

UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS



MANTENIMIENTO DE DELFINES EN CAUTIVERO

( Tursiops truncatus Montagu, 1821 )

( Mammalia: cetácea )



FACULTAD DE CIENCIAS  
SECCION ESCOLAR

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
B I O L O G O  
P R E S E N T A

JORGE ADOLFO MACHORRO ESPINOSA

MEXICO, D. F.

1984



Universidad Nacional  
Autónoma de México



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## CONTENIDO

	Página
RESUMEN .....	1
INTRODUCCION .....	2
CAPITULO I	
GENERALIDADES .....	5
1.1. Clasificación .....	5
1.2. Características generales de los cetáceos .....	6
1.2.1. Piel de los cetáceos .....	9
1.2.2. Estructura del sistema respiratorio .....	11
1.2.3. Estructura del sistema vascular .....	13
1.3. Efectos y regulación de la temperatura .....	16
1.4. Características generales de la especie <i>Tursiops truncatus</i> .....	19
1.5. Historia del mantenimiento de delfines en cautiverio .....	20
1.6. Especies capturadas para confinamiento .....	22
CAPITULO II	
CAPTURA Y TRANSPORTE DE DELFINES .....	25
2.1. Captura de delfines .....	25
2.1.1. Composición de las manadas .....	26
2.1.2. Técnicas individuales de captura .....	28
2.1.3. Técnicas grupales de captura .....	31
2.2. Selección de ejemplares .....	34
2.3. Medidas preventivas .....	36
2.4. Transporte de delfines .....	37
2.4.1. Técnicas de transporte .....	39
2.4.2. Manejo de los ejemplares .....	41
2.4.3. La temperatura durante el transporte .....	47
CAPITULO III	
AREA DE CONFINAMIENTO .....	50
3.1. Calidad del agua .....	50
3.2. Los ejemplares y los sistemas salinos .....	51
3.2.1. Combate bacteriológico .....	52
3.2.2. Tratamiento químico .....	54
3.2.3. Regulación del pH .....	57
3.2.4. Registro de la calidad del agua .....	60
3.3. Características de las instalaciones .....	63
3.3.1. Sistemas de filtración .....	63
3.3.2. Tamaño de la alberca .....	64

CAPITULO IV

CONFINAMIENTO Y ALIMENTACION .....	68
4.1. Adaptación al nuevo ambiente .....	69
4.1.1. Confinamiento .....	71
4.1.2. Aislamiento .....	72
4.2. El problema de la alimentación .....	73
4.2.1. Sesiones de alimentación .....	76
4.2.2. La dieta en cautiverio .....	77
4.2.3. Manejo del alimento .....	81
4.2.4. Suplementos vitamínicos .....	85

CAPITULO V

ENFERMEDADES DE LOS DELFINES EN CAUTIVERIO .....	89
5.1. Cuidados médicos .....	89
5.1.1. Diagnósis de las enfermedades .....	90
5.1.2. Examen físico .....	93
5.1.3. Toma de muestras .....	94
5.2. Enfermedades más comunes .....	95
5.2.1. Uso de antibióticos .....	98
5.2.2. Administración de medicamentos .....	100
5.2.3. Uso de anestésicos .....	102
RECOMENDACIONES .....	104
LITERATURA CITADA .....	105

### LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Sistema de locomoción de cetáceos.
- Figura 2. Estructura del sistema cardiovascular mostrando la ubicación de las retia mirabilia.
- Figura 3. Principales áreas de transferencia de calor en Tursiops truncatus y sistema de vasos complejos.
- Figura 4. Técnicas de captura individual.
- Figura 5. Técnicas de captura por encierro.
- Figura 6a. Diseño de las camillas de transporte.
- Figura 6b. Localización de las aberturas de la camilla.
- Figura 7. Conjunto conteniendo la camilla y la base de hule espuma.
- Figura 8. Marcos de transporte.
- Figura 9. Conjunto completo integrado en el marco de transporte.

### LISTA DE TABLAS

- Tabla 1. Relación de familias y número de especies de cetáceos que se han mantenido en cautiverio.
- Tabla 2. Relación de especies capturadas para confinamiento.
- Tabla 3. Conductas previas, durante y después de la captura de delfines (entre 1966 y 1973).
- Tabla 4. Normas recomendadas para el agua potable en México.
- Tabla 5. Registro de la calidad del agua, resultado de las pruebas.
- Tabla 6. Registro de la calidad del agua, adición de químicos.
- Tabla 7. Requisitos mínimos por área de superficie para cada cetáceo.
- Tabla 8. Conductas de varias especies de cetáceos al introducirlos en la alberca, durante el periodo de adaptación.
- Tabla 9. Energía expresada en kilocalorías consumidas por kilogramo de peso corporal por día.
- Tabla 10. Estimación de los nutrientes consumidos por kilogramo de peso corporal a partir de un pescado de referencia (varios niveles de consumo calórico).
- Tabla 11. Composición aproximada de algunas especies comunmente usadas para alimento de mamíferos marinos en cautiverio.
- Tabla 12. Tensiones que actúan sobre un delfín en condiciones de cautiverio.
- Tabla 13. Parasitismo en delfines y su tratamiento.

## RESUMEN

Se presenta la clasificación de acuerdo a la Comisión de Mamíferos Marinos (1976), se revisan las características generales de los cetáceos enfatizando en la piel, sistema vascular y sistema respiratorio que son áreas de fundamental importancia en el mantenimiento. Se hace una breve descripción de la especie Tursiops truncatus. Desde 1853 se han conservado delfines en condiciones de cautiverio, se presenta una relación de las especies que se han capturado con este fin, encontrándose que la mayor parte de los ejemplares pertenecen a la familia Delphinidae.

En el mantenimiento en cautiverio tanto la captura como el transporte son fundamentales para el período de adaptación, se describen las técnicas individuales y grupales de colecta que dependen para su operación de los patrones de comportamiento y de la localización geográfica de las manadas. Se enlistan las características para la selección de ejemplares. El transporte se lleva a cabo en un conjunto compuesto de una camilla, base de hule espuma y un marco de aluminio, esto permite observar y atender a los animales durante el trayecto, facilita el control del mecanismo de pérdida de calor y evita movimientos innecesarios.

Se presentan las condiciones mínimas de calidad del agua dentro de un sistema cerrado de agua salina, el tratamiento continuo a que debe someterse para una regulación adecuada del pH, salinidad, bacterias, algas, etc. Se describe el proceso de cloración y los efectos del control químico en los delfines. El área de confinamiento puede dividirse en dos grandes grupos, el medio salino y las instalaciones de estas últimas se requiere que cuenten con un sistema de filtración y que tengan ciertas características de tamaño.

La tensión de la captura, el período de transporte, la separación de sus compañeros y las nuevas fronteras son los elementos que componen el problema de la adaptación a un ambiente de confinamiento. En este proceso de adaptación el alimento juega un papel fundamental, se describen las técnicas para el manejo del pescado, el tipo de comida que compone la dieta en cautiverio, la preparación del mismo y se enlistan los complementos vitamínicos que requieren los delfines.

Durante el confinamiento los delfines están expuestos a diversas enfermedades, las tensiones (ambientales, de manejo, etc.) implican un gasto de energía que debilita a los ejemplares creando condiciones propicias para contraer enfermedades. Se enlistan las conductas que pueden ser indicadores para la detección de alguna enfermedad, las áreas objeto de revisión física y la forma de tomar las muestras. Las enfermedades más comunes se relacionan con las vías respiratorias, infecciones, deficiencias vitamínicas, etc. Se anotan sus síntomas y su tratamiento, la administración de medicamentos ya sea por vía oral o a través de una inyección.

- - - - -

## INTRODUCCION

Hasta hace relativamente poco tiempo, solo los marinos y las personas que viven cerca del mar habían visto delfines en su ambiente natural, actualmente el hombre ha aprendido a mantenerlos en cautiverio por lo que es posible que se conozcan las especies más comunes y se abran nuevos campos para la investigación.

Dentro de las características generales de los delfines, la piel, la estructura del sistema vascular y del respiratorio cobran especial relevancia para el mantenimiento en cautiverio, en virtud de ser las áreas que pueden sufrir alguna lesión, sobre todo durante la captura y el transporte.

" Los mamíferos marinos presentan ajustes fisiológicos importantes para su adaptación a la vida acuática, estas variaciones anatómicas se reflejan en el sistema respiratorio, la termorregulación, circulación, etc. Todas estas adaptaciones especializadas deben considerarse por quien desee trabajar con este grupo de mamíferos" (Ridgway, 1972).

El conocimiento concerniente a los requerimientos básicos de delfines en cautiverio está aún en proceso de desarrollo (Dudok Van Heel, 1972; Tayler y Saayman, 1973). Una de las razones, es que las condiciones de las instalaciones son inadecuadas con respecto a los requerimientos biológicos y de mantenimiento.

La especialización de los cetáceos para la regulación de la temperatura, se realiza por contacto con el agua a través de vasos complejos (Kanwisher y Ridgway, 1983). Por lo que durante el transporte es fundamental tomar las precauciones necesarias para evitar lesiones.

Las técnicas de captura, transporte y mantenimiento que aquí se describen son aplicables en particular a delfines, dentro de los cuales hay diferencias significativas con respecto a sus requerimientos biológicos y etológicos en cautiverio. Hay que considerar que muchas especies son capaces de adaptarse a variaciones en la naturaleza o en confinamiento, pero otras no. El trabajo está orientado para aplicarse a los delfines

aunque se considera a la especie Tursiops truncatus con mayor detalle debido a que se localiza en aguas mexicanas y ha sido estudiada con mayor amplitud que otras.

Existen distintos puntos de vista acerca de las ventajas que representa tener delfines fuera de sus condiciones naturales. Habrá que considerar que la mayoría de los delfines tienen una distribución muy amplia y algunas son migratorias, por lo que la protección y conservación de su hábitat natural se hace imposible. Dado que la mayoría de las especies tienen hábitos oceánicos, la investigación se dificulta básicamente porque el número de variables es muy grande y en muchas ocasiones inesperadas. La observación de delfines en condiciones naturales solo es posible por unos minutos ya que la proximidad de una embarcación puede perturbarlos haciendo difícil distinguir su comportamiento natural de una reacción a la cercanía de la embarcación (Würsig, 1979).

Las investigaciones con delfines en cautiverio, indudablemente, han arrojado numerosos datos de utilidad para el conocimiento de los mamíferos marinos en general. Podríamos enlistar las ventajas de experimentar con cetáceos cautivos comparadas con estudios en condiciones naturales, en el orden siguiente:

- a) Mayor tiempo de observación, por lo tanto mayor tiempo de experimentación.
- b) Disponibilidad de especies con capacidad de adaptación al confinamiento.
- c) Facilidad de capturar ejemplares, con fines de investigación así como la capacidad de transportarlos en poco tiempo a lugares seguros.
- d) El estado actual y el avance de las técnicas de reproducción.
- e) La tecnología del entrenamiento.

En este trabajo se describen las técnicas de captura y transporte de delfines, ambas son fundamentales para hacer más rápido el período de adaptación al confinamiento. Asimismo, es esencial establecer las condiciones mínimas para su mantenimiento, nutrición, calidad del agua y enfermedades.

Los capítulos subsiguientes están diseñados para hacer una revisión y evaluación del mantenimiento, bajo criterios objetivos, esperando que sean de utilidad al investigador así como a quienes mantienen delfines con propósitos de exhibición.

## CAPITULO I.

## GENERALIDADES

1.1 Clasificación

Los mamíferos marinos incluyen 130 especies según la clasificación de la Comisión de Mamíferos Marinos de 1976, de las cuales 77 corresponden al supraorden cetácea donde se agrupan 3 órdenes:

- a) Orden Archaeoceti
- b) Orden Odontoceti
- c) Orden Mysticeti

En el orden Archaeoceti se comprenden familias extintas de los períodos Eoceno y Oligoceno, los otros órdenes tienen representantes en la actualidad. Los Mysticeti se caracterizan por presentar ballenas (barbas) altamente queratinizadas, por tener un par de orificios nasales y por la ausencia de dientes después del nacimiento, durante el desarrollo sus dientes han sido reemplazados por estructuras cónicas en forma de placas que se sujetan al techo de la boca siendo utilizados para detener las partículas alimenticias suspendidas en el agua.

Los Odontoceti comprenden a la mayoría de los cetáceos actuales, carecen de las estructuras características de los Mysticeti ya que presentan dientes después de su nacimiento (en algunos casos hasta 300 dientes de forma cónica) y son homodontos. Presentan un solo orificio nasal.

Este orden se subdivide en 7 familias: Platanistidae, Ziphiidae, Physiteridae, Monodontidae, Delphinidae, Stenidae y Phocoenidae. La familia Delphinidae (delfines verdaderos) incluye el mayor número de géneros dentro de los cetáceos: 14 géneros y 27 especies (Comisión de Mamíferos Marinos, 1976).

## 1.2. Características Generales de los Cetáceos

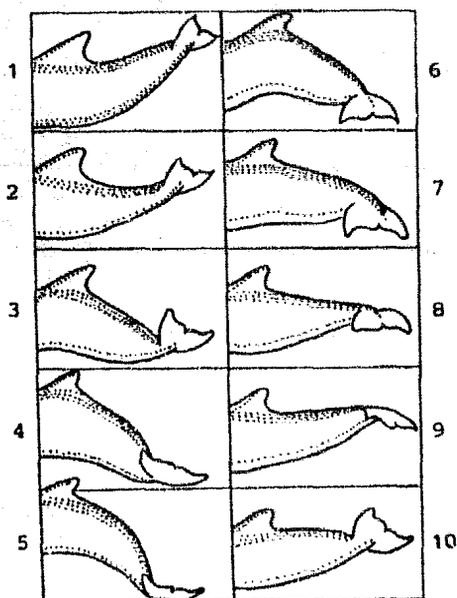
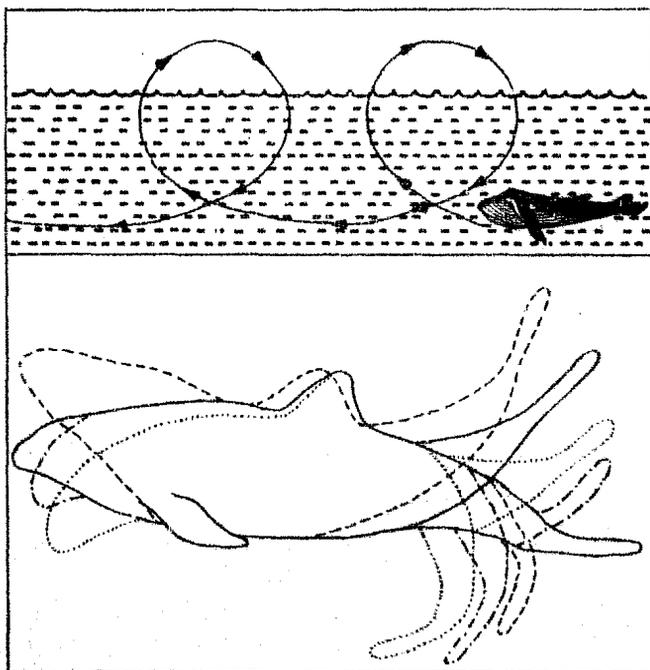
Todos los cetáceos son exclusivamente acuáticos, su especialización para la vida acuática se caracteriza por modificaciones estructurales entre las que sobresalen las siguientes: cuerpo fusiforme, la transformación de sus miembros anteriores en aletas pectorales, cola aplanada lateralmente y con aletas horizontales en su extremo, desaparición del pelo y de las glándulas sudoríparas y sebáceas. Presentan una fosa nasal externa, que se ha elevado hasta la cima de la cabeza, cráneo marcadamente telescopiado, rostro alargado, huesos tímpano-perióticos desplazados ventralmente y disociados de los huesos adyacentes del cráneo, no presentan clavícula, pulmones sin lobulación, diafragma oblicuo, retina mirabilia bien desarrollada en las regiones torácica y basicraneal, estómago con cuatro cámaras, cada una de ellas dividida en lóbulos separados; orificios uretrales y vaginales separados y presentan un par de glándulas mamarias en posición inguinal. (Anderson y Jones, 1967; Lawlor, 1976; Rice, 1967).

La locomoción depende de las oscilaciones de las aletas caudales y del eje de la cola de donde procede el empuje de propulsión debido a que los músculos colocados en posición más caudal, insertos en las vértebras más extremas, a la cola permiten el movimiento de las aletas en relación con el eje de la misma para producir el empuje hacia adelante (Young, 1977). Según Coffey (1977), los cetáceos a diferencia de los peces que mueven su cola de un lado a otro, obtienen su propulsión por un movimiento oscilatorio de la cola y aleta caudal en un plano vertical. La estabilidad se combina por la posición dorsal de los pulmones, por la aleta dorsal (presente en las especies de la familia Delphinidae) y la dirección por efecto de las aletas pectorales y los movimientos de la cola y la aleta caudal. Ver Fig. 1.

Las adaptaciones del cuerpo para la locomoción son básicamente, la reducción del cuello donde las vértebras cervicales están parcial o totalmente fusionadas lo que permite una apariencia más aerodinámica, el aumento en el largo de las vértebras lumbares y caudales que presentan espinas neurales y procesos transversos bien desarrollados para la inserción de los músculos permitiendo un movimiento dorsoventral del cuerpo necesario para el movimiento de la cola.

FIGURA 1.

Locomoción en cetáceos: arriba, salto de la ballena jorobada; abajo, se muestra la flexibilidad del cuerpo del cetáceo



movimiento detallado de la cola hacia abajo (1 a 5) y hacia arriba (6 a 10) en *Tursiops truncatus*.

La columna vertebral no tiene funciones de soporte del peso excepto cuando el animal salta fuera del agua, sin embargo, el número de vértebras es mayor comparado con el de mamíferos terrestres, la flexibilidad del cuerpo se deriva del número de discos intervertebrales y su alargamiento. (Coffey, 1977).

Las propiedades de la piel, en particular su relación con la capa de grasa permiten que la forma del cuerpo varíe dinámicamente al paso del agua reduciendo la fuerza de resistencia al medio y la forma del cuerpo asegura un flujo laminar sin formar turbulencias.

Según Lawlor (1976) "las especies pequeñas de cetáceos han alcanzado una natación casi totalmente laminar, en virtud de que pueden nadar más rápidamente de lo que pudiera esperarse en base a su poder muscular y bajo la turbulencia del agua".

Dentro del sistema óseo de los delfines son características las costillas redondeadas y móviles que juegan un papel importante en la respiración debido a que el diafragma es poco musculoso. El húmero es corto por lo que la articulación del codo no tiene mucha movilidad, la mano está ensanchada y es de una longitud marcada en virtud de que tiene funciones de balance del cuerpo. El cráneo es alargado en la región del esplanocráneo mientras que el neurocráneo se presenta acortado, los maxilares se extienden sobre el frontal formando el techo de la fosa temporal por lo que los maxilares casi alcanzan el supraoccipital.

El cráneo es asimétrico estando el vértice desviado hacia el lado izquierdo y las mandíbulas son muy alargadas. Con respecto al olfato los cetáceos son microsmáticos e incluso hay algunas especies anosmáticas, la caja craneana es corta y redondeada, siendo característica la colocación de los orificios nasales que se han retraído (posteriormente), los huesos nasales están reducidos en tamaño.

La región auditiva está muy modificada aunque existen expansiones del oído medio que forman sacos neumáticos debajo de la base del cráneo siendo su función aislar el sonido y equilibrar las distintas presiones a las que están expuestos en el agua (Young, 1977). El oído se conecta

directamente al melón y es uno de los órganos de los sentidos más desarrollados, "el equipo auditivo es sobresaliente en todos sus aspectos" (Palmer y Weddell, 1964). El órgano llamado melón es una masa de grasa situada frente al orificio nasal, atravesada por fibras musculares, se piensa que el melón funciona como receptor de las ondas sonoras para la ecolocalización, los ruidos de los delfines son emitidos por vibraciones cuyas frecuencias son de hasta  $300 \text{ Kc seg}^{-1}$  (Zúñiga, 1977).

Los ojos de los cetáceos son pequeños y están modificados para la vida acuática y el buceo. La córnea es plana y las lentes son redondeadas, envueltas en una esclerótica engrosada y, además, tienen una musculatura especial en los párpados, carecen de glándulas lacrimales y de sus conductos. La superficie del ojo está protegida por una secreción sebácea de las glándulas de Harder.

Las adaptaciones para la alimentación se han dado en función de sus hábitos alimenticios, presentan dientes cónicos generalmente en ambas mandíbulas, sin embargo, debido a la reducción del área de inserción de los músculos masticadores y al alargamiento de las mandíbulas, el proceso de masticación se ha reducido y sólo sirven para sujetar el alimento. Presentan un esófago delgado que se continúa por el estómago que está provisto de cuatro cámaras, la primera de ellas no es glandular funcionando a manera de reservorio; las siguientes cámaras son glandulares y en la última existe un ducto hepato pancreático.

### 1.2.1. Piel de los Cetáceos

Los cetáceos presentan el sentido del tacto bien desarrollado en virtud de la inervación de la piel con el sistema nervioso central (Palmer y Weddell, 1964). La superficie del cuerpo se ha vuelto completamente lisa y no presenta glándulas. La epidermis tiene entre 1.0 y 2.0 cm. de grosor, con pocas capas de células queratinizadas en el estrato externo que no está muy marcado. Las células epidérmicas poseen núcleo y se presume que se trata de células vivas hacia las capas externas, están en mayor cantidad que como se presentan en mamíferos terrestres; esta capa se caracteriza por su sensibilidad a cualquier tipo de lesión en particular a raspones y a los rayos del sol. (Palmer y

Weddel, 1964). La dermis consiste de capas bien definidas de células rodeadas de numerosas papilas que se proyectan hacia la epidermis que en algunos delfines llega a ser hasta de 30 papilas por  $\text{cm}^2$ , éstas se acomodan en líneas definidas y en lugar de ajustarse a la epidermis se arreglan, con pequeños cambios de forma en las capas superficiales. Las papilas están bien irrigadas con sangre que proviene de pequeñas arterias ubicadas en la capa superficial, en posición paralela al plano de superficie de la piel.

En la mayoría de los cetáceos con piel oscura los pigmentos están presentes en forma de células columnares a los lados de las papilas. En el caso de la especie Tursiops truncatus el color oscuro de la región dorsal se debe precisamente a la presencia de pigmentos granulares y numerosas células dendríticas muy pigmentadas, las cuales están ausentes en la región ventral que es casi blanca. Según Palmer y Weddel, 1964, las uniones neurovasculares se presentan en una densa red de fibras de colágena y elastina que le permite una inserción hasta las capas más profundas del tejido conectivo. La elasticidad del cuerpo está dada por las cantidades de elastina.

En la dermis se localiza una trama de arterias, las más largas llegan a atravesar la hipodermis que está vascularizada y puede llegar a significar hasta el 45% del peso del cuerpo y tener hasta 60 cm. de ancho (en algunos misticetos), además varía su grosor, dependiendo de la parte del cuerpo en la que se localiza. La estructura de la hipodermis varía también con el tamaño del cuerpo, especie, temporada, lactancia, migración, y disponibilidad del alimento. En el caso de la especie Tursiops truncatus representa un 40% del peso corporal y llega a tener un grosor de 7.0 cm.

La capa de grasa actúa como un aislante englobando al animal y constituyendo una importante reserva de nutrientes y quizá cuando es metabolizada, de agua. La grasa reduce también el peso específico del animal, no obstante, en algunas regiones del cuerpo casi no está presente tal como sucede en la cabeza y alrededor del orificio de respiración.

Se asume que la capa de grasa es insuficiente para cubrir sus necesidades de calor debido a que los ejemplares se ven obligados a mantenerse en constante movimiento para efectos de regulación de la temperatura y evitar que la pérdida de calor sea mayor que la que se genera por actividad metabólica normal (Harrison y King, 1980). Su grosor es proporcional dependiendo de la región del cuerpo y es responsable de la forma aerodinámica de los cetáceos. Cuando la capa se llega a gastar o perder por alguna razón, su disminución es proporcional en todas las regiones del cuerpo.

### 1.2.2. Estructura del Sistema Respiratorio

La estructura del sistema respiratorio presenta muchas modificaciones especiales en los pasajes aéreos y pulmones. Hay válvulas para cerrar los orificios nasales durante el buceo y anillos cartilagosos y músculos en los bronquiolos. La epiglotis se extiende como un tubo inserto en la cavidad nasal posterior proporcionando un paso de aire ininterrumpido desde el pasaje aéreo pericraneal a los pulmones. El sistema respiratorio de los delfines se caracteriza por presentar una tráquea, generalmente corta y relativamente ancha. Está reforzada por cartílagos que en muchas ocasiones están incompletos y en otros casos se encuentran fusionados.

Los pulmones se presentan alargados y lo son más cerca del ápice, no tienen lobulación superficial y generalmente tampoco son simétricos por la presencia de un bronquio eparterial en el lado derecho. El volumen pulmonar constituye aproximadamente un 6% del volumen corporal, al graficar los valores del volumen pulmonar de algunos mamíferos (acuáticos y terrestres) se obtiene una función regular en relación con el tamaño del cuerpo. El valor de la pendiente es de 1.02 por lo que se deduce que existe una relación proporcional.\* Esto significa que estos mamíferos obtienen proporcionalmente la misma cantidad de oxígeno en un pulmón del mismo tamaño (relativamente) que la cantidad de oxígeno que obtienen animales de mayor tamaño (Schmidt-Nielsen, 1976). Por lo que los pulmones están en una función regular al tamaño del cuerpo.

\* Una proporción exacta tendría un valor de 1.0 en la pendiente, no obstante la desviación encontrada no es significativa.

