

# PARASITOLEN DES VERDAUUNGSTRAKTS UND DER ATEMWEGE BEI NEUWELTKAMELIDEN:

Untersuchungen zu ihrer Epidemiologie und  
Bekämpfung in einer südhessischen Herde  
sowie zur Biologie von *Eimeria macusaniensis*

**SIMONE ROHBECK**



**INAUGURAL-DISSERTATION**  
zur Erlangung des Doktorgrades  
beim Fachbereich Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

**Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.**

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2006

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1<sup>st</sup> Edition 2006

© 2006 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, WETTENBERG  
Printed in Germany



**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**  
édition scientifique

GLEIBERGER WEG 4, D-35435 WETTENBERG  
Tel: 06406-4413 Fax: 06406-72757  
Email: VVB-IPS@T-ONLINE.DE

[www.doktorverlag.de](http://www.doktorverlag.de)

Aus dem Institut für Parasitologie  
der Justus-Liebig-Universität Gießen  
Betreuer: Prof. Dr. H. Zahner

# **Parasitosen des Verdauungstrakts und der Atemwege bei Neuweltkameliden:**

**Untersuchungen zu ihrer Epidemiologie und  
Bekämpfung in einer südhessischen Herde  
sowie zur Biologie von *Eimeria macusaniensis***

**INAUGURAL-DISSERTATION**

zur Erlangung des Doktorgrades  
beim Fachbereich Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

**SIMONE ROHBECK**

Tierärztin aus Sindelfingen

Gießen 2006

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. M. Reinacher

1. Berichterstatter: Prof. Dr. H. Zahner

2. Berichterstatter: Prof. Dr. K. Doll

Tag der mündlichen Prüfung: 06.04.2006

## ***Meinen Eltern***



Teile der Dissertation wurden bereits auf Tagungen präsentiert:

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2002): Verlauf von Endoparasitosen bei Neuweltkameliden in einem deutschen Betrieb. Proc. Meet. „Bekämpfung und Epidemiologie von Parasitosen“, Dtsch. Veterinärmed. Ges., Travemünde/D, 2002, Abstr.

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2002): Studies on the biology of *Eimeria macusaniensis*, an intestinal parasite of South American camelids. Proc. 20<sup>th</sup> Meet. Dtsch. Ges. Parasitol., Travemünde/D, 2002, Abstr. 236

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2003): Endoparasitosen bei Neuweltkameliden in einem deutschen Betrieb. Proc. 8<sup>th</sup> Meet. „Krankheiten der kleinen Wiederkäuer“ Dtsch. Veterinärmed. Ges., Grub/D, 2003, Tierärztl. Prax. 31 (2003), 70

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2003): On the biology of *Eimeria macusaniensis*, an intestinal parasite of South American camelids. Proc. 19<sup>th</sup> Int. Conf. Wrl. Ass. Adv. Vet. Parasitol., New Orleans/USA, 2003, p. 221

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2004): Wirksamkeit von zwei makrozyklischen Laktonen gegen Gastrointestinal- und Lungennematoden bei Neuweltkameliden. Proc. Meet. „Aktuelles zur Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren“, Dtsch. Veterinärmed. Ges., Starnberg/D, 2004, Abstr.

ROHBECK, S., M. GAULY & C. BAUER (2004): Course of gastrointestinal parasite and lungworm infections in South American camelids on a farm in central Germany. 4<sup>th</sup> European Symposium on South American camelids and DECAMA European Seminar, Göttingen/D, 2004, Abstr.



<b>1</b>	<b>EINLEITUNG .....</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>3</b>
2.1	ZOOLOGISCHE STELLUNG UND ERSCHEINUNGSBILD DER NEUWELTKAMELIDEN .....	3
2.2	ENDOPARASITEN DER NEUWELTKAMELIDEN .....	5
2.2.1	Protozoen .....	5
2.2.1.1	<i>Giardia</i> sp. ....	5
2.2.1.2	<i>Entamoeba</i> sp. ....	7
2.2.1.3	<i>Enterocytozoon bieneusi</i> .....	7
2.2.1.4	<i>Cryptosporidium parvum</i> .....	7
2.2.1.5	<i>Eimeria</i> -Arten .....	8
2.2.1.5.1	<i>Eimeria alpaca</i> .....	9
2.2.1.5.2	<i>Eimeria ivitaensis</i> .....	9
2.2.1.5.3	<i>Eimeria lamae</i> .....	10
2.2.1.5.4	<i>Eimeria macusaniensis</i> .....	11
2.2.1.5.5	<i>Eimeria peruviana</i> .....	12
2.2.1.5.6	<i>Eimeria punoensis</i> .....	13
2.2.2	Trematoden .....	13
2.2.2.1	<i>Fasciola hepatica</i> .....	13
2.2.2.2	<i>Fascioloides magna</i> .....	14
2.2.2.3	<i>Dicrocoelium dentriticum</i> .....	15
2.2.3	Cestoden .....	15
2.2.3.1	<i>Moniezia</i> spp. ....	15
2.2.3.2	<i>Thysaniezia</i> spp. ....	15
2.2.4	Nematoden .....	16
2.2.4.1	Magen-Darm-Strongyliden .....	16
2.2.4.1.1	Allgemeine Angaben .....	16
2.2.4.1.2	<i>Graphinema aucheniae</i> .....	23
2.2.4.1.3	<i>Spiculopteragia peruvians</i> .....	23
2.2.4.1.4	<i>Lamanema chavezi</i> .....	24
2.2.4.1.5	<i>Trichostrongylus</i> spp. ....	24
2.2.4.1.6	<i>Ostertagia</i> spp. und <i>Teladorsagia</i> spp. ....	25
2.2.4.1.7	<i>Marshallagia marshalli</i> .....	25
2.2.4.1.8	<i>Cooperia</i> spp. ....	25
2.2.4.1.9	<i>Haemonchus contortus</i> .....	25
2.2.4.1.10	<i>Camelostrongylus mentulatus</i> .....	26

2.2.4.1.11	<i>Oesophagostomum</i> spp.....	26
2.2.4.1.12	<i>Chabertia ovina</i> .....	26
2.2.4.1.13	<i>Nematodirus</i> spp.....	26
2.2.4.1.14	<i>Bunostomum</i> spp.....	27
2.2.4.2	<i>Trichuris</i> spp. ....	27
2.2.4.3	<i>Capillaria</i> spp. ....	28
2.2.4.4	<i>Strongyloides</i> spp. ....	28
2.2.4.5	<i>Dictyocaulus</i> spp.....	28
2.3	Anthelminthika im Einsatz bei Neuweltkameliden.....	29
<b>3</b>	<b>MATERIAL UND METHODEN.....</b>	<b>32</b>
3.1	UNTERSUCHUNGEN ZUM NACHWEIS VON <i>EIMERIA</i> <i>MACUSANIENSIS</i> -OOZYSTEN .....	32
3.1.1	Vergleich von zwei quantitativen Methoden.....	32
3.1.2	Prüfung der relativen Genauigkeit der Oozystenzählung.....	33
3.2	LONGITUDINALSTUDIE .....	34
3.2.1	Versuchsbestand und Versuchsgruppen .....	34
3.2.2	Untersuchungszeitraum und Probennahmen.....	35
3.2.3	Untersuchungsmethoden.....	36
3.2.4	Statistische Auswertung.....	37
3.3	UNTERSUCHUNGEN ZUR BIOLOGIE VON <i>EIMERIA</i> <i>MACUSANIENSIS</i> .....	37
3.3.1	Ermittlung von Kenndaten zur endogenen Entwicklung.....	37
3.3.1.1	Infektionsmaterial.....	37
3.3.1.2	Versuchstiere.....	38
3.3.1.3	Infektionsplan.....	39
3.3.1.4	Untersuchungsmethoden.....	40
3.3.2	Oozystenmorphologie und Ermittlung von Kenndaten zur exogenen Entwicklung.....	40
3.4	PRÜFUNG DER ANTHELMINTHISCHEN WIRKSAMKEIT VON DORAMECTIN UND MOXIDECTIN .....	41
3.4.1	Versuchsgruppen.....	41
3.4.2	Untersuchungsmethoden.....	42
3.4.3	Wirksamkeitsberechnung.....	43
<b>4</b>	<b>ERGEBNISSE .....</b>	<b>44</b>
4.1	UNTERSUCHUNGEN ZUM NACHWEIS VON <i>EIMERIA</i> <i>MACUSANIENSIS</i> -OOZYSTEN .....	44
4.1.1	Vergleich von zwei quantitativen Methoden.....	44

4.1.2	Prüfung der relativen Genauigkeit der Oozystenzählung .....	45
4.2	LONGITUDINALSTUDIE .....	45
4.2.1	Parasitenspektrum.....	45
4.2.2	Saisonaler Verlauf des Befalls mit <i>Eimeria alpaca</i> e und <i>E. punoensis</i> .....	47
4.2.3	Saisonaler Verlauf des Befalls mit <i>Eimeria lamae</i> .....	51
4.2.4	Saisonaler Verlauf des Befalls mit <i>Eimeria macusaniensis</i> .....	53
4.2.5	Befall mit <i>Eimeria ivitaensis</i> .....	55
4.2.6	Altersabhängiger Verlauf des <i>Eimeria</i> -Befalls bei Fohlen.....	55
4.2.7	Auftreten von <i>Eimeria</i> -Mischinfektionen .....	56
4.2.8	Verlauf der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern	57
4.2.9	Verlauf der Ausscheidung von <i>Nematodirus</i> -Eiern.....	60
4.2.10	Verlauf der Ausscheidung von <i>Trichuris</i> -Eiern .....	62
4.2.11	Altersabhängiger Verlauf der Ausscheidung von Nematoden- eiern bei Fohlen.....	64
4.2.12	Auftreten gastrointestinaler Krankheitserscheinungen .....	66
4.2.13	Verlauf der Ausscheidung von <i>Dictyocaulus viviparus</i> -Larven ..	66
4.3	UNTERSUCHUNGEN ZUR BIOLOGIE VON <i>EIMERIA</i> <i>MACUSANIENSIS</i> .....	67
4.3.1	Präpatenz, Patenz und Stärke der Oozystenausscheidung .....	67
4.3.2	Klinische Symptome.....	73
4.3.3	Oozystenmorphologie und Kenndaten zur exogenen Entwicklung .....	73
4.3.3.1	Oozystenmorphologie.....	73
4.3.3.2	Exogene Entwicklung.....	73
4.4	PRÜFUNG DER ANTHELMINTHISCHEN WIRKSAMKEIT VON DORAMECTIN UND MOXIDECTIN .....	75
4.4.1	Therapieversuch 1 .....	75
4.4.2	Therapieversuch 2.....	76
4.4.3	Therapieversuch 3.....	79
<b>5</b>	<b>DISKUSSION .....</b>	<b>81</b>
5.1	PARASITEN DES GASTROINTESTINALTRAKTS UND DER ATEMWEGE BEI NEUWELTKAMELIDEN IN EUROPA .....	81
5.2	WIRTSSPEZIFITÄT UND INFEKTIONSQUELLEN VON ENDOPARASITEN DER NEUWELTKAMELIDEN .....	83
5.3	<i>EIMERIA</i> -BEFALL .....	84
5.3.1	Spektrum der <i>Eimeria</i> -Arten bei Neuweltkameliden.....	84
5.3.2	Nachweis von <i>Eimeria macusaniensis</i> -Oozysten im Kot.....	85

---

5.3.3	Biologie von <i>Eimeria macusaniensis</i> .....	87
5.3.4	Altersabhängigkeit der Oozystenausscheidung und Immunität	88
5.3.5	Saisondynamik der Oozystenausscheidung .....	90
5.3.6	Einfluss der Wirtstierart auf die Oozystenausscheidung.....	91
5.3.7	Klinische Bedeutung der Eimeriosen.....	91
5.4	BEFALL MIT GASTROINTESTINALNEMATODEN.....	93
5.4.1	Vorkommen und Verlauf.....	93
5.4.2	Klinische Bedeutung des Magendarmwumbefalls .....	94
5.5	LUNGENWURMBEFALL.....	95
5.5.1	Vorkommen und Verlauf.....	95
5.5.2	Klinische Bedeutung der Dictyocaulose.....	96
5.6	ANTHELMINTHIKA BEI NEUWELTKAMELIDEN.....	97
5.6.1	Wirksamkeit von Doramectin und Moxidectin gegen Magen- Darm-Strongyliden.....	97
5.6.2	Wirksamkeit von Doramectin und Moxidectin gegen <i>Dictyocaulus viviparus</i> .....	98
5.6.3	Empfehlungen für einen Anthelminthika-Einsatz .....	98
<b>6</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG .....</b>	<b>100</b>
<b>7</b>	<b>SUMMARY .....</b>	<b>103</b>
<b>8</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>105</b>
<b>9</b>	<b>ANHANG .....</b>	<b>126</b>

# 1 EINLEITUNG

In Südamerika, ihrer ursprünglichen Heimat, leben mehr als 7 Millionen Lamas und Alpakas. In den USA werden etwa 120.000 Neuweltkameliden gehalten (Carpio, 1991; Torres, 1992). Größere Neuweltkamelidenpopulationen gibt es unter anderem auch in Australien, Neuseeland, Großbritannien und Frankreich. Die in Deutschland 2004 vorhandene Population wird auf etwa 5000 Tiere geschätzt (M. Gauly, persönl. Mitteilung).

Lamas und Alpakas erfreuen sich als exotische Haustiere, die auch in Mitteleuropa tiergerecht gehalten werden können, zunehmender Beliebtheit. So verbindet ihre Haltung den Hang zum Besonderen mit dem Nützlichen, da sie Boden und Pflanzen weniger schädigen sollen als Rind, Schaf und Pferd (Jessup, 1982) und deshalb gut zur Landschaftspflege geeignet sind. Hierzulande werden Lamas und Alpakas meist als Hobbytiere in Kleingruppen gehalten, doch gibt es auch einige landwirtschaftliche Betriebe, die Neuweltkameliden in größeren Herden zur Zucht mit anschließendem Verkauf der Jungtiere und teilweise zur Wollproduktion halten.

Bislang liegen jedoch aus Europa nur wenige und lückenhafte Kenntnisse über Vorkommen, Verbreitung, Verlauf, Bedeutung und Möglichkeiten der Bekämpfung von Parasitosen bei Lamas und Alpakas vor. Daher waren Ziele der vorliegenden Arbeit,

- das hiesige Artenspektrum von Endoparasiten bei Lamas und Alpakas zu erfassen sowie den altersabhängigen und saisonalen Verlauf von Endoparasitosen durch wiederholte koproskopische Untersuchungen innerhalb einer großen Herde in Südhessen zu bestimmen;
- die anthelminthische Wirksamkeit von zwei makrozyklischen Laktonen in unterschiedlichen Applikationsformulierungen, die in Deutschland für Rinder zugelassen und verfügbar sind, bei natürlicherweise mit Lungen- und Gastrointestinalnematoden infizierten Neuweltkameliden zu überprüfen;

- für *Eimeria macusaniensis*, eine der *Eimeria*-Arten von Neuweltkameliden, bestimmte biologische Kenndaten (Präpatenz, Patenz, Reproduktionsrate, Sporulationszeit) an experimentell infizierten Lamas zu ermitteln sowie zwei verschiedene Methoden zum Nachweis der Oozysten dieser Art zu vergleichen.

## 2 LITERATURÜBERSICHT

### 2.1 ZOOLOGISCHE STELLUNG UND ERSCHEINUNGSBILD DER NEUWELTKAMELIDEN

Die Familie der Camelidae (Kamelartige) gehört innerhalb der Ordnung der Paarhufer (Artiodactyla) zur Unterordnung der Schwielensohler (Tylopoda). Die Familie umfasst zwei Gattungen: die Großkamele oder „eigentlichen“ Kamele (*Camelus*) und die Südamerikanischen Schwielensohler oder Lamas (*Lama*) (Mason, 1979); die beiden Gattungen werden auch als Altwelt- bzw. Neuweltkameliden bezeichnet. Bisherige paläontologische Daten besagen nach Herre (1982), dass Tylopoden, Ruminantia und Suiformes aus dem gleichen Stamm hervorgingen. Grzimek (1968) geht davon aus, dass die Schwielensohler die Fähigkeit zum Wiederkäuen unabhängig von den zur Unterordnung Ruminantia gehörenden Tierarten erworben haben.

In die Gattung der Großkamele gehören das einhöckrige Dromedar (*Camelus dromedarius*) und das zweihöckrige Trampeltier (*Camelus ferus*) (Mason, 1979). Die Gattung der Neuweltkameliden umfasst 4 Arten: Guanako (*Lama guanacoe*, Müller 1776) und Vikunja (*Lama vicugna*, Molina 1782) sind die wildlebenden Vertreter, Lama (*Lama glama*, Linnaeus 1758) und Alpaka (*Lama pacos*, Linnaeus 1758) die Haustierformen.

Im Altiplano von Peru und Bolivien begann die Domestikation des Lamas etwa 4000 v. Chr., die des Alpakas 500 v. Chr. (Bustinza Choque, 1979). Die Abstammung der Haustierformen ist jedoch bis heute umstritten. Das Lama soll nach gängiger Meinung aus dem Guanako hervorgegangen sein (Herre, 1952; Wheeler, 1984). Über die Abstammung des Alpakas gibt es mehrere Theorien: Nach der Auffassung einiger Forschergruppen soll das Alpaka vom Guanako ohne Beteiligung des Vikunjas abstammen (Herre und Röhrs, 1977; Piccini et al., 1990). Dagegen diskutieren andere Gruppen, dass das Alpaka durchaus vom Vikunja abstammen oder aus Kreuzungen von Guanako und Vikunja oder Lama und Vikunja hervorgegangen sein kann (Stanley et al., 1994; Kessler et al., 1995).

**Lama vicugna:** Das **Vikunja** ist mit einer Schulterhöhe von ca. 90 cm und einem Gewicht von ca. 30 kg die kleinste Art der Cameliden. Es wirkt durch seinen schmalen Körper und die langen Gliedmaßen elegant. Sein langer dünner Hals trägt einen kurzen schmalen Kopf. Das goldbraune Vlies wirkt einheitlich und weich (Jessup, 1982). Vikunjas leben in den Hochanden Perus, Boliviens und im nördlichen Teil von Argentinien und Chile (Bustinza Choque, 1979). In der Inka-Periode hatten Vikunjas auch eine religiöse Bedeutung (Franklin 1978). Daneben galten sie als wichtige Jagdbeute und damals wie heute sind sie zur Produktion von Wolle von Bedeutung. Nachdem sie schon einige Male vom Aussterben bedroht waren, sind sie heute unter Schutz gestellt.

**Lama guanacoe:** Das **Guanako** ist mit einer Schulterhöhe bis zu 125 cm und einem Gewicht bis 120 kg das größte wildlebende Säugetier in Südamerika. Ohren und die Nase sind schmaler als beim Lama (Jessup, 1982). Guanakos besitzen eine braun-gelbliche bis rotbraune Färbung, während Beininnenseiten, Brust und Bauch heller sind. Kräftige Deckhaare überragen ein feines Unterhaar. Der Lebensraum der Guanakos ist breitgefächert und umfasst Regionen auf Meereshöhe und Gebiete bis 4000 m ü. M. (Franklin und Herre, 1988). Die meisten Guanakos leben in Argentinien und Chile, nur wenige in Peru und Bolivien (Fowler, 1998).

**Lama glama:** Das **Lama** ist der größte südamerikanische Schwielensohler. Es erreicht ein Stockmaß bis zu 125 cm (Spira, 1995) und ein Gewicht bis zu 200 kg (Jessup, 1982). Die etwa 15 cm langen, nach innen gerichteten Ohren sind typisch für Lamas (Franklin und Herre, 1988). Ihr Erscheinungsbild ist aber unterschiedlich, da es mehrere Typen gibt: das Tapada- oder Lanuda-Lama („wooly-lama“) und das Ccara-Sullo-Lama (Fowler, 1998). Die Vliesfärbung ist unterschiedlich und variiert zwischen weiß, braun, grau, schwarz und gescheckt. Die Mehrzahl der Lamas Südamerikas lebt in den Kordillern Boliviens und Perus, aber auch in Chile und Argentinien (Fowler, 1998). Lamas wurden und werden dort hauptsächlich als Lasttiere, aber auch zur Fleisch- und Wollproduktion genutzt.

**Lama pacos: Alpakas** sind kleiner als Lamas und haben ein Körpergewicht bis 60 kg. Das Alpaka hat kurze Ohren und einen bewollten Kopf (Jessup, 1982). Sein Vlies ist lang und fein; eine Unterscheidung von Deck- und Wollhaar ist nicht möglich. Es werden 2 Rassen (Huacaya, Suri) unterschieden, deren wichtigstes Differenzierungsmerkmal die Wolllänge ist. Verschiedene Farbvarianten treten auf. In Südamerika leben die meisten Alpakas im Hochland der Anden (über 4300 m ü. M.) in Peru, in geringeren Zahlen auch in Bolivien, Chile und Argentinien (Franklin und Herre, 1988). Seit der Inkaperiode werden die Tiere dort zur Produktion von Wolle genutzt (Bustinza Choque, 1979).

## 2.2 ENDOPARASITEN DER NEUWELTKAMELIDEN

In diesem Kapitel wird nur auf Parasiten des Verdauungstrakts und der Atemwege eingegangen. Endoparasiten, die bei Neuweltkameliden in anderen Geweben und Organen vorkommen (z. B. *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* spp., *Parelaphostrongylus tenuis*) werden nicht besprochen.

### 2.2.1 Protozoen

Bei Neuweltkameliden wurden als Protozoen des Verdauungstrakts Vertreter der Gattungen *Giardia*, *Entamoeba*, *Enterocytozoon*, *Cryptosporidium* sowie *Eimeria* gefunden. In Tabelle 1 sind Nachweise für deren geographische Verbreitung aufgelistet.

#### 2.2.1.1 *Giardia* sp.

Kiorpes et al. (1987) wiesen 11,5-15,0 x 9,2-10,4 µm große Zysten und 14,0-17,0 x 8,0-10,0 µm große Trophozoiten von *Giardia* sp. im Kot eines klinisch gesunden Lamafohlens nach. Nach einer in 33 kalifornischen Lamaherden durchgeführten Querschnittsstudie hatten 3,4 % von 354 untersuchten Tieren eine patente *Giardia*-Infektion, wobei besonders Jungtiere und Tiere in enger Haltung und großen Gruppen betroffen waren (Rulofson et al., 2001). In einer anderen, in Oregon/USA durchgeführten Untersuchung schieden 18 % von 45 saugenden Lama- und Alpakafohlen *Giardia*-Zysten aus (Cebra et al., 2003). In einem deutschen Lamabestand wurden *Giardia*-Zysten im Kot einzelner Tieren gefunden (Kowalik et al., 1998).

**Tabelle 1:** Vorkommen von Gastrointestinalprotozoen bei Neuweltkameliden.

Parasit	Art <sup>1)</sup> Südamerika <sup>2)</sup>	Art Nordamerika (USA)	Art Australien	Art Europa <sup>3)</sup>
<i>Giardia</i> sp.		L Kiorpes et al. (1987) L Rulofson et al. (2001) AL Cebra et al. (2003)		L Kowalik et al. (1998)
<i>Eimeria</i> spp.				
<i>E. alpaca</i>	L Pelayo (1973) A Guerrero (1967) V Leguia (1991a) A Leguia u. Casas (1996) L Pelayo (1973) A Guerrero (1967) V Leguia (1991a) A Guerrero et al. (1967a) G Hurtado et al. (1985b) V Leguia (1991a) L Pelayo (1973)	L Rickard u. Bishop (1988) L Schrey et al. (1991) L Rickard u. Bishop (1988) L Schrey et al. (1991)	A Carmichael et al. (1999) A Carmichael et al. (1999) A Carmichael et al. (1999) A Carmichael et al. (1999)	L Kowalik et al. (1998) L Kowalik et al. (1998)
<i>E. ivitaensis</i>				
<i>E. lamae</i>				
<i>E. macusaniensis</i>				
<i>E. peruviana</i>				
<i>E. punoensis</i>	L Pelayo (1973) A Guerrero (1967) V Leguia (1991a) LA Rojas et al. (1988) A Fernandez (1995)	L Rickard u. Bishop (1988) L Rickard u. Bishop (1988)	A Carmichael et al. (1999) A Carmichael et al. (1999)	L Yakimoff (1934) L Kowalik et al. (1998)
<i>Cryptosporidium</i> sp.		AL Cebra et al. (2003)		A Bidewell u. Cattell (1998)

<sup>1)</sup> **A** = Alpaka; **G** = Guanako; **L** = Lama; **V** = Vikunja

<sup>2)</sup> Argentinien, Chile, Peru.

<sup>3)</sup> Deutschland, Großbritannien, Russland.

### 2.2.1.2 *Entamoeba* sp.

Im Kot von Lamas einer hessischen Herde wurden mehrfach Zysten von *Entamoeba* sp. nachgewiesen (Kowalik et al., 1998). Über die klinische Bedeutung dieser Protozoen für Neuweltkameliden ist nichts bekannt.

### 2.2.1.3 *Enterocytozoon bieneusi*

Das zu den Mikrospora zählende *Enterocytozoon bieneusi* ist ein weltweit verbreiteter opportunistischer Durchfallserreger bei immungeschwächten Menschen. *E. bieneusi*-DNA wurde mittels molekularbiologischer Techniken unter anderem im Kot eines in Deutschland gehaltenen Lamas detektiert; der Genotyp (P) unterschied sich von humanpathogenen Isolaten (Dengjel et al., 2001).

### 2.2.1.4 *Cryptosporidium parvum*

*Cryptosporidium parvum* besitzt ein breites Wirtsspektrum, zu dem auch Neuweltkameliden gehören. Eine fäkale Ausscheidung von *Cryptosporidium*-Oozysten wurde bei 16-20 % der Lamas und Alpakas einer gemeinsam mit Schafen gehaltenen Herde in Peru festgestellt (Rojas et al., 1988). In einer weiteren Untersuchung erwiesen sich 10 % von 241 bis zu 2 Wochen alten Alpakafohlen einer Herde als patent infiziert (Fernandez Ojeda, 1995). In Kalifornien schied keines von 354 untersuchten, klinisch unauffälligen Lamas (Rulofson et al., 2001), in Oregon aber schieden 9 % von 45 Lama- und Alpakafohlen mit Durchfall *Cryptosporidium*-Oozysten aus (Cebra et al., 2003). Patente *Cryptosporidium*-Infektionen wurden bei Jungtieren einer hessischen Herde nicht nachgewiesen (Kowalik et al., 1998).

In einer peruanischen Alpakaherde schieden Fohlen mit Durchfall signifikant häufiger *Cryptosporidium*-Oozysten aus als asymptotische Fohlen (Fernandez Ojeda, 1995). Bidewell und Cattell (1998) registrierten bei der Sektion von 3 verendeten Alpakafohlen einen hochgradigen *Cryptosporidium*-Befall und führten die Krankheitserscheinungen (u. a. Durchfall, Dehydration, Hypothermie) und den Tod der Tiere auf diese Protozoeninfektion zurück.

### 2.2.1.5 *Eimeria*-Arten

Bislang wurden bei Neuweltkameliden 6 *Eimeria*-Spezies beschrieben. Wie alle Eimerienarten haben sie einen einwirtigen, direkten Entwicklungszyklus. Die Infektion erfolgt über die orale Aufnahme der sporulierten Oozysten (Leguía und Casas, 1999). Eine Übersicht über die Morphologie der Oozysten dieser Arten findet sich in Tabelle 2.

Die Verbreitung der *Eimeria*-Arten variiert in Südamerika für Lamas, Alpakas, Guanakos und Vikunjas zwischen 30 % und 100 % (Tab. 3). Die Prävalenz und mittlere Intensität der Oozystenausscheidung sind im Allgemeinen bei Jungtieren deutlich höher als bei älteren Tieren.

**Tabelle 2:** Morphologie von *Eimeria* spp.-Oozysten bei Neuweltkameliden.

Art	Größe (µm)	Form	Wand	Mikro- pyle	Mikro- pylen- kappe	Ref. <sup>1)</sup>
<b><i>E. alpaca</i></b>	22-26 x 18-21	ellipsoid	2-wandig	+	+	1
	24-27 x 22-24	rund-ovoid	2-wandig	+	+	2
<b><i>E. ivitaensis</i></b>	88-98 x 49-59	ellipsoid	3-wandig	+	-	2
<b><i>E. lamae</i></b>	30-40 x 21-30	ellipsoid-ovoid	2-wandig	+	+	1
	35-38 x 26-30	ovoid-ellipsoid	2-wandig	+	+	3
<b><i>E. macusaniensis</i></b>	81-107 x 61-80	ovoid-piriform	3-wandig	+	+	4
	100-110 x 77-84	piriform	2-wandig	+	+	3
<b><i>E. peruviana</i></b>	28-38 x 18-23	ovoid	2-wandig	-	-	5
<b><i>E. punoensis</i></b>	17-22 x 14-18	ellipsoid-ovoid	2-wandig	+	+	1

<sup>1)</sup> Referenzen: 1 = Guerrero (1967); 2 = Leguía und Casas (1996);

3 = Schrey et al. (1991); 4 = Guerrero et al. (1971); 5 = Yakimoff (1934).

**Tabelle 3:** Prävalenzen einiger *Eimeria*-Arten bei Neuweltkameliden in Südamerika und den USA (Querschnittsstudien).

Region	Tierzahl*	Prävalenz (%)*			
		<i>E. alpaca</i>	<i>E. lamae</i>	<i>E. macusaniensis</i>	<i>E. punoensis</i>
Südamerika <sup>1)</sup>	80 (80)	13–23 (10)	5–7 (45)	3–15 (78)	20–35 (5)
Südamerika <sup>2)</sup>	96 (64)	91–97 (100)	9–41 (75–100)	6–34 (56–78)	91–100 (81–100)
Südamerika <sup>3)</sup>	140	27	47	50	85
USA <sup>4)</sup>	189 (50)	27 (52)	9 (32)	1 (0)	17 (40)
USA <sup>5)</sup>	144	55	6	1	0
USA <sup>6)</sup>	286 (129)			8 (17)	

\* Angaben für Jungtiere unter 12 Monaten in Klammern

<sup>1)</sup>Guerrero et al. (1970a); <sup>2)</sup>Pelayo (1973); <sup>3)</sup>Hurtado et al. (1985a); <sup>4)</sup> Rickard und Bishop (1988) [mit gesättigter NaCl-Lösung]; <sup>5)</sup>Schrey et al. (1991) [Formalin-Triton-Ether-Methode]; <sup>6)</sup>Jarvinen (1999).

#### 2.2.1.5.1 *Eimeria alpaca*

*E. alpaca*-Oozysten zählen zu den kleinen Oozysten (Tab. 2). Sie sporulieren bei 23 °C innerhalb von 4 Tagen (Rickard und Bishop, 1988). In sporulierten Oozysten ist kein Oozystenrestkörper sichtbar; Polkörperchen können vorhanden sein. Die 10–13 x 7–8 µm großen Sporozysten besitzen einen Restkörper und Sporozoiten hyaline Körperchen (Guerrero, 1967).

Die endogene Entwicklung von *E. alpaca* ist nur unvollkommen bekannt; sie erfolgt zumindest teilweise im Epithel des Dünndarms (Leguía und Casas, 1999). Adulte Lamas, die mit einer Mischung aus *E. punoensis*- und *E. alpaca*-Oozysten infiziert worden waren, schieden nach einer Präpatenz von 16-18 Tagen für 9 Tage *E. alpaca*-Oozysten aus, wobei maximal 9700 Oozysten pro Gramm Kot (OpG) gezählt wurden. Krankheitssymptome waren bei diesen Tieren nicht zu beobachten (Foreyt und Lagerquist, 1992).

