

DIAGNÓSTICO DE LAS SARNAS EN PEQUEÑOS RUMIANTES

Valcarcel-Sancho, F y García-Romero, C.*. 1997. OVIS, Julio 1997, Nº 51
*Laboratorio de Parasitología Animal, Servicio de Investigación y Tecnología Agraria,
Consejería de Agricultura y Medio Ambiente de Castilla-La Mancha, España.
www.produccion-animal.com.ar

Volver a: [Enf. parasitarias de los ovinos](#)

RESUMEN

Aunque la sintomatología de las distintas sarnas es muy característica y se puede realizar un diagnóstico presuntivo de cierta fiabilidad, el diagnóstico asertivo ha de basarse en la identificación del agente etiológico. La sencillez, rapidez y economía del diagnóstico microscópico de los diversos agentes e, incluso de sus estadios de desarrollo, obtenidos fácilmente tras un raspado cutáneo hacen de éste el método de elección.

La observación de lesiones, así como datos epidemiológicos como introducción de nuevos animales o casos anteriores de sarna, son de gran ayuda para el establecimiento de un diagnóstico y pronóstico más certero. Las tomas de muestras deben realizarse en varios lugares del mismo animal y en diferentes animales, tanto de las zonas lesionadas como limítrofes. Las diferentes características morfológicas de los ácaros permiten una relativamente fácil identificación.

Al igual que en cualquier enfermedad parasitaria, el diagnóstico de las sarnas debe hacerse a la mayor brevedad posible con la finalidad de aplicar las medidas profilácticas y terapéuticas más idóneas y evitar su rápida difusión en el conjunto del rebaño. Estas parasitosis en el ganado ovino están muy relacionadas con la explotación de los animales, de tal forma que si el manejo o la higiene son inadecuadas (hacinamientos por instalaciones o cercados mal diseñados, entrada de animales nuevos sin control o sin cuarentena, nutrición deficitaria o desequilibrada en cuanto a principios inmediatos, vitaminas y minerales, entre otros) se favorece y predispone la aparición y/o propagación de la enfermedad.



Fig. 1: Lesión característica de sarna sarcóptica en ovinos.

El diagnóstico definitivo ha de ser necesariamente laboratorial, mediante la identificación específica de los agentes parásitos implicados. De gran ayuda es el estudio de los síntomas clínicos que se manifiesten en los animales afectados y el diagnóstico diferencial con otras afecciones de la piel (ptiriasis, micosis, eczemas, picaduras de insectos, etc.). No debe excluirse la contaminación de la muestra con ácaros de vegetales que tienen características morfométricas diferentes (más opacos, patas de mayor longitud, articulaciones más gruesas) y por tanto son fácilmente diferenciables.

Aunque los ácaros de la sarna son de fácil identificación en los raspados cutáneos, debemos tener en cuenta la posibilidad de falsos negativos como consecuencia de una toma de muestras inadecuada, tratamientos previos, fase inicial de la enfermedad, etc.. por lo que es muy recomendable que se tomen varias muestras para su examen o se realicen métodos de concentración en caso de resultados directos negativos.

1. ANAMNESIS Y EXAMEN CLÍNICO

Ante la sospecha de un caso clínico de sarna en un rebaño es necesario realizar una correcta anamnesis que recoja la mayor información posible sobre el estado sanitario de los animales, medidas profilácticas o terapéuticas, higienicosanitarias, alimentación, tipo de explotación, carga ganadera, entrada de animales nuevos, casos anteriores, etc.... Una vez que conozcamos la historia de la explotación se procederá al examen clínico que debe contemplar la observación de síntomas, especialmente la presencia o no de prurito, la palpación y observación de

las partes cutáneas cubiertas por escamas, costras, exudado purulento, etc. No hay que confundir la presencia de acúmulos de grasa en el vellón (en estos casos no está alterada la piel) con alteraciones patológicas.

Aunque los distintos géneros producen una sintomatología parecida, hay ciertas características que pueden orientar el diagnóstico en un sentido u otro. Así, el síntoma principal de las sarnas sarcóptica y psoróptica es un prurito extremadamente intenso y por tanto rascado fuerte y reiterado, mientras que en la sarna coriódica el prurito es moderado. Chorioptes y Psoroptes afectan por igual a ambos sexos; Chorioptes es independiente de la edad mientras que Psoroptes es más frecuente en adultos que en jóvenes.