Según Ridgway (1972) los cartílagos del árbol branquial se extienden casi hasta la periferia y alcanzan regularmente la entrada de los sacos de aire por lo cual los tubos del árbol branquial son particularmente rígidos, una de sus funciones es ayudar para que la ventilación sea rápida y efectiva en los pulmones durante la respiración, así como resistir los cambios de presión. Los bronquios poseen relativamente pocas glándulas mucosas y sus paredes contienen un tejido elástico que está ampliamente distribuido en otras partes de los pulmones y detrás de la pleura. A través del árbol branquial de todos los delfines (excepto en los tubos principales) hay una sucesión de válvulas mielásticas que cruzan los bronquios. La función de estas válvulas y esfínteres, cuando están cerradas formando compartimientos aún no se conoce con precisión, el intercambio gaseoso del pulmón tiene lugar en los alveólos y la tráquea por lo que los bronquios y sus ramificaciones tienen que ser considerados como tubos de conexión.

El septo que separa los alveolos varía en grosor, cantidad de tejido elástico y músculo suave dependiendo del tamaño del cetáceo. Siendo mayor en los cetáceos grandes y más aún en ballenas.

La laringe de los cetáceos es una estructura alargada que se une sobresaliendo por la parte trasera del pasaje aéreo pericraneal. Las cuerdas vocales no están presentes y aunque el pasaje laríngeo del aire es marcadamente angosto y alargado tiene capacidad de dilatarse por acción muscular. Tal como sucede en otros grupos de mamíferos, la apertura laríngea parece ser una de las partes del sistema respiratorio que restringe más el flujo de aire, el pasaje nasal es también angosto y puede cerrarse completamente en el lugar donde se localiza el orificio de respiración.

Este arreglo anatómico, en su conjunto, procura ayudar a la expiración de naturaleza casi explosiva del orificio nasal. Dentro del proceso respiratorio los músculos juegan un papel que está relacionado con las grandes cantidades de mioglobina que poseen, estas cantidades pueden llegar a ser hasta 10 veces mayores que las que encontramos en mamíferos terrestres; tienen, además, propiedades de reserva de oxígeno, las cuales son más evidentes cuando los cetáceos se sumergen y sus músculos se cargan de este gas. Schmidt-Nielsen (1976) indica que no dependen para

su buceo de las reservas de oxígeno de los pulmones. Los músculos también son menos sensibles a las acumulaciones de ácido láctico y de bióxido de carbono en su circulación debido a que pueden actuar anaeróbicamente, durante un lapso mayor en comparación a otros mamíferos y existe una redistribución de la sangre arterial durante el tiempo que un cetáceo permanece sumergido permitiendo que la sangre que se oxigena por vasoconstricción periférica sirva de reserva para los órganos esenciales, como el cerebro.

### 1.2.3. Estructura del Sistema Vascular

No existe en realidad una diferencia radical entre el corazón de los cetáceos comparados con el de otros mamíferos marinos en lo que se refiere a su forma y características anatómicas, es igualmente eficiente que el de los mamíferos terrestres. (Coffey, 1977).

A partir de las observaciones con delfines en cautiverio la tasa cardíaca se determina normal cuando está en  $120 \text{ latidos min}^{-1}$ ; esta medición se toma en la superficie del agua.

Dentro de las modificaciones más sobresalientes en el sistema vascular, se encuentran las complejas redes microscópicas de vasos sanguíneos que recorren los tejidos adiposos y las modificaciones que presentan las redes arteriales periféricas, dentro de las cuales están los plexos masivos llamados retina mirabilia.

Se define la retina mirabilia como redes vasculares, principalmente formadas por arterias, con la peculiaridad de que entre ellas hay venas de pared delgada embebidas en el tejido adiposo. Su localización es variable, pero se le encuentra ampliamente distribuida en el cráneo debajo del cerebro y alrededor del nervio óptico; en la región cervical; rodeando los huesos del cuello; dorsalmente extendido en los pulmones; de la parte anterior de la cavidad torácica hasta la región lumbar. Asimismo se le puede encontrar en el canal espinal, generalmente rodeando al cordón espinal (chevron) o parte de éste y finalmente asociado con las gónadas y en la región caudal (retia caudal).

Se ha discutido mucho acerca de la función de la retia, según Ridgway (1972) consiste en regular los súbitos cambios de presión durante la inmersión, sin embargo, no existen suficientes argumentos experimentales que lo comprueben. Young (1977) reconoce la posibilidad de almacenamiento de oxígeno en el volumen de sangre. La cantidad de tejido elástico que forma parte de las paredes de las arterias y venas supone que deben dilatarse considerablemente.

Sin embargo, se calcula que la cantidad de sangre pueda ser insuficiente para ser utilizada después de una inmersión. Algunas retias ayudan a mantener el flujo estable de la sangre ya sea activa o pasivamente (Harrison y King 1980) previendo interrupciones intermitentes del flujo de la sangre que pudieran ser causadas por la presión muscular.

La retia que se localiza en la base del cerebro puede auxiliar a mantener un flujo continuo y estable de sangre a los tejidos del cerebro para evitar que sean afectados por alguna fluctuación en la tasa cardíaca durante la inmersión. Otras retias juegan el papel de conservadores de calor al transferirlo de las arterias a las venas en las aletas pectorales, aleta dorsal y lóbulos caudales.

Young (1977) sugiere que la retia se engurgita de sangre durante la natación para actuar, por expansión o contracción y ocupar el espacio necesario en el tórax cuando el aire en el pulmón aumenta o disminuye durante el buceo. Como conclusión, las masas retiales, tienen la función de proporcionar una distribución de la sangre de manera balanceada y equitativa en varias partes del cuerpo.

El sistema arterial de los cetáceos es similar al de los mamíferos en general, la ubicación de las principales venas y arterias se muestra en la figura 2. Harrison y King (1980) indican que el tamaño de las venas no es tan grande, comparada con el de los pinípedos.

Según Coffey (1977), las carótidas se dividen en dos ramas interna y externa inmediatamente después del arco aórtico por lo que virtualmente no existe una carótida común. La carótida interna forma el seno carotido y luego disminuye su tamaño, su función es mínima ya que las arterias vertebrales son las encargadas de proporcionar sangre a la cabeza.



La vena cava posterior se dilata en la región hepática de algunas especies; muestra una marcada variación en su anatomía no solo de especie a especie sino aún dentro de la misma. No se han identificado senos hepáticos.

Existe una diferencia en el arreglo de las venas tributarias que se relacionan con la aorta; asimismo, es frecuente encontrar una vena cava posterior simple formada por la unión de varias tributarias largas en la región de la pelvis. En la parte ventral del cordón espinal se presentan dos venas muchas veces muy largas excepto en el género Phocoena que presenta sólo una. No existe un esfínter como tal en la vena cava, pero el diafragma se continúa en la vena cava posterior en forma de nudos que pueden tener alguna función de esfínter (Harrison y King, 1980).

### 1.3. Efectos y Regulación de la Temperatura

Los mamíferos mantienen, generalmente, la temperatura de su cuerpo casi constante, independientemente de las grandes variaciones de la temperatura de su medio ambiente, el término endotermo se utiliza específicamente para referirse a las aves y mamíferos, animales que de hecho tienen temperaturas corporales que fluctúan en pocos grados. Este tipo de animales mantienen normalmente una temperatura corporal elevada y permanecen activos tanto en ambientes fríos como en medios cálidos. (Schmidt-Nielsen, 1976).

Según Kanwisher y Ridgway (1983) indican que los cetáceos mantienen una temperatura interna de aproximadamente 37,0°C, la cual es comparable a la de humanos. El sistema de regulación de la temperatura del cuerpo está formado por una capa de grasa que en el caso de la especie Tursiops truncatus significa más del 40% del peso corporal. Esta capa tiene funciones de: a) generar calor y b) funcionar como aislante. En el primer caso se genera calor que incrementa la tasa metabólica tres veces más en comparación con los humanos. Para que el cuerpo mantenga una temperatura dada, es necesario que se equilibre la transferencia de calor, de tal modo que las pérdidas y ganancias de calor sean iguales. El que un animal pueda mantener una temperatura constante significa que debe perderse

calor desde el cuerpo a la misma velocidad que está siendo producido por la actividad metabólica.

La transferencia de calor se puede dar por conducción, radiación o evaporación. Estos son los únicos medios disponibles para la eliminación de calor producido en la actividad metabólica de los organismos vivos.

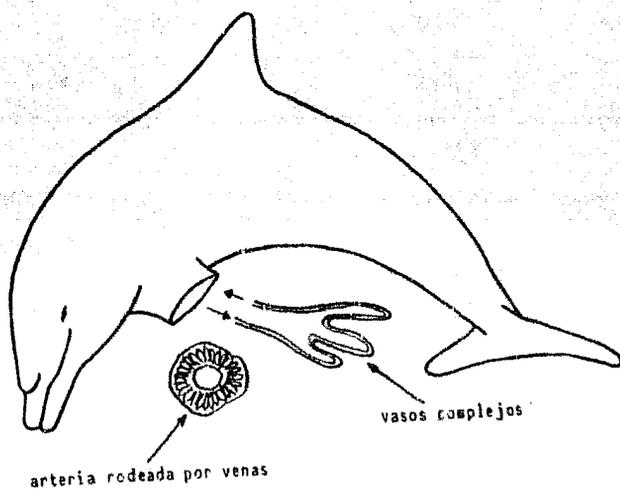
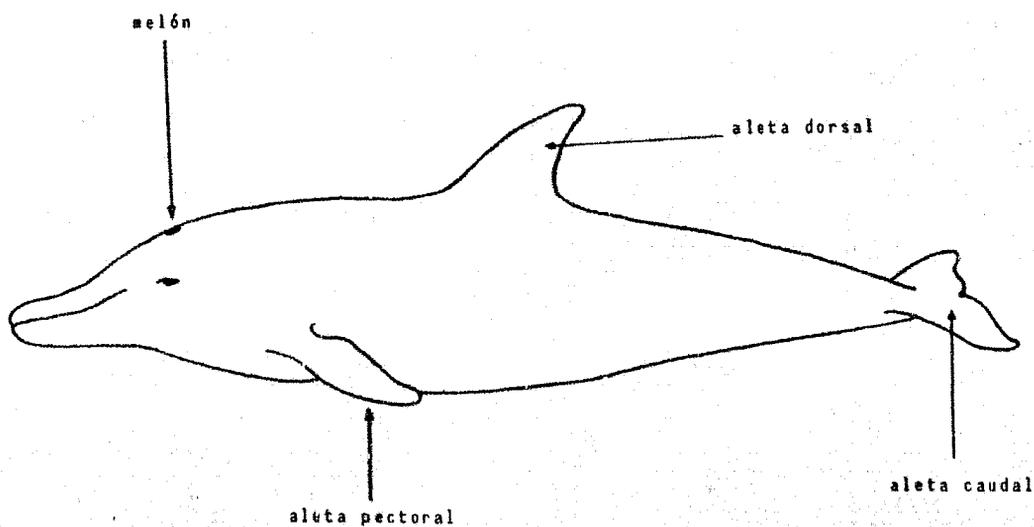
La conducción de calor, tiene lugar entre cuerpos físicos que están en contacto uno con otro ya sean sólidos, líquidos o gases. La transferencia de calor por radiación tiene lugar en ausencia de un contacto directo entre objetos y finalmente la evaporación del agua que requiere de una gran cantidad de calor para transformar un gramo de agua (a temperatura ambiental), a vapor de agua.

En cetáceos la descarga de calor se lleva al cabo por conducción; esta conducción de calor consiste en una transferencia directa de la energía metabólica y se produce siempre de una región de temperatura más alta a una de temperatura más baja. La pérdida de calor hacia el agua es continua y se canaliza a través de redes vasculares. (Kanwisher y Ridgway, 1983).

Schmidt-Nielsen (1976), indica que la temperatura de un organismo no puede ser necesariamente uniforme en toda su extensión, por lo cual encontramos, que algunas partes producen más calor que otras. Los órganos que tienen una elevada tasa de producción de calor pueden alcanzar temperaturas más altas, siendo enfriadas por acción de la sangre arterial que llega a ellos. Las condiciones de pérdida de calor varían con relación a factores externos tales como la temperatura del agua, aire, viento, etc.

La pérdida de calor en delfines se lleva al cabo a través de regiones del cuerpo situadas en las aletas y se les considera superficies primarias de regulación de la temperatura. Estas regiones son las aletas pectorales, dorsal, caudal y el área frontal o melón, ver fig. 3. Las aletas y la cola carecen de grasas subcutáneas, por lo que están escasamente aisladas; estas áreas están bien irrigadas con vasos sanguíneos que reciben un rico aporte de sangre. Esto significa que estas estruc-

FIGURA 3. Principales áreas de transferencia de calor en Iursiops truncatus y sistema de vasos complejos.



Sistema de vasos complejos. Cada arteria está rodeada por varias venas, esta disposición permite que la sangre arterial transmita su calor a la sangre venosa antes de que vuelva a entrar en el núcleo del cuerpo.

turas relativamente finas con sus grandes superficies pueden perder cantidades substanciales de calor. (Schmidt-Nielsen, 1976)

En las aletas de los delfines cada arteria está rodeada completamente por venas (ver fig. 3) y al entrar la sangre arterial caliente al interior de la aleta, se enfría por la sangre venosa que la rodea por todas partes. Este tipo de estructura se conoce como vasos complejos, debido a que la sangre fluye en dirección opuesta en los dos sistemas de vasos, este sistema es considerado un carácter evolutivo de los delfines. Esto significa que la sangre arterial que fluye en la corteza pierde calor y vuelve como sangre venosa más fría, de tal manera que una parte del calor es absorbida por la sangre y la otra se canaliza hacia afuera a través del contacto con el agua (Kanwisher y Ridgway, 1983). Este sistema se complementa con un incremento del flujo sanguíneo cerca de la superficie, especialmente cuando el animal nada rápidamente y su actividad metabólica aumenta.

#### 1.4. Características Generales de la Especie (Tursiops truncatus)

Dentro del orden cetácea; familia Delphinidae, se ubica la especie Tursiops truncatus, el nombre genérico fue dado por Gervais en 1855 y la especie descrita por Montagu en 1821. Es uno de los cetáceos más conocidos por la facilidad de adaptación al ambiente de confinamiento, se trata de un animal que alcanza longitudes mayores de 4.5 m. cuando llegan a la madurez física. El rostro es corto aunque generalmente se distingue del resto de la cabeza. Presenta una aleta dorsal central muy bien marcada y tiene su ápice curvado. En cuanto al color de la superficie dorsal es variable, los pigmentos tanto dorsales como ventrales emergen indistintamente en la región ventro lateral de los flancos (Lilly, 1970). Las aletas pectorales son pequeñas en contraste con la constitución robusta del animal, la aleta dorsal es larga en proporción a su cuerpo.

Presentan dientes tanto en los márgenes de la maxila como de la mandíbula; el promedio de dientes de la primera fluctúa entre 32 y 54 y en la segunda entre 36 y 52 siendo en total entre 76 y 104. La fecundación se lleva a cabo entre finales de invierno y principios de primavera y el

período de gestación es de 10 meses (Matthews, 1978). La madurez sexual la alcanzan a los 6 años y en cuanto a su longevidad "los detalles de los animales en cautiverio son más confiables, aunque podrían diferir en condiciones naturales, debido a que las condiciones ambientales varían considerablemente" (Coffey, 1977). El mismo autor indica una longevidad para esta especie de entre 25 y 30 años.

#### 1.5. Historia del mantenimiento de delfines en cautiverio.

La historia del mantenimiento de delfines en cautiverio puede ser dividida en dos etapas, la antigua y la moderna. La etapa antigua se inicia en 1853 y se extiende hasta 1938. Los primeros cetáceos que se tuvieron en cautiverio fueron de las especies: Delphinapterus leucas y Tursiops truncatus, estos animales fueron capturados con fines de exhibición, como parte del museo Barnum de Nueva York (Wyman, 1853). Al mismo tiempo, se mantuvo en Inglaterra la especie Phocoena phocoena en el acuario Brighton (Matthews, 1978) aunque sólo algunos meses.

En la década de 1870 se hicieron exhibiciones en los acuarios de Westminster, en Manchester y Blackpool con ejemplares de la especie Delphinapterus leucas, sin embargo, a pesar de que algunos animales se conservaron vivos por varios meses, la mayoría morían en pocos días. En 1877 se preservaron en Inglaterra algunos ejemplares de la especie Globicephala melaena y posteriormente en Calcuta, Anderson mantuvo un ejemplar solitario Platanista gangetica, el cual murió en pocos días. Las primeras observaciones que se registran sobre cetáceos en cautiverio fueron las que publicó Townsend en el año de 1914, quien enfatizó, por primera ocasión, en la importancia de la salud de los ejemplares, las técnicas adecuadas de colecta y transporte; asimismo mencionó algunos aspectos de relevancia relacionados con el tratamiento del agua. Desafortunadamente Townsend no pudo aplicar sus recomendaciones y llevarlas a cabo con sus ejemplares y posteriormente, en 1916 reportó que todos sus cetáceos habían muerto.

La etapa moderna se inicia en 1938 con el establecimiento del acuario para estudios marinos en Florida; estas instalaciones se planearon

básicamente como un conjunto, para hacer películas acuáticas; sin embargo, con el tiempo, el mismo personal se vió en la necesidad de aplicar distintas técnicas de colecta, transporte, cría, entrenamiento e inclusive algunos aspectos clínicos, que desde esa época se han desarrollado cada vez más.

En este acuario se inició una nueva forma de mantenimiento de cetáceos, la característica básica es que las técnicas usadas se fueron haciendo más formales, esto es, se aplicaba sistemáticamente una metodología de trabajo. Se colectaron especies que no se habían mantenido aún en cautiverio v. gr. los ejemplares de Globicephala macrorhynchus, que se colectaron vivos, por primera vez, para una exhibición pública en 1957.

Desde el establecimiento de las instalaciones de Estudios Marinos, una amplia variedad de cetáceos se mantienen en oceanarios y en centros de investigación.

El desarrollo de concentrados de agua marina artificial más confiables han permitido que se establezcan grandes oceanarios aún en lugares alejados del mar. En varias ocasiones se han iniciado programas de crianza y se han llegado a registrar hasta 40 nacimientos (Defran y Pryor, 1980).

En México se han mantenido delfines en cautiverio en condiciones irregulares (Técnica Pesquera, 1973). No es sino hasta 1980 cuando por iniciativa del gobierno (DDF, Secretaría de Turismo y Secretaría de Pesca), se establecen el delfinario de Acapulco (C.I.C.I.) y, posteriormente, con fines de exhibición pública, el delfinario de Chapultepec. Actualmente funcionan además de éstas, las instalaciones de Aragón y las del Ajusco.

En México se mantienen ejemplares de la especie Tursiops truncatus, que es una de las más empleadas para fines de investigación en condiciones de cautiverio, dada su gran capacidad de adaptación.

### 1.6. Especies capturadas para confinamiento.

Los cetáceos que han sido capturados para confinamiento corresponden a 33 distintas especies de 7 familias, la familia Delphinidae es la que cuenta con mayor número de especies, ver tabla 1. Históricamente la especie que con más frecuencia se mantiene es Tursiops truncatus.

No todas las especies se han podido mantener con el mismo éxito. Los factores como disponibilidad, facilidad de colecta, transporte, avances en la medicina, cría, tecnología del entrenamiento y adaptación han favorecido el mejor mantenimiento de unas especies sobre otras.

Como ejemplo, las especies costeras y de aguas poco profundas tenemos el caso de Tursiops truncatus que habita en el Golfo de México, dadas las condiciones ecológicas están más dispuestas para vivir en tanques o acuarios (Defran y Pryor, 1980). En contraste, las especies oceánicas, como Phocoena dalli, en la mayoría de los casos, mueren inmediatamente después de la captura o a los pocos días, evidenciando su dificultad para adaptarse al confinamiento.

Las especies más frecuentemente mantenidas en cautiverio son: Delphinus delphis, Globicephala macrorhynchus, Orcinus orca, Pseudorca crassidens, Stenella longirostris, Tursiops truncatus, Steno bredanensis, Delphinapterus leucas, e Inia geoffrensis.

Debido a su gran tamaño y sus requerimientos de alimentación altamente especializados, del orden Mysticeti hay un número menor de especies que se han mantenido en cautiverio. La excepción más notable es la especie Eschrichtius robustus. En contraste con esto, un gran número de especies del Orden Odontoceti se han conservado desde el principio de la historia del mantenimiento en cautiverio. Ver Tabla 2.

TABLA 1.

Relación de familias y número de especies de cetáceos que se han mantenido en cautiverio.

ORDEN	FAMILIA	SE HAN MANTENIDO EN CAUTIVERIO	No. DE ESPECIES POR FAMILIA	No. DE ESPECIES EN CAUTIVERIO
Odontoceti	Platanistidae	Si	5	3
Odontoceti	Ziphiidae	No	18	-
Odontoceti	Physiteridae	Si	3	2
Odontoceti	Monodontidae	Si	2	2
Odontoceti	Steridae	Si	4	3
Odontoceti	Phocoenidae	Si	4	3
Odontoceti	Delphinidae	Si	27	18
Mysticeti	Balaenidae	No	4	-
Mysticeti	Eschrichtidae	Si	2	1
Mysticeti	Balaenopteridae	Si	6	1
			77	33

Clasificación de acuerdo a (Comisión de Mamíferos Marinos, 1976)

## T A B L A 2.

RELACION DE ESPECIES CAPTURADAS PARA CONFINAMIENTO.

ORDEN ODONTOCETI	ESPECIE
Familia Platanistidae	<u>Platanista gangética</u> <u>Platanista minor</u> <u>Inia geoffrensis</u>
Familia Physeteridae	<u>Physeter catodon</u> <u>Kogia breviceps</u>
Familia Monodontidae	<u>Monodon monoceros</u> <u>Delphinapterus leucas</u>
Familia Stenidae	<u>Steno bredanensis</u> <u>Sotalia fluviatilis</u> <u>Sousa chinensis</u>
Familia Phocoenidae	<u>Phocoena phocoena</u> <u>Phocoenoides dalli</u> <u>Neophocoena phocoenoides</u>
Familia Delphinidae	<u>Orcinus orca</u> <u>Pseudorca crassidens</u> <u>Orcaella brevirostris</u> <u>Globicephala melaena</u> <u>Feresa attenuata</u> <u>Peponocephala electra</u> <u>Lissodelphis borealis</u> <u>Lagenorhynchus acutus</u> <u>Lagenorhynchus obscurus</u> <u>Lagenorhynchus obliquidens</u> <u>Grampus griseus</u> <u>Tursiops truncatus</u> <u>Stenella plagiodon</u> <u>Stenella longirostris</u> <u>Stenella coeruleoalba</u> <u>Stenella attenuata</u> <u>Delphinus delphis</u>
ORDEN MYSTICETI	
Familia Eschrichtidae	<u>Eschrichtius gibbosus</u>
Familia Balaenopteridae	<u>Balaenoptera acutorostrata</u>

Clasificación según la Comisión de Mamíferos Marinos, 1976.

## CAPITULO II.

## CAPTURA Y TRANSPORTE DE DELFINES.

2.1. Captura de delfines.

La captura se hace sin perder de vista que el objetivo principal, es asegurar el bienestar de todos y cada uno de los ejemplares, brindándoles condiciones óptimas de seguridad. La captura deber ser, en todo momento, eficiente y rápida "para evitar de esta manera que los ejemplares se ahoguen" (Tayler y Saayman, 1973).

Las conductas de los delfines durante la captura son fundamentales debido a que producen reacciones particulares como respuesta a la cercanía de redes y embarcaciones. Las conductas bajo las cuales se les captura, el transporte y el período inicial de adaptación dan como resultado conductas de rechazo cuando se encuentran en cautiverio. El período de adaptación es más corto cuando estos procesos se realizan eficientemente y sin causar lesiones al ejemplar.

Con la finalidad de hacer una revisión detallada de las variables que pueden afectar el tiempo de colecta, se recomienda que previamente se elabore un plan de captura donde se habrán de consignar los siguientes datos:

- a) Objetivo de la captura
- b) Estudio del sitio de colecta (mapa de la localidad, condiciones ambientales, etc.)
- c) Especie que se pretende capturar
- d) Sexo, edad o tamaño del ejemplar que se requiere
- e) Técnica que se utilizará
- f) Medidas preventivas

El sitio de colecta se selecciona con base en observaciones constantes de los patrones de movimiento de un grupo de delfines en particular; se escoge tomando en cuenta la abundancia de animales y las características ecológicas del lugar donde se pretende hacer la colecta: tipo de fondo, turbidez, profundidad del agua, etc. Estos factores determinan la

dificultad o facilidad de la captura. Las especies que prefieren aguas costeras, donde frecuentemente se internan en aguas poco profundas, como son lagunas, estuarios, bocas de ríos, etc. presentan condiciones distintas comparadas a aquellas con hábitos oceánicos. Debido a que la elección del sitio de colecta se basa en observaciones constantes, este período puede durar días o semanas.

Existen distintas técnicas para la captura de delfines; fundamentalmente se les puede clasificar en dos grupos: técnicas individuales y las grupales. Las técnicas individuales se utilizan con delfines de hábitos oceánicos y de aguas profundas. Tayler y Saayman (1973) indican que se aprovecha la conducta de algunas especies de cetáceos de seguir la embarcación y viajar cerca de la proa donde se les captura en el momento en que salen a respirar.

Las técnicas grupales permiten la captura simultánea de un número grande de ejemplares, aprovechando su hábito de permanecer en aguas someras. (v.gr. Tursiops truncatus y Delphinapterus leucas). Asper (1975), hace una descripción detallada de las técnicas de encierro donde se utilizan varias embarcaciones, para acorralar al grupo de delfines y encerrarlos en un círculo con la red.

Las técnicas varían dependiendo de la especie de que se trate, ya que sus patrones de comportamiento están dados por su localización geográfica (Asper, 1975), no obstante, cualquiera que sea la técnica utilizada deberá estar diseñada para minimizar el daño físico y la incomodidad.

#### 2.1.1. Composición de las manadas.

Se define a una manada como un agregado de animales acuáticos que regularmente nadan juntos como una unidad (Norris y Dohl, en prensa). La estructura y composición de una manada en relación con la captura es un factor importante para localizar la colocación de las hembras y machos.