#### 2.2.1.5.2 *Eimeria ivitaensis*

Leguía und Casas (1996) wiesen im Kot von 15–20 Tage alten Alpakas Oozysten von *E. ivitaensis* nach. Die großen, dunkelbraunen Oozysten

besitzen eine Mikropyle und ähneln jenen von *E. macusaniensis* (siehe Kap. 2.2.1.5.4), unterscheiden sich aber von diesen in Form und Größe (Tab. 2). Sporulierte Oozysten besitzen weder einen Oozystenrestkörper noch Polkörperchen; in den 32–41 x 12–14 µm großen Sporozysten befindet sich ein Sporozystenrestkörper. Zur endogenen Entwicklung und Pathogenität dieser Art liegen keine Kenntnisse vor.

### **2.2.1.5.3 *Eimeria lamae***

Die Sporulation der *E. lamae*-Oozysten (morphologische Details siehe Tab. 2) dauert bei 23 °C etwa 5 Tage (Rickard und Bishop, 1988), nach einer anderen Untersuchung bei 22 °C 12 Tage und bei 27 °C 10 Tage (Guerrero et al., 1969). Sporulierte Oozysten können Polkörperchen enthalten, ein Oozystenrestkörper fehlt jedoch. Sporozysten messen 13–16 x 8–10 µm und haben einen Sporozystenrestkörper; Sporozoiten enthalten hyaline Körperchen (Guerrero, 1967). Die endogene Entwicklung von *E. lamae* erfolgt in den Dünndarmepithelzellen (Guerrero et al., 1967a; 1970d), jedoch ist sie nicht vollständig bekannt. Ein mit 100 *E. lamae*-Oozysten infiziertes Alpakafohlen begann nach 16 Tagen für 10 Tage Oozysten auszuscheiden (Guerrero et al., 1970d).

Verfügbare Daten lassen vermuten, dass *E. lamae* pathogen ist. Zwar wurden bei einem Alpakafohlen keine klinischen Symptome nach Infektion mit 100 Oozysten festgestellt, doch starb ein anderes Alpakafohlen 15 Tage nach Gabe von 100.000 Oozysten; es hatte ab dem 11. Tag post infectionem Durchfall und nachfolgend Dehydratation und Anorexie gezeigt. Bei der Sektion wurden im Ileum hämorrhagische Infarkte und petechiale Blutungen festgestellt; die Mukosa war ödematös verdickt. Schizonten wurden im Duodenum und Jejunum, Mikro- und Makrogamonten sowie *E. lamae*-Oozysten im Ileum nachgewiesen (Guerrero et al., 1970d). Mehrere natürlich infizierte Alpakafohlen starben an hämorrhagischem Durchfall, Exsikkose und Schwäche; ihre Dünndarmschleimhaut beherbergte zahlreiche Stadien von *E. lamae* und *E. macusaniensis* (Palacios et al., 2004).

In einer peruanischen Querschnittsstudie betrug die mittlere Ausscheidung von *E. lamae*-Oozysten bei < 6 Monate alten Lamafohlen bis zu 4.000 OpG, bei Adulttieren dagegen weniger als 80 OpG (Pelayo, 1973).

#### **2.2.1.5.4 *Eimeria macusaniensis***

*E. macusaniensis*-Oozysten wurden schon in mumifizierten Lamas aus prähispanischer Zeit nachgewiesen (Leguía et al., 1995). Die großen dunkel-braunen Oozysten (Tab. 2) sind morphologisch den Oozysten von *E. ivitaensis* (siehe Kap. 2.2.1.5.2) sowie von *E. cameli* der Altweltkameliden (Ipczynski, 1978) und *E. leuckarti* der Equiden (Bauer und Bürger, 1984) ähnlich. Die aus drei Schichten bestehende Oozystenwand ist 8,3–11,4 µm dick; die Mikropylenkappe ist 2–5 µm hoch und 9–14 µm weit. Bei 15–18 °C, 22 °C oder 27 °C benötigten die Oozysten 33, 31 bzw. 29 Tage bis zur Sporulation; bei 32 °C fand keine Sporulation mehr statt (Guerrero et al., 1972). Andere Autoren berichteten von einer 12-15 Tage dauernden Sporulationszeit bei 23 °C (Rickard und Bishop; 1988). Die Größe der Sporozysten wurde in einer Studie mit 33–40 x 16–20 µm (Guerrero et al., 1971), in einer anderen Untersuchung mit 44–48 x 20–23 µm (Schrey et al., 1991) angegeben. Oozystenrestkörper und Polkörperchen sind in sporulierten Oozysten nicht erkennbar, doch ist ein Sporozystenrestkörper vorhanden, und Sporozoiten besitzen hyaline Körperchen (Guerrero et al., 1971).

Die endogene Entwicklung von *E. macusaniensis* ist noch nicht vollständig bekannt. Zufallsbefunde bei einzelnen seziierten Lamas, Alpakas und Guanakos deuten darauf hin, dass sie im Dünndarm abläuft. So wurden in Zellen der Lieberkühnschen Drüsen und der Lamina propria mucosae von Jejunum und Ileum ungeschlechtliche und geschlechtliche Stadien sowie immature Oozysten nachgewiesen (Hodgin et al., 1984; Schrey et al., 1991; Rosadio und Ameghino, 1994; Lenghaus et al., 2004). Schizonten messen im Mittel 98 x 80 µm (Schrey et al., 1991). Makrogameten sind im Mittel 32 x 35 µm groß (Hodgin et al., 1984). Angaben zur mittleren Größe von Mikrogamonten schwanken zwischen 74 x 93 µm (Hodgin et al., 1984) und 190 x 157 µm (Schrey et al., 1991). Als Zeiträume für Präpatenz und Patenz

wurden 33–34 Tage bzw. 32–48 Tage angegeben (Guerrero et al., 1970c, 1972).

Die Pathogenität dieser Art ist noch nicht geklärt. Verendete Tiere, bei denen mitunter ein Großteil der Mukosazellen mit *Eimeria*-Stadien befallen (Lenghaus et al., 2004; Palacios et al., 2004) war, wiesen bei der Sektion u. a. eine hämorrhagische, ulzerierende oder nekrotisierende Enteritis auf. Mesenteriallymphknoten waren geschwollen. Zotten befallener Areale waren oft verkürzt, die Submukosa ödematös geschwollen und entzündlich infiltriert. Jedoch waren bakterielle und/oder virale Erreger als Erkrankungs- und Todesursache dieser Tiere nicht immer auszuschließen (Hodgin et al., 1984; Schrey et al., 1991; Rosadio und Ameghino, 1994; Lenghaus et al., 2004; Palacios et al., 2004). Jedenfalls wurde in der Mehrzahl entsprechender Untersuchungen (Tab. 3) nur ein subklinischer Verlauf der *E. macusaniensis*-Infektion festgestellt.

Zur Prävalenz und Intensität der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten liegen nur wenige Angaben vor. In einer nordamerikanischen Querschnittsstudie wurde bei Lamas und Guanakos eine höhere Prävalenz als bei Alpakas beobachtet, jedoch war die Intensität der Oozystenausscheidung zwischen den Tierarten nicht unterschiedlich (Jarvinen, 1999). In der Schweiz wurden Oozysten dieser Eimerienart in 68 % von 38 untersuchten Neuweltkamelidenherden festgestellt (Hertzberg, 2002). Mehrere Untersuchungen zeigten für *E. macusaniensis* eine im Vergleich zu anderen Eimerienarten niedrigere Intensität der Oozystenausscheidung: Alpakas und Lamas im Mittelwesten der USA schieden im Mittel nur 75 OpG bzw. 158 OpG (individuelle Maxima: 467 bzw. 1667 OpG) aus (Jarvinen (1999), Alpakas in Peru hatten OpG-Werte von 25–587 (Guerrero et al., 1970a), und bei Guanakos in Argentinien lag die individuelle Oozystenausscheidung unter 50 OpG (Beldomenico et al., 2003).

#### **2.2.1.5.5 *Eimeria peruviana***

*E. peruviana* (Oozystenmorphologie siehe Tab. 2) wurde erstmals bei einzelnen Lamas in Russland beschrieben (Yakimoff, 1934). Pelayo (1973) fand Oozysten, die dieser Art zugeschrieben wurden, in 1,9 % von 160

Lamakotproben in Peru. Zu Entwicklung und Pathogenität liegen keine Kenntnisse vor. Es bleibt zu prüfen, ob es sich um eine valide Art handelt.

#### **2.2.1.5.6 *Eimeria punoensis***

*E. punoensis* hat die kleinsten Oozysten der Eimerienarten der Neuweltkameliden (Tab. 2). Die Oozysten sporulieren bei 23 °C innerhalb von 4 Tagen (Rickard und Bishop, 1988). In sporulierten Oozysten ist kein Oozystenrestkörper zu finden, ein Polkörperchen kann aber vorhanden sein. Die 8–11 x 5–7 µm großen Sporozysten besitzen einen Sporozystenrestkörper; Sporozysten enthalten hyaline Körperchen (Guerrero, 1967).

Die endogene Entwicklung vollzieht sich im Epithel des Dünndarms (Leguía und Casas, 1999), jedoch liegen hierzu nur unvollständige Angaben vor. Fünf experimentell mit einer Mischung aus *E. punoensis*- und *E. alpaca*-Oozysten infizierte adulte Lamas schieden nach einer Präpatenz von 10 Tagen maximal 10.300 OpG von *E. punoensis* aus; die Patenz betrug 22–26 Tage (Foreyt und Lagerquist, 1992).

Die Pathogenität dieser Art ist unklar. Experimentell infizierte Tiere zeigten keine Krankheitsanzeichen (Foreyt und Lagerquist, 1992). Andererseits wurden bei mehreren Lamas, die innerhalb von zwei Monaten nach Transport und Verbringen in einen neuen Betrieb mit Durchfallssymptomatik verendet waren, im Kot zahlreiche Oozysten von *E. punoensis* und *E. macusaniensis* festgestellt; im mittleren Jejunum wurden eine diffuse katarrhalische Enteritis sowie eine Besiedlung zahlreicher Enterozyten und Zellen der Lamina propria mit *Eimeria*-Stadien nachgewiesen (Hänichen et al., 1994).

### **2.2.2 Trematoden**

#### **2.2.2.1 *Fasciola hepatica***

Für *F. hepatica* sind auch Neuweltkameliden empfänglich, bei denen als Präpatenz ein Zeitraum von 8 Wochen experimentell ermittelt wurde (Rickard und Foreyt, 1992; Timoteo et al., 2005). Seine Pathogenität ist für Neuweltkameliden höher als für Rinder. Bei Neuweltkameliden kann die

Fasciolose akut (Peritonitis, Leberversagen, Tod) oder chronisch (Appetitlosigkeit, Apathie, Abmagern, Anämie) verlaufen (Hernandez und Condorena, 1967; Cornick, 1988; Puente, 1997; Gunsser et al., 1999; Timoteo et al., 2005). Sektionsbefunde waren bei akutem Verlauf eine vergrößerte, hellbraune, bröcklige Leber mit blutgefüllten Bohrgängen und unreifen *Fasciola*-Stadien im Parenchym (Puente, 1997), bei chronischem Verlauf u. a. vergrößerte, fibrosierte Leber, Gallengangshyperplasie und Granulome mit Parasitenstadien (Rickard und Foreyt, 1992; Duff et al., 1999; Timoteo et al., 2005). Der durch *F. hepatica* verursachte wirtschaftliche Schaden wurde in Peru bei Nutzwiederkäuern auf 10 Millionen US-\$ und bei Alpakas auf 170.000 US-\$ geschätzt (Guerrero und Leguía, 1987).

In Südamerika soll zwar das Risiko von *Fasciola*-Infektionen für Neuweltkameliden in tiefer gelegenen, auch von Hauswiederkäuern beweideten Regionen höher sein als in Hochlagen der Anden (Leguía, 1991b), jedoch besteht auch in Hochandengebieten (> 3500 m ü. d. M.) ein hohes Ansteckungsrisiko, wie ein Ausbruch akuter Fasciolose in einer Alpakaherde (Puente, 1997) sowie mehrere Untersuchungen zum Vorkommen der Fasciolose bei Menschen (z. B. Fuentes et al., 2001) dokumentieren. Bei 7 % von 280 koproskopisch untersuchten Alpakas einer 5200 m. ü. d. M. lokalisierten Herde in Peru wurde ein patenter *Fasciola*-Befall festgestellt (Neyra et al., 2002). Im Nordwesten Argentiniens schieden 10–16 % der wiederholt koproskopisch untersuchten Tiere einer großen Vikunja-Herde Leberegeleier aus (Cafrune et al., 1996). In Oregon/USA wurden *Fasciola*-Infektionen bei Lamas mittels koproskopischer Untersuchung und serologischen Nachweises spezifischer Antikörper festgestellt (Rickard, 1995). In der Schweiz beherbergten 5 % der koproskopisch untersuchten Neuweltkamelidenherden *Fasciola*-infizierte Tiere (Hertzberg, 2002). In süddeutschem Sektionsgut wurde bei einem von etwa 150 seziierten Neuweltkameliden eine hochgradige Fasciolose als Todesursache ermittelt (Gunsser et al., 1999).

#### **2.2.2.2 *Fascioloides magna***

*F. magna* ist eine ursprünglich in Nordamerika bei Hirschartigen (Weißwedelhirsch, Wapiti) heimische Leberegelart. In den USA wurde ein

Befall mit diesem Parasiten sporadisch auch beim Lama diagnostiziert (Conboy et al., 1988). *F. magna* soll für Lamas eine geringere Pathogenität als *F. hepatica* besitzen (Rickard, 1994).

### **2.2.2.3 *Dicrocoelium dentriticum***

Infektionen von Neuweltkameliden mit dem Kleinen Leberegel (Lanzettegel) wurden bislang nur aus Europa bekannt. Dabei erwies sich dieser Trematode für Lamas und Alpakas pathogener als für heimische Wiederkäuer. So wurde aus der Schweiz und aus Süddeutschland wiederholt über Fälle mit schwerem Krankheitsverlauf und Todesfolge berichtet. Bei der Sektion fielen u. a. eine Fibrosierung des Leberparenchyms, verkalkte Granulome mit abgestorbenen Parasiten und hochgradige Gallengangsproliferation auf (Hertzberg et al., 1997; Wenker et al., 1998; Gunsser et al., 1999). Vorliegende Beobachtungen deuten daraufhin, dass bei Lamas und Alpakas mit klinischen Symptomen zu rechnen ist, wenn die Tiere mehr als 1000 *Dicrocoelium*-Eier pro Gramm Kot (EpG) ausscheiden (Wenker et al., 1998).

In der Schweiz wurden mittels Kotuntersuchungen *Dicrocoelium*-Infektionen in 34 % von 38 Neuweltkamelidenherden festgestellt (Hertzberg, 2002).

## **2.2.3 Cestoden**

### **2.2.3.1 *Moniezia* spp.**

Die Cestodenarten *Moniezia expansa* und *M. benedeni* sind bei Wiederkäuern weltweit verbreitet. Sie wurden wiederholt auch bei Neuweltkameliden in Südamerika (Chavez und Guerrero, 1960; Hurtado et al., 1985a; Beldomenico et al., 2003), den USA (Rickard und Bishop, 1991), Neuseeland (McKenna, 2003a, b), der Schweiz (Hertzberg, 2002) sowie Deutschland (C. Bauer, persönl. Mitteilung) nachgewiesen. Über klinische Auswirkungen der Monieziose bei Neuweltkameliden ist nichts bekannt.

### **2.2.3.2 *Thysaniezia* spp.**

Ein Befall mit Cestoden der Gattung *Thysaniezia*, die in Amerika u. a. bei Schaf und Rind vorkommt, wurde sporadisch auch bei Neuweltkameliden nachgewiesen (Fowler, 1998; Leguía, 1999).

## 2.2.4 Nematoden

Die bei Neuweltkameliden beschriebenen Nematodenarten können nach ihrem Vorkommen in zwei Gruppen eingeteilt werden (Guerrero und Alva, 1986; Hill et al., 1993; Carmichael et al., 1998; Leguía und Casas, 1999):

- Arten, die bisher nur bei Neuweltkameliden diagnostiziert wurden; dazu gehören *Graphinema aucheniae*, *Spiculoptera peruviana*, *Lamanema chavezii* und *Nematodirus lamae*;
- Arten, die weit verbreitet bei Wiederkäuern (Rind, Schaf, Ziege) auftreten, aber auch Neuweltkameliden befallen; dazu zählen Arten der Gattungen *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Nematodirus*, *Camelostomum*, *Oesophagostomum*, *Capillaria*, *Trichuris*, *Strongyloides* und *Dictyocaulus*.

Die Tabelle 4 gibt eine Übersicht über die geographische Verbreitung von Nematoden bei Neuweltkameliden; in Tabelle 5 sind Daten zu ihrer Prävalenz zusammengestellt. Nematodeninfektionen verursachten nach einer Schätzung in Peru bei Alpakas jährlich wirtschaftliche Verluste von 700.000 US-\$\$; daher wurden sie in Südamerika als die bedeutsamsten Parasitosen bei Neuweltkameliden eingestuft (Leguía, 1991b).

### 2.2.4.1 Magen-Darm-Strongyliden

#### 2.2.4.1.1 Allgemeine Angaben

**Erreger und allgemeine Entwicklung:** Zu den bei Neuweltkameliden parasitierenden Magen-Darm-Strongyliden gehören Arten der Gattungen *Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Camelostomum*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Graphinema*, *Spiculoptera*, *Nematodirus* und *Lamanema*, deren Adultstadien je nach Spezies den Magen oder Dünndarm besiedeln, sowie die den Dickdarm bewohnenden Arten von *Oesophagostomum* und *Chabertia*. Ihre gefurchten Eier werden mit dem Kot ausgeschieden, die Entwicklung zur infektiösen Drittlarve erfolgt entweder im Ei (*Nematodirus*, *Lamanema*) oder im Freien (andere Gattungen). Die Drittlarven werden oral aufgenommen und entwickeln sich über ein 4. Larvenstadium zum Adultstadium (Fowler, 1998; Leguía und Casas, 1999).

**Tabelle 4:** Geographisches Vorkommen von Nematoden des Gastrointestinaltrakts und der Atemwege bei Neuweltkameliden

	Art <sup>1)</sup> Südamerika (Peru, Chile, Argentinien)	Art Nordamerika (USA)	Art Australien Neuseeland	Art Europa <sup>2)</sup>
<i>MDS</i> <sup>3)</sup>	<b>G</b> Hurtado et al. (1985b)	<b>L</b> Bishop u. Rickard (1991)		<b>LA</b> Hertzberg (2002)
<i>Graphinema aucheniae</i>	<b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>LV</b> Guerrero u. Rojas (1970)			
<i>Lamanema chavez</i>	<b>L</b> Hurtado et al. (1985a) <b>L</b> Cafrune et al. (2001) <b>LA</b> Rojas et al. (1993) <b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>G</b> Hurtado et al. (1985b) <b>VL</b> Becklund (1963)			
<i>Spiculopteria peruviana</i>	<b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>A</b> Guerrero u. Chavez (1967)			
<i>Camelostrongylus mentulatus</i>	<b>LA</b> Rojas et al. (1993) <b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>A</b> Guerrero u. Chavez (1967) <b>V</b> Guerrero (1960)	<b>L</b> Rickard u. Bishop (1991)		
<i>Trichostrongylus</i> spp.	<b>L</b> Cafrune et al. (2001) <b>LA</b> Rojas et al. (1993) <b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>L</b> Hurtado et al. (1985a) <b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>G</b> Larrieu et al. (1982) <b>V</b> Guerrero (1960)	<b>L</b> Rickard u. Bishop (1991) <b>L</b> Rickard u. Bishop (1991) <b>L</b> Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> Hill et al. (1993) <b>A</b> Carmichael et al. (1998)	<b>L</b> Kowalik et al. (1998) <b>LA</b> Tait et al. (2002)
<i>T. axei</i>				

Fortsetzung Tabelle 4:

	Art <sup>1)</sup> Südamerika (Peru, Chile, Argentinien)	Art Nordamerika (USA)	Art Australien Neuseeland	Art Europa <sup>2)</sup>
<i>T. vitrinus</i>	<b>G</b> Larrieu et al. (1982)	L Rickard u. Bishop (1991)		
<i>T. longispicularis</i>	<b>A</b> Guerrero u. Chavez (1967)	L Rickard u. Bishop (1991)		
<i>T. colubriformis</i>	<b>L</b> Hurtado et al. (1985a)			
	<b>A</b> Chavez et al. (1967)			
	<b>V</b> Guerrero (1960)			
<i>Teladorsagia (O.) circumcincta</i>	<b>A</b> Chavez et al. (1967)	L Rickard (1993)		
	<b>V</b> Guerrero (1960)			
<i>Ostertagia</i> spp	<b>A</b> Chavez et al. (1967)	L Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> Hill et al. (1993)	L Kowalik et al. (1998)
	<b>V</b> Guerrero (1960)		<b>A</b> Carmichael et al. (1998)	LA Tait et al. (2002)
<i>O. ostertagi</i>	<b>L</b> Hurtado et al. (1985a)	L Rickard u. Bishop (1991)		
	<b>A</b> Chavez et al. (1967)			
<i>O. lyrata</i>	<b>G</b> Larrieu et al. (1982)			
	<b>V</b> Guerrero (1960)			
	<b>L</b> Vasquez et al. (1956)			
	<b>A</b> Chavez et al. (1967)			
	<b>A</b> Guerrero u. Chavez (1967)			
<i>Marshallagia marshalli</i>		L Fowler (1998)		
<i>Cooperia</i> spp.	<b>L</b> Cafrune et al. (2001)	L Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> Hill et al. (1993)	L Kowalik et al. (1998)
	<b>LA</b> Rojas et al. (1993)			LA Tait et al. (2002)
	<b>A</b> Chavez et al. (1967)			
<i>C. oncophora</i>	<b>L</b> Hurtado et al. (1985a)	L Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> Carmichael et al. (1998)	
	<b>A</b> Chavez et al. (1967)		<b>A</b> McKenna (2003a)	
	<b>G</b> Larrieu et al. (1982)			
	<b>V</b> Guerrero (1960)			
<i>C. punctata</i>			<b>A</b> McKenna (2003a)	
<i>C. surnabada</i>		L Rickard u. Bishop (1991)		

Fortsetzung Tabelle 4:

	Art <sup>1)</sup>	Südamerika (Peru, Chile, Argentinien)	Art	Nordamerika (USA)	Art	Australien Neuseeland	Art	Europa <sup>2)</sup>
<i>(C. mcmasteri)</i>	<b>A</b>	Chavez et al. (1967)						
	<b>G</b>	Larrieu et al. (1982)						
	<b>V</b>	Guerrero (1961-62)						
<i>Haemonchus</i> sp.	<b>A</b>	Chavez et al. (1967)	<b>L</b>	Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b>	Hill et al. (1993)	<b>L</b>	Kowalik et al. (1998)
	<b>A</b>	Guerrero u. Chavez (1967)					<b>LA</b>	Tait et al. (2002)
<i>H. contortus</i>	<b>V</b>	Guerrero (1960)						
<i>Nematodirus</i> spp.	<b>L</b>	Cafrune et al. (2001)	<b>L</b>	Bishop u. Rickard (1987)	<b>A</b>	Carmichael et al. (1999)	<b>LA</b>	Hertzberg (2002)
	<b>LA</b>	Rojas et al. (1993)	<b>L</b>	Rickard u. Bishop (1991)			<b>L</b>	Kowalik et al. (1998)
	<b>G</b>	Hurtado et al. (1985b)					<b>LA</b>	Tait et al. (2002)
	<b>L</b>	Hurtado et al. (1985a)						
	<b>LA</b>	Rojas et al. (1993)						
<i>N. lamae</i>	<b>A</b>	Chavez et al. (1967)						
	<b>VL</b>	Becklund (1963)						
	<b>G</b>	Larrieu et al. (1982)	<b>L</b>	Bishop u. Rickard (1987)			<b>L</b>	Kowalik et al. (1998)
							<b>LA</b>	Tait et al. (2002)
<i>N. battus</i>	<b>L</b>	Hurtado et al. (1985a)	<b>L</b>	Rickard u. Bishop (1991)				
	<b>LA</b>	Rojas et al. (1993)						
	<b>A</b>	Chavez et al. (1967)						
<i>N. helvetianus</i>	<b>A</b>	Chavez et al. (1967)	<b>L</b>	Bishop u. Rickard (1987)				
	<b>G</b>	Larrieu et al. (1982)	<b>L</b>	Rickard u. Bishop (1991)				
	<b>G</b>	Larrieu et al. (1982)						
<i>Dictyocaulus filaria</i>	<b>A</b>	Chavez u. Guerrero (1960)						
	<b>L</b>	Hurtado et al. (1985a)						
	<b>G</b>	Beldomenico et al. (2003)						

Fortsetzung Tabelle 4:

	Art <sup>1)</sup> Südamerika (Peru, Chile, Argentinien)	Art Nordamerika (USA)	Art Australien Neuseeland	Art Europa <sup>2)</sup>
<i>Dictyocaulus viviparus</i>				L Kowalik et al. (1998)
<i>Oesophagostomum</i> spp.	<b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>V</b> Chavez u. Guerrero (1960)	L Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> Hill et al. (1993) <b>A</b> Carmichael et al. (1998)	L Kowalik et al. (1998)
<i>Chabertia ovina</i>	<b>V</b> Chavez u. Guerrero (1960)		<b>A</b> Hill et al. (1993)	
<i>Bunostomum</i> sp.		Fowler (1998)		
<i>Strongyloides</i> sp.		L Bishop u. Rickard (1987)		
<i>Trichouris</i> spp.	<b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>G</b> Larrieu et al. (1982)	L Bishop u. Rickard (1987) L Rickard u. Bishop (1991)	<b>A</b> McKenna (2003, 2004)	L Kowalik et al. (1998) <b>LA</b> Tait et al. (2002) <b>LA</b> Hertzberg (2002)
<i>T. tenuis</i>	L Cafrune et al. (2001) <b>G</b> Beldomenico et al. (2003)	L Rickard u. Bishop (1991)		
<i>T. ovis</i>	L Hurtado et al. (1985a) <b>G</b> Hurtado et al. (1985b)			
<i>T. discolor</i> <i>T. skrjabini</i>		L Rickard u. Bishop (1991) L Rickard u. Bishop (1991)		
<i>Capillaria</i> spp.	<b>LA</b> Rojas et al. (1993) <b>A</b> Chavez et al. (1967) <b>G</b> Larrieu et al. (1982)	L Bishop u. Rickard (1987) L Rickard u. Bishop (1991)		L Kowalik et al. (1998) <b>LA</b> Hertzberg (2002) <b>LA</b> Tait et al. (2002)

<sup>1)</sup> **A** = Alpaka; **G** = Guanako; **L** = Lama; **V** = Vikunja; <sup>2)</sup> Deutschland, Großbritannien, Schweiz; <sup>3)</sup> MDS = Magen-Darm-Strongyloiden

**Tabelle 5:** Prävalenz verschiedener Nematodenarten bei Neuweltkameliden.

Nematodenspezies	Prävalenz (%) (Jungtiere unter 12 Monate in Klammern)					
	Südamerika			USA		Schweiz
	Ref. A*	Ref. B**	Ref. C**	Ref. D**	Ref. E*	Ref. F**
<i>Graphinema aucheniae</i>	61					
<i>Lamanema chavezii</i>	48	100	13			
<i>Spiculoptera peruviana</i>	29					
<i>Camelostrogylus mentulatus</i>	3				76	
<i>Trichostrongylus</i> spp.	25				78	
<i>T. axei</i>	38	100				
<i>T. colubriformis</i>		88				
<i>Ostertagia</i> spp.	23					
<i>O. ostertagi</i>		100			18	
<i>Cooperia</i> spp.	39				28	
<i>C. oncophora</i>		100				
<i>Haemonchus contortus</i>	1					
<i>Nematodirus</i> spp.			35	23 (53)	61	53
<i>N. lamae</i>	59	100				
<i>N. battus</i>				(4)		63
<i>N. spathiger</i>	42	100				
<i>Oesophagostomum</i> spp.	3				11	
<i>Trichuris</i> spp.	6		40	5 (4)	61	
<i>T. ovis</i>		100				
<i>Capillaria</i> spp.	13			8 (4)	56	68
<i>Strongyloides</i> sp.				9 (17)		
<i>Dictyocaulus filaria</i>		25				

Ref. A: Chavez et al. (1967); Ref. B: Hurtado et al. (1985a); Ref. C: Neyra et al. (2002);

Ref. D: Bishop u. Rickard (1987); Ref. E: Rickard u. Bishop (1991); Ref. F: Hertzberg (2002).

\* helminthologische Sektion.

\*\* Kotuntersuchung.

**Genereller Infektionsverlauf:** Über den saisonalen Verlauf und die Stärke von Trichostrongylideninfektionen bei Neuweltkameliden gibt es nur wenige Untersuchungen. In Peru erreichte die Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern (MDS-Eiern) bei ausgewachsenen Alpakas während der Regenzeit, in der auch die Geburten stattfinden, Maximalwerte; diese war allerdings sehr niedrig ( $< 50$  Eier pro Gramm Kot [EpG]) (Leguía und Bendezu, 1974). Bei Muttertieren wurde im peripartalen Zeitraum (3. Woche ante partum bis 6. Woche post partum) ein mäßiger Anstieg der Eiausscheidung auf 200 EpG nachgewiesen (Nunez et al., 1985). In einer anderen peruanischen Studie wurde ein erster, durch *Nematodirus* spp. und *L. chavezii* verursachter Anstieg der Eiausscheidung in der Trockenzeit bei Alpakafohlen beobachtet; die höchste Eiausscheidung (*Trichostrongylus*, *Ostertagia*, *Cooperia*, *Haemonchus*, *Graphinema*, *Spiculoptera*) wurde jeweils in den Regenzeiten festgestellt (Rojas et al., 1987).

Bei Neuweltkameliden ist meist eine im Vergleich zu Hauswiederkäuern geringe Ausscheidung von MDS-Eiern festzustellen, wie folgende Beispiele verdeutlichen: Bei 71 % der einmalig untersuchten Jungtiere aus 22 Lamaherden in Oregon/USA wurden MDS-Eier nachgewiesen, wobei die mittlere Ausscheidungsintensität 140 EpG (individuelle Maxima: 450 EpG) betrug (Bishop und Rickard, 1987). In einer australischen Alpakaherde lag die Ausscheidung von MDS-Eiern bei mehr als 95 % der untersuchten Tiere unter 100 EpG, einzelne Fohlen schieden mehr als 1000 EpG aus (Carmichael et al., 1998; Carmichael et al., 1999). Studien in Neuseeland zeigten, dass Alpakas eine weit geringere Ausscheidung von MDS-Eiern aufwiesen als gemeinsam mit ihnen weidende Schafe (Hill et al., 1993; Green et al., 1996). In der Schweiz war die Eiausscheidung in Neuweltkamelidenherden, die gemeinsam mit Schafen oder Ziegen gehalten wurden, signifikant höher als in Herden ohne Schaf- und Ziegenhaltung (Hertzberg, 2002). In einer in einer hessischen Lamaherde durchgeführten Longitudinalstudie war die MDS-Eiausscheidung bei Jungtieren mit im Mittel  $< 300$  EpG höher als bei Alttieren (Kowalik et al., 1998).

