma el rango menor y se elabora la hipótesis con él.

Ejemplo:

a).- En un estudio de mercado, una empacadora de productos marinos desea determinar la preferencia de clientes potenciales respecto a 2 productos enlatados para tal propósito se seleccionan al azar 10 personas y a cada 1 de ellas se le da una muestra de cada producto. Cada persona debe otorgar una calificación entre 1 y 10, para ambos productos, en donde mayor calificación mayor preferencia. Indique al nivel del 5% si existen evidencias para concluir que un producto tiene mayor aceptación que otro.

Ho:  $P_1 = P_2$

Ha:  $P_1 \neq P_2$

Sujeto	Productos		Diferencia	Rango		
	A	B		A-B		
1	6	4	2	2	4	5
2	8	5	3	3	7	7.5
3	4	5	-1	1	1	-2
4	9	8	1	1	2	2
5	4	1	3	3	8	7.5
6	7	9	-2	2	5	-5
7	6	2	4	4	9	9
8	5	3	2	2	6	5
9	6	7	-1	1	3	-2
10	8	2	6	6	10	10

$$n = 10 \quad t - = 9$$

$$t + = 46$$

$$\alpha = 5\% = .05$$

$$t \text{ crit.} = 8$$

$$t \text{ calc.} = 9$$

No cae en la zona de rechazo,  $H_0$  no se rechaza, no existen evidencias para concluir que los socios prefieren un plan en particular ( Fig. 60)

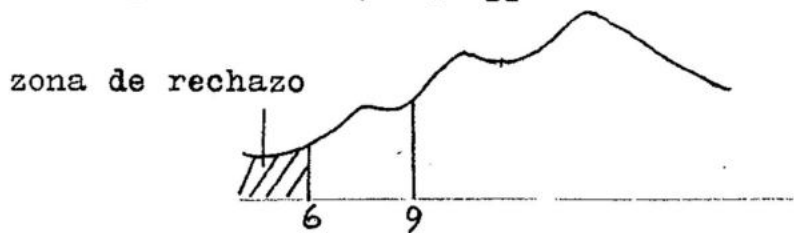


Fig. 60

b).- Una cooperativa desea implementar un cultivo comercial de ostión. Los socios deben seleccionar entre dos planes de acción diferentes. Como una ayuda en la toma de decisiones se toman al azar 10 de los socios con experiencia previa, pidiéndole a cada uno de ellos que evalúen la eficiencia de ambos planes de acuerdo a sus criterios personales y les asignen una calificación entre una y 10 reflejando su preferencia.

Indique si hay evidencias al 5% para concluir que los socios prefieren un plan en particular.

Sujetos	A	B	Diferencias	A-B		Rango
1	7	9	-2	2	4	4.5
2	4	5	-1	1	1	2
3	8	8	0	no se toma en cuenta		
4	9	8	1	1	2	2
5	3	6	-3	3	6	6
6	6	10	-4	4	7	7.5
7	8	9	-1	1	3	2
8	10	8	2	2	5	4.5
9	9	4	5	5	9	9
10	5	9	-4	4	8	7.5

$$t_{+} = 15.5$$

$$H_0: \mu_{A_1} = \mu_{B_2}$$

$$t_{-} = 29.5$$

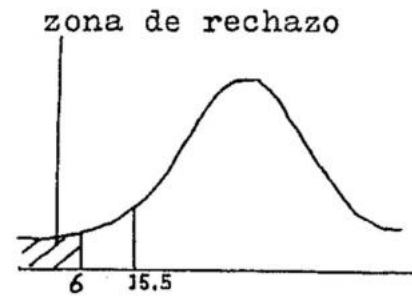
$$H_a: \mu_{A_1} \neq \mu_{B_2}$$

$$n = 9$$

$$t_{\text{crit.}} = 6$$

$$t_{\text{calc.}} = 15.5$$

Cae fuera de la zona de rechazo,  
 $H_0$  no se rechaza, no hay eviden-  
 cia que A sea diferente que B  
 ( Fig. 61 )



#### 2.4.15.- Método Paramétrico (análisis de varianzas )

1).- Diseño completamente aleatorio.- Es aquel mues-  
 treo donde las muestras son tomadas al azar y de manera to  
 talmente independiente para cada una de las poblaciones de  
 interes.

2).- Unidad experimental.- Objetos o unidad sobre los  
 cuales se toman las medidas.

3).- Niveles de tratamiento.- Son las diferentes con-  
 diciones a ensayar.

Utilizado para más de dos muestras.

Hipótesis:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 = \mu_n$$

$H_a$ : Al menos una difiere

Suposiciones:

- 1).- Las poblaciones deben ser normales.
- 2).- Las varianzas deben ser iguales
- 3).- Las muestras deben ser independientes y to-

madas al azar.

Nos indica la variación entre niveles ( como se encuentran abiertas las poblaciones)

$$\text{Varianza de muestras} = \frac{(\bar{X} - X)^2}{N-1} = \frac{\text{suma de cuadrados}}{\text{grados de libertad}}$$

$$\text{Varianza total} = \frac{SS_{to}}{N-1} = \frac{\text{Suma de cuadrados}}{\text{grados de libertad}}$$

$$\text{Media cuadrática total} = \frac{SS_{to}}{N-1} = MS_{to}$$

$$\begin{aligned} \text{Variación entre niveles} &= \frac{SS_t}{N-1} = \\ &= \frac{\text{Suma de cuadrados entre tratamientos}}{\text{grados de libertad}} \end{aligned}$$

t = tratamientos

$$\begin{aligned} \text{Variación dentro de cada nivel} &= \frac{SSE}{N-K} = \\ &= \frac{\text{Suma de cuadrados x error}}{N-K} \end{aligned}$$

K = número de niveles

N = número de observaciones

Modelo Básico de la ANOVA

$$SSto = SSt + SSE$$

$$\text{Corrección por media (error)} = C M = \frac{(\text{Total de observaciones})^2}{\text{número de observaciones}} = \frac{(\sum X)^2}{N}$$

$$SSto = \sum X^2 - C M$$

$$SSt = \frac{t_1^2}{n_1} + \frac{t_2^2}{n_2} + \dots + \frac{t_k^2}{n_k} - CM$$

Relación lineal

$$SSE = SSto - SSt$$

Tabla ANOVA

Se utiliza para decidir si tenemos medias diferentes o iguales, tienen que ser balanceados los experimentos

$$F_{crit.} = F_{\alpha, \gamma_1, \gamma_2} = F_{\alpha, (k-1), (N-k)}$$

Resumen de la tabla ANOVA

Fuentes de variaciones	suma de cuadrados	grados de libertad	media cuadrática	F calc.
entre niveles	SSt	k-1	SSt	MSt
			k-1	MSE
x error	SSE	N-k	SSE	
			n-k	
total	SSto	N-1		

Ejemplos:

a).- Realizar un análisis de varianza para las siguientes dietas.

Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
3.1	2.7	2.8
3.2	2.4	2.8
3.4	2.3	2.9
3.5	3.4	3.3
3.3	2.2	3.7
$t_1 = 16.5$	$t_2 = 13$	$t_3 = 15.5$
$\bar{X}_1 = 3.3$	$\bar{X}_2 = 2.6$	$\bar{X}_3 = 3.1$

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 = \mu_3$$

Ha: Al menos una difiere

$$\alpha = .05$$

$$N = 15$$

$$(\sum X)^2 = 2025$$

$$\sum X^2 = 137.96$$

$$K = 3$$

$$CM = \frac{(\sum X)^2}{N}$$

$$CM = \frac{2025}{15} = 135$$

$$SSto = \sum X^2 - CM$$

$$SSto = 137.96 - 135 = 2.96$$

$$SSt = \frac{t_1^2}{n_1} + \frac{t_2^2}{n_2} + \frac{t_3^2}{n_3} - CM$$

$$SSt = \frac{(16.5)^2}{5} + \frac{(13)^2}{5} + \frac{(15.5)^2}{5} - 135$$

$$SSt = 136.3 - 135 = 1.3$$

$$SSE = SSto - SSt$$

$$SSE = 2.96 - 1.3$$

$$SSE = 1.66$$

Fuentes de Variaciones	Suma de cuadrados	grados de libertad	media cuadrática	F calc.
entre niveles	1.3	2	.65	4.71
x error	1.66	12	.138	
total	2.96	14		

$$F \text{ crit.} = F .05, 2, 12 = 3.89$$

$F$  calc. cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, SI HAY evidencias para concluir que las medias de las tres poblaciones al menos una difiere ( Fig. 62)

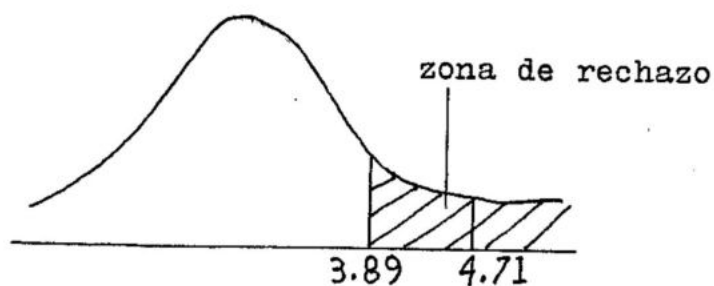


Fig. 62

2.4.16.- Análisis de varianzas con método no paramétrico de Kruskal- Wallis.

Se aplica a:

i.- Poblaciones no normales

i.i.- Poblaciones normales pero con varianzas no iguales.

i.i.i.- Cuando se presentan valores extremos.

Suposiciones:

1).- Las muestras deben ser al azar e independientes

2).- El número de observaciones en cada nivel debe ser igual a 5

3).- Las observaciones deben poderse ordenar por rangos ( ordinal).

Hipótesis:

Ho: La distribuciones de frecuencias son iguales

Ha: Al menos una difiere.

Estadística:

$$H \text{ calc.} = \frac{12}{n(n+1)} \cdot \sum \frac{R_J^2}{n_J} - 3(n+1)$$

n = Número total de observaciones

$n_J$  = Número de observaciones al nivel J

$R_J^2$  = Cuadrado de la suma de rangos del nivel J.

Se rechaza Ho si:  $H_o > \chi_{\alpha}^2, (K-1)$

Ejemplos:

Dieta 1	rango	Dieta 2	rango	Dieta 3	rango
6	5	34	25	13	9.5
38	27	28	19	35	26
3	2	42	30	19	15
17	13	13	9.5	4	3
11	8	40	29	29	20
30	21	31	22	0	1
15	11	9	7	7	6
16	12	32	23	33	24
25	17	39	28	18	14
5	4	27	18	24	16

$$\sum = 120$$

$$\sum = 210.5$$

$$\sum = 134.5$$

$$H \text{ calc.} = \frac{12}{30 (31)} \times \frac{(120)^2}{10} + \frac{(210)^2}{10} + \frac{(134.5)^2}{10} - 3 (31)$$

$$H \text{ calc.} = \frac{12}{930} \times (1440 + 4431.02 + 1809.02) - 93$$

$$H \text{ calc.} = .0129 (7680.04) - 93 = 6.097$$

si  $K = 3$

$$\chi^2_{\alpha, (k-1)} = \chi^2_{.05 (2)} = 5.99$$

Cae en la zona de rechazo,  $H_0$  se rechaza, por lo tanto si hay evidencias para concluir que una de las distribuciones

es diferente ( Fig. 63 )

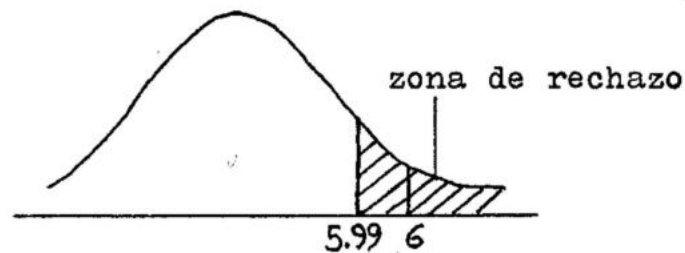


Fig. 63

b).- En un experimento particular se desea comparar la eficiencia de 4 tipos de combustible para motores fuera de borda. Para este propósito se utilizan 20 embarcaciones con características similares, de las cuales se asignan 5 al azar para cada tipo de combustible.

Se efectúa una carrera de 10 km. y la posición de arriba se anota en una tabla; indique al nivel del 5% si hay evidencias para concluir que el requerimiento para cada una de las condiciones experimentales varía.

Combustibles

A	B	C	D
1	12	8	14
5	2	9	15
6	17	3	16
7	19	11	4
10	20	13	18

$$\sum A = 29$$

$$\sum B = 70$$

$$\sum C = 44$$

$$\sum D = 67$$

Ho: Las distribuciones son iguales .

Ha: Al menos una de ellas difiere

$$H \text{ calc.} = \frac{12}{n(n+1)} \times \sum \frac{(R_J^2)}{n_J} - 3(n+1)$$

$$n = 20$$

$$\alpha = .05$$

$$K = 4$$

$$H = \frac{12}{20(21)} \times \left[ \frac{(29)^2}{5} + \frac{(70)^2}{5} + \frac{(44)^2}{5} + \frac{(67)^2}{5} \right] - 3(21)$$

$$H = .0285 \times 2433.2 - 63$$

$$H_{\text{calc.}} = 6.34$$

$$\chi^2_{\alpha, K-1} = \chi^2_{.05, 3} = 7.81$$

Cae fuera de la zona de rechazo, Ho no se rechaza, por lo tanto no hay evidencias para concluir que al menos una difiere ( Fig. 64)

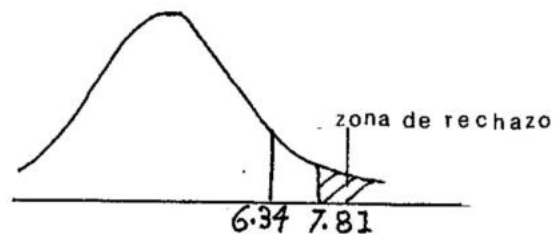


Fig. 64

## 2.5.- LITERATURA CITADA

Bliss C. I. 1970. Statics in biology Mc. Graw-Hill  
Book Company. Vol (1), 558p.

Cochran William G. y M. Cox. Gertrude. 1971. Diseños  
experimentales. Editorial Trillas, 661p.

Kreyszig E. 1973. Introducción a la estadística matema  
tática, principios y métodos. Editorial Limusa,  
505p.

Parker R. E. 1976. Estadística para biólogos. Edi-  
ciones Omega, S.A. 136p.

### 3.- BIOLOGIA PESQUERA

#### 3.1.- INTRODUCCION

Pesca: Acto de extraer, cultivar ó capturar por cualquier procedimiento autorizado, especies biológicas cuyo medio total, parcial ó temporal sea del agua, así como los actos previos o posteriores relacionado con ello.

Ciencia pesquera: Se interesa en el uso racional de los recursos marinos, como en la tecnología para su captura, en la elaboración, almacenado, manipulación, mercado y todos los problemas políticos y sociales que se deriven de éstos. Esta se conforma de las siguientes disciplinas:

- |                          |                         |
|--------------------------|-------------------------|
| a) Oceanografía Pesquera | d) Biología Pesquera    |
| b) Tecnología Pesquera   | e) Legislación Pesquera |
| c) Economía Pesquera     |                         |

Oceanografía Pesquera: Se encarga de estudiar la influencia ó relación del medio ambiente sobre los recursos marinos renovables.

Tecnología pesquera: Comprende dos aspectos.

i) Tecnología de capturas: Nos indica, en base a la oceanografía pesquera el donde, como y cuando pescar, así como el diseño y construcción de las artes de pesca.

ii) Tecnología del procesamiento: Serie de tratamientos y técnicas que se le da al producto hasta llegar al consumidor (preservado y presentación)

Economía pesquera: Comprende aspectos de comercialización, oferta y demás aspectos económicos de la pesca.

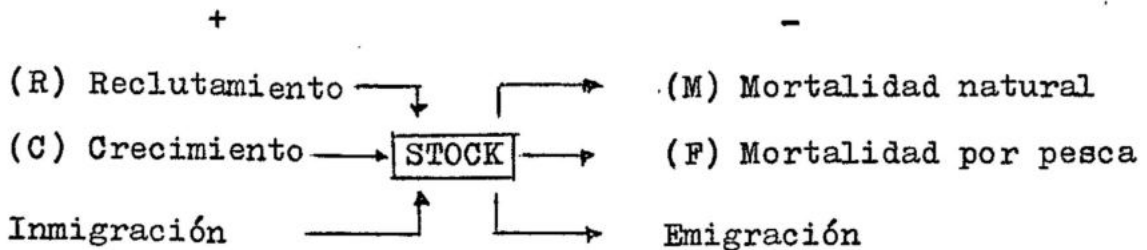
Biología Pesquera: Trata de conocer los cambios en el tiempo de una población dada y determinar la producción máxima sostenible, mediante la dinámica de poblaciones (crecimiento, mortalidad y reclutamiento)

Legislación Pesquera: Establece las normas de pesca - tales como: métodos de captura, vedas.

3.2.-Ecuación de Russel (1931): Formuló un sencillo modelo analítico para la pesca:

$$P_2 = P_1 + (R' + G') - (F + M)$$

Donde P, es el stock en el primer año y P es el segundo; R', incremento anual en reclutamiento; G', incremento anual en crecimiento; F, mortalidad por pesca; y M, mortalidad natural.



Nota: Inmigración y Emigración, se asume que son iguales, por lo que se anulan.

Si tenemos lo siguiente:

C = 30		F = 60
R = $\frac{20}{50}$	→	M = $\frac{20}{80}$
	→	80

Stock disminuye, sobrepesca

$$\begin{array}{rcl}
 R = 50 & & M = 20 \\
 C = \frac{30}{80} & \text{STOCK} & F = \frac{30}{50}
 \end{array}$$

Stock aumentando: Subpesca población con tendencia al equilibrio natural.

$$\begin{array}{rcl}
 R = 25 & & M = 25 \\
 C = \frac{25}{50} & \text{STOCK} & F = \frac{25}{50}
 \end{array}$$

Stock equilibrado: esfuerzo óptimo (Fig.65)

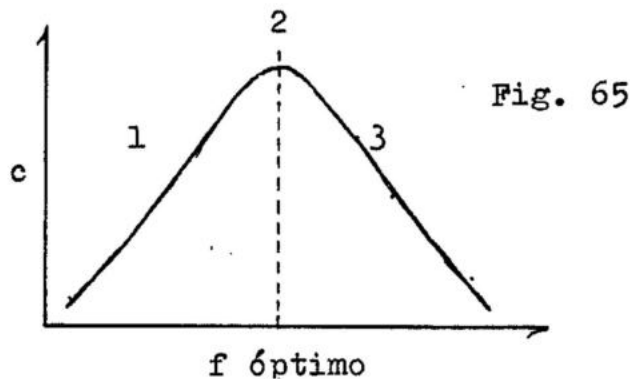


Fig. 65

- 1.- Subpesca
- 2.- Esfuerzo óptimo
- 3.- Sobrepesca

Unidad de Pesquería: Agrupación natural de barcos hombres e instrumentos.

Unidad de Pesca: Conjunto de equipo y mano de obra -- que puede realizar pesca de manera autónoma.

Unidad de Stock: Porción de la población pescable.

3.3.- Concepto de esfuerzo pesquero (f): trabajo necesario para obtener cierta cantidad de captura.

Captura: Cantidad de biomasa producida por el esfuerzo de pesca ó el trabajo necesario para obtener una captu-----

ra.

3.4.- Captura por unidad de esfuerzo: Se utiliza como índice de abundancia y se define como el promedio de capturas de una pesquería por unidad de esfuerzo, también se expresa como  $c/f$  ó C.P.U.E. y teóricamente depende de:

1)  $D \cdot q$  (densidad del recurso por el coef. de capturabilidad).

2)  $q$  se compone de:

i) Disponibilidad: que se define como todos los organismos presentes al mismo tiempo y en la zona de nuestro arte de captura.

ii) Accesibilidad: Todos aquellos organismos que pueden ser capturados por nuestro arte de pesca.

iii) Vulnerabilidad: Esta, depende de 2 factores:

-Evasion: Organismos que escapan a la red por movimientos propios.

-Escape: Aquellos que una vez capturados pueden escaparse a través de la luz de malla por ser más pequeños.

C.P.U.E. Nos sirve como indicativos de subpesca y sobrepesca, por ejemplo (Fig.66).

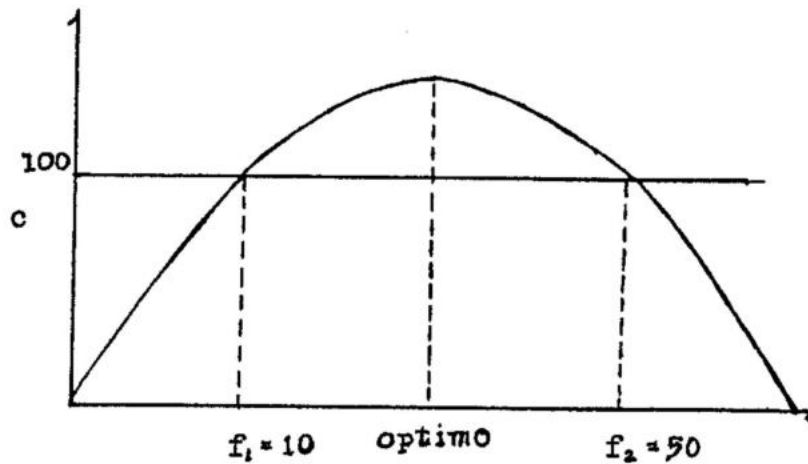


Fig. 66

$f_1$  ( - barcos + recurso + \$)

$f_2$  ( + barcos - recurso - \$)

$$\text{C.P.U.E.} = 100/10 = 10$$

Altas ganancias

edo. de subpesca

$$\text{C.P.U.E.} = 100/50 = 2$$

Bajas ganancias

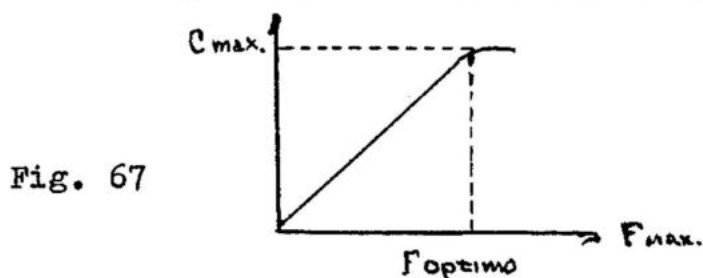
edo. de sobrepesca

### 3.5. Administración de una pesquería: (definiciones)

-La Administración Pesquera, es la prosecución de ciertos objetivos mediante el control directo ó indirecto del esfuerzo pesquero efectivo ó alguno de sus componentes, - Panayoton 1983

-Administración de Pesquerías, significa toma de decisiones con respecto a los componentes biológicos, técnicos económicos, sociales y obviamente, requiere información -- con respecto a cada uno de éstos componentes". Kesteven - 1983.

