

Endo- und Ektoparasiten bei Neuweltkameliden und ihre Bekämpfung

R. Schmäscke

Institut für Parasitologie, Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Leipzig

Schlüsselwörter

Alpaka, Lama, Parasit, Lebenszyklus, Diagnose, Therapie

Zusammenfassung

Anhand einer Literaturübersicht werden die häufigsten Parasiten der Neuweltkameliden mit ihren für die Diagnose relevanten morphologischen Merkmalen und Schadwirkungen beschrieben. Aufbauend auf dem Lebenszyklus der Parasiten werden Möglichkeiten der Prophylaxe und Therapie aufgezeigt. Die Darlegung soll dem Tierarzt helfen, häufig auftretende Parasitosen bei Neuweltkameliden zu erkennen und erfolgreich zu therapieren.

Keywords

Alpaca, llama, parasite, life cycle, diagnosis, therapy

Summary

In a literature review, common endo- and ectoparasites of South American camelids are described, presenting morphological details and clinical signs important for diagnosis. Based on the life cycle of the parasites, possibilities for prophylaxis and therapy are indicated. The review should aid the veterinarian to diagnose and control common parasitic infections in South American camelids.

Korrespondenzadresse

Dr. med. vet. Ronald Schmäscke
Institut für Parasitologie
Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig
An den Tierkliniken 35
04103 Leipzig
E-Mail: rschmae@vetmed.uni-leipzig.de

Endo- and ectoparasites of South American camelids and their control

Tierärztl Prax 2015; 43 (G): 169–179
<http://dx.doi.org/10.15653/TPG-140914>
Eingegangen: 13. Oktober 2014
Akzeptiert nach Revision: 16. März 2015
Epub ahead of print: 21. Mai 2015

Einleitung

Kamelartige Tiere (Familie Camelidae) erregten in Mitteleuropa schon immer große Aufmerksamkeit. Neben den beiden Altweltkameliden-Arten Dromedar (*Camelus dromedarius*) und Trampeltier (*Camelus ferus*), auch als Großkamele oder „eigentliche Kamele“ bezeichnet, die besonders als Zoo- und Zirkustiere gehalten werden, erfreuen sich die vier Neuweltkameliden-Arten Guanako (*Lama guanicoe*), Vikunja (*Vicugna vicugna*), Lama (*Lama glama*) und Alpaka (*Vicugna pacos*) großer Beliebtheit. Vor allem die beiden letzten Arten, Lama und Alpaka, werden zunehmend auch als „exotische Tiere“ von Privathaltern oder in größeren Herden in landwirtschaftlichen Betrieben gehalten (35, 36).

Parasitenbefall und dessen Bekämpfung stellen bei Neuweltkameliden ein häufiges Problem dar, mit dem sich Tierhalter und Tierarzt auseinandersetzen müssen. Die in Peru durch Parasitenbefall bei Alpakas geschätzten jährlichen Verluste von ca. 1,5 Millionen US\$ ergaben sich zu 46,3% durch einen Befall mit Nematoden des Magen-Darm-Trakts und der Lungen, zu 11,4% durch Leberegelbefall und zu 22,5% durch Ektoparasitenbefall. Bei 19,7% waren Sarkosporidien-Zysten in der Muskulatur die Ursache für die ökonomischen Verluste durch Parasitosen (29).

In den Jahren 2005–2011 konnte in eigenen Untersuchungen von 459 Proben, die von 428 Alpakas, 28 Lamas und 3 Vikunjas stammten (parasitologische Sektionen, Kotproben, Hautgeschab- sel), der folgende Parasitenbefall nachgewiesen werden:

- Kokzidien (*Eimeria* spp.) 51,0%
- Magen-Darm-Strongyliden 41,4%
- Peitschenwürmer (*Trichuris* spp.) 16,1%
- Haarwürmer (*Capillaria bovis*) 6,3%
- Bandwürmer (*Moniezia* sp.) 3,3%
- Zwergfadenwürmer (*Strongyloides* sp.) 2,2%
- Lungenwürmer 1,1%

Bei vielen Tieren wurden Mischinfektionen mit Kokzidien, Magen-Darm-Strongyliden und Peitschenwürmern nachgewiesen. Nur bei 28,1% der untersuchten Proben ergab sich ein negativer Befund.

Endoparasiten

Bei den Endoparasitosen sind besonders ein Befall mit Kokzidien der Gattung *Eimeria* und verschiedenen Magen-Darm-Strongyli-

den-Arten von Bedeutung. Diese Endoparasiten finden sich in fast allen Beständen. Auch Peitschenwürmer parasitieren relativ häufig bei Neuweltkameliden und da die *Trichuris*-Eier sehr widerstandsfähig sind und in der Außenwelt mehrere Jahre infektiös bleiben, kommt es hier häufig zu Reinfektionen.

Kokzidien

Erreger

Bei Neuweltkameliden parasitieren fünf verschiedene Kokzidienarten der Gattung *Eimeria* (*E. alpaca*, *E. lamae*, *E. punoensis*, *E. macusaniensis*, *E. ivitaensis*). Die Validität einer weiteren Art, *E. peruviana*, ist sehr fragwürdig. Die *Eimeria*-Arten besitzen eine sehr hohe Wirtsspezifität und werden nicht auf Haus- und Wildwiederkäuer übertragen. Eine Übertragung der Kokzidienarten von Rind, kleinen Wiederkäuern, Rehen oder Hirschen auf Neuweltkameliden ist nicht nachgewiesen. Die genannten *Eimeria*-Arten können im Rahmen einer Mono- oder Mischinfektion auftreten (7, 14, 19, 27, 33, 35).

Lebenszyklus und Epidemiologie

Alle *Eimeria*-Arten der Neuweltkameliden zeichnen sich durch einen einwirtigen, direkten Entwicklungszyklus aus. Die Infektion der Tiere erfolgt durch eine orale Infektion z. B. über verschmutztes Futter oder Trinkwasser bzw. Futter- und Trinkgeschirr, über unsauberes Einstreumaterial oder über das oozystenbehaftete Gesäuge der Stute. Die infektiösen, d. h. sporulierten Oozysten gelangen so in den Darm, wo die Oozystenhülle aufgelöst und die Sporozysten freigesetzt werden, die dann in die Darmepithelzellen eindringen. Hier erfolgt zunächst eine ungeschlechtliche Vermehrung (Merogonie) mit einer kokzidienartspezifischen Anzahl von Merogoniegenerationen. Dem schließt sich eine geschlechtliche Phase (Gamogonie) mit Bildung der Oozysten an, die mit dem Kot ausgeschieden werden (13). Die detaillierte endogene Entwicklung der speziellen Kok-

zidienarten der Neuweltkameliden ist bisher noch wenig untersucht. Die Präpatenz beträgt je nach *Eimeria*-Art 10–36 Tage, bei *E. macusaniensis* dauert sie mit 32–36 Tagen am längsten (35).

In der Außenwelt findet die exogene Phase der Kokzidienentwicklung, die Sporogonie, statt, bei der die infektiösen Kokzidienoozysten gebildet werden. In einer Oozyste entstehen jeweils vier Sporozysten mit je zwei Sporozoiten. Die Dauer der Sporogonie hängt von der jeweiligen Kokzidienart ab sowie vor allem von der herrschenden Luftfeuchtigkeit und -temperatur. In der Regel beträgt sie wenige Tage. Da hohe Temperaturen die Sporogonie beschleunigen, treten im Sommer häufiger Kokzidiosen auf (13).

Meist gelangen Kokzidien über den Zukauf von symptomlosen Ausscheidern in den Bestand. Eine hohe Bestandsdichte, gemeinsame Haltung unterschiedlicher Altersgruppen, unsaubere Haltingsbedingungen (Einstreu, Futter- und Tränkgefäße) sowie qualitative und quantitative Ernährungsmängel oder Futterumstellung sind Faktoren, die eine Kokzidieninfektion begünstigen können.

Schadwirkung

Die Kokzidiose ist vor allem eine Jungtiererkrankung, die in den ersten Lebensmonaten (3.–4. Lebensmonat) problematisch werden kann. Besonders *E. lamae* und *E. macusaniensis* gelten als pathogen und können eine Enteritis mit wässrigem, teilweise auch blutigem Durchfall und leichtem Tenesmus verursachen (32). Bei adulten Tieren verläuft eine Kokzidieninfektion meist subklinisch.