**Pathogenität und Klinik:** Bei Neuweltkameliden ist über Pathogenität, klinische und wirtschaftliche Relevanz von Strongylidosen nur wenig

bekannt. Ähnlich wie bei Hauswiederkäuern sollen unspezifische Symptome wie beeinträchtigt Allgemeinzustand, Appetitlosigkeit, verminderte Gewichtszunahme, Gewichtsverlust, Rückgang der Milchleistung oder Einbußen der Wollfaserqualität auftreten (Rickard, 1994). Auf subklinische strongylidenbedingte Schäden weisen Ergebnisse aus Feldstudien in Peru hin: Der Gewichtszuwachs innerhalb von 5–6 Monaten war bei Alpakas, die Mischinfektionen mit verschiedenen Strongylidenarten beherbergten, nach einer Medikation mit Levamisol signifikant besser als bei unbehandelten Kontrolltieren (Vargas et al., 1972; Guerrero et al., 1974). Massive Infektionen sollen je nach Wummspezies Schäden der Magen- oder Dünndarmmukosa und daraus resultierend u. a. Plasmaproteinverluste, Störung des Ionenhaushalts, Durchfall oder Anämie verursachen können (Fowler, 1998; Leguía und Casas, 1999). Belege für diese Aussagen liegen aber nur für wenige Nematodenspezies (siehe folgende Kapitel) vor.

#### **2.2.4.1.2 *Graphinema aucheniae***

*G. aucheniae* ist ein im 3. Kompartiment des Magensystems parasitierender, 5–12 mm langer Trichostrongylide. Er wurde bei Lamas, Alpakas und Vikunjas ausschließlich in Südamerika gefunden (Tab. 4; Guerrero und Rojas, 1970). Seine Präpatenz wird mit 36 Tagen angegeben (Leguía, 1999). Angaben über Pathogenität und Infektionsverlauf liegen nicht vor.

#### **2.2.4.1.3 *Spiculopteragia peruvians***

Der 6,5–8,5 mm lange *S. peruvians* lebt im 3. Kompartiment des Magensystems (Hoberg, 1996). Seine Präpatenz beträgt 18–20 Tage (Leguía et al., 1993). Er gehört zu den pathogenen Nematodenarten der Neuweltkameliden (Fowler, 1998): Experimentelle Infektionen mit 50.000 Larven verursachten Appetitlosigkeit, Diarrhoe und Gewichtsverlust; ab dem 24. Tag p. i. wurden erhöhte Pepsinogenspiegel im Blut nachgewiesen (Leguía et al., 1993). *S. peruvians* wurde bislang nur in Südamerika nachgewiesen (Tab. 4, 5). In Peru wurde während der Regenzeit eine höhere Ausscheidungsexintensität und -intensität von Eiern als in der Trockenperiode beobachtet (Chavez et al., 1967); weitere Daten zur Epidemiologie fehlen.

#### **2.2.4.1.4 *Lamanema chavezii***

Die Adultstadien der in Südamerika heimischen Art *L. chavezii* leben im 3. Kompartiment des Magensystems und im Dünndarm. Nach oraler Infektion erfolgt die endogene Entwicklung über eine Leber-Lungen-Wanderung, wobei in der Leber die Entwicklung zur 4. Larve stattfindet (Guerrero et al., 1981). Die Präpatenz beträgt 30–32 Tage (Guerrero et al., 1973b). *L. chavezii* ist die pathogenste Magen-Darm-Strongylienart der Neuweltkameliden (Fowler, 1998): Bei starkem Befall wurden u. a. hämorrhagische Enteritis und Anämie festgestellt; in der Leber fanden sich kleine Abszesse und Nekrosen (Guerrero et al., 1970b; Guerrero et al., 1973b; Sillau et al., 1973; Cafrune et al., 2001).

Aus den fäkal ausgeschiedenen gefurchten *Lamanema*-Eiern entwickeln sich die Infektionslarven bei ausreichender Feuchtigkeit und Temperaturen von > 10 °C innerhalb von 14–28 Tagen (Leguía, 1999). Die Larvenausbeute ist bei einer Umgebungstemperatur von 25 °C weit höher (90 %) als bei 35 °C (20 %) (Medina et al., 1975). Exogene *Lamanema*-Stadien können Frosttemperaturen überstehen; ansteckungsfähige Larven wurden noch 2 Jahre nach Weidekontamination gefunden (Rojas et al., 1986). Chavez et al. (1967) wiesen diese Art über das ganze Jahr mit hoher Prävalenz bei Neuweltkameliden in Peru nach (siehe auch Tab. 5). Die Intensität der Eiausscheidung ist nach Beobachtungen von Leguía und Bendezu (1974) aber niedrig (im Mittel unter 10 EpG). Das Verbreitungsgebiet dieser Nematodenart ist nach den vorliegenden Daten auf Südamerika beschränkt (Tab. 4, 5).

#### **2.2.4.1.5 *Trichostrongylus* spp.**

Die bei Wiederkäuern häufig anzutreffenden Nematoden der Gattung *Trichostrongylus* sind weltweit verbreitet und stellen in manchen Studien auch bei Neuweltkameliden einen Großteil der Magen-Darm-Strongylien (Tab. 5; Hurtado et al., 1985a; Rickard und Bishop, 1991; Hill et al., 1993). Als Arten wurden *T. axei*, *T. colubriformis*, *T. vitrinus* und *T. longispicularis* nachgewiesen (Guerrero, 1960; Chavez et al., 1967; Guerrero und Chavez,

1967; Larrieu et al., 1982; Rickard, 1993). Ihre Adultstadien siedeln sich je nach Spezies im 3. Kompartiment des Magensystems oder im Dünndarm an.

#### **2.2.4.1.6 *Ostertagia* spp. und *Teladorsagia* spp.**

Die bei Wiederkäuern häufigen Arten *Ostertagia ostertagi*, *O. lyrata* und *Teladorsagia (Ostertagia) circumcincta* treten auch bei Neuweltkameliden verbreitet auf (Tab. 4, 5; Guerrero, 1960; Chavez et al., 1967; Rickard, 1993). Die aufgenommenen Drittlarven entwickeln sich in den Drüsenlumina des 3. Kompartiments des Magensystems zum 4. Stadium; die Adultstadien sitzen an der Oberfläche der Magenschleimhaut (Leguía und Casas, 1999). Eine Hemmung (Inhibition) der Larvenentwicklung wurde beim Lama beschrieben (Rickard, 1993); dies soll wie bei Wiederkäuern gelegentlich zur klinischen Ostertagiose Typ II (Winterostertagiose) führen (Windsor, 1997).

#### **2.2.4.1.7 *Marshallagia marshalli***

*M. marshalli* ist in wärmeren Klimazonen ein Labmagennematode kleiner Wiederkäuer, dessen Entwicklung jener von *Ostertagia*-Arten ähnelt. Infektionen mit dieser Spezies sollen in Lamaherden Kaliforniens diagnostiziert worden sein (Fowler, 1998). Bei Guanakos in Argentinien wurden *Marshallagia*-Eier im Kot nachgewiesen (Beldomenico et al., 2003).

#### **2.2.4.1.8 *Cooperia* spp.**

Als Vertreter der Gattung *Cooperia* wurden bei Neuweltkameliden *C. sumabada* (syn. *C. mcmasteri*), *C. oncophora* und *C. punctata* nachgewiesen (Tab. 4; Guerrero, 1961-1962; Chavez et al., 1967; McKenna, 2003a), wobei die Prävalenz in einigen Studien recht hoch war (Tab. 5). Die Adultstadien dieser typischerweise bei Wiederkäuern vorkommenden Trichostrongyliden parasitieren den Dünndarm (Leguía und Casas, 1999).

#### **2.2.4.1.9 *Haemonchus contortus***

Ein Befall mit *H. contortus*, der im 3. Kompartiment des Magensystems lebt, ist unter Neuweltkameliden weniger verbreitet als bei Schafen und anderen Wiederkäuern (Tab. 5; Chavez et al., 1967; Rickard und Bishop, 1991; Hill et al., 1993). Dies wird darauf zurückgeführt, dass in Regionen mit Lama- und

Alpakahaltung, vor allem in den höheren Anden, ungünstige Witterungsbedingungen für die exogene Entwicklung dieser Art vorherrschen (Guerrero und Leguía, 1987).

#### **2.2.4.1.10 *Camelostrongylus mentulatus***

Die Adultstadien von *C. mentulatus* besiedeln das 3. Kompartiment des Magensystems (Fowler, 1998). Für diese Art sind neben Neuwelt- und Altweltkameliden auch Schafe und Rinder empfänglich (Hilton et al., 1978). Sie kommt in Süd- und Nordamerika, Australien und im mittleren Osten vor (Fowler, 1998). In den USA war *C. mentulatus* der am häufigsten bei Neuweltkameliden nachgewiesene Magenparasit (Tab. 5; Rickard und Bishop, 1991; Rickard, 1994).

#### **2.2.4.1.11 *Oesophagostomum* spp.**

Ein Befall mit den bei Wiederkäuern häufigen, den Dickdarm parasitierenden Knötchenwürmern (*Oesophagostomum* spp.) wurde bei Neuweltkameliden in Süd- und Nordamerika, Neuseeland und Europa vereinzelt diagnostiziert (Tab. 4, 5; Chavez et al., 1967; Rickard und Bishop, 1991; Kowalik et al., 1998; McKenna, 2004; Geurden und Van Hemelrijk, 2005).

#### **2.2.4.1.12 *Chabertia ovina***

*C. ovina* ist ein typischer Dickdarmnematode kleiner Wiederkäuer; er wurde bei Neuweltkameliden in Südamerika und Australien sporadisch nachgewiesen (Tab. 4; Guerrero und Chavez, 1960; Carmichael et al., 1997).

#### **2.2.4.1.13 *Nematodirus* spp.**

Bei Neuweltkameliden wurden folgende Arten der Gattung *Nematodirus* spp diagnostiziert: *N. battus*, *N. filicollis*, *N. helvetianus*, *N. lamae*, *N. lanceolatus* und *N. spathiger* (Becklund, 1963; Chavez et al., 1967; Larrieu et al., 1982). Ihre Adultstadien besiedeln den Dünndarm. Bei Alpakas und Lamas kommt ein *Nematodirus*-Befall recht häufig vor (Tab. 5). Alpakas können – wie Studien in Peru zeigten (Chavez et al. (1967) – gelegentlich recht hohe Wurbürden beherbergen (mittlere Wurbürden bei 199 seziierten Tieren: *N. lamae*: 1771, *N. spathiger*: 1054). Die Intensität der Ausscheidung von

*Nematodirus*-Eiern ist aber unabhängig von der Untersuchungsregion (Südamerika, USA, Australien, Deutschland) in der Regel gering (Hurtado et al., 1985b; Bishop und Rickard, 1987; Kowalik et al., 1998; Carmichael et al., 1999). In Einzelfällen wurden Maximalwerte von 900 EpG festgestellt (Zawadowsky und Zvjagintzev, 1933).

Die infektiöse Drittlarve von *Nematodirus*-Arten entwickelt sich in der Eihülle und schlüpft aus dem Ei. Larvenhaltige Eier können überwintern und bis zu zwei Jahren infektiös bleiben (Guerrero und Leguía, 1987). Saisonale Unterschiede in der Ausscheidung von *Nematodirus*-Eiern traten in Peru nicht auf (Leguía und Bendezu, 1974).

#### **2.2.4.1.14 *Bunostomum* spp.**

Hakenwürmer der Gattung *Bunostomum* sind Wiederkäuerparasiten und sollen in tropischen Regionen gelegentlich auch bei Neuweltkameliden auftreten (Fowler, 1998; Leguía und Casas, 1999); hierzu fehlen aber genauere Angaben. Ihre exogene Entwicklung entspricht jener der o. g. Magen-Darm-Strongyliden. Im Gegensatz zu diesen erfolgt jedoch die Ansteckung mit Bunostomenlarven häufig auf perkutanem Wege durch deren aktives Eindringen durch die Haut; daran schließt sich eine tracheale Wanderung an, bis die Adultstadien den Dünndarm besiedeln (Fowler, 1998).

#### **2.2.4.2 *Trichuris* spp.**

Peitschenwürmer (*Trichuris* spp.) sind Dickdarnnematoden. In Südamerika wurde bei Neuweltkameliden recht oft ein Befall mit *T. ovis* (Chavez und Guerrero, 1960; Hurtado et al., 1985a), aber auch mit *T. tenuis* nachgewiesen (Beldomenico et al., 2003). In nordamerikanischen Lama-herden war *T. tenuis* die vorherrschende Peitschenwurmart, *T. skrjabini* und *T. discolor* traten selten auf (Rickard und Bishop, 1991; Rickard, 1994). Auch aus Neuseeland (McKenna 2003, 2004), Großbritannien (Tait et al., 2002), der Schweiz (Hertzberg, 2002) und Deutschland (Kowalik et al., 1998) liegen Berichte über Peitschenwurminfektionen der Neuweltkameliden vor.

Die Intensität der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern war in den USA bei Neuweltkameliden aller Altersstufen im Allgemeinen niedrig (< 30 EpG)

(Bishop und Rickard, 1987); doch wurden in Peru bei Guanakos auch Eiausscheidungen von 300 EpG nachgewiesen (Hurtado et al., 1985b).

Älteste Funde von *Trichuris*-Eiern in Koprolithen von peruanischen Neuweltkamelidenmumien datieren aus dem 10. oder 11. Jahrhundert unserer Zeitrechnung (Leguía et al., 1995).

#### **2.2.4.3 *Capillaria* spp.**

Ein Befall mit *Capillaria* spp. wurde bei Neuweltkameliden sporadisch in Nord- und Südamerika sowie in Deutschland, der Schweiz und Großbritannien nachgewiesen (Tab. 4, 5; Chavez et al., 1967; Rickard und Bishop, 1991; Kowalik et al., 1998; Hertzberg, 2002; Tait et al., 2002). *Capillaria*-Infektionen traten bei Lamas und Alpakas schon in prähispanischer Zeit auf (Leguía et al., 1995).

#### **2.2.4.4 *Strongyloides* spp.**

Patente *Strongyloides*-Infektionen wurden bei Neuweltkameliden bislang nur in den USA nachgewiesen, wobei die Prävalenz bei Lamafohlen höher als bei Adulttieren war (Tab. 5; Bishop und Rickard, 1987).

#### **2.2.4.5 *Dictyocaulus* spp.**

Nach den vorliegenden Erkenntnissen können Neuweltkameliden mit zwei Lungenwurmarten der Gattung *Dictyocaulus*, deren originäre Endwirte Wiederkäuer sind, infiziert sein: *D. filaria* (von Schaf, Ziege) und *D. viviparus* (vom Rind).

In Süd- und Nordamerika wurde bisher nur über das Vorkommen von *D. filaria* bei Neuweltkameliden berichtet (Guerrero und Leguía, 1987; Leguía und Casas, 1999). In Peru beherbergten 17 % von 624 seziierten Alpakas Lungenwürmer (Condorena, 1968), und in einer anderen Studie betrug die für Lamas koproskopisch ermittelte Prävalenz 25 % (Hurtado et al., 1985a). In Argentinien wurden adulte *D. filaria*-Stadien bei 10 von 12 seziierten Guanakos gefunden (Beldomenico et al., 2003). In Großbritannien gelang der Nachweis von adulten *D. filaria* bei einem Lama (Duff et al., 1999).

Befunde über patente Infektionen von Lamas mit *D. viviparus* liegen ausschließlich aus Deutschland vor (Kowalik et al., 1998).

Bei Neuweltkameliden wurden als Symptome eines *D. filaria*-Befalls u. a. Husten, Nasenausfluss, Dyspnoe, Inappetenz und Fieber beschrieben; pathologisch-anatomisch waren in diesen Fällen petechiale Blutungen, Emphysembildung, Atelektasen und Hepatisation des Lungengewebes festzustellen (Guerrero et al., 1970e; Fowler, 1998; Leguía und Casas, 1999). Die experimentelle Infektion eines Alpakas mit 300 *D. filaria*-Larven führte bereits vor Präpatenzende zu starken Krankheitssymptomen und zum Tod des Tieres (Guerrero et al., 1970e). Einzelne natürlicherweise mit *D. viviparus* infizierte Lamas zeigten vorübergehend geringgradige respiratorische Symptome (Kowalik et al., 1998).

### 2.3 ANTHELMINTHIKA IM EINSATZ BEI NEUWELTKAMELIDEN

Neuweltkameliden gehören zu den sogenannten „minor species“, für die relativ wenige Erkenntnisse über die Wirksamkeit von Antiparasitika und anderen Arzneimitteln zur Verfügung stehen.

Gastrointestinalnematoden: Gegen Infektionen von Neuweltkameliden mit Magen-Darmrundwürmern werden Anthelminthika aus unterschiedlichen Wirkstoffgruppen empfohlen. Von einigen dieser Arzneimittel wurde die Wirksamkeit im „kontrollierten Test“ (Vergleich der Wurbürden bei behandelten und unbehandelten Tieren nach deren Sektion) oder mittels koproskopischer Untersuchungen (Vergleich der Eiausscheidung vor und nach der Medikation) geprüft. In Tabelle 6 werden nematodizide Anthelminthika gelistet, die in Mitteleuropa für andere Tierarten zugelassen und verfügbar sind und für die Wirksamkeitsdaten vorliegen.

**Fenbendazol**, als Pastenformulierung in der für Schafe empfohlenen Dosis von 5 mg/kg Körpermasse (KM) oral verabreicht, reduzierte bei Lamas die fäkale Ausscheidung von *Nematodirus*-, *Trichuris*- und *Strongyloides*-Eiern eine Woche nach Medikation um 95 % (Beier et al., 2000). Gegen *Trichuris*-Befall werden 15 mg Fenbendazol/kg KM empfohlen (Fowler, 1998).

Die orale Applikation von **Oxfendazol** in der für Schafe empfohlenen Dosis (5 mg/kg KM) resultierte bei Alpakas im kontrollierten Test in einer

annähernd vollständigen Reduktion (99–100 %) des Befalls mit Adultstadien von *O. ostertagi*, *Teladorsagia circumcincta*, *Trichostrongylus axei*, *C. oncophora*, *N. lamae* sowie *L. chavezii* (Alva et al., 1980).

**Tabelle 6:** Bei Neuweltkameliden gegen Gastrointestinalnematoden geprüfte und eingesetzte Anthelminthika (Auswahl).

Wirkstoff	Dosis (mg/kg KM)	Applikation	Referenzen
<u>Benzimidazole:</u>			
Fenbendazol	1 x 5	oral	Beier et al. (2000)
Oxfendazol	1 x 5	oral	Alva et al. (1980)
<u>Imidazothiazole:</u>			
Levamisol	1 x 5–8	?	Vargas et al. (1972), Guerrero et al. (1973a, 1974)
<u>Makrozyklische Laktone:</u>			
Ivermectin	1 x 0,2–0,4	oral / s.c.	Guerrero et al. (1983), Geurden u. Van Hemelrijk (2005)
Moxidectin	1 x 0,2	s.c.	Alva u. Franco (1992)

**Albendazol** (10 mg/kg KM) wird als ein weiteres zur Benzimidazolgruppe gehörendes Anthelminthikum empfohlen, wobei die Indikation bei Neuweltkameliden Nematoden-, *Moniezia*- und/oder *Fasciola*-Befall umfassen soll (Fowler, 1998). Allerdings fehlt publiziertes Erkenntnismaterial zur anthelminthischen Wirksamkeit bei Neuweltkameliden.

**Levamisol**, in einer Dosis von 5–8 mg/kg KM verabreicht (Angabe der Applikationsroute fehlend), erwies sich im kontrollierten Test gegen Adultstadien von *L. chavezii* und *Cooperia* spp. als hochwirksam (99–100 %), gegen *N. lamae*, *G. aucheniae* und *S. peruvians* als gut wirksam (> 90 %) (Vargas et al., 1972; Guerrero et al., 1973a, 1974).

**Ivermectin**, in einer Dosis ab 0,2 mg/kg KM subkutan verabreicht, war in kontrollierten Tests bei Alpakas zu 95–100 % gegen Adultstadien von

*L. chavezii*, *S. peruvians*, *Ostertagia* spp., *T. axei*, *C. oncophora* und *Nematodirus* spp. wirksam (Guerrero et al., 1983). In Feldstudien wurde mit dieser Dosis die Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern für wenigstens 3 Wochen unterdrückt (Alva und Franco, 1992; Santiago und Montes, 1999; Geurden und Van Hemelrijk, 2005). Vorliegende Daten zur Pharmakokinetik von Ivermectin bei Lamas belegen, dass die Bioverfügbarkeit des Wirkstoffs nach oraler Gabe deutlich geringer ist als nach Aufguss-Applikation oder subkutaner Injektion (Jarvinen et al., 2002).

**Moxidectin**, als Injektionsformulierung in einer Dosis von 0,2 mg/kg KM bei Alpakas appliziert, verringerte die fäkale Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern für 15–30 Tagen vollständig (Alva und Franco, 1992). Pharmakokinetische Untersuchungen zeigten, dass Moxidectin bei Lamas oder Alpakas nach Aufguss-Applikation – anders als beim Rind – nur geringgradig resorbiert wird (Hunter et al., 2004a).

In der jüngeren Vergangenheit wurden bei Neuweltkameliden – wie zuvor schon bei kleinen Wiederkäuern (Übersicht siehe: Bauer, 2004) – Trichostrongyldenpopulationen mit einer **Resistenz** gegen Benzimidazole nachgewiesen (Cheney und Allen, 1989; Hertzberg, 2002). In der Schweiz waren benzimidazolresistente Trichostrongylden (die beteiligten Arten wurden nicht genannt) in 7 (29 %) von 24 Lama-Alpakaherden vorhanden (Hertzberg, 2002).

Lungenwürmer: Über die Wirksamkeit der oben genannten Anthelminthika oder anderer Nematodizide gegen *Dictyoaculus* spp. liegen bislang keine Daten vor.

Bandwürmer: Gegen *Moniezia* spp. wird **Praziquantel** oral oder subkutan in einer Dosis von 2,5–10 mg/kg KM verabreicht empfohlen (Fowler, 1998), doch fehlen hierzu bislang Wirksamkeitsnachweise.

Leberegel: Gegen jugendliche und adulte *Fasciola hepatica* erwies sich **Triclabendazol**, mit 10–15 mg/kg KM oral appliziert, als gut wirksam (Puente, 1997; Gunsser et al., 1999). Gegen adulte *Dicrocoelium dendriticum* war **Praziquantel** in einer Dosis von 50 mg/kg KM in Einzelfällen erfolgreich (Wenker et al., 1998; Gunsser et al., 1999).

### 3 MATERIAL UND METHODEN

#### 3.1 UNTERSUCHUNGEN ZUM NACHWEIS VON *EIMERIA MACUSANIENSIS*-OOZYSTEN

##### 3.1.1 Vergleich von zwei quantitativen Methoden

Zum Nachweis von Nematodeneiern und Eimerienoozysten in Kotproben werden in der Regel Flotationsverfahren, häufig mit gesättigter NaCl-Lösung (spez. Gewicht:  $\approx 1,2$ ), durchgeführt (Rommel, 2000). Damit werden jedoch spezifisch schwerere Parasitenstadien, beispielsweise *E. macusaniensis*-Oozysten, nicht sicher angereichert; zu deren Nachweis werden stattdessen Sedimentationsverfahren empfohlen (Kutzer, 1969), die wiederum zum Nachweis von Nematodeneiern und Oozysten anderer Eimerienarten nicht geeignet sind. Ziel war es, ein Flotationsverfahren (modifiziertes McMaster-Verfahren) hinsichtlich seiner Eignung für den quantitativen Nachweis von *E. macusaniensis*-Oozysten mit einem dafür etablierten Sedimentationsverfahren vergleichend zu prüfen. Dies erfolgte an insgesamt 40 Kotproben von zwei experimentell mit *E. macusaniensis* infizierten Lamafohlen. Die Methoden wurden wie folgt durchgeführt:

- **Modifiziertes McMaster-Verfahren:** Dies wurde mit 4 g Kot unter Verwendung einer **konzentrierter Zuckerlösung** (spez. Gewicht: 1,3) als Flotationsflüssigkeit und Zählkammern von MSD-Agvet durchgeführt (Bauer, 1990); die untere Nachweisgrenze dieser Methode beträgt 50 OpG. Für den Methodenvergleich wurden 7 Einzelansätze jeder Probe untersucht; der Mittelwert dieser Wiederholungen ergab den für den Methodenvergleich herangezogenen OpG-Wert.
- **Quantitatives Sedimentationsverfahren** (nach Boray und Pearson, 1960): 10 g Kot wurden abgewogen, in Wasser zerkleinert, durch ein Sieb mit 250  $\mu\text{m}$  Maschenweite in einen Sedimentationskelch (250 ml, Spitzboden) gesiebt. Nach 3 Minuten Standzeit wurde der Überstand abgegossen und das Gefäß mit Wasser wieder aufgefüllt; dieser Vorgang erfolgte dreimal. Nach Resuspendieren des Sediments in 40 ml Wasser wurden 4 ml mittels einer Pipette genommen und in eine Plexiglas-

Zählkammer nach Bunke (1983) überführt; die Oozysten-zählung erfolgte bei Lupenvergrößerung. Die Anzahl der Oozysten pro Gramm Kot (OpG) errechnete sich durch Multiplikation der gefundenen Oozysten-zahl mit 10.

Der Zusammenhang zwischen den in beiden Methoden ermittelten OpG-Werten wurde mit der Korrelationsanalyse sowie der Bland-Altman-Analyse auf statistische Signifikanz unter Verwendung des Statistikprogramms BIAS geprüft (Ackermann, 2002).

### 3.1.2 Prüfung der relativen Genauigkeit der Oozysten-zählung

Für die Zählung von Nematodeneiern oder *Eimeria*-Oozysten in einer Kotprobe ist das Ergebnis nach unten durch den Wert 0 begrenzt, während nach oben theoretisch keine Grenze existiert. In solchen Fällen trifft in guter Näherung häufig die Poisson-Verteilung als Verteilungstyp zu. In der Poisson-Verteilung nimmt die relative Breite des Zufallsstrebereichs mit zunehmenden OpG-Wert ab, so dass die relative Genauigkeit des Zähl-ergebnisses mit zunehmendem OpG-Wert ansteigt. Dies wurde unter anderem für *Eimeria*-Arten des Rindes belegt (Failing et al., 1995) und sollte hier für die Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten geprüft werden.

Um die Erhöhung der Befundgenauigkeit durch wiederholte Oozysten-zählungen abzuschätzen, wurden 207 Kotproben von 6 experimentell mit *E. macusaniensis* infizierten Lamafohlen jeweils siebenmal mit dem modifizierten McMaster-Verfahren (Kap. 3.1.1) untersucht.

Die Datenauswertung erfolgte an der AG Biomathematik und Datenverarbeitung der Justus-Liebig-Universität Gießen unter Verwendung des Statistik-Programmpakets BMDP Statistical Software (Dixon, 1993). Dazu erfolgte eine Gegenüberstellung von arithmetischen Mittelwerten ( $\bar{x}$ ) und Stichprobenvarianzen ( $s^2$ ) aus je 7 Zählungswiederholungen im Korrelationsdiagramm (bei der Poisson-Verteilung streuen diese Werte zufällig um die Winkelhalbierende). Anschließend wurde mit Hilfe des Wilcoxon-Tests geprüft, ob  $\log_{10}(\bar{x})$  und  $\log_{10}(s^2)$  im statistischen Mittel übereinstimmen (dies ist ein weiteres Merkmal der Poisson-Verteilung).

## 3.2 LONGITUDINALSTUDIE

Ziel der Verlaufsstudie war es, in einem Neuweltkamelidenbetrieb das Spektrum der vorkommenden Endoparasiten sowie den altersabhängigen und saisonalen Verlauf von Endoparasitosen zu bestimmen.

### 3.2.1 Versuchsbestand und Versuchsgruppen

Die Durchführung der Longitudinalstudie erfolgte in einem südhessischen Betrieb nahe Eltville am Rhein mit etwa 120 Lamas und Alpakas. Die Tiere waren mehrheitlich auf dem Betrieb geboren worden; etwa 30 Tiere stammten als Importe aus Chile, Argentinien, den Niederlanden oder der Schweiz. Hauptzweck der Neuweltkamelidenhaltung auf dem Betrieb ist die Zucht; die Wollproduktion spielt eine geringere Rolle. Für die ganzjährige Tagesweidehaltung stehen Weideflächen mit insgesamt 14 ha zur Verfügung. Diese seit etwa 10 Jahren nur von Neuweltkameliden beweidete Gesamtfläche ist in kleinere Parzellen aufgeteilt, was eine Wechselnutzung ermöglicht; jede Parzelle wird mindestens einmal im Jahr beweidet. Im Stall werden zusätzlich Heu und Kraffutter angeboten. Maßnahmen der Gesundheitsvorbeuge der Tiere sind regelmäßige Vakzinationen gegen Clostridien sowie üblicherweise zweimal jährlich Entwurmungen. Die letzte Medikation erfolgte etwa 3 Monate vor Studienbeginn mit Moxidectin (Cydectin® pour on, Fort Dodge).

Während des einjährigen Untersuchungszeitraums war die Herde des Bestands in folgende Gruppen aufgeteilt (Tab. 7):

- erste Stutengruppe (Gruppen 1A und 1B) mit betriebsnahem Laufstall und umliegenden Weiden;
- Junghengste (Gruppen 2A und 2B) mit betriebsnahem Laufstall und umliegenden Weiden;
- zweite Stutengruppe (Gruppe 3) mit eigenem Stallgebäude (ca. 10 km vom Hauptbetrieb entfernt) und angrenzenden Weiden;
- Fohlengruppe (Gruppe 4), die aus den Fohlen der ersten Stutengruppe gebildet wurde.

Die Gruppen 1 und 2 wurden in je zwei Untergruppen unterteilt, von denen die eine im Untersuchungszeitraum keiner antiparasitären Medikation

unterlag, die andere aber 6 Monate nach Studienbeginn mit Doramectin (Dectomax®, Pfizer) behandelt wurde (Weiteres siehe Kapitel 3.4.1).

**Tabelle 7:** Versuchsgruppen.

Gruppe		Tierzahl	Untersuchungszeitraum	Doramectin-Medikation in 3/2001 (6 Monate nach Studienbeginn)
1A	Stuten	15	10/2000 – 9/2001 (12 Monate)	-
1B	Stuten	20	10/2000 – 9/2001 (12 Monate)	+
2A	Junghengste	10	10/2000 – 9/2001 (12 Monate)	-
2B	Junghengste	15	10/2000 – 9/2001 (12 Monate)	+
3	Stuten	20	10/2000 – 3/2001 (6 Monate)	-
4	Fohlen	20	10/2000 – 9/2001 (12 Monate)	+

### 3.2.2 Untersuchungszeitraum und Probennahmen

Die Tiere der Versuchsgruppen 1, 2 und 4 wurden über 1 Jahr (Oktober 2000 bis September 2001), jene der Versuchsgruppe 3 über 6 Monate (Oktober bis März) in monatlichen Abständen beprobt. Zusätzlich wurden 10 Fohlen, die im Studienverlauf zur Welt kamen, von der 1. bis zur 6. Lebenswoche einmal wöchentlich beprobt.

Kotproben wurden jeweils rektal entnommen, gekühlt oder noch am gleichen Tag untersucht. Ein bohnen großes Stück der in den ersten 6 Lebenswochen gewonnenen Fohlenkotproben wurde noch körperwarm in SAF-Lösung (Marti und Escher, 1990) fixiert.

