



**UNIVERSIDAD MICHUACANA DE
SAN NICOLAS DE HIDALGO**

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLINICA
DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE LA U.M.S.N.H
EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE SPAY NEUTER
ASSISTANCE PROGRAM**

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

AMEL RAMIREZ ALVARADO

PARA OBTENER EL TITULO DE MEDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA

ASESOR

M. C. SIMITRIO RAMIREZ CANO

Diciembre 2005



**UNIVERSIDAD MICHOCANA DE
SAN NICOLAS DE HIDALGO**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA**

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLINICA
DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE LA U.M.S.N.H
EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE SPAY NEUTER
ASSISTANCE PROGRAM**

SERVICIO PROFESIONAL QUE PRESENTA

AMEL RAMIREZ ALVARADO

**PARA OBTENER EL TITULO DE MEDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA**

INDICE

INTRODUCCION	1
OBJETIVO GENERAL	4
OBJETIVOS PARTICULARES	4
ANTECEDENTES DEL PROGRAMA DE ASISTENCIA PARA LA ESTERILIZACIÓN (SNAP)	5
EL USO DE SERVICIOS VETERINARIOS	8
MARCO DE ESTUDIO	10
MATERIAL	10
METODOS	12
PROTOCOLOS DE ANESTESIA PARA CIRUGÍA EN LAS CLÍNICAS DE ESTERILIZACIÓN	12
ADMINISTRACIÓN DE LA ANESTESIA	13
EL MANEJO DEL DOLOR INTRA-OPERACIÓN Y POST-OPERACIÓN	14
PROTOCOLO PRE-ANESTÉSICO	14
PROTOCOLO DEL MANEJO DEL DOLOR POSTOPERATORIO	15
CONSIDERACIONES ESPECIALES	19
DROGAS ADMINISTRADAS EN EL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN DE ANESTESIA PARA FELINOS	20
CONSIDERACIONES ESPECIALES	21
MASCARA FACIAL E INTUBACIÓN	22
MASCARA	22
INTUBACIÓN	22
CONSIDERACIONES ESPECIALES PARA TODOS LOS ANIMALES	23
PREPARACIÓN PARA LA CIRUGÍA Y MONITOREO	24
VELOCIDAD DEL FLUJO DE OXIGENO	26
MONITOREO DEL PACIENTE	28
EVALUACIÓN PREANESTÉSICA DEL PACIENTE	32
CLASIFICARON DEL ESTADO FÍSICO PRE-ANESTÉSICO DEL PACIENTE	33
PROTOCOLO DE ANESTESIA DE SNAP	34
DIAZEPAM	34
KETAMINA	35
ATROPINA	37
ISOFLUORANO	38
XILAZINA	39
BUTORFANOL	41
LIDOCAINA	43
MEDICAMENTOS DE EMERGENCIA	43
DOPRAM (CLORHIDRATO DE DOXAPRAM)	43
HIDROCLORURO DE EPINEFRINA (ADRENALINA)	44
DEXAMETASONA	44
FUROSEMIDA	45

PREDNISOLONA SÓDICA _____	45
OTROS AGENTES _____	46
AMOXICILINA _____	46
CEFALEXINA _____	46
DIFENHIDRAMINA _____	47
ANATOMÍA DE LOS ÓRGANOS REPRODUCTORES DE LA HEMBRA _____	48
TÉCNICAS QUIRÚRGICAS EN OVARIOHISTERECTOMIA _____	50
ORQUIECTOMIA TÉCNICA ABIERTA UTILIZANDO LIGADURA EN PERROS _____	65
ORQUIECTOMIA EN EL GATO TÉCNICA SNAP _____	67
ESTERILIZACIÓN POR MEDIO DE NEUTERSOL _____	69
CONCLUSIONES _____	73
BIBLIOGRAFIA _____	74
ANEXOS _____	77
GRAFICAS _____	77

INDICE DE CUADROS

Cuadro - 1 _____	16
Cuadro - 2 _____	17
Cuadro - 3 _____	18
Cuadro - 4 _____	20



INDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Anatomía del aparato reproductor de la hembra	49
Figura 2.- Cuerpo y cuernos uterinos	5050
Figura 3.- Separación del ligamento suspensorio	53
Figura 4.- Separación del mesovario	53
Figura 5.- Colocación de pinzas sobre el CAVO	54
Figura 6.-Corte del CAVO entre el ovario y las pinzas	54
Figura 7.-Colocación de sutura circunferencial	54
Figura 8.- Sutura para la ligadura de transfixión	56
Figura 9.- Colocación de la primera sutura de transfixión	57
Figura 10.- Colocación de la segunda sutura de transfixión	57
Figura 11.- Corte del cuerpo del útero	57
Figura 12.- Colocación de tres pinzas en el pedículo ovárico	58
Figura 13.- Método de disecar y ligar los vasos uterinos	59
Figura 14.- Corte del útero con bisturí entre la punta de dos pinzas	60
Figura 15.- Incisión de OVH SNAP	61
Figura 16.- OVH técnica SNAP	62
Figura 17.- OVH técnica SNAP	62
Figura 18.- OVH técnica SNAP	63
Figura 19.- OVH técnica SNAP	63
Figura 20.- OVH técnica SNAP	64
Figura 21.-Presión del testículo, para ser expuesto por una sola incisión en la línea media de la piel anterior al escroto	65
Figura 22.- Incisión de la piel y túnica vaginal	66
Figura 23.- Corte de la porción adherida de la única vaginal	67
Figura 24.- Procedimiento de orquiectomía en el gato técnica SNAP	68
Figura 25.- Presentación comercial de Neutersol	69
Figura 26.- Limpieza de testículos con agua y jabón	70
Figura 27.- Medición de los testículos para evaluar la dosis por medio de un vernier	71
Figura 28.- Modo de aplicación	71

INTRODUCCION

En la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la U.M.N.S.H., tiene particular importancia el desarrollo y conocimiento de los métodos utilizados para la esterilización de pequeñas especies ya que en los últimos 5 años se ha venido impulsando la instalación e implementación de clínicas que atienden a las mascotas de manera privada, como es el caso del hospital que se encuentra en la Unidad Acueducto, por otra parte se ha destacado la modalidad de servicio de atención clínica por convenio celebrado con una sociedad norteamericana ubicada en Houston, Texas, para la instalación de una clínica de esterilización de perros y gatos en la Unidad Posta de esta Facultad.

La clínica en Morelia también surge con estrecho apoyo de APANI que es la Sociedad Protectora de los Animales local.

En general, en nuestro país se ha venido incrementando la afinidad por compartir el espacio y el afecto con las mascotas que llegan a formar actualmente parte del núcleo familiar, quedando ya en el recuerdo la necesidad de que los perros solo cumplieran la función zootécnica de controlar biológicamente las plagas, si bien, también es notorio la utilización de los perros como animales de guardia debido a los elevados índices de inseguridad; en estos tiempos, siguen siendo auxiliares como animales de trabajo en el campo, en las organizaciones de rescate ó en vigilancia aduanal. Por otra parte, también es conveniente destacar el papel que juegan estos animales en el área de la psicoterapia humana, como es, la detección de lesiones cancerosas y en el tratamiento de la depresión, por otra parte también son utilizados como compañía y como guías para invidentes.

En este reacomodo global económico y cultural, que es signo de nuestros tiempos las mascotas juegan un papel preponderante en la interacción que guardan con el ser humano, por eso, las sociedades de profesionistas y las instituciones de

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

educación superior, con el objetivo de educar y ejercer la enseñanza en medicina de perros y gatos, requieren de información del numero de animales presentes en las poblaciones locales, para ayudar en la prevalecía, incidencia y eliminación de enfermedades que puede transmitir estos animales en especial los que no tienen dueño y deambulan en la ciudad y que tienen una tasa de reproducción incontrolada.

Como estrategia para corregir el alto grado del problema señalado de animales (perros y gatos) que se reproducen sin control se presentan las clínicas de esterilización con sus técnicas quirúrgicas y anestésicas actualizadas y avanzadas así como el conjunto de métodos y procedimientos para la atención del paciente que llega a las mismas, este trabajo describe en particular las metodologías utilizadas en la clínica de esterilización de la FMVZ y que fue diseñado con un primer propósito de dar continuidad a los procedimientos y recursos de esterilización instalados en esta institución.. Y en segundo lugar, esperamos que sirva como detonante para el desarrollo de más clínicas y entrenamiento de médicos en la región centro de nuestro país, interesados en llevar a cabo los procedimientos de esterilización en perros, perras, gatos y gatas.

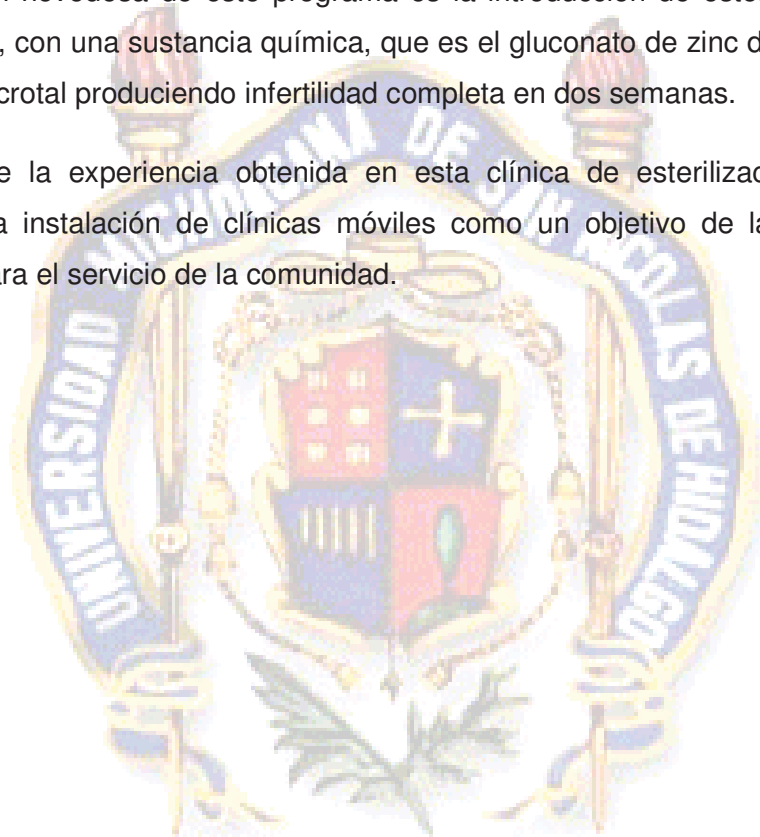
En este trabajo se presenta un esquema que da una vista general de procedimientos, prácticas y protocolos de SNAP (Spay Neuter-Assistance Program) mismo que se utiliza en las clínicas de esterilización ubicadas en la frontera norte, y que traspoladas a la clínica de esterilización de la FMVZ de la UMSNH se propone como un medio para orientar a los médicos involucrados en su trabajo cotidiano, así como a otras instituciones como la secretaria de salud ha sociedades de protección animal y también, a los estudiantes de esta facultad interesados en la enseñanza de estos métodos y técnicas anestésicas, y quirúrgicas que se emplean y se desarrollan en estas clínicas de esterilización. Estos procedimientos no reemplazan la preparación curricular de su plan de estudios, por lo tanto, representa un complemento en la formación profesional de los estudiantes de la carrera de MVZ y de los profesionales que ya están ejerciendo la misma.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Una ventaja primordial en la clínica de esterilización es el uso de la cirugía de mínima invasión, en torno a lo cual Spay Neuter Assistance Program a desarrollado una técnica que solo requiere una incisión en la línea media de 1.5 a 3cm, la cirugía e trabajada por un solo cirujano en un tiempo récord no mayor de 30 minutos, lo cual se traduce en una recuperación rápida del postoperatorio.

Otra aportación novedosa de este programa es la introducción de esterilización de perros machos, con una sustancia química, que es el gluconato de zinc directamente en la región escrotal produciendo infertilidad completa en dos semanas.

Se espera que la experiencia obtenida en esta clínica de esterilización sirva y contribuya a la instalación de clínicas móviles como un objetivo de la institución universitaria para el servicio de la comunidad.



OBJETIVO GENERAL

Dar a conocer, describir, presentar técnicas anestésico-quirúrgicas, procedimientos y metodologías utilizadas en las clínicas de Spay Neuter-Assistance Program y en particular de la que se encuentra en las instalaciones de la FMVZ en convenio con SNAP, esta facultad de la UMSNH, la Sociedad Protectora de Animales APANI y el municipio de Morelia, Michoacán.

OBJETIVOS PARTICULARES

Descripción de las técnicas quirúrgicas y anestésicas que se practican para la ovariectomía y orquiectomía de la FMVZ de la UMSNH.

Conocer el protocolo del convenio de colaboración y trabajo para la instalación y operación de clínicas de esterilización en los municipios de Michoacán, la FMVZ de la UMSNH, SNAP y las dependencias o secretarías de gobierno así como de los municipios interesados, y de las sociedades protectoras de animales.

Que la experiencia en la operación de la clínica, sirva para la implementación de una clínica móvil para la esterilización de mascotas por parte de la FMVZ de la UMSNH en convenio con SNAP.

Fomentar la réplica de conocimientos y procedimientos con las técnicas de SNAP para ser incorporados cada vez con mayor frecuencia en la práctica profesional veterinaria.

ANTECEDENTES DEL PROGRAMA DE ASISTENCIA PARA LA ESTERILIZACIÓN (SNAP)

SNAP se inicio en Houston Texas, en 1994 como la primera “Clínica para Esterilización Sobre Ruedas” de los Estados Unidos de América. En poco tiempo la clínica móvil se volvió operativa a tiempo completo auspiciada por “The Fund for Animals, Inc.” Una organización nacional para la protección de animales, en 1995.

SNAP asumió la responsabilidad de operar las clínicas de esterilización en Texas como una nueva organización sin fines de lucro en 1999, una vez ocurrido el fallecimiento de Cleveland Amory, fundador de “The Fund for Animals, Inc.” Hoy, SNAP continúa creciendo y expandiendo las instalaciones de sus clínicas a través de los Estados Unidos, en Houston Texas, San Antonio Texas, Los Angeles California, incluyendo un trabajo pionero en la Nación Navajo, las Islas Caiman y ahora en La República Mexicana, particularmente Monterrey, San Miguel Allende y Morelia.

El programa SNAP ha sido creado para detener la crueldad del sacrificio de perros y gatos en los albergues, por medio de cámaras de gas, electrocución, entre otros medios, todo esto debido a la sobrepoblación. O bien, para controlar la reproducción innecesaria o el vagabundeo por las calles de mascotas sin dueño que son potenciales para la transmisión de enfermedades zoonóticas. Lo anterior mediante la esterilización quirúrgica o química de los animales que llegan a sus clínicas.

Las actividades que se llevan a cabo en nuestras clínicas son las siguientes:

Realizar cirugías de esterilización de alta calidad para perros y gatos, para evitar que nazcan animales sin hogar.

Educar al público respecto a la sobrepoblación de perros y gatos, programas de esterilización y el manejo responsable de animales.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Hacer disponibles servicios de medicina preventiva para perros y gatos, para promover la salud y bienestar de los animales y sus dueños.

Proveer servicios de primera que son gratuitos para las familias de escasos recursos y de bajo costo para el público en general a través de las facilidades clínicas, mediante personal amigable y profesional.

SNAP también promueve oportunidades educativas en la comunidad veterinaria, en especial de estudiantes y médicos a través del patrocinio de programas que incluyen estancias de entrenamiento en las clínicas ubicadas en Houston, Texas, que tienen por objeto actualizar en conocimientos, destrezas y habilidades, tanto en cirugía como en anestesia de las técnicas utilizadas por SNAP en los Estados Unidos. También SNAP es un campo de entrenamiento para administradores de clínicas, veterinarios y personal clínico de las organizaciones protectoras de animales y los alcaldes que cuentan en ciudades con centros de control canino en donde se practica la eutanasia.

Cada año en Texas, más de 1, 000,000 de perros y gatos terminaban en albergues de animales. La mayor parte de esos animales están perfectamente sanos. Tristemente, más del 90% de los animales son sacrificados cada año.

El asunto de la sobrepoblación de perros y gatos ha alcanzado proporciones críticas. Se estima que de 12 a 14 millones de perros y gatos pasan por la eutanasia cada año en refugios de animales de los Estados Unidos. El albergar animales y los programas de control cuestan millones de dólares en impuestos y donativos privados cada año.

El costo para la comunidad es mucho más que solo la pérdida de la vida del animal y el tremendo peso financiero en contribuyentes y organizaciones de refugios. Los animales callejeros vagan en las calles de nuestras ciudades, esparcen enfermedades pueden causar rasguños y mordeduras a los humanos o a otros de su

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

especie. Al estar sueltos se vuelven un riesgo para el tráfico, ocasionando tener que recoger miles de cadáveres de animales cada año.

La disposición de los cadáveres de animales en los refugios, en los ya sobrecargados terrenos crea un gran problema ambiental adicional. Podría preguntarse porque se ha llegado a esa crisis. La respuesta es simple, existen más perros y gatos que hogares para estos, dos gatos con todos sus hijos, generan 420, 000 gatos en solo seis años y dos perros con todos sus hijos producen 67, 000 perros en solo siete años. En nuestra sociedad moderna, los animales se han vuelto artículos disponibles. Adoptar un perro o un gato es tan fácil como comprar cualquier artículo indispensable, y muchas veces las personas se cansan de la mascota tan rápido como del artículo adquirido, olvidando que el animal tiene la capacidad de amar y sentir. Este trabajo va orientado para cambiar la situación de los perros y gatos en nuestra sociedad y comunidad. Se trabaja para que un día todo perro y gato tenga un hogar y no se tire a la basura como cualquier otra cosa. También se tiende a mejorar y fortalecer los métodos de esterilización en los locales de control animal. Trabajamos para alentar un manejo responsable de los animales, educar a las personas sobre la sobrepoblación de perros y gatos. Y lo más importante evitar que nazcan animales sin hogar, promoviendo los programas de esterilización económicos y accesibles.