Diagnose

Der Nachweis der Kokzidienoozysten, meist eine Mischinfektion mit verschiedenen Arten, erfolgt durch eine koproskopische Untersuchung mit dem Flotationsverfahren. Es sollte ein Flotationsmedium mit einer hohen Dichte (1,3) verwendet werden, um die Nachweissicherheit für die großen und „schweren“ Oozysten von *E. macusaniensis* zu erhöhen (37).

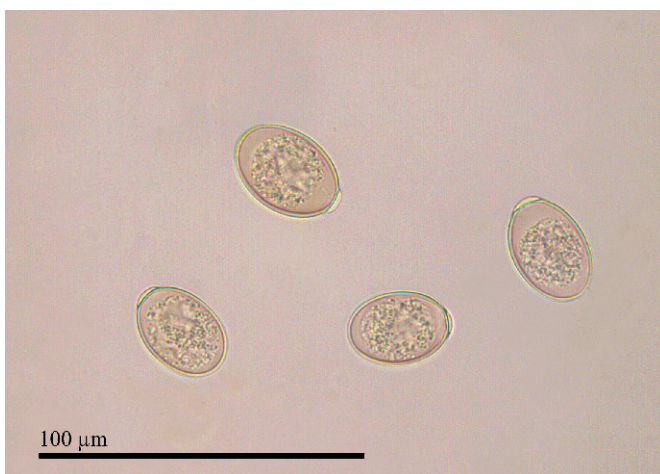


Abb. 1 Kokzidienoozysten vom Alpaka, *Eimeria lamae*

Fig. 1 Oocysts of coccidia from alpaca, *Eimeria lamae*.



Abb. 2 Kokzidienoozyste vom Alpaka, *Eimeria macusaniensis*

Fig. 2 Oocyst of coccidia from alpaca, *Eimeria macusaniensis*.

Von einem erfahrenen Untersucher lassen sich die Kokzidienarten der Neuweltkameliden, die alle eine Mikropyle besitzen, anhand von Form, Färbung und Größe gut unterscheiden (19, 35):

- *E. alpaca*: ellipsoid bis rund-ovoid, dünnchalig (Oozystengröße ca. 25 x 22 µm)
- *E. lamae* (▶ Abb. 1): ellipsoid bis ovoid, dünnchalig (Oozystengröße ca. 35 x 28 µm)
- *E. macusaniensis* (▶ Abb. 2): piriform bis ovoid-piriform, dickschalig, dunkelbraun gefärbt (Oozystengröße ca. 100 x 80 µm)
- *E. punoensis* (▶ Abb. 3): ellipsoid bis ovoid, dünnchalig (Oozystengröße ca. 20 x 15 µm)
- *E. ivitaensis*: ellipsoid, dickschalig (Oozystengröße 90 x 55 µm)

Die sehr großen, dickschaligen und dunkelbraun gefärbten Oozysten von *E. macusaniensis* können von unerfahrenen Untersuchern sehr leicht mit Wurmeiern verwechselt werden (▶ Abb. 2, ▶ Abb. 3). Eine sehr ähnliche Kokzidienart, *E. cameli* (Synonym *E. noelleri*), kommt bei Dromedar und Trampeltier vor.

Bekämpfung

Prophylaktisch muss der Infektionsdruck, der von den in der Außenwelt sehr widerstandsfähigen Kokzidienoozysten ausgeht, durch konsequente Stallhygiene vermindert werden. Dazu zählt z. B. regelmäßiges Ausmisten, gründliche mechanische Reinigung der Stallböden mit heißem Wasser oder besser mit einem Hochdruck-Dampfstrahlgerät, Reinigung der Kotplätze, Füttern und Tränken aus Trögen, die regelmäßig mit heißem Wasser gereinigt werden. Für die chemische Desinfektion des Stalles und der Stall-einrichtung müssen Desinfektionsmittel eingesetzt werden, die auf eine Wirksamkeit gegen Kokzidienoozysten geprüft sind. Diese Mittel sind in der regelmäßig aktualisierten Desinfektionsmittelliste für die Tierhaltung des Desinfektionsmittelausschusses der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft zu finden. Als wirksame Desinfektionsmittel gegen Kokzidienoozysten haben sich Mittel auf Kresolbasis erwiesen (z. B. Neopredisan® 135-1, Menno-Chemievertrieb GmbH; Interkokask®, Interhygiene GmbH; Aldecoc CMK, EWABO Chemikalien GmbH & Co. KG) (42).

Für eine medikamentöse Therapie eignet sich Toltrazuril (Baycox®, Bayer) in einer einmaligen oralen Applikation in einer Dosierung von 20 mg/kg oder von jeweils 10 mg/kg/Tag an 2 aufeinanderfolgenden Tagen. Dieses Medikament sollte jedoch metaphylaktisch, möglichst zeitig, noch vor dem Auftreten der ersten Kokzidienoozysten im Kot, eingesetzt werden, da es gegen die intestinalen Entwicklungsstadien wirkt und die Oozysten von dem Mittel nicht mehr erfasst werden. Bei einer klinisch patenten Kokzidiose muss die Therapie durch eine symptomatische Behandlung unterstützt werden, da entsprechende Darmläsionen mit Beginn der Oozystenausscheidung bereits bestehen. Bei Auftreten einer Exsikkose sollte z. B. eine orale oder parenterale Substitution von Flüssigkeiten und Elektrolyten durchgeführt werden. In die Behandlung sollten alle Tiere eines Bestandes/Bestandseinheit oder

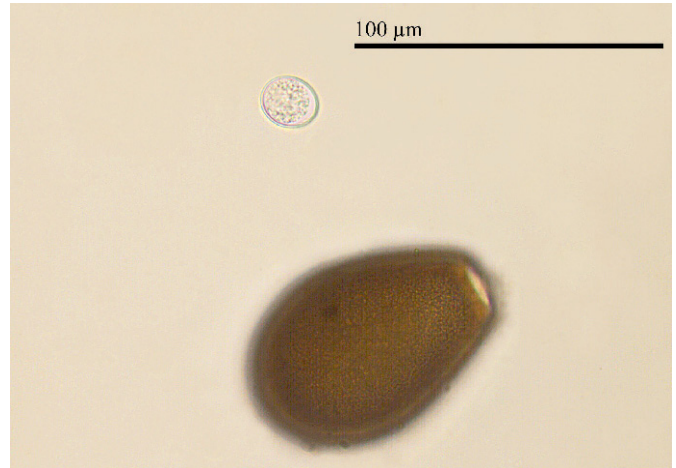


Abb. 3 Kokzidienoozysten vom Alpaka, *Eimeria punoensis* (oben), *Eimeria macusaniensis* (unten), Größenvergleich

Fig. 3 Oocysts of coccidia from alpaca, *Eimeria punoensis* (upper), *Eimeria macusaniensis* (lower), size comparison.

mindestens alle Tiere der gleichen Altersgruppe einbezogen werden.

Zugekaufte Tiere sind vor dem Einstellen koproskopisch auf einen Kokzidienbefall zu untersuchen und gegebenenfalls zu isolieren und zu behandeln.

Als weitere protozoäre Durchfallverursacher bei Neuweltkameliden können gelegentlich *Cryptosporidium* spp. oder *Giardia* spp., besonders bei jungen Fohlen, beobachtet werden (35, 36, 40).

Von den zystenbildenden Kokzidien sind bei Neuweltkameliden *Toxoplasma gondii* (9, 39), *Neospora caninum* (8, 39) und gegenwärtig drei *Sarcocystis*-Arten nachgewiesen, bei denen Neuweltkameliden als Zwischenwirt fungieren. Die Zysten von *S. aucheniae*, *S. tilopodi*, *S. lamacanis* wurden in der quergestreiften Muskulatur gefunden; für alle drei Arten sind Hunde die Endwirte (40).

Magen-Darm-Strongyloiden

Erreger

Bei Neuweltkameliden parasitieren zahlreiche Magen-Darm-Strongyloiden-Arten im Verdauungstrakt. Neben Spezies, die für Neuweltkameliden wirtsspezifisch sind (z. B. *Spiculoptera peruviana*, *Graphinema aucheniae*, *Lamanema chavezii*, *Nematodirus lamae*), können Nematodenarten gefunden werden, die von Haus- und Wildwiederkäuern (z. B. *Ostertagia ostertagi*, *O. lyrata*, *Teladorsagia circumcincta*, *Marshallagia marshalli*, *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus vitrinus*, *T. colubriformis*, *T. longispicularis*, *T. axei*, *Nematodirus battus*, *N. spathiger*, *N. helveticus*, *N. filicollis*, *Cooperia oncophora*, *C. punctata*, *Bunostomum* spp., *Oesophagostomum* spp., *Chabertia ovina*) oder auch von den Altweltkameliden Dromedar bzw. Trampeltier (z. B. *Camelostrongylus mentulatus*) stammen (3, 6, 17, 22, 23, 34, 35, 36, 39).