Como una primera idea para detectar y ejercer una administración de una pesquería, se utiliza el Método de la parábola de producción y, se dá al graficar las capturas - vs. los esfuerzos., pero sólo desde el punto de vista de la biomasa capturada ó del recurso en sí (Fig. 67).



Para determinar en un momento dado si esa pesquería - que ejercemos es o no rentable, recurrimos al modelo de la parábola de máxima producción económica (maximal economical yield) ó también conocida como MEY; para su elaboración se tienen que dar los siguientes requisitos: (Fig.68).

- a) Graficar capturas (c) vs. esfuerzos (f)
- b) Calcular el C.P.U.E. =  $c/f$
- c) Graficar C.P.U.E. ó  $c/f$  vs. f.

Como requisito primordial a éste método es que al graficar, se observe una tendencia lineal y negativa entre todos ó casi todos los puntos, de no ser así, entonces el juego de datos con que contamos no se ajustan al modelo.

d) Al determinar si nuestros datos presentan una correlación lineal, esto se determina por medio del coeficiente de correlación ó " " y se define:

$$r = \frac{\sum XY}{(\sum X^2) (\sum Y^2)}$$

donde  $X = f$   
 $Y = c/f$

$r = 1$  todos los puntos caen sobre la recta

$r = .98$  los puntos son aproximadamente a una recta.

$r = 0$  Ningún punto coincide con la recta.

e) Determinar la regresión lineal de  $c/f$  vs.  $f$ , donde

$X = f$  ;  $Y = c/f$  (Fig. 69).  
 variable independiente. variable dependiente. Y la ecuación de esa pendiente es:  $Y = a + b x$ , donde  $a =$  punto de intersección.  $b =$  pendiente.

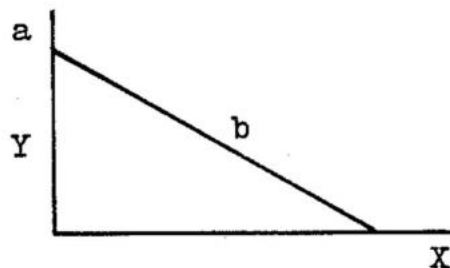


Fig.69

para determinar:

$$b = \frac{\sum (x-\bar{x})(y-\bar{y})}{\sum (x-\bar{x})^2} ; a = \bar{y} - b\bar{x}$$

Se tabulan de la siguiente manera

$x=(f)$	$y=(c/f)$	$(x-\bar{x})$	$(x-\bar{x})^2$	$(y-\bar{y})$	$(x-\bar{x})(y-\bar{y})$
---------	-----------	---------------	-----------------	---------------	--------------------------

$$y = a + bx$$

$$c/f = a + bf$$

$c = af - bf^2$  Ecuación de una parábola simétrica

f) Dar valores de  $f$  y encontrar la parábola

g)  $f_{qp} = 2/2b$  ;  $c_{max} = a/4b$

Parábola de Producción

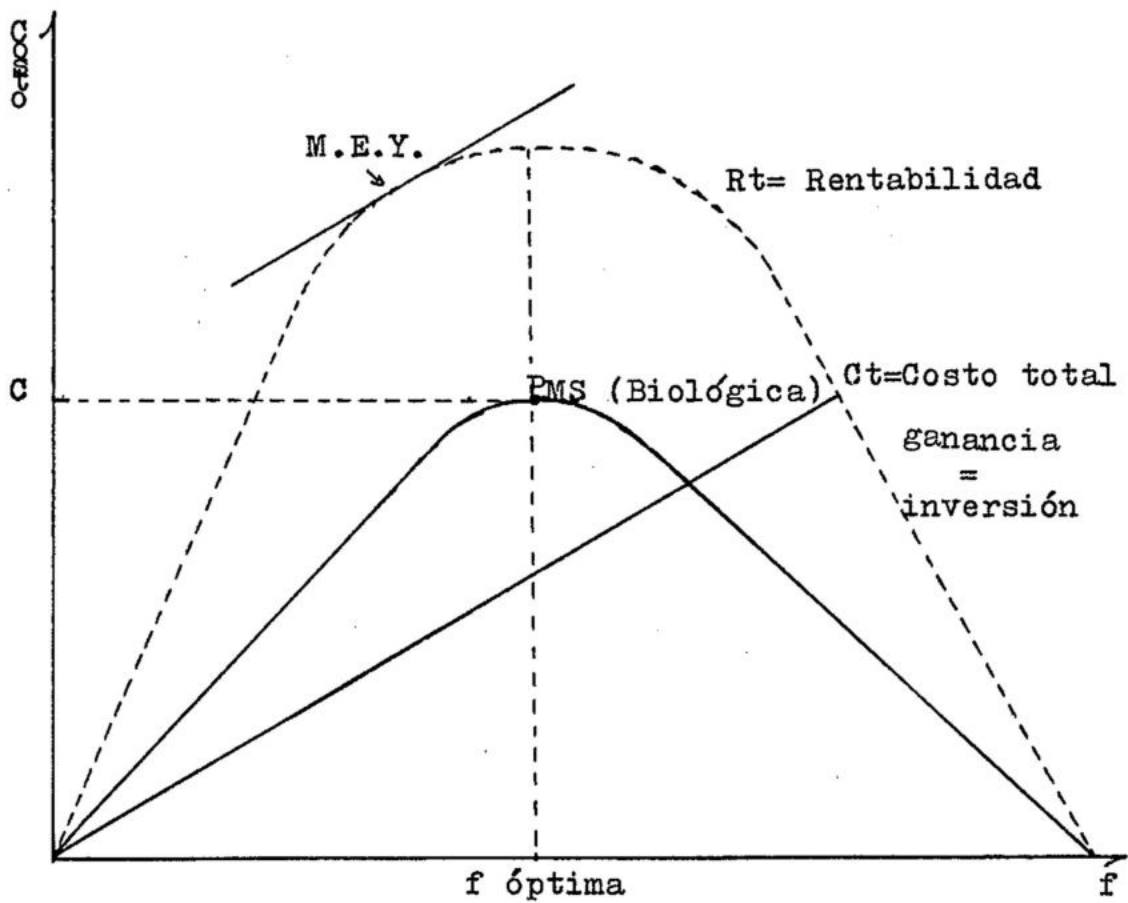


Fig.68

### 3.6.3- Método Delvry

similar al anterior con una modificación.

$$Ct/ft = qN_0 (Nt/N_0)$$

$$Nt/N_0 = e^q \quad fi$$

$$fi = Ct \quad C/f = qN_0 \cdot e^{qC}$$

$$\ln(C/f) = \ln qN_0 - qC$$

**3.7- Metodología del muestreo:** En la toma de datos cuantitativos para la aplicación de las diversas tratamientos estadísticos, se adolece de varios defectos tales como los ciclos multianuales presentes en varias especies, las dificultades humanas relacionadas con la exactitud del trabajo, la toma de datos debe extenderse la mayoría de las veces, durante períodos no inferiores a los dos años, normalmente de más de 10 años y muy frecuentemente de 20 años y mas. Tomando en cuenta todos éstos problemas lo ideal sería que tareas de muestreos y estadísticas sean dirigidas por personal muy documentado y consciente de su responsabilidad, que los colaboradores sean informados en todo lo posible de la importancia de su tarea, que los pescadores confíen en la inocuidad fiscal de sus informaciones, que los observadores no sean sobornables y que se ejerza un control para la confiabilidad final de los datos. Algunas definiciones básicas:

**3.7.1- Teoría del muestreo:** Estudio de las relaciones existentes entre una población y las muestras extraídas de la misma nos ayuda a determinar si las diferencias entre las muestras son debidas a la aleatoriedad ó son realmente significativas.

Población: La totalidad de las observaciones que caracterizan un fenómeno.

Muestra: Subconjunto de la población.

Parámetro: Medida descriptiva asociada a una población

Estadístico: Estimador del parámetro, es decir la medida descriptiva de una muestra. Algunos de los problemas técnicos son los siguientes:

3.7.2.-Muestreo Aleatorio: Son aquellos en los que cada individuo de la población tiene la misma probabilidad de ser muestreado. Esta es una condición para el muestreo científico; se debe determinar tanto el tipo de muestreo como el tamaño de la muestra, esto se logra con una previa prospección con el fin de darnos una idea más clara, según los -- criterios de FAO, para Pesquerías con flota homogénea y -- desembarcos estables, recomiendan 3 ó 4 muestreos por semana; En muestreos de la captura a bordo ocurre, que al desalojar las redes, los organismos de mayor tamaño y peso se separen del resto de la captura, quedando en el centro de los de menor talla, en este caso se puede dividir la captura en forma de cruz y se muestrea todo un cuadrante.

Tipos de Muestreo: En Biología Pesquera lo fundamental es conocer la composición por tallas de la población.

3.7.3.-Muestreo Masivo: En éste muestreo, se toma en cuenta --

una sola medida, ya sea la longitud total, la longitud --  
 standar de todos los componentes de esa muestra cuando se  
 trabaja con peces, las medidas que se manejan son centime-  
 tros ó medio centímetros a diferencia de los crustáceos y  
 moluscos donde lo comun es que las medidas se tomen en mi-  
 límetros.

3.7.4 Muestreo Biológico: Son tomados en cuenta varios pa-  
 rámetros; para conocer mejor las especies en estudio, ta-  
 les como: Peso, Sexo, Edad, Madurez, Fecundidad, Peso gona-  
 dal, Peso estómago, contenido estomacal, Biometría etc.

Ejemplo: Biometría

Cefalico: Longitud, cabeza x 100/talla

Primera dorsal: longitud hocico, ler. radio aleta dor-  
 sal x 100/talla.

Anal: Longitud hocico ler. radio aleta anal x 100/ta-  
 lla.

Altura: Longitud máxima (dorso y vientre) x 100/talla

Ocular: Longitud del ojo/long. de cabeza.

Una especie que está sobreexplotada, origina que esta pue-  
 da variar, en cuanto a su ciclo de vida.

El muestreo Biológico debe ser aleatorio estratificado del  
 muestreo masivo.

Para conocer el tamaño mínimo de muestra se debe cono-  
 cer el nivel de confianza, la desviación estandar poblacio-  
 nal, por lo que se necesita hacer un muestreo previo, se-  
 leccionar el valor de  $e$  ó error aceptable, el determinar  
 el tamaño de muestra es necesario, pues con ello sabemos -  
 que los datos obtenidos del muestreo son representativos -  
 de la población así como se evita el trabajar de mas.

La fórmula para determinar el tamaño de muestra es:

$$N = \left( \frac{\alpha/2 \sigma}{e} \right)$$

donde  $Z_{\frac{\alpha}{2}}$  = al nivel de confianza  
 $\sigma$  = desviación std. poblacional  
 $e$  = error aceptable

ejemplo:

si se tiene con un 95% confianza

$$2.5 \leq 2.6 \leq 2.7$$

si se decide que 1mm. es mucha variación ¿Cuántas muestras se necesitan para el error aceptable sea 1/2 mm.

- 1) nivel de confianza = 95%  $Z = 1.96$
- 2) desviación estandar poblacional =  $\sigma = .3$
- 3) error aceptable =  $e = .5$  mm

$$N = \left( \frac{Z_{\frac{\alpha}{2}} \sigma}{e} \right)^2$$

$$N = \left( \frac{1.96 (.3)}{.05} \right)^2 = 138 \text{ muestras}$$

3.8.- El Crecimiento: El estudio del crecimiento individual es esencial para la aplicación de los modelos analíticos: estudiar el crecimiento consiste en estimar la relación - que existe entre la talla de los peces y su edad, teniendo como objetivos dos resultados fundamentales:

- a) Estimar el No. de ejemplares de cada clase de edad - en la captura.
- b) Estimar la talla media de los peces de cada edad.

En general, salvo para la fase mas temprana del ciclo vital, el crecimiento de los individuos de las especies explotadas que tratamos se va haciendo progresivamente más - lento al aumentar la edad, tal como se muestra en el siguiente esquema (Fig. 72):

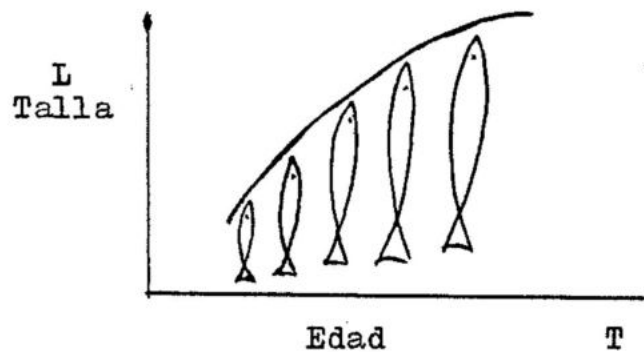


Fig. 72

pueden apuntarse dos excepciones a ésta regla general:

a) La diferencia de crecimiento de una estación a otra siendo dentro de un año.

b) El crecimiento brusco que sufren las especies de crustáceos tras la veda. Existen varios métodos para conseguir estimar la talla media de los individuos a una edad dada, y para estimar el número de individuos, por clase de edad en la captura, cabe aclarar que la aplicación de cada uno de ellos, no suele ser suficiente para definir el crecimiento en cada caso, sino que deberán cotejarse los resultados obtenidos con todos aquellos cuyo empleo sea posible, los más utilizados son:

- a) método Petersen
- b) Progresión Modal
- c) Crecimiento en estructuras esqueléticas
- d) Marcado
- e) Enjaulamiento
- f) Cultivo

### 3.8.1.- Método Petersen

Se acomodan los datos en tablas de frecuencia de ta

llas, y se grafican en forma de histogramas de tallas. Si se observan tallas modales, pueden ser consideradas como una estimación del crecimiento medio de los individuos de los cohortes respectivas.

3.8.1.1. Cohorte. Grupo de individuos de un stock, que se caracteriza por haber nacido en un período ininterrumpido y definible y en un lugar concreto. De éste modo, si los modos del histograma coinciden con modos de sus componentes de edad, podemos estimar directamente el crecimiento medio de los componentes de edad, presentes en la captura.

3.8.2. Progresión Modal: Si estimamos la distribución de tallas en la captura, en periodos de tiempo sucesivos, y que en esas distribuciones algunos modos coinciden con modos de componentes de edad. En el tiempo, esos modos van desplazándose hacia la derecha, e indicando el incremento de talla de los individuos de cada cohorte en cada periodo de tiempo, dando por lo tanto, información sobre el crecimiento tal como se muestra en la figura. 73

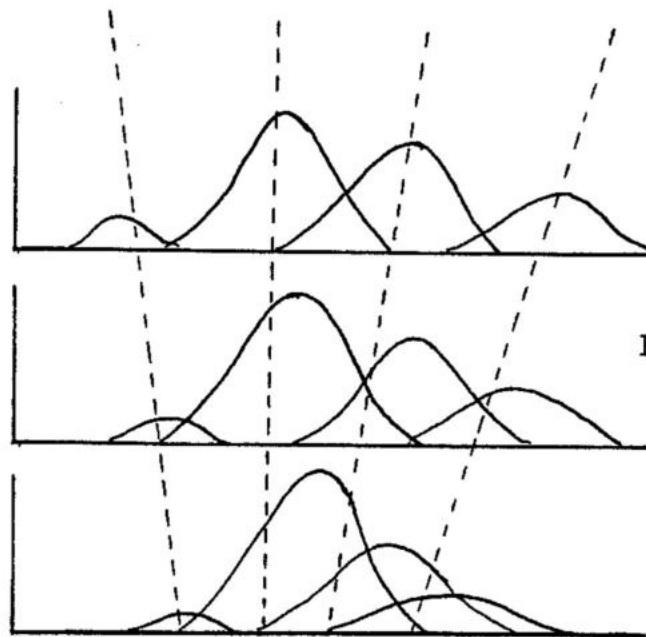


Fig. 73

Este método puede ser aplicado más fácilmente a partir de la entrada en la fase explotada de una cohorte mucho más abundante que el resto, puesto que su modo se hará más fácil de seguir en su progresión por la fase explotada. En ambos casos (a y b), la definición de los modos es más probable para las clases de edad más jóvenes, puesto que el crecimiento es más rápido, la talla de los individuos de una misma clase de edad es menos variable, y el mayor número de individuos presentes en la captura facilita esta definición modal.

El haber definido los modos de las clases de edad más jóvenes, nos ayudará a identificar posteriormente los modos de las demás clases de edad; a ello nos ayudará también el tener presente el hecho de que el crecimiento se hace cada vez más lento, por lo que la distancia entre dos modos sucesivos debe ser cada vez menor. Existen casos en los que no se produce progresión modal en el tiempo en las sucesivas distribuciones de tallas en la captura, es decir, los modos de las distribuciones de talla, permanecen fijos a lo largo del año. Este hecho no se debe, evidentemente, a que los individuos no crezcan, sino a los siguientes factores:

i) A desplazamiento de zona con la edad debido a un comportamiento migratorio.

ii) Tasa de reclutamiento constante durante todo el año.

iii) Los peces de menor talla puedan escapar a las artes de pesca en una proporción variable, misma que disminuye al aumentar la talla.

El método de Progresión Modal, presentada por 1949, ha sido modificada por otros autores (Cassie, 1950, 1954; Bhallacharya 1967) En cualquiera de sus versiones --

sin embargo, es poco eficaz cuando el solapamiento, de los componentes normaes es grande, pudiendo dar lugar a errores tan graves como los que podrían surgir de la determinación directa de los componentes sobre un gráfico.

### 3.8.3.-Crecimiento en estructuras esqueléticas

c) Análisis del crecimiento por medio del examen de es cama, otolitos, ó, en general piezas esqueléticas, requiere cubrir los siguientes pasos:

x) Examinar las piezas esqueléticas de un cierto número de individuos de cada clase de tallas, para averiguar la edad de cada individuo.

xx) Clasificar los individuos de cada clase de tallas según su edad.

xxx) Calcular la proporción de individuos de c/clase - de edad en c/clase de tallas, por ejemplo:

	e d a d									
talla	0	1	2	3	4	5	6	7	8	total.

Este método es el mejor de todos en cuanto a estimación del crecimiento de cohortes presentes en la Pesquería, si es que la pieza esquelética, presenta la lectura correcta de la edad de los individuos; la posibilidad de aplicar este método depende de las características físicas de la pieza esquelética, que determinan la existencia y/o visibilidad de los anillos de crecimiento. Además, se recomienda que de preferencia sean, las lecturas hechas por dos personas de diferentes laboratorios, para verificar su bondad en cuanto al conteo.

3.8.4d) Marcado: Es un método ampliamente utilizado, para estimar el crecimiento de los peces, consiste en marcarlos de alguna forma y liberarlos, tras apuntar su talla y/o peso entre la captura y la recaptura, nos proporcionará infor

mación sobre el crecimiento durante el periodo de liberación.

3.8.5.-e) Otro método que puede proporcionarnos información sobre el crecimiento de los individuos de un stock, es el enjaulamiento. Si éste es posible y no modifica el entorno que habitan normalmente, los individuos ni su comportamiento habitual, puede proporcionarnos una información muy fiable de dicho crecimiento.

3.8.6.-f) Cultivar, ésto nos proporciona información sobre el crecimiento de individuos provenientes de un stock, bajo condiciones de cultivo, aunque algunas veces nos asaltaran dudas sobre las diferencias con el incremento en su medio natural.

3.8.7.-Expresión analítica del crecimiento. Ecuación de Von Bertalanffy:

Si consideramos la siguiente ecuación diferencial:

$$(dl/dt) \propto (L_{\infty} - l)$$

Donde indicamos que el incremento de talla ( $dl$ ) por unidad de tiempo ( $dt$ ) se va haciendo menor a medida que el individuo se acerca a su talla máxima. También lo podemos expresar como el incremento instantáneo de la talla del individuo ( $dl/dt$ ), es proporcional a la diferencia entre su talla máxima y su talla actual, es decir a  $(L_{\infty} - l)$ .

Transformando todo lo anterior en una igualdad, tendremos:

$$(dl/dt) = k (L_{\infty} - l)$$

que nos conducirá por integración a la ecuación simple de Von Bertalanffy.

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

la cual satisface los dos criterios más importantes:

i) Se ajusta a la mayoría de los datos observados de crecimiento de peces.

ii) Puede incorporarse fácilmente a modelos para evaluación de poblaciones.

Si los valores de la longitud de un pez, crustáceo ó lamelibranquio, se indican graficamente en función de la edad, se obtiene generalmente una curva cuya pendiente disminuye continuamente al ir aumentando la edad, y que va aproximándose a una asíntota superior, paralela al eje de las  $x$ . donde:

$K$  = Tasa instantánea ó intrínseca de crecimiento.

$L$  = Longitud máxima de crecimiento, mas allá de la cual el pez ya no crecerá.

$L_t$  = Longitud del pez a un tiempo dado.

$t_0$  = Constante de integración, no hay interpretación Biológica a ésta, solo diremos que es el punto de la curva donde corta al eje de las  $X$ .

3.8.7.1. Métodos para evaluar los parámetros de la ecuación de Von Bertalanffy: Son a saber:

3.8.7.1.1 Método de Ford-Walford.- Se trata de una regresión lineal para determinar  $L_\infty$  y  $K$  (Fig. 74).

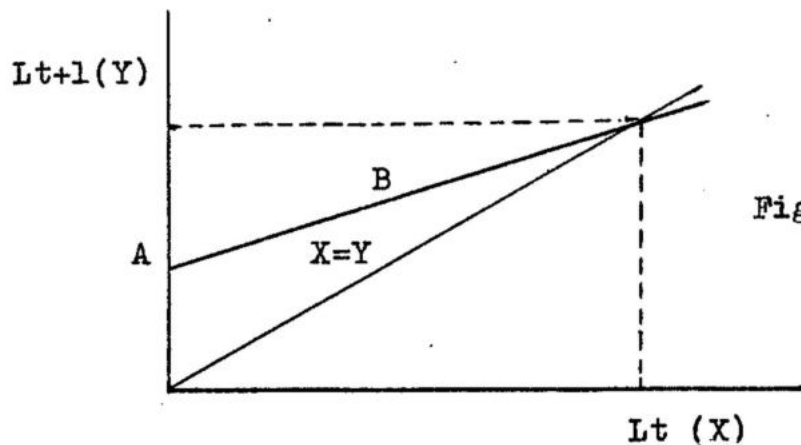


Fig.74

donde la pendiente  $B = e^{(-K)}$  ; si despejamos K nos queda  
 $K = - \ln B$

El punto de intersección, donde se corta esa pendiente es -  
 A y se define:

$$A = L_{\infty} (1 - e^{(-K)}) ; \text{ si despejamos } L, \text{ nos queda}$$

$$L = \frac{-A}{B-1}$$

Simplificando éstas expresiones y asumiendo que:  
 $L_t(x)$  y  $L_{t+1}(y)$ , tendremos:

$$B = \frac{\sum (X - \bar{X})(Y - \bar{Y})}{\sum (X - \bar{X})^2} ; \quad A = \bar{Y} - b\bar{X}$$

Edad	Talla Media	$L_t(x)$	$L_{t+1}(y)$
------	-------------	----------	--------------

Importancia del parámetro K:

i) Es indicador de la dinámica de los cohortes que componen un stock explotado y por ello, en la evaluación de stocks; por lo que es conveniente estimar su valor y definir con precisión la forma de la ecuación de V. Bertalanffy, para cada caso concreto.

ii) De su valor, depende, en gran medida, la estrategia de pesca más conveniente que debemos aplicar a las cohortes de nuestro stock.

iii) Al faltar datos ecológicos de la pesquería; nos indica cuando debemos pescar un stock, antes de que envejecan y muera.

