

84
2ej

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



Utilización de Anéستesicos en Peces.
De 1970 a 1987 Estudio Recapitulativo

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
P R E S E N T A:
JUAN PEDRO GONZALEZ MANCILLA

Asesores: M.V.Z. SERGIO CARRASCO MEZA
M.V.Z. LUIS ANGEL PEREZ SALMERON

MEXICO, D. F.

1989

**TESIS CON
FALLA 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 esta 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

Resumen	1
Introducción	2
Material y método	5
Clasificación y Resumen de la información	6
Análisis	26
Recomendaciones	50
Literatura citada	54

R e s u m e n

GONZALEZ MANCILLA JUAN PEDRO. "UTILIZACION DE ANESTESICOS EN PECES. DE 1970 A 1987 ESTUDIO RECAPITULATIVO". Asesores: M.V.Z. CARRASCO - MEZA SERGIO y M.V.Z. PEREZ SALMERON LUIS ANGEL.

Se llevó a cabo el estudio recapitulativo de la información -- que, sobre utilización de anestésicos en peces ha sido publicada en el período comprendido entre los años 1970 y 1987. La información - se clasificó con base en el tipo de método y maneras de administra- ción. Se elaboró un resumen de dicha información que incluye el nom- bre del producto, concentraciones recomendadas, especies de peces - en que se recomienda su utilización, vía de administración, restric- ciones y objetivo de su aplicación. Posteriormente se realizó el -- análisis y discusión de la información obtenida. Se incluyen reco- mendaciones para la administración de anestésicos en peces.

Introducción.

En la práctica veterinaria el manejo de los animales constituye un aspecto de especial importancia, ya que de él depende en gran parte el buen funcionamiento de la explotación (9,54).

En piscicultura el manejo de los peces incluye diversas maniobras tales como: muestreos, desove manual, transporte, inspecciones físicas, marcaje y aplicación de medicamentos. Esto implica, un riesgo ya que en muchas ocasiones es necesario extraerlos del agua, lo cual les provoca una gran tensión, que se manifiesta con inquietud y movimientos bruscos, obligando al piscicultor a realizar una manipulación forzada que puede causar graves daños e incluso la muerte de los peces (10,11).

Esta condición persiste hasta la fecha en la gran mayoría de las piscifactorías mexicanas, lo cual ha ocasionado pérdidas debido a la mortalidad de reproductores que puede ser de hasta un 10%, así como también errores en la determinación de la producción existente ya que se obtienen datos inexactos del peso y las tallas de los animales.

Para realizar adecuadamente la manipulación de los peces es necesario que se encuentre en un estado de inmovilización o sedación profunda dependiendo del tipo de maniobra a realizar, y no de la especie en cuestión. En maniobras tales como marcaje, sexado y aplicación de algunos medicamentos es suficiente con que se encuentre en un estado de sedación profunda, en la cual se disminuya su capacidad de respuesta a estímulos y por lo tanto de los movimientos que realiza. Por otro lado al llevar a cabo el desove manual, inspecciones detalladas y muestreos en los cuales los peces deben extraerse del agua y realizan movimientos rápidos y frecuentes, se requiere que estén en el estado denominado como "pérdida de reacción refleja" que, de acuerdo con la clasificación de cambios de conducta a varios niveles de anestesia, reportada por McFarland y Klontz (47) se reconoce por la pérdida total de reacción a estímulos y movimientos operculares muy débiles, esto se logra a través de la aplicación de anestésicos.

*Comunicación personal M.V.Z. Sergio Carrasco Meza. Departamento de Acuicultura F.M.V.Z., U.N.A.M.

Considerando lo anterior se ha hecho necesario realizar investigaciones para probar diversos productos anestésicos y tranquilizantes que, administrados a los peces ya sea diluido en el agua o en forma parenteral, provoque su inmovilización, reduciendo con ello el riesgo de que ocurran los problemas mencionados anteriormente (47).

Dependiendo del objetivo de las maniobras de manejo, se elige el producto adecuado para provocar la inmovilización. Los piscicultores llevan a cabo: transporte, sexado, desove manual, muestreo y marcaje de los peces, por lo que requieren productos de fácil uso, amplia disponibilidad y bajo costo. Por su parte, los investigadores requieren productos que no alteren los resultados de los parámetros fisiológicos que evalúen (47).

En el cuadro 1 se muestra una relación de los requerimientos de tiempo de inmovilización necesarios para realizar adecuadamente diferentes maniobras de manejo en las principales especies de peces de agua dulce comestibles en México.

CUADRO 1

TIEMPO DE INMOVILIZACION REQUERIDOS PARA REALIZAR LA MANIOBRAS DE MANEJO EN LAS PRINCIPALES ESPECIES DE PECES DE AGUA DULCE COMESTIBLES EN MEXICO (10,13,14).

	Especie	Maniobra	Tiempo (seg)
Trucha	<u>(Salmo gairdneri)</u>	Sexado	15
		marcaje	20
		biometría	30
		desove manual	60
Carpa	<u>(Ciprinus carpio)</u>	sexado	15
		marcaje	20
		biometría	30
		hipofización	30
		desove manual	60
		lavado de gónadas	240

(cont)

Especie	Maniobra (cont)	Tiempo (seg)
Bagre (<u>Ictalurus punctatus</u>)	sexado	15
	marcaje	20
	biometría	30
	hipofización	30
	desove manual	30
Tilapia (<u>Oreochromis mossambicus</u>)	sexado	15
	marcaje	20
	biometría	30

En México la utilización de anestésicos y tranquilizantes en peces es casi nula ya que los productos más comunes deben ser importados (13).

Por lo anterior se consideró importante llevar a cabo investigaciones con productos anestésicos y tranquilizantes disponibles en el país, obteniendo resultados alentadores, que sin embargo, no satisfacen las necesidades en su totalidad (12,14,17,61,74).

Asimismo, en varias partes del mundo se realizan continuamente investigaciones al respecto, por lo que se hace necesario su conocimiento y difusión.

En 1969 McFarland y Klontz realizaron una recopilación bibliográfica de los productos anestésicos utilizados en los peces, y desde entonces no se ha llevado a cabo otra revisión de la información existente sobre dichos productos.

Debido al impulso que está recibiendo la piscicultura en nuestro país, es imprescindible conocer, clasificar y analizar los trabajos que sobre anestésicos y tranquilizantes se realizan a nivel mundial, para contar con información actualizada de dichos productos, así como sus características, para poder elegir el producto adecuado para cada necesidad, optimizando así, los recursos disponibles.

Objetivo:

Recopilar, clasificar y analizar la información sobre anestésicos y tranquilizantes en peces, que se ha publicado entre los años 1970-1987.

Material y Método:

La realización de este trabajo consta de las siguientes etapas:

1) Obtención de la información.

La información se obtuvo a través de una revisión de la bibliografía reportada durante los años 1970 a 1987, en las siguientes publicaciones.

Aquatic Science and Fisheries Abstracts.

Aquaculture.

Biological Abstracts.

Index Veterinarius.

Oceanic Abstracts.

The Progressive Fish Culturist.

2) Clasificación de la información.

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

Tipo de método: Físico.

Químico.

Vía de administración: Diluido en agua.

Intramuscular.

Intravenoso.

Oral.

Otros.

3) Resumen de la información:

Se elaboró el resumen de la información de los diferentes productos utilizando cuadros en los que se presente, el nombre del producto, con cen traciones adecuadas, especies en que se recomienda, dosis, vía de adminis tración, objetivo de su aplicación, y si esta disponible en México.

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.

5) Recomendaciones para la administración de anestésicos en peces.

Clasificación y Resumen de la Información:

Con base en la información obtenida se presenta en el Cuadro 2 la clasificación de los productos, agentes y métodos utilizados para provocar inmovilización en peces conteniendo el resumen que presenta las dosis recomendadas, vía de administración, objetivo de su utilización, tiempos de inducción, de anestesia y de recuperación.

Cuadro 2. Clasificación de los productos, agentes y métodos utilizados para provocar inmovilización en peces con base en su naturaleza, especies en que se utiliza, dosis, vía de aplicación, tiempo de inducción, tiempo de anestesia, tiempo de recuperación y objetivo de aplicación.

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Físicos

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Descompresión	<u>Oncorhynchus tshawytscha</u>	71 cm./Hg (69% efectividad) 51 cm./Hg (17% efectividad)	camara de descompresión	5'	de algunos min. a varias horas	varios min.	Inmovilización	70
	<u>Oncorhynchus kisutch</u>	71 cm./Hg (9% efectividad)		10'				
	<u>Salmo gairdneri</u>	resultados no concluyentes						
Electricidad	<u>O. tshawytscha</u>	12 volts. (fuera del agua)	contacto	inmediato	pocos min.	inmediato	marcaje	25
		100 volts (dentro del agua)	BISA *	5-7seg.	pocos min.	5-30'	muestreos	47
Frío	<u>Filipia mossambicus</u>	8.5-11.5 °C	BISA			2'	transporte	16
	<u>Ictalurus punctatus</u>	0 °C						
	<u>Blennius pholis</u>	3.4-6.8 °C						
	<u>Cyprinodon dearborni</u>							
*BISA.- Baño inmersión solución acuosa.								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALIEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Frio (cont)	<u>Carassius auratus</u>	0 °C	BISA				transporte	16
	<u>Monopterus albus</u>	10 °C						
<u>Heteropneustes fossilis</u>	6 °C							
<u>Spinachia spinachia</u>	0 °C							
	<u>Scylliorhinus canicula</u>	8 °C *	BISA		1-2 h		transporte cirugía	77
Aturdimiento			Contusión craneo cefalica	inmediato			toma de muestras	28
QUIMICOS								
Acopromacina maleato	<u>Ciprinus carpio</u>	747 mg/l	BISA					74
	<u>Oreochromis mossambicus</u>	950 mg/l	BISA	60"	30"	0-15'	manejo	17
	<u>Salmo gairdneri</u>	357.5 mg/l	BISA					
*Como suplemento para la aplicación de productos anestésicos químicos								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Químicos

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.	
Acido carbónico	<u>Labeo rohita</u>	500 ppm	BISA		215h		transporte	51	
		150-600 ppm	BISA				transporte	56	
Alcohol amílico	<u>Oncorhynchus nerca</u>	10.66 ml/1	BISA	2'		10-30'	transporte	19	
		1.22-1.33 ml/1 5-6 ml/1		8-12' 20-25'		10-30'	" "		
	<u>Liza tade</u>	1.5-20 ml/1	BISA			30'		transporte	19
		0.8 ml/1				24h		"	
		0.5-1.0 ml/1						"	
	<u>F. parvipinnis</u>	1.0-1.75 ml/1 0.5-1.1 ml/1	BISA						8
<u>Mugil trichodon</u>	0.25-0.5 ml/1	BISA	10-30'	12h	0.25-0.5'	transporte	2		
	0.5-1.25 ml/1	BISA	10-20'		20-90'			47	
<u>Salmónidos</u>	1-2 ml/1	BISA						37	
Alcohol butílico	<u>Mugil trichodon</u>	3.0 ml/1	BISA	30-40'	12h		A. sup.	2	
		3.5 ml/1		30-40'	12h	A. prof.			