La agrupación en manadas sirve como protección contra depredadores y para obtener alimento. Según Norris y Dohl (en prensa), la mayoría de los delfines pasan gran parte de su vida en manadas, realizando las siguientes actividades:

- 1) Relacionadas con el alimento
- 2) Reproducción y crecimiento
- 3) Integración social y comunicación
- 4) Comportamiento de protección
- 5) Aprendizaje
- 6) Respuestas a ciclos ambientales

Durante la captura es necesario conocer la población a que pertenecen los ejemplares, una información sobre la ruta de migración no solo de delfines sino también de otros grupos de mamíferos marinos que pudieran ayudar a su localización v. gr. la especie Tursiops truncatus que frecuentemente se ven acompañadosde ejemplares de Globicephala macrorhynchus formando grupos de 5 ó 10 animales que se separan, ubicándose en las partes externas de la manada (Walker, 1975). Su localización periférica nos puede brindar información para ubicar los ejemplares.

Las actividades relacionadas con el alimento se clasifican en tres categorías, dependiendo de los patrones de conducta: patrones de búsqueda de alimento; patrones de captura de alimento; patrones de aprendizaje.

Las manadas en búsqueda de alimento presentan una estructura definida; sin embargo, cuando están alimentándose carecen de una organización; por este motivo, ofrecen una opción más amplia para la selección de ejemplares. En algunas especies como en el delfín común (Delphinus delphis) se prefiere efectuar la captura sobre manadas que realizan patrones de captura de alimento (manadas en alimentación) en virtud del mayor tiempo de exposición, lo cual permite efectuar los intentos de captura con mayor tiempo. (Walker 1975).

Durante la captura ocurren distintas conductas en las manadas dependiendo de la especie de que se trate, las características de cada grupo y a las especies con las que se relacionen.

Para obtener mayor tiempo de exposición durante la captura, la embarcación se acerca a la manada por la parte trasera y se coloca lentamente en el centro del grupo para viajar en la misma dirección. Bajo estas circunstancias los animales de diferentes especies, viajarán junto a la proa por períodos más largos, esta conducta también se presenta si la embarcación se acerca diagonalmente al movimiento de la manada.

Walker (1975) explica el comportamiento de las manadas de seis especies de cetáceos. En la tabla 3 se relacionan las conductas de estas manadas antes, durante y después de la captura.

Las especies oceánicas de Tursiops presentan la conducta de viajar cerca de la proa de las embarcaciones; Norris (1974) indica que esta especie parece interesarse más en las actividades humanas, "a las que parece observar cada vez con mayor curiosidad repitiendo en varias ocasiones el paso por la proa". Esta conducta es más marcada en esta especie que en otras de los géneros Lagenorhynchus o Delphinus. El paso por la proa se hace más frecuente cuando el ejemplar descubre la presencia del colector en el púlpito, saliendo a respirar cada vez más cerca de su alcance. Se ha visto en diversas ocasiones a grupos completos de delfines viajando cerca de la proa y jugando junto a la proa. En la tabla 3, se presentan las especies que manifiestan la conducta de viajar junto a la proa; asimismo, se observa que la conducta de la manada durante la captura, varía según la especie, siendo los más cooperativos y más interesados en las actividades humanas los géneros Tursiops, Delphinus y Lagenorhynchus.

#### 2.1.2. Técnicas individuales de captura.

Las técnicas individuales de captura permiten que una tripulación poco numerosa localice y persiga un grupo de delfines hasta que el ejemplar requerido sea atrapado (Tayler y Saayman, 1973; Walker, 1975). Asimismo se aprovecha la conducta de viajar junto a la proa y según Norris y Gentry (1974) se aprovecha la velocidad relativamente lenta de algunas especies (Eschrichtius robustus) así como el tiempo que permanecen en la superficie para respirar.

La técnica de red de escape es descrita por Norris y Gentry (1974), se utiliza una embarcación rápida equipada con un púlpito de los que generalmente se encuentran en embarcaciones para la captura del pez vela. El material consiste de un aro metálico con un diámetro de 1.25 m. y un nudo corredizo que debe ser atado a una red de la profundidad suficiente para extenderse desde la punta del hocico hasta el tronco de la cola. La red se coloca en el aro metálico y se une con una cinta delgada o "maskin-tape", de tal manera que permanezca sujeta hasta el momento de la captura, ya que posteriormente debe desprenderse.

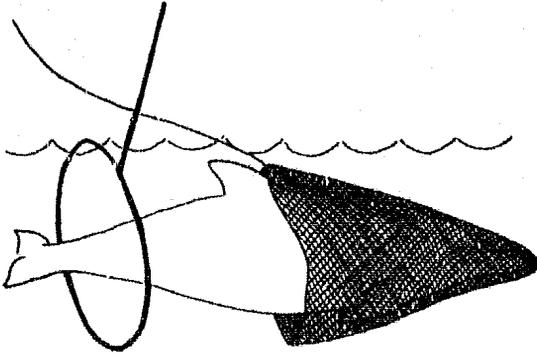
La operación se efectúa desde el púlpito de la embarcación donde el colector se coloca en la canasta ubicada en el extremo del mismo, mientras el timonero se encarga de observar los movimientos del ejemplar o ejemplares tratando de ubicar al colector en el púlpito, exactamente sobre los animales cuando estos salen a respirar. En estos momentos es muy útil un bote rápido que apoye la captura haciendo virajes en zig-zag con el propósito de distraer al animal.

Al provocar que su salida a respirar sea más regular y consistente, se coloca el aro metálico sosteniéndolo con la parte externa fuera del agua y manteniendo la parte interna dentro del agua con ayuda de un tubo de plástico. El objetivo es colocar el aro enfrente de la cabeza del animal deseado, en el momento que sale a respirar exactamente debajo del púlpito, ver fig. 4. Cuando el animal cruza el aro, el nudo corredizo que está atado suavemente se desprende permitiendo que la red se deslice hasta la base de la cola, los cetáceos capturados de esta manera tienen completa movilidad de la cola y pueden respirar normalmente antes de ser sujetados y subidos a la embarcación (Asper, 1975).

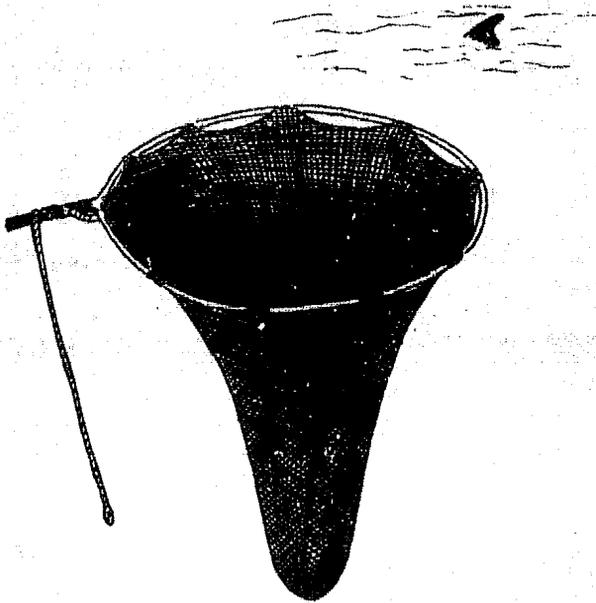
Se permite que el animal capturado nade con la red, generalmente menos de 100m., antes de que se ate la cuerda a un poste. Una vez que el animal disminuya su velocidad se jala la línea hacia el púlpito para efectuar la revisión del animal y abordarlo. Ridgway (1966) utiliza como parte de su procedimiento de captura el que un nadador se acerque al animal y lo auxilie hasta estar cerca de la embarcación.

Existen algunas variantes a esta técnica utilizadas según la especie

FIGURA 4.



Técnicas de captura individual. Arriba se muestra el aro al momento de desprenderse. Abajo, la forma de la red de captura.



de que se trate, en algunos casos el tamaño de la red en forma de bolsa es menor y se extiende desde la punta del hocico hasta el punto posterior de las aletas pectorales. Puede utilizarse también un flotador para que sirva como marca y de esta manera, auxiliar al colector a recuperar la red.

### 2.1.3. Técnicas grupales de captura.

Asper (1975) describe las técnicas de captura por encierro, el material que se utiliza es una red que comunmente mide 365.8 m. de largo y 4.3 m. de profundidad, construido de nylon 52 con una malla de 20.3cm. Los flotadores o líneas de corcho son de un tamaño adecuado para soportar la red en la superficie del agua. La línea de fondo es lo suficientemente pesada para asegurar que la red quede en el fondo debido a que si está demasiado pesada puede, al momento de maniobrarla, poner en peligro a los animales que se enreden en el fondo, estos deben estar en posibilidad de subir a respirar por sí mismos en la superficie junto con la red. El equipo de colecta consiste en dos embarcaciones, una para transportar la red y colocarla y otra para transportar a los ejemplares. El papel más importante lo juega la embarcación encargada de llevar la red, siendo su función principal trazar un semicírculo para lograr el encierro. Cada embarcación debe llevar un mínimo de 3 personas y es aún más eficiente si cuenta con una cuarta o quinta, una tripulación menor tendría problemas para tirar la red y recobrarla con rapidez.

La embarcación encargada de tender la red debe tener una capacidad mínima de 35 nudos contando todo el equipo a bordo, esta velocidad se requiere no sólo para colocar la red sino para acercarse al delfín una vez que éste se haya fijado.

Una vez localizado el grupo se determinará el número de ejemplares que lo compone. Es posible encerrar un número grande de animales, pero es extremadamente difícil mantener control sobre todos y cada uno de ellos. La situación óptima será limitar el número de ejemplares e igualarlo al número de personas disponibles para manejar la red en cada bote. El peligro de que los animales se ahoguen aumenta significativa-

mente con el incremento de animales en la red.

La operación de la captura según Asper (1975) se inicia cuando los delfines están reunidos en el lugar más apropiado. La tripulación del bote arroja un extremo de la red y se procede a trazar un círculo alrededor de los animales, la tripulación del bote comenzará a colocar la red. Al mismo tiempo el segundo bote se ubica en posición de seguir la red conforme se va colocando y se habrá de encargarse de que no haya solapamientos y evitar que los animales se enreden anticipadamente. Una vez que el círculo está completo, el tamaño del encierro se reduce gradualmente trazando internamente uno de menor tamaño (aproximadamente 7.6 m. a 12.2 m. de diámetro) Ver fig. 5.

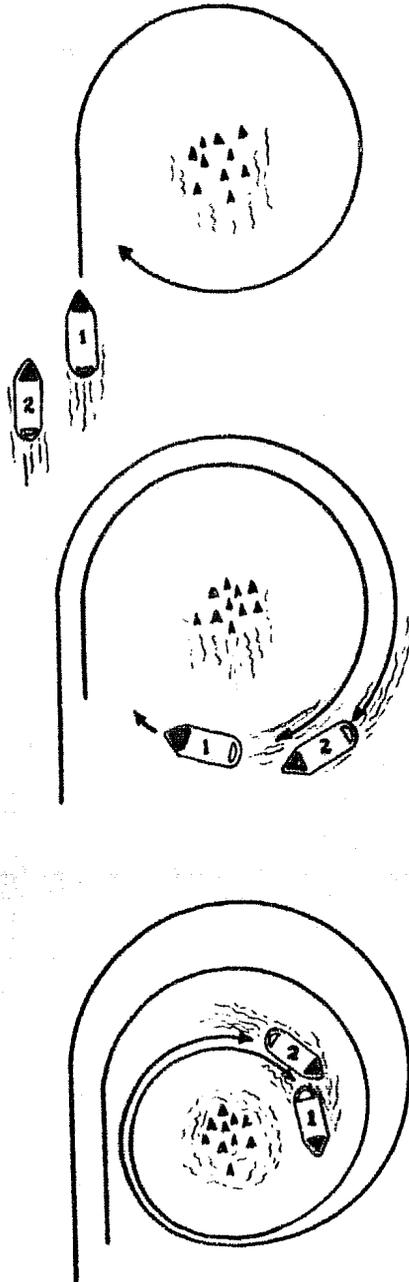
El tamaño del encierro se reduce nuevamente, esta vez jalando las porciones de la red hacia la embarcación. Los delfines al verse copados comienzan a atacarla y entonces se efectúa la captura de cada uno de los ejemplares de manera individual. Estando el delfín atrapado se procede a halar manualmente la línea de flotación hacia el bote más cercano y se coloca el animal al lado de éste. Para lograr la captura con mayor eficacia las dos embarcaciones se colocan una frente a la otra, en el círculo interno de la red.

Taylor y Saayman (1973) describen la técnica de encierro desde la playa para colecta de ejemplares de los géneros Tursiops y Sousa sp aprovechando su tendencia de habitar aguas costeras donde frecuentemente se internan en bahías poco profundas, estuarios, ríos y canales.

El material que se utiliza es una red de 183.0 m. de largo por 3.0 m de profundidad construida de malla de nylon de 50.8 mm. con flotadores de plástico y pesas de plomo en el otro extremo para asegurar que llegue al fondo. Se prefiere utilizar un arreglo de dos tipos de malla de nylon: uno muy cerrado que es difícil de halar con rapidez pero es más resistente y otro más abierto que permita el paso del agua, de tal manera que la recuperación se realice en menor tiempo, pero que permita que la cabeza o aletas del ejemplar se enreden fácilmente.

El equipo de colecta consiste de una embarcación encargada de llevar

Técnicas de captura por encierro. Obsérvese al bote 1 al trazar el círculo externo y al bote 2, en el momento de entrar al encierro para apoyar la captura de los ejemplares.



la red y una tripulación mínima que se complementa con auxiliares que apoyarán al momento de halar la red hacia la playa.

La operación de la captura es semejante a la anterior en cuanto a que se trata de un encierro; en este caso una de las puntas de la red es anclada en la playa, la otra parte se coloca en la embarcación. Cuando se localiza al grupo de delfines cercano a la playa, la tripulación comienza a colocar la red y la embarcación traza un semicírculo; de tal manera que los animales queden dentro del encierro. Una vez que los delfines están contenidos en el círculo, la embarcación se coloca a la orilla de la playa y con el apoyo de los auxiliares se va reduciendo el área hasta lograr que los ejemplares queden atrapados o se enreden.

En caso de que varios delfines se enreden al mismo tiempo, se levantan inmediatamente con la red y se conservan en la superficie manualmente permitiendo de esta manera que respiren hasta el momento de ser revisados.

## 2.2. Selección de ejemplares.

La selección de ejemplares depende necesariamente del uso que se les va a dar; para cada delfín que se colecte se debe tener un uso predeterminado.

El plan de captura deberá contener detalladamente esta información para poder hacer, en el momento apropiado, un balance de los sexos y de los tamaños específicos y conservar al ejemplar más adecuado. Se ha informado que el porcentaje de hembras es mayor que el de machos capturados. Por ejemplo, las capturas de la especie Tursiops truncatus en California, arrojan un porcentaje de 67% para hembras y 33% para machos, Walker (1975) opina que estos promedios son similares para otras especies y que, probablemente, refleje las condiciones de como está compuesta una población en la naturaleza, esto es, mayor número de hembras que de machos. Ver tabla No. 3. En esta tabla se observa que de un total de 18 ejemplares colectados 6 son machos y 12 son hembras.

Los animales no escogidos se liberan inmediatamente, esta selección

T A B L A 3

CONDUCTAS PREVIAS, DURANTE Y DESPUES DE LA CAPTURA DE DELFINES (ENTRE 1966 Y 1973**)										
ESPECIE	TOTAL DE EJEMPLARES COLECTADOS	MACHOS			HEMBRAS			CONDUCTA DE VIAJAR JUNTO A LA PROA	CONDUCTA DE LA MARADA DURANTE LA CAPTURA	CONDUCTA AL MOMENTO DE ABORDARLO
		No.	%	tamaño promedio	No.	%	tamaño promedio			
<u>Delphinus delphis</u>	22	9	41	1.87	13	59	1.77	Se presenta marcadamente, inclusive dejan las actividades de la escuela para incorporarse nuevamente después de 5 ó 6 min.	Inicialmente molesta a los demás miembros, pero solo por poco tiempo.	Cesa de luchar, pero sufre tensión por la captura.
<u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	51	16	31	1.84	35	69	1.83	Presentan la conducta por periodos breves y sorpresivamente se alejan.	Se muestran cooperativos y atentos al momento en que sus compañeros son capturados.	Cesa de luchar, aparentemente no sufre tensión.
<u>Lursiops sp.</u>	18	6	33	2.72	12	67	2.70	Se presenta marcadamente.	Se muestran interesados en las actividades humanas.	Son dóciles, ocasionalmente sufren tensión.
<u>Lissodelphis borealis</u>	2	2	100	2.09	-	-	-	Poca tendencia, solo reportada cuando se relaciona con: <u>Lagenorhynchus</u> .	Al acercarse la embarcación al grupo se dispersan saltando de manera característica. Se reagrupan alejados.	El animal permanece completamente inmóvil desde que se enreda.
<u>Globicephala macrorhynchus</u>	33	11	33	3.17	22	67	3.40	No la presenta.	Se alertan fácilmente, en caso de un intento fallido es difícil ubicarlos nuevamente.	Cesa de luchar después de nadar algunos metros.
<u>Phocoenoides dalli</u>	8	5	63	1.99	1	17	1.80	Generalmente no la presentan.	Pasan cerca de la embarcación y se alejan bastante, son muy veloces.	Debido a que son muy poderosos, pueden sufrir lesiones traumáticas. En muchos casos el animal muere inmediatamente.

\*\* Adaptado del informe de Walker (1975).

T A B L A 3

CONDUCTAS PREVIAS, DURANTE Y DESPUES DE LA CAPTURA DE DELFINES (ENTRE 1966 Y 1973**)								
ESPECIE	TOTAL DE EJEMPLARES COLECTADOS	MACHOS		HEMBRAS		CONDUCTA DE VIAJAR JUNTO A LA PROA	CONDUCTA DE LA MARADA DURANTE LA CAPTURA	CONDUCTA AL MOMENTO DE ABORDARLO
		No.	% promedio tamaño	No.	% promedio tamaño			
<u>Delphinus delphis</u>	22	9	41 1.87	13	59 1.77	Se presenta marcadamente, inclusive dejan las actividades de la escuela para incorporarse nuevamente después de 5 ó 6 min.	Inicialmente molesta a los demás miembros, pero solo por poco tiempo.	Cesa de luchar, pero sufre tensión por la captura.
<u>Langenorhynchus obliquidens</u>	51	16	31 1.84	35	69 1.83	Presentan la conducta por periodos breves y sorpresivamente se alejan.	Se muestran cooperativos y atentos al momento en que sus compañeros son capturados.	Cesa de luchar, aparentemente no sufre tensión.
<u>Lursiops sp.</u>	18	6	33 2.72	12	67 2.70	Se presenta marcadamente.	Se muestran interesados en las actividades humanas.	Son dóciles, ocasionalmente sufren tensión.
<u>Lissodelphis borealis</u>	2	2	100 2.09	-	- - -	Poca tendencia, solo reportada cuando se relaciona con: <u>Langenorhynchus</u> .	Al acercarse la embarcación al grupo se dispersan saltando de manera característica. Se reagrupan alejados.	El animal permanece completamente inactivo desde que se enreda.
<u>Globicephala macrorhynchus</u>	33	11	33 3.17	22	67 3.40	No la presenta.	Se alertan fácilmente, en caso de un intento fallido es difícil ubicarlos nuevamente.	Cesa de luchar después de nadar algunos metros.
<u>Phocoenoides dalli</u>	8	5	83 1.99	1	17 1.90	Generalmente no la presentan.	Pasan cerca de la embarcación y se alejan bastante, son muy veloces.	Debido a que son muy poderosos, pueden sufrir lesiones traumáticas. En muchos casos el animal muere inmediatamente.

\*\* Adaptado del informe de Walker (1975).

"in-situ" reduce la posibilidad de liberar posteriormente algún ejemplar después de una revisión más exhaustiva. La revisión y examen físico para la selección de ejemplares se hace una vez que el ejemplar está sujeto al lado de la embarcación. Tayler y Saayman (1973) señalan que los ejemplares bajo estas circunstancias generalmente dejan de luchar, en caso del género Tursiops se muestran dóciles aunque ocasionalmente se pueden observar signos de tensión.

En la revisión se procede a recoger las aletas pectorales y el tronco de la cola para localizar alguna deformación física, medirlo, determinar sexo, etc. Para la selección de ejemplares se toma en cuenta que:

- a) Sean ejemplares limpios, sin muchos raspones en la piel y sin lesiones, así como quemaduras causadas por la red.
- b) Se trate de ejemplares considerados subadultos de 1 a 4 ó 5 años, tomando en consideración que los especímenes viejos están por terminar su tiempo natural de vida y que los animales jóvenes parecen adaptarse a un cambio de ambiente con mayor facilidad.
- c) En el caso de ser hembra, no se encuentre en estado de gravidez. Ridgway (1966) indica que el embarazo se nota por los pezones que se presentan muy prominentes y las hendiduras se presentan ligeramente separadas.

En el caso de decidir que un ejemplar se libere se pasa por la parte superior de la red, saltando la línea de flotación. Para abordar el delfín, en caso de haber sido seleccionado, se utilizan generalmente camillas y manualmente se les coloca sobre una base de hule. Durante el trayecto se les cubre con telas húmedas para conservarlos frescos.

### 2.3. Medidas preventivas

Con la finalidad de evitar pérdidas innecesarias y tomando en cuenta que durante la captura ocurren muertes que en el caso de la especie Tursiops truncatus se estima en 2 de cada 5 animales (Walker, 1975) se deben tomar algunas medidas preventivas, la muerte puede darse durante la cap-

tura, aunque generalmente ocurre durante el período de postcaptura y el período de aclimatación. Las medidas recomendadas son:

- 1) Al efectuar la captura por encierro, una vez que el conjunto esté completo, se debe hacer un conteo de los animales en el círculo.
- 2) En caso de que todos los delfines contenidos en el cierre golpeen la red al mismo tiempo, se les levanta y conserva en la superficie manualmente para evitar que se ahoguen.
- 3) El estado de salud de un animal recién capturado se determina tan pronto como sea posible, el diagnóstico lo debe elaborar personal competente después de la captura e inmediatamente administrar el tratamiento adecuado.
- 4) En la captura de delfines se da algún grado de tensión y se producen lesiones con la red, lo que provoca heridas superficiales que, en la mayoría de los casos, son de poca consecuencia.
- 5) Una vez a bordo de la embarcación de captura, el delfín está propenso a regurgitar su contenido estomacal; algunos animales se sofocan debido a la oclusión de las vías respiratorias, causado, precisamente, a este material regurgitado.
- 6) Es conveniente que una persona quede encargada de cuidar personalmente al ejemplar, teniendo especial cuidado con los ojos y de mantenerlos cubiertos con tela húmeda evitando la luz directa.

#### 2.4. Transporte de delfines.

El objetivo principal de todas las operaciones o sistemas de transporte es que los ejemplares viajen bajo condiciones en las que se reduzca al mínimo el peligro de alguna lesión y lleguen sanos a las instalaciones terminales.

La estructura anatómica del delfín presenta ventajas para un animal que pasa su vida en el agua; sin embargo, esta estructura se convierte en un problema cuando se trata de mover al animal fuera de su medio natural.

Estando fuera del agua, sin el soporte que esta le brinda, los animales están expuestos a una tensión física principalmente en el tórax y los pulmones.

Cuando el animal está en el agua, el sistema de regulación de la temperatura funciona de tal manera que se mantiene una pérdida de calor a través del contacto con el agua (Kanwisher y Ridgway, 1983). Fuera del agua la situación es distinta, el ejemplar estará en contacto con el aire que tiene "escasa conductividad calorífica y capacidad térmica en comparación con el agua" (Schmidt-Nielsen, 1976; Kanwisher y Ridgway, 1983).

Antes del transporte, los delfines pasan por un período de aclimatación, este período previo al transporte hacia las instalaciones terminales permite hacer observaciones sobre algunas características y comportamiento que serán de utilidad en la investigación. El período de aclimatación se lleva a cabo en instalaciones provisionales cerca de la playa y la denominaremos alberca de aclimatación; consiste en un encierro, donde se mantiene a los ejemplares recién capturados por períodos cortos antes de transportarlos.

Los ejemplares pasan por un período de ayuno entre 12 y 24 horas antes de ser transportados, teniendo la finalidad de reducir el desecho del animal y previniendo que el ejemplar regurgite su contenido estomacal durante el transporte.

La conducta de los animales recién capturados al momento de ser introducidos en la alberca de aclimatación varían de especie a especie no obstante, coinciden en presentar un estado de tensión al entrar en áreas poco profundas (menores de 2.0 m.) (Walker, 1975).

El período de aclimatación es importante, dado que es la primera fase de observación constante hacia los ejemplares, permite el reconocimiento de los patrones de nado y una revisión más minuciosa. Se recomienda revisar la capa de grasa que generalmente es de 7.5 cm. debido a que en estas se localizan importantes reservas. (Kanwisher y Ridgway, 1983).

Cuando el ejemplar ha pasado por el breve período de aclimatación posterior a la captura y se observa que responde adecuadamente a las condiciones de cautiverio, se inicia el viaje hacia las instalaciones terminales. Se recomienda, al igual que en la captura, elaborar un plan de transporte que contenga los siguientes datos:

- a) Especies que se transportan (descripción, edad, sexo, peso, longitud).
- b) Medio de transporte (terrestre, marítimo, aéreo)
- c) Destino (dirección, descripción de las instalaciones terminales donde se hará la recepción de los ejemplares)
- d) Material que se utiliza (camillas, marcos, etc.)
- e) Duración estimada del transporte.
- f) Responsables del transporte.
- g) Condiciones de salud de los ejemplares (certificado de un veterinario)
- h) Fecha de captura y observaciones en general.

#### 2.4.1. Técnicas de transporte.

Las primeras técnicas para transportar delfines incluían el uso de colchones, sin embargo, este método puede resultar peligroso en viajes largos debido a la acumulación de calor y la presión a la que están expuestos los animales así como las quemaduras que pueden resultar de los desechos (Wilkie; Bell y Coles, 1966).