Fig. 2: Toma de muestras de un raspado para el diagnóstico de sarna.

EXAMEN CLÍNICO EN LA SARNA PSORÓPTICA O SARNA DEL CUERPO

Psoroptes ovis se detecta en la oveja a nivel de la cruz, lomo, cuello, tórax anterior, cabeza y conducto auditivo externo. El cuadro clínico es bastante orientativo, siendo las manifestaciones fundamentales el prurito y la caída de lana. La lana se aglutina en algunos puntos o cuelgan mechones sueltos y si separamos la lana con los dedos, se pueden observar alteraciones en la piel como eritema, pápulas o grietas. Si efectuamos movimientos de rascado con nuestra mano, el animal responderá positivamente bien presionando su cuerpo contra la mano, bien estirando el cuello. Debemos examinar detalladamente la fosa infraorbitaria, base de los cuernos, región perineal, interdigital, inguinal y el escroto pues son lugares donde puede permanecer el ácaro incluso sin lesionar la piel.

En adultos con otoacarosis por Psoroptes se observan orejas muy engrosadas (otohematomas-fibrosis) y violentas sacudidas de la cabeza. En la oreja y base de la misma son frecuentes las excoriaciones y heridas por rascado. Es más frecuente en los corderos en los que también aparecen placas costrosas, a menudo sangrientas, en el oído externo.

EXAMEN CLÍNICO EN LA SARNA SARCÓPTICA O SARNA DE LA CABEZA

La infestación por Sarcoptes en la oveja se localiza principalmente en la cabeza, en aquellas zonas desprovistas de lana: alrededor de los ojos "gafas", labios, ollares y orejas (Fig. 1). Conforme progresa la enfermedad, se desplaza hacia el cuello y los costados de los animales y posteriormente hacia las articulaciones tarsianas y carpianas. En la cabra, la infestación también comienza en la cara y a medida que se agrava la parasitosis se extiende al tronco, bajo vientre, mamas y extremidades.

Aunque ya en las fases iniciales se pueden observar pápulas y una mayor descamación, las lesiones típicas de la sarna sarcóptica es el intenso prurito y el engrosamiento y formación de costras gruesas que dan a la piel un aspecto de corteza de árbol.

Las lesiones en labios, morro, puente de la nariz y oído interfieren en la ingesta de alimentos sólidos y líquidos y aparece anemia, emaciación y a veces muerte.

EXAMEN CLÍNICO DE LA SARNA CORIÓPTICA O SARNA DE LAS PATAS.

Chorioptes bovis produce en la oveja la llamada sarna de las extremidades, aunque también produce lesiones en la zona axilar e inguinal y en el escroto. En la cabra puede extenderse también al lomo y cuello.

Se caracteriza por una lenta difusión de los ácaros en la piel, como un exudado seco por debajo del cual la piel está húmeda y a veces verrugosa, aumentando la incidencia en estabulación. mientras que en animales pastando, disminuyen el número de ácaros y las alteraciones cutáneas.

EXAMEN CLÍNICO DE LA SARNA DEMODÉCICA O FOLICULAR.

Aunque la sarna demodéctica cursa normalmente de forma asintomática en los ovinos, la abundante secreción sebácea repercute negativamente en la calidad del vellón. Demodex habitualmente se localiza en las glándulas sebáceas y en el folículo primario, sobre todo a nivel de párpados y, en infestaciones muy graves, pueden encontrarse en el vellón provocando exudación de la piel alteraciones del mismo porque las fibras se pegan con el exudado. En el ganado caprino aparece fundamentalmente entre 15 meses y tres años de edad.

Esta sarna es dependiente de la humedad atmosférica y la lluvia, de tal manera que, en estas condiciones, se favorece la proliferación de los ácaros y el agravamiento de las lesiones, que cesan cuando las condiciones ambientales cambian.

2. EXAMEN POSTMORTEM

En caso de examinar un animal muerto o poder realizar alguna necropsia, se pueden observar las lesiones macro y microscópicas y los distintos estadios de los ácaros en los cortes histológicos. En la otoacarosis, el examen postmortem de las orejas es más útil que el realizado con el otoscopio.

