

Valoración anatómica, histológica, tomográfica y ultrasonográfica del músculo vasto lateral en caninos sanos

MERCADO, M.¹; TOLEDO STAROPOLI, M.¹; ALVAREZ, A.¹;
ONTIVEROS MATAMORO, L.¹; GRAZIOTTI, G.²

RESUMEN

En los caninos las miopatías no son frecuentes, pero cuando se presentan son difíciles de confirmar. Para su diagnóstico es necesario recurrir a métodos complementarios como el dosaje de enzimas séricas de origen muscular, al electromiograma, a la ecografía y principalmente a la biopsia muscular, ya que la mayoría de las lesiones musculares sólo pueden ser detectadas por microscopía. Para poder interpretar los resultados de la biopsia es necesario tener un acabado conocimiento de la estructura muscular normal. En el presente trabajo se describe desde la anatomía macroscópica hasta la ultraestructura del músculo vasto lateral del canino. Se eligió este músculo porque junto con el grupo cuádriceps es el más afectado en lesiones del tren posterior.

Palabras clave: (biopsia muscular), (músculo vasto lateral), (caninos)

El presente estudio forma parte del Proyecto de Investigación V-036, Aprobado y Subsidiado por la Secretaría de Ciencia y Técnica de la Universidad de Buenos Aires

¹-Departamento de Medicina y ²- Departamento de Ciencias Básicas, Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad de Buenos Aires. Chorroarín 280 (1427) C.A. Buenos Aires. Argentina.

E-mail mmercado@fvet.uba.ar

Recibido: marzo 2003 - Aceptado: junio 2003

Anatomical, histological, tomographic and ultrasonographic evaluation of the vastus lateralis muscle in healthy dogs

SUMMARY

Muscle diseases are not common in dogs, but when they appear they are difficult to diagnose. For their diagnosis it is necessary to appeal to complementary methods, such as the measurement of serum muscle enzymes, electromyography, ultrasonography and mainly muscle biopsy, since most of the muscular lesions can only be detected by microscopy. To be able to interpret the biopsy results it is necessary to have a thorough knowledge of normal muscle structure. The present work describes the macroscopic anatomy and the muscular ultrastructure of the canine vastus lateralis muscle. This muscle was chosen because along with the cuádriceps group, it is the most affected muscular group in hindlimb lesions.

Key words: (muscle biopsy), (vastus lateralis muscle), (canine)

INTRODUCCIÓN

La musculatura esquelética representa entre el 44 y el 57 % del peso corporal del perro, y por la magnitud de su masa es una de las partes más importantes del organismo². El músculo puede sufrir daño por accesos quirúrgicos, contusiones, laceraciones u otros procesos traumáticos. Las lesiones musculares graves pueden provocar el retiro temprano de un canino atleta o la función de un miembro para una mascota²⁷. La pelvis es la región ósea que se fractura con más frecuencia, siguiéndole en importancia, la fractura de fémur, luxaciones coxofemorales y ruptura de los ligamentos cruzados. Las complicaciones más graves son las lesiones mioatróficas que se presentan en todos los vientres del músculo cuádriceps, pero el vasto lateral es el más afectado por lo que se hacen necesarias la cirugía y la posterior rehabilitación. Para poder comprobar los resultados de los tratamientos se recurre a diferentes métodos, uno de ellos, el estudio del músculo. Sólo si se conoce la estructura y la

ultraestructura normal de este músculo es posible entonces, interpretar las lesiones y correlacionarlas con las manifestaciones clínicas.

En el presente trabajo se describe la anatomía, la imagen ecográfica y tomográfica, la tipificación fibrilar y el estudio por medio de la microscopía electrónica del músculo vasto lateral normal del perro.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para la descripción anatómica se trabajó con 20 cadáveres caninos, machos y hembras de diferentes razas y edades, provenientes de centros antirrábicos. Se estandarizaron las dimensiones del muslo, entre el trocánter mayor del fémur y la base de la rótula se trazó una línea imaginaria que fue dividida en tres tercios, en la unión del tercio medio con el tercio distal se midió el diámetro del muslo y, luego de realizar una incisión en piel y fascia profunda, se introdujo una aguja hipodérmica 38/12 hasta el plano óseo para medir la profundidad del

músculo. Para el análisis estadístico se realizó un Análisis de Regresión lineal simple, utilizando el método de Mínimos cuadrados.

Luego se realizó repleción vascular mediante una inyección arterial de una solución de yeso París en agua al 14% y una intravenosa de una solución de gelatina industrial al 17%, ambas coloreadas con anilinas, desde los vasos digitales plantares comunes III para visualizar mejor la irrigación. Para estudiar la inervación se utilizó la técnica de Sihler.