Lebenszyklus und Epidemiologie

Der Entwicklungszyklus der Magen-Darm-Strongylyden verläuft nach einem Grundschemata. Mit dem Kot werden die Eier der Nematoden ausgeschieden, in denen sich in der Außenwelt die erste Larve bildet, die schlüpft und sich nach zweimaliger Häutung zum infektiösen dritten Larvenstadium weiterentwickelt. Bei den Häutungen werden die Larvenhüllen nicht abgeworfen („bescheidete“ Larve), was sie besonders widerstandsfähig gegen äußere Umwelteinflüsse macht. Unter günstigen klimatischen Bedingungen können so Larven auch auf der Weide überwintern und im Frühjahr für Neuinfektionen bei den Wirtstieren sorgen. Die Larven nehmen während dieser externen Phase keine Nahrung mehr auf. Sie leben von Reservestoffen, die in ihren Darmzellen gespeichert sind. Die Zeitdauer bis zur Entstehung der infektiösen Larve 3 hängt vor allem von der Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit ab und beträgt unter günstigen sommerlichen Bedingungen in Mitteleuropa ca. 1–2 Wochen.

Bei der parasitären Gastroenteritis durch Magen-Darm-Strongylyden-Befall handelt es sich um eine typische „Weideparasitose“, d. h. die Infektion der Neuweltkameliden findet überwiegend auf der Weide statt. Meistens besteht eine Mischinfektion mit verschiedenen Nematodenarten. Nach oraler Aufnahme der Infektionslarven 3 erfolgt eine weitere Häutung zum vierten Larvenstadium im Wirt und schließlich zu den adulten Würmern, die sich je nach Art im Magen (z. B. *Ostertagia*, *Haemonchus*), Dünndarm (z. B. *Nematodirus*, *Cooperia*, *Trichostrongylus*) oder Dickdarm (z. B. *Chabertia ovina*) ansiedeln, geschlechtsreif werden und wieder Eier produzieren. Bei vielen Arten kommt es während dieser internen Entwicklung zu einer histotropen Phase, d. h. die Larven dringen in die Mukosa des Verdauungstrakts ein, verbringen dort einige Zeit und kehren dann wieder in das Lumen zurück, um die Entwicklung fortzusetzen. Auch eine Hypobiose ist möglich –

in dieser Phase verweilen die Larven in den Wintermonaten reaktionslos in der Schleimhaut und werden im Frühjahr wieder reaktiviert, um ihre Entwicklung zu vollenden. Während dieser Phase sind die Larven mit vielen Antiparasitika nur schwer zu bekämpfen (13, 35).

Bei einigen Magen-Darm-Strongylyden-Arten kann der Entwicklungszyklus von diesem Grundschemata abweichen. So können bei den *Bunostomum*-Arten neben der oralen auch perkutane Infektionen auftreten und während der internen Entwicklung vollziehen diese Larven eine pulmotracheale Körperwanderung, bevor die adulten Nematoden sich im Dünndarm wieder ansiedeln. Bei der nur bei Neuweltkameliden parasitierenden Nematodenart *Lamanema chavezii* absolvieren die Larven in der internen Phase eine enterohepatische Wanderung, die zu Blutungen und Nekrosen in der Leber führen kann. Diese Art gilt daher auch als besonders pathogen, wurde aber bisher in Deutschland noch nicht nachgewiesen (35). Bei den Arten der Gattungen *Nematodirus* und *Lamanema* erfolgt die externe Entwicklung der Larven vom ersten zum dritten Stadium im Ei, wodurch sie besonders geschützt und auf der Weide besonders widerstandsfähig sind (13, 35, 36).

Schadwirkung

Der Befall mit Magen-Darm-Strongylyden kann je nach Befallsintensität, den beteiligten Nematodenarten und Alter und Konstitution des Wirtstieres zu einer unterschiedlich stark ausgeprägten Gastroenteritis führen. Häufig ist nur ein subklinischer schleicher Verlauf zu verzeichnen, der durch unspezifische Symptomatik, wie fehlender Fellglanz, Appetitlosigkeit, Abmagerung, Wachstumsdepression, gekennzeichnet ist. Durchfall kann auftreten, aber auch fehlen. Bei schwereren Verläufen sind Apathie, Hypoalbuminämie und Anämie – einige Arten sind Blutsauger (z. B. *Bunostomum*, *Haemonchus*) – möglich. Besonders bei Jungtieren können auch Todesfälle beobachtet werden (35, 36).

Diagnose

Der Nachweis der Magen-Darm-Strongylyden-Eier erfolgt durch eine koproskopische Untersuchung mit dem Flotationsverfahren. Die typischen „dünnchaligen Nematodeneier“ besitzen einen gefurchten Eiinhalt und einen deutlichen Perivittelinraum. Die Eiform variiert je nach Art von oval mit gewölbten Seitenflächen und gleichförmig abgerundeten Eipolen auf beiden Seiten (*Haemonchus*), über leicht asymmetrisch, mit einem etwas zugespitzten Eipol an einer Seite (*Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Marshallagia*) bis zu schlanken Eiern mit parallel verlaufenden Seitenwänden und gleichmäßig abgerundeten Eipolen (*Cooperia*). Diese Merkmale sind aber nicht an allen Eiern gleich gut sichtbar. Die Eigröße kann ebenfalls je nach Art entsprechend variieren (60–95 µm lang, 30–65 µm breit) und stellt ebenfalls kein sicheres Bestimmungsmerkmal dar. Lediglich die Eier von *Nematodirus* und *Marschallagia marshalli* (150–200 x 70–100 µm) sind deutlich größer und besitzen wenige dunkle und große Furchungskugeln (► Abb. 4). Zur genaueren

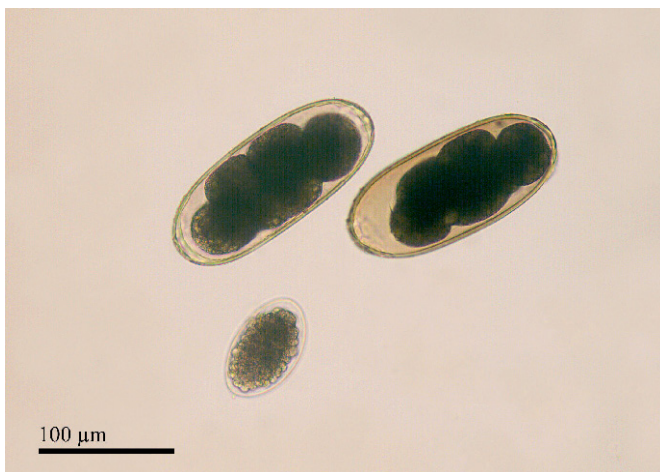


Abb. 4 Magen-Darm-Strongylyden-Eier vom Alpaka, oben deutlich größere *Nematodirus*-Eier mit wenigen, großen Furchungskugeln

Fig. 4 Eggs of gastrointestinal strongylids from alpaca, above are the clearly bigger eggs of *Nematodirus* with a lower number of large blastomeres.

Diagnose kann eine Larvenkultur („Kotkultur“) dienen, aber hierfür sind viel Spezialwissen und Erfahrung notwendig, weshalb sie Speziallaboratorien vorbehalten bleiben sollte (37).

Bekämpfung

Da speziell für Neuweltkameliden keine Antiparasitika zur Bekämpfung der Magen-Darm-Strongyliden zugelassen sind, müssen für andere Tierarten (z. B. Rind, Schaf) zugelassene Mittel eingesetzt und umgewidmet werden. Hierzu eignen sich Produkte aus den Wirkstoffgruppen der Benzimidazole oder makrozyklischen Laktone (2, 18, 35). Geeignete Produkte sind z. B. die Benzimidazole Fenbendazol als orale Paste in der für Schafe empfohlenen Dosis von 5 mg/kg oder eine orale Gabe von Oxfendazol in der für Schafe empfohlenen Dosis von 5 mg/kg.

