



242
24

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA**

**ANESTESICOS EN MAMIFEROS MARINOS:
ESTUDIO RECAPITULATIVO.**

T E S I S :
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
P R E S E N T A
CONCEPCION VALENZUELA E.

ASESOR: M.V.Z. SERGIO CARRASCO MEZA.

México, D.F.

1990

**TESIS CON
FANLA DE ORIGEN**



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

	Págs.
Resumen	1
Introducción.....	2
Procedimiento.....	10
Clasificación y resumen de la información.....	12
Análisis de la información.....	30
Discusión.....	47
Literatura citada.....	52
Apéndices.....	62

Resumen.

VALENZUELA ENRIQUEZ CONCEPCION "ANESTESICOS EN MAMIFEROS MARINOS: ESTUDIO RECAPITULATIVO". Asesor: MVZ. CARRASCO MEZA SERGIO.

Se llevó a cabo el estudio recapitulativo de la información que, sobre la utilización de anestésicos en mamíferos marinos ha sido publicada en un período comprendido entre los años 1965 a 1990. La información se clasificó con base en el método de administración. Se elaboró un resumen de dicha información que incluye el nombre del producto, especie de mamífero marino en que se recomienda su utilización, dosis, vía de administración, tiempo de inducción, tiempo de anestesia, tiempo de recuperación y el objetivo de la aplicación. Posteriormente se realizó el análisis de la información obtenida.

INTRODUCCION:

En el planeta existen una gran variedad de mamíferos entre los cuales se encuentran los denominados mamíferos marinos quienes al igual que los mamíferos terrestres son vertebrados de sangre caliente, respiración pulmonar y amamantan a sus crías(30).

Dentro de los mamíferos marinos se encuentran tres grandes grupos que son: cetáceos (orden: CETACEA), pinnípedos (orden: PINNIPEDIA) y sirénidos o vacas marinas (orden: SIRENIA). Cada uno de estos grupos presentan sus propias características que los van a diferenciar entre ellos (5,10).

"Clasificación general de los mamíferos marinos"(2,5,6, 10, 30, 32).

ORDEN	SUBORDEN	FAMILIA	GENERO
CETACEA	MYSTICETI	BALENIDAE	Eubalaena, Neobalaena, Balaena
		BALAENOPTERA	Sibbaldus, Megaptera, Balacnoptera
		ESCHRICHTIIDAE	Eschrichtius
	ODONTOCETI	PLATANISTIDAE	Stenodelphis, Lipotes Inia, Platanista
		ZIPHIDAE	Hyperoodon, Berardius,
			Tasmacetus, Ziphius, Mesoplodon

"Clasificación general.. (Continuación).

ORDEN	SUBORDEN	FAMILIA	GENERO
CETACEA	ODONTOCETI	PHYSETERIDAE	Kogia, Physeter
		PHOCAENIDAE	Neophocaena Phocaena
		MONODONTIDAE	Monodon, Delphinapterus
		DELPHINIDAE	Lissodelphis, Glohicephala Orcaella, Pseudorca Orcinus, Cephalorhynchus Legenorhynchus, Tursiops Grampus, Delphinus, Stenella. Prodelphinus, Setalia.

ORDEN	FAMILIA	SUBFAMILIA	GENERO
PINNIPEDIA	OTARIIDAE	Otarinos	Otaria, Eumatopias, Neophoca, Zalophus, Phocarcetos.
		Arctocefalinos	Arctocephalus, Callorhinus.
		ODOBENIDAE	Odobenus.
		PHOCIDAE	Focinos
	Lobodontinos		Lobodon, Hydrurga, Ommatophoca, Leptonychotes.
	Monaquidos		Monachus.

"Clasificación general... (Continuación).

		Cystophora,
	Cistoforinos	}
		Mirounga.
		Trichechus
SIRENIA	TRICHECHIDAE	
	DUGONGIDAE	Dugong.

En la práctica veterinaria el manejo de los animales - - constituye un aspecto de especial importancia y los mamíferos marinos no son la excepción, también requieren de la realización de diversas maniobras como son: muestreo, transporte y - cirugía. Esto para la realización de investigaciones, que han despertado el interés de muchos científicos, sobre todo la investigación de la fisiología de estos animales durante sus inersiones, audición y visión debajo del agua, así como su utilización en experimentos para determinar como pueden ser usados para ayudar al hombre en los trabajos científicos realizados en el mar (34,55). Por otra parte, su inteligencia, facilidad de aprendizaje, agilidad y adaptabilidad al contacto -- con el hombre, han hecho que estos animales sean conocidos en todas las partes del mundo, debido a sus acrobacias en cir- -cos, zoológicos, acuarios y parques de diversiones (53,55). - También se han utilizado para la localización de bancos de peces de valor comercial elevado(1). El interés en conocer más a fondo el comportamiento, anatomía y fisiología de los mamíferos marinos radica, principalmente, en la preocupación del peligro que corren algunas especies que actualmente se encuentran en vías de extinción, por tal motivo la formación de organizaciones protectoras de mamíferos marinos, no solo se encargan de proteger las especies en extinción, sino además del cuidado de animales dañados directa o indirectamente por el - hombre (24,53).

Para la manipulación de los animales libres o en cautiverio, la sujeción es el primer problema que se encara en la clínica para llevar a cabo la inspección, tratamiento y transporte de los mamíferos marinos, ya que existen algunas especies (pinnípedos) que tienen dientes largos y agudos, quijadas fuertes y un cuerpo flexible que dificultan su sujeción, además que no es raro que muerdan y no teniendo un adecuado método de contención, su manipulación puede ser más perjudicial que benéfica ya que pueden ser lastimados, además existen otros mamíferos como los cetáceos y sirénidos que para realizar su manipulación requieren ser sacados de su medio ambiente natural, pues son animales totalmente acuáticos, no así los pinnípedos que pueden estar por algún tiempo en tierra(55). Por tal motivo se requiere un estado de inmovilización o sedación, dependiendo del tipo de maniobra a realizar. Para ello se requieren estén anestesiados, para disminuir el forcejeo y producir la relajación (40).

Al realizar la tranquilización o la anestesia hay que tomar en cuenta algunas consideraciones anatómicas y fisiológicas debido a que existen algunas modificaciones importantes de los sistemas respiratorio y cardiovascular en comparación con los mamíferos terrestres (31).

En el orden de los pinnípedos y sirénidos los orificios nasales están equipados con un esfínter el cual se cierra pa-

ra prevenir la entrada del agua en el tracto respiratorio durante las profundas zambullidas. Las focas y leones marinos - pueden adoptar diferentes profundidades respiratorias (volumenes de reserva inspiratoria), la respiración puede realizarse con intervalos de 5-20 minutos durante las inmersiones, cuando por fin respiran la inhalación de aire es enorme y muy rápida, este patrón es normal durante el sueño y bajo anestesia profunda, pero no es una medida precisa de la profundidad de la anestesia (40).

El sistema cardiovascular está tan bien adaptado que - - cuando el animal bucea o es amedrentado la sangre es detenida en el interior de una serie de senos venosos hasta que la respiración es tomada. Entonces retorna al corazón y si contiene una alta concentración de cualquier anestésico repentinamente puede ser bombeado a el SNC(31,40,52).

Los cetáceos respiran a través del orificio nasal modificado denominado espiráculo que se localiza en el dorso de la cabeza, se cierra mediante un tapón nasal muscular de la frente, un septo divide la nariz por 10 a 12 centímetros, después de lo cual pasan a ser un pasaje único por encima de la glottis. La laringe forma un tubo ariepiglótico dando con esto -- una salida directa desde la nariz interna hasta los pulmones, permitiendo de este modo respirar sólo por medio del orificio nasal (1,31).

Los pulmones están constituidos en gran parte por tejido elástico, lo cual facilita su rápida ventilación.

El oxígeno llega a los tejidos en cantidades bien dosificadas, es de destacar que el oxígeno combinado con la hemoglobina de la sangre y la mioglobina de los músculos oscila entre el 80 y 90% del total utilizable durante las largas inmersiones que pueden durar hasta 20 minutos. Por otra parte los músculos tienen una excepcional capacidad de almacenamiento de oxígeno y el centro respiratorio es relativamente insensible a la acumulación de anhídrido carbónico (5,34,35).

Con base en todas las consideraciones mencionadas se han realizado varios trabajos acerca de la tranquilización y de los anestésicos que pueden ser empleados eficazmente en los mamíferos marinos, así como las vías de administración de los anestésicos: oral, intramuscular, endovenosa, subcutánea e inhalada, además de las técnicas que se deben de emplear cuando se realiza la anestesia inhalada, las reacciones de algunas de las especies de mamíferos marinos a la aplicación de un anestésico o tranquilizante solo o a la combinación de éstos (22, 24,40, 55, 58, 60).

Se han descrito 9 reflejos que pueden ser observados para determinar el nivel de la anestesia en los delfines y marsopas (40) que incluyen:

- 1) Contracción del párpado al tocar el canto interno del ojo.
- 2) Contracción de los músculos oculares cuando se toca - la córnea.
- 3) Contracción de los músculos de la garganta cuando se inserta la mano en la farínge.
- 4) Retracción de la lengua cuando se tira de ella.
- 5) Movimiento reflejo del cuerpo cuando se distiende el ano.
- 6) Movimientos natatorios de la cola.
- 7) Movimientos de las aletas pectorales como respuesta - al rasquido o piquete con un alfiler en la región pec - toral o axilar.
- 8) Movimientos del orificio nasal al insertar un dedo en la nariz o sacos vestibulares.
- 9) Movimientos vaginales o peneanos cuando el prepucio o la vagina son distendidos al insertar los dedos o un instrumento.

La pérdida de los movimientos de la natación de la aleta caudal es un indicador del estado de anestesia quirúrgica y - se presenta después de la pérdida de los reflejos corneal y - palpebral que son muy marcados, por lo cual el reflejo natato - rio se considera el mejor criterio para valorar la profundi - dad de la anestesia (40).

En 1978, se publicó una recopilación de anestésicos en animales acuáticos entre los cuales incluyen a los mamíferos marinos (24), desde entonces no se ha llevado otra recopilación de la información existente sobre dicho tema.

En varias partes del mundo se realizan continuamente investigaciones al respecto, por lo cual se considera necesario conocer, clasificar y analizar los trabajos que sobre anestésicos y tranquilizantes se realizan a nivel mundial, así como sus efectos, ventajas y desventajas, para poder elegir el producto adecuado para cada especie.

OBJETIVO:

Recopilar, clasificar y analizar la información sobre la utilización de anestésicos y tranquilizantes que se ha publicado en mamíferos marinos desde 1965-1990.