EL USO DE SERVICIOS VETERINARIOS

En un estudio realizado en 1996, en los EUA, se estableció que de 1991 a esa fecha, se incremento el número de visitas al Veterinario, tomando como variable de respuesta los gastos generados por el servicio prestado. El número de visitas al año del cliente con el paciente se estima que es de 95.22 millones de visitas en perros, los gatos 59.69 millones. Es importante señalar que un incremento en los gastos no necesariamente implican un incremento en la cantidad de servicios solicitados, debido a que los precios pudieron haber subido en el mismo periodo. La Asociación Americana de Médicos Veterinarios, lleva periódicamente encuestas para determinar el porcentaje de la posesión o propiedad de animales de compañía, la demografía de las casas donde se poseen animales de compañía y el uso del servicio Medico Veterinario.

En México, la población urbana de personas ha pasado de representar el 35% en 1950 al 73% en 1990, lo que ha traído consigo un aumento proporcional en la población de perros y gatos que viven en las ciudades. Cualitativamente también se ha venido modificando la actitud de las personas hacia esos animales y el papel que estas han adquirido en las familias de la zona urbana, lo que ha ocasionado una apertura para todo tipo de satisfactores para los animales, desde los alimentos y utensilios hasta medicina preventiva y terapéutica. De hecho la industria de alimentos balanceados estima que en 15 años se duplico la población de perros y gatos que consumieron bienes del mercado. (Gehrke, 1997^a).

La razón mas común para realizar la OVH es prevenir el estro y la reproducción involuntaria. Otras razones incluyen prevención de tumores mamarios o anormalidades congénitas, prevención y tratamiento de piometra, metritis, neoplasias (ovárica, uterina o hiperplasia vaginal), y controlar algunas anormalidades endócrinas (diabetes, epilepsia), dermatosis (demódex generalizados).

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

La edad usual para esterilizar perros y gatos es alrededor de los 6 meses justo después o antes de su primer estro. Hacer la OVH antes del primer ciclo disminuye la incidencia de tumores de la glándula mamaria a menos del 0.5%. Si la OVH es realizada después del primer ciclo de ovulación, el riesgo de tumores en la glándula mamaria se incrementa al 26%. Después de dos años y medio la OVH no tiene efecto preventivo en el desarrollo de tumores en la glándula mamaria. Gatas intactas tienen mayor riesgo que las gatas ovariectomizadas.

En algunos refugios de sociedades humanitarias cachorros y gatitos son esterilizados de 8 a 12 semanas de edad, sin efectos adversos reportados. Defensores de la castración de los animales sugieren que a los dos meses de edad el procedimiento es menos estresante y el animal requiere menos tiempo de operación.

Después de una OVH muy temprana puede haber mayor potencial para hipoplasia de la vagina y vulva, llevando a dermatitis perivulvar. Además puede persistir comportamiento juvenil, sin embargo, estudios controlados examinando estas posibilidades no se han llevado a cabo. No recomendamos esterilización muy temprana debido al riesgo de Distemper y otras enfermedades infecciosas en cachorros y gatitos, que pudieran no estar protegidos por anticuerpos maternos o vacunas. (Slatter 1993)

MARCO DE ESTUDIO

Se conforma por los perros, gatos, que fueron remitidos a la clínica veterinaria de esterilización ubicada en la posta zootécnica de la FMVZ a 9.5 kilómetros de la ciudad de Morelia. Esta clínica fue elegida ya que el personal que labora ahí son Médicos Veterinarios, y estudiantes de la profesión, esta clínica posee un archivo clínico completo y esta dedicada exclusivamente a la esterilización a partir del 5 de julio del 2004. Lo anterior asegura que el tipo de servicios médicos y los datos incluidos en las hojas clínicas, permiten obtener información valida de la práctica clínica en las pequeñas especies en nuestro medio.

En el caso de nuestra facultad de MVZ de la UMSNH la clínica de esterilización, se instalo en el edificio que ocupan los quirófanos en la posta zootécnica y fue inaugurado el 5 de julio del 2004, siendo equipada por parte de SNAP con dos maquinas de anestesia inhalada, con un vaporizador de Isoflurano cada una, balones de respiración de diferente capacidad, tanto para gatos, como para perros de peso de mas de 30 kilos.

MATERIAL

Se dotó de 2 oxíómetros que como es sabido, monitorean la saturación de oxígeno en sangre y la frecuencia cardiaca, estos son portátiles y digitales. Por otra parte, se recibieron 8 equipos de cirugía general para OVH, consistentes del siguiente material, 2 clamps grandes de 15 cm, 4 pinzas Kelly, 1 pinzas de disección con dientes y otra sin dientes, una Rad Addson, 2 pinzas de Bakhaus, un mango de bisturí, un ganchillo para OVH, unas tijeras de Metzenbaum y porta agujas con tijera integrada.

Varios equipos de orquiectomía para perros y gatos, consistentes en, porta agujas con tijera integrada, mango de bisturí, pinzas de Kelly, y tijeras.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

En cuanto a material clínico medico, para la anestesia se cuenta con:

1. Suturas de vicryl de varios calibres (0, 00, 000), y numero 1
2. Soluciones hartman de medio litro.
3. Equipos de venoclisis.
4. Catéter de varias medidas.
5. Sulfato de atropina.
6. Bicarbonato de sodio.
7. Antibiótico (amoxilina inyectable)
8. Dotación de más de 100 dosis de neutersol, para la esterilización química de los perros machos.
9. Hojas de bisturí.
10. Paquetes de gasas estériles.
11. Algodón
12. Alcohol.
13. Isodine.
14. Jabón quirúrgico.
15. Jeringas de varios calibres, 1ml, 3ml, y 5ml.
16. Una maquina de baño María con cojín para la mesa del quirófano
17. Guantes del 7.5 y 6.5.
18. Una bascula de baño.
19. Un catchpole.
20. Una red atrapa gatos.
21. Una varilla para inyectar perros.
22. Una rasuradora eléctrica.
23. Una rasuradora de pilas.
24. Cánulas endotraqueales.
25. Campos desechables,
26. Diazepan,
27. Ketamina,
28. Frascos de isoflorano.
29. Dos mesas, una de preparación y otra de cirugía.
30. Dos portasueros,
31. Lámparas de cirugía.
32. Mesas pasteur.

Por su parte la UMSNH, a través, de la facultad de MVZ al firmar el convenio, para la instalación de la clínica, proporcionó un espacio de más de 300 metros cuadrados.

METODOS

PROTOCOLOS DE ANESTESIA PARA CIRUGÍA EN LAS CLÍNICAS DE ESTERILIZACIÓN

Por principio el veterinario en turno es responsable de organizar el orden de las cirugías, ya que factores como, peso, sexo, complicaciones potenciales, tiempo de recuperación anticipado, y el monitoreo afectaran el orden del día de las cirugías. En general, los perros son operados antes que los gatos y las hembras antes que los machos. El técnico y en su caso el estudiante pasante, mantendrá informado al medico en cuanto a los criterios permanentes para establecer o cambiar el orden de las cirugías.

Es un procedimiento de rutina sedar, anestesiarse y hacer la cirugía a los animales que estén nerviosos al inicio del horario de las cirugías. Frecuentemente es menos difícil, trabajar con estos animales, si no han estado estresándose en las jaulas por varias horas, lo que provoca que se presente miedo y excitación. Adicionalmente, al principio del día, el personal quirúrgico y en general los participantes de la guardia están mas alertas para alternar con dificultades que pudieran surgir.

Para facilitar el flujo de las cirugías durante el día, se usa el siguiente esquema de identificación para todos los pacientes:

Cada hembra se le coloca un rótulo rosa, en la manga de la jaula, frente al registro médico. El rótulo rosa identifica el sexo del animal e indica que el animal continúa esperando por la cirugía.

Cada animal macho tendrá un rótulo azul, colocado en la manga de la jaula frente al registro médico. El rótulo azul identifica el sexo del animal e identifica que continúa esperando por la cirugía.

LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P

Después de recibir sedantes, se debe colocar un rótulo amarillo, adicional en la manga de la jaula para identificar a los animales que han sido sedados.

Después de que la cirugía termine, se quitan todos los rótulos de la manga de la jaula. Se asume que los pacientes sin rótulos son pacientes postoperatorios.

Se requiere que todas las cirugías estén terminadas para las 3 pm en las clínicas móviles y a las 4 pm en las clínicas fijas. Esto permite que los pacientes tengan el tiempo adecuado para recuperarse y da al personal el tiempo adecuado para entregar confortablemente a los pacientes, limpiar las instalaciones y prepararlas para el siguiente día de trabajo. Los animales que no han recibido cirugía antes de los tiempos indicados, podrán permanecer durante la noche para el siguiente día de cirugía o reprogramados, administrando agua y alimento.

ADMINISTRACIÓN DE LA ANESTESIA

Los veterinarios son responsables de evaluar los requerimientos de anestesia para cada animal. Este protocolo debe ser registrado en la hoja del paciente, tanto los agentes preanestésicos, como los anestésicos y medicamentos para salir de la anestesia y serán administrados a la orden del médico. La persona que administra el medicamento pondrá sus iniciales en el registro médico, junto al nombre de cada droga que se administra incluyendo su dosis en el momento de utilizarlas.

Para cada inyección se utilizan jeringas y agujas esterilizadas y nuevas. Nunca rehusar o re-esterilizar ninguna jeringa o aguja de inyección. Se debe tener cuidado en leer la etiqueta de toda medicina en el momento que la obtiene y de nuevo antes de administrar el medicamento para asegurarse que administra los medicamentos apropiados. Es conveniente verificar en forma duplicada el registro del paciente y la identificación del paciente en la banda de su cuello antes de administrar el medicamento. Todos los estudiantes nuevos o al inicio de su servicio, serán

observados por el medico en lo concerniente a su técnica de aplicación del medicamento.

EL MANEJO DEL DOLOR INTRA-OPERACIÓN Y POST-OPERACIÓN

Mientras que todos los procedimientos quirúrgicos son terminados utilizando anestesia general, la cirugía invasiva es inherentemente muy dolorosa para el animal. El concepto de manejo de dolor de pacientes, con nuevas drogas y protocolos seguros han hecho el éxito de los médicos veterinarios hoy en día.

Es importante para SNAP el proveer el mejor cuidado a los pacientes que servimos, incluyendo el manejo del dolor, por lo tanto, se requiere que todo cliente sea informado de la disponibilidad de medicamentos para el dolor postoperatorio y se recomienda que esos medicamentos sean usados después de la cirugía. Los animales hospitalizados se beneficiaran grandemente por la administración de medicamentos preoperatorios y postoperatorios. El cuerpo de médicos de SNAP recomienda con énfasis un protocolo preanestesico que incluye que sean implantados los analgésicos y sedantes apropiados en los pacientes de cirugía.

PROTOCOLO PRE-ANESTÉSICO

El siguiente protocolo esta aprobado para su uso en perros y gatos, y es fuertemente recomendado para todos los pacientes de cirugía.

BAA Mixture.

Butorfanol (40 mg)/ Acepromacina (2.5 mg)/ Atropina (4 mg).

4 ml de Butorfanol.

0.25 ml de Acepromacina.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

8ml de Atropina.

20 ml de Agua Estéril.

BAA Mixture es dada de 20 a 60 minutos preoperatorios a 1ml por cada 10 kilos IM ó SC. La mezcla se establece por 2 semanas se mantiene en una botella obscura. Inducciones subsecuentes de Ketamina/Valium podría requerir 20 a 30% menos. Los marcadores amarillos de las jaulas deben ser colocados en las mangas al frente de la jaula para todos los animales sedados. Los animales nerviosos se benefician con los efectos sedativos preoperatorios del protocolo BAA.

Los animales, una vez operados se recobran satisfactoriamente y con menos complicaciones postoperatorias resultantes del dolor que ocasionan al lamerse o morderse la incisión y la irritación e hinchazón causada por esas conductas.

PROTOCOLO DEL MANEJO DEL DOLOR POSTOPERATORIO

Los siguientes medicamentos pueden darse a los clientes para el manejo del dolor postoperatorio en su casa, se les debe aconsejar a los clientes que empiecen a administrar medicamentos para el dolor dentro de las 8 horas después de la cirugía de tal manera que los beneficios preoperatorios, intraoperatorios y postoperatorios no decrezcan..

Instrucciones de Butorfanol en Jarabe para Gatos y Perros Pequeños

Se mezcla 1 cc de Turbogesic en un gotero que contenga una onza de jarabe V. A. L. esto es igual a 0.33 mg/ml de Turbogesic por ml (Turbogesic=Butorfanol 10 mg).

Dosificación:

A gatos que pesan menos de 4kg y a perros que pesan menos de 7kg se les da ½ gotero completo cada 6-8 horas.

A perros entre 7 y 12 kilos se les da un gotero completo cada 6-8 horas.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Se registra la cantidad de turbogesic que se usa en el expediente de cada paciente y en la bitácora de control de medicamentos.

Instrucciones Etogesic para Perros más Grandes

En cuanto al control de perros de mayor tamaño se usa otra presentación del mismo medicamento llamado Etogesic y que esta disponible en tabletas, tratase de un producto exclusivo de estas clínicas y que llega directamente de Houston

Para los y las perras de más de 12kg, las tabletas EtoGesic son enviadas a casa como calmantes del dolor postoperatorio.

Dosificación: De Etogesic en perros

Peso del Perro	Dosis	Numero de Tablet	de 150 mg	Numero de Tablet	de 300 mg
10.8 – 15.7 Kg	75 mg	1/2			
21.6 – 32.4Kg	150 mg	1		1/2	
32.4 - 49.5 Kg	225 mg	1 1/2			
43.2 - 65.2 Kg	300 mg	2		1	
65.2 - 99 Kg	540 mg			1 1/2	

Cuadro - 1

Las tabletas Etogesic son administradas cada 24 horas..

Todo medicamento es administrado solamente por orden directa de un veterinario con licencia. Los medicamentos y las dosis son determinados por el veterinario en turno. Aún cuando se reconoce que cada veterinario individualmente tiene diferentes opiniones en cuanto a protocolos de anestesia, es el interés de SNAP usar el más seguro y eficiente protocolo de anestesia posible. Adicionalmente, la estandarización de protocolos de anestesia, asegura la completa familiaridad de esos protocolos por parte del personal y facilita el otorgar cuidado a los pacientes en todas las instalaciones operadas por SNAP.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Medicamentos Administrados en el Tiempo de la Inducción de la Anestesia Canina

Si se utiliza el protocolo pre-anestésico BBA, se debe tomar en cuenta que este esta indicado de entre 0.45 kg hasta los 15.90 kg, a partir de ahi se puede agregar 0.1 de Acepromacina.

Medicación preanestesia para la inducción de isoflurano en perros:

Peso	Diazepan 5mg/ml	Ketamina 100 mg/ml	Acepromacina
0.45 – 2.27 kg	0.2 ml	0.4 ml	Nada
2.27 – 4.54 kg	0.3 ml	0.6 ml	Nada
4.54 – 6.81 kg	0.4 ml	0.8 ml	Nada
6.81 – 9.09 kg	0.5 ml	1.0 ml	Nada
9.09 – 11.36 kg	0.6 ml	1.2 ml	Nada
11.36 – 13.63 kg	0.8 ml	1.6 ml	Nada
13.63 – 15.90 kg	1.0 ml	2.0 ml	Nada
15.90 – 27.27 kg	2.0 ml	2.0 ml	0.1 ml
27.27 – 38.63 kg	2.0 ml	3.0 ml	0.1 ml
38.63 ó más kg	2.0 ml	4.0 ml	0.1 ml

Cuadro - 2

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Dosificación de atropina:

Peso	Atropina
1.36 – 2.27 kg	0.25 ml
2.72 – 4.54 kg	0.50 ml
5.00 – 6.81 kg	0.75 ml
7.27 – 9.09 kg	1.00 ml
9.54 – 11.36 kg	1.25 ml
11.81 – 13.63 kg	1.50 ml
14.09 – 15.90 kg	1.75 ml
16.36 – 18.18 kg	2.00 ml
18.63 – 20.45 kg	2.25 ml
20.90 – 22.27 kg	2.50 ml
23.18 – 25.00 kg	2.75 ml
25.45 ó más kg	3.0 ml máximo

Cuadro - 3

El diazepam y la ketamina se mezclan en la misma jeringa. La mezcla de diazepam y ketamina se administra lentamente, hasta alcanzar el efecto deseado. Cuando se ha alcanzado suficiente relajación del animal, se entuba con la cánula endotraqueal del tamaño adecuado. Se mantiene al paciente con gas isoflorano entre 1.5 y 2.5 para cirugía. A todos los pacientes se les pondrá ungüento oftálmico en los ojos en el momento de la inducción de la anestesia. (Folger, W. R. et al. 1994)

CONSIDERACIONES ESPECIALES

La extravasación de la mezcla de diazepam/ketamina es extremadamente irritante para el tejido, por lo tanto, se debe tener certeza que la aguja este en la vena antes de la inyección.

De acuerdo a la discreción del veterinario en turno, los animales pueden ser tratados con atropina en la dosis de 1ml por 18 kg del peso del animal SQ ó IV para las condiciones tales como salivación o bradicardia.

Se inyecta despacio la mezcla de diazepam/ketamina para evitar apnea.

A criterio del veterinario, los perros de mas de 18kg se deben beneficiar en forma rutinaria añadiendo 0.1 cc a 0.3 cc de acepromacina (10 mg/ml) o 1- 4 mg butorfanol en la mezcla de diazepam/ketamina.

Algunos perros no serán cooperativos en la inyección IV, en esos casos, el medico podrá desviarse del protocolo de anestesia para administrar medicamento en forma SQ ó IM para tener mayor seguridad en la sedación.

DROGAS ADMINISTRADAS EN EL MOMENTO DE LA INDUCCIÓN DE ANESTESIA PARA FELINOS

Reconociendo que en la práctica los profesionales de la medicina veterinaria, tienen diferentes opiniones sobre los protocolos de anestesia, es el propósito de SNAP usar el protocolo más seguro y efectivo posible. Adicionalmente, la estandarización de los protocolos de anestesia, asegura la completa familiarización de esos protocolos por parte del personal y facilita mayor calidad en la atención a los pacientes en todas las instalaciones operadas por SNAP.