Zusätzlich erfolgten bei 5 während der Verlaufsstudie verendeten bzw. geschlachteten adulten Lamas helminthologische Sektionen zur Bestimmung der Wurbelbürde des Gastrointestinaltrakts.

### 3.2.3 Untersuchungsmethoden

Zu jeder Probennahme erfolgte eine **adspektorische Allgemeinuntersuchung** der Tiere, wobei insbesondere auf Durchfall und respiratorische Symptome geachtet wurde; bei klinisch auffälligen Tieren wurde die rektale Körpertemperatur gemessen.

Zum Nachweis von Nematodeneiern und Eimerienoozysten wurde das modifizierte **McMaster-Verfahren** durchgeführt (Kap. 3.1.1); die untere Nachweisgrenze betrug 50 Eier bzw. Oozysten pro Gramm Kot (EpG bzw. OpG). Die Speziesdifferenzierung der *Eimeria*-Oozysten folgte den Angaben von Yakimoff (1934), Guerrero (1967), Guerrero et al. (1971) sowie Leguía und Casas (1999); für die Auswertung wurden Oozysten von *E. alpaca* und *E. punoensis* aufgrund ihrer ähnlichen Morphologie gemeinsam erfasst.

An jedem Untersuchungstermin wurden Strongylidendrittlarven in **Gruppenkotkulturen** gezüchtet und, sofern verfügbar, 100 Larven nach Gattung bestimmt (Eckert, 1960; Bürger und Stoye, 1968).

Im **Trichterauswanderverfahren** wurden 10 g einer jeden Kotprobe noch am Entnahmetag angesetzt und der Ansatz etwa 12 h später auf *Dictyocaulus*-Larven untersucht (Bauer, 1990).

Der Nachweis von *Cryptosporidium*-Oozysten in Fohlenkotproben aus den ersten 6 Lebenswochen erfolgte mit dem **karbolfuchsin-gefärbten Kotasstrich** (Heine, 1982); der meist trockene Kot wurde zuvor mit einem Wassertropfen angefeuchtet.

Die in SAF-Lösung fixierten Fohlenkotproben aus den ersten 6 Lebenswochen wurden mit dem **SAF-Konzentrationsverfahren** (Marti und Escher, 1990) aufbereitet und jeweils drei Tropfen des Sediments bei 400facher Vergrößerung qualitativ auf *Giardia*- und Amöbenzysten sowie andere parasitäre Gebilde untersucht.

Die **helminthologische Sektion** folgte prinzipiell den für Wiederkäuer gegebenen Empfehlungen (Wood et al., 1995). Die in Inhaltsproben vom 3. Magen-Kompartiment sowie von Dünn- und Dickdarm gefundenen Helminthenstadien wurden gezählt und differenziert (Barth und Visser, 1991).

Eine Aufbereitung der Magen- und Dammukosa zum Nachweis von Strongylidenlarven erfolgte nicht.

### **3.2.4 Statistische Auswertung**

Datenhaltung und -auswertung erfolgten in Zusammenarbeit mit der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen unter Verwendung des Statistik-Programmpakets BMDP (Dixon, 1993). Zur Datenbeschreibung wurden pro Gruppe und Untersuchungstermin Stichprobenumfänge (n) und Befallshäufigkeiten (in %) angegeben sowie für EpG- und OpG-Werte aufgrund ihrer schiefen Verteilung nach vorheriger logarithmischer Transformation ( $\log_{10} x + 1$ ) die geometrischen Mittelwerte berechnet.

Die Versuchsgruppen 1 und 2 bestanden zu annähernd gleichen Anteilen aus Lamas und Alpakas. Hier erfolgte eine Signifikanzprüfung der Unterschiede in der Oozysten- und Eiausscheidung zwischen den Gruppen und beiden Wirttierarten sowie des Zeiteinflusses mittels der mehrfaktoriellen Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (Programm BMDP5V). Unterschiede mit  $p < 0,05$  wurden als statistisch signifikant angesehen. Die Berechnungen bezogen sich nur auf den sechsmonatigen Zeitraum (Oktober bis März) vor den anthelminthischen Behandlungen.

## **3.3        UNTERSUCHUNGEN ZUR BIOLOGIE VON *EIMERIA* *MACUSANIENSIS***

Nach experimenteller Erst- und Reinfektion von Lamas wurden Präpatenz, Patenz und das Reproduktionspotential von *E. macusaniensis* sowie klinische Auswirkungen der Infektion bestimmt. Außerdem wurden bei unterschiedlichen Inkubationsbedingungen die Sporulationszeiten der Oozysten ermittelt.

### **3.3.1       Ermittlung von Kenndaten zur endogenen Entwicklung**

#### **3.3.1.1    Infektionsmaterial**

Zur Gewinnung von *E. macusaniensis*-Oozysten wurde Oozysten enthaltender Lamakot in Leitungswasser suspendiert, über Siebe mit

250 µm, 150 µm und 50 µm Maschenweite gewaschen. Dabei wurden die Oozysten im Sieb mit 50 µm Maschenweite aufgefangen. Die gewonnene Oozystensuspension wurde mit 4 % Kaliumdichromatlösung (Merck AG Darmstadt, Nr. 104862) im Verhältnis 1:1 gemischt und in Petrischalen (Durchmesser 19 cm) überführt, wobei die Höhe des Flüssigkeitspegels etwa 2 cm betrug. Die Petrischalen wurden unverdeckelt bei Zimmertemperatur ( $\pm 20$  °C) gelagert und die Flüssigkeit täglich durch Einblasen von Luft mittels einer Pipette belüftet. Jeden zweiten Tag wurden einige Tropfen der Suspension untersucht, um den Sporulationsverlauf zu verfolgen. Nach 21 Tagen waren 90 % der Oozysten sporuliert, und die Suspension wurde daraufhin im Kühlschrank (4–5 °C) bis zum Gebrauch gelagert. Vor der Infektion wurde das Kaliumdichromat durch wiederholte Sedimentationsvorgänge ausgewaschen. Dann wurde siebenmal in je 500 µl der Suspension die darin enthaltene Oozystenanzahl bestimmt und schließlich das für die entsprechende Infektionsdosis zu verabreichende Flüssigkeitsvolumen ermittelt.

Für die Erstinfektionen der Versuchstiere 1–4 wurde eine Oozystencharge verwendet, die aus Kotproben mehrerer, natürlich mit *E. macusaniensis* monoinfizierter Lamas und Alpakas aus zwei Betrieben hergestellt worden war. Für die Infektion der Versuchstiere 5 und 6 sowie die Reinfektionen wurden Oozystenchargen benutzt, die aus dem Kot der experimentell infizierten Versuchstiere 1–4 hergestellt worden waren.

### 3.3.1.2 Versuchstiere

Für die Infektionsversuche<sup>1</sup> standen 2 weibliche und 4 männliche Lamafohlen (Alter siehe Tab. 8) zur Verfügung. Die Haltung von Fohlen und Muttertieren erfolgte separiert von anderen Neuweltkameliden gemeinsam in einem Offenstall mit Weideauslauf, der zuvor nicht von Neuweltkameliden genutzt worden war.

Die Fohlen wurden vom Tag ihrer Geburt bis zum jeweiligen Erstinfektionstag an jedem zweiten Tag, danach einmal täglich klinisch untersucht.

---

<sup>1</sup> Anzeigepflichtiger Tierversuch gemäß § 10a in Verbindung mit § 8 Abs. 7 Nr. 2 sowie § 10 Tierschutzgesetz in der Fassung vom 12.4.2001 (RP Gießen, Gz. II25.3-19c20/15c GI 18/10).

Parasitologische Kotuntersuchungen erfolgten in den ersten vier Lebenswochen an jedem zweiten Tag und danach einmal täglich. Die Mutterstuten wurden in den Wochen vor der Infektion sowie von der Geburt ihres Fohlens bis zum Ende des Infektionsversuchs an jedem zweiten Tag untersucht.

Patente Infektionen mit *E. macusaniensis* wurden bei den Muttertieren vor der Geburt und danach nicht festgestellt, und auch die Fohlen schieden keine Oozysten aus, wie die regelmäßigen Kotuntersuchungen dokumentierten.

### 3.3.1.3 Infektionsplan

Fünf Lamafohlen wurden in Abhängigkeit ihrer Verfügbarkeit in der 4.–8. Lebenswoche jeweils mit 1 x 20.000 sporulierten *E. macusaniensis*-Oozysten, das sechste Fohlen in der 10. Lebenswoche mit 1 x 100.000 Oozysten erstmals oral infiziert. Reinfektionen 2–3 Wochen nach Ende der Patenz erfolgten bei zwei Fohlen mit je 1 x 20.000 Oozysten in der 18. Lebenswoche und mit je 1 x 50.000 Oozysten bei zwei weiteren Fohlen in der 20. Lebenswoche (Tab. 8).

**Tabelle 8:** Alter und Infektionsdosis der Lamafohlen bei Erst- und Reinfektion mit *E. macusaniensis*.

Fohlen Nr.	Erstinfektion		Reinfektion	
	Alter <sup>1)</sup>	Infektionsdosis <sup>2)</sup>	Alter	Infektionsdosis
1	5	20.000	18	20.000
2	4	20.000	18	20.000
3	8	20.000	20	50.000
4	7	20.000	20	50.000
5	4	20.000	-	-
6	10	100.000	-	-

<sup>1)</sup> Lebenswoche.

<sup>2)</sup> Anzahl sporulierter *E. macusaniensis*-Oozysten.

#### 3.3.1.4 Untersuchungsmethoden

Die **klinischen Untersuchungen** erfolgten adspektorisch (Verhalten, Haltung, Futter- und Wasseraufnahme, Kotabsatzverhalten) sowie durch Bestimmung von Puls- und Atmungsfrequenz und Rektaltemperatur. Kotproben wurden makroskopisch hinsichtlich Konsistenz und Farbe beurteilt; bei auffälligen Abweichungen wurden bakteriologische Untersuchungen im Institut für Hygiene und Infektionskrankheiten der Tiere, Justus-Liebig-Universität Gießen durchgeführt.

Parasitologische **Kotuntersuchungen** bei Muttertieren und Fohlen vor der Infektion erfolgten mit dem modifizierten McMaster-Verfahren (Kap. 3.1.1). Nach der Infektion wurden die Fohlenkotproben täglich in je zwei Ansätzen mit dem Sedimentationsverfahren (Kap. 3.1.1) qualitativ bis zum Beginn der Patenz untersucht. Mit Beginn der Patenz wurden der gesamte Tageskot eines jeden Fohlens mit einem sogenannten McMaster-Kotauffangsack gesammelt, die jeweilige Tageskotmenge gewogen, gut vermischt und schließlich in 7 Stichproben die Oozystenausscheidung mit dem modifizierten McMasterverfahren (Kap. 3.1.1) bestimmt. Durch Multiplikation des mittleren OpG-Werts mit dem Gewicht des jeweiligen Tageskots ließ sich Oozystenausscheidung je Tag berechnen. Ab dem 16. Patenztage wurde der gesamte Tageskot nur noch an jeden zweiten Tag gesammelt und wie beschrieben aufbereitet.

#### 3.3.2 Oozystenmorphologie und Ermittlung von Kenndaten zur exogenen Entwicklung

Die Größe von 100 *E. macusaniensis*-Oozysten aus zwei Chargen wurden mit einem kalibrierten Okulamikrometer (Fa. Leitz) gemäß der Empfehlungen von Duszynski und Wilber (1997) bestimmt.

Zur Ermittlung der Sporulationszeiten wurden Oozysten aus mehreren rektal entnommenen Kotproben von experimentell mit *E. macusaniensis* infizierten Lamas wie in Kapitel 3.3.1.1 beschrieben isoliert. Die Oozystensuspension (versetzt mit Kaliumdichromatlösung, Endkonzentration 2 %) wurde in Petrischalen (Höhe des Flüssigkeitspegels 1 cm) überführt. Jeweils zwei unverdeckelte Petrischalen wurden bei einer konstanten Temperatur von

7 °C, 18–19 °C, 25 °C oder 30 °C oder aber 14 Tage bei 6–7 °C und anschließend bei 22–26 °C gelagert. Täglich erfolgte durch Einblasen von Luft mittels einer Pipette ein Belüften der Flüssigkeit; bei Bedarf wurde 2 % Kaliumdichromatlösung bis zum Erreichen der 1 cm-Marke nachgefüllt. An jedem 2. Tag nach Ansatz wurden aus jeder Petrischale mehrere Tropfen mittels Pasteurpipette entnommen und der Prozentsatz sporulierter Oozysten an jeweils 50 Oozysten bei 40–100facher Vergrößerung bestimmt. Zur genauen Beurteilung ihres Inhalts wurden Oozysten durch Druck auf das Deckgläschen zum Platzen gebracht. Die Einteilung der Oozysten erfolgte in Anlehnung an Vetterling (1968) in drei Kategorien: (i) Oozysten mit Sporont, (ii) Oozysten mit einem sich auflösenden Sporont oder immaturren Sporoblasten, (iii) vollständig sporulierte Oozysten mit reifen Sporozoiten.

### 3.4 PRÜFUNG DER ANTHELMINTHISCHEN WIRKSAMKEIT VON DORAMECTIN UND MOXIDECTIN

Ziel war es, die anthelmintische Wirksamkeit von Moxidectin in unterschiedlicher Applikationsform sowie von Doramectin nach Injektion in zwei Dosierungen bei natürlich infizierten Lamas und Alpakas zu prüfen. Gesetzliche Grundlage für die Umwidmung der in Deutschland für Rinder zugelassenen Präparate und deren Anwendung bei Neuweltkameliden war §56a Absatz 2 Arzneimittelgesetz („Therapienotstand“).

#### 3.4.1 Versuchsgruppen

Die Wirksamkeit von Doramectin und Moxidectin gegen Magen-Darm-Strongyliden (exkl. *Nematodirus*) und *D. viviparus* wurde bei Lamas und Alpakas des in Kapitel 3.2.1 genannten Betriebs in drei Therapieversuchen geprüft:

- **Therapieversuch 1:** Ende Juni 2000 (vor der in Kapitel 3.2 genannten Verlaufsstudie) wurden 45 Stuten und Junghengste mit 0,4 mg/kg Körpermasse (KM) **Moxidectin** (Cydectin® pour on, 0,5 %ige Lösung, Fort Dodge) im **Aufgussverfahren** medikiert. Eine Kontrollgruppe stand nicht zur Verfügung.

- **Therapieversuch 2:** Ende März 2001 (während der in Kapitel 3.2 genannten Verlaufsstudie) wurden die Tiere der Gruppen 1 und 2 nach dem Zufallsprinzip in jeweils 3 Untergruppen zu je 20 Tieren verteilt (nach dem Schema: D-1, D-2, K, D-1, D-2, K,...). Zwei Untergruppen (im Kapitel 3.2.1 als Gruppe „1B“ bzw. „2B“ bezeichnet) wurden mit **Doramectin** (Dectomax<sup>®</sup>, 1 %ige Lösung, Pfizer) in einer Dosis von **0,2 mg/kg KM** bzw. **0,4 mg/kg KM intramuskulär** medikiert. Die dritte Untergruppe blieb als Kontrolle unbehandelt.
- **Therapieversuch 3:** Im September 2001 (nach Ende der in Kapitel 3.2 genannten Verlaufsstudie) wurden 30 Tiere der Gruppe 1 mit **Moxidectin** (Cydectin<sup>®</sup>, 1 %ige Lösung, Fort Dodge) in einer Dosis von 0,2 mg/kg KM **subkutan** behandelt. Eine Kontrollgruppe stand nicht zur Verfügung.

Zur Ermittlung der Dosis wurde das individuelle Körpergewicht der Tiere mittels einer fahrbaren Viehwaage (Genauigkeit  $\pm 0,5$  kg) bestimmt.

### 3.4.2 Untersuchungsmethoden

Individualkotproben wurden rektal jeweils am Behandlungstag (Tag 0) sowie aus betriebstechnischen Gründen zu unterschiedlichen Zeitpunkten nach der Behandlung entnommen:

- Therapieversuch 1: 0 und 10 Tage post medicationem;
- Therapieversuch 2: 0, 21, 35, 49 und 80 Tage post medicationem;
- Therapieversuch 3: 0 und 14 Tage post medicationem.

Kotuntersuchungen erfolgten mit dem modifizierten McMaster-Verfahren zur quantitativen Bestimmung der Ausscheidung von Magen-Darmstrongylideneiern (exkl. *Nematodirus*-Eiern) (Kap. 3.1.1) und dem Trichterauswanderverfahren zum Nachweis von Lungenwumlarven (Kap. 3.2.3). Im Therapieversuch 2 wurden zusätzlich Strongylidendrittlarven in Gruppenkotkulturen angezüchtet und differenziert (Kap. 3.2.3).

### 3.4.3 Wirksamkeitsberechnung

Die anthelminthische Wirksamkeit wurde als Extensitätseffekt und als mittlere Eizahlreduktion angegeben. Der **Extensitätseffekt (EE)** beschreibt den Anteil der Tiere, bei dem die fäkale Ausscheidung von Nematodenstadien durch das Anthelminthikum vollständig gestoppt wurde. Seine Berechnung erfolgt mit der Formel:

$$EE(\%) = \left( \frac{N_n}{N_v} \right) \times 100$$

wobei  $N_v$  die Anzahl der Tiere mit koproskopisch nachgewiesenem Befall am Tag 0 und  $N_n$  die Anzahl der vom Befall befreiten Tiere am Tag 0+x (jeweiliger Tag nach Medikation) sind.

Im Eizahlreduktionstest wird die Höhe der Eiausscheidung vor Medikation mit jener nach Medikation verglichen. Die Berechnung der **mittleren Eizahlreduktion (MER)** erfolgt ohne oder – sofern vorhanden – auch mit Einbeziehen einer Kontrollgruppe nach folgenden Formeln:

Berechnung ohne Kontrollgruppe: 
$$MER1(\%) = \left( \frac{B_v - B_n}{B_v} \right) \times 100$$

Berechnung mit Kontrollgruppe: 
$$MER2(\%) = \left( 1 - \frac{B_n}{B_v} \times \frac{K_v}{K_n} \right) \times 100$$

wobei  $B_v$  und  $B_n$  die arithmetisch gemittelten EpG-Werte der behandelten Gruppe am Tag 0 bzw. Tag 0+x (jeweiliger Tag nach Medikation) sowie  $K_v$  und  $K_n$  die arithmetisch gemittelten EpG-Werte der Kontrollgruppe am Tag 0 bzw. Tag 0+x sind. In den Therapieversuchen wurden als zusätzliche Maße die Standardabweichung der mittleren Eiausscheidung sowie das 95 %-Konfidenzintervall der mittleren Eizahlreduktion nach der Methode von Gerwert et al. (2002) berechnet.

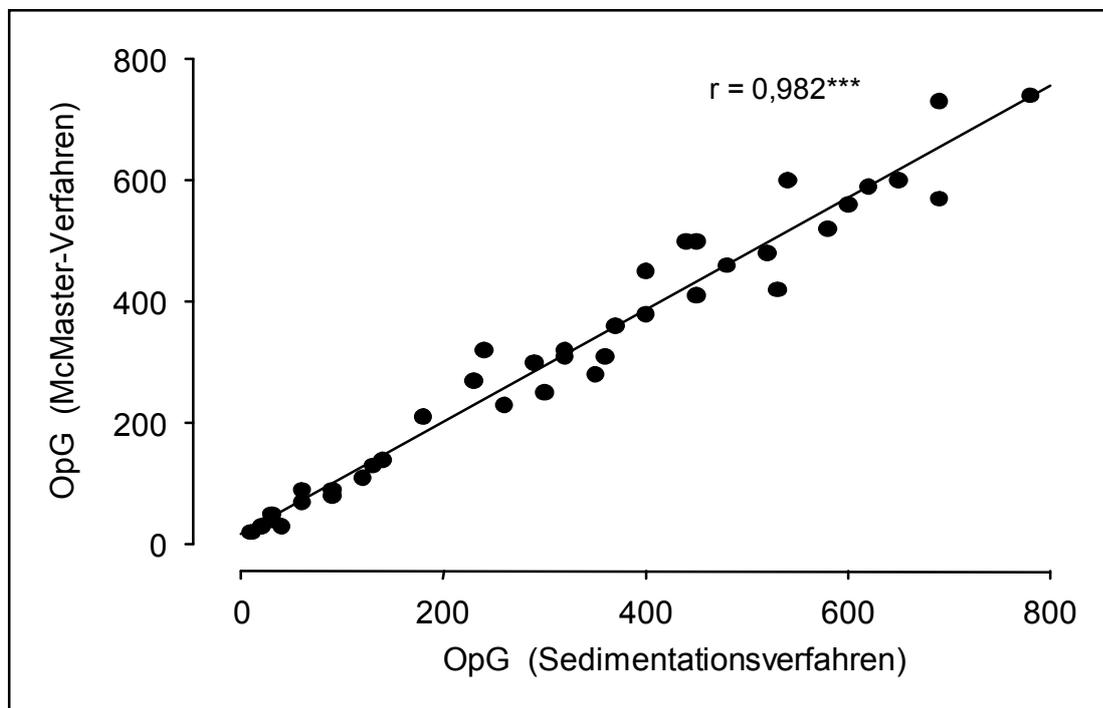
In die Wirksamkeitsberechnung wurden nur Tiere einbezogen, bei denen vor der Behandlung (Tag 0) Magen-Darm-Strongylideneier ( $\geq 50$  EpG) bzw. Lungenwurmlarven nachgewiesen worden waren; die jeweiligen Tierzahlen sind den diesbezüglichen Ergebnistabellen (Tab. 12–16) zu entnehmen.

## 4 ERGEBNISSE

### 4.1 UNTERSUCHUNGEN ZUM NACHWEIS VON *EIMERIA MACUSANIENSIS*-OOZYSTEN

#### 4.1.1 Vergleich von zwei quantitativen Methoden

Zwischen den OpG-Werten, die mit dem quantitativen Sedimentationsverfahren nach Boray und Pearson bzw. dem modifizierten McMaster-Verfahren ermittelt worden waren, bestand eine enge positive Korrelation ( $r = 0,982$ ;  $p < 0,001$ ) (Abb. 1). Die Bland-Altman-Analyse ergab, dass bei niedriger Ausscheidung die OpG-Werte aus dem Sedimentationsverfahren höher als jene aus dem McMaster-Verfahren waren, jedoch war die Differenz zwischen OpG-Werten aus beiden Methoden im Durchschnitt nicht signifikant mit der Höhe der OpG-Werte verbunden ( $p = 0,062$ ).



**Abbildung 1:** Korrelation zwischen der im McMaster-Verfahren (mit konzentrierter Zuckerlösung) und im quantitativen Sedimentationsverfahren (Boray und Pearson, 1960) jeweils ermittelten Anzahl von *E. macusaniensis*-Oozysten (OpG) in 40 Lamakotproben.

### 4.1.2 Prüfung der relativen Genauigkeit der Oozysten­zählung

Im Korrelationsdiagramm streuten die Mittelwerte und Stichprobenvarianzen der im modifizierten McMaster-Verfahren erhaltenen OpG-Werte um die Winkelhalbierende, wobei die Werte tendenziell unter der Winkelhalbierenden lagen. Die logarithmierten OpG-Werte stimmten im statistischen Mittel überein, wenn auch die Varianz kleiner ( $p < 0,0001$ ) war als unter der Poisson-Verteilung erwartet und der durchschnittliche Abstand der Mittelwerte 1,4-fach größer als der Abstand der Stichprobenvarianzen war. Insgesamt deuten die Ergebnisse aber daraufhin, dass bei der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten von einer Poisson-Verteilung als Verteilungstyp ausgegangen werden kann.

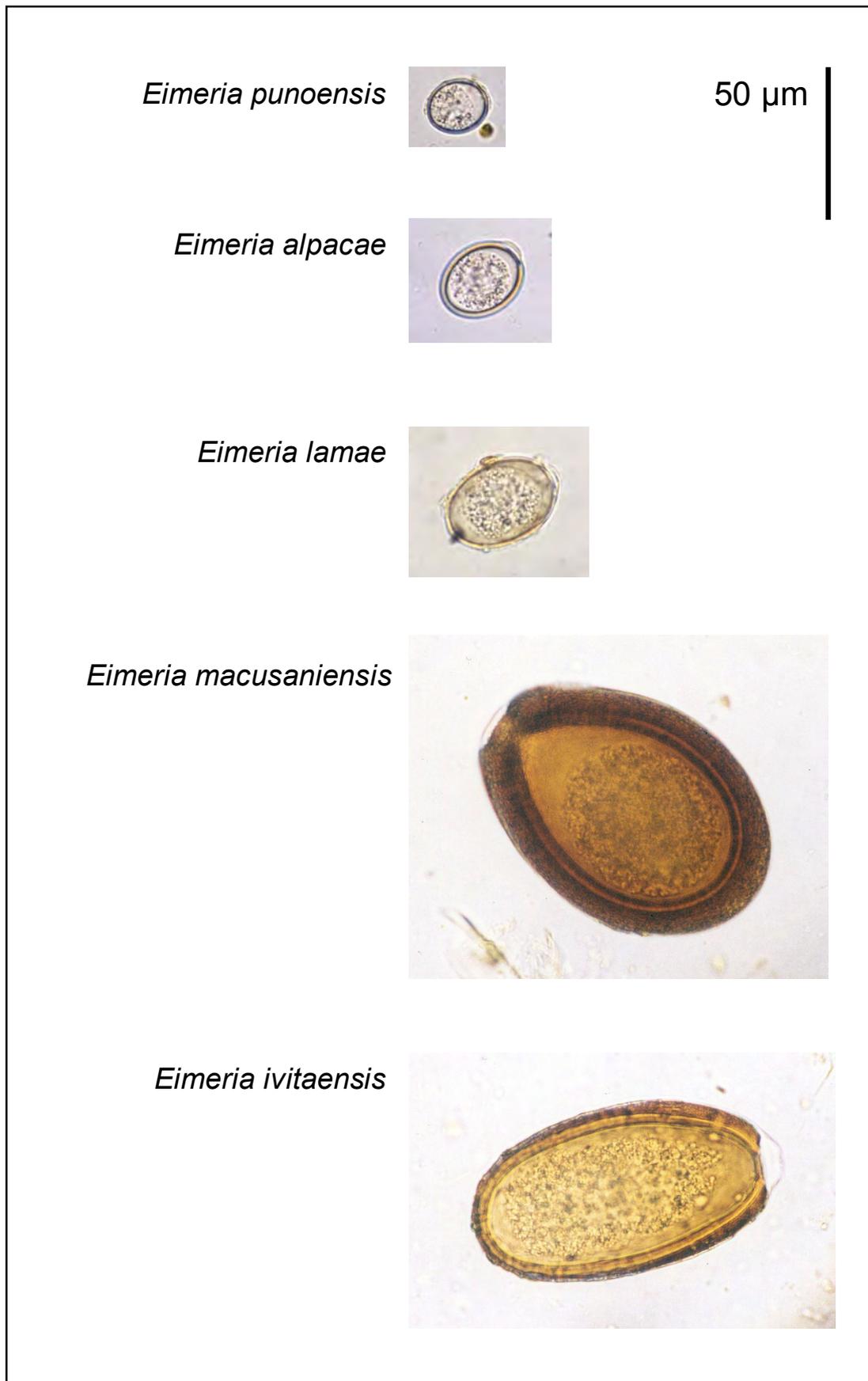
## 4.2 LONGITUDINALSTUDIE

### 4.2.1 Parasitenspektrum

Im einjährigen Untersuchungszeitraum traten patente Infektionen mit 5 *Eimeria*-Arten auf (Abb. 2). Oozysten von *E. alpaca*, *E. punoensis*, *E. lamae* und *E. macusaniensis* waren regelmäßig, jene von *E. ivitaensis* nur in einzelnen Kotproben nachzuweisen.

*Giardia*-Zysten wurden bei 2 von 10 der in den ersten 6 Lebenswochen mit dem SAF-Konzentrationsverfahren untersuchten Lamafohlen diagnostiziert. Bei einem Tier wurden Zysten nur einmal gefunden, beim anderen Tier dauerte die Zystenausscheidung von der 2.–6. Lebenswoche. Amöbenzysten oder *Cryptosporidium*-Oozysten ließen sich im SAF-Konzentrationsverfahren bzw. karbolfuchsin-gefärbten Kotasstrich in keiner Kotprobe nachweisen.

Eier von Magen-Darm-Strongyliden (Gattungen nach Larvendifferenzierung: *Ostertagia/Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Cooperia*) wurden in allen Gruppen und zu jedem Untersuchungszeitpunkt nachgewiesen. Eier von *Nematodirus* spp. (*N. helvetianus*-Typ, *N. battus*) und von *Trichuris* spp. wurden regelmäßig, aber vorwiegend im Kot von Jungtieren gefunden. Eier von *Strongyloides* sp. und *Capillaria* spp. waren vereinzelt nachzuweisen. Patente *Moniezia*- oder Trematodeninfektionen wurden niemals festgestellt.



**Abbildung 2:** Oozysten (unsporuliert) der bei Neuweltkameliden in Deutschland nachgewiesenen *Eimeria*-Arten (Fotos: C. Bauer).

Lungenwurmlarven wurden mit dem Trichterauswanderverfahren in allen Versuchsgruppen (Stuten, Junghengste, Fohlen) wiederholt nachgewiesen. Ihre Morphologie (etwa 400 µm lang, abgerundetes Vorderende ohne "Knopf", spitz auslaufendes Hinterende) wiesen sie als Larven von *Dictyocaulus viviparus* aus. Larven von *D. filaria* wurden nicht gefunden.

Die 5 im Februar-März seziierten, anthelminthisch nicht vorbehandelten adulten Lamas beherbergten im 3. Magen-Kompartiment, Dünn- und Dickdarm jeweils nur niedrige Wumbürden, wobei adulte Stadien von *Haemonchus contortus* sowie von Nematoden der Gattungen *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Cooperia*, *Nematodirus* und *Trichuris* differenziert wurden (Tab. 9).

