



**UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLÁN**

**CONSERVACIÓN DE ENCÉFALOS DE CANINO
MEDIANTE UN MÉTODO DE PLASTINACIÓN**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICA VETERINARIA ZOOOTECNISTA

**PRESENTA:
MARIANA MARTÍNEZ CAPITAINE**

**ASESOR: DR. CARLOS GERARDO GARCÍA TOVAR
CO- ASESOR: MVZ. JOSÉ LUIS NIETO BORDES**



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

A DIOS.

A MIS PAPÁS:

Por todo su amor, esfuerzo y apoyo para cumplir mis metas, por todos sus desvelos y enseñanzas; espero que sientan este logro como suyo, los quiero muchísimo.

A MIS TÍOS ESTHER Y RÚBEN:

Por siempre estar ahí cuando los necesito y por impulsarme; por ser como mis segundos padres, gracias por todo su apoyo y comprensión.

A MIS PRIMOS:

Por siempre estar ahí para mí, gracias por ser mis hermanos.

A MIS AMIGUIS:

Por nunca dejarme, por protegerme y cuidarme y sobre todo por su amistad.

A MIS BEBES:

Por enseñarme lo sencillo que es ser feliz.

A MIS ASESORES:

Por todo el apoyo que me brindaron para la realización de este trabajo. Muy especialmente mi más profundo agradecimiento al Dr. Gerardo por ayudarme en uno de los momentos más complicados en mi vida y por tenerme tanta paciencia.

A LOS PROFESORES DE ANATOMÍA:

Por su apoyo y por compartir conmigo sus conocimientos.

A MI SEGUNDA CASA LA UNAM

Por la educación que me brindó y por lo mucho que disfruté este proceso.

El presente trabajo fue apoyado por el proyecto PAPIME,

“Producción de piezas anatómicas mediante diversas técnicas de conservación para la enseñanza de la anatomía veterinaria”

(clave PE202505) y por la Cátedra de Investigación, “Morfología Veterinaria y Biología celular” (clave IN1- 33).

ÍNDICE

I. RESUMEN	1
II. INTRODUCCIÓN	2
IV. OBJETIVOS	17
V. MATERIAL Y MÉTODO	18
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
VII. CONCLUSIÓN	36
VIII. BIBLIOGRAFÍA	37

ÍNDICE DE IMÁGENES

Figura 1.- Encéfalos de canino sometidos a dos procesos de deshidratación	23
Figura 2.- Encéfalos sometidos a dos procesos de impregnación	25
Figura 3.- Cortes de encéfalo teñidos con la técnica de Mülligans modificada	26
Figura 4.- Vista dorsal de un encéfalo de canino conservado por la técnica de plastinación	28
Figura 5.- Vista dorsal de encéfalo de canino conservado por inmersión en formol	28
Figura 6.- Corte longitudinal y vista de la superficie medial del encéfalo de canino conservado por la técnica de plastinación	29
Figura 7.- Corte longitudinal y vista de la superficie medial del encéfalo de canino conservado por inmersión en formol	29
Figura 8.- Vista lateral de encéfalo de canino conservado por la técnica de plastinación	30
Figura 9.- Vista lateral de encéfalo de canino conservado por inmersión en formol	30
Figura 10.- Vista ventral de encéfalo de canino conservado por plastinación	31
Figura 11.- Vista ventral de encéfalo de canino conservado por inmersión en formol	31

Figura 12.- Vista dorsal del tallo encefálico conservado por la técnica de plastinación	32
Figura 13.- Vista dorsal del tronco encefálico de canino conservado por inmersión en formol	32
Figura 14.- Corte transversal de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservada por la técnica de plastinación	33
Figura 15.- Corte transversal de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservada por inmersión en formol	33
Figura 16.- Corte dorsal de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por la técnica de plastinación	34
Figura 17.- Corte dorsal de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol	34
Figura 18.- Corte sagital de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por la técnica de plastinación	35
Figura 19.- Corte sagital de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol	35

I.- RESUMEN

Es universalmente aceptado que la demostración de especímenes completos o en cortes gruesos es un ejercicio importante en la enseñanza e investigación anatómica ya que permite reconocer, describir y analizar las estructuras que constituyen al organismo en su posición tridimensional.

Esto motivó la búsqueda de métodos de preservación del organismo entre los cuales destaca la plastinación que es un método de sustitución del agua y grasa del espécimen por polímeros sintéticos.

En este trabajo se aplicó la plastinación como método de conservación en encéfalos de canino obteniendo modelos con características que son favorables para su uso en la docencia debido a su alta durabilidad, nula toxicidad en sus componentes, fácil manejo y almacenaje además de ser inodoros y secos, pero reducidos de tamaño y peso original de los mismos.

Se realizaron dos tipos diferentes de impregnación, uno a base de silicón y otro en resina, con relación a esto se observó que los especímenes impregnados con resina presentan una mayor dureza; sin embargo, se observó como desventaja que adquieren una coloración oscura lo que no permite observar en detalle las características anatómicas del encéfalo.

Se aplicó la técnica de Mülligans en cortes de encéfalos de 0.5 cm, se tiñeron con la técnica de Mülligans modificada y posteriormente fueron sometidos al proceso de plastinación obteniendo cortes teñidos y plastinados con la sustancia blanca y gris bien diferenciada.

II.-INTRODUCCIÓN

SISTEMA NERVIOSO

El sistema nervioso es un conjunto de estructuras complejas mediante el cual, el organismo, se pone en relación funcional con el mundo exterior y coordina la función de sus diversas partes. Para facilitar la descripción general del mismo se divide en dos partes: sistema nervioso central(SNC) y sistema nervioso periférico(SNP). El SNC comprende la médula espinal y el encéfalo(Getty, 1988).

Estructuralmente el SNC aparece compuesto por dos sustancias distintas, la sustancia blanca y la sustancia gris. El SNP comprende los nervios craneales y espinales con sus ganglios y al sistema nervioso autónomo, formado por sistema nervioso simpático y sistema nervioso parasimpático (Getty, 1988).

La embriogénesis del sistema nervioso comprende una serie de procesos de desarrollo fundamental, algunos de ellos dominan al embrión cuando ocurren y otros se limitan a ciertas partes del sistema nervioso. Los procesos principales son:

- 1) La inducción, que abarca tanto la inducción primaria de la placa neural como las inducciones secundarias que emanan del cerebro y la médula espinal tempranos.
- 2) La proliferación, tanto en respuesta a inducciones primarias como preludio a la morfogénesis y el crecimiento de porciones específicas del sistema nervioso.
- 3) Comunicación celular y la adhesión de células semejantes.
- 4) Migración celular.

5) La diferenciación de las neuronas y células gliales, incluyendo la maduración estructural y funcional.

6) La formación de conexiones específicas.

7) El desarrollo de la función neuronal integrada (Carlson, 1995).

Así, el SNC aparece muy precozmente llegando a ser evidente en el disco embrionario como un engrosamiento de la placa neural que se eleva sobre la superficie circundante. A medida que el proceso continúa, los bordes de los pliegues aumentan su prominencia y se inclinan internamente y forman el tubo neural (Climent et al., 1998).

Casi al mismo tiempo que se constituye, independientemente el tubo neural aumenta en forma pronunciada en su parte cefálica, esta porción expandida es el primordio del encéfalo. En dirección caudal, el tubo neural precursor de la médula espinal permanece, en cierto grado, de modo uniforme (Carlson, 1995).

Cuando el encéfalo aumenta de tamaño, en su inicio presenta tres divisiones regionales: el cerebro anterior, medio y posterior primarios o para emplear sus sinónimos más técnicos, prosencéfalo, mesencéfalo y rombencéfalo. Esta etapa en la que el cerebro está constituido por tres vesículas es breve pues al poco tiempo el prosencéfalo se subdivide en dos regiones más: telencéfalo y diencéfalo. El mesencéfalo no se divide y las regiones rombencéfalicas se diferencian en metencéfalo y mielencéfalo. El resto del tubo neural conformará la médula espinal, la luz del tubo neural permanece y dará lugar al sistema ventricular encefálico (Carlson, 1995). De cada una de las vesículas derivan las diferentes partes del encéfalo (cuadro 1).

Vesícula	Derivados	Cavidades
Mielencéfalo	Médula oblongada	Cuarto ventrículo
Metencéfalo	Puente Cerebelo	Cuarto ventrículo
Mesencéfalo	Techo mesencefálico (colículos rostrales y caudales) Pedúnculos cerebrales (tegmento y pilares cerebrales)	Acueducto mesencefálico
Diencéfalo	Tálamo Epitálamo: glándula pineal Hipotálamo Metatálamo (cuerpos geniculados)	Tercer ventrículo
Telencéfalo	Bulbos olfatorios Pedúnculos olfatorios Tractos olfatorios Trígono olfatorio Lóbulo piriforme Hemisferios cerebrales Hipocampo Núcleos basales	Ventrículos laterales

Cuadro 1. Vesículas encefálicas y sus derivados.

MIELENCÉFALO

Médula oblongada

Es ancha y gruesa; presenta dos superficies dorsal y ventral (Dyce et al., 2002).

En la parte craneal de la superficie dorsal está la fosa romboidea; es profunda, estrecha y forma el piso del cuarto ventrículo, es una depresión alargada, casi cuadrada, que termina caudalmente en un punto que se abre dentro del canal central de la médula oblongada. Caudal a la fosa romboidea, sobre la superficie dorsal de la médula oblongada están los surcos mediano dorsal e intermedio, mismos que aparecen muy desarrollados (Getty, 1988).

En la superficie ventral se localizan dos elevaciones longitudinales denominadas pirámides, separadas por la fisura mediana. Estas terminan rostralmente en una pequeña depresión caudal a las fibras transversas del puente. A los lados del

extremo rostral de las pirámides están los dos cuerpos trapezoides, cada uno es una banda prominente de fibras localizadas caudalmente al puente, el tamaño aumentado del cuerpo trapezoide en el perro, al compararse con otros animales domésticos, es indicativo de un mayor desarrollo del sistema auditivo (Getty, 1988).

METENCÉFALO

Puente

Es una estructura plana y ancha, menos convexa en dirección rostrocaudal que en otros animales domésticos. Desde la parte más ancha del puente, cerca de la línea mediana, las fibras pontinas transversas convergen dorsolateralmente para formar los pedúnculos cerebelares medios. Los bordes caudal y rostral del puente están indentados en la línea mediana (Getty, 1988).

Cerebelo

Es una masa de forma irregular situada detrás de los hemisferios cerebrales, sobre el puente y la médula oblongada. Está separado de ellos por la fisura transversal (Dyce et al., 2002).

Está constituido por dos grandes hemisferios laterales y una estrecha elevación media denominada vermis (a causa de su imaginario parecido con una lombriz de tierra) (Dyce et al., 2002).

La superficie está marcada por fisuras que dividen al órgano en lóbulos y lobulillos, los que a su vez presentan divisiones más pequeñas conocidas como hojas o laminillas (folias) (Getty, 1988).