PROCEDIMIENTOS:

La realización de este trabajo constó de las siguientes etapas:

- 1) Obtención de la información.

La información se obtuvo a través de la revisión de las siguientes publicaciones.

Aquatic Science and Fisheries Abstracts.

Oceanic Abstracts.

Index Veterinarius.

Además de la consulta en libros.

2) Clasificación de la información.

La información recopilada se clasificó de acuerdo a los siguientes temas.

Tipo de método: Físico

Químico.

Vía de administración: Endovenosa.

Inhalada.

Intramuscular.

Oral.

Subcutánea.

3) Resumen de la información.

Se elaboró el resumen de la información de los diferentes productos, el nombre del producto, especie en que se ha empleado, dosis, vía de administración y su utilización.

4) Análisis de la información.

Se realizó el análisis y discusión de la información estableciendo comparaciones de las características, ventajas y restricciones entre los diferentes productos utilizados.

Clasificación y Resumen de la información.

Con base en la información obtenida se presenta en el -- Cuadro 1 la clasificación y el resumen de los métodos y pro-- ductos utilizados para provocar inmovilización, sedación y -- anestesia en mamíferos marinos, que presenta: nombre del pro-- ducto, especie en la que se ha utilizado, dosis, vía de admi-- nistración, tiempos de inducción, anestesia y recuperación, - objetivo de la aplicación y la referencia bibliográfica de la cual se obtuvo. En el Cuadro 2 se presentan los preanestési-- cos y antagonistas utilizados para la aplicación de anestési-- cos en mamíferos marinos.

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION.

F I S I C O S

Método de Contención	Orden o Suborden	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Cinturones y correas acolchonadas	Odontocetos						Inmovilización	64
Contención manual	Pinnípedos de menos de 25Kg P.C.						Inmovilización	52
Jaula de contención	Otáridos						Inmovilización	55
Redes	Odontocetos Pinnípedos						Inmovilización captura	52 61
Saco con 4 cuerdas anexas	Fócidos						Marcar, medir y examinar	61

T.I. = Tiempo de inducción
T.A. = Tiempo de anestesia
T.R. = Tiempo de recuperación

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Q U I M I C O S

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Clorodiacepóxido	Pinnípedos	7 mg/Kg	oral				tranquilizante	48
Clorodiacepóxido	<u>Tursiops truncatus</u> <u>Globicephala scammoni</u>	0.5 mg/lb	I.M.				calmante	52
	<u>Tursiops truncatus</u>	0.5 mg/Kg	I.M.					48
	<u>Zalophus californianus</u>	1 mg/lb	I.M.				tranquilizante	64
Diazepán	Focas y delfines	7.5 mg.	I.V.		30'		examinación	27
	<u>Halichoerus grypus</u>	0.1mg/Kg	I.V.		5-10'		Gastroscopia fibroscópica	25
	<u>Tursiops truncatus</u>	0.2 mg/Kg	I.M.				sedación	48
	Pinnípedos	0.1-0.2 mg/Kg	oral				sedación	48

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del Producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Etorfina + Diazepán	<u>Enhydra lutris</u>	.01-.07 mg/Kg 0.04-.11 mg/Kg	I.M.	3-20'	13-75'	8' *	anestesia	70
Etorfina + acepromacina	<u>Enhydra lutris</u>	0.01mg/Kg	I.M.	15'	47'	7'		70
Immobilon	<u>Halichoerus grypus</u>	.012-.015 mg/Kg	I.M.	14'	47'		captura de focas en etapa de lactancia	47
	<u>Enhydra lutris</u>	0.001mg/Kg	I.M.	18'	47'	6' *	revisión de cavidad oral	33
Fenciclidina	<u>Leptonychotes weddelli</u>	0.5mg/Kg	I.M.		9 hr	18'	inmovilización	17
Feniciclidina + propiopromacina	<u>Zalophus californianus</u>	2mg/Kg 4mg/Kg	I.M.		20'		inmovilización	58

*T.R. posterior a la aplicación del antagonista (diprenorfina).

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Fenciclidina + propiopromacina	<u>Phoca vitulina</u> <u>Mirounga angustirostris</u>	0.05 mg/Kg	I.M.		15-20'			29
	<u>Leptonychotes weddelli</u>	0.025mg/Kg	I.M.					
Fenciclidina + acepromacina	<u>Odobenus rosmarus</u>	0.2-0.3 mg/Kg 1.0-1.5 mg/Kg	I.M.		40-60'		inmovilización	12
Fentanilo	<u>Arctocephalus pussillus</u>	1.7-4.0mg	I.M.		13'a 2 1/2 hrs.			11
	<u>Halichoerus grypus</u>	9.92 µg/Kg 1a. etapa crianza 10.22 µg/Kg 2a. etapa crianza	I.M.		6-50' 10-45'			3

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Fentanilo	<u>Enhydra lutris</u>	0.0024 - 0.036mg/Kg	I.M.	7-23	28-47'	2-7'	anestesia	70
	<u>Cystophora cristata</u>	0.2-0.4mg/Kg	I.M.		7'21'		inmovilización	28
		0.2-0.6 mg/Kg	I.M.				inmovilización	47
Halotane	<u>Enhydra lutris</u>	5% inducción 2% mantenimiento con 1l/min. O ₂	Inhalada	3-8'		4 1/2 min.	anestesia	70
	<u>Zalophus californianus</u>	5% ind., 6l 1/min. 1-1.5% mant.	Inhalada	5'	3 1/2 hrs.		Prolapso uterino, ovariohisterectomía	49
		10% ind. 0.75-1.5% mant.	Inhalada	5-20'			Devocalización examen de cavidad oral. anestesia	15 43 54

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Halotane		1.5% en O 2.5% en O2 3.5% en O	Inhalada	30' 15' 5'15"			Inducción de la anestesia, para la intubación	24 54 60
	<u>Tursiops truncatus</u> <u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	5% en 6 l/min. ind 1-1.5% mant	Inhalada	9-12'		10-45'	Anestesia quirúrgica	40 54 60
	<u>Phoca vitulina</u>	1% mant.	Inhalada			9 1/2 hrs.	anestesia	59
Ketamina	<u>Arctocephalus pusillus</u>	7.3-7.8 mg/Kg	I.M.					11
	<u>Phoca vitulina</u> <u>Mirounga angustirostris</u> <u>Leptonychotes weddelli</u>	5mg/Kg	I.M.				Inmovilización	29
	<u>Mirounga angustirostris</u>	1.4-6.9 mg/Kg	I.M.	2'15"	23 - 120'		muestreo sanguíneo	4

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Ketamina	<u>Mirounga angustirostris</u>	4.5-11mg/Kg	I.M.					48
	<u>Tursiops truncatus</u>	1.1mg/Kg	I.M.					64
	Fócidos	1-2mg/lb	I.M.				Inmovilización	63
	<u>Pusa hispida</u>	4-6mg/Kg	I.M.	2-10'	50-90'	20-30'	Inmovilización	22
	<u>Zalophus californianus</u>	6-11mg/Kg	I.M.	2-10'	± 75'		anestesia	22
	<u>Phoca groelandica</u>	0.5-7.5 mg/Kg	I.V.	3-60'	3-45'	5-80'	Inmovilización	16 23
	<u>Zalophus californianus</u>	4.5mg/Kg	I.M.				Inducción para la anestesia inhalada	49
	<u>Enhydra lutris</u>	0.89-1.17 mg/Kg	10-15'	60'			sedación	70

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T. I.	T. A.	T. R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Ketamina + Diazepán	<u>Phoca groelandica</u>	2.4-4.2 mg/Kg 0.06-0.09 mg/Kg	I. M.	5-10'	75'		anestesia	23
		1.5mg/Kg 0.05mg/Kg	I. V.	2-15"	75'		anestesia	
	<u>Hydrurga leptonyx</u> *	2.6mg/Kg 0.2mg/Kg	I. M.	5-15'			biopsia	18
	<u>Phoca vitulina</u> *	6mg/Kg 0.2mg/Kg	I. M.	5-15'			Laparatomia, potencializado con N ₂ O	45
	<u>Leptonychotes Weddelli</u> *	2.35-9.02 mg/Kg	I. m.	10-40'	95-160'		evaluación de la dieta	20
	<u>Mirounga leonina</u>	8.2+0.25 mg/Kg 0.04+0.01 mg/Kg	I. M.	5'	30-180'		Inmovilización	19

*se le aplicó atropina como preanestésico

**se le aplicó sulfato de terbutalina como preanestésico.

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la producción	Ref.	
Ketamina + Xilacina	<u>Zalophus wollebaeki</u>	3-5mg/Kg	I.M.	5-10'	40'	25-75'	Inmovilización	66	
		0.3mg/Kg							
	<u>Arctocephalus galapagoensis</u>	3 mg/Kg	I.M.	5-10'		40-167'	Inmovilización	65	
		0.3mg/Kg							
	<u>Halichoerus grypus</u>	3-5mg/Kg	0.5mg/Kg	I.M.	5-10'		30-120'		65
			0.75mg/Kg						
<u>Mirounga leonina</u>	8.71mg/kg	0.96mg/Kg	I.M.	16-02'		13-35'	Inmovilizar en la. etapa de crianza	3	
		0.41mg/Kg							
						3-16'	Inmovilización	19	

* Grado 3 de anestesia (véase apéndice 4).

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE-LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Lidocaína	Odontocetos y Pinnípedos	Solución al 2%	local S.C. I.M.				cirugía menor, biopsia, cateterización de la vena extradural	29 52
Meperidina	<u>Tursiops truncatus</u> <u>Phoca vitulina</u> <u>Mirounga angustirostris</u>	0.11mg/Kg	I.M.	20'	2-3hrs	1 hr.	analgesia y contención	36
	<u>Deslphinus delphis</u> <u>Globicephala macrorhynchus</u> <u>Lagenorhynchus obliquidens</u> <u>Mirounga angustirostris</u> <u>Odobenus rosmarus</u> <u>Orcinus orca</u>	0.23mg/Kg	I.M.	20'	2-3hrs.	1 hr.		