3.8.71.2 Método de Beverton y Holt: regresión lineal, pero -

con pendiente negativa que nos determina el valor de  $t_0$  y  $K$

En muchas ocasiones, no resulta difícil acatar una gama de valores dentro de la que debe encontrarse el verdadero valor de  $L$ . Si hemos mantenido contacto directo con la pesquería que estudiamos, y hemos realizado un adecuado muestreo de las tallas en la captura, el valor de  $L$  debe encontrarse alrededor de la talla máxima observada en los individuos capturados del stock.

Beverton y Holt, proponen utilizar un valor de ensayo de  $L$  y estimar con su ayuda  $t_0$ . Por ello deducen de la ecuación simple de V. Bertalanffy, la expresión (Fig.75):

$$L_{\infty} - L_t = L_{\infty} e^{-K(t-t_0)}; \text{ de donde:}$$

$$e^{-K(t-t_0)} = \frac{L_{\infty} - L_t}{L_{\infty}} \quad \text{ó} \quad t_0 = t + \frac{1}{K} \log \frac{L_{\infty} - L_t}{L_{\infty}}$$

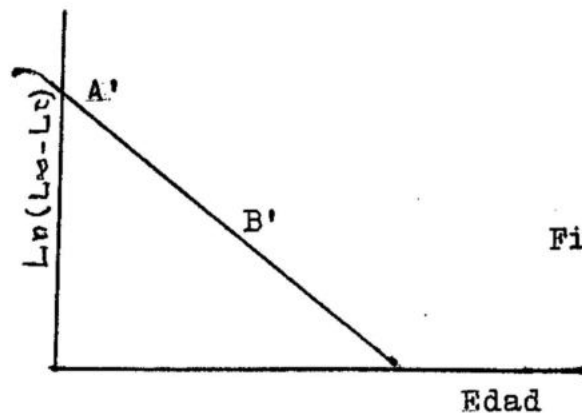


Fig.75

Una regresión lineal de  $\ln(L_{\infty} - L_t)$  contra  $t$ , resulta en una recta de pendiente  $(-K)$ . Estimando  $K$ , podría estimarse el valor de  $t_0$  a partir de la ordenada en el origen. Beverton y Holt, proponen ensayar varios valores de  $L$ , y conservar áquel que produzca una mejor linearización de los

puntos en una representación gráfica.

donde A' y B' con constantes de la regresión lineal de  $\ln(L - Lt)$  vs. edad.

a continuación se tabulan los datos:

Edad (X)	$\ln(L - Lt)$ (y)	$(X - \bar{X})$	$(X - \bar{X})^2$	$(X - \bar{X})(Y - \bar{Y})$

Nota: una manera de verificar la regresión es:

que el valor de  $B = -K$

3.9.-Mortalidad: Supongamos que ya disponemos de la distribución de edades en la captura, es decir, que sabemos el no. de individuos de una edad dada que han sido capturadas en un periodo de tiempo dado, gracias a la distribución de tallas en la captura y a nuestros estudios de crecimiento. Ya estamos entonces en disposición de comenzar un estudio en profundidad de las mortalidades a que está sometido el stock que estamos estudiando. El estudio de las mortalidades nos permitirá saber como administrar nuestra pesquería de modo que nos resulte más conveniente. Denominaremos mortalidad en general, al proceso por el que van muriendo individuos de cada cohorte en la pesquería y lo denotamos como "Z". Supondremos que dicha mortalidad está formada por dos componentes segun la causa que la produzca:

3.9.1.- Mortalidad Pesquera: Es el proceso por el que se e+

liminan individuos en forma de capturas, ó en general, por causa de la actividad pesquera y le asignamos "F"

3 .9.2 - Mortalidad natural: Proceso por el que se reduce - el número de individuos de una cohorte por causas independiente de la pesca (por ejemplo: depredación, enfermedades, senilidad, etc.) y se denota como "M".

Es evidente que en un periodo muy corto de tiempo, de número de individuos de la cohorte que muere, es proporcional al número total de individuos presentes, es decir, es proporcional a la abundancia de la cohorte en ese periodo; lo que podemos expresar como:

$$(dN/dt) \propto N;$$

sustituyendo ahora el signo proporcional, por un signo de igualdad utilizando el coeficiente adecuado:

$$(dN/dt) = - ZN;$$

Z es la tasa de mortalidad total, a la que hemos impuesto un signo negativo dado que la variación en número de individuos de la cohorte será siempre una disminución y por lo tanto, la derivada  $(dN/dt)$ , tendrá siempre signo negativo.

Sí el coeficiente Z se mantiene constante durante un cierto intervalo finito t, podemos integrar esta ecuación diferencial durante ese intervalo, y el resultado será la ecuación:

$$N_t = N_0 e^{(-Zt)}$$

Donde  $n_t$  representa la abundancia ó sobrevivencia de la cohorte al final del intervalo;  $N_0$  es la abundancia de la cohorte al comienzo del intervalo.

La tasa instantánea de mortalidad total Z, puede ser partida en las dos tasas F y M, quedando:

$$Z = F + M$$

3.9.3.- Tasa instantánea de mortalidad natural. "M".- Si nos fijamos sobre un stock en el que no haya actividad pesquera, entonces  $M=Z$ . Los valores de  $M$  nunca pueden ser superiores a los que tome  $Z$ . En la mayor parte de los stock explotado, el valor  $M$  suele mantenerse constante ó casi constante a lo largo de la cohorte. Este valor depende de las características Biológicas de cada stock y de los cohortes que lo componen; Así tenemos que, para especies de larga vida, raramente estarán sometidos a mortalidades naturales con  $M .2$ ; y por el contrario, cuando el ciclo vital de los cohortes que componen un stock no explotado o poco explotado es corto, - cabe pensar que su mortalidad natural será alta, por ejemplo:

<u>Especie</u>	<u>Edad (años)</u>	<u>M</u>
Atún	20	0.2
sardina	3	1.0
camarón	1	3.6

En general, el valor promedio de  $M$  para peces, oscila entre 0.1 a 1.0

### 3.9.4.- Tasa instantánea de mortalidad por pesca "F".-

El otro componente de la mortalidad total, en la mortalidad por pesca, que se mide también por el valor de su tasa instantánea "F", éste depende del hombre, por lo que tiene una especial importancia en la administración de los recursos pesqueros.

Podemos calcular las capturas que se realizan (por medio de una expresión matemática), en un período determinado "i" de la vida de una cohorte, sometida a una tasa instantánea de mortalidad natural  $M_i$  (si  $M$  es constante a lo largo

de toda la fase explotada, entonces:  $M_1 = M_2 = \dots M_n = M$ ).

Para obtener ésta expresión, recordemos la ecuación -- de supervivencia:

$$N_{i+1} = N_i \cdot e^{-(F_i + M_i)t_i}$$
; donde:  $N_i$  = Número de individuos de la cohorte que sobreviven al comenzar el intervalo  $i$ ,  $t_i$  = duración del intervalo  $i$ , y  $N_{i+1}$  = número de supervivientes al término del intervalo  $i$ . El número de individuos que mueren durante el intervalo  $i$ , será entonces:

$$N_i - N_{i+1}$$

De esos individuos que mueren en el intervalo  $i$ , unos lo habrán hecho en la forma de capturas y otros por causas naturales. Es evidente que el número de individuos muertos por la actividad pesquera, guardará una relación con el número total de muertos en ese intervalo igual a la proporción entre la tasa instantánea de mortalidad por pesca y la tasa instantánea de mortalidad total;

$$\frac{\text{Mortalidad por pesca}}{\text{No. total de muertos}} = \frac{F}{F+M}$$

Teniendo en cuenta la ecuación que acabamos de deducir, determina el número total de muertos, durante el intervalo  $i$ . Y suponiendo que  $C_i$  representa el número de individuos muertos por la actividad pesquera, tendremos:

$$\frac{C_i}{N_i(1 - e^{-(F_i + M_i)t_i})} = \frac{F_i}{F_i + M_i}, \text{ de donde:}$$

$$\text{Eq. de Captura } = C_i = \frac{F_i}{F_i + M_i} N_i(1 - e^{-(F_i + M_i)t_i})$$

Esta última expresión se llama: Ecuación de captura.

3.9.5.-Ecuación de Pope: Supongamos que dentro de cada intervalo en que hemos dividido la fase explotada de la vida de la cohorte, la captura se realiza sólo en su instante medio fuera de ese momento, solo actúa sobre la cohorte la mortalidad natural, tal como se muestra en el esquema siguiente: (Fig.76)

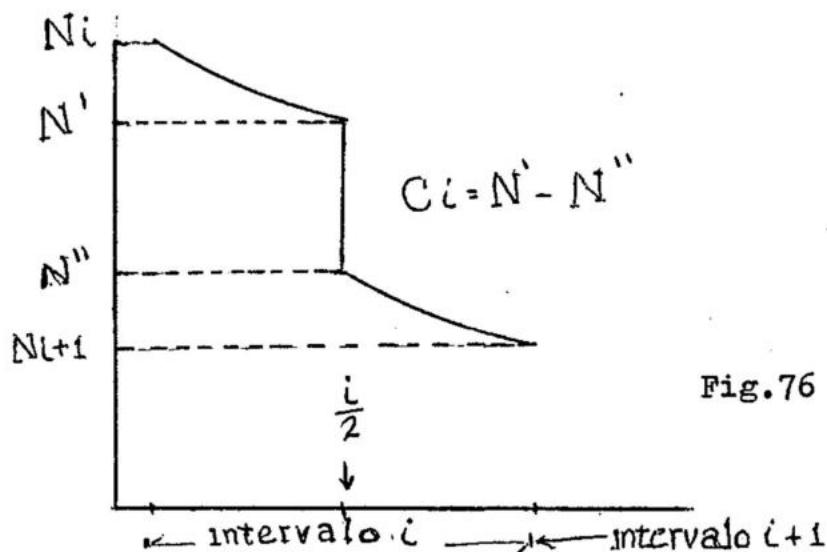


Fig.76

Al llegar a la mitad del intervalo, justo antes de que se produzca la captura, el número de supervivientes será  $N'$  donde:

$$N' = N_i e^{(-M/2)} \quad (1)$$

Donde  $Mi/2$  indica que la mortalidad natural  $M$  ha operado durante medio año.

Inmediatamente después se realizarán las capturas cuyo valor  $C$ , según el esquema, será:

$$C = N' - N'' \quad (2)$$

por último, los supervivientes al final del período  $i$ , serán

$$N_{i+1} = N'' e^{(-M/2)}$$

por lo que:  $N'' = N_{i+1} e^{(M/2)}$

Sustituyendo en la ecuación (2) los valores  $N'$  y  $N''$  - expresados en las ecuaciones (1) y (3) obtendremos:

$$N_i = C_i \cdot e^{(m/2)} + N_{i+1} \cdot e$$

expresión que se utiliza para estimar los parámetros de mortalidad y abundancia.

### 3.9.6. Estimación de la mortalidad pesquera y la abundancia. El análisis de la población virtual.

Las ecuaciones de captura y de pope, que se acaban de describir, serán utilizadas ahora con el fin de estimar la tasa instantánea de mortalidad por pesca que sufre la cohorte en cada intervalo, así como la abundancia en número al comienzo de cada uno de ellos. Para aplicar estas formulas con ese fin, supondremos que conocemos:

-Las capturas en No. de ejemplares realizados sobre la cohorte en cada intervalo (un año)

-Las tasas instantáneas de mortalidad natural a que está sometida la cohorte en cada intervalo. Con éstos datos el resultado de nuestros cálculos se concretará en:

-La tasa instantánea de mortalidad por pesca en cada intervalo.

-La abundancia en número de individuos de la cohorte al comienzo de cada intervalo; y por lo tanto, el reclutamiento a la fase explotada, que será igual a la abundancia en número al comienzo del primer intervalo.

Todos estos procedimientos, se inscriben en un conjunto de técnicas que se conocen bajo el nombre de "Análisis de Población virtual" ó A.P.V., las más utilizada actualmen

te para la estimación de la mortalidad pesquera en evaluación de la mortalidad pesquera en evaluación de stocks.

Para esto, dividimos la fase explotada de cada cohorte en intervalos sucesivos de la siguiente manera:

Cuando entra en la fase explotada, la abundancia de la cohorte es  $N_i$ ;

En el intervalo 1 mueren por pesca  $C_1$  individuos, que se han visto sometidos a una tasa instantánea de mortalidad por pesca  $F_1$ , y a una tasa instantánea de mortalidad natural  $M_1$ . De modo que terminarán el intervalo 1,  $N_2$  individuos de la cohorte, que comienzan a pasar al intervalo 2. - Al intervalo general le llamaremos intervalo  $i$ ; al comienzo de éste intervalo sobrevivirán  $N_i$  individuos de la cohorte, que se verán sometidos a mortalidades  $F_i$  y  $M_i$ , y de los que se capturan  $C_i$  ejemplares.

Al último intervalo le llamaremos intervalo terminal; este intervalo lo comenzarán  $N_t$  individuos que se verán sometidos a mortalidades  $F_t$  y  $M_t$ , y de los que se capturará un número igual a  $C_t$ .

La tabla siguiente nos muestra la captura anual en número de ejemplares sobre una cohorte nacida en 1969, que es la que vamos a analizar:

	1970	1971	1972	1973	1974	1975
1+	3991952					
2+		1089800				
3+			340153			
4+				131694		
5+					47554	
6+						17339

La explotación de la cohorte ha durado 6 años, con una mortalidad natural  $M=.5$ ; y una tasa instantánea de mortalidad por pesca  $F_t=.5$

1o. Paso: Calcular  $N_t$  por medio de la ecuación de captura del último intervalo.

$$C = \frac{F}{F+M} N(1 - e^{-[(F+M)t]}) \Rightarrow N_t = \frac{F+M}{F(1 - e^{-(F+M)t})} C$$

$$N_6 = \frac{.5 + .5}{.5(1 - e^{-6 \cdot 1})} \cdot 17339 = N_6 54860$$

2o. Paso: Aplicar la ecuación de Pope al intervalo inmediato anterior  $N_{t-1}$

$$N_{t-1} = N_t e^{-(M)} + C_{t-1} e^{-(M/2)}$$

$$N_5 = 54860 \cdot e^{(-.5)} + 47554 \cdot e^{(-.5/2)} = 151510$$

3o. Paso: Cálculo de  $F_{t-1} = \ln N_{t-1} - \ln N_t - M$

$$F_{5+} = \ln(151510) - \ln(54860) - .5 = .52$$

4o. Paso: Repetimos los pasos (2) y (3) para el intervalo (t-2)

$$N_{t-2} = N_{t-1} e^{-(M)} + C_{t-2} e^{-(M/2)}$$

$$N_4 = 151510 \cdot e^{-.5} + 131694 \cdot e^{.5/2} = 418877$$

5o. Paso: Repetimos (3)

$$F_{t-2} = \ln(N_{t-2}) - \ln(N_{t-1}) - M$$

$$F_4 = \ln(N_4) - \ln(N_5) - M = \ln(418897) - \ln(151510) - .5 = 0.52$$

6o. Paso:

$$N_{t-3} = N_{t-2} e^{-(M)} + C_{t-3} e^{-(M/2)}$$

$$N_3 = 418897 \cdot e^{.5} + 340153 \cdot e^{.25} = 1127411$$

7o. Paso:

$$F_{t-3} = \ln(N_{t-3}) - \ln(N_{t-2}) - M$$

$$F_3 = \ln(1127411) - \ln(418897) - .5 = 0.49$$

8o. Paso:

$$N_{t-4} = N_{t-3} e^{(M)} + C_{t-4} e^{M/2}$$

$$N_2 = N_3 e^{(M)} + C_2 e^{(M/2)}$$

$$N_2 = 1127411 e^{.5} + 1089800 e^{.25} = 3258121$$

9o. Paso:

$$F_{t-4} = \ln(N_{t-4}) - \ln(N_{t-3}) - M$$

$$F_2 = \ln N_2 - \ln N_3 - M$$

$$F_2 = \ln(3258121) - \ln(1127411) - .5 = 0.56$$

10o. Paso:

$$N_{t+5} = N_{t+4} e^M + C_{t+5} e^{M/2}$$

$$N_1 = N_2 e^M + C_1 e^{(M/2)}$$

$$N_1 = 3258121 e^{.5} + 3991952 e^{.25} = 10497515$$

11o. Paso:

$$F_{t+5} = \ln N_{t+5} - \ln N_{t+4} - M$$

$$F_1 = \ln N_1 - \ln N_2 - M$$

$$F_1 = \ln(10497515) - \ln(3258121) - .5 = 0.67$$

Tabla de resultados:

Edad	Capturas	F	N
1+	3991952	.66	10415170
2+	1089800	.56	3180468
3+	340153	.49	1101892
4+	131694	.51	409438
5+	47554	.5	149125
6+	17339	.5	54860

### 3.9.7- Estimación de Z (Mortalidad Total).

Este se puede descomponer en dos términos, la mortalidad natural (M) y la mortalidad por pesca (F), de modo que  $Z = M + F$ . A su vez la mortalidad natural puede ser descompuesta en densidad independiente ( $M_1$ ), la que está producida -

por causas independientes de la densidad, y la compensatoria ( $M_2$ ) que es la producida por causas que matan una fracción mayor, cuanto mayor sea el stock inicial  $N_0$  (Mortalidad natural stock independiente) ó cuanto mayor sea el número actual  $N$  de la población (Mortalidad natural denso-dependiente).  $M=M_1+M_2$

3.9.8.- Tasa de Mortalidad por Pesca: Es la proporción de peces que mueren por efecto de la pesca. Cuando se considera en un solo año, sera la proporción de todos los muertos (1-S) que lo han sido por efecto de la pesca (F/Z). Así:

$$E=(1-S)(F/Z)$$

Pero cuando se considera una serie indefinida de años, ya sea porque se toman en una clase animal todas la edades, hasta su extinción ó porque la pesquería está estabilizada, entonces, no habrá supervivientes ( $S=0$ ) y  $E=F/Z$ .

3.9.9.- Relaciones entre Z y S

$$S = N_1 / N_0 \text{ cuando } z=1; \text{ como } N_1 = N_0 e^{-z}$$

$$S = N_0 e^{-z} / N_0 = e^{-z}$$

$$\ln(N_0/N_1) = z, \quad 1-3 = 1 - e^{-z}$$

$$z = \ln \left( \frac{\sum_{i=1}^{a-1} y_i \text{CPUE} / \sum_{i=2}^a y_{i+1} \text{CPUE}(i+1)}{\sum_{i=1}^{a-1} y_i \text{CPUE} / \sum_{i=2}^a y_{i+1} \text{CPUE}(i+1)} \right)$$

donde  $y$  = año;  $i$  = clase de edad;  $a$  última clase de edad.

DONDE  $y$  = año;  $i$  = clase de edad;  $a$  = última clase de edad.

3.9.10.- Estimación de Z (regresión lineal)

Puede hacerse por medio de una curva de pesca, que es la que forman los puntos que relacionan la edad, con el lo ritmo natural de la captura anual de esa edad. Debe presentar una rama derecha descendiente cuyos puntos originan una

regresión lineal. La pendiente de dicha regresión será  $Z$ .

La captura de unidad de esfuerzo estima la densidad, ya sea del total de la población ó por edades, la densidad de una clase animal puede ser estimada en años sucesivos, a través de sus edades, comparando los logaritmos naturales de las densidades de una clase animal en edades sucesión se obtienen los valores de  $Z$  entre esas edades y entre un par de años determinados.

La curva de pesca tiene el inconveniente de que cada edad pertenece a una clase animal diferente, de modo que las variaciones del reclutamiento pueden producir sesgos, sobre todo si el reclutamiento ha tenido alguna tendencia. Este inconveniente desaparece cuando se comparan las abundancias sucesivas de una misma clase animal. Dentro de un mismo año se pueden calcular los valores de  $Z$  de varias clases animales, completamente reclutadas y obtener la media para estimar la  $Z$  general del año.

3.9.11.-Estimaciones de  $M$  y  $F$ . Como la mortalidad por pesca ( $F$ ), está relacionada directamente con las causas que la producen, si el esfuerzo de pesca ( $f$ ) ha sido evaluado correctamente, entonces:  $F = f q$  donde  $q$  es el coeficiente de capturabilidad como  $Z = M + F$ , entonces  $Z = M + f.q$ , que tiene la forma de una regresión lineal. Graficando los valores animales de  $Z$  contra los de  $f$ , se puede obtener una regresión cuya pendiente es una estimación y la intersección en la ordenada es  $M$  (Fig.77).

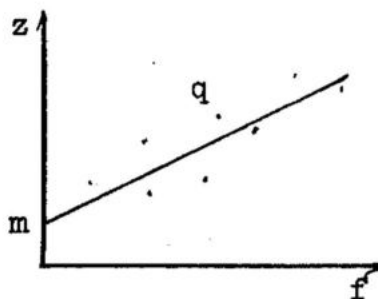


Fig.77

### 3.10. Producción por recluta (Beverton & Holt)

1) Se pone al stock en equilibrio por lo que suponemos que las clases de edad que componen el stock son reflejo del paso del tiempo de una cohorte por la pesquería.

2) Cada cohorte genera biomasa en el tiempo debido al crecimiento en peso de cada uno de los individuos que la componen:

$$W_t = aL^b$$

$$W_t = W_{\infty} (1 - e^{-k(t-t_0)})^b$$

3) Cada cohorte pierde biomasa en el tiempo debido a la mortalidad y la sobrevivencia a un tiempo dado será:

$$N_t = R e^{-M(t_c - t_r)} \cdot e^{-[(F+M)(t-t_c)]}$$

donde:

$N_t$  = Sobrevivencia de la cohorte

$R$  = Reclutamiento de área de pesca

$t_c$  = edad de primera captura

= Reclutamiento a la pesca  $\Rightarrow$  actúa  $Z$

$t_r$  = Edad de reclutamiento al área  $\Rightarrow$  actúa  $M$

4) La biomasa de la cohorte en el momento  $t$  es:

$$B_t = N_t \cdot W_t ;$$

$$B_t = [R \cdot e^{-M(t_c - t_r)} \cdot e^{-[(F+M)(t-t_c)]}] [W_{\infty} (1 - e^{-k(t-t_0)})^b]$$

5) La captura en peso (producción "y") en un instante dado es:

$$y_t = F \cdot B_t$$

$$y_t = F \cdot R \cdot W_{\infty} e^{-M(t_c - t_r) - (F+M)(t-t_c)} (1 - e^{-k(t-t_0)})^b$$

$$dy = F \cdot R \cdot W_{\infty} (1 - e^{-k(t-t_0)})^b \cdot e^{-(M(t_c - t_r) - (F+M)(t-t_c))} dt$$

integrando:

$$y = R \cdot F \cdot W_{\infty} \cdot e^{-M(t_c - t_r)} \cdot \sum_{N=0}^3 \frac{UN \cdot e^{-NK(t-t_0)}}{F+M+NK}$$

donde:  $U_0 = 1, U_1 = -3, U_2 = 3, U_3 = -1$

$$R' = R e^{(-M(c_t - t_r))}$$

$$y = F \cdot R' \cdot W_{\infty} \sum_{N=0}^{\infty} \frac{UN \cdot e^{-N}}{F + M + NK}$$

$$y/R' = F \cdot W_{\infty}$$

$(y/R'W_{\infty}) = F \rightarrow$  Producción por Recruta

6) Parámetros: F, M, K,  $T_c$ , T  
modificación de Beverton y Holt:

Teniendo datos de g, c y M, se obtienen directamente -  
ó en tablas ya elaboradas y se da la siguiente referencia:  
Beverton, R.L.H. y Holt, S.J.: Manual de métodos para la -  
evaluación de los stocks de peces. Parte II-tablas de las  
funciones de rendimiento".