El cerebelo está conectado con el tallo del encéfalo por tres pedúnculos a cada lado; pedúnculos cerebelares rostrales (lo unen con el cerebro medio), pedúnculos cerebelares medios (conectan con el puente) y pedúnculos cerebelares caudales (comunican con la médula oblongada) (Getty, 1988).

La disposición de la sustancia gris y blanca contrasta mucho con la encontrada en la médula espinal y la médula oblongada. En el cerebelo la mayor parte de la sustancia gris se encuentra como una corteza externa que enmarca la sustancia blanca o médula. Esta última se origina en los pedúnculos e irradia a los diversos lóbulos, lobulillos y folias, formando una estructura arborizada que recuerda a un árbol. A causa de esta apariencia y de una creencia antigua de que en él se asentaba el alma, se le conoce como el árbol de la vida (Dyce et al., 2002).

MESENCÉFALO (CEREBRO MEDIO)

El cerebro medio se observa en la superficie ventral del encéfalo ya que dorsalmente está cubierto por los hemisferios cerebrales y el cerebelo. Tiene una estructura estratificada, que comprende en secuencia dorsoventral: el techo (*tectum*), los pedúnculos cerebrales, formados por el tegmento (*tegmentum*), los pilares cerebrales y la fosa interpeduncular. La luz del cerebro medio es el acueducto mesencéfalo, pasaje sencillo que une a las cavidades del tercer y cuarto ventrículos (Dyce et al., 2002).

El techo mesencefálico se sitúa dorsal al acueducto. Sus estructuras principales son cuatro abultamientos superficiales redondeados, los colículos rostrales y caudales. Los colículos caudales están ampliamente separados y se unen por una comisura; tienen una conexión con los cuerpos geniculados mediales del tálamo. Los colículos rostrales son redondeados y están situados más juntos; se unen a los cuerpos geniculados laterales sobre la superficie del tálamo (Dyce et al., 2002).

El tegmento configura el núcleo central del cerebro medio y continúa directamente con la porción correspondiente del metencéfalo (Getty, 1988).

DIENCÉFALO

Forma la parte más rostral del tallo del encéfalo, solo su porción ventral, el hipotálamo, es visible en la superficie externa del encéfalo. El diencefalo comprende tres partes: epitálamo, tálamo (incluyendo subtálamo e hipotálamo que se desarrollan respectivamente en relación al tercer ventrículo) y el metatálamo (Getty, 1988).

El tálamo es el componente mayor del diencefalo, se desarrolla en las paredes laterales del tercer ventrículo, en muchas especies domésticas protruye dentro de la luz ventricular, llegando a formar un puente que le une con su compañero. Este puente es la adhesión intertálmica, rostralmente se extiende hasta la lámina terminal gris y caudalmente hasta el mesencéfalo; su superficie dorsal se relaciona con el fórnix y el piso del ventrículo lateral mientras que la ventral descansa sobre el hipotálamo (Dyce et al., 2002).

El epitálamo está en la parte dorsal del tálamo e incluye a la glándula pineal, pequeño cuerpo situado en la línea mediana y que se proyecta dorsalmente sobre el tallo del encéfalo por detrás de una evaginación del techo del tercer ventrículo. El subtálamo corresponde a la parte ventral del tálamo (Dyce et al., 2002).

El metatálamo forma la parte caudal del tálamo y está constituido por los cuerpos geniculados medial y lateral, los cuerpos geniculados mediales se sitúan ventromedialmente al lateral y une al tálamo con los colículos rostrales. El cuerpo geniculado lateral se encuentra sobre el tracto óptico que se extiende caudorrostralmente sobre la superficie del tálamo (Getty, 1988)

El hipotálamo forma la parte inferior de las paredes laterales del tercer ventrículo. Aparece en la superficie externa del encéfalo entre la región preóptica (rostral al quiasma óptico) y los pilares cerebrales, sus características superficiales más sobresalientes son la región conocida como *tuber cinereum* que amplía el tallo o infundíbulo del que se suspende la hipófisis debajo del encéfalo, y los redondeados cuerpos mamilares, situados caudalmente y que internamente contienen una serie de núcleos relacionados con el sistema nervioso autónomo y la regulación hormonal (Getty, 1988).

Tallo Encefálico

Corresponde a la parte basal del encéfalo y está formado por el tálamo, cerebro medio, puente y la médula oblongada (Dyce et al, 2002).

La estructura interna del tallo encefálico comprende a los cuatro componentes generales agrupados en la sustancia gris de la médula espinal, pero que a partir de la médula oblongada se dispersan y separan en columnas paralelas. En parte, esto es consecuencia del aplanamiento del bulbo y de su ensanchamiento, junto con el desplazamiento dorsal de la posición de su luz (Dyce et al, 2002).

Los núcleos de los nervios craneales III al XII representan la continuación rostral de los cuatro componentes funcionales: aferente somático, aferente visceral, eferente somático y eferente visceral, que componen la sustancia gris de la médula espinal, y se completan con dos componentes adicionales, aferente somático especial y aferente visceral especial que aparecen en la médula oblongada en relación con la inervación de estructuras de la cabeza que no tienen equivalentes en el tronco. Los núcleos de los nervios craneales se encuentran dispersos a lo largo del tallo encefálico (Dyce et al., 2002).

La formación reticular gris, constituida por un grupo de prolongaciones y cuerpos neuronales que se entrecruzan y dan apariencia de un retículo (de ahí su nombre),

está distribuida por todo el centro del tallo encefálico y cuando alcanza el tálamo participa en alguno de los grupos nucleares; también se extiende a la parte cervical de la médula espinal (Dyce et al., 2002).

En el mesencéfalo se encuentra la sustancia gris periacueductal envolviendo al acueducto mesencéfalo, el núcleo rojo, denominado así por su vascularización muy pronunciada y la sustancia negra formada por una lámina prominente que se puede identificar en las secciones transversales por su color más oscuro, el cual se debe a la acumulación gradual del pigmento en las neuronas que lo constituyen. La sustancia negra y el núcleo rojo están asociados a los núcleos basales en el control de la motilidad voluntaria (Dyce et al., 2002).

El tálamo se compone de un gran número de núcleos denominados de acuerdo a sus relaciones topográficas entre sí, algunos de estos núcleos son: el núcleo supraóptico, paraventricular, subtálamico, endopeduncular y la zona incierta. Estos núcleos tienen diferentes funciones específicas y colectivamente forman uno de los centros más importantes de relevo e integración del tronco del encéfalo (Dyce et al., 2002).

TELENCÉFALO

Su estructura básica es un manto compuesto por sustancia gris a la cual se conoce como palio y la sustancia blanca subyacente. Evolutivamente apareció tres veces, conformando tres estructuras que se solapan una sobre otra, el paleopalio, el arquipalio y el neopalio. Además forman parte del telencéfalo los núcleos basales y los ventrículos laterales (Getty, 1998).

El neopalio constituye la mayor parte del telencefalo, conformando todo lo que se observa en una vista dorsal y la mayor parte de lo que se visualiza en las vistas lateral y medial. Está separado del paleopalio por el surco rinal en la cara lateral

del hemisferio y del arquipalio por el surco esplenial, en la cara medial (Getty, 1998).

El neopalio está formado por un par de hemisferios cerebrales y la lámina terminal gris que forma la pared rostral del tercer ventrículo. Debido a que los hemisferios se desarrollan como protuberancias del diencéfalo sus paredes y luz (los ventrículos laterales) permanecen en continuidad directa con las estructuras correspondientes a esta porción. Los hemisferios adultos son estructuras semiovoideas que forman la mayor parte del cerebro, en su crecimiento se extienden caudalmente sobre el tronco del encéfalo alternando giros y surcos. Ambos hemisferios están separados entre sí por la fisura mediana y del cerebelo por la fisura transversal. Los giros que son fundamentalmente longitudinales, se producen por la restricción que impone el rígido cuerpo estriado y el cuerpo calloso sobre las vesículas telencefálicas en expansión (Dyce et al., 2002).

El arquipalio está incluido en el sistema límbico, que comprende los giros cingular, supracaloso y geniculado, la formación hipocampal y el giro dentado. El arquipalio se curva de acuerdo con la forma que toma la vesícula telencefálica en expansión y se adapta alrededor de la cara dorsal, caudal y ventral del tálamo; el arquipalio se interpone entre el bulbo olfatorio y el hipotálamo, por esta razón tiene forma de orquilla por la expansión del hemisferio. Está dividido topográficamente en una parte dorsal que queda sobre la superficie del cuerpo calloso y una parte ventral formada por la porción doblada sobre sí misma conocida habitualmente como el hipocampo (Dyce et al., 2002).

El hipocampo es una estructura formada por un engrosamiento aplanado que se curva en forma de herradura por encima y atrás del tálamo. Las fibras que salen del hipocampo se desplazan rostralmente sobre su superficie, consolidándose gradualmente en un fascículo grueso, el fórnix, el cual se sitúa directamente por debajo del cuerpo calloso en su primera porción, pero se desvía ventralmente cuando se continúa hacia adelante; se curva alrededor del extremo rostral del

tálamo para entrar en el hipotálamo, donde termina en el cuerpo mamilar. Los hipocampos derecho e izquierdo están unidos por la comisura del fórnix (Dyce et al., 2002)

El paleopalio está circunscrito a la parte basal del encéfalo; está separado, en la superficie lateral del neopalio por el surco rinal y medialmente al arquipalio, aunque con menor claridad. Su extremo rostral presenta un apéndice, el bulbo olfatorio, que se aloja en el receso etmoidal, la superficie en contacto con el hueso está como cubierta de pelillos, por la entrada de numerosos filamentos que constituyen todos juntos el nervio olfatorio; estos filamentos se originan en receptores situados en la mucosa nasal y pasan a través de la multitud de perforaciones de la lámina cribosa del hueso etmoides. Caudalmente, el bulbo se continúa por el tracto olfatorio común que se divide en los tractos medial y lateral separados por un área triangular (el trígono olfatorio). El tracto medial se dirige a la cara media del hemisferio, el tracto lateral continúa caudalmente para unirse al gran lóbulo piriforme, la estructura más sobresaliente de la superficie basal del hemisferio (Dyce et al., 2002).

Los grandes núcleos conocidos como basales se sitúan dorsalmente al paleopalio, la alternancia de los núcleos basales con el conglomerado de fibras de sustancia blanca en las que están embebidos presta a esta región un aspecto estriado de donde recibe el nombre de cuerpo estriado. Los núcleos basales son: el núcleo caudado, el núcleo lentiforme, el claustró y la amígdala. Dentro de este grupo de núcleos el más prominente es el núcleo caudado, que tiene una forma general de coma con una gran cabeza que sobresale en el suelo de la parte principal del ventrículo lateral, un cuerpo que sigue la curva caudal de la cavidad y una cola relacionada con el techo de su prolongación ventral (Getty, 1998).

