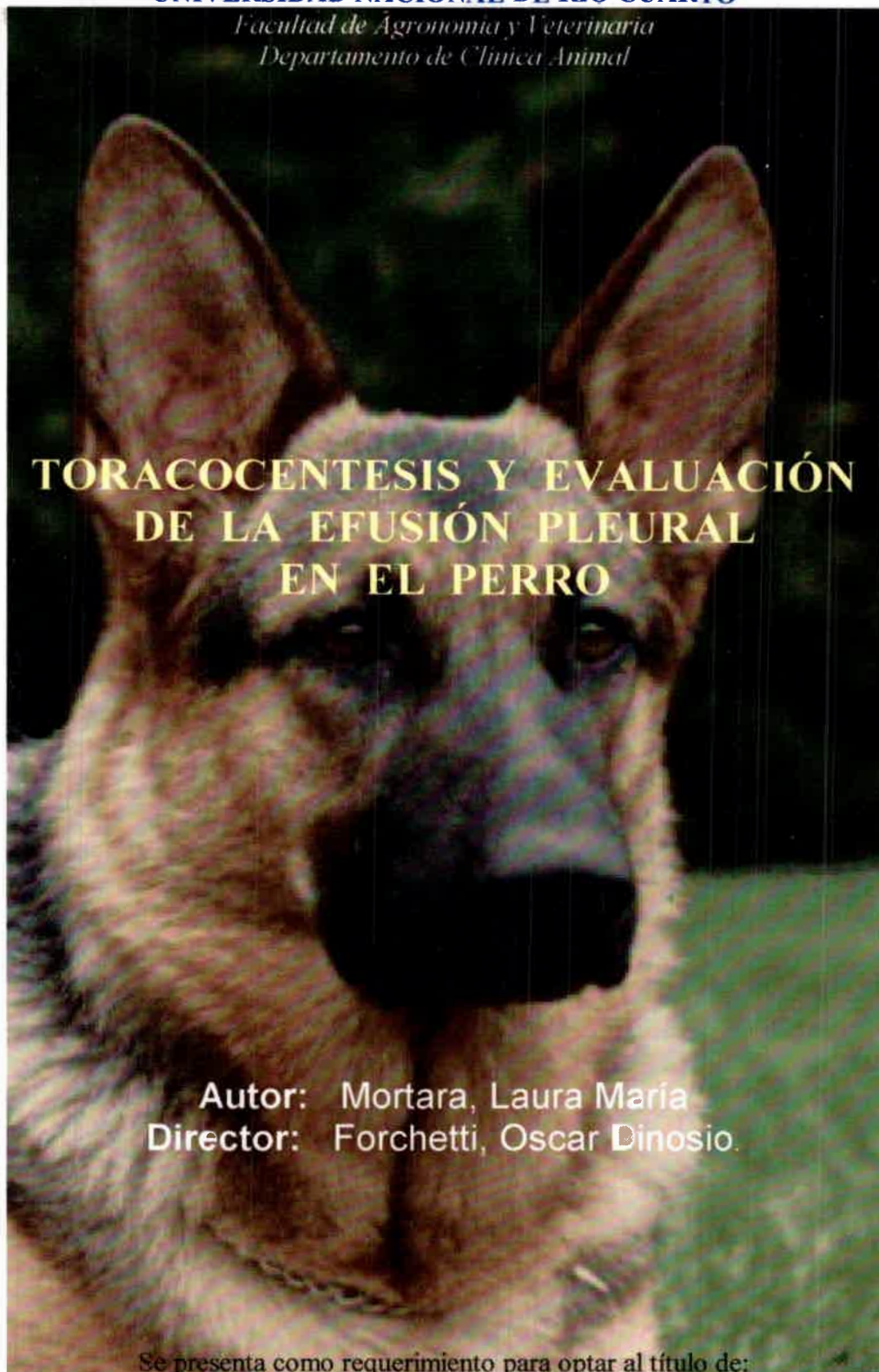




UNIVERSIDAD NACIONAL DE RÍO CUARTO

*Facultad de Agronomía y Veterinaria
Departamento de Clínica Animal*

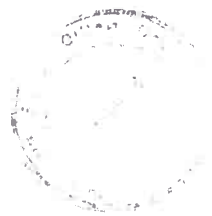


**TORACOCENTESIS Y EVALUACIÓN
DE LA EFUSIÓN PLEURAL
EN EL PERRO**

Autor: Mortara, Laura María
Director: Forchetti, Oscar Dinosio.

Se presenta como requerimiento para optar al título de:
Especialidad en Ciencias Clínicas Veterinarias, mención Clínica Animal

Río Cuarto, 2002



MORTARA, LAURA M.
Toracocentesis y eva

59112

T. 296



2002

59112



TRABAJAR CON PACIENCIA Y AMAR LO QUE SE HACE, PARA ASÍ ENTREGAR LO MEJOR DE NOSOTROS EN EL ESTUDIO DEL MATERIAL QUE ESTAMOS INVESTIGANDO.

LAURA, M, MORTARA.

(Tomado de su última conclusión al finalizar este trabajo)

RESUMEN.

Las efusiones pleurales se presentan con relativa frecuencia en la clínica canina y se producen a consecuencia de diferentes mecanismos o patologías y constituyen un signo clínico, independientemente de la naturaleza del cuadro y no deben ser consideradas como entidades mórbidas primarias. Los síntomas que presenta el paciente al momento de la consulta son similares cualquiera sea la causa que dio origen al proceso, por lo que el diagnóstico puede resultar dificultoso. La toracocentesis, el estudio y medición de las propiedades físicas, químicas y citológicas de los líquidos acumulados en los espacios virtuales de organismo (efusiones), aportan resultados de gran ayuda en la dilucidación diagnóstica, ya sea porque permiten determinar el agente etiológico o bien, lograr una clasificación general del proceso subyacente, permitiendo establecer una terapéutica adecuada y plantear un pronóstico. Se profundizó en el conocimiento del sitio anatómico involucrado en el desarrollo de la técnica de punción torácica. Esto le permitirá al Clínico trabajar con seguridad, rapidez y eficacia, evitando esfuerzos infructuosos o lesiones de tipo iatrogénicas que aumenten el riesgo para la vida y padecimientos del paciente; no lograr la obtención de la muestra o que la misma sea inadecuada. De igual manera se determinó la importancia de conocer cada paso de la técnica de punción cuya metodología variará según el estado del animal y la característica de la colecta. En cuanto a los materiales a utilizar se recomendó el empleo de un butterfly N° 19 ó 23, o bien un catéter unido a un tubo de recolección, o una llave de tres vías y a una jeringa. Se resalta que la muestra debe llegar al laboratorio para su análisis con los menores cambios posibles de su condición original para que sea confiable, por lo que su envío y procesamiento deben ser inmediatos. Se estimó que rutinariamente el material debe ser receptado en tres recipientes ad-hoc, los que deberían ser proporcionados por el laboratorio, adecuadamente identificados y usando como anticoagulante, sal sódica o potásica del ácido etilén diaminotetraacético (EDTA) que preserva el espécimen para su caracterización fisico-química y citológica y no interfiere con la determinación de proteínas totales (PT). Se sugieren además procedimientos diferentes para las muestras que son analizadas inmediatamente de las que deben almacenarse. De igual modo se establecieron los pasos requeridos para, recolección, transporte, almacenamiento y procesamiento de las muestras que deberán ser sometidas a análisis microbiológico, remarcando la importancia de obtener extendidos frescos en el momento de la recolección. Con este fin se han detallado los pasos a seguir, recomendando además las coloraciones de May-Grunwald Giemsa (M.G.G.) o Metanol-Giemsa como las más eficaces para apreciar las características morfológicas de las estructuras celulares. Se sugirió el uso de la determinación de PT en gramos por decilitros y el conteo total de células nucleadas por microlitros de efusión para la clasificación de las colectas en: trasudados, trasudados modificados o exudados; lo que facilita en una primera aproximación al tipo de proceso que está presente y al probable origen de la colecta. En este trabajo se remarca también la importancia del examen citológico como método de elucidación y de certeza que permite en una primera instancia, corroborar la existencia o no, de un proceso que puede ser solamente trasudativo o exudativo inflamatorio, inflamatorio infeccioso o neoplásico, determinando en muchas circunstancias su etiología, la severidad y complejidad del cuadro y si es agudo o crónico; emitir un pronóstico, elegir y evaluar un tratamiento. Se ha sugerido además que en el caso más específico de linfosarcomas, carcinomas o mesoteliomas, que son neoplasias muy exfoliativas, los diagnósticos resultarán muy satisfactorios y de certeza.

INDICE DE CONTENIDOS

RESUMEN.

INTRODUCCION.....	1
. Hipótesis.	
. Objetivos.	
1- DESCRIPCIÓN ANATOMOTOPOGRÁFICA DE LA CAJA TORÁCICA.....	4
1.1. Estructuras externas.	
1.2. Estructuras internas.	
2- DESCRIPCIÓN DE LA TÉCNICA DE TORACOCENTESIS.....	11
2.1. Materiales y métodos para la toma de muestras según el tipo de colecta.	
2.1.1. Colectas líquidas poco densas.	
- Materiales necesarios.	
- Manejo y sujeción del animal.	
- Sitio de punción.	
- Maniobra de punción.	
2.1. 2. Colectas líquidas muy densas.	
2.1. 3. Colectas de aire.	
3- ACONDICIONAMIENTO Y CONSERVACIÓN DEL LAS MUESTRAS.....	18
3.1. Protocolo general de trabajo y remisión de muestras.	
3.1.1. Procesamiento inmediato.	
3.1.2. Procesamiento diferido.	
3.1.3. Tinciones.	
4- CARACTERIZACIÓN DE LAS MUESTRAS.....	23
4.1. Dinámica fisiológica del líquido pleural.	
4.2. Características del fluido pleural del animal sano.	
4.3. Efusión pleural.	
4.3.1. Generalidades.	
- Examen citológico.	
- Exámenes físico y químico.	
- Examen microbiológico.	
4.3.2. Características de la efusión y su relación a diversas patologías.	
- Trasudados.	
- Trasudados modificados.	
- Exudados.	
- Efusión quillosa.	
- Efusión pseudoquillosa.	
- Efusión hemorrágica.	
- Efusión neoplásica o maligna.	
5- CONCLUSIÓN.....	41
6. BIBLIOGRAFÍA.....	42
7- Anexo.....	47

7.1. Técnicas para la confección de los extendidos.

- Efusiones límpidas o ligeramente turbias.
- Efusiones turbias.
- Efusiones viscosas.



INTRODUCCIÓN

Las efusiones pleurales, son las colectas anormales de líquidos en el espacio pleural y se denomina toracocentesis a la punción de la pared lateral del tórax con distintos fines, siendo uno de ellos la toma de muestras de la efusión.

Dichas *efusiones pleurales* surgen en respuesta a distintos procesos fisiopatológicos, siendo de presentación relativamente frecuente en Medicina Veterinaria. Esto sitúa al médico ante un problema diagnóstico que requiere de una adecuada indagación clínica, ya que puede ser la expresión de una enfermedad grave que ponga en riesgo la vida del animal ⁽¹⁹⁾.

Los síntomas clínicos asociados a este tipo de eventos varían según la patología presente, la rapidez de acumulación del líquido y del volumen del mismo, por lo que el cuadro clínico es de presentación variable ⁽³⁵⁾. No obstante, la disnea, causada por mayor o menor grado de interferencia en la expansión pulmonar, es uno de los síntomas más comunes que alertan sobre su presencia. Otros síntomas son taquipnea, respiración superficial, aumento del esfuerzo inspiratorio y del componente abdominal ^(19,21). El diagnóstico de la enfermedad pleural, usualmente se efectúa sobre la base de exámenes radiológicos, ecográficos, toracocentesis y análisis minucioso y objetivo del líquido aspirado ^(12,19).

Los *exámenes radiológicos* permiten confirmar la existencia de aire o líquido en el espacio pleural y determinar si el proceso es de presentación unilateral o bilateral, localizado o generalizado ^(19,20,21). Están indicados como primer elemento diagnóstico en aquellos pacientes en los que la disnea no es evidente o es leve. No obstante, si la dificultad respiratoria es moderada a grave, lo que se relaciona a colectas de mayor volumen, es adecuado como primera instancia la práctica de una toracocentesis evacuadora. Esto hace más eficiente la evaluación completa de estos cuadros y la valoración crítica de los órganos intratorácicos, porque la acumulación de aire o líquidos dificultan una buena definición de dichas estructuras y porque en animales con moderada a grave disnea puede ser imposible ubicarlos en una posición que no restrinja la ventilación ^(12,19,35).

Los *exámenes ecográficos* son métodos diagnósticos muy apropiados en pacientes con efusión pleural ya que el líquido es un excelente transmisor de las ondas de ultrasonido ⁽¹⁹⁾. Están indicados para identificar y evaluar por consistencia, masas en el mediastino, parénquima pulmonar adyacente a la pared corporal y con extensión dentro del tórax desde la pared del cuerpo, por lo que en estas circunstancias no está indicada la toracocentesis previa. Si el cuadro corresponde a un neumotórax la situación difiere, ya que los órganos rodeados por aire no pueden ser examinados correctamente ⁽¹²⁾, debido a que el medio gaseoso genera una reflexión intensa de los rayos de ultrasonido que obstaculiza la propagación de los mismos y consecuentemente, la visualización de las imágenes ⁽³¹⁾. En estos casos es conveniente extraer el aire a través de la punción evacuadora y posteriormente realizar la valoración ecográfica.

La *Toracocentesis* (pleurocentesis o paracentesis torácica), se realiza para abordar la cavidad o espacio pleural, con fines terapéuticos y/o diagnósticos en casos de colectas de aire o líquidos, dado que la remoción de aún pequeñas cantidades de las mismas, mejora de modo significativo la capacidad ventilatoria del paciente y facilita su manejo para otros estudios complementarios.

Si bien es una técnica más invasiva que las mencionadas, los beneficios superan el escaso margen de complicaciones que pueden surgir como consecuencia de su uso inadecuado. Entre ellos, el neumotórax por laceración pulmonar, hemotórax y/o piotórax iatrogénico, no obstante, empleando la técnica adecuadamente y bajo estrictas condiciones de asepsia, estas complicaciones son excepcionales ⁽¹²⁾. El desarrollo de la técnica de punción, la cantidad de líquido a recolectar con fines analíticos y el consiguiente manejo posterior de la muestra, deben ser bien conocidos, ya que desestimarlos, puede determinar la obtención de escaso material; lo que unido a una mala conservación, contribuyen al diagnóstico equivocado ⁽⁹⁾.

Son muchas y muy variadas las causas que llevan a la acumulación de líquido en el espacio pleural. Algunas le imparten a dichas efusiones, ciertas condiciones físico-químicas y citológicas que permiten inferir sin dificultad, quién o quienes han sido los responsables del proceso, por esta razón, el estudio y medición de las propiedades de los líquidos acumulados en los espacios virtuales del organismo, con bastante frecuencia, aportan resultados de gran ayuda en la dilucidación diagnóstica, ya sea porque permiten determinar el agente etiológico o bien, lograr una clasificación general del proceso subyacente.

La valoración de las características físicas, químicas y microscópicas de la colecta permiten en una primera instancia hacer su clasificación. La *evaluación citológica* permite discriminar entre condiciones inflamatorias, no inflamatorias y/o neoplásicas ^(17,18,21,29,36), aunque en ocasiones se hace necesaria la complementación de los hallazgos citológicos con otros métodos diagnósticos. Su utilización crece día a día, porque junto a la caracterización físico-química de las colectas, permite maximizar el vínculo entre la información anamnésica y los hallazgos del examen clínico, pudiendo brindar información diagnóstica inmediata ⁽³⁶⁾.

Sin embargo, cuando el cuadro fisiopatológico se mantiene en el tiempo, las reacciones propias a los tejidos y al organismo, contribuyen con nuevos componentes al fluido, mientras que otros van siendo reabsorbidos o modificados por su permanencia en él. Esto, necesariamente debe ser tenido en cuenta al momento de realizar su interpretación, de inferir el grado de compromiso orgánico y el probable desequilibrio homeostático ⁽¹⁷⁾. Si el tratamiento médico ya ha sido instaurado, los componentes del líquido se modifican o no, conforme evolucione el proceso y su examen permite evaluar la respuesta al tratamiento e inferir sobre la necesidad de continuar con el mismo, modificarlo o establecer si se ha superado la enfermedad ⁽⁹⁾.

- Hipótesis

En caninos, la caracterización física, química y citológica del fluido pleural, facilita la aproximación al diagnóstico, contribuye en la identificación de la etiología que originó el proceso mórbido, permite la evaluación del plan terapéutico y la formulación de un pronóstico^(12,13).

- Objetivo General

Contribuir al conocimiento de los aspectos que hacen a una adecuada aplicación de la toracocentesis, la recolección del material en cantidad y condición óptimas, su conservación con fines analíticos y su caracterización con fines diagnósticos.

- Objetivos Particulares

- 1- Describir anatomotopográficamente la caja torácica con especial atención en su pared lateral.
- 2- Describir la técnica de toracocentesis evaluando las ventajas y desventajas de las metodologías disponibles.
- 3- Seleccionar el método mas adecuado para el acondicionamiento y conservación de las muestras.
- 4- Caracterizar a través de parámetros físico-químicos y citológicos las colectas y su relación a diversas patologías.

1. DESCRIPCIÓN ANATOMOTOPOGRÁFICA DE LA CAJA TORÁCICA

1.1. Estructuras externas

La cavidad torácica es una de las principales del cuerpo, siendo su forma semejante a un cono de base inclinada, comprimido lateralmente, por lo que puede ser considerada constituida por un vértice, una base, un techo y dos paredes laterales.

El **vértice** se localiza en sentido craneal a la entrada torácica, es una abertura oval, rodeada bilateralmente por el primer par de costillas y los cartílagos costales, siendo más ancha en dorsal que en ventral. La primera vértebra torácica y el M. Longus colli limitan la entrada torácica en dorsal y el manubrio del esternón la limita en ventral (Fig.3).

La entrada a la cavidad pleural es atravesada por la tráquea, el esófago, el tronco nervioso vagosimpático, el N. Laríngeo recurrente y diversos vasos sanguíneos.

La **base**, de forma elíptica, está representada caudalmente por la salida torácica. Esta base, se encuentra limitada dorsalmente por la última vértebra torácica (XIII); lateralmente por el último par de costillas y el arco costal y ventralmente por el proceso xifoides del esternón. A caudal está cubierta por el M. Diafragma, el cual separa las cavidades torácica y abdominal. Las inserciones costales del diafragma se realizan a lo largo de las uniones costocondrales, desde la octava a la duodécima unión costocondral y la parte media de la última costilla (Fig.1, 2).

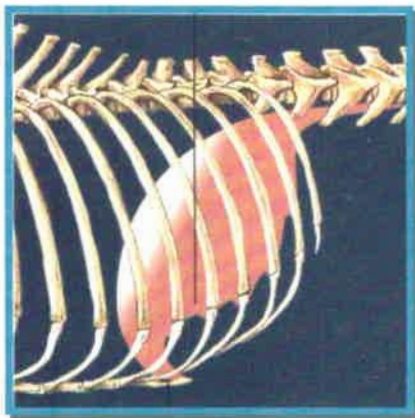


Fig.1: Inserción del diafragma en la pared costal. Vista lateral izquierda del tórax. Gil,J; Gimeno,M. Laborda,J.; Nuviola,J. Anatomía del Perro-1997.



Fig. 2: Corte sagital a nivel de la inserción diafragmática en la pared costal. Gil,J; Gimeno,M. Laborda,J.; Nuviola,J. Anatomía del Perro-1997.

El **techo** está formado por los cuerpos de las vértebras torácicas y los discos intervertebrales asociados; el ligamento longitudinal ventral; las costillas y el M. Longus colli.

La **pared**, denominada también **región costal lateral**, es la parte del tórax no cubierta por el miembro torácico. Está conformada bilateralmente por las costillas, cartílagos costales y músculos (Fig. 3) .

En el perro usualmente hay trece pares de costillas. Cada costilla se divide en una parte ósea dorsal y en una parte ventral cartilaginosa. Las primeras nueve costillas articulan con el esternón y se llaman costillas esternales, las cuatro últimas no articulan con el esternón y se denominan costillas asternales.

Los cartílagos costales de las costillas X, XI, y XII, se unen con el cartílago de la costilla anterior para formar el *arco costal* a cada lado de la pared torácica.

El cartílago del último par de costillas (XIII), queda libre en la musculatura; por lo tanto, a esas costillas se las llama costillas flotantes. La novena costilla es la más larga al igual que su cartílago.