También se han utilizado tanques en los que el soporte lo brinda, parcialmente, el agua. No obstante, después de algunas horas el movimiento del agua provoca fatiga al animal, si a esto aumentamos la contaminación del agua y el mayor tiempo que lleva el transporte debido a la lentitud del vehículo, se concluye que este método es inadecuado.

Actualmente se utilizan camillas para "evitar que su propio peso ejerza presión sobre los órganos internos" (Fayler y Saayman, 1973).

El uso de éstas es más útil para asegurar los órganos internos de

los delfines que el uso de lazos, correas o cinturones que han demostrado que pueden causar lesiones a los animales principalmente en la laringe, que puede ser dañada al recibir la presión de una cuerda rígida alrededor de la cabeza.

Aunque para el transporte de delfines se han utilizado cajas cerradas, construidas de madera con recubrimientos de vinil (Van den Bergh, 1969; Spotte et al 1979), el uso de cajas hace difícil la observación de los delfines durante su traslado y aún más la aplicación de alguna ayuda, así como el posible rescate en caso de una emergencia.

Van den Bergh (1969) describe las cajas utilizadas para transportar delfines (Tursiops truncatus); estas tienen medidas de 2.44m de largo por 0.76m de altura y 0.71 m de ancho, las cuales tienen integrado un sistema de aspersión de agua para funcionar automáticamente. Con bases para integrar al conjunto la camilla. No obstante, indica que se perdió un ejemplar sin que existiera algún síntoma de enfermedad (Van den Bergh, 1969).

Actualmente se prefiere el uso de marcos de transporte completamente abiertos de tal manera que se pueda observar y atender a los ejemplares durante todo el trayecto. Los marcos de transporte son estructuras construidas de tubo de aluminio (5.0 cm. de diámetro). En la figura 8, se muestra el diseño de los marcos con las manivelas para colocar sobre ellas la camilla, estas manivelas son móviles, por lo que es posible recorrer la camilla hacia la parte interior o hacia afuera, según se requiera. En la figura 9 se muestra el conjunto completo: la camilla, la base de soporte de hule espuma y los marcos de transporte, en una vista lateral. El uso de los marcos de transporte brinda mayor protección en caso de algún movimiento brusco y brinda mayor solidez a la camilla, además, es posible colocar dentro de los marcos la base de hule espuma.

Las camillas se construyen de lona, lo que les brinda solidez; deben estar bien ventiladas y diseñadas para asegurar al animal que se transporta. Para la especie Tursiops truncatus, miden 2.0m. de largo y 0.95 m de ancho, ver fig. 6a.

Las camillas contienen aberturas, ver fig. 6b, recubiertas con tela absorbente para proteger áreas específicas:

- a) A la altura de las aletas pectorales, teniendo como función permitir su libre movimiento.
- b) A la altura de los ojos con forma de ventanilla permitiendo abrirla o cerrarla según se requiera.
- c) Apertura genital con una red para el drenaje de las heces fecales y la orina.
- d) Soporte en forma de bolsa para la base de la aleta caudal.

El conjunto de transporte se complementa con bases de hule y marcos que sostienen la camilla (Spotte, Radcliffe y Dunn, 1979). Las bases de hule espuma se conservan húmedas y tienen la función de soportar el peso del animal, se construyen de materiales cómodos y absorbentes que no sean tóxicos. Ridgway (1966) recomienda que contengan suficiente capacidad de absorción para los desechos durante el período que dure el transporte. En la figura 7, se muestra el conjunto conteniendo la camilla y la base de hule espuma "estas bases deben ser lo suficientemente largas para que el animal tenga suficiente espacio para sostener su cuerpo" (Tayler y Saayman, 1973).

El tiempo máximo de duración de un viaje, es decir, el tiempo que un delfín debe permanecer fuera del agua durante el transporte no debe exceder de 12 horas, se recomienda llevarlo a cabo en menor tiempo tomando en cuenta que se trata de un traslado ininterrumpido; entre menor sea el tiempo que se mantenga al ejemplar fuera de su medio natural las posibilidades de realizar la operación con éxito son mayores. Ningún cetáceo que requiera cuidados veterinarios o esté visiblemente enfermo debe transportarse a menos que el viaje se haga con el propósito de recibir tales cuidados.

#### 2.4.2. Manejo de los ejemplares

El transporte se puede hacer por tierra, mar o aire. Spotte, (1978) informa que la piel de los delfines llega a sufrir quemaduras por el aire

FIGURA 6a. Diseño de las camillas de transporte.

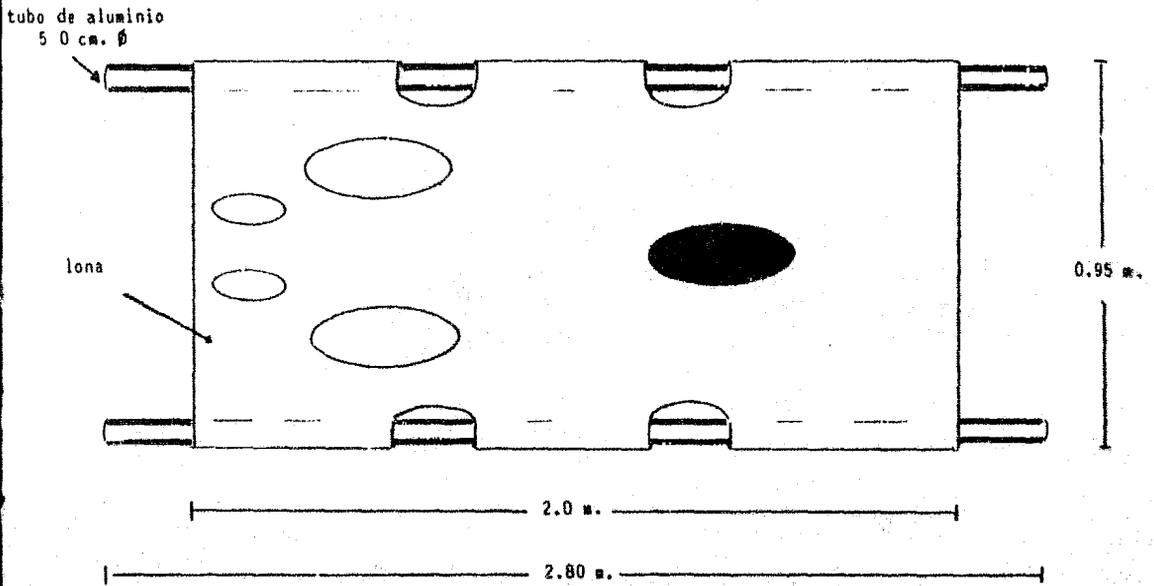


FIGURA 6b. Localización de las aberturas de la camilla.

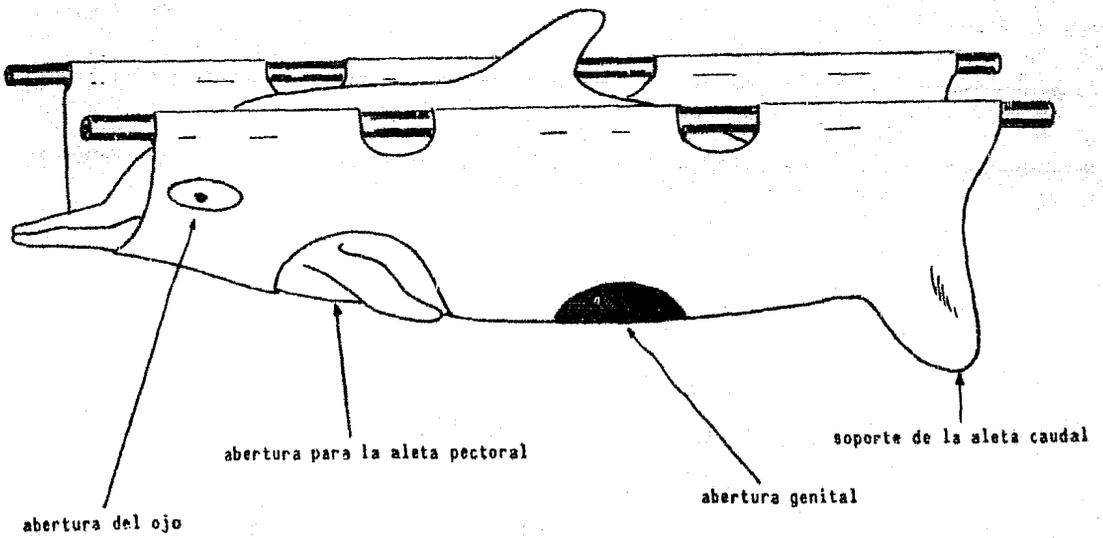


FIGURA 7. Conjunto conteniendo la camilla y la base de hule espuma.

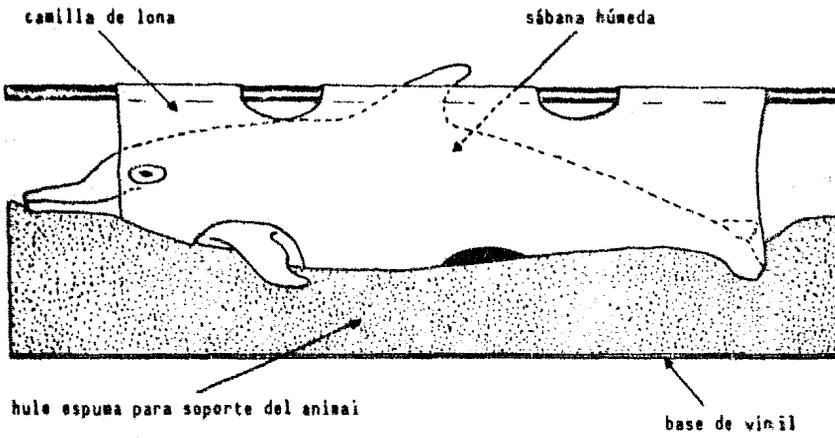


FIGURA 8. Marcos de transporte.

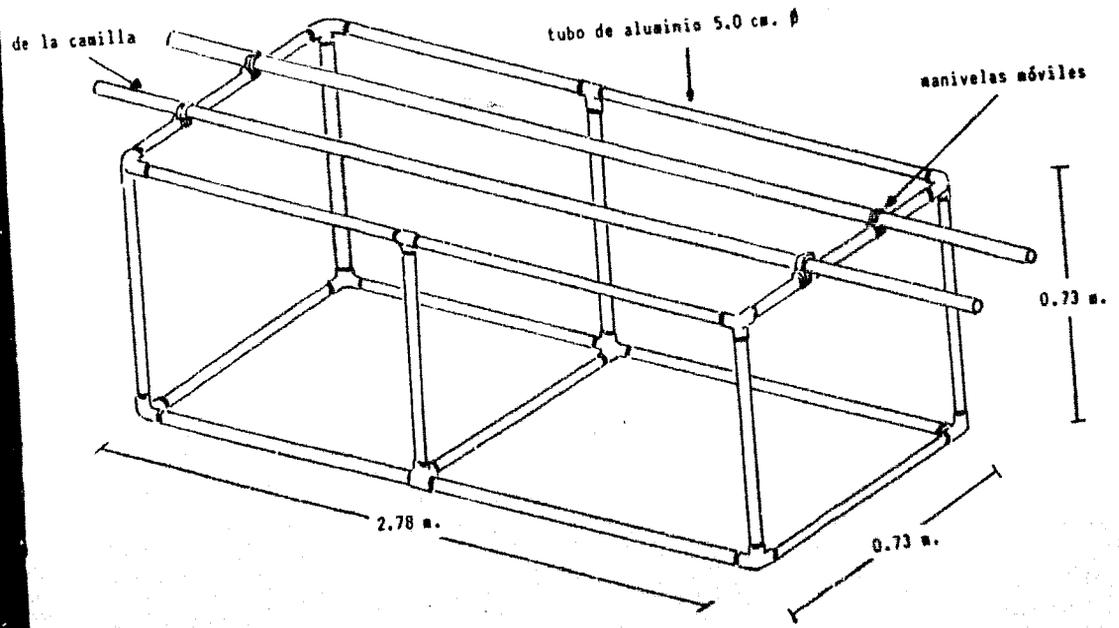
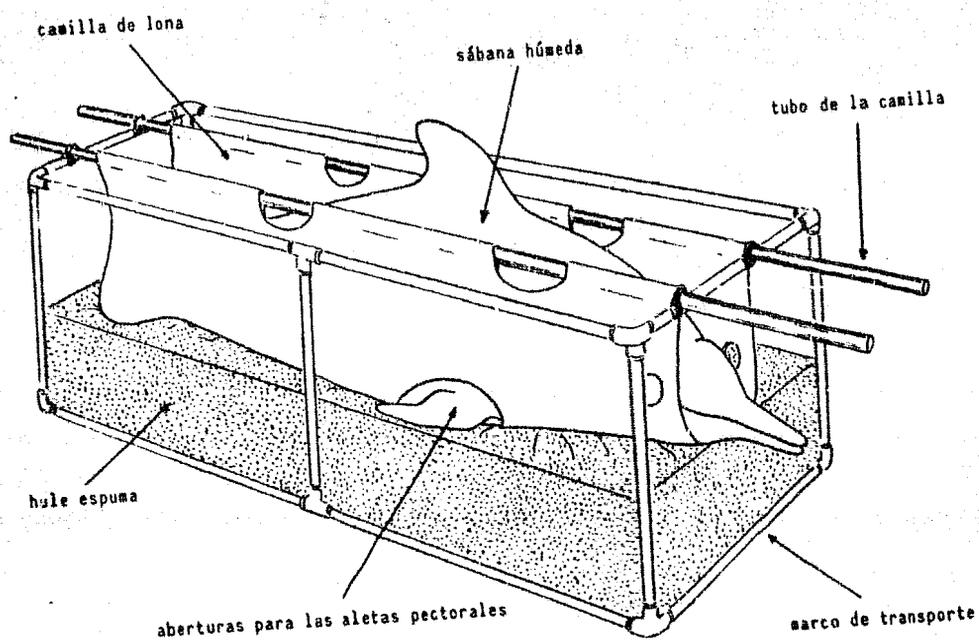


FIGURA 9.

Conjunto completo integrado en el marco de transporte.



en particular en la superficie anterior de la aleta dorsal, por lo cual se recomienda cubrir estas áreas. En cualquiera de los casos, el espacio con que cuenta el animal, así como los elementos para su traslado deben estar contruidos de tal manera que protejan la salud y brinden seguridad y comodidad a los ejemplares.

Según Kanwisher y Ridgway (1983), debido a que los cetáceos carecen de glándulas sudoríparas, se deben tener los suficientes cuidados para conservar al cuerpo húmedo cuando se mantienen fuera del agua, sufrirán quemaduras, sobrecalentamiento y resequedad en la piel. Se recomienda cubrir alrededor de los ojos, el melón, las aletas pectorales, la aleta dorsal y la caudal con unguento hidratante (vaselina con petrolato).

Durante el transporte se toman una serie de medidas que deben ser vigiladas por una persona con experiencia en el transporte de mamíferos marinos, las condiciones que deben vigilarse durante todo el trayecto, así como los ajustes y cuidados necesarios para prevenir una lesión, son fundamentalmente los siguientes:

1) Con el propósito de mantener la superficie del cuerpo constantemente mojada y conservar fresco al animal, la aplicación de agua fresca se puede hacer a través de esponjas húmedas o con un sistema de regado de agua. Deberá existir como material accesorio un recipiente de agua fresca, un sistema de regado, sábanas, esponjas, etc. Tomando en cuenta que la pérdida de calor se lleva a cabo con mayor intensidad en algunas regiones del cuerpo como son: la aleta dorsal, la cola, aletas pectorales y el melón.

2) El cuidado de los ojos durante el transporte y el encamillado pretende básicamente prevenir que estas estructuras entren en contacto con arena, los dedos, los lados de la camilla, los marcos de transporte o cualquier otro objeto sólido. Se recomienda que en cualquier momento que el animal esté expuesto a la luz solar se protejan los ojos cubriéndolos con una esponja mojada y alrededor de ellos se ponga unguento hidratante o vaselina con petrolato, formando una capa alrededor de éstos para evitar una lesión permanente.

3) Con la finalidad de evitar ulceraciones o infecciones en las

aletas pectorales se debe permitir que permanezcan libres de movimiento y cuidar que ni la cola ni la barba cuelguen del filo de la camilla.

4) Llevar un registro, cada hora de la tasa de respiración. Esto se determina midiendo el tiempo en segundos entre inhalaciones sucesivas, siendo lo normal 2 inhalaciones  $\text{min}^{-1}$ .

Con respecto al manejo de los marcos y camillas durante el transporte, se recomienda:

A) Hacer los ajustes necesarios en la posición del delfín (mantenerlo derecho), para evitar necrosis en la piel, provocada por la presión sobre alguna parte del cuerpo, evitar que se afecte la respiración, debido a que el animal en su intento por respirar moverá constantemente su cuerpo.

B) Calmar al cetáceo para evitar que luche en la camilla. Además no permitir que sus propios desechos afecten la piel. Si esto sucede se deberá lavar inmediatamente manteniéndolo limpio durante el trayecto.

C) Evitar el manejo excesivo de la camilla, no deben agitarse, golpearse, caerse ni moverse bruscamente ya que se puede causar un trauma físico o tensión al animal.

D) Revisar que la colocación de los marcos de transporte se ubiquen de tal manera que los animales puedan ser rescatados en caso de ser necesario.

E) Revisar que los marcos de transporte estén colocados en un lugar que no presente el peligro de caerse o resbalarse.

#### 2.4.3. La temperatura durante el transporte.

El agua tiene una elevada conductancia térmica y una alta capacidad calorífica, por lo que, la pérdida de calor frente al agua es mucho mayor que en el aire (mantenido a la misma temperatura). Una vez que el

ejemplar ha sido sacado de su medio, expuesto a la luz solar puede sobrevenir no sólo un sobrecalentamiento y resequead de la piel sino incluso quemaduras graves debido a la temperatura producida por sus propios procesos metabólicos. La capa de grasa subcutánea le proporciona una capa aislante con funciones de conservar el calor internamente. Al estar en contacto con el aire, la velocidad de transferencia de calor por conducción es menor, debido a que el coeficiente de conductividad térmica ( $k$ ) es menor en el aire:  $0.000057 \text{ cal seg}^{-1} \text{ cm}^{-1} \text{ } ^\circ\text{C}^{-1}$  que en el agua:  $0.0014 \text{ cal seg}^{-1} \text{ cm}^{-1} \text{ } ^\circ\text{C}^{-1}$ . La velocidad de transferencia de calor por conducción,  $Q$ , queda expresada en la siguiente fórmula \*:

$$Q = K A \frac{T_2 - T_1}{L}$$

Donde  $K$  es la conductividad térmica del conductor,  $A$  es el área a través de la cual fluye el calor y  $T_2$  y  $T_1$ , son las temperaturas de dos puntos separados por  $L$ . La fracción  $(T_2 - T_1)$  se conoce como el gradiente de temperatura, a lo largo del conductor.

Durante el transporte, la temperatura del cuerpo no permanece siempre constante y la pérdida de calor no es exactamente igual a la producción metabólica de calor, por lo que la temperatura del cuerpo aumenta.

Spotte, Radcliffe y Dunn (1979), recomiendan que los ejemplares se protejan con una capa de lanolina y se cubran con sábanas húmedas. Al conservar la piel húmeda se permite que la función principal de transferencia de calor se realice sin causar daño.

Cuando la temperatura del aire es mayor que la temperatura del cuerpo, el flujo de calor por conducción funciona también hacia el cuerpo. El intercambio térmico depende de los factores externos entre los cuales el factor más importante es la temperatura. (Schmidt-Nielsen, 1976).

-----

\* El coeficiente de conductividad térmica  $K$ , es una expresión de la facilidad con la que el calor fluye en un material dado. No obstante, la ecuación dada arriba se aplica solamente cuando el calor fluye a través de un objeto plano. La mayor parte de las superficies de los animales son curvadas por lo que la ecuación será mas compleja. (Schmidt-Nielsen, 1976).

Wilkie; Bell y Coles (1966), indican que las condiciones adecuadas durante el transporte deben considerar una temperatura ambiental que fluctúe entre 18.3°C a 19.4°C; la humedad en aproximadamente 80%. Los mismos autores recomiendan realizar lecturas cada hora de la temperatura rectal y registrar la temperatura de la superficie de las aletas pectoral, dorsal y caudal. Sin embargo, el equipo que se requiere para esta última medición no siempre está disponible por lo que se considera opcional.

## CAPITULO III

### AREA DE CONFINAMIENTO

#### 3.1. Calidad del agua

El mantenimiento de delfines se efectúa en un área de confinamiento; esta área se puede dividir en dos grandes grupos: el medio acuático y las instalaciones. Con respecto al medio, es esencial mantener una adecuación de los factores de la calidad del agua debido a que pueden afectar la fisiología de los animales.

La mayoría de las instalaciones donde se conservan delfines son sistemas cerrados que se caracterizan por recircular un mismo volumen de agua, a diferencia de los sistemas abiertos, donde se aprovecha el agua de un medio natural que fluye al través de los tanques y se desecha. Los sistemas semiabiertos combinan ambas formas de aprovechamiento del agua.

Los sistemas cerrados son los medios más confiables para mantener un balance de los factores físicos y químicos con un mínimo de atención y mantenimiento (Plessis, 1964). Presentan ventajas en comparación con los sistemas abiertos y semiabiertos dado que permiten independencia de las variaciones estacionales, de los factores químicos y biológicos del mar y se evita la introducción de organismos no deseados y de contaminantes. Asimismo pueden, encontrarse lejos de las costas (Castañares, 1982). Sin embargo, es necesario aplicar un tratamiento continuo con la finalidad de mantener la calidad del agua. Según Plessis (1964), no es posible obtener un equilibrio biológico en un sistema cerrado a menos que los factores fisicoquímicos del agua se conserven con la mínima variación posible y, en todo caso, sin afectar la supervivencia de la población.

La regulación de la calidad del agua, filtración, pH, temperatura, etc. se hacen extremadamente delicados, particularmente cuando se trata de sistemas cerrados, debido a que bajo estas circunstancias se acumulan tanto las sustancias venenosas como los desechos que, en condiciones naturales, se diluyen constantemente por la libre circulación del agua. (Leibovitz, 1980).

### 3.2. Los ejemplares y los sistemas salinos

En la preparación de la solución salina los dos primeros aspectos a los que habremos de enfrentarnos son la salinidad y la temperatura. Los sistemas salinos se preparan con soluciones de cloruro de sodio, grado industrial (NaCl °I) y agua potable (Spotte y Adams, 1979).

Debido a que todos los cetáceos requieren de agua salada, la salinidad se mantiene en concentraciones de 20 a 36 partes por millar. El agua de mar, en condiciones naturales, contiene de 15 a 36 partes por millar por lo que se contará con un margen, en caso de que disminuya el nivel de salinidad de la alberca. Una menor concentración (o agua dulce) puede provocar descompensación electrolítica ya que el agua salada es importante para la regulación osmótica. Geraci (1972) relata los problemas de algunas especies de cetáceos conservados en agua dulce, encontrando una disminución en los niveles de (Na) sodio, (K) potasio, y (Cl) cloro así como altas concentraciones de (N) nitrógeno en forma de urea en la sangre. Asimismo, indica que el desequilibrio electrolítico del animal con su medio, puede causar desde una notable pérdida de peso, hasta la muerte. Dicho desequilibrio se da bajo condiciones en donde las concentraciones de cloro son mínimas. Los cetáceos en cautiverio no tienen otra fuente de sal que la que se les proporciona a través del alimento.

Para abastecer a los ejemplares de sodio y cloro no sólo se requiere de una dieta de alto contenido de cloruro de sodio, en virtud de que ésta se elimina rápidamente, sino que debe mantenerse un nivel de concentración de sales que evite tal desequilibrio. La salinidad debe medirse diariamente, la regulación se realiza aumentando la cantidad de sal necesaria cuando ésta se pierda por adición de agua dulce o agregando agua cuando la salinidad es alta por efecto de la evaporación.

La temperatura se conserva entre 26 y 32°C para evitar que el mecanismo de termorregulación se vea afectado provocando un sobrecalentamiento.

El agua en que se mantiene a los delfines es similar al de las albercas públicas en lo que se refiere a los parámetros aceptados para pruebas

de coliformes. La fuente principal es agua potable, que previamente recibe un tratamiento con distintas sustancias químicas, para mantenerla en los niveles autorizados por la Secretaría de Salubridad y Asistencia. Es conveniente que antes de utilizarla se revisen, para comparar los niveles aceptados en instalaciones para conservación de delfines. En la Tabla 4 se enlistan las normas de agua potable en México, las cantidades se expresan en miligramos por litro, de tal manera 1mg. de la sustancia representa una parte por millón (p.p.m.).

Debido a que los organismos arrojan desechos al medio de manera continua, se provoca una alteración en la calidad del agua. Los cambios que se dan en el medio pueden ser de distinta naturaleza y producir enfermedades por lo cual se considera, principalmente que de la calidad del agua y del alimento depende de que el organismo esté en buenas condiciones de salud.

A diferencia del tratamiento de aguas en albercas públicas la regulación química y los niveles de pH, de cloro y de cobre se miden y conservan con mayor exactitud, Ridgway (1972) indica que el cloro y el cobre, pueden ser aditivos útiles, pero si se aplican en exceso pueden causar daños permanentes a los animales.

No es conveniente tratar el agua del delfinario con la misma cantidad de aditivos químicos que en albercas públicas, para la protección de éstas últimas, en los períodos que no se utiliza, se acostumbra superclorinar llegando en algunas ocasiones a niveles de cloro de 2.0 p.p.m. y hasta 5.0 p.p.m., normalmente se les mantiene con niveles de cloro libre de 0.6 a 1.0 p.p.m. y con pH entre 7.2 y 7.6. Estos son niveles más altos que los establecidos oficialmente para mamíferos marinos (Marine Mammals Protection Act, 1972).