Además de las lesiones epiteliales ya descritas, en la necropsia de animales, con sarna sarcóptica en estados muy avanzados, hay manifestaciones de déficit nutritivo: deshidratación, edema pulmonar, hidrotórax, hidroperitoneo. A nivel microscópico, en las lesiones dérmicas se observan acantosis, hiperqueratosis, degeneración, infiltración celular y proliferación de tejido conectivo, úlceras y paraqueratosis

En la sarna psoróptica y corióptica se observa a nivel histológico una ligera hiperqueratosis, infiltración celular de neutrófilos con células plasmáticas, macrófagos y eosinófilos, lo que sugiere una reacción alérgica. Cuando las lesiones de la sarna corióptica afectan al escroto, también se puede observar degeneración seminal, menor peso y atrofia de los testículos y aumento de la bolsa escrotal.

La presencia de Demodex en los párpados no suele producir lesiones, salvo la distensión del folículo piloso. En cabras adultas son característicos los nódulos subepiteliales al retirar la piel del tamaño de un guisante.

3. DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO

A pesar de la información que nos aporta el estudio de los síntomas y lesiones, es necesario hacer siempre el estudio etiológico y confirmar la presencia de los ácaros bien de forma directa, mediante el examen de piel y producciones dérmicas, uso de otoscopio y observación al microscopio estereoscópico (lupa) de los diversos estadios, o de forma indirecta por métodos inmunológicos.

Una vez realizada adecuadamente la toma de muestras (raspado, muestra de oído, suero), deben llegar al laboratorio en condiciones que aseguren su viabilidad. Las muestras para la observación directa de los ácaros serán selladas con cinta adhesiva, identificadas y permanecerán a temperatura ambiente. Las muestras séricas deben enviarse convenientemente refrigeradas o congeladas al centro de diagnóstico.

3.1 MÉTODOS DIRECTOS

RASPADO CUTÁNEO

Es una técnica sencilla y barata que permite una rápida detección de los ácaros. Previamente a la toma de muestras debe cortarse el pelo y la lana así como eliminar el exceso de costra de las zonas sospechosas, pues habitualmente no suelen encontrarse aquí ácaros y por tanto evitaremos falsos resultados negativos.

Con una hoja de bisturí o escalpelo, raspemos la parte más húmeda del borde de la lesión recogiendo la muestra en un tubo de ensayo o en una placa de Petri (Fig. 2). Es de gran utilidad añadir parafina líquida o glicerina a la piel para que el material raspado se adhiera al bisturí o escalpelo. Las muestras deben tomarse tanto de las zonas dañadas como de las limítrofes y en distintos animales.

El tipo de sarna determinará el lugar -ver apartado 1: examen clínico- y la toma de la muestra; así, en la sarna sarcóptica, hay que raspar el borde del área depilada y en zonas donde haya pequeños nódulos, debe ser muy profundo, incluso provocando que brote la sangre. En la sarnas corióptica y psoróptica más que raspar, se recomienda recoger costras en la parte más superficial de la epidermis. En la sarna demodéctica los ácaros se obtienen fácilmente del interior del contenido caseoso de los folículos afectados.

Es importante tener en cuenta la fase de la enfermedad o la administración previa de fármacos, ya que dependiendo de ello puede ocurrir que no haya ácaros, o que sólo haya huevos y/o larvas, o que se trate de la fase inicial del proceso y por tanto el número de ácaros sea reducido.

RECOGIDA DE MUESTRAS DEL OÍDO

La observación de ácaros en el interior del oído, con el otoscopio o mediante limpieza con torunda de algodón, es relativamente sencilla en infestaciones graves, pero no es práctica si debemos examinar un gran número de animales, o si la infestación es leve o se encuentra en una fase inicial o de curación. Por ello, se obtienen mejores

resultados introduciendo 50 ml de agua en el canal auditivo donde recogeremos posteriormente los ácaros o bien mediante el análisis postmortem.