Una vez determinado el lugar exacto de toma de muestras, se procedió a realizar la intervención quirúrgica que consistió en biopsia escisional. Los caninos utilizados fueron mestizos, libres de enfermedad neuromuscular y de entre 15 y 20 kg. En todos se siguió el siguiente protocolo de anestesia por su buena relajación: 1.- Fentanilo 50 µg c/7 a 10 kg vía IM.- 2.- Propofol 3 mg/kg vía IV muy lenta.

Para microscopía óptica, las muestras musculares obtenidas de 1cm x 1cm x 0.5 cm fueron cubiertas con polvo de talco y luego congeladas por inmersión en isopentano previamente enfriado en nitrógeno líquido y guardadas a -80° C hasta análisis. Antes de proceder a la congelación, la muestra obtenida se colocó sobre un portabloques de corcho al que previamente se le echaron unas gotas de OCT-Compound para adherir la pieza en forma perpendicular, tratando así de garantizar la posterior sección transversal de las fibras. Mediante el uso de un crióstato Leyca Jung CM 1800, se obtuvieron cortes seriados de 10 µm de espesor a -27°C, los cuales fueron montados en portaobjetos previamente tratados con una mezcla al 50% de éter etílico y alcohol etílico de 96°.

Para determinar el tipo fibrilar se empleó la reacción de adenosintrifosfatasa-miofibrilar (mATPasa) previas preincubaciones a pH 4.3 (2 minutos) y pH 10.3 (10 minutos), utilizando el método de Brooke y Kaiser ⁶.

Los porcentajes relativos de cada fibra se obtuvieron tras contar entre 500 y 1000 fibras de campos elegidos al azar, sobre preparaciones teñidas con la técnica de mATPasa en las preincubaciones ácidas.

Para la medición del área se realizó una selección randomizada de fibras utilizándose un analizador de imágenes Leyca Q 500 MC, software Owin con una microcámara color JVC y un microscopio triocular Olympus CH 30. Con los resultados morfométricos de los tres tipos de fibras, para cada perro, se calculó la media, el error estándar, el desvío estándar y el coeficiente de variación. Se realizaron sendos análisis de la variancia. En caso de encontrarse diferencias significativas se analizaron con una prueba de Tuckey con un nivel de significación del 5%.

Una sección adicional fue teñida mediante la reacción de nicotinamida adenina dinucleotido tetrazolium reductasa (NADH-TR) según Dubowitz V. ⁸ como un marcador de la capacidad oxidativa de las fibras musculares.

Para microscopía electrónica, las muestras fueron obtenidas en el mismo acto quirúrgico de la biopsia y fueron fijadas en glutaraldehído bufferado a 4° C. Inmediatamente, la inclusión se realizó en resina epóxica; los cortes se hicieron con el ultramicrotomo y se empleó la coloración doble de Reynolds-uranilo. Las observaciones se efectuaron con un microscopio de transmisión marca IEÖL 1200 EX II TEM, a 85 Kv en aumentos crecientes de 4000 a 150.000 X, en el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) de Castelar.

Para la ultrasonografía se empleó un equipo LC 2010 plus portátil, marca Berger con dos transductores, uno microconvexo de 5 MHz (14 R, 110^a CS-620NV) y otro lineal de 7,5 (39 a 50 mm TL-750). La zona fue depilada y el acople se realizó con gel de ultrasonido.

La tomografía axial computada se realizó

en el Servicio de Estudios Veterinarios de Alta Complejidad de la Facultad de Ciencias Veterinarias de Buenos Aires, con un equipo de Tercera Generación, marca General Electric, CTMAX 640, modelo P2. Los animales fueron anestesiados con el mismo protocolo que para la toma de biopsias.

Todos los estudios efectuados sobre animales vivos fueron realizados siguiendo los “Principios internacionales aplicables a las investigaciones biomédicas con animales”, de acuerdo al Código Etico desarrollado por el Consejo de Organizaciones Internacionales de las Ciencias Médicas y publicado en las crónicas de la OMS ⁷.