FAO, FR<sub>s</sub>/t38 (Rev.1), 67 pp.

Los modelos de producción han prestado un gran servicio  
de la administración de los stocks., ya que permitieron esti-  
mar el nivel de esfuerzo que rendiría un nivel máximo de --  
captura y el nivel de capturas correspondiente, se recomien-  
da sin embargo, cautela para el uso de éstos modelo, cuando  
se presenten las siguientes condiciones:

a) Cuando es muy grande la dispersión de los puntos de  
captura y esfuerzo en torno a los valores predichos por los

modelos; entonces el modelo de producción será poco predic  
tivo, aunque nos podría dar una idea de las capturas obte-  
nibles en condiciones de equilibrio en función del esfuer-  
zo de pesca ejercido.

b) La determinación del stock de un año a otro, va a  
estar en función de la variación del esfuerzo, de tal manera  
que:

f (cte.)      Stock en equilibrio  
f (variable)   Stock desequilibrado.

Por ello, resulta peligroso ajustar en éstos casos mo-  
delos de predicción como si se encontrara el stock en con-  
diciones de equilibrio y la captura represente exactamente  
la generación de excedentes del stock.

## B I B L I O G R A F I A

- Doi, T. (1972): "Análisis Matemático de Poblaciones Pesqueras"
- Gomez. L.M. (1980) Dinámica de poblaciones de recursos pesqueros, Universidad Autonoma de México Centro de Ciencias del Mar y Limnología
- Gulland J.A. (1971) Manual de métodos para la evaluación de las poblaciones de peces. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Ed. Acribia Zaragoza España.
- Pereiro J.A. (1982) Modelos al uso en dinámica de poblaciones marinas sometidas a explotación - Instituto Español de Oceanografía, Alcala 27-4o. Madrid-14 (España)

#### 4.- ACUICULTURA

##### 4.1.- INTRODUCCION

Uno de los problemas prioritarios a resolver en la acuicultura, es tener una fuente constante de alimento vivo, el cual es utilizado por la mayoría de los estadíos larvales de los moluscos, crustáceos y peces cultivables ( Droop, 1975 ). Este alimento se obtiene de microalgas y zooplancton en general.

La importancia del cultivo de microalgas en acuicultura estriba en la posición basal que estas ocupan en la pirámide alimenticia y en su tamaño reducido. La capacidad que poseen de convertir sales inorgánicas en compuestos orgánicos con la ayuda de la luz (fotosíntesis), las hace imprescindibles en la producción de alimento.

Otra alternativa de alimentar a los organismos en cultivo es la de utilizar las poblaciones naturales de microalgas, solo que se tiene el inconveniente del poco control de las especies capturadas (poco nutritivas, depredadores ), por lo que debe utilizarse solo en el caso de alimento para adultos

Los cultivos de microalgas, tienen requerimientos físicos y nutritivos. Si ambos requerimientos se satisfacen, el cultivo producirá un máximo de biomasa (Ryther

et al., 1972). Las microalgas se han utilizado para producción de: proteínas, productos bioquímicos, fertilizantes, metano, tratamiento de aguas residuales y acuicultura.

La microalgas se utilizan en acuicultura como alimento de zooplancton, animales filtradores y especialmente larvas de moluscos, crustáceos y peces. A su vez la presencia de microalgas durante las fases larvarias tienen la ventaja de ayudar a mantener la calidad del agua, debido al consumo de amonio y la producción de oxígeno ( Call, 1983 ).

Famintzin (1871) fue el primero en enfatizar sobre los nutrientes necesarios para las algas, siguiendo en estas investigaciones Molisch ( 1895-1896 ) y Benecke ( 1898 ) poco después realizaron investigaciones encontrando lo necesario para el crecimiento de las plantas como la adición de elementos químicos. Miquel ( 1890-1892 ) desarrolló cultivos de diatomeas en medios artificiales libres de bacterias. Los primeros pasos en estas direcciones, con respecto a otras algas las realizó Beijerinck ( 1890-1893 ) con innovaciones a las técnicas de Robert Koch, las cuales eran aislar bacterias en gelatina. Desde la publicación de Beijerinck fue clásica su metodología. La introducción de agar - agar

en lugar de gelatina, fue por Tischulkin (1897) marcando comercialmente un paso importante. Un método similar fue utilizado por Marchall Ward (1899), acelerando los progresos en cultivos de algas.

Klebs (1896) desarrolló su metodología con auxilio de las pipetas capilares en zoosporas y flagelados.

Beijerinck realizó los primeros experimentos ecológicos en Cyanophyceae utilizando cantidades de agua con sólidos, solamente enriquecida con bajas concentraciones de fosfatos. Jacobsen (1910) demostró los efectos de la adición de sustancias sólido-orgánicas en cultivos de algas.

Hartmann (1921) remedia los efectos de la luz eléctrica iluminando el medio con rayos infra-rojos.

Pringsheim recomienda el método de las pipetas e inprovisado por Lwoff (1923-1929) al transferir células individuales a otro medio esterelizado, métodos similares son usados para ciliados y otras metodologías.

En 1912 Pringsheim desarrolla el uso del extracto de suelo, eliminando la anexión de nutrientes, siendo más sencillo, pero a la vez complicado por el filtrado y la facilidad de producir bacterias, siendo utilizado durante muchos años. Foyn's (1934) mezcló dos medios, el de Schreiber (1927) y Pringsheim (1912) formando el medio Erdschreiber utilizado en muchas especies, pero era tardada su pre

paración, sin embargo, tenía casi todo lo necesario como quelante, tris (buffer), vitaminas, metales. Hanter y co autores (1954) descubrieron el uso del EDTA y del tris. Posteriormente usando medios químicos aparecen Mathiessen y Toner (1964) y Guillard (1972).

#### 4.2.- CLASES DE CULTIVO

Las especies de microalgas pueden crecer en cultivos axénicos (una especie libre de bacterias), monoaxénicos (una especie y bacterias), synxénicos (varias especies conocidas) y agnofobiótico (varias especies, unas conocidas y otras no). Generalmente los cultivos axénicos se usan en investigaciones de asimilación, por lo contrario los cultivos monoaxénicos suelen utilizarse cuando existe una gran demanda y puede admitir una cierta variabilidad en su composición. Para mantener cultivos axénicos se necesita partir de stocks de especies aisladas puras. La es pecie deseada puede conseguirse mediante aislamiento en el medio natural, o bien comprándose en una colección de stocks ya existentes. Las algas unicelulares se obtienen de muestras naturales mediante aislamiento de células únicas. El aislamiento de células puede obtenerse mediante medios físicos, diluciones sucesivas de la muestra y el u so de agar.

Para manter cultivos plurialgales, normalmente se controlan las condiciones físicas y nutritivas de agua natural recogida en estanques artificiales, para producir un bloom seminatural de las especies allí existentes (Edmonds, 1972; Ukeless, 1976). Por medio del control de las variables físico- nutritivas puede ejercerse un control sobre la composición de las principales especies que producen el bloom (Fogg, 1975).

Puesto que en muchos casos, los cultivos de microalgas se utilizan para la alimentación directa de larvas o animales delicados, la presencia de infecciones en los cultivos puede ser fatal. En los cultivos masivos de microalgas es difícil evitar las infecciones (protozoos, hongos, bacterias o virus) por lo que puede decirse que todo cultivo de microalgas contiene algunos de estos contaminantes en mayor o menor grado. En cultivos a escala de laboratorio, es posible mantener un alto grado de esterilidad mediante el uso de antibióticos (Provasoliet et al, 1951) , estos métodos son tan sólo parcialmente aplicables a los cultivos a escala masiva que, por lo tanto son cultivos monoaxénicos ( Devik, 1976 ). Una posibilidad muy atractiva lo constituye la utilización en cultivo de especies de microalgas que producen antibióticos (Jorgensen y Nielsen , 1961), su inclusión en los cultivos permite un cierto control de la proliferación bacteriana. Otra posible solución

consiste en cultivar las microalgas en condiciones distintas a las que está creciendo el organismo a alimentar (alimentar especies de agua salada con microalgas de agua dulce). Por este medio puede conseguirse la desaparición o la no proliferación de los organismos infecciosos en el medio de cultivo de la especie deseada.

Las células que componen el cultivo son, generalmente distintas unas de otras dentro de ciertos límites. Estas diferencias dependen del ciclo celular y de la fase de crecimiento del cultivo y dan lugar a distintas clases de cultivo, según se controlen o no estas diferencias.

Por último, los cultivos de algas según su producción se puede dividir en escala de laboratorio y escala industrial.

Se pueden cultivar microalgas de una sola especie (monoaxénicas) o varias especies juntas (plurialgales).

Las algas pueden dividirse y crecer todas al mismo tiempo (sincrónicas) o cada una independientemente de las otras (no sincrónicas). El número de algas producidas puede ser pequeño =  $10^7$ - $10^8$  células /día (escala de laboratorio) o grande =  $10^{10}$ - $10^{15}$  células /día (escala industrial).

#### 4.3.- MICROALGAS QUE SE CULTIVAN

Generalmente, una sola especie de microalgas es incapaz de satisfacer todos los requerimientos nutritivos de la

especie que deseamos alimentar, por lo que se utilizan mezclas de varias especies. Otras propiedades deseables en las microalgas son: que tenga los mínimos requerimientos nutritivos, ya que así será más económico y más reproducible su cultivo; que pueda crecer a altas densidades, para evitar el tener que utilizar grandes volúmenes para su cultivo; que se multiplique rápidamente, lo que ayudará a tener una gran producción por unidad de tiempo; que se pueda cultivar en ausencia de bacterias y otros parásitos, ya que de otra forma se hará difícil su utilización posterior; que sean células individuales, su pequeño tamaño ( $10\mu$ ), en algunos casos será una característica favorable (moluscos y larvas pequeñas) pero en otros casos (peces herbívoros), se rán mejor las microalgas, cuyo tamaño, aún siendo pequeño, es mayor ( $80\mu$ ) y que tengan una temperatura de crecimiento que soporte las variaciones ambientales, ya que de esta manera se disminuye la utilización de cámaras de temperatura controlada. Todas estas características puede buscarse mediante un estudio sistemático de las posibilidades que se ofrecen en la naturaleza (distintas especies y variedades geográficas) o bien mediante la inducción y selección de los mutantes apropiados.

Las microalgas se pueden clasificar, de acuerdo con los pigmentos que poseen, en los siguientes grupos:

- ALGAS VERDI-AZULES (Cianofitas)
- ALGAS AMARILLAS (Crisofitas)

- ALGAS VERDES (Clorofitas)
- ALGAS PARDAS (Feofitas)
- ALGAS ROJAS (Rodofitas)
- ALGAS SILICIAS (Baciliariofitas)

En estos grupos existen especies unicelulares y pluricelulares, excepto en las diatomeas, que son casi únicamente unicelulares. Sólo las cianofitas no poseen verdadero núcleo y cloroplastos. En todos los grupos hay especies con flagelos o sin ellos.

TABLA 2

COMPOSICION GENERAL DE ALGUNAS MICROALGAS UTILIZADAS EN ACUICULTURA (Foggs, 1975)

ESPECIE	PROTEINA	CARBOHIDRATO	GRASA
Tetraselmis . . . .	1,42	0,41	0,70
Dunaliella . . . .	1,43	0,80	0,15
Monochrysis . . . .	0,94	0,59	0,22
Chaetoceros . . . .	1,12	0,22	0,21
Skeletonema . . . .	1,38	0,79	0,17
Phaeodactylum . . . .	0,88	0,64	0,17

La comparación de la composición celular de estas especies de microalgas marinas, se llevó a cabo después de haber sido cultivadas en condiciones físico-químicas y nutricionales similares. La cantidad de proteína, carbohidrato

y grasas se ha expresado relativa a la cantidad total de C de esta especie. Dentro de una misma especie, las variaciones en composición celular durante la curva de crecimiento suelen ser mayores que las observadas entre distintas especies en condiciones de crecimiento similares. Por supuesto, la composición detallada de cada especie es muy variada de unos grupos a otros; pigmentos, esteroides, ácidos grasos esenciales, carbohidratos.

En la tabla 3 se exponen los géneros de microalgas que se han utilizado más en acuicultura, debido a su capacidad para crecer en cultivos masivos y a su valor nutritivo.

TABLA 3

CARACTERISTICAS DE ALGUNAS DE LAS ESPECIES DE ALGAS UNICELULARES UTILIZADAS EN ACUICULTURA

GENERO	CICLO	TEMPERATURA OPTIMA	DIAM. MEDIO
Phaeodactylum (Baciliarofita)	10 h	25° C	10.4 μ
Skeletonema (Baciliarofita)	13,1 h	18° C	20 μ
Dunaliella (clorofitas)	24 h	16° C	17,8 μ
Chlorella (clorofitas)	7,7 h	25° C	5 μ
Tetraselmis (clorofitas)	18 h	18° C	18,4 μ
Monochrysis (crisofitas)	15,3 h	20-25° C	10 μ
Isochrysis (crisofitas)	30,2 h	20° C	10,2 μ

#### 4.4. PRINCIPALES CARACTERISTICAS DE ALGUNAS MICROALGAS

A continuación se describen las características de algunas de las microalgas más utilizadas en criaderos de acuicultura tanto por su valor nutritivo, facilidad de cultivo y tamaño.

Filum Bacillariofita

Phaeodactylum tricornutum Bohlin.

Skeletonema costatum Cleve.

Thalassiosira pseudonana Hustedt.

Phaeodactylum tricornutum Bohlin.



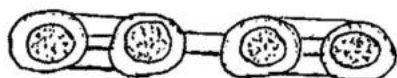
Es una diatomea marina de forma penada que se presenta en las variedades trirradiada, fusiforme y oval. La más común se le conoce como diatomea aberrante caracterizada por poseer solo una valva silificada la cual puede no siempre estar presente. Dado que crece rápidamente se le considera una planta frecuente de los laboratorios,

llamandosele en ocasiones "maleza".

Es una especie euritérmica, eurihalina, que mide de 6-7 micras. La forma usual de los laboratorios se puede cultivar a condiciones óptimas entre 18-26 °C. La salinidad adecuada se encuentra entre 20 y 30 o/oo (Flassch, 1978). Puede adaptarse fácilmente a crecer al exterior.

A pesar de su fácil cultivo a altas densidades, existen discrepancias acerca de su valor nutritivo. Walne (1970) atribuye el pobre crecimiento de los bivalvos a las altas concentraciones celulares y a la irritación física causada por las espinas silíceas de esta alga. Por esto se recomienda que se de a los bivalvos en bajas concentraciones, en comparación con otras algas. Davis y Guillard (1958) atribuyen la muerte de la mayoría de las larvas de Crassostrea gigas a la incapacidad de estas para digerir la pared celular. Matthiessen y Toner (1966) reportan que P. tricornutum puede usarse exitosamente como alimento para los estadios larvales tardíos de C. virginica. Se ha reportado buen crecimiento de las larvas usando esta microalga como alimento para Mercenaria, Mya arenaria, Argopecten irradians, Ostrea edulis y Crassostrea gigas (Wilson, 1978); no así para Mytilus edulis (Bayne, 1965).

Esta microalga también conocida como Nitzachia closterium, se usa mucho en Acuicultura para alimentar abulones y crustáceos.

Skeletonema costatum.

Es una diatomea marina y de aguas salobres. No posee movimiento y forma colonias en forma de cadenas celulares usualmente rectas. Las células de esta microalga son de color café y poseen un diámetro promedio de 5-8 que varía de acuerdo al estadio reproductivo. Presenta reproducción sexual y asexual acompañada por la formación de auxosporas que son de 17-20 de diámetro. Es una especie que puede ocurrir planctónica y bentónica, compuesta de 2 valvas distintas formadas de compuestos de sílice. Es euritérmica, eurihalina y tolera un amplio rango de regímenes de luz, siendo afectada por fotoperíodos (Hegseth y Sakshaugh, 1983). Se cultiva a temperaturas de 15-25°C y a salinidades de 18-35 o/oo.

Se utiliza ampliamente para alimentar los primeros estadios larvales de abulones y crustáceos, principalmente camarones (*pennaeus*). Su valor nutritivo para los bivalvos se restringe a su aporte en dietas mixtas (Rodhouse et al., 1983).

Filum Chlorophyta

Nannochloris sp.

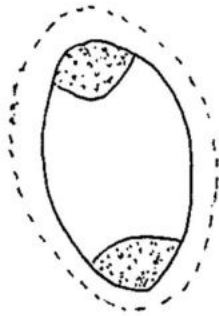
Dunaliella sp.

Chlamydomonas sp.

Chlorella sp.

Nannochloris sp.

Es una pequeña alga coccal de 2-6 de diámetro y sin movimiento. Son células redondeadas o elipsoidales con terminaciones redondeadas, de color verdoso-amarillo, sin flagelos y con pared celular lisa transparente (Turner y Gowen, 1984). Esta especie es euritérmica, eurihalina y fácilmente adaptable a condiciones ambientales, evidenciado por su dominancia en cultivos al exterior.

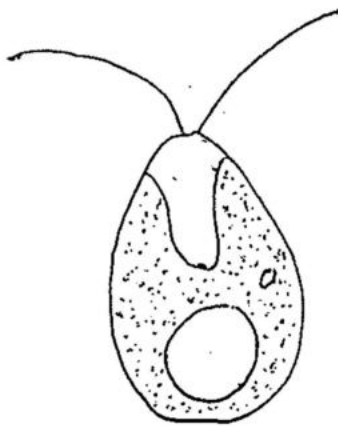


Su máxima tasa de crecimiento se encuentra entre salinidades de 10-20 ppmil. Theilacker y McMaster (1971) reportan altas densidades a 33 ppmil de salinidad.

Debido a su pequeño diámetro algunos autores condicionan su valor alimenticio a las altas densidades. Se ha probado que es un alimento confiable para productores secundarios

como rotíferos (Brachionus sp.), copépodos (Euritemora sp.) y ostiones (Crassostrea sp.) (Witt, et al., 1981). Su rápida adaptabilidad, tasa de crecimiento y valor nutritivo sitúan a Nannachloris sp. como productor primario aceptable en granjas de Acuicultura.

Dunaliella sp.



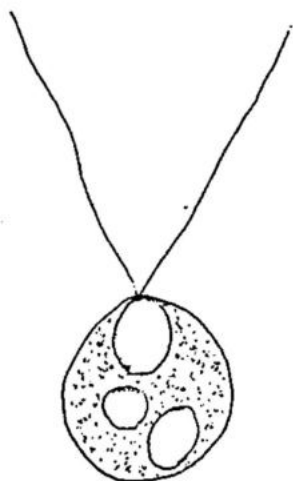
Son células ovoides con los extremos anterior agudo y posterior redondeado; de 6 micras de diámetro y de 9-11 de largo; color verde amarillento y con dos flagelos móviles (De la cruz y Alfonso, 1975). Son microalgas eurihalinas que crecen en un rango óptimo de temperatura de  $28 \pm 1^{\circ}\text{C}$ , a un pH de 7.5-8.0 y salinidad de 20-23 o/o, aunque presenta adaptaciones fisiológicas a salinidades altas y variables (Dor, 1985.)

Su valor como alimento se debe a que no tiene una pared celular rígida y la ausencia de una membrana gruesa de celulosa. Las células se encuentran encerradas solo dentro de una delgada túnica protoplásmica elástica la cual facilita su digestibilidad y asimilación por los consumidores.

Debido a su adaptabilidad a condiciones extremas y su

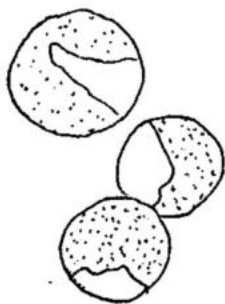
flexibilidad en relación al régimen químico de nutrientes .  
 se le considera como un buen alimento para bivalvos, crustá  
 ceos, microinvertebraos y ciertos peces de agua dulce  
 (Fabregas y Herrero, 1986).

Chlamydomonas sp.



Es un pequeño flagelado de 4 a  
 6 micras de largo, color verde  
 amarillento y de forma elipsoidal  
 muy parecida a Dunaliella sp.  
 Tiene dos flagelos móviles y una  
 pared celular gruesa de estructura  
 rígida (Round, 1981.). Crece ade-  
 cuadamente en el rango de 16 a 20  
 grados centígrados, es eurihalina,  
 cultivándose satisfactoriamente a  
 30 o/oo de salinidad y a una ilu-  
 minación de 7000 lux ( González  
 Rodríguez y Maestrini, 1984).

Aunque es utilizada por los bivalvos (principalmente  
Crassostreas y Ostreas), carece de ciertos constituyentes  
 sin los cuales estos no crecen bien, por lo que se recomien-  
 da se mezcle con alguna especie de alto valor nutritivo.  
 Frecuentemente es utilizada para alimentar microinvertebra-  
 dos.

Chlorella sp.

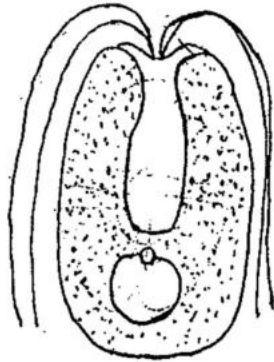
De 8 a 10 micras de diámetro es una microalga de color verde. Es eurihalina y euritérmica. La temperatura de cultivo óptima se encuentra entre 18 y 25 °C y en una salinidad de 10 a 28 o/oo. Tiene una pared celular rígida de celulosa, lo que la sitúa como un alimento inadecuado para larvas y adultos de Bivalvos (Walne, 1970). Recientemente se ha utilizado en forma viva y pulverizada como alimento para Rotíferos. (Hirayama y Nakamura, 1976)

Moffatt (1981) reporta la alimentación de estadíos larvales de la anchoveta Engraulis mordax con Chlorella sp.

Por su fácil crecimiento en aguas dulces y salobres es una de las especies que se utiliza para alimentar langostinos, camarones y rotíferos (Alfonso y De la cruz, 1981).

Filum Prasinophyta.