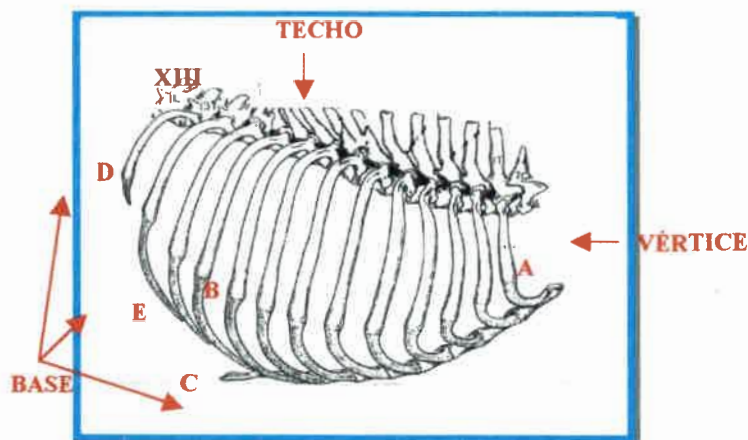


Fig. 3: Proyección de la pared lateral derecha del tórax. A: primera costilla. B: articulación costocondral. C: proceso xifoideo del esternón. D: última costilla. E: arco costal. Modificado de Evans, H., Miller's Anatomy of the Dog, 1993

Las *uniones costocondrales* de la tercera a la octava costilla están casi en el mismo plano horizontal. El espacio entre las costillas adyacentes se llama espacio intercostal.

De craneal a caudal, las costillas se van haciendo progresivamente más arqueadas lateralmente. El contorno de la cavidad torácica en su sección transversa, es más cilíndrico que oval, dada la mayor curvatura de los cartílagos costales de las costillas esternales.

Los *músculos* que conforman la pared lateral del tórax se disponen en dos capas, una superficial y otra profunda. Disecando la piel, el tejido celular subcutáneo y los músculos superficiales de la pared torácica se hallan los músculos que completan profundamente la pared lateral del tórax. Los músculos que toman inserción directa sobre las costillas son:

- *Mm. Levatores costarum*: se originan en los procesos transversos de las vértebras torácicas y se dirigen a la parte proximal del borde craneal de las costillas, en dirección caudo - ventral. Tiran de las costillas en sentido craneal durante la inspiración.
- *Mm. Intercostales externi*: se originan en el borde caudal de las costillas y se dirigen caudoventralmente hacia el borde craneal de la próxima costilla. Se extienden desde los *Mm. Levatores costarum* hasta las articulaciones costocondrales ocupando los espacios intercostales. Arrastran las costillas cranealmente durante la inspiración.

- *Mm. Intercostales interni*: se originan desde el borde craneal de las costillas y van hacia el borde caudal de la costilla precedente. Se extienden desde la columna vertebral hasta la porción distal de las costillas, en dirección cráneo - ventral. Retraen a las mismas durante la espiración (Fig. 4).
- *Mm. Intercartilaginei interni* y *Mm. Intercartilaginei externi*: son continuación de los *Mm. Intercostales interni* y *Mm. Intercostales externi* respectivamente. Ocupan los espacios intercondrales. Ejercen idéntica función que los *Mm. Intercostales*.

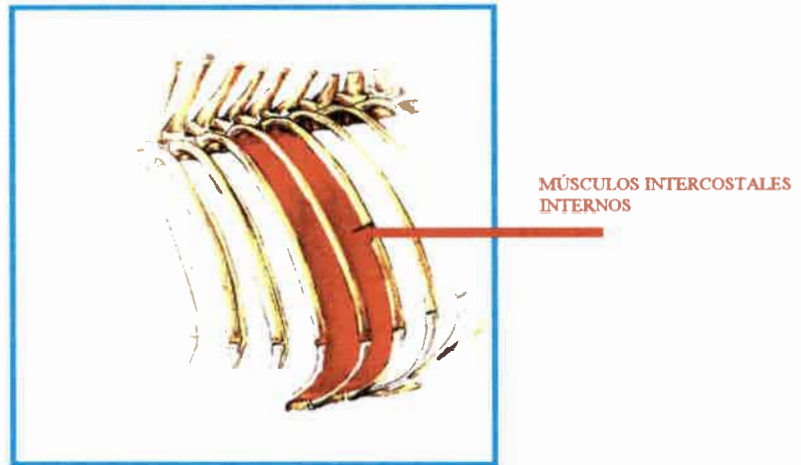


Fig. 4: Vista lateral izquierda del tórax. Capa muscular más profunda.
 Gil,J; Gimeno,M. Laborda,J.; Nuviala,J. Anatomía del Perro-1997

La *irrigación* de la cara lateral del tórax está proporcionada por las A. Intercostales. Las tres o cuatro primeras son ramas del Tronco costocervical y las ocho o nueve últimas son ramas de la Aorta. Las ramas ventrales descienden por el centro de los espacios intercostales, alcanzando luego el borde posterior de las costillas; cada una se acompaña de la vena y nervio del mismo nombre e irrigan a los *Mm. Intercostales*, costillas y pleura (Fig. 4).

La *inervación* es proporcionada por los Nn. Intercostales que son ramas ventrales de los Nn. Espinales torácicos. Inervan a los *Mm. Intercostales* y a su vez emiten ramas para inervar músculos superficiales y la piel (Fig. 9).

El **piso** está conformado por el esternón y el M. Transversus thoracis que contribuye con la espiración y se ubica dorsal a la superficie interna del esternón y cartílagos costales esternales. El esternón está constituido por una serie de ocho segmentos llamados esternobras que constituyen el piso o cara ventral del tórax. Las esternobras se unen entre sí por los cartílagos interesternebrales, lugar donde articulan las costillas, con excepción del primer par. Este último articula con la primera esternebra o manubrio. La última esternebra se denomina proceso xifoides que caudalmente presenta el cartílago xifoides (Fig. 5).

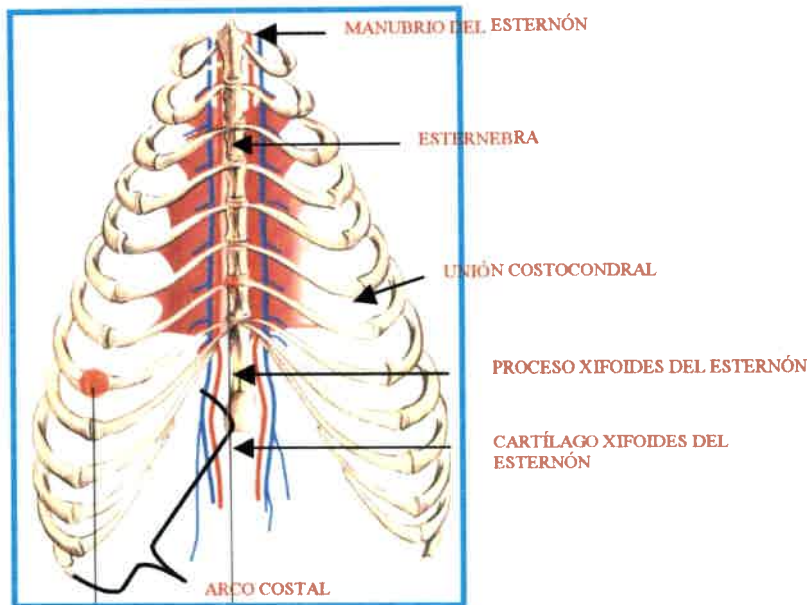


Fig. 5 .Aspecto ventral de la caja torácica. Gil,J;
Gimeno,M. Laborda,J.; Nuviala,J.
Anatomía del Perro-1997

1. 2. Estructuras internas

La caja torácica encierra órganos de fundamental importancia para la vida. Se encuentra tapizada por una membrana serosa que también encierra los pulmones y los órganos mediastinales.

Los **pulmones** (Fig. 6) son órganos respiratorios pares que ocupan la mayor parte del espacio de la cavidad torácica. Cada pulmón está cubierto por la pleura pulmonar e invaginado en el saco pleural ipsolateral, el cual se mueve libremente y al que está unido solamente por su raíz y por el ligamento pulmonar. Están subdivididos en lóbulos por fisuras interlobulares profundas, el pulmón derecho tiene cuatro lóbulos denominados: craneal, medio, caudal y accesorio y es de mayor tamaño que el pulmón izquierdo que tiene solamente dos lóbulos llamados craneal y caudal. Cada pulmón presenta desde el punto descriptivo, una base caudal, un vértice craneal, dos caras: costal y medial y dos bordes: obtuso y agudo. La cara costal lateral (de elección para la ejecución de la Toracocentesis), es la mayor, lisa y convexa y está en contacto con la parte interna de la pared torácica lateral. El movimiento de los pulmones en el interior del tórax se facilita por la presencia de una membrana serosa lisa, la pleura.

La **pleura** (Fig. 7,8) es una membrana serosa compuesta de una sola capa de células mesoteliales aplanadas y de tejido conectivo elástico, rico en vasos sanguíneos y linfáticos ^(23); que cubre a los pulmones, tapiza la respectiva "mitad" de la cavidad torácica y a las estructuras en el mediastino. Forma dos sacos completos, uno a cada lado de la cavidad del tórax, las que se denominan cavidades pleurales. Cada saco se invagina sobre su cara mediastínica por el pulmón; por lo tanto, la pleura reviste toda la superficie pulmonar incluidas las fisuras interlobulares.

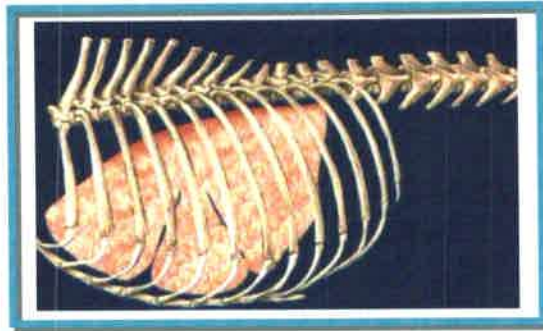


Fig. 6 : Localización anatómica del pulmón. Vista lateral izquierda del tórax. Gil,J; Gimeno,M. Laborda,J; Nuviala,J. Anatomía del Perro-1997.

La pleura parietal se denomina de acuerdo con la región de la cavidad torácica con la que está asociada en: pleura costal, pleura diafragmática, pleura mediastínica y pleura pericárdica.

En el perro, la pleura mediastínica es tan delgada que frecuentemente no se pueden considerar los sacos pleurales como compartimentos separados. Cualquier diferencia significativa de presión entre los sacos produce que la pleura mediastínica desaparezca y esto permite la libre comunicación entre ellos. Además, las cavidades pleurales derecha e izquierda se comunican a través del mediastino fenestrado. Los poros diafragmáticos y linfáticos también permiten algo de comunicación entre el peritoneo y las cavidades pleurales ⁽²³⁾.

La irrigación de la pleura parietal procede fundamentalmente de las Aa. Intercostales, Aa. Torácicas y Aa. Frénicas. La innervación está dada por fibras nerviosas sensoriales procedentes de los Nn. Espinales torácicos. La pleura parietal es muy sensible, no así la pleura pulmonar a pesar de contener fibras nerviosas.

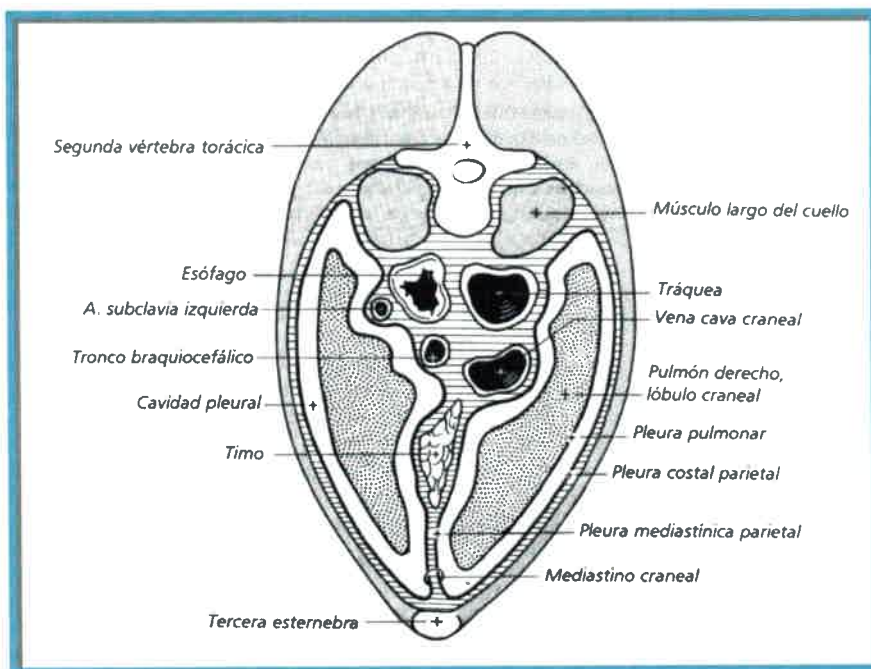


Fig. 7: esquema sección transversa del tórax a través del mediastino craneal y pulmones. Masson, S.A. Anatomía del perro. Protocolo e disección.

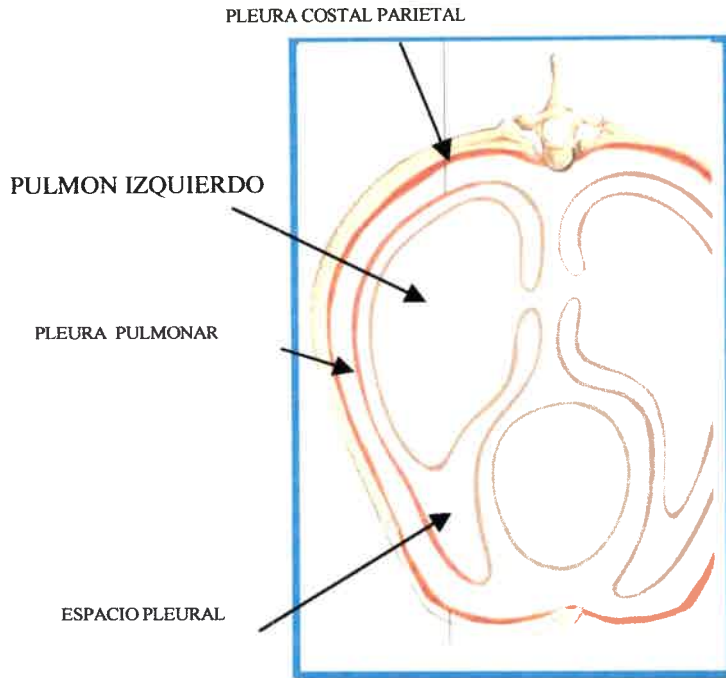


Fig. 8 : Corte sagital de la cavidad torácica. Ubicación de la pleura costal parietal, pleura pulmonar y espacio pleural. Gil,J; Gimeno,M. Laborda,J; Nuviala,J. Anatomía del Perro-1997.

En estado de salud, la cavidad pleural es un espacio virtual, que contiene una pequeña cantidad de líquido seroso (líquido pleural) que permite el deslizamiento entre las pleuras parietal y pulmonar. Sólo cuando el aire o los fluidos se acumula entre ambas pleuras entorpeciendo la expansión de los pulmones, es cuando existe una cavidad real y su colecta es la que interesa estudiar con fines diagnósticos.

Como toda serosa, se encuentra separada de la pared interna del tórax por una membrana conjuntiva que recibe el nombre de fascia endotorácica.

La **fascia endotorácica** recubre internamente toda la cavidad torácica. Cubre la superficie ventral de los cuerpos de las vértebras torácicas y del M. Longus colli; la superficie interna de las costillas y sus cartílagos costales; los Mm. Intercostales; la superficie dorsal del esternón; el M. Transversus thoracis y la superficie torácica del diafragma. Se halla entre la pared costal y la pleura costal.

En el plano medio o muy cerca de él, la fascia endotorácica se refleja sobre los planos dorsal y ventral de la cavidad para formar una hoja más o menos sagital que constituye el mediastino. Esta fascia divide a la cavidad torácica en compartimentos derecho e izquierdo y en la entrada torácica se continúa con la fascia cervical profunda, está constituida por tejido conectivo fibroelástico; su grosor y las proporciones de colágeno y fibras elásticas varían en sus diferentes localizaciones y según las especies.

En el canino es delgada, en su unión con la pleura costal, penetra dentro del espacio mediastinal (dorsal y ventralmente) y se convierte en tejido conectivo que envuelve los órganos y otras estructuras del mediastino. La fascia de las caras internas de las costillas y los Mm. Intercostales está bien desarrollada y contiene gran proporción de fibras elásticas, siendo más gruesa cuando recubre los espacios intercostales.

El **mediastino** es el espacio que existe entre los sacos pleurales derecho e izquierdo, se extiende desde la entrada torácica al diafragma. La V. Cava caudal, el N. Frénico derecho, todos los órganos y estructuras contenidos en la cavidad torácica, a excepción de los pulmones, se ubican en el mediastino.

De lo expuesto se puede concluir que al momento de efectuar la Toracocentesis, los planos en la cara lateral del torax involucrados que deben ser abordados son (Fig. 9):

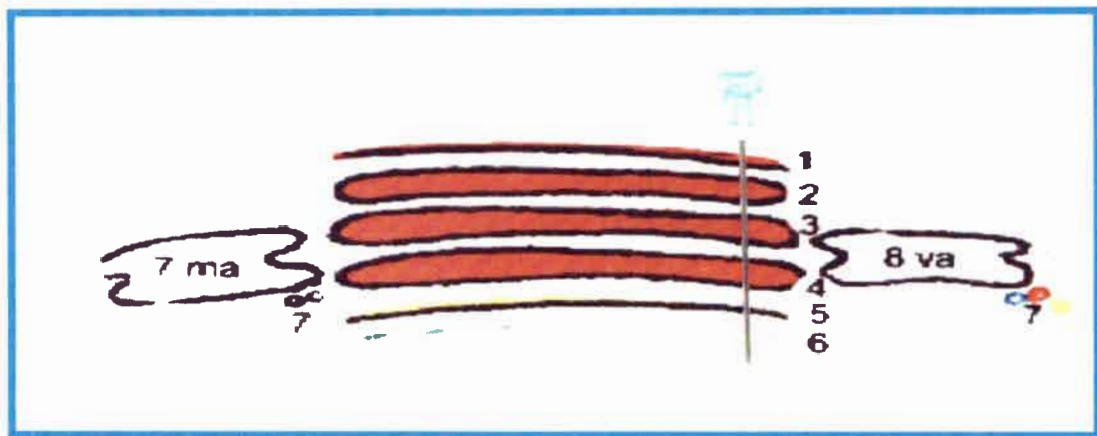


Fig.9: Planos que constituyen la cara lateral del tórax entre 7ma y 8va costilla -1-Piel, 2-Mm. Cutáneo, 3-M. Intercostal externo, 4-M. Intercostal interno, 5-Fascia endotorácica, 6- Pleura costal, 7-Paquete vasculonervioso. 7ma. costilla, 8va. costilla.

2. DESCRIPCIÓN DE LA TÉCNICA DE TORACOCENTESIS

2.1. Materiales y métodos para la toma de muestra según el tipo de colecta

2.1. 1. Colectas líquidas poco densas:

Materiales necesarios:

- Elementos para tricotomía y rasurado (tijera curva punta roma y máquina de afeitar o en su defecto una rasuradora eléctrica).
- Elementos para higiene (agua, jabón, toallas descartables).
- Elementos para antisepsia (algodón, antisépticos como Iodopovidona, alcohol iodado, cloroxilenol, etc).
- Agujas calibre 25:10 al 21 ó 40: 10 al 21 (la elección depende del tamaño del animal, viscosidad del fluido y experiencia personal), de bisel corto (Fig.10 a).
- Jeringas de 10, 12, 20 cc (Fig.10 b).
- Butterfly N° 19 ó 23.(Fig 10 c)
- Catéter descartable.
- Llave o válvula de tres vías (Fig.10 d).
- Sondas (Fig. 11).
- Guantes.
- Tubos "ad-hoc" con su correspondiente tapón, con o sin anticoagulantes.
- Anticoagulante EDTA (sal disódica y dipotásica del ácido etilen diamino tetra acético) o Heparina.



Fig.10 :Algunos de los materiales necesarios para la toma de muestras.



Fig. 11: Sondas que pueden ser utilizadas para la evacuación de fluido. Superior: sonda nasogástrica. Inferior: sonda uretral.