Von den makrozyklischen Laktonen liegen z. B. Untersuchungen zur Wirksamkeit von Ivermectin (Dosis 0,2–0,4 mg/kg s. c.) oder Moxidectin (Dosis 0,2 mg/kg s. c.) vor. Bei Einsatz von Moxidectin in der für Rinder zugelassenen Aufgussformulierung (0,4 mg/kg pour on) muss mit Wirksamkeitsverlusten gerechnet werden, da Alpakahaare keine Lanolinschicht besitzen, die für eine effektive Ausbreitung der topischen Produkte förderlich ist. Pour-on-Produkte sollten daher zur Wurmbehandlung bei Neuweltkameliden nicht eingesetzt werden (26, 28, 35).

Für die Wirkstoffgruppe der Benzimidazole wird von bestehenden Resistenzen bei Trichostrongyliden in Neuweltkameliden berichtet (22). Zur Vermeidung einer solchen Resistenzbildung sollten die Tiere nicht über mehrere aufeinanderfolgende Jahre mit Anthelminthika der gleichen Wirkstoffgruppe behandelt werden.

Peitschenwürmer (*Trichuris* spp.)

Erreger

Bei Neuweltkameliden konnten bisher vier Peitschenwurmartarten der Gattung *Trichuris* nachgewiesen werden (*T. tenuis*, *T. discolor*, *T. ovis*, *T. skrjabini*).

Lebenszyklus und Epidemiologie

Peitschenwürmer parasitieren im Dickdarm. Die abgelegten Eier werden mit dem Kot ausgeschieden und gelangen in die Außenwelt, wo sie über mehrere Wochen embryonieren und sich das erste Larvenstadium im Ei entwickelt. In Abhängigkeit von Temperatur und Feuchtigkeit dauert dieser Vorgang unter günstigen Bedingungen ca. 6 Wochen (bei 20 °C und ausreichender Luftfeuchtigkeit), oft aber deutlich länger. Peitschenwürmer benötigen für diese Entwicklung geeignete feuchte Plätze ohne direkte Sonneneinstrahlung. Schattige, feuchte Ausläufe mit Naturböden oder Tränkplätze bieten besonders gute Voraussetzungen. Hier können die Eier jahrelang (bis zu 5 Jahre) infektiös bleiben.

Die infektionsfähigen, larvenhaltigen Eier werden über eine Schmutzinfektion (Auslauf, Stall) oder zusammen mit dem Futter (Weide) vom Wirtstier aufgenommen. Im Wirtstier verlässt die

Larve das Ei und häutet sich zunächst während einer histotropen Phase im Dünndarm und später im Dickdarm insgesamt viermal. Die adulten Peitschenwürmer kehren in das Darmlumen zurück, dringen mit dem dünnen Vorderende in die Mukosa des Dickdarms ein und verankern sich dort. Die Parasiten ernähren sich von Darmschleim und vor allem von Blut. Sie können über ein Jahr alt werden (13, 35).

Schadwirkung

Ein Befall mit Peitschenwürmern kann je nach Befallsintensität zu ödematösen Schleimhautschwellungen und leichter bis schwerer hämorrhagischer Enteritis führen. Ein geringgradiger Wurmbefall bleibt meist ohne erkennbare Auswirkungen. Bei starkem Wurmbefall treten blutiger Durchfall, Abmagerung und Entwicklungsstörungen bis hin zu Hypoalbuminämie und Anämie (Ödeme am Hals) auf. Neuweltkameliden weisen oft eine sehr hohe Befallsintensität auf, ein *Trichuris*-Nachweis bei der koproskopischen Untersuchung sollte daher ernst genommen werden.

Diagnose

Die adulten Peitschenwürmer sind ca. 30–80 mm lang und besitzen ein sehr dünnes, langes Vorderende (etwa zwei Drittel der Körperlänge) und ein wesentlich dickeres Hinterende, das bei den Männchen oft spiralig eingerollt ist. Sie ähneln dem Aussehen nach einem Ochsenziemer, daher der deutsche Name Peitschenwurm (► Abb. 5).

Die gelbbraun gefärbten, zitronenförmigen Eier (70–80 µm x 30–40 µm; Eier von *T. skrjabini* etwas größer) besitzen eine glatte, dicke Schale mit deutlich vorgewölbten Polpfröpfen an beiden Eipolen. Der körnige Eiinhalt ist ungefurcht, ein sehr schmaler Perivitellinraum ist besonders an den Polen sichtbar (► Abb. 6). Für den Nachweis der Eier eignet sich das Sedimentations- oder Flotationsverfahren, wobei bei Letztgenanntem eine Flotationslösung

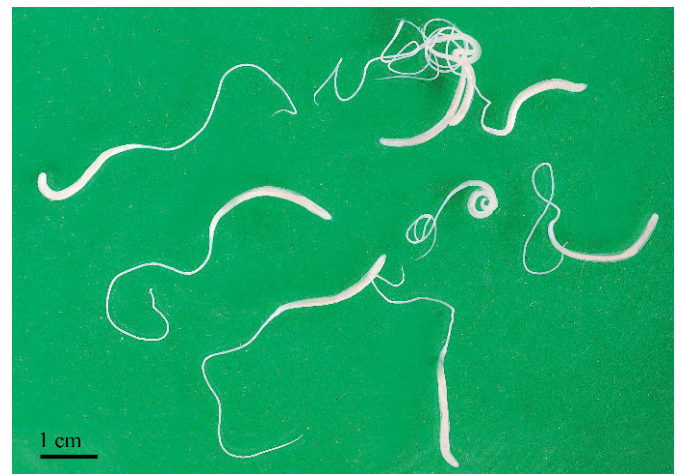


Abb. 5 Adulte Peitschenwürmer (*Trichuris* sp.) vom Alpaka

Fig. 5 Adult whipworms (*Trichuris* sp.) from alpaca.



Abb. 6 *Trichuris*-Eier vom Alpaka

Fig. 6 Eggs of the genus *Trichuris* from alpaca.

mit einer hohen Dichte (1,3) erforderlich ist (37). Differenzialdiagnostisch müssen Haarwurmeier (*Capillaria* spp.) beachtet werden, bei denen aber die Wände nicht bauchig, sondern parallel verlaufen und die Polpröpfen weniger prominent erscheinen (► Abb. 7).

Bekämpfung

Zur Therapie können Benzimidazole (Fenbendazol) oder makrozyklische Laktone (Ivermectin, Moxidectin, Doramectin) eingesetzt werden wie bei der Bekämpfung des Magen-Darm-Strongyloiden-Befalls bereits ausgeführt. Die Bekämpfung eines *Trichuris*-Befalls gestaltet sich aufgrund der langen Entwicklungsdauer der Würmer und der hohen Widerstandsfähigkeit der Eier in der Außenwelt, die zu ständigen Reinfektionen führt, oft sehr schwierig. Eine medikamentöse Therapie muss daher zwingend durch hygienische Maßnahmen flankiert werden. Tränkplätze sollten trockengelegt und befestigt werden, um sie regelmäßig desinfizieren zu



Abb. 7 *Capillaria-ovis*-Ei vom Alpaka

Fig. 7 Egg of *Capillaria ovis* from alpaca.

können. Feuchte Ausläufe oder feuchte Weidebestandteile sollten soweit wie möglich beseitigt bzw. „melioriert“ werden. Der Stall spielt bei der Übertragung der Eier meist nur eine untergeordnete Rolle, da die *Trichuris*-Eier hier in der Regel nicht ausreichend Zeit haben, die Infektionsreife zu erlangen, vorausgesetzt der Stall wird regelmäßig gereinigt (heißes Wasser, Dampfstrahlgerät) und desinfiziert. Als Desinfektionsmittel muss ein auf Wirksamkeit gegen Wurmeier geprüftes Produkt verwendet werden. Geeignete Mittel lassen sich der aktuellen Desinfektionsmittelliste des Desinfektionsmittelausschusses der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft (42) entnehmen.