OBSERVACIÓN DE LOS ÁCAROS

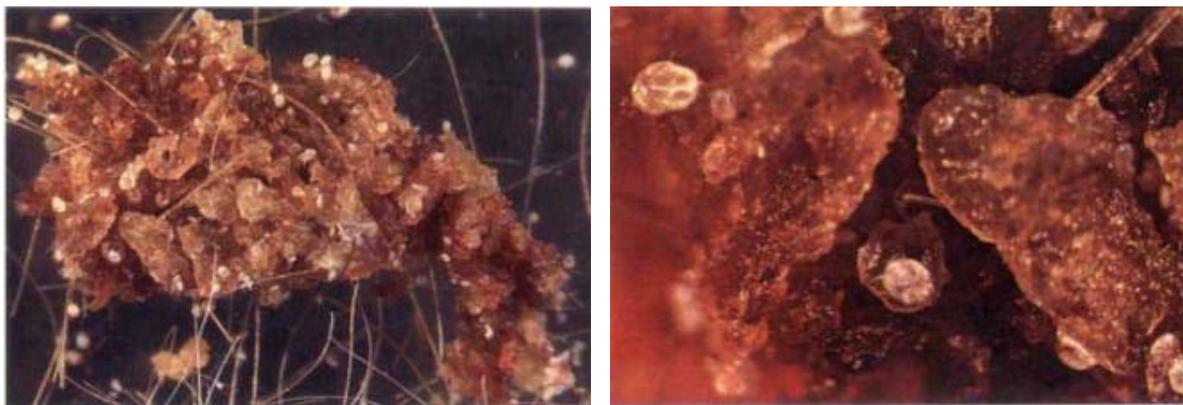


Fig. 3: Psoroptes ovis en costras epidérmicas (10 aumentos). Fig. 4: Psoroptes ovis en costras epidérmicas (40 aumentos).

OBSERVACIÓN DIRECTA

Muchos estadios son visibles a simple vista y colocando las muestras sobre un fondo de color, se pueden observar pequeños puntitos blanquecinos (Figs. 3) que se mueven. No obstante, es mejor recurrir al microscopio estereoscópico (Fig. 4) y, en caso de que la observación directa sea negativa, realizar la incubación de la muestra (24 h a 30 °C) para aumentar la motilidad de los ácaros y con ello su salida de las costras o recurrir a métodos de concentración que faciliten su observación.

MÉTODOS DE CONCENTRACIÓN

Las muestras pequeñas se pueden disolver durante algunas horas en potasa (hidróxido potásico) al 10%, luego calentar la preparación y presionar el cubreobjetos con una aguja para que salgan los ácaros. Las muestras grandes se calientan en un tubo con potasa al baño María hasta la ebullición (2-5 minutos) para disolver las costras y pelos, dejar enfriar y centrifugar (2000 rpm 2 minutos), observando en el sedimento la presencia de huevos, larvas, ninfas y/o adultos.

Para el diagnóstico de Demodex, es muy efectiva la mezcla de potasa al 10% con una disolución de cloruro sódico saturado en igual cantidad, mientras que para Psoroptes es mejor hacer la mezcla con potasa al 20 %.

Como se indica en el protocolo adjunto, se puede realizar la digestión de un fragmento de piel con tripsina, recuperándose un 63 y 65% del total de ácaros de Chorioptes y Sarcoptes, respectivamente; y si añadimos Tween 80 al hidróxido potásico mejoran notablemente los resultados recuperando un 88, 77 y 67% de ejemplares de Sarcoptes, Chorioptes y Demodex, respectivamente.

MÉTODO DE DIGESTIÓN CON TRIPSINA

- 1.- 2 cm de piel + 50 ml tripsina al 3% (tamponada a pH 8'3 con Na₂HPO₄ 2M)
- 2.- incubar a 37 °C 48 h
- 3.- añadir 50 ml de KOH 25% y hervir 10 minutos
- 4.- pasar 20 ml a placa de Petri y observar en microscopio estereoscópico a 25 aumentos

MÉTODO DE KOH + TWEEN 80

- 1.- la muestra + 4 ml de KOH 10% con 1% de Tween 80 se introduce en un tubo de 5 ml
- 2.- tapar el tubo con un tapón de goma e incubar (45 ± 2 °C) en un baño de agua 18 ± 2 horas
- 3.- agitar mecánicamente 2-3 minutos
- 4.- centrifugar a 500 g 15 minutos
- 5.- retirar el sobrenadante y dejar 1 ml de sedimento
- 6.- resuspender el sobrenadante en el líquido residual
- 7.- añadir 2 ml de alcohol de 70°
- 8.- observar en microscopio estereoscópico a 25 aumentos