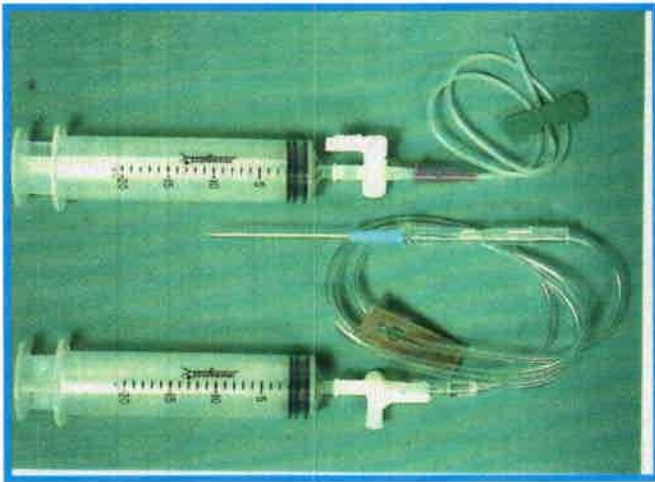
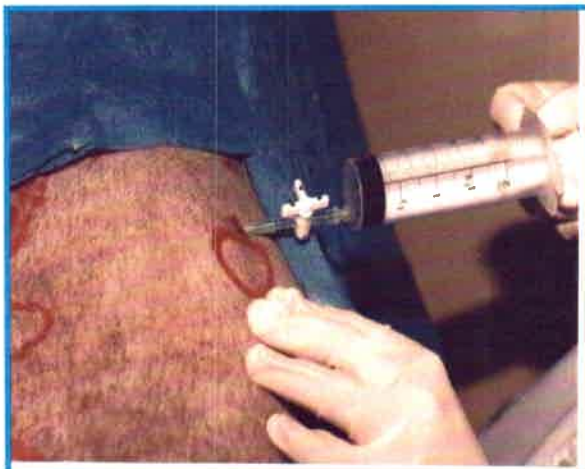


Fig. 12: Catéter tipo Butterfly unido a una llave de tres vías y conectada a una jeringa (superior). Catéter unido a un tubo de extensión, a una llave de tres vías y a una jeringa (inferior). FOSUM, T., Waltham International Focus. 1991.

Se puede realizar la punción con:

- a) Aguja hipodérmica y jeringa
- b) Aguja unida a una llave de tres vías y acopladas a una jeringa (Fig.13 A).
- c) Aguja tipo Butterfly adaptada a la llave de tres vías y ésta unida a la jeringa (Fig. 12)
- d) Catéter unido a una tubuladura de extensión, llave de tres vías y jeringa (Fig.12).



A



B

Fig.13: Técnica de punción con aguja acoplada a una llave de tres vías y a una jeringa (A) y con Butterfly (B).

El uso de la válvula de tres vías facilita la extracción de mayores volúmenes de líquido, evita que ingrese aire al tórax durante las manipulaciones con la jeringa, permite interrumpir el procedimiento en caso de ser necesario o cambiar la jeringa sin que se derrame la colecta a través del cono de la aguja.

La utilización de una tubuladura de extensión intermedia entre la aguja y la válvula de tres vías, previene la lesión del parénquima pulmonar, en casos de movimientos intempestivos del animal.

Manejo y Sujeción del animal:

El paciente debe estar en *decúbito esternal* o en *estación* ^(12, 19, 40, 47) para facilitar la deposición del contenido líquido en la región ventral del tórax. El decúbito lateral es adecuado para la evacuación de aire (Fig.14).

Para lograr su inmovilización en posición de decúbito esternal, se requiere la asistencia de dos ayudantes. Uno de ellos se ubica en craneal y lateral del animal, con un brazo le rodea el cuello desde ventral y hacia a dorsal dirigiendo así, cabeza y cuello hacia su hombro. El otro ayudante se ubica en caudal y lateral y apoya ambas manos a nivel de la cadera para mantener el decúbito.

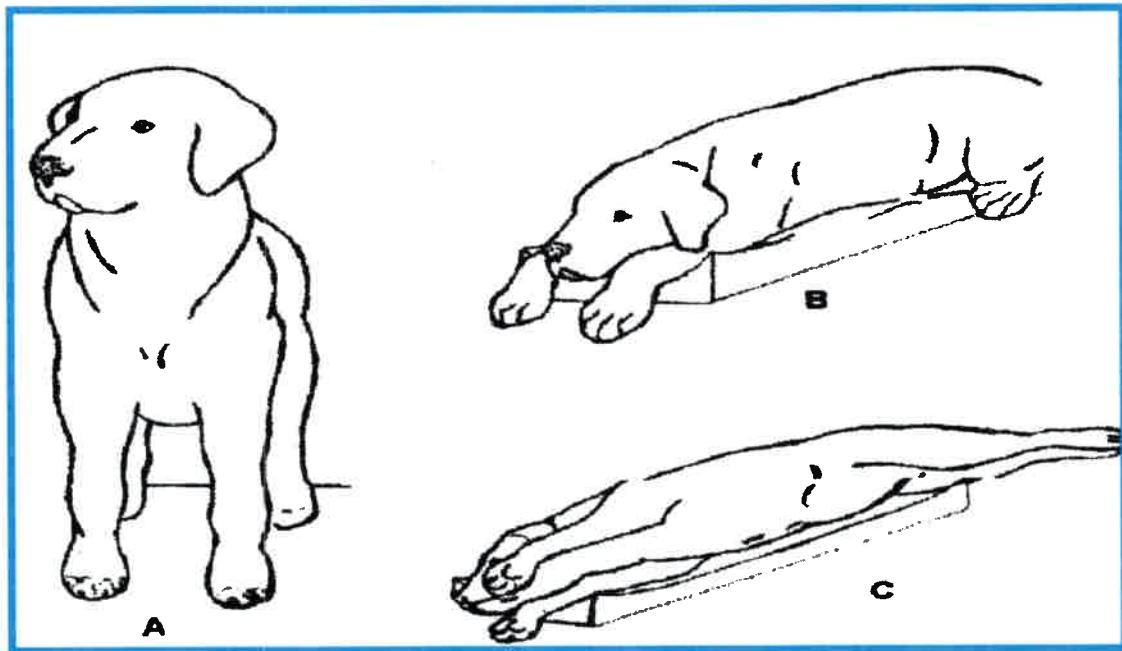


Fig. 14: Diferentes posiciones del paciente para la punción torácica. A) en estación; B) en decúbito esternal; C) en decúbito lateral

Si el paciente debe ser mantenido en posición de estación, para la sujeción de cabeza y cuello se utiliza la misma maniobra descrita anteriormente. Para la inmovilización del tren posterior el segundo ayudante, ubicado en lateral, dirige un brazo sobre el dorso y por delante de la cadera del paciente y sin ejercer presión pero con firmeza, lo apoya contra su cuerpo.

Cuando el estado del paciente lo tolera, se aconseja la colocación de bozal ya que no se puede predecir su reacción. Los bozales de red son adecuados porque permiten al paciente la actitud de jadeo.



La anestesia general del animal no es aconsejable pues dependiendo del cuadro y del estado general del paciente, se puede provocar un estado de depresión profunda o un agravamiento del padecimiento. En caso de considerarlo necesario, se puede realizar anestesia local de la piel, músculos y pleura parietal utilizando 1 a 2 cc de xilocaína al 2%.

Previo a la punción, excepto en casos de emergencia, toda la pared torácica debe ser preparada asépticamente: realizar tricotomía y rasurado de la piel (desde el 5to al 11vo espacio intercostal y a cuatro traveses de dedo desde la columna vertebral y hasta cuatro traveses de dedo por debajo de la articulación costocostal), luego se higieniza con abundante agua y jabón y posteriormente se hace antisepsia.

Sitio de Punción:

La punción para extracción de fluido (Fig.15,16) puede realizarse tanto del lado derecho como izquierdo del tórax, en el 7mo u 8vo espacio intercostal inmediatamente por encima de la articulación costocostal y por delante del borde anterior de las costillas para evitar punzar el paquete vasculonervioso (Fig.17) que corre por el borde posterior de las mismas ^(12, 13, 19).

Previo a la punción se realiza tunelización, maniobra que puede practicarse de diversas maneras, pero una forma práctica consiste en que un ayudante traccione la piel de ese hemitórax, desde craneal, de tal manera que una vez finalizada la extracción del líquido acumulado, y al soltar la piel, los orificios de ésta y del tórax no sean coincidentes. Otra forma sería introduciendo la aguja en la piel y luego avanzar ambas hacia el lugar elegido para la punción.

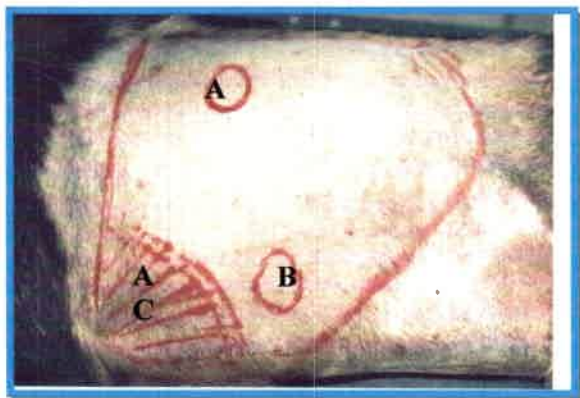


Fig.15.: Fotografía de un perro en decúbito esternal, lateral izquierdo, mostrando los puntos de punción para la extracción de aire (A) y de líquido (B), (AC) área cardíaca.



Fig. 16: Animal en estación. Sitio de punción. Rebar, A.H. Handbook of Veterinary Cytology. 1980.





Fig. 17: Paquete vásculonervioso. Gil, J; Gimeno, M.; Laborda, J; Nuviala, J. 1997. Anatomía del Perro-1997.

Maniobra de Punción:

La aguja ó el butterfly (con el bisel hacia abajo y la llave cerrada al catéter) se hace avanzar hacia la cavidad del tórax. Se introduce en el espacio pleural y una vez atravesada la pleura, con la mano se mantiene apoyada la aguja sobre la pared torácica, de modo de acompañar al movimiento respiratorio y/o movimientos del paciente, evitando dañar la superficie pulmonar.

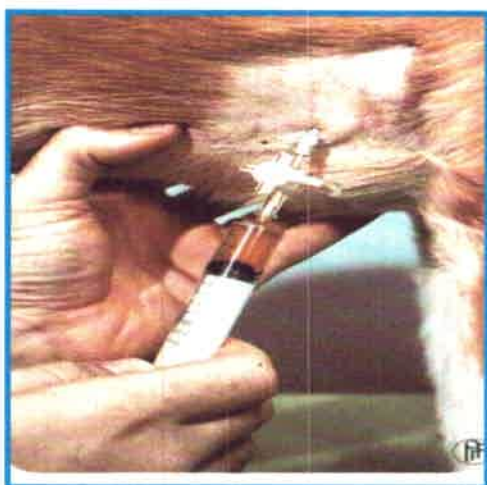
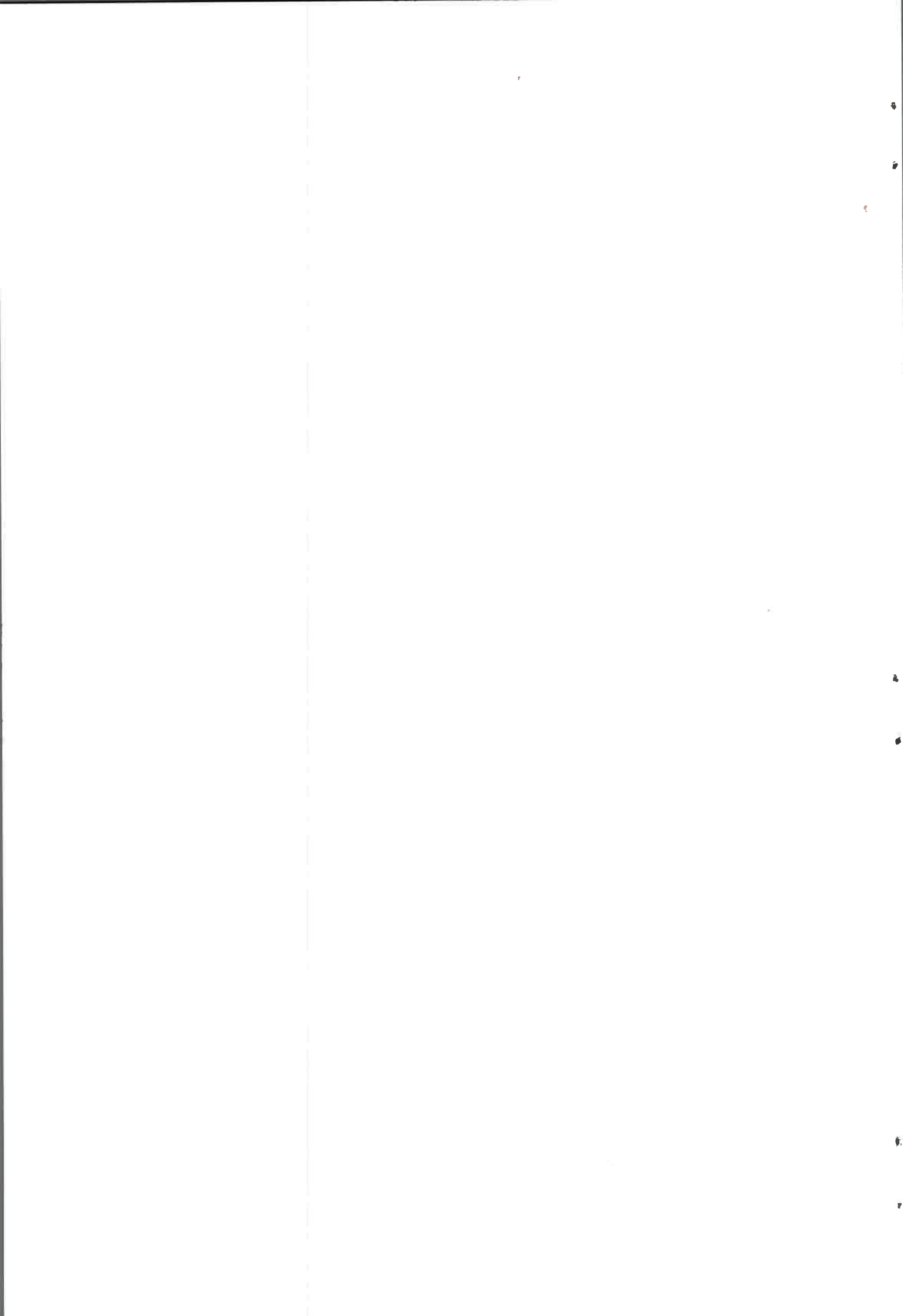


Fig. 18: Punción con aguja acoplada a llave de tres vías y jeringa. Animal en posición de estación. Rebar, A.H. Handbook of Veterinary Cytology. 1980.

La jeringa se acopla a la válvula o llave de tres vías, se abre la válvula y se inicia la aspiración del fluido con lentitud (Fig. 18). La aspiración puede realizarse por succión continua o intermitente ^(20,47). En líneas generales, el drenaje pleural intermitente es adecuado, especialmente en casos de abundantes coagulos; sin embargo, en algunas situaciones como neumotórax espontáneo, pleurodesis o producción acelerada de fluido, es preferible la succión continua. Lo importante es no generar exagerados aumentos de presiones negativas intrapleurales, que puedan inducir una lesión



pulmonar o generar adherencias de la pleura visceral a la pared corporal; no obstante, con las técnicas descritas, es poco probable que esto suceda. Generalmente, la aspiración de uno de los lados del tórax, es suficiente para drenar el hemitórax contralateral, dado que como se mencionó, en el perro el mediastino es fenestrado ⁽¹⁹⁾.

Si no fluye el líquido inmediatamente, la aguja debe ser reposicionada o probar en otros sitios. En muchos casos, la presencia de fibrina en la cavidad pleural, interfiere con la extracción del fluido.

2. 1. 2. Colectas líquidas muy densas:

Cuando se deban realizar extracciones de grandes volúmenes de líquido o de efusiones pleurales mas espesas, con coágulos o alto contenido de fibrina, es recomendable el uso de un catéter que posee mayor calibre que las agujas o el butterfly antes mencionadas. En el comercio hay disponibilidad de catéteres descartables de distintos calibres para punción torácica, son fabricados en cloruro de polivinilo semirrígido y se acompañan de un mandril metálico. Poseen varios orificios excéntricos y una punta roma. Este elemento puede ser reemplazado por una sonda galactófora metálica ⁽¹⁹⁾.

La punción con catéteres requiere necesariamente la aplicación de anestesia local en el lugar de la punción. Se realiza una pequeña incisión de la piel con bisturí, en el punto de penetración del catéter y previa tunelización se atraviesan los planos musculares y se alcanza el espacio pleural (Fig. 19). La penetración del catéter a la cavidad pleural será la suficiente como para permitir la salida del líquido, no siendo aconsejable que éste avance más allá de 1 a 2 cm dentro de la misma para no lesionar el pulmón.

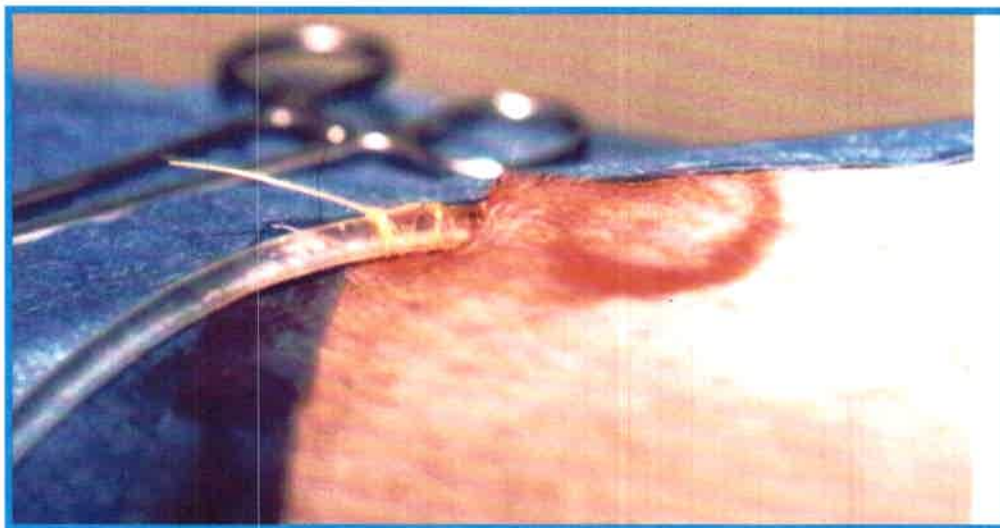


Fig. 19: Colocación de tubo torácico

La aplicación terapéutica de esta técnica queda reservada para aquellos pacientes con una grave disnea, causada por la presencia de un neumotórax o hidrotórax importante (piotórax, quilotórax) y algunas efusiones malignas ^(12,13,19). Si hay gran cantidad de sangre o exudado líquido, se debe instalar un tubo torácico permanente. El tubo será colocado en la unión del tercio dorsal y medio de las costillas y se lo avanzará hasta el tercio ventral. El espesor y longitud de este tubo, dependerán del tamaño del animal, siendo semejante a la dimensión del bronquio principal del paciente ⁽¹²⁾.

Este procedimiento también puede ser utilizado para obtener muestras de líquido pleural en forma periódica, pero no presenta la practicidad y rapidez necesarias para la toma de muestras aisladas.