Tetraselmis suecica



Es un alga comprimida elipsoidal con el extremo posterior agudo y el extremo anterior de 4 lóbulos, y es conocida también como Platymonas sp. Tiene de 7-9 micras de diámetro y 10 - 16 de largo y un color verde brillante con 4 flagelos móviles. Es una especie eurihalina, con capacidad de formar esporas cuyos límites de tolerancia a variables físicas son muy amplias. Posee una pared celular

delgada formada principalmente de carbohidratos (Padilla, 1975), a lo que Epifanio (1979) atribuye su lenta digestibilidad al compararla con Isochrysis galbana. Esta microalga crece bien en el rango de temperatura de 18-22 °C, a pH de 7.5-8.0 y salinidad de 25-30‰. Por estas razones es una especie de considerable potencial de cultivo a gran escala.

Se considera una especie de buen valor alimenticio para larvas, semillas y adultos de bivalvos (Laing y Helm, 1981). También ha probado ser nutritiva para larvas de peces, crustáceos y microherbívoros.

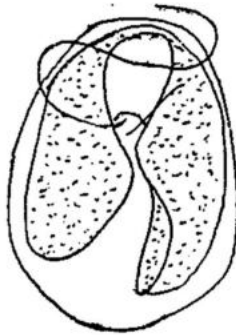
Filum Haptophyta.

Pavlova (Monochrysis) lutheri.

Isochrysis galbana

Pseudoisochrysis paradoxa

Pavlova lutheri Green.



Es un microflagelado cuyos rangos de tamaño van de 7-9 x 5 7 x 3-4 micras. Dorsoventralmente se ven como células ovaladas, rómbricas o casi rectangulares y lateralmente aparecen comprimidas y concavo-convexas (Green, 1975).

Las células son móviles, de color café amarillo y carecen de pared celular; tiene dos flagelos diferentes en tamaño y un haptoma. Se encuentra en aguas neríticas, de climas templados. La temperatura de crecimiento varía de 16 a 20°C, en una salinidad de 22 a 30 o/oo y con una iluminación de 4000 lux. Desde su aislamiento original por Droop (1953 como Monochrysis lutheri se ha comprobado junto con Isochrysis sp. que son los fitoflagelados nutricionalmente más valiosos

Debido a su pequeño tamaño y alto valor nutritivo ha sido utilizado por muchos investigadores en estudios de cinética, nutrición, bioquímica y en Acuicultura como alimentos para adultos y estadios larvales de moluscos, principalmente ostiones.

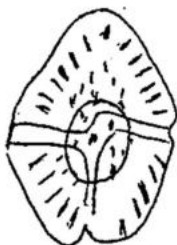
*Isochrysis galbana* Parke.



Son células de 6-8 micras de tamaño y con 2 flagelos móviles. Su órgano más importante es el haptoma circundado por pequeños relieves. Es un flagelado de color amarillo que habita en climas templados. Conocida también como *Isochrvisis* " Tahiti " (Laing, 1985), su crecimiento óptimo se encuentra a una temperatura que varía de 16-20 °C, a una salinidad de 25-28 o/oo y una iluminación de 4000 lux. Debido a su tamaño y a que es un flagelado desnudo es fácilmente digerible por los

consumidores. Con un alto valor nutritivo, la sitúan como la especie más importante para la alimentación de Bivalvos marinos (Laing y Utting, 1980; Fabregas et al., 1985; Romberger y Epifanio, 1981).

## Filum Dinophyta.

*Gymnodinium splendens*

Es un dinoflagelado de aguas marinas y salobres principalmente que mide de 51-53 micras de largo y 53 u de diámetro. Tiene cuerpo ovoide aplanado dorsoventralmente y dos flagelos de estructura y orientación diferente. Está constituido por un epicono anterior subesférico que es desigual al posterior y contreridos por dos placas desiguales separadas por surcos longitudinales y transversales. Presenta manchas, vacuolas contráctiles y cromatóforos discoides de color café y rojo que le dan la coloración café-rojizo, aunque pueden existir especies incoloras. Tiene una gruesa pared celulósica.

Crece adecuadamente en un rango de temperatura de 16 a 25°C; a una iluminación de 2400 lux (Thomas y Dodson, 1974) y ha sido cultivada con éxito a salinidades de 28 a 35 o/oo. Por su tamaño es ampliamente utilizado como alimento tanto para estadíos larvales tempranos como tardíos de anchovetas y otros peces de importancia comercial (Scura y Jerde, 1977).

4.5.- Elementos básicos para el cultivo del fitoplancton en general.

#### 4.5.1.- AGUA DE MAR NATURAL Y NUTRIENTES

La elaboración del agua de mar natural y nutrientes, puede ser de manera sencilla o compleja. La manera sencilla: se obtiene agregando al agua de mar filtrada elementos mayores o macronutrientes como: nitratos, fosfatos, silicatos y amonio o extracto de suelo. La manera compleja: se obtiene agregando al agua de mar filtrada, micronutrientes como: metales traza y vitaminas; así como elementos del sencillo.

##### 4.5.1.1.- EXTRACTO DE SUELO

Los extractos de suelo aportan principalmente metales traza, compuestos que actúan como quelantes de los metales traza, vitaminas y además micronutrientes.

#### MÉTODOS PARA PREPARAR EL EXTRACTO DE SUELO.

##### PRIMER MÉTODO (Guillard, 1975).

1.- Seleccionar el suelo de preferencia fértiles y que no hayan sido removidos o arados.

2.- Colocar en un vaso de precipitado 1 kg. de suelo y agregar un litro de agua bidestilada.

3.- Esterilizar el contenido en autoclave a  $121^{\circ}\text{C}$  y  $1.05 \text{ kg./cm}^2$  durante 10 minutos.

4.- Decantar el extracto 12 horas aproximadamente.

5.- Filtrar varias veces el extracto hasta que la solución quede clara, las últimas filtradas que sean con papel filtro de 1 micra.

6.- Esterelizar conservando un pH de 4.5 a 5, la solución filtrada a  $121^{\circ}\text{C}$  y  $1.05 \text{ Kg./cm.}^2$  durante 10 minutos. Conservar en refrigeración la solución obtenida.

#### SEGUNDO METODO (Droop, 1969)

Es igual al primer método, sólo con las diferencias que el kilogramo de suelo puede estar aforado de 1 a 2 litros de agua destilada con 3 gramos de NaOH y tratando de conservar un pH arriba de 10 durante 12 horas para la extracción de nutrientes más efectiva.

Para hacer el medio de cultivo, se añaden 10-50 ml. del extracto de suelo por litro de medio de cultivo final, para posteriormente inocularlo con la especie de microalga seleccionada.

#### 4.5.2. BIODIGERIDOS ORGANICOS (Paniagua Michel, 1984)

Con recursos orgánicos fermentados (excretas de gallina de vaca, macroalgas), se obtienen nutrientes, metales traza, quelantes, ciertas vitaminas y sustancias promotoras del crecimiento de las microalgas cuya disponibilidad depende en gran parte del tipo de recurso utilizado (Granados-Machuca Bückle-Ramírez, 1984; Paniagua Michel y Bückle-Ramírez, 1985).

Para extraer los nutrientes de los estiércoles se utili

zan los biodigestores aeróbicos. Pueden existir biodigestores con y sin temperatura integrada (Fig.78 ) aunque destacan los últimos, porque se logra una nitrificación más eficiente. Independientemente del diseño, para hacer el medio del cultivo la metodología es la siguiente:

1.- Elección de los recursos a digerir. Para elegir los recursos orgánicos necesarios para hacer el medio de cultivo, estos deben ser abundantes en la región, subutilizados y contener la mayoría de elementos requeridos por las microalgas para el crecimiento.

2.- Alimentar el biodigestor. Es importante el cargar adecuadamente el digestor tanto orgánica como hidráulicamente para lograr una eficiente nitrificación. La carga orgánica depende del recurso orgánico a fermentar.

Se carga con 500 grs. de estiércol de vaca, 550 grs. de gallina y 660 grs. de Macrocystis pyrifera (previamente molida) por cada 10 litros de agua dulce en cada bioreactor respectivamente.

3.- Los tiempos de tratamiento de los recursos en los biodigestores son diferentes. Así el biodigestor cargado con estiércol de vaca se deja 25, el de gallina 20 y el de Macrocystis 15 días en funcionamiento.

4.- Se colecta el extracto líquido del Biodigestor.

5.- Filtrar el extracto hasta que quede una solución clara, libre de impurezas.

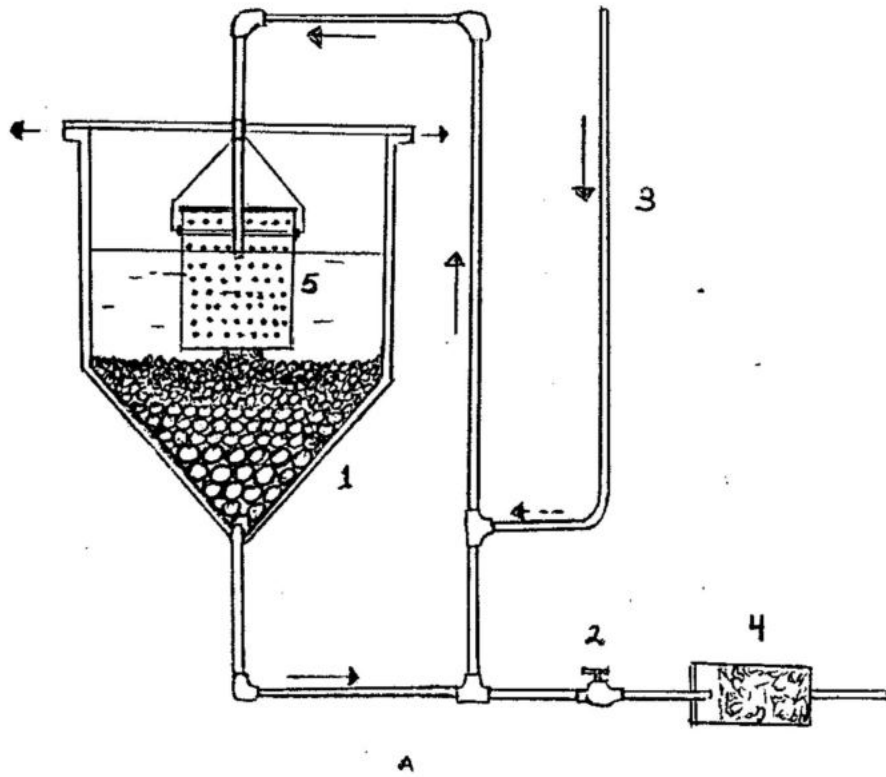


Fig. 78A) Partes del sistema de digestores. 1) Estanque con grava; 2) Llave de paso; 3) Línea de aire; 4) Filtro; 5) Balde perforado con estiércol.

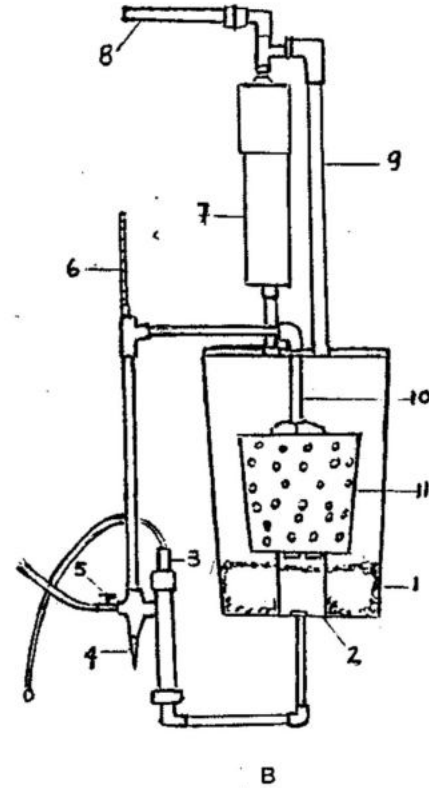


Fig. 78 (B) Biodigestores con temperatura controlada. 1) Capa de roca; 2) Soporte; 3) Calentador; 4) Llave de colecta; 5) Inyección de aire; 6) Termómetro; 7) Eliminador de espuma; 8) Destoque de gases; 9) Retorno; 10) Descarga del licor; 11) Recipiente perforado.

El pH del extracto se ajusta a 5 con HCl.

Para preparar el medio de cultivo se agregan 10, 20 y 40 ml. de biodigeridos de extractos de estiércoles de gallina, vaca y de Macrocystis respectivamente por litro de agua de mar. Finalmente se inocula con la especie de microalga elegida.

#### 4.5.3. AGUA DE MAR ARTIFICIAL MAS NUTRIENTES EN CULTIVO DE MICROALGAS.

Hay varias fórmulas de agua de mar artificial, algunas bastante recomendables, pero solo en los siguientes casos: 1) Cuando no hay disponibilidad del agua de mar natural por encontrarse lejos de ella. b) Cuando el agua de mar se encuentra contaminada. c) Si se necesitan realizar trabajos de precisión ya que está químicamente definida.

Existen problemas al utilizar este tipo de agua, ya que no es suficiente para delicadas algas pelágicas; viéndose la necesidad de agregar extracto de suelo o agua de mar, debido a que le hacen falta sustancias orgánicas. Algunas recomiendan una vez agregado el extracto de suelo, se añada un poco de agua de mar o tratarse con un organismo Euriplástico, y posteriormente se añade otro organismo en este caso Estenoplástico; lográndose con lo anterior, que se produzcan quelantes, micronutrientes orgánicos y microorganismo (productores de vitaminas)

#### MARCAS COMERCIALES DE AGUA DE MAR ARTIFICIAL

Aqua Marine

Instant Ocean

Busan Meersals

Rila Marine Mix

hay que tener cuidado que a estas marcas se les debe de agregar vitaminas antes de ser usadas.

COMPOSICION DEL AGUA DE MAR ARTIFICIAL INSTANT OCEAN

en 39.4 grs. (Stephens, 1971)

g- at N (como nitrato, glicina glutamato)	$2 \times 10^{-3}$ ó $2 \times 10^{-4}$
$K_2 HPO_4$	$2 \times 10^{-4} M$
$FeCl_3$	$10^{-5} M$
EDTA	.001 %
Agua	1000 ml.

COMPOSICION DEL AGUA DE MAR ARTIFICIAL RILA MARINE MIX(15 grs.)

$KH_2PO_4$	40 miligramos
$NaNO_3$	232 mg
Vitamina $B_{12}$	4 microgramos
Thiamina HCl	.004 mg
Tris	500 miligramos
$FeCl_3 \cdot 6 H_2O$	1.5 miligramos
$Na_2 EDTA$	1 miligramo
Agua	1000 ml.

4.5.4.- FACTORES FISICOS

Los requerimientos más importantes que influyen en el crecimiento de los microalgas son:

- a) ILUMINACION
- b) TEMPERATURA
- c) SALINIDAD
- d) pH
- e) AIREACION

#### 4.5.4.1.- ILUMINACION

Las microalgas son fotoautótrofas. Para reproducirlas se prefiere una fuente de luz artificial en vez de la luz solar, porque tiene ondas ultravioleta (longitud corta), nocivas para las células (Paniagua et al, 1986).

Es muy importante en un cultivo de microalgas, cuidar la calidad e intensidad de luz; ya que puede afectar en su crecimiento, reproducción y morfología. Cada especie necesita un espectro específico, por lo que hay que investigar cuál es.

La cantidad óptima de incidencia de luz puede ser variada por las siguientes características: forma de cultivo y densidad celular.

Forma de cultivo (Erlenmeyer, Ferbach, Carboy y estanques). En un cultivo masivo de microalgas en estanques con profundidades mayores de un metro, se suspenden lámparas sobre la superficie de estos. Algunos investigadores han introducido lámparas protegidas con acrílico transparente, para aumentar la superficie de iluminación y fomentar la fotosíntesis de las microalgas (Paniagua op cit.).

Las microalgas crecen dentro de un rango de luz de 200-15000 lux, las especies que tienen crecimiento lento prefieren luz débil (200 lux) y la de crecimiento rápido necesitan más luz (1500 lux) (Eppley y Dyer, 1965; Shelef et al, 1968).

El período de exposición de la luz puede ser contínuo (luz artificial). Las lámparas más utilizadas son las del tipo "cool-white" (blanco-frío), pero existen los "day-light" (luz-día), "warm-white" (blanco-caliente) y los "Gro-lux". A diferencia de la luz solar, las lámparas tienen longitudes de onda larga sin emisión ultravioleta (Robert R.L. Guillard).

La intensidad luminosa, se puede registrar con medidores de metros-candela (lux) y pie-candela.

Las conversiones de unidades de intensidad de luz son: 1pie-candela = 10.76 lux, 1 lux = 0.0929 pie-candela, 1 micro watt/cm<sup>2</sup> = 3.28 lux = 0.30 pie-candela y 1000 microwatt/cm<sup>2</sup> = 1.43 x 10<sup>-2</sup> cal/cm<sup>2</sup>/ min.

Estas conversiones son para luz blanca-fría fluorescente y para otros tipos de bulbos la conversión es diferente (más o menos 20%) (Robert R.L. Guillard, )

1000 lux de iluminación artificial es suficiente para el mantenimiento de la mayoría de las especies de microalgas importantes en acuicultura. En condiciones controladas el óptimo para reproducción varía entre 1000-8000 lux, dependiendo de la especie (Paniagua M. op cit.)

#### 4.5.4.2.- TEMPERATURA

Las microalgas marinas en el medio natural, tienen un amplio rango de temperatura ( $15^{\circ}\text{C}$ - $30^{\circ}\text{C}$ ).

Generalmente las temperaturas óptimas de cultivo de microalgas marinas, van desde  $18^{\circ}\text{C}$ - $20^{\circ}\text{C}$ , lo que hace que los cultivos se ubiquen en cámaras especiales de temperatura controlada (Hulburt y Guillard, 1968); sin embargo, se puede modificar este rango óptimo dependiendo de las especies que van a cultivarse. El control de temperatura puede ejercerse con termóstatos que mantengan la temperatura del medio de cultivo ó de la cámara donde se efectúe el cultivo.

Los cambios de temperatura traen como consecuencia efectos en la asimilación de nutrientes; si se incrementa la temperatura se incrementa las divisiones celulares; si disminuye la temperatura se disminuyen las divisiones celulares, pero al bajar la temperatura su biomasa aumenta. Jorgensen (1968) realizó investigaciones trabajando con Skeletonema encontrando lo siguiente:

$T^{\circ}\text{C}$	DIVISION CELULAR	C. ASIMILADO $10^6 \mu\text{gr}$
20	2.3	10.2
15	1.9	12.7
10	1.6	16.5
7	1.0	19.5

#### 4.5.4.3.- SALINIDAD

La tolerancia a las variaciones de salinidad de las especies de microalgas marinas, suele ser amplia (12 a 40‰) con un óptimo aproximado del 20 ‰. La respuesta a las variaciones en salinidad depende de la concentración total de iones (osmolaridad) y de la concentración relativa de algunos iones, según la especie (Gessner y Schramm, 1971).

Si las microalgas se cultivan con el fin de alimentar larvas de bivalvos marinos es recomendable que el medio tenga una salinidad de 30‰ debido a que el cultivo de los bivalvos se mantiene con una salinidad de 25 a 30‰, la cual puede alterarse al agregarles el alimento.

Si el agua de mar no tiene esta salinidad, puede ajustarse diluyéndola con agua destilada. Si el volumen agregado de agua dulce es elevado, debe adicionarse el equivalente en nutrientes.

#### 4.5.4.4.- pH

El pH óptimo del medio de cultivo para el crecimiento de microalgas, depende de la especie, pero suele estar comprendido entre 7 y 9 (Ukeles, 1976)

Los métodos que se utilizan para controlar el pH del medio de cultivo, además de la aireación, es adicionando productos químicos y tampones. Generalmente se usa el sistema carbonato-bicarbonato como tampón; ya que además, permite un control amplio del pH mediante variaciones en la proporción del

CO<sub>2</sub>. La fotosíntesis provoca un aumento de pH que se contraresta aumentando el CO<sub>2</sub>, en la oscuridad, el metabolismo de las células reduce el pH (respiración) por lo que se disminuye la cantidad de CO<sub>2</sub> adicionado al cultivo (Brewer y Gold-man 1976; Fogg, 1975).

La producción de oxígeno junto con la actividad fotosin-tética hace que el medio de cultivo de microalgas cuando es-tá iluminado sea oxidante. Este medio no siempre es favora-ble al crecimiento de algunas especies. Cuando las concentra-ciones celulares son altas, se hace burbujear nitrógeno en el medio de cultivo; o bien, añadir compuestos reductores (Sulfito sódico, B-Mercaptoetanol, ditiocritrol ) para equilibrar el potencial redox (Ukeles, 1976)

#### 4.5.4.5.- AIREACION

Al inyectar aire a los cultivos marinos, se logra una difusión efectiva de los nutrientes; un aporte parcial de CO<sub>2</sub> inorgánico, estabiliza el pH, se mantienen las algas en suspensión y el cultivo uniformemente distribuido en el momento de la cosecha.

En cultivos de volúmenes de un litro o menos, no es necesario la aireación, basta con agitarlo manualmente cada día. En los cultivos a gran escala, la aireación debe ser leve duran-te la fase de inducción (2 días después de la inoculación) e incrementarse al aumentar la densidad del cultivo.

Para el aporte de aire directo, la elección del genera-

dor de aire es importante, pues va a depender del volúmen requerido y la continuidad de la demanda. Generalmente se usan compresores de la marca CONDE de acuerdo al volúmen suministran 0.033% de CO<sub>2</sub>. En la mayoría de los laboratorios es común utilizar líneas de plástico PVC de 1/2 a 1 1/2 pulgada de diámetro para distribuir el aire en los cuartos de cultivo. El aire que se distribuye a cada sistema de cultivo se controla con válvulas de metal o plástico insertadas en las líneas de PVC.

El aire debe ser lo más limpio posible para lo cual existen filtros comerciales. Una manera confiable, barata y sencilla de hacer un filtro, es usando un tubo de PVC de 1/2 pulgada de diámetro por 10 pulgadas de largo relleno con algodón en sus extremos y carbón activado en el centro. A su vez este tubo puede tener varias líneas de distribución de aire para los cultivos.

Usualmente el aire utilizado en volúmenes de cultivo de 2.5, 5 y 18 litros se lleva por tubos de plástico de diámetro pequeño en cuyo extremo se instalan piedras de ai reacción. Volúmenes superiores son burbujeados con tubos de PVC con perforaciones y dispuestos en forma de cruz en el fondo del estanque de cultivo. La distribución final del aire puede tener muchas variantes que dependen de los objetivos particulares del cultivador.

#### 4.6.- MEDIOS DE CULTIVO

Existen tantos medios de cultivo como investigadores hay en este campo, entre otros existen los medios: Schriber (1927), Sweeney (1954), Kainn y Fogg (1958), Foyn's (1934); estos son para agua de mar pero se conocen también algunos para agua dulce como son los de: Chu (1942), Waris (1953), Van Baale (1967), Sorokin y Kraus (1958).