La estructura interna de los hemisferios cerebrales adultos recuerda el palio de donde se originaron, reconociéndose así una sustancia gris periférica (corteza cerebral) y la sustancia blanca interna (Getty, 1998).

Las fibras que conforman a la sustancia blanca se pueden dividir en fibras de asociación, fibras comisurales y las fibras de proyección. Las fibras de asociación conectan partes del neopallio del mismo hemisferio tras pasar directamente por debajo del corteza. Las fibras comisurales conectan los dos hemisferios, generalmente uniendo partes contralaterales equivalentes. Se disponen sobre el techo del ventrículo lateral y cruzan principalmente a través del cuerpo calloso, que es la mayor comisura telencefálica. Las fibras de proyección descienden desde el corteza conectan con las partes más inferiores del sistema nervioso central; la mayoría convergen en la cápsula interna apelotonadas entre los núcleos basales y el tálamo. En su curso hacia, desde y en la cápsula interna, las fibras de proyección están ordenadas de acuerdo a sus asociaciones funcionales y sus relaciones somatotópicas (Dyce et al., 2002).

VESÍCULAS CEREBRALES Y LÍQUIDO CEREBROESPINAL

A medida que se conforma el cerebro, el sencillo conducto central del tubo neural sufre una serie de cambios con objeto de acomodar las diversas regiones del cerebro en crecimiento, la expansión del conducto central se transforma en los cuatro ventrículos principales del cerebro, de los cuales los dos primeros (los ventrículos laterales) se encuentran dentro de los hemisferios cerebrales y son los que conducen al tercer ventrículo a través de los forámenes interventriculares, en el mesencéfalo el conducto central conserva estrechamente su forma original como el acueducto mesencefálico, que se expande una vez más para originar el cuarto ventrículo en el mielencéfalo (Carlson, 1995).

En el techo del tercer y cuarto ventrículo, los pequeños vasos sanguíneos de la piamadre presionan la bóveda endimaria y la impulsan delante de ellos hacia los ventrículos. Estos grupos libres ramificados de vasos y su epitelio endimario reciben el nombre de plexos coroideos los cuales junto con otros que se forman en las paredes de los ventrículos laterales (I y II) del telencéfalo secretan el líquido

cerebroespinal (Carlson, 1995). Así, el líquido cerebroespinal circula continuamente desde los ventrículos laterales hacia el tercer ventrículo a través de los forámenes interventriculares, de aquí pasa al cuarto ventrículo por el acueducto mesencefálico para de aquí salir hacia el canal central de la médula oblongada (por la apertura mediana del cuarto ventrículo) o bien la cavidad subaracnoidea (por las aperturas laterales del cuarto ventrículo) (Carlson, 1995).

CONSERVACIÓN DE ENCÉFALOS POR EL MÉTODO DE PLASTINACIÓN

La demostración de especímenes completos o en cortes gruesos es un ejercicio importante en la enseñanza e investigación anatómica ya que permite reconocer, describir y analizar las estructuras que constituyen al organismo en su posición tridimensional y sus relaciones espaciales (Gersenowies, 1998; Olivares, 1999).

Las operaciones tradicionales que permiten obtener piezas fijadas para el estudio anatómico se denomina embalsamamiento y se han mejorado, permitiendo en la actualidad que las piezas preparadas puedan resistir varios grados de manipulación, desecación y vaciamiento por un periodo prolongado durante las disecciones, pudiéndose guardar a temperatura ambiente logrando un lapso de hasta cinco años de uso continuo (Gersenowies, 1998).

Las técnicas anatómicas que actualmente se usan, en forma rutinaria, para fines docentes y de investigación como son la fijación en formalina, alcohol, etc, si bien son económicas, tienen múltiples defectos, destacándose la corta vida media de los preparados anatómicos y en algunos casos la poca fidelidad con respecto al material vivo (Olivares, 1999).

El método de conservación del espécimen ideal debe de ser seco, no tóxico, durable, limpio, estable e inodoro. En el pasado los especímenes eran

conservados por medio de parafinización e infiltración de glicol de polietileno pero ninguno de estos métodos tenían resultados satisfactorios (Bickley et al., 1981; Dawson et al., 1998; Huizen et al., 1992; Weber y Henry, 1992).

En la actualidad la mayoría de las piezas son fijadas con una solución de formol al 10% que permite una preservación de 4 a 5 años. Sin embargo, diversos estudios han demostrado que el formol es un poderoso carcinógeno. Esto ha motivado la búsqueda de otros métodos de preservación de organismos (Gersenowies, 1998).

Desde finales de los años cuarenta se han utilizado los polímeros sintéticos para la preservación de organismos incluyéndolos en bloques gruesos de resina, los cuales no son de fácil manejo, siendo utilizados como material de exhibición y museo con una preservación inadecuada de la coloración natural (Gersenowies, 1998; Olivares, 1999).

Se ha descrito un método de impregnación con polímeros sintéticos, el cual permite un mejor manejo de los organismos preparados, tanto para la enseñanza como para estudios de investigación anatómica. Este método ha recibido el nombre de plastinación esta técnica ha tenido un gran éxito en la preservación de preparaciones anatómicas (Gersenowies, 1998; Homeira et al., 1981; Karine y Von Haggens, 1988; Miklosova y Vojtech, 2004; Riepertinger, 1988).

La plastinación fue introducida por Von Haggens en 1978, la cual ofrece posibilidades en la preparación limpia, seca y de fácil manejo (Guisen et al, 1992) y es el método ideal para conservar piezas anatómicas (Olivares,1999). Consiste básicamente en reemplazar lípidos y agua en los tejidos por polímeros, silicón, resinas epóxicas o poliéster, la cual subsecuentemente resulta en un espécimen seco, limpio y sin olor, que provee características apropiadas tanto ópticas como físicas del espécimen tratado (Bickley et al., 1981; Dawson et al., 1998; Gersenowies, 1998; Olivares, 1999; Ravera F, 2006).

Para preservar los tejidos por plastinación existen tres variaciones de la técnica, permitiendo cada una de ellas distintos tipos de preparados:

1.- La impregnación en silicona, que es usada para especímenes enteros o cortes de cuerpo y órganos, obteniendo una apariencia natural; permite la obtención de preparados elásticos y flexibles, siendo usados, principalmente, para fines docentes (Huizen et al., 1992; Weber y Henry, 1992; Olivares, 1999).

2.- La impregnación con epoxy, para la obtención de cortes de órganos o cuerpos enteros transparentes, es utilizada, principalmente, para fines de investigación, puesto que permiten una visión topográfica real de las estructuras corporales. Además, estos preparados son útiles en programas de entrenamiento de resonancia magnética nuclear y tomografía (Huizen et al., 1992; Weber y Henry, 1992; Olivares, 1999).

3.- La impregnación con poliester copolímeros, son preparados opacos, rígidos y quebradizos. Esta técnica se utiliza principalmente para cortes de encéfalos, permitiendo una excelente distinción entre sustancia gris y blanca (Huizen et al., 1992; Weber y Henry, 1992; Olivares, 1999).

En estudios neuroanatómicos las preparaciones de encéfalos plastinados con goma de caucho es la técnica estándar ya que confiere características de durabilidad y limpieza, además de ser inodoro; sin embargo los especímenes plastinados son frágiles y se deben de manejar con cuidado (Olivares, 1999; Riepertinger, 1988).

La plastinación con el silicón es una excelente técnica para la diferenciación entre sustancia blanca y gris del cerebro y ofrece una buena oportunidad de realizar cortes para la observación anatómica e histológica (Huizen et al., 1992; Weber y Henry, 1992) .

Se utilizan diferentes técnicas de tinción para diferenciar sustancia gris y blanca, dentro de estas técnicas se han descrito varias, que incluyen:

- a) Coloración H-E (hematoxilina- eosina) (Aguilar et al., 2000)
- b) Coloración Río-Hortega (Aguilar et al., 2000)
- c) Tinción de Mülligans (Ravera, 2006; Trejo, 1994)
- d) Tinción de Mülligans modificada (Refojos, 2003;Trejo, 1994)

Con estas técnicas, es posible que los encéfalos una vez teñidos puedan ser plastinados convirtiendo estos cortes en piezas conservadas que no perderán color con el paso del tiempo, al contrario, de los encéfalos teñidos conservados en formol que van perdiendo la coloración con el tiempo (Weber y Henry, 1992).

La plastinación puede ser usada con todo tipo de material biológico humano y animal, por lo que su potencial de uso a nivel universitario no solo se limita al estudio de la anatomía normal, sino también se puede explotar su aplicación en áreas tales como la anatomía patológica, embriología, etc. Además, vale la pena mencionar que es de gran utilidad en la creación de material para museo (Bickley et al., 1981; Dawson et al., 1998; Olivares,1993).

El método de plastinación se ha empleado con éxito para conservar todo tipo de piezas anatómicas tales como: corazón, riñón, encéfalo, placentas, muestras patológicas (biopsias), articulaciones, pulmones, cuerpos humanos y de animales completos; últimamente se está probando en algunos tipos de plantas (Dawson et al., 1998; Gersenowies, 1998; Homeira et al., 1981; Huizen et al., 1992; Karine y Von Haggens1988; Olivares, 1999; Riepertinger, 1989; Weber y Henry 1992).

III.- OBJETIVOS

Objetivo general

Obtener modelos de encéfalos de canino conservados por un método de plastinación para su estudio anatómico.

Objetivos particulares

- 1) Realizar la extracción de encéfalos de canino.

- 2) Aplicar la técnica de plastinación como método de conservación en encéfalos de canino, utilizando dos variantes.

- 3) Realizar una tinción de diferenciación de sustancia blanca y sustancia gris en cortes longitudinales y transversales de 0.5cm, aplicando posteriormente el método de plastinación.

- 4) Evaluar la técnica de plastinación aplicada en encéfalos de canino en cuanto a sus características morfológicas y su función como modelo de estudio anatómico como son: tamaño, color, durabilidad, manejo y mantenimiento. Con relación a los encéfalos conservados en formol.

IV.- MATERIALES Y MÉTODOS

MATERIALES

- *Cámara de vacío
- *Bomba de vacío
- *Congelador
- *10 Frascos de vidrio de 500ml
- *Estuche de disección (pinzas, bisturí, tijeras)
- *Sierra
- *Formón
- *Cuchillos
- *Martillo
- *Hilo de cáñamo

Material biológico

- *Encéfalos de canino

Material químico

- *Formaldehído
- *Ácido fénico USP (cristales)
- *Glicerina pura
- *Alcohol etílico absoluto
- *Acetona pura
- *Silicón T-2
- *Agente curador T-2
- *Resina poliéster MF300
- *Agente curador K2000
- *Ácido clorhídrico concentrado
- *Cristales de sulfuro de cobre

MÉTODOS

PLASTINACIÓN POR EL MÉTODO TRADICIONAL DE VON HAGGENS

El presente trabajo se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Apoyo Técnico de Anatomía ubicado en la FES Cuautitlán.