**Tabelle 9:** Wumbürde im Magen-Darm-Trakt von 5 im Februar-März seziierten adulten Lamas.

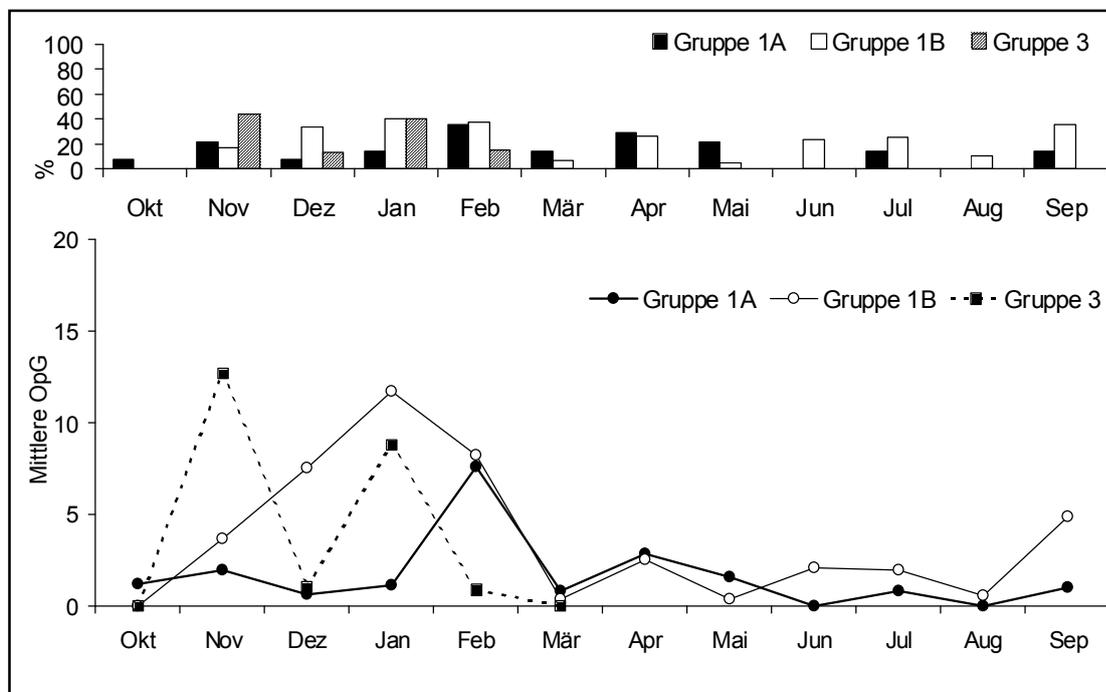
Organ	Nematodenart	Wurmzahl in Lama Nr.				
		1	2	3	4	5
3. Magen-Kompartiment	<i>Haemonchus contortus</i>	30	0	30	0	140
"	<i>Ostertagia</i> sp.	0	920	180	300	2900
Dünndarm	<i>Trichostrongylus</i> sp.	0	1030	180	300	2900
"	<i>Cooperia</i> sp.	0	110	0	150	0
"	<i>Nematodirus</i> sp.	200	760	100	0	0
Dickdarm	<i>Trichuris</i> sp.	250	550	0	0	60

#### 4.2.2 Saisonaler Verlauf des Befalls mit *Eimeria alpaca* und *E. punoensis*

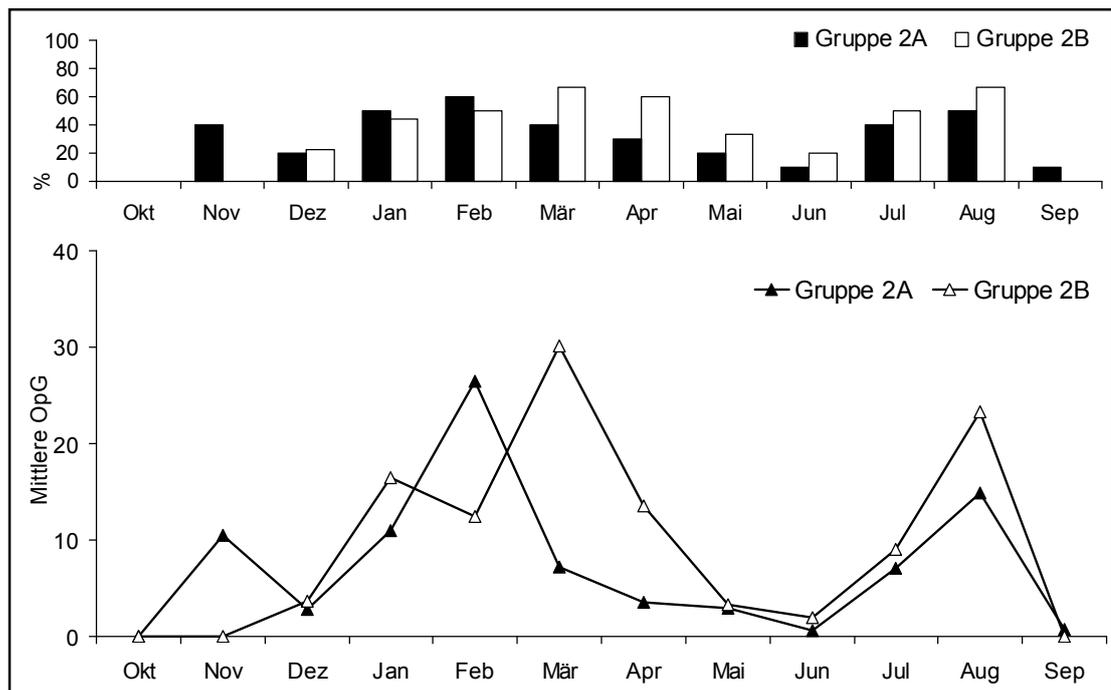
Die Arten *E. alpaca* und *E. punoensis* wurden wegen der morphologischen Ähnlichkeit ihrer Oozysten zusammen ausgewertet. Patente Infektionen waren in allen Versuchsgruppen über nahezu den gesamten Zeitraum, allerdings mit starken Schwankungen, festzustellen. Bei **Stuten** (Abb. 3) lagen die Maximalwerte der Prävalenz (40 %) und mittleren Intensität (8-12 OpG) in den Wintermonaten. Bei **Junghengsten** (Abb. 4) hatten Prävalenz und mittlere Intensität einen zweigipfligen Verlauf (Januar-April

und Spätsommer), wobei Maxima von 67 % bzw. 30 OpG erreicht wurden. Bei **Fohlen** (Abb. 5) variierte die Prävalenz zwischen 25 % und etwa 65 %. In dieser Gruppe war die mittlere Oozystenausscheidung im November mit 73 OpG am höchsten (individuelles Maximum: 55.000 OpG).

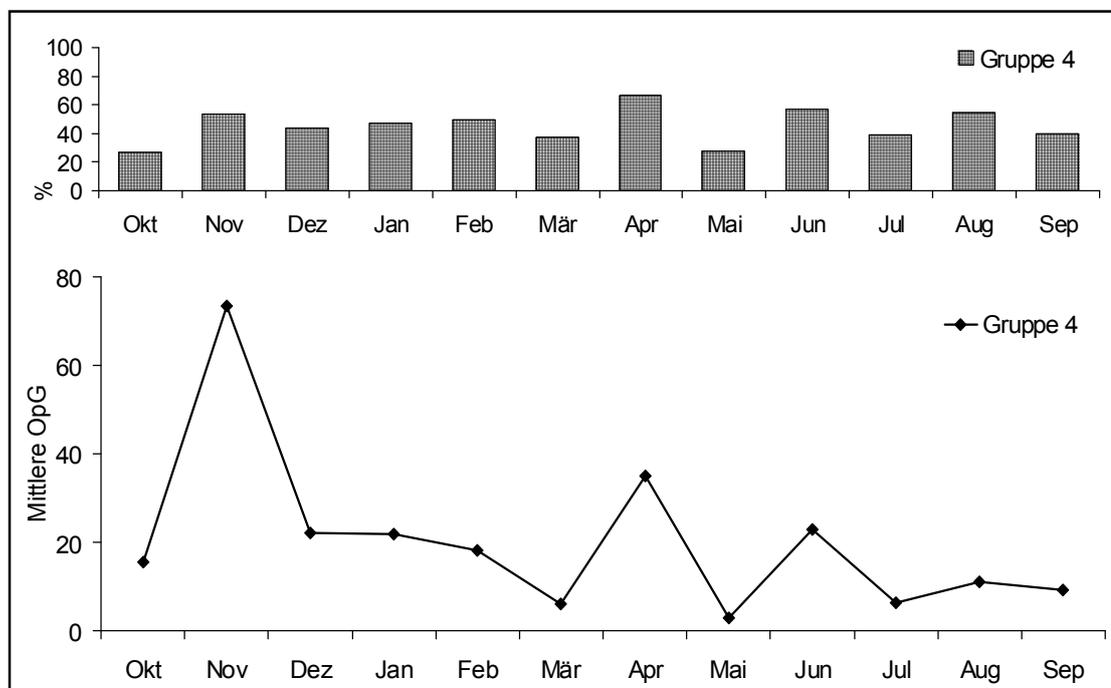
In den Gruppen 1 und 2, die zu annähernd gleichen Anteilen aus Lamas und Alpakas bestanden, schieden Lamas meist häufiger (Abb. 6) und auch mehr (Abb. 7) Oozysten von *E. alpaca*/*E. punoensis* aus als Alpakas. Die Ausscheidungsintensität war bei Lamas signifikant höher als bei Alpakas (mehrfaktorielle Varianzanalyse; Anhang 1).



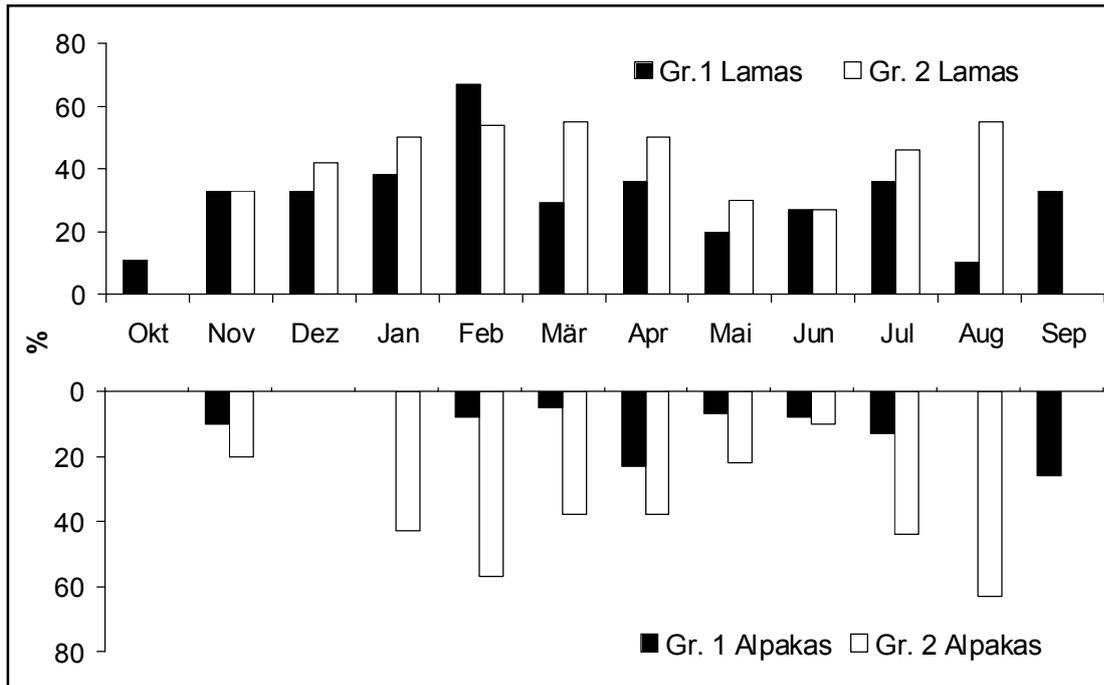
**Abbildung 3:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. alpaca*- und *E. punoensis*-Oozysten bei Stuten (3 Gruppen).



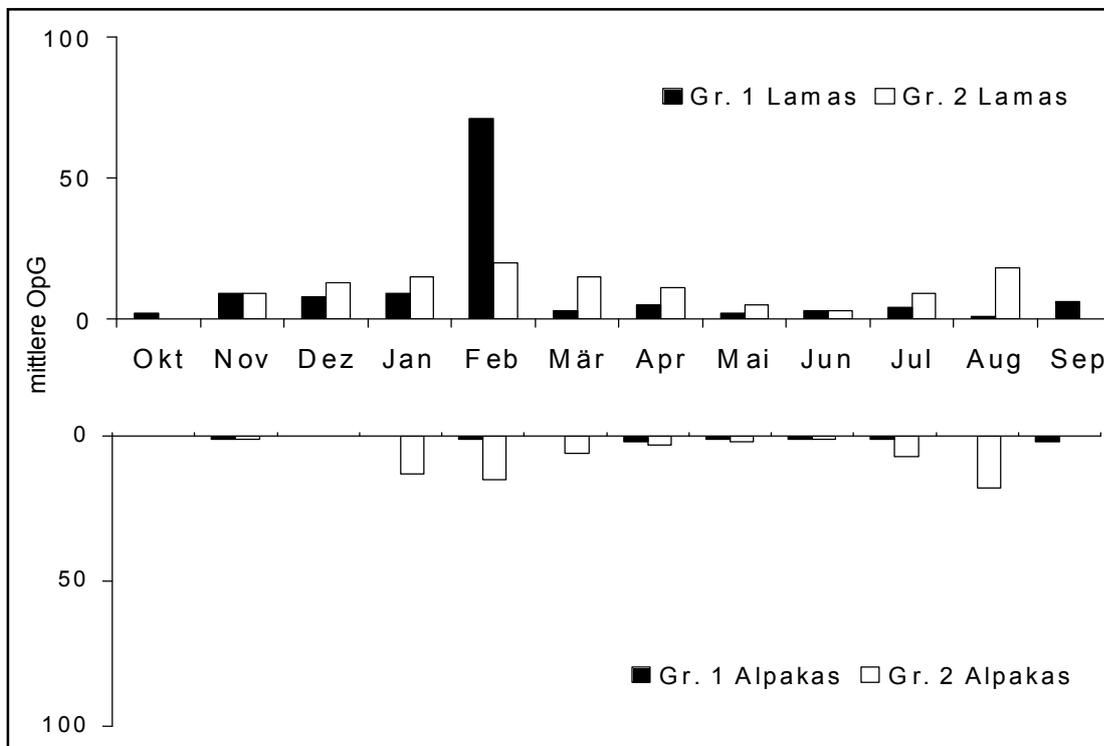
**Abbildung 4:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. alpacae*- und *E. punoensis*-Oozysten bei Junghengsten (2 Gruppen).



**Abbildung 5:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. alpacae*- und *E. punoensis*-Oozysten bei Fohlen.



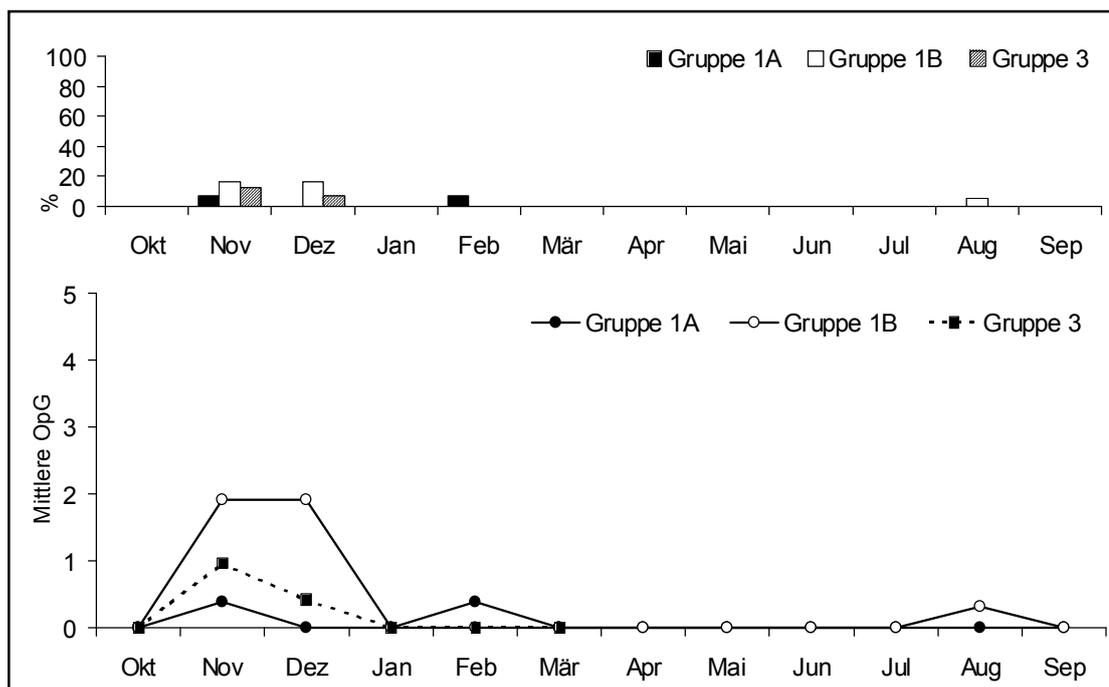
**Abbildung 6:** Saisonale Prävalenz (%) der Ausscheidung von *E. alpacae*- und *E. punoensis*-Oozysten bei Lamas und Alpakas (Stuten, Junghengste).



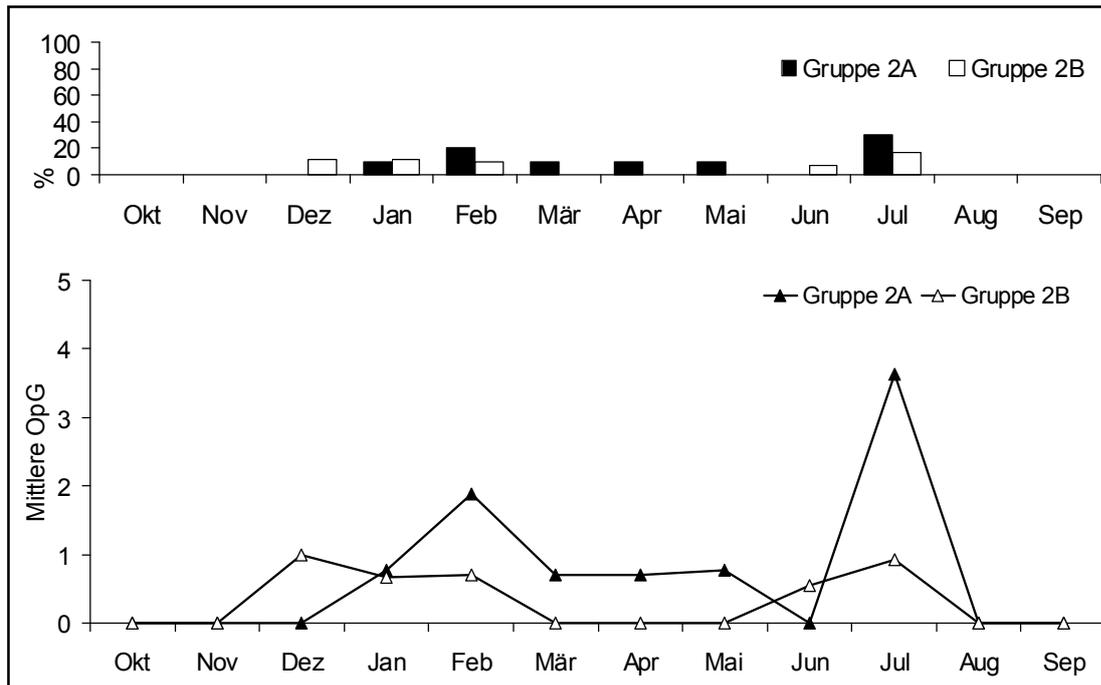
**Abbildung 7:** Saisonale geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. alpacae*- und *E. punoensis*-Oozysten bei Lamas und Alpakas (Stuten, Junghengste).

### 4.2.3 Saisonaler Verlauf des Befalls mit *Eimeria lamae*

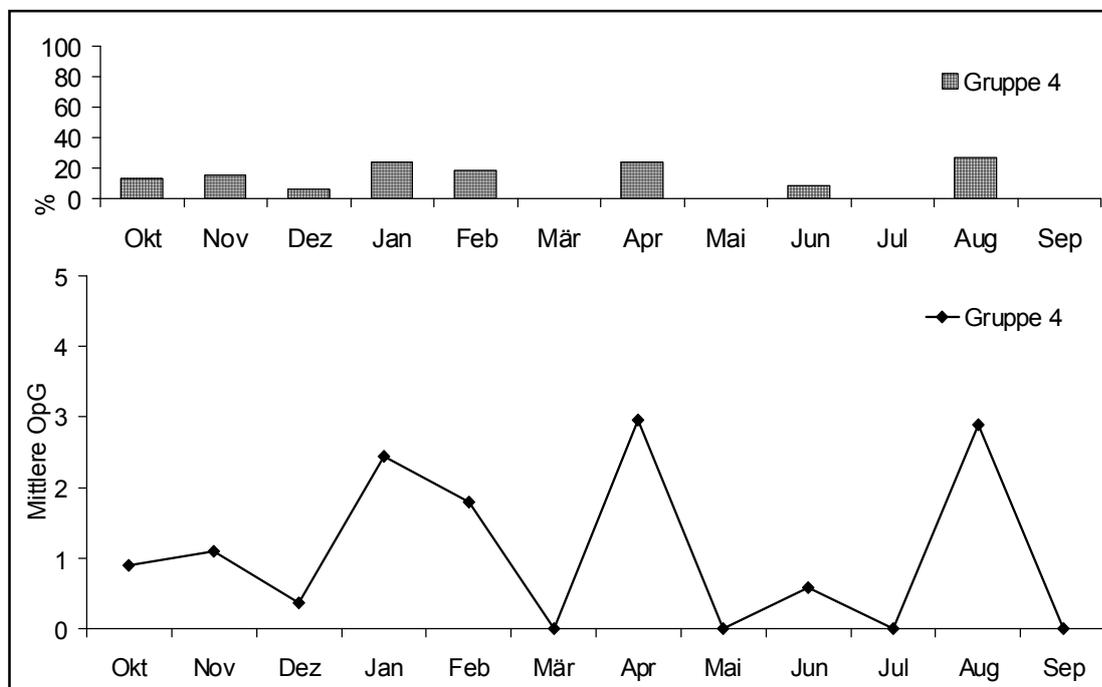
*E. lamae*-Oozysten wurden in allen Gruppen seltener und in weit geringerer Anzahl ausgeschieden als Oozysten von *E. alpaca*/*E. punoensis*. Wechselbeziehungen zwischen den Tiergruppen und dem Zeitverlauf bestanden nicht. Bei **Stuten** (Abb. 8) schieden nur einzelne Tiere wenige *E. lamae*-Oozysten vor allem in den Wintermonaten aus (maximale Prävalenz 17 %). Bei **Junghengsten** (Abb. 9) gab es zwei Prävalenzmaxima (Februar: 20 %; Juli: 30 %), wobei die mittlere Intensität stets niedrig war. Bei **Fohlen** (Abb. 10) betrug die maximale Ausscheidungsprävalenz 24 %, die mittlere Intensität war niedrig (individuelles Maximum: 700 OpG). Bei *E. lamae* war der Unterschied in der Oozystenausscheidung zwischen Lamas und Alpakas nicht signifikant (Anhang 1).



**Abbildung 8:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. lamae*-Oozysten bei Stuten (3 Gruppen).



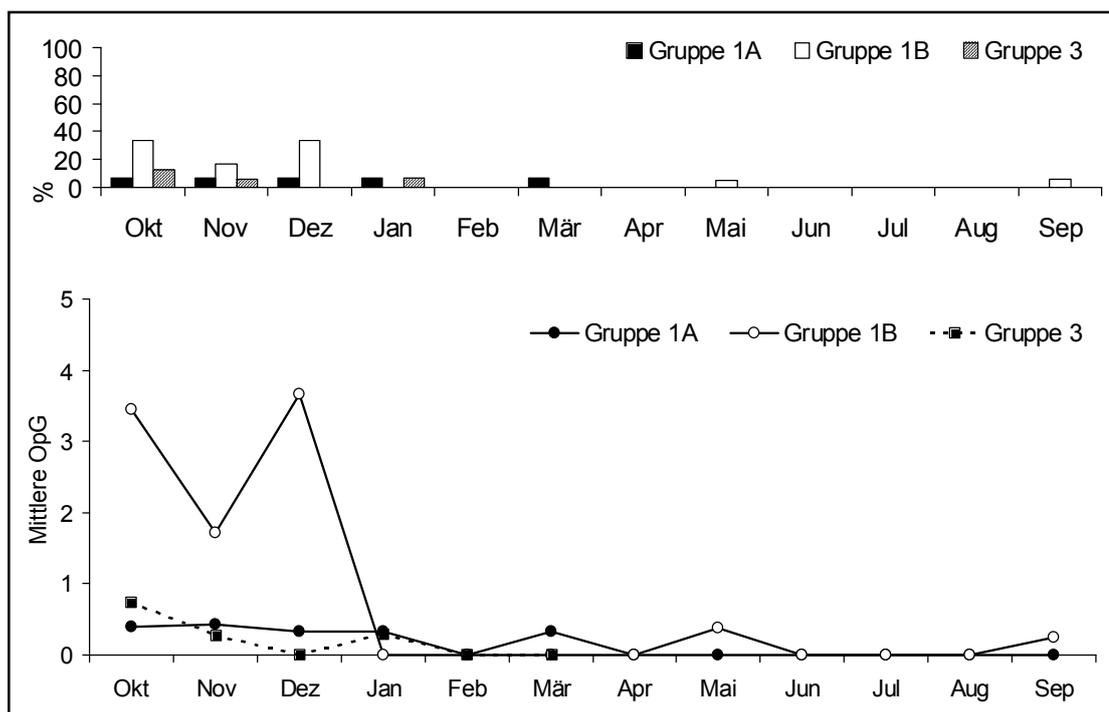
**Abbildung 9:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. lamae*-Oozysten in Junghengsten (2 Gruppen).



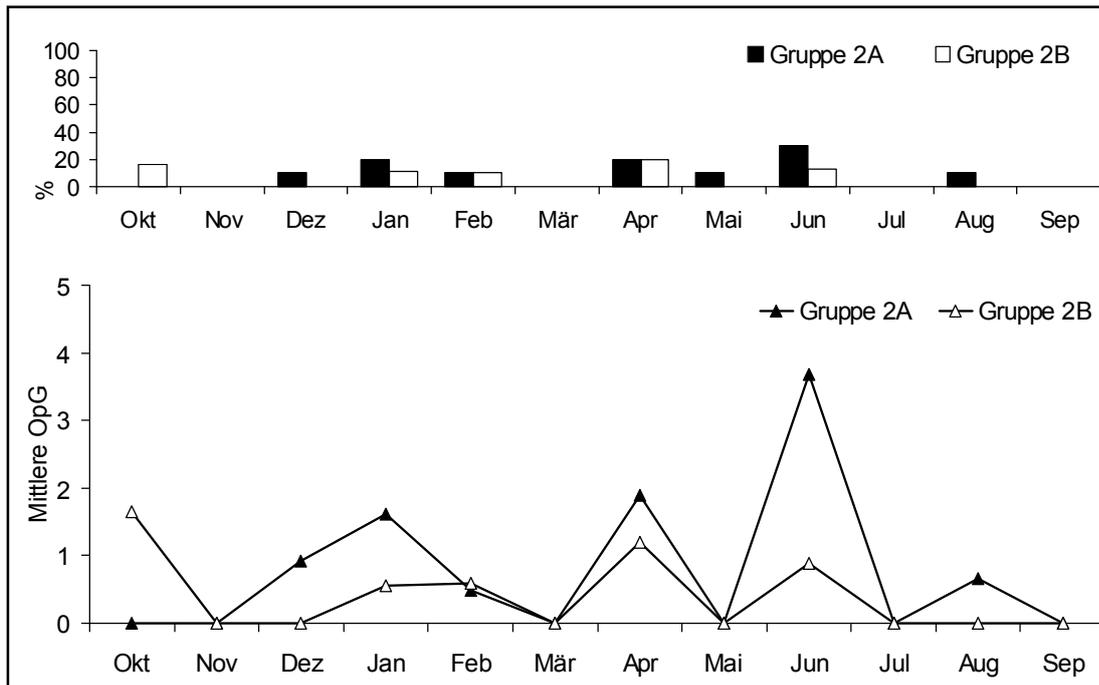
**Abbildung 10:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. lamae*-Oozysten bei Fohlen.

#### 4.2.4 Saisonaler Verlauf des Befalls mit *Eimeria macusaniensis*

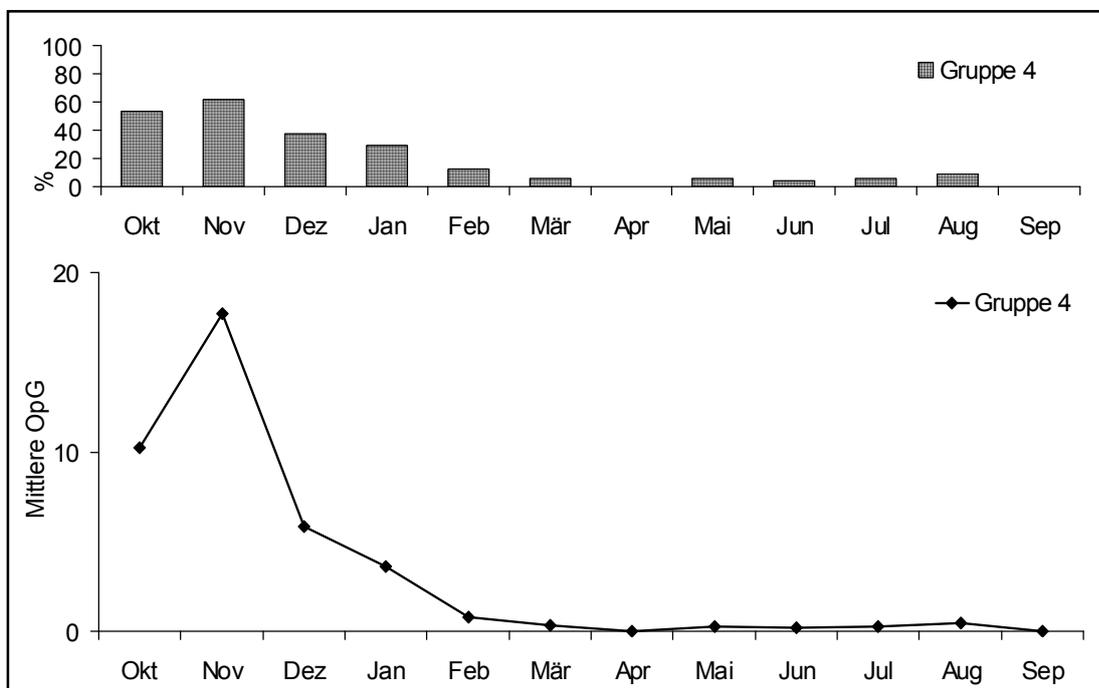
Auch für *E. macusaniensis* waren die Prävalenz und Intensität der Oozystenausscheidung insgesamt niedriger als bei *E. alpaca*/*E. punoensis*. Bei **Stuten** (Abb. 11) und **Junghengsten** (Abb. 12) wurde diese Eimerienart nur vereinzelt (maximale Prävalenz jeweils: 30 %) und mit sehr geringer Intensität (individuelles Maximum: 700 OpG) nachgewiesen. Bei **Fohlen** (Abb. 13) waren die Prävalenz (62 %) und mittlere Intensität (individuelles Maximum: 450 OpG) im Oktober-November am höchsten und fielen danach kontinuierlich ab. *E. macusaniensis* wurde in der Fohलगruppe signifikant häufiger und mit höherer Oozystenzahl ausgeschieden als in den Stuten- und Junghengstgruppen. Bei *E. macusaniensis* war der Unterschied in der Oozystenausscheidung zwischen Lamas und Alpakas nicht signifikant (Anhang 1).