Estos medios presentan una gran diversidad de componentes y se necesitan 20 elementos como mínimo para un medio. Estos elementos se pueden agrupar en: macronutrientes (fuentes de nitrógeno, fosfatos, sulfatos, silicatos para diatomeas, quelantes para eliminar toxinas y soluciones buffer para mantener el pH) y micronutrientes (metales traza y vitaminas), además puede contener antibióticos para reducir la posible contaminación por bacterias o agregar extracto de suelo.

Los medios más usados en la actualidad son los de Guillard (f/2) y Mathiensen y Torner.

##### 4.6.1.- MEDIO DE GUILLARD f/2

Na NO <sub>3</sub>	75 mg/l
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> .H <sub>2</sub> O	5 mg/l
*NaSiO <sub>3</sub> .9H <sub>2</sub> O	15-30 mg/l
Tris	200 mg/l
Na <sub>2</sub> EDTA	4.36 mg/l
FeCl <sub>3</sub> .6H <sub>2</sub> O	3.15 mg/l

CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> O	0.01 mg/l
ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	0.022 mg/l
CoCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	0.01 mg/l
MnCl <sub>2</sub> .4H <sub>2</sub> O	0.18 mg/l
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> .2H <sub>2</sub> O	0.006 mg/l

Thiamina	0.1 mg/l
Biotina	0.5 µg/l
B 12	0.5 µg/l

\* Este elemento se usa cuando hay diatomeas

#### 4.6.1.1.- Preparación de soluciones stock.

Solución stock primaria para elementos traza (Tabla )

Tabla .- Forma de llevar (n% W/V) n gramos a un volumen de 100 ml. con agua destilada.

SAL	STOCK PRIMARIA, % W/V
CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> O	0.98
ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	2.2
ó ZnCl <sub>2</sub>	1.05
CoCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	1.0
MnCl <sub>2</sub> .4H <sub>2</sub> O	18
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> .2H <sub>2</sub> O	0.63

Es conveniente hacer las soluciones stock primaria de metales traza en forma individual. Nota: la sal de sulfato es

mejor porque minimiza la precipitación.

#### SOLUCION ESTOCK PARA TRABAJAR METALES TRAZA

Usando secuestrante férrico.- Disolver 5 gr. de secuestrante férrico en 900 ml. de agua destilada, añadir 1 ml. de cada solución stock primaria de metal traza (Tabla ) y aforar a un litro, mantener un pH de 4.5. Usar 1 ml/l de solución stock para fabricar el medio f/2.

Usando cloruro férrico y EDTA di-sódico.- Disolver 3.15 gr. de  $FeCl_3 \cdot 6H_2O$  y 4.36 gr. de  $Na_2 EDTA$  en 900 ml. de agua destilada y 1 ml. de cada solución de metal traza y aforar a un litro, mantener el pH a 2.

#### SOLUCION STOCK PRIMARIA PARA VITAMINAS

Biotina.- Es obtenida en forma cristalina. La solución stock primaria contiene 0.1 mg./l y se obtiene pesando 10 mg. de biotina adicionando agua destilada, 9.6 ml. por cada mg. de biotina.

Vitamina B 12 .- Se prepara de manera similar a la biotina y al hacer una solución stock primaria se tiene 1 mg./ml.

Acidificar la solución de vitaminas si se usa autoclave y guardarlas en lugar fresco.

#### SOLUCION STOCK PARA TRABAJAR VITAMINAS

La solución stock se hace llevando 1.0 ml. de la solución stock primaria de biotina y 0.1 ml. de solución stock primaria de B 12 y añadir 20 mg. de thiamina HCl. No se ne

cesita solución stock primaria de tiamina. La solución stock de vitaminas se coloca en ampolletas de 1, 2 ó 5 ml. ó en lotes de 10 ml. y éstos son almacenados ~~con~~ refrigeración, es recomendable usar la ampolleta adecuada a la cantidad que se va a utilizar pero si no es así, el remanente se puede refrigerar. Usar 1/2 ml. por litro de medio final.

El pH del medio final debe ser casi 7.5

TRIS (buffer)

El tris (hidroximetil) amino-metano, es diluido en agua destilada y graduado con HCl concentrado a un pH de 7.1 a 7.5 (aproximadamente 29.3 ml. de HCl concentrado llevaría 50 gr. de tris a un pH de 7.2 en un volumen final de 200 ml). 1.21 ml. de esta solución contiene 1 mM, por lo tanto este es usado en 1-5 ml/l.; se añade al medio antes de usar el autoclave.

#### 4.6.2.- MEDIO DE MATHIENSSEN Y TORNER

Algunos nutrientes (macronutrientes) son directamente soluciones stock, **solo con** pesarlos y diluirlos en agua destilada como sigue:

$\text{NaNO}_3$	150 gr/l
$\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	10 gr/l
$\text{NaSiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$	30 gr/l

Estas soluciones stock pueden ser almacenadas en recipientes de vidrio ó plástico a temperatura ambiente.

La preparación de la solución stock de los metales traza es algo diferente a los macronutrientes, son compuestos en solución stock primaria, y porciones de la solución stock primaria son mezcladas al mismo tiempo para hacer la solución stock.

Las soluciones stock primaria son mezcladas con agua destilada, de la manera siguiente:

$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	1.96 gr/l
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	4.4 gr/l
$\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	2.0 gr/l
$\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	36.0 gr/l
$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	1.26 gr/l

Las soluciones stock primarias son pasadas en autoclave en recipientes de vidrio durante 5 minutos a 5 libras de presión. Estas soluciones pueden permanecer por 6 meses ó más tiempo, hay que remover la solución asépticamente con pipetas esterilizadas y almacenarlas a temperatura ambiente.

Las soluciones stock de metales traza se prepara mezclando al mismo tiempo 1 ml. de cada solución stock primaria en agua destilada con 10 gr. de secuestrante férrico, llenando hasta 1 litros. Las soluciones stock son almacenadas en recipientes de vidrio a temperatura ambiente.

Las soluciones stock de vitaminas se elaboran mezclando al mismo tiempo las 3 vitaminas:

Biotina	1 mg/l
---------	--------

B 12            1 mg/l

Thiamina    200 mg/l

Aforando a 4 litros con agua destilada

#### 4.6.3.- IMPORTANCIA DE ALGUNOS ELEMENTOS FORMADORES DEL MEDIO.

Fosfatos.- Utilizado como fuente de energía, la falta de este elemento puede reducir el tamaño de las microalgas o decolorarlas.

Manganeso.- Sirve para el rompimiento de carbohidratos, en la síntesis de clorofila y como activador de enzimas (des-hidrogenasa y carboxilasa).

Fierro.- Componente estructural de muchas enzimas como la catalasa. La deficiencia de fierro reduce la tasa fotosintética, la concentración de clorofila, los carotenoides y citocromos.

Cobalto.- Componente estructural de la vitamina B 12, además es un activador en la incorporación de los nitratos.

Tris.- Estabiliza el EDTA, esto es importante ya que equilibra la concentración de cobre libre. Las características de un buffer adecuado son las siguientes: efectivo en concentraciones bajas, que no sea utilizado por la microalga, que sea estable durante el cultivo y que no sea tóxico.

#### 4.6.5.- SECUENCIA DE PREPARACION DEL MEDIO.

Antes de iniciar cualquier inoculación de debe tener el lugar perfectamente limpio y desinfectado, por lo que es recomendable lavar toda el área con cloro y las mesas limpiarlas con alcohol, y al inocular hacerlo bajo la flama del mechero.

Al volumen inicial de 1 litro colocado en un ferbach de 2800 ml de capacidad, agregar 1 ml de cada solución stock primaria ( previamente preparada ) y secundaria, se ajusta esta solución a un pH de 7.2-7.5 con ácido clorhídrico (HCl). Se lleva a esterelizar en autoclave a 115°C y 20 lb. de presión durante 10 min., se deja reposar hasta que esté fresco para ser colocado en 12 Erlenmeyer de 250 ml (previamente esterelizados ) una cantidad de 75 ml más las vitaminas.

Se deja reposar 24 horas a una temperatura de 18° a 20°C antes de inocular.

Se inocula 1 ml por cada 10 ml de medio de cultivo, despues de 24 horas se cuenta la cantidad de microalgas que se tenga en dos erlenmeyer para obtener una media ( $\bar{X}$ ) y esta será nuestra concentración inicial, despues de 24 horas se cuenta cada uno de los matraces con la ayuda del hematocytómetro.

#### 4.7.- FORMAS DE ESTERILIZACION

Para mantener cepas de microalgas, así como para producir las cantidades necesarias para inocular cultivos a gran escala, es necesario disponer de un laboratorio con los medios suficientes para cultivos axénicos y monoaxénicos.

Habrá de disponer de una habitación para trabajo estéril que necesita una vitrina estéril y colocada donde no haya corrientes de aire.

El nivel de esterilidad varía con las necesidades de trabajo a realizar, ya que los métodos para aislar, purificar, controlar y mantener dependen del tipo de microalgas que se vaya a utilizar.

Es necesario y esencial mantener esterilidad tan rigurosa como se pueda en cultivos a pequeña escala. Es impráctico y económicamente prohibitivo el asegurar la esterilidad en cultivos a gran escala.

Este último caso, habrá de limitarse a limpieza y desinfección, es decir, reducir tanto como se pueda el número de bacterias, entre los métodos empleados se encuentran el químico y físico.

En el método químico los productos más utilizados para la esterilización son: hipoclorito de sodio, alcohol (etanol al 70%). La manera de utilizar es colocando 3ml/l

de hipoclorito de sodio y dejarlo de 12 a 24 horas, posteriormente se añaden 150 mg/l de tiosulfato para hacer precipitar los cloros y no sea tóxico.

Los métodos físicos más utilizados son: autoclave, filtración y rayos ultravioleta.

El método de autoclave se utiliza durante 10 minutos a 115°C y 21 lb/pulgada<sup>2</sup>.

La filtración se realiza con membranas de poro de 0.5 micras o menos.

Los rayos ultravioleta de 240-280  $\mu\text{m}$  (lámpara germicida) es la radiación más utilizada, siendo suficiente una exposición de 2 a 4 horas.

El tiempo necesario para la esterilidad varía de acuerdo a la técnica empleada y el nivel de esterilidad que se requiere.

#### 4.8.- AISLAMIENTO

Para aislar una cepa de microalgas a partir de una muestra natural, uno de los primeros pasos es el enriquecimiento general y/o el enriquecimiento selectivo. En el primer caso lo que se persigue es un aumento del número de microalgas incubadas en condiciones similares al ambiente natural del que se obtuvo. En el segundo caso se aprovecha para eliminar especies de microalgas que no in

teresan, poniendo condiciones de cultivo específicas.

El método de aislamiento depende del tamaño de la microalga, si son móviles, filamentosas o unicelulares. Entre los métodos de aislamiento más generales tenemos:

- a) Pipetas capilares (Pasteur).
- b) Pipeta capilar modificada.
- c) Rayado en agar.
- d) Esparcido en agar.
- e) Aislamiento en agar.
- f) Aislamiento desde la atmósfera

Las pipetas capilares y el rayado en agar son las más recomendadas, los demás métodos son una variación de éstos.

#### 4.8.1.- Método de la pipeta capilar (Pasteur)

Se usan cajas de petri en cuyo interior lleva un vidrio de reloj sobre un triángulo de vidrio, también puede usarse una placa con depresiones para sustituir al vidrio de reloj y los triángulos.

Se colocan de 6 a 8 gotas del medio de cultivo en el vidrio de reloj, o de 3 a 4 gotas en las depresiones de la placa (Fig. 79 ).

Se colocan 2 o 3 gotas de la muestra natural en el medio de cultivo del vidrio de reloj ó una gota en la depresión de la placa. El número de diluciones depende del número de especies que se desee obtener.

Se prepara una Pipeta Capilar PASTEUR, mediante calentamiento se reduce el diámetro hasta obtener el adecuado para lograr el aislamiento de determinada microalga, por ejemplo para aislar una microalga de 30  $\mu\text{m}$ , la pipeta debe tener un diámetro de 75 a 150  $\mu\text{m}$ , en la parte terminal de la pipeta se le coloca un bulbo de goma para lograr que la microalga fluya por la pipeta, aunque generalmente por pura capilaridad se lleva a cabo. Se debe de utilizar una pipeta para cada microalga que se desee aislar.

Con la ayuda de un estereoscopio ( de 30 x-100x) e introduciendo la pipeta en el medio y se transfieren las microalgas a otro medio y así sucesivamente. Las diluciones son para obtener cada vez un número menor de microalgas en el medio, hasta llegar a aislar la microalga deseada. Posteriormente se coloca en condiciones adecuadas para su crecimiento, obteniéndose su duplicación.

#### 4.8.2.-Método de la pipeta capilar modificada.

En este método se usa una tapa de plástico de una caja de Petri invertida, se colocan de 10-15 gotas de muestra natural en el centro de la tapa de la caja de Petri. A continuación se colocan de 6-8 gotas del medio de cultivo alrededor de la muestra natural, formando una especie de círculo, enumerándose (Fig. 79).

Se usa la pipeta capilar, y de la muestra natural se efectúa una dilución con la gota No.1, posteriormente de la gota No. 1 se realiza una nueva dilución con la gota No.2, y así sucesivamente hasta obtener una sola microalga en la gota del medio. Se transfiere la microalga a un tubo con medio de cultivo y se pone en condiciones adecuadas de crecimiento



Fig. 79 . Métodos de aislamiento de microalgas. A) pipeta capilar; B) pipeta capilar modificada.

Cuando la microalga tiene un tamaño de 10  $\mu$  m. ó de menor diámetro, es más fácil aislarlas por el método de rayado de agar ó el esparcido en agar.

#### 4.8.3.- METODO DE RAYADO EN AGAR.

Se preparan cajas de Petri con medio de cultivo solidificado que contiene de 1-1.5 % de agar nutritivo. Este medio solidificado puede ocupar de 1/2 a 2/3 partes de la profundidad de la caja de Petri.

Se colocan de 1-2 gotas de una muestra natural cerca de la periferia del agar, usando técnicas asépticas y mediante una asa ó pipeta capilar se procede al rayado del agar de tal manera, que al terminar un rayado, empiece el otro (Fig. 80 ).

El rayado inicial no debe tener contacto con el rayado final. Se cubre y se invierte la caja incubándose de 4 a 8 días en condiciones adecuadas de crecimiento.

Se observa al microscopio y se selecciona la colonia deseada, se extrae una muestra con una microespátula y se coloca en una gota de medio de cultivo. Se observa

en el microscopio a gran aumento para identificar si la especie deseada ha sido aislada y si es unialgal.

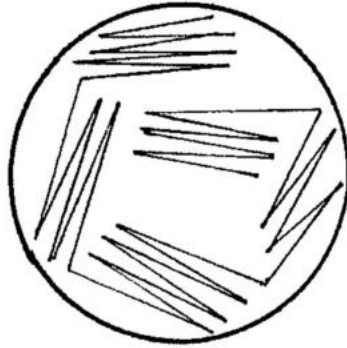


Fig.-80. Esquema del Rayado en Agar.

Se repite el procedimiento del rayado con la colonia seleccionada y se empieza a desarrollar otras colonias. Este segundo rayado reduce la posibilidad de contaminación por colonias de otras algas. Posteriormente se pone la microalga en condiciones adecuadas de cultivo.

#### 4.8.4.-METODO DE ESPARCIDO EN AGAR.

Este método es similar al rayado solo que aquí la microalga es rociada sobre la superficie de agar que contiene la caja de Petri.

Se preparan las cajas de petri igual que como en el método de rayado. Se coloca una pipeta tipo Pasteur fija a una mesa y con el orificio de salida dirigido hacia el borde de la mesa y en el orificio opuesto de la pipeta estará conectada a una fuente de aire (compresor de aire), que producirá una corriente de aire para originar el rociado. La caja de petri se coloca en forma perpendicular a la pipeta (Fig. 81 ).

Con otra pipeta tipo Pasteur con microalgas adentro se coloca en la corriente de aire, así la muestra es rociada sobre la superficie de agar de la caja de petri.

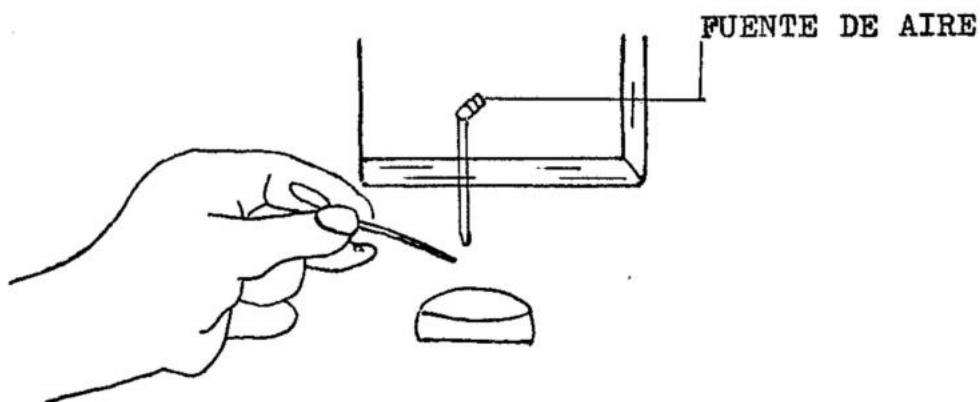


Fig. 81 .- Esquema del método de esparcido de agar.

El grado de separación de las microalgas es controlado variando el diámetro de las pipetas, la distancia de la caja de petri y la velocidad de la corriente de aire.

Una vez concluido lo anterior se siguen los pasos

desde incubación hasta lograr la duplicación de las microalgas como en el método de rayado de agar.

#### 4.8.5.- Aislamiento en agar.

Algunas microalgas pueden ser separadas por su propio movimiento. Se preparan las cajas de petri con agar como en el método de rayado. Se separa una delgada película seca superficial y posteriormente se coloca una muestra natural cerca del centro en la superficie de agar.

Se esteriliza una asa fina y mientras se hacen observaciones al estereoscopio, se manipula en forma de zig-zag. Después de un tiempo (varias horas), algunas especies como las diatomeas y clorofitas se mueven lentamente, aislándose por sí mismas. Después con una pipeta capilar ó cortando una porción con una microespátula esterelizada se transfiere la microalga a un tubo con medio de cultivo en condiciones adecuadas para el crecimiento.

#### 4.8.6.- Método de aislamiento desde la atmósfera.

Este método consiste en la colección y aislamiento de microalgas que se encuentran en el aire que proviene del mar

Se preparan cajas de petri con medio nutritivo de agar, se exponen en una posición vertical directamente a la atmósfera de 5 a 10 minutos desde un automóvil de 50-70 millas/hora. Se cubre e invierte la caja de petri dejandose en incubación de 2-6 semanas en condiciones adecuadas.

#### 4.9.- PURIFICACION.

Los estudios fisiológicos y bioquímicos de microalgas requieren cultivos axénicos. Se pueden producir cultivos axénicos directamente por medio de la técnica de rayado y esparcido; sin embargo, las algas aisladas con pipetas capilares pueden tener contaminantes asociados. El lavado repetido y la transferencia de unidades de algas con una pipeta capilar puede producir cultivos axénicos. Si los contaminantes se adhieren a las unidades de algas, pueden separarse por vibraciones ultrasónicas. Pero para aquellas unidades que tienen contaminantes firmemente adheridos, es necesario matarlos o inhibirles " in situ " por medio de métodos químicos.

Con frecuencia es más fácil eliminar cultivos que están recién aislados de los contaminantes, que trabajarlos en cultivos axénicos que se han mantenido por cierto período de tiempo.

Se describen cuatro métodos para cultivos de producción axénicas. Se pueden utilizar por separado o combinados.

Para probar que un cultivo está libre de bacterias se pueden emplear medios microbiológicos. Además deben examinarse cultivos supuestamente axénicos usando microscopía de contraste de fase o microscopía de luz a altas amplificaciones.

Los métodos de purificación descritos omiten la referencia que se hace al uso de equipo estéril. Es de suponerse

se que todo el equipo, medios y otros materiales son estériles.

4.9.1.- CENTRIFUGACION.- La purificación por lavado se logra pasando repetidas veces las algas en un medio líquido, y centrifugado.

a. Colocar las unidades algales en tubos de centrifuga hasta la mitad con agua destilada o un medio de cultivo. Se pueden usar fragmentos filamentosos o pequeños trozos de tallo.

El tallo puede cortarse sobre una superficie de vidrio con un escalpelo o con una serie de navajas unidas y separadas entre sí por 1.5 mm.

b. Centrifugar hasta que las unidades esten compactadas en forma ligera. Eliminar la capa sobrenadante. El tiempo y la velocidad de la centrifugación se determinan por prueba y error.

c. Mantener las algas en líquido nuevo y centrifugar, repitiendo el proceso de lavado y centrifugado por lo menos 5 veces.

d. Usando una pipeta, transferir el alga en tubos que contengan medio de cultivo nuevo.

e. Cuando los tubos muestren crecimiento de algas, Probar la contaminación bacteriana por medios bacteriológicos.

f. Los métodos de rayado y esparcido en placas pueden utilizarse después del lavado y repetidas centrifugadas

si la contaminación bacteriana no se elimina repetir los procesos anteriores.

4.9.2.- ULTRASONICO.- Los medios de tratamiento ultrasónicos descritos por Brown y Bischoff (1962) aseguran cultivos axénicos. Estos métodos utilizan un baño ultrasónico de baja intensidad (90 kilociclos/seg.) en el que los contaminantes están físicamente separados de las algas. Las algas libres de los contaminantes producen cultivos axénicos con repetidas lavadas y centrifugaciones.

a. Colocar las unidades algales en un tubo de centrifuga hasta la mitad con agua destilada o un medio de cultivo.

b. Colocar el tubo de centrifuga en un baño ultrasónico por un período de 5 segundos o 20 minutos, dependiendo del tipo de alga. El tiempo se determina examinando las algas en el microscopio para buscar evidencias de células dañadas y probar su viabilidad. Puede haber muertes antes de que aparezcan evidencias a simple vista.

c. Centrifugar hasta que las unidades estén compactadas ligeramente, eliminando la capa sobrenadante y agregar líquido nuevo.

d. Repetir la sonificación y centrifugación.

e. Lavar las unidades por lo menos 5 veces, centrifugándolas y reteniéndolas en líquido nuevo entre una lavada y otra.

f. Rayar o esparcir el material en recipientes adecuados.

g. Probar los cultivos maduros para la contaminación bacteriana.