Protocolo de Anestesia para la inducción de isoflurano en gatos:

Peso	Diazepam 5 mg/ml	Ketamina 100mg/ml
.90 – 1.18 kg	0.2 ml	0.2 ml
2.04 -2.95 kg	0.2 ml	0.4 ml
3.18 – 3.63 kg	0.3 ml	0.4 ml
3.08 – 4.0 kg	0.3 ml	0.6 ml
4.31 – 4.7 kg	0.4 ml	0.6 ml
5.0 ó mas kg	0.4 ml	0.8 ml

Cuadro - 4

El procedimiento de aplicación del medicamento en los gatos es igual que el anterior en donde el diazepam/ketamina es mezclado en la misma jeringa y administrada lentamente, en forma IV. Cuando el animal esta lo suficientemente relajado, se entuba con la cánula endotraqueal de tamaño adecuado. Enseguida se mantiene el paciente con gas Isoflurano entre 1.5 y 2.5 para cirugía. A todos los animales se les aplicara ungüento oftálmico en el momento de la inducción de la anestesia.

CONSIDERACIONES ESPECIALES

Los gatos estresados experimentan una descarga catecolamínica que incluye adrenalina, noradrenalina y cortisol, que sensibiliza el miocardio. Esto sensibiliza el miocardio hasta los efectos de agentes pre-anestésicos ó anestésicos y predispone el corazón a una fibrilación ventricular irreversible. Todos los gatos estresados serán tratados con 0.5 ml a 1.0 ml de diazepam (5 mg/ml) y 0.3 a 0.6 ml de ketamina (100 mg/ml), IM, (si es necesario, 0.05 ml de acepromacina (10 mg/ml) ó 0.1 ml de butorfanol (10 mg/ml) puede ser agregado a esta muestra), y colocado en una jaula por 30 minutos a 1 hora para que se relaje. Si se usa la mezcla BAA para el protocolo de preanestesia esto no podría ser necesario. Los gatos estresados pueden ser colocados en una cámara de inhalación para la inducción a la anestesia y después intubado.

Evitar la extravasación de la mezcla de diazepam/ketamina ya que es extremadamente irritante a los tejidos. Asegurar que la aguja esta en la vena antes de la inyección IV.

De acuerdo a la opinión del veterinario, los animales pueden ser tratados con atropina en la dosis de 1ml SC por 18kg de su peso o IV para tratar la condición de salivación o bradicardia.

Se inyecta lentamente la mezcla diazepam/ketamina para evitar apnea.

MASCARA FACIAL E INTUBACION

MASCARA

Para la administración de oxígeno como preanestésico o para facilitar la administración de anestesia como agente inductor. Para la esterilización de gatos machos se permite el uso de máscara para mantener el gas anestésico. Se coloca la máscara de tamaño apropiado bien ajustada sobre la nariz y boca del paciente, siempre debe ser máscara limpia por paciente. No se debe reutilizar una máscara, sin ser debidamente desinfectada por dentro y por fuera. Se observa el paciente para ver señales de relajamiento o de dolor, el flujo de oxígeno no debe ser menor de 1 ½ litros por minuto cuando se esta usando la máscara. Durante la inducción, la concentración de la anestesia es generalmente más alta (4-5%) que mientras se mantiene la anestesia de la cirugía (1-2%), la concentración del gas anestésico siempre debe ser tratada de acuerdo a las necesidades del paciente como son evaluadas en el monitoreo del paciente.

INTUBACION

Para la administración de anestesia inhalada y oxígeno, el tubo endotraqueal se debe extender dentro de, pero no mas allá de la caja torácica. La intubación de perros macho y hembra, y de gatos hembras se requiere para mantener el gas anestésico. Antes de la intubación, se debe tener al menos 2 tubos endotraqueales limpios del tamaño adecuado, deben estar desinfectados al usarlos entre un animal y otro. Es mejor tener el tubo del tamaño adecuado y uno de una medida menor a ese tamaño, se debe tener lista la maquina de gas y el material para asegurar el tubo traqueal en este lugar. Los tubos traqueales solo pueden ser utilizados en animales sedados o en emergencias para obtener aire limpio para la oxigenación. Se debe tener a un

LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P

asistente para estabilizar la postura del animal y elevar la mandíbula superior conforme se necesite. Con el animal relajado y una postura estable, se extiende su cuello, acto seguido se retrae su lengua hacia la persona que esta trabajando. Si la epiglotis esta cubriendo la apertura de la tráquea, suavemente se inserta la punta del tubo endotraqueal en la orilla dorsal de la epiglotis y se presiona ventral hasta que esta descansa en la base de la lengua. Se puede usar un laringoscopio para facilitar la visualización de la entrada de la tráquea y la intubación. Es de ayuda usar el tubo mas grande que pasara fácilmente por debajo la traquea, asegurando que no se moverá, esto se lleva a cabo con cinta o gasas, que se amarraran alrededor de el tubo traqueal, cerca de la punta de conexión y asegurándolo en la mandíbula superior o debajo de la cabeza.

La única forma de estar seguros de que el tubo esta colocado correctamente, es observando que el tubo se encuentra en el lugar adecuado, se verifica la correcta colección de el tubo traqueal, sintiendo la garganta del animal, movimiento del pecho, y sintiendo la exhalación del aire a través del tubo endotraqueal. Después de revisar la correcta colocación del tubo endotraqueal, se conecta a la maquina de anestesia. Se debe monitorear de cerca al animal para asegurar que existe un flujo adecuado de oxigeno y anestesia y movimientos respiratorios adecuados del paciente.

La intubación de gatos de hace mas fácil si se colocan de 1 a 2 gotas de lidocaina en la laringe dejándolas caer en la parte de atrás de la boca del paciente con una jeringa, antes de intentar la intubación para minimizar la severidad del espasmo laríngeo.

CONSIDERACIONES ESPECIALES PARA TODOS LOS ANIMALES

Los animales deben permanecer intubados durante todo el procedimiento quirúrgico, después de que la cirugía termino, se desconecta el tubo traqueal de la maquina de anestesia y se coloca en la camilla al animal al área de recuperación. Siempre se

debe juntar el tubo a la mandíbula del animal o de la cabeza, mientras se espera su recuperación suficiente que permita retirar el tubo endotraqueal. Se deja el tubo endotraqueal hasta que el reflejo de deglución ó de morder regrese. Los tubos traqueales y máscaras faciales se deben de limpiar con una solución desinfectante, enjuagadas y secadas entre uso con un paciente y con otro.

PREPARACIÓN PARA LA CIRUGÍA Y MONITOREO

Equipo de Anestesia; la maquina actual de anestesia es ANESCO Vaporstich Plus, (el camión de SNAP usa la versión montada en la pared de esta unidad). Para administrar el gas, se debe estar familiarizado con los siguientes artículos:

Fuente de Oxígeno; válvula para abrir el flujo de oxígeno del tanque, y calibrar para leer la cantidad de oxígeno que queda por abastecer. La provisión de los tanques de oxígeno deben estar llenos al menos al 25% de su capacidad antes de empezar la cirugía cada día.

Regulador de Oxígeno; esta adherido a la fuente de oxígeno, regular el flujo de oxígeno de los tanques abastecedores a la maquina de anestesia. Los reguladores están pre-establecidos a 50 PSI por el fabricante, el personal es responsable de abrir los reguladores antes de empezar la cirugía y apagarlos después de la cirugía. Los reguladores principales son:

Medidor del Flujo de Oxígeno; en la máquina, determinando litros por minuto.

Válvula del Fluido de Oxígeno; en la máquina de anestesia, dispara rápidos volúmenes de oxígeno hacia el sistema, pasando al vaporizador de anestesia.

Bolsa de Oxígeno en tamaño de 1 a 2.2 kg:

¼	de	litro	=	animales	de	4.5kg	a	6.5kg
½	de	litro	=	animales	de	6.5kg	a	11kg
1	litro	=	animales	de	11kg	a		18kg
2	litros	=	animales	de	más de 18 kg			

Manguera de oxígeno; circuito F universal para usarse en todos los tamaños de animales, excepto cuando se usa el sistema de no reanimación.

Vaporizador; el cual contiene el agente del gas anestésico, un puerto para rellenar el agente y un monitor para los niveles del agente vaporizador.

Botón de encendido y apagado/Válvula direccional; que controla la presión de aire, generalmente debe estar abierto a la mitad excepto en presión de ventilación positiva (PPV, ó “bagging”) dejar esta válvula cerrada, llevara a una presión excesiva, la cual puede romper los alveolos y dañar los tejidos de los pulmones y causar muerte anestésica.

Cánister de absorción; para capturar el bióxido de carbono en el sistema. Los cánister están llenos de cal sodada, los cuales deben ser cambiados cada 2 semanas (cánisters deben ser enjuagados con agua y secados una vez al mes) o cuando el granulado se empieza a poner azul. Por favor anote en cinta adhesiva, la fecha en que se cambio la soda lime por ultima vez y colóquelo en la parte superior o a un lado del canister.

Sistema de Evacuación del Gas; se conecta desde el cánister de absorción para remover los gases de anestesia de desperdicio. En la clínica de Houston , el sistema de evacuación de gas es motorizado y debe ser conectado en el conector de la pared

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

y prendido al inicio de las cirugías todos los días. En el camión de SNAP, el desperdicio de gas es evacuado a través de ventilación exterior.

Verificación de Presión; debe ser realizada en todas las unidades de anestesia al inicio de cada día, encendiendo la alimentación de oxígeno y cerrando la válvula de encendido y apagado y la manguera para asegurar un circuito completamente cerrado antes de empezar la cirugía. Si hay escape de aire del sistema, se verificara que el cánister de absorción está correctamente colocado y que todas las conecciones de mangueras están apretadas.

Administración; colocar el equipo de tamaño apropiado en la máquina de anestesia, verificar al inicio de cada día que el oxígeno está prendido en la fuente y que queda una cantidad suficiente de oxígeno para manejar las cirugías anticipadas.

VELOCIDAD DEL FLUJO DE OXIGENO

Mantener un flujo de oxigeno de aproximadamente 15 ml/LB/minuto para cada animal:

No rehinalable – mayor de 1 ½ litros por minuto.

Mascara – mayor de 1 ½ litros por minuto.

9	kg	–	300	ml/minuto
13	kg	–	450	ml/minuto
18	kg	–	600	ml/minuto
22	kg	–	750	ml/minuto
27	kg	–	900	ml/minuto
36	kg	–	1200	ml/minuto
45 kg – 1 ½ litros/minuto				

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

La concentración del agente anestésico debe ser tratada a las necesidades del paciente como fue establecido en el monitoreo. En general, la inducción requiere una concentración mas alta (4 – 5%) y el mantenimiento requiere una concentración mas baja (1 – 2%). Las necesidades de un animal van a variar mucho con la premedicación y las reacciones individuales. Los pacientes se beneficiarán por respirar oxígeno puro adicional, por varios minutos antes de ser removido de la máquina de anestesia. (Esta también emite gas del sistema y previene que el humano sea expuesto). Por esta razón, es de ayuda administrar despacio a los pacientes el gas de la anestesia conforme la cirugía termine. Obviamente este paso depende grandemente del plano de la anestesia requerida conforme el procedimiento quirúrgico termina.

Ventilación de Presión Positiva (PPV); Para ser usado diversamente para oxigenar pacientes que no están respondiendo adecuadamente por si mismos (demasiado profundo) o para facilitar la absorción del gas de anestesia en pacientes que están en un plano insuficiente de anestesia (muy ligero). Todos los pacientes pueden beneficiarse de PPV periódico durante el procedimiento quirúrgico (1 PPV/5 – 10 minutos). Para administrar el PPV, cierre el botón de apagado-encendido/válvula direccional. Suavemente se presiona la bolsa de oxígeno notando los movimientos del pecho del paciente. Se usa el calibrador para monitorear a presión NUNCA debe excederse 20 cm H₂O. Se vuelve a abrir la válvula de apagado-encendido después de terminar el PPV. En general, la válvula de apagado-encendido debe mantenerse abierta a la mitad durante el procedimiento quirúrgico para evitar que se forme una presión excesiva en el flujo de aire y subsecuentemente un daño a los pulmones.

MONITOREO DEL PACIENTE

El monitoreo del paciente es un proceso continuo durante el evento de la anestesia desde la inducción hasta la total recuperación. Nunca se debe dejar un animal anestesiado sin atender porque pueden ocurrir daños serios tales como aspiración neumonía asociada con vomito, o podría ocurrir la muerte como consecuencia de un paro cardiaco. Para monitorear adecuadamente al paciente se debe mantener concientes los siguientes parámetros críticos, recordando que una tendencia (ver cómo cambiaron el tiempo) en cualquier parámetro puede dar mas información que un valor absoluto.

Flujo de Aire Abierto

Verificar que el tubo endotraqueal esta en su lugar, no torcido o puesto muy profundamente, que pueda fallar en oxigenar los lóbulos pulmonares contralaterales. En general, el adaptador del tubo endotraqueal que se conecta a las mangueras esta situado entre el nivel de los caninos del animal y el nivel aproximadamente de una pulgada pasando la nariz del animal. Después de la cirugía, los animales deben ser colocados de tal manera que su cabeza no se encuentra mal posicionada en las jaulas mientras se recupera. Los animales siempre deben estar volteando al frente en las jaulas, acostados de lado.

Respiración

Verificar el ritmo de respiración. Conforme el animal regresa de la anestesia hacia un plano más ligero, la respiración se hace más rápida. Conforme el animal cae en un plano mas profundo de anestesia, seguido, hace mas lenta la respiraron hasta que el centro respiratorio es completamente disminuido. Si se tiene dudas de la respiración del animal bajo anestesia, se pone el vaporizador de anestesia a 0% de concentración de gas anestésico y oxigeno con PPV.

Respiración normal Perros 10 a 40 respiraciones por minuto

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Gatos 20 a 40 respiraciones por minuto

Anestesia de cirugía Perros 6 a 10 respiraciones por minuto

Gatos 6 a 15 respiraciones por minuto

Ritmo Cardíaco

Verificar el pulso en una de las varias localizaciones –la parte debajo de la lengua, la arteria del fémur, sobre el cuello con presión digital o con un estetoscopio. Conforme el animal despierta de la anestesia a un plano más ligero, los latidos del corazón se volverán más rápidos. Conforme el animal cae en un estado más profundo de anestesia, los latidos del corazón se harán más lentos. Si un paciente se anestesia muy profundamente, este perderá el impulso de respirar y el centro cardíaco será oprimido y el corazón dejará de latir. Esta es una situación de emergencia, inmediatamente se apaga el vaporizador de anestesia, se avisa al veterinario, se para en un lado para asistir al animal con medidas para resucitarlo.

Palpitación del corazón normal Perros 70 a 180 LPM (latidos por minuto)

Gatos 140 a 200 LPM

En anestesia quirúrgica Perros 60 a 120 LPM

Gatos 80 a 200 LPM

Color de la Membrana Mucosa (color MM)

Verificar las membranas mucosas (encías, líquido vaginal, conjuntiva, vulva, líquido del prepucio, pene) en cuanto al color. Rosa es normal, cualquier variación incluyendo blanco, azul y gris es anormal.

Oxigenación

Es monitoreada por la unidad oximétrica de pulso. Un oxímetro de pulso es un dispositivo regulador para la continua saturación de oxígeno en la sangre arterial del paciente. Los niveles aceptables de oxigenación son entre 90% y 100%. Se debe

comunicar al veterinario de cualquier nivel que caiga debajo de 90% y las medidas de PPV deben iniciarse. La hipoxemia se refiere al oxígeno insuficiente en la sangre arterial, hipoxemia se refiere a una condición mas severa de oxígeno insuficiente en las células o en el tejido. Esas condiciones pueden llevar a serios daños en los tejidos, en el cerebro e incluso la muerte del paciente. El oxímetro de pulso proporciona continuamente información actual sobre la oxigenación, también puede ayudar a detectar a tiempo, problemas serios potenciales, mientras hay tiempo para intervenir.

Tiempo de Llenado Capilar (TLC)

Es monitoreado mediante la observación del color (MM) y presionando un dedo en la encía del paciente. Cuando se deja de ejercer la presión, se nota un área blanca en las encías. Observar la cantidad de tiempo que requiere antes que el área vuelva al mismo color que las áreas alrededor del tejido. Lo normal son dos segundos o menos.

Bolsa de Oxígeno

Verificar el movimiento de la bolsa para monitorear la respiración. Verificar la distensión de la bolsa para evaluar la presión dentro del flujo de aire. En general, la bolsa debe estar 40 a 75% llena con gas, dependiendo de en que momento del ciclo respiratorio se encuentra observando. Si la bolsa esta demasiado distendida, verificar si la válvula de encendido-apagado y la medida del flujo de oxígeno, ajustarla según sea necesario.

Reflejo Palpebral

Verificar la respuesta en el parpadeo del animal cuando un dedo toca ligeramente el nivel medio de la piel, cerca del ojo. La presencia de una respuesta indica un plano mas ligero que cuando no hay respuesta.

Tonalidad del Músculo/Rigidez de la Mandíbula

Verificar la relajación global de los miembros del animal y la tonalidad del músculo. Un animal profundamente relajado estará flácido y flojo. Un animal relajado profundamente perderá también rigidez de la mandíbula.

Posición del Paciente

Monitorear la posición del paciente durante la anestesia y especialmente durante el periodo de recuperación. Es importante estar prevenido contra la posibilidad de aspiración de vómito elevando los hombros en relación a la cabeza (la cabeza ligeramente abajo). Los pacientes en recuperación son monitoreados por su habilidad de elevar su cabeza seguido de la habilidad de pararse y caminar. (se recomienda que cualquier animal con más de 18kg de peso sea cargado por al menos dos personas cuando sean movidos entre las mesas, y las jaulas para mantener la posición adecuada del cuerpo del paciente y evitar daños al personal).

Hemorragias

Después de la cirugía, es importante que los asistentes estén al tanto e cualquier mancha de sangre o de cualquier circunstancia inusual, con respecto a la línea de incisión. La línea de incisión debe estar limpia en todos los animales, antes de irse a casa.

Mantenimiento de Temperatura

La anestesia, como es típico, bajara la temperatura del cuerpo. Los cachorros pequeños y los gatitos pequeños son especialmente vulnerables a la hipotermia. Continuamente debe circular agua caliente se usara en la mesa de cirugía para cada procedimiento quirúrgico. Cuando no esta disponible la bomba de temperatura, el paciente será envuelto con toallas o colchas y calentarlo con botellas de agua caliente o un cojín eléctrico durante y después de la cirugía. Un cojín eléctrico puede causar daño severo. Solo se usara en baja medida. Nunca colocar cojines eléctricos

directamente sobre o debajo del cuerpo del animal, siempre aislar con una cubierta de toallas.