Obtención del espécimen

a) Se obtuvieron un total de 30 cadáveres de canino (de los cuales se utilizaron los encéfalos) provenientes del centro de control canino de Cuautitlán. Posteriormente fueron trasladados al Laboratorio de Apoyo Técnico de Anatomía de la FES Cuautitlán. Una vez en el laboratorio, se realizó la disección de la arteria carótida común por la que se introdujo solución de Von Haggens (Riepertinger; 1988), ligando previamente la carótida externa para forzar el paso de la solución hacia el encéfalo a través de la carótida interna, se dejó en reposo aproximadamente durante 1 hora, lo anterior se hizo para facilitar la manipulación del encéfalo al momento de su extracción.

Extracción del Encéfalo

a) Se retira la piel y músculos dorsales del cráneo y cuello hasta la vértebra cervical III quedando expuesto el cráneo y primeras vértebras cervicales.

b) Se procede a realizar un corte de la pared dorsal del cráneo en forma romboidal desde el frontal hasta las vértebras cervicales I a III.

c) Una vez expuesto el encéfalo, se procedió a la eliminación de la duramadre procurando no lacerar las meninges restantes (piamadre y aracnoides), esto se realizó tanto en encéfalo como en médula espinal.

d) La médula espinal se cortó a tres cm de su origen para facilitar la extracción del encéfalo.

e) Se retiró el encéfalo de la cavidad craneal empezando por la médula espinal cortando los nervios de los que se encuentra sujeta tanto en la médula como en el encéfalo, teniendo cuidado de no dañar al encéfalo y la hipófisis.

f) Una vez expuesto, el encéfalo se lavó con agua para eliminar restos de grasa y líquidos.

TÉCNICA DE PLASTINACIÓN DE VON HAGGENS

Fijación

a) Los treinta encéfalos lavados se fijaron en una solución de Von Haggens (formaldehído 5.3%, fenol 2.94%, glicerina 5.88% y etanol 23.52%) en la que se sumergieron completamente. Para evitar deformaciones se suspendieron por medio de un hilo para que no tuvieran contacto con las paredes del recipiente, este proceso durante una semana.

b) Después se procedió a realizar un lavado continuo con agua corriente durante 24 horas para retirar el exceso de la solución fijadora.

Deshidratación y Sustitución

a) La deshidratación se realizó por medio de un tren de soluciones de etanol (50%, 80% y 100%) en las que se sumergieron los cerebros suspendidos, permaneciendo por un periodo de 3 días en cada solución.

b) Posteriormente se realizó la sustitución con acetona con cuatro cambios permaneciendo tres días en cada uno. Este proceso se realizó a una temperatura

de -20°C , a excepción de la primera sustitución la cual se mantuvo a temperatura ambiente.

Impregnación

a) Se depositaron los encéfalos en silicón transparente Silastic T-2® (Dow Corning, caucho químico SA de CV) o la resina poliéster MF300® (Poliformas Plásticas S. A de C . V), durante 24 horas.

Impregnación Forzada

a) Los encéfalos fueron sumergidos en la sustancia plastificante (doce encéfalos en caucho de silicón y cinco en resina poliéster) sometidos a vacío a una presión de por lo menos 25 mmHg, este proceso tuvo una duración de 72 horas.

b) Una vez terminado el proceso de impregnación se retiró el exceso de la sustancia plastificante por medio de una limpieza de los encéfalos con alcohol isopropílico y acetona.

Curado

Los encéfalos se suspendieron para mantenerlos al aire libre; este proceso duró aproximadamente 24 horas. Se curó la pieza cubriéndola con el agente T-2 en el caso del caucho silicón y con K2000 para la resina, posteriormente se sometió a vacío en condiciones similares a las descritas para la impregnación facilitando una mayor saturación del agente curador en el espécimen.

Variante al método de plastinación.

La variación se hizo en la fase de deshidratación, utilizando exclusivamente acetona pura en tres cambios cada uno de 1 semana, la primera semana se

mantuvieron a temperatura ambiente y las siguientes dos semanas en congelación a una temperatura de -20°C .

TÉCNICA DE TINCIÓN DIFERENCIAL DE SUSTANCIA GRIS Y BLANCA (TINCIÓN DE MÜLLIGANS MODIFICADA)

Se aplicó la técnica en cuatro encéfalos a los que se les hicieron cortes transversales y longitudinales de 0.5 cm.

a) Sumergir durante 2 minutos en una solución de Mülligans (40 g de fenol en cristales, 5 g de sulfato de cobre, 1.25 ml de ácido clorhídrico, 1000 ml de agua destilada) a 60°C .

b) Lavar en agua a una temperatura de 40°C durante 1 minuto.

c) Los cortes se sumergieron durante 2 minutos en una solución de cloruro férrico al 1% hasta que se diferenció la sustancia gris.

d) Lavar con agua corriente durante 1 minuto.

e) Se sumergieron en una solución de ferrocianuro de potasio al 1% hasta que apareció el color azul brillante de la sustancia gris.

f) Lavar de nuevo con agua durante un minuto, repitiendo el procedimiento en el caso de que la coloración azul no fuera intensa, por un minuto más, y repitiendo el lavado con agua corriente.

g) Finalmente los cortes se conservaron en una solución de Von Haggens para posteriormente ser plastinados con silicón (Trejo, 1994).

V.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De los 30 encéfalos obtenidos, 17 reunieron las características deseadas con todas sus estructuras completas

Posteriormente se procedió a seguir la técnica de plastinación descrita por Von Hagens. Al comparar la técnica original con la variante nuestra en la que se cambio el proceso de deshidratación, se obtuvieron encéfalos de tamaño más reducido pero con un color más natural que permite una mejor apreciación de las estructuras anatómicas del encéfalo (Fig. 1).

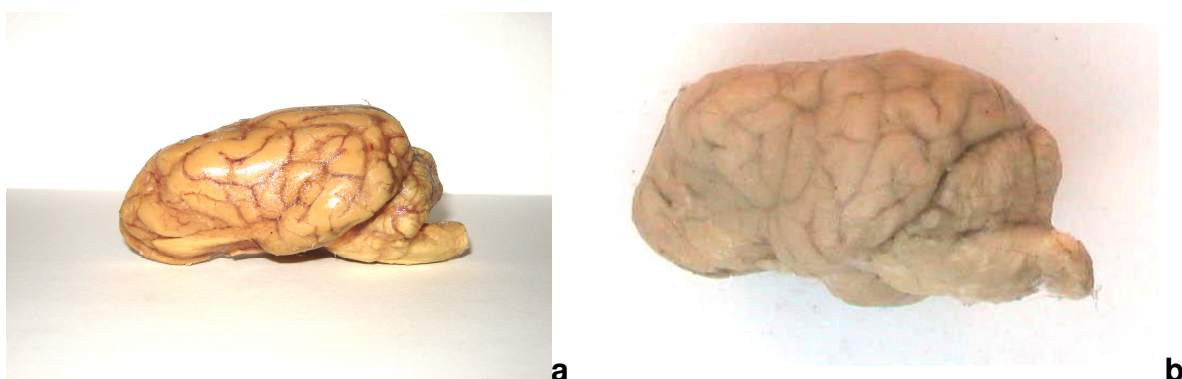


Figura 1.- Encéfalos de canino sometidos a dos procesos de deshidratación. a)Deshidratación modificada , b) Deshidratación Von Hagens.

Los siete encéfalos que se sometieron a la deshidratación con alcohol y acetona redujeron aproximadamente un 41.54% su peso original (Tabla 1) a diferencia de los diez encéfalos deshidratados únicamente con acetona los cuales redujeron en peso hasta el 62.69% (Tabla 2)

Tipo de cráneo	Peso aprox. del perro(Kg)	Sexo	Edad aproximada (años)	Peso del encéfalo(g)	
				Al inicio	Plastinado
Mesaticéfalo	10	H	5	77	53
Mesaticéfalo	6	H	4	70	50
Mesaticéfalo	5	H	1	70	44
Mesaticéfalo	7	M	3	73	41
Mesaticéfalo	4	H	3	70	42
Mesaticéfalo	10	M	4	78	36
Mesaticéfalo	5	H	6	82	38

Tabla 1. Características de los animales y encéfalos sometidos a la técnica de plastinación con deshidratación en alcohol y acetona.

Tipo de cráneo	Peso aprox. del perro(Kg)	Sexo	Edad aproximada (años)	Peso del encéfalo(g)	
				Al inicio	Plastinado
Mesaticéfalo	5	H	1	75	31
Mesaticéfalo	8	M	3	70	32
Mesaticéfalo	6	M	6	70	28
Mesaticéfalo	10	H	3	73	29
Mesaticéfalo	6	H	6	82	31
Mesaticéfalo	4	H	3	66	28
Mesaticéfalo	10	H	1	83	33
Mesaticéfalo	6	H	6	66	16
Mesaticéfalo	5	H	3	86	32
Mesaticéfalo	7	H	4	66	15

Tabla 2. Características de los animales y encéfalos sometidos a la técnica de plastinación con deshidratación en acetona.

Como se puede observar en las tablas 1 y 2 no existe relación con el peso del encéfalo y el peso del animal, sexo y edad. Si no por el tipo de técnica de deshidratación utilizada en la plastinación.

Con relación a los tipos diferentes de impregnación se observó que los cinco encéfalos impregnados con resina presentaron una reducción en peso de 26.8% (Figura 2b) con respecto a los doce encéfalos impregnados en silicón que redujeron un 57.37% de su peso (Figura 2a); además los primeros adquieren una coloración oscura que no permite observar a detalle las características anatómicas de los encéfalos.

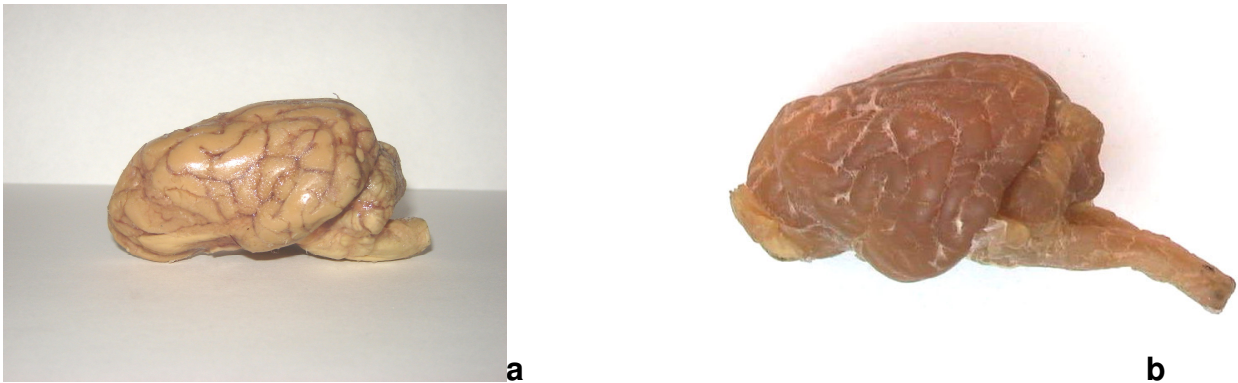


Figura 2.- Encéfalos sometidos a dos procesos de impregnación. a) Impregnación con silicón T- 2, b) Impregnación con resina.