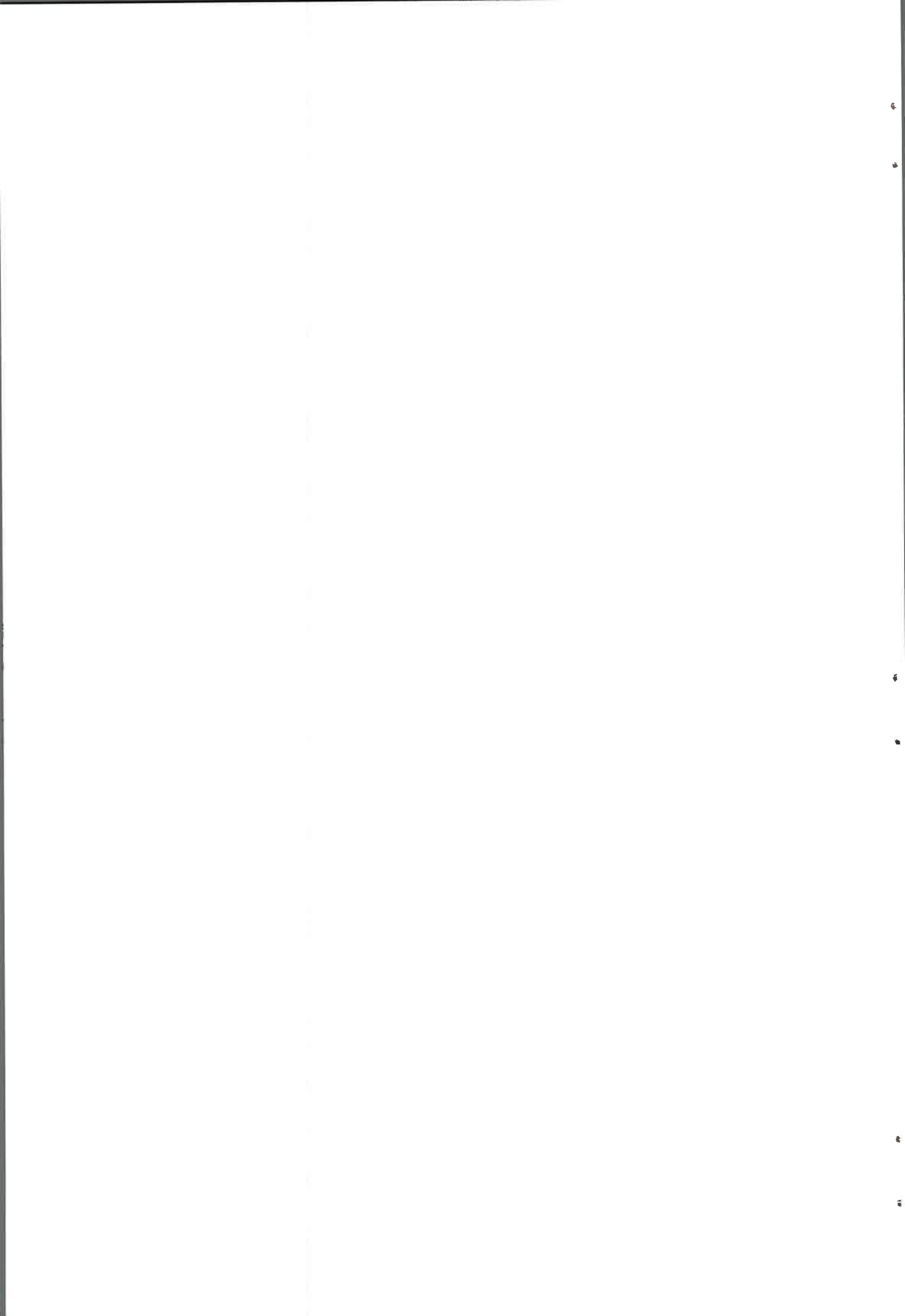
2. 1. 3. Colectas de aire:

Para la evacuación de aire, el paciente será colocado en decúbito lateral, con el hemitórax afectado hacia arriba. Sin embargo, cuando el paciente presente una dificultad respiratoria importante, podrá realizarse la maniobra con el animal en estación o en decúbito esternal.

Pueden utilizarse los mismos materiales que para la colecta líquida. La técnica más sencilla utiliza un Butterfly (Nº19 al 26), conectado a una llave de tres vías y a una jeringa de 50 cc.

Si el drenaje de aire debe permanecer durante algún tiempo, también está indicada la colocación de un tubo o sonda torácica permanente con una válvula unidireccional.

Piotórax : acumulación de pus en el espacio pleural.
Quilotórax : colecta de quilo en el espacio pleural.



3. ACONDICIONAMIENTO Y CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

3.1 Protocolo general de trabajo y remisión de muestras.

Para el diagnóstico confiable, las muestras deben ser representativas de la colecta que presenta el paciente, por lo que las mismas deben llegar al laboratorio con el menor cambio posible de su estado original.

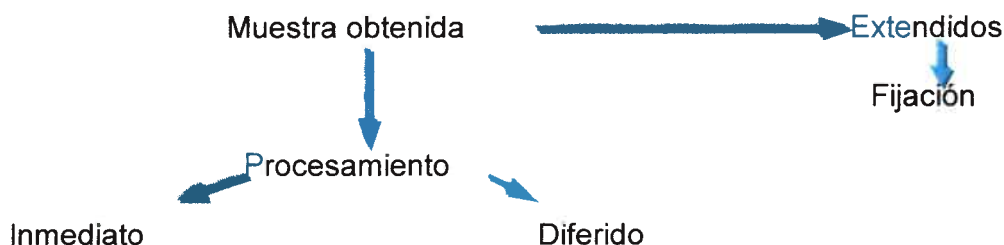
Luego de obtenida la muestra es conveniente hacer varios extendidos inmediatamente, pues la permanencia de las células en el fluido, produce su deterioro en poco tiempo perdiendo así alguna de sus características morfológicas y de afinidad tintorial. Los extendidos deben ser delgados, verdaderas monocapas celulares, lo que permite una mejor fijación y penetración uniforme de los colorantes; con lo que se logra una precisa valoración cualitativa de las células individuales y de otras estructuras que pudieran estar presentes.

De las características físicas del fluido recogido depende cual será la técnica a emplear en la confección de los frotis, pues una efusión límpida o ligeramente turbia indica por lo general, muy baja a moderada concentración celular; mientras que si es muy turbia refleja alta celularidad⁽⁴⁸⁾. Se sugiere la metodología descrita en el anexo.

Una vez realizados los extendidos es muy importante la fijación del material ya que de esto depende la conservación de las células, lo habitual es secarlos inmediatamente al aire, no obstante, según la coloración de la que serán objeto, se puede requerir la fijación cuando aún están frescos. Para las tinciones tipo Romanowsky el extendido se seca al aire; para la tinción de Papanicolaou se utilizan fijadores líquidos (alcohol etílico al 96%, metanol o etanol al 95%)sumergiendo los extendidos por 5-10min. Otra forma es con fijadores en aerosol los que actualmente están en desuso⁽⁵⁰⁾.

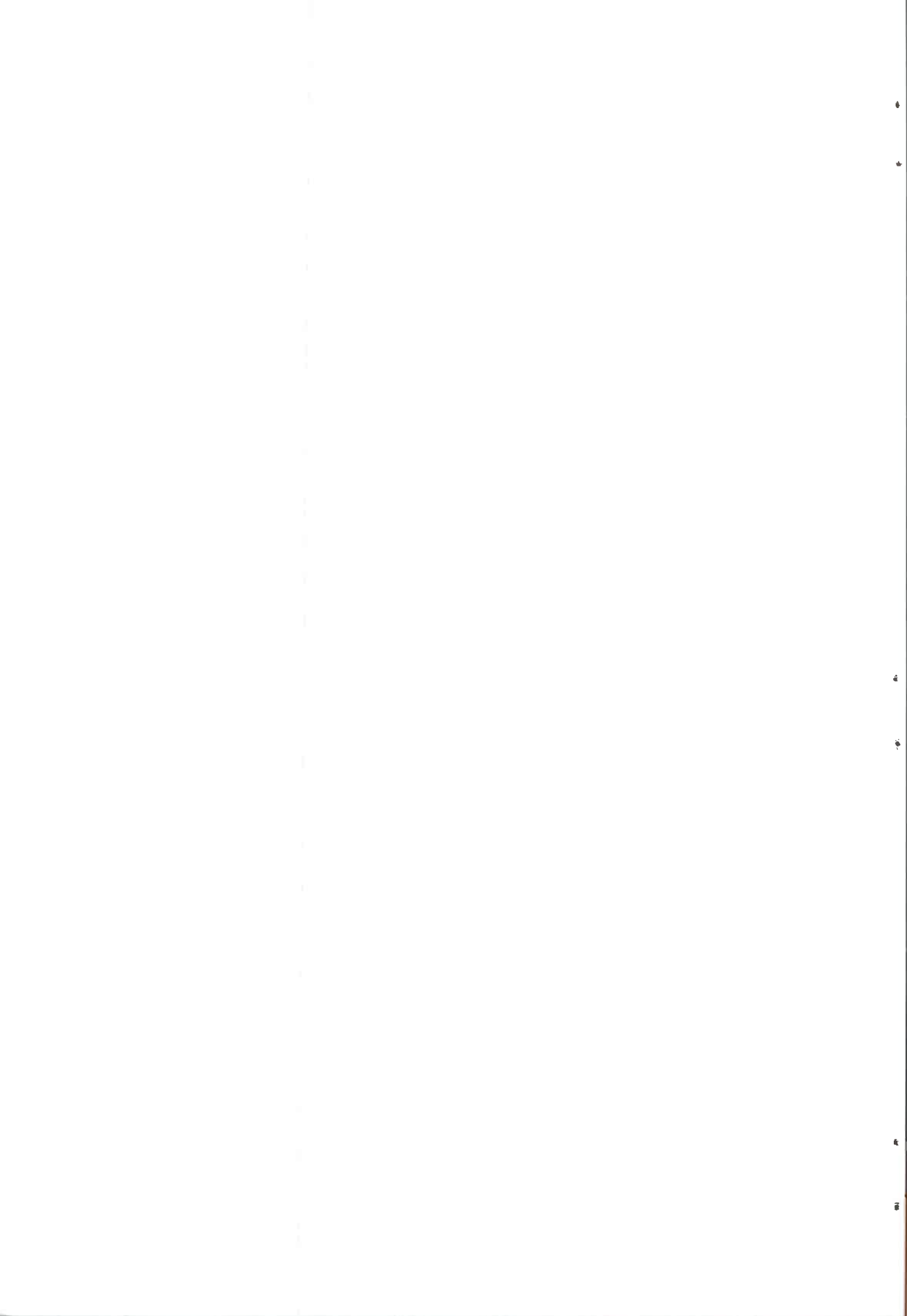
Los exámenes físicos, químicos y microbiológicos deben ser realizados tan pronto como sea posible luego de la extracción de la muestra, siendo lo más apropiado dentro de la hora de su recolección; si no fuera posible, se debe proceder a su conservación. Al momento de decidir el modo de conservación, se debe considerar si el procesamiento será inmediato o se hará diferido luego de 24 hs. y no más de 48 hs..

Protocolo general de trabajo:



3. 1. 1. Procesamiento inmediato del fluido obtenido:

Lo adecuado es obtener 5 a 8 ml. de muestra, contenidos en tres recipientes "ad-hoc", de vidrio o plástico perfectamente limpios, con tapón de goma, tapa a rosca o tapón hermético^(9, 11), acondicionados como se detallan en el cuadro Nro1.



Un tubo con anticoagulante cuya finalidad es prevenir la posible coagulación del espécimen pues efusiones con alto contenido de proteínas (fibrinógeno) pueden coagular total o parcialmente, lo que la invalida para su análisis físico y químico.

Están indicados para la recolección de estos fluidos el uso de anticoagulantes heparina o EDTA, pero es necesario tener en cuenta que el primero produce interferencias en el momento de la coloración y el segundo con las pruebas químicas. La muestra recolectada con Heparina puede destinarse para exámenes físicos y químicos. En caso de utilizar EDTA, se indica para realizar el examen físico, citológico y determinación de PT (Cuadro N°1).

El tubo sin anticoagulante, permite observar si se produce o no formación de coágulo. De no ser así, puede ser utilizada para los análisis de rutina.

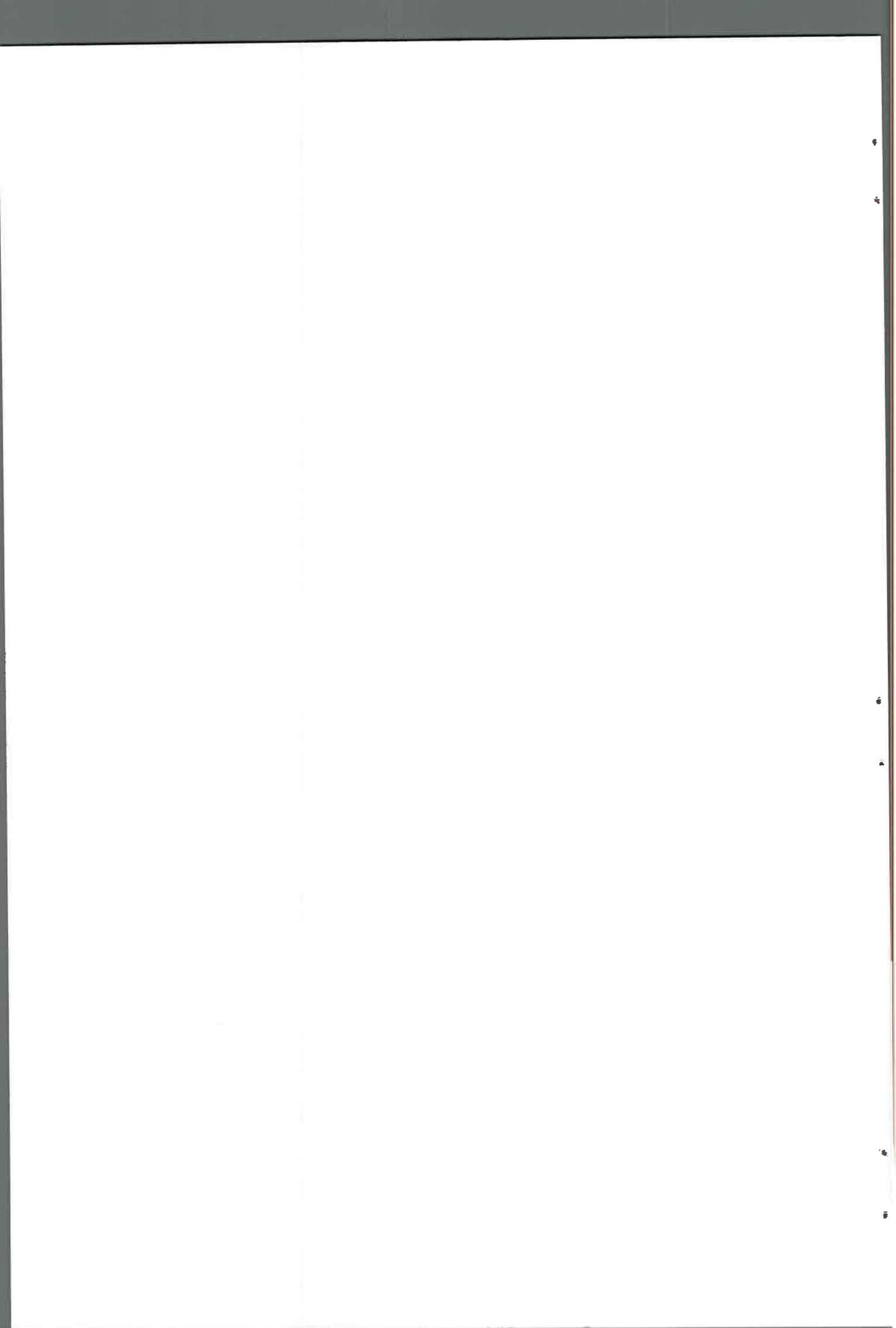
El tercer tubo acondicionado de manera estéril, asegura una muestra satisfactoria en caso de necesitar hacer estudios microbiológicos.

Cuadro N°1. Sugerencia para el manejo de la muestra cuyo procesamiento es inmediato.

Tubo	Esterilidad	Anticoagulante	Formación Coágulo	Examen Físico	Examen Químico	Examen Citológico	Examen Microbiol.
1	No es imprescindible	Heparina	No	Si	Si	No	No
		EDTA	No	Si	No	Si	No
2	No es imprescindible	No	No	Si	Si	Si	No
			Si	No	No	No	No
3	Si es imprescindible	No	No / Si	No	No	No	Si

Una forma alternativa muy utilizada por su seguridad y practicidad, consiste en recoger la muestra en una jeringa estéril, teniendo cuidado de no dejar aire con la muestra, se tapa la aguja con un tapón de goma o se dobla sobre sí misma y se lleva así, inmediatamente al laboratorio. Otra es la utilización de tubos herméticos, con vacío, que pueden o no contener distintos anticoagulantes ⁽¹³⁾.

Previa identificación de cada una de las muestras y acompañadas de su ficha o protocolo, se derivan al laboratorio (Cuadro N°2).



Cuadro N° 2. Modelo de protocolo para la remisión de muestras.

Hora de extracción:.....		N° Protocolo:.....
Fecha:.....		N° Ficha Clínica:.....
Hora de recepción:.....		
Especie:.....	Sexo:	Propietario:.....
Raza:.....	Edad:.....	Domicilio:.....
Identidad:.....	Peso:.....	Análisis anterior:
Material remitido:.....		
.....		
Diagnóstico presuntivo:.....		
.....		
Tratamiento instaurado:		
.....		
Análisis Solicitados:		
.....		
Observaciones:.....		
.....		
Profesional Solicitante:.....		
Profesional Receptor:		

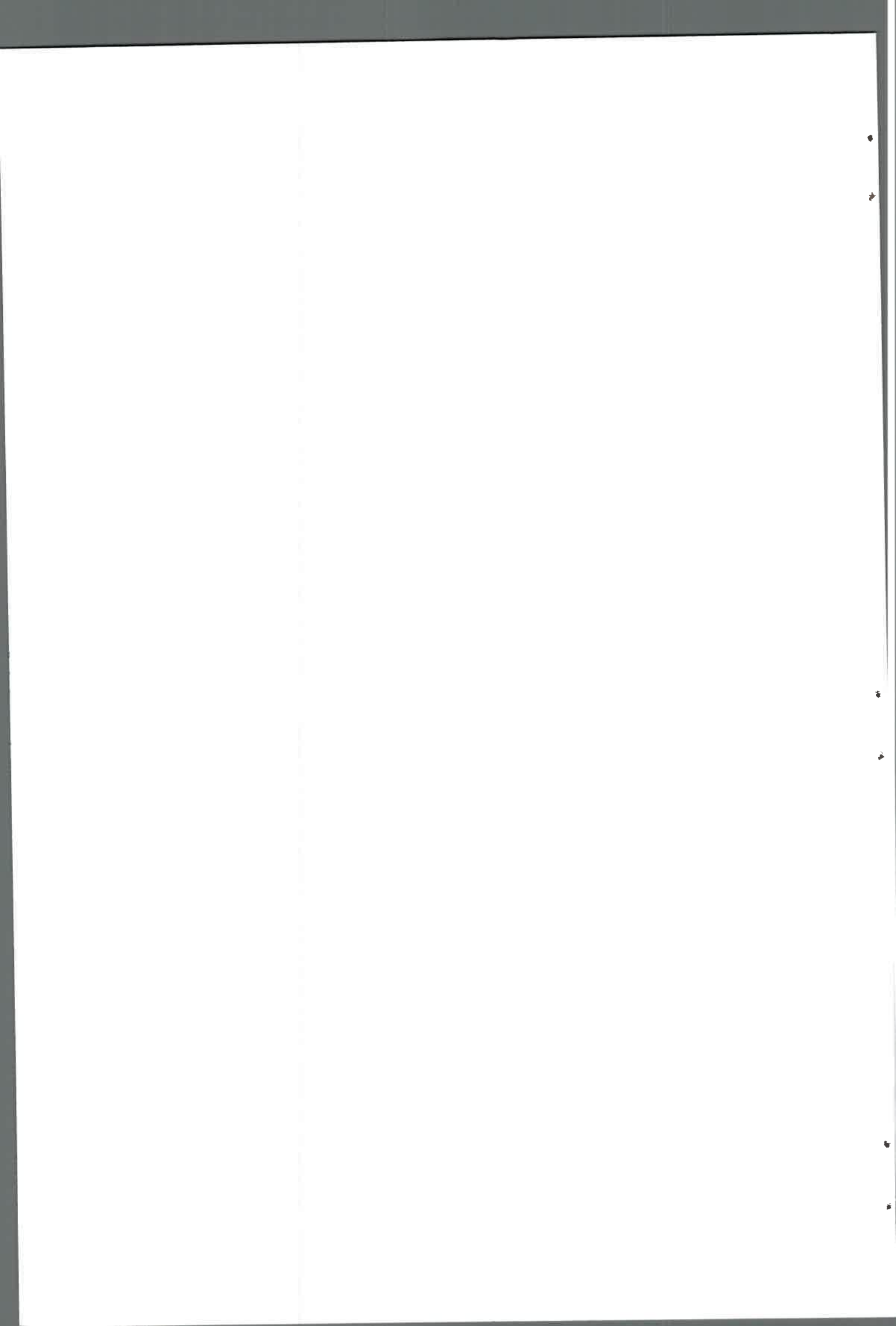
3. 2. 1. Procesamiento del fluido diferido a 24 hs. y no más de 48 hs. desde su obtención:

Si la muestra obtenida debe ser enviada a un laboratorio distante del lugar de recolección, se ocasiona un considerable retraso en su recepción y procesamiento, por lo que debe ser acondicionada adecuadamente para evitar su deterioro (Cuadro N° 3).