EVALUACIÓN PREANESTÉSICA DEL PACIENTE

En el riesgo anestésico que presenta un determinado animal influyen varios factores. Algunos son extrínsecos al paciente, pero existe uno intrínseco que es preciso conocer antes de proceder a la anestesia: su estado físico, que determinara la pauta anestésica mas adecuada.

No todos los animales que van a ser anestesiados se encuentran en la misma situación. Algunos son animales sanos, en perfecto estado físico. Pero en otras ocasiones el paciente presenta algún tipo de patología que condicionara no solo su reacción frente a la anestesia, sino también su repercusión posterior.

Además, es importante asegurar una buena funcionalidad hepática y renal, ya que muchos agentes anestésicos son metabolizados o excretados por el hígado o los riñones. También debe comprobarse la función cardiaca, porque algunos de los fármacos utilizados para la anestesia general producen una depresión directa de la contractilidad miocárdica.

Por tanto, la evolución preanestésica debe ser un requisito previo a la aplicación de la anestesia y debe aportar todos los datos necesarios para establecer el estado en el que se encuentra el paciente. (L. J. Ezquerro Calvo M. A. Vives Valles. J. Uson. Gargallo. 1992)

CLASIFICARON DEL ESTADO FÍSICO PRE-ANESTÉSICO DEL PACIENTE

Categoría I (excelente): Un paciente saludable y normal.

Categoría II (bueno): Un paciente con una enfermedad sistémica leve (enfermedad local, fractura simple, obesidad, embarazo, mayor de 6 años de edad).

Categoría III (regular): Un paciente con enfermedad sistémica severa (anemia media, fiebre, deshidratación, enfermedad cardíaca compensada, fractura abierta o severa subsecuente o trauma)

Categoría IV (pobre): Un paciente con una enfermedad severa sistémica, que es una constante amenaza de vida (colapso traqueal, falla del corazón no compensada, ruptura en la vejiga urinaria, hemorragia interna, hernia diafragmática estrangulada).

Categoría V (crítica): Un paciente moribundo que no se le dan 24 horas de vida, con o sin cirugía.

E (emergencia): Cualquier paciente en alguna de las categorías anteriores manejado con emergencia. (Folger, W. R. et al. 1994)

PROTOCOLO DE ANESTESIA DE SNAP

DIAZEPAM

Es un compuesto de la benzodiacepina, es una base cristalina incolora que no puede disolverse en el agua. Es 10 veces mas activo que el meprobamato en sus acciones calmantes, relajantes musculares y anticonvulsivas en los animales. (William V. L.1983)

Clasificación del medicamento: Sedativo (valium)

Ruta de administración: Administrar despacio IV, dosis: 0.2,-0.4 mg/kg

Duración: De 1-4 horas.

Metabolismo: Hepático; excreción urinaria y fecal.

Efecto: Relajación pre-operativa de músculos, sedación y decrece la severidad de contracturas, el diazepam deprime las funciones cardiovascular y respiratoria.

Reacciones Adversas: La administración IV rápida puede causar bradicardia debido a la presencia de propilenglicol en la formulación.

No debe ser usado como anestésico único, dado que no produce sedación.

Puede causar tromboflebitis significativa.

Atraviesa la placenta.

Contraindicaciones: No mezclar con atropina, acepromazina, barbitúricos ni opióides porque se formará un precipitado.

Puede causar sedación o excitación en perros.

Puede ocasionar cambios de conducta en gatos; irritabilidad o depresión.

Toxicidad: Ataxia.

Depresor del sistema nervioso central.

Confusión, coma y disminución de reflejos.

Hipotensión.

(Jack. C. M. et al. 2004)

KETAMINA

Clasificación del medicamento: Anestésico disociativo

Vía de administración: Perros IV, gatos IM o SC.

Dosis: Perros ketamina 5mg/kg más diazepam 0.30 mg/kg IV o Ketamina 6-10 mg/kg más xilazina 0.6 mg/kg IV.

Gatos: 4-10 mg/kg M/SC o 1-2 mg/kg IV.

1-3 mg totales para gatos enfermos o con obstrucción uretral.

Duración: 10 a 30 min.

Modo de acción: Actúa interrumpiendo las vías del sistema nerviosos dentro del cerebro y estimulando el centro activador reticular del encéfalo.

Induce un estado de anestesia y amnesia por exceso de estimulación del SNC o inducción de un estado cataléptico.

Efectos: Alucinaciones.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Confusión, agitación y temor.

Aumento de la sensibilidad al sonido, luz y otros estímulos, en especial con dosis altas.

Salivación excesiva.

Depresión respiratoria a dosis altas.

Aumento en la frecuencia cardíaca y presión arterial.

Tono muscular normal o aumentado y rigidez.

Baja en el reflejo corneal.

Metabolismo: Hepático; excreción urinaria.

Precauciones: Irritación hística y dolor en el sitio de inyección IM.

Los ojos permanecen abiertos, en posición central y dilatados durante la anestesia; usar un ungüento oftálmico para prevenir la sequedad corneal.

Puede causar cambios de personalidad que se resolverán de manera espontánea en pocos días o semanas.

Produce respiración apnéustica; puede inducir depresión respiratoria significativa en dosis altas si se administra IV con rapidez excesiva.

Aumento de la frecuencia cardíaca, presión arterial y nistagmo.

La recuperación es hiperreactiva, con ataxia.

Contraindicaciones: Debe evitarse o usarse con cautela en pacientes con hipertiroidismo, miocardiopatía, cardiopatía preexistente, disritmias cardíacas.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Debe evitarse en casos de ingestión de estricnina, metaldehído, marihuana o fosfatos orgánicos, procedimientos neurológicos (p. ej., punción lumbar o mielografía), lesión ocular, traumatismo craneal, hepatopatía en perros y neuropatía en gatos, o epilepsia.

La ketamina actúa como un inhibidor relativamente potente de las uniones GABA en el Sistema Nervioso Central. Algunas de sus propiedades también podrían estar mediadas por la serotonina, dopamina y norepinefina. (Ketamina: http://www.underave.net/net/ket_energy.htm. España 2005)

ATROPINA

Se trata de un medicamento: Agente anticolinérgico.

Vía de administración: Se administra IV, IM, SC.

Duración: 60-90 min.

Metabolismo: Perro; excreción urinaria, gato; hepático.

Efectos físicos: Disminución de las secreciones bucales, faríngeas y respiratorias.

Dilatación pupilar.

Dilatación bronquial.

Prevención de bradicardia

Baja en la motilidad gastro intestinal.

Bloquea la estimulación del neumogástrico.

Precauciones: Midriasis, en especial en gatos.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Decremento de la producción de lágrimas, (deben protegerse los ojos con algún ungüento oftálmico, para prevenir la sequedad corneal en particular si se usa ketamina).

Broncodilatación.

Mayor riesgo de arritmias cardiacas y taquicardia sinusal en perros.

Contraindicaciones: Taquicardia (perros: mayor de 140 latidos/min; gatos: mayor de 160 latidos/min)..

Insuficiencia cardiaca congestiva.

Estreñimiento o íleo.

Toxicidad: Los perros son mas susceptibles a los efectos tóxicos que los gatos.

Somnolencia, sequedad de mucosas, sed, excitabilidad, dilatación pupilar, taquicardia, depresión. (Jack. G. M. et al. 2004)

Debe ser usada con precaución en conjunto con otros depresivos del SNC porque puede tener un efecto de adicción. Por ejemplo, cuando se usa con ketamina puede causar que la depresión sea más pronunciada. (Folger, W. R. et al. 1994)

ISOFLUORANO

Características fisicoquímicas: Es un anestésico volátil, es isómero de eufluorane y, por tanto, son similares. Es un líquido incoloro con olor parecido al éter, es potente, no irritante y de efecto rápido; es el más estable de los anestésicos volátiles y no es inflamable. No reacciona con la sal sodada ni con los metales. (Ocampo, C. Sumano, H. 1985)

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Vía de administración: Administrada por inhalación mediante máscara de anestesia, tubo endotraqueal y cámara de inducción.

Efecto: Se usa para anestesia y relajación muscular. Provee leve analgesia. Agente anestésico preferente para animales con padecimientos de hígado y riñón y en pacientes geriátricos y neonatos.

Reacciones secundarias: Algo de depresión respiratoria, hipotermia, y ligera baja en la presión sanguínea. Exposición prolongada a altas concentraciones pueden causar depresiones respiratorias. Tiene los menos efectos adversos en el corazón y en otros órganos vitales entre los anestésicos inhalados.

El isoflurano no se descompone en presencia de cal sodada, pero ha sido reportado que interactúa con absorbentes de dióxido de carbono seco para crear monóxido de carbono. Puede ser administrado con oxígeno o óxido nitroso, mezclado con oxígeno resulta un potente anestésico, debe usarse un vaporizador adecuadamente calibrado.

XILAZINA

Clasificación del medicamento: Tranquilizante (Rompum)

Vía de administración: Se administra SC, IM o IV, epidural y subaracnoidal.

Dosis: 0.4-1 mg/kg IV, 0.1-2 mg/kg SC, IM.

Duración: de 20 a 40 minutos.

Efectos: Usado como potente sedante y relajante muscular. Provoca algo de efecto analgésico de corto tiempo. Usado como tranquilizante en combinación con otros agentes en el procedimiento quirúrgico. Usado en casos de perros no domesticados o extremadamente difíciles de manejar.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Relajación muscular.

Suprimen salivación, secreciones gástricas y motilidad GI; pueden inducir emesis.

Metabolismo: Hepático; excreción urinaria.

Precauciones: Es común que ocurra vómito (50% de los perros y 90% de los gatos) en 3-5min; para prevenir la aspiración, no hay que suministrar mas anestesia antes de este tiempo.

Depresión respiratoria grave.

Hipotensión.

Bradiarritmias.

Posible disminución del gasto cardiaco de 30 -50%.

Depresión del mecanismo termorregulador.

Puede absorberse por abrasiones de piel y mucosas (debe administrarse con cautela)

Contraindicaciones: Razas braquicefálicas (puede causar estridor y disnea y deprimir el reflejo de deglución).

Pacientes que tengan antecedentes de enfermedad cardiaca o respiratoria.

Pacientes muy excitados o nerviosos.

Animales que reciben adrenalina.

Toxicidad: Arritmias cardiacas.

Hipotensión.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Depresión respiratoria.

Depresión profunda del SNC.

Convulsiones.

BUTORFANOL

Clasificación del medicamento. Analgésico, preanestésico. Agente inductor.

Vía de administración: Se administra IM, SC, y IV.

Efectos físicos: Depresión o excitación del SNC.

Depresión respiratoria.

Actividad GI; náuseas, vómito, hipermotilidad, defecación.

Bradicardia.

Hipotensión

Supresión de la tos.

Miosis en perros y midriasis en gatos. Mayor reacción al ruido.

Salivación excesiva.

Dosis: Perro 0.1 mg/kg IV, 0.4 mg/kg SC, IM.

Gato: 0.1 mg/kg IV 0.4 mg/kg SC.

Duración: De 30 minutos a 2 horas.

Metabolismo: Hepático; excreción urinaria

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Precauciones:

Excitación, disforia.

Apnea.

Bradicardia leve.

Ataxia e incoordinación.

Hipotensión leve.

Contraindicaciones:

Hipotiroidismo.

Enfermedad renal y hepática.

Animales con enfermedad de Addison.

Animales viejos o debilitados.

Pacientes con traumatismo encefálico o disfunción del SNC.

Toxicidad:

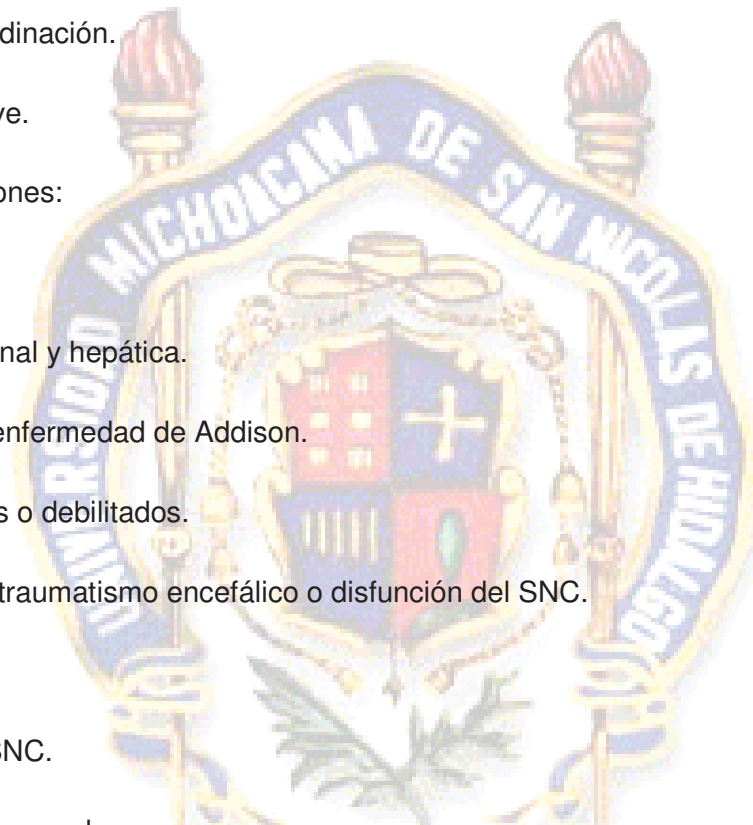
Efectos en el SNC.

Cambios cardiovasculares.

Depresión respiratoria.

Convulsiones.

Reacción diurética.



LIDOCAINA

Es un medicamento de elección para las contracciones ventriculares prematuras y en la taquicardia ventricular. Dada su vida media corta se le debe administrar por infusión continua y aun sus metabolitos tienen efectos antiarrítmicos,

El nivel terapéutico varia entre 2 y 5 µg/ml concentraciones mayores son generalmente toxicas.

Los signos clínicos de toxicidad por lidocaina son: convulsiones, ensanchamiento del complejo QRS, bloqueo cardiaco, vómito, y paradójicamente arritmias ventriculares.

Las dosis recomendadas en perros varían de 1 a 4 mg/kg,

Es importante verificar que la lidocaina no contenga adrenalina. Para administrar la lidocaina se recomienda, utilizar solución salina o Ringer. No mezclar con bicarbonato de sodio pues se precipita la lidocaina. (Sumano H. S. L. 1997)

MEDICAMENTOS DE EMERGENCIA

DOPRAM (CLORHIDRATO DE DOXAPRAM)

El doxapram puede aplicarse por cualquier vía. En las emergencias la inyección intravenosa produce respuesta en un tiempo de 10 a 30 seg. En los perros la dosis para estimulación respiratoria es 1 mg/kg..

La respuesta en perros es mas marcada que en algunas otras especies, los gatos no muestran una marcada respuesta respiratoria..

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

El doxapram produce marcada y sostenida ventilación pulmonar con incremento de la presión sanguínea a dosis mucho menores que la dosis convulsiva.

El doxapram es metabolizado primero en el cuerpo, eliminándose pequeñas cantidades en la orina. (William V. L.1983)

HIDROCLORURO DE EPINEFRINA (ADRENALINA)

La epinefrina no es efectiva cuando se administra por la vía oral. Las soluciones se pueden inyectar por las vías intramuscular y subcutánea y, en urgencias por la vía intravenosa o intracardiaca.

La inyección de epinefrina produce una rápida elevación de la presión sanguínea sistólica y diastólica.

La epinefrina es un poderoso estimulante cardiaco, produciendo una fuerza incrementada de contracción, acortamiento de la sístole y un incremento de la potencia.

A dosis excesivas, la epinefrina causará taquicardia, palpitación, presión sanguínea elevada, disnea, dilatación pupilar, vértigo, colapso rápido y muerte.

Las dosis recomendadas en perros y gatos es de 1 a 5 ml de solución 1:10000. (William V. L.1983)

DEXAMETASONA

Clasificación del medicamento: Antiinflamatorio corticosteroide

Vía de administración: Se administra IV, SC e IM.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Indicaciones: Antiinflamatorio, inmunosupresión, inflamación del SNC, tratamientos de shock.

Reacciones Secundarias: Reacciones alérgicas.

Contraindicaciones: Curación retardada. (William V. L.1983)

FUROSEMIDA

Su potencia diurética la coloca muy por encima de los demás diuréticos .

La furosemida se administra por vías oral, intramuscular e intravenosa. Cuando se administra por vía oral produce una respuesta diurética en 30 minutos.

Su excreción es por vía renal por filtración glomerular y secreción tubular proximal.

Toxicidad: La más importante se debe a su propio efecto diurético, pues puede dar lugar a problemas de hipotensión e hipovolemia.

Entre sus efectos colaterales mas marcados está la alcalosis inducida por pérdida excesiva d cloro e hidrogeniones, los problemas auditivos y las arritmias cardiacas.

La diuresis que origina es bastante grave, por lo que es preferible usar la furosemida solamente en situaciones de emergencia,

La dosis en el perro y gato es de: 5mg /kg y puede aumentarse hasta 10 mg/kg. (Sumano H. S. L. 1997)

PREDNISOLONA SÓDICA

Clasificación del medicamento: Corticosteroide

Vía de administración: Se administra IV.

Indicaciones: Se usa en tratamientos de shock para realizar el funcionamiento cardiovascular

Reacciones Adversas: Esta relacionado con uso de largo término. (Folger, W. R. et al. 1994)

OTROS AGENTES

AMOXICILINA

Actividad antibacteriana: Microorganismos grampositivos; se cree que no es tan activa como la penicilina G. También microorganismos gramnegativos, incluyendo los siguientes géneros sensibles: Hemophilus, Escherichia, Proteus, Salmonella, Shigella.

Indicaciones comunes: Infección de órganos y tejidos causada por bacterias sensibles a la amoxicilina.

Dosis: 4 a 7mg/kg (IM) u 11 mg/kg, (VO), cada 12-14 h (perros, cada 12 h; gatos, cada 24 h). (Sumano H. S. L. 1997)

CEFALEXINA

Es una cefalosporina de uso oral; la sal monohidratada es un polvo blanco, cristalino muy soluble en agua y prácticamente insoluble en alcohol. Se le debe almacenar a temperatura de laboratorio y en solución es estable por dos semanas.