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Amital sódico (amobarbital) (cont.)	Salmónidos	7-10 mg/l	BISA		30-60			37
		7-10 mg/l	BISA	30-60		60'+		47
Avertin (tribromoetanol)	Salmónidos	4-6 mg/l	BISA					37
		4-6 mg/l	BISA	5-10'		20'		47
Benzocaína	<u>Ictalurus punctatus</u>	25-50 mg/l	BISA					8
	<u>Carassius auratus</u>	25-50 mg/l	BISA					8
	Tilapias - peso 0-0.5 g 0.5-1.0 g 1.0-5.0 g 50-100 g	1:15,000 1:15,000 1:10,000 1: 5,000	BISA					59
	<u>Clarias batrachus</u> 5-10 g 10-50 g	1:10,000 1: 5,000	BISA					59
	<u>Salmo gairdneri</u>	50 ppm (0.03 mM)	BISA					76

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Dióxido de carbono y oxígeno burbujeado (partes iguales)	<u>Ciprinus carpio</u>	290-460 ml/min.	BISA	20'	5h	inmediata		35
Diazepam	<u>Alosa sapidissima</u>	9.94 mg/kg per os	ORAL					8
Ether	<u>Liza tade</u>	2 ml/l (sed)*	BISA	46.81'	30'	10.81'	manipulación	19
		4 ml/l PPE **						
		6 ml/l PPE						
	2.83	30'	8.4'					
	<u>Carassius auratus</u>	10-50 ml/l	BISA					8
		10-50 ml/l	BISA	2-3'		5-30'		47
	Salmónidos	10-15 ml/l	BISA					37
Etomidato	<u>Ictalurus punctatus</u>	0.2-0.4 mg/l (sed)	BISA	15'	6h	3-13'	transporte manipulación y cirugía	44
		3.8-2 mg/l (anest.)		2'	10-80'	92-34'		
6-8 mg/l ***		8-5'		10-80'	28-54'			
	<u>Notemigonus crysoleucas</u>	0.4-0.6 mg/l (sed)	BISA	15'	6h	7-15'	transporte manipulación y cirugía	44
		4-1.6 mg/l (anest.)		2'	10-80'	25-41'		
		6-10 mg/l ***						
* SED.- Sedación. ** PPE.- Pérdida parcial de equilibrio. *** Anestesia rápida. f.- Requiere de un preanestésico para canular a los peces.								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Etomidato (cont.)	D. <u>rerio</u>	2-4 mg/l	BISA					8
	G. <u>ternetzi</u>	2-4 mg/l						
	P. <u>scalare</u>	2-4 mg/l						
	X. <u>maculatus</u>	2-4 mg/l						
	I. <u>punctatus</u>	2 mg/l						
		0.05-0.5 ppm/l					transporte	8
	<u>Notemigonus crysolucas</u>	1 mg/l	BISA	2'	96h	después de 10'		55
		1.5 mg/l ***		1'	8h	1h	tranquilizados	
		1.5 mg/l ****		5'	8h		anestesiados	
	<u>Morone saxatilis</u>	0.5 mg/l	BISA	10'	96h	1h	PPE ***	55
	1.0 mg/l	5'		96h	1h	anestesia		
	1.6 mg/l	1-3'		96h	1h	anestesia profunda		
<u>Ictalurus punctatus</u> crias	3 mg/l	BISA	3-4'	40'	1h	anestesia	55	
	4 mg/l		3-4'	20'	1h	anestesia		
<u>Ictalurus punctatus</u> jovenes	5 mg/l		3-4'	10'	1h	anestesia		
	0.8-1.2			3-4'		sedación		

***PPE.- Pérdida parcial de equilibrio
**** Colapso medular

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Btorfina-acetil-promazina	<u>Salmo gairdneri</u>	8-10 mg/kg	IP *		30-60'	5' **	cirugía	53
	<u>Salmo trutta</u>	8-10 mg/kg	IP		30-60'	5' **	cirugía	
Fenobarbital	<u>Liza tade</u>	0.25-0.5 g/l (sed) 1.25-1.5 g/l (prof***)	BISA	151'	30'	180-204'	manipulación anestesia	19
Fenoxictanol	<u>Salmo gairdneri</u>	0.25 ml/l	BISA	4'	13'	6'		3
		0.5 ml/l		3'		9'		
		0.75 ml/l		2'		14'		
	Salmónidos	0.1-0.5 ml/l	BISA					37
	<u>Oncorhynchus nerka</u>	0.1-0.5 ml/l	BISA					8
		0.1-0.5 ml/l	BISA	10-30'		5-15'		47
Hidrato de cloral		0.8-0.9 g/l	BISA					47
		8.5-11.5 g						8
<p>*IP.- Intraperitoneal ** Después de aplicar la Diprenorfina HCl *** Anestesia profunda</p>								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REP.
<u>Ketamina clorhidrato</u>	<u>Salmo gairdneri</u>	45 mg/l	BISA	48-74"	1'	371-86'	manipulación	14
	<u>Salmo gairdneri</u>	130 mg/kg	IM		20'	>90'	cirugía	53
	<u>Salmo trutta</u>	150 mg/kg	IM		50-80'	>90'	cirugía	53
Lidocaína	<u>Salmo gairdneri</u>	0.1 ml	E*	5'	(aprox. 12h)	45-50'	cirugía	53
	<u>Salmo trutta</u>	0.1 ml						
	<u>Salmo gairdneri</u>	350 mg/l	BISA	1.3-2'	45"	1.3'	manejo	13
	<u>Salmo gairdneri</u>	350 mg/l+1g de CO ₃ NaH	BISA	33.5'	45"	5.58'	manejo	12
	<u>Ciprinus carpio</u>	350 mg/l+1g de CO ₃ NaH		40-60"	4'	8-17'	manejo	
	<u>Oreochromis mossambicus</u>	350 mg/l+1g de CO ₃ NaH		84-95"	30"	6-12'	manejo	
	<u>Ictalurus punctatus</u>	250 mg/l+1g de CO ₃ NaH		80-95"	60"	11-14'	manejo	
Metyl parafinol	<u>F. parvipinnis</u>	1.5-3.5 ml	BISA					8
Metyl pentynol		0.5-0.9 ml/l	BISA					8
	Salmónidos	0.5-0.9 ml/l	BISA					37
		0.5-0.9 ml/l	BISA	2-3'		5-20"		47

* E.- Espinal

CUADRO-2. - CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.	
MS-222 (cont.)	<u>Mugil cephalus</u>	120 ppm	BISA	2.8 ' 0.5**				71	
	<u>Ciprinus carpio</u>	75 mg/l	BISA	4.9 '		2.18		68	
		75 mg/l neutralizado		2.63 '		1.58 '			
		150 mg/l		2.29 '		2.72 '			
		150 mg/l neutralizado		1.72 '		3.69 '			
	<u>Saratherodon mossambicus</u>	75 mg/l	BISA	7.79 '		1.23 '		68	
		75 mg/l neutralizado		4.87 '		1.86 '			
		150 mg/l		4.37 '		2.33 '			
		150 mg/l neutralizado		3.63		2.56 '			
	<u>Salmo gairdneri</u>	75 mg/l	BISA	1.13 '		1.69 '		68	
		75 mg/l neutralizado		0.98 '		1.84 '			
		150 mg/l		0.43 '		2.72 '			
		150 mg/l neutralizado		0.29 '		2.99 '			
	* Tiempos de inducción en agua salada.								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INYCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
MS - 222 (cont.)	<u>Salmo gairdneri</u>	55 mg/l	BISA		2'		desove	27
		25-100 mg/l	BISA	1-3'		3-15'		47
Paraldehído	<u>Liza tade</u>	0.1-0.5 ml/l (sed)	BISA					19
		2.5 ml/l (anest)		6.46'	30'	19.31'		
		3.0 ml/l		3.89'	30'	10.0'		
Pentobarbital sódico	<u>Liza tade</u>	0.005-0.017 g/l (sed)	BISA				transporte manipulación	19
		0.05 g/l (anest)		46.44'	30'	60.16'		
	0.1 g/l	32.79'	30'	122.5'				
	<u>Ginglymostoma cirratum</u>	60 mg/kg	IP*	3'		2-3 días	cirugía	75
		40 mg/kg	IM	2'		1 día		
		6-10-20 mg/kg	IV **	1'		5h		
<u>Salmo gairdneri</u> <u>Salmo trutta</u>	30 mg/kg	IP					53	
	48 mg/kg	IP			<th***			
T. tinca R. rutilis	20 mg/kg	IM					8	
	20 mg/kg	IM						
* Itraperitoneal ** Intravenoso								

CUADRO 2.- CLASIFICACION DE LOS PRODUCTOS, AGENTES Y METODOS UTILIZADOS PARA PROVOCAR INMOVILIZACION EN PECES, CON BASE EN SU NATURALEZA, ESPECIES EN QUE SE UTILIZA, DOSIS, TIEMPO DE INDUCCION, TIEMPO DE ANESTESIA, TIEMPO DE RECUPERACION, OBJETIVO DE APLICACION Y VIA DE APLICACION.

Nombre del Anestésico	Nombre de la Especie de Pez	Dosis	Vía de aplicación	TI.	TA.	TR.	Objetivo	REF.
Sal	<u>Salmo gairdneri</u>	Questionable	BISA					8
Uretano (Etilcarbamato)	<u>Anguilla anguilla</u>	3 %	BISA		40-50'			43
	<u>Oreochromis mossambicus</u>	0.5-5 g/l (sed)	BISA	30'				42
	Salmónidos	5-40 mg/l	BISA					37
	<u>Carassius auratus</u>	0.3 g/l	BISA					8
		5-4 mg/l	BISA					47
Secobarbital		35 mg/l	BISA	30-60'	largos períodos	3-5h		47
4-Styrylpyridine		20-25 mg/l	BISA	1-5'		20-30		47
Xiluzina	<u>Salmo gairdneri</u>	100 mg/kg	IM					55
	<u>Salmo trutta</u>	100 mg/kg	IM					

La mayor parte de los productos utilizados para tranquilizar y --
anestesiar peces se encuentran en México a excepción de los siguientes:

Alfaxolona

2-amino feniltiazol

Fenoxietanol

Metil parafinol

Metil pentinol

MS-222

Propilen fenoxetol

Quinaldina

Uretano (desuso)

4 Styrylpyridine

Análisis de las características, propiedades, ventajas y restricciones de los diferentes productos y métodos utilizados.

Anestesia por descompresión.

No se recomienda su utilización a nivel de campo, debido a su baja efectividad, además de que se requiere de un equipo especializado, como lo es el sistema de recirculación y sistema de presión de vacío, y su uso se limita a ciertas especies de peces únicamente (70).

Anestesia por electricidad.

Este es un excelente método para inmovilizar peces donde se requiere un tiempo de mantenimiento fuera del agua muy corto para realizar la actividad deseada, por ejemplo el marcaje, pesaje, etc.. Es muy económico ya que no requiere equipo muy costoso el cual se puede manufacturar en forma casera. Otra ventaja, es que no se requiere el uso de productos químicos, los cuáles pueden provocar efectos indeseables. También el uso de este método es recomendable cuando el empleo de químicos sea impráctico (25).

Anestesia con frío.

Este método ha tenido buenos resultados en peces tropicales y de aguas templadas.

Es muy útil para el transporte y sumamente barato ya que solo se requiere de hielo. Pero tiene el inconveniente de que la temperatura no puede ser controlada fácilmente (16).