Al comparar los encéfalos conservados por la técnica de plastinación con aquellos conservados en la forma tradicional en formol, se observó que los encéfalos plastinados presentan varias ventajas frente a los conservados por inmersión en formol como: una alta durabilidad (1 año), son inodoros, de fácil manejo, no tóxicos, no presentan cambios en su coloración original y tienen una mayor resistencia al paso del tiempo, como desventaja está la reducción de tamaño de las piezas.

La técnica de Mülligans modificada se aplicó a cuatro encéfalos a los que se les hicieron cortes longitudinales y transversales de un grosor de 0.5 cm, posteriormente se tiñeron con una solución de Mülligans modificada antes de ser sometidos a la plastinación. La figura 3 muestra que la diferenciación entre sustancia gris y sustancia blanca lograda con esta técnica se mantiene después de la plastinación.

El problema que se observó es que los cortes de encéfalo deben de ser relativamente delgados (aproximadamente 0.5 cm) para que la diferenciación entre sustancia gris y blanca sea la adecuada, sin embargo, al momento de plastinarlos, se vuelven muy frágiles al manejo ya que se rompen fácilmente por lo que para poder ser utilizados en la docencia se recomienda que se muestren en vitrinas.

A diferencia de los cortes teñidos y mantenidos en formol, los cortes teñidos y plastinados no perdieron intensidad en la tinción a pesar de haber estado expuestos al medio ambiente durante un año (Figura 3a). En los cortes de encéfalo conservados en inmersión por formol, se observó que perdieron intensidad en la tinción al transcurrir apenas una semana y de igual manera que los cortes plastinados son muy frágiles al manejo (Figura 3b).

La aplicación de la técnica de plastinación en los encéfalos de canino da como resultado modelos en los cuales se pueden apreciar las características morfológicas que son de especial interés en el estudio anatómico del encéfalo. Tomando como referencia la descripción del encéfalo de canino realizada en la introducción de este trabajo se muestran las diferentes partes del encéfalo en los modelos plastinados (Figuras 4, 6, 8, 10 y 12), incluyendo imágenes de encéfalos conservados en formol como punto de referencia para comparar ambas técnicas (Figuras 5, 7, 9, 11 y 13) al momento de reconocer las estructuras que conforman el encéfalo del canino.

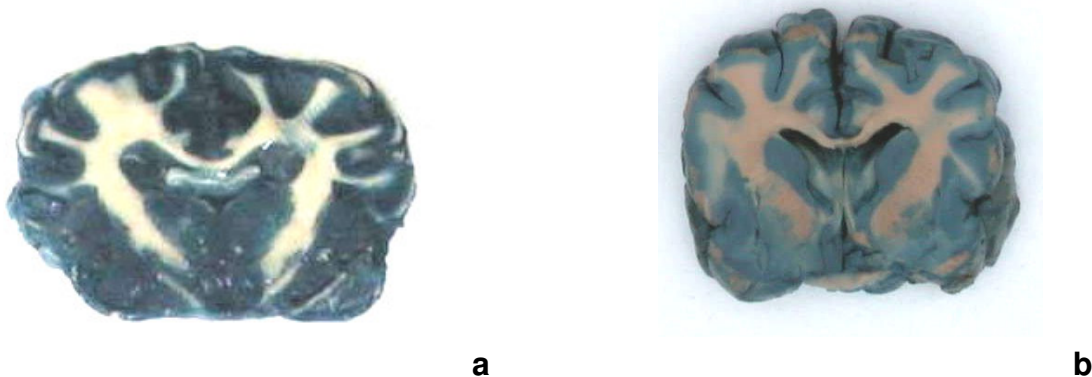


Fig. 3.- Cortes de encéfalo teñidos con la técnica de Mülligans modificada. a) Encéfalo de canino al que se le aplicó la tinción de Mülligans modificada y posteriormente se sometió a la técnica de plastinación, **b)** Encéfalo de canino teñido con Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol.

Se exponen en este trabajo las imágenes de los cortes de encéfalos teñidos con Mülligans modificada y plastinados (Figuras 14, 16 y 18), con sus figuras comparativas de cortes teñidos con Mülligans modificada y conservados por inmersión en formol (Figuras 15, 17 y 19).

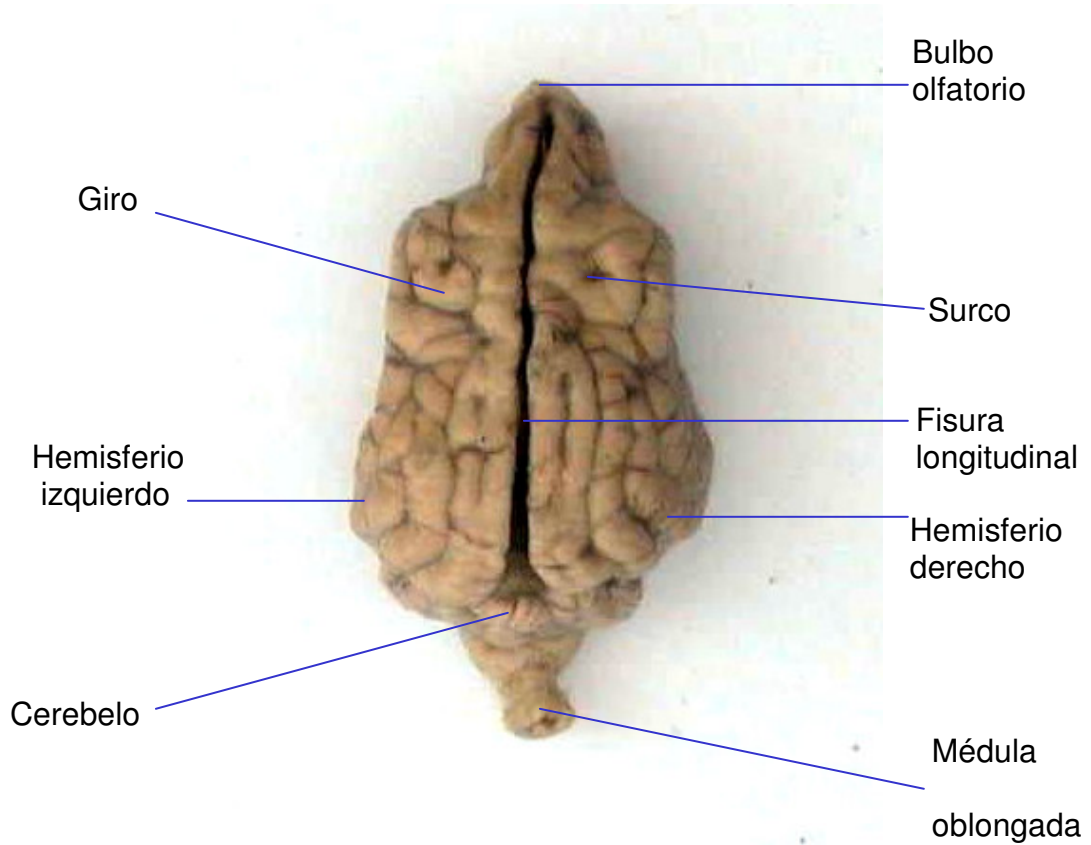


Figura 4.- Vista dorsal del encéfalo canino conservado por la técnica de plastinación

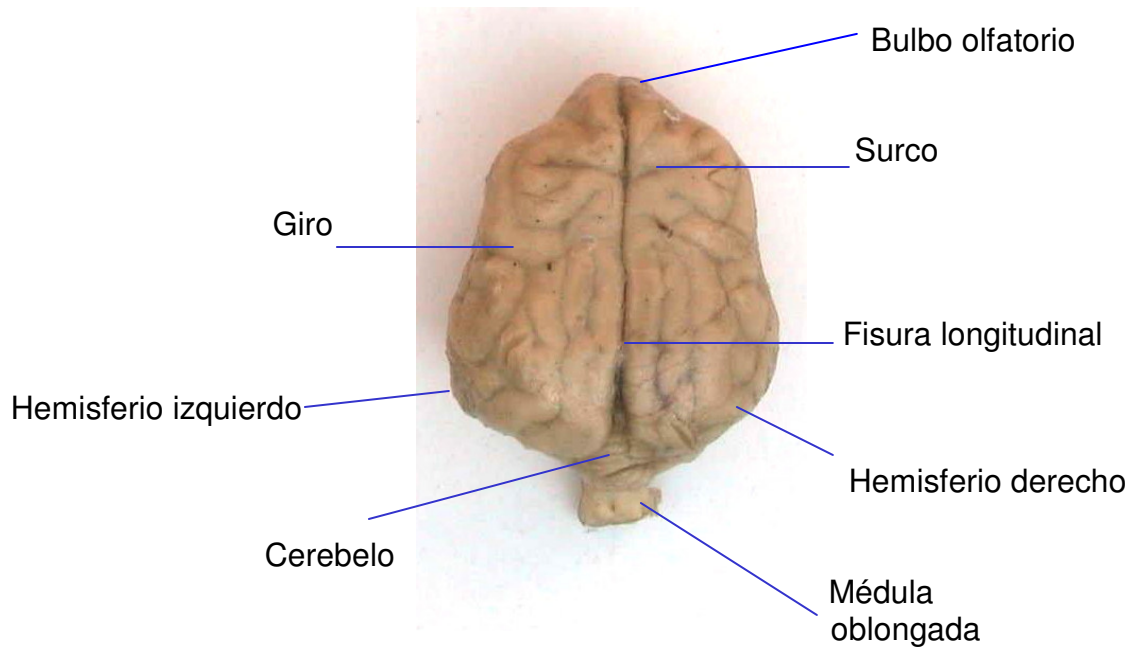


Figura 5.- Vista dorsal del encéfalo de canino conservado por inmersión en formol