**Abbildung 11:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten bei Stuten (3 Gruppen).



**Abbildung 12:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten bei Junghengsten (2 Gruppen).



**Abbildung 13:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten bei Fohlen.

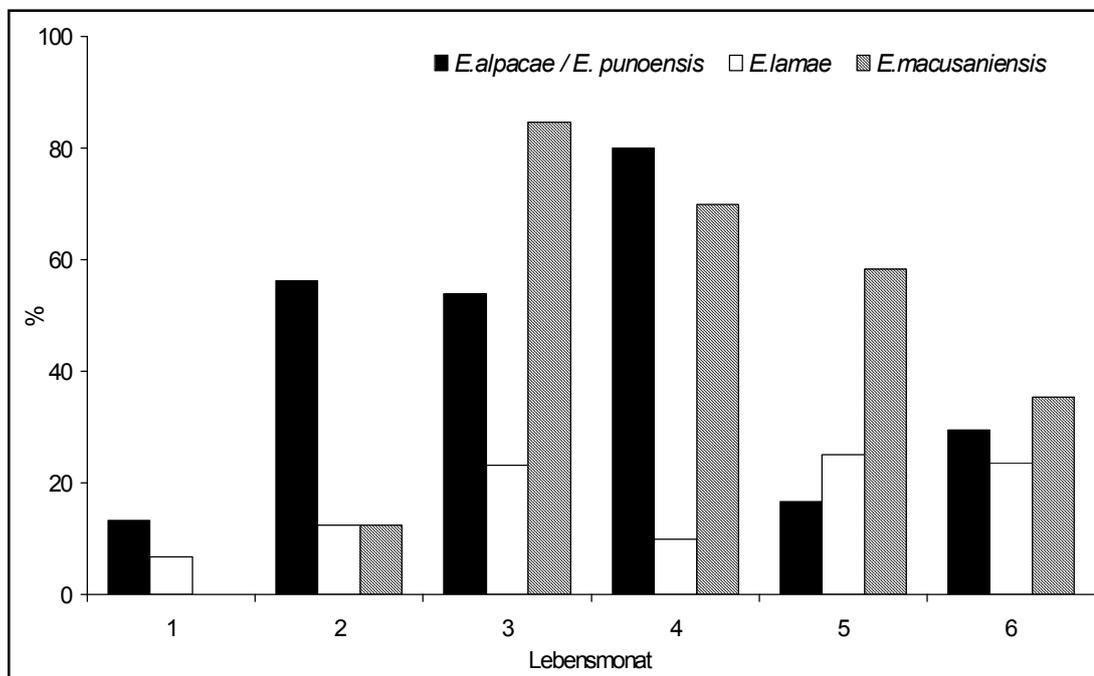
#### 4.2.5 Befall mit *Eimeria ivitaensis*

Insgesamt schieden 7 Tiere (5 Lamas und 2 Alpakas aus den Gruppen 1, 2 und 4) *E. ivitaensis*-Oozysten sporadisch im März, Juni, August oder September aus. Die Ausscheidungsintensität betrug bei einem Lamafohlen 2500 OpG, bei allen anderen Tieren war sie  $\leq 400$  OpG.

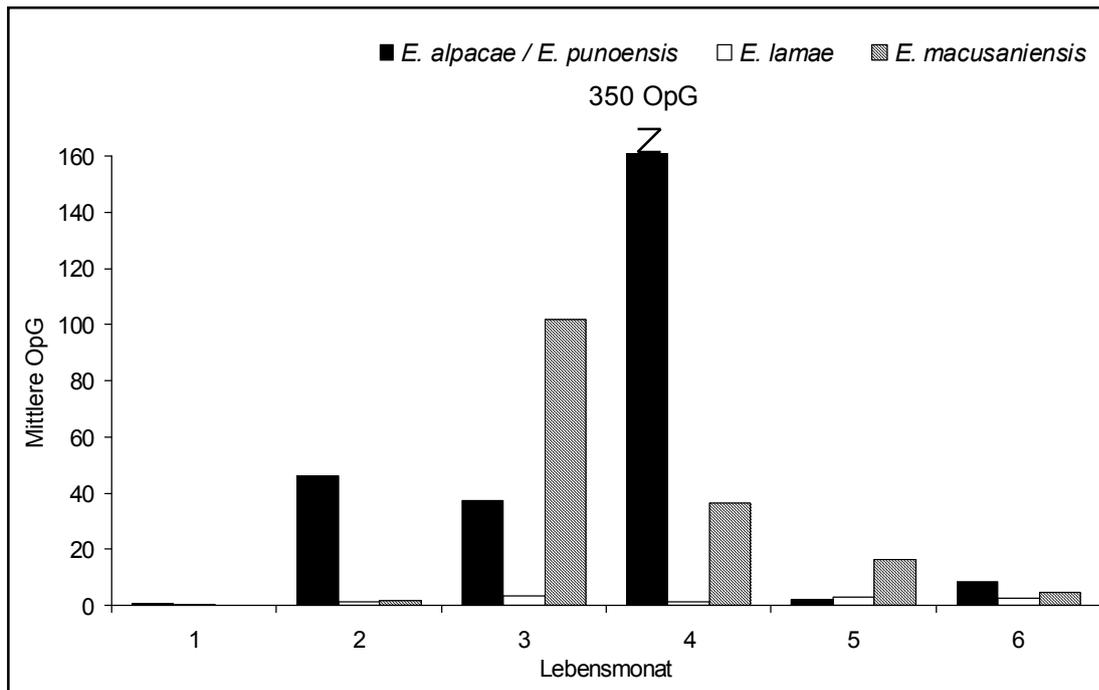
#### 4.2.6 Altersabhängiger Verlauf des *Eimeria*-Befalls bei Fohlen

Die höchste Prävalenz der Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten wurde bei Fohlen im 3. und 4. Lebensmonat verzeichnet. Für jede *Eimeria*-Art waren aber der zeitliche Beginn der Oozystenausscheidung post partum und ihr altersabhängiger Verlauf unterschiedlich (Abb. 14, 15):

- Oozysten von *E. alpaca*/*E. punoensis* wurden zuerst in der 3. Lebenswoche nachgewiesen. Vom 2.–4. Lebensmonat stieg die Prävalenz der Ausscheidung bis auf 80 % an und sank danach auf ein niedriges Niveau ab; die mittlere Ausscheidungsintensität hatte einen analogen Verlauf.



**Abbildung 14:** Altersabhängige Prävalenz (%) der Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten bei Fohlen.



**Abbildung 15:** Altersabhängige geometrisch gemittelte Intensität (OpG) der Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten bei Fohlen.

- Auch Oozysten von *E. lamae* waren vereinzelt Ende des ersten Lebensmonats feststellbar. Die Ausscheidungsprävalenz variierte auf niedrigem Niveau während der ersten 6 Lebensmonate.
- Oozysten von *E. macusaniensis* wurden erstmals ab dem zweiten Lebensmonat (6. Lebenswoche) diagnostiziert; Prävalenz und mittlere Intensität ihrer Ausscheidung waren im 3. und 4. Lebensmonat am höchsten und fielen danach kontinuierlich ab.

#### 4.2.7 Auftreten von *Eimeria*-Mischinfektionen

Am häufigsten wurde ein gleichzeitiger Befall mit *E. alpacae/E. punoensis* und *E. macusaniensis* diagnostiziert, wobei Mischinfektionen mit diesen Arten bei Fohlen gehäuft im Winter auftraten (Tab. 10).

**Tabelle 10:** Prävalenz von Mischinfektionen mit *Eimeria*-Arten.

	Prävalenz (%)					
	Stuten und Junghengste			Fohlen		
	<i>E. alpaca/punoensis</i> +		<i>E. lamae</i> +	<i>E. alpaca/punoensis</i> +		<i>E. lamae</i> +
	<i>E. lamae</i>	<i>E. macus</i> .*	<i>E. macus</i> .	<i>E. lamae</i>	<i>E. macus</i> .	<i>E. macus</i> .
Okt	0	0	0	0	7	7
Nov	0	2	0	0	46	8
Dez	0	2	0	0	19	0
Jan	0	2	2	0	24	0
Feb	0	2	0	0	0	6
Mär	2	0	0	0	6	0
Apr	0	4	0	19	0	0
Mai	0	0	0	0	6	0
Jun	2	2	0	4	4	0
Jul	7	0	0	0	6	0
Aug	0	2	0	9	9	0
Sep	0	0	0	0	0	0

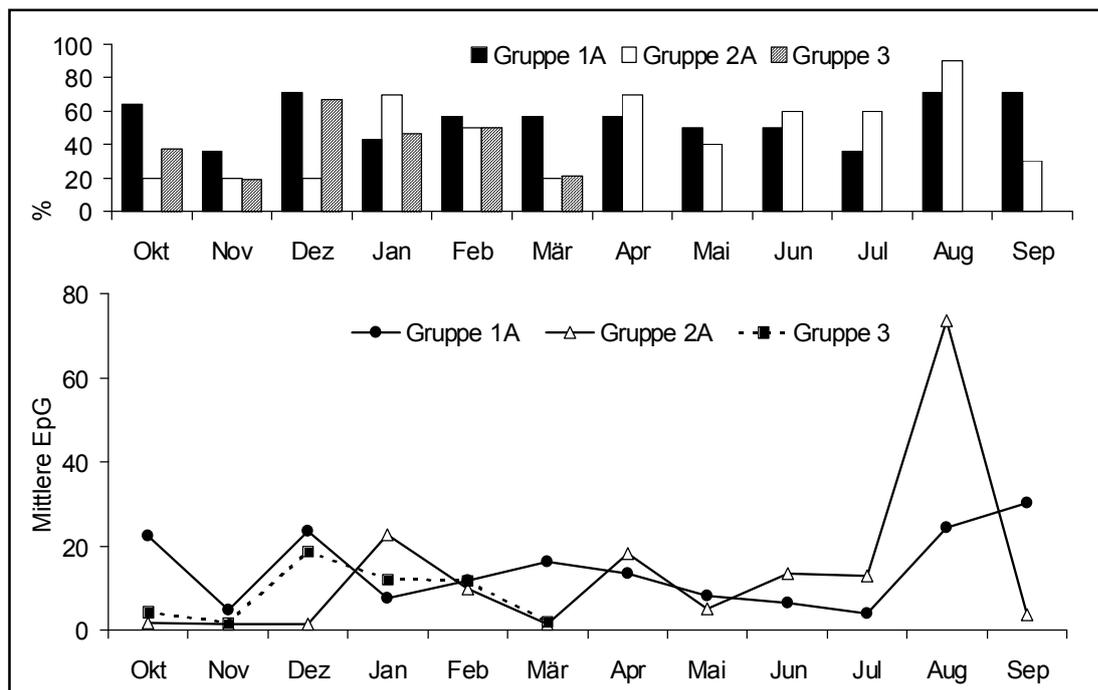
\* *E. macusaniensis*

#### 4.2.8 Verlauf der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern

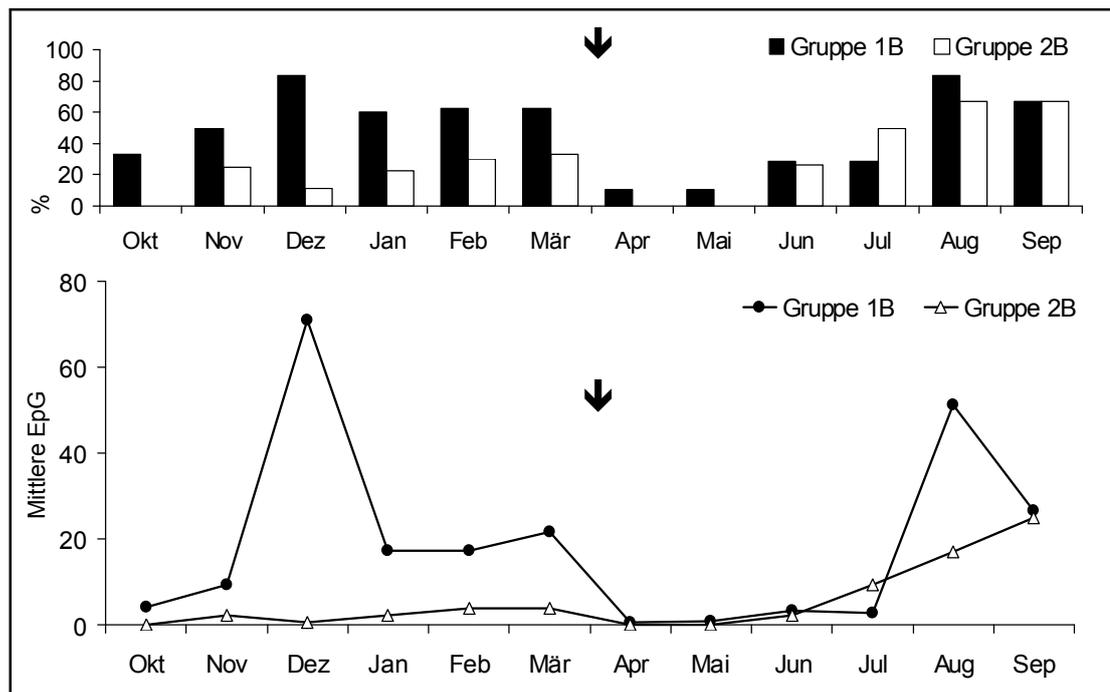
Die Prävalenz und mittlere Intensität der Eiausscheidung in den Versuchsgruppen sind in den Abb. 16–18 dargestellt. In den **unbehandelten Stuten- und Junghengstgruppen** (Gruppe 1A bzw. 2A) zeigte die Prävalenz über den Untersuchungszeitraum einen wellenförmigen Verlauf mit Minimal- und Maximalwerten von 20 % bzw. 90 %. Die mittlere Intensität verlief ähnlich, wobei im Spätsommer die höchsten Eiausscheidungen festgestellt wurden (Gruppenmaxima bei Stuten und Junghengsten 25 EpG bzw. 73 EpG) (Abb. 16). Bei den 6 Monate nach Studienbeginn mit Doramectin **medikierten Stuten** (Gruppe 1B) waren Prävalenz und mittlere Intensität der Eiausscheidung in den Wintermonaten vor der Behandlung am höchsten. Im Hochsommer, etwa 5 Monate nach Medikation stieg die Eiausscheidung wieder an. In diesem Zeitraum schieden auch die **medikierten**

**Junghengsten** (Gruppe 2B) vermehrt und im stärkeren Maß Strongylideneier aus (Abb. 17). Die Prävalenz und mittlere Intensität der Eiausscheidung der **Fohlen** (Gruppe 4) erreichten im Dezember Maximalwerte (94 % bzw. 214 EpG; individuelles Maximum: 1350 EpG). Nach der Medikation mit Doramectin war bis zum Studienende ein steter Anstieg der Eiausscheidung zu vermerken (Abb. 18). Insgesamt waren die Prävalenz und Intensität der Eiausscheidung bei den Fohlen signifikant höher als bei Stuten und Junghengsten (Anhang 1).

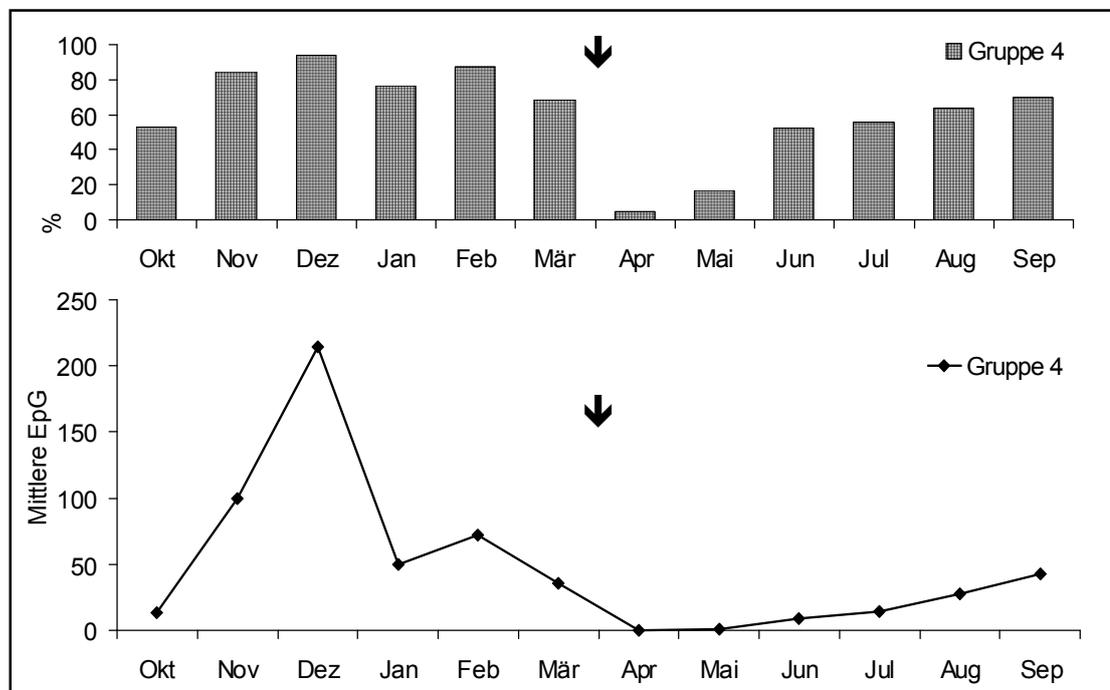
Die Differenzierung der in Kotkulturen gezüchteten Strongyldenlarven zeigte, dass *Trichostrongylus* und *Ostertagia* den überwiegenden Anteil an der Eiausscheidung während des gesamten Untersuchungszeitraums hatten. Die Gattung *Cooperia* war am stärksten im Frühjahr bis Frühsommer vertreten, *Haemonchus* hatte dagegen im Frühsommer bis Herbst ihren größten Anteil (Abb. 19).



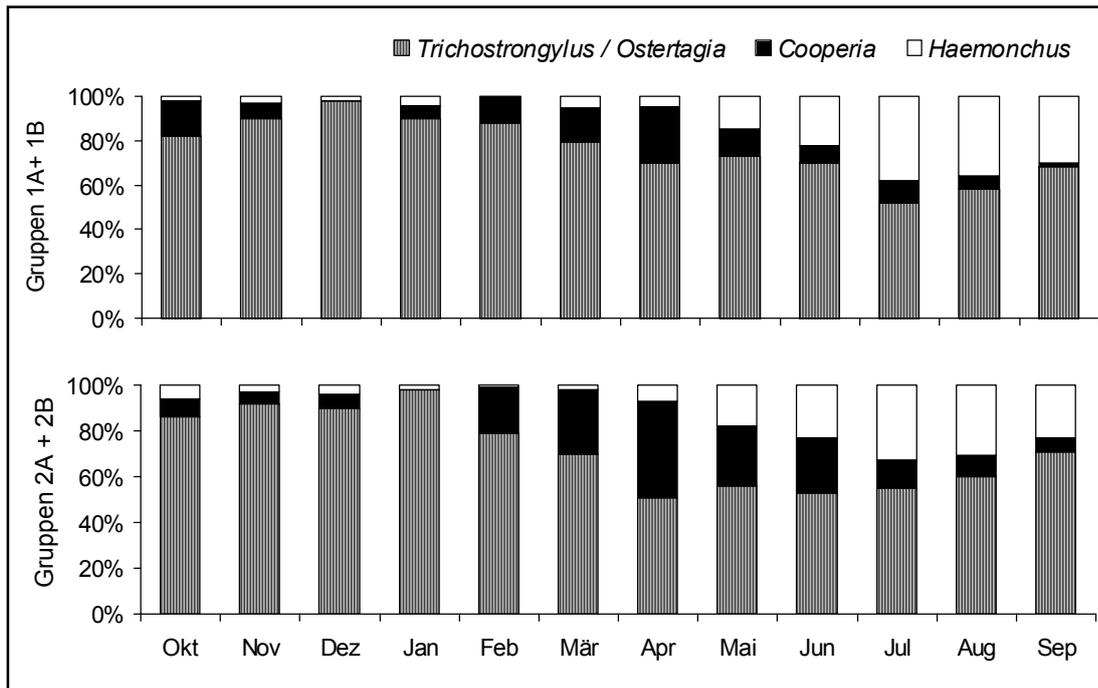
**Abbildung 16:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei unbehandelten Stuten (Gruppen 1A, 3) und Junghengsten (Gruppe 2A).



**Abbildung 17:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei Stuten (Gruppe 1B) und Junghengsten (Gruppe 2B) vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).



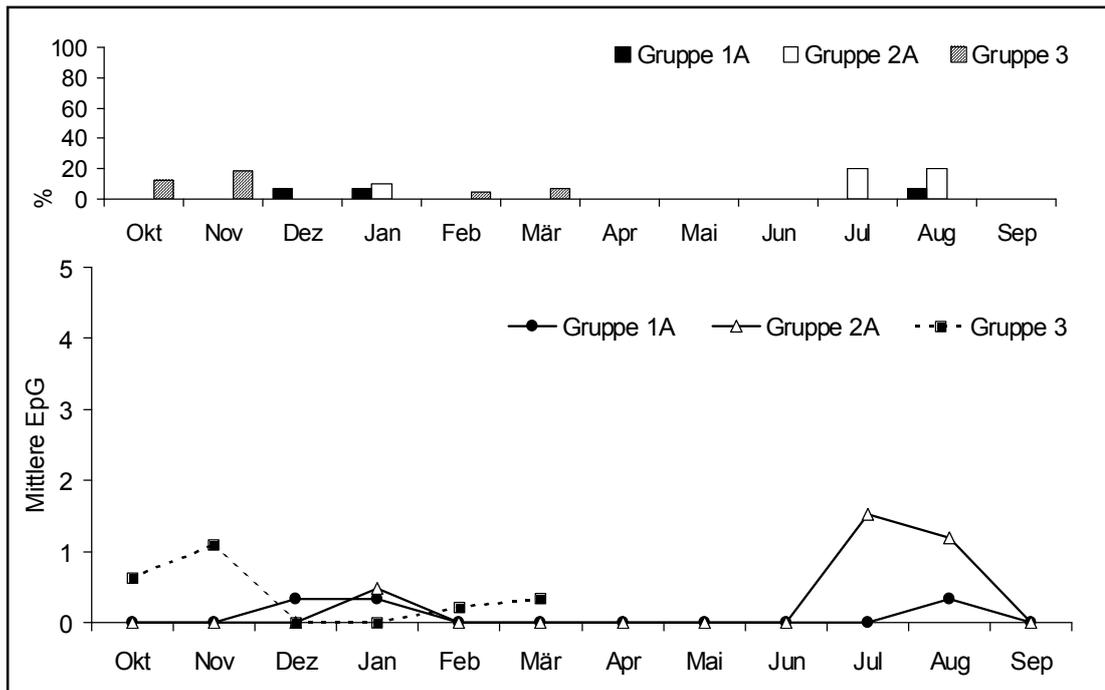
**Abbildung 18:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei Fohlen vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).



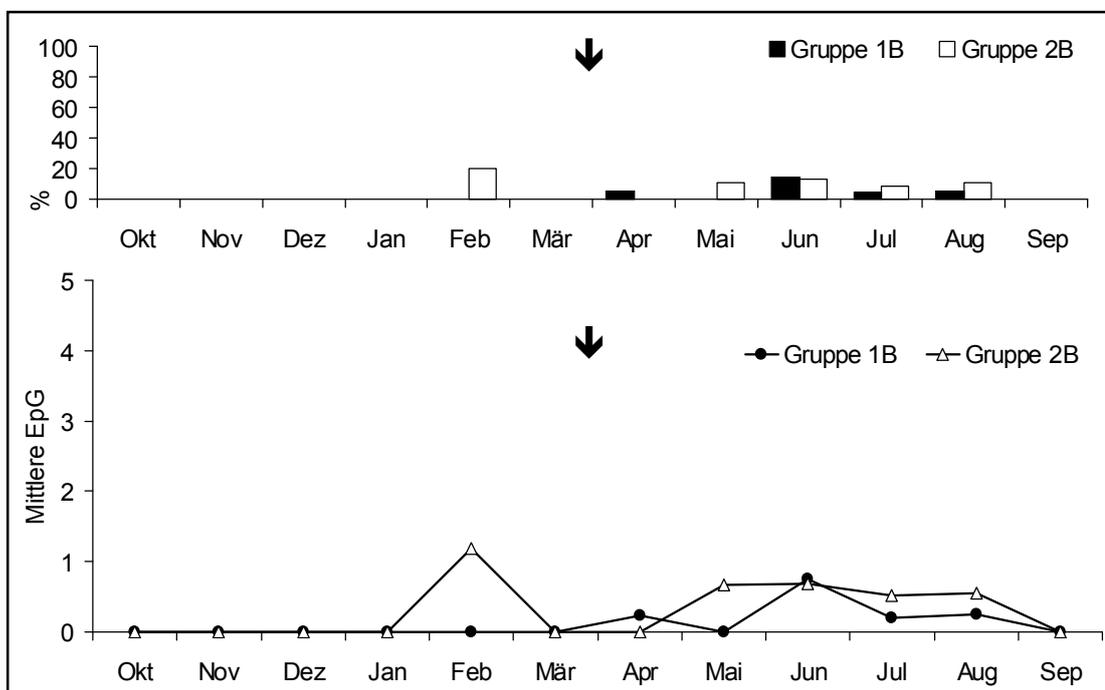
**Abbildung 19:** Prozentualer Anteil einzelner Trichostrongylidengattungen (*Trichostrongylus/Ostertagia*, *Cooperia*, *Haemonchus*) an der Eiauscheidung bei Stuten (Gruppen 1A, 1B) und Junghengsten (Gruppen 2A, 2B) im Untersuchungszeitraum.

#### 4.2.9 Verlauf der Ausscheidung von *Nematodirus*-Eiern

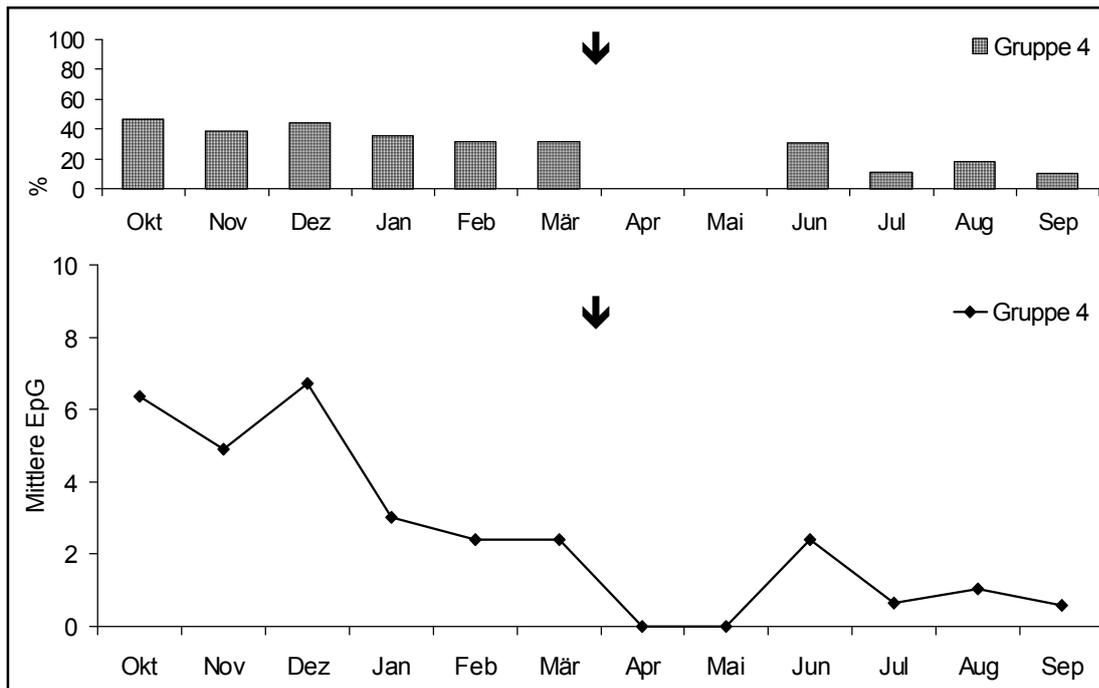
*Nematodirus*-Eier vom „*N. helvetianus*-Typ“ sowie *N. battus*-Eier waren bei unbehandelten und mit Doramectin medikierten Stuten und Junghengsten nur sporadisch (maximale Prävalenz: 20 %) und in geringer Zahl nachzuweisen (Abb. 20, 21). Dagegen wurden *Nematodirus*-Eier in der **Fohlengruppe** (Abb. 22) bis auf zwei Untersuchungstermine nach Medikation mit Doramectin während der gesamten Studie gefunden. Die Prävalenz (Maximum: 47 % im Winter) und mittlere Intensität (Maximum: 7 EpG; individueller Höchstwert: 400 EpG) waren deutlich höher als bei den älteren Tieren (siehe auch Anhang 1).



**Abbildung 20:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Nematodirus*-Eiern bei unbehandelten Stuten (Gruppen 1A, 3) und Junghengsten (Gruppe 2A).



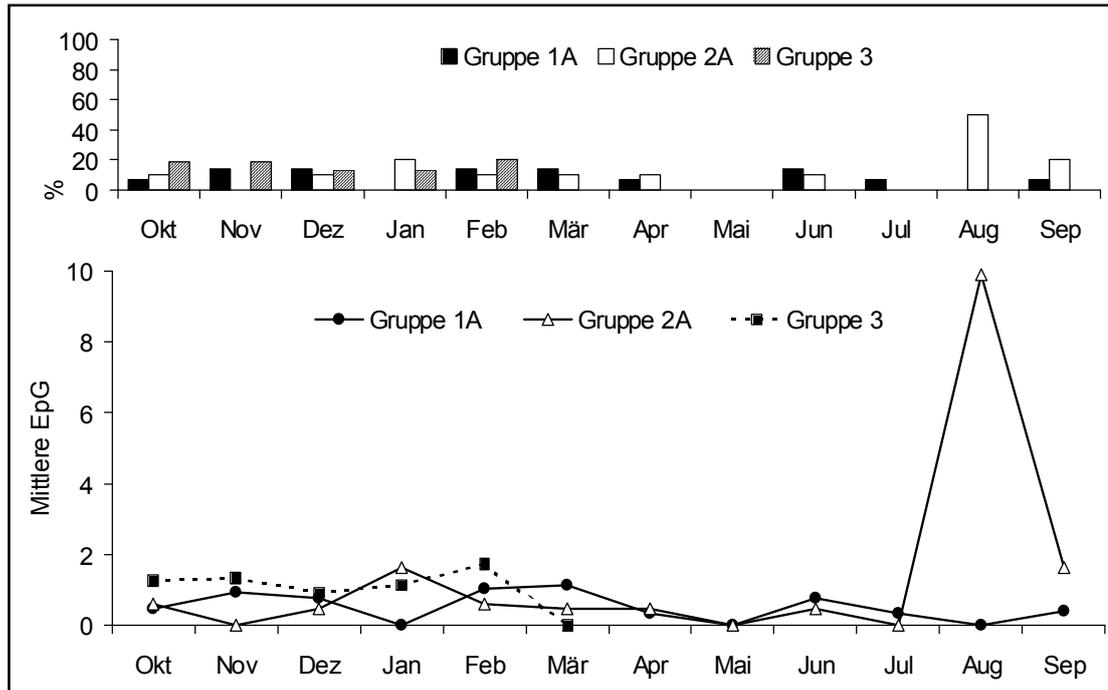
**Abbildung 21:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Nematodirus*-Eiern bei Stuten (Gruppe 1B) und Junghengsten (Gruppe 2B) vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).