### 3.2.1. Combate bacteriológico.

Las bacterias y las algas son los principales factores que afectan a los delfines en cautiverio, en virtud de que una concentración alta de

## T A B L A 4

NORMAS RECOMENDADAS PARA EL AGUA POTABLE EN MEXICO

	<u>mg/l</u>
Nitrógeno (N) amoniacal, hasta	0.5
Nitrógeno (N) protéico, hasta	0.1
Nitrógeno (N) de nitritos con análisis bacteriológico aceptable, hasta	0.05
Nitrógeno (N) de nitratos, hasta	5.0
Oxígeno consumido en medio ácido (O), hasta	3.0
Sólidos totales, de preferencia hasta 500 pero tolerándose hasta	1,000
Alcalinidad total expresada en (CaCO <sub>3</sub> ), hasta	400
Dureza permanente o de no carbonatos expresada en (CaCO <sub>3</sub> ), hasta	150
Cloruros expresados en Cl, hasta	250
Sulfatos expresados en (SO <sub>4</sub> ), hasta	250
Magnesio, expresados en (Mg), hasta	125
Zinc expresado en (Zn), hasta	15
Cobre expresado en (Cu), hasta	3.0
Fluoruros expresados en (F), hasta	1.5
Hierro y Manganeso expresados en (Fe) y (Mn), hasta	0.3
Plomo expresado en (Pb), hasta	0.1
Arsénico expresado en (As), hasta	0.05
Cromo expresado en (Cr), hasta	0.05
Compuestos fenólicos expresados en fenol, hasta	0.001
Cloro libre en aguas cloradas, no menos de	0.2
Cloro libre en aguas sobrecloradas, no menos de 0.2 ni más de	1.0

Tomado de: Reglamento Federal sobre Obras de Provisión de Agua Potable.  
Secretaría de Salubridad y Asistencia (2 de julio de 1953).

estos microorganismos puede provocar enfermedades. El combate se logra manteniendo ciertos niveles de concentración de sustancias químicas con la finalidad de mantener un equilibrio en el medio.

Spotte (1979) indica que si los organismos se encuentran en un ambiente estable se mantienen sanos, aún con la presencia de infecciones latentes causadas por virus, bacterias y protozoarios.

Para conservar un sistema cerrado en condiciones estables es importante mantener los niveles de las sustancias químicas constantes o con la menor variación posible, si se mantienen bajos los niveles químicos se da oportunidad para el crecimiento y reproducción de algas y bacterias. Estas se incrementan en ausencia de factores que detengan su reproducción, encontrando de esta manera un medio de cultivo propicio.

Es fundamental revisar y mantener este balance químico con exactitud.

Las bacterias coliformes no son patógenas por sí mismas, pero frecuentemente se asocian con organismos patógenos y se les considera indicadores del grado de seguridad bacteriológica del agua (Standard Methods, 1982). El grupo coliforme es el indicador oficial de la calidad bacteriológica del agua. Estas bacterias son más resistentes que las bacterias patógenas por lo que, si las bacterias coliformes están ausentes, el agua se considera bacteriológicamente segura. Su presencia dentro de ciertos parámetros indica la posible presencia de bacterias patógenas. El agua en que se tenga a mamíferos marinos debe mantenerse de tal manera, que el conteo de las bacterias coliformes no exceda de 1,000 NMP/100 ml. de agua (Marine Mammal Protection Act. 1972). En el caso de que el conteo bacteriológico de coliformes se exceda de esta cantidad deben hacerse dos pruebas subsecuentes que deberán tomarse en períodos de 48 horas y promediarse con la primera muestra. Si el conteo no es menor a lo permitido entonces se debe proceder a cambiar el agua y corregirse la condición inmediatamente.

### 3.2.2. Tratamiento químico

Para mantener las normas se emplean sustancias químicas aplicándolas

de tal manera que no causen daño a los animales. Las sustancias químicas se aplican al agua, nunca se deben colocar primero las sustancias químicas y posteriormente agregar agua en virtud de que esto puede provocar reacciones violentas y producir gases peligrosos. Las sustancias químicas que se utilizan (el cloro, el sulfato de cobre, etc.) se mantienen en concentraciones que permitan combatir a las bacterias y algas pero sin afectar la salud de los animales.

El tratamiento por cloración es el más utilizado para desinfectar las albercas donde se conservan delfines en cautiverio.

El cloro no sólo es un buen desinfectante, puede reaccionar con amoníaco, hierro, manganeso, sustancias protéicas, sulfuros, etc. mejorando las características del agua y simultáneamente reduciendo las proliferaciones biológicas (Standard Methods, 1982). Además, ayuda a mantener la claridad y brillantez del agua; esto ayuda a evitar las enfermedades provocadas por contaminación bacteriológica que, en muchas ocasiones, provienen de aguas con alto nivel de turbidez. La turbidez protege a las bacterias de la acción desinfectante (Spotte y Adams, 1979).

En los procesos de cloración, se obtienen dos tipos de cloro residual en el agua: el libre y el combinado. El cloro residual libre se presenta cuando el agua está íntegramente clorada y se presenta en tres formas: Cloro molecular ( $\text{Cl}_2$ ), ácido hipocloroso ( $\text{HOCl}$ ) y como ión hipoclorito ( $\text{OCl}^-$ ). El cloro libre debe interpretarse como la cantidad de cloro que permanece en la alberca después de que la materia afectada por el cloro ha actuado. El cloro libre se disipa poco a poco por efecto de la exposición a los rayos ultravioleta de la luz solar, las variaciones de la temperatura, etc.

El cloro residual combinado se puede encontrar como: monoclорamina ( $\text{NH}_2\text{Cl}$ ), dicloramina ( $\text{NHCl}_2$ ) y tricloramina o tricloruro de nitrógeno ( $\text{NHCl}_3$ ); actúa como oxidante menos activo y su acción bactericida es más lenta que la del cloro libre. El cloro residual combinado, se forma cuando el proceso de cloración ocurre en presencia de amonio (Standard Methods 1982). El cloro residual se debe medir con frecuencia y asegurar el mantenimiento de sus concentraciones continuamente; un cambio brusco hacia

un nivel bajo de cloro residual, normalmente indica que la dosis inicial no ha sido suficiente para eliminar los organismos no deseados.

Los niveles de cloro deben mantenerse para asegurar la pureza bacteriológica y mejorar sus propiedades físicoquímicas, en concentración de:

Cloro libre entre 0.2 y 0.3 p.p.m.

Cloro residual total 0.4 y 0.5 p.p.m.

Para la cloración se utiliza tanto hipoclorito de calcio como hipoclorito de sodio. La cantidad que se requiere de cada uno de ellos para producir determinada concentración de cloro residual es variable, debido a factores como: temperatura, el período de contacto, la dosificación, etc. asimismo, su aplicación causa distintas reacciones que afectan el valor del pH. Existe una relación muy estrecha entre la aplicación y mantenimiento del cloro residual y la regulación de los valores del pH.

El tratamiento químico del agua para cetáceos se lleva al cabo por procedimientos de cloración para combatir las bacterias de la siguiente manera: a) se utiliza hipoclorito de calcio que es una sustancia granular, muy hidratada, que al momento de mezclarse con el agua libera el cloro por hidratación y b) se utiliza hipoclorito de sodio que es una sustancia líquida de color amarillento claro conteniendo cloro, agua y un agente estabilizador del pH (generalmente sosa cáustica). Cuando se introduce en el agua el cloro se disuelve rápidamente, pero la sosa cáustica permanece en el medio causando un incremento en el valor del pH. En ambos casos el medio sufre modificaciones en cuanto a los valores del pH que deben corregirse inmediatamente.

Otro de los problemas del agua en un sistema cerrado es la proliferación de algas. La alberca es un medio propicio para su reproducción debido a la temperatura que, aunada a la suficiente luz solar y los nutrientes minerales que utilizan para su crecimiento (Leibovitz, 1980). Las algas en sí no son dañinas, por lo que el combate consiste en prevenir su crecimiento. Si se permite el crecimiento de algas en la alberca la norma de calidad es incorrecta, por lo que se les considera indicadores. Una alta concentración de algas provocará condiciones adversas para la acción

del cloro, esto puede provocar irritación en los ojos de los ejemplares.

El combate de algas en una alberca pública se logra manteniendo el cloro residual libre entre 1.0 p.p.m. y 2.0 p.p.m., si el agua tiene temperatura de entre 26.6°C y 29.4°C se requerirán los 2.0 p.p.m. de cloro residual. Sin embargo, para delfines no es aceptado tener cloro en cantidades mayores de 0.3 p.p.m. por lo que este tipo de combate no es aplicable.

Se utiliza entonces sulfato de cobre manteniendo un nivel entre 0.5 y 1.0 p.p.m. (cobre libre). Esto se logra administrando sulfato de cobre previamente mezclado con ácido cítrico con la finalidad de evitar la formación de precipitados. Los sistemas cerrados con abundante iluminación y nutrientes, tienen altas concentraciones de algas (Leibovitz, 1980). Esto no permite que la acción del cloro sea efectiva, por lo que se recomienda el mantenimiento conjunto de los niveles de cobre libre y de cloro residual, dando como resultado una prevención del crecimiento tanto de algas como de bacterias. La mezcla de sulfato de cobre y ácido cítrico se prepara con anticipación a la aplicación en la alberca dejándola reposar de 5 a 6 horas con la finalidad de que el cobre se disuelva totalmente en la mezcla, se aplica en un lugar de la alberca donde los delfines no estén en contacto directo con la sustancia antes de que se haya disuelto.

### 3.2.3. Regulación del pH

El valor del pH en el mar oscila entre 7.5 y 7.9. Un valor muy bajo puede causar problemas de corrosión en la piel además de producir una coloración roja en el agua y destruir filtros, metales y tubos de la alberca. Un pH alto no permitirá la acción del cloro en el agua, aún estando en las concentraciones adecuadas. Asimismo, un pH ya sea bajo o alto, provoca irritación en la piel, en los ojos y en las membranas mucosas. Los valores del pH juegan un papel importante, debido a que mediante su cuantificación se pueden detectar cambios en la calidad del agua, permitiendo hacer los ajustes necesarios para regular las concentraciones.

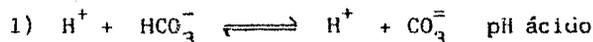
Según Castañares (1982) en los sistemas cerrados la oxidación biológica supera a la reducción, dando como resultado una disminución en la alcalinidad y el valor del pH, por lo que habrá una tendencia hacia la acidez. Por otro lado, las variaciones en el medio, provocadas por la aplicación de cloro también afectan la estabilidad del agua. La tendencia hacia la acidez se debe a que el  $\text{CO}_2$  disuelto en el agua se encuentra como ácido carbónico ( $\text{H}_2\text{CO}_3$ ), que es un ácido débil que reacciona con minerales que contienen carbonato tales como las calizas ( $\text{CaCO}_3$ ) formando bicarbonato de calcio ( $\text{Ca}(\text{HCO}_3)_2$ ). El bicarbonato se disocia formando iones ( $\text{H}^+$ ) y iones carbonato ( $\text{CO}_3^{2-}$ ) como se muestra en la siguiente ecuación:



Estas reacciones se encuentran en equilibrio y se puede observar que el bióxido de carbono se encuentra en cuatro formas:

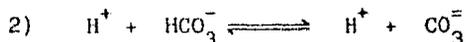
- a) como gas libre  $\text{CO}_2$
- b) ácido carbónico  $\text{H}_2\text{CO}_3$
- c) radical bicarbonato  $\text{HCO}_3^-$
- d) radical bicarbonato  $\text{CO}_3^{2-}$

Asimismo, las reacciones descritas afectan sensiblemente los valores del pH de la solución salina, de la siguiente forma: tienden a la izquierda si el pH aumenta y hacia la derecha si el pH disminuye. Al utilizar hipoclorito de calcio en el tratamiento del agua, el pH disminuye haciendo el medio más ácido, resultado del aumento en la concentración de iones hidrógeno (reacción parcial 1) por lo que se recomienda aplicar un agente alcalinizador como es el carbonato de sodio que puede mezclarse con el hipoclorito de calcio. La mezcla se hace previamente a la aplicación en la alberca debido a que de ésta reacción resulta un precipitado que no debe introducirse en la alberca (carbonato de calcio), la reacción es la siguiente:

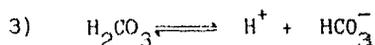


Después de la aplicación del carbonato de calcio, la reacción se mantiene en equilibrio, porque ambos lados contienen  $\text{H}^+$

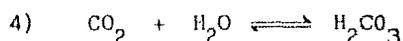
(reacción parcial 2)



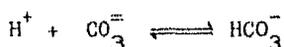
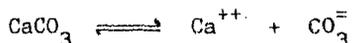
La reacción parcial tiende a la izquierda para balancear la nueva concentración de  $\text{H}^+$ .



Debido a la concentración de ácido carbónico ( $\text{H}_2\text{CO}_3$ ) la reacción parcial (4) también tiende a la izquierda, aumentando la cantidad de bióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) en el agua.



Como consecuencia de la reacción (3) se reduce la cantidad de  $\text{HCO}_3^-$ . Sin embargo, la concentración de bicarbonato no disminuye cuando hay depósitos de carbonato. Se recomienda aplicar simultáneamente el hipoclorito de calcio y el carbonato de sodio para evitar la formación de precipitados.



El pH se mantiene equilibrado debido a que la mayoría de los iones  $\text{H}^+$  del ácido se ha combinado formando  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{H}_2\text{CO}_3$  y  $\text{HCO}_3^-$ .

Al utilizar hipoclorito de sodio en el tratamiento del agua, la sosa caústica permanece en el medio causando un incremento en el valor del pH, resultando reacciones similares afectando el pH y la alcalinidad.

El incremento del pH ocurre porque la solución de 15% de hipoclorito de sodio tiene un pH de 11.0. Para reducir el pH se recomienda el uso de un ácido (exceptuando el ácido sulfúrico). El ácido muriático (30% HCl) se adiciona para regular el pH y para hacer la cloración más efectiva (Spotte y Adams, 1979). El ácido muriático se diluye previamente en agua y posteriormente se aplica a través del filtro de la alberca.

Debido a las variaciones provocadas por la aplicación de cloro y de sus componentes tales como hipoclorito de calcio e hipoclorito de sodio,

utilizados como desinfectantes en el medio, es recomendable mantener un pH estable para la protección de los animales.

Si se permite que el pH cambie irregularmente, el aumento o disminución dará como resultado una diferencia en la medición del cloro libre v.gr. si el cloro residual se encuentra en un valor de pH 8.0 y se permite que varíe a pH de 7.0 el resultado será que la eficiencia de la cloración aumente en una proporción 5:1.5, o sea,  $3 \frac{1}{2}$  mayor (esta condición se aplica en albercas públicas, en ocasiones y de manera similar a la supercloración) y viceversa si se permite que el pH aumente, se reducirá la eficiencia de la cloración.

Durante la noche, el pH con valores altos provocará un incremento en el cloro residual, ya que no habrá acción solar que lo detenga.

#### 3.2.4. Registros de la calidad del agua.

La revisión del agua debe hacerse constantemente para asegurar la salud y bienestar de los ejemplares y evitar que la alberca contenga agua que pueda causar detrimento a la salud de los ejemplares (Marine Mammals Protection Act, 1972). La circulación y el filtrado son importantes para remover los desperdicios de los animales, materia orgánica y partículas. Las muestras se deben tomar por lo menos dos veces al día para la medición del pH, cloro y cobre u otros aditivos que se apliquen para mantener las normas de calidad.

Es conveniente que las instalaciones cuenten con un laboratorio de "reglas de calidad" del agua, equipado con los elementos para medir los parámetros de las normas de calidad. Asimismo en la tabla 5 se muestra un formato en el que se registran los resultados de las mediciones; así como la cantidad de reactivos que se adicionen, ver tabla 6. Los registros se conservan en un lugar visible para realizar la inspección en cualquier momento, los parámetros para el mantenimiento de la calidad del agua son los siguientes:





T A B L A 6

REGISTRO DE LA CALIDAD DEL AGUA ADICION DE QUIMICOS						
FECHA	LUGAR	ESPECIES CONSERVADAS				
COLOR	Cu	CARBONATO DE CALCIO	ACIDO	N & Cl	ACIDO CITRICO	OBSERVACIONES

<u>PARAMETRO</u>	<u>RANGO</u>
Salinidad (p.p. millar)	20 a 36
Temperatura (°C)	26°C a 32°C
Prueba de coliformes	1000 NMP/100 ml.
Cloro libre (p.p.m.)	0.2 a 0.3
Cloro residual total (p.p.m.)	0.4 a 0.5
Cobre libre (p.p.m.)	0.5 a 1.0
pH	7.5 a 7.9

### 3.3 Características de las instalaciones

#### 3.3.1. Sistemas de filtración

Las instalaciones deben cubrir dos aspectos fundamentales: el sistema de filtración y el tamaño de la alberca. Con respecto a la filtración, Spotte y Adams (1979) indican que el agua de los sistemas salinos se convierte en un depósito para el carbono total originado del alimento de los ejemplares. El carbono es utilizado por el delfín que lo incorpora en sus tejidos durante el crecimiento. Este compuesto se ingiere en el alimento (v. gr. el pescado de la especie Clupea harengus contiene valores de 44.5% de carbón deshidratado\*). La solubilidad de los minerales que contienen carbonatos varía según su composición, puede ser retardada por la presencia de carbono orgánico y magnesio disueltos (Spotte, 1979). El mismo autor recomienda cambios parciales del 10% del volumen total cada 2 semanas como otra forma de estabilizar el pH.

En los sistemas cerrados se utilizan tres tipos de filtración: biológica, mecánica y química. La filtración biológica se define como la mineralización de compuestos orgánicos nitrogenados, nitrificación y desnitrificación por medio de bacterias suspendidas en el agua y que se localizan en el filtro. Las bacterias heterótrofas utilizan los compuestos orgánicos nitrogenados desechados por los animales como fuentes de energía y los convierten a compuestos simples como el amoníaco. La mineralización de estos es la primera fase en la filtración biológica.

-----

\* Vinogradov, 1953, citado en Spotte y Adams (1979).

Una vez que los compuestos orgánicos se hayan mineralizado viene una segunda fase que es la nitrificación. Consiste en la oxidación biológica de amoníaco a nitritos y nitratos por medio de bacterias autótrofas. Estos organismos a diferencia de los heterótrofos, requieren un sustrato inorgánico como fuente de energía y utilizan el dióxido de carbono como su única fuente de carbono. La tercera y última fase de la filtración biológica es la desnitrificación.

Los filtros comúnmente utilizados en sistemas salinos son: el de filtración rápida de arena y el de diatomeas terrestres. Los primeros funcionan a base de presión o aspiración y se utilizan para eliminar partículas sólidas en el agua, estos filtros tienen la capacidad de contener partículas finas de hasta  $0.1 \mu$ . Los filtros de diatomeas terrestres funcionan con bombas mecánicas siendo el principio de circulación del agua similar a la de los filtros biológicos con la excepción de que las bombas permiten una velocidad mayor con capacidad de contener partículas menores de  $30 \mu$ .

### 3.3.2. Tamaño de la alberca

Como otros animales, los delfines requieren alimento y espacio para vivir. Más aún, como parte integral del ambiente en cautiverio se ven afectados por los cambios de distinta manera. Las albercas y delfinarios deben estar contruidos de tal manera que se les permita libertad de movimiento, ejercicio y suficiente espacio para voltearse, es decir, el tamaño y forma de la alberca debe permitirles libertad de movimiento tanto vertical como horizontalmente. Tayler y Saayman (1973) indican que deben considerarse el movimiento del plano vertical así como el horizontal y cumplir con los requisitos mínimos de tamaño. Las albercas son de concreto, lo que permite mayor fortaleza, sin embargo, el líquido que está en contacto con éste, sufre una fuerte reacción alcalina que hace el uso del concreto peligroso, a menos que se someta a un tratamiento previo (Plessis, 1964). Además las algas entran al agua en forma de esporas aéreas, las cuales pueden penetrar yeso y concreto.

El tratamiento consiste en recubrir las albercas con pintura especial o cubrir el cemento con un producto neutro, ya sea, parafina, sustancias plásticas, pintura, etc.. La aplicación de materiales plásticos prácticamente resuelve el problema, al dotar una superficie lisa que evita el crecimiento de algas en superficies porosas.

Las albercas deben tener características de neutralidad hacia el agua salada e impermeabilidad y cumplir con requisitos mínimos de espacio en cuanto a la profundidad de la alberca, al volumen del agua y área de superficie. Caldwell, Caldwell y Townsend, (1968) han informado que los ejemplares de la especie Tursiops truncatus confinados en espacios muy pequeños, les puede provocar algún grado de agresión específicamente motivada por la defensa del territorio. "Esta conducta de agresión puede ser el resultado de un estado de tensión al estar alejados en una alberca pequeña y es, en última instancia, una de las razones que les producen la respuesta de agresión sexual." (Myers y Overstrom, 1978).

El mínimo de profundidad de una alberca, para los delfines se calcula obteniendo la mitad del largo del promedio de la especie (en su estado adulto) ó 1.52 m. de profundidad, según la que sea mayor. Podría expresarse como profundidad:

$$(p) = \frac{1}{2} l \text{ ó } 1.52 \text{ m.}$$

Al momento de hacer algún cálculo no se incluyen (para efectos de promedio) las partes de la alberca que no llenen los requisitos mínimos de profundidad.

En cuanto al volumen, Plessis (1964) indica que entre más grande es, los cambios en la calidad del agua ocurrirán con mayor lentitud y en general, será más fácil compensarlos. Más aún, en un sistema cerrado con una gran capacidad de agua es más fácil obtener las concentraciones para mantener el balance del medio. Para calcular el mínimo volumen de agua que requieren dos cetáceos se utilizan las siguientes fórmulas:

$$V = \left( \frac{2L}{2} \right)^2 \times 3.14 \times p^*$$

-----  
\* p =  $\frac{1}{2}$  del largo ó 1.52 m., lo que sea mayor.

'V' es igual al mínimo de volumen, 'L' es el largo de la especie más grande que se ha de introducir y 'p\*' es la profundidad de la alberca. El resultado de esta fórmula dividido entre 2 nos dará el volumen para cada individuo.

Para calcular el mínimo de volumen de agua que requieren (4) cetáceos se utiliza la siguiente fórmula:

$$V = \left( \frac{4L}{2} \right)^2 \times 3.14 \times p^*$$

El resultado dividido entre 4 nos dará el volumen para cada individuo. Cuando se mezclan cetáceos de distintas especies en la misma alberca, se debe satisfacer la profundidad y el volumen mínimos para la especie más grande. Si el volumen que se requiere se obtiene a partir de la suma de los volúmenes individuales, es decir, de cada animal y el resultado es mayor al de las fórmulas anteriores, entonces el volumen se puede incrementar alargando la alberca en sus dimensiones laterales, incrementando la profundidad o ambas. El área de superficie requerida para cada cetáceo alojado en una alberca, se calcula por la siguiente fórmula:

$$\text{Area de superficie} = (L/2)^2 \times 3.14 \times 1.5$$

donde L es el promedio del largo del cuerpo del cetáceo adulto. A partir de esta fórmula se presenta la tabla 7, donde se muestran los requisitos mínimos de área de superficie.

No obstante, es recomendable mantener los ejemplares en áreas de mayor tamaño, Tayler y Saayman (1973) señalan las ventajas en cuanto a la salud de los delfines alojados en albercas más amplias, eliminándose así algunas conductas anormales provocadas por el confinamiento en áreas que no cumplieran con los requisitos mínimos de profundidad. Las medidas ideales podrían ser de 22.9 m. de diámetro y con una profundidad de 3.1 m.

-----  
\* p = ½ del largo ó 1.52 m., lo que sea mayor.

T A B L A 7

## REQUISITOS MINIMOS POR AREA DE SUPERFICIE PARA CADA CETACEO

I	II
Promedio del largo (adulto) (Metros)	Area de superficie requerida para cada cetáceo ( m <sup>2</sup> )
1.68	3.31
2.13	5.38
2.29	6.15
2.59	7.90
2.74	8.88
3.05	10.74
3.51	14.47
3.66	15.75
4.27	21.44
5.49	35.44
5.64	37.43
5.79	39.49
6.71	52.94
6.86	55.38
7.32	63.01
8.50	85.78

## CAPITULO IV

## CONFINAMIENTO Y ALIMENTACION

4.1. Adaptación al nuevo ambiente

Los animales capturados, transportados y recién llegados a las instalaciones pasan por un período de ajuste o adaptación. En este período es característico que sufran de tensión, provocada por el tiempo que han estado fuera de su ambiente. Sin embargo, empezarán a nadar inmediatamente después de haber sido liberados (Ridgway, 1966).

Al momento de su arribo, la alberca se mantiene con una profundidad de 1.20 m. con la finalidad de que los asistentes puedan moverse dentro y auxiliar, en lo necesario, al nuevo animal. Una vez que los ejemplares han comenzado a trazar su patrón de natación normal, se procede a llenar la alberca al nivel requerido, según la dimensión de la misma.

Los delfines, en condiciones naturales no encuentran con frecuencia barreras físicas, es a partir de este momento que su sistema de ecolocación, acostumbrado a recibir respuestas de objetos alejados, obtendrá una respuesta de rebote con las paredes, de tal manera, que el animal estará desconcertado ante esta nueva situación. Tayler y Saayman (1973), indican que debido a que los delfines, para su navegación y discriminación dependen de mecanismos acústicos, un tanque circular es probablemente, el peor diseño ya que representa en sí una cámara de reverberancia con efectos directos sobre los animales. Los ejemplares recién capturados de la especie Tursiops truncatus presentan conductas continuas de fonación pero al pasar algunas horas, los silbidos se hacen menos frecuentes (Tayler y Saayman, 1973).

La tensión de la captura, el período de transporte, la separación de sus compañeros y las nuevas fronteras son los elementos que componen el problema de la adaptación. Las etapas iniciales son extremadamente importantes, ya que la adaptación al confinamiento y el alimento, juegan un papel fundamental para conservar a los ejemplares en buenas condiciones de salud.