Usos e indicaciones: Se le ha usado en perros, gatos, caballos y aves. En perros, quizá sea de utilidad en infecciones de vías urinarias y tejidos blandos.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Efectos adversos: En particular, la cefalexina ha causado en pocas ocasiones salivación, taquipnea y excitabilidad en perros, así como emesis y fiebre en gatos

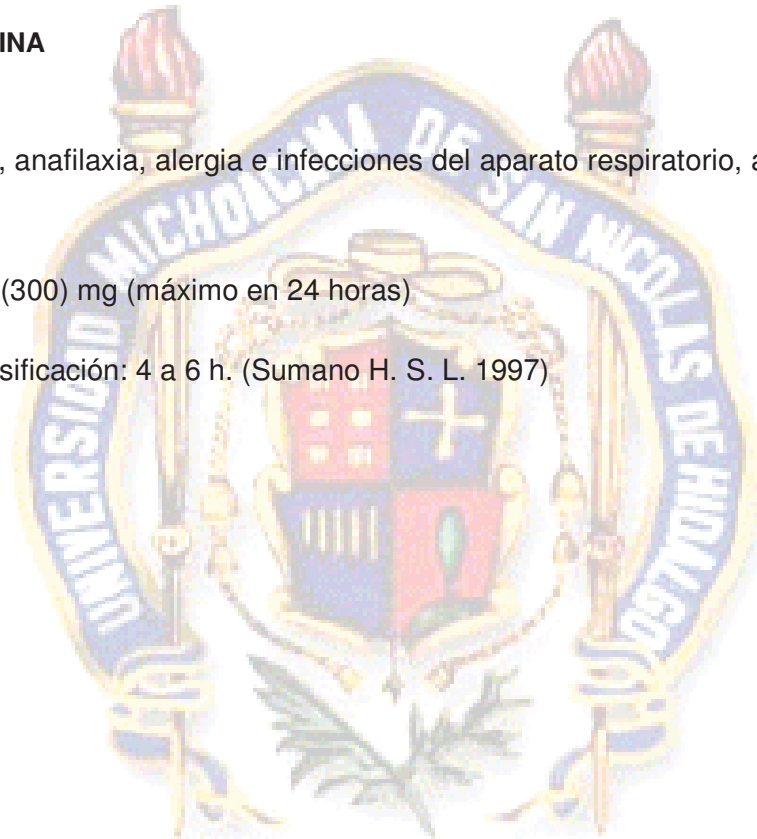
Dosis: En perros y gatos, se aplican de 11 a 33 mg/kg por vía oral cada seis, ocho o 12 h; las dosis mas altas se usan en el tratamiento de la osteomielitis por *Staphylococcus aureus*, y posteriormente se puede aplicar un esquema intermedio.

DIFENHIDRAMINA

Usos: Urticaria, anafilaxia, alergia e infecciones del aparato respiratorio, antitusígeno, rinitis.

Dosis: 25 a 50 (300) mg (máximo en 24 horas)

Intervalo de dosificación: 4 a 6 h. (Sumano H. S. L. 1997)



ANATOMÍA DE LOS ÓRGANOS REPRODUCTORES DE LA HEMBRA

Teniendo en cuenta que una de las operaciones mas efectuadas en la clínica de esterilización es la OVH, en la que se manipulan los órganos de la reproducción conviene hacer un recordatorio de la anatomía de estos órganos:

La hembra es criptorquídica, es decir, sus órganos genitales están alojados dentro del abdomen, contrariamente a los del macho. Partiendo de las estructuras mas externas los órganos genitales de la perra están constituidos por la vulva, el vestíbulo y luego la vagina, en cuya base desemboca el orificio urinario que conduce a la vejiga. La orina se evacúa por el vestíbulo: por tanto cualquier infección urinaria puede repercutir en el sistema reproductor.

Los ovarios se encuentran de uno a tres cm centímetros caudales a los riñones, están unidos a la pared abdominal por el tejido conocido como mesovario, que conforma una porción del ligamento ancho. Otro ligamento que los sostienen es el suspensorio continuación del anterior y se extiende entre el tercio ventral de las ultimas dos costillas y la superficie ventral del ovario. A su vez el ligamento propio es una continuación del ligamento suspensorio y se extiende desde el ovario en su extremo caudal hasta el extremo craneal del cuerno del útero. (figura 1)

El complejo arteriovenoso ovárico se encuentra ubicado en el lado medial del ligamento ancho y da irrigación a los ovarios y la porción craneal del tubo uterino. A su vez la vena ovárica izquierda drena a la vena renal izquierda y la ovárica derecha en la cava caudal.

El útero se conforma de cuello uterino, cuerpo y cuernos uterinos. La unión de los cuernos uterinos con los ovarios se da a través de los oviductos. El útero esta adherido a la pared dorsolateral de la cavidad abdominal y a la pared lateral de la cavidad pélvica por pliegues de peritoneo dobles y pares, denominados ligamentos anchos. La continuación caudal del ligamento propio es el ligamento redondo, que

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

se extiende caudal y centralmente en el ligamento ancho, y en la mayoría de las perras, pasa a través del conducto inguinal para terminar cerca de la vulva. En cuanto a la irrigación la rama uterina de la arteria iliaca interna es la arteria principal del útero. La rama uterina de la arteria urogenital viene a nutrir la porción caudal del útero, del cuello uterino y parte de la vagina. La rama uterina de la arteria ovárica irriga la parte craneal de los cuernos del útero. (Fingland. R. B.1994)

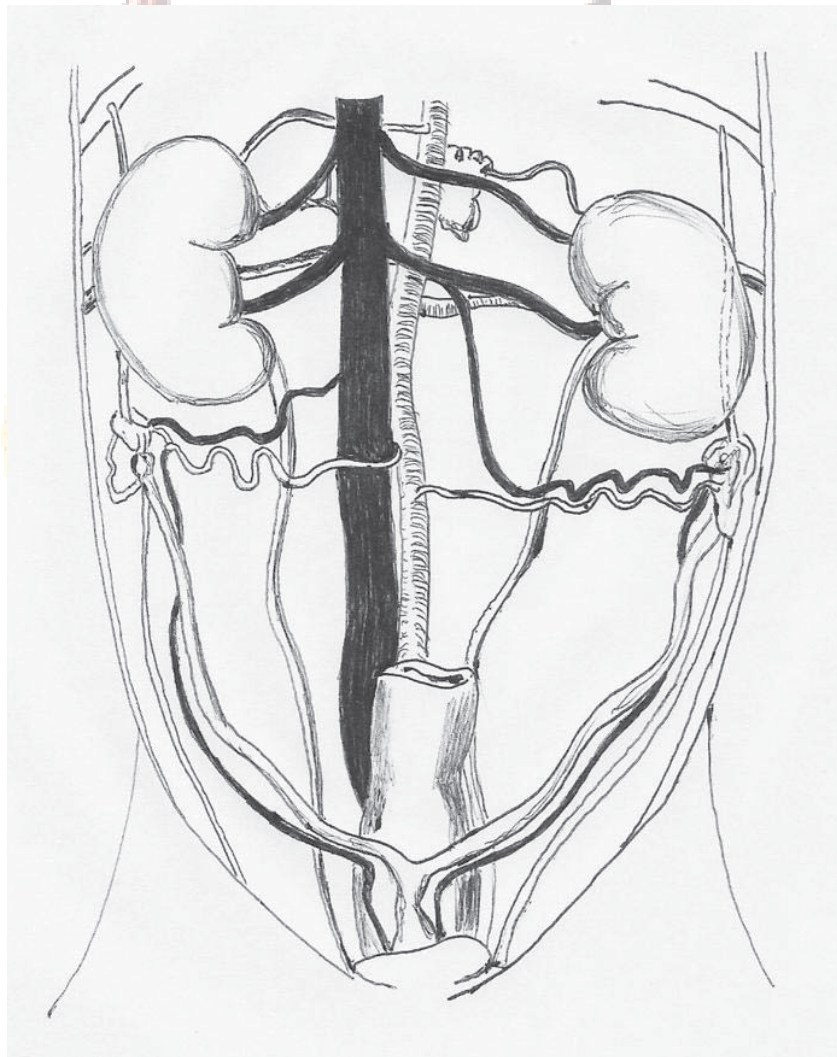


Figura 1 - Anatomía del aparato reproductor de la hembra (Pistani, J. R. et al.1981)

TÉCNICAS QUIRÚRGICAS EN OVARIOHISTERECTOMIA

Dada la técnica tan poco invasiva y novedosa que propone SNAP, para la práctica de la OVH en sus clínicas de esterilización, conviene hacer una revisión de la evaluación de las técnicas utilizadas para este fin. Considerando la mas primitiva descrita por el cirujano Alfonso Alexander que recomienda una laparotomía umbilicopúbica, que inicia de la cicatriz umbilical y termina dos cm, craneales al pubis, se procede a separar el epiplón, para descubrir la bifurcación de los cuernos en el dorso de la vejiga, se aísla el área con compresas humedecidas en solución salina isotónica tibia, el ayudante hace tracción del cuerno uterino, para pasar un tramo de catgut junto con otro de hilo de algodón atravesando los ligamentos ancho y redondo a nivel de la anastomosis de la arteria uterovárica, recomienda la colocación de puntos de jareta de modo superficial en el mesometrio y mesosálpinx dejando varios muñones en el trayecto de los tejidos. A nivel de la vagina recomienda la colocación de pinzas y ligaduras para suturar el muñón con cátgut con sutura de Cushing modificado o Parker Kerr. (Figura 2) (Alexander, A. H. 1967)

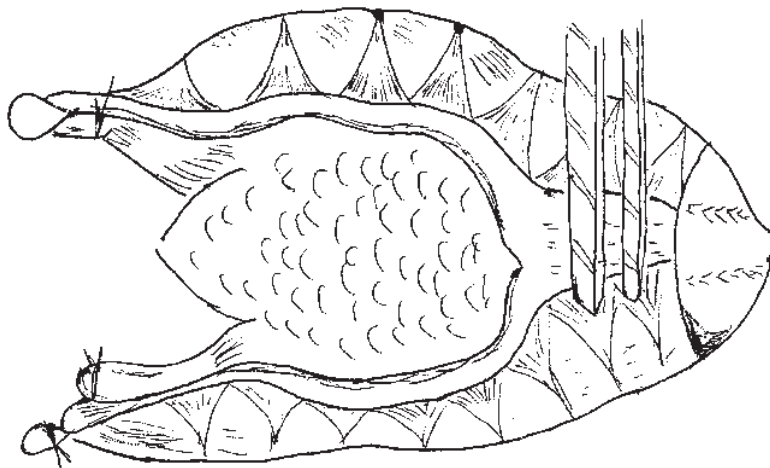


Figura 2 - Cuerpo y cuernos uterinos. (Alexander, A. H. 1967)

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Para otros autores, como Hickman y Walker recomiendan una laparotomía infraumbilical (postumbilical) del borde anterior del pubis hasta antes de la cicatriz umbilical, en donde los cuernos uterinos se exponen, desplazando al omento cranealmente, el ovario derecho se expone haciendo una tracción suave en el cuerno del mismo lado, la arteria y la vena se identifican y se efectúa un orificio detrás de los vasos ováricos, con el fin de formar un pedículo ovárico, se sujeta con pinzas y se le pasa una ligadura por debajo de la pinza inferior la que se desplaza conforme la ligadura se aprieta de modo que el cántut quede sobre el tejido emasculado por la pinza, el pedículo se secciona entre la ligadura y el ovario, la segunda pinza se deja, presionando el pedículo para evitar una hemorragia retrograda, de la anastomosis a la arteria uterina, en cuanto a la parte inferior del aparato reproductor, la cérvix y la vagina se exponen tirando del útero caudalmente. Se hace una ligadura por transfixión de la arteria y venas uterinas de cada lado del límite de la cérvix. Se colocan dos pinzas en la vagina anterior y se corta transversalmente, se sutura la luz del muñón resultante con la técnica de Parker Keer. Que tiene por objeto sellar al muñón invirtiendo sus bordes.

Estos autores también describen Ovariectomía en la gata.

Se hace la incisión en la fosa sublumbar izquierda, colocándose en decúbito lateral derecho y el sitio de incisión es ligeramente craneal al ángulo externo del ilion, el corte incluye a la delgada aponeurosis del oblicuo abdominal se corta así mismo al oblicuo externo y se extiende hasta el peritoneo para exponer el cuerno uterino que se extrae hacia la herida, procediéndose a las ligaduras de manera similar como se hizo en la perra. (Hickman. J. y W. 1973)

Cabe aclarar que esta técnica es incompleta y esta en desuso porque llega a provocar mas problemas que beneficios en los pacientes.

Para los autores como Pistani del cono sur describen esta técnica como ooforohisterectomía en donde se efectúa una laparotomía mediana preumbilico-

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

pública por donde se puede extraer los órganos de la reproducción o bien si es el caso, un útero grávido o patológico (piómetra, hidrómetra, hemómetra, mucómetra o neomómetra) y de acuerdo con el problema la laparotomía se amplía hacia craneal o distal se coloca un separador de Gosset para ampliar el campo quirúrgico, se localizan los ovarios, para lo cual se desplaza el epiplón y los intestinos hacia craneal, se visualiza el cérvix y los cuernos uterinos, se coloca una pinza hemostática en el pedículo uterovárico y se procede a poner dos ligaduras en los vasos ováricos. Luego se incide con tijera entre la pinza y las ligaduras, el pedículo ovárico se regresa a la cavidad y el ovario se extrae con el muñón uterovárico. Se procede de la misma forma con el ovario del lado contrario. Se separan los cuernos uterinos del ligamento ancho a buena distancia del útero evitando los vasos uterinos, el ligamento se puede cortar con tijera o rasgar. Se localiza la parte anterior del cuello uterino por la comisura posterior de la herida abdominal. Se ubican los vasos uterinos derechos e izquierdos que corren paralelos y en proximidad con las paredes laterales del cuello. Se ligan dichos vasos atravesando la serosa y capa muscular del útero y se anudan incluyendo la arteria y vena uterina al mismo nivel o en conjunto, y se procede a la sección del útero colocando dos clamps a la altura de las ligaduras de los vasos uterinos.

El muñón uterino se trata según el caso, en cirugías asépticas se hará una ligadura en masa de todo el muñón, en caso de piómetra se procede a la invaginación de los bordes del muñón con Cushing, Lembert, en jareta, o Parker Keer. (Pistani, J. R. et al.1981).

En otra revisión bibliografica encontramos que el objetivo de la ovariohisterectomia es la exeresis del útero y los ovarios siendo la esterilización electiva la indicación mas común para efectuarla. También se recomienda como profilaxis antes del primer estro para evitar neoplasia mamaria.

La técnica consiste en anestesia general para el paciente, después se procede a exprimir manualmente la vejiga urinaria, se coloca en decúbito dorsal, se prepara la

región abdominal ventral para cirugía aséptica, la cirugía se comienza con una incisión en la línea media ventral que se extiende del ombligo hasta un punto intermedio entre este y el pubis. En la gata la incisión se hace 1 cm caudal al ombligo y se extiende 3 a 5cm, el ingreso a la cavidad abdominal se hace por la línea alba, se localiza el cuerno uterino izquierdo con el gancho de ovariohisterectomía o con el dedo índice, se toma el ovario entre el dedo pulgar y el dedo medio colocando el dedo índice lo mas proximal sobre el ligamento suspensorio, se hace presión sobre el ligamento girando el dedo en dirección caudal hasta que se rompa el ligamento suspensorio. (Figura 3)



Figura 3 - Separación del ligamento suspensorio. (Birchard y Sherding.1994)

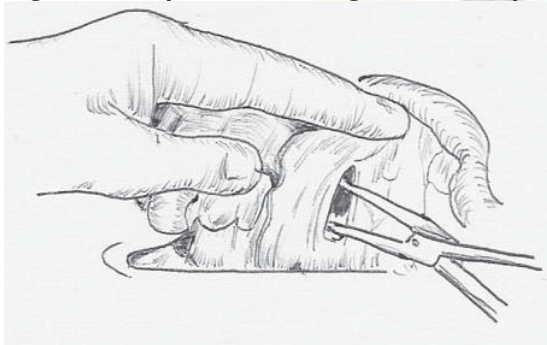


Figura 4 - Se abre el mesovario inmediatamente caudal al CAVO. (Birchard y Sherding.1994)

Se identifica el CAVO (Complejo arteriovenoso ovárico) con pinzas hemostáticas Rochester-Carmalt haciendo una abertura en el mesovario caudal, una primera pinza es proximal al ovario cerca de la aorta y la segunda a 5cm proximal a la primera, una tercera pinza va en el ligamento entre el ovario y el cuello uterino, se corta el CAVO entre las segundas pinzas y el ovario. (Figura 4 y 5)

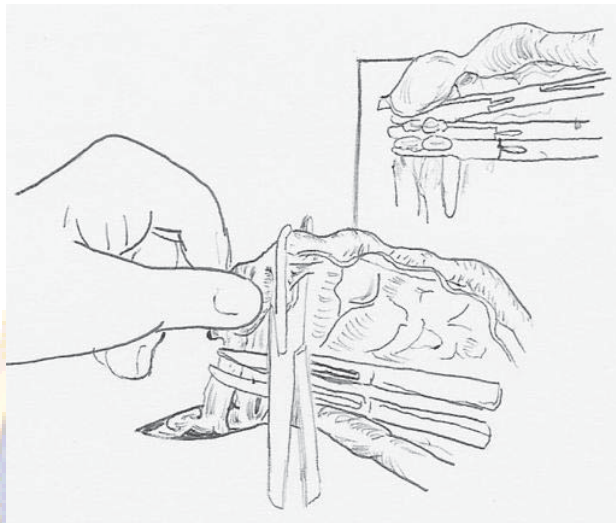


Figura 5 - Se colocan tres pinzas sobre el CAVO. (Birchard y Sherding.1994)

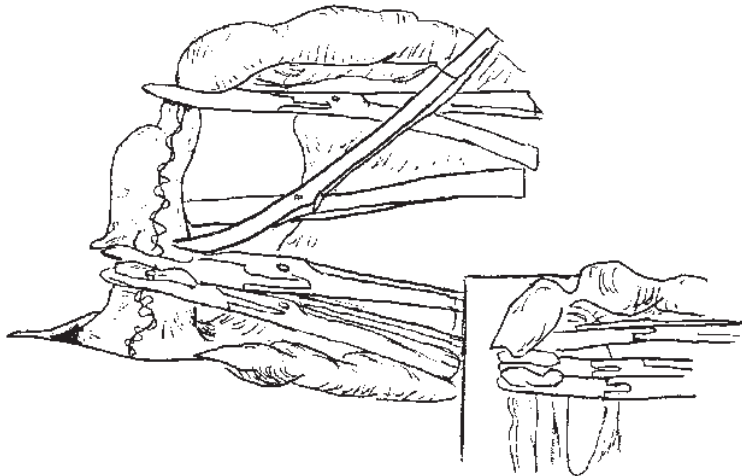


Figura 6 - Se corta el CAVO entre el ovario y las pinzas, también se presenta un método alternativo de pinzamiento y corte. (Birchard y Sherding.1994)