El frío también se utiliza como suplemento para la aplicación de productos anestésicos químicos, al permitir que los peces puedan ser mantenidos con seguridad utilizando bajas concentraciones de un anestésico químico por largos períodos.

La temperatura adecuada requerida para mantener la inmovilidad, esta relacionada sobre la temperatura inicial de aclimatación.

Los reflejos polisinápticos muestran bloqueo total a 8°C. Los movimientos ventilatorios de las branquias, aunque grandemente reducidas en amplitud, fuerón detectables aún a 0°C (77).

Aturdimiento.

Este método es adecuado para la toma de muestras hematológicas, pero presenta el inconveniente de que el animal muestreado difícilmente se recupera, siendo sacrificado. El golpe en la cabeza especialmente en trucha causa baja en el contenido de globulos rojos, hematocrito y hemoglobina. Por otro lado después del golpe se incrementa el contenido de eritrocitos inmaduros, y hay un decremento de trombocitos (28).

Acido Carbónico.

Este método ha demostrado ser efectivo para realizar procedimientos prolongados como es el transporte de hasta 215 horas.

Es sumamente barato y los productos que se requieren para obtener el ácido carbónico se pueden conseguir fácilmente. Estos son: bicarbonato de sodio (A) y ácido sulfúrico (B) a las siguientes concentraciones.

(A)- 6.75% (peso/vol.) de sol acuosa de bicarbonato de sodio.

(B)- 3.95% (peso/vol.) de ácido sulfúrico.

El uso más efectivo ha sido en procedimientos en los cuales se requiera anestesiar al pez dos o más veces por día o por algunos días, y en procedimientos que requieran sedación y pérdida de reflejos parcial ó total.

Este agente causa anestesia al provocar una ligera anoxia a nivel cerebral.

El volúmen necesario de las dos soluciones pueden ser calculadas aplicando la siguiente ecuación: (concentración deseada de H_2CO_3 mg/l) (vol. de baño del anestésico en litros) entre 50 = volúmenes de bicarbonato de sodio y ácido sulfúrico.

La anestesia profunda que requiera pérdida de reflejos y de actividad opercular no es recomendable. Pérdida del reflejo opercular indica demasiado tiempo o altas concentraciones del ácido carbónico.

Puede utilizarse como antídoto una solución de Carbonato de sodio al 10% (51,56).

Alcohol Amil terciario.

Este hidrocarburo es un líquido volátil con un olor característico y de sabor cáustico. Es soluble en agua y miscible en etanol, benceno, -

ether, cloroformo y glicerol.

Este anestésico es barato, con buena potencia narcótica establecida en 5.99 y es efectivo para el transporte y marcaje.

Es muy irritante por inhalación y causa colapso circulatorio a altas concentraciones.

Es un depresor del SNC y reduce el volúmen de aire respirado (19).

Alfaxolona

La alfaxolona es uno de los anestésicos de elección, ya que produce tiempos prolongados de sedación. Se preserva buena ventilación, a diferencia de los aminobenzoatos los cuales causan vaso constricción y generalmente producen hipoxia.

La recuperación es excelente la cual es marcada por una ligera fase de excitación seguida rápidamente por sedación y se completa dentro de las 2 horas, a diferencia de los barbituratos que presentan un tiempo de recuperación prolongado. Tampoco presenta algún efecto bloqueador neuromuscular periférico.

El anestésico también es útil en trabajos de neurofisiología ya que evita la parálisis como las que se presentan al aplicar drogas curariformes debido a que deja intacto la función del nervio aferente.

Esta droga no posee efectos acumulativos (53).

2-Amino-4-feniltiazole.

Actúa a nivel de SNC, en las fibras pre-nerviosas terminales, además incrementa al AMPc del cerebro.

Causa depleción de la acetilcolina en nervios terminales inhibiendo la acción potencial de las células Mauthner en la médula oblongada, coincidiendo con la pérdida de motilidad y función sensorial.

En el grado secundario (pérdida total de equilibrio o pérdida de actividad refleja) existe una influencia gradual sobre las propiedades autónomas del centro respiratorio en médula oblongada.

El anestésico se distribuye principalmente en el SN y de este a la médula oblongada que es la que alcanza mayor concentración. Y desaparece rápidamente del cerebro al inicio de la recuperación.

El mayor mecanismo de acción del anestésico sobre las funciones del SNC parece ser específicamente participando con los nervios colinérgicos terminales.

La muerte sobreviene por altas dosis o/y períodos prolongados de exposición; hay un efecto paralizante del centro respiratorio que es la causa de la muerte (34,38,62,63,64).

Benzocaína.

Químicamente es un Etil-p-amino-benzoato (59), similar al MS-222, pero carece de un radical sulfonato, que lo hace insoluble en agua (8).

Requiere de solventes como la acetona, metanol y etanol. Previene la respuesta del stress, no así el TMS (MS-222). También evita el nado agitado inicial que se presenta con el TMS (8,76).

La anestesia fué subjetivamente asociada con menos coagulación sanguínea y con mucho menos reflejos bruscos comparado con el TMS.

Los niveles de glucosa plasmática, cortisol y colesterol no variaron considerablemente (76).

El anestésico es más barato que el TMS, pero hay que considerar el empleo de solventes (8).

Una desventaja se presenta sí se eleva la temperatura la cual puede precipitar al producto.

El grado de absorción entre el clorhidrato de benzocaína y el clorhidrato de benzocaína neutralizada es debido al grado de ionización, y la diferencia consiste en la solubilidad lipídica del anestésico (22).

Para transporte es indeseable que los peces alcancen la etapa II de anestesia, ya que muestran signos de pérdida del equilibrio acompañado por movimientos activos de nado, los cuales resultan en una aceleración del metabolismo con un subsecuente incremento del consumo de oxígeno y altas concentraciones de CO₂ y amonio en el agua. Durante la etapa III de la anestesia hay una pérdida total del equilibrio, los peces se van al fondo impidiendo una buena circulación del agua presentándose una depleción del oxígeno disponible local (21).

El anestésico no se recomienda en peces adultos ya que en la anestesia prolongada se deposita en grasa haciendo más prolongado el período de recuperación (59).

Bicarbonato de sódio

Es un anestésico sumamente barato, de fácil adquisición y amplia distribución. Tampoco se han encontrado efectos adversos en peces ni en

humanos.

Su efecto anestésico es debido principalmente a la liberación de CO_2

La relación bióxido de carbono y de pH. controlado es muy importante en cuanto a su efectividad. Este agente es muy práctico a nivel de campo en donde se requiera un estado de pérdida parcial de equilibrio.

Con este anestésico se logra cesar la locomoción y el movimiento opercular es lento, pero se retiene la respuesta refleja a la presión sobre la aleta caudal.

No se recomienda el uso de ácidos o bases para ajustar el pH en trabajos de campo (6).

Dióxido de carbono.

Cabe recordar que la anestesia es inducida por la administración en el agua de la mezcla de dióxido de carbono y oxígeno por burbujeo.

Este método esta siendo estudiado para el transporte de peces vivos, pero presenta varios inconvenientes: Se tiene que utilizar un "preanestésico" con la finalidad de canular las cavidades bucal y opercular así como también la aorta dorsal y el bulbo arterioso, después se coloca en un tanque de respiración.

Al principio de la anestesia el pez se mostró excitado observándose un violento por algunos minutos. El consumo reducido de oxígeno y el estado de inmovilidad del pez durante la anestesia por alto P_{CO_2} son condiciones adecuadas para realizar el transporte.

El P_{CO_2} en concentraciones altas puede ser dañino.

Este método no es aconsejable para el trabajo de campo ya que requiere de un equipo especializado al igual que conocimientos para realizar la canulación del pez.

El método no puede aplicarse a un gran número de animales al mismo tiempo por lo elaborado del mismo, y solo se recomienda realizarse en animales de gran tamaño (35)

Ether.

Este anestésico es un solvente orgánico, volátil, altamente inflamable y soluble parcialmente en agua.

No se recomienda su uso ya que es difícil obtener una completa disolución y se evapora aún teniendo todas las precauciones. Puede resultar peligrosa su inhalación ya que es muy irritante y ocasiona vómito.

Otro inconveniente es el alto riesgo de explosión (19).

Etomidato.

El etomidato, (R)-(+)-etil-1-(1-feniletíl)-1H-imidazole-5-carboxilato, es un análogo del propoxato.

Es un potente hipnótico no barbitúrico, de corta duración.

Induce rápidamente la anestesia con leves ó nulos efectos sobre el sistema cardiovascular y respiratorio (44).

El etomidato tiene las siguientes ventajas sobre la quinaldina y el MS-222: posee un amplio margen de seguridad, baja concentración efectiva, la posibilidad de mantener a los peces en exposiciones prolongadas, la habilidad de variar el grado de anestesia al modificar su concentración. También es más soluble que la quinaldina, no tiene color ni olor y aparentemente no presenta efectos nocivos sobre el humano al consumir peces tratados con el producto. Sin embargo, no esta aprobado en los Estados Unidos su uso en peces para el consumo humano.

Los peces, cuando son expuestos por más de 20 minutos palidecen pero al recuperarse la pigmentación retorna (55).

Los peces anestesiados con 3mg/l y mantenidos en una red durante 10 minutos, presentaron un bajo nivel de cortisol en el plasma.

La anestesia con este producto no previene la hipercloremia.

Aparentemente no hay cambios histológicos ni hematológicos en el pez anestesiado y la anestesia es inducida sin la liberación de histamina.

A ciertas dosis se pueden presentar cambios en la proteína plasmática, hiperglicemia y hemoconcentración (45).

Además, el etomidato limita el incremento de corticosteroides durante el manipuleo y el transporte, previniendo el stress (18,45).

El etomidato induce más rápidamente la anestesia en aguas alcalinas y con alta temperatura comparada con agua ácida y de baja temperatura(8).

Etorfina-acetil promazina.

La combinación de estos productos produce neuroléptoanalgesia en la que el pez es inmovilizado y la sensación de dolor cútaneo es abolida, pero el ojo efectúa algunos movimientos los cuales pueden ser ocasionados por el componente fenotiazínico.

La recuperación es súbita después de aplicar el antagonista dipre-

norfina y el equilibrio se recupera seguido de una fase transitoria de ataxia.

El ECG fue razonablemente normal.

Este método no se recomienda para ser utilizado en campo ya que las dosis empleadas son altamente peligrosas sí, por accidente, son inyectadas en el humano (53).

Fenobarbital sódico.

Químicamente es un 5-Etil-5-fenil-2,4-6-trioxohexahidropirimidina, formado por cristales higroscópicos, solubles en agua de sabor amargo.

Este anestésico al igual que los de su grupo no se recomienda para el trabajo de campo debido al excesivo tiempo de inducción y de recuperación, así como por causar algunos efectos indeseables. Su potencia narcótica es baja siendo solo de 12.00. La tolerancia a este anestésico es limitada como lo indican las pruebas realizadas (19).

Fenoxietanol.

Es un anestésico ($C_6H_5OCH_2CH_2OH$) relativamente barato de uso limitado en Canada y sin registro en Estados Unidos.

Se recomienda su empleo en salmónidos juveniles y solo por duraciones limitadas.

El cortisol se incrementa rápidamente después de una hora de su aplicación por lo que se concluye que este anestésico no reduce el stress durante el transporte (73).