ACLARADO, MONTAJE Y CONSERVACIÓN DE LOS ÁCAROS

Una vez detectados los ácaros por cualquiera de los métodos, se deben retirar con una aguja entomológica o un pincel fino para su identificación, almacenamiento y/o montaje. La identificación puede realizarse directamente aunque es preferible aclarar previamente los ácaros y montarlos en un portaobjetos. Para aclarar los ácaros se colocan los ejemplares en potasa al 10% y se calienta o si se desea imprimir más transparencia a los ácaros, se

usará el medio Berlese (agua destilada 20 ml, hidrato de cloral 160 g, goma arábiga 15 g, jarabe de glucosa 10 g, ácido acético glacial 5 ml)

Para hacer preparaciones provisionales entre porta y cubreobjetos podemos emplear glicerina o glicerina gelatinada, y para preparaciones de mayor duración se utilizarán resinas como Depex o Bálsamo de Canadá o líquido de Hoyer (hidrato de cloral 180 ml, glicerina neutra bidestilada 20 ml, goma arábiga pura en lágrimas 30 g, agua destilada 50 ml).

Los ácaros que no se monten se pueden conservar en alcohol de 70%. Para ello es aconsejable tenerlos una semana antes en alcohol o formol al 10% para romper la tensión superficial y permitir el contacto del alcohol con toda la superficie del ácaro.

IDENTIFICACIÓN DE LOS ÁCAROS

La observación al microscopio óptico de las características morfométricas nos permitirá un diagnóstico rápido, sencillo y fiable. En el cuadro se describen las características genéricas indispensables para determinar el ácaro presente en una muestra dada a nivel de género, citándonos a Chorioptes, Psoroptes, Demodex y Sarcoptes, pues son los cuatro géneros denunciados en España en el ganado ovino y caprino, hasta el momento, según consta en el índice-Catálogo de Zooparásitos Ibéricos (Cordero del Campillo et al., 1994).

3.2. MÉTODOS INDIRECTOS

El estudio de los anticuerpos séricos nos indica que el animal está infestado o acaba de estarlo. La elaboración y aplicación de técnicas inmunoenzimáticas para el diagnóstico de estas parasitosis se han encontrado con la existencia de fuertes reacciones cruzadas entre suero de animales infestados con una especie enfrentado con extractos antigénicos crudos de otras especies. Sin embargo, aunque el análisis electroforético de especies diferentes ha demostrado una gran similitud antigénica, recientes investigaciones afirman que las pequeñas diferencias existentes entre ellas pueden ser suficientes para poder desarrollar un test de inmunodiagnóstico fiable en poco tiempo.

Características morfológicas diferenciales de los distintos géneros de agentes productores de sarnas en pequeños rumiantes.

	<i>Demodex</i>	<i>Chorioptes</i>	<i>Sarcoptes</i>	<i>Psoroptes</i>
Forma	alargado, con estrías transversales	ovalado	glóbulo, cutícula nstriada con cerdas, espinas y escamas triangulares	ovalado con estrías finas y sin espinas dorsales
				
	vista dorsal ♂	vista ventral ♂	vista dorsal ♀	vista ventral ♂
Extremo anterior	muy corto y unido al tórax	largo (menor que <i>Psoroptes</i>) y redondeado	corto y cuadrado con dos cerdas verticales (forma de herradura)	largo y cónico sin cerdas verticales
				
Patas	muy cortas, como muñones	largas, todos los pares de patas sobresalen del cuerpo	cortas, sólo sobresalen del cuerpo el 1.º y 2.º par	largas, todos los pares de patas sobresalen del cuerpo
				
Terminación en patas en uñas o ventosas	uñas	ventosas con pedículo corto no articulado en los pares de patas	ventosas con pedículo largo no articulado en los pares de patas	ventosas con pedículo largo articulado en los pares de patas
(las patas sin ventosa poseen cerdas terminales)		♀ 1, 2, 4 ♂ 1, 2, 3, 4	♀ 1, 2 ♂ 1, 2, 4	♀ 1, 2, 4 ♂ 1, 2, 3, 4
				

BIBLIOGRAFÍA

Amin, M.M.; Shawkat, M.E. & Fayed, A.A.. A Field technique for detection of mites. Assiut Veterinary Medical Journal, 4: 7, 243-249, 1977.