4.9.3.- TRATAMIENTO CON ANTIBIOTICOS.- Puede ser difícil liberar unidades de algunos contaminantes por medio de repetidas lavadas y/o el sonido ultrasónico. En estas condiciones se recomienda más el uso de un método químico que uno físico, pero pueden aplicarse antes los métodos físicos como el lavado y el ultrasónico. Uno de los métodos químicos puede ser por antibióticos sencillos o combinados, para eliminar o inhibir el crecimiento de contaminantes fuertemente adheridos. Los resultados de la aplicación de un tratamiento antibiótico se encuentran en los reportes de Droop (1967), Machlis (1962), Provasoli (1958), Spencer (1952), y Tatewaki y Provasoli (1964). Tratamientos con antibióticos posteriores se encuentran por Guillard y Chapman. Estos incluyen la colocación de antibióticos en el agar, así como la técnica líquida que aquí se describe.

a. Preparar la solución antibiótica como se indica a continuación: disolver 100 mg. de penicilina G (sal de K o Na) y 50 mg. de sulfato de estreptomicina. En 10 ml. de agua destilada; agregar 10 miligramos de cloramfenicol en 1 ml. de etanol al 95% a la solución de penicilina-estreptomicina; cuidar de que se mezcle bien.

b. Filtrar la triple solución antibiótica en forma rápida, usando una membrana o un filtro Seitz.

c. Colocar 1 ml. de suspensión de algas en cada uno de los 6 matraces erlenmeyer de 125 ml. para purificarla, conteniendo cada uno 50 ml. de medio de cultivo.

d. Agregar uno de los volúmenes siguientes de solución antibiótica a cada uno de los matraces: 3, 2, 1, 0.5, 0.25, 0.125 ml. esto proporciona niveles de penicilina de un rango aproximado de 20-500 mg./l y niveles correspondientes de los otros dos antibióticos.

e. Colocar los matraces con los cultivos bajo las mismas condiciones adecuadas para el crecimiento.

f. Después de 24 y 28 hrs. asépticamente transferir algunas unidades de cada matraz a tubos con un medio de cultivo estéril y libre de antibióticos. Preparar tubos por triplicado en cada intervalo de tiempo.

g. Colocar los cultivos en tubos bajo condiciones de crecimiento.

h. Cuidar los cultivos en los tubos de la contaminación bacteriana después de 2 a 3 semanas.

4.9.4.- TRATAMIENTO CON TELURITA DE POTASIO.- Además de los antibióticos, se ha descrito un método químico usando telurita de potasio por Ducker y Willoughby (1964) y por Rosowski y Hoshaw (1970).

Este compuesto actúa como agente bacteriostático, permitiendo que las unidades crezcan lejos de las colonias de bacterias. Las unidades limpias se utilizan para crear cultivos axénicos.

- a. Preparar recipientes (petri) con 10 mg/l de telurita de potasio ( $K_2TeO_3$ ).
- b. Colocar las algas en tubos de centrífuga hasta la mitad con agua destilada o medio de cultivo, antes de su uso.
- c. Rayar o esparcir una suspensión de las unidades para purificarlas en las placas conteniendo agar.
- d. Tapar o invertir los recipientes incubados en condiciones adecuadas para el crecimiento.
- e. Usando el microscopio estereoscópico revisar los recipientes después de 4 a 8 días, observando que las unidades esten libres de bacterias. Si se presentan unidades libres de bacterias, aislarlas en líquido o en un medio de agar.

f. Probar los cultivos que se han acabado de tratar para ver si no existe contaminación bacteriana.

4.9.5.- TELURITA DE POTASIO (LIQUIDO).- Además del método descrito en el punto cuatro, la telurita de potasio puede usarse en un medio líquido. Se usa el método indicado, sustituyendo 10mg/l. de telurita de potasio.

4.9.6.- Algas contaminantes.- A veces los cultivos unialgales son difíciles de realizar debido a la contaminación por otras algas como la Cyanophyceae y Bacillariophyceae (diatomeas).

Se ha logrado un poco de éxito controlando el creci-

miento de diatomeas con 1-10 mg./l de dióxido de germanio (J. Lewin 1966) en cultivos de algas marinas. Las algas azul-verde pueden reducirse o eliminarse usando antibióticos. Los medios que contienen 25 mg./l de estreptomycina son eficaces para eliminar de los cultivos las algas contaminantes.

4.9.7.- FALLAS EN EL TRATAMIENTO DE PURIFICACION.- El éxito de un tratamiento de purificación depende del factor crítico del tiempo, en el caso de tratamientos químicos también influye la concentración de los agentes químicos. Cuando la purificación falla hay que aislar o eliminar los cultivos no axénicos. En el tratamiento ultrasónico, la exposición muy prolongada al baño daña las células.

Si la exposición es muy corta, no se eliminan los contaminantes de las unidades. El uso de los antibióticos o telurita de potasio requiere atención cuidadosa en la concentración de estos agentes químicos, si se exponen las algas a un largo período de tiempo. Se han recomendado concentraciones de agentes químicos y los tiempos de exposición, pero normalmente se requiere la experimentación para cada alga. Si un método no funciona la primera vez, es justo decir: probar, probar otra vez. No dudar en hacer modificaciones a un método. Las condiciones nunca son iguales aún en pruebas exitosas.

En la purificación además de los métodos químicos mencionados se han utilizado con éxito otros químicos que incluyen cafeína (Browe, 1964 ), sulfonamidas ( Reich and Kahn, 1954 ), yodine alcohólico ( Soli, 1963 ) y " Jodopax".

Guilbrd ha usado un medio de agar muy débil (0.9% ). Se puede agregar el agar con esta concentración a temperaturas de 30- 35°C como bajas. La suspensión de algas se agrega justo antes de vaciar las placas. La incubación en ocasiones hace necesario esterilizar el agar y el medio por separado.

#### 4.10.- PRUEBAS DE ESTERILIDAD PARA CULTIVOS AXENICOS ( J. STEIN )

##### 4.10.1.- MEDIOS MICROBIOLOGICOS.

Deben probarse medios generales a diferentes temperaturas, tanto en la luz como en la obscuridad.

Se pueden crear medios con agua de mar filtrada o con agua destilada. Todos los medios deben esterilizarse por medio de calor (vapor o autoclave) o filtro de membrana, dependiendo del tratamiento usado para las algas.

1.- NUTRIENTES.- Usar como se indica en el paquete o 1.0% (W/ V).

2.- SST

glucosa 1 g.  
tryptone 1  
extracto de levadura 0.5 g.  
agua 100 ml.

3.- PEPTONE- GLUCOSA

glucosa 1 g.  
peptona  
agua 1 l.

4.- Cualquier medio nutritivo sencillo ó en combinación a 0.1% ó 1-2% ( W/V ).

acetato  
glucosa  
sacarosa  
extracto de malta  
peptona  
tryptona  
extracto de levadura

5.- 1-2% (W/V) de agar puede agregarse a cualquiera de los medios anteriores (1-4)

Los cultivos deberán incubarse al menos 2 semanas pero podrán hacerse observaciones diarias después de 24 horas. Los cultivos líquidos que propician el crecimiento de bacterias puede ponerse espeso en 24 horas, aproximada

mente en el mismo tiempo aparecen colonias bacterianas microscópicas en los medios de agar.

Los medios marinos pueden llevarse hasta 12 días para propiciar el visible crecimiento de bacterias ( Fries, 1963).

La aparición de contaminantes (hongos) se observa generalmente entre 7 y 14 días.

4.10.2.- OBSERVACION MICROSCOPICA.- Se puede usar microscopía de contraste de fase para indicar presencia de contaminantes.

1. Eliminar algo del material algal de un cultivo higiénicamente.

2. Colocar en una placa limpia ( de preferencia estéril). Si es necesario agregar solución nutritiva esterilizada a la preparación.

3. Cubrir con cubierta de vidrio estéril.

4. Colocar en la platina del microscopio equipado con iluminación de contraste de fase y sus objetivos.

5. Usando el ocular de mayor poder, observar si hay presencia de microorganismos en adición a las algas.

#### 4.11. SISTEMAS DE CULTIVO PARA MICROALGAS.

Existen tres métodos básicos para la producción de microalgas: a).- Cultivo estático o cerrado b). Cultivo semicontinuo c).- Cultivo continuo.

##### 4.11.1. CULTIVO ESTÁTICO.

En este cultivo no existe diluciones. Se inocula y después de unos ocho días se cosecha. Existen tres niveles básicos; No. 1)ERLENMEYER, 2).-FERNBACH y CARBOY.

El contenido del ERLENMEYER servirá para inocular un FERNBACH, después se pasa a los botellones de vidrio (CARBOYS) de 18 litros de capacidad, y posteriormente a recipientes mayores, dependiendo de la cantidad de microalgas que se desee producir ( Fig.82 ).

Este método tiene las desventajas de una permanencia inadecuada de nutrientes (no todos los nutrientes se consumen).

El autosombreado, las microalgas no están en la luz en todo el recipiente por igual pero esto se puede

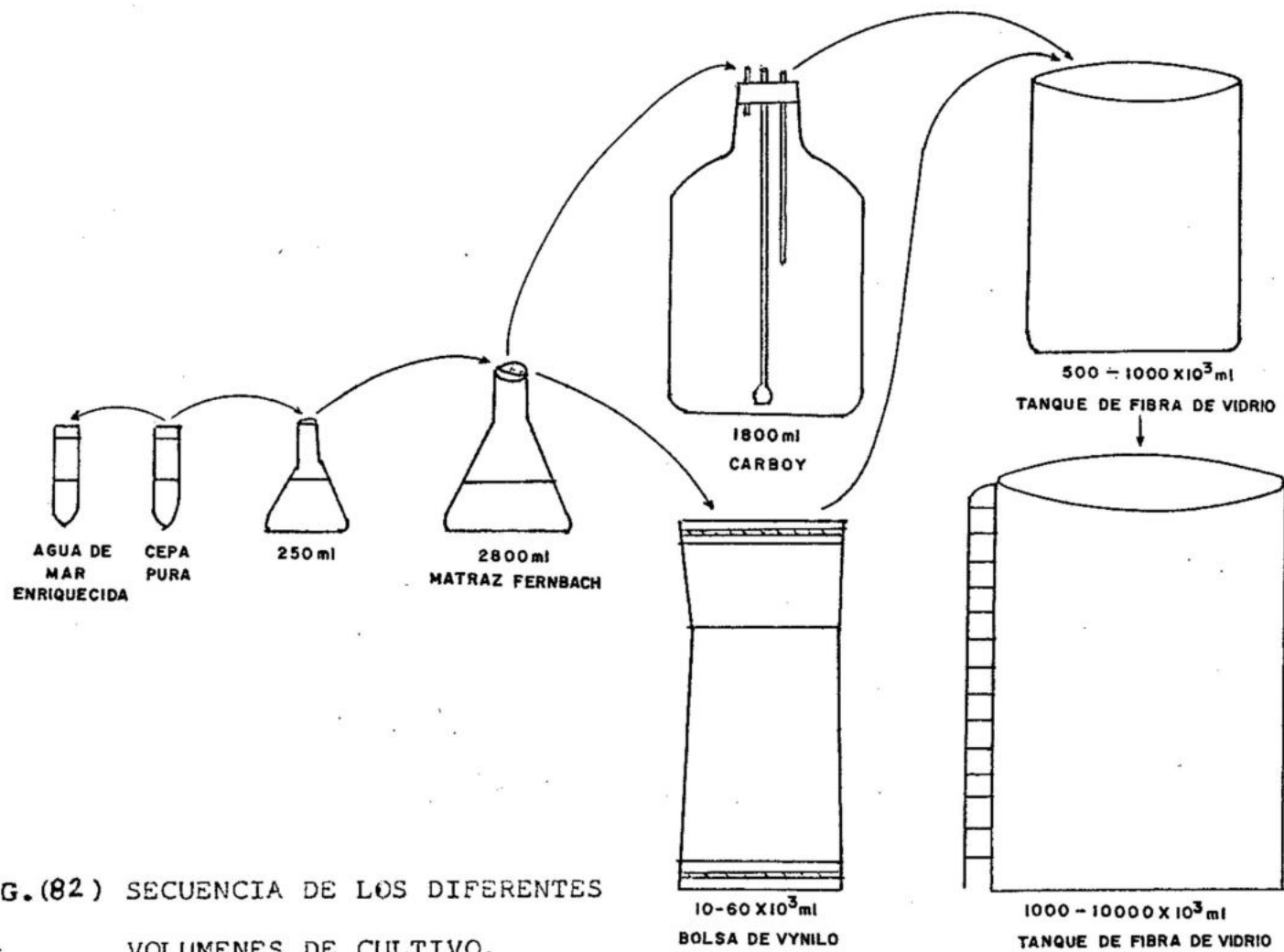


FIG. (82) SECUENCIA DE LOS DIFERENTES VOLUMENES DE CULTIVO.

solucionar utilizando una iluminación adecuada.

#### 4.11.2.- CULTIVOS SEMICONTINUOS.

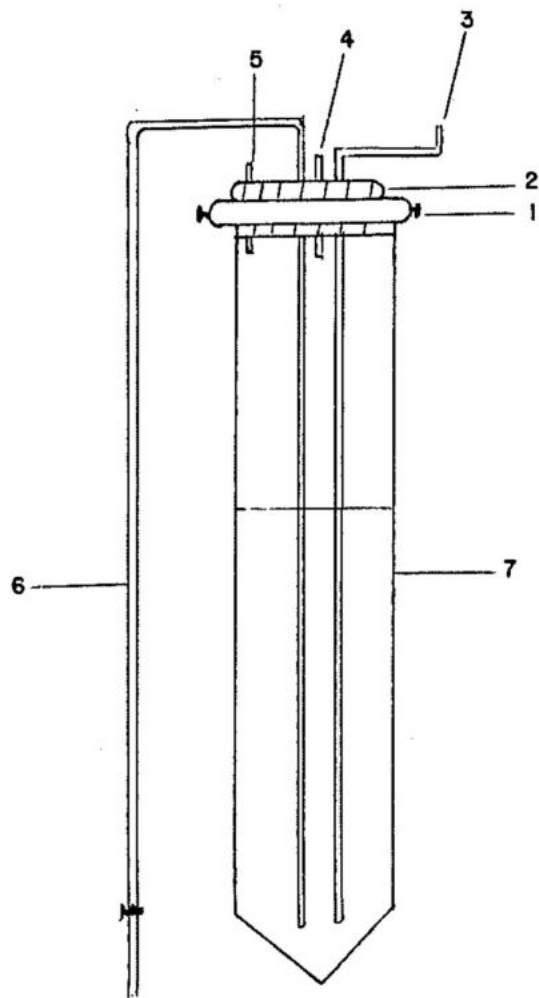
Las ventajas de los métodos semicontinuo y continuo respecto a los cultivos estáticos son discutidas por varios autores, por ejemplo: HERBERT ET AL (1956), FENCL (1966), KUBITSCHKEK (1970), UKELES (1973,1976), DROOP (1975) y FOGG (1975).

1.- El crecimiento del cultivo es balanceado, si los atributos a las células como tamaño y composición permanecen constantes.

2.- Son sistemas más productivos.

3.- Requieren de menos mantenimiento. El diseño de un sistema de cultivo semicontinuo puede ser mucho más simple que uno para cultivo continuo. La mayor complicación de este último es el dispositivo que regula el flujo de entrada de medio de cultivo, que puede ser eliminado en un sistema semicontinuo.

El sistema semicontinuo se puede hacer en bolsas de plástico siguiendo recomendaciones de PERSOONE y SORGELOS (1975) (Fig.83).



- 1.- Abrazadera metálica con empaque de goma.
- 2.- Soporte de P.V.C. de 16 cm. de diámetro.
- 3.- Entrada de aire.
- 4.- Acceso para medio de cultivo y nutrientes.
- 5.- Escape de aire.
- 6.- Sifón de cosecha.
- 7.- Bolsa de plástico (1.6 mm. - de grosor.)

FIG.( 83) BOLSAS DE CULTIVO SEMICONTINUO.

No existe una definición precisa de cultivo semi-continuo en la literatura. Sin embargo, FENCL (1966), establece que la diferencia entre proceso semicontinuo y continuo es incorrecto, ya que un proceso completamente continuo no es sino un caso especial de un proceso semicontinuo. A través de una demostración matemática al respecto hace ver que el número de períodos de remoción de cultivo y adición de medio nutritivo por unidad de tiempo puede ser diferente y que cuando es suficientemente alto, el proceso semicontinuo pasa a ser un proceso completamente continuo. De acuerdo a esto y tomando como base la definición de KUBITSCHEK (1970) de cultivo continuo, se propone la siguiente definición "Un cultivo semicontinuo es un sistema de flujo en el cual las células individuales están suspendidas en un volumen (cercanamente) constante, en un estado de equilibrio dinámico ( o cercano a él ) establecido por una remoción de cultivo y adición de medio nutritivo por unidad de tiempo menor a infinito"

También se utilizan cilindros de hasta 200 lt., recibe la luz de 4 tubos fluorescentes colocados en un tubo concéntrico interior; evitando de esta manera pérdida por reflexión y se concentra más la luz.

#### 4.11.3. CULTIVO CONTINUO.

El cultivo continuo se caracteriza por una aportación continua de medio fresco al cultivo, por lo que se mantienen constantes las condiciones óptimas tales como concentración de nutrientes, densidad de células, valores constantes de variables físico-químicos y producción continua y constante de microalgas de un valor nutritivo reproducible.

A través del cultivo pasa un flujo constante de nutrientes (medio de cultivo), que se transforma en microalga a la salida (Fig.84), el sistema es más o menos complejo, dependiendo de los sistemas de control de las variables físico-químicos que aseguren una producción constante y un crecimiento situado en la fase exponencial.

Las microalgas pueden ser extraídas de dos formas:

1).- Por un Quimiostato, involucra diluciones continuas, se fija con un nutriente limitante, lo que permite un equilibrio en la tasa de dilución y la tasa de crecimiento.

2).- Por un Turbiostato, se usa una fuente de luz y en el lado opuesto una fotocelda, se calibra a determinada intensidad de luz cuando el medio con las microalgas es muy denso dificulta el paso de la luz y acciona el mecanismo, de salir por un lado cierta cantidad de microalgas y por otro lado un aporte de medio de cultivo fresco hasta restablecer el paso de la luz a la turbidez en que fue calibrada. Las desventajas del cultivo continuo en el costo inicial y lo complejo del sistema pero tiene ventajas en que el producto es de una composición constante (siempre está el medio de cultivo limpio), la tasa de producción es mayor, las células pueden crecer por períodos más largos, no hay acumulación de metabolitos y se obtiene una mayor producción en menor espacio.

El método de cultivo continuo ha sido ampliamente utilizado en investigaciones sobre la nutrición y fisiología de una gran cantidad de microalgas, así como en investigaciones básicas sobre el mecanismo fotosintético. La información obtenida y el diseño de aparatos desarrollados en esas investigaciones, han permitido la aplicación de los métodos continuo

y semicontinuo en la producción de microalgas a un nivel masivo con fines acuaculturales.

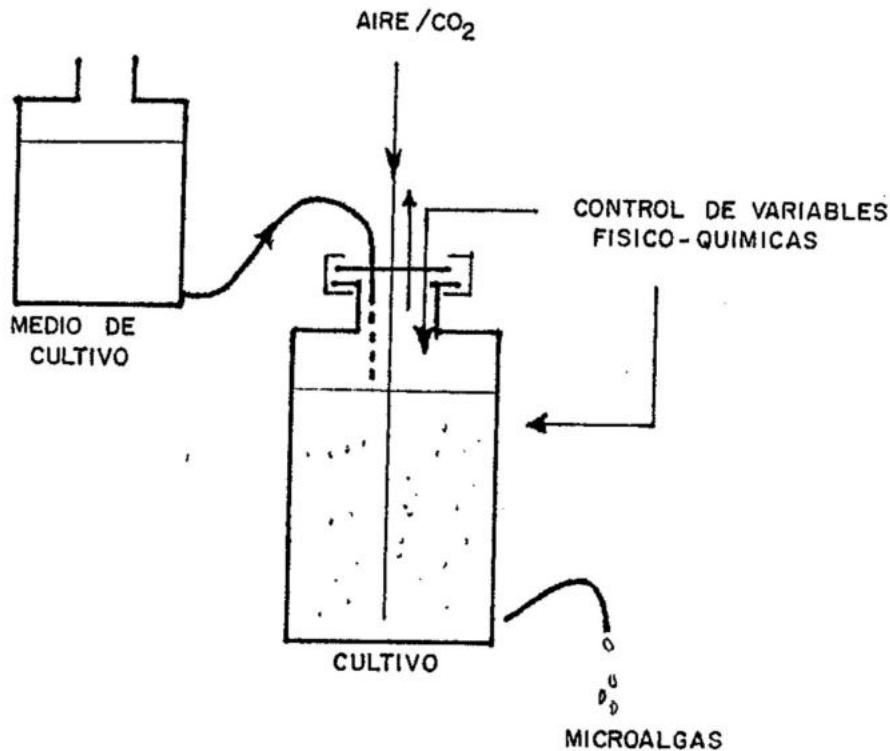


FIG. ( 84 ) ESQUEMA SIMPLIFICADO DE UN CULTIVO CONTINUO

#### 4.12.- CRECIMIENTO.

La utilización del hematocymetro es importante para determinar el número de células/ ml. y con este número obtener el crecimiento de las microalgas. Consta de dos pequeñas cámaras, las cuales se encuentran cuadrículadas de manera que un campo cubierto por células sea contado con facilidad. ( Fig.85 ).

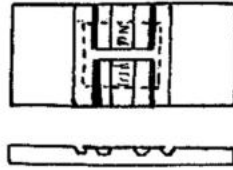


FIGURA.85 HEMATOCYMETRO

El hematócmetro tiene una profundidad de  $0.1 \text{ mm}^3$  la cual hay que tomar en cuenta cuando se hagan los cálculos ya que al multiplicar  $0.1 \text{ mm}^3$  por 1000 nos dá 1 ml que es igual a  $1 \text{ cm}^3$ .

Tomando como un factor de dilución para los conteos el de 1 ml de muestra más 1 ml de formol o lugol nos dará la suma igual a 2 pero si se utiliza más fijador tendremos que utilizar:

$$\frac{M + F}{M} \quad \text{DONDE:} \quad \begin{array}{l} M = \text{MUESTRA} \\ F = \text{FORMOL} \end{array}$$

y lo más importante es el número de células que se obtienen cuando la densidad es muy alta se toman 5 cuadros en orden de las esquinas y en centro o formando una cruz a los extremos y al centro se les saca la media y se multiplica por 25 que es el número total de cuadros que hay, si la muestra no es muy densa se cuentan los 25 cuadros, por tanto la ecuación utilizada para conocer el número de células obtenidas será:  $2 \times 10 \times 1000 \times \# \text{ de células} = \text{CEL./ML}$

DONDE: 2 Factor de dilución

10 Profundidad del hematócmetro

1000 Factor que al multiplicar nos iguala a  $1 \text{ cm}^3$

# Cel. El número de células contadas

#### 4.12.1.- FASES DE CRECIMIENTO

Después de inocular los recipientes de cultivo con microalgas, se lleva a cabo un registro de crecimiento, observándose generalmente las siguientes fases (Fig. <sup>80</sup> ):

Fase 1.- Retardo o inducción al medio de cultivo (no hay división celular).

Fase 2.- Exponencial ( hay división celular y el número de algas crece en progresión geométrica).

Fase 3.- Declinamiento relativo se da un poco antes que se terminen los nutrientes.

Fase 4.- Estacionaria ( los nutrientes se han acabado y las células dejan de dividirse).