RESULTADOS

El músculo vasto lateral se origina en craneolateral del fémur, se inserta en la patela por medio de un tendón a la cápsula articular y se relaciona en lateral y caudal con el músculo recto femoral con el cual se fusiona en dirección distal. Se determinó que la irrigación del músculo vasto lateral se encuentra a cargo principalmente de la arteria circunfleja femoral lateral que se origina en la arteria femoral del muslo dentro del canal femoral y se dirige hacia lateral pasando entre los músculos recto femoral y vasto lateral para dividirse en tres ramas: transversa, ascendente y descendente. Esta

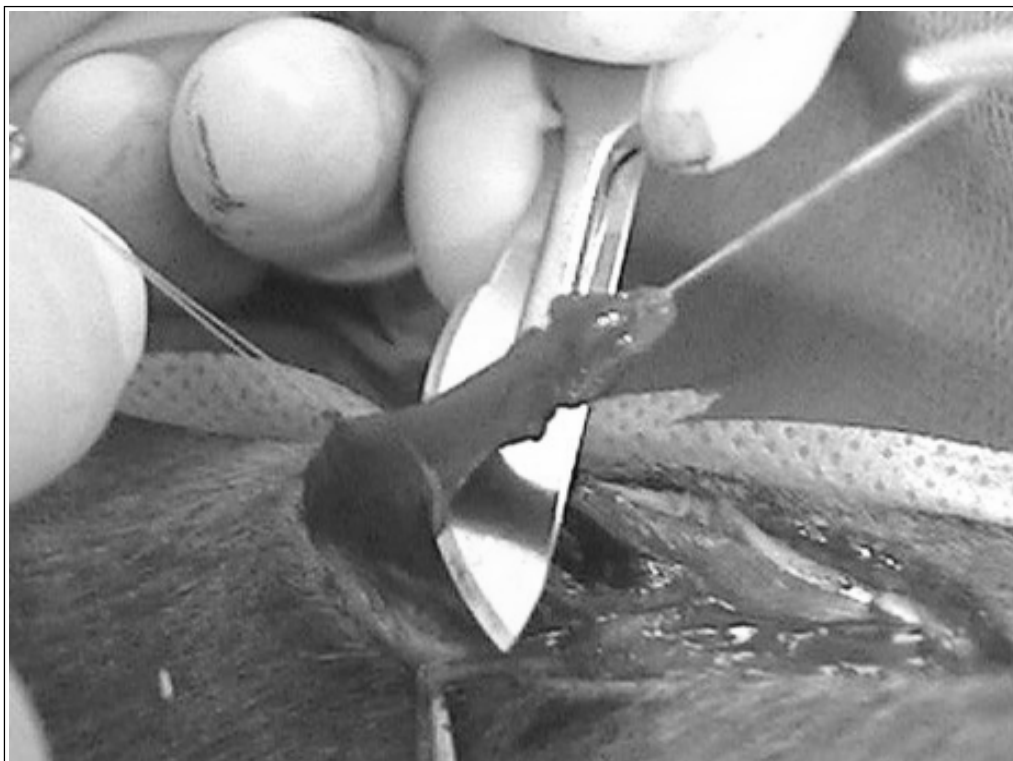


Foto 1: Técnica de biopsia escisional

última desciende cubierta por el recto femoral y se dirige oblicuamente hacia lateral hasta ubicarse en el eje óseo y originar las principales ramas musculares innominadas para la irrigación del vasto lateral. Una muy poco importante fuente de irrigación proviene de la rama transversa y ascendente en proximal y de la arteria circunfleja femoral. La inervación proviene del nervio femoral que se distribuye en forma compartimentalizada. Existen dos compartimentos principales, uno craneal y otro caudal y, además el medio más pequeño, ubicado entre los anteriores muy cerca del origen muscular. Esta división del nervio femoral en tres ramas principales se produce en el cuarto proximal del músculo, muy cerca de su origen. La división de los compartimentos puede ser seguida hasta la mitad del vientre muscular aproximadamente. Al disecar los distintos planos se observó que el músculo tiene todas sus fibras paralelas sólo en el tercio distal del borde caudal, haciendo de este lugar el sitio de elección para la toma de biopsia (Foto 1). Al establecer una línea entre el trocánter y la rótula y medir la profundidad del músculo se

determinó la existencia de una correlación entre la longitud del muslo y el diámetro transversal, por medio del análisis estadístico se obtuvo una recta de regresión estimada, (Gráfico 1) que corresponde a la relación entre la Longitud del Muslo (LM, en cm) tomada como variable explicatoria, y la Sección Transversa del músculo v. lateral (SM, en cm) considerada como variable respuesta: $SM = -0.683 + 0.106 LM$. El coeficiente de regresión resultó significativamente positivo ($b > 0$, $p = 0,00002$). De acuerdo a lo obtenido en esta muestra, por cada cm de aumento de LM, SM aumenta en 0,106 cm; la ordenada al origen carece de sentido biológico en el tramo donde se considera de interés el ajuste. Coeficiente de determinación: $R^2 = 0,8581$.