Los conservantes no se recomiendan para uso general, sólo cuando sea probable una demora importante en el procesamiento del material y nunca deben utilizarse si la muestra será objeto de estudios microbiológicos, porque desarrollan acción bacteriostática o bactericida; o estudios químicos por su posible interferencia con algunas determinaciones. Se puede usar formol salino al 10% (formalina al 10%), una gota cada 2,5 cc de muestra ⁽⁹⁾.

Los tubos 1 y 2, con y sin anticoagulante, previa homogeneización, se fraccionan en nuevos tubos para distintos fines. El material contenido en el tubo 1.2 con conservante, se destina para examen físico y citológico (debe mantenerse refrigerado). La otra porción de material, solo con anticoagulante (tubo 1.1), puede refrigerarse o congelarse para ser sometido a aquellos exámenes químicos que sean factibles realizar debido a la presencia del anticoagulante.

La muestra recolectada sin anticoagulante (tubo 2), puede coagular según las características del líquido, si esto ocurre, no puede ser objeto de análisis. Si no coagula se procede de igual manera que con el tubo1 y presenta la ventaja de que al no contener anticoagulante, la colecta es más adecuada para su estudio químico. La acondicionada con conservante(tubo 2.2) se destina, al igual que el tubo 2.2, a examen físico y citológico.



El tubo 3 debe ser preservado para posible examen microbiológico. Ante la posibilidad de requerir cultivo se puede depositar la muestra en medios para transporte o de mantenimiento que permitan la conservación con poca o nula replicación de los microorganismos, para mantener así lo más intacta posible la flora microbiana original del material en estudio.

Existen gran variedad de estos medios disponibles en el mercado (Culturette, Becton Dickinson Microbiology Systems, Cockeysville, Md.; Transwab and transtube, Medical Wire and Equipment Company, Lenexa, Kan.; CultureSwab, Difco, Detroit, Mich.). Es aconsejable que los mismos sean suministrados por el laboratorio que procesará la muestra.

Las muestras para cultivos anaerobios requieren un manejo especial ya que el objetivo es limitar al máximo la exposición de la muestra al oxígeno. Se recolectan como se mencionara anteriormente, pero si no pueden llegar al laboratorio antes de las 2 hs. post- recolección, se la debe acondicionar en sistemas de transporte anaerobio como por ejemplo: tubos con tioglicolato, medios de transporte semisólidos, tubos con CO₂ ^(10,11). Existen varios sistemas comerciales como por ejemplo Port- A- Cul Systems, entre otros. De esta manera se asegura su resiembra en laboratorio.

Cuadro N°3. Sugerencia para el manejo de la muestra cuyo procesamiento es mediato.

Recipiente	1		2		3
Esterilidad	No es necesaria		No es necesaria		Sí es necesaria
Anticoagulante	Si ↓		No ↙ ↘ No coagula Coagula ↓ ↓ Desechar		No ↓
Homogeneizar	Si				No
Fraccionar en tubos y rotular	(1.1)	(2.1)	(1.2)	(2.2)	No
Conservante	No		Si		No
Refrigerar (4°C)	Si		Si		Si
Ex. Físico	No		Si		-
Ex. Químico	Si		No		-
Ex. Citológico	No		Si		-
Ex. Bacteriológico	No		No		Si

3. 1. 3. Tinciones

Una vez fijados los extendidos pueden usarse varios tipos de tinciones como las de tipo Romanowsky y la de Papanicolaou. Las de tipo Romanowsky (Wright, Giemsa, May-Grunwald-Giemsa, Metanol Giemsa, Diff-Quik) son las más utilizadas, porque son económicas, fáciles de preparar y muy útiles, ya que tiñen de manera excelente microorganismos y el citoplasma de las células ⁽¹³⁾. La coloración de M.G.G. y Giemsa son consideradas totalmente necesarias para una correcta interpretación de los extendidos ⁽¹⁾. La tinción de Papanicolaou permite la visualización de más detalles del núcleo y nucleolo, no obstante, las coloraciones de M.G.G. y G aportan todos los datos morfológicos de las estructuras presentes en el material examinado, necesarios para diferenciar entre procesos inflamatorios, no inflamatorios y neoplásicos y en este último caso, la evaluación del potencial maligno en las células ⁽¹³⁾.

Las muestras deben ser transportadas de manera conveniente, envueltas en material absorbente y resguardadas en una caja de espuma de poliestireno o hielera con material refrigerante ⁽¹¹⁾. Previa rotulación y protección de los envases y adecuándolos para conservarlos refrigerados.

Deben acompañarse de una planilla o protocolo correspondiente en la que deben constar datos como ⁽⁹⁾:

- Nombre, dirección y teléfono del Médico Veterinario que atiende el caso.
- Especie, raza, edad, sexo, peso del animal del cual se extrajeron la o las muestras.
- Naturaleza o tipo de muestra remitida.
- Fecha y hora de extracción del material que se envía.
- Diagnóstico presuntivo si lo hubiere, junto a un breve historial del caso con los síntomas más relevantes
- Tipo de terapia y tiempo de la misma, si el paciente está bajo tratamiento.
- Naturaleza de cualquier conservador empleado.
- Detalle de los análisis solicitados.

M.G.G.: May Grunwald-Giemsa.

G.: Giemsa.



4. CARACTERIZACIÓN DE LAS MUESTRAS

4.1. Dinámica fisiológica del fluido pleural

La cantidad de este ultrafiltrado de la sangre, en condiciones normales, está determinada por un delicado equilibrio entre factores que gobiernan su producción desde la pleura parietal y su reabsorción por la pleura visceral, a través de un proceso continuo ^(35, 36, 46).

Factores como las presiones hidrostática y oncótica de la sangre desde la cual el líquido es formado y la permeabilidad de los vasos a través de los cuales el fluido pasa, influyen en el grado de producción (Cuadro N°4).

Factores como el grado de flujo y la presión oncótica dentro de los vasos colectores del fluido, influyen en el grado en que el líquido es removido de la cavidad (Cuadro N°4).

El movimiento de fluidos obedece a las fuerzas de Starling ⁽¹⁰⁾.

Presión hidrostática capilar: 30 cm H₂O

Presión intrapleural (negativa): 5 cm H₂O

Presión coloidsmótica del líquido pleural: 8 cm H₂O

Presión coloidsmótica sistémica en los capilares de la pleura parietal: 34 cm H₂O.
















La presión resultante (9 cm H₂O) favorece la trasudación hacia el espacio pleural.

Las mismas fuerzas actúan en el proceso de absorción, pero la presión hidrostática en los capilares de la pleura visceral es de 11 cm H₂O, lo cual determina una fuerza negativa a favor de la absorción de 10 cm H₂O.

Siempre existe una pequeña cantidad de fluido pleural en tránsito. Lo que este gradiente produce es evitar la acumulación de ese fluido. Otro factor importante es la actividad respiratoria; la hiperventilación aumenta la absorción de líquido del espacio pleural mientras que la hipoventilación la reduce ⁽⁸⁾.

El aumento de la presión hidrostática dentro de la cavidad, tiende a disminuir la producción de flujo y a aumentar la remoción del fluido ⁽⁴⁾

Cuadro N°4. Fisiología de la dinámica del Líquido Pleural ⁽⁸⁾

Pleura Parietal	Espacio Pleural	Pleura Visceral
Pr. H. Capilar 30 cm H ₂ O  Pr. O. Plasma 34 cm H ₂ O  Resultante (1) = 4 cm H₂O 		
	 Pr. Intrapleural 5 cm H ₂ O  Pr Osm. Fluido Pleural 8 cm H ₂ O Resultante (2) = 13 cm H₂O 	
	Res.(1) – Res. (2)=4 cm H₂O – 13cm H₂O = 9 cm H₂O 	
		 Pr. H. Capilar 11 cm H ₂ O  Pr. O. Plasma 34 cm H ₂ O Resultante (3) = 23cm H₂O 
	Pr. Intrapleural 5 cm H ₂ O Pr. Osm. Fluido Pleural 8 cm H ₂ O Resultante (4) =13 cm H₂O   	
	<u>Movimiento neto de fluido</u> 	 Res.(3)- Res.(4)=10cm H₂O

Pr. O: Presión Oncótica; Pr. H: Presión Hidrostática; Pr. Osm: Presión Osmótica

4.1. 2. Características del líquido pleural en el animal sano

La cavidad pleural constituye un espacio virtual, lubricado por una pequeña cantidad de un líquido aséptico, que macroscópicamente se presenta transparente,

incolore e inodoro; a su vez contiene muy escasa celularidad y el nivel de proteínas totales es bajo (Cuadro 5).



Cuadro N°5. Características del líquido pleural del animal sano.

CARACTERÍSTICAS.	Macroscópicas.	Incolore, transparente, no viscoso, inodoro, no coagula. (Benjamin, Meyer, Tyler)
	Microscópicas.	N° células nucleadas/ μ l < 3000 Diferencial: linfocitos pequeños y maduros, macrófagos, células mesoteliales.
EXÁMENES	Físico-Químicos	PT < 3 gr/ dl (Tyler-Cowel,) Densidad < 1018
	Microbiológicos.	Negativo

4.2. LAS EFUSIONES PLEURALES

4.2.1. Generalidades:

Los términos hidrotórax, colecta, derrame, pleurorrea o efusión pleural, describen la acumulación anormal de líquido en el espacio pleural y pueden obedecer a distintos mecanismos patológicos, no siendo una enfermedad en sí misma, sino un signo de numerosos procesos mórbidos de diversos orígenes ⁽⁸⁾.

Las colectas líquidas en las cavidades corporales se pueden producir por *trasudación* a consecuencia de un aumento de la diferencia entre la presión hidrostática intravascular y extravascular, por una disminución de la presión oncótica intravascular o por *exudación* que es el resultado de procesos en los que las sustancias solubles llegan a las cavidades corporales o intersticios y atraen líquidos debido al aumento de la presión oncótica, que ellas generan en ese espacio ^(4, 24).

Dependiendo de la concentración de Proteínas Totales (PT gr./ dl de efusión) y del conteo total de células nucleadas (CTCN / μ l de efusión), se clasifican (cuadro N°6) como Trasudados, Trasudados modificados y Exudados ^(12, 13, 19, 29, 39).

Cuadro N°6. Distintos tipos de efusiones según los parámetros de clasificación utilizados en la evaluación de las colectas.

EXÁMENES	CLASIFICACIÓN DE LAS EFUSIONES		
	Trasudado	Trasudado Modificado	Exudado
Color	Incoloro o poco coloreado	Amarillo o rojo	Variable
Aspecto	Transparente	Variable	Turbio
Formación de Coágulo	No	Variable	Variable
CTCN/ ul	< 1500	1000-7000	> 7000
PT g/dl	< 2,5	2,5-7,5	>3,0
Densidad	<1012	Variable	>1018
Microbiológico	No	Variable	Variable

Ocasionalmente puede ocurrir que un líquido presente un CTCN dentro del rango esperado para un trasudado y un valor de PT correspondiente a la clasificación de trasudado modificado. En estos casos, las PT son el criterio más importante para

diferenciar entre trasudados y trasudados modificados, y el CTCN para distinguir entre trasudados modificados y exudados ⁽¹³⁾.

Ejemplo de esto son las efusiones quilosas, pseudoquilosas, hemorrágicas y neoplásicas, que son consideradas como efusiones exudativas de origen no inflamatorio ⁽⁸⁾ aunque no son verdaderos exudados ⁽¹³⁾.

El examen citológico y microbiológico de cada una de estas efusiones, permite enriquecer la clasificación y precisar el diagnóstico.

Examen Citológico:

Células observables en las efusiones (tinción M.G.G.)

Las **células mesoteliales** conforman el revestimiento seroso de las cavidades pleural, peritoneal y pericárdica.

Es una célula oval o redonda de 10 a 30 μ m de diámetro, de citoplasma basofílico, cuya membrana puede mostrarse lisa o con un borde desflechado eosinofílico. El núcleo es redondo, central, membrana nuclear prominente, patrón cromatínico fino de color púrpura oscuro y uno o dos nucleolos prominentes. Es frecuente observar células mesoteliales normales binucleadas. En la efusión normal se presentan de manera aislada (Fig.20) o en acúmulos (Fig. 21).

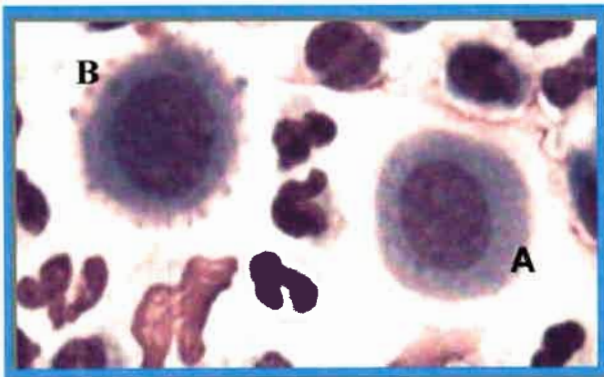


Fig. 20 Células mesoteliales. A: membrana citoplasmática lisa. B: membrana citoplasmática con borde citoplasmático desflechado eosinofílico

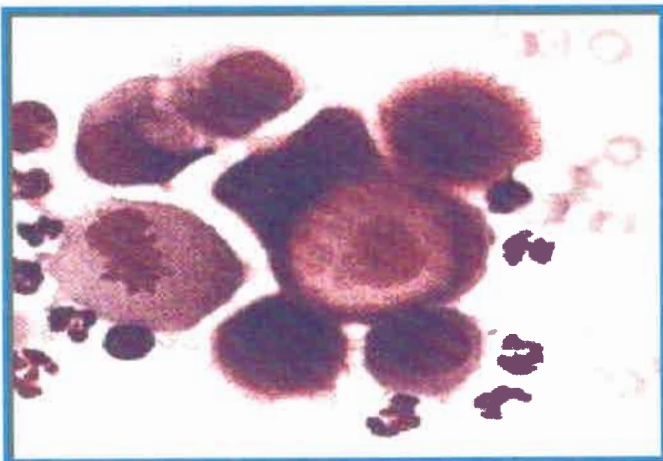


Fig. 21: Células mesoteliales reactivas. A la izquierda se observa una mitosis. Cowell,R.J.; Tyler,R.D.; Meinkoth,J.M. 1999

Cuando exfolian a las cavidades muestran gran variabilidad morfológica ante la mínima irritación, transformándose en células mesoteliales reactivas o basofílicas (Fig. 20), el núcleo suele presentarse menos hiper cromáticos que la célula mesotelial normal y el citoplasma se observa más basofílico. Algunas de estas células reactivas, se convierten en macrófagos con grado variable de vacuolización citoplasmática o presentan material fagocitado en su interior. Estos cambios morfológicos suelen ser de tal magnitud que resulta dificultoso diferenciarlas de macrófagos y de algunas células neoplásicas ^(29, 35, 36, 46).

Los **neutrófilos** se presentan en cantidad variable en la mayoría de las efusiones, predominando en líquidos asociados a cuadros de inflamación, donde exhiben cambios nucleares (hipersegmentación, picnosis, cariorexísis, y cariólisis) y citoplasmáticos (basofilia y vacuolización) de intensidad variable, dependiendo de la severidad del agente causal. Ocasionalmente puede observarse en su interior, material extraño o microorganismos fagocitados

Cariólisis es indicativa de rápida muerte celular y de un microambiente tóxico para la célula, *cariorexísis* y *picnosis*, son cambios menos severos e indicativos de un microambiente relativamente menos tóxico, mientras que la *hipersegmentación* (Fig. 22, C) es una alteración de menor relevancia, que puede producirse en una serie de situaciones en las que el microambiente es no tóxico y es dependiente de la permanencia prolongada de la célula en el tejido (envejecimiento), pero sin sufrir agresión ^(18, 39).

Los cambios citoplasmáticos producidos a consecuencia de la actividad fagocítica y de enzimas lisosomales propias de la célula, dan lugar a la formación de *vacuolas* y *foamínes* (microvacuolización) y aumento de la intensidad de la coloración del citoplasma o *basofilia* ^(18, 39).

Ante noxas muy severas y en respuesta a la inflamación, suelen producirse en Médula Osea cambios tóxicos que afectan a las células y son halladas con características de toxicidad en la sangre y en los fluidos (cuerpos de Dohle, granulación tóxica, basofilia citoplasmática difusa, citoplasma espumoso) ⁽¹³⁾. Estos cambios morfológicos permiten clasificar citológicamente al leucocito neutrófilo como degenerado, no degenerado y tóxico. Los *neutrófilos degenerados* (Fig. 22, A) indican la presencia de endotoxinas o exotoxinas poderosas, las que producen aumento de la permeabilidad de la membrana y subsecuente degeneración hídrica de la célula ⁽¹³⁾, rápida muerte celular caracterizada por cambios cariolíticos y abundantes detritos celulares ⁽³⁹⁾.

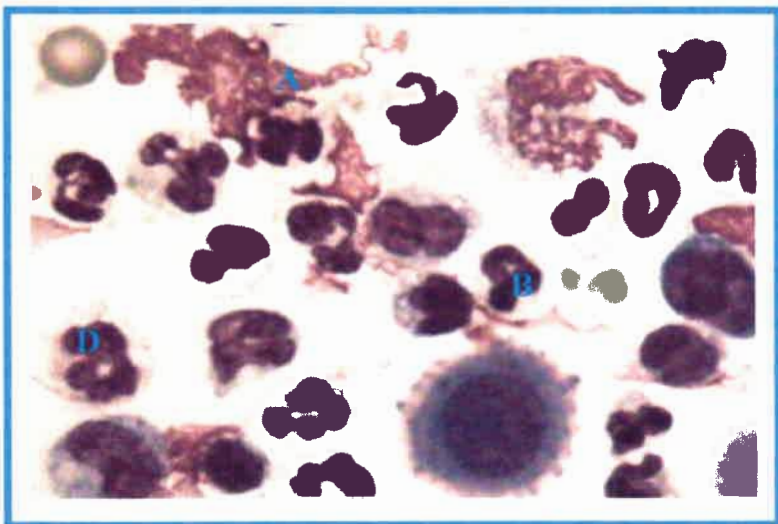


Fig.22: A: Neutrófilo con cariólisis. B y C: Neutrófilos no degenerados. D: Neutrófilo tóxico.

Los *neutrófilos no degenerados* (Fig. 22, B) aparecen idénticos a los de la sangre periférica. Pueden además, presentar hipersegmentación o cromatina parcialmente condensada o núcleos picnóticos que corresponden a neutrófilos envejecidos los que se observan a menudo fagocitados por los macrófagos (citofagia).

Los **linfocitos** usualmente están presentes en escasa cantidad en muchas efusiones, predominando en efusiones quilosas, pseudoquilosas y en efusiones linfo-sarcomatosas. En las efusiones quilosas y pseudoquilosas predominan los linfocitos pequeños y maduros morfológicamente idénticos a los hallados en sangre (Fig. 23), mientras que en las efusiones neoplásicas se presentan mayor cantidad de linfoblastos, linfocitos atípicos y células en mitosis. En efusiones inflamatorias ocasionalmente se observan linfocitos reactivos que adquieren la apariencia de células plasmocíticas ⁽¹³⁾.

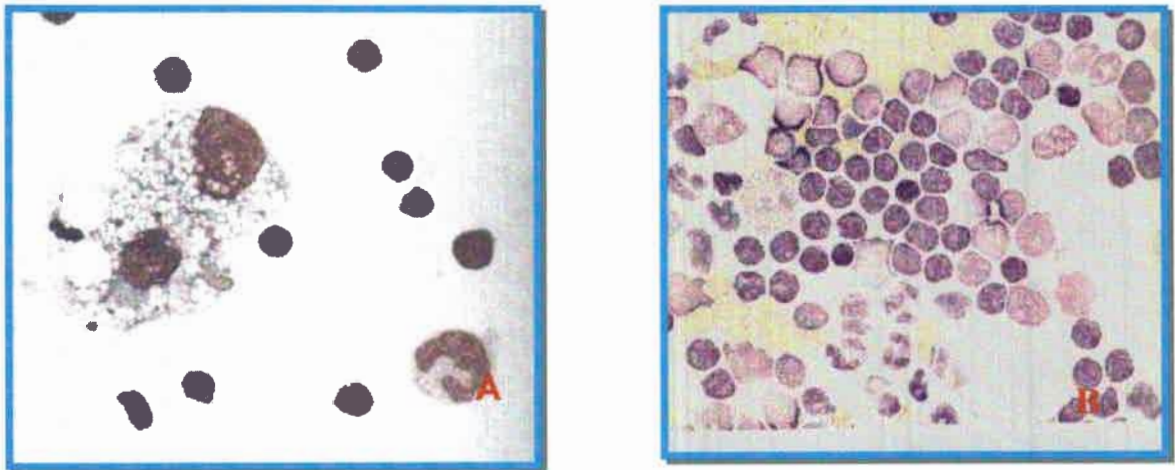


FIG. 23: A: Se observan numerosos linfocitos, dos macrófagos vacuolados y un neutrófilo (borde inferior derecho). B: numerosos linfocitos pequeños maduros en una efusión por quilotórax. . Cowell,R.J.; Tyler,R.D.; Meinkoth,J.M.. 1999

Los **eosinófilos** (Fig. 24) son de aparición ocasional y fácilmente reconocibles por sus gránulos intracitoplasmáticos de color rojo-anaranjados, muy pleomórficos, únicos o múltiples.