Las primeras conductas que presentan durante el proceso de adaptación varían de especie a especie, en el caso de Tursiops truncatus, generalmente nadan a gran velocidad alrededor, manteniéndose alejados de las paredes (Tayler y Saayman, 1973). La conducta que presentan como respuesta a las paredes es, en primera instancia, de temor; va disminuyendo poco a poco de frecuencia hasta que finalmente llegan a tocarlas. (De Percier, com. pers., 1983). Walker (1975) informa para la misma especie una conducta de calma aparente, ya que los ejemplares no tratan de golpear las paredes de la alberca, es común observarlos moviéndose sin alguna trayectoria en especial en la superficie, por períodos largos.

No obstante, es común que coincidan con otras especies en presentar un estado de tensión marcada y en permanecer en el centro de la alberca evitando acercarse a las paredes, algunas veces se quedan en el fondo por períodos breves, saliendo a respirar, repitiendo la misma conducta varias veces. Después de un período de transporte muy prolongado, los delfines tienen dificultad para nadar por sí mismos y algunas veces se sumen al fondo de la alberca, como en un estado de tensión (Andersen, 1976). El mismo autor, indica que cuando se introduce a un ejemplar de la especie Phocoena phocoena en una alberca, el patrón de natación se inicia trazando un círculo muy pequeño. Posteriormente el animal aumenta el tamaño del círculo hasta alcanzar y tomar la forma de los contornos de la alberca.

Algunos ejemplares, golpean el contorno de la alberca, Ridgway (1966) reporta que de 4 ejemplares (Phocoenoides dalli) capturados, uno de ellos golpeó las paredes y el fondo inmediatamente después de liberarlo, el ejemplar murió al siguiente día como resultado de las contusiones. En estos casos se requiere asistirlos manualmente y de ser necesario, recapturarlos para evitar que se lesionen.

En la tabla no. 8, se han enlistado las conductas de adaptación más notables, de las 6 especies de ejemplares capturadas en aguas californianas referidas por Walker en 1975. De esta tabla se desprende que algunas especies (Delphinus delphis) y (Phocoenoides dalli) sufren afectaciones en su habilidad de natación, permanecen inmóviles y se van al fondo de la alberca. Ridgway (1966), recomienda que los asistentes ayuden a

## T A B L A 8

CONDUCTA DE VARIAS ESPECIES DE CETACEOS AL INTRODUCIRLOS  
A LA ALBERCA DURANTE EL PERIODO DE ADAPTACION. \*

<u>ESPECIE</u>	<u>CONDUCTA</u>
<u>Delphinus delphis</u>	Generalmente llega en estado de tensión, nada erráticamente y algunas veces golpea las paredes. Después de aproximadamente 24 horas trazan su patrón de nada normal.
<u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	Nadan en el centro de la alberca evitando tocar las paredes, se aclimatan rápidamente.
<u>Tursiops sp.</u>	Aparentan calma, no golpean las paredes y en ocasiones permanecen en el fondo antes de trazar su nada normal, se aclimatan rápidamente.
<u>Lissodelphis borealis</u>	Sólo hubo dos casos, uno de ellos nadaba alrededor y se golpeaba contra las paredes (murió). El otro permaneció calmado, trazó su natación normal y logró aclimatarse.
<u>Globicephala macrorhynchus</u>	Sufren de mucha tensión sobre todo los más pequeños (2.74 a 3.05 m). Los ejemplares de tamaño grande (3.35 a 4.26 m.) son más tranquilos.
<u>Phocoenoides dalli</u>	Permanecen inmóviles y se colocan en el fondo por períodos cortos, se les observa desorientados y con tendencia a la inmovilización. Ocasionalmente golpean las paredes.

\* Datos adaptados del informe de Walker, 1975.

sostenerlos, por el tiempo que se requiera, hasta que naden nuevamente. Cuando se levanta a los animales hacia la superficie, vuelven a respirar y a nadar por sí mismos, también resulta conveniente darles un empujón para facilitarles la natación.

El período de adaptación puede durar semanas ó inclusive meses, dependiendo de las especies y de las condiciones de fortaleza individual, así como del grado de tensión al que hayan sido expuestos durante la captura y el transporte.

#### 4.1.1. Confinamiento

La mayor parte del conocimiento de comportamiento de delfines proviene de la observación de los animales que permanecen en condiciones de confinamiento, donde se dan circunstancias particulares como las siguientes:

- a) La alberca es reducida en área de nado, lo cual limita algunos aspectos del comportamiento normal.
- b) Las relaciones intergrupales pueden persistir, pero presentan distorsión.
- c) Los patrones de movimiento normal se efectúan parcialmente.

Estas condiciones de confinamiento imponen a los delfines desarrollar modificaciones en sus conductas y en sus procesos de adaptación.

Puente y Dewsbury (1976) en un estudio sobre el comportamiento de cortejo y copulación entre delfines de la especie Tursiops truncatus en cautiverio, señalan que muestran toda una gama de adaptaciones apropiadas para el ambiente en distintas circunstancias. Sin embargo, durante el confinamiento se debe evitar que los animales se causen daño físico, en particular para conductas relacionadas con el cortejo, el establecimiento de la jerarquía, así como las interacciones sociales normales.

Los delfines no compatibles deben separarse para evitar que se causen lesiones mutuamente.

Se recomienda partir del principio de que 2 ó mas delfines se mantengan en la misma alberca solamente si son compatibles y de esta manera, propiciar que exista el mayor contacto entre ellos, asimismo, los animales de la misma especie ó de especies semejantes que estén alojados en la misma alberca o en albercas adyacentes, deben ser igualmente afines.

Spotte, et al (1979) informan que al cambiar de alberca a sus ejemplares (Cephalorhynchus commersonii) y confinarlos con otros (Tursiops truncatus), tuvo un efecto de intimidación que se reflejó en una reducción de la cantidad de alimento consumido por día, desarrollaron un comportamiento estereotipado y utilizaron para su natación solo una parte de la alberca. Este cambio fue más marcado, debido a los intentos de agresión por parte del otro delfín. Por otro lado, el período de adaptación se reduce notablemente al confinar delfines recién capturados con otros ya establecidos y adaptados. Cuando dos ó más animales se mantienen en la misma alberca, alguno de ellos frecuentemente orienta a los recién llegados que aprenden por imitación. Según Andersen (1976), si hay otros animales en la alberca, el ejemplar nuevo regularmente asume su patrón de natación.

Los delfines recién llegados pueden copular con otros, solo unas horas después de haberlos liberado en la alberca, resultando de esto, un período de adaptación más rápida (Tayler y Saayman, 1973).

#### 4.1.2. Aislamiento.

Los animales recién adquiridos deberán aislarse de los ya residentes hasta que se haya determinado que están en buenas condiciones de salud. (En caso de alguna enfermedad se les tendrá aislados para proporcionarles tratamiento).

Durante el confinamiento es importante que los ejemplares tengan acceso a otros animales, debido a que los delfines son representantes gregarios no se les debe privar de la compañía y de la interacción física con otros animales de manera innecesaria.

La separación puede ser para propósitos de tratamiento médico o en-

trenamiento, en tales condiciones, deben recibir atención especial, esto deberá ser temporal en virtud de que generalmente causa tensión (De Percier com. pers, 1983), también puede afectar el período de adaptación haciéndolo más largo prolongándolo algunos meses, por lo menos, se recomienda minimizar el aislamiento en lo posible, debido a que se provoca un estado de conflicto o frustración. (Myers y Overstrom, 1978).

#### 4.2. El problema de la alimentación

Cuando el animal empieza a alimentarse normalmente y por sí solo, la adaptación al confinamiento puede lograrse en menor tiempo; sin embargo, una vez que el ejemplar está en la alberca, uno de los primeros retos es conseguir que el ejemplar recién llegado se alimente.

Acostumbrado en la naturaleza a comer pez vivo, se enfrentará a una nueva situación ya que su alimento consistirá exclusivamente de pescado muerto y después lograr que lo haga en sesiones de comida tres o cuatro veces al día (Andersen, 1976). El pescado que se utiliza debe estar descongelado, el cual, no tiene el mismo color que cuando vivo y no se comporta en el agua como un pez en condiciones naturales, los cambios post-mortem pueden cambiar la apariencia acústica del pescado con respecto al sistema de ecolocación del delfín y además probablemente se trate de especies que jamás ha probado antes.

Algunos animales empezarán a comer casi inmediatamente, sin embargo, lo más común es que se tarden 2 ó 3 días antes de comenzar.

Durante este período inicial de adaptación, el animal debe ser entrenado para comer por alguno de los métodos que se describen a continuación:

- 1) El método más simple consiste en tirar un pedazo de pescado enfrente del animal. (Andersen (1976) indica que el ruido puede provocar primero reacciones de miedo, que pronto son superadas ya que los ejemplares saben de que se trata y lo recogerán; la conducta (de miedo) puede explicarse como un período de investigación.

Con el objeto de atraer la atención del animal, se golpea la superficie del agua con el pescado, antes de lanzarlo. El ruido del pescado al caer en la alberca, se convierte en un estímulo condicionado muy útil para enseñar al animal a tomar el alimento de la mano (Andersen, 1976).

Se prefiere enseñar a comer al animal de la mano, porque el forzarlo a comer exclusivamente pescado muerto, significa un cambio muy drástico en el cual requiere de la mayoría de atención y cercanía del encargado de alimentarlo.

Es conveniente atar con hilo de pescar, el alimento, para jalarlo en caso de que el delfín lo ignore y así evitar que sea comido durante la noche, pues se encontraría en estado de descomposición.

Si después de 20 ó 30 minutos no responde positivamente se puede esperar algunas horas antes de intentarlo nuevamente.

Aún cuando el animal ha comido pescado muerto, se puede dar el caso de que disminuya la cantidad que antes consumía, que se rehuse a comer en ocasiones. Si esto ocurre, se le puede dejar en un período de recuperación.

2) El segundo método, consiste en colocar al delfín en una alberca con otro más experimentado, la competencia por el alimento con el ejemplar que ha ya aprendido a comer lo puede estimular para empezarlo a hacerlo por el sólo, "esta competencia, con animales adaptados al cautiverio, algunas veces, es un estímulo efectivo para iniciar a los animales nuevos a comer" (Andersen 1976). Los animales que comienzan a comer por cualquiera de estos métodos muestran interés en el pescado primeramente al empujarlo con suavidad, luego tomarán el pescado con la boca y lo tragarán empezando por la cabeza. Sin embargo, este método no siempre resulta positivo. Spotte, et al (1978) informan que en el caso de la especie (Phocoena phocoena) la presencia de otros delfines (Delphinapterus leucas y Tursiops truncatus) no la estimularon para aceptar comida. Cuando nos enfrentamos a situaciones similares habrá que utilizar otro método, sin perder de vista que el único medio de ingestión de agua es precisamente el pescado, por lo que dejar de alimentarse puede provocar deshidratación.

3) Si el animal rehusa a comer después de un período de entre una semana y diez días, se le puede inducir a hacerlo colocando un pez vivo en el tanque. De manera alternada, se pueden colocar pescados muertos cerca del ejemplar. Tayler y Saayman (1973) recomiendan que al pez que se introduce en la alberca se le retire la cola para retardar su habilidad de nado.

Una vez que el delfín empieza a comer de esta forma, se le ofrece nuevamente el pescado muerto. Este método debe considerarse exclusivamente de introducción ya que no es posible mantenerlos con una alimentación a base de peces vivos durante mucho tiempo, debido a los altos costos que esto representa. Por otro lado Andersen (1976), indica que este método puede retrasar el problema de enseñarlos a comer de la mano.

4) Los delfines (Tursiops truncatus), pueden llegar a ayunar hasta 10 días. Después de este período si el animal rechaza el alimento por cualquiera de los métodos antes mencionados, se deberá recurrir a la alimentación forzada.

Esta técnica se efectúa fuera del agua y requiere la ayuda de varias personas; se sujeta al animal entre dos personas una de cada lado de la boca (con toallas para evitar una lesión y tener mayor área de apoyo), las cuales mantendrán el hocico abierto hasta terminar el proceso. La alimentación forzada se debe efectuar una vez que el animal ha respirado, a fin de evitar que el conducto de respiración (larínge) se vea afectado o dislocado y tener especial cuidado para no dañar la farínge o la boca del estómago, todo esto podría provocar que el delfín se sofocara.

Spotte, et al., (1978) recomiendan que se prepare una madeja de pescado con suplementos vitamínicos, o un pescado pequeño previamente preparado, es decir, sin cabeza y sin espinas. Al introducir el alimento se deben seguir las siguientes instrucciones:

- a) Lubricar con aceite de pescado la comida, para permitir que se deslice suavemente por la garganta.
- b) Empujar el alimento solo lo suficiente para que ocurra el reflejo de tragar sin llegar hasta el estómago.

- c) Proporcionarle una cantidad adecuada que conste de 2 ó 3 Kg de pescado; una cantidad menor se considera nutricionalmente insuficiente y una mayor podría provocar vómito.
- d) Inmediatamente después de regresar el ejemplar al agua, se le ofrece pescado nuevamente, esta práctica da como resultado que el animal comience a alimentarse por sí mismo, debido a la tensión que les produce estar expuestos a la alimentación forzada.

#### 4.2.1. Sesiones de alimentación

En condiciones naturales, los delfines se alimentan tanto de día como de noche; en cautiverio es conveniente establecer sesiones de alimentación con horarios fijos; sin embargo, durante las etapas iniciales estas se realizan con cierta flexibilidad hasta que el ejemplar se ha adaptado a comer pescado.

Se asignan 3 ó 4 sesiones en un día de 8 horas de trabajo esto puede verse como una ventaja ya que bajo este esquema "los animales están motivados para comer, cuando sus alimentos se presentan en períodos de 8 horas" (Anderson, 1976). Cuando se alimenta a los ejemplares individualmente o en grupo, el pescado debe ser proporcionado por una persona encargada o responsable quien habrá de tener el conocimiento necesario para:

- a) Identificar y diferenciar a los animales.
- b) Asegurarse que cada ejemplar reciba la cantidad adecuada de alimento
- c) Evitar que haya competencia por el alimento
- d) Respetar las jerarquías del grupo.

Taylor y Saayman (1973) recomiendan el respeto a la jerarquía establecida por los delfines, proporcionando el alimento primero al delfín dominante y después casi simultáneamente, ofrecerlo al delfín subordinado.

La administración de medicamentos y de complementos vitamínicos por vía oral, se introduce en el alimento. Spotte, et al (1978) indican que

las vitaminas y complementos se pueden proporcionar en un pedazo de pescado durante las sesiones de alimentación.

Se recomienda llevar un registro diario de las cantidades de alimento que consume cada ejemplar, en cada sesión y en total por día, anotando las especies que conforman la dieta. Asimismo, reportar las conductas que presenten durante este período, en particular las de rechazo del alimento.

Muchos de los problemas de alimentación se presentarán cuando el animal se enfrente a la situación de comer pescado cortado (en pedazos), debido a que no están acostumbrados, en algunos casos se rechaza completamente (Andersen, 1976).

#### 4.2.2. La dieta en cautiverio

Las dietas y hábitos de los delfines en la naturaleza son muy variados, en el caso de la especie Tursiops truncatus "consumen el alimento más abundante que pueden encontrar en un lugar y espacio dado" (Leatherwood, 1976). Su alimento principal consiste en una gran variedad de peces, crustáceos y ocasionalmente moluscos (Ridgway y Van Dyke, 1977). El invertebrado que se consume con mayor regularidad es el calamar de las especies Illex sp. y Loligo sp.. El alimento que consumen varía en tamaño y peso, pudiendo tratarse de ejemplares de solo unos gramos hasta algunos de varios kilos de peso.

En cautiverio, se requerirá de una dieta más restringida, debido a que no será posible proporcionar la variedad que existe en la naturaleza (Andersen, 1976). La dieta consiste solamente de pescado y complementos vitamínicos, la alimentación es más monótona y probablemente se incluyan especies que el delfín no ha probado antes. Se recomienda usar varios tipos de pescado "para evitar que se acostumbren a uno solo y rehusen aceptar otro tipo de alimento" (Andersen, 1976).

Si un animal acepta solamente un tipo de pescado, podrían presentarse algunos problemas como resultante de que en un momento dado no sea

posible conseguir ese tipo en particular. Las dietas que consisten exclusivamente de un solo tipo de pescado, aún con el complemento de vitaminas puede causar deficiencias de salud a largo plazo (Geraci, 1972). El pescado es la única fuente de ingestión de agua, por lo que una cantidad deficiente o una alimentación con pescado deshidratado puede causar deshidratación y pérdida de peso considerablemente (Andersen, 1976).

En la naturaleza, los delfines adultos consumen un promedio de 4% a 8% de su peso corporal por día, los requerimientos en cuanto a cantidad para ejemplares jóvenes o en crecimiento serán mayores que en adultos. En cautiverio, la cantidad de alimento que consume un delfín varía de especie a especie y de individuo a individuo; por lo tanto, la cantidad que se proporcione se debe determinar en base al peso corporal, la especie, el tamaño y las condiciones físicas del mismo.

Van Dyke y Ridgway (1977), presentan estimaciones cuantitativas de la energía consumida por kilogramo de peso corporal en varias especies de cetáceos. En el caso de la especie Tursiops truncatus fueron utilizados 36 ejemplares para elaborar el cálculo, el promedio de peso fue de 129 Kg. y hubo un consumo de  $61.6 \text{ Kcal Kg}^{-1}$  por día con un rango entre 40 y  $98 \text{ Kcal Kg}^{-1}$  \* por día. En la tabla 9, se presenta una estimación de la energía consumida a partir del alimento, descontando la pérdida que se da tanto en los procesos de digestión como en el metabolismo. \*\*

A partir de estos datos se intentó llegar a valores numéricos para nutrientes específicos (proteínas, lípidos, fósforo, potasio, etc.) por lo cual se utilizó un pescado de referencia, aplicando factores de corrección a los ingredientes ingeridos (9.2 Kcal para lípidos y 4.37 Kcal para proteínas) en la tabla 10 se enlistan los nutrientes consumidos por kilogramo de peso y tres columnas para distintos niveles de consumo calórico, en relación con el pescado de referencia. Estos datos no incluyen el suplemento vitamínico y son de utilidad en el mantenimiento de delfines en cautiverio, sobre todo porque "contando con valores numéricos, es posible comparar la nutrición de los cetáceos" (Van Dyke y Ridgway, 1977). Y establecer las cantidades de alimento para cada especie.

\* Debe interpretarse como energía expresado en kilocalorías por kilogramo de peso corporal por día.

\*\* Utilizando los procedimientos desarrollados por Atwater, W. y A.P. Bryant, 1968. Conn, Storrs, Agrig, Exp. Stn. Ann. Rep. 189:73-110.

T A B L A 9  
 ENERGIA EXPRESADA EN KILOCALORIAS CONSUMIDAS  
 POR KILOGRAMO DE PESO CORPORAL POR DIA.

No. de Animales	ESPECIES	Promedio de peso corporal*	Promedio Kcal/Kg	Promedio rango Kcal/Kg
1	<u>Phocoenoides dalli</u>	120	160	--
8	<u>Phocoena phocoena</u>	40	146	
2	<u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	87	116	--
5	<u>Stenella longirostris</u>	62	80.4	71-97
1	<u>Delphinapterus leucas</u> adulto	300	68.5	--
1	juvenil	165	116	--
36	<u>Tursiops truncatus</u>	129	61.6	40-98
1	<u>Steno bredanensis</u>	125	59.5	--
1	<u>Orcinus orca</u>	1136	52.8	--
3	<u>Tursiops gilli</u>	175	48.6	44-53
1	<u>Pseudorca crassidens</u> adulto	454	40	--
1	juvenil	363	50	--
1	<u>Globicephala scammoni</u> juvenil	454	42.4	--
10	<u>Zalophus californianus</u>	50.5	108	61-176
9	<u>Halichoerus grypus</u>	57	98.7	61-121

\* promedio de peso corporal expresado en Kg.

Fuente: Van Dyke y Ridgway, S. H. 1977. Diets for Marine Mammals.  
 En: CRC Handbook series in Nutrition and Food. Section G:  
 Diets, Culture media, Food supplements. p. 595-598.

T A B L A 10

ESTIMACION DE LOS NUTRIENTES CONSUMIDOS POR KG DE PESO CORPORAL  
A PARTIR DE UN PESCADO DE REFERENCIA.  
(Varios niveles de consumo calórico).

NUTRIENTES	NIVELES DE CONSUMO CALORICO		
	50 Kcal/Kg	100 Kcal/Kg	150 Kcal/Kg
Proteínas (gr)	7.27	14.55	21.8
Lípidos "	2.09	4.19	6.28
Cenizas "	0.95	1.90	2.85
Agua "	29.21	58.42	87.63
Calcio (mg)	274.00	549.00	823.00
Fósforo "	206.00	411.00	617.00
Potasio "	121.00	242.00	362.00
Sodio "	81.00	161.00	241.00
Zinc "	0.733	1.57	2.35
Hierro "	1.41	2.81	4.22
Magnesio "	13.4	26.8	40.2
Cobre "	0.103	0.206	0.309
Cobalto "	0.021	0.042	0.063
Manganeso "	0.084	0.168	0.251
Biotina "	0.0047	0.0095	0.014
Colina "	55.00	109.00	164.00
Acido fólico "	0.012	0.024	0.036
Niacina "	1.58	3.16	4.74
Acido pantótenico (mg)	0.138	0.276	0.414
Rivoflavina (mg)	0.047	0.094	1.14
Tiamina "	0.040	0.08	0.12
Alfa tocoferol "	0.67	1.34	2.02
Piridoxina "	0.20	0.40	0.59
Vitamina A (I.U.)	99.00	1980.00	256.00
Vitamina D "	198.00	395.00	593.00
Acido ascórbico (mg)	1.19	2.37	3.56
Vitamina B <sub>12</sub> (mg)	0.0035	0.0069	0.0104

Fuente: Van Dyke, D. y Ridgway, S. H. 1977. Diets for Marine Mammals.  
En: CRC Handbook series in Nutrition and Food. Section G:  
Diets, Culture media, Food supplements. p.595-598.

Sin embargo, las limitaciones a éstos cálculos son la variación del contenido de nutrientes dependiendo de: lugar de captura, estación, tiempo de almacenamiento, etc.

Geraci (1982) presenta tablas para la alimentación mamíferos marinos donde el consumo se expresa en un porcentaje del peso del cuerpo y recomienda para delfines jóvenes y en pleno período de crecimiento entre 9% y 15% del peso corporal y para delfines adultos entre 4% y 9% (dependiendo del peso, hasta 15%).

El pescado contiene porcentajes altos de proteínas, minerales y vitaminas, en la tabla 11 se presentan los datos aproximados de la composición de algunas especies comúnmente usadas para alimentar mamíferos marinos en cautiverio. De esta tabla se desprende que el calamar (Loligo brevis) así como el pescado de la especie Osmerus mordax, son los de menor contenido de grasas y presentan un alto contenido de humedad. La humedad varía inversamente proporcional al contenido de grasas.

No obstante, a pesar de que los calamares son un importante suplemento nutricional, se ha informado que las especies de esta familia no son aceptadas por los delfines en cautiverio (Tayler y Saayman, 1973). Por otro lado, se observa que las especies (Clupea harengus y Scomber scombrus) presentan altos contenidos de grasas, esto debe tomarse en cuenta al equilibrar la dieta diaria en virtud de la contribución de energía que pueden proporcionar. Spotte, et al, (1979) reporta haber establecido una dieta para alimentar ejemplares de la especie Cephalorhynchus commersonii que consistía exclusivamente de arenque (Clupea harengus), por su alto valor calórico. Finalmente, la calidad del alimento y la variedad de especies son los factores más importantes en la dieta.

#### 4.2.3. Manejo del alimento

El pescado sufre un proceso de degradación a partir de su muerte, en virtud de esto, la concentración de vitaminas y minerales se ve afectada, "el valor nutritivo depende de la forma en que ha sido almacenado y manejado" (Sweeney y Ridgway, 1965).

T A B L A 11

COMPOSICION APROXIMADA DE ALGUNAS ESPECIES COMUNMENTE USADAS  
PARA ALIMENTO DE MAMIFEROS MARINOS EN CAUTIVERIO.

<u>especie</u>	<u>proteínas</u> %	<u>grasas</u> %	<u>humedad</u> %	<u>energía</u> Kcal/Kg
<u>Clupea harengus</u>	13-22	2-29	52-78	700-2500
<u>Scomber scombrus</u>	13-25	0.3-18	61-78	1400-2000
<u>Osmorus mordax</u>	14-19	2-7	77-80	700-1200
<u>Loligo brevis</u>	12-18	2	74-84	850
<u>Mellitus villosus</u>	13-15	2-8	77-82	700-1200

Nota: Los datos porcentuales no son valores absolutos en virtud de que la composición varía dependiendo de la localidad donde se captura, tiempo de almacenamiento, etc.

Geraci, J. R. 1982. Nutritional disorders of captive fish-eating animals.

El manejo del alimento consiste en tres fases: almacenamiento, deshielo y preparación. Se lleva a cabo con el objeto de reducir las posibilidades de parasitismo o contaminación y de conservar el valor nutritivo del pescado. Las áreas destinadas a la preparación y almacenamiento deben tener las siguientes características: ser áreas cerradas, protegidas con tela de alambre para evitar la entrada de insectos que pueden ser vectores de alguna enfermedad; las paredes pueden estar acabadas con una superficie lisa para facilitar su limpieza y desinfección.