A continuación se coloca una sutura circunferencial laxa alrededor de las pinzas proximales, se aprieta la sutura al retirar las pinzas cerrandose en el surco dejado por el tejido. En otro tiempo se toma el CAVO sin incluir la ligadura con pinzas oftálmicas a la vez que se quitan las pinzas intermedias, se verifica que no haya sangrado y se hace lo mismo con el ovario del lado derecho. (Figura 6, 7 y 8)

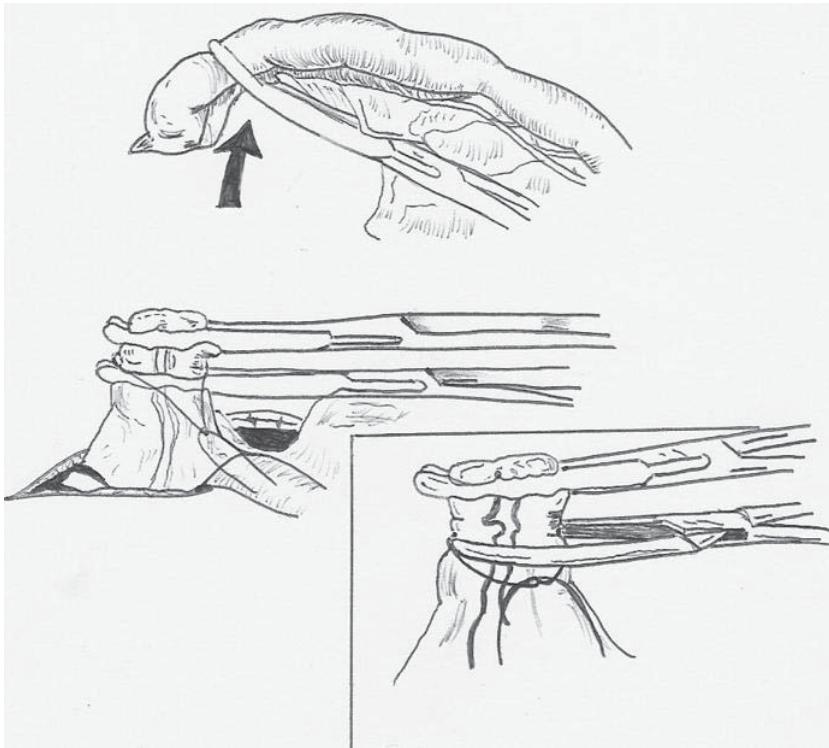


Figura 7 - Colocación de una sutura circunferencial alrededor de las pinzas proximales, se aprieta la sutura en el surco dejado por las pinzas. (Birchard y Sherding.1994)

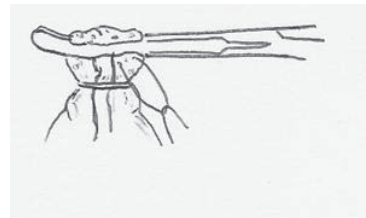
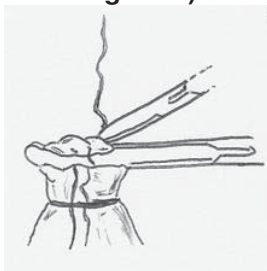




Figura 8 - Sutura para la ligadura de transfixión. (Birchard y Sherding.1994)

Casi en todos los animales que no han procreado basta con separar manualmente el ligamento, se hace una ventana en el ligamento ancho, adyacente a la vena y arteria cerca del cuello, se dejan unos 5 cm y se toma todo el ligamento incluyendo el redondo, se tira del ligamento en dirección craneal nunca ventral hasta que se libere. Estos autores describen tres técnicas para extraer todo el útero proximal al cuello. Antes se deben evaluar los complejos arteriovenosos ováricos, derecho e izquierdo para evitar cualquier complicación.

Se colocan tres pinzas proximales al cuello. Se corta el cuello del útero entre la intermedia y las proximales de manera separada se ligan arteria y vena bilateralmente. Con una sutura circunferencial laxa alrededor de las pinzas distales, se liga el extremo y se aprieta al quitar las pinzas.

Otra técnica es la transfixión doble para cortar el cuello del útero. Se coloca una ligadura de transfixión; alrededor del cuerpo del útero proximal al cuello, en un primer tiempo la sutura incluye la arteria y la vena izquierdas, y un tercio del ancho del cuerpo del útero. Una segunda ligadura de transfixión, va 5mm proximal a la primera, del lado derecho incluyendo el CAVO. Se colocan pinzas proximales a las suturas de transfixión para evitar el flujo retrogrado de la sangre. Y se incide el cuerpo del útero entre las pinzas y la sutura de transfixión proximal. Por ultimo el uso de la sutura de Parkeer Keer la cual se usa en muy raras ocasiones. (figura 9, 10 y 11) (Birchard y Sherding.1994)

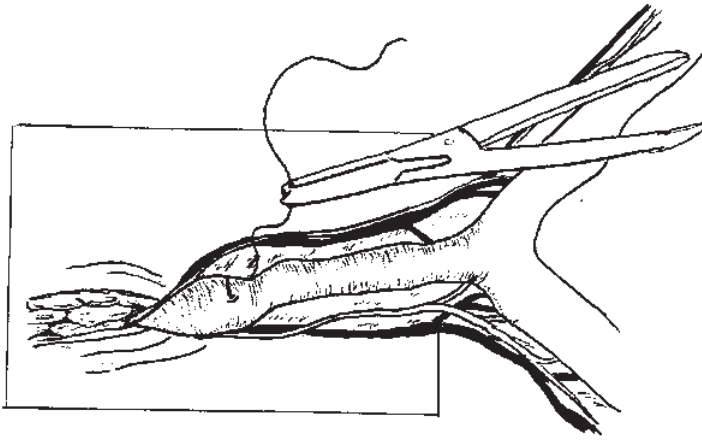


Figura 9 - Se coloca la primera sutura de transfixión. (Birchard y Sherding.1994)

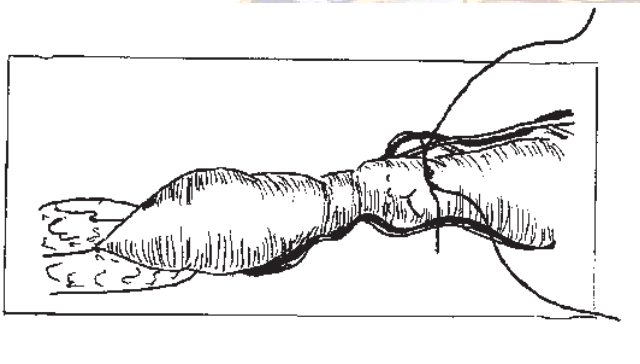


Figura 10 - Se coloca la segunda sutura de transfixión. (Birchard y Sherding.1994)

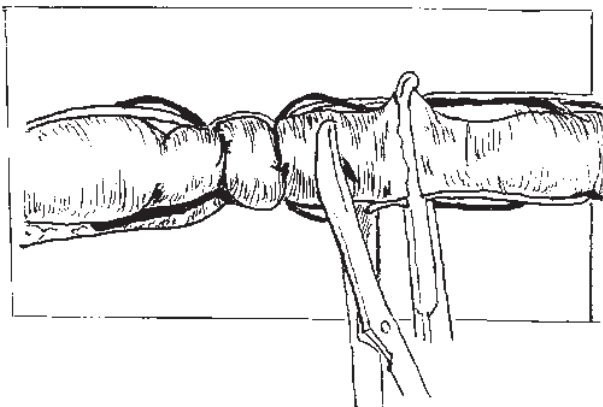


Figura 11 - Se corta el cuerpo del útero. (Birchard y Sherding.1994)

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

Otra técnica es la descrita por Markowtz y Archibald. Ellos consideran esta cirugía como cirugía mayor. Nos dicen también que si la incisión es muy pequeña pueden romperse o desgarrarse los vasos uterováricos. La falta de un buen cierre de la cavidad peritoneal puede ocasionar eventración ulterior.

Ellos recomiendan una incisión que abarque la superficie umbilical y que se extienda por detrás del ombligo, hacerla en esta localidad tendrá una doble utilidad. Permite al cirujano estar en contacto con la línea blanca y así tener una menor hemorragia, en segundo lugar los ovarios se encuentran mas fácilmente y con menor tensión de los vasos ováricos, así se reduce el riesgo de rotura de dichos vasos.

Al abrir la cavidad abdominal se encuentra con facilidad el ligamento falciforme y puede cortarse con mayor facilidad, cuando se han descubierto los intestinos el cirujano puede localizar los cuernos uterinos, si estos no se aprecian pueden buscarse en algún pliegue del mesometrio.

Se toma el cuerno uterino entre el pulgar y el índice y con tracción suave se lleva el ovario a el campo operatorio , por la parte de abajo del ovario se colocan tres pinzas Rochester –Pean y se cuida de no incluir tejido ovarico. El pedículo ovárico incluye ligamento suspensorio, y el complejo arteriovenosos del ovario. Se corta entre la primera y segunda pinzas hemostáticas. (figura 12)

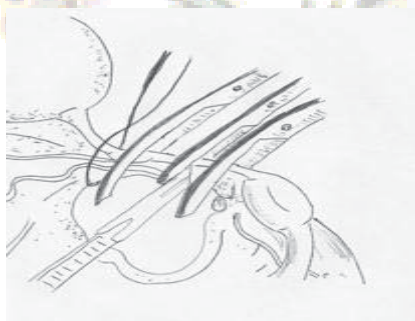


Figura 12 - Se colocan tres pinzas en el pedículo ovárico. La línea de guiones indica el sitio en que se coloca la ligadura por debajo de la última pinza antes de colocar el nudo. (Markowitz. J. A. J. B. H. G. 1967)

Recomiendan dejar el par de pinzas con el ovario para impedir hemorragia, después se coloca una ligadura sobre la pinza hemostática inferior poco a poco se quitan las pinzas y se ajusta la ligadura en forma simultánea. Este procedimiento permite que la ligadura quede en el canal hecho por la pinza en el pedículo. Los cabos de la ligadura deben dejarse largos, para que después los tome el cirujano con firmeza. Se quitan las pinzas hemostáticas que quedaban. Si no hay hemorragia se cortan los cabos y se deja que el pedículo vuelva a su posición original en el abdomen. Se procede de la misma forma en el ovario contralateral.

Se corta el mesometrio con tijeras a todo lo largo del útero. Es necesario reseca y ligar doblemente la arteria y vena uterinas, se cortara entre las ligaduras, esto se hace en el cuerpo uterino. (figura 13)

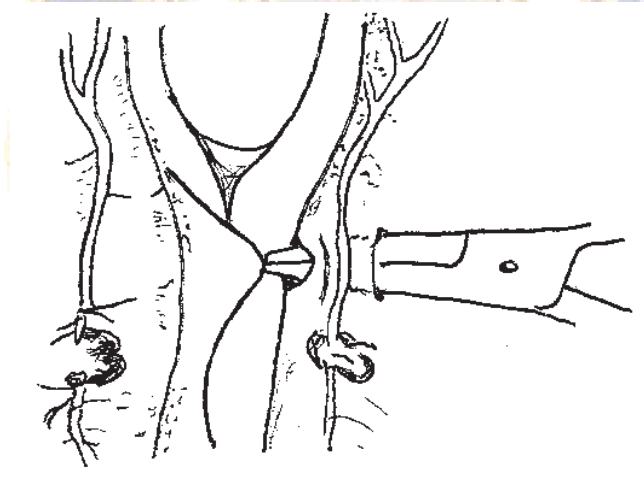


Figura 13 - Método de disecar y ligar los vasos uterinos. (Markowitz. J. A. J. B. H. G. 1967)

Se colocan tres pinzas rectas de Carmalt en sentido transversal en el cuerpo del útero, se usa el bisturí, para cortar el órgano entre las primeras dos pinzas y se extraen el útero y ovarios del abdomen. En perras jóvenes se coloca una ligadura por debajo de la pinza inferior y se anuda, se coloca de nuevo el muñon en la

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

cavidad abdominal y se hace el cierre acostumbrado. En perras adultas recomiendan la sutura de Parker- Kerr, para cerrar la luz del útero.(figura 14)
(Markowitz. J. A. J. B. H. G. 1967)

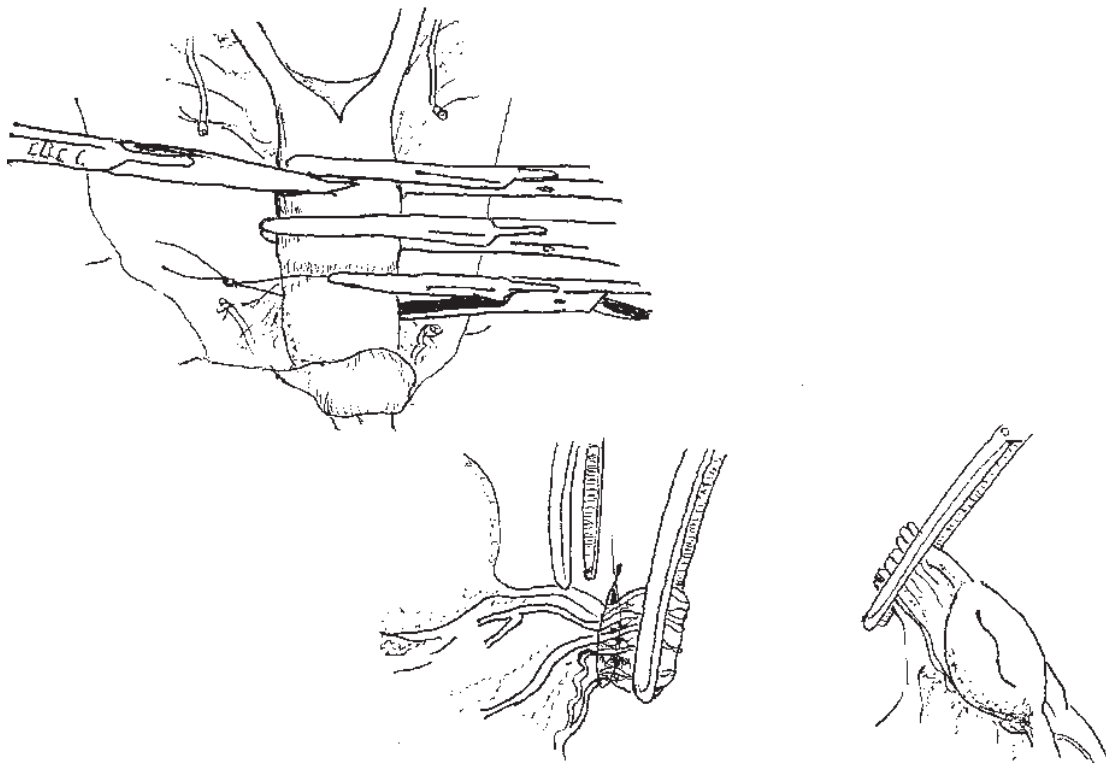


Figura 14 - Se colocan tres pinzas en el cuerpo del útero. Se corta el útero con bisturí entre la punta de dos pinzas. Se ha ajustado la ligadura y se quitó un par de pinzas. En este momento se quita el segundo par. Queda un par de pinzas en el cabo ovárico para impedir el sangrado (Markowitz J.A.J.B.H.G. 1967)

TÉCNICA DE SNAP

En cuanto a esta técnica el procedimiento es el siguiente:

Se considera si el cirujano es derecho o zurdo y la colocación de la perra en la mesa de cirugía

Se hace la incisión aproximadamente dos dedos abajo del ombligo.