El estudio histoquímico por la reacción de ATPasa miofibrilar reveló la existencia de tres tipos de fibras: fibras de Tipo I, oscuras en preincubación ácida (+++), negativas en preincubación básica (-), de metabolismo oxidativo; fibras de tipo II A, negativas en la preincubación ácida y fuertemente positivas en la alcalina (+++); y fibras intermedias en ambas

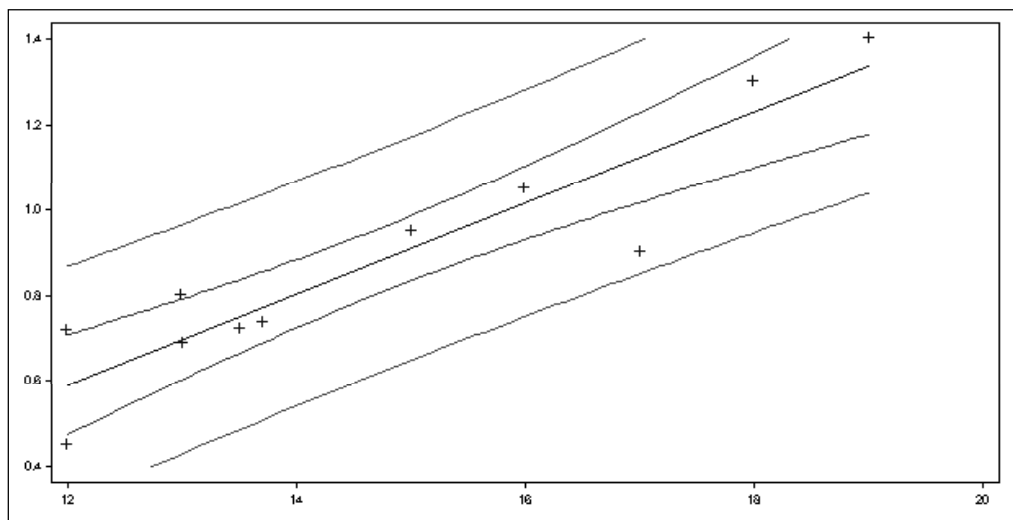


Gráfico 1: Correlación entre la longitud y el diámetro transversal del muslo

preincubaciones, que de acuerdo con Snow,²⁵ denominamos fibras II Dog. (Foto 2)

En el gráfico 2 se observa la cuantificación de distribución relativa (%) de cada tipo histoquímico de fibras.

Existen diferencias significativas entre las áreas medias para los tres tipos de fibras (valor $p < 0,0001$). Las fibras II y II Dog, que presentan las mayores áreas, no muestran diferencias significativas entre sí, pero difieren de las del tipo I. Los valores del área de la fibra II Dog presentan una variabilidad anormal (tabla 1).

Una vez establecidos los tipos, se analizó el comportamiento de las fibras frente a las reacciones metabólicas NADH-TR, observándose un amplio espectro en la intensidad de tinción. Esta heterogeneidad implica la ausencia de un punto preciso de demarcación entre las fibras y la alta capacidad oxidativa del músculo canino.

En el examen de las muestras de músculo normal con microscopía electrónica se observa que las tres cuartas partes del volumen sarcoplásmico está ocupado por las miofibrillas,

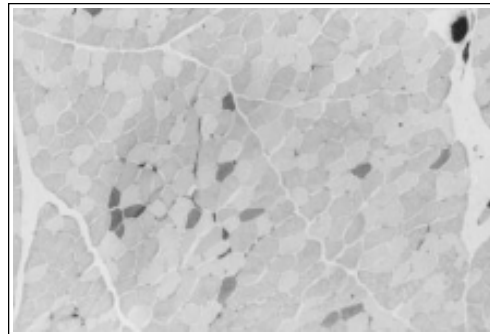


Foto 2: Tipificación fibrilar por mATPasa (1000 x) pH 4,2.

Las células de mayor tamaño y tono intermedio corresponden a fibras de tipo II DOG; las células más oscuras, a las fibras tipo I y las células claras representan las fibras tipo II A.

que se ven como interdigitaciones paralelas de miofilamentos gruesos de miosina y finos, de actina. Cada filamento grueso se halla rodeado por seis finos. La organización espacial muestra la típica repetición regular de estriación transversal del músculo esquelético. En el corte