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Meperidina	<u>Pseudorca crassidens</u> <u>Phoca vitulina</u> <u>Tursiops truncatus</u> <u>Zalophus californianus</u>	0.23 mg/Kg	I.M.	20'	2-3hrs.	1 hr.	analgesia y contención	36
	<u>Globicephala macrorhynchus</u> <u>Odobenus rosmarus</u> <u>Orcinus orca</u> <u>Pseudorca crassidens</u> <u>Tursiops truncatus</u> <u>Zalophus californianus</u>	0.45 mg/Kg	I.M.	20'	2-3hrs.			
Meperidina + Diazepán	<u>Enhydra lutris</u>	11-13.2 mg/Kg 0.22-00.55 mg/Kg	I.M.				Sedación	37

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Nicotina	<u>Leptonychotes weddelli</u>	1.7-3.9 mg/Kg	I.M.		63'	1 1/2 a lhrs	inmovilización	17
Oxido nitroso N ₂ O	<u>Phoca vitulina</u>	6 l/min. N ₂ O 3 l/min O ₂ 1-2% mant.	Inhalada		90'	10' con O ₂	Laparatomia	45
	<u>Tursiops truncatus</u> <u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	70% N ₂ O 30% O ₂	Inhalada				anestesia profunda *	24 40 46 50 54 60
Oxido nitroso y Halotane	<u>Phoca groelandica</u>	60% N ₂ O 40% O ₂ 0.75-1.75% de halotane para -- mant.	Inhalada	5-10'	20-50		inducción reducción de fractura del hg mero, colocación de electrodos en cóclea	42

* Grado 5 de anestesia (véase apéndice 4).

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T. I.	T. A.	T. R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Paraldehído	<u>Tursiops truncatus</u>		oral				calmante	40
Succinilcolina	focas <u>Mirounga leonina</u>	2.5mg/Kg	I.M.		30-60'		inmovilización	39
	<u>Leptonychotes weddelli</u>	2.8mg/Kg	I.M.		34'		inmovilización	17
	<u>Tursiops truncatus</u>	1 mg/Kg	I.M.		30-60'		inmovilización	52
Tiamilal + Meperidina	<u>Odobenus rosmarus</u>	0.74mg/Kg	I.V.				extracción del colmillo, absceso dentoalveolar	7
		0.22-0.45 mg/Kg	I.M.					
Tiopental		10 mg/Kg	I.V.	10-25'		1-2 1/2 hrs.	Inducción anestesia profunda*	52
		15' 25mg/Kg	I.V.	10-15'	10-25'	1-2 1/2 hrs.		54 60

* Grado 5 de anestesia (véase apéndice 4).

CUADRO 1.-CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARIOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Tiletamina + Zolazepán (CI-744)	<u>Phoca vitulina</u> <u>Leptonychotes weddelli</u> <u>Mirounga angustirostris</u>	1.5mg/Kg	I.M.	7-9'	40'		inmovilización	29
	<u>Enhydra lutris</u>	1.4-3mg/Kg 9.3 mg/Kg	I.M. I.M.	5-30' 5-30'	45' 6 hrs		anestesia* anestesia*	70
	<u>Mirounga angustirostris</u>	1-2.5mg/Kg	I.M.	5-30'	45'		anestesia	57
CI-744 +propiomacina	<u>Zalophus californianus</u>	1.5mg/Kg 0.14mg/Kg	I.M.		30-50'		anestesia*	11
CI-744 + Ketamina		0.4mg/lb 1.2mg/lg	I.M.					63
Trifluromepacina	<u>Tursiops truncatus</u>	25mg/100 Kg	I.M.				calmante	50

*Grado 5 de anestesia (véase apéndice 4).

CUADRO 1.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION, SEDACION Y ANESTESIA EN MAMIFEROS MARINOS CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIE EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, VIA DE ADMINISTRACION, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION Y OBJETIVO DE LA APLICACION (continuación).

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T.I.	T.A.	T.R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Xilacina + Azaperona	<u>Arctocephalus pussillus</u>	250-350 mg 250-350 mg dosis total	I.M.		20'		Inmovilización marcaje	11
Xilacina + Droperidol		200 mg. 200 mg. dosis total						

CUADRO 2.- PREANESTESICOS Y ANTAGONISTAS UTILIZADOS PARA LA APLICACION DE ANESTESICOS EN MAMIFEROS MARINOS.

Nombre del producto	Nombre de la especie de mamífero marino	Dosis	Vía de administración	T. I.	T. A.	T. R.	Objetivo de la aplicación	Ref.
Atropina		0.6mg/kg	S.C.				Medicación preanestésica	20
		δ 1.95-2 ml. dosis total	I.M.					49 54
Diprenorfina (M-5050)		4-6 veces más que la dosis de etorfina	I.M.			7-8' recuperación de anestesia	antagonista específico de la etorfina	33 70
Doxopram		100 mg/Kg	I.V.				estimular la -- respiración	47 48
Naloxona		0.006mg/Kg	I.M.			7-8'	antagonista de la etorfina y fentanilo	3
		δ 0.4mg c/0.4 mg de fentanilo	I.V.					11
Tolazolina		8mg/Kg	I.M.				antagonista de ketamina-xilacina	13
Terbutalina		0.25mg/20 Kg	I.M.	5'		4 hrs	preanestésico	45
Yohimbina		0.10mg/Kg	I.M.				antagonista para la ketamina xilacina	14

No hay reportes publicados de una anestesia efectiva para el orden: SIRENIA, por lo que es de consideración los productos y recomendaciones que se utilizan en los pinnípedos para ser aplicados en sirénidos o vacas marinas -- (24).

Análisis de la información de los productos y métodos utilizados para provocar inmovilización, sedación o anestesia en mamíferos marinos.

FISICOS

Cinturones y correas acolchonadas

Son utilizados básicamente para sujetar a los animales en mesas y llevar a cabo algún procedimiento clínico (fig. 1 y 2); se deben colocar alrededor de los animales, pero no deben estar muy apretados ya que dificultan la respiración o les producen lesiones en la piel (52, 64).

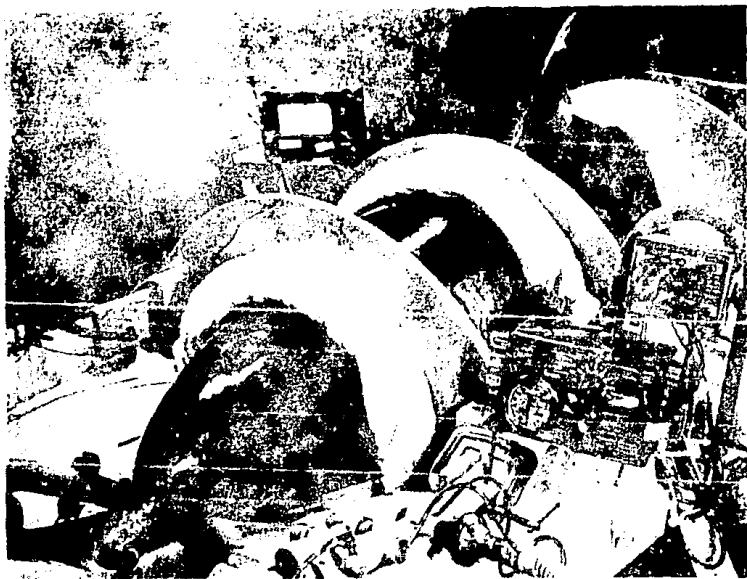


Fig. 1.- Delfín sujetado a una mesa de cirugía con correas acolchonadas.



Fig. 2.- Sujeción de un delfín con cinturones durante la cirugía permitiendo el movimiento de la aleta caudal, re flejo indicador del nivel de anestesia.

Contención manual

Este método de contención debe llevarse a cabo por manejadores experimentados (fig.3) los que deben emplear alguna clase de almohadillas protectoras para no lastimar a los animales (52).



Fig. 3.- Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*), sujetado manualmente para la colocación de un arnés.

Jaula de contención

Es un método muy empleado para la sujeción de otáridos, consistente en una jaula que posee tubos de un material sólido, fuerte y maniobrable como el neopreno, para ajustarlo al cuerpo del animal, la puerta y los costados son de metal desmontables, el piso es una mesa removible que consta de correas para sujetarlos (fig.4).

Estas jaulas se han utilizado para contener, examinar y llevar a cabo en ellas procedimientos clínicos. Para el uso de las jaulas los animales deben estar entrenados para entrar en ellas por su propia voluntad (52,55).

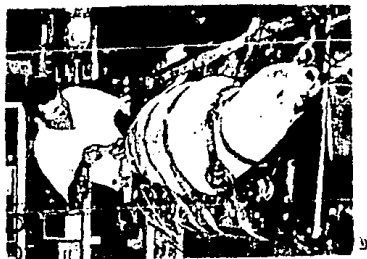
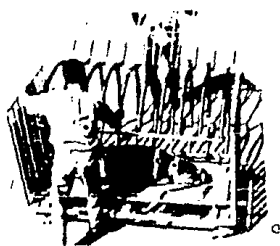
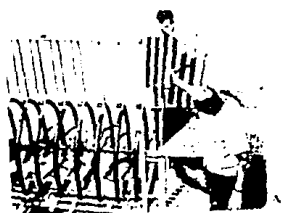


Fig. 4.-A)León marino llevado de una jaula de transportación a una jaula de contención. B)el animal es sujetado hacia abajo, al piso de la jaula. C)Una vez sujetado, se retiran las -barras de la jaula. D)El piso se adapta para permitir la inspección o cirugía.

Redes

Son muy empleadas en la captura e inmovilización de delfines y orcas (Orcinus orca). Se requiere de varias personas para realizar la captura y manipulación de los animales. Se debe tener cuidado de que no se enreden y se ahoguen, por lo que al ser capturados es necesario llevarlos a la superficie para que respiren (52,61).

Saco con 4 cuerdas anexas.

Permite realizar el manejo de focas por un solo hombre, es de utilidad para la captura e inmovilización y se les puede marcar, medir, examinar externamente, etc. Es un método -- eficiente, económico, seguro y el animal es liberado rápidamente sin causarle daño (fig.5).

Para realizar ésta sujeción se debe tener precaución para acercarse a ellos ya que son ágiles y algunas veces agresivos, se debe procurar hacer los amarres correctamente, pero de manera que se puedan quitar fácilmente cuando se desee(61)



Fig. 5.- Foca en libertad manipulada por un solo hombre, mostrando los sitios donde se deben atar las cuerdas al saco.

QUIMICOS

Barbitúricos (Tiamilal y Tiopental)

Se han empleado para la inducción de anestesia y facilitar la intubación en los animales cuando se va a llevar a cabo una cirugía mayor que requiere de anestesia inhalada.