El anestésico muestra un efecto tóxico sobre la fertilización. Este efecto fue limitado al esperma, y parece ser que los huevos no son afectados (5).

Se ha observado un efecto sinergista en presencia de DDT o/y DDE en donde los tiempos de inducción y recuperación fueron menores que en los peces anestesiados solamente con fenoxietanol. Estos efectos indican que el DDT y DDE actúan de manera similar al fenoxietanol (39).

Clorhidrato de Ketamina.

Es de gran utilidad ya que es un anestésico de corta acción.

Como desventajas presenta, períodos prolongados de recuperación al ser inyectado (>90 minutos) y se caracteriza por provocar excitación y ataxia. En los peces hay pérdida de tono del musculo abductor de la mandíbula causando ventilación ineficiente(53).

Usándola en baños de inmersión da excelentes resultados para algunas maniobras como sexado, marcaje, biometría y desove manual. Siendo -- sus tiempos de inducción y tiempos de recuperación bastante reducidos(14).

Lidocaína.

El empleo de la lidocaína sola en baños de inmersión no es recomendable ya que se observa una mortalidad.

Su utilización con adrenalina produce una reducción en el tiempo de inducción debido a que la adrenalina ocasiona un incremento en el flujo sanguíneo, permeabilidad osmótica y difusional en el epitelio de la bránquia (13,53).

Al utilizarla junto con bicarbonato de sodio se reduce aún más el tiempo de inducción y se logra un mejor mantenimiento fuera del agua lo que hace a esta mezcla anestésica muy práctica. La acción del bicarbonato de sodio es alcalinizar el pH del agua lo cual facilita el efecto de la lidocaína (13).

El empleo de este anestésico se recomienda para realizar operaciones de manejo de corta duración.

Se ha utilizado la inyección directa a la medula espinal como bloqueo de ciertas partes del cuerpo sin afectar al encefalo evitando la depresión respiratoria y otros efectos colaterales.

En inyecciones intracraneales se ha utilizado para anestesiar elasmobranchios y teleosteos durante más de una hora, preservando bien la circulación y ventilación (53).

MS-222 (Sandoz) TMS Tricaine metano sulfonato.

El agente es un metano sulfonato del ácido meta-aminobenzoico etilester en la forma de un fino polvo cristalino, muy soluble en agua, lo cual es una gran ventaja para su utilización en baños de inmersión, aunda a su buena potencia anestésica (19).

Este anestésico es el más comúnmente usado en varias especies, administrado principalmente en baño para períodos cortos de inmovilización, pero también se puede administrar en un sistema de recirculación (8,42).

Este agente es el único anestésico que se permite para uso en peces -- destinados al consumo humano por la Food and Drug Administration, USA.(8).

En peces de agua salada la toxicidad de este producto es menor que en peces de agua dulce (71).

Los cambios metabólicos ejercidos por el MS-222 están correlacionados con el tiempo de exposición. Los niveles de BUN se incrementan, ocurriendo una tendencia hacia la hipercolesterolemia, incrementando también la producción de ACTH, glucosa sanguínea, y de las catecolaminas. Estas tendencias reflejan un estado de stress, debido al bajo potencial de disociación (pKa.) del MS-222. Esto se puede evitar neutralizando al MS-222, previniendo además el nado agitado inicial y los disturbios metabólicos. Por lo tanto el MS-222 neutralizado es el idóneo para toma de muestras y química sanguínea, pero el tiempo de exposición fue limitado a 3-4 minutos. Para evitar la acción del producto se pueden utilizar: imidazol, fosfato sódico hidrogenado, y sodio hidrogenado (8,18,68,76).

El MS-222 neutralizado además reduce los tiempos de inducción e incrementa los tiempos de recuperación de la anestesia. La concentración que alcanza en sangre es elevada (68).

El MS-222 solo, altera rápida y significativamente varios parámetros sanguíneos y de tejidos, por lo tanto se sugiere reconsiderar la utilización del producto para el muestreo de valores en sangre y tejidos (28).

De los valores hemáticos en los que influye el MS-222, los más alterados son el lactato sanguíneo y las concentraciones de K⁺ en plasma. Otros valores que también se afectan son el Ht y el Mg (52,72).

Hay que considerar que la obtención de Ht es más alto y variable en -- truchas no anestesiadas que en las anestesiadas, donde en rango y error estándar de lectura del Ht fue pequeño en esta última (58).

Los valores de trombocitos y eritrocitos fueron significativamente alterados por la anestesia y por los métodos de muestreo (punción cardiaca y corte del pedúnculo caudal), en Carassius carassius L. y Salmo gairdneri R. tal influencia no se observó en los valores de leucocitos (28).

La anestesia durante un severo manipuleo no evita el stress (cortisol) pero es menos que en peces no anestesiados. Se reduce también la mortalidad cuando los peces son expuestos a un segundo stress.

Al suplir el agua para diluir el producto, con solución salina durante el primer stress o exposición, parece reducir la mortalidad a un segundo stress moderando la completa respuesta de stress (cortisol), tal vez por reducir las demandas osmorreguladoras (69).

El incremento de la temperatura del agua incrementa la eficacia del MS-222 y acorta el tiempo de inducción ya que se aumenta la ventilación de las branquias (incremento en la permeabilidad iónica de las branquias) y la frecuencia cardiaca.

La influencia de la dureza del agua sobre la eficacia del MS-222 puede ser dependiente de las especies.

El pH bajo (menor de 5) reduce el tiempo de inducción (72).

En anestesia rápida seguida por un inmediato muestreo, el MS-222 no afecta el metabolismo de los carbohidratos. Sin embargo la anestesia con bajas concentraciones por períodos prolongados puede ocasionar alteraciones significativas en el metabolismo de los carbohidratos (15).

El período de recuperación se caracteriza por alteraciones en valores hematológicos hiperglicemia, baja del K plasmático, baja de las concentraciones de iones plasmáticos y de tejidos y potenciales de equilibrio. El CO₂, bicarbonato de sodio y el pH requieren de 12 horas más o menos para estabilizarse. Las alteraciones en los niveles iónicos plasmáticos y en tejidos pueden representar el resultado de endosmosis compensatoria incompleta y del incremento en el flujo electrolítico branquial y renal, procesos que derivan de una respuesta primaria a la hipoxia vascular. La pérdida de iones por vía urinaria es mayor de la normal durante 12-24 hrs. después del tratamiento. La hiperglicemia y alteraciones de K y Ca en tejidos persisten por 4-8 días; en plasma permanecen por debajo de lo normal durante 8 días (31).

La función tubular renal no es alterada bajo anestesia ligera (49).

La eliminación del MS-222 ocurre primariamente por difusión a través de las branquias. Pero también hay indicaciones de biotransformación por hidrólisis de productos y congéneres aminoacetilados (40).

La excreción de amoníaco y urea se mantiene igual o ligeramente reducida en peces anestesiados o que no son manipulados (24).

En inseminación artificial de trucha arcoiris, el MS-222 no afecta los gametos, y el pH no varió después de que el anestésico fue adicionado al diluyente bufferado; la motilidad del esperma tampoco fue afectado (5).

El DDT y DDE no presentan efectos sinérgicos con el MS-222 lo que -

sugiere que estos productos tienen diferentes modos o sitios de acción - (39,48).

Al incrementar la salinidad se puede contrarrestar los efectos tóxicos del agente en el mújol (71).

Este producto es muy costoso a pesar de las pequeñas cantidades que se requieran (42).

Paraldehído

También llamado trioximetileno, y 1,3,5-trioxano. Es un líquido incoloro; acetaldehído trimerizado, con un característico olor aromático de sabor desagradable. Es parcialmente soluble en agua, pero lo es completamente mezclado en solventes orgánicos como el ether, benceno y acetona.

El químico es de moderada potencia anestésica. Aunque se requieren bajas concentraciones para inducir sedación, no se recomiendan altas dosis ya que produce alta mortalidad.

El tiempo de inducción es moderado y el tiempo de recuperación es reducido y rápido pero puede variar considerablemente.

A dosis terapéuticas, para sedación durante el transporte, no hay efectos indeseables y el pez tolera bien el producto (19).

Pentobarbital sódico (Nembutal)

Es un barbitúrico (5-Etil-5-[1-metilbutil]-2,4,6-trioxohexahidropirimidina), en la forma de polvo blanco, granular, cristalino, con un ligero sabor amargo, soluble en agua. Es un hipnótico de moderada duración (19).

El pentobarbital sódico es similar a la quinaldina en su habilidad para inducir sedación a bajas concentraciones.

El anestésico presenta el inconveniente de tener prolongados tiempos de inducción y de recuperación y, por lo tanto, no es adecuado para la práctica rutinaria en piscicultura, aunque su potencia narcótica es alta.

Es excelente para anestesia quirúrgica en tiburón utilizándolo intravenosamente.

Algunos estudios demuestran que una pequeña dosis secundaria no es tan efectiva como la primera, y tiene obvias propiedades acumulativas.

La vida media en plasma es extremadamente prolongada debido a la inhabilidad del animal para que lo excrete vía urinaria o por las branquias.

La redistribución de la droga parece ser la respuesta del inicio de la recuperación (75).

En trabajos de duración prolongada se observó un efecto cardíaco depresivo (53).

Por otro lado, la temperatura modifica marcadamente el tiempo de recuperación. El tiempo de recuperación decrece de 82.2 minutos a 10.2 minutos, al incrementar la temperatura de 10°C a 20°C en trucha arcoiris (Salmo gairdneri). Además hay una notable diferencia en el grado de influencia de la temperatura sobre la profundidad de la anestesia.

La trucha presenta una débil permeabilidad de las branquias para el pentobarbital. Al elevar la temperatura, se ocasiona un considerable incremento en la velocidad cardíaca y rendimiento en el pez, pudiendo acortarse el período de anestesia por la aceleración de la velocidad de la eliminación de la droga a través de las branquias. La correlación lineal significativa existente entre el logaritmo de tiempo de recuperación y la proporción inversa de temperatura absoluta muestra que el efecto de temperatura sobre la duración de la anestesia es comparable al efecto de este factor termico sobre la cinética del químico.

El efecto de la presión hidrostática sobre el tiempo de recuperación puede causar una reversión de la anestesia. Y la extensión del efecto de la presión varía de acuerdo a el valor de la temperatura (4).

Propanidid (Epontol)

El propanidid (3-metoxi-4-(N,N-diethyl-carbamoil metoxifenil ácido-acético n-propilester), es soluble en agua.

Este anestésico ha sido probado sucesivamente para anestesiar peces durante más de una hora.

Puede ser aplicado en forma intraperitoneal o en baño en solución.

La baja toxicidad de la preparación farmacológica ha sido promovida con base en los criterios clínicos; tóxicológicos, hematológicos y bioquímicos.

Prolongando el tiempo de exposición, hasta 96 horas, no se incre--

menta el efecto tóxico.

No presenta respuesta alérgica y no irrita al tejido en el punto de aplicación, en la inyección intraperitoneal.

En baño causa anestesia general cuyo curso depende de la duración que el pez es mantenido en la solución.

Este producto no altera el pH ni el contenido de CO₂ del agua, y el pez consume menos oxígeno (c.70% de nivel normal).

Los valores ematólogicos de RBC, Ht y Hb no cambian, así como tampoco la actividad de Transaminasa glutámico oxalacética (TGO), Transaminasa glutámico pirúvica (TGP), Adeninfosfato (AP), bilirrubina total, urea, glucosa, cloruros, hierro y Mg, en el suero.