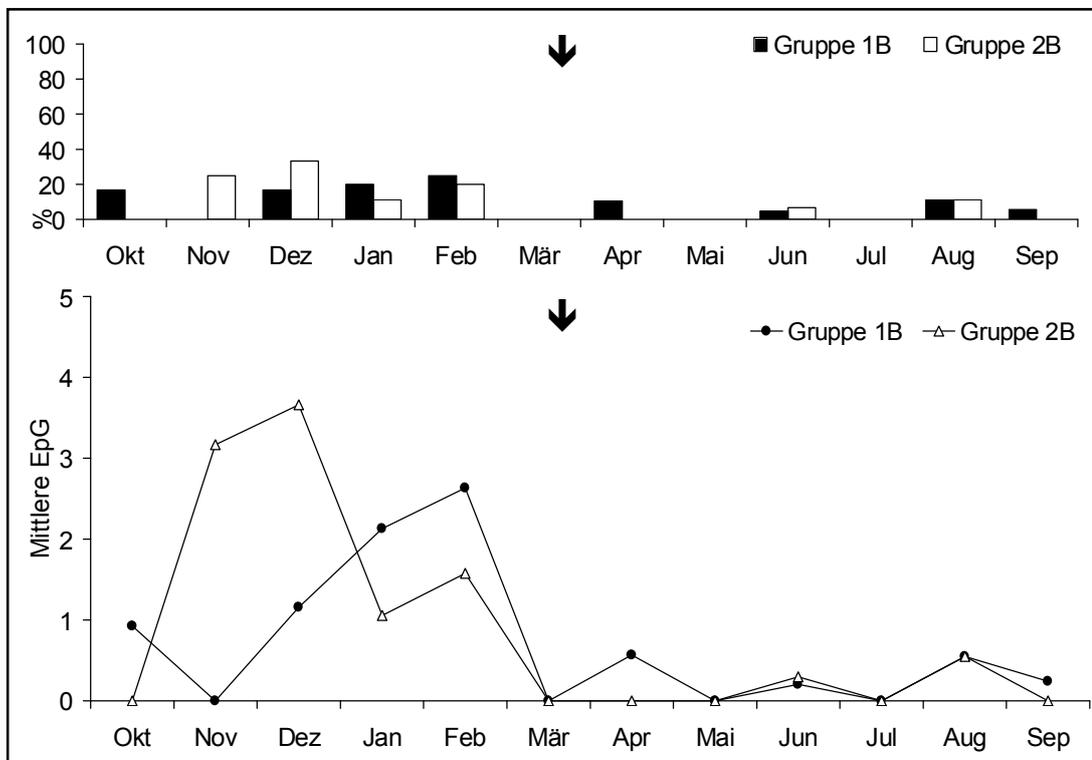
**Abbildung 22:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Nematodirus*-Eiern bei Fohlen vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).

#### 4.2.10 Verlauf der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern

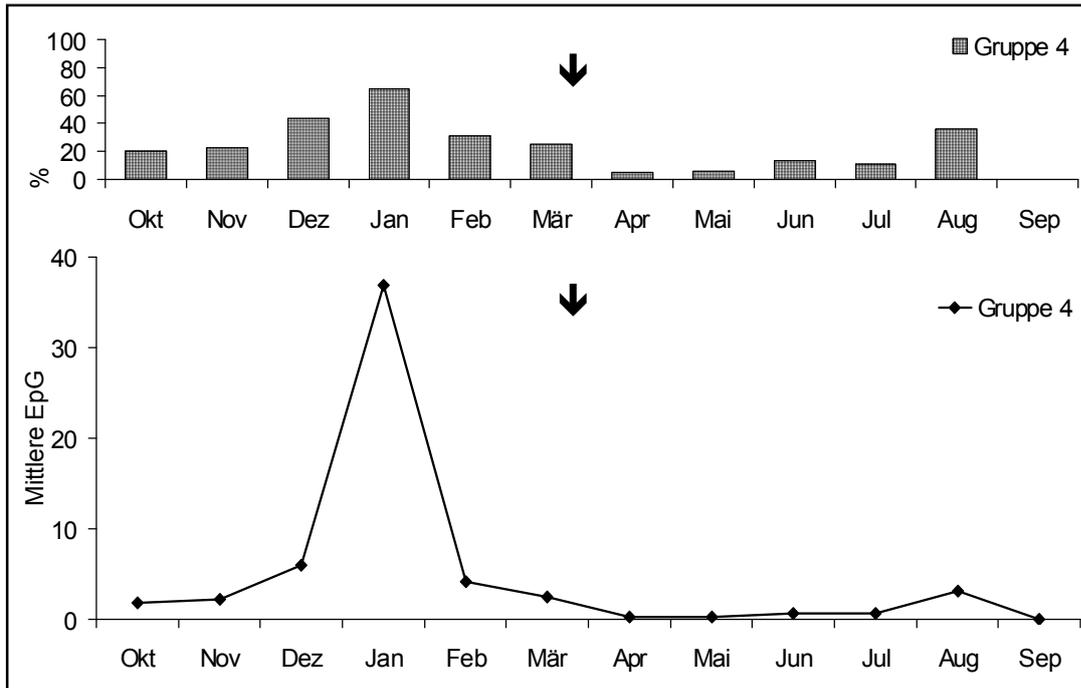
Die Prävalenz und mittlere Intensität der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern waren in allen Gruppen gering (Abb. 23–25). In den unbehandelten Gruppen (Abb. 23) sowie in den mit Doramectin medikierten Gruppen (Abb. 24) der **Stuten** (Gruppen 1A und 3 bzw. 1B) und **Junghengsten** (Gruppen 2A bzw. 2B) wurden Peitschenwurmeier nur sporadisch und dann in geringer Anzahl nachgewiesen. Die höchste individuelle Eiausscheidung betrug in diesen Gruppen 650 EpG. Insgesamt schieden **Fohlen** (Abb. 25) häufiger (maximale Prävalenz: 65 %) und dann mehr *Trichuris*-Eier aus (Maximum der mittleren Intensität: 37 EpG; individueller Höchstwert: 900 EpG). Der zeitliche Verlauf der Ausscheidungsintensität unterschied sich zwischen den Altersgruppen signifikant (Anhang 1).



**Abbildung 23:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern bei unbehandelten Stuten (Gruppen 1A, 3) und Junghengsten (Gruppe 2A).



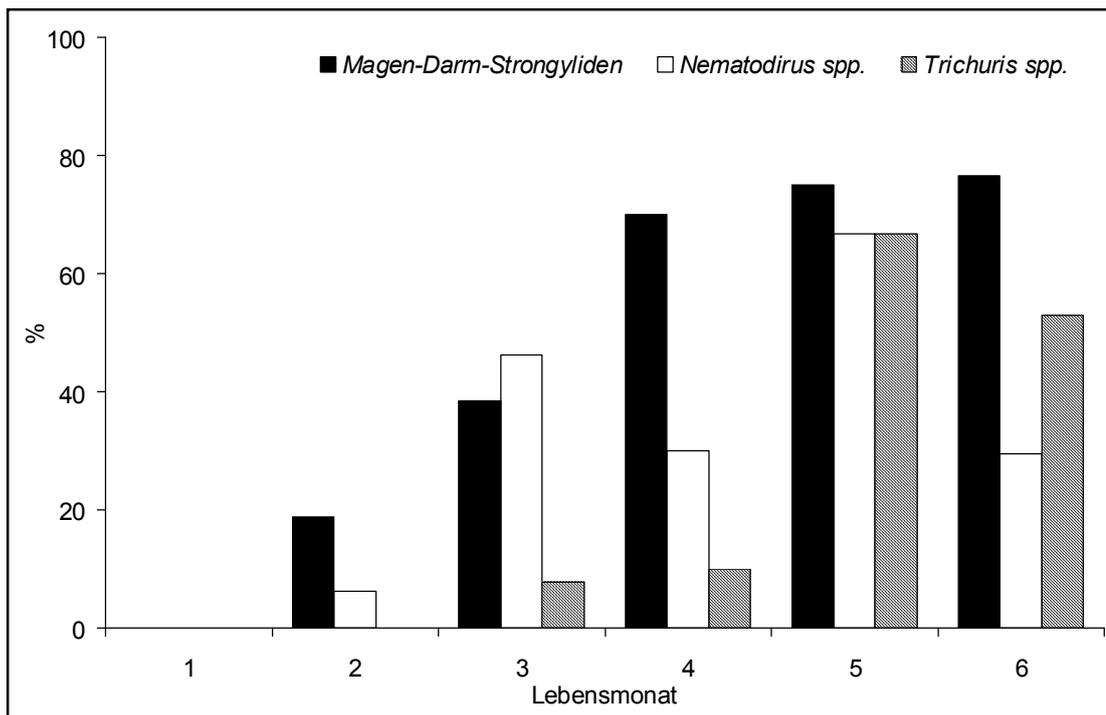
**Abbildung 24:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern bei Stuten (Gruppe 1B) und Junghengsten (Gruppe 2B) vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).



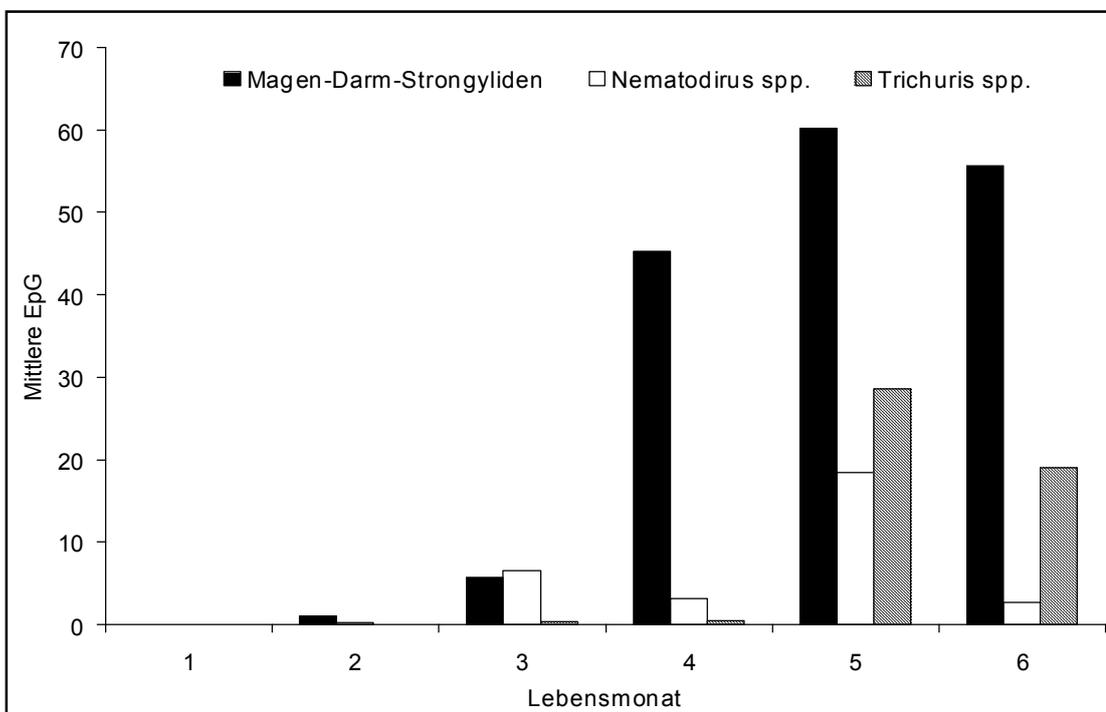
**Abbildung 25:** Saisonale Prävalenz (%) und geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von *Trichuris*-Eiern bei Fohlen vor und nach Medikation mit Doramectin (↓).

#### 4.2.11 Altersabhängiger Verlauf der Ausscheidung von Nematodeneiern bei Fohlen

Die Fohlen schieden in ihrem ersten Lebensmonat keine Nematodeneier aus. Ab dem 2. Lebensmonat wurden Eier von Magen-Darm-Strongyloiden und *Nematodirus* spp. im Zeitverlauf mit zunehmender Häufigkeit und Intensität nachgewiesen. Der koproskopische Nachweis von *Trichuris*-Infektionen gelang ab dem 3. Lebensmonat (Abb. 26, 27).



**Abbildung 26:** Altersabhängiger Verlauf der Ausscheidungsprävalenz (%) von Nematodeneiern bei Fohlen.



**Abbildung 27:** Altersabhängige geometrisch gemittelte Intensität (EpG) der Ausscheidung von Nematodeneiern bei Fohlen.

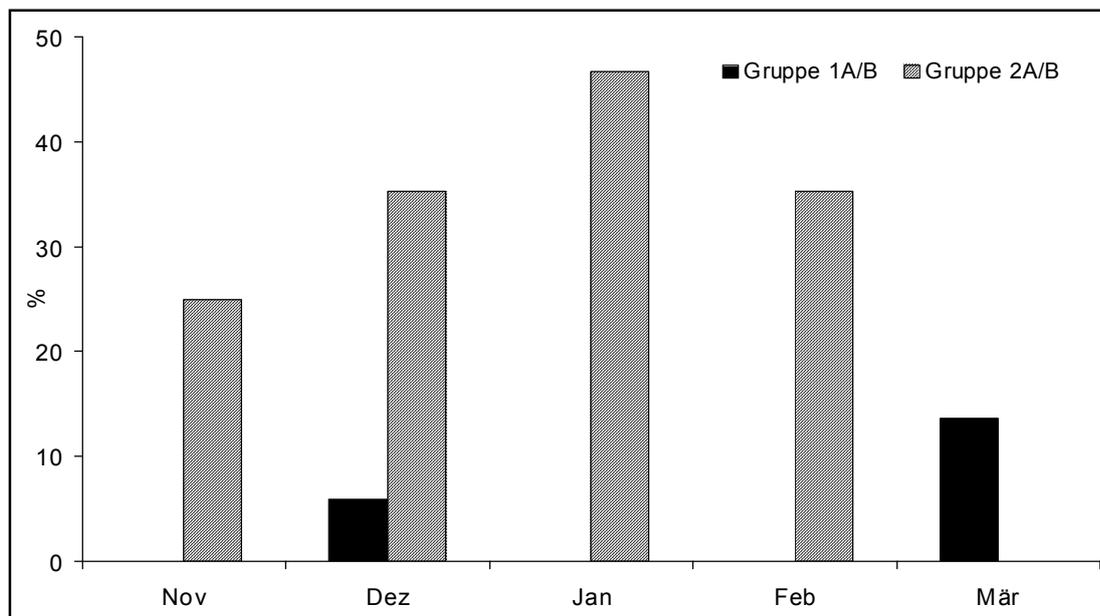
#### 4.2.12 Auftreten gastrointestinaler Krankheitserscheinungen

Im Verlauf der Longitudinalstudie zeigte kein Versuchstier Durchfall oder andere bei der klinischen Allgemeinuntersuchung erkennbare gastrointestinale Krankheitssymptome.

#### 4.2.13 Verlauf der Ausscheidung von *Dictyocaulus viviparus*-Larven

Patente Infektionen mit *D. viviparus* traten in allen Versuchsgruppen im Zeitraum November bis März auf. In die Auswertung wurden aufgrund ihrer großen Tierzahl aber nur die Gruppen 1 und 2 einbezogen (Abb. 28). Lungenwurmlarven wurden nur bei einzelnen Stuten der Gruppen 1A und 1B nachgewiesen. Bei Junghengsten (Gruppen 2A, 2B) lag die Ausscheidungsprävalenz dagegen zwischen 25 % und 47 %. Nach der Ende März erfolgten Doramectin-Medikation wurden bis zum Studienende weder in unbehandelten Gruppen (1A, 2A) noch in behandelten Gruppen (1B, 2B) Lungenwurmlarven nachgewiesen.

Im Winter wiesen jeweils einzelne, z. T. auch koproskopisch negative Tiere dieser Gruppen respiratorische Symptome wie Husten, Inappetenz, Mattigkeit sowie leichtes Fieber auf.



**Abbildung 28:** Saisonale Prävalenz (%) der Ausscheidung von *Dictyocaulus viviparus*-Larven bei Stuten (Gruppen 1A, 1B) und Junghengsten (Gruppen 2A, 2B).

### 4.3        **UNTERSUCHUNGEN ZUR BIOLOGIE VON *EIMERIA* *MACUSANIENSIS***

#### 4.3.1      **Präpatenz, Patenz und Stärke der Oozystenausscheidung**

Die experimentelle Infektion mit *E. macusaniensis* war bei allen 6 Fohlen erfolgreich. Tabelle 11 fasst die wichtigsten Ergebnisse zusammen. Die individuellen Verläufe der OpG-Werte sowie der gesamten Oozystenausscheidungen je Tag sind in den Abbildungen 29–32 bzw. 33–36 dargestellt (Individualdaten: Anhang 2, 3).

**Tabelle 11:** Präpatenz, Patenz, maximale OpG sowie Gesamtoozystenausscheidung während der Patenz und Reproduktionsrate von *E. macusaniensis* nach Erst- und Reinfektion von Lamafohlen.

	Fohlen Nr.	Präpatenz (Tage)	Patenz (Tage)	Maximale OpG	Gesamt- oozystenzahl (... x 10 <sup>6</sup> )	Reproduktions- rate
Erstinfektion	1*	35	41	780	4,6	1:230
	2*	35	43	690	6,17	1:308
	3*	32	39	920	7,03	1:352
	4*	32	43	2070	10,0	1:500
	5*	36	39	460	3,25	1:163
	Mittel			984	6,21	1:311
	6**	34	40	860	7,09	1:71
Reinfektion	1***	37	21	370	2,04	1:102
	2***	37	23	570	2,95	1:148
	Mittel			470	2,50	1:125
	3****	39	22	160	1,13	1:23
	4****	40	20	260	0,78	1:16
	Mittel			210	0,96	1:20

\* Fohlen Nr. 1–5 infiziert mit je 20.000 Oozysten.

\*\* Fohlen Nr. 6 infiziert mit 100.000 Oozysten.

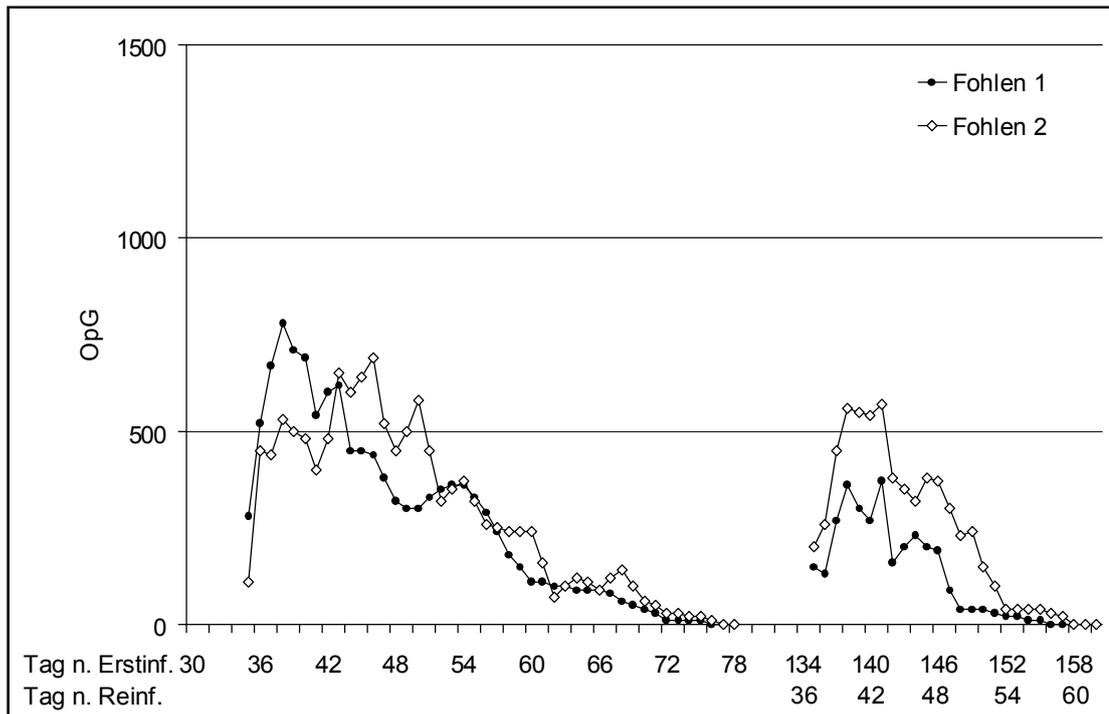
\*\*\* Fohlen Nr. 1 und 2 reinfiziert mit 20.000 Oozysten.

\*\*\*\* Fohlen Nr. 3 und 4 reinfiziert mit 50.000 Oozysten.

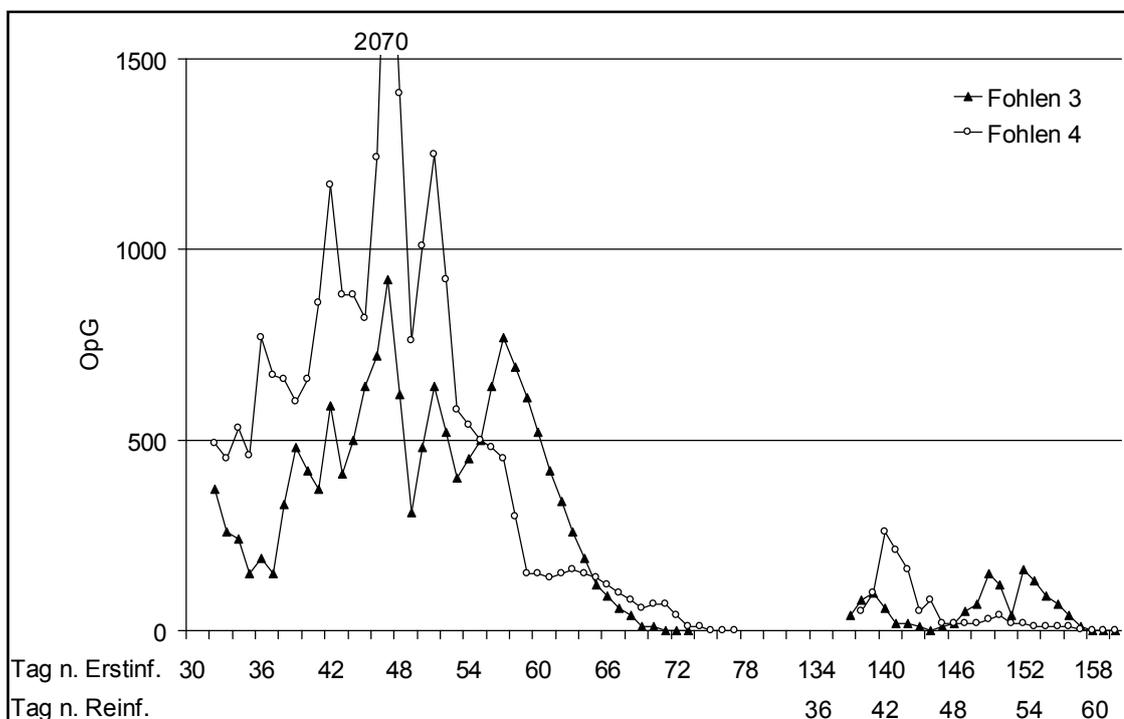
- **Erstinfektion:** Die Oozystenausscheidung begann 32–36 Tage (Präpatenz) und dauerte 39–43 Tage (Patenz). Zwischen dem 4. und 16. Patenztage schieden die mit je 20.000 Oozysten infizierten Tiere maximale OpG-Werte aus, wobei Tag und Höhe allerdings individuell unterschiedlich waren. So wurden Maxima der täglichen Oozystenausscheidung bei den Fohlen Nr. 1 und 2 am 9. Patenztage (290.000 bzw. 395.000 Oozysten/Tag), bei den Fohlen Nr. 3–5 aber am 15. oder 16. Patenztage (595.000, 955.000 bzw. 180.000 Oozysten/Tag) festgestellt. Die Fohlen schieden während der Patenz nach Erstinfektion hochgerechnet jeweils zwischen  $3,25 \times 10^6$  und  $10,0 \times 10^6$  (arithmetisches Mittel:  $6,21 \times 10^6$ ) Oozysten aus. Daraus resultierten Reproduktionsraten zwischen 1:163 und 1:500 (Mittel: 1:310).

Das mit 100.000 Oozysten infizierte Fohlen zeigte am 17. Patenztage maximale OpG-Werte, wegen der größeren Kotmenge wurde die stärkste tägliche Oozystenausscheidung aber bereits am 6. Patenztage beobachtet. Die gesamte Oozystenausscheidung lag bei  $3,25 \times 10^6$  Oozysten, so dass eine Reproduktionsrate von 1:71 errechnet wurde.

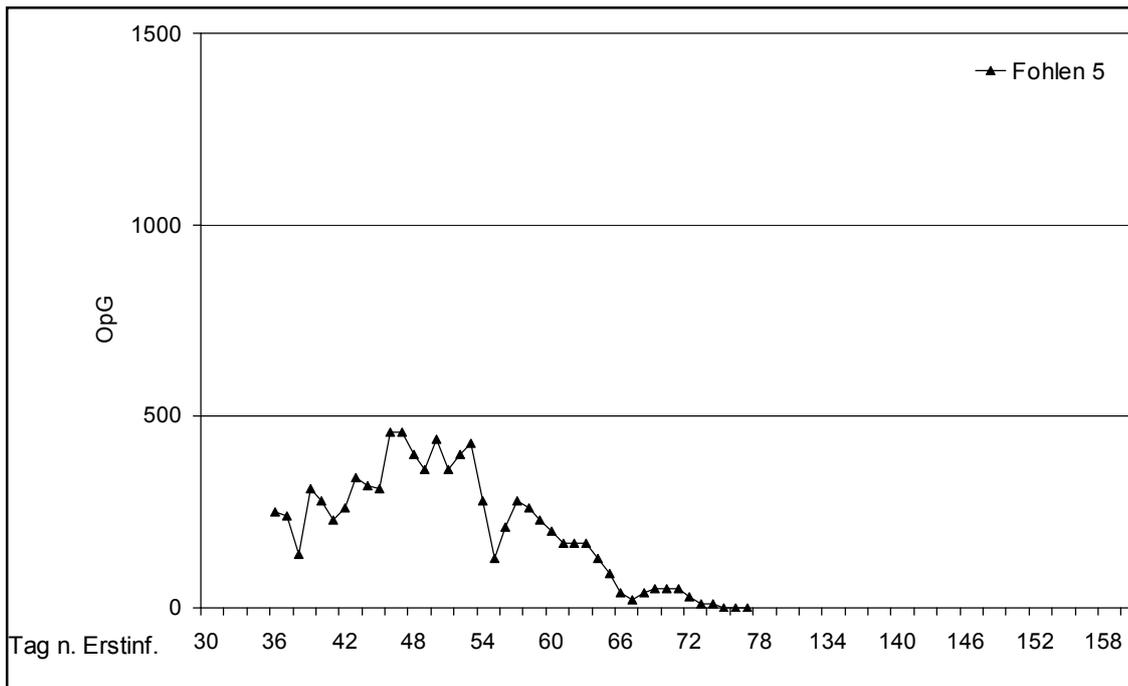
- **Reinfektion:** Die Präpatenz nach Reinfektion war mit 37–40 Tagen etwas länger, die Patenz mit 20–23 Tagen kürzer als nach der Erstinfektion. Höchste OpG-Werte wurden 3–16 Tage nach Beginn der erneuten Patenz festgestellt. Die höchste tägliche Oozystenausscheidung war bei den mit 20.000 Oozysten reinfizierten Fohlen am 7. bzw. 4. Tag der erneuten Patenz (280.000 bzw. 310.000 Oozysten/Tag), bei den mit 50.000 Oozysten reinfizierten Fohlen am 3. Tag der erneuten Patenz (90.000 bzw. 180.000 Oozysten/Tag) zu verzeichnen. Nach Reinfektion mit 20.000 oder 50.000 Oozysten lag die gesamte Ausscheidung im Mittel bei  $2,5 \times 10^6$  bzw.  $0,95 \times 10^6$  Oozysten (mittlere Reproduktionsrate: 1:125 bzw. 1:20) (Tab. 11).



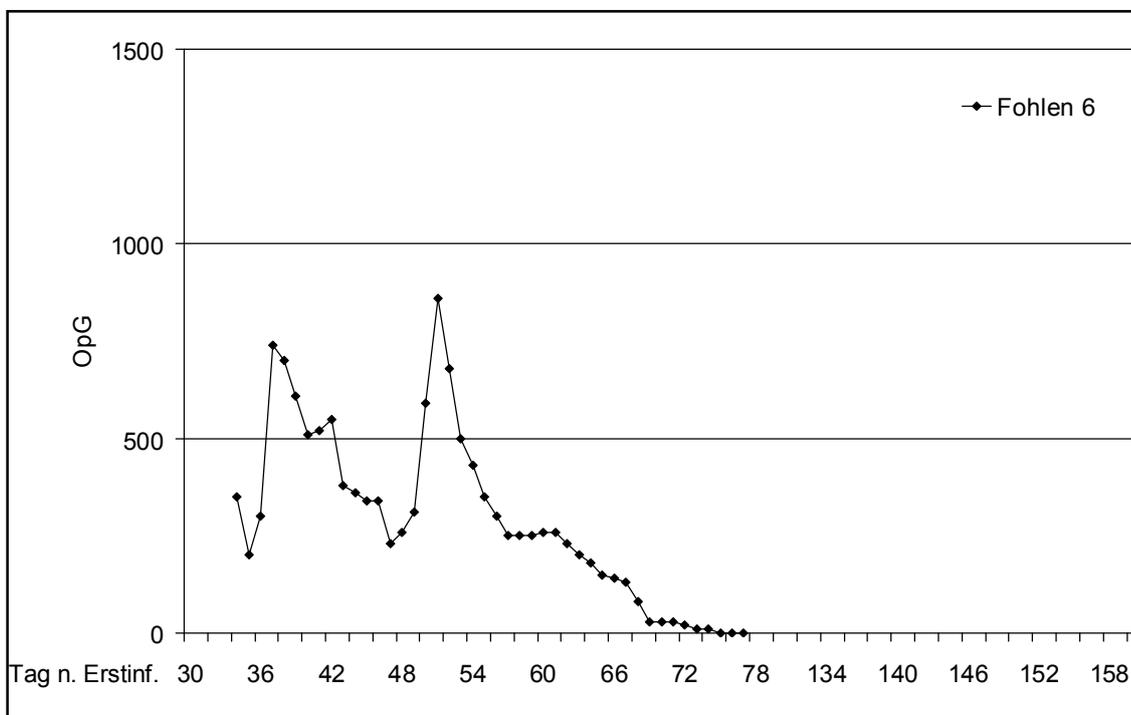
**Abbildung 29:** Verlauf der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten (OpG) nach Erst- und Reinfektion mit je 20.000 Oozysten.



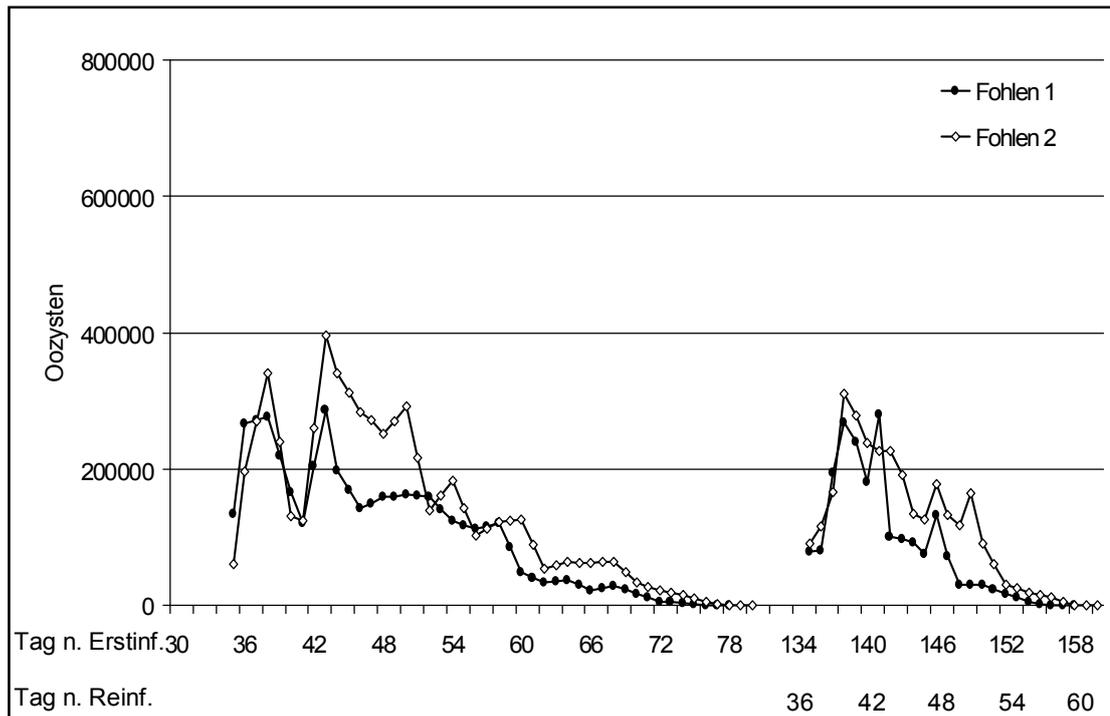
**Abbildung 30:** Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten (OpG) nach Erstinfektion mit je 20.000 Oozysten sowie Reinfektion mit je 50.000 Oozysten.