Weitere Helminthen

Bei Neuweltkameliden wird gelegentlich ein **Haarwurmbefall** (*Capillaria* spp.) festgestellt. Diese haardünnen Nematoden parasitieren im Dünndarm. Über klinische Erkrankungen bei Alpakas durch diese Nematoden liegen bisher keine Berichte vor. Bei der koproskopischen Untersuchung müssen die Eier von den bedeutungsvolleren *Trichuris*-Eiern abgegrenzt werden. Sie besitzen ebenfalls zwei Polpröpfen an den beiden Eipolen, die aber nicht so prominent sind; die Seitenwände der Eier sind weniger bauchig und verlaufen fast parallel (► Abb. 7).

Gelegentlich kann bei Jungtieren ein Befall mit dem **Zwergfadewurm** (*Strongyloides* sp.) beobachtet werden.

Bei Vorhandensein der geeigneten Zwischenwirte können auch **Leberegel** (Großer Leberegel, *Fasciola hepatica*; Kleiner Leberegel oder Lanzettegel, *Dicrocoelium dendriticum*) in den Gallengängen der Neuweltkameliden parasitieren. In der Schweiz konnte in 34% der untersuchten 38 Neuweltkamelidenherden *D. dendriticum* nachgewiesen werden (23). Während ein Befall mit dem Kleinen Leberegel bei unseren Hauswiederkäuern meistens nur subklinisch verläuft, scheinen die Neuweltkameliden wesentlich empfindlicher darauf zu reagieren. Bei Sektionen wurden Fibrosierung des Leberparenchyms, zentralnekrotische, teils verkalkte Granulome in der Leber und hochgradige Gallengangsproliferationen nachgewiesen (21, 35, 36, 39).

Ein **Lungenwurmbefall** wird bei Neuweltkameliden nur selten festgestellt. Bisher wurden große Lungenwürmer der Gattung *Dictyocaulus* (*D. viviparus*, *D. filaria*) und in der Schweiz in einem Fall auch kleine Lungenwürmer (*Muellerius capillaris*) nachgewiesen (23, 35). Ebenso werden **Bandwürmer** der Gattung *Moniezia* nur selten gefunden (15, 35).

Ektoparasiten

Von den Ektoparasiten spielen vor allem Räudemilben bei Neuweltkameliden eine Rolle. Gelegentlich tritt auch ein Haarlingsbefall auf. Über den meist symptomlosen Befall mit Haarbalgmilben, *Demodex* sp. (25, 36), sowie mit Herbstgrasmiten (*Neotrombicula autumnalis*), der sich besonders im Maulbereich und im Interdigitalspalt manifestiert und zu starkem Juckreiz führt, liegen einzelne

Fallberichte im Schrifttum vor (36). Ebenso wird über eine gelegentliche starke Belästigung mit Kriebelmücken (Simuliidae) berichtet. Hier waren besonders die Ohrinnenseite, Bauchunterseite und das Präputium von den Stichwirkungen betroffen (36). Läusebefall scheint momentan in Deutschland noch keine große Rolle zu spielen.

Räude (*Sarcoptes*, *Chorioptes*, *Psoroptes*)

Erreger

Als Räude wird ein durch Milben verursachtes, von Juckreiz begleitetes Krankheitsbild der Haut bezeichnet. Bei den Neuweltkameliden sind drei verschiedene Räudeformen bekannt (Fußräude, Ohrräude, Körperräude), die durch unterschiedliche Räumilbenarten verursacht werden:

- Nagemilbe (*Chorioptes bovis*)
- Saugmilbe (*Psoroptes* sp., auch als *Psoroptes aucheniae* bezeichnet)
- Grabmilbe (*Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*)

Gegenwärtig wird von nur einer Grabmilbenart ausgegangen, von der auf den verschiedenen Wirtstierarten entsprechende Varietäten existieren.

Lebenszyklus und Epidemiologie

Räumilben zählen zu den stationär-permanenten Ektoparasiten, d. h. sie verbringen ihren gesamten Entwicklungszyklus auf dem Wirtstier. Aus den abgelegten Eiern schlüpfen die sechsbeinigen Larven, es folgen zwei achtbeinige Nymphenstadien (Protonympe, Tritonymphe) und schließlich die geschlechtsreifen Männchen und Weibchen. Der gesamte Lebenszyklus dauert, in Abhängigkeit von Temperatur, Luftfeuchtigkeit und Wirtstierdisposition, ca. 2–3 Wochen. Während die Nage- und Saugmilben auf der Hautoberfläche leben, die oberen Hautschichten annagen, sich von Hautschuppen und Entzündungsprodukten ernähren bzw. mit den spitzen Mundwerkzeugen die Haut anstechen und Lymphflüssigkeit aufnehmen, dringen die Grabmilben in die oberen Hautschichten ein, legen dort Bohrgänge an und ernähren sich von Gewebsflüssigkeit (13, 24).

Die Verbreitung der Räumilben erfolgt über direkten Kontakt oder gelegentlich auch indirekt über Putzzeug oder Einrichtungsgegenstände. Auch der Kontakt mit abgefallenen Milben/Krusten kann zur Infektion führen. *Sarcoptes*-Milben überleben unter günstigen Umweltbedingungen außerhalb des Wirtes bis zu 18 Tage, *Chorioptes*-Milben bleiben bis zu 70 Tage und *Psoroptes*-Milben 7–12 Wochen in der Umgebung lebensfähig. Räude ist eine hochkontagiöse Parasitose und kann sich schnell im gesamten Bestand ausbreiten. Sie gilt als eine Faktorenerkrankung, d. h. bei der Entstehung und Ausbreitung spielen prädisponierende Faktoren eine wichtige Rolle. Solche förderlichen Faktoren sind z. B. qualitative und quantitative Mangelernährung, Vitamin-A-Mangel, Trächtigkeit, andere Erkrankungen, hohe Bestandsdichte,

mangelnde Pflege, Haltungsfehler und Lichtarmut bei Stallhaltung. Während der Weideperiode können die Hautveränderungen zeitweilig verschwinden, ohne dass die Milben vollständig eliminiert werden (13, 24).

Schadwirkung

Chorioptes-Milben verursachen eine „Fußräude“. Diese ist gekennzeichnet durch Alopezie und trockene, „kleieartige“ Hautveränderungen an den Extremitäten, besonders der Innenseite und dem Interdigitalspalt, in der Achsel- und Leistengegend. Gelegentlich sind auch der Perianalbereich und die Ohren betroffen. Es besteht geringgradiger Juckreiz (4, 12, 30, 41).

Ein Befall mit *Psoroptes*-Milben führt zur „Ohrräude“. An den Ohren bzw. in den Ohrmuscheln werden stark juckende Hautveränderungen beobachtet. Auch der Gehörgang kann befallen werden. Gelegentlich sind auch andere stark behaarte Körperregionen betroffen, z. B. Schwanzansatz, Schulter, Rücken, Flanken (4, 11, 16, 30, 41).

Sarcoptes-Milben verursachen die „Körperräude“. Sie beginnt meist mit Haarausfall, Hautrötung und Schuppenbildung im Inguinalbereich, in den Achselhöhlen und im Perianalbereich. Im weiteren Verlauf kann diese Räudeform generalisieren und die Hautveränderungen treten auch an Kopf, Thorax, Abdomen und den Extremitäten auf. Es kommt zur Hautverdickung und es bilden sich trockene Krusten und dicke Borken. Diese Räudeform zeichnet sich durch einen sehr starken Juckreiz aus. Die Tiere sind unruhig und versuchen ständig, sich zu scheuern. Sie kann begleitet werden von Abmagerung und Entwicklungsstörungen; bakterielle Sekundärinfektionen können zu einer Pyodermie führen. Gelegentlich treten auch Todesfälle auf (4, 30, 40).

Die *Sarcoptes*-Milben gelten als Zoonose-Erreger und können beim Menschen juckende punktförmige Hautveränderungen hervorrufen (Trugkrätze, Pseudoskabies). Die Milben entwickeln sich aber in der menschlichen Haut nicht weiter und sterben nach einigen Tagen ab (20, 24).

Diagnose

Der Nachweis eines Räumilbenbefalls erfolgt durch Untersuchung eines tiefen Hautgeschabsels. Für die mikroskopische Differenzierung der Milbenarten sind besonders die aus Haftstiel und Haftlappen bestehenden Prätarsen an den Extremitäten, die an der Basis zu einem Mundkegel verwachsenen Mundwerkzeuge und die Länge der Hinterextremitäten von Bedeutung.