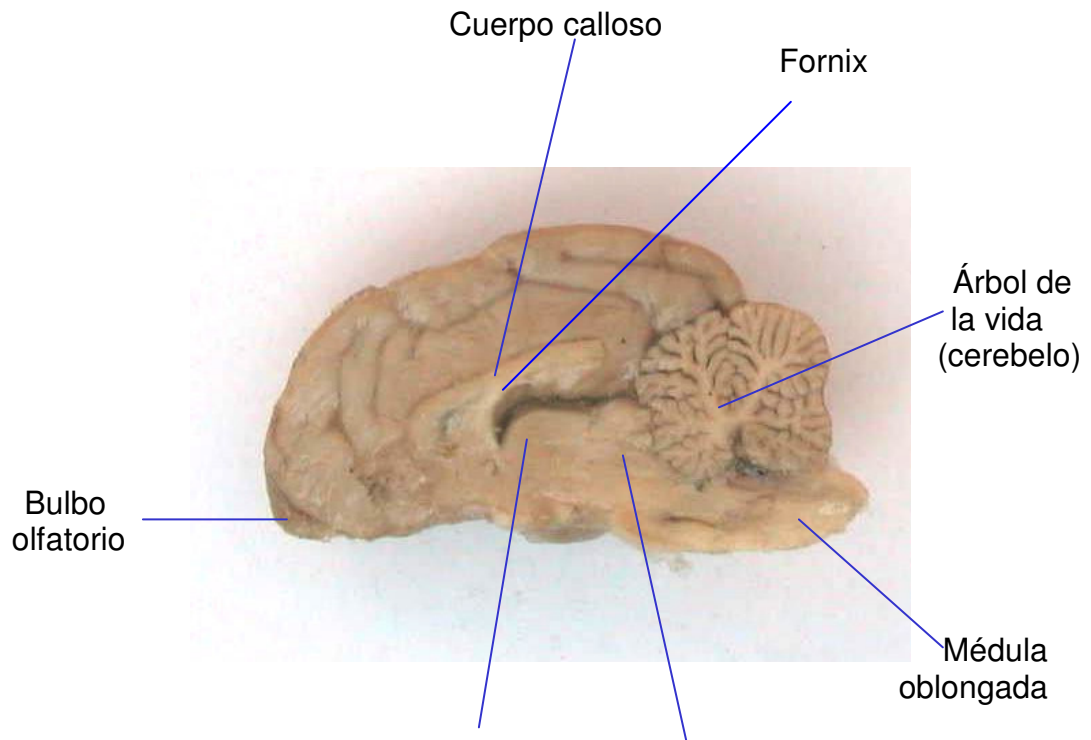


Figura 6.- Corte longitudinal y vista de la superficie medial del encéfalo de canino conservado por la técnica de plastinación

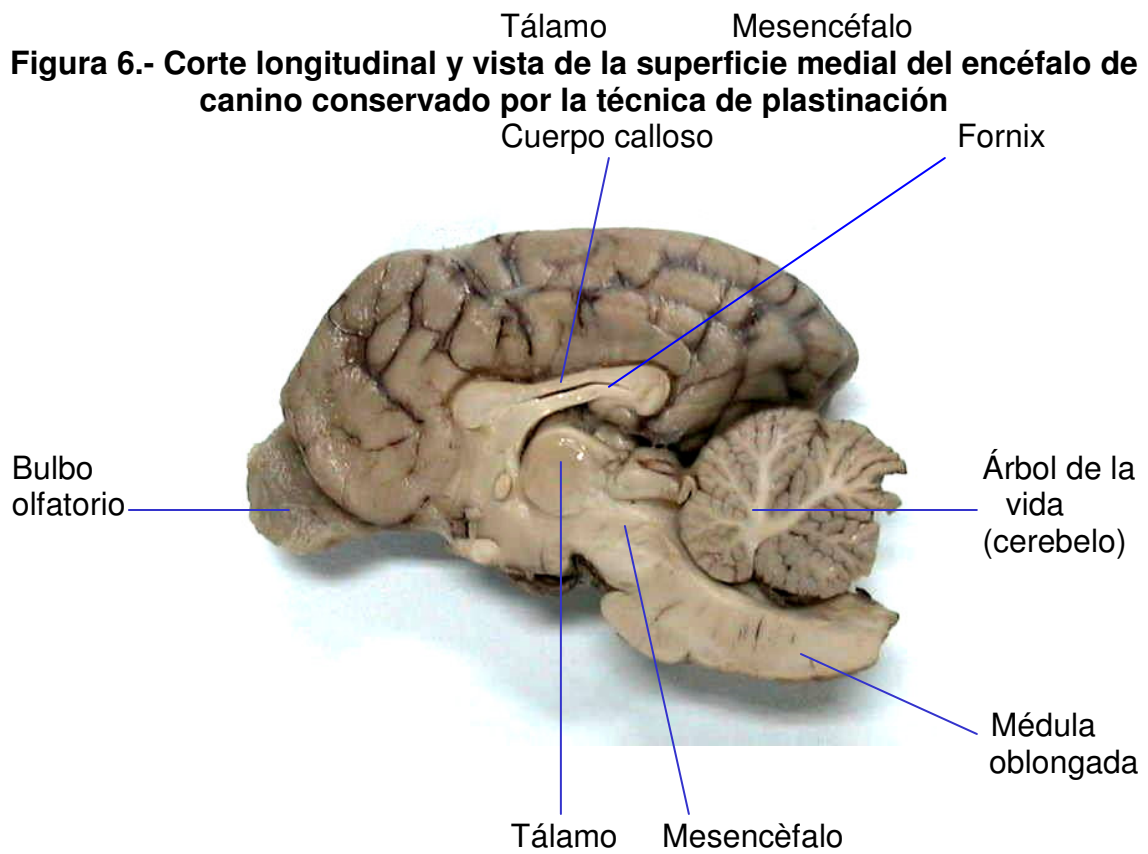


Figura 7.- Corte longitudinal y vista de la superficie medial del encéfalo de canino conservado por inmersión en formol

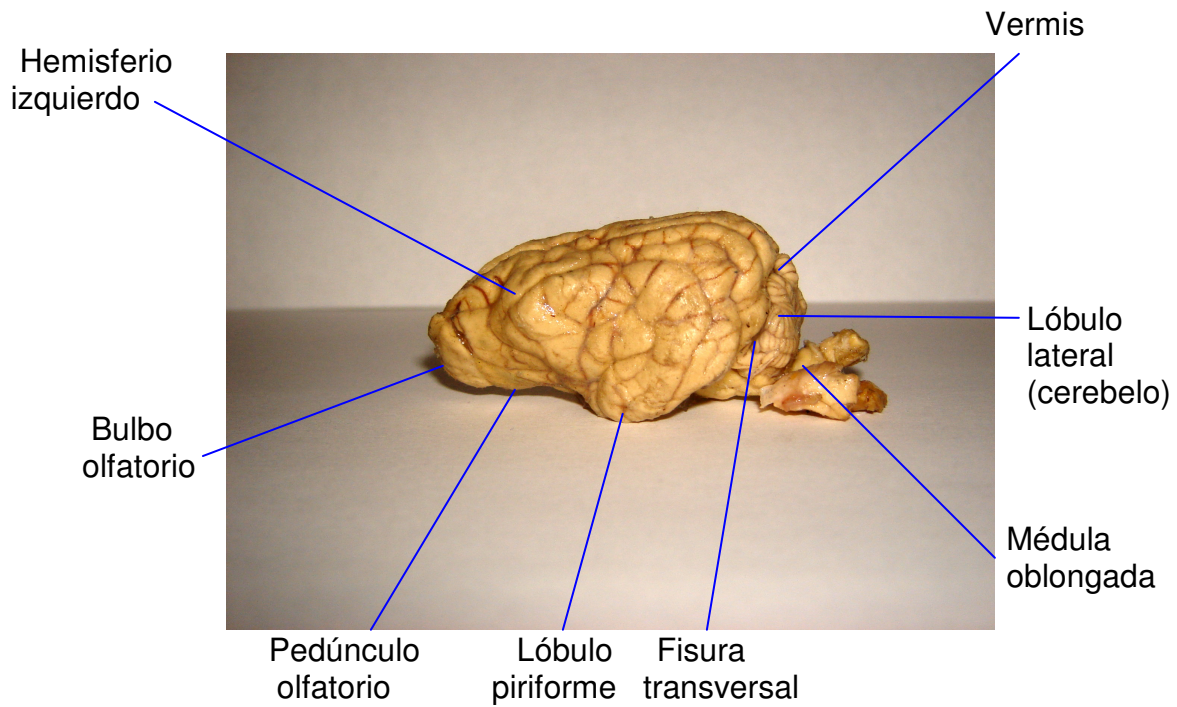


Figura 8.- Vista lateral de encéfalo de canino conservado por la técnica de plastinación

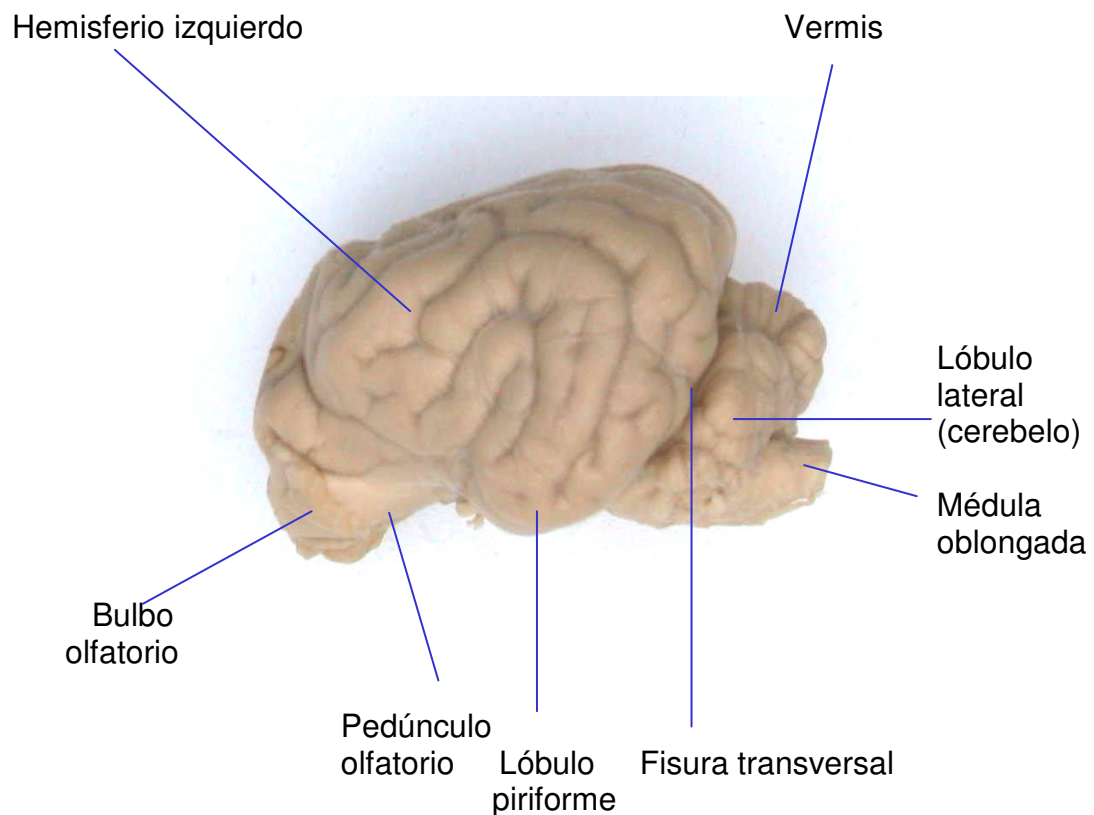


Figura 9.- Vista lateral de encéfalo de canino conservado por inmersión en formol