El propanidid no inhibe a la acetilcolina hidrolasa la cual es evidencia de su baja toxicidad en las células del SNC.

Los salmónidos alcanzan más rápidamente el estado de anestesia general que los ciprínidos pero los cambios en el balance ácido-básico son mucho más elevados en ciprínidos que en salmónidos (67).

La ventilación no es deprimida considerablemente.

No se han comprobado efectos teratológicos y carcinogénicos.

La aplicación del producto en la forma de una solución en baño durante el desove de carpa común es adecuada y aconsejable. La respuesta del stress decreció más efectivamente con propanidid que con MS-222(36).

El anestésico ha sido considerado ser el mejor agente de corta acción, probado.

Es menos potente en la trucha que la alfaxolona pero puede ser útil en procedimientos cortos, particularmente si se desea una rápida recuperación.

El anestésico es desactivado en plasma por las esterasas.

No posee los persistentes post efectos, en contraste con los barbitúricos.

Aunque el propanidid no tiene marcadas acciones anestésicas por sí mismo, sí potencializa las drogas que bloquean al tejido neuromuscular, debido probablemente a la generalizada despolarización parcial de la célula del músculo (53).

Propoxato

Es químicamente Propil dl-(1-feniletil)-amidazol-5-carboxilato.

El propoxato es aparentemente el anestésico más potente dando una concentración tan baja como 0.001 g/l capaz de inducir pérdida de equilibrio en 22 minutos.

El propoxato, la quinaldina y el MS-222 son los anestésicos más rápidos, induciendo anestesia dentro de 1 minuto después de la aplicación. Pero el período de recuperación es prolongado y puede llegar hasta las 2 horas.

El producto es caro, a pesar de las pequeñas cantidades requeridas - debido a su alta potencia.

Esta droga puede inducir una conducta peculiar en peces (tilapia) - aparentemente en anestesia profunda observándose movimientos repentinos, choque en la pared del acuario y nado en todas direcciones. Esta conducta puede ser causada por reflejos espinales, reaccionando a vibraciones en el agua. Exposiciones prolongadas o altas concentraciones inhiben este fenómeno (42).

Este agente es excelente para el manejo durante el desove de salmonidos. Así como en su transporte en bolsas de polietileno. Se colocan en las bolsas, 20 litros de solución conteniendo el propoxato. Después de haber introducido 16 Kg de peces se le añade a la solución 20 litros de oxígeno y se cierra (57).

Quinaldina

La quinaldina (2-Metilquinolina), es un líquido oleoso, incoloro, de olor similar a la quinolina, que se torna rojizo-café a la exposición al aire. Su peso molecular es de 143.18 y su pKa de 5.42. Es muy poco soluble en agua, pero se disuelve rápidamente en cloroformo, ether y acetona. No se conoce bien su modo de acción pero se supone que actúa como barbitúrico que causa depresión del SNC, específicamente en los centros respiratorios. Los tiempos de inducción y recuperación son los más bajos entre otros productos utilizados.

La potencia narcótica también es alta, pero presenta el inconveniente de requerir un vehículo para ser disuelto en una solución acuosa (19).

En otro trabajo se logró disolver la quinaldina por agitación, obteniendo buenos resultados, como en los que se usó algún vehículo orgánico (60).

La quinaldina no es efectiva para limitar la elevación de corticosteroides plasmáticos, los que se incrementan durante el manipuleo y transporte de Morone saxatilis. El incremento de los niveles de corticosteroides, particularmente si son prolongados, se consideran perjudiciales para la supervivencia del pez ya que suprimen la respuesta inflamatoria (18).

En trabajos realizados en Tilapia mossambica se observó que concentraciones menores de 0.8 g/l frecuentemente causan convulsiones clónicas, y puede inducir una conducta peculiar en peces aparentemente en anestesia profunda observándose movimientos: repentinos, severos golpes sobre la pared del acuario y se lanzan en todas direcciones.

Sí se requieren períodos de corta inducción se recomienda el empleo de la quinaldina (42).

La quinaldina presenta el inconveniente de formar gotitas insolubles en la solución, además de haber pérdidas por evaporación (41).

Las soluciones de quinaldina son inefectivas a bajos pH porque esta condición cambia el equilibrio en favor del ion quinaldinium, decreciendo así la concentración de la quinaldina liposoluble en base libre. Esta condición se evita aumentando la dosis pero no es recomendada; una práctica más segura es incrementar el pH adicionando bicarbonato de sodio o alguna otra sustancia buffer (65).

Sobre la influencia de la quinaldina en el pez se incluyen decrementos en la actividad metabólica, tales como el consumo de oxígeno, el grado de excreción del dióxido de carbono, amonio y otros, así como el control de la excitabilidad para reducir posible daño y facilitar el manipuleo (60).

Los grados de absorción y excreción fueron similares, y esta última decreció hasta cero a los 90 minutos, en tiburones. La droga es excretada en la forma de quinaldina. Y su absorción puede ser limitada por el grado de difusión a través de las branquias. Otros estudios sobre niveles de sangre y plasma durante exposiciones a concentraciones muy altas indican que la permeabilidad de las branquias puede ser un factor limitante en la absorción, pero no deben ser excluidos otras rutas por ejemplo a través del tegumento.

La acumulación de la quinaldina en el cerebro del tiburón debe ser primariamente una función de la solubilidad lipídica de la droga.

El hígado también presentó una acumulación de la droga equivalente a la del cerebro, ya que, en elasmobranquios el hígado tiene la función de un gran órgano de almacenaje (7).

La quinaldina puede dejar residuos en musculo (65).

La droga presenta efectos sobre los gametos durante la inseminización artificial de trucha arcoiris. Los huevos mostraron una ligera baja de fertilidad pero los resultados no son significativos (5).

Las mediciones fisiológicas indican que la quinaldina es adecuada para la captura y marcaje de los peces (manipulación), y para procedimientos quirúrgicos podría mezclarse con otros anestésicos, debido a la permanencia de respuesta a estímulos vibrátiles (50).

Quinaldina sulfato.

La preparación de quinaldina sulfato (QdSO_4) se realiza mezclando quinaldina y ácido sulfúrico obteniéndose un producto cristalino, el cual es soluble en agua y fácilmente purificado por recristalización. La fórmula empírica es $\text{C}_{10}\text{H}_{11}\text{NSO}_4$ y el grado de pureza es de 99.4%. El material cristalino tiene un ligero olor, y por su solubilidad presenta menor inconveniente que la quinaldina (1).

Este producto es bueno para manipular peces.

La eficacia no es grandemente afectada por la temperatura o tamaño del pez.

En aguas suaves o dulces, las altas concentraciones de QdSO_4 bajaron el pH de la solución (< 6), volviendo al anestésico inefectivo.

La acción refleja permanece en el pez bajo anestesia y puede interferir con el manipuleo de grandes peces (23).

El anestésico permanece residualmente en el tejido muscular dependiendo de la concentración, temperatura y tiempo de exposición.

La concentración del residuo se percibe abajo de $0.01 \mu\text{g}$ después de las 24 horas de retirado el pez, excepto en trucha arcoiris tratada a -7°C . Los residuos se disipan más lentamente a bajas temperaturas. Después de retirada la trucha arcoiris (24h) a 7°C , todavía se detectó un promedio de $0.17 \mu\text{g/g}$ de residuo (66).

La excreción de quinaldina sulfato vía urinaria, promedió $2.56 \mu\text{g/ml}$ (1.01 a 5.73) en las primeras 4 horas y declinó a $0.05 \mu\text{g/ml}$ (0.03 a 0.07) de las 12 a 24 horas.

La vida media fue de 1.6 a 6.0 horas

La cantidad eliminada del cuerpo del pez vía otras rutas, branquias y/o, intestino, solo pudo ser detectada.

Aproximadamente de 0.4 al 2.1% del total del residuo del cuerpo es excretado vía renal durante las 4 horas de retirado el pez. Algunas evidencias sugieren que la ruta de eliminación mayor es por branquias (33).

En cuanto a la toxicidad de la QdSO₄ en agua suave las soluciones son ácidas y menos tóxicas que en agua dura. Esta diferencia es por un decremento en el pH de la solución de prueba la cual de este modo disminuye la concentración del producto activo, no ionizada de la molécula.

La carpa es más resistente que la trucha. Es más tóxico en trucha - arcoiris en agua fría que en tibia en 1 a 6 horas de exposición, pero la tendencia revierte a 96 horas. Dicha toxicidad es mayor en agua dura que en suave, pero el elevado pH del agua dura quizás contribuye a incrementar la toxicidad.

Altas concentraciones del producto disminuyen significativamente el pH de soluciones de prueba bufferadas o no, decreciendo de este modo, la concentración de la quinaldina no ionizada.

La droga es menos tóxica a pH de 6 (46).

Uretano

También llamado carbamato de etilo. Es un ester etílico del ácido carbónico. Responde a la fórmula $\text{NH}_2-\text{CO}-\text{C}_2\text{H}_5$; se encuentra en forma de cristales incoloros y es soluble en agua.

Este agente se utilizó como somnífero y en el tratamiento de la leucemia así como del mieloma múltiple en el hombre, aunque ya en desuso.

Es uno de los anestésicos de más baja potencia.

Este producto induce pesadez a concentraciones terapéuticas.

La droga es muy barata, pero las altas concentraciones requeridas - puede no hacerlo tan económico (42).

En peces anestesiados para cirugía, se observaron altos valores de adrenalina y noradrenalina cuando el pez se colocó en el agua. Tres horas después de la cirugía los niveles de adrenalina y noradrenalina fueron significativamente más altos y constantes que aquellos obtenidos 24- y 48 horas después de la cirugía.

La anestesia, no tuvo efectos sobre los niveles de adrenalina y noradrenalina.

El uretano no previene la elevación de las catecolaminas (43).

Este fármaco ha sido reportado como agente carcinogénico para el manipulador, por lo tanto no debe usarse.

Una de las ventajas es el amplio margen de seguridad que posee.

Las repetidas exposiciones del pez al uretano no causan efecto alguno (47).

Xilazina (Rompún).

Químicamente, la xilazina es clorhidrato de 2-(2,6-xilodino)5,6-dihidro-4H-1,3-tiacina.

Según los estudios farmacológicos, el agente está dotado de una acción analgésica, hipnótica y miorelajante a nivel central (20).

En trucha, las dosis inyectables producen apnea.

La inducción y la recuperación se caracterizaron por la presencia de actividad convulsiva. La ventilación es difícil por las convulsiones clónicas frecuentes.

La xilazina también causó disturbios en el ECG incluyendo cambios en duración de P, QRS y T, y con 0.5 mg de atropina este disturbio fue corregido.

Debido a sus efectos negativos, este anestésico no es recomendado para su uso en piscicultura (53).

Discusión

La discusión de este trabajo se basó considerando los siguientes factores: económico (costos), vía de aplicación, objetivo de aplicación o trabajo a realizar, tiempo de inducción de la anestesia, tiempo de mantenimiento de la anestesia, tiempo de recuperación de los peces, tolerancia y/o efecto en los peces al método o producto a emplear, y toxicidad de los agentes anestésicos.