El almacenaje de los alimentos se hace en instalaciones adecuadas que proporcionen seguridad para la conservación de la calidad y el valor nutritivo. Dentro de ellas las normas de limpieza se practican antes, durante y después de la preparación del alimento, con la finalidad de mantener un ambiente físico de protección ante factores externos e internos. Los problemas de sanidad pueden reducirse al mínimo, tomando las siguientes medidas:

a) Los utensilios como bases de madera, cuchillos, recipientes (cubetas y charolas) y cualquier equipo para cortar, conservar o preparar comida, se deben limpiar después de usarlos.

b) El área de preparación de pescado se deberá lavar diariamente y aplicar limpieza profunda por lo menos una vez a la semana. La limpieza profunda se hace con agua caliente (28°C a 83°C o mayor) y jabón biodegradable.

c) Ninguna sustancia que pueda ser tóxica para los delfines se debe almacenar en el área de preparación.

d) Colocar los desechos en bolsas de plástico para eliminar posibles focos infecciosos, manteniéndolas fuera del área de preparación de pescado.

e) Retirar de las áreas cerradas los desperdicios de pescado, para evitar contaminación y olores desagradables.

El almacenamiento del pescado o cualquier otro alimento, se lleva a cabo a temperaturas de entre -25°C y -30°C. El manejo, especialmente

durante el congelamiento puede causar deshidratación o pérdida de vitaminas y afectar el contenido de agua (Tayler y Saayman, 1973). Se sugiere que al congelar los alimentos se utilicen recipientes, asimismo es conveniente remojar el pescado en agua para que se forme una capa de hielo y cubrirlos con un plástico para prevenir la acumulación de sangre y la pérdida de humedad.

El contenido de grasas es un factor importante durante el almacenamiento debido a que aún bajo condiciones óptimas de congelación éstas llegan a perderse en un lapso de 4 meses v. gr., en virtud del gran contenido de grasas de la especie (Scomber scombrus) tiene una vida corta en el almacenaje. Para determinar el tiempo máximo de duración del alimento debe tomarse en cuenta el contenido de grasas, no obstante, éste no se excederá de 6 meses.

El procedimiento de deshielo, es fundamental debido a que durante este período el alimento puede perder gran cantidad de sus propiedades. El deshielo en agua provoca que se pierdan en particular electrolitos importantes (como el sodio), por lo que debe evitarse; el deshielo al aire libre debe hacerse en áreas cubiertas, nunca bajo los rayos del sol. En general, se prefiere realizar este proceso dentro del refrigerador a temperaturas de entre 4 y 6°C, para evitar la pérdida de humedad hacia el ambiente. Para proteger el pescado, se coloca en un recipiente aislante cubierto con suficiente cantidad de hielo para evitar su deterioro.

La preparación del pescado se hace justo antes de la sesión de alimentación. Debido a que el pescado sin vísceras contiene menor valor nutricional se prefiere proporcionar la pieza completa. Sin embargo, si existe alguna duda con respecto al grado de descomposición "no solo se deben retirar las vísceras, sino también las branquias en virtud de que aquí se inicia la destrucción bacteriológica" (Tayler y Saayman, 1973).

Cuando se retiran las vísceras, el pescado se corta diagonalmente tratando de conservar un tamaño similar en cada uno de los pedazos, incluyendo la cabeza y la cola.

Sólo para algunas especies (Merluccius capensis) se recomienda retirar la cabeza, la primer aleta dorsal a Trachurus trachurus y las vísceras de los ejemplares de la familia Mugilidae.

Para el manejo del pescado se recomiendan las siguientes precauciones:

- a) No permitir el deshielo exponiendo el pescado a los rayos solares.
- b) No dejar remojando el pescado en agua.
- c) Preparar el pescado justo antes de la sesión de alimentación.
- d) Evitar cortes excesivos, esto daría como resultado una pieza demasiado flácida y con poca textura, que los animales rechazan.
- e) El pescado cortado pierde fácilmente la humedad y se descompone con mayor rapidez.
- f) Después del deshielo, ningún alimento se debe congelar nuevamente.
- g) El pescado no utilizado, entre 18 y 24 horas después del descongelamiento se debe descartar; en el caso del pescado cortado se debe descartar entre las 12 horas posteriores a su descongelamiento.

#### 4.2.4. Suplementos vitamínicos

El primer paso para establecer una dieta es obtener información sobre las preferencias de los animales en la naturaleza, la dieta debe proporcionar las cantidades necesarias de vitaminas y minerales.

En condiciones de cautiverio, consiste exclusivamente de pescado almacenado y congelado, la mayoría de las instalaciones utiliza como alimento especies comercialmente conocidas y que son económicas en la región. Debido a que la variedad nutricional no es la misma siempre, es necesario complementar la dieta. "Las deficiencias dietéticas se pueden evitar, en parte, proporcionando una amplia variedad de pescados y complementándola con suplementos vitamínicos" (Sweeney y Ridgway, 1965). El suplemento de vitaminas no substituye al alimento, pero permite cubrir ciertos

deficiencias derivadas del manejo del pescado. son compuestos orgánicos necesarios para el metabolismo corporal, sin embargo, no pueden ser fabricadas por las células del cuerpo y al faltar pueden causar carencias metabólicas específicas.

Estas necesidades varían según el estado metabólico de cada animal. Las vitaminas se almacenan en el cuerpo en pequeñas cantidades, algunas de ellas están localizadas en el hígado.

La vitamina A se concentra en los tejidos de los mamíferos marinos, principalmente en el hígado y la grasa, contiene un grupo alcohol (retinol), que es muy inestable y de fácil ruptura por lo que en poco tiempo se puede detectar la ausencia de la vitamina, aún a pesar de estar suplementando la dieta (con hasta 25,000 U.I.). En el humano, cuando esta vitamina falta: las estructuras epiteliales tienden a desvanecerse (al formar estratos y queratina); falta de crecimiento; atrofia del epitelio germinal; y queratinización de la córnea. Debido a que hasta el momento se desconoce que tan rápido se pueden perder los niveles de concentración en el hígado, para prevenir alguna deficiencia de vitamina A, se recomiendan entre 40,000 y 50,000 U.I. diarias, además de la que se obtenga en el alimento. La forma comercial de ésta vitamina, lleva un grupo ester, mas estable. Siendo en esta forma como se acumula en los tejidos de reserva.

Según Manton, (1974), los niveles de vitamina A y E están en equilibrio y tomando en consideración que "la vitamina E es una grasa natural soluble y antioxidante que se pierde fácilmente" (Van Dyke y Ridgway, 1977) entonces un suplemento adecuado de vitamina E incrementará la absorción y prolongará el tiempo de almacenamiento de la vitamina A.

La deficiencia de vitamina E (alfa-tocoferol) en los animales causa parálisis de la parte posterior; ocurren cambios patológicos en los músculos similares a los que se observan en la enfermedad denominada distrofia muscular, en el hombre (Guyton, 1977). La vitamina E y otras más, pueden perder sus valores nutritivos y características durante el transporte, conservación, procesamiento y deshielo del pescado (Van Dyke y Ridgway, 1977). Según Guyton (1977), esta vitamina puede intervenir principalmente en el metabolismo de ácidos grasos no saturados desempeñando un

papel protector e impidiendo la oxidación de grasas no saturadas. En su ausencia, la cantidad de grasas no saturadas en las células disminuye apareciendo anomalías de estructura y función en organelos como mitocondrias y lisosoma.

Geraci (1982), indican que aunque no se conozcan los efectos directos de esta deficiencia, en cetáceos, se debe proporcionar una buena alimentación y suplementarla con cantidades de 100 U.I. de vitamina E/Kg de pescado consumido al día.

La vitamina B (tiamina) interviene en los procesos metabólicos como pirofosfato de tiamina, compuesto que funciona como carboxilasa que opera junto con una descarboxilasa de proteína para descarboxilar el ácido pirúvico y otros ácidos alfa-cetónicos. La deficiencia de tiamina origina una menor utilización del ácido pirúvico, menor utilización de algunos aminoácidos y un mayor gasto de grasas.

La tiamina es necesaria específicamente para el metabolismo final de hidratos de carbono y varios aminoácidos.

El sistema nervioso central depende casi totalmente para su energía, del metabolismo de los hidratos de carbono; en caso de una deficiencia de la utilización de glucosa (la disminuye entre 50% y 60%), pueden perturbar la comunicación en diversas partes del sistema nervioso central (células neuronales mal nutridas).

Según Van Dyke y Ridgway (1975), los tejidos de algunas especies de pescado que se utilizan en la dieta de cetáceos en cautiverio contienen enzimas que degradan la tiamina y pueden provocar deficiencias y hasta pérdida total de la misma. "La deficiencia de tiamina se puede provocar como resultado de una alimentación de pescado con alto contenido de tiaminasa v. gr. Clupea harengus; Osmerus mordax; Mellitus villosus y un suplemento inadecuado de tiamina" (Geraci, 1982).

Manton, 1974 informa de un caso de deficiencia de tiamina en un ejemplar alimentado con una dieta que consistía exclusivamente de un tipo de pescado arenque (Clupea harengus) los síntomas del animal se aliviaron

con la administración de 1000 mg de hidrocloreuro de tiamina durante cinco días y posteriormente 500 mg diarios además de la dieta normal.

A pesar de las limitaciones de información sobre requisitos vitamínicos se desprende que la dieta debe complementarse con dosis de tiamina que varían proporcionalmente con la cantidad de tiamina que contenga el pescado.

Aún no se conoce la función precisa del ácido ascórbico (vitamina C), pero están bien catalogados los efectos metabólicos que produce su deficiencia; la oxidación de tirosina y fenilalanina requiere un aporte adecuado de ácido ascórbico y este ácido interviene en la formación de hidroxiprolina, constituyente integral de la colágena; favorece la separación del hierro de la ferritina celular lo que aumenta la concentración del metal en los líquidos corporales. La principal acción del ácido ascórbico es la conservación de sustancias intercelulares normales en toda la economía. Esto comprende la formación de colágena, probablemente debido a la acción del ácido ascórbico en la síntesis de hidroxiprolina.

En la dieta se debe adicionar vitamina C que es importante por sus propiedades antioxidantes (Duck Van Heel, 1972). Se recomiendan entre 200 y 1,000 mg. diarios.

La vitamina D (colecalfiferol) aumenta la absorción del calcio del tubo digestivo y ayuda a regular el depósito de calcio (Ca) en el hueso. Funciona después de sufrir una modificación en el hígado y los riñones para formar finalmente (1,25 dihidroxicolecalciferol) que es la forma más activa de esta vitamina y acelera la producción de una proteína fijadora de Ca en las células epiteliales. Se recomiendan de 400 a 1,000 U.I. diarias en virtud de haberse encontrado valores insignificantes en el hígado de ballenas, Manton (1974) asume que estos cetáceos no tienen capacidad de reserva de grandes cantidades de vitamina D ni en el hígado ni en otros tejidos por lo que es necesario incorporarla a la dieta.

## CAPITULO V

## ENFERMEDADES DE LOS DELFINES EN CAUTIVERIO

5.1. Cuidados médicos

La longevidad de los animales en cautiverio depende en gran medida de como se puedan evitar las enfermedades y hacer más efectivas las medidas de detección, en lugar de enfrentarse a problemas de tipo clínico. En el mantenimiento se deben utilizar programas de cuidados veterinarios en los que se prevengan enfermedades. De igual manera deben de existir instalaciones con propósitos de separación, observación, medicación o tratamiento de animales enfermos.

Los prerequisites para prevenir las enfermedades son fundamentalmente: contar con un área cómoda de confinamiento, buena calidad del agua y alimentación completa. Para prevenir y detectar enfermedades se requierendatos comparativos normales, Miller y Ridgway (1963) indican que son precisamente los datos fisiológicos normales en donde hay más carencias de información, en lo que respecta a delfines y ballenas. Las experiencias clínicas se han manejado, en la mayoría de los casos, con la habilidad de los encargados y en base a procedimientos de ensayo y error.

La mayor parte de las experiencias clínicas en delfines se han obtenido particularmente de la especie Tursiops truncatus en condiciones de cautiverio. Las enfermedades referidas muestran complejidad en cuanto a su origen, cobrando mayor importancia las conductas que anteceden a las enfermedades, dado que los factores que las producen se pueden detectar previamente.

Según Sweeney (1978), muchos de los cambios en la homeostasis de los delfines se deben a tensiones, que aun a pesar de tener los requisitos adecuados de mantenimiento, propician las condiciones que facilitan la obtención de alguna enfermedad. En este caso la tensión se define como "cualquier estado físico o de comportamiento que requiere un gasto de energía metabólica mayor que la que se utiliza para el mantenimiento de las funciones normales". Si un animal normal tiene un gasto de energía para su man-

tenimiento inmunológico y otros mecanismos de defensa, entonces se puede pensar que si esta energía disminuye por causa de la tensión, entre mayor tensión exista habrá una mayor propensión para la invasión de microorganismos patógenos. Muchas de las enfermedades están relacionadas con la tensión. (v. gr. las úlceras duodenales y otras enfermedades que están ligadas a alteraciones en el organismo como consecuencia de la tensión).

En la tabla 12 se enlistan los distintos tipos de tensiones que se relacionan directamente con la homeostasis del animal y que requieren un gasto de energía para resolverlos. Se dividen en cuatro grupos: tensiones sociales, ambientales, de manejo y provocadas por la edad. Cada uno requiere un gasto de energía que afecta las reservas del cuerpo. Debido a que en un momento dado se forma una cadena de tensiones de manera secuencial, donde se suman una a otra provocando el debilitamiento, las defensas inmunológicas dejan de funcionar adecuadamente y los animales son atacados por microorganismos dando como resultado un deterioro en los mecanismos internos del cuerpo.

#### 5.1.1. Diagnóstico de las enfermedades

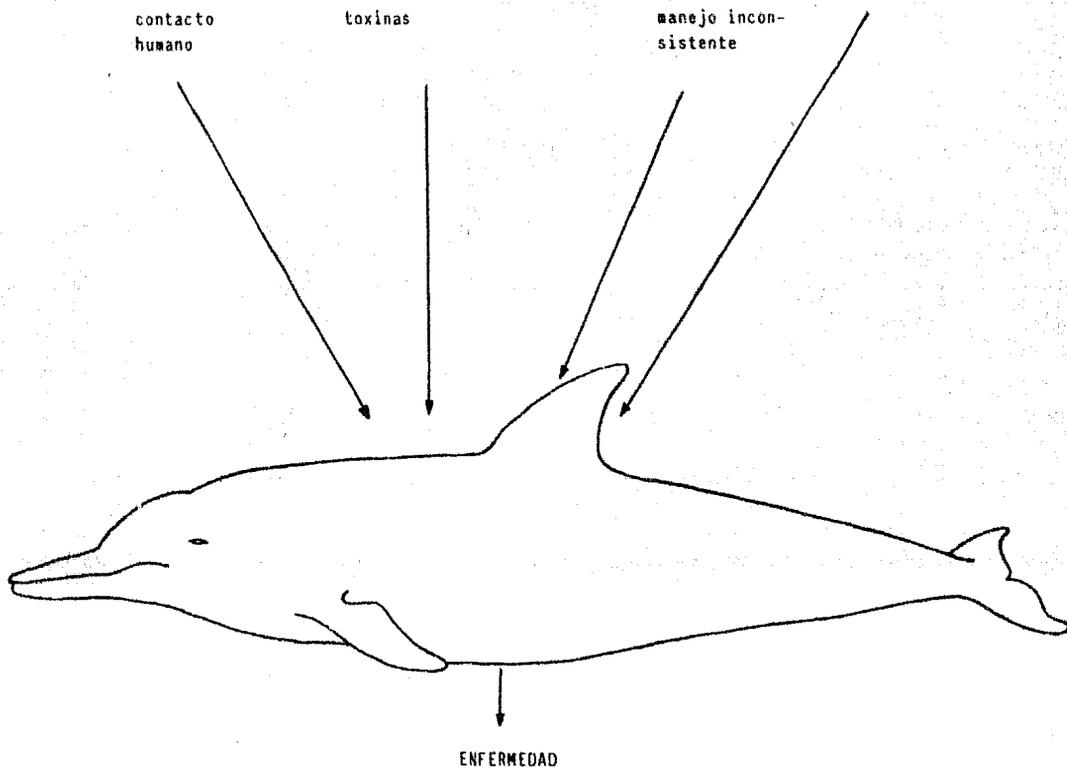
Las enfermedades no se inician espontáneamente, son el resultado de un cambio en la homeostasis del cuerpo, siendo fundamental identificar las causas que los provocan para eliminarlas y prevenirlas.

Los primeros síntomas de una enfermedad son sutiles y en general quien primero los detecta es el entrenador o la persona encargada de alimentarlos (Sweeney y Ridgway, 1975). A los delfines se les debe observar diariamente, esto lo puede desempeñar el encargado o alguna persona bajo su supervisión. A partir de estas observaciones se deben establecer y mantener los programas de prevención de enfermedades y control de parásitos. Según Caldwell y Caldwell (1967), el registro sistemático del tipo y frecuencia de las respuestas de los delfines sirve para aclarar los patrones típicos de las especies. "Estos datos son valiosos para determinar la salud de los ejemplares y se utilizan como índice de un cambio físico o conductual" (Myers y Overstrom, 1978).

T A B L A 12

TENSIONES QUE ACTUAN SOBRE UN DELFIN EN CONDICIONES DE CAUTIVERIO.

<u>SOCIAL</u>	<u>AMBIENTAL</u>	<u>DE MANEJO</u>	<u>EDAD</u>
Aislamiento	tamaño y configuración de la alberca	captura	crecimiento
adaptación	temperatura	manejo excesivo	senilidad
inmadurez	alimento	ruptura de la alimentación	
contacto humano	toxinas	manejo inconsistente	



Tomado de: Sweeney, J. 1978. Medical care and Husbandry Practices. International Marine Mammal Trainers Association. Redwood City, California.

Las conductas que sirven para detectar y prevenir enfermedades son:

- a) Ignorar a otros animales.
- b) Permanecer en el fondo de la alberca.
- c) Fricciones excesivas en algunas partes del cuerpo, frotarse contra las paredes o el fondo de la alberca.
- d) "Tail walking": el animal se levanta a sí mismo fuera del agua, batiendo rápidamente sus aletas.
- e) Frotar sus mandíbulas.
- f) Imitar movimientos y perseguir a sus compañeros "chasing"
- g) Emisión de burbujas a través del orificio de respiración.

Los cambios en el comportamiento de los animales que pueden ser indicadores de una enfermedad son:

- 1) Rehusa a realizar trabajos en conjunto, y las conductas aprendidas son efectuadas incorrectamente.
- 2) Se reduce notablemente su atención, esto se puede percibir fácilmente con ejemplares que normalmente responden con rapidez.
- 3) Rechaza la comida total o parcialmente.
- 4) Sus ojos están semicerrados.
- 5) Se torna inactivo y su natación la realiza en patrones distintos a los que normalmente presenta.
- 6) La frecuencia respiratoria excede a la normal que es de 2 ó 3 veces por minuto.
- 7) Las posiciones de jerarquía cambian dentro del grupo.

Para la detección de una enfermedad se debe tener cuidado especial en el ambiente (calidad del agua), notando cualquier cambio que se dé en el tanque. La introducción de nuevos especímenes, cambio en la dieta, o del ambiente provocan indudablemente una modificación conductual (Sweeney y Ridgway, 1975). En el caso de animales adultos habrá que agregar los cambios conductuales relativos a los períodos sexuales de los que pueden resultar rozaduras en las áreas genitales, debido a que están expuestas a una fricción constante.

### 5.1.2. Examen físico

Una vez detectada alguna irregularidad en la conducta del ejemplar del que se sospecha pueda presentar alguna enfermedad o deficiencia se deberá proceder a realizar el examen físico, efectuándose fuera de la alberca.

Para sacar al ejemplar puede recapturarse cerrándole el paso y sujetarlo con una camilla y colocarlo fuera del agua o bajando el nivel del agua hasta 0.80 m. para levantarlo manualmente.

El examen físico se hace fundamentalmente para la atención médica incluyendo toma de muestras de sangre, orina y el registro de aspectos fisiológicos del ejemplar (Ridgway, 1966).

Las condiciones en que se encuentra un ejemplar, se pueden detectar a través de una revisión física realizada periódicamente y que debe abarcar tantos sistemas del cuerpo como sea posible (Sweeney y Ridgway, 1975).

Fuera del agua el animal se coloca en bases de hule espuma o en su defecto en colchones, sobre el suelo, sujetos con cinturones y seguros para inmobilizarlos. Se ha de considerar que éste puede forcejear, por lo que no deben estar demasiado apretados, para evitar lesiones en la piel o restringir su respiración normal. Según Sweeney y Ridgway (1975) los cetáceos pequeños no cooperan durante la mayoría de los procedimientos de revisión.

Cuando el ejemplar está fuera del agua, se les debe proteger contra los efectos de la luz solar, evitar golpes o contacto con residuos de polvo y tener especial cuidado con los ojos. Habrá que conservarlo, en todo momento en condiciones de humedad y frescura. Las primeras áreas, objeto de revisión son la piel y el peso del ejemplar, con respecto a la piel hay que considerar las heridas cutáneas y raspones, aquellas lesiones que no se curan en un tiempo razonable, indican que existe alguna falla en la salud del ejemplar. Se debe revisar la boca, la membrana bucal, las condiciones dentales y cualquier lesión oral.

Se pesa el ejemplar, ya que cualquier baja de éste es un signo importante para detectar una posible enfermedad, la pérdida de peso puede observarse por un adelgazamiento en la parte posterior de la cabeza y en ambos lados de la aleta dorsal cuando las vértebras se hacen visibles en cualquier punto de la aleta dorsal observada caudalmente.

En la auscultación del tórax y la apreciación del olor del aire expirado se logran diagnosticar algunas enfermedades.

La frecuencia normal de respiración es de 2 a 3 veces  $\text{min}^{-1}$  aunque cuando el cetáceo está agitado o bajo circunstancias de actividad intensa puede llegar hasta 8 veces  $\text{min}^{-1}$ , toda vez que este número se exceda debe considerarse como una situación anormal.

La temperatura se determina en base a la temperatura rectal (Schmidt-Nielsen, 1976). Esta se mide introduciendo una probeta termistora (termómetro) a una profundidad de 20 cm. considerándose anormal mayor de  $38^{\circ}\text{C}$ .

El ritmo cardíaco es de 40 a 80 latidos por minuto y puede incrementarse de 100 a 140 por minuto. La pérdida del ritmo cardíaco o arritmia son irregularidades que deben tener atención prioritaria.

### 5.1.3. Toma de muestras

Las muestras de excrementos y sangre se toman periódicamente para proceder a su análisis. El ejemplar debe separarse previamente del resto del grupo para la obtención de las muestras.

La sangre se toma principalmente de venas localizadas en las extremidades del cuerpo, debido a que la anatomía vascular de éstas es periférica. Dado que las venas que están cerca de la superficie se asocian con arterias, se hace difícil la toma de muestras de sangre sin afectar a las últimas. Las redes vasculares de las aletas pectorales, caudal, dorsal y del pedúnculo son los lugares donde generalmente se obtienen las muestras de sangre. Otra vena que se utiliza es la braquiocefálica localizada inmediatamente después del cráneo, la muestra se toma con una aguja no me-

nor de 8.7 cm. de largo que se inserta en la línea media ventral directamente entre las proyecciones de los huesos humerales derecho e izquierdo.

Las heces fecales son normalmente un líquido café oscuro que rápidamente se dispersa en el agua, cuando contienen mucosidad y gas generalmente flotan y se consideran anormales (Ridgway, 1966). Las muestras de heces fecales se colectan fuera del agua, al momento de defecar o insertando un probeta flexible a la que se adhieran las partículas fecales. (Spotte, et al; 1979) indica que en situaciones anormales se presentan excesivamente aceitosas o grasosas y se van al fondo de la alberca en lugar de disiparse en forma semisólida como es normal en cetáceos.

La muestra de orina se puede tomar fuera del agua al momento de orinar o por cateterización en ambos sexos, abriendo manualmente la apertura genital. Sin embargo, esto frecuentemente provoca una reacción violenta por lo que se debe sujetar fuertemente al animal durante su aplicación.

En la hembra la apertura uretral se localiza en el extremo de la proyección del clítoris en el lado caudal. Por medio de un cateterizador 12 (French) mayor de 20 cm. se toma la muestra. En el macho se requiere un cateterizador 8 (French) de 50 cm. de largo. Los valores de orina no son muy distintos a los de los caninos, excepto en la gravedad específica y la osmolaridad que en condiciones de ayuno pueden ser ligeramente mayores en delfines (Sweeney y Ridgway, 1975).

Los exudados se pueden obtener del orificio de respiración después de cada expiración, para tomar muestras los orificios nasales se recomienda insertar aplicadores con punta de algodón flexibles.

## 5.2. Enfermedades más comunes \_

Las lesiones cutáneas suelen presentarse frecuentemente en condiciones de cautiverio, al infectarse aparecen como marcas claras y placas elevadas en la piel. La muerte de un animal por infecciones en la piel es muy rápida, en ocasiones hasta 6 días, aunque se ha informado que una forma aguda de Erysipelothrix rhusiopathiae puede provocar la muerte en un lapso de 20 a

36 horas después de la detección de la enfermedad. Simpson, Wood, y Young (1958), describen las lesiones microscópicas de erisipelas en los tejidos de la piel de los delfines. (Tursiops truncatus) indicando que primeramente se evidencian placas cutáneas bien definidas, sin que se noten otros signos de enfermedad. Las placas en la piel son de forma rectangular, bien definidas y orientadas hacia el eje del cuerpo, de coloración gris claras, y comparadas con la superficie cutánea, se encuentran ligeramente elevadas, la textura de la piel alrededor de la infección es ligeramente lisa. Se recomienda un tratamiento que puede tardar de 2 a 3 semanas de recuperación, aplicando vitamina A o administrando penicilina y complejo de vitamina B intramuscularmente y la aplicación de la vacuna contra erisipelas como medida preventiva. En general las heridas superficiales y abscesos se pueden dar en animales que han sufrido de heridas leves durante la captura aunque aparentemente estén en buenas condiciones.

Debido a que la mayoría de estas heridas se lavan inmediatamente por el medio acuático es preferible el uso de sustancias que contengan inhibidores de infecciones, en particular el violeta de metilo que al combinarse con las proteínas del tejido no son removidas por el agua (el metil violeta con base de alcohol no funciona precisamente porque es removido con facilidad).