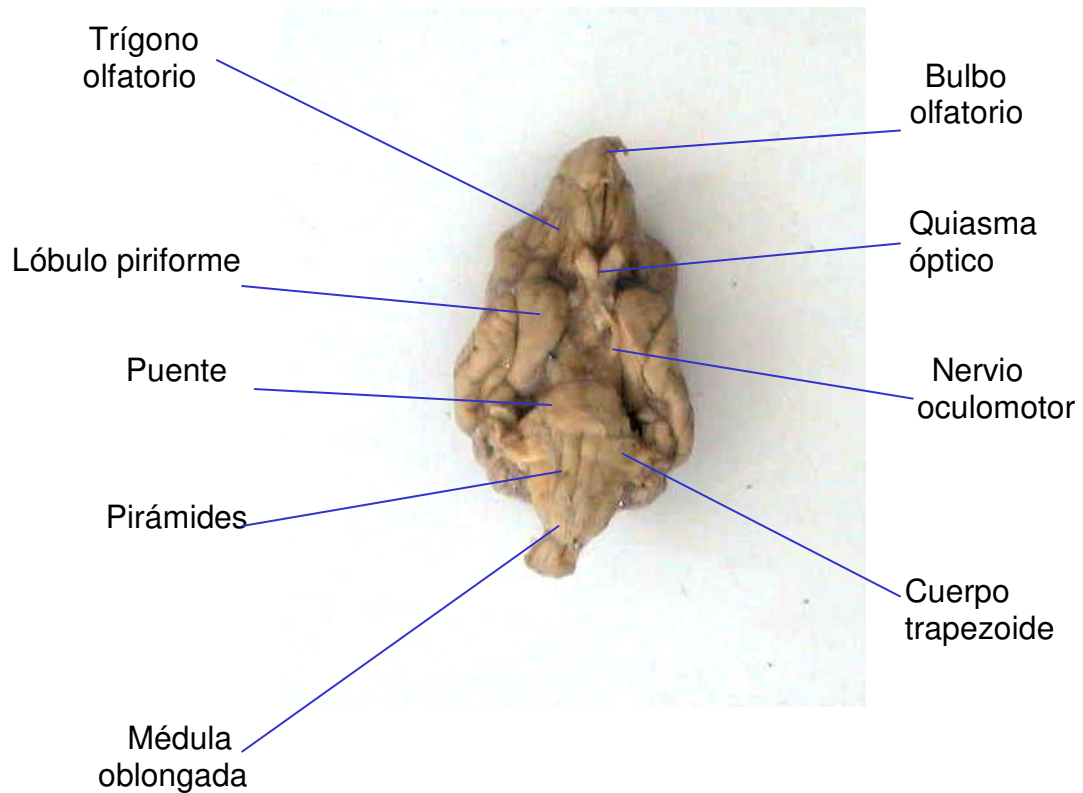


Figura 10.- Vista ventral de encéfalo de canino conservado por plastinación

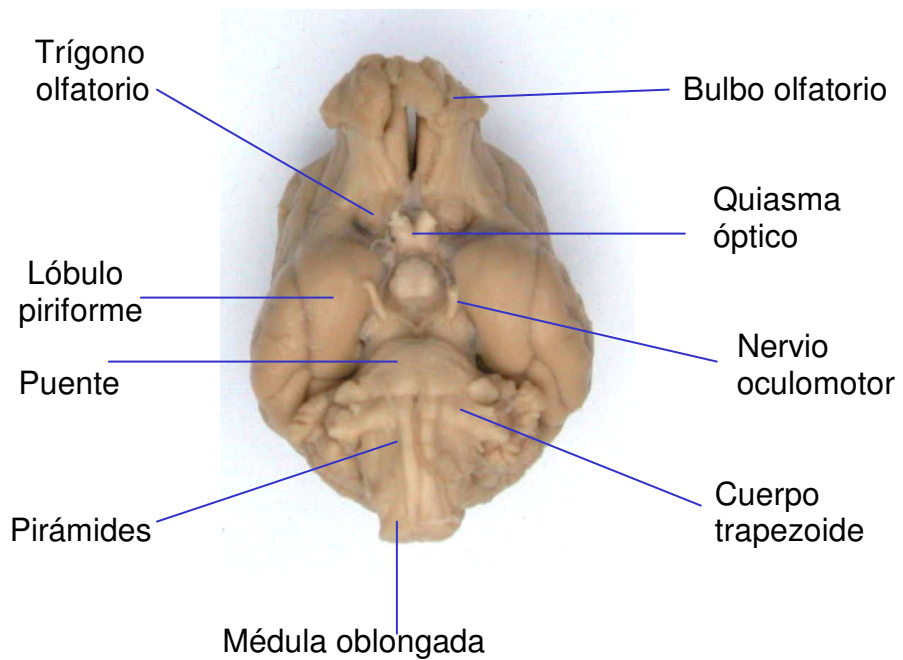


Figura 11.- Vista ventral de encéfalo de canino conservado por inmersión en formol

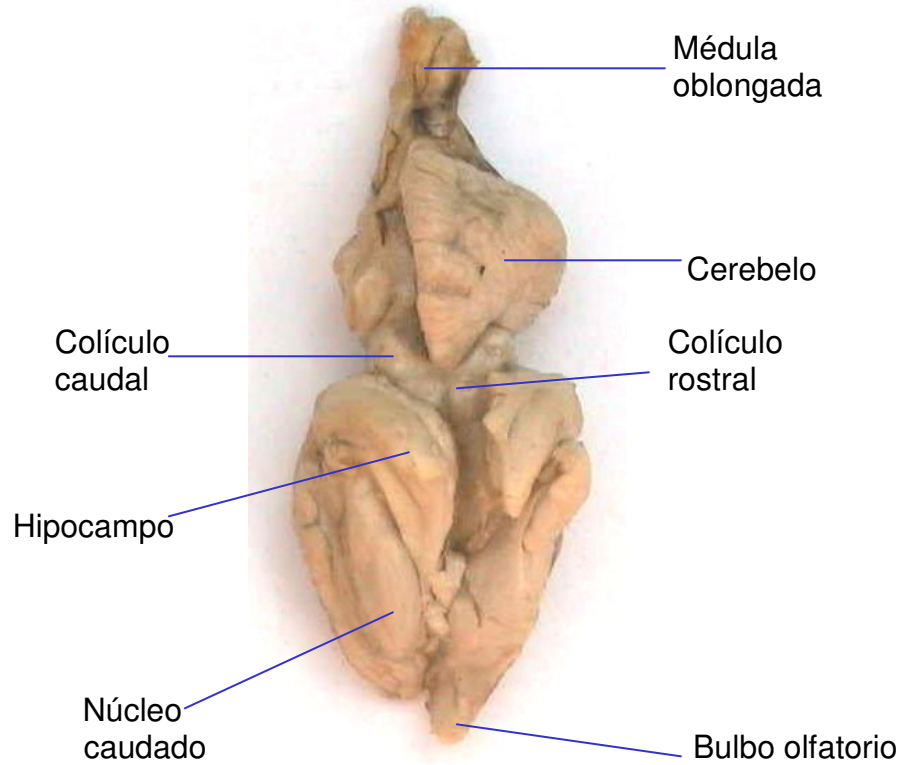


Figura 12.- Vista dorsal del tallo encefálico conservado por la técnica de plastinación

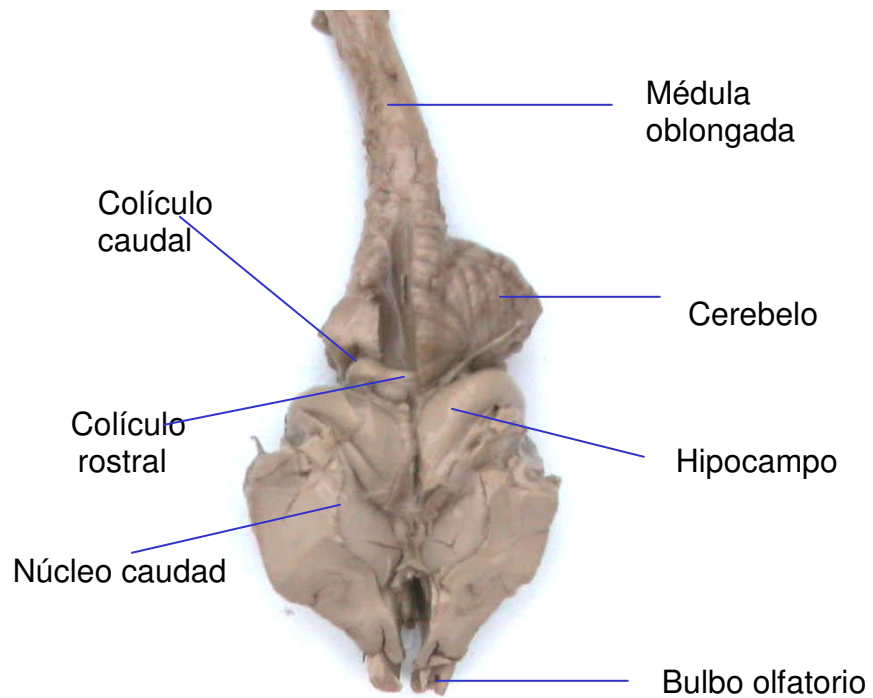


FIGURA 13.- Vista dorsal del tronco encefálico de canino conservado por inmersión en formol



Figura 14.- Corte transversal de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por la técnica de plastinación.

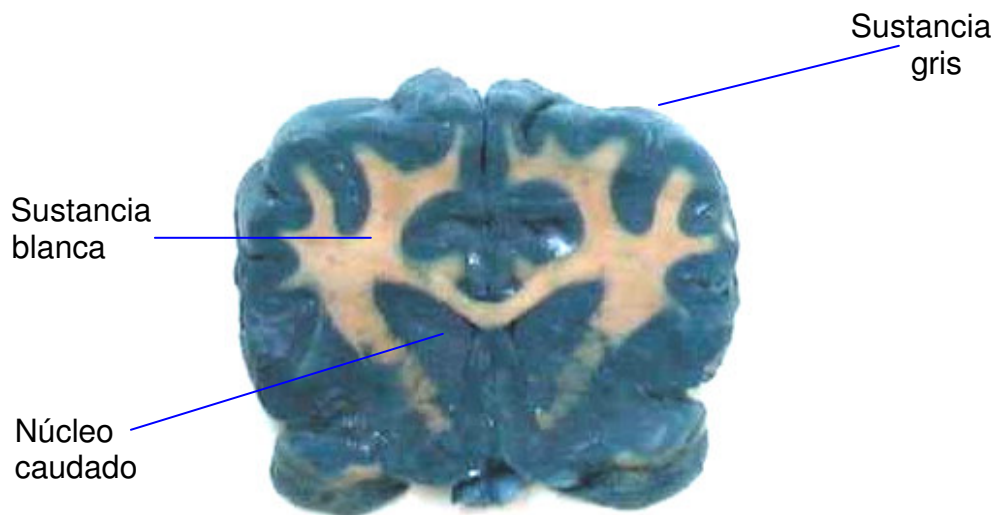


Figura 15.- Corte transversal de encéfalo teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol.