Fase 5.- De muerte del cultivo: las algas mueren por inanición ó bien forman esporas resistentes dependiendo del tamaño de la microalga. En cultivos de laboratorio el número máximo de algas/ ml. está generalmente entre  $1 - 10^6$  células/ ml.

El número de algas con las que se inicia el cultivo o el tamaño del inóculo es (  $n$  ).  $N$  es el número de algas en un tiempo dado ó el número máximo de algas que se pueden producir en las condiciones del cultivo.

La duración de cada fase puede acortarse, alargarse o apenas reconocerse dependiendo de diversos factores como: temperatura, fuente de luz, constitución del medio de cultivo, tamaño del inóculo y estado fisiológico del alga.

La flecha (Fig.86 ) indica el momento más oportuno para extraer las algas del cultivo.

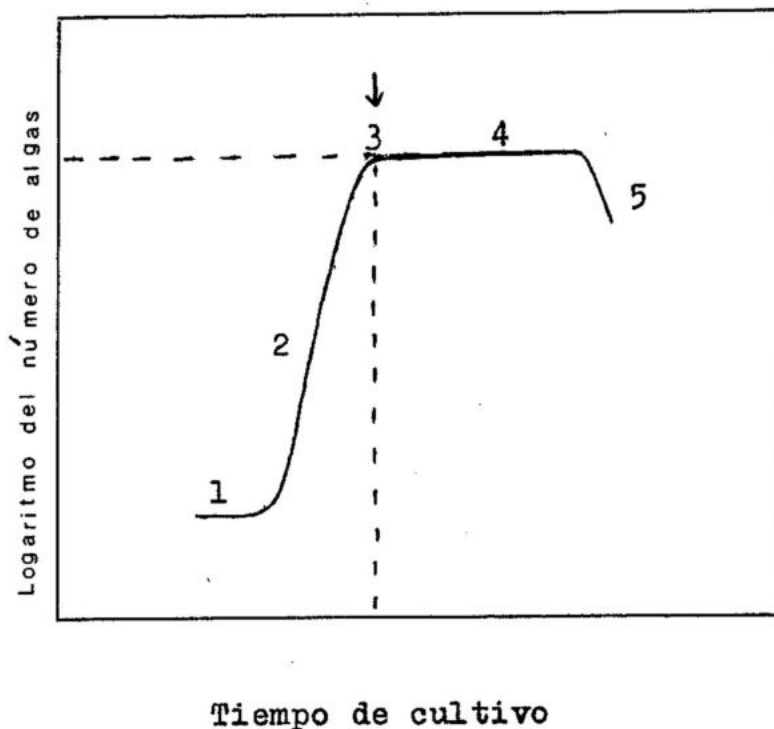


Fig. 86 . Las características principales de crecimiento presentadas por una microalga en cultivo con volumen limitado; 1) Fase de retardo o inducción, 2) Fase exponencial, 3) Fase de declinamiento relativo, 4) Fase estacionaria , 5) Fase de muerte de cultivo.

#### 4.3. PARAMETROS POBLACIONALES

El número (n) de algas producido en el cultivo en el tiempo (t), se puede representar por la siguiente fórmula:

$$N = n \times 2^{k1}$$

siendo k una constante de crecimiento que depende del medio y condiciones del cultivo, así como de la especie cultivada. Cuanto mayor sea k, menor será el tiempo que se tarda en al canzar un gran número de microalgas, por lo que éste será el objetivo de la optimización de un cultivo (Fogg, 1975). K no tiene unidades y puede variar de 0 a 1 además el valor de k depende del tiempo que tardan las algas en dividirse. Cuanto más rápidamente se dividen las algas (ciclo celular corto), mayor será el valor de k y por lo tanto mayor producción ten drá el cultivo por unidad de tiempo.

Manera de obtener k:

FORMULAS MAS UTILIZADAS:

$$K = \frac{\ln (N1/No)}{t1 - to}$$

$N_1$  = Concentración de células  
iniciales

$No$  = Número de células al fi-  
nal

$$Ko = \frac{\log (N1/No)}{t1 - to}$$

t = Tiempo en días

$$K = \frac{\log_2 (N_1/N_0)}{t_1 - t_0}$$

$$t_1 - t_0$$

(utilizado en el CICESE)

$$K = \frac{\ln C_1 - \ln C_0}{t_1 - t_0}$$

$$t_1 - t_0$$

$$K = (3.322/T_2 - T_1) \times (\log N_2 / N_1)$$

$$C = N$$

3.32 = Factor de conversión del logaritmo base 2 o base 10

$N_1$  = Concentración celular al tiempo 1

$N_2$  = Concentración celular al tiempo 2

Tiempo en días que requiere un cultivo para duplicarse (TD). TD nos indica cuando podemos hacer diluciones en un cultivo, y por conteos sucesivos se encuentra este tiempo.

FORMULAS A UTILIZAR

$$TD = \frac{\ln (t_2 - t_1)}{\ln C_2 - \ln C_1}$$

$$\ln C_2 - \ln C_1$$

Si se pasan unas horas del conteo se puede hacer un ajuste por medio de número de divisiones al día; se puede determinar el porcentaje por hora (subestimado), logrando hacerse conversiones.

Divisiones/día

$$D = \frac{\ln C_2 - \ln C_1}{\ln 2 (t_2 - t_1)}$$

Nos dá el número de divisiones por día, pero se puede determinar por hora.

Otras fórmulas:

Tiempo medio de generación (Tg) se determina como lo recomienda Eppleg y Strckland, 1968.

$$tg = \frac{\log 2 (T_2 - T_1)}{\log N_2 - \log N_1} = \frac{\log 2}{K}$$

Producción diaria de microalgas se valora según De la Cruz y Alfonso, 1975

$$P.D. = \frac{N_2 - N_1}{T_2 - T_1}$$

Tasa de crecimiento específico ( $\mu$ ) estimada como lo recomienda E.P.A., 1971 para ensayos con microalgas:

$$\mu = \frac{\log (N_2/N_1)}{T_2 - T_1} \text{ día}^{-1}$$

#### 4.14.- PRODUCCION DE SEMILLA DE OSTION

Existen dos géneros de ostras importantes desde el punto de vista comercial Ostrea y Crassostrea. Ostrea posee una de las conchas aplanada, es más delicada y prefiere las aguas más frías que Crassostrea. Su fecundación y los principios de desarrollo embrionario ocurren en el interior de la ostra.

Crassostrea, posee las dos conchas rugosas y en general es más resistente que Ostrea, su fecundación es externa.

##### 4.14.1.- OBTENCION DE REPRODUCTORES.

No existe ninguna diferencia externa entre machos y hembras, y generalmente, el mismo individuo, pasa por períodos alternativos de sexo. Los reproductores pueden ser seleccionados de poblaciones naturales o de ostras producidas en laboratorio. En caso de que fuera necesario transportar a los reproductores, se hace a bajas temperaturas lo que obliga a las ostras a cerrar sus valvas pudiendo permanecer así horas, hasta días.

Las semillas de los reproductores de laboratorio

tienen menos sobrevivencia que las del medio natural. Además el tener reproductores en laboratorio implica mayores gastos debido a las condiciones que se deben de encontrar (calidad y cantidad de agua, alimentación) lo que repercutirá en los costos de producción de la semilla de ostión.

#### 4.14.2.- ACONDICIONAMIENTO DE ORGANISMOS ADULTOS.

Se hace con el fin de mantener una fuente constante de material gonadal de individuos sexualmente maduros de la misma especie. Los organismos se mantienen en canastitas, con agua de mar corriente a una temperatura constante de 20 °C.

#### 4.14.3.- DESOVE ARTIFICIAL.

Loosanoff (1942), encontró que es posible inducir al desove a individuos varias veces al año mediante la manipulación de la temperatura, de tal manera que pueda recuperarse para un nuevo desove, ya que acumulan en su organismo sustancias de reserva (glucógeno principalmente) lo que les permitirá reanudar el ciclo en el desa-

rrollo gonadal (LOOSANOFF Y DAVIS 1966).

La gonáda forma un 30%-50% del volumen del cuerpo dentro de una capa de tejido conectivo en la parte dorsal de la masa visceral adyacente a una porción del manto (QUAYLE 1969).

#### DESOLVE

Se ponen de 1 a 2 ostiones en charolas (Pyrex), que contienen 1 litro de agua de mar filtrada y pasada por una lámpara de luz ultravioleta. Varias de estas charolas para desove se colocan dentro de otro recipiente que contiene agua dulce a un nivel que no rebase, a la altura de la charola de desove. A esta agua se le aumenta la temperatura a intervalos de 2°C aproximadamente, esperando unos 30 minutos entre cada aumento de temperatura. Si se alcanzan 30°C y no se ha obtenido el desove se baja la temperatura hasta llegar a la temperatura inicial, y se repite de nuevo la operación anterior.

En caso de que se tengan desove de ostiones machos y de hembras se puede interrumpir el desove mediante la aplicación de una corriente de agua fría.

Si el desove no se presenta se puede incitar a ello mediante la inyección de una mezcla de gónadas maceradas y agua de mar, con una pipeta entre las valvas. Este método puede utilizarse de una manera independiente al del aumento de temperatura, o aplicarse simultáneamente.

Existen otros métodos para hacer desovar al ostión pero los dos anteriores son los más utilizados.

Una vez obtenidas las gametas se deben observar al microscopio para determinar el sexo y su calidad. Las gametas masculinas son diminutas, de color blanco y con movimientos. Los óvulos poseen forma de pera y son de mayor tamaño que las gametas masculinas teniendo una coloración cremosa.

Por las características de reproducción externa de Crassostrea, completa su desarrollo en las masas de agua. Y Ostrea con su desarrollo embrionario interno al desovar expulsa larvas mayores de  $200\ \mu$ . Esto hace que el número de huevos/unidad de peso en Crassostrea sea mayor que en Ostrea, por ejemplo, una ostra de 8 cm. produce 1 millón de huevos en Ostrea y puede llegar hasta 100 millones en Crassostrea (Walne, 1974).

En el caso de Crassostrea una vez obtenida las gametas masculinas y femeninas, en 4 litros de agua de mar filtrada y pasada por luz ultravioleta se ponen 1 millón de óvulos y se le añade de 1 a 2 ml. de esperma concentrado. Después se homogeniza y se deja reposar 24 horas, para que se efectúe la segmentación ( Loosanoff y Davis, 1963). Después se hace un tamizado para separar las larvas de los óvulos no fecundados, basura y tejidos ya que podría ocasionar problemas durante el cultivo.

A las 24 horas aparece la larva D (veliger). La cantidad de alimento suministrado a los tanques de crecimiento deberá estar en relación al tamaño de la larva y a la concentración de organismos en determinado momento (Fig. 87 ).

En los primeros estadios se les suministra 50,000 cel./ml. 2 veces al día, existiendo una densidad de 5 a 10 larvas por ml.

Cada 48 horas los tanques se vacían y por medio de tamices se retienen las larvas. Las larvas son mantenidas en estos tanques hasta que se determina el momento en que se disponen a asentarse, por la aparición de manchas oculares y un pie bien definido.

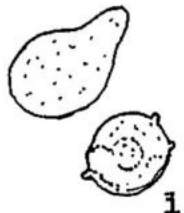
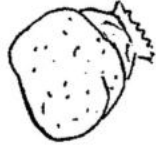



ESTADIO	Edad	Tamaño	Densidad de Cultivo	Alimento
	0-24 hrs.	55 micras	100/ ml.	
	1-6 días	75-120	10/ ml.	30,000 cell./ ml. 1 vez al día
	7-14 días	130-200	5-10/ ml.	50,000 cell./ml. 2 veces al día
	14-21 días	200-300	5/ ml.	80,000 cell./ ml. 2 veces al día
	21 días	cerca de	—	100,000 cell./ml. 1 vez al día

Fig. 87 Resumen de estadíos del ostión, densidad del cultivo y régimen alimenticio : 1) huevos fertilizado y no fertilizado, 2) Charnela recta veliger "D", 3) veliger tardía, 4) veliger, 5) semilla

En estos momentos tendrá aproximadamente de 19 a 20 días y un tamaño de  $300 \mu$ . La cantidad de alimento aproximado es de 100,000 cl/ml.

Las larvas son transferidas a tanques provistos de una serie de colectores hechos con concha de ostión o almeja voladora principalmente. (Fig. 88 ), proporcionando un sustrato a las larvas de ostión. En algunos casos introducen antes las conchas en una solución que contienen gónadas maceradas de adulto con el fin de obtener una mayor fijación de semilla.

El número considerado como el más apropiado para las semillas, fijadas en una concha es de 15 a 20, debido a que el porcentaje de sobrevivencia decrece si existe un gran número de fijaciones por concha.

Después de que se fija la semilla se debe esperar de 15 a 20 días para poder introducir las al medio natural, esto debido a que algunas semillas no se encuentran bien adheridas al sustrato y se desprenden fácilmente al ser puestas en el medio natural.

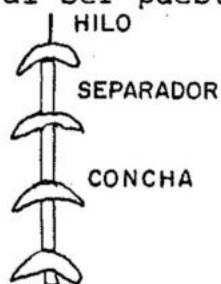


FIG. (88) ESQUEMA DE UN COLECTOR

#### 4.14.4. OBTENCION DE LARVAS SIN FIJAR.

Para la obtención de larvas sin fijar se puede proceder de maneras diferentes. Se puede utilizar fragmentos de concha a los cuales se adhiere la semilla, al desarrollarse ésta, es de un tamaño mucho mayor a la del sustrato.

Otro método es manteniendo a las larvas en su tamaño de fijación dentro de unas canastas con circulación de aire por la parte inferior de ésta, provocando una turbulencia y evitando que la larva se fije.

#### ARTES UTILIZADAS EN EL CULTIVO DE OSTION.

Las artes utilizadas en el cultivo de ostión son muy diversas, pero básicamente se encuentran divididas en dos grupos. a).- Las que tienen relación con el fondo y b).- Las que se encuentran en suspensión.

#### 4.14.5. ARTES DE CULTIVO QUE TIENEN RELACION CON EL FONDO.

1).- Método de estaca.- Se usan estacas, donde se

colocan las conchas con fijaciones. para que se mantengan separadas del fondo. Presenta las desventajas que se encuentra limitado por las fluctuaciones de la marea del lugar y además de la consistencia del fondo.

2).- Métodos de estantes.- Parecido al de estacas, con la diferencia que proporciona una mayor superficie de cultivo. Consiste en una especie de mesa que contiene tiras de madera paralelas, donde van fijas las sartas y mantiene a los ostiones separados del fondo.

3).- Cultivo de fondo.- Se utiliza en los lugares donde la consistencia del fondo puede soportar el peso de los organismos, este método no presenta grandes inversiones como otros métodos, pero los organismos son fácilmente atacados por sus depredadores.

#### ARTES DE CULTIVO QUE SE ENCUENTRAN EN SUSPENSION.

4).- Cimbras flotantes o Long-Line.- Se utiliza

en lugares con profundidad suficiente y puede soportar fuertes oleajes, consiste de una línea madre o guía que se encuentra anclada en sus extremos. A lo largo de la línea lleva una serie de boyas que permiten la flotación del sistema de cultivo y en la misma línea van fijadas las sartas.

5).- Método de Canastas.- Se utilizan canastas construidas específicamente para el cultivo de ostión se forman módulos de 6 a 8 canastas sobrepuestas las cuales se suspenden de alguna estructura flotante o poniéndole en la canasta superior un flotador como tapadera, lo que le permite flotar. Se amarran estos módulos a una cimbra. (Fig.89)

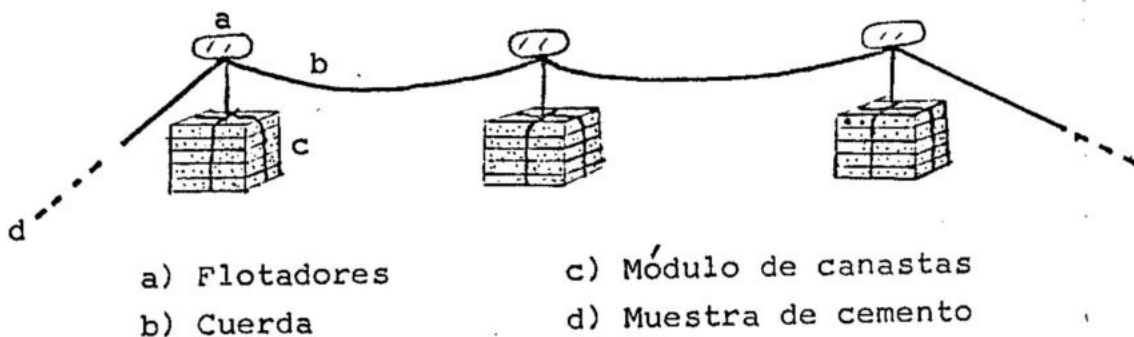


FIG ( 89 ) ESQUEMA GENERAL DEL SISTEMA DE CULTIVO

6).- Método de balsas.- De una estructura flotante y consiste de un cuadro que posee varios travesaños, generalmente son de madera (Fig.90), en cada travesaño van fijadas las sartas.

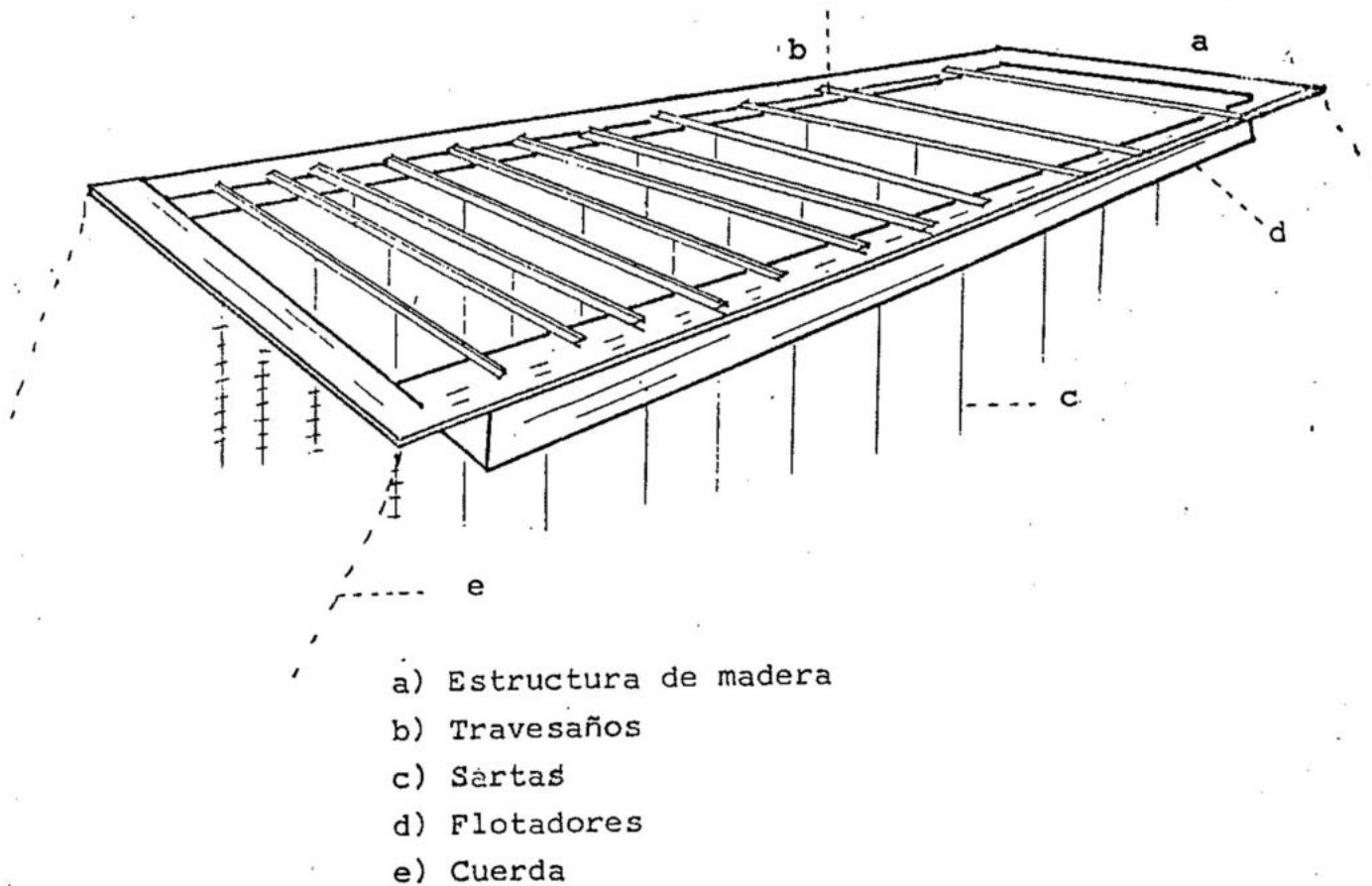


FIG. ( 90 ) ESQUEMA GENERAL DE UNA BALSA

## 4.15.- LITERATURA CITADA

- Call, M.J. 1983. Acuicultura Marina Animal. Ed. Mundi-Prensa, Madrid. pp 328-358
- Droop, M.R. 1975. The chemostat in mariculture. Proc. 10th. European. Symp. Mar. Biol. Ostend, Belgium. 1:17-23.
- Foog, G. E. 1975. Algal Cultures and Phytoplankton Ecology. University of Wisconsin Press., 175 pp.
- Guillard, R.R.L. 1975. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. Woods Hole Oceanographic Institution., 60 pp.
- Hemerick, G. 1973. Mass culture. Handbook of phycological methods. London: Cambridge U. Press, pp 255-266.
- Islas R. 1976. Cultivo piloto del ostión japonés Crassostrea gigas en Bahía de San Quintín, B. C. Unidad de Ciencias Marinas. Ensenada B.C. Tesis. pp 6-11
- Kubitschek, H. E. 1970. Introduction to research with continuous culture. New Jersey: Prentice-Hall., 103 pp.
- Laing, I. and Helm. M.M. 1981. Factors affecting the semi-continuous production of Tetraselmis suecica (Kylin). Butch in zool. Vessels. Aquaculture. 22: 137-148.
- Loosanoff, V. and Davis H.C. 1963. Rearing of bivalve Mollusks. U.S. Bureau of Commercial Fisheries Biological Laboratory, Milford. Connecticut., 14: 26-35.
- Persoone, G. and Sorgeloo, P. 1975. Technological impro-

vements for the cultivation of invertebrates as food for fishes and crustaceans. Device and Methods. Aqua culture. 6: 275-289.

Quayle, B.C. 1969. Pacific oyster culture in British Columbia fisheries. Research Board of Canada, Ottawa. Bull. 169: 1-192.

Stein, J.R. 1973. Handbook of phycological methods culture methods and growth measurements. Cambridge at the University Press. 348 pp.

Ukeles, R. 1973. Continuous culture a method for production of unicellular algal foods. Cambridge University Press. London, New York. 348 pp.

Wiley, J. and Sons. 1976. Marine Ecology. A Wiley-Interscience Publication., Great Britain London.