La recuperación, sin embargo, es prolongada y la temperatura corporal desciende considerablemente (52,60) debido a -- que los barbitúricos en general tienen varios efectos en mamíferos marinos como son los siguientes:

- 1) Debido a la dieta elevada en proteínas, los mamíferos marinos excretan una orina ácida. La excreción de los barbitúricos es lenta cuando el pH es más ácido, por lo que se triplica su excreción.
- 2) En algunas especies, la inyección de glucosa (o metabolitos intermedios) incrementan la depresión de los barbitúricos. Los delfines normalmente tienen un alto nivel de glucosa sanguínea (y lactato), por lo cual el efecto de los barbitúricos se incrementa.
- 3) La sensibilidad de los centros medulares al pH y CO_2 es disminuida por los barbitúricos. Los mamíferos marinos tienen disminuida su sensibilidad en éstos centros, por lo que es más profundo el efecto de los barbitúricos.

4) Si son inyectados fuera de la vena ocasionan una inflamación y una necrosis del tejido. Por esta razón son empleados en soluciones del 1 al 2.5% para minimizar daños cuando el animal forcejea y es inyectado fuera de la vena.

5) El laringoespasmó es una complicación primaria en los delfines por su laringe larga y compleja.

6) La depresión de la temperatura corporal es más pronunciada (46,52).

El tiamilal ocasiona una apnea que ocurre en la inducción, en el caso de una depresión respiratoria se puede administrar doxopram para estimular la respiración(7).

Derivados de la benzodiacepina (Clorodiacepóxido y Diazepán).

No causan marcada depresión hipotálmica, ni bloqueo ganglionar o vasodilatación periférica lo que resulta como pérdida de calor (40).

El clorodiacepóxido se ha empleado en el león marino (Zalophus californianus) como calmante y tranquilizante sin efectos colaterales aparentes, también se ha empleado como calmante en el delfín nariz de botella (Tursiops truncatus) y en la ballena piloto (Globicephala scammoni) para resolver problemas de ansiedad y excitación (52). En los leones marinos (Za-

lophus californianus) produce un verdadero efecto ataráxico, pero no en las focas de puerto (Phoca vitulina) (40,63).

El diazepam causa depresión en el SNC, actúa sobre el tálamo y el hipotálamo, disminuyendo el miedo y la ansiedad, -- produce una buena relajación muscular (62), el ritmo cardíaco y respiratorio se mantienen estables, se utiliza como tranquilizante por vía endovenosa en animales débiles debido al mínimo riesgo que presenta (25,27). En focas de puerto (Phoca vitulina) produce un efecto ataráxico pero no en león marino -- (Zalophus californianus) (40,64).

Etorfina.

Derivado alcaloide de la tebaína. Químicamente es el: -- clorhidrato de 6-7-8-14-tetrahidro-metil-propil6,14-endo-etonorpiparina-metanol (62,67). La neuroleptoanalgesia lograda es muy eficaz, provee una rápida inducción, obteniéndose un plano profundo de analgesia, se requieren dosis reducidas del producto y su efecto es rápidamente reversible con una dosis de su antagonista la diprenorfina, administrando una dosis 4 veces mayor a la de etorfina (47,68).

Algunos efectos colaterales son la presencia de convulsiones clónicas y cianosis, produce taquicardia, elevación de la presión sanguínea, depresión respiratoria, disminuye la -- temperatura corporal e inhibe la propulsión del tracto gastro

intestinal, debido a ésto la etorfina después de 2 horas de - la inyección ocasiona una reinmovilización, lo cual provoca - que los animales se ahoguen, por lo que se debe eliminar la - etorfina del organismo completamente con el uso del antagonista (67,70).

La neuroleptoanalgesia inducida con etorfina y un derivado de la butirofenona o de la benzodiazepina tienen buenas - - perspectivas, en especial por su amplio margen de seguridad, además de su potencia y de la posibilidad de terminar con sus efectos al administrar la diprenorfina (62,70).

La etorfina y acepromacina se han mezclado para formar - un producto conocido como Imobilon* que mantiene la respiración estable al igual que el ritmo cardíaco y la temperatura rectal de los animales, pero provoca a veces una depresión -- cardiopulmonar, un estado de alarma y estres aún en completa anestesia. La naloxona al igual que la diprenorfina puede emplearse como antagonista(13,33).

Fenciclidina

Su nombre químico es: cloruro de 1-(1-fenilciclohexil) - piperidina. Disminuye la frecuencia cardíaca, provoca ligeros movimientos convulsivos de las aletas, cabeza o el músculo es quelético en general al tacto(17). Con la finalidad de redu--

* Imobilon: Reckitt & Colman.

cir alguno de los efectos indeseables se ha recurrido a su -- combinación con agentes tranquilizantes como la promacina, -- propiopromacina o acepromacina que reducen los efectos convulsivos (12,58).

Con la fenciclidina y promacina hay una gran respuesta - diferencial en relación al sexo en elefantes marinos del sur (Mirounga angustirostris), dosis usadas en hembras adultas -- fueron efectivas, pero para los machos resultaron fatales(29).

Fentanilo.

Su nombre químico es: 1-(2-fenetil)-4N(N-propionil-anilino)-piperidina. Tiene un perfil farmacológico similar a la -- morfina, es un potente analgésico narcótico(62), con un rápido inicio de acción y corta duración, en focas grises (Hali--choerus grypus) se ha utilizado en la etapa de crianza (3).

El citraro de fentanilo es un depresor del centro respiratorio, en focas de casco (Cystophora cristata) ha provocado apnea(28,47), además hay un incremento de la temperatura corporal, llega a causarles la muerte por depresión respiratoria(11). En nutrias marinas (Enhydra lutris) su uso es impráctico debido a los grandes volúmenes en que se requiere y las altas concentraciones no están disponibles comercialmente(70). El margen de seguridad del fentanilo es muy estrecho. Es necesario tener disponible el antídoto naloxona como medida de --

precaución tanto para los animales, así como para los que manejan el producto. La naloxona se administra de 6 - 10 veces más que la dosis del citrato de fentanilo (12,13).

Halotane.

Se prefiere la inducción con tiamilal o tiopental, aunque se han empleado también la ketamina sola o en combinación ketamina-diazepán(45).

La profundidad de la anestesia se controla fácilmente -- con la respiración, debido a su volatilidad y solubilidad, y produce una inmovilización segura con recuperación rápida(43, 62).

Como efectos colaterales se ha observado depresión del gasto cardíaco y del mecanismo termorregulador del hipotálamo, por lo cual es necesario evaluar la temperatura corporal porque durante la inducción de la anestesia disminuye a menos de los 34°C, siendo la causa principal de la muerte de focas arpa (Phoca groelandica) durante la anestesia(42), o bien causa una hipertemia en anestesiadas prolongadas que es controlada colocando cubos de hielo junto al animal(59). En algunos cetáceos anestesiados durante más de 24 horas se han encontrado cambios histológicos en el hígado y llega a producir hepatitis(44). Otras desventajas que han sido consideradas son el costo, la dificultad del monitoreo tan frecuente, el complica

do uso del sistema de anestesia inhalada que no se puede emplear en el campo (15,49,54).

Ketamina.

Es un anestésico general de acción ultracorta, provee -- una rápida inducción de la anestesia, tiene un amplio margen de seguridad, se aplica hasta 3 veces la dosis mínima efectiva de 4.5 mg/Kg de peso corporal prolongando e intensificando los efectos, por lo que es ajustado al tiempo requerido. Cuando no es conocida la condición clínica de los pinnípedos debe ser empleado con precaución empezando con dosis bajas de 1 -- mg/Kg de peso corporal por vía intramuscular y repetir la dosis con intervalos de 15 minutos hasta obtener el efecto deseado (22).

Entre los efectos colaterales se reportan convulsiones tónico-clónicas, depresión respiratoria, movimientos y vocalizaciones como respuesta al tacto, afecta al centro termorregulador aumentando la temperatura corporal 3 ó 4 horas de la recuperación llegando a causar la muerte por hipertermia (4,11, 16, 29, 63). Carece de antídoto, la recuperación ocurre de -- 1 - 3 horas y debe administrarse atropina como preanestésico (49). Está contraindicada en animales enfermos, en problemas respiratorios clínicamente aparentes, severamente debilitados o si tienen alguna afección cardíaca, hepática o renal, causa la muerte indirectamente (22,63).

En focas Weddell (Leptonychotes weddelli) ha llegado a producir una mortalidad mayor del 20%, debido a que entran en una respuesta inmersitiva en la cual restringen la circulación sanguínea a órganos vitales como el corazón, cerebro y pulmones. Al incrementar el volumen circulante de sangre la concentración del producto es más elevada en la sangre lo que resulta fatal para esta especie en particular(20).

Ketamina - Diazepán.

Es una combinación segura para inmovilizar focas en repetidas ocasiones; la inducción y la recuperación son tranquilas, se obtiene una buena relajación muscular y un profundo nivel de anestesia, se utiliza en cachorros y animales enfermos, esto es una consideración importante en pinnípedos que comúnmente sufren de severas infestaciones de nemátodos tanto pulmonares como cardíacos (18,23). También se ha empleado como inductora y es potencializado con anestesia inhalada(45).

Hay pocos o ningún cambio en la temperatura corporal, -- temblores ligeros, en elefantes marinos del sur (Mirounga leonina) se presenta bradicardia; a veces, después de la inducción, los animales pierden el control voluntario sobre la circulación periférica, por lo tanto hay pocos efectos colaterales con el diazepán, va a evitar la depresión respiratoria y cardíaca de la ketamina (18,19).

Ketamina - Xilacina

La acción sinérgica de la ketamina - xilacina resulta en una inducción uniforme de la anestesia, la recuperación se -- presenta sin complicaciones, se mejora la relajación muscular, se acrecenta la analgesia y disminuye la dosis total requerida de ambos productos. Esta mezcla es segura en la etapa de -- crianza de las focas, ya que hay pocos o nulos efectos colate^{ra}les (3,47).

Puede presentarse vómito o intentos de vomitar, ligeros problemas respiratorios, la respiración es más profunda que -- la normal y el resoplido es más intenso, se presentan problemas termorregulatorios, ocurren muertes por paro respiratorio y cardíaco, así como por espasmos musculares de la laringe, -- los cachorros no reaccionan a veces a estímulos visuales y -- acústicos (4,65,66).

El período de recuperación de la combinación de estos -- productos es prolongado, por lo tanto, se ha visto que la yohimbina reduce el tiempo de recuperación de los animales, se ha utilizado en leones marinos de Nueva Zelanda (Phocarctos - hookeri) por vía endovenosa(14). La tolazolina también ha demostrado ser un antagonista usado en animales con un efecto -- reversivo de la xilacina. Ambos tienen una acción bloqueadora de los receptores alfa 2 adrenérgicos(38).

Lidocaína.

Los anestésicos locales son completamente efectivos, son empleados en muchos procedimientos, solo hay que considerar - las gruesas capas de grasa de los animales y que deben estar sujetos adecuadamente. La lidocaína con epinefrina a veces -- produce taquicardia y otros efectos colaterales (29,52).