Die **Nagemilben**, *Chorioptes bovis* (Weibchen: ca. 300–415 x 230–300 µm; Männchen: ca. 270–320 x 200–240 µm), besitzen eine ovale Körperform. Bei den adulten Milben überragen die hinteren Beinpaare den Körperrand deutlich. Der Mundkegel ist etwa so lang wie breit. Die sehr kurzen Prätarsen sind ungegliedert und weisen große, glockenförmige Haftlappen auf (► Abb. 8, ► Abb. 11).

Die **Saugmilben**, *Psoroptes* sp. (Weibchen: ca. 560–680 x 400–460 µm; Männchen: 400–470 x 300–350 µm), zeichnen sich



Abb. 8 *Chorioptes*-Milbe, Weibchen

Fig. 8 Mite of the genus *Chorioptes*, female.

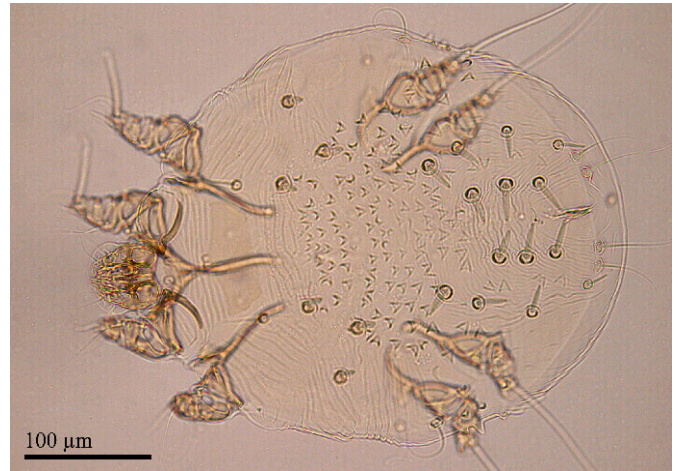


Abb. 10 *Sarcoptes*-Milbe, Weibchen

Fig. 10 Mite of the genus *Sarcoptes*, female.



Abb. 9 *Psoroptes*-Milbe, Männchen; Opisthosomallappen (blaue Pfeile), Analhaftnäpfe (grüne Pfeile)

Fig. 9 Mite of the genus *Psoroptes*, male; opisthosomal lobes (blue arrows), adanal suckers (green arrows).

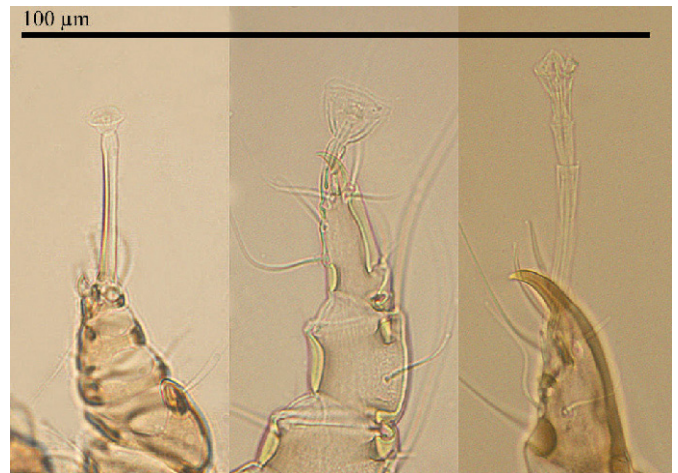


Abb. 11 Prätarsen der Räudemilben: *Sarcoptes*: lang und ungegliedert (links), *Chorioptes*: kurz und ungegliedert (Mitte), *Psoroptes*: lang und dreigliedert (rechts)

Fig. 11 Pedicels of mange mites: *Sarcoptes*: long and unsegmented (left), *Chorioptes*: short and unsegmented (middle), *Psoroptes*: long and three-segmented (right).

durch zugespitzte, länger als breite Mundkegel aus. Die Prätarsen haben lange, dreigliedrige Haftstiele und trompetenförmige Haftlappen (► Abb. 9, ► Abb. 11). Die Männchen der *Chorioptes*- und *Psoroptes*-Milben besitzen lappenartige Fortsätze (Opisthosomallappen) und ein Paar Analhaftnäpfe am Körperhinterende (► Abb. 9).

Grabmilben, *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniae*, sind kleine, „schildkrötenförmige“ Milben (Weibchen: ca. 330–460 x 250–330 μm; Männchen 230–260 x 170–190 μm), bei denen die hinteren Beinpaare bei den Adulten den Körper nicht überragen und der Mundkegel breiter als lang und abgerundet ist. Bei den Weibchen finden sich auf der Dorsalseite des Körpers deutlich sichtbare Dornen, Borsten und Schuppen. Die Prätarsen haben lange, ungegliederte Haftstiele mit

kleinen tulpenförmigen Haftlappen (► Abb. 10, ► Abb. 11). Bei den Männchen fehlen die Opisthosomallappen (13, 24).

Bekämpfung

Für eine medikamentöse Bekämpfung der Räudemilben können makrozyklische Laktone (Ivermectin, Doramectin, Moxidectin, Eprinomectin) eingesetzt werden, die als Injektionspräparate oder in Pour-on-Formulierungen zur Verfügung stehen. Die subkutane Injektion dieser Präparate eignet sich vor allem zur Bekämpfung der *Sarcoptes*- und *Psoroptes*-Räude (15).

Zur Therapie der *Sarcoptes*-Räude eignet sich Moxidectin (Dosis 0,2 mg/kg s. c.; Cydectin® 1%ige Injektionslösung, Zoetis). Die

Behandlung einer befallenen Herde kann aber sehr langwierig sein, wobei individuelle Unterschiede zwischen den einzelnen Tieren bestehen. Beck (1) berichtet von der Notwendigkeit einer bis zu achtmaligen Behandlung einzelner Tiere einer stark befallenen Herde (Alpakas, Lamas) mit diesem Präparat bis zur vollständigen Heilung nach einer 6-monatigen Behandlungszeit. Therapieunterstützend wurden die befallenen Hautareale zum Lösen der Borken regelmäßig mit Balistolöl eingerieben.

Für die Bekämpfung können auch Akarizide (Phosphorsäureester, Carbamate, Pyrethroide) als Wasch- oder Spraybehandlung eingesetzt werden. Diese Behandlungsform ist wesentlich arbeits- und zeitaufwendiger. Wegen der fehlenden oviziden Wirkung der Präparate muss die Behandlung nach 7–14 Tagen unbedingt wiederholt werden. Die schlecht zugänglichen Stellen (z. B. Schwanzunterseite, Ohren, Zwischenklauenspalt) dürfen bei der Behandlung nicht vergessen werden, da es sich hier um „Rückzugsgebiete“ der Milben handelt. In eine Behandlung sollten alle Tiere des Bestandes einbezogen werden.

Die oben genannten prädisponierenden Faktoren müssen minimiert oder besser beseitigt werden. Stall/Stalleinrichtungsgegenstände müssen gründlich gereinigt und mit einem geeigneten akarizidhaltigen Desinfektionsmittel behandelt werden (z. B. Cypermethrin; Intermitox®, Interhygiene GmbH), um zur Verhinderung von Reinfektionen auch die Milben zu bekämpfen, die vom Wirt abgefallen sind oder durch das Scheuern der Tiere an der Stalleinrichtung haften.

Haarlinge und Läuse

Erreger

Von den drei auf Neuweltkameliden bekannten Läusearten der Gattung *Microthoracius* (*M. mazzai*, *M. minor*, *M. praelongiceps*) wurde bisher in Deutschland nur einmal ein Exemplar dieser Gattung nachgewiesen. Von einer weiteren *Microthoracius*-Art (*M. cameli*), die normalerweise auf Altweltkamelen parasitiert, ist nicht sicher bekannt, ob sie auch Neuweltkameliden befällt (10, 15, 36).

Wesentlich häufiger wird die einzige Haarlingsart der Neuweltkameliden, *Bovicola breviceps* (Syn. *Damalinia breviceps*), nachgewiesen, die sich häufiger auf Lamas als auf Alpakas nachweisen lässt. Untersuchungen von 44 Lamas und 38 Alpakas in der Andenregion Ecuadors ergaben bei 62,2% der Tiere einen Befall mit dieser Art (5). Aus Südamerika wurde sie gemeinsam mit ihren Wirtstieren in viele andere Länder verbreitet, z. B. Australien, Neuseeland, Großbritannien und Deutschland (31, 36, 38).