De los métodos físicos, el frío es excelente para el transporte de los peces durante varias horas sin que se les cause daño alguno, aunque su empleo está limitado a especies tropicales o de aguas templadas, ya que la temperatura de aclimatación juega un papel importante para lograr la anestesia deseada. Este método es sumamente económico ya que solo se requiere de hielo (16).

El frío como suplemento o coadyuvante para prolongar la anestesia de los peces por otros productos es sumamente útil, ya que además de alargarla permite reducir la concentración del anestésico empleado y de la misma manera incrementar los márgenes de seguridad para procesos quirúrgicos (77).

La anestesia por shock eléctrico es un excelente método en piscifactorias y laboratorios para realizar prácticas que requieran poco tiempo tales como: pesaje, marcaje y toma de muestras. Este método tiene la gran ventaja de su reducido tiempo de inducción y recuperación sin causar daño a los peces evitando el uso de químicos. El método es sumamente económico (25). Otro método muy útil es el aturdimiento por contusión para toma de muestras, pero los peces deben ser sacrificados (28).

En el grupo de los anestésicos químicos hay una gran variedad para diversos usos y empleos.

El ácido carbónico es efectivo para procedimientos prolongados como lo es el transporte, el agente ha demostrado tener acción hasta por 215 horas. Las soluciones requeridas son de bajo costo y se pueden conseguir fácilmente además no requieren de registro sanitario y permite poder anestesiarse a los peces dos o más veces por día o por algunos días; la anestesia profunda no se recomienda (51,56). El hidra

to de cloral también se recomienda para transporte. Otro agente recomendado cuando se requiera de un estado de sedación es el bicarbonato de sodio. Este químico no logra una completa inmovilización ya que se presentan algunos reflejos. Es muy barato, de fácil adquisición y amplia distribución. Es uno de los productos de baja potencia, junto -- con el hidrato de cloral y el uretano (6,42).

El alcohol butílico ó butanol se puede considerar un anestésico de uso limitado para algunas prácticas por sus efectos indeseables -- así como por su prolongado tiempo de inducción. Pero es un excelente agente para el transporte con buenos márgenes de seguridad (2). El fenoxietanol es otro de los anestésicos de uso limitado, desarrolla regulares estados de anestesia y no debe emplearse durante el dosove ya que presenta un efecto tóxico al esperma, Se recomienda su empleo en salmónidos juveniles y solo por duraciones limitadas, Para usarlo en transporte hay que considerar que no reduce el stress, por lo tanto -- es mejor emplear otro agente para esté fin. El fenoxietanol es relativamente barato (3,5,37).

La lidocaína es un producto que proporciona buenos períodos de -- anestesia en baños de inmersión para maniobras de manejo. La lidocaína por sí sola no es recomendada, pero empleándola con adrenalina o bicarbonato de sodio se mejoran los parámetros de tiempo de inducción aunque se incrementa el tiempo de recuperación (10,11,12,13). Si se -- administra en forma inyectable, espinal, es muy efectiva para inmovilizar a los peces, de esta forma no se afecta la cabeza, se mantiene una buena ventilación y se puede operar el cuerpo. Este anestésico -- ofrece un buen margen de seguridad durante la anestesia (53).

El paraldehído es un anestésico con buena potencia siendo sus -- tiempos de inducción moderados pero sus tiempos de recuperación son variables. El agente, a pesar de su buena potencia solo debe utilizarse para prácticas que requieran de sedación. El empleo de solventes orgánicos previo a la solución con agua es necesario (19).

La alfaxolona es excelente para prácticas en las que se requieren estados de sedación, ofreciendo buenos períodos de recuperación -- así como buena tolerancia por los peces. La ventilación se mantiene en forma adecuada y se recomienda su empleo en trucha. Para trabajos de neurofisiología es recomendada ya que no interviene a nivel neuro-

muscular periférico, evitando la parálisis. Este anestésico puede ser administrado tanto en baños de inmersión como inyectable (53).

Existen varios anestésicos que se pueden considerar excelentes porque se pueden emplear para la mayoría de las prácticas o manejos tanto en anestesia profunda como en sedación, pero algunos tienen la desventaja de requerir solventes para poderlos utilizar en soluciones acuosas, siendo la quinaldina y la benzocaína los más importantes; el clorobutanol y el paraldehído también requieren de solventes orgánicos pero como anestésicos en peces no son excelentes. El uso de solventes para que los anestésicos sean solubles en agua se pueden tomar como desventaja ya que implica un mayor trabajo por el manejo de los solventes aunando el incremento en los costos.

La benzocaína es un componente similar al MS-222, pero carece de un radical sulfonato que lo hace insoluble en agua. Este anestésico puede ser empleado en baño de inmersión o en sistemas de recirculación para sedación y anestesia profunda en cirugía. El producto es barato y puede ser fácilmente preparado en el laboratorio, es excelente pero hay que cuidar la calidad de el agua, a altas temperaturas se precipita, y puede presentar efectos acumulativos. La benzocaína es capaz de prevenir el estado de stress a diferencia del MS-222. Para el transporte de peces hay que cuidar que los peces no entren en etapa de pérdida total del equilibrio porque puede ser peligroso. No debe ser utilizado en peces adultos (8,21,59,76).

La quinaldina tiene una potencia nárcotica elevada, siendo sus tiempos de inducción y recuperación de los más bajos. Es buena para prácticas que requieran corta inducción. Es excelente para captura, marcaje (manipulación) y cirugía, en esta última es necesario mezclarla con otros anestésicos para evitar la respuesta a estímulos vibrátiles. No es buena para prevenir el estado de stress y sus efectos indeseables son las convulsiones y el nado agitado, este último debido a estímulos vibrátiles. Se debe tener cuidado para que no se precipite. Su empleo durante el desove mostró un efecto negativo por una ligera baja en la fertilidad, aunque esta baja no es significativa (5,7,18,19,37,41,42,47,50,60).

La quinaldina sulfato es mejor que la quinaldina sola ya que es

soluble en agua. Para la manipulación de peces es excelente. Esta preparación presenta también la misma respuesta refleja que la quinaldina por lo tanto no se recomienda para manipular peces de gran talla. A dosis terapéuticas no es tóxica (1,23,33,46,66).

Otros excelentes anestésicos solubles en agua son los siguientes:
El 2-amino-4-feniltiazol, alcohol amílico, etomidato, metomidato, Ketamina, MS-222, propanid y propoxato.

El 2-amino-4-feniltiazol es un excelente anestésico en solución para baño presentando buenos tiempos de inducción, mantenimiento de la anestesia y recuperación. Este anestésico se recomienda tanto para sedación como para anestesia profunda (34,38,62,63,64).

El alcohol amílico es barato, con buena potencia narcótica no tan elevada en comparación con otros anestésicos como lo es el MS-222 pero la diferencia de costos es considerable. Este producto es ideal para el trabajo en piscicultura a bajas y altas dosis. Es el agente de elección para transporte y marcaje de los peces. Pero presenta el inconveniente de no ser rápido el tiempo de inducción. Algunos autores consideran el agente como regular (2,19,47).

El etomidato es un anestésico de elevada potencia, no barbiturico con un amplio margen de seguridad, de elevada concentración efectiva y puede ser utilizado para exposiciones prolongadas. Este farmaco previene la presentación de un estado de stress ya que no hay elevación de corticosteroides, pero no previene la hipercloremia. Dado que no ocasiona cambios histológicos ni hemáticos es útil para la toma de muestras. La anestesia se presenta sin la liberación de histamina. Como limitantes tenemos que solo puede usarse en procedimientos que requieran tranquilización o sedación y no emplearlo para cirugía. La combinación de etomidato con sal da mejores resultados (8,44,55).

El metomidato es un análogo del etomidato, es un anestésico de potencia elevada es también recomendado para procedimientos que requieran tranquilización o/y sedación durante períodos prolongados (8).

La tricaina metano sulfonato (MS-222) al igual que el propoxato es de los anestésicos más potentes y muy costosos, lo cual limita su empleo rutinario. Se recomienda para todo tipo de trabajo (42).

El MS-22 es recomendable tanto en baño como en sistemas de recirculación. Por su naturaleza ácida debe neutralizarse, mejorándose el pH, lo que evita algunos efectos indeseables en los tiempos de inducción y recuperación. Este anestésico no previene el estado de stress, lo que debe considerarse si se utiliza, así como para la toma de muestras hematológicas (2,8,18,42,68).

Al utilizarse durante el desove manual no se registraron efectos negativos sobre los gametos (5).

Los tiempos de inducción del propoxato son muy rápidos pero el de recuperación son muy prolongados. Este anestésico presenta algunos efectos colaterales leves en los peces. Los resultados obtenidos para transporte como para desove de salmónidos han sido adecuados (42,57).

La Ketamina y el propanidid son dos excelentes anestésicos que pueden emplearse en baño o en forma inyectable.

La Ketamina en baño de inmersión es excelente para prácticas de manejo como el sexado, marcaje, toma de muestras sanguíneas y el desove manual siendo sus tiempos de inducción y recuperación bastante reducidos, pero al aplicarla en forma inyectable el período de recuperación se prolonga (53).

El propanidid es excelente tanto en baño como inyectable intraperitonealmente. En baño causa anestesia general, no es irritante ni alérgico y se puede mantener la anestesia hasta por 96 horas. Los valores hemáticos no se ven afectados por el agente, tampoco afecta enzimas, glucosa o iones. No se han observado efectos teratológicos o carcinogénicos. El stress no se presenta durante la anestesia. Como agente de corta acción es excelente principalmente si se desea una pronta recuperación. Es menos potente en trucha que la alfaxolona. Este agente potencializa otras drogas que bloquean al tejido neuromuscular (36,53,67).

Los anestésicos que se describen a continuación no son recomendables para su empleo en las prácticas de piscicultura, ya sea por sus efectos indeseables, baja potencia, toxicidad, difícil manejo ó peligrosidad tanto para los peces como para el manipulador.

Los barbitúricos deben eliminarse para propósitos rutinarios por sus prolongados períodos de inducción y recuperación. De estos el seco

barbital y el amital sódico tienen buenos períodos de mantenimiento y solo deben emplearse en algunos trabajos especiales de laboratorio. El amital sódico no debe emplearse en aguas duras o de mar (19,47,53, 75).

El cloralhidrato también presenta un prolongado tiempo de inducción (47).

La mezcla de etorfina y acetilpromazina es una combinación excelente que produce el estado de neuroleptoanalgesia. Este método presenta un gran inconveniente su peligrosidad para el operador, ya que sus dosis son potencialmente riesgosas si por accidente son inyectadas en el hombre (53). Otro anestésico que es potencialmente peligroso para el operador es el Uretano, el cual puede ser carcinogénico, esta droga prácticamente se encuentra en desuso como anestésico, tiene además una baja potencia nárcotica requiriendo altas concentraciones las cuales solo producen pesadez, y económicamente es barato pero las altas dosis requeridas lo demeritan (42,47).

El Ether es otra de las drogas que no se deben emplear en el trabajo práctico aún que tenga buena potencia nárcotica ya que es volátil y altamente flamable, tampoco se puede obtener una completa dilución en el agua y puede resultar peligrosa su inhalación (19,37,47).

La xilazina no debe emplearse en el trabajo de piscicultura por los efectos indeseables en los peces como es la presencia de convulsiones clónicas frecuentes que dificultan la ventilación, presenta también disturbios cardiacos como lo demuestra el electro cardiograma (53).

Recomendaciones para la administración de anestésicos en peces.

Para la administración de anestésicos en el agua, el método más común es el directo por inmersión de el pez en una solución anestésica. El pez es colocado en un tanque de agua el cual ha sido tomado de un acuario, el agente anestésico es gradualmente adicionado a el contenedor y el pez es monitoreado para observar los cambios conductuales de el nado. El pez puede ser removido según la profundidad de anestesia requerida. Se procede a realizar el objetivo de la anestesia. En otro tanque que solo contiene agua se realiza la recuperación. Los tanques que contiene el anestésico y en el donde se recuperan deben estar aereados. Este método es muy bueno para procedimientos menores, que requieren solo una corta duración de anestesia figura 1.

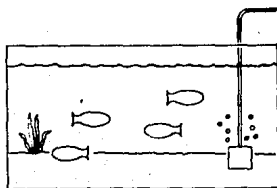
Cuando se requieren prolongados períodos de anestesia, deben emplear sistemas de recirculación, como lo muestra la figura 2.

Para la administración de anestésicos por inyección. Los sitios más adecuados para intramuscular e intraperitoneal son mostrados en la figura 3 (8).

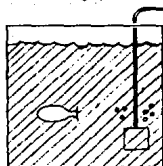
Resucitación.

En algunos casos cuando la ventilación es defectuosa o insuficiente estando el pez bajo anestesia, es posible contrarrestar los efectos de la sobreenestesia dirigiendo el agua a través de la boca y sobre las branquias en una dirección antero posterior. Esta puede realizarse manualmente manteniendo al pez y empujarlo para que avance por el agua. No hay intercambio de oxígeno desde el agua a las branquias si el pez es arrastrado hacia atrás a través del agua y tal procedimiento puede traumatizar (8).

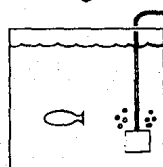
FIGURA N° 1



T. ACUARIO



T. ANESTESIA



T. RECUPERACION

FIGURA N° 2

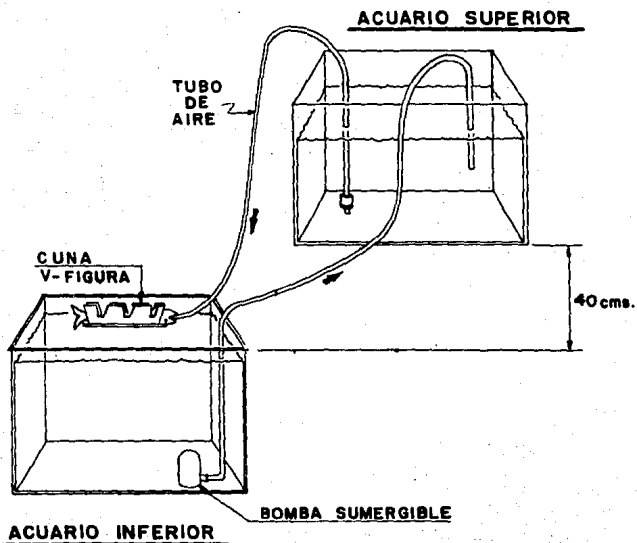


FIGURA N° 3

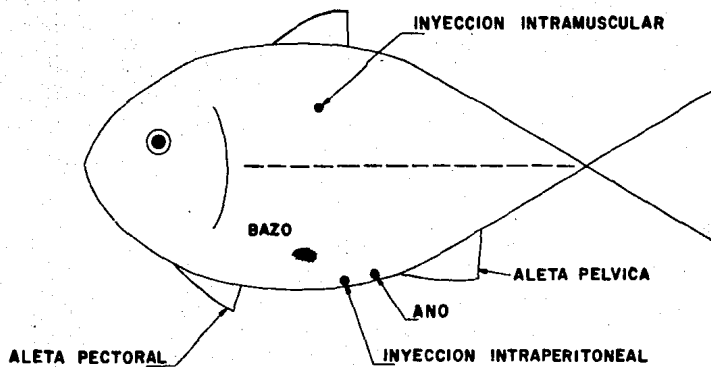
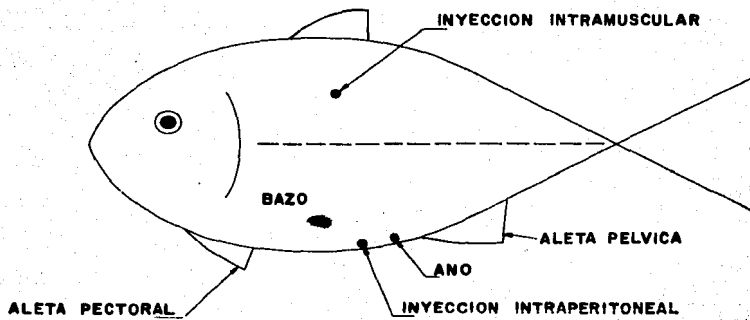


FIGURA N° 3



Literatur citada.

- 1.- Allen, J.L. and Sills, J.B.: Preparation and properties of quinaldine sulfate, an improved fish anesthetic. Investigations in fish control, Fish and Wildlife Service, Bureau of Sport Fisheries and Wildlife United States Department of the Interior. Washington, D. C. 47: 1-7 (1973).
- 2.- Alvarez-Lajonchere, L. and García, M.B.: Effects of some anaesthetic on postlarvae of Mugil trichodon poey (Pices, Mugilidae) for their transportation. Aquaculture. 28: 385-390 (1982).
- 3.- Barton, B. A.: Time-dose responses of juvenil rainbow trout to 2-phenoxy ethanol. Prog. Fish-Cult. 43 (4): 223 (1981).
- 4.- Belaud, A.; Barthélemy, L. and Peyraud, C.: Temperature and per se hydrostatic pressure reversal of pentobarbital anesthesia in fish. Laboratory of Physiology, Faculté de Médecine an Laboratory of animal Physiology, U.E.R. Sciences, 29279 Brest, France. J. Appl. Physiol.: Respirat. Environ. Exercise Physiol. 42(3):329-334 (1977).
- 5.- Billard, R.: Effect of Some Fish Anesthetic on Gamete Survival -- During Artificial Insemination of Rainbow Trout. Prog. Fish-Cult. 43 (2): 72-73 April (1981).
- 6.- Booke, H.E.; Hollender, B. and Lutterbie, G.: Sodium Bicarbonate an inexpensive fish anesthetic for field use. Prog. Fish-Cult. 40(1): 11-13, January (1978).
- 7.- Brandemburger-Brown, E.A.; Franklin, J.E.; Prat, E. and Trams, E. G.: Contributions to the pharmacology of quinaldine (uptake and distribution in the shark and comparative studies). Comp. Biochem. Physiol. 42A: 223-231 (1972).
- 8.- Brown, L. A.: Anesthesia in fish. Vet. Clin. North Am: Small Animal Practice. 18 (2) 317-330 (1988).

- 9.- Cabrera, V. M.: Métodos de contención y manejo de animales de zoológico. Ciencia Veterinaria. Ed. Ricardo Moreno Chan. U.N.A.M. -- vol. 2, 359-360 (1978).
- 10.- Carrasco, M. S.: Inmovilización de carpa (Ciprinus carpio), bagre (Ictalurus punctatus), y Tilapia (Tilapia mossambica) utilizando xilocaína más bicarbonato de sodio. Tesis de Licenciatura Fac. -- Med. Vet. y Zoo. U.N.A.M. 33pp (1983).
- 11.- Carrasco, M. S.: Utilización de Anestésicos en peces. Expresión Universitaria. Univ. Autónoma del Edo. de Morelos II (5) 10-12 -- dic. (1984).
- 12.- Carrasco, M. S.; Sumano, L. H.; and Navarro F. R.: The use of lidocaine sodium bicarbonate as anesthetic in fish. Aquaculture, 41: 395-398 (1984).
- 13.- Carrasco, M. S.; Sumano, L. H.; Ocampo, C. L.: La xilocaína como auxiliar para el manejo durante el desove manual en trucha arcoiris (Salmo gairdneri). Veterinaria Mex. 13: 61-64 (1982).
- 14.- Colin Colin, M.; García, S. M.: "Inmovilización de Trucha arcoiris (Salmo gairdneri R.) utilizando Clorhidrato de Ketamina". Tesis recepcional. Profesional Técnico en Producción Acuicola. Colegio Nacional de Educación Profesional Técnica. Plantel "El Zarco"
- 15.- Crowley, G. J.; Berinati, D. J.: Effect of MS-222 on blood sugar and liver glycogen in Rainbow trout. Trans. Amer. Fish Soc. No.1, 125-128 (1972)
- 16.- Chung, K. S.: Cold Anaesthesia of tropical fish. Bull. Jap. Soc. - Sci. Fish. 46 (3) 391 (1980).
- 17.- Damacio, C. L.: Inmovilización de tilapia mosambica (Oreochromis mossambicus), utilizando maleato de acepromacina. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.N.A.M. - (en preparación).

- 18.- Davis, K. B.; Parker, N. C. and Suttle, M. A.: Plasma corticosteroids and chlorides in Striped Bass exposed to Tricaine Methanesulfonate, Quinaldine, Etomidate, and Salt. Prog. Fish-Cult. 44--(4), 205-207, October (1982).
- 19.- Durve, V. S.: Effects of anaesthetics on the behaviour of mullet-fingerlings and the scope of using these in different fishery procedures. II. Effects. of tertiary Amil Alcohol, Ether, Quinaldine, Paraldehyde, Pentobarbital Sodium and MS-222 Sandox. Indian J. -- Fish. 13(1 and 2): 158-182 (1966).
- 20.- Elwert, N. G.: Noticias Médico Veterinarias Universitäts-und Verlagsbuchhandlung Marburg/Lahn. 3/4 (1972).
- 21.- Ferreira, J. T.; Schoonbee, H. J. and Smit, G. L.: The use of benzocaine-hydrochloride as and aid in the transport of fish. Aquaculture, 42: 169-174 (1984).
- 22.- Ferreira, J. T.; Schoonbee, H. J. and Smit, G. L.: The uptake of the anaesthetic benzocaine hydrochloride by the gills and the skin of three freshwater fish species. J. Fish Biol. 25: 35-41--(1984).
- 23.- Gilderhus, P.; Berger, B.; Sills, J. B. and Harman, P. D.: The efficacy of Quinaldina sulfate as an Anesthetic for Freshwater Fish. Invest. Fish Contr. Bur. Sport Fish. Wildl. USFWS, Wash. D. C., - 49: 1-9 (1973).
- 24.- Guérin-Ancey, O.: Etude experimentale de l' excretion azotee du bar (Dicentrarchus labrax) en cours de croissance. IV. Effects de la manipulation et du MS-222 Sandox sur l' excretion d' ammoniac et d' uree. Aquaculture, 9: 367-372 (1976).
- 25.- Gunstrom, G. K.: Electrical Anesthesia For handling Large Salmonids. Prog. Fish-Cult. 47 (1): 67-69, January, (1985).
- 26.- Hamman, R. L.: Induced Spawning and Culture of Bonytail Chub. Prog. Fish-Cult 44 (4): 201-203, october (1982).