Meperidina.

Es un espasmolítico, analgésico y sedante, la aplicación de dosis moderadas a altas no presentan ningún efecto colateral en cetáceos, se ha utilizado para facilitar el transporte de éstos, provee una sujeción en fócidos: focas de puerto - - (Phoca vitulina), el elefante marino (Mirounga angustirostris) sin interferir con la termorregulación (36).

En león marino (Zalophus californianus) provoca una depresión respiratoria profunda y cardiaca, seguida de un incremento de la temperatura, disminuyendo la sensibilidad visual y al tacto. La naloxona es un agente antagonista(36). La combinación de meperidina-diazepán son suministrados con seguridad, la sedación es más confiable debido a la reversebilidad y a la falta de letargia residual(37).

Nicotina

Las dosis recomendadas por lo general causan convulsio -

nes, para evitarlas se pueden usar anticonvulsivos como el -- pentotal sódico, el animal presenta sacudimientos de la cabeza que se vuelven más violentos, la cabeza la echan hacia -- atrás y el animal abre la boca como si fuera a gemir o vomitar. Por esto no es recomendada su aplicación(17).

Oxido nitroso.

A concentraciones de 80% de óxido nitroso se produce cianosis, se deprime ligeramente al miocardio y no se logra una relajación muscular adecuada(60,62). Se ha usado como un agente inductor seguido de la aplicación de halotane(42), también se ha empleado junto con barbitúricos de duración ultra-corta como inductores (46,50), al igual que la combinación ketamina - diazepam y la anestesia ha sido potencializada y mantenida con el óxido nitroso(45). Este producto se utiliza por su rápida recuperación y porque la anestesia se mantiene por el - tiempo que sea requerido. Se ha utilizado junto con el halotane para realizar ovariohistorectomía, laparatomía, remoción - de quistes y reparación de úlceras corneales (24,54,60).

Paraldehído.

Se ha empleado para producir un efecto calmante, se puede administrar el paraldehído en pescados y darlos de comer a los delfines (40).

Succinilcolina

La succinilcolina puede provocar a veces una falla respiratoria, produce una parálisis en los animales, no se efectúa una segunda aplicación hasta que pase el efecto de la primera. Se ha empleado para contener o inmovilizar a los animales por tiempo prolongado(17,40).

Tiletamina - Zolazepán.

Se utiliza la combinación de la tiletamina y zolazepán - en partes iguales en base a su peso. Se obtiene una inducción rápida, profunda analgesia, buena relajación muscular, se obtiene una anestesia quirúrgica(29) y la duración del efecto - es regulado por la dosis, hasta 6 horas, acompañada de apnea pero no se presenta la muerte(70). Se debe considerar la talla, edad, temperamento, la salud de los animales, el sexo y la etapa reproductiva, ya que los efectos son diferentes para machos y hembras, en las cuales va a presentar diferencias, - dependiendo del estado reproductivo en que se encuentre. Para leones marinos (Zalophus californianus) esta combinación no - es una buena elección, porque se ha observado una mortalidad relativamente alta después de su utilización, además de que - reduce en 1 - 2°C la temperatura corporal; tiene un estrecho margen de seguridad y por ser una anestesia disociativa se debe proteger la córnea de la desecación (54,57).

Trifluromepracina.

Se ha utilizado en cetáceos para su transportación, ya que produce tranquilidad en los animales sin una marcada depresión respiratoria(50).

Xilacina.

Es un analgésico, sedante, no narcótico y relajante muscular. Los efectos son mediados por la depresión del SNC. Ocurre temblor muscular ocasionalmente y bradicardia. Se han realizado combinaciones de la xilacina con la azaperona o el droperidol y los animales han presentado disnea reportada como "angustia respiratoria", e hipertemia. Se ha empleado para capturar a los animales, tranquilizarlos, marcarlos y dejarlos en libertad y por su corta duración no ocurre el problema de que los animales al ser liberados se ahoguen o sean presa fácil para depredadores(11).

Discusión.

Entre los métodos físicos encontramos que para realizar la captura y maniobras de manejo rápidas en los animales es posible elegir entre utilizar redes o el saco con 4 cuerdas anexas, con la diferencia de que las redes se recomiendan para ser utilizadas en delfines y orcas, aplicando también la contención manual (52,61) y el saco en focas por su menor agresividad en comparación con los otáridos(61).

Por otra parte las mesas provistas de correas o cinturones acolchonadas, así como la jaula de contención son métodos prácticos que facilitan maniobras de mayor duración como son procedimientos quirúrgicos (52,55). La jaula de contención es utilizada solo en otáridos entrenados (55).

Entre los productos químicos utilizados en mamíferos marinos se encuentran los sedantes, tranquilizantes y anestésicos.

La trifluromepracina se utiliza para el transporte de delfines con la ventaja de no causar depresión respiratoria marcada, lo cual ofrece seguridad (50). Para el transporte del león marino (Zalophus californianus), delfín nariz de botella (Tursiops truncatus) y el Calderón (Globicephala scammni) se ha empleado el clorodiacepóxido con buenos resultados (52,55), para el transporte y manipulación de cetáceos, focas

y elefantes marinos (Mirounga angustirostris) se usa la mezcla de meperidina - diazepam que sin embargo, no se recomienda en leones marinos (Zalophus californianus) por ocasionar trastornos respiratorios, cardíacos y de termorregulación. La naloxona es el antagonista para esta combinación, por lo tanto se debe tener disponible por si se llega a requerir(36). - Para obtener tranquilización y relajación muscular en animales débiles y enfermos se aplica el diazepam debido a que no causa alteraciones cardíacas ni respiratorias (25,27), a diferencia de la ketamina que no se recomienda en este tipo de animales, ya que además de presentarse depresión respiratoria se presentan convulsiones e hipertermia grave (4,11,29,63), - así como: restricción de la circulación sanguínea en órganos vitales, principalmente en las focas Weddell (Leptonychotes weddelli) en quienes puede llegar a provocar una mortalidad en un porcentaje considerable(20). El paraldehído tiene un efecto calmante pero se desconocen sus efectos secundarios(40).

Un producto para obtener inmovilización durante la captura es la nicotina, pero debe ser utilizada con anticonvulsivos al igual que la fenciclidina(17), la cual tiene la particularidad de variación en la respuesta obtenida en elefantes marinos (Mirounga angustirostris) dependiendo del sexo(29). Para obtener mayor seguridad durante la inmovilización se aplica la mezcla ketamina - diazepam con la que se tienen nulos o

leves efectos colaterales (18,19), aunque con la mezcla ketamina - xilacina se presentan alteraciones respiratorias, cardíacas y de termorregulación (65,66), además de que el período de recuperación es prolongado, el cual se reduce con la -- aplicación de yohimbina en leones marinos de Nueva Zelanda -- (Phocarcetos hookeri), o la tolazolina (14,38).

Para provocar inmovilización por tiempo prolongado se -- usa la succinilcolina, aunque tiene la desventaja de que no -- es posible aplicar una segunda dosis, mientras exista la ac-- ción de la primera, además produce parálisis que afecta el -- sistema respiratorio(17).

La combinación de xilacina con azaperona se usa en una -- gran variedad de maniobras realizadas en el ambiente natural de los animales por la corta duración de su efecto, se evita el riesgo de ahogarse o ataques por depredadores al ser liberados(11).

Para obtener una anestesia quirúrgica se utilizan dife-- rentes productos aplicados por diversas vías. Entre los anes-- tésicos inhalados se encuentra: el halotane y el óxido nitro-- so que requieren del uso de inductores como el tiaminal, tio-- pental, ketamina sola o la combinación de ketamina - diazepam (45,60). Este tipo de anestesia es fácilmente controlada lo -- que da cierta seguridad, además de que el tiempo de recupera-- ción es reducido (43).

Los productos utilizados por vía parenteral son la etorfina que es mezclada con diazepam y controlado su efecto anestésico con la administración de diprenorfina o naloxona, todo esto da la confiabilidad en su aplicación (13,70). Otro uso de la etorfina, en combinación con la acepromacina, es llevar la captura y transporte. El efecto es controlado con la diprenorfina que es su antagonista, aunque es posible que se observen trastornos cardíacos, pulmonares, de termorregulación y - estres(33,70).

Para anestesiar focas en la etapa de crianza se ha utilizado con éxito el fentanilo, que tiene un tiempo de inducción reducido(3), sin embargo en las nutrias marinas (Enhydra lutris) no se recomienda su utilización debido a las altas concentraciones requeridas(70), también se requiere de la naloxona como antagonista ya que su margen de seguridad es muy reducido (12,13).

La ketamina también se utiliza como anestésico en procedimientos quirúrgicos, debiéndose tener en cuenta el estado de salud del animal y los efectos colaterales; nerviosos, respiratorio y principalmente de termorregulación (4,11,29). Su aplicación junto con diazepam se utiliza en procedimientos quirúrgicos y para realizar la evaluación de la dieta administrando la apomorfina y la tintura de ipecac como eméticos(20).

Es posible lograr un plano quirúrgico administrando tiamilal o tiopental, sin embargo, la duración de su efecto es muy corta y el tiempo de recuperación es muy prolongado debido a que su excreción es muy lenta, además de que provoca hipertemia y trastornos respiratorios (52).

La mezcla de tiletamina - zolazepán produce un efecto -- anestésico de amplia seguridad, hasta por 6 horas (70) debiendo tomarse la consideración particular del sexo y la etapa reproductiva de los animales y tener cuidado de no aplicarlo en leones marinos (Zalophus californianus) debido a la alta mortalidad que se presenta (54,57).

Para realizar la anestesia local se utiliza cualquiera - de los productos empleados en mamíferos terrestres, aunque el más común es la lidocaína, para llevar a cabo éste tipo de -- anestesia requiere que los animales esten sujetos, influye en su efectividad las gruesas capas de grasa subcutánea. La epinefrina que en ocasiones se mezcla con este tipo de anestesia local es capaz de producir taquicardia(29,52).

Literatura citada.