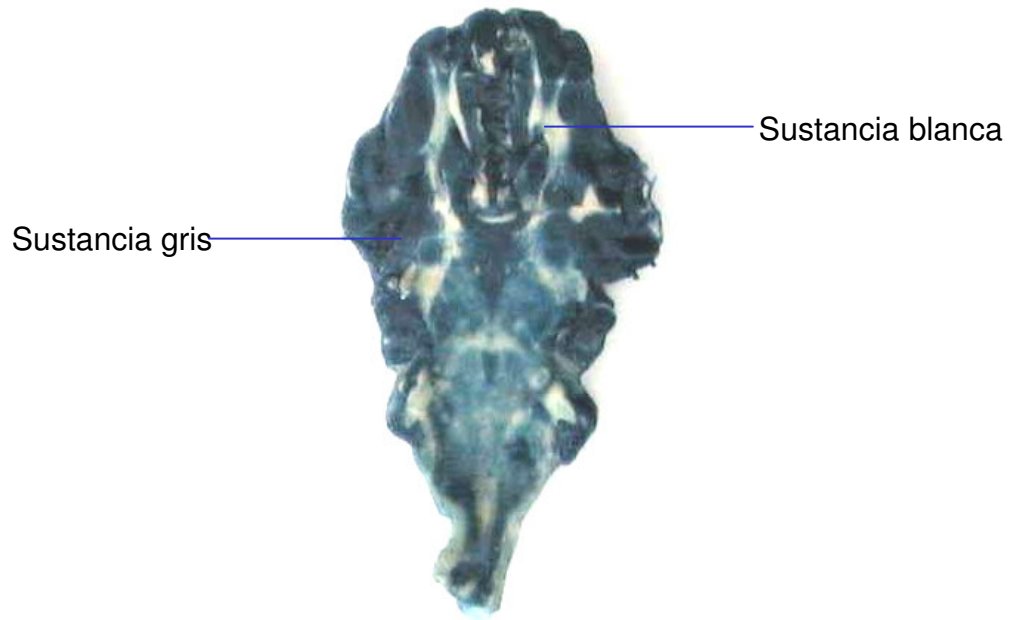


Figura 16.- Corte dorsal de encéfalo canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por la técnica de plastinación.

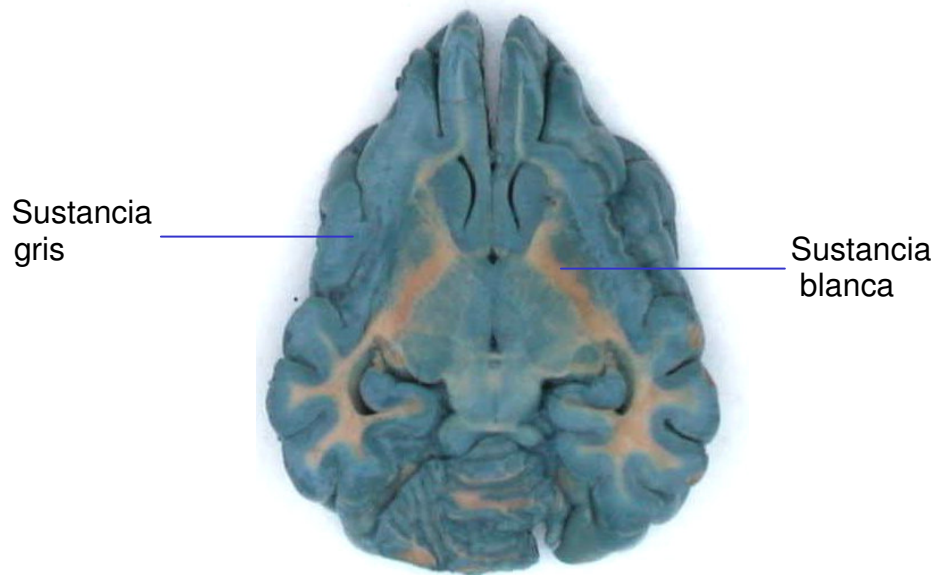


Figura 17.- Corte dorsal de encéfalo canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol.



Figura 18.- Corte sagital de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por la técnica de plastinación.

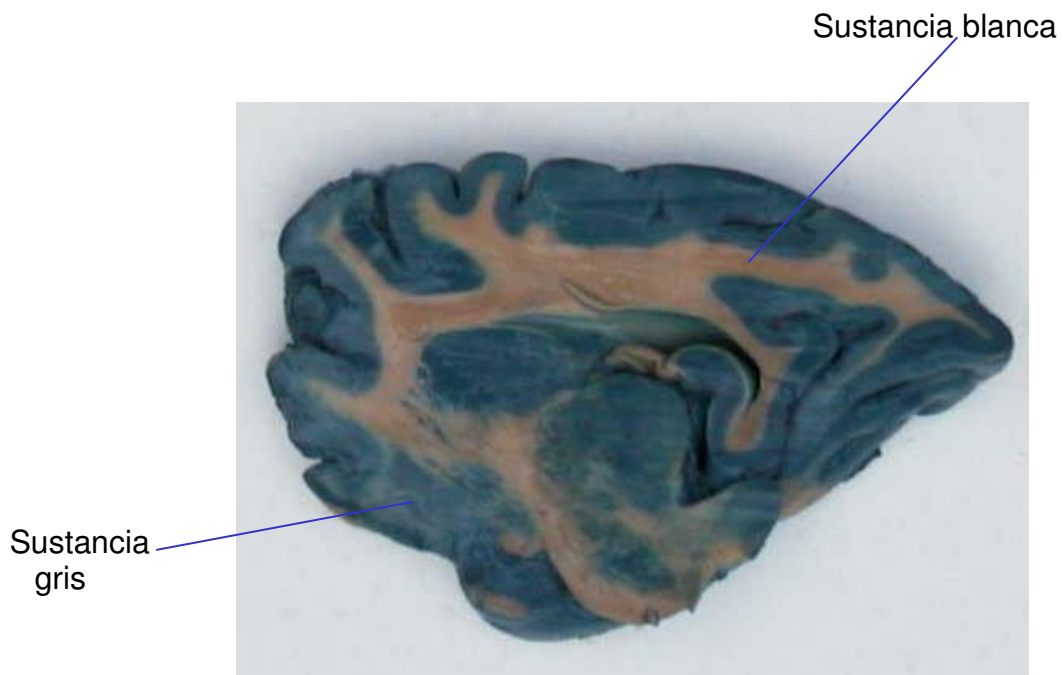


Figura 19.- Corte sagital de encéfalo de canino teñido por la técnica de Mülligans modificada y conservado por inmersión en formol.

VI.- CONCLUSIONES

1. Se aplicó el método de plastinación descrito por Von Haggens en encéfalos caninos con una variante en la deshidratación. Se obtuvieron encéfalos con una reducción hasta del 62.69% de peso pero con un color más parecido al original, con esto se pudo acortar el tiempo en el proceso de la técnica prácticamente a un mes al modificar la deshidratación.
2. Se obtuvieron cortes de encéfalo de canino teñidos por la técnica de Mülligans modificada y posteriormente fueron plastinados con una adecuada diferenciación perfectamente la sustancia gris y la sustancia blanca.
3. Se llevaron a cabo dos procesos de impregnación en los que se observó que los encéfalos tratados con silicón presentan ventajas sobre los sometidos al proceso con resina, los encéfalos impregnados en resina adquieren una coloración café que no permite observar las estructuras anatómicas del encéfalo, al contrario de los impregnados con silicón que presentan características de color muy similar al natural.
4. Las piezas obtenidas poseen las características que son favorables para su uso en la docencia debido a su alta durabilidad, nula toxicidad, fácil manejo y almacenaje además de ser inodoras y secas.

VII.-BIBLIOGRAFÍA

- 1) Aguilar M.L., Cornejo M. A, Luna L., Torres J, Arias J. M., García C. G., Ocampo J., Zuñiga N. J. Manual de laboratorio de histología veterinaria. UNAM, FES : 35-40; 2000.
- 2) Bickley H. C., Von Haggens G., Townsend F. M. An improved method for the preservation of teaching specimens. American Medical Association, Vol. 105 : 674-676; 1981.
- 3) Carlson M. B. Embriología básica de patten. 5ª Ed., Edt. Interamericana Mc Graw Hill : 436-457., 1995.
- 4) Climent S. Manual de los animales domésticos. Acribia :17-33.,1998.
- 5) Dawson T. D., Ryk S. J, Williams G. T. How do we teach pathology? silicone plastinated pathology specimens and their teaching potential. Journal Pathology, Vol. 162:265-272; 1998.
- 6) Dyce K. M, Sack W. O., Wensing C. J. G. Anatomía veterinaria; Edt. Mc Graw Hill Interamericana :255-315, 1987.
- 7) Gersenowies j. R., González M. Plastinación de corazón con resinas poliéster de fabricación nacional. UNAM; FES- IZTACALA;:198-203; 1998
- 8) Getty R. Anatomía de los animales domésticos Sisson y Grossman. Edt. Salvat., 5ª Ed. : 281-335; 1988.
- 9) Homeira M, Lichtman M. A, Domelly J. A. Plastic- embeded human marrow biopsy specimens. Arch Pathol Lab Med, Vol. 105 : 269-273; 1981.
- 10)Huizen B, Cornolissen C. J, Ten H. J. Sheet plastination of the human head. J Int Soc Plastination, Vol. 6 : 20-24; 1992.
- 11)Karine O, Von Hagens G. Plastination of the human placenta—J Int Soc Plastinación. , Vol. 11 :18-23; 1988.
- 12)Miklosova M, Vojtech M. Plastination with silicone method S 10 – Monitoring And Analysis Causes Of Failure. Biomed Papers 148(2) : 237-238; 2004.
- 13)Olivares R., Adaro L., Valenzuela S. Plastinación una nueva técnica anatómica. TECNOVET Vol I :18-24;1999.

- 14) Ravera Z. F., Yañez A., Cerda J., Valenzuela J. Laboratorio de Neuroanatomía y Microcirugía: Una necesidad para la práctica neuroquirúrgica. NEUROCIRUGÍA , Vol. 26: 44-50; 2006.
- 15) Refojos M., Morley G., Trindade H. M. Preparación anatómica de encéfalo de bovino con fines didácticos. Cátedra de la anatomía humana en la U. N. T: 35-47; 2003.
- 16) Riepertinger A. Fixation of the human brain for plastination: special consideration. J Int Soc Plastination, Vol. 2, 1: 8-13; 1988.
- 17) Riepertinger A. Plastination of the brain with attached spinal cord. J Int Soc Plastination, Vol. 3 : 22- 28; 1989.
- 18) Trejo B. M . Técnicas de preparación y conservación de piezas anatómicas para docencia e investigación. Tesis de licenciatura. UNAM : 38-39; 1994.
- 19) Weber W, Henry H. S. Sheet plastination of the brain P 35 technique, filling method J Int Soc Plastination, Vol 6 : 29-33; 1992.