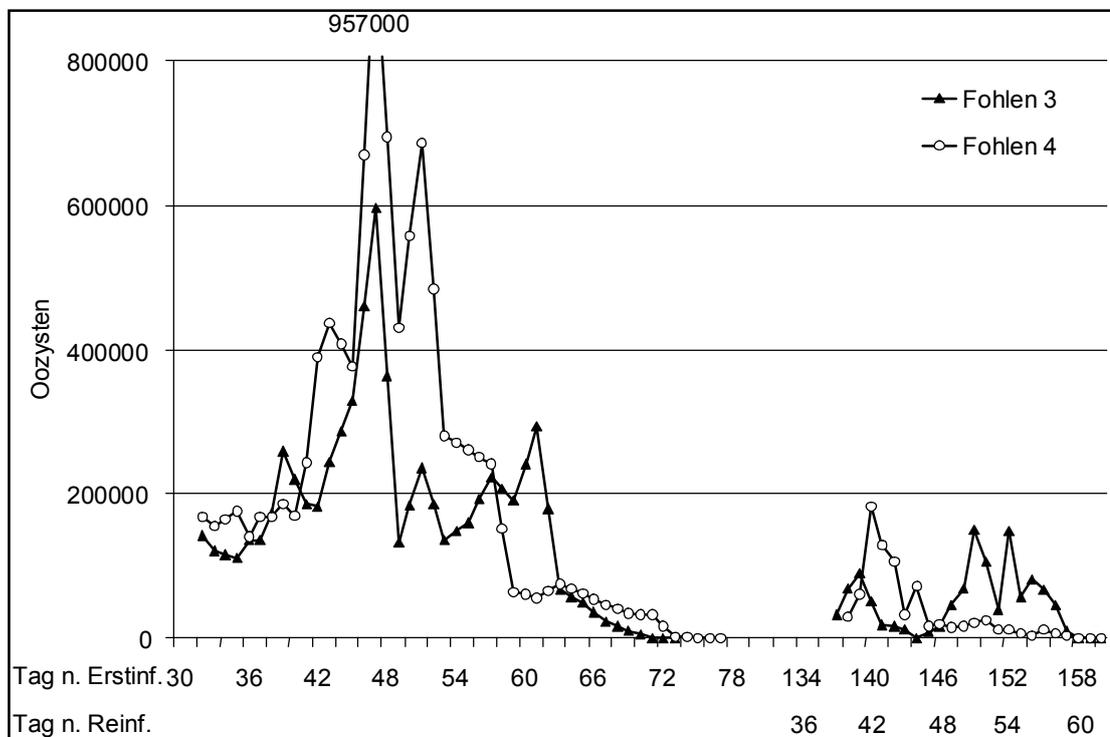
**Abbildung 31:** Verlauf der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten (OpG) nach Erstinfektion mit 20.000 Oozysten.



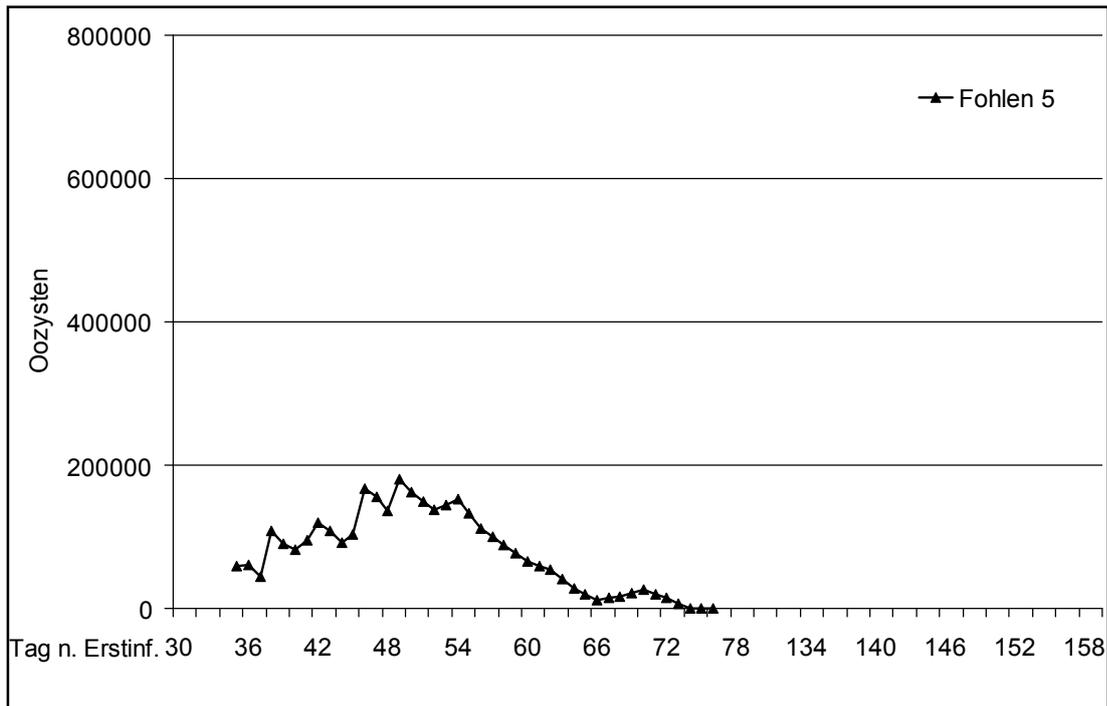
**Abbildung 32:** Verlauf der Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten (OpG) nach Erstinfektion mit 100.000 Oozysten.



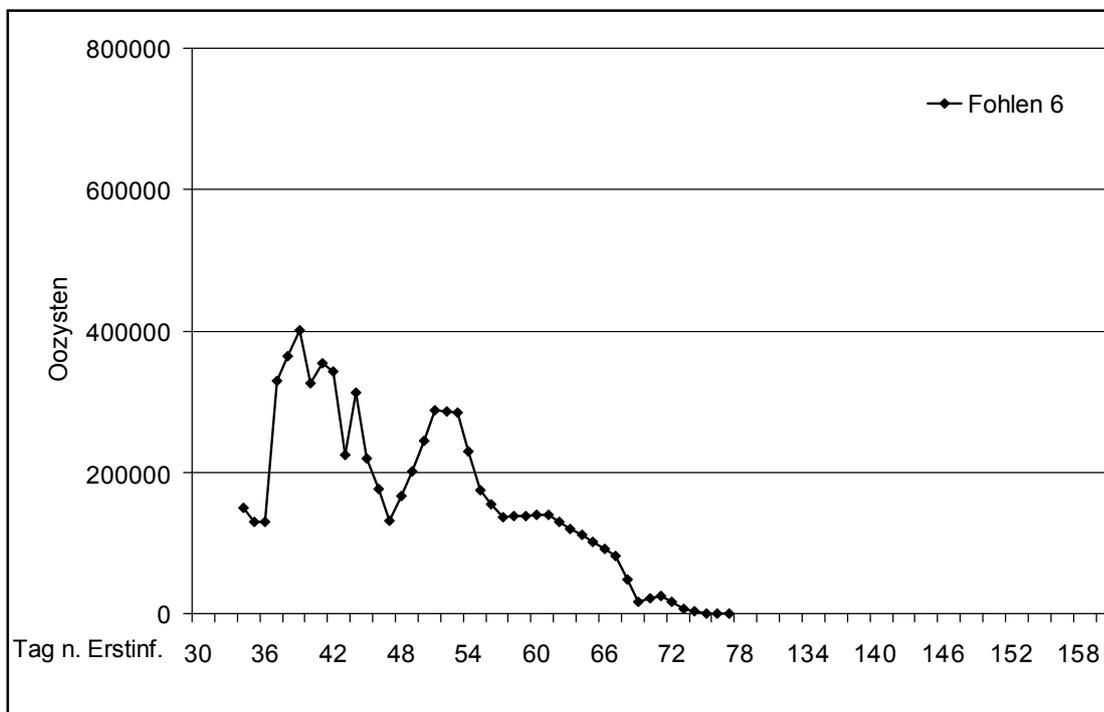
**Abbildung 33:** Tagesgesamtausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten nach Erst- und Reinfektion mit je 20.000 Oozysten.



**Abbildung 34:** Tagesgesamtausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten nach Erstinfektion mit je 20.000 Oozysten sowie Reinfektion mit je 50.000 Oozysten.



**Abbildung 35:** Tagesgesamtausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten nach Erstinfektion mit 20.000 Oozysten.



**Abbildung 36:** Tagesgesamtausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten nach Erstinfektion mit 100.000 Oozysten.

### 4.3.2 Klinische Symptome

Bei den mit je 20.000 Oozysten erstmalig infizierten Fohlen Nr. 2 und 4 wurde am 3.–10. bzw. 9.–16. Patenztage ein anfangs breiiger, später wässriger Durchfall, der teilweise blutig war, festgestellt. Die Tiere zeigten an diesen Tagen auch leichten Tenesmus. Ihr Allgemeinbefinden und andere klinische Parameter waren unauffällig. Bakteriologische Untersuchungen von Kotproben ergaben keinen pathologischen Befund. Die anderen Fohlen einschließlich des mit 100.000 Oozysten infizierten Tieres erwiesen sich zu keinem Zeitpunkt klinisch auffällig.

### 4.3.3 Oozystenmorphologie und Kenndaten zur exogenen Entwicklung

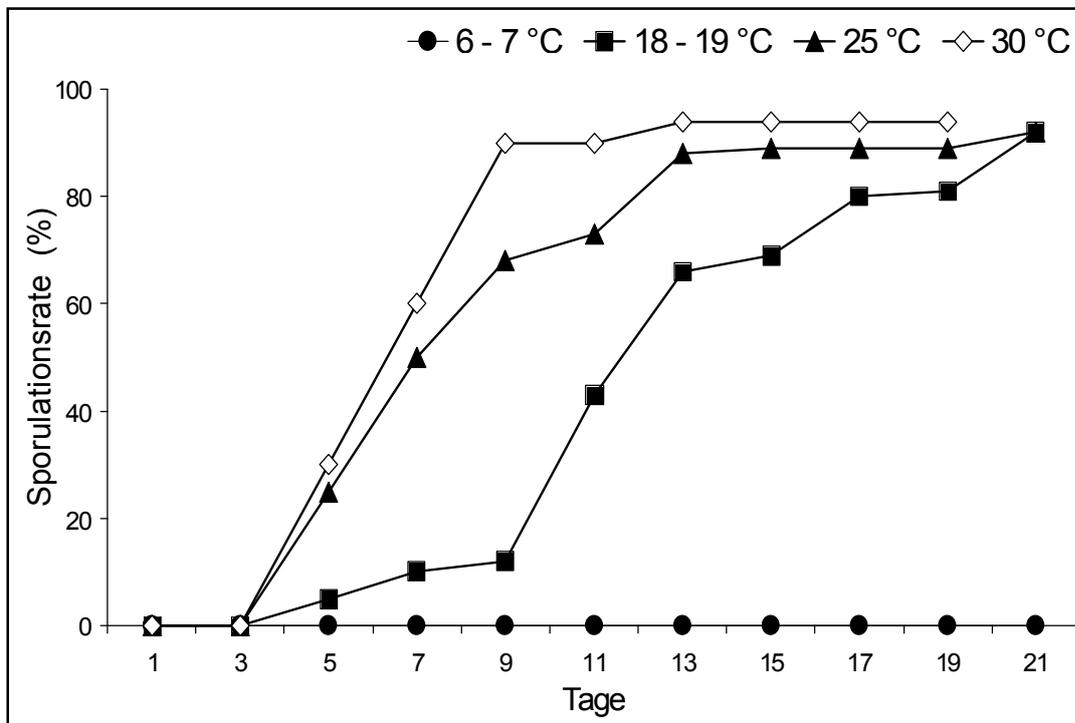
#### 4.3.3.1 Oozystenmorphologie

Die Größe der ovoiden bis piriformen *E. macusaniensis*-Oozysten (siehe Abb. 2) lag zwischen 75–101 x 56–73  $\mu\text{m}$  (im Mittel 90,8 x 65,6  $\mu\text{m}$ ). Die Oozystenwand war 6,8–9,6  $\mu\text{m}$  dick; die äußere dickere Schicht war dunkelbraun und oberflächlich rau, die innere dünnere Schicht farblos-transparent und glatt. Die äußere Hülle wurde am verjüngten Pol von einer 7,7–11,5  $\mu\text{m}$  breiten Mikropyle unterbrochen, auf der eine durchsichtige, kuppelförmige Mikropylenkappe saß. Fäkal ausgeschiedene Oozysten wurden vom Sporonten ausgefüllt; der Sporont rundete sich später ab und schrumpfte. Sporozysten waren 29,4–36,2 x 15,1–20,4  $\mu\text{m}$  (im Mittel 31,7 x 16,8  $\mu\text{m}$ ) groß; ein Sporozystenrestkörper war erkennbar.

#### 4.3.3.2 Exogene Entwicklung

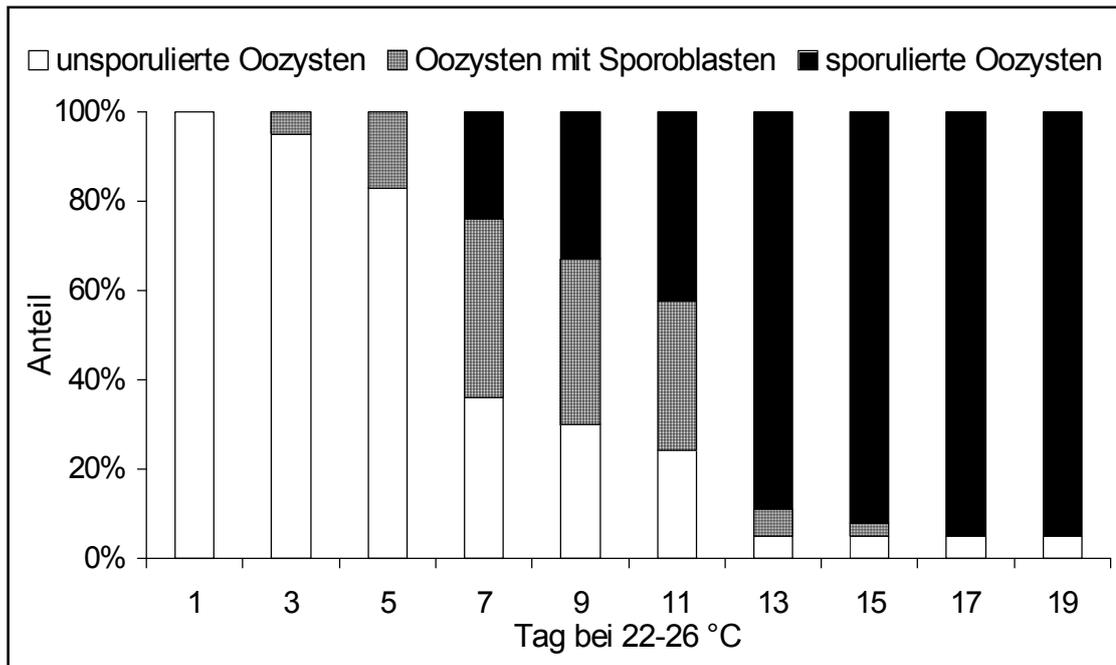
In Abbildung 37 (Anhang 4) ist der Zeitverlauf der Sporulation von *E. macusaniensis*-Oozysten bei unterschiedlicher Umgebungstemperatur dargestellt. Bei konstanter Temperatur von 7 °C fand innerhalb von 3 Wochen keine Sporulation statt; degenerative Veränderungen der so gelagerten Oozysten waren aber nicht festzustellen. Bei einer Inkubationstemperatur von 18–19 °C waren ab dem 5. Tag einzelne sporulierte Oozysten nachweisbar. Bei 18–19 °C, 25 °C oder 30 °C waren nach 12, 7 bzw. 6 Tagen  $\geq 50\%$  der Oozysten sporuliert. Maximale

Sporulationsraten (92–94 %) wurde bei 18–19 °C und 25 °C nach 21 Tagen, bei 30 °C bereits am 9. Inkubationstag erreicht.



**Abbildung 37:** Verlauf der Sporulation von *E. macusaniensis*-Oozysten bei unterschiedlichen Inkubationstemperaturen.

Aus Frischkot isolierte *E. macusaniensis*-Oozysten entwickelten sich während einer zweiwöchigen Lagerung bei 6–7 °C nicht weiter, eine folgende Inkubation bei 22–26 °C führte jedoch binnen 2 Tagen zur Schrumpfung der Sporonten, und am 5. Inkubationstag waren 24 %, am 17. Inkubationstag 95 % der Oozysten vollständig sporuliert (Abb. 38; Anhang 5).



**Abbildung 38:** Verlauf der Sporulation von *E. macusaniensis*-Oozysten nach zweiwöchiger Kühlagerung (6-7 °C) und anschließender Inkubation bei 22-26 °C.

#### 4.4 PRÜFUNG DER ANTHELMINTHISCHEN WIRKSAMKEIT VON DORAMECTIN UND MOXIDECTIN

##### 4.4.1 Therapieversuch 1

Zehn Tage nach **Aufgussapplikation** von **Moxidectin** in einer Dosis von 0,4 mg/kg KM sistierte die Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei 75 % der Tiere; dabei betrug die mittlere Eizahlreduktion 89 % (Tab. 12). *D. viviparus*-Larven waren zu diesem Zeitpunkt nach der Medikation bei keinem Tier mehr nachzuweisen (100 %iger Effektivitätseffekt) (Tab. 13).

**Tabelle 12:** Wirksamkeit von Moxidectin nach Aufguss-Applikation (Dosis: 0,4 mg/kg KM) gegen Magen-Darm-Strongyliden bei Lamas und Alpakas.

Tag	Befalls- extensität <sup>1)</sup>	Extensitäts- effekt (%)	Mittlere EpG	Mittlere Eizahlreduktion (%) <sup>2)</sup>
0 <sup>3)</sup>	24/24	-	150 ( $\pm$ 181) <sup>4)</sup>	-
10	6/24	75	17 ( $\pm$ 31)	89 (51–92) <sup>5)</sup>

<sup>1)</sup> Zahl der positiven Tiere / Gesamtzahl der Tiere.

<sup>2)</sup> Berechnung ohne Kontrollgruppe.

<sup>3)</sup> Behandlungstag.

<sup>4)</sup> Standardabweichung.

<sup>5)</sup> 95 %-Konfidenzintervall.

**Tabelle 13:** Wirksamkeit von Moxidectin nach Aufguss-Applikation (Dosis: 0,4 mg/kg KM) gegen *D. viviparus* bei Lamas und Alpakas.

Tag	Befalls- extensität <sup>1)</sup>	Extensitäts- effekt (%)
0 <sup>2)</sup>	13/13	-
10	0/13	100

<sup>1)</sup> Zahl der positiven Tiere / Gesamtzahl der Tiere.

<sup>2)</sup> Behandlungstag.

#### 4.4.2 Therapieversuch 2

In der Kontrollgruppe waren im Untersuchungszeitraum stets, wenn auch in unterschiedlichem Ausmaß, Magen-Darm-Strongylideneier zu finden. Dagegen sistierte die Eiausscheidung drei Wochen nach **intramuskulärer Doramectin-Medikation** bei 93–100 % der Tiere vollständig, und die mittlere Eizahlreduktion betrug 94–100 % (Kontrollgruppe in Berechnung einbezogen). Fünf Wochen nach Medikation war die mittlere Eiausscheidung im Vergleich zur Kontrollgruppe um 92–100 % vermindert. Sieben Wochen nach Medikation war die mittlere Eizahl in den Doramectin-Gruppen noch um 82–91 % reduziert, allerdings mit deutlich breiteren Konfidenzintervallen als zuvor (Tab. 14).

**Tabelle 14:** Wirksamkeit von Doramectin nach Injektion (Dosis: 0,2 mg/kg KM [Gruppe D-1] bzw. 0,4 mg/kg KM [Gruppe D-2]) gegen Magen-Darm-Strongyliden bei Lamas und Alpakas.

Gruppe	Tag	Befalls- extensität <sup>1)</sup>	Extensitäts- effekt (%)	Mittlere EpG	Mittlere Eizahlreduktion (%)	
					ohne Kontrolle	mit Kontrolle
D-1	0 <sup>2)</sup>	10/10	-	205 ( $\pm$ 189) <sup>3)</sup>	-	-
	21	0/10	100	0 ( $\pm$ 0)	100	100
	35	3/10	70	35 ( $\pm$ 66)	83 (81-95) <sup>4)</sup>	92 (77-96)
	49	2/10	80	25 ( $\pm$ 63)	88 (26-97)	82 (33-90)
	80	3/10	70	45 ( $\pm$ 86)	78 (-101-96)	79 (-101-94)
D-2	0	14/14	-	189 ( $\pm$ 141)	-	-
	21	1/14	93	7 ( $\pm$ 26)	96 (86-100)	94 (95-99)
	35	0/14	100	0 ( $\pm$ 0)	100	100
	49	3/14	79	11 ( $\pm$ 21)	94 (71-98)	91 (67-94)
	80	6/14	57	46 ( $\pm$ 104)	75 (56-92)	77 (2-94)
K	0	11/11	-	146 ( $\pm$ 65)	-	-
	21	8/11	-	91 ( $\pm$ 83)	-	-
	35	10/11	-	305 ( $\pm$ 341)	-	-
	49	5/11	-	96 ( $\pm$ 175)	-	-
	80	6/11	-	155 ( $\pm$ 414)	-	-

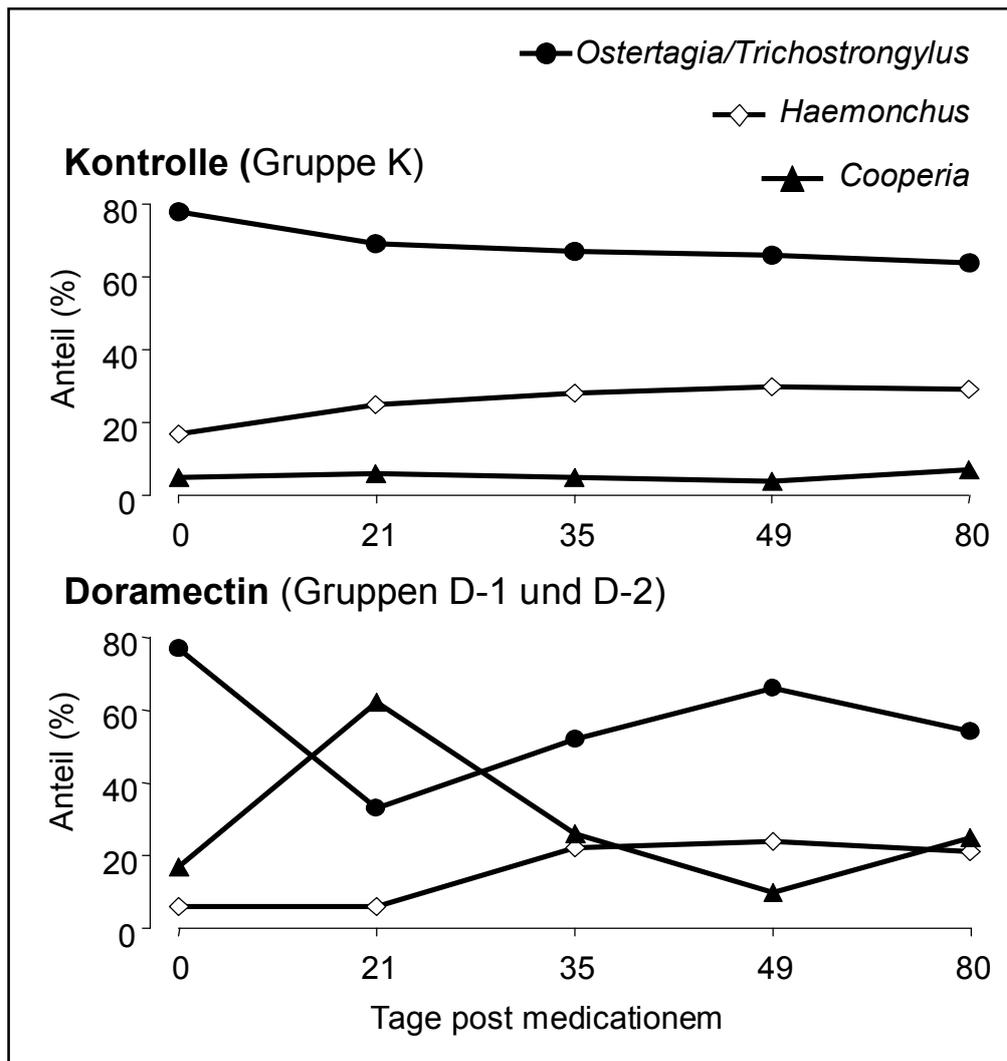
<sup>1)</sup> Zahl der positiven Tiere / Gesamtzahl der Tiere.

<sup>2)</sup> Behandlungstag.

<sup>3)</sup> Standardabweichung.

<sup>4)</sup> 95 %-Konfidenzintervall.

Zu jedem Untersuchungstermin und ließen sich Strongylidendrittlarven in Kotkulturen jeder Versuchsgruppe anzüchten. In der Kontrollgruppe blieb der jeweilige Anteil der Gattungen *Ostertagia/Trichostrongylus* (65–78 %), *Haemonchus* (18–28 %) und *Cooperia* (4–7 %) über die Untersuchungszeit weitgehend gleich ( $p > 0,05$ ). Dagegen war drei Wochen nach Doramectin-Medikation der Anteil der *Cooperia*-Larven mehr als dreimal so groß (62 %) wie vor der Behandlung (17 %;  $p < 0,001$ ) (Abb. 39).



**Abbildung 39:** Anteil (%) der Trichostrongylidengattungen (bestimmt durch Larvendifferenzierung) an der Eiausscheidung vor und nach intramuskulärer Applikation von Doramectin im Vergleich zur unbehandelten Kontrollgruppe.

Patente Infektionen mit *D. viviparus* wurden am Tag 0 bei wenigen Tieren der mit Doramectin medikierten Gruppen diagnostiziert. Nach Behandlung waren *Dictyocaulus*-Larven in diesen Gruppen nicht mehr nachweisbar (Tab. 15). Kontrolltiere schieden niemals Lungenwumlarven aus.

**Tabelle 15:** Wirksamkeit von Doramectin nach Injektion (Dosis: 0,2 mg/kg KM [Gruppe D-1] bzw. 0,4 mg/kg KM [Gruppe D-2]) gegen *D. viviparus* bei Lamas und Alpakas.

Gruppe	Tage	Befalls- extensität <sup>1)</sup>	Extensitäts- effekt (%)
D-1	0 <sup>2)</sup>	2/2	-
	21, 35, 49, 80	0/2	100
D-2	0	5/5	-
	21, 35, 49, 80	0/5	100

<sup>1)</sup> Zahl der positiven Tiere / Gesamtzahl der Tiere.

<sup>2)</sup> Behandlungstag.

#### 4.4.3 Therapieversuch 3

**Moxidectin** in einer Dosis von 0,2 mg/kg KM **subkutan** appliziert führte zwei Wochen nach Medikation bei 93 % der Tiere zum völligen Sistieren der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern, wobei Letztere im Mittel um 98 % reduziert war (Tab. 16). Patente Lungenwuminfektionen wurden in diesem Versuch bei keinem Tier vor oder nach der Medikation festgestellt.

**Tabelle 16:** Wirksamkeit von Moxidectin nach Injektion (Dosis: 0,2 mg/kg KM) gegen Magen-Darm-Strongyliden bei Lamas und Alpakas.

Tag	Befalls- extensität <sup>1)</sup>	Extensitäts- effekt (%)	Mittlere EpG	Mittlere Eizahlreduktion (%) <sup>2)</sup>
0 <sup>3)</sup>	30/30	-	101 ( $\pm$ 181) <sup>4)</sup>	-
14	2/30	93	3 ( $\pm$ 12)	98 (89–99) <sup>5)</sup>

<sup>1)</sup> Zahl der positiven Tiere / Gesamtzahl der Tiere.

<sup>2)</sup> Berechnung ohne Kontrollgruppe.

<sup>3)</sup> Behandlungstag.

<sup>4)</sup> Standardabweichung.

<sup>5)</sup> 95 %-Konfidenzintervall.

## 5 DISKUSSION

### 5.1 PARASITEN DES GASTROINTESTINALTRAKTS UND DER ATEMWEGE BEI NEUWELTKAMELIDEN IN EUROPA

Über Vorkommen, Verbreitung, Epidemiologie und klinisch-wirtschaftliche Auswirkungen der Parasitosen des Gastrointestinaltrakts und der Atemwege von Neuweltkameliden liegen aus Europa nur wenige Erkenntnisse vor. Diese stammen aus Fallberichten (Hänichen et al., 1994; Wenker et al., 1998; Gunsser et al., 1999; Dengjel et al., 2001; Tait et al., 2002), einer kleineren Therapiestudie (Geurden und Van Hemelrijk, 2005) sowie einer Querschnittsstudie (Hertzberg, 2002). Die hier präsentierte Longitudinalstudie ist – neben einer präliminären, in einer mittelhessischen Lamaherde durchgeführten Untersuchung (Kowalik et al., 1998) – die erste Langzeituntersuchung über die Endoparasitenfauna von Lamas und Alpakas außerhalb Amerikas.

Die im südhessischen Versuchsbetrieb vorgefundenen Endoparasiten komplettieren das Parasitenspektrum, das in Mitteleuropa für Neuweltkameliden bekannt oder wahrscheinlich ist (Tab. 17). Erstmals außerhalb von Südamerika gelang der Nachweis von *Eimeria ivitaensis* (Abb. 2; Kap. 4.2.5). Nach dem Bericht von Kowalik et al. (1998) wurden hier bei Neuweltkameliden zum zweiten Mal patente Infektionen mit *Dictyocaulus viviparus* diagnostiziert.

Einige der in Tabelle 17 aufgelisteten Endoparasiten (*Entamoeba* sp., *Moniezia* spp., *F. hepatica*, *D. dentriticum*, *Oesophagostomum* spp.) waren in dem südhessischen Alpaka-Lama-Betrieb nicht nachzuweisen, sind aber bei Neuweltkameliden in Europa bereits beschrieben. So wurde ein *Entamoeba*-Befall bei mehreren Lamas einer mittelhessischen Herde diