

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 1 DE 7

1-PROPÓSITO

Describir los procedimientos de anestesia general utilizados en los roedores y lagomorfos más comunes de experimentación, que sirvan de guía a los investigadores.

2-ÁMBITO

Aplicable a todo animal sometido a cualquier proceso experimental o quirúrgico que provoque dolor en los animales, a menos que su uso este contraindicado por razones científicas, argumentadas por escrito por el investigador.

3-INFORMACIÓN REQUERIDA

Todo investigador cuyo proyecto necesite utilizar agentes anestésicos deberá rellenar un formulario de solicitud de utilización de agentes anestésicos, para facilitarle posteriormente el suministro de fármacos (ej. ketamina, pentobarbital, etc) que requieran receta veterinaria. El investigador será responsable del uso y conservación adecuada del mismo, llevando un registro de utilización y solicitando con antelación su reposición.

4-SEGURIDAD

Todas los agentes anestésicos deberán almacenarse en lugares con acceso exclusivo a personal autorizado y manipularse de forma adecuada.

5- PROTOCOLOS DE ANESTESIA PARENTERAL ACEPTADOS PARA ROEDORES ADULTOS

5.1 Consideraciones:

- Utilizar en procedimientos que requieran una anestesia de corta duración (< 1 hora).
- Evaluar el estado sanitario. No emplear en animales con problemas hepáticos o renales.
- No usar en hembras gestantes o con camadas, estas drogas pueden difundir a través de la barrera placentaria y de las glándulas mamarias.
- Pesar los animales antes de administrar el agente anestésico para su correcta dosificación.
- Utilizar la mitad de la dosis inicial si se requiere una nueva administración.
- Asegurarse de la correcta administración; retraer el embolo de la jeringa (ejercer una presión negativa) para descartar la salida de sangre, contenido intestinal, etc.
- Emplear una jeringuilla estéril con cada animal.
- La duración de la anestesia puede ser variable, según el individuo.
- Emplear una manta calefactora durante y después de la cirugía, para controlar la hipotermia debida al anestésico.

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 2 DE 7

Vías de administración

Especie	IM (intramuscular)	IP (intraperitoneal)	SC (subcutánea)	IV (intravenoso)
Ratón 20-25 g	Músculos posteriores del muslo Aguja de 25-27 G x 5/8"	Cavidad abdominal, lateral a la línea media Aguja de 25 G x 5/8"	Pellizco piel del cuello Aguja de 25 G x 5/8"	Vena de la cola, coccígea Aguja de 30 G x 1/2"
Rata 200 g	Músculos posteriores del muslo Aguja de 25 G x 5/8"	Cavidad abdominal, lateral a la línea media Aguja de 23 x 1"	Pellizco piel del cuello Aguja de 23 G x 1"	Vena de la cola, femoral, yugular Aguja de 25 G x 5/8"
Conejo 2,5 kg	Músculos posteriores del muslo y lumbares Aguja 23 G x 1"	Cavidad abdominal, lateral a la línea media Aguja 21 G x 1"	Pellizco piel del cuello Aguja 21 G x 1"	Vena marginal de la oreja Aguja 21 G x 1"
Cobaya 350 g	Músculos posteriores del muslo Aguja de 25 G x 5/8"	Cavidad abdominal, lateral a la línea media Aguja de 23 x 1"	Pellizco piel del cuello Aguja de 23 G x 1"	Vena femoral Vena safena Aguja de 30 G x 1/2"
Hámster 80-120 g	Músculos posteriores del muslo Aguja de 25 G x 5/8"	Cavidad abdominal, lateral a la línea media Aguja de 25 G x 5/8"	Pellizco piel del cuello Aguja de 25 G x 5/8"	Vena yugular Aguja de 27 G x 5/8"

Vías	P.O (oral)	IP	IV	IM	SC	ID
Volumen máx.	10 ml/kg	10 ml/kg	5 ml/kg	0,05 (ml/kg/lugar)	2-5 (ml/kg/lugar)	0,05-1 (ml/lugar)

IV: inyección del inóculo en período relativamente corto de tiempo (aproximadamente 1 minuto)

SC: el volumen depende de la flacidez de la piel del animal y por lo tanto, del potencial del espacio subcutáneo. En caso de utilizar volúmenes mayores habrá que utilizar múltiples puntos de inoculación.

ID: el volumen depende del espesor de la piel que varía con el lugar y la especie. El número máximo de puntos de inoculación es 6.

IM: este es volumen para un único punto. La utilización de más de un punto en más de un miembro puede producir cojera múltiple.

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 3 DE 7

5.2 Anestésicos

5.2.1 Anestésicos:

ANESTÉSICO	ESPECIE	DOSIS (mg/kg)	VIA	DURACIÓN (minutos)
Ketamina/Diazepam/Atropina	Ratón	50/5/1	IP	20-40
Ketamina/medetomidina	Ratón	75/1	IP	20-60
	Rata	75/0,5	IP	20-60
	Cobaya	40/0,5	IP	20-60
	Conejo	25/0,5	IM	
Ketamina/Xilacina/Acepromacina	Ratón	50/5/1	IM, IP	20-40
	Rata	50/5/1	IM, IP	20-40
Ketamina/Xilacina	Ratón	50-150/5-10	IM, IP	20-60
	Rata	40-90/5-10	IM, IP	20-60
	Cobaya	40/5	IP	20-60
	Conejo	35/5	IM	20-60
	Hámster	200/10	IP	20-60
Pentobarbital	Ratón	30-50	IP	20-60
	Rata	40-60	IP	20-60
	Cobaya	37	IP	20-60
	Conejo	45	IV	20-60
	Hámster	50	IP	20-60
Propofol	Ratón	26 bolo	IV	5-10
	Rata	1 mg/Kg/min	IV IV	5-10 infu.contínua cir.prolongada
	Conejo	1mg/Kk/min	IV	5-10

5.2.2 Marcas comerciales de anestésicos más comunes:

- Ketamina: Imalgene 1000 (100 mg/ml)
Imalgene 500 (50 mg/ml)
- Diazepam: Valium 10 (5 mg/ml) (Roche). (Ampollas de 10 mg/2ml).
- Xilacina: Rompun 2% (20 mg/ml) (Bayer)
- Acepromacina: Combelem (10 mg/ml) (Bayer)

Otras fármacos o sustancias empleadas:

- Atropina: Atropina (1 mg/ml) (Bayer).
- Suero salino fisiológico (0.9%)

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 4 DE 7

5.2.3 Preparación:

5.2.3.1 Ketamina/Diazepam/Atropina

Para 10 ratones: mezclar 0.5 ml de Imalgene 500, 0.4 ml de valium 10 y 1 ml de atropina. (Si se utiliza Imalgene 1000 coger 0.25 ml y diluir con 0.25 ml de suero salino fisiológico). Administrar 0.1 ml IP a un ratón de 25 gr.

5.2.3.2 Ketamina/Xilacina/Acepromacina:

Mezclar 5 ml de Imalgene 1000 (el doble si es Imalgene 500), 2.5 ml de Rompun y 1 ml de Combelem. Añadir 1.5 ml de suero salino estéril. Almacenar a temperatura ambiente protegido de la luz (la acepromacina es sensible a la luz). Almacenar hasta 2 semanas.

6- PROTOCOLOS DE ANESTESIA INHALATORIA ACEPTADOS PARA ROEDORES ADULTOS

6.1 Consideraciones:

- Para procedimientos de cualquier duración
- Adsorción y eliminación a través de pulmones.
- Fases: Inducción, mantenimiento y recuperación.

6.2 Material:

- Regulador de flujo de gases
- Fuente de oxígeno.
- Cámara de anestesia.
- Mascarilla facial para roedores
- Vaporizador anestésico.
- Anestésico (isoflurano).

6.3 Procedimiento

- 6.3.1 Comprobar el nivel de isoflurano en el vaporizador y llenarlo en caso necesario. Abrir la válvula general de la botella de oxígeno.
- 6.3.2 Inducción: Colocar el animal en la cámara de inducción anestésica regulando el vaporizador al 4-5% de isoflurano y flujo de oxígeno a (0.5-1.0 l/min). Cuando el animal pierda la consciencia, cerrar la llave de entrada a la misma, sacarlo de la cámara y colocarle la mascarilla.
- 6.3.3 Mantenimiento: regular el vaporizador de anestésico al 2% y oxígeno al 100% con un flujo de oxígeno de (0,5-1 l/min).
- 6.3.4 Recuperación: Desconectar el vaporizador de isoflurano y después el oxígeno (0,5 l/min). Durante la fase de recuperación, se puede dejar al animal ventilando con oxígeno al 100%, en función de su recuperación.

7. VIGILANCIA INTRA Y POSTOPERATORIA

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 5 DE 7

7.1 Vigilancia intraoperatoria

- Establecer una monitorización del animal cada 10 minutos, y anotar la administración de fármacos, dosis y reacciones adversas que se produzcan durante el procedimiento experimental.
- Comprobar los parámetros de profundidad anestésica y analgésica (realizar cada 10-15 minutos): ausencia de movimientos o ausencia de respuesta a estímulos externos o ausencia de reflejos (pellizcar la pata y la nariz, tirar de las vibrisas, ausencia de reflejo corneal y palpebral, etc), ritmo respiratorio regular y relajado, sin apnea respiratoria.
- Mantener el animal sobre una manta térmica para evitar la hipotermia.
- En caso de parada respiratoria aplicar ventilación artificial (ver punto 12. Ventilación artificial) o administrar 5-10 mg/kg de doxapram IP o IV. En caso de repetirse nuevos episodios de parada respiratoria a intervalos de 10-15 minutos.
- En caso de utilizar medetomidina o xilacina se puede administrar 0.1-1 mg/kg de atipamezole SC o IP para contrarrestar los efectos de estos (más administrar estas mismas dosis efectivo para la medetomidina).

7.2 Vigilancia postoperatoria

- Mantener el animal o la cubeta sobre una manta térmica hasta su recuperación.
- Rehidratar con suero salino fisiológico estéril templado (1-2 ml por 100 g de peso vía SC). Para comprobar el grado de deshidratación se coge un pliegue de piel de la zona lateral del tórax y se evalúa si esta se retrae o permanece en pliegue, en este segundo caso se debe administrar fluidoterapia.
- Vigilar el estado fisiológico de los animales dos veces al día durante la primera semana.
- Evitar molestar los animales durante los primeros días tras el proceso experimental.

8- RECOMENDACIONES DE PREANESTESIA EN NEONATOS

Para reducir el riesgo de canibalismo de las crías por parte de las progenitoras se recomienda el manejo y acondicionamiento olfativo de las madres. Para ello se establecerán periodos de manejo diarios en intervalos de 5 minutos.

9-PROCEDIMIENTOS DE ANESTESIA PARENTERAL ACEPTADOS PARAROEDORES NEONATOS

9.1 Consideraciones:

- Ver punto 5.1
- Vías de administración ver punto 5.1.

9.2 Anestésicos

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 6 DE 7

ANESTÉSICO	ESPECIE	DOSIS (mg/kg)	VIA	DURACIÓN (minutos)
Ketamina/Xilacina	Ratón (+ 7 días)	50-150/5-10	IP	20-30
	Rata (+ 7 días)	40-90/5-10	IP	20-30

10 - PROTOCOLOS DE ANESTESIA INHALATORIA ACEPTADOS PARA ROEDORES NEONATOS

Ver punto 6. Protocolos de anestesia inhalatoria aceptados para roedores adultos.

11- VIGILANCIA INTRA Y POSTOPERATORIA

Ver punto 7. Vigilancia intra y postoperatoria.

12- VENTILACIÓN ARTIFICIAL

12.1 Consideraciones

- Los métodos para realizar la ventilación artificial son mediante un ventilador mecánico (diseñado para animales de laboratorio) o mediante presión manual.
- Es aconsejable utilizar ventilación artificial durante la toracotomía o cuando se utiliza un relajante muscular.
- También se debe aplicar ventilación artificial durante la cirugía prolongada.
- Durante la ventilación artificial mecánica las presiones de inflado no deben sobrepasar los 10 cm de H₂O en animales pequeños.
- En caso de disponer de un capnógrafo/capnómetro (diseñado para animales de laboratorio) se medirá el contenido de anhídrido carbónico en el gas expirado, este se debe mantener dentro del intervalo normal de 4-5%, esto indica una correcta ventilación artificial.

12.2 Parámetros

ESPECIE	FRECUENCIA/MINUTO	VOLUMEN VENTILACIÓN PULMONAR	TIEMPO EXPIRACIÓN (%)	PRESIÓN (cm H₂O)
Ratón	100-130	0.5-1	35/65	5-15
Rata	50-80	3-10	35/65	5-15
Cobaya	30-50	8-20	35/65	5-15
Conejo	30-50	40-60	35/65	5-15

13- PARÁMETROS FISIOLÓGICOS

S.E.A. ANIMALARIO OMG	TEL- 9.1.1
ANESTESIA DE ROEDORES Y LAGOMORFOS	REV: 31/5/2012
PNSEA#2	PÁGINA 7 DE 7

ESPECIE	Tª CORPORAL (°C)	FREC. CARDIACA (LAT/MIN)	FREC. RESPIRATORIA (RESP/MIN)
Ratón	36,5-38	300-800	100-200
Rata	37.5-38.5	300-500	70-110
Cobaya	37.2-39.5	230-380	42-104
Conejo	38-39.6	130-325	30-60
Hámster	37-38	250-500	40-120

NOTA: Los rangos de las dosis indican grados variables de profundidad anestésica o el ajuste necesario para cada linaje o variación genética del individuo. Antes de aplicar una dosis considerada en una población homogénea de animales, deben ajustarse estas mediante pruebas piloto en algunos de ellos.