Lebenszyklus und Epidemiologie

Die Läuse/Haarlinge der Neuweltkameliden sind streng wirtsspezifisch, d. h. sie werden nicht auf bzw. von anderen Tieren (z. B. Schafe, Rinder) übertragen. Sie halten sich an der Haarbasis in der Nähe zur Haut auf. Sie können auf dem ganzen Körper gefunden werden; besonders häufig treten Haarlinge aber am Schwanzansatz, den oberen Gliedmaßenbereichen und den Flanken auf.

Läuse werden bevorzugt an Kopf, Nacken, Widerrist und Flanken gefunden. Ihre gedeckelten Eier (Nissen) befestigen sie mit einer Kittsubstanz an den Haaren (► Abb. 12). Über drei Larvenstadien, die morphologisch den Adulten gleichen, entwickeln sich die erwachsenen Ektoparasiten. Der gesamte Lebenszyklus findet auf dem Wirt statt und dauert ca. 3–5 Wochen. Die Lebensdauer beträgt 30–50 Tage.

Haarlinge ernähren sich von der Keratinsubstanz der Haut und der Haare, während Läuse Blutsauger sind. Die Verbreitung erfolgt über direkten Körperkontakt (bei Ausstellungen, Säugen, Paarung) oder seltener indirekt mit Putzzeug, Gerätschaften oder über den „Wälzplatz“ (15).

Schadwirkung

Ein geringgradiger Haarlingsbefall verläuft oft symptomlos. Erst bei höheren Befallszahlen tritt Unruhe und Juckreiz auf; die Tiere kratzen und scheuern sich und wälzen sich häufiger. Das Fell erscheint zottelig, teilweise kommt es zu Haarausfall. Ein starker Läusebefall kann zu Anämie führen (15).

Diagnose

Während die Läusearten als Blutsauger stechend-saugende Mundwerkzeuge (Stechrüssel) und einen sehr schmalen und langen, spindelförmigen Kopf besitzen, ist dieser bei den Haarlingen immer breiter als das darauf folgende Thorakalsegment und sie besitzen beißend-kauende Mundwerkzeuge (Mandibeln). Die weißen bis leicht bräunlichen *B. breviceps* sind ca. 1–1,5 mm lang. Die ovalen, gedeckelten Eier werden mit einer Kittsubstanz an den Haaren befestigt. Sie können unter dem Mikroskop differenziert werden. In embryonierten Eiern sklerotosieren bei den Haarlingslarven zu-

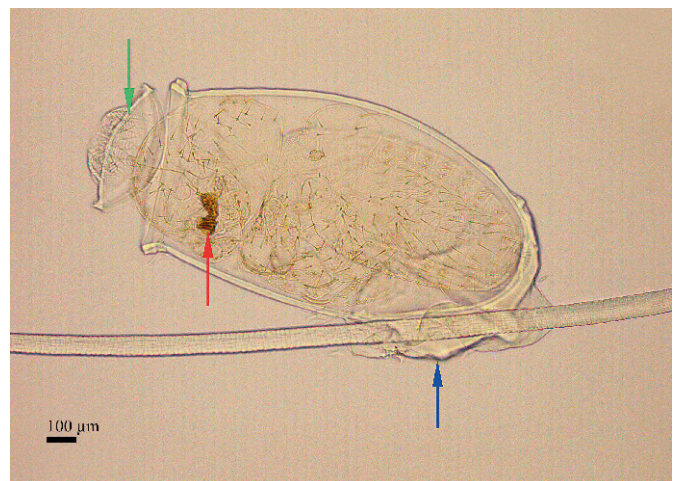


Abb. 12 Haarlingsei, am Haar abgelegt; Mandibeln (roter Pfeil), Eideckel (grüner Pfeil), Kittsubstanz (blauer Pfeil).

Fig. 12 Egg of chewing louse being attached to hair; chewing mouthparts (red arrow), operculum (green arrow), glue substance (blue arrow).

erst die Mundwerkzeuge (Mandibeln, ► Abb. 12), bei den Larven der Läuse zuerst die Klauen.

Wegen ihrer Lichtscheu können Haarlinge und Läuse, trotz ihrer Größe – sie sind im Gegensatz zu den Räudemilben mit bloßem Auge sichtbar – leicht übersehen werden. Für den Nachweis am Tier scheidet man das Fell an den Prädilektionstellen und sucht nach den Ektoparasiten bzw. den Eiern, eventuell unter Zuhilfenahme einer Lupe. Gute Lichtverhältnisse sind für diese Untersuchung Voraussetzung (15).

Bekämpfung

Für die Bekämpfung eignen sich die gleichen Antiparasitika und es sind die gleichen Behandlungsgrundsätze anzuwenden, wie sie bei der Räudebehandlung beschrieben wurden. Es muss der gesamte Bestand behandelt werden. Die Haltungsbedingungen sollten überprüft und verbessert werden.

Interessenkonflikt

Der Autor bestätigt, dass kein Interessenkonflikt besteht.