Los abscesos superficiales de la piel y de los tejidos de la dermis pueden llegar a causar la muerte. Los microorganismos más comunes que se han identificado en infecciones de delfines son Escherichia coli y Pseudomonas seraginososa (Miller y Ridgway, 1963).

En cuanto a las infecciones respiratorias, la neumonía es la enfermedad más común en delfines en cautiverio, debido a que los pulmones están continuamente expuestos al ambiente, este órgano es el primero en ser afectado. Se presenta particularmente en animales debilitados o con alguna deficiencia provocada por tensiones que regularmente anteceden a las infecciones respiratorias. Según Miller y Ridgway (1963), los síntomas son: falta de apetito, pérdida del equilibrio (llegando inclusive a golpearse al no poder sostenerse en el agua), tasa respiratoria alta y temperatura rectal de 38.6°C.

En los cultivos se ha identificado Diplococcus pneumoniae un coco gram positivo, que generalmente se presenta en pares en cadenas cortas o simples, el antibiograma ha mostrado sensibilidad a la cloromicetina, neomicina y otros tipos de penicilina.

Las úlceras gástricas se evidencian de la misma manera que en humanos, es decir, se caracterizan por un aumento en la secreción gástrica ácida, dolor abdominal y tensión en los músculos. Debido a que esto incluye una pérdida continua de sangre, se recomienda la aplicación de un antiácido para aliviar las molestias abdominales. Spotte, et al, (1979) recomiendan la administración de 5 g. al día de gluconato de Fe (II) y 40 mg. de dextran de plomo para compensar la pérdida de sangre. En estos casos es importante considerar que un animal debilitado está propenso a contraer otro tipo de infecciones. Spotte et al, 1979, indican que sus ejemplares (Phocoena phocoena) murieron de bronconeumonía detectándose la presencia de otras enfermedades al recibir los resultados de la necropsia.

En las lesiones que ocurren en la córnea de los ojos se evidencia un marcado dolor y fotofobia. El tratamiento se dificulta en virtud del ambiente acuoso y el hecho de que la formación de epitelio es más tardada. Se recomienda la aplicación de cloromicetina, vitamina A por vía intramuscular y unguento de atropina, con el propósito de lograr que la formación del epitelio sea más rápido. (Miller y Ridgway, 1963).

La estomatitis crónica es un problema común en delfines, se trata del resultado de una carencia o deficiencia de requerimientos vitamínicos en el alimento. Los síntomas son: anorexia, pérdida de peso, rechazo al alimento, etc. Esta deficiencia se previene administrando dosis diarias de 200 a 250 mg de ácido ascórbico (Miller y Ridgway, 1963).

Las enfermedades del hígado se conocen con el nombre de fibrosis difusa, similar a la que se da en humanos; comprende un cuadro de degeneración de células grasas impidiendo que el hígado realice adecuadamente sus funciones de metabolizar grasas que allí se acumulan. La causa de esta deficiencia en delfines no está claramente definida. Sin embargo, se piensa que las toxinas acumuladas en el hígado (que es un órgano destoxicante) pueden llegar a superar la capacidad del mismo para eliminarlas. Las toxi-

nas se clasifican en endógenas y exógenas; dentro de las primeras se encuentran las toxinas ambientales y las nutricionales (v. gr. las cloraminas). Dentro de las segundas se encuentran las endotoxinas bacteriales, muchas de las cuales pueden considerarse como causantes de tensiones.

Como regla general se aplica un tratamiento contra nematodos, cestodos, y trematodos, inmediatamente después de la captura. Posteriormente, durante el confinamiento, puede ocurrir un recaimiento provocado por estos parásitos (siendo transmitidos a través del pescado congelado). Los huevecillos de parásitos más comunes que se han encontrado en delfines (Tursiops truncatus) son: Anisakis, sp; Nacistema sp. y Campula sp.

El tratamiento de antihelmínticos que se utilizan regularmente se describe en la Tabla 13. Spotte et al., (1978) recomiendan la administración de 500 mg. de un antibiótico (cefalexina) y como prevención contra larvas de parásitos de los pulmones, dosis de una mezcla de tiabendazol y piperinaza, (4200 mg) e hidroclicloruro de levamisol (200mg) administrados oralmente. Ambos compuestos son antihelmínticos, siendo el hidroclicloruro efectivo contra larvas de animales domésticos. Spotte et al (1979) informan que el hidroclicloruro de levamisol es efectivo\* con dosis de 9 mg/Kg de peso corporal, inyectado subcutáneamente y recomienda que su aplicación se combine con diazepam o un compuesto equivalente (intramuscular).

#### 5.2.1. Uso de antibióticos

Los antibióticos han sido ampliamente utilizados para prevenir infecciones y para curar enfermedades previamente detectadas. La mayoría de los antibióticos comunmente usados en humanos se han administrado en cetáceos. "Las dosis se establecen en base al peso corporal, usando las dosis humanas como guía" (Miller y Ridgway, 1963).

Spotte et al (1978), informan que los delfines atrapados en la arena (beach-stranded) frecuentemente corren el riesgo de contraer infecciones bacteriales.

\* Los trabajos de Spotte (1978) y (1979) se enfocan fundamentalmente a la especie Phocoena phocoena.

T A B L A 13

## PARASITISMO EN DELFINES Y SU TRATAMIENTO

<u>SUBSTANCIA</u>	<u>PARASITOS</u>	<u>TOXICIDAD</u>	<u>VIA DE ADMINISTRACION</u>	<u>EFFECTIVIDAD</u>	<u>DOSIS</u>
Tiabendazol	Nemátodos gástricos	ninguna reportada	oral	Buena, podrían necesitarse dos dosis en cetáceos muy infectados.	73mg/Kg
Piperazina	Nemátodos gástricos	ninguna reportada	oral	Moderada	55mg/Kg
Levamisol	Nemátodos gástricos	no coordinación, inhabilidad para nadar, respiración rápida	oral	Buena	8-11mg/Kg
Niclosamida	Céstodos intestinales	ninguna reportada	oral	Buena, se recomiendan dos dosis.	110mg/Kg
Lorotidol	Tremátodos gástricos, biliares y nasales,	Anorexia y respuestas lentas,	oral	Buena	20mg/Kg

Según Sweeney (1975), los antibióticos más recomendables (tomando en cuenta previas investigaciones sobre la absorción y expresión de varias formas) para los delfines (Tursiops truncatus) son las que a continuación se enlistan:

<u>ANTIBIOTICO</u>	<u>ADMINISTRACION</u>	<u>DOSIS</u>
Penicilina	Intramuscular	8,800 U.I./Kg/día
Tetraciclina	oral	88 mg / Kg. cada 4 h.
Cloranfenicol	oral	22 mg / Kg. cada 12 h.
Doxiciclina	oral	22 mg / Kg. cada 12 h.
Gentamicina	intramuscular	5 mg / Kg. cada 12 h.

Sin embargo, se ha indicado que la absorción de la tetraciclina es menor en esta especie. (Gilmartin, Gunnels y Sweeney, 1977). Después de la alimentación se presenta una marcada diuresis por lo que gran parte de los antibióticos se eliminan. Se recomienda considerar el consumo de alimentos para determinar las dosis y los horarios de administración de estos medicamentos.

#### 5.2.2. Administración de medicamentos.

Muchos de los medicamentos prescritos para cetáceos son los mismos para otros mamíferos incluyendo al ser humano. En el caso de desconocer las dosis se usa como referencia las que corresponden a los caninos. Las excepciones más sobresalientes incluyen los tranquilizantes, anestésicos y analgésicos.

Cuando el cetáceo continúa con su alimentación normal, se pueden administrar píldoras y cápsulas colocándolas en la cavidad abdominal del pescado. Si el animal presenta anorexia, los medicamentos se incorporan a través de una inyección. En algunas ocasiones los antibióticos se administran por vía intratraqueal, esto ofrece la posibilidad de tratar una infección a través de la aplicación directa de un medicamento efectivo. Para la inyección se utiliza una aguja de 7.5 cm. de largo (18 gauge), que se coloca en la tráquea inmediatamente atrás de la laringe. El medicamento se diluye pre-

viamente a su aplicación. Sweeney y Ridgway (1975), han registrado la absorción de gentamicina y cefalosporidina administrada intratraquealmente en cantidades de 0.5 ml/Kg y 0.7 ml/Kg respectivamente, reportando una absorción rápida del epitelio respiratorio y su ingreso a la vía sanguínea. Por lo que se deduce que se pueden aplicar concentraciones altas de antibióticos localmente sin afectar el resto del cuerpo. "Dentro de las drogas inyectadas intramuscularmente, sin reacciones posteriores están los antibióticos, las vitaminas, y los esteroides" (Miller y Ridgway (1963).

Las inyecciones intramusculares se pueden aplicar en las masas musculosas cercanas al cráneo, en ambos lados de la aleta dorsal, o en el músculo abdominal rectal de la pared ventral del cuerpo. Se requiere una aguja de 3.5 cm. de largo (18 ó 20 gauge), en cetáceos grandes (mayores de 180 Kg se requiere una aguja de 5.0 cm. de largo con el objeto de penetrar a través del tejido graso. Las inyecciones intravenosas se pueden aplicar en venas periféricas, teniendo especial cuidado en aplicar una inyección extravasosa ya que una aplicación de varias en el mismo lugar tiende a afectar las venas y hasta provocar necrosis extravascular en los tejidos adjuntos.

Los fluidos pueden administrarse por vía intravenosa, en venas periféricas por medio de un catéter que se introduce en la vena braquicefálica o intraperitonealmente. Los piquetes de las inyecciones, en muchas ocasiones, llegan a afectar arterias que pueden ejercer suficiente presión para detener el flujo adecuado del líquido. Además, las venas periféricas tienden a contraerse después de un período corto de la aplicación, pudiendo afectar o reducir el flujo del medicamento. Miller y Ridgway, (1963), recomienda la aplicación de inyecciones en la parte posterior de la aleta dorsal, evitando la aplicación en las masas musculares de la aleta caudal, debido a que se ha detectado una dificultad en la natación posterior a las inyecciones de penicilina; se piensa que la acción de la penicilina interfiere con la capacidad de natación y su efecto puede durar sólo algunos minutos.

El catéter braquiocefálico se puede usar en la aplicación de líquidos, especialmente sangre; a pesar de que es lento, se recomienda el uso de catéter largo. En la administración de fluidos se utiliza una aguja de 12.5 cm. (de 14 a 18 gauge), que se inserta precisamente en la cavidad peritoneal.

Se pueden administrar cantidades de hasta 4 litros/h. en promedio para un delfín (Tursiops truncatus) de 140 Kg de peso obteniéndose una absorción rápida (Sweeney y Ridgway, 1965).

### 5.2.3. Uso de anestésicos

La respiración de los cetáceos no está regulada por el sistema nervioso autónomo como sucede en los humanos, por lo tanto, el uso de anestesia puede provocar rápidamente la sofocación. Ridgway (1965), recomienda el uso de depresores que actúen sobre el sistema nervioso central, los cuales no se aplican a menos que se provea un buen método para mantener una respiración artificial. El mismo autor describe el uso de anestesia en delfines (Tursiops truncatus) bajo condiciones de alta cirugía, aplicando el compuesto halotano; este fué administrado por un vaporizador. Las ventajas de su uso son básicamente: una inducción rápida, mayor profundidad de anestesia (en comparación con el óxido nitroso) y una respiración rápida.

Ridgway y McCormick (1967), en un estudio comparativo, donde se aplicó óxido nitroso y halotano, en ejemplares de las especies: Lagenorhynchus obliquidens y Tursiops truncatus, indican que el uso de ( $N_2O$ ) óxido nitroso es inadecuado para la cirugía en delfines. Asimismo, demuestran que el halotano es un anestésico adecuado.

Se encontró que no existe evidencia experimental para probar la ausencia o presencia de amnesia después de la administración de óxido nitroso, en virtud de que los reflejos tomados como parámetro, continuaban presentándose hasta concentraciones de 80% y 90% de ( $N_2O$ ). Al explorar el uso de halotano que es considerado como un anestésico más potente se encontró otra ventaja; al hacerse más extensiva la supervisión de los efectos fisiológicos de respuesta. La temperatura rectal se efectúa por medio de un teletermómetro (termistor) insertado 20.0 cm. en el cuerpo y se mantiene tranquilo al animal con aplicación de sodio de tiopental en cantidades de 10.0 mg/Kg de peso corporal inyectado en las venas de la aleta caudal.

El indicador más confiable para registrar la profundidad de la anestesia

es el movimiento de la aleta caudal (Ridgway y McCormick, 1967). Cuando los movimientos desaparecen el delfín está suficientemente anestesiado para iniciar la cirugía. El halotano se ha utilizado como anestésico en cirugías abdominales, quistes, ovarioesterotomías, orquidectomía, etc., observándose una recuperación rápida y sin consecuencias.

### RECOMENDACIONES

Las ventajas que pueden aprovecharse del estudio de cetáceos en cautiverio, no deben de pasarse por alto.

Debido a que hasta el momento, en México, no existe reglamentación para el manejo, cuidado, tratamiento y transporte de delfines y a que tampoco existe Institución que otorgue licencias para la operación de delfinarios y supervise los requisitos mínimos de mantenimiento en cautiverio, se recomienda elaborar un reglamento que incluya en general a los mamíferos marinos. El propósito de delimitar las normas, debe dejar claramente establecido que el objetivo es asegurar el bienestar de los mamíferos marinos durante su mantenimiento tanto en centros de investigación como para exhibición pública.

Las decisiones efectivas para la protección y conservación de los delfines, deben estar basadas en todos los aspectos de su biología, pero muy especialmente entendiendo las características particulares de las especies.

Los cetáceos en condiciones de cautiverio deben de mantenerse dentro de sus necesidades esenciales con respecto a calidad del agua, alimentación y características de las instalaciones con el fin de conservarlos con buena salud.

Con respecto a la salud de los ejemplares la prevención es fundamental; sin embargo, hay una relación directa entre las condiciones del medio y la posibilidad de enfermedades. Si no se cuenta con una calidad del agua dentro de los parámetros mínimos habrá enfermedades; en el caso de una alimentación inadecuada se puede provocar debilitamiento, pérdida de peso y la propensión a presentar cuadros que pueden ser peligrosos para la salud del ejemplar.

Las enfermedades, de preferencia deben detectarse con anticipación haciendo una observación diaria con objeto de regular las circunstancias que afectan a los animales.

LITERATURA CITADA

- Andersen, S. 1976. The taming and training of the harbor porpoise Phocoena phocoena. Cetology, 24:1-9.
- Anderson, S. y K. Jones. 1967. Recent Mammals of The World. ed. The Ronald Press Company: 453.
- Anónimo. 1973. Turcia: El Delfín Mascota de Veracruz. Revista Técnica Pesquera No.63: 8.
- Asper, E.D. 1975. Techniques of live capture of smaller cetacea. J. Fish..Res. Board. Can., 32:1191-1196.
- Castañares, E.J. 1982. Mantenimiento de la Calidad del Agua en Cultivos de Organismos Marinos en Sistemas Cerrados. Tesis de Licenciatura en Biología. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Coffey, D.J. 1977. Whales and Porpoises. An Encyclopedia of Sea Mammals. ed. Collier Books, Nueva York: 33-56.
- Cornell, L.H. y J.E. Antrim. 1977. Live Stranding of common dolphins, Delphinus delphis, in San Diego California. En: Proceedings (abstracts) of the Second Conference on the Biology of Marine Mammals. San Diego California, 12-15 Diciembre: 7.
- De Percier, D. 1983. Comunicación personal. Marine Animal Productions. CICI. Acapulco, Guerrero, México.
- Defran R.H. y K. Pryor. 1980. The Behaviour and Training of Cetaceans in Captivity. En: Cetacean Behaviour: Mechanisms and Processes. ed. Louis Herman. John Wiley & Sons: 319-362.
- Dudok van Heel, W.H. 1972. Transport of dolphins. Aquatic Mammals. 1, (1): 1-32.
- Geraci, J. R. 1972. Hiponatremia and the need for dietary salt supplementation in captive pinnipeds. Journal American Veterinary Medical Association. 161, (6): 618-623.
- Geraci, J.R. 1972. Experimental thiamine deficiency in captive harp seals Phoca groenlandicus, induced by eating herring - Clupea harengus and smelt Osmerus mordax. Canad. J.Zool, 50 (2): 179-195.
- Geraci, J. R. 1982. Marine Mammal nutrition and nutritional disorders. Wildlife Disease Section. Department of Pathology. Ontario University of Guelph, Guelph, Ontario. Can. : 1-5.
- Gilmartin, W. G.; J. F. Allen y S. H. Ridgway, 1971. Vaccination of porpoises (Tursiops truncatus) against (Erysipelothrix rhusiopathiae) infection. J. Wild. Dis, 7:292-295.
- Gilmartin, W.G.; R.D. Gunnels y J.C.Sweeney.1977. Antibiotic therapy in the bottle nosed dolphin, Tursiops truncatus. En: Proceedings (abstracts) of the Second Conference on the Biology of Marine Mammals, 12-15 Diciembre: 80.

- Guyton, A.C. 1977. *Tratado de Fisiología Humana*. ed. Interamericana. 2a. ed. Barcelona, España: 894 pp.
- Harrison, R.J. y J.E. King. 1980. *Marine Mammals*. 2a. ed. Hutchinson & Co. Londres, Reino Unido: 192.
- Hussain, F. 1973. Whatever happened to dolphins? *New. Sci.*, 57: 182-184.
- Kanwisher, J.W. y S.H. Ridgway. 1903. The Physiological Ecology of Whales and Porpoises. *Sci. Am.* vol 248 (6): 102-111.
- Lawlor, T.E. 1976. *Handbook to the Orders and Families of Living Mammals*. ed. Med River Press: 244.
- Leatherwood, S. 1976. Some Observations of Feeding Behaviour of bottle-nosed dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Northern gulf of Mexico and (*Tursiops* sp; *Tursiops gilli*) off Southern California, Baja California and Nayarit, México. *Mar. Fish. Rev.* 37, (9): 10-16.
- Leibovitz, L. 1980. Establishing and Maintaining a Healthy Aquatic Environment. *Journal American Veterinary Medical Association*, 176, (11): 1234-1238.
- Lilly, J.C. 1970. *Man and Dolphin*. ed. Pyramid Books. Nueva York: 191.
- Manton, V.J.A. 1974. Vitamin Requirements of Dolphins. *Environment Association. Aquatic Mammals*, Kölmardens, Suecia. 23-24 Septiembre: 1-4.
- Marine Mammal Commission. 1976. *Marine Mammal Names*. Washington, D. C. Estados Unidos de Norteamérica.
- Marine Mammal Protection Act. 1972. Public Law 92-522, 92avo. Congreso H.R. 10420. Estados Unidos de Norteamérica.
- Matthews, L.H. 1978. *Cetology From its Beginnings to 1945*. En: *The Natural History of the Whale*. ed. Columbia University Press, Nueva York: 1-98.
- Miller, R.M. y S.H. Ridgway. 1978. Clinical Experiences with Dolphins and Whales. *Small Animal Clinician.*, 3,(4): 189-193.
- Myers, W. A. y N. A. Overstrom. 1978. The role of daily observation in the husbandry of captive dolphins (*Tursiops truncatus*). *Cetology*, 29: 1-7.
- Norris, K.S. 1974. *The Porpoise Watcher*. ed. Norton, Nueva York: 250 pp.
- Norris, K.S. 1978. *Marine Mammals and Man*. En: *Wildlife and America*. U.S. Government Printing Office, Washinton, D.C. ed. Brokaw: 320-338.
- Norris, K. S. y R. Gentry. 1974. Capture and Harnessing of Young California Gray Whale, *Eschrichtius robustus*. M. F.R. paper 1059 *Marine Fisheries Review*, 36 (4): 58-65.
- Norris, K.S. y T.P. Dohl. En impresión. The Structure and Functions of Cetacean Schools. En: *The Behaviour of Marine Mammals*. ed. L. Herman. Wiley Interscience.

Norris, K. S. y T.P. Dohl. 1980. Behaviour of the Hawaiian Spinner Dolphin Stenella longirostris, Fishery Bulletin., 77 (4): 821-849.

Palmer, E. y G. Weddel. 1964. The Relationship Between Structure, Innervation and Function of the Skin of the Bottle Nose Dolphin (Tursiops truncatus). Zoological Society of London. Vol. 143 (4): 553-566.

Plessis, Y. B. 1964. Marine Aquarium Procedures and Techniques. Seawater Systems for Experimental Aquariums. Research Report. Fish and Wildlife Service. 63:56-68.

Puente, A. G. y D.A. Dewsbury. 1976. Courtship and Copulatory Behaviour of Bottle Nosed Dolphins (Tursiops truncatus). Cetology, 21: 1-9.

Rice, D. W. 1967. Cetaceans. En: Recent Mammals of the World. Capítulo 15 (Anderson, S. y J.K. Jones). Nueva York. ed. Ronald Press Company: 453.

Ridgway, S.H. 1966. Dall Porpoise, Phocoenoides dalli, (True): Observations in Captivity and at Sea. Norsk Hvalfangst-tid. 55 (5): 97-110.

Ridgway, S.H. 1972. Homeostasis in the Aquatic Environment. En: Mammals of the Sea: Biology and Medicine. ed. S.H. Ridgway. pub, Charles C. Thomas Springfield, Illinois.: 590-747.

Ridgway, S.H. y J. C. McCormick. 1967. Anesthetization of Porpoises for Major Surgery. Science. 158, (3800): 510-512.

Schmidt-Nielsen, K. 1976. Fisiología Animal. ed Omega. Barcelona España: 499.

Simpson, F.; F.G. Wood y F. Young. 1958. Cutaneous Lesions on Porpoise with erysipelas. Journal American Veterinary Medical Association. 133 (11): 558-560.

Spotte, S. 1979. Seawater Aquariums: The Captive Environment. John & Sons Nueva York: 413.

Spotte, S. y G. Adams. 1979. Increase of Total Organic Carbon (TOC) in Saline Closed Systems, Marine Mammal Pool. Cetology, (32): 1-7.

Spotte, S; L. Dunn.; L. Kezer, F. Hard. 1978. Notes on the Care of Beach Stranded Harbor Porpoise (Phocoena phocoena). Cetology, (32): 1-5.

Spotte, S.; C. Radcliffe. y L. Dunn. 1979. Notes on Comerson's Dolphin (Cephalorhynchus commersonii) in Captivity. Cetology, (35): 1-8.

Sweeney, J. 1978. Medical Care and General Husbandry Practices. International Marine Animal Trainers Association (abstracts). Redwood City, California: 8-11.

Sweeney, J. y S. H. Ridgway. 1975. Procedures for the Clinical Management of Small Cetaceans. Journal American Veterinary Medical Association., 167 (7): 540-545.

- Taylor, C.K. y G. Saayman. 1973. Techniques for the Capture and Maintenance of Dolphins in South Africa. J. Sth. Afr. Wild. Ass. 3 (2): 89-94.
- Van den Berg, W. 1969. Le Delphinarium. Zoo. 34 anee (4):2-13.
- Van Dyke, D. y S. H. Ridgway, 1975. Diets for Marine Mammals. C.R.C. Handbook Series in Nutrition and Food, Section G; Diets, Culture Media, Food Supplements: 595-598.
- Walker, W. A. 195. Review of the Life Capture Fishery of Smaller Cetaceans Taken in the Southern California Waters for Public Display, 1966-1973. J. Fish. Res. Board. Can., (32): 1197-1211.
- Wilkie, W. D.; B. Bell. y V. S. Coles. 1966. A Method of Dolphin Transport and its Physiological Evolution. Aquarium Symposium, Annual Meeting of the American Society of Ichthyologist and Herpetologist. Miami, Fla. Husbandry and Zoos: 198-202.
- Würsig, B. 1979. Delfines. Investigación y ciencia. Edición en español de Scientific American (32): 82-91.
- Wyman, J. 1853. Description of a White Fish or White Whale (Beluga borealis Less); J. Boston. Nat. Hist. Soc. (7): 603-612.
- Young, J. Z. 1977. La Vida de los Vertebrados. ed. Omega. Barcelona, España: 659.
- Zúñiga, M. L. 1977. Estudio anatómo-fisiológico y etológico de Tursiops truncatus. Tesis de Licenciatura en Biología. Universidad Nacional Autónoma de México.

## AGRADECIMIENTOS

DESEO EXPRESAR MI PARTICULAR AGRADECIMIENTO AL BIÓLOGO ERIC JOHN CASTAÑARES MADDOX, POR SUS VALIOSAS RECOMENDACIONES Y CONSTANTE APOYO PARA LA ELABORACIÓN DE ESTE TRABAJO; A DAWN DE PERCIER POR LA APORTACIÓN DE IMPORTANTES COMENTARIOS Y ARTÍCULOS BÁSICOS; A LA BIÓLOGA GENOVEVA VILLALOBOS CONTRERAS POR LA REVISIÓN DEL ESTILO Y REDACCIÓN, ASÍ COMO SU APOYO DURANTE EL DESARROLLO DEL MISMO; A JOSÉ LUIS HERNÁNDEZ ESPÍNOLA POR LA ELABORACIÓN DE LAS ILUSTRACIONES.

A LA M. EN C. LOURDES ZÚÑIGA TELLEZ POR SU COLABORACIÓN Y SUGERENCIAS, A LOS SINODALES: DOCTOR JOSÉ RAMÍREZ PULIDO, M. EN C. RENÉ HERNÁNDEZ RIVERA, BIÓLOGO JAIME SAAVEDRA SOLÁ, BIÓLOGO LAURO LÓPEZ MATA.

CON LA ESPERANZA DE NO OMITIR INVOLUNTARIAMENTE ALGÚN RECONOCIMIENTO DE GRATITUD PARA LOS MÚLTIPLES COLABORADORES, DESEO EXPRESAR MI MAS ALTA ESTIMACIÓN A TODOS ELLOS.