- 1.- Acasuso, S.F.: Reporte de los hallazgos patológicos en 10 delfines (Tursiops truncatus). Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F., 1981.
- 2.- Alvarado, R.: El Mundo de los Animales. 2nd. ed. Noguer, Barcelona, España, 1976.
- 3.- Baker, J.R. and Gatesman, T.J.: Use of carfentanyl and a ketamine-xilazine mixture to immobilize wild grey seals - (Halichoerus grypus). Vet. Rec., 116: 208-210 (1985).
- 4.- Briggs, G.D., Henrickson, R. and Boeut, B.J.: Ketamine - immobilization of northern elephant seals. J. Am. vet. med. Ass., 167: 546-548 (1975).
- 5.- Burton, M. and Burton, R.: Enciclopedia de la Vida Animal. Bruguera, México, D.F., 1979.
- 6.- Corbet, G.D. and Hill, J.E.: A World List of Mammalian Species. Comstock Publishing Associates a division of Cornell University Press, London, 1980.
- 7.- Cornell, L.H. and Atrim, J.E.: Anesthesia and tusk extraction in walrus (Odobenus rosmarus). J. Zoo. An. Med., 18:3-6 (1987).

- 8.- Cornell, L.H., Duffield, D.S., Joseph, B.E. and Stark, B.: Hematology and serum chemistry values in the beluga (Delphinapterus leucas). J. Wildl. Dis., 24:220-224 - - (1988).
- 9.- Coulombe, H.N., Ridgway, S.H. and Evans, W.E.: Respiratory water exchange in two species of porpoise. Sci., 149: 86-88(1965).
- 10.- Cratchley, K.: Handbook of Animal Types. Logman, London, 1980.
- 11.- David, J.H., Hofmeyr, J.M. and Best, P.B.: Chemical immobilization of free-ranging South African (Cape) fur - - seals. S. Afr. J. Wildl. Res., 18:154-156(1988).
- 12.- De Master, D.P., Faro, J.B. and Estes, J.A.: Drug immobilization of walrus (Odobenus rosmarus). Can. J. Fish. - Aquat. Sci., 38:365-367(1981).
- 13.- De Vos, V.: The use of a new potent analgesic, R 33 799 (Janssen Pharmacoceutica), for the immobilization of - - free-ranging wild animals. Vet. Rec., 103:64-68- - (1978).
- 14.- Degernes, L.A., Kreeger, T.J., Mandsager, R. and REDIU, P.T.: Ketamine-xylazine anesthesia in red-tailed hawks with antagonism by yohimbine. J.Wildl.Dis., 23:322-326 (1987).

- 15.- Eiseman, B., Dilbone, R. and Slater, J.: Devocalizing in sea lions. J.Am.vet.med.Ass., 147:1086-1089(1965).
- 16.- Engelhardt, F.R.: Immobilisation of harp seals, Phoca groelandica, by intravenous injection of katamine. Comp. Biochem. Physiol. 56: 75-76 (1977).
- 17.- Flyger, V., Smith, M.S., Dawn, R. and Peterson, R.S.: Effects of three immobilizing drugs on Weddell seals. J. Mamm. 46: 345-347 (1965).
- 18.- Gales, N.J.: Ketamine HCl and diazepam anaesthesia of a leopard seals (Hydrurga leptonyx) for the biopsy of multiple fibromatous epulis. Aust. Vet. J., 61:295-296(1984).
- 19.- Gales, N.J. and Burton, H.R.: Prolonged and multiple - - immobilizations of the southern elephant seal using hydrochloride-xylazine hydrochloride or ketamine hydrochloride-diazepam combinations. J. Wildl. Dis., 23:614-619 (1987).
- 20.- Gales, N.J. and Burton, H.R.: Use of emetics and anaesthesia for dietary assessment of Weddell seals. Aust. -- Wildl. Res. 15:423-433(1988).
- 21.- Ganong, W.F.: Fisiología Médica. 8a. ed. Manual Moderno, México, D.F., 1982.

- 22.- Geraci, J.R.: An appraisal of ketamine as an immobilizing agent in wild and captive pinnipeds. J.Am.vet.med. Ass., 163:574-577(1973).
- 23.- Geraci, J.R.: A safe method for repeatedly immobilizing seals. J.Am.vet. med. Ass., 179:1192-1193(1981).
- 24.- Green, C.J.: Animal Anaesthesia. Laboratory Animals, London, 1979.
- 25.- Greenwood, A.G.: Fibrioptic gastroscopu in a grey seal (Halichoerus grypus). Aquat. Mamm., 5:67-68(1977).
- 26.- Greenwood, A.G., Ridgway, S.H. and Harrison, R.J.: Blood values in young gray seals. J.Am.vet.med.Ass., 159:571-574(1971).
- 27.- Greenwood, A.G. and Taylor, D.C.: Anesthesia in seals. Vet. Rec., 113:303(1963).
- 28.- Haigh, J.C. and Stewart, R.E.A.: Narcotics in hooded - seals (Cystophora cristata): A preliminary report. Can. J. Zool., 57:946-949(1979).
- 29.- Hammond, D. and Elsner, R.: Anesthesia in phocid seals. J. Zoo. An. Med., 8:7-13(1977).
- 30.- Harrison, M.L. and Carrington, R.: Atlas del Mundo Animal. 5th ed. Reader's Digest, México, D.F., 1985.

- 31.- Harrison, R.L.J.: Functional Anatomy of Marine Mammals. Academic Press, New York, 1974.
- 32.- Hershkovitz, P.: Catalog of Living Whales. Smithsonian Institution, Washington, D.C., 1966.
- 33.- Holmes, A.A.: Immobilization in the otter. Vet. Rec. 95:574 (1974).
- 34.- Hui, C.A.: Power and speed of swimming dolphins. J.Mamm. 68:126-132(1987).
- 35.- Hui, C.A.: Surfacing behavior and ventilation in free-ranging dolphins. J.Mamm., 70:833-835(1989).
- 36.- Joseph, B.E. and Cornell, L.H.: The use of meperidine hydrochloride for chemical restraint in certain cetaceans and pinnipeds. J. Wildl. Dis., 24:691-694(1988).
- 37.- Joseph, B.E., Cornell, L.H. and Williams, T.: Chemical sedation of sea otters, Enhydra lutris. J.Zoo.An.Med., 18:7-13(1987).
- 38.- Kreeger, T.J.: Xylazine hydrochloride -ketamine hydrochloride immobilization of wolves and its antagonism by tolazoline hydrochloride. J. Wildl.Dis., 22:397-402(1986).
- 39.- Ling, J.K.: Immobilization of southern elephant seals with succinylcholine. J. Wildl. Manag., 31:468-479(1967).

- 40.- Lumb, W.V. and Wynn, J.E.: Veterinary Anesthesia. 2nd ed. Lea & Febiger, Philadelphia, 1984.
- 41.- Mc Cormick, J.G.: Relation ship of sleep, respiration and anesthesia in the porpoise; a preliminary report. - Proc. Nat. Acad. Sci. USA., 62:697-703 (1969).
- 42.- Mc Donnell, W.: Anesthesia of the harp seal. J. Wildl. Dis., 8:287-295 (1972).
- 43.- Mc Grath, C.J., Farnsworth, R.J., Usenik, E.A., Wise, M. and Ogburn, P.N.: Anesthesia in a California sea lion - using a bain breathing circuit. J. Zoo. An. Med., 10: - 129-135 (1979).
- 44.- Medway, W. and Ridgway, S.H.: Effect of prolonged halothane anesthesia on some cetaceans. J. Am. vet. Ass., 157: 576-582 (1970).
- 45.- Moesker, A.A.: General anaesthesia in a case of laparotomy on a harbour seal (Phoca vitulina). Aquat. Mamm. 15: 46-48 (1989).
- 46.- Nagel, E.L., Morgane, P.J. and Mc Farland, W.L.: Anesthesia for the bottlenose dolphin and author's addendum. Vet. Med.-Small Anim. Clin., 61:229-233 (1965).

- 47.- Parry, K., Anderson, S.S. and Fedak, M.A.: Chemical immobilization of gray seals. J. Wildl. Manag., 45:986-990 (1981).
- 48.- Patricolo, S.: Anestesi dei pennipedi edei cetati. Obiet. Doc. Vet., 2:27-29 (1988).
- 49.- Read, R.A., Reynolds, W.T., Griffiths, D.J. and Reilly, J.S.: Vaginal prolapse in a south Australian sea lion. Aust. Vet. J., 58:269-271 (1982).
- 50.- Ridgway, S.H.: Medical care of marine mammals. J. Am. Vet. med. Ass., 147: 1077-1085 (1965).
- 51.- Ridgway, S.H.: Blood oxygen and ecology of propoises of three Genera. Sci., 151:456-458 (1966).
- 52.- Ridgway, S.H.: Mammal of the Sea. Biology and Medicine. Charles C. Thomas Publisher, Springfield, 1972.
- 53.- Ridgway, S.H. and Harrison, R.J.: Handbook of Marine Mammals. Academic Press, London, 1981.
- 54.- Ridgway, S.H. and Mc Cormick, J.G.: Anesthetization of porpoises major surgery. Sci., 158:510-512 (1967).
- 55.- Ridgway, S.H. and Simpson, G.J.: Anesthesia and restraint for the California sea lion (Zalophus californianus). J. Am. vet. med. Ass., 155:1059-1063 (1969).

- 56.- Ridgway, S.H., Simpson, G.J., Patton, G.S. and Gilmartin B.S.: Hematologic findings in certain small cetaceans. J. Am. vet. med. Ass. 157:566-575 (1970).
- 57.- Schoebert, E.: Telazol use in wild and exotic animals. Vet. Med., 82:1080-1088 (1987).
- 58.- Sedgwick, C. and Acosta, J.: Capture drugs: useful agents Mod. Vet. Pract., 50:32-36 (1969).
- 59.- Sinnett, E.E., Wahrenbrock, E.A. and Kooyman, G.L.: Cardiovascular depression and thermoregulatory disruption caused by pentothal/halothane anesthesia in the harbor - seal (Phoca vitulina). J. Wildl. Dis., 17:121-130 (1981)
- 60.- Soma, L.R.: Textbook of Veterinary Anesthesia. Williams & Wilkins, Baltimore, 1971.
- 61.- Stirling, I.: A technique for handling live seals. J. Manum., 47: 543-544 (1966).
- 62.- Sumano, L.H. y Ocampo, C.L.: Farmacología Veterinaria. Mc Graw-Hill, México, D.F., 1988.
- 63.- Sweeney, J.C.: Procedures for clinical management of pinnipeds. J. Am. vet. med. Ass., 165:811-814 (1974).
- 64.- Sweeney, J.C. and Ridgway, S.H.: Procedures for the clinical management of small cetaceans. J. Am. vet. med. Ass., 167:540-545 (1975).