Literatur

1. Beck W. *Sarcoptes*-Räude bei Lamas und Alpakas – Therapie mit Moxidectin. Tagung der DVG-Fachgruppe „Parasitologie und Parasitäre Krankheiten“, Leipzig 2014; 50–51.
2. Beier E, Lehenbauer TW, Sangiah S. Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas. *Small Rumin Res* 2000; 36: 17–23.
3. Beldomenico PM, Uhart M, Bono MF, Marull C, Baldi R, Peralta JL. Interal parasites of free-ranging guanacos from Patagonis. *Vet Parasitol* 2003; 118: 71–77.
4. Bornstein S. Important ectoparasites of Alpaca (*Vicugna pacos*). *Acta Vet Scand* 2010; 52 (Suppl. 1): 1–6.
5. Brolin-Schlanger L. Prevalence of external parasites in alpacas and llamas in Andean Ecuador. Minor field studies, Bd. 258; Uppsala: Swedish University of Agricultural Sciences 2003.
6. Cafrune MM, Aguirre DH, Rickard LG. First report of *Lamanema chavezii* (Nematoda: Trichostrongyloidea) in llamas (*Lama glama*) from Argentina. *Vet Parasitol* 2001; 97: 165–168.
7. Cafrune MM, Marin RE, Rigalt FA, Romero SR, Aguirre DH. Prevalence of *Eimeria macusaniensis* and *Eimeria ivitaensis* in South American camelids of Northwest Argentina. *Vet Parasitol* 2009; 162: 338–341.
8. Chávez-Velasquez A, Alvarez-García G, Collantes-Fernández E, Casas-Astos E, Rosadio-Alcantara R, Serrano-Martínez E, Ortega-Mora LM. First report of *Neospora caninum* infection in adult alpacas (*Vicugna pacos*) and llamas (*Lama glama*). *J Parasitol* 2004; 90: 864–866.
9. Chávez-Velasquez A, Alvarez-García G, Gomez-Bautista M, Casas-Astos E, Serrano-Martínez E, Ortega-Mora LM. *Toxoplasma gondii* infection in adult llamas (*Lama glama*) and vicunas (*Vicugna vicugna*) in the Peruvian Andean region. *Vet Parasitol* 2005; 130: 93–97.
10. Cicchino AC, Muñoz Cobeñas ME, Bulman GM, Diaz JC, Laos A. Identification of *Microthoracius mazzai* (Phthiraptera: Anoplura) as an economically important parasite of alpacas. *J Med Entomol* 1988; 35: 922–930.
11. D'Alterio GL, Batty A, Laxon K, Duffus P, Wall R. *Psoroptes* species in alpacas. *Vet Rec* 2001; 149: 96.
12. D'Alterio GL, Callaghan C, Just C, Manner-Smith A, Foster AP, Knowles TG. Prevalence of *Chorioptes* sp. mite infestation in alpaca (*Lama pacos*) in the south-west of England: implications for skin health. *Small Rumin Res* 2005; 57: 221–228.
13. Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin, 3. Aufl. Stuttgart: Enke 2012; 67–84, 245–299, 349–357, 417–430, 433–441.
14. Foreyt W, Lagerquist J. Experimental infections of *Eimeria alpaca* and *Eimeria punoensis* in llamas (*Lama glama*). *J Parasitol* 1992; 78: 906–909.
15. Fowler ME. Medicine and surgery of South American Camelids. Ames, Iowa State Press 1998; 132–165.
16. Frame NW, Frame RKA. *Psoroptes* species in alpacas. *Vet Rec* 2001; 149: 128.
17. Gareis-Waldburg A. Feldstudie zum Vorkommen von Endoparasitosen bei Neuweltkameliden in Ecuador. Dissertation, Universität Leipzig 2008.
18. Geurden T, van Hemelrijk K. Ivermectin treatment against gastrointestinal nematodes in New World camelids in Belgium. *Small Rumin Res* 2005; 58: 71–73.
19. Guerrero CA. Coccidia (Protozoa: Eimeriidae) of the alpaca *Lama pacos*. *J Protozool* 1967; 14: 613–616.
20. Hänichen T, Wiesner H. Erkrankungen- und Todesursachen bei Neuweltkameliden. *Tierärztl Prax* 1995; 23: 515–520.
21. Hertzberg H, Wenker C, Hatt JM, Ossent P, Hänichen T, Brack A, Isenbügel E. Dicrocoeliose bei Neuweltkameliden. *Verh.ber. 38. Int Symp Zoo Wildtiere, Zürich 1997*; 399.
22. Hertzberg H. Vorkommen und Bedeutung von Endoparasitosen bei Neuweltkameliden in der Schweiz. Tagung der DVG-Fachgruppe „Bekämpfung und Epidemiologie von Parasitosen“, Travemünde 2002; 50–51.
23. Hertzberg H, Kohler L. Prevalence and significance of gastrointestinal helminths and protozoa in Switzerland. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2006; 119: 291–294.
24. Hiepe T, Ribbeck R. Veterinärmedizinische Arachno-Entomologie, Bd. 4. Jena: Fischer 1982.
25. Hill FI, McKenna PB, Mirams CH. *Demodex* spp. infestation and suspected demodicosis of alpacas (*Vicugna pacos*) in New Zealand. *NZ Vet J* 2008; 56: 148–149.
26. Hunter RP, Isaza R, Koch DE, Dodd CC, Goatley MA. Moxidectin plasma concentrations following topical administration to llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*). *Small Rumin Res* 2004; 52: 275–279.
27. Jarvinen JA. Prevalence of *Eimeria macusaniensis* (Apicomplexa: Eimeriidae) in midwestern *Lama* spp. *J Parasitol* 1999; 85: 373–376.
28. Jarvinen JA, Miller JA, Oehler DD. Pharmacokinetics of ivermectin in llamas (*Lama glama*). *Vet Rec* 2002; 150: 344–346.
29. Leguía G. The epidemiology and economic impact of llama parasites. *Parasit Today* 1991; 7: 54–56.
30. Lusat J, Morgan ER, Wall R. Mange in alpacas, llamas and goats in the UK: Incidence and risk. *Vet Parasitol* 2009; 163: 179–184.
31. Mey E, González-Acuna D. Über einen Massenbefall von *Bovicola (Lepikentron) breviceps* (Rudow) (Insecta, Phthiraptera, Ischnocera, Bovicoliidae) auf einem Alpaka *Vicugna vicugna* forma *pacos* in Thüringen (Deutschland), mit Anmerkungen zur Parthenogenese bei Tierläusen. *Rudolstädter Nat Hist Schr* 2007; 14: 71–82.
32. Palacios CA, Perales RA, Chavera AE, Lopez, MT, Braga WU, Moro M. *Eimeria macusaniensis* and *Eimeria ivitaensis* co-infection in fatal cases of diarrhoea in young alpacas (*Lama pacos*) in Peru. *Vet Rec* 2006; 158: 344–345.
33. Rickard LG, Bishop JK. Prevalence of *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in Oregon llamas. *J Protozool* 1988; 35: 335–336.
34. Rickard LG, Bishop JK. Helminth parasites of llamas (*Lama glama*) in the Pacific Northwest. *J Helminthol Soc Wash* 1991; 58: 110–115.
35. Rohbeck S. Parasitosen des Verdauungstrakts und der Atemwege bei Neuweltkameliden – Untersuchungen zu ihrer Epidemiologie und Bekämpfung in einer südhessischen Herde sowie zur Biologie von *Eimeria macusaniensis*. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen 2006.
36. Schlögl C. Erhebungen zum Vorkommen von Endo- sowie Ektoparasiten bei Neuweltkameliden. Dissertation, Ludwig-Maximilians-Universität München 2010.
37. Schmäschke R. Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin. Flotationsverfahren. Hannover: Schlütersche 2014; 35–37, 51–70.

38. Twomey TF, Cooley WA, Wood R. Confirmation of the chewing louse, *Bovicola breviceps*, in a British llama (*Lama glama*) herd. *Vet Rec* 2010; 166: 790–791.
39. Wenker C, Hatt JM, Hertzberg H, Ossent P, Hänichen T, Brack A, Isenbügel E. Dikrozöllose bei Neuweltkameliden. *Tierärztl Prax* 1998; 26: 355–361.
40. Wolf D. Untersuchungen zur Seroprävalenz von zystenbildenden Kokzidien und zu Gastrointestinalparasiten bei Neuweltkameliden in Peru. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen 2010.
41. Zanolari P, Meylan M, Sager H, Herrli-Gygi M, Rüfenacht S, Roosje P. Dermatologie bei Neuweltkameliden. Teil 2: Übersicht der dermatologischen Erkrankungen. *Tierärztl Prax* 2008; 36 (G): 421–427.
42. 13. Liste der nach den Richtlinien der DVG (4. Auflage sowie 3. Auflage für den Übergangsbereich) geprüften und als wirksam befundenen Desinfektionsmittel für den Tierhaltungsbereich (Handelspräparate). 2015, http://www.desinfektion-dvg.de/fileadmin/FG_Desinfektion/Dokumente/Listen/Tierhaltungsbereich/2015-01-31-TH13-Homepage.pdf.

Rezensionen

AgrarPraxis kompakt: Geburt und Erstüberwachung des Kalbes

In der Reihe AgrarPraxisKompakt des DLG-Verlages ist das Buch „Geburt und Erstüberwachung des Kalbes“ erschienen, das sich in erster Linie an den Rinderhalter wendet. Kurz und bündig werden die Aspekte der Geburtsüberwachung, Geburtshilfe, der Erstversorgung des Kalbes und die Fütterung und Hal-

tenung in den ersten Lebenswochen abgehandelt. Der Text wird durch zahlreiche Tabellen und Abbildungen von hoher Qualität ergänzt.

Das Büchlein steckt voller Informationen für den Landwirt, wobei die Abmessungen (10,5 cm breit, 16,5 cm hoch und 0,5 cm dick) dafür sorgen, dass es schnell zu Hand genom-

men werden kann, um Dinge nachzulesen. Wenn nur die wichtigsten angesprochenen Aspekte in der praktischen Rinderhaltung Beachtung finden, wird sich die Kälbergesundheit sicher verbessern. Der relativ niedrige Preis macht das Büchlein zum idealen Geschenk für Rinderhalter.

Axel Wehrend, Gießen

J. Steinhöfel, F. Freiberger, 1. Aufl., 96 S., zahlr. farb. Abb., Frankfurt: DLG-Verlag 2014, ISBN: 978-3-7690-2028-1, € 7,50.

Supplemente zur Tierernährung für Studium und Praxis

Die Supplemente zur Tierernährung liegen in ihrer 12. von 10 Fachwissenschaftlerinnen und -wissenschaftlern überarbeiteten Auflage vor. Die Neuauflage berücksichtigt die im Vergleich zur letzten Ausgabe veränderten Versorgungsempfehlungen, rechtlichen Rahmenbedingungen, neuen Parameter in der Rationsgestaltung

und die veränderten Orientierungswerte zur Beurteilung von Futtermitteln. Aber nicht nur der aktualisierte Inhalt macht das Buch empfehlenswert. Durch die Einfügung von mehr zusammenhängendem Text und einer modernen optischen Gestaltung wurde die Lesbarkeit deutlich verbessert. Was als Supplement zur Vorlesung und

Übung begonnen hat, liegt jetzt als Lehrbuch der Tierernährung vor. Jedem, der sich mit Tierernährung aus tierärztlicher Sicht beschäftigt, ist dieses Buch uneingeschränkt zu empfehlen.

Axel Wehrend, Gießen

J. Kamphues, P. Wolf, M. Coenen, K. Eder, C. Iben, E. Kienzle, A. Liesegang, K. Männer, Q. Zebeli, J. Zentek, 12. Aufl., 400 S., Hannover: Schaper 2014, ISBN: 978-3-7944-0240-3, € 46,30.