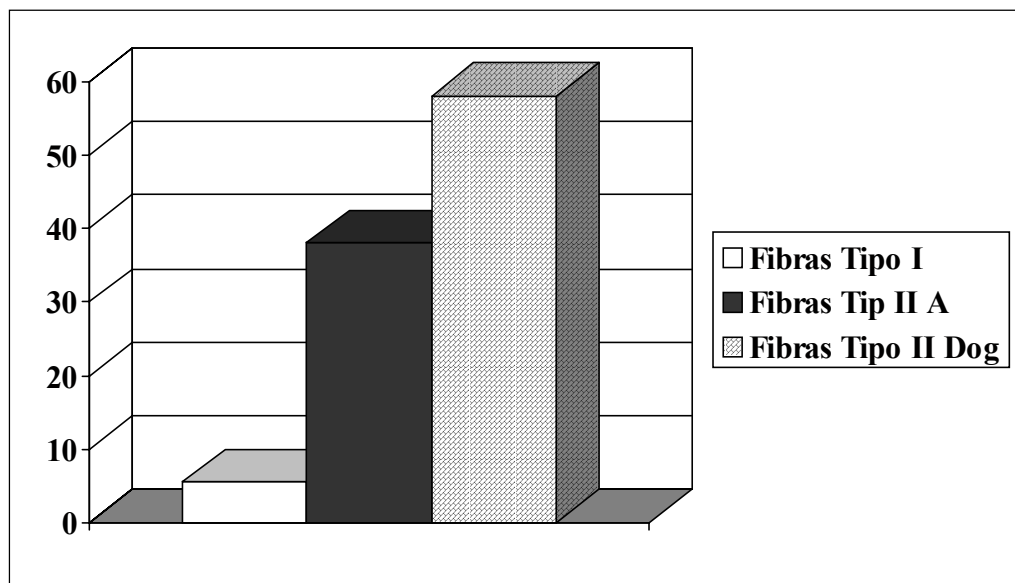


Gráfico 2: Esquemización de los porcentajes de tipos fibrilares musculares del canino normal

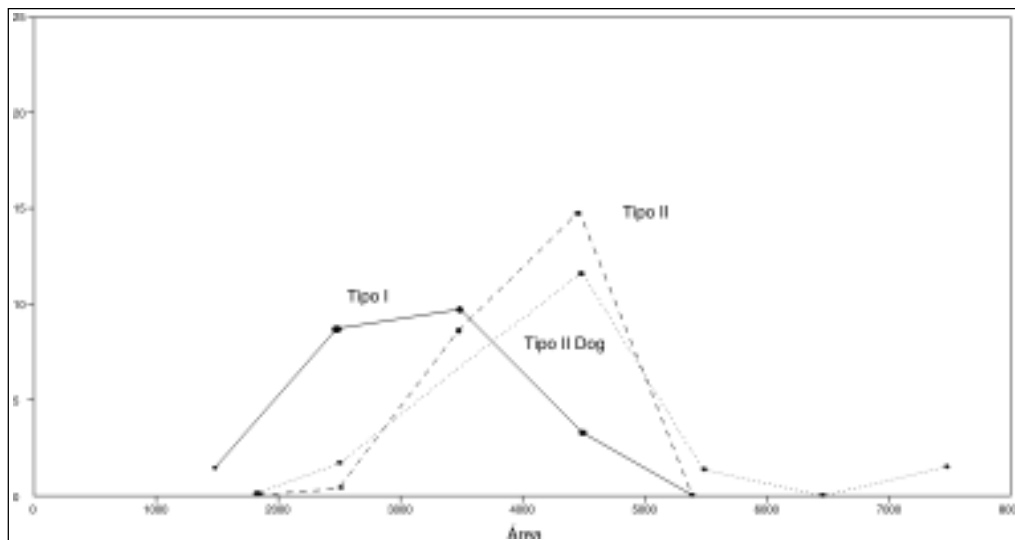


Gráfico 3: Representación gráfica de los valores morfométricos

Tabla 1: Área circular de los tres tipos fibrilares del músculo vasto lateral canino.

Tipo de fibra	$\bar{x} \pm E$	SD	CV
Tipo I	3106,0 \pm 147,5	737,6	237,5
Tipo II	4000,6 \pm 115,7	578,5	144,6
Tipo II Dog	4338,0 \pm 234,6	1173,0	270,4

\bar{x} = área circular media (μ^2); E= error estándar de la media; SD= desvío estándar

transversal se diferencian zonas claras, oscuras y medias. En la foto 3, se observan los tres tipos de fibras y en el centro, un capilar con un núcleo muy cercano a él. Dentro de las mismas fibras las miofibrillas toman diferente imagen electrónica manifiesta por densidades más claras y más oscuras que hemos denominado A, B y C.