- 65.- Trillmich, F.: Ketamine-xylazine combination for the immobilisation of Galapagos sea lions and fur seals. Vet. Rec., 112:279-280 (1983).
- 66.- Trillmich, F. and Wiesner, H.: Immobilisation of free-ranging Galapagos sea lions (Zalophus californianus woollenbaeki). Vet. Rec., 105:465-466 (1979).
- 67.- Wallach, J.D.: Etorphine (M-99), a new analgesic immobilizing agent, and its antagonist. Vet. Med.-Small Anim. Clin., 64:53-58 (1966).
- 68.- Wallach, J.D., Frueh, R. and Lentz, M.: The use of M-99 immobilizing and analgesic agent in captive wild. J. Am. vet. med. Ass., 151:870-876 (1967).
- 69.- White, F.N. and Odell, D.K.: Thermoregulatory behavior of the northern elephant seal, Mirounga angustirostris. J. Mamm., 52:758-774 (1971).
- 70.- Williams, F.D. and Kocher, F.H.: Comparison of anesthetic agents in the sea otter. J. Am. vet. med. Ass., 173:1127-1130 (1978).

Apéndice 1.- Nombre científico y común de los mamíferos marinos citados en el Cuadro 1.

Nombre científico	Nombre común
<u>Arctocephalus galapagoensis</u>	Focas de piel de Galápagos
<u>Arctocephalus pussillus</u>	Foca de piel de Sudáfrica
<u>Cystophora cristata</u>	Foca de casco
<u>Delphinus delphis</u>	Delfín común
<u>Enhydra lutris</u>	Nutria marina
<u>Globicephala macrorhynchus</u>	Ballena piloto o Calderón
<u>Globicephala scammoni</u>	Ballena piloto
<u>Halichoerus grypus</u>	Foca gris
<u>Hydrurga leptonyx</u>	Leopardo marino
<u>Lagenorhynchus obliquidens</u>	Delfín rayado blanco
<u>Leptonychotes weddelli</u>	Foca Weddell
<u>Mirounga angustirostris</u>	Elefante marino del norte
<u>Mirounga leonina</u>	Elefante marino del sur
<u>Odobenus rosmarus</u>	Morsa
<u>Orcinus orca</u>	Orca
<u>Phoca groelandica</u>	Foca arpa
<u>Phoca vitulina</u>	Foca de puerto
<u>Pseudorca crassidens</u>	Falsa orca
<u>Pusa hispida</u>	Foca anillada
<u>Tursiops truncatus</u>	Delfín nariz de botella
<u>Zalophus californianus</u>	León marino de California
<u>Zalophus wollenbaeki</u>	León marino de Galápagos

Apéndice 2.- Algunas consideraciones sobre la anatomía y fisiología de los sistemas respiratorio y cardiovascular en los mamíferos marinos, importantes para la utilización de anestésicos.

Los mamíferos marinos tienen ajustes fisiológicos y variaciones anatómicas muy importantes para su adaptación a la vida acuática, que incluyen: la función respiratoria, la termorregulación, la circulación sanguínea, la fisiología renal y el sistema nervioso.

En lo referente a la respiración de los mamíferos se sabe que es menos frecuente que en mamíferos terrestres. Para compensar esto los mamíferos marinos realizan inhalaciones "profundas", obteniendo una capacidad respiratoria máxima (21) por lo que toman más oxígeno del aire cuando respiran. Los cetáceos, durante la inspiración pueden llenar los pulmones hasta en un 90% de su capacidad con el aire inspirado (31,52). El vaciado pulmonar es facilitado por los pulmones elásticos y el diafragma. La expiración es normalmente pasiva, y llegar a contener tan solo el 1.5% del oxígeno inspirado después de inmersiones prolongadas.

Los delfines respiran de 2-3 veces/minuto ó menos. Respiran (inspirar y expirar) en 0.3 segundos. Con un volumen total de 5-10 litros, la velocidad del fluido continuo de aire

se encuentra en un rango de 30 -70 l/segundo durante la respiración. Después de la inspiración el animal tiene un período -apneústico de 20-30 segundos, entonces rápidamente exhala e inhala otra vez (52,60).

Según como se va incrementando la presión del ambiente, el aire se comprime dentro del animal, de acuerdo con la ley de Boyle*. Las siguientes 4 adaptaciones acuáticas de los mamíferos marinos son de vital importancia para el buceo profundo: (1) la flexibilidad de la estructura torácica, (2) la gran distensión de las venas, sinusoides venosos y la retina mirabilis que se llenan de sangre cuando el aire es comprimido, (3) la gran cantidad de tejido elástico que contienen los pulmones y que les permite caer en una atelectasia sin separación de la pared de la cavidad torácica, y (4) una tráquea elástica que permite el paso del aire sin fluctuaciones en los límites de su volumen, al nivel del mar(52).

Por lo que respecta al sistema cardiovascular, se observa bradicardia que es una respuesta cardíaca frecuente presentada durante el buceo y comienza cuando el ritmo cardíaco disminuye un 10% de su ritmo antes de zambullirse.

El ritmo cardíaco y la frecuencia respiratoria están estrechamente relacionadas en los mamíferos marinos. El ritmo cardíaco en el delfín nariz de botella (Tursiops truncatus) se *Ley de Boyle: El volumen de una masa dada de gas, a temperatura constante, varía inversamente a la presión.

incrementa, después de la inspiración a 70-100 latidos/minuto. Cuando el período apneústico se presenta el ritmo cardíaco -- disminuye a 30-40 latidos/minuto y se mantiene a este ritmo - hasta la siguiente respiración, presentándose la taquicardia que persiste hasta que el CO_2 es exhalado y entonces retorna a la frecuencia normal. Así después de una larga retención de la respiración, la frecuencia respiratoria incrementa 5 veces o más el ritmo cardíaco que se tiene en el reposo; el buceo - también incrementa el ritmo cardíaco. La bradicardia alrededor de 35 latidos/minuto a 150 latidos/minuto y se mantiene - elevado hasta que el exceso de CO_2 es exhalado.

En el ritmo cardíaco hay variaciones considerables, en cachorros es de 90 - 180 latidos/minuto y en adultos es de -- 55 - 120 latidos/minuto, pero durante las inmersiones disminuy en a 4-15 latidos/mintuos en ambos.

La vasoconstricción periférica intensa es un mecanismo - de conservación de oxígeno, además de contribuir en la termoregulación durante el buceo. Se ha demostrado que los vasos periféricos y el músculo están aislados de la circulación central durante las inmersiones, no obstante, la marcada vasoconstricción y la profunda bradicardia muestran la continua perfusión al cerebro y al corazón son indispensables. Los mamíferos marinos son capaces de desviar la sangre a ciertos órganos vitales durante la inmersión y emplear la vasoconstricción para -

reducir o interrumpir completamente el suministro de sangre a tejidos menos sensibles a una privación temporal de oxígeno.

En cuanto a las propiedades de la sangre existe un elevado volumen sanguíneo en mamíferos marinos, así como el nivel de hematocrito y hemoglobina (8,26,51), ésto indica un incremento en la capacidad de transportar y almacenar oxígeno en la sangre (52,56).

El pH sanguíneo en mamíferos marinos en reposo es de 7.35, sin embargo después de una prolongada inmersión la sangre cae en una acidosis, debido a que se crea una atmósfera de CO_2 y ácido láctico. De acuerdo con los efectos de Bohr* se disociaría más oxígeno de la oxihemoglobina cuando la sangre es más ácida permitiendo su completa utilización durante las inmersiones.

Otra adaptación es la capacidad de ciertos tejidos, especialmente el músculo para funcionar anaerobicamente y permanecer aislado hasta el final de una inmersión. La mioglobina contiene alrededor del 50% del oxígeno total almacenado.

Los cetáceos y pinnípedos tienen las siguientes 5 adaptaciones, relacionadas con la termorregulación:

1) Modificaciones tegumentarias: Los pinnípedos tienen -
*Efecto de Bohr; La eficiencia de unión del oxígeno se reduce significativamente por una baja del pH, la disociación de hemoglobina oxigenada o no oxigenada estaría favorecida por la presencia de H^+ .

pelo lo cual provee aislamiento, así como una gruesa capa de grasa subcutánea. Los cetáceos tienen una epidermis delgada - menor de 1 centímetro de grosor, poseen una hipodermis dura - que contiene tejido conectivo fibroso entremezclado con una gran cantidad de grasa que provee el aislamiento.

2) Restricción del área superficial del cuerpo; la reducción del tamaño de los miembros y el cuerpo fusiforme han servido para reducir el área superficial total, siendo un área - reducida al calor, tomando ciertas conductas fuera del agua en el caso de los pinnípedos como es el revolcarse en la arena húmeda, recostarse en grandes rocas donde chocan las olas para ser rociados y ellos mismos soplarse con sus aletas anteriores(52,69).

3) Control de la circulación sanguínea: Existe una contracorriente sanguínea en el sistema de cambios de calor, encontrados en la aleta dorsal y caudal, que permite llegue la sangre caliente a la superficie y retorna al centro del cuerpo fría y así con el contacto de arteria y venas, disminuir la temperatura de la sangre. Cuando se trata de conservar calor ocurre la restricción de la circulación periférica guardando la sangre lejos de la superficie y preservando el calor.

4) Incremento del metabolismo: También contribuye a la

termorregulación, debido a que provee un incremento en la producción del calor. Durante el buceo el proceso metabólico disminuye el 50% aproximadamente, provocando una baja en la temperatura corporal del animal.

5) Las modificaciones respiratorias conservan el calor. La pérdida del calor es durante la expiración, expiran aire - que no está saturado con vapor de agua. La exhalación del - - aire frío conserva considerablemente el calor. Existen varias vías por las cuales pueden controlar la pérdida de agua en la respiración y son las siguientes: reducción del ritmo de la -- ventilación, el enfriamiento del aire en el pasaje respiratorio superior y el control de la presión en el tracto respiratorio superior (9,52).

Durante la respiración, entre los períodos de inspiración y expiración se presenta un período apnéutico, que también ocurre en los animales anestesiados y cuando duermen. -- Hay dos clases de conducta durante el sueño: la fase ligera - en la que el animal descansa cerca de la superficie por pe - - ríodos cortos y sube a la superficie para respirar. En la fase profunda el animal mantiene el mismo período extenso en la superficie y en el fondo del estanque, la respiración es auto mática o es conducida voluntariamente(41).

Apéndice 3.- Transportación de los mamíferos marinos.

Los mamíferos marinos se han transportado utilizando cajas llenas de agua, que resultaron ser peligrosas para los animales, ya que se estrellaban contra un lado de la caja o se tiraba agua fuera de ésta cuando el vehículo de transportación acclera o frena.

También han sido colocados sobre un costado en cajas poco profundas, sin agua, forradas con material espumoso, pero hay sobrecalentamiento del lado sobre el cual está recostado el animal y se debe tener cuidado en retirar constantemente la orina y heces de la caja donde viene el animal.