Moderada a alta cantidad de eosinófilos se observan en efusiones secundarias asociadas a mastocitomas, infecciones por parásitos cardíacos, síndrome hipereosinofílico y granulomas pulmonares eosinofílicos ^(17,46). En estas circunstancias, puede haber o no una eosinofilia periférica concomitante ⁽¹³⁾.

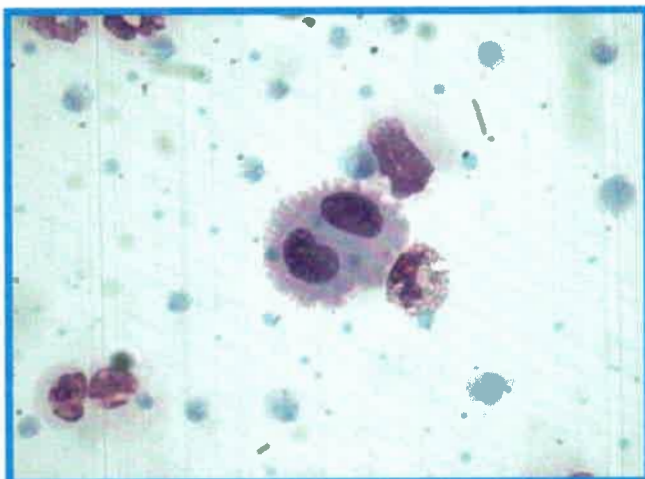


Fig. 24: Se observa en el centro del extendido una célula mesotelial binucleada y hacia la derecha y abajo un leucocito eosinófilo.

Los leucocitos **basófilos** no son un hallazgo frecuente y no presentan valor diagnóstico⁽¹³⁾. Son células que no han sido estudiadas tan extensamente como otras, quizás porque son de rara presentación o de escasa aparición tanto en sangre como en Médula Ósea. Deben ser bien diferenciadas de los Mastocitos ya que presentan algunas características morfológicas y bioquímicas en común. Los basófilos presentan núcleo segmentado y típicos gránulos de intenso color rojo-violáceo que llenan el citoplasma; los mastocitos son de mayor tamaño y presentan un núcleo redondo y muchos gránulos de color violeta que llenan la célula pudiendo enmascarar al núcleo⁽²⁶⁾. El hallazgo de **mastocitos** es ocasional, pero su presencia, generalmente indica la existencia de una efusión tumoral (mastocitoma) en cuya circunstancia, su aspecto morfológico presenta los signos de malignidad celular.

Los **monocitos** se presentan con frecuencia en las efusiones transformándose rápidamente en *macrófagos*, muchos de ellos derivan de los monocitos de la sangre, aunque también están presentes y proliferan en muchos tejidos durante el proceso inflamatorio⁽¹³⁾. Se observan con importante vacuolización citoplasmática y/o nuclear, pudiendo contener detritos o células fagocitadas, pues son extremadamente eficientes en la fagocitosis y digestión de sustancias extrañas y células muertas.

Los **eritrocitos** pueden ser hallados cuando se producen hemorragias intracavitarias por diferentes causas y en general, si el cuadro es reciente, se presentan morfológicamente iguales a los hallados en sangre periférica.

Las **plaquetas** son halladas en efusiones subsecuentes a hemorragias recientes^(13,24) y al igual que ocurre con los eritrocitos, no presentan variaciones en sus características morfológicas.

Células neoplásicas pueden observarse, aunque no siempre, en casos de tumores intracavitarios. Varios carcinomas y adenocarcinomas (tumores de células epiteliales), linfosarcomas y tumores de células mastocitarias (tumores de células diferenciadas), hemangiosarcomas (tumores de células fusiformes) y mesoteliomas pueden exfoliar células a la cavidad pleural⁽¹³⁾. En estos casos, se deben evaluar los signos de malignidad celular presentes y definir el origen que puede ser primario o metastásico.

En algunas efusiones se pueden observar células reumatoides o de Lupus Eritematoso (LE) y por lo tanto se debe considerar la posibilidad de una enfermedad inmunomediada, para lo cual puede ser útil estudiar la existencia de anticuerpos antinucleares que pudieran estar presentes en el líquido⁽¹⁹⁾.

Misceláneas: microfilarias se pueden observar en efusiones hemorrágicas de perros. Suelen ser larvas de *Dirofilaria* o *Dipetalonema* que han alcanzado la cavidad a través de la sangre periférica⁽¹³⁾.

Polvo de guantes (harina de maíz), partículas de talco (Fig. 25), son hallazgos incidentales, pero cuando se utilizan guantes en las tomas de muestras, pueden quedar restos que no deben ser confundidos con organismos o células⁽³⁰⁾. Las partículas de talco presentan forma pentagonal, son refringentes y los bordes pueden adquirir color acidófilo o basófilo; generalmente se observa un núcleo oscuro en forma estrellada, refringente y de ubicación central.



Fig.25 : partículas de talco observadas en un extendido. Cowell,R.J.; Tyler,R.D.; Meinkoth,J.M.. 1999

Examen químico:

En el hombre la determinación de triglicéridos (TG), colesterol (Col.), determinación del pH, enzima láctico deshidrogenasa (LDH) y concentración de glucosa (Glu), son los parámetros mayormente utilizados, además de la determinación de proteínas totales (PT), por su valor diagnóstico diferencial entre los diferentes tipos de efusiones^(21,24). Exceptuando la determinación de las PT, en Medicina Veterinaria existen muy pocos estudios en efusiones pleurales que realmente determinen la validez del uso de los demás parámetros antes mencionados⁽²¹⁾.

La relación Albúminas (Alb) / Globulinas (Glob) y la electroforesis de las de proteínas del líquido acumulado presentan un valor relativo en el diagnóstico diferencial. Según Kraff, el patrón de electroforesis de las proteínas procedentes de un líquido de punción, es semejante al de las proteínas séricas y en general, en las enfermedades inflamatorias crónicas se observa aumento en el contenido de globulinas, pudiendo incluso ser bajo el valor de albúminas⁽²⁴⁾.

La LDH es una enzima tisular específica, notándose aumento de su actividad en procesos inflamatorios y degenerativos⁽²⁴⁾. En medicina humana, se presenta actividad elevada de LDH en fluidos pleurales asociados a enfisema, enfermedad pulmonar obstructiva crónica y fibrosis pulmonar, es decir, en aquellos desórdenes asociados a daño celular e inflamación y en algunos tipos de neoplasias⁽²¹⁾.

Los niveles de glucosa y pH tienen valor diagnóstico en la diferenciación entre procesos sépticos y no sépticos⁽²¹⁾.

Muchos tipos de efusiones presentan características físico-químicas semejantes, por lo que en caso de fluidos de color blanco lechoso es conveniente realizar la determinación de colesterol y triglicéridos en la misma y comparar estos valores con los de suero, que permite diferenciar entre efusiones quilosas y pseudoquilosas^(12,19,21).

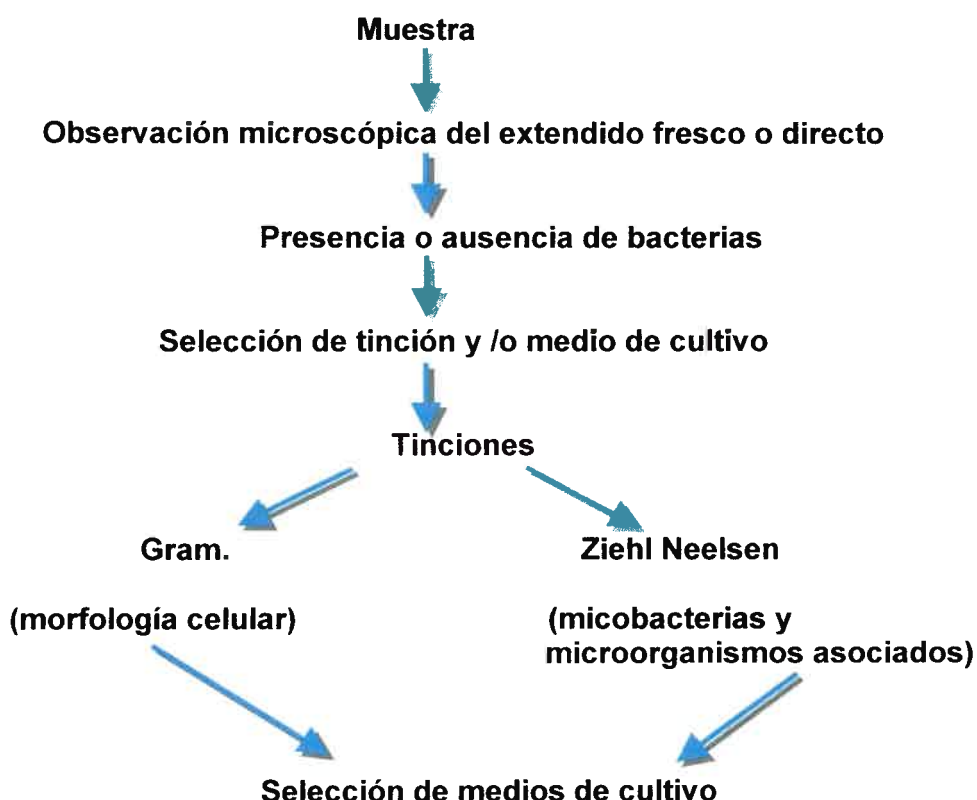
Examen Microbiológico:

Es útil con frecuencia un examen directo, observando el material en agua destilada o en hidróxido sódico al 10% bajo un cubreobjetos⁽¹⁰⁾. Los hallazgos pueden ayudar en la selección de técnicas de tinción y de medios de cultivo apropiados⁽¹¹⁾.



El extendido adecuadamente coloreado es uno de los factores más importantes en la identificación de los microorganismos, porque en ciertas circunstancias, permite un informe rápido, sobre la existencia de agentes infecciosos.

ESQUEMA SOBRE PROPUESTA DE TRABAJO



Las coloraciones de Gram y Ziehl-Neelsen son las primeras y más ampliamente utilizadas. La tinción de Gram brinda información inmediata⁽¹⁹⁾ y permite la diferenciación de los microorganismos en dos grandes grupos: Gram(+) y Gram (-).

La segunda permite la diferenciación de otro grupo que son ácido alcohol resistente, como las micobacterias y otros microorganismos relacionados⁽³⁸⁾. Estas tinciones permiten luego tomar decisiones sobre la necesidad o no de cultivar el material y en caso de requerirlo, elegir el medio adecuado o bien la implementación de reacciones serológicas. Éstas últimas son ampliamente utilizadas para la demostración de sistemas antígeno- anticuerpo, tanto para bacterias, como para rickettsias, hongos y virus⁽³⁸⁾.

Cultivo/ Antibiograma: no todas las efusiones necesitan ser cultivadas, pero si el examen citológico del fluido sugiere un proceso inflamatorio infeccioso, se debe considerar este procedimiento en medios apropiados para bacterias aerobias y anaerobias^(13,19). Los resultados de los cultivos bacteriológicos y sus correspondientes antibiogramas son de valor para el pronóstico y determinación de una terapia óptima.

4.2.2. Particularidades:

Características de la efusión y su relación a diversas patologías

Trasudados:

Generalmente son incoloros o con escaso color y de aspecto normalmente límpido. Son fluidos hipocelulares con un contenido total de células nucleadas menores a 1500 células por microlitros de efusión (CTCN < 1500 células nucleadas / μ l de efusión), con baja concentración de PT (< 2,5 gr/dl), y densidad menor a 1012^(13,19,21).

Citológicamente, se observa un predominio de neutrófilos no degenerados, células mesoteliales, macrófagos y células mesoteliales macrofágicas. En este tipo de derrame hipoproteico, se genera un medio hipotónico por lo que pueden observarse numerosos núcleos aislados, debido a que se produce intensa muerte celular precoz⁽²⁴⁾.

Son generalmente el resultado de hipoalbuminemias, que reducen la presión osmótica del plasma con la consecuente acumulación de fluido en las cavidades corporales. En estos casos, los valores de albúmina sérica suelen ser muy bajos (1,0gr/dl o menor)⁽³⁷⁾.

La hipoalbuminemia puede producirse a consecuencia de: a) la reducción de su síntesis en la enfermedad hepática, b) incremento de su pérdida en glomerulopatías, c) enteropatías perdedoras de proteína o lesiones tegumentarias^(12,13,17).

a) La albúmina es una proteína de vida media larga (8-10 días) cuya única fuente de producción es el hígado, por lo que su depleción es indicativa de una insuficiencia hepática crónica grave, si consideramos que para que se exprese la hipoalbuminemia, debe existir una pérdida aproximada de un 80% de hepatocitos funcionales⁽¹²⁾. En las hepatopatías cirróticas es usual observar efusiones pleurales casi siempre acompañadas de ascitis. Se consideran que pueden estar involucrados en estos casos, factores como la hipertensión venosa sistémica, hipoproteinemia y aumento del volumen y de la presión linfática. La comunicación anatómica o linfática directa entre el diafragma y el espacio pleural, puede cumplir alguna función en la producción de ciertas efusiones, que se caracterizan por ser de grandes volúmenes⁽¹⁷⁾. En casos de insuficiencia hepática se observará disminución de los valores de Albúmina sérica (las globulinas pueden presentar valores normales o aumentados) por lo que la relación Alb/Glob se ve disminuida y entre otros, pueden observarse disminuidos los valores de nitrógeno ureico sanguíneo (NUS) y glucosa sérica y aumento de ácidos biliares⁽¹⁸⁾.

b) Los pacientes con glomerulopatías pueden desarrollar efusiones por numerosas razones, entre ellas por la hipoproteinemia originada por la pérdida urinaria de proteínas plasmáticas, especialmente albúmina, con marcada proteinuria y la consecuente caída de la presión oncótica⁽³⁷⁾, embolia o trombosis pulmonar (poco frecuente) o hipertensión e insuficiencia cardíaca congestiva. Estos pacientes suelen presentar ascitis y la efusión pleural suele ser masiva⁽¹⁷⁾.

c) Cualquier enfermedad del tracto intestinal que provoque inflamación, infiltración, congestión o sangrado puede inducir a enteropatía perdedora de proteína (EPP)⁽³⁷⁾. A excepción de la Linfangiectasia Intestinal (LI), las demás entidades mórbidas no suelen producir EPP, no obstante cuando se presentan, son las causas más corrientes. Si bien estas proteínas pueden ser digeridas y reabsorbidas, se induce a la hipoproteinemia porque se supera la capacidad reabsortiva intestinal. Las EPP

generalmente producen disminución tanto de albúminas como de globulinas (panhipoproteinemia)⁽³⁷⁾. La obstrucción linfática puede relacionarse con neoplasia y hernia diafragmática. Esta última se sospecha en todo paciente con antecedentes traumáticos ya que es frecuente en casos de encarceración de vísceras abdominales y pleurorrea^(17,37). Aunque en general, este tipo de cuadros producen un trasudado o trasudado modificado, un líquido exudativo también puede ser encontrado en hernias diafragmáticas crónicas⁽¹⁹⁾.

Puede ocurrir que se presenten trasudados con valores de albúmina sérica de 1,5 gr/dl o mayor, cuando concomitantemente se presenta hipertensión hidrostática vascular y/o aumento de la permeabilidad vascular y linfática^(21,46). La hipertensión hidrostática se produce en insuficiencia cardíaca congestiva, cardiomiopatía o hipoproteinemia. La insuficiencia cardíaca derecha pura (fracaso ventricular), representa una causa importante de pleurorrea. El fracaso ventricular izquierdo también puede producir efusión, pero se caracteriza por pequeños volúmenes⁽²⁴⁾.

Trasudados modificados:

Sus características físico-químicas son intermedias entre el trasudado puro y el exudado. El color puede variar del ámbar al rojo y su aspecto puede ser leve a moderadamente turbio. Presentan baja a moderada celularidad (1000 - 7000 células nucleadas/ μ l), moderada a alta concentración de PT (2,5 - 7,5 gr/dl) y densidad variable⁽¹³⁾.

Los tipos celulares presentes son usualmente eritrocitos, neutrófilos no degenerados, macrófagos, células mesoteliales, pequeños linfocitos o pueden predominar las células neoplásicas dependiendo de la causa de la efusión⁽²¹⁾.

Cuando los trasudados están presentes por varias semanas o más, ocasionan irritación de la superficie de la pleura que prolifera exfoliando células mesoteliales dentro del fluido, las que al degradarse, liberan sustancias que atraen a los fagocitos y se provoca una marcada respuesta inflamatoria, por lo cual los valores de PT y CTCN aparecen más elevados. Si la presencia del líquido es crónica, sus características pueden modificarse aún más, pudiendo adquirir aspecto lechoso (pseudoquiloso)⁽⁸⁾.

Los trasudados modificados son los más inespecíficos de los tres tipos de efusiones; pueden desarrollar secundarios a desórdenes no específicos y en ocasiones representar un estadio transicional entre un trasudado y un exudado⁽¹³⁾.

La principal causa de trasudado modificado es el aumento de la presión hidrostática en vasos sanguíneos y/o linfáticos o alteración de su permeabilidad, lo que permite la extravasación de un fluido rico en proteínas hacia la cavidad. En estos casos no se provoca quimiotactismo, por lo cual no migran grandes cantidades de células inflamatorias hacia el fluido, entonces el líquido generalmente presenta moderada celularidad y una alta concentración de proteínas^(8,13).

Si bien este tipo de derrame puede originarse por muchas y variadas causas, deben considerarse en primera instancia enfermedades cardiovasculares⁽²¹⁾. El fallo derecho o biventricular es considerado como una de las causas más frecuentes en perros y gatos^(8,13).

Exudados:

En las efusiones exudativas el color es variable dependiendo de los constituyentes predominantes y de su origen, pudiendo ser ámbar, blanco o rojo y de aspecto siempre turbio. Generalmente contienen elevado CTCN (mayor a 7000 células nucleadas/ μ l), elevada cantidad de PT (mayor a 3 gr/dl) y alta densidad (mayor a 1018)^(13,21).

En su gran mayoría este tipo de efusiones se originan en procesos inflamatorios, aunque también se los asocia a neoplasias, quilotórax⁽²¹⁾ considerados como de origen no inflamatorio⁽⁸⁾, derrames inmunomediados, derrames secundarios a micosis y parasitosis, hemotórax y gran parte de derrames de etiologías neoplásicas⁽¹²⁾.

En general, la inflamación de un órgano intracavitario o la ruptura de un absceso pueden generar una efusión con la consecuente liberación de sustancias quimiotácticas que causan un flujo de células inflamatorias hacia el área de lesión, las que tienden a acumularse en grandes cantidades y de productos vasoactivos que incrementan la permeabilidad vascular, dando lugar a la producción de un fluido muy rico en proteínas. De este modo, los neutrófilos son el tipo celular predominante en la mayoría de los exudados de origen inflamatorio⁽¹³⁾.

Los fluidos exudativos se clasifican como *no sépticos o asépticos* en ausencia de bacterias o sus toxinas y *sépticos* cuando están presentes bacterias o sus toxinas quienes son las responsables de las alteraciones morfológicas de los leucocitos neutrófilos. Otro tipo de exudado que puede tener origen séptico o aséptico es el *granulomatoso crónico*.

Los **exudados asépticos** incluyen como tipo celular a neutrófilos, macrófagos y linfocitos; estos dos últimos tipos celulares pueden estar activados pero los neutrófilos no presentan cambios degenerativos y no hay indicios de microorganismos⁽³⁷⁾. Este hallazgo citológico es indicativo de que el fluido es de origen no séptico ; sin embargo, algunas bacterias y/o agentes infecciosos no bacterianos, pueden estar asociados con este tipo de neutrófilos⁽¹³⁾.