- 27.- Harris, L. E.: Effects of a broodfish diet fortified with canthaxanthin on female fecundity and EGG Color. Aquaculture. 43 (1-3): 179-183 (1984).
- 28.- Hoffmann, R.; Lommel, R. and Riedl, M.: Influence of different anaesthetic and bleeding methods on hematological values in fish. Arch. FischWiss. 33 (1-2): 91-103 Berlin, November (1982).
- 29.- Houston, A. H. and Corlett, J. T.: Specimen weight and M.S.222. J. Fish. Res. Board Can. 33: 1403-1407 (1976).
- 30.- Houston, A. H.; Madden, J. A. and Miles, H. M.: Some physiological effects of handling and tricaine Methanosulphonate anesthesia upon the Brook trout, Salvelinus fontinalis. J. Fish. Res. Board Can. 28 (5): 625-633 (1971).
- 31.- Houston, A. H.; Madden, J. A.; Woods, R. J. and Miles, H. M.: Variations in the blood and tissue chemistry of Brook trout, Salvelinus fontinalis, subsequent to handling, anesthesia, and surgery. J. Fish. Res. Bd. Can. 28 (5): 635-642 (1971).
- 32.- Houston, A. H. and Woods, R. J.: Influence of temperature upon tricaine Methano Sulphonate uptake and induction of anesthesia in Rainbow trout (Salmo gairdneri). Comp. Biochem. Physiol. 54C: 1-6 (1976).
- 33.- Hunn, J. B. and Allen, J. L.: Urinary excretion of quinaldine by channel catfish. Prog. Fish-Cult. 36 (3): 157-159 (1974).
- 34.- Ikeda, Y.; Ozaki, H. and Sekizawa, Y.: Absorption, distribution and excretion of H.2-amino-4-phenylthiazole, a piscine anesthetic, in Carp an Crucian carp. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 40 (4): 339-350 (1974).
- 35.- Itazawa, Y. and Takeda, T.: Respiration of Carp under anesthesia induced by Mixed bubbling of Carbon dioxide and Oxygen. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 48(4): 489-493 (1982).

- 36.- Jeney, Z.; Jeney, G.; Oláh, J.; Siwicki, A. and Dankó.: Propanidid, A new anaesthetic for use in fish propagation. Aquaculture. 54: -- 149-156 (1986).
- 37.- Johansson, N.: [Methods for anaesthetizing fish-an over view.] -- Swedish Salmon Research Inst., Alvkarlevy (Sweden)., 5: 16pp.(1978) LAXFORSKNINGSINST. MEDD/SALM. Res. Inst. Rep.
- 38.- Kikuchi, T.; Sekizawa, Y.; Ikeda, Y. and Ozaki, H.: Behavioral analyses of the central nervous system depressant activity of 2-aminog-4-phenylthiazole upon fishes. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 40 (4):- 325-337 (1974).
- 39.- Klaverkamp, J. F.; Lockhart, W. L.; Metner, D. and Grift, N.: Effects of chronic DDT/DDE exposure on anesthetic induction and recovery times in rainbow trout (Salmo gairdneri). J. Fish. Res. Board Can. 33: 1331-1334 (1976).
- 40.- Kleinow, K. M.; Haasch, M. L. and Lech, J. J.: The effect of tricaine anesthesia upon induction of select P-450 dependent monooxygenase activities in rainbow trout (Salmo gairdneri). Aquatic toxicology. 8: 231-241 (1986).
- 41.- Lambert, T. C.: Techniques for the capture and handling of atlantic mackerel with special reference to the use of quinaldine. Prog. Fish-Cult. 44 (3): 145-147 (1982).
- 42.- Lanzing, W. J. R.: Effects of some anaesthetics on laboratory-reared Tilapia mossambica (Cichlidae). Copeia. No. 1: 182-185 (1971).
- 43.- Le Bras, Y. M.: Effects of anaesthesia and surgery on levels of adrenaline and noradrenaline in blood plasma of the eel (Anguilla anguilla L.). Comp. Biochem. Physiol. 72C (1): 141-144 (1982).
- 44.- Limsuwan, Ch.; Grizzle, J. M. and Plumb, J. A.: Etomidate as an --

- anesthetic for fish: its toxicity and efficacy. Trans. Am. Fish. Soc. 112: 544-550 (1983).
- 45.- Limsuwan, Ch.; Limsuwan, T.; Grizzle, J. M. and Plumb, J. A. --- Stress response and blood characteristics of channel catfish (Ictalurus punctatus). Can. J. Fish Aquat. Sci. 40: 2105-2122 (1983).
- 46.- Marking, L. L. and Dawson, V. K.: Toxicity of quinaldine sulfate to fish. Investigations in fish control. Fish and Wildlife Service. Bureau of Sport Fisheries and Wildlife. United State Department of the Interior. Washinton, D. C. 48: 1-8 (1973).
- 47.- McFarland and Klontz, W.: Anesthesia in fishes. Fed. Proc. 28(4): 1535-1540 (1969).
- 48.- McNicholl, P. G. and Mackay, W. C.: Effect of DDT and M.S.222 on learning a simple conditioned response in Rainbow trout (Salmo gairdneri). J. Fish. Res. Board Can. 32 (5): 661-665 (1975).
- 49.- McVicar, A. J. and Rankin, J. C.: Renal Funtion in unanaesthetized river Lampreys (Lamprea fluviatilis L.): Effects of anaesthesia, temperature and environmental salinity. J. Exp. Biol. 105: 351-362 (1983).
- 50.- Milton, P. and Dixon, R. N.: Further studies of the effects of -- the anaesthetic quinaldine on the physiology of the intertidal -- teleost Blennius pholis. J. Mar. Biol. Ass. U.K. 60: 1043-1051 -- (1980).
- 51.- Mishra, B. K.: Kumar, D. and Mishra, R.: Observations on the use of carbonic acid anaesthesia in fish fry transport. Aquaculture. 32: 405-408 (1983).
- 52.- Oikari, A. and Soivio, A.: Influence of sampling methods and -- anaesthetization on varius hematological parameters of servaral -- teleosts. Aquaculture. 6: 171-180 (1975).

- 53.- Oswald, R. L.: Injection Anaesthesia for Experimental Studies in Fish. Comp. Biochem. Physiol. 60C: 19-26 (1978).
- 54.- Oteiza, F. J.: Manejo de animales. Textos Universitarios U.N.A.M. pp 9-13 (1971).
- 55.- Plumb, J. A.: Schwedler, T. E. and Limsuwan, C.: Experimental -- anaesthesia of tree species of freshwater fish with etomidate.-- Prog. Fish-Cult., 45 (1): 30-33 (1983).
- 56.- Post, G.: Carbonic acid anesthesia for aquatic organisms. Prog. Fish-Cult., 41 (3): 142-144 (1979).
- 57.- Prihoda, J.: Experience with use of propoxatein anaesthesia and transport of salmonids in Slovakian fishery union centres. (Slovensky Rybarsky Zvaz, Ustred ny Vyboj, Safarikova 20,011 80 Zilina, Czechoslovakia) Biol. Chem. Vet. Zivocizne Vyroby. 15 (3): - 283-288 (1979).
- 58.- Reinitz, G. L. and Rix, J.: Effects of tricaine Methane sulfonate (MS-222) on Hematocrit values in Rainbow trout (Salmo gairdneri). Comp. Biochem. Physiol., 56C: 115-116 (1977).
- 59.- Ross, L. G. and Geddes, J. A.: Sedation of warmwater fish species in acuaculture research. Aquaculture, 16 (2): 183-186 (1979).
- 60.- Sado, E. K.: Influence of the anesthetic quinaldine on some tilapias. Aquaculture, 46: 55-62 (1985).
- 61.- Santos, G. N.: Utilización del maleato de acepromacina para facilitar el desove manual en trucha arcoiris (Salmo gairdneri). Tesis de licenciatura en Biología. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. - (en preparación).

- 62.- Sekizawa, Y. and Itoh, O.: Mechanism of action of 2-amino-4-phenylthiasole, a piscine anesthetic, upon the central nervous system of Carp-II. Anesthesia and cyclic nucleotide phosphodiesterase. Bull. -- Jap. Soc. Sci. Fish., 43 (9): 1133-1138 (1977).
- 63.- Sekizawa, Y.; Kikuchi, T. and Suzuki, A.: Electrophysiological surveys on the anesthetic properties of 2-amino-4-Phenylthiazole upon Carp. (Cyprinus carpio). Jap. J. of Ichthyology. 18 (3): 128-138 - December (1971).
- 64.- Sekizawa, Y.; Suzuki, A.; Tachibana, K. and Kikuchi, T.: Action mechanism of 2-amino-4-phenylthiazole, a piscine anesthetic, upon -- the central nervous system of Carp. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish, 40-(4): 351-361 (1974).
- 65.- Sills, J. B. and Allen, J. L.: The influence of pH on the efficacy and residues of quinaldine. Trans. Am. Fish. Soc., 100 (3): 544-545 (1971).
- 66.- Sills, J. B.; Allen, J. L.; Harman, P. D. and Luhning, Ch. W.: Residue of quinaldine in ten Species of Fish Following anesthesia -- with quinaldine sulfate. Invest. Fish Control Bur. Sport Fish. - - Wildl. USFWS, Wash. D. C., 50: 1-9 (1973).
- 67.- Siwicki, A.: New anaesthetic for fish. Aquaculture, 38: 171-176 -- (1984).
- 68.- Smit, G. L. and Hattingh, J.: Anaesthetic potency of MS222 and neutralized MS222 as studied in three freshwater fish species. Comp.- Biochem. Physiol., 62C: 237-241 (1979).
- 69.- Strange, R. J. and Schreck, C. B.: Anesthetic and handling stress-- on survival and cortisol concentration in yearling Chinook Salmon- (Oncorhynchus tshawytscha). J. Fish. Res. Board Can., 35: 345-349- (1978).

- 70.- Sutherland, Doyle F.: Immobilization of Fingerling Salmon and Trout by Descompression. NOAA Technical Report NMFS SSRF-655 pp 1-7 Seattle, WA March (1972).
- 71.- Sylvester, J. R.: Factors influencing the efficacy of MS-222 to - - Striped Mullet (Mugil cephalus). Aquaculture, 6: 163-169 (1975).
- 72.- Sylvester, J. R. and Holland L. E.: Influence of temperature, water hardness, and stocking density on MS-222 response in three species of fish. Prog. Fish-Cult., 44 (3): 138-141 July (1982).
- 73.- Takashima, F.; Zhaoming, W.; Kasai, H. and Asakawa, O.: Sustained - anesthesia with 2-phenoxyethanol in yearling rainbow trout. J. Tokyo Univ. Fish. 69 (2): 93-96 (1983).
- 74.- Tort, U. A.: Aplicación de maleato de acepromacina (Plegicil C B) en carpa común (Cyprinus carpio), para provocar su inmovilización. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia U.N.A.M. (en prensa).
- 75.- Walker, M. D.: Physiologic and Pharmacologic Aspects of Barbiturates in Elasmobranchs. Comp. Biochem. Physiol., 42A: 213-221 (1972).
- 76.- Wedemeyer, G.: Stress of anesthesia with M.S.222 and benzocaina in rainbow trout (Salmo gairdneri). J. Fish. Res. Bd. Can., 27 (5): 909-914 (1970).
- 77.- Williamson, R. M. and Roberts, B. L.: Body cooling as a supplement to anaesthesia for fishes. J. mar. biol. Ass. U.K. 61: 129-131 - - (1981).