Hoy en día se utiliza un dispositivo parecido a una hamaca, en la cual es izado y distribuido el peso uniformemente del animal para evitar que, por sobrecalentamiento y el peso desigual haya formación de llagas. Estas hamacas deben tener agujeros para permitir que las aletas queden suspendidas a un ángulo normal, además deben tener agujeros anal y genital que permiten el drenaje de la orina y heces, y un receptáculo en la parte posterior para soportar la aleta caudal (fig.6). Deben estar cubiertos con paños húmedos en todo el cuerpo incluyendo aletas dorsal y pectorales, o deben ser esponjeados constantemente con agua para mantenerlos húmedos (fig.7). Los ojos deben estar protegidos de la luz solar con gasas acojina

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

das y humedecidas. También se recomienda colocar hielo alrededor de la aleta caudal y a lo largo de todo el cuerpo para reducir el sobrecalentamiento, principalmente en orcas (52).

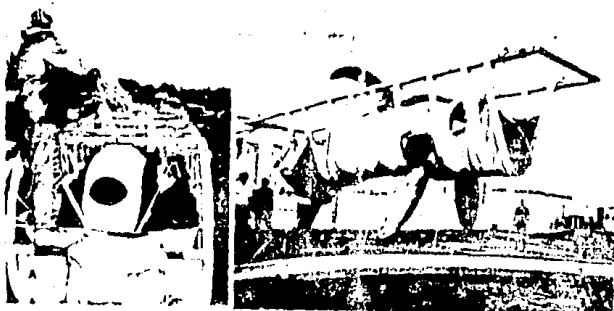


Fig. 6.- A) Orca en un transportador. B) Una orca (Orcinus orca), siendo bajada en su piscina.



Fig. 7.- Delfín en un transportador, cubierto ligeramente con un paño para mantenerlo húmedo, sin obstruir el espi
ráculo.

Apéndice 4.- Recomendaciones para la administración de tranquilizantes y anestésicos en mamíferos marinos.

Bajo condiciones de campo, un anestésico o agente inmovilizante ideal debe proveer una rápida inducción, un estado de inmovilización deseado para controlar por períodos predecibles, una recuperación rápida sin complicaciones y sobre todo un amplio margen de seguridad, las anteriores cualidades son esenciales bajo condiciones en las cuales el peso del animal no está bien calculado y por lo tanto la dosis no es muy precisa, sino una dosis general(22).

Para la administración de tranquilizantes en animales libres se emplean dardos que deben ser disparados a 2 metros de distancia aproximadamente del objetivo, si se llegan a utilizar pistolas o rifles para dispararlos hay que considerar la potencia y distancia que alcanzan éstos, para evitar perforaciones o causar algún daño en los animales debido a la fuerza del impacto de los dardos. Las agujas que se han utilizado para la aplicación de los productos son de un largo mayor de 60 milímetros, con un calibre del número 15-19, para que penetren las gruesas capas de grasa de estos animales. Factores a considerar son la precisión del sitio de la inyección, la profundidad de la penetración, errores en el peso estimado que van a interferir en la respuesta de la droga empleada, requiriendo más tiempo para actuar o resultando insuficientes para

inmovilizar los animales. Es necesario cuidar a los animales para que no se ahoguen, ya que tienden a regresar al agua como respuesta al peligro y si ha sido aplicado un anestésico, tranquilizante o sedante puede comenzar a producir efecto -- cuando el animal esta en el agua. No se debe permitir el acceso al agua hasta que los animales se recobren totalmente --- (18,47).

Para la aplicación de algún agente químico se emplean -- principalmente 2 vías: intramuscular y endovenosa (fig.8 y 9) (48,64).

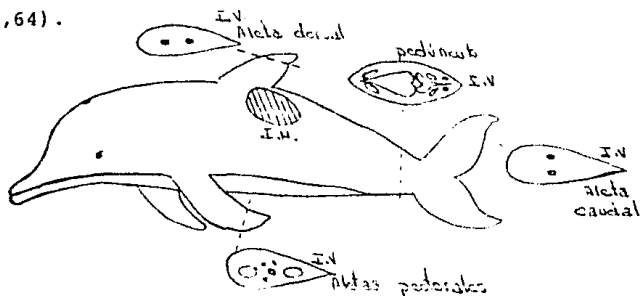


Fig. 8.- Sitios de administración intramuscular y endovenosa en cetáceos.

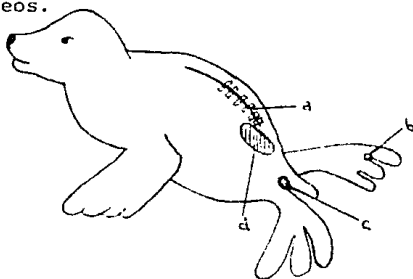


Fig. 9.- Sitios de administración intramuscular y endovenosa en pinnípedos. a) vena extradural; en el espacio del proceso espinoso de la vértebra lumbar; b) vena interdigital, región del metatarso; c) vena glútea externa; d) región intramuscular.

El ritmo cardíaco bajo anestesia es generalmente de 100-120 latidos/minuto. El pH arterial en promedio es de 7.35, el PO_2 es mantenido en 100-120 mmHg y PCO_2 de 40-60 mmHg. La temperatura rectal debe mantenerse entre 36.7-37.2°C. El ritmo cardíaco en individuos más grandes que el delfín nariz de botella (Tursiops truncatus) es de 85-110 latidos/minuto (40,50).

Cuando se utiliza un tranquilizante la conducta durante la depresión del conocimiento es muy parecida a la del sueño superficial. Cuando un plano de anestesia quirúrgica es alcanzada, los movimientos de la cola paran (41).

Intubación endotraqueal; Se emplea un tubo endotraqueal modificado para equino de 24-30 mm de diámetro con bolsa inflable. La boca se mantiene abierta mediante la utilización de toallas por los ayudantes. Con la mano introducida a la faringe, se sujeta la laringe, se tira de ella de una posición intranasal y con dos dedos insertados en la glotis, se guía el tubo hacia adentro utilizando la palma de la mano (fig. 10 y 11) (40,46,50,60).

En especies pequeñas de cetáceos se dificulta la intubación, y un tubo más pequeño es introducido continuamente desde el espiráculo en algunas especies como el (Delphinus delphis) y el (Stenella styx) (60).

A los animales que están en una recuperación se les proporciona el 60% de aire del medio ambiente y el 40% de oxígeno, recobrando todos los reflejos en 10 a 15 minutos, excepto el reflejo del respiradero que retorna aproximadamente después de 15-45 minutos de haber salido del período de recuperación. En este tiempo la extubación es más segura. El tiempo de extracción del tubo endotraqueal es crítico. El momento correcto es cuando el animal es capaz de respirar por sí mismo, este hecho lo evidencian los movimientos del orificio del soplo y del tórax, así como el forcejeo y la "impetuosidad".

En este momento, se extrae el tubo endotraqueal y se coloca la laringe en posición intranasal normal. Si el animal no "sopla" en 3 minutos o el ritmo cardíaco desciende a menos de 60 latidos/minuto, el tubo debe ser reinstalado para ventilar al animal durante algunos minutos suplementarios (40,52).

Para pinnípedos se emplean capuchas de vidrio o plástico en forma cónica para que entren en la cabeza de los animales, para la inducción y mantener la anestesia inhalada (fig. 12) (55).

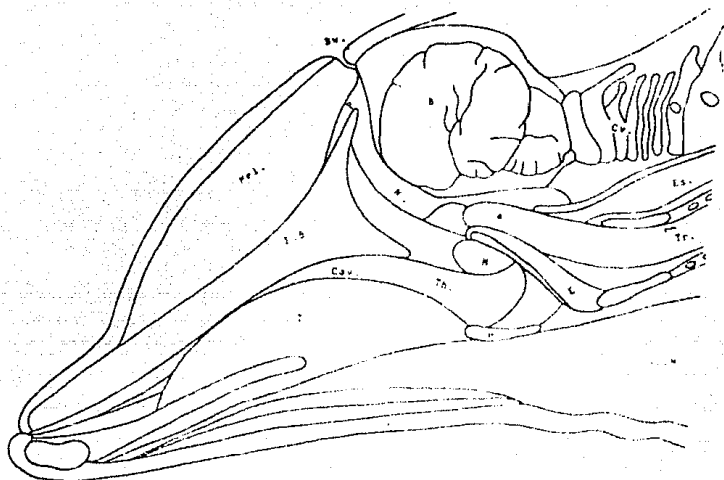


Fig. 10.-Sección sagital de la cabeza de un delfín nariz de botella, mostrando los puntos de mayor importancia para la anestesia inhalada, B, cerebro;N,nariz;A, arritenoides;E,epiglottis;M, músculo;H,hioides,T,lengua;B.w., espina dorsal,Cv., vértebra cervical;Mel.,melón;P, sacos premaxilares; Cav.,cavidad oral;Th.,faringe;P.B.,hueso premaxilar;Tr., tráquea;Es.,esófago St.M.,músculo esternocleidocó.

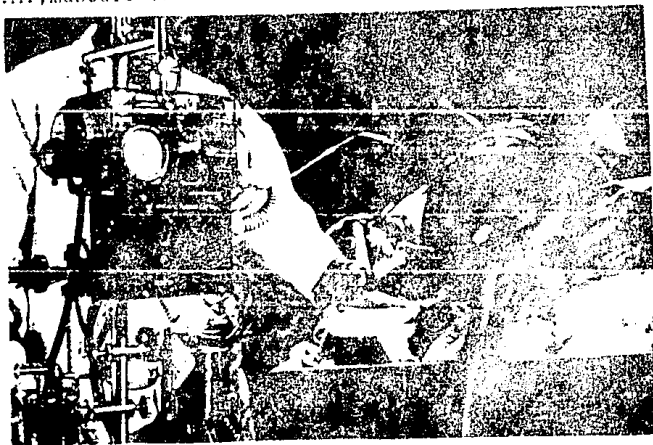


Fig. 11.- Delfín intubado y conectado al respirador durante la anestesia inhalada.



Fig. 12.- A) La capucha se coloca sobre la cabeza del animal para inducir la anestesia. B) La capucha debe de ser de un material rígido y transparente para observar el estado del león marino durante la anestesia.

Planos de la anestesia

- 1.- Escasa resistencia al manejo.
- 2.- Incapaz de oponer resistencia, quietos, algunas veces -- alertas.
- 3.- No hay resistencia, movimientos incoordinados.
- 4.- Parecido al 3, no hay respuesta palpebral al tacto.
- 5.- No hay reflejos, anestesia quirúrgica (70).