Los **exudados sépticos** a menudo tienen recuentos celulares altos en extremo y las células dominantes son los neutrófilos degenerados además de monocitos y macrófagos. Un alto número de monocitos asociado a escasos números de macrófagos es sugestivo de una respuesta temprana a un cuadro inflamatorio y necrótico tisular⁽¹³⁾ y no de cronicidad ya que participan tan rápidamente como los neutrófilos en la respuesta a procesos flogísticos^(18,39). Las bacterias son observadas fuera o dentro de los neutrófilos y macrófagos. Estos microorganismos fagocitados, sugieren que el fluido es de origen infeccioso, ya que las bacterias provocan una infección purulenta con degeneración de los granulocitos neutrófilos⁽²⁴⁾, no obstante, la ausencia de microorganismos, tampoco descarta totalmente una causa infecciosa. De igual manera, como no todas las bacterias o agentes infecciosos no bacterianos producen fuertes toxinas o en altas concentraciones, la presencia de neutrófilos intactos, no asegura que no exista un proceso infeccioso⁽¹³⁾.

Los agentes etiológicos más citados en la bibliografía son: *Pasteurella multocida*, *Proteus spp*, *Klebsiella spp*, *Enterobacter spp*, *Corynebacterium spp*, *Bacteroides spp*, *Cryptococcus spp*, *Aspergillus spp*, *Actinomyces spp*, *Nocardia spp*, *Ehrlichia spp.*, *Toxoplasma spp*^(8,13,19).

El exudado purulento acumulado en cavidad pleural se denomina pletorax o

empiema y es el tipo de efusión de mayor frecuencia en Medicina Veterinaria⁽¹²⁾. El piotórax puede ser espontáneo o secundario y comprometer la cavidad pleural por sepsis sistémica por difusión desde estructuras contiguas como por ejemplo, neumonías bacterianas, ruptura esofágica, mediastinitis, o por la penetración directa de microorganismos a través de la pared torácica como en caso de traumas perforantes, cuerpos extraños, cirugías y toracocentesis repetidas^(12,13).

En los procesos inflamatorios de tipo **granulomatoso crónico** se pueden observar un número variable de macrófagos, dependiendo del estadio y lugar de la lesión^(18,37,47). Dichas células presentan en este tipo de cuadros, menor actividad fagocítica que en los procesos exudativos purulentos⁽³⁹⁾. Citológicamente la inflamación granulomatosa muestra una predominancia de macrófagos, que suelen observarse frecuentemente como formas gigantes multinucleadas pudiendo presentar nucleolos, abundante citoplasma usualmente vacuolado o esponjoso. Este tipo de procesos no suelen ser fáciles de identificar en preparaciones citológicas, pues algunas lesiones muy organizadas no producen muchas células o muestran una población de macrófagos muy pleomórfica que pueden sugerir neoplasia^(18,39). Otros tipos celulares que acompañan estos cuadros son los neutrófilos no degenerados que pueden mostrar hipersegmentación, linfocitos, células plasmáticas y fibroblastos^(18,39,47). En general, se consideran como factores etiológicos a hongos, protozoos, metazoos, cuerpos extraños y agentes químicos, muy pocas especies de bacterias (*Mycobacterium spp*, *Corynebacterium spp*) se reconocen como causales de este tipo de procesos^(21,39).

Los diagnósticos diferenciales para exudados asépticos incluyen neoplasia, hernia diafragmática crónica, torción de lóbulo pulmonar y exudados sépticos en resolución. El tratamiento previo con antibióticos en caso de efusiones sépticas puede modificar las características de la población neutrofilica del líquido, haciéndolos parecer no degenerativos y reducir la concentración de microorganismos presentes en el derrame hasta un nivel no detectable. La tinción de Gram y/o Ziehl Neelsen y posterior cultivo son indispensables en exudados asépticos para ratificar que realmente sean no infecciosos; especialmente en los casos en que citológicamente no se observan microorganismos^(13,19,37).

La evaluación conjunta de los niveles de pH y glucosa del fluido pueden ser de ayuda para el diagnóstico diferencial entre exudados sépticos y asépticos. La asociación de bajos niveles de glucosa y disminución del pH (menor a 7,3) en el fluido pleural se produce en presencia de bacterias o sus toxinas, resultando una efusión ácida, debido a la acumulación de CO₂ y lactato, productos finales del metabolismo de la glucosa. Estudios realizados en felinos demostraron que niveles de glucosa menores a 10 mg/dl y pH menores a 6,9 son característicos de efusiones sépticas⁽²¹⁾.

Efusión quillosa:

Es la colecta de quilo en el espacio pleural y se refiere al fluido linfático que llevan los conductos linfáticos que drenan el tracto intestinal y pasan a través del conducto torácico. Los quilomicrones son lipoproteínas que contienen alta concentración de triglicéridos absorbidos desde el intestino luego de la ingestión de alimentos que contienen lípidos^(13,21).

Macroscópicamente este tipo de derrames son turbios, opacos, semejantes a leche desnatada, por la presencia de quilomicrones. El color depende del contenido graso de la dieta, generalmente es blanco a rosado y puede estar teñido con sangre si se

produce hemorragia concurrente^(13,37).

Este tipo de efusiones deben ser diferenciadas de otros tipos de derrames, especialmente de los exudados asépticos y sépticos por la similitud de su apariencia. Post-centrifugación, en las efusiones quilosas (y pseudoquilosas), el sobrenadante no se aclara, como ocurre con otros líquidos de aspecto lechoso producidos por otras etiologías^(13,37).

La efusión quillosa presenta moderada concentración de proteínas, en general entre 2,5 – 6,5 gr/dl , pero se debe considerar que la estimación de proteínas en líquidos muy turbios puede arrojar valores erróneamente elevados. El CTCN es bajo a moderado^(13,19,37).

Durante los estadios tempranos de la efusión, el tipo celular predominante es el linfocito pequeño con escasos neutrófilos no degenerados. Con la persistencia del derrame, se observa aumento del número de neutrófilos intactos y/o macrófagos y menor cantidad de linfocitos, lo que puede sugerir inflamación, no infección⁽¹³⁾. Cuando la efusión se transforma en crónica, generalmente se presenta escaso número de linfocitos; incremento del número de macrófagos y pueden observarse células plasmáticas⁽¹⁹⁾.

No es hallazgo frecuente en este tipo de derrames la presencia de neutrófilos degenerados y/o sepsis debido al efecto fuertemente bacteriostático de los ácidos grasos, pero puede ocurrir, de forma iatrogénica, en caso de punciones terapéuticas repetidas^(13,37).

El derrame quilloso puede ser de origen idiopático (cuando no se puede dilucidar la causa), congénito, o secundario a otros procesos. En muchos animales, el flujo anormal o presiones dentro de conducto torácico (CT) generan exudación de quilo a través de los vasos linfáticos sanos pero dilatados (linfangiectasia). La linfangiectasia, generalmente responde a un aumento del flujo por mayor producción hepática o por disminución del drenaje dentro del sistema venoso⁽³⁷⁾.

Muchas razas caninas pueden ser afectadas, sin embargo, parece existir mayor predisposición en los Afganos de edad mediana y en los Shiva Inu menores de un año⁽³⁷⁾.

Como eventos primarios que generan efusiones quilosas se consideran a aquellas enfermedades o procesos que llevan a un aumento de la presión venosa sistémica como por ejemplo la falla cardíaca derecha, tetralogía de Fallot, displasia de válvula Tricúspide, neoplasias mediastinales anteriores (linfosarcoma, timoma), trombosis de vena cava craneal, granulomas de origen fúngico, presencia de cuerpos extraños, Dirofilariasis y las malformaciones del CT. Los traumas del CT no son reconocidos como etiologías comunes en perros y gatos, ya que las lesiones del mismo sanan rápidamente luego de las injurias y generalmente resuelven en 2 a 3 semanas posteriores sin tratamiento⁽³⁷⁾.

Como métodos complementarios para diferenciar entre quilo y otras efusiones se han desarrollado una serie de test diagnósticos:

- a) Prueba del frigorífico: el quilo verdadero flocula luego de ser refrigerado a 4°C durante una noche⁽²⁴⁾.
- b) Coloración lipotrófica (Sudán III)^(17,19,24).
- c) Prueba de solubilidad al éter^(12,19,37).

Estas técnicas pueden realizarse en corto tiempo pero no siempre son precisas y no

son patognomónicas⁽¹⁹⁾.

d) Medición de la concentración de colesterol y triglicérido concomitantemente en el líquido pleural y suero.

El contenido de triglicéridos en un quilotórax puede ser muy elevado, no obstante, los animales anoréxicos apenas presentan triglicéridos en la linfa del CT, por lo que en ellos, el fluido va a contener escasa cantidad⁽²⁴⁾.

En todo caso en que se sospeche este tipo de efusión debe estimarse el *cociente derrame / suero*, determinando concomitantemente los niveles de colesterol y triglicéridos en el fluido y en el suero^(19,24). El derrame quiloso presenta mayor concentración de triglicéridos que en el suero^(19,24,37). Se considera una proporción Col./Trig. < 1.

Efusión Pseudoquilosa:

Se usa este término para describir las efusiones que son semejantes al quilo, pero en las cuales no se identifica ruptura del CT.^(19,37)

Dadas las etiologías del quilotórax canino y felino, debería reservarse esta denominación para aquellas efusiones en las que el valor de colesterol es mayor que el nivel en suero y el valor de triglicéridos en las mismas es menor o igual a los hallados en el suero⁽³⁷⁾.

Este tipo de derrames son raros en extremo en Medicina Veterinaria, pero pueden estar asociadas con la tuberculosis^(17, 37).

Se presenta en procesos inflamatorios crónicos con liberación de lecitina y colesterol provenientes de la descomposición de células (lisis celular), que han entrado en la cavidad pleural por exfoliación de neoplasias o por cuadros de inflamaciones crónicas^(12,17,19).

Los fluidos quilosos y pseudoquilosos pueden diferenciarse por citología, pero la diagnosis entre ambos puede resultar dificultosa, por lo que se requiere de las pruebas mencionadas con antelación. La identificación más precisa se logra con la valoración de la concentración de colesterol / triglicéridos en la efusión y en el suero. El derrame pseudoquiloso presenta mayores niveles de colesterol que en suero, medidos en forma simultánea^(13,19,24,37).

Efusión Hemorrágica:

Se denomina hemotórax y describe a la colecta de sangre en el espacio pleural.

Al examen macroscópico son especímenes rojos y turbios por la gran población de hematies. Presentan alto nivel de PT y alto CTCN con distribución semejante a la sangre periférica^(12,17, 47).

Si la hemorragia es aguda y severa, se presentan signos clínicos importantes que indican la pérdida de sangre; de lo contrario, el hemotórax debe ser diferenciado de la contaminación de la muestra con sangre periférica por punción de un vaso, un órgano (hígado o bazo) o de la presencia de eritrocitos por diapédesis a consecuencia de cuadros inflamatorios^(12,13,17).

En caso de punción de un vaso mayor o del bazo, el valor de hematocrito del fluido suele ser igual (punción de un vaso) o mayor (punción del bazo) que el valor de hematocrito de la sangre⁽¹³⁾.

La búsqueda de eritrofagocitosis y la presencia o ausencia de plaquetas en la muestra, permite diferenciar la hemorragia de más de un día de ocurrida o la hemorragia crónica persistente, de la contaminación con sangre. La diferenciación entre la contaminación de la muestra y los cuadros hemorrágicos intracavitarios, se realiza a través de la presencia o ausencia de eritrofagia y la presencia o ausencia de plaquetas^(13,46). La observación de eritrofagia y ausencia de plaquetas en la efusión, es indicativo de hemorragia previa con formación de coágulo o bien de hemorragia continua crónica ya que cuando la sangre entra a las cavidades corporales, las plaquetas rápidamente se agregan, degranulan y desaparecen. La ausencia de eritrofagia y presencia de plaquetas, sugiere la ocurrencia de hemorragia aguda o la formación de coágulos^(24,46).

La sangre ejerce una acción irritativa sobre la pleura que con el tiempo produce una respuesta de tipo inflamatoria, con aumento de neutrófilos, macrófagos y eritrofagocitosis.

Las efusiones de tipo hemorrágicas se producen a consecuencia de diversos desórdenes, pudiendo ser el resultado de defectos hemostáticos; lesiones pulmonares (infartos, traumatismos, torción de lóbulos, abcedación), lesiones infiltrativas que erosionan grandes vasos, infección por gusanos del corazón y neoplasias que lesionan o rodean estructuras vasculares^(8,12,13,17,47).

Efusión Neoplásica o Maligna:

Generalmente son fluidos de aspecto serohemorrágico, a veces de color pajizo, moderadamente turbios, densidad 1018 – 1030, con variable cantidad de proteínas y células. El volumen del derrame dependerá de factores como el momento del diagnóstico, tipo de tumor y permeabilidad del mediastino⁽⁸⁾.

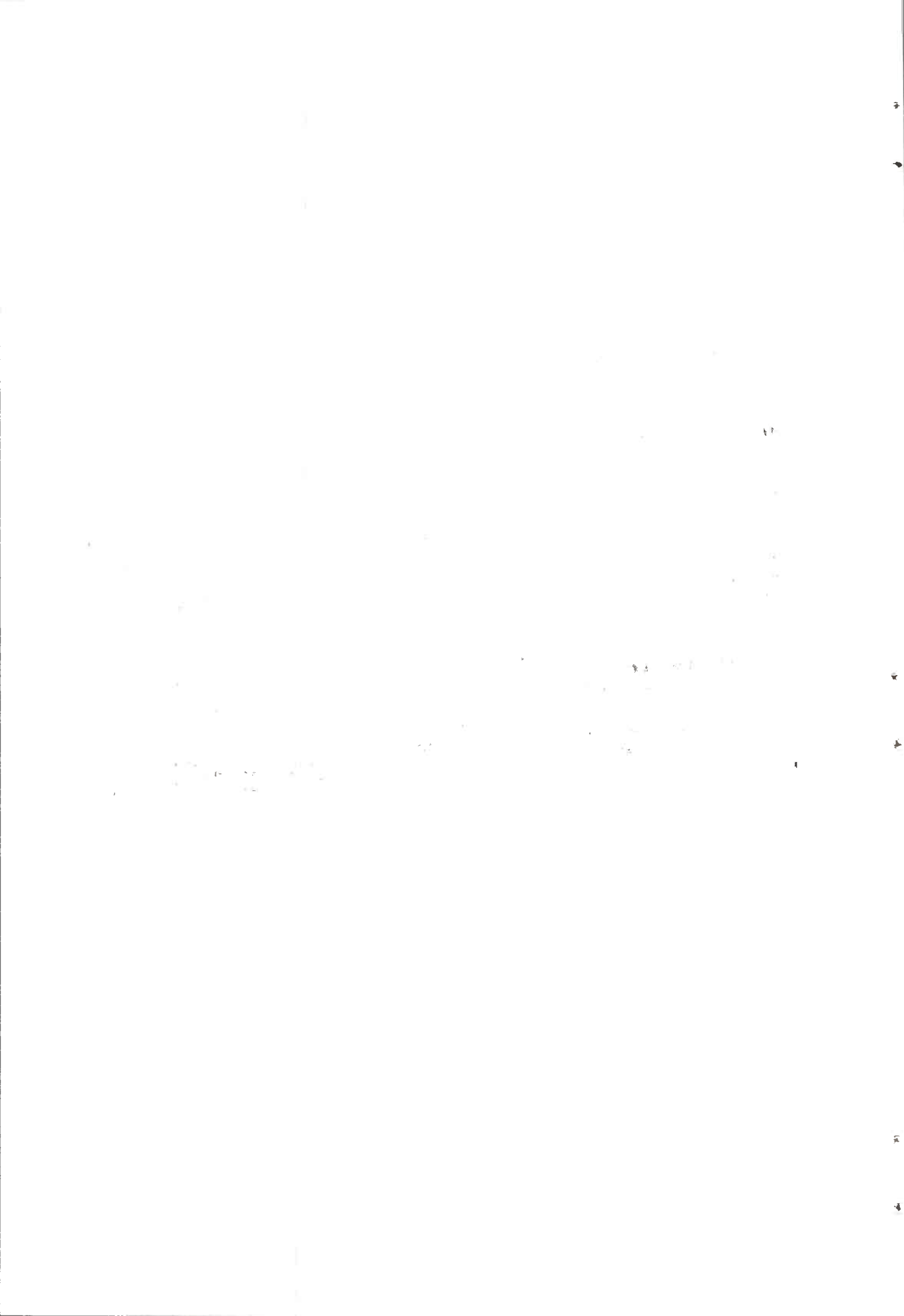
Las neoplasias de tórax ocasionalmente causan efusión con moderada a alta concentración de PT, producidas por aumento de la permeabilidad vascular asociada al tejido neoplásico y alto CTCN cuando se produce exfoliación de células de ese tejido. Generalmente son de tipo trasudado modificado⁽¹⁷⁾.

Estas efusiones pueden contener células con suficientes criterios de malignidad como para establecer el diagnóstico de efusión maligna, pero el reconocimiento de las células neoplásicas puede ser dificultoso cuando, como ocurre con frecuencia, se instaura concomitantemente un cuadro inflamatorio importante y secundario a la neoplasia. En estos casos, las células de la inflamación presentan cambios morfológicos de variable intensidad de tipo displásico lo que puede dificultar el diagnóstico, además se debe considerar que, aunque en muy escaso número, células con características de malignidad pueden observarse en efusiones producidas por variados procesos de tipo inflamatorio⁽¹³⁾.

No obstante, con bastante frecuencia las efusiones son negativas al examen citológico, especialmente cuando los tumores infiltrativos obstruyen el flujo linfático o porque muchas neoplasias primarias y metastásicas no exfolian células a la efusión, en consecuencia, la ausencia de células neoplásicas no excluye que exista una neoplasia causante del derrame⁽⁸⁾.

La acción obstructiva que pueden producir las masas tumorales sobre los ganglios mediastinales principales o del conducto torácico, juegan un rol preponderante en la producción de efusiones a la vez que se involucran como mecanismos secundarios al aumento de la presión oncótica pleural, exudación por irritación mecánica, aumento de la permeabilidad vascular por liberación de Prostaglandinas o Complemento y Síndrome de vena cava anterior⁽¹⁷⁾.

La mayoría de los tumores pleurales son de origen metastásico pues los de origen primario son poco frecuentes⁽¹⁷⁾. Linfomas, mastocitomas, mesoteliomas y algunos carcinomas y adenocarcinomas pueden ser diagnosticados por citología, generalmente asociados con efusiones de grado variable y produciendo importante exfoliación^(13,18). Los linfomas y carcinomas son tumores de presentación frecuente en Medicina Veterinaria y muy exfoliativos, por lo que el examen citológico presenta alto valor diagnóstico^(13,18,19), los mesoteliomas derivados de células mesodérmicas de la superficie pleural, pericárdica y peritoneal (raros en Medicina Veterinaria) en cambio, no suelen exfoliar células reconocibles a la efusión, pero si el trasudado modificado se presenta hemorrágico o serosanguinolento, sin historial de traumas o coagulopatías, debe considerarse la posibilidad de una neoplasia no exudativa⁽¹³⁾.



5-CONCLUSIÓN:

Si bien la radiografía y ecografía son usualmente utilizadas para la evaluación del paciente con efusión pleural, la toracocentesis pese a ser más invasiva, resulta una técnica poco cruenta que brinda la doble posibilidad de ser usada, con fines diagnóstico y terapéutico.

Los beneficios superan el escaso margen de complicaciones que pueden surgir como consecuencia de su uso inadecuado.

El análisis físico-químico, citológico y microbiológico del material pleural obtenido por toracocentesis aporta importantes resultados en la dilucidación diagnóstica, al permitir determinar el agente etiológico o lograr una clasificación general del proceso subyacente, que no sería posible lograr con el uso de las otras técnicas.

El uso adecuado de la técnica de toracocentesis requiere:

- a).** Conocer detalladamente la región anatómica y las distintas estructuras involucradas que deben ser abordadas al momento de la punción torácica.
- b).** Poseer el conocimiento y destreza necesarios en el manejo y sujeción del paciente con dificultad respiratoria y de la técnica de toracocentesis para un correcto desempeño.
- c).** Disponer siempre del instrumental requerido en las condiciones adecuadas para su uso, especialmente teniendo en cuenta que generalmente estas prácticas deben ser realizadas en situaciones de urgencia.
- d).** Saber como proceder en la recolección, manejo y remisión al laboratorio, de la/s muestra/s obtenidas a los efectos de su correcta preservación para su posterior evaluación con fines diagnósticos.
- e).** Conocer las posibilidades de análisis sobre la muestra para así obtener de ella la mayor cantidad de datos que puedan ayudarnos a una mejor dilucidación diagnóstica.