Se procura que sea lo mas pequeña posible considerando el tamaño del perro (2 a 3cm). Se incide la línea media no saliéndose nunca de la aponeurosis.(figura 15)

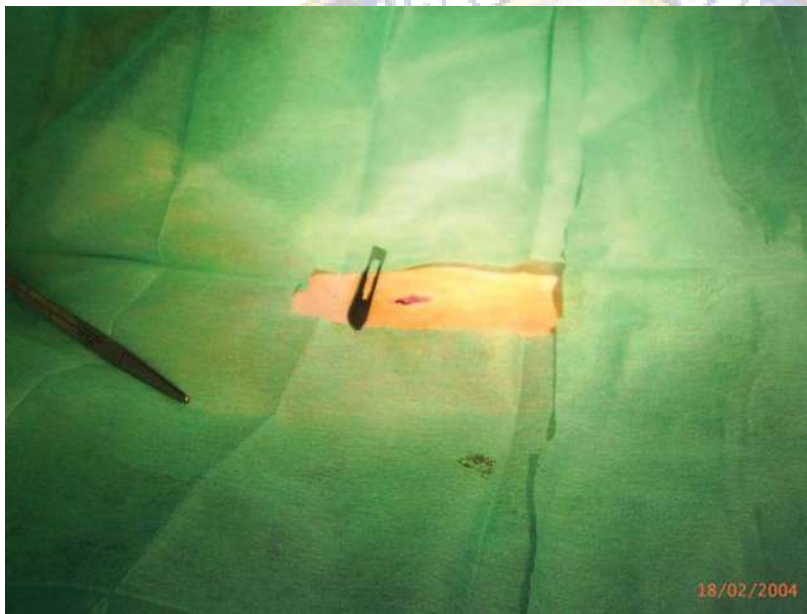


Figura 15 - Incisión de OVH SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)

Con el ganchillo para OVH se busca el cuerno primero del lado izquierdo, que se facilita más. Una vez expuesto se toma con una mano el cuerno y con la otra se desliza hasta pasar el ovario, se rompe el ligamento con un giro en forma de pellizco y una vez que se expone el ovario se toma como referencia para sujetar el pedículo del mesovario con todo y sus vasos. (Figura 16 y 17)

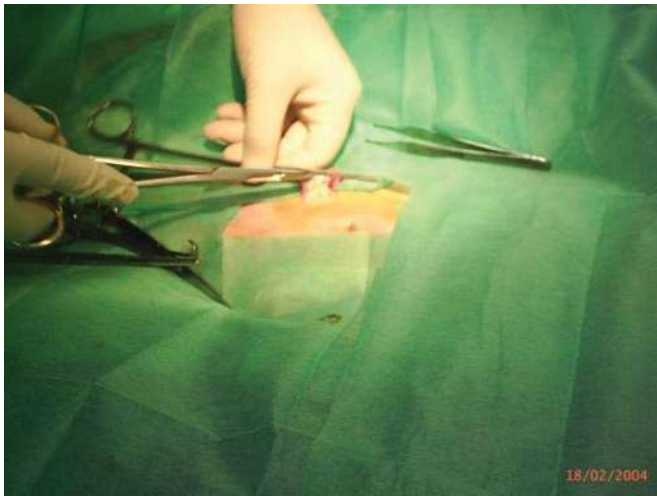


Figura 16 - OVH técnica SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)

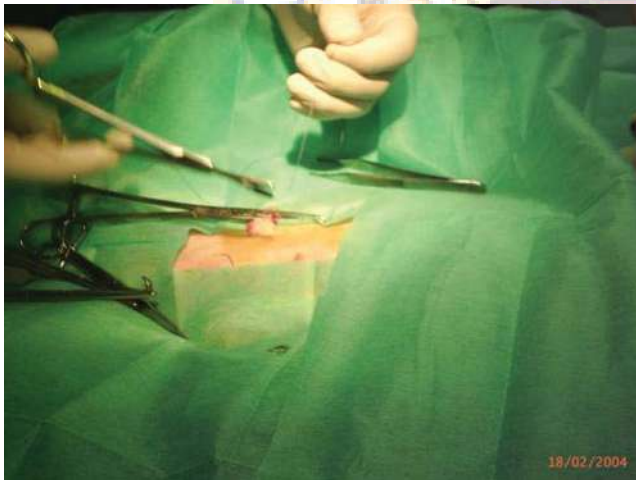


Figura 17 OVH técnica SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)



Figura 18 - OVH técnica SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)

Después se liga el útero después de la bifurcación con doble ligadura y se procede a suturar los tejidos para cerrar la herida lo mas estéticamente posible. (Figura 19 y 20)



Figura 19 - OVH técnica SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)

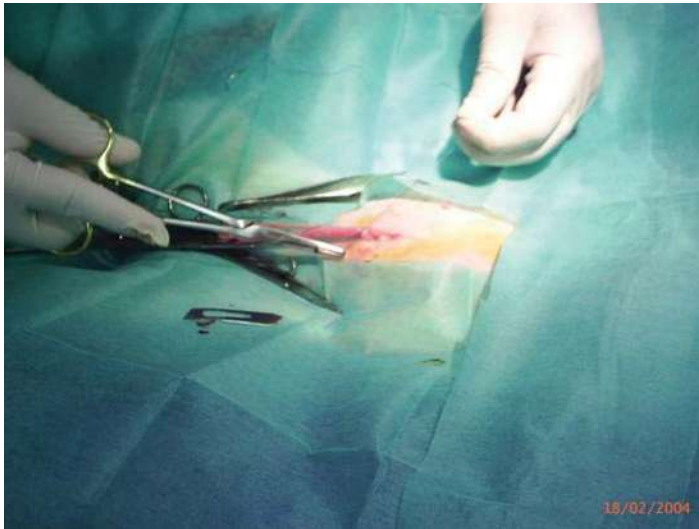


Figura 20 - OVH técnica SNAP (Clínica de Esterilización FMVZ, 2004)

El cierre de la herida se practica con vicril del numero 1 o un O incluye el peritoneo y la fascia muscular, como la herida es pequeña generalmente basta con tres o cuatro puntos. Enseguida se practica una sutura subdermica para unir los bordes de la piel y finalizamos con pegamento.

Otras cirugías que se practican en la clínica de esterilización son la orquiectomía técnica abierta y la esterilización por neutersol.

ORQUIECTOMIA TÉCNICA ABIERTA UTILIZANDO LIGADURA EN PERROS

Con el objeto de exponer al testículo se presiona este hacia adelante haciendo una incisión en la línea media de la piel anterior al escroto. Esto permite que ambos testículos sean extraídos a través de la misma incisión. Y disminuyendo así la posibilidad de complicaciones en el postoperatorio. Al abrir se incluye la piel y la túnica vaginal en la misma incisión, la porción adherida de la túnica vaginal se corta, enseguida la túnica vaginal se retrae y el cordón espermático y se sujeta con pinzas para practicar una ligadura arriba de la pinza y se secciona por arriba de la ligadura. La incisión preescrotal se sutura con puntos separados. (figura 21 y 22) (Hickman. J. y W. 1973)

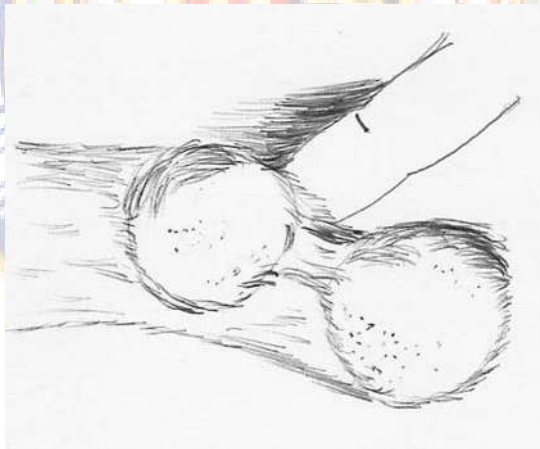


Figura 21 - Se presiona hacia delante el testículo para que pueda ser expuesto por medio de una incisión en la línea media de la piel anterior al escroto. Esto permite que ambos testículos sean extraídos a través de la misma incisión y disminuye la posibilidad de interferencia en el postoperatorio en el perro. (Hickman. J. y W. 1973)

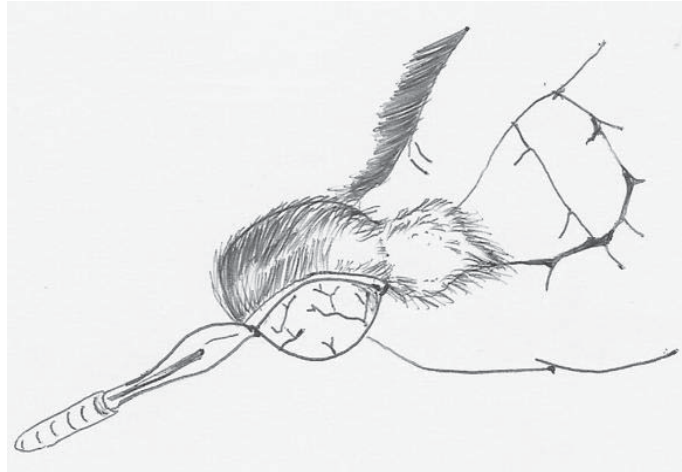


Figura 22 - La piel y la túnica vaginal se hacen con una sola incisión. (Hickman. J. y W. 1973)

Cuando los animales son de pesos inferiores a 14 kg se puede practicar la ligadura autologa la cual consiste en hacer un nudo con el conducto deferente y el complejo arteriovenosos del testículo cortando por arriba del nudo y procediendo igual que la técnica descrita cerrar la incisión preescrotal por puntos separados. Es conveniente comentar que para la orquiectomia no se requiere anestesia general, basta con diazepam mezclado con ketamina seguido con anticepcia on agua y jabon en la región escrotal sin rasurar , en si el procediemiento quirúrgico es sencillo toma unos 10 minutos. Es fundamental no olvidar que este manejo requiere de una buena analgesia.

ORQUIECTOMIA EN EL GATO TÉCNICA SNAP

En cuanto a la practica de la orquiectomia en gatos se tienen en cuenta los siguientes aspectos, primero el manejo del gato es diferente al perro y se puede envolver en una toalla o en una red específica para gatos , una vez medicados, se procede a la tricotomia de la región testicular para enseguida hacer la antisepsia y posteriormente una incisión en la piel del testículo izquierdo o derecho para exponerlo mediante presión se libera la túnica albugínea y se deja visible el complejo vascular arterial para elongarlos suavemente y girar con el mismo testículo y hacer un nudo con el paquete sutura (autologa), estirando suficientemente el testículo para que sea un nudo firme se corta entre el nudo y el testículo, una vez hecho lo conducente con el testículo contralateral se retrae suavemente el escroto, para dejarlo en su sitio y se deja sin suturar el escroto. (Figura 23 y 24)

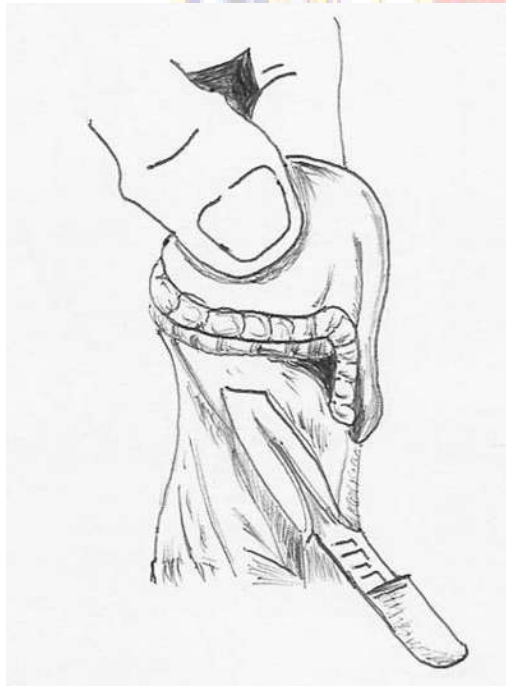


Figura 23 - La porción adherida de la túnica vaginal se corta. (Hickman. J. y W. 1973)

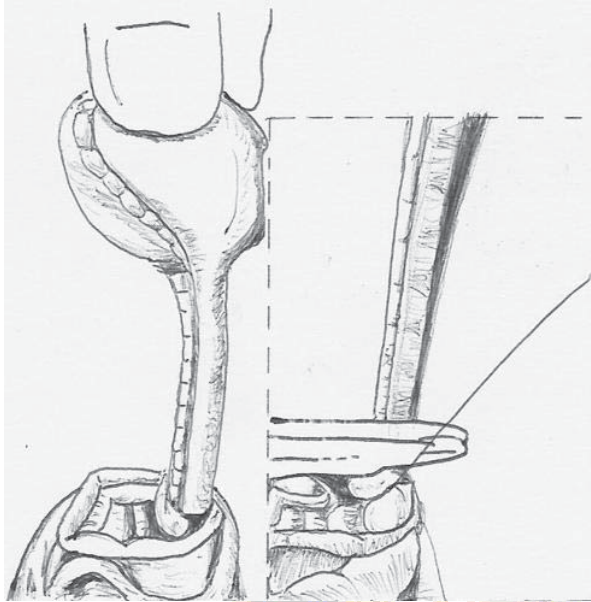


Figura 24 - La túnica vaginal se retrae, el cordón espermático expuesto se sujeta con pinzas se practica una ligadura arriba de la pinza y se secciona por arriba de la ligadura. La incisión preescrotal se sutura con puntos separados. (Hickman. J. y W. 1973)

ESTERILIZACIÓN POR MEDIO DE NEUTERSOL

Esta técnica consiste en la aplicación de un químico para obtener la esterilidad de un perro, cabe destacar que el uso de la misma es muy novedoso y que se ha aplicado solamente en la Facultad de Medicina Veterinaria.

Spay Neuter Assistance Program, favorece la aplicación de nuevos métodos de esterilización en pequeños animales y en forma particular la introducción de esta sustancia química que viene para su aplicación en presentación intratesticular en una solución a base de gluconato de zinc, este producto es totalmente novedoso en su aplicación, ya que en nuestro país es el tercer espacio en donde se dispone al público sin costo alguno, por ser financiado por una sociedad norteamericana. (Figura 25)



Figura 25 - Presentación comercial de Neutersol (Neutersol Clínica de Esterilización SNAP-FMVZ-UMSNH, 2004)

Los testículos son órganos ovoides normalmente localizados en una bolsa especializada de la piel, el escroto. Son mas o menos del mismo tamaño; la dimensión absoluta varia con la edad y el tamaño. Las principales funciones de los testículos son la producción de testosterona y espermatozoides. (Bojrab M. J. 1996)

Estos están constituidos por una bolsa de tejido epitelial denominada dartos tejido celular subcutáneo, músculo cremaster e íntimamente por otra capa de tejido epitelial denominada albugínea, en sí el testículo tiene forma ovoidal y contiene en uno de sus polos a la cabeza del epidídimo que recibe los vasos eferentes del ductus que proviene de la red de las células de Leydig, formadoras de espermatozoides. El epidídimo constituye a su vez el conducto deferente que lleva los espermatozoides a la salida. (S. Sisson y J. D. Grossman 1982)



Figura 26 - Limpieza de testículos con agua y jabón (Neutersol Clínica de Esterilización SNAP-FMVZ-UMSNH, 2004)

Neutersol, es un componente químico que debe utilizarse en animales de 3 meses en adelante de edad sólo en perros machos. La inyección es intratesticular y basada en la medida que cada testículo arroje después de calcular el grosor del mismo.

Durante la aplicación hay que hacer una limpieza con agua y jabón y secar los testículos, y asegurarse de obtener un buen control de manejo aplicando valium y ketamina por vía intravenosa. Convine cerciorarse de que se aplique en la cabeza del epidídimo, la aplicación se hace de manera lenta y se un calibrador. (Figura 26)



Figura 27 - Medición de los testículos para evaluar la dosis por medio de un vernier (Neutersol Clínica de Esterilización SNAP-FMVZ-UMSNH, 2004)



Figura 28 - Modo de Aplicación (Neutersol Clínica de Esterilización SNAP-FMVZ-UMSNH, 2004)

Es conveniente usar dos jeringas una para cada testículo, las jeringas a utilizar deben ser de insulina, preferentemente de tuberculina.

Cuando se detectan animales criptórkidos no debe utilizarse este producto. Otra contraindicación es que en caso de enfermedades del testículo como malformaciones, se pueden producir necrosis o epididimitis, muy ocasionalmente

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

reacciones alérgicas con dermatitis. Tampoco se debe inyectar directamente al saco escrotal, porque se activa la enzima colagenasa y con gran facilidad se va a producir irritación, dermatitis o ulceración. (Figura 27 y 28)



CONCLUSIONES

A dos años de iniciados los servicios que presta esta clínica ha resultado patente el éxito del trabajo en equipo y colaboración, tanto de las clínicas pioneras en Estados Unidos como la de Ciudad Juárez que se relaciona entre la sociedad civil exclusivamente, la de Monterrey en donde se trabaja en estrecha colaboración de la SSA y una sociedad protectora de animales (ADA) bajo el auspicio financiero y administrativo de SPAY NEUTER ASSISTANCE PROGRAM.

1.- La técnica de OVH que se practica en la clínica de esterilización de la FMVZ de la UMSNH es mejor que la presentada por otros autores en virtud de que la mínima invasión de tejidos lleva a la recuperación más rápida.

2.- Los costos de material y anestesia empleados en esta técnica resultan moderadamente superiores en comparación con los que usan anestésicos fijos y otras suturas diferentes al vicryl.

3.- El empleo de anestesia inhalada con isoflurano descrita en este trabajo abate definitivamente los riesgos de muertes por consecuencia de los fármacos usados para este fin con otros métodos y los beneficios de la recuperación, son casi inmediatos no mayores a 20 minutos en promedio.

4.-Con la operación de la clínica para esterilización de la FMVZ (UMSNH) se cumple uno de los objetivos de SNAP que es el de disminuir el número de sacrificios cruentos para los perros callejeros que todavía se practica.

5.-Es necesario insistir en la continuidad de los servicio de esterilización que se realizan en esta clínica, con el objeto de que se reviertan los efectos por la esterilización que como es sabido, esto ocurre cuando se disminuye la proliferación de perros en un área determinada en un 70 %.

BIBLIOGRAFIA

Alexander, A. H. 1967. Técnica quirúrgica en animales y temas de terapéutica quirúrgica. (5ª ed.). Ed. Nueva editorial interamericana, S.A. de C.V. México, D.F. p. 208-216.

Hickman. J. y W. 1973. Atlas de cirugía veterinaria. (5ª ed.). Ed. Compañía editorial continental. S. A. México, D. F. p.94-97.

Pistani, J. R. et al.1981. Orientación para trabajos prácticos de técnica quirúrgica en los animales domésticos. (1ª ed). Ed. Editorial hemisferio sur. Buenos Aires, Argentina. p. 40-41.

Birchard y Sherding.1994. Manual clínico de pequeñas especies volumen 2. (1ª ed). Ed. McGraw hill interamericana. México, D. F. p. 076-1080.

Folger, W. R. et al. 1994. Guía para cuidado del paciente. (1ª ed). Ed. Spay-neuter assistance program. INC. Houston, Texas E.U.A. p.3-41.

Ramírez C. S; Pintor R. F; Ramírez A. A.; Felipe Á. A; Bravo N. D y Estrada A. T. 2004. Neutersol técnica química de esterilización en pequeñas especies. XV Encuentro de investigación Veterinaria y Producción Animal.

William V. L.1983. Anestesia Veterinaria. (3ª ed). Ed. Cia. Editorial Continental, S. A. de C. V. México. México, D. F. p. 201.

Markowitz. J. A. J. B. H. G. 1967. Cirugía Experimental. (5ª ed). Ed. Editorial Interamericana, S. A. Medico. D. F. p. 67-69.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

S. Sisson y J. D. Grossman 1982. Anatomía de los animales domésticos. 5ed. Ed. Salvat Editores S. A. México D.F. p. 1732 – 1733.

Jack. C. M. et al. 2004. Guía de medicina veterinaria canina y felina. (1ª ed). Ed. McGraw-Hill Interamericana. Mexico D. F. p.15,

Sumano H. S. L. 1997. Farmacología Veterinaria. Ed. McGraw-Hill Interamericana. 2ª ed, México, D.F. p.123,131,599

Ocampo, C. Sumano, H. 1985. Anestesia veterinaria en pequeñas especies, Ed. McGraw Hill, Mexico, p.155

Desanchy. F. 2000. La reproducción del perro. (1ª ed). Ed. Vecchi. Barcelona, España. p. 9.