Borchert, A. (1975). Parasitología Veterinaria. Edit. Acribía, Zaragoza, 745 pp.

Boyce, W.M.; Jessup, D.A. & Clark, R.K. Serodiahnostic antibody response to *Psoroptes* sp. infestations in bighorn sheep. Journal of Wildlife Diseases, 27:1, 10-15, 1991.

Cordero del Campillo, M.; Castañón Ordoñez, L.; Reguera Feo, A. (1994). Índice-catálogo de zooparásitos ibéricos. Secretariado de Pub. Universidad de León, León, 650 pp.

Crawford, R.; Jebson J.L. & Murray, R.D. Chorioptic Mange of the scrotum of rams. New Zealand Veterinary Journal, 18: 209-210, 1970.

Faccini, J.L.H. & Costa, A.L. Subclinical psoroptic otocariasis in Brazilian sheep with comments on a technique for mite collection. Experimental and Applied Acarology, 13: 3, 227-229, 1992.

Ibrahim K.E.E.; Abu-Samra, M.T. & Samra-M.T.-Abu. Experimental transmission of a goat strain of *Sarcoptes scabiei* to desert sheep and its treatment with ivermectin. Veterinary Parasitology, 26: 1-2, 157-164, 1987.

Kirkwood, A.C. & Littlejohn, A.I. Chorioptic Mange of sheep. Veterinary record, 87: 507, 1970.

- Krantz, G.W. (1978). A manual of Acarology. Oregon State University Book Stores Inc., Corvallis, 509 pp.
- M.A.F.F. (1973). Manual de Técnicas de Parasitología Veterinaria. Ed. Acribía, Zaragoza.
- Matthes, H.F.; Harrison, G.B.L.; Shaw, R.J.; Heath, A.C.G.; Pfeffer, A. & Hiepe, T.H. Cross-reacting antibodies to *Sarcoptes suis*, *Chorioptes bovis* and *Notoedres cati* and anti-*P. ovis* IgE in sera from sheep infested naturally with *Psoroptes ovis*. *International Journal for Parasitology*, 26: 4, 437-444, 1996.
- Mehlhorn, H.; Düwel, D. y Raether, W. (1992). Atlas de Parasitología Veterinaria. Grass Ediciones. 437p.
- Mumcuoglu K.Y. A technique for quantitative evolution of ectoparasitic mites and insects of domestic animals. *Experimental and Applied Acarology*, 9: 1, 2, 97-101, 1990.
- Nutting, W.B.; Kettle, P.R.; Tenquist, J.D. & Whitten, L.K. Hair follicle mites (*Demodex* spp.) in New Zealand. *New Zealand Journal of Zoology*, 2: 2, 219-222, 1975.
- Rak, H. & Rahgozar R. Demodectic mange in the eyelid of domestic ruminants in Iran. *Bulletin de la Societé de Pathologie Exotique*, 68: 6, 591-593, 1975.
- Regis de Arrondo et al. Comprobación de *Demodex ovis*, en ovinos del oeste de la provincia del Chubut. *Gaceta Veterinaria*, 42: 351, 357-358, 1980.
- Rhodes, A.P. The effect of extensive chorioptic mange of the scrotum on reproductive function of the ram. *Australian Veterinary Journal*, 52: 6, 250-257, 1976.
- Rovere, R.J. & Nuñez, J.L. Psoroptic mange in sheep. Histopathological study of the skin in acute and cronic phases. *Gaceta veterinaria*, 39: 319, 172-177, 1977.
- Sinclair, A.N. Some cases of infestation of sheep by arthropod parasites; behavioural and histological observations. *Australasian Journal of Dermatology*, 17: 1, 11-12, 1976.
- Soulsby, E.J.L. (1987). Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Edit. Interamericana, México.
- Tarry, D.W. Sheep scab: Its diagnosis and biology. *Veterinary Record*, 95: 530-532, 1974.

[Volver a: Enf. parasitarias de los ovinos](#)