6- BIBLIOGRAFÍA:

- 1) **AZÚA BLANCO, J. De.** 1987. En Citología por punción-aspiración con aguja fina. Salvat Editores. S.A. Mallorca, 41- Barcelona (España). pp. 2 -12.
- 2) **BARONE, R.** 1996. En Tome premier Ostéologie. Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques. Ed. Vigot. pp. 455-481, 485-487.
- 3) **BAUER, T.; WOODFIELD, A.** 1997. Enfermedades Mediastinales, Pleurales y Extrapleurales. En: Tratado de Medicina Interna Veterinaria. Enfermedades del Perro y el Gato. ETTINGER, S. J.; FELDMAN, E. C. Cuarta edición, Ed. Intermédica. Bs.As., Argentina. Cap. 90 pp. 994-1031.
- 4) **BENJAMIN, M. M.** 1984. Citología General, Trasudados y Exudados. En Manual de Patología Clínica en Veterinaria. Primera edición. Editorial Limusa, S.A. de C.V.. Balderas 95, Primer piso, 06040 México 1, D.F. pp. 359-363, 365- 370.
- 5) **BERG, R.** 1978. Anatomía Topográfica Aplicada de los Animales Domésticos. Ed. A.C. pp. 139-173.
- 6) **BILLER, D.** 2000. Mediastinal Disease. En: Textbook of Veterinary Internal Medicine. Diseases of the dog and cat. ETTINGER, S.J.; FELDMAN, E.C.. Fifth Edition. W.B. Saunders Company. Vol. 2: Cap. 129 pp.1091- 1097.
- 7) **BIRCHARD, Sh.** 1994. Manual Clínico de Pequeñas especies. Ed. Interamericana.
- 8) **BÖKENHANS, R. J.; Di TOLLO, B.** 2000. Colecta Líquida en cavidad pleural en perros y gatos,. Rev. Med. Vet. Soc. Med. Vet. Rep. Arg. 81 (1): pp.29- 35
- 9) **BUSH, B. M.** 1982. Manual del Laboratorio Veterinario de Análisis Clínicos. Ed. Acribia. pp. 368, 417- 422, 424-425
- 10) **CARTER, G. R.** 1969. Procedimientos de Diagnóstico en Bacteriología y Micología Veterinarias. Ed. Acribia. Cap.28 pp. 239 - 248
- 11) **CARTER, G. R.; CHENGAPPA, M. M.** 1994. Procedimientos generales para examen bacteriológico y micológico de muestras biológicas. En Bacteriología y Micología Veterinarias. Aspectos esenciales. Ed. El manual Moderno, S.A. de CV. México D.F. Santa Fé de Bogotá. Cap 8 pp.175 - 184
- 12) **COUTO, G.; NELSON. R. W.** 1996. Pilares de Medicina Interna. Ed. Intermédica. Cap. 22: pp. 223 - 228. Cap. 23: pp. 229 - 233.
- 13) **COWELL, R. L.; TYLER, R. D.; MEINKOTH, J. H.** 1999. Fluido Abdominal y Torácico. En: Citología y Hematología Diagnóstica en el Perro y el Gato. Edición española Gráfica IN S.A., Multimédica (Barcelona- España). Cap. 12: pp.142 - 158.
- 14) **DYCE, K. M.; SACK, W. D.; WENSING, C. J. G.** 1996. "Anatomía Veterinaria". Ed. Médica Panamericana. pp. 41-53 y pp. 161-168.
- 15) **EVANS, H.; de LAHUNTA, A.** 1991. Miller's disección del Perro. Ed. Interamericana. Tercera edición. pp.128-143.
- 16) **EVANS, H.; MILLER'S.** 1993. "Anatomy of the Dog". Ed. Saunders Company. pp.174-176,180-182,302-307, 482-490, 629-630, 645-650, 860-865.

- 17) **ETTINGER, S. J.; FELDMAN, E. C.** 2000. Textbook of Veterinary Internal Medicine Disease of the dog and cat. Fifth Edition W. B. Saunders Company.
- 18) **FELDMAN, B. F.** 1984. Citología Clínica en Veterinaria. Cuadernillo de la Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias veterinarias. Sociedad Argentina de Patología Clínica Veterinaria.
- 19) **FOSSUM, T. W.** 1991. Versamento Pleurico nel cane nel gatto. Waltham International Focus. 1 (3): 15- 21.
- 20) **FOSSUM, T. W.** 1999 Enfermedad de la Cavidad Pleural. Parte I- Técnicas Prácticas. Manejo de la Efusión Pleural, Enfermedad de la Cavidad Pleural. Parte II- En Octavas Jornadas Veterinarias en Pequeños Animales Neumotórax, Quilotórax, Piotórax. Ed. Intermédica. pp.27-37.
- 21) **FOSSUM, T. W.** 2000. Pleural and Extrapleural Diseases. En: ETTINGER, S.J.; FELDMAN, E.C. Textbook of Veterinary Internal Medicine. Diseases of the dog and cat. Fifth Edition. W.B. Saunders Company. 2: (130):1098-1110.
- 22) **GETTY, R.; SISSON, S.; GROSMAN, J. D.** 1982. Anatomía de los Animales Domésticos. Ed. Salvat Editores S.A. pp. 146-150, 1577-1580, 1720-1727.
- 23) **GUITART VALLS, P.; MORALES AMELLA, M.; SAENZ, V.; MATEU, C.** 1985. Efusión Pleural: Estudio Comparado de Técnicas Diagnósticas. pp. 31 - 54.
- 24) **HIRSCHBERGER, J.** 2000. Derrames en las Cavidades Corporales. En: Diagnóstico Clínico de Laboratorio en Veterinaria. KRAFT, W.; DURR, U. M. Cuarta edición. Grass Ediciones. Cap.22: pp. 232- 237.
- 25) **International Commitee on Veterinary Gross Anatomicae Nomenclature.** 1983 Nómima Anatómica Veterinaria. Tercera edición. World Association Veterinary Anatomists, Ithaca, New York.
- 26) **JAIN, N. C.** 1993. The basophils and mast cells. En: Essentials of Veterinary Hematology. Lea & Febiger. Cap. 15 pp. 258.
- 27) **KIRK, R. W.; BISTNER, S. I.; FORD, R. B.** 1994. "Manual de procedimientos y tratamientos de urgencia en animales pequeños". %ta ed BS As Intermédica. Pp. 176-177, 184, 323.
- 28) **KRISTENSEN, A.; FELDMAN, B. F.** 1986. Cytology in Veterinay Practice. A Review of Clinical Cytology- Body fluids, Lymph Nodes and Skin Noeplasms. From the Departament of Veterinary Pathology, Royal Veterinary and Agricultural University, Denmark. Nord. Vet.-Med. pp. 38, 321-332.
- 29) **LORIOT, N.; MARTINOT, S.; FRANCK, M.** 1997 Ecografía abdominal del perro y el gato. Ed. Masson S.A. Cap.1 pp. 1- 12
- 30) **MALDONADO HERNANDEZ, G.** 2001. Contaminantes en los especímenes citológicos. En: Citología Diagnóstica Veterinaria. De BUEN De ARGÜERO, N. Ed. Manual Moderno. Cap.6: pp.129-130
- 31) **GIL, J.; GIMENO, M.; LABORDA, J.; NUVIALA, J.** 1997. Anatomía del perro. Protocolo de disección. Ed. Masson, S.A. pp. 289.

- 32) **Mc CURNING, D. M.; POFFENBARGER, E. M.** 1993. Diagnóstico Físico y Procedimientos Clínicos en Animales Pequeños. Ed. Intermédica. pp.178-180.
- 33) **MEADOWS, R. L.; Mac WILLIAMS, P. S.** 1993 Chylous Effusions Revisited. Veterinary Clinical Pathology. Departament of Pathological Sciences, University of Wisconsin, 2015 Linden Drive West, Madison, Wisconsin 53706. 23 (2): pp.54-57.
- 34) **MEYER, D. J.; FRANKS, P. T.** 1993. Effusion: Classification and Cytologic Examination. En The Compendium Collection. Veterinary Laboratory Medicine in practice. Veterinary Learning Systems Co., Inc. Trenton, New Jersey. U.S.A. pp. 86- 91.
- 35) **MEYER, D. J.; COLES, E. H.; RICH, L. J.** 1992. Veterinary Laboratory Medicine. Interpretation and Diagnosis. Evaluation of Effusions, W. B. Saunders Company. Cap 11: pp. 125-130.
- 36) **MEYER, D. J.; HARVEY, J. W.** 1999. Evaluación de las Efusiones pleural, peritoneal, pericárdica. Examen microscópico de los aspirados tisulares con aguja fina. En: El Laboratorio en Medicina Veterinaria. Interpretación y Diagnóstico. 2da. edición Ed. Intermédica 2000. Bs. As. Argentina. Cap13: 275-281 y Cap15: 287-288-296.
- 37) **NELSON, R. W.; COUTO, G. C.** 2000. Enfermedades respiratorias. En Medicina Interna de Pequeños Animales. Parte 2. Segunda edición. Ed. Intermédica. Cap. 22 pp. 323-338, Cap 23 pp. 341-347, Cap. 25 pp. 356-362.
- 38) **OPPENHEIMEN, I. A.** 1992. Microbiología Clínica. En: Manual para Técnicos de Laboratorio. Primera edición. Ed. Médica Panamericana S.A., Viamonte 2164. Bs. As. Cap 3. pp.76 - 81.
- 39) **PERMAN, V.; ALSAKER, R. D.; RIIS, R. C.** 1979. Cytology of the Dog and Cat. American Animal Hospital Association and Association of Animal Hospital and Small Practitioners. 3612 East Jefferson Boulevard. Post office Box 6429. South Bend, Indiana 46660. pp. 5- 9, 17-20.
- 40) **REBAR, A. H.** 1980. Thoracentesis, An Approach to the Interpretation of Phathologic Citology, Cytology of Abnormal Fluid Accumulación in Body Cavities. En Handbook of Veterinary Citology. Ralston Purina Company: Checker board Square, Saint Louis, Missouri 63188. Cap.1 pp. 5- 6. Cap.3 pp. 23- 28. Cap 4: pp. 29- 36.
- 41) **RICHARD, N.; COUTO, G.** 1995. Pilares de la Medicina Interna en Animales Pequeños. Ed. Intermédica. Cap. 22 pp.223 - 228. Cap. 23 pp. 229 - 232.
- 42) **SEMRAD, S. D.; BYARS, T. D.** 1989. Pleuropneumonia and pleural effusion: Diagnosis and treatment. Symposium on equine respiratory disease. Veterinary Medicine/ june. pp.38
- 43) **TESTUT, L.; LATARJET, A.** 1959. Compendio de Anatomía Descriptiva. Ed. Salvat Editores S.A. pp. 103-106.
- 44) **TURNWALD, G. H.** 1993. Problemas Respiratorios. En: Diagnóstico Clínicopatológico Práctico en los Animales Pequeños. WILLARD, M.D.; TVEDTEN, H.; TURNWALD, G.H. Ed. Intermédica. Cap.11 pp. 297.
- 45) **TVEDTEN, H.** 1993. Citología de masas neoplásicas e inflamatorias. En: WILLARD, M.D.; TVEDTEN, H.; TURNWALD, G.H. Diagnóstico Clínicopatológico Práctico en los Animales Pequeños. Ed. Intermédica. Cap.16 pp. 373- 399.

- 46) **TYLER, R. D.; COWELL, R. L.** 1996. En: Evaluation of Pleural and Peritoneal Effusions. Clinical Pathology: Department of Veterinary Pathology, College of Veterinary Medicine, Oklahoma State University, Stillwater, OK 74078. pp.743-768.
- 47) **TYLER, R. D.; COWELL, R. L.; BALDWIN, C. J.; MORTON, R. J.** 1999. En Citología y Hematología Diagnóstica en el Perro y el Gato. COWELL, R. L., TYLER, R. D., MEINKOTH, J. H. Segunda edición. Ed. Multimédica. Cap.1 pp. 1 - 19.
- 48) **WILLARD, M. D.** 1993. Trastornos por acumulación de líquidos. En: Diagnóstico Clínicopatológico Práctico en los Animales Pequeños. WILLARD, M. D.; TVEDTEN, H.; TURNWALD, G. H. Ed. Intermédica. Cap.10 pp. 259 - 273.
- 49) **WOLF, A. M.** 1997. Diseases of the Pleural Space and Mediastinum. En: Practical Small Animal Internal Medicine. LEIB, M.S.; MONROE, W.E. W.B. Saunders Company. Cap 53 pp. 1130, 1133-1145.
- 50) **ROMERO ROMERO, L.** 2001 Toma de Muestra. En: Citología diagnóstica Veterinaria. de BUEN ARGÜERO, N. Ed. El Manual Moderno.

7- ANEXO

7.1. Técnicas para la confección de los extendidos.

El manejo del espécimen depende de las características del mismo, que sea límpido indica generalmente baja concentración de células o turbio sugiere moderada a marcada celularidad, esto establece una diferencia importante en la manera de realizar los extendidos para que la muestra sea representativa y de valor diagnóstico.

Las **efusiones transparentes** requieren la preparación de frotis a partir del sedimento, lo que permite concentrar las células. Esto se logra por centrifugación de la muestra, pero si no es posible, debe realizarse una extensión en línea (Fig 1) a partir del fluido fresco ⁽⁴⁷⁾.

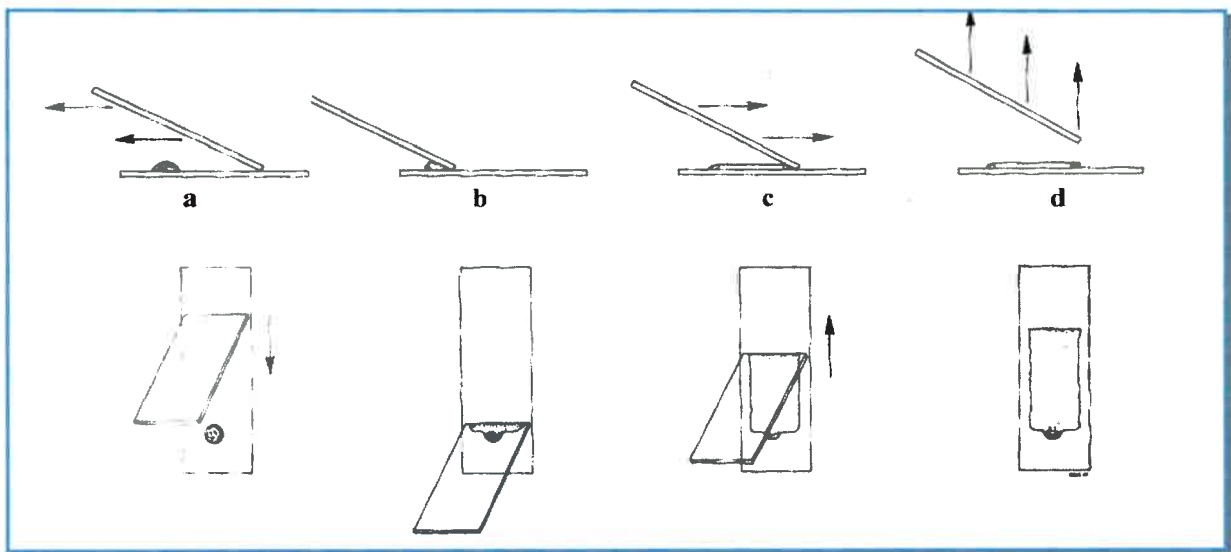


Fig 1. Extensión en línea: **a)** Se coloca una gota de muestra cerca del borde de un portaobjetos, se desliza un segundo portaobjetos hasta que contacta con la gota. **b)** La gota se extiende entre ambos portaobjetos. **c)** Se desliza rápida y suavemente el segundo portaobjetos **d)** Recorridas las tres cuartas partes de la distancia requerida y antes de que la muestra desaparezca, se levanta el segundo portaobjetos. Se logra así, una extensión con una línea de células concentradas en el extremo ⁽⁴⁷⁾.

Así procesados, se secan al aire e identifican y se resguardan, envolviéndolos en papel y colocándolos en un recipiente (cajas de plástico especiales o pequeños frascos) que los preserve de la humedad y evite su rotura.

Las **efusiones opacas** se extienden por métodos convencionales. Se utiliza la misma metodología descrita anteriormente para los puntos a,b y c. En el ítem **d**, el segundo portaobjetos se extiende a lo largo del primero hasta que se agote el material.



Para el caso de **efusiones muy viscosas** se recomiendan las preparaciones aplastadas (Fig 2 y Fig 3)

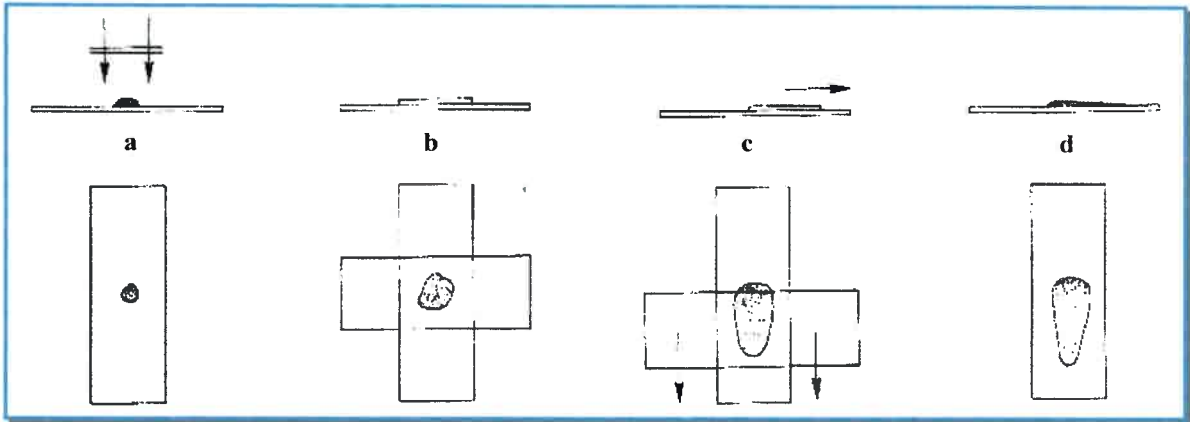


Fig 2: Preparación aplastada: a y b. Se coloca una cantidad de material en un portaobjetos y se apoya otro sobre el primero pero en posición cruzada. **c y d.** El segundo portaobjetos se desliza suavemente hacia uno de los extremos. No se debe ejercer fuerte presión durante el deslizamiento para evitar ruptura de células⁽⁴⁷⁾.

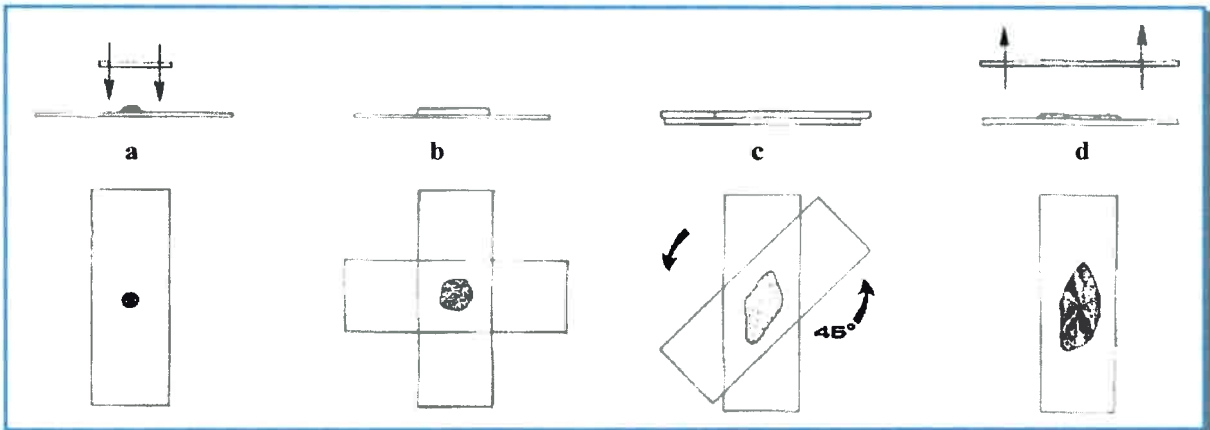


Fig 3: Preparación por aplastamiento. a. Se expele una porción del aspirado en un portaobjetos y se cubre con un segundo portaobjetos. **b.** Dicha operación provoca la expansión de la muestra. Si es necesario se puede ejercer una ligera presión digital sobre el portaobjetos para extender un poco más la muestra, aunque debe hacerse con cuidado para no causar daño celular. **c.** El portaobjetos superior se rota 45° y se levanta, con lo que se obtiene una preparación con crestas y valles de células (**d**)⁽⁴⁷⁾.

U.N.R.C.
Biblioteca Central



59112

59112