Energy-Control (Comando Madrid). Ketamina: http://www.underave.net/net/ket_energy.htm. España 2005.

Bojrab M. J. 1996. Fisiopatología y clínica quirúrgica en animales pequeños. (2ª ed). Ed. Inter-medica. Buenos Aires. Argentina. p.562.

L. J. Ezquerro Calvo M. A. Vives Valles. J. Uson. Gargallo. 1992. Anestesia práctica de pequeños animales. (1ª ed). Ed. McGraw- hill. Interamericana. Madrid. España. P .15.

Slatter. 1993. Textbook of Small animal surgery. (Second Edition). Ed. Saunders. E.U.A. p. 1303.

Fossum W. T. 2002. Small animal surgery. (Second Edition). Ed. Mosby. E.U.A. p.616.

Hall W. L. 2001. Veterinary Anaesthesia. 10 Edition . Ed. Saunders. England. p. 140.

**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

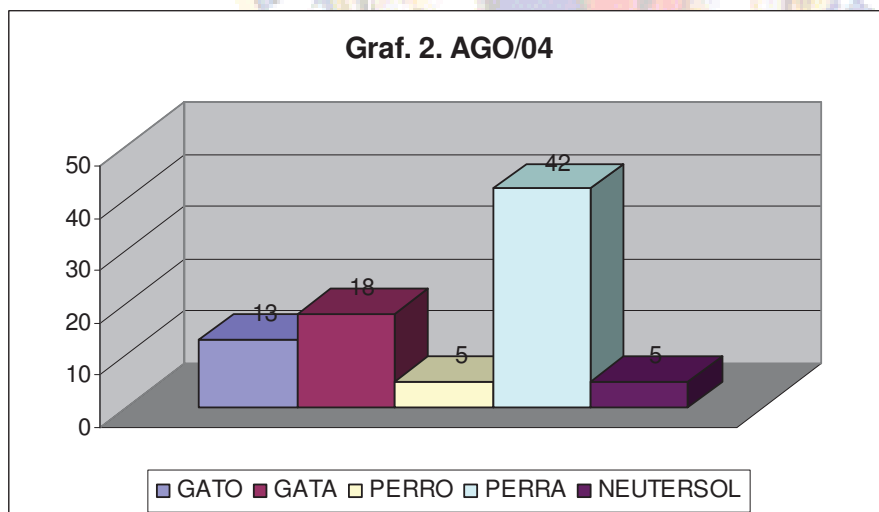
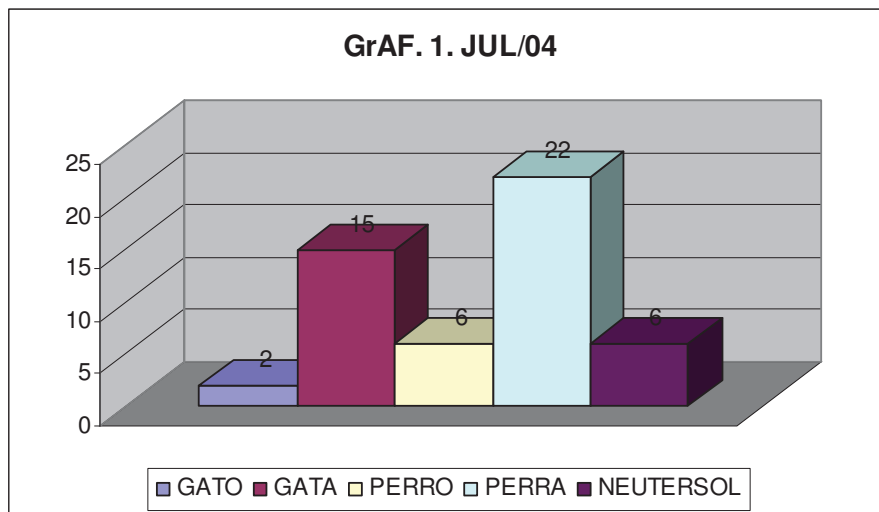
Fingland. R. B.1994. En: Birchard y Sherding.1994. Manual clínico de pequeñas especies volumen 2. (1ª ed). Ed. McGraw hill interamericana. México, D. F. p. 1076-1077.

Gehrke, C. B. 1997 Resultsof the AVMA survey of US pet-owning households on companion animal ownership. J.A.V.M.A. 211:169-170.

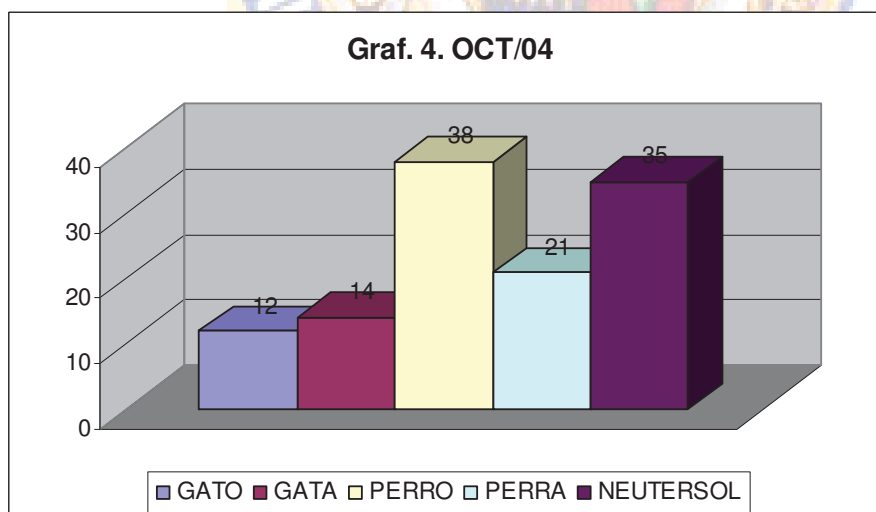
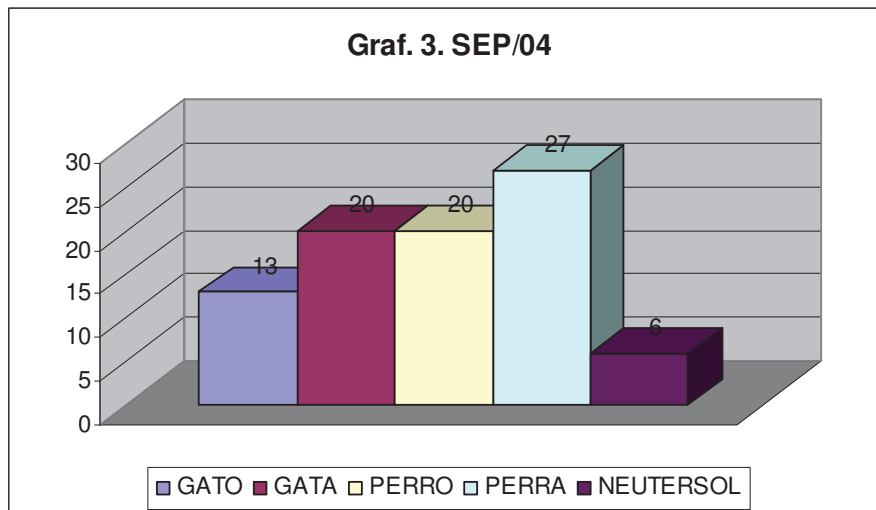


ANEXOS

GRAFICAS

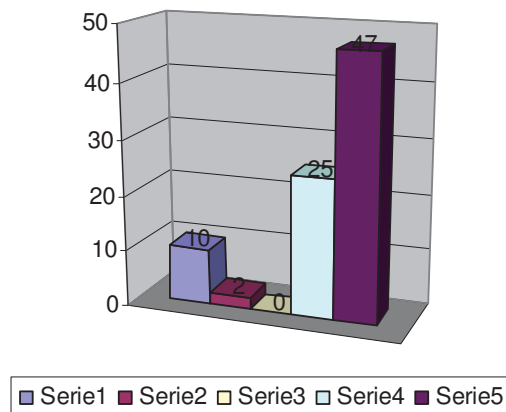


LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P

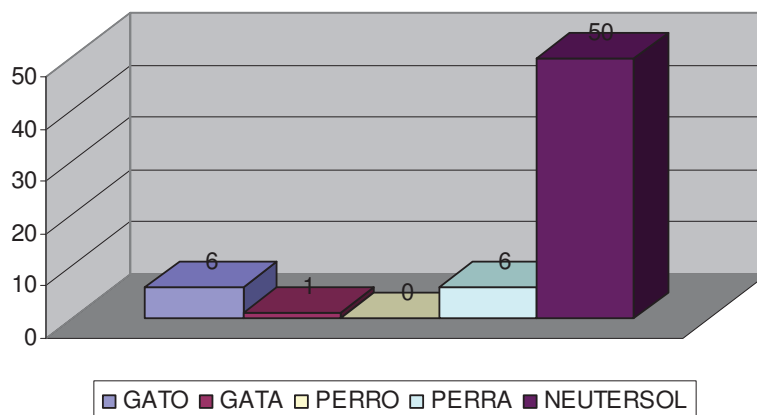


**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

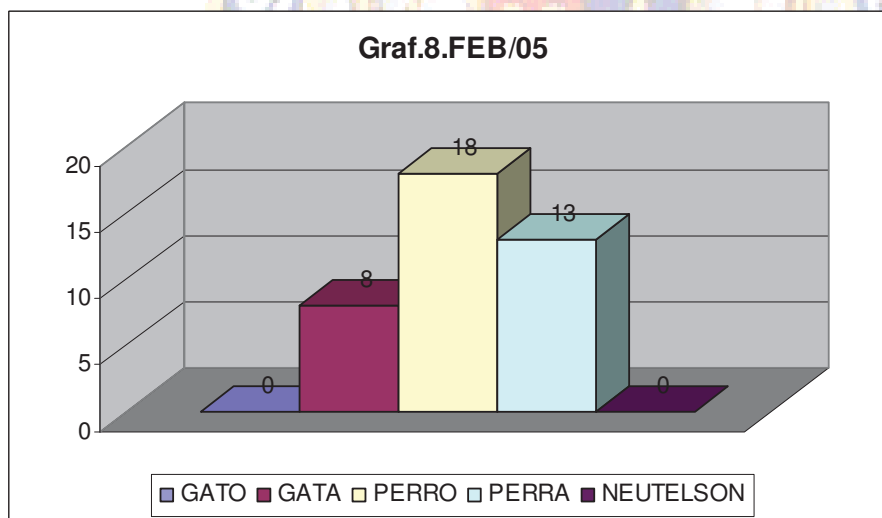
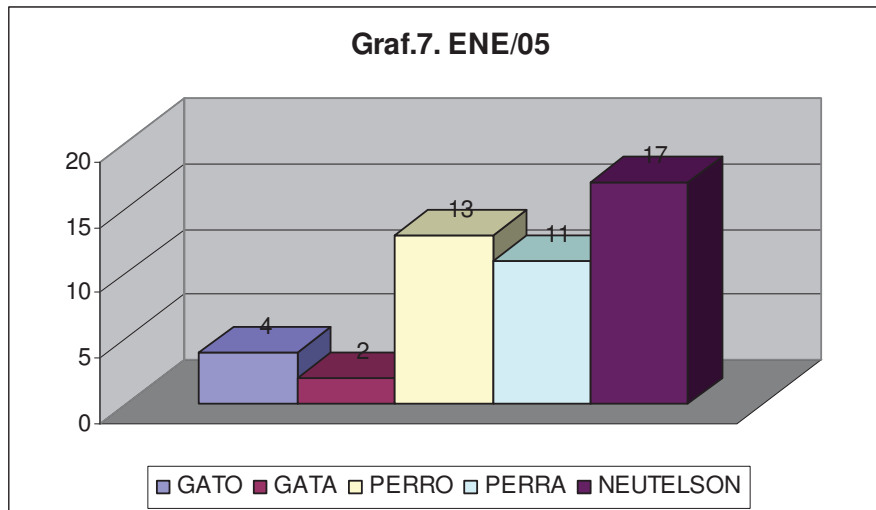
Graf. 5. NOV/04



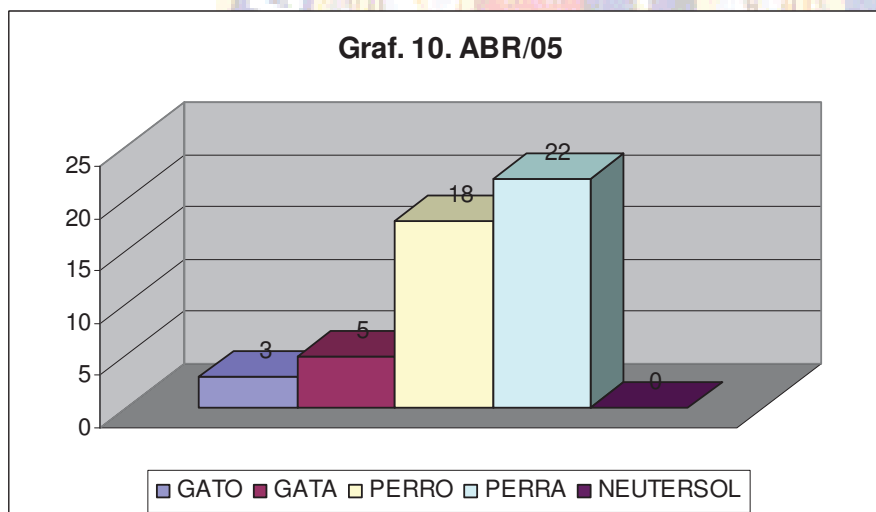
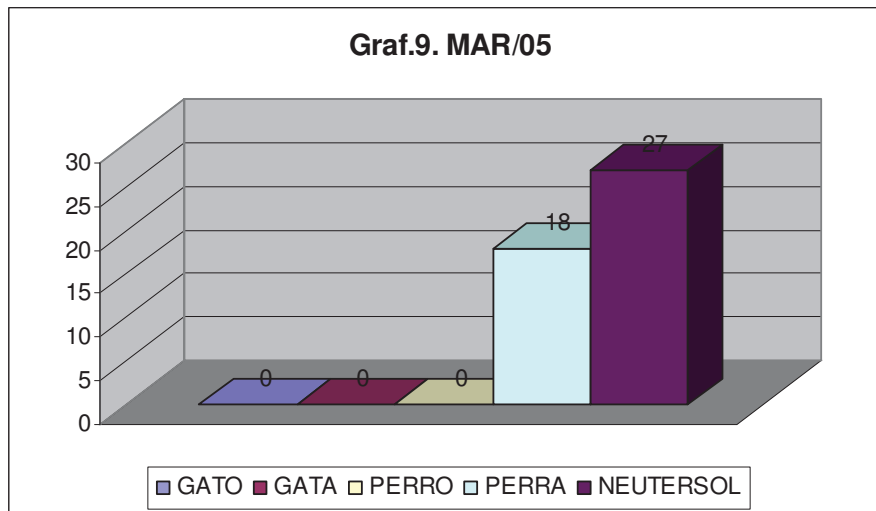
Graf. 6. DIC/04



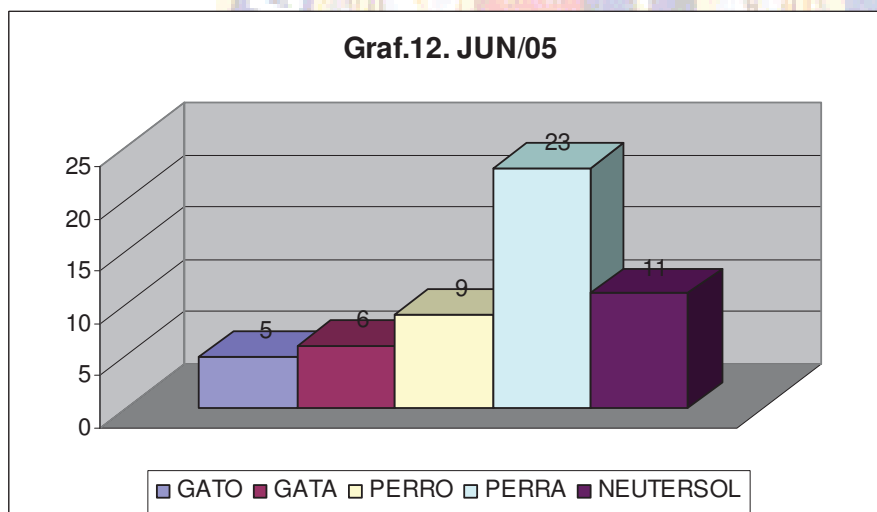
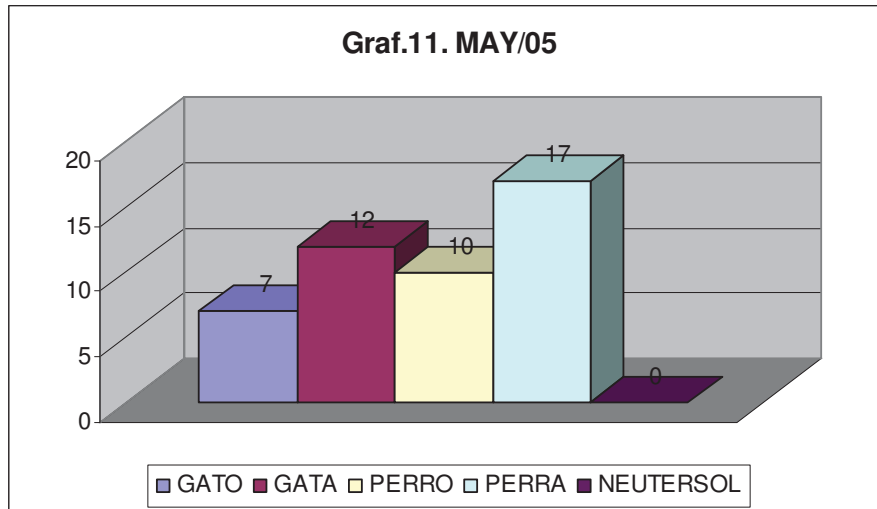
LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P



**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**



LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P



**LA ESTERILIZACION EN PERROS Y GATOS EN LA CLÍNICA DE LA F.M.V.Z DEPENDIENTE DE
LA U.M.S.N.H EMPLEANDO LA METODOLOGIA DE S.N.A.P**