Al examen ecográfico las fibras musculares normales tienen una apariencia homogénea, se ven alineadas, hipocogénicas, interrumpidas por fascia ecogénica, tejido conectivo y grasa. Al corte transversal hay perfecta definición de

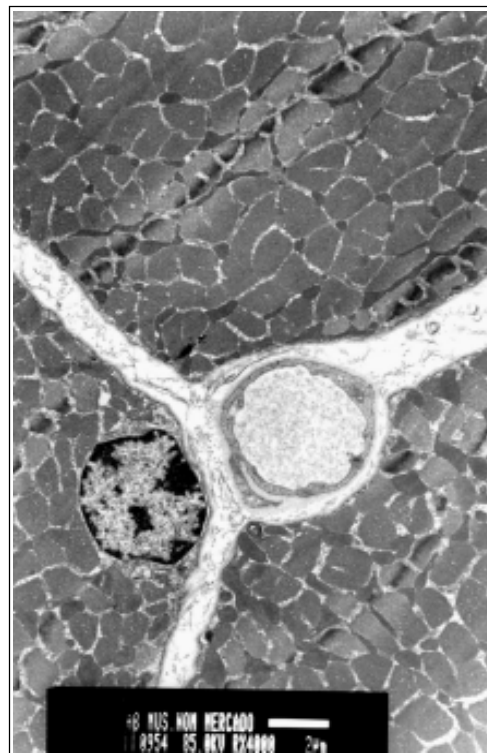


Foto 3: Microfotografía (4000 x). Se observa en el centro un capilar y un núcleo. Campo panorámico donde se visualizan los tres tipos de fibras (A, B y C)

los músculos vastos, lo que le da el aspecto de “marmolado”.

Con TAC, se analizaron el espesor y la densidad del complejo cuádriceps en conjunto y el músculo vasto lateral en particular, expresados en la tabla 2.

DISCUSIÓN

El detalle anatómico, consignando la compartimentalización y la profundidad son muy importantes para la toma de la muestra, porque de acuerdo con Braund^{4,5} y Rodríguez Barbudo²⁵, se debe asegurar que no sean lesionados vasos, nervios o tendones.

Las referencias indican la utilización de la mitad del vientre del músculo o de su parte más ancha, pero de acuerdo con McGavin¹⁸ la zona descrita por nosotros, la unión del tercio medio con el distal permite tomar una muestra de la zona donde todas las fibras son paralelas y los tres compartimientos neuromusculares ya están indiferenciados.

Con respecto a la biopsia escisional, si bien es un procedimiento quirúrgico relativamente simple^{1,19}, se deben seguir ciertos lineamientos cuando se planea obtener datos fidedignos y sin artefactos. De acuerdo a McGavin¹⁸ los patólogos pierden muchos especímenes por fallas en la obtención y manejo de la muestra. Los principales artefactos son: compresión por el forcéps, atricción por las tijeras durante la escisión y estiramiento de las fibras, lo que hace que muchas veces resulten secciones imposibles de interpretar. El requerimiento básico consiste en aislar un cilindro de músculo con fibras paralelas de 1 a 1,5 cm de longitud y 0,5cm de ancho para microscopía óptica, y de no más de 2 mm si es para microscopía electrónica³.

Con respecto a las fibras musculares que componen el músculo esquelético de los mamíferos han sido clasificadas usando diversas

Tabla 2: Valores del músculo cuádriceps en conjunto y del vasto lateral en particular tomados a partir de la tomografía.

	Musculo cuádriceps	Músculo vasto lateral
Espesor en cm	17 a 18,4	13 a 15,5
Densidad en unidades Hounsfield	60 a 79	42 a 75

técnicas, siendo tradicionalmente la más utilizada la determinación de la actividad de la enzima miosina adenosina trifosfatasa miofibrilar (mATPasa)^{8,11;12;14;23-25}. Se encuentran entonces los siguientes tipos fibrilares con características fisiológicas y metabólicas definidas: Tipo I (de contracción lenta, metabolismo oxidativo); Tipo IIA (de contracción rápida y metabolismo altamente anaerobio y moderadamente oxidativo); Tipo IIB (de contracción rápida, elevado metabolismo anaerobio). En el músculo del perro, las investigaciones para identificar los diferentes tipos han producido resultados contradictorios ya que las tipo II no presentan el típico comportamiento metabólico de las fibras II B conocidas. Como la finalidad de este trabajo no fue la clasificación de subtipos fibrilares y con el asesoramiento de los doctores F. Mascarello¹⁵ y F. Gil⁹ se optó por la clasificación de Snow²⁵ en Tipo I, Tipo II A y Tipo II Dog, y de acuerdo con él y con Maxwell¹⁷; Braund^{4,5}; Guy y Show²⁵ se comprobó que en el músculo del perro existen sólo fibras de contracción lenta-resistentes a la fatiga y fibras de contracción rápida-resistentes a la fatiga con un potencial oxidativo moderado a alto. Sin embargo, probablemente un análisis más exhaustivo de la unidad motora y la locomoción natural de esta perfecta máquina

de correr pueda explicar porqué están presentes dos fibras glicolíticas-oxidativas muy similares.

Luego de clasificar las fibras, se realizaron las mediciones, verificándose que las fibras II Dog, son las de mayor tamaño.

En lo referente a la ultraestructura, dado que la muestra necesaria para analizar es pequeña, se constituye en el método ideal para aplicarlo en estudios secuenciales de las fibras musculares, coincidiendo con Trevino ²⁸. Además es el único método para analizar las alteraciones de la actina y la miosina.

De acuerdo con Dubowitz ⁸, hay que tener en cuenta que el microscopio electrónico permite examinar áreas muy pequeñas y a veces esas muestras pueden no ser representativas del músculo o la fibra como un todo para diagnosticar una enfermedad.

En cuanto al estudio ecográfico es altamente dependiente del operador ¹⁰, el campo visual es pequeño y tiene un contraste limitado de los tejidos blandos. El tejido normal tiene una apariencia heterogénea estriada ²¹ con fibras musculares primariamente hipoecogénicas. En los atletas humanos y en la clínica equina es aceptado como un diagnóstico seguro y efectivo para las disrupciones y las hemorragias musculares, pero no es práctica corriente en la clínica de pequeños animales.

La tomografía axial computada produce mejor contraste que la radiología plana y el ultrasonido ¹⁰, pero no es ideal para la evaluación de músculos y tendones porque sólo se obtienen imágenes del plano axial.

En nuestro caso nos resultó útil porque la grasa y el tejido subcutáneo permitieron la identificación e individualización de los músculos y sus contornos. A pesar de esto, en nuestra opinión, su aplicación en veterinaria tiene dos inconvenientes: hay que anestesiarse al paciente y los costos son muy altos. Por lo tanto se la puede recomendar a nivel experimental

pero no con fines diagnósticos para enfermedades musculares en la clínica diaria.

CONCLUSIONES

Con la actividad mATPasa luego de la reincubación alcalina es posible distinguir 3 tipos de fibras en el músculo canino. Las fibras tipo II son peculiares del perro y no se corresponden con las tipo II B de otras especies, es mucho más oxidativa y se demuestra por las pruebas NADH-TR. La microscopía óptica debe ser siempre complementada con la microscopía electrónica, ya que ésta permite visualizar cambios ultraestructurales. La ultrasonografía y la tomografía para visualizar estructura muscular del perro no se recomiendan como pruebas complementarias de rutina.

BIBLIOGRAFÍA

1. AMANN, J.F. 1993 Biopsia muscular. Técnica de biopsia del músculo esquelético. Capítulo 7:67-71. En Técnicas Actuales en Cirugía de Animales Pequeños. Joseph Bojrab. Tercera Edición.
2. BARCELO,P; VILASECA SABATER,E. 1970 Enfermedades del Aparato Locomotor: Tratado de Patología y Clínica Médica, Tomo II. Pons,P. Edit. Salvat. Argentina.
3. BOLONDI, A; GAGGINO, O; MONESIGLIO, J. 1970. Microscopía Electrónica.Técnicas generales. Secretaría de Agricultura, Ganadería y Pesca.Centro de investigación en Ciencias Veterinarias. Instituto de Tecnología Agropecuaria. Argentina.
4. BRAUND, K; LINCOLN, C. 1988. Histochemical differentiation of fiber types in neonatal canine skeletal muscle. Am.J. Vet Res. 42: 407-415.
5. BRAUND, K. 1989. Skeletal Muscle Biopsy. Seminars in Veterinary Medicine and Surgery (Small Animal). 4: 108-115.
6. BROOKE, M.M.; KAISER K.K.. 1970. Muscle

- fiber types: how many and what kind? Arch. Neurol. 23:369-379.
7. CRÓNICAS DE LA OMS. 1985 .39 (2):55-60.
 8. DUBOWITZ, V. 1985. Muscle biopsy, a practical approach. 2nd. Cd. London. Bailliere Tindall . 45-53.
 9. GIL, F. 1986. Diferenciación postnatal de los tipos de miofibrillas de algunos músculos del perro. Tesis Doctoral. Facultad de Veterinaria. Universidad de Murcia.
 10. GRECO, A.; MC.NAMARA, M.; ESCHER, R.; TRIFILIO, G.; PARIENTI, 1991. J. Spin-echo and STIR, MR imaging of sports-related muscles injuries. J. Comput. Assit. Tomog. . 15: 994-999.
 11. LATORRE, R.; GIL, F.; VÁZQUEZ, J.M.; MORENO, F.; MASCARELLO, F.; RAMIREZ, G. 1993. Morphological and histochemical characteristics of muscle fibre types in the flexor carpi radialis of the dog. J. Anat. 182: 313 - 320.
 12. LATORRE, R.; GIL, F.; VÁZQUEZ, J.M.; MORENO, F.; MASCARELLO, F.; RAMIREZ, G. 1993. Skeletal muscle fibre types in the dog. J. Anat. 182: 329 - 337 .
 13. LEIGHTON, R. 1996. Contractura del cuádriceps. En Bojrab, J.; Fisiopatología y Clínica Quirúrgica en Animales pequeños. Edit. Intermédica. 2ª Edición. Argentina. 1110-1114.
 14. LÓPEZ RIVERO, J.; DIZ, A.; TOLEDO, M.; AGÜERA, E. 1994. Enzyme Histochemical Profiles of Fiber Types in Mature Canine Appendicular muscles. Blackwell Wissenschafts, Verlag, Berlín. Anat. Hist. Embryol. 23: 330-336.
 15. MASCARELLO, F.; SCAPOLO, P.A.; VEGGETTI, A. AND ROWLERSON, A. 1986. Functional adaptation of the fibre type composition of skeletal muscle in mammals. Bas. Appl. Histochem. 30: 279 – 283. .
 16. MATTIAZI, A EN CINGOLANIE, H; HOUSSAY, A. Fisiología Humana de Houssay. 2000. Edit. El Ateneo. 4ªed. 59-78.
 17. MAXWELL, L; BARKLAY, J; MOHRMAN, D; FAULKNER, J. 1977. Physiological characteristics of skeletal muscles of dogs and cats. Am. J. of Physiol., 233, 14-18.
 18. MC GAVIN, M.D. 1983. Muscle Biopsy in Veterinary Practice. The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. 13: 135-144.
 19. MERCADO, M.; ALVAREZ, A.; CALAUDI, P.; TOLEDO STAROPOLI, M.; LIGHTOWLER, C. 2000. Técnicas de biopsia muscular en caninos. Revista Pets, Argentina. 16: 86-91.
 20. MILLER, E.; CHRISTIANSEN, E. 1984. Anatomy of the dog. Edit. Saunders Company. London. 1964
 21. REEF, V. 1984. Equine Diagnostic Ultrasound. W.B.Saunders Co London. Chap.3:143-149. 1998
 22. RODRÍGUEZ BARBUDO, M.; MORENO, F.; FUENTES, S.; VIVO, J.; MONTERDE, J.; MIOR, F.; CARPIO, M.; GIL, F. 1983. Distribución estratigráfica de las fibras en músculos de actividad funcional antagónica (Mm tibial craneal y flexor digital largo) del perro mediante técnicas de ATPasa. Morf. Norm. Patol. 7: 1089-1094.
 23. SCHIAFFINO, S.; GORZA, L.; SARTORE, S.; SAGGIN, L.; AUSONI, S.; VIANELLO, M.; GUNDERSEN, K. AND LOMO, T. 1989. Three myosin heavy chain isoforms in type 2 skeletal muscle fibers. J. Muscle Res. Cell. Motil. 10:197-205.
 24. SCHIAFFINO, S.; REGGIANI, C. 1994. Myosin isoforms in mammalian skeletal muscle. J. Appl. Physiol. 77 :493-501.
 25. SNOW, D. H.; BILLETER, R.; MASCARELLO, F.; CARPENE, E.; ROWLERSON, A.; JENNY, E.: 1982. No Classical Type IIB Fibres in Dog Skeletal Muscle. Histochem. 75: 53 - 65.
 - 26- SURRIBAS, J. ; VON LAWZEWITSCH, I. 1990. Histología del Sistema Muscular. Edit. Hemisferio Sur. Argentina.
 27. TAYLOR, R. Patologías Quirúrgicas del músculo esquelético. En :Bojrab, J.1996. Fisiopatología y Clínica Quirúrgica en Animales Pequeños. Edit. Intermédica. Argentina. 1117-1121.
 28. TREVINO, G; DEMAREE, R. SAUNDERS, B; O'DONELL, T. 1973. Needle biopsy of skeletal muscle in dogs. Light and electron microscopy of resting muscle. Am. J. Vet. Res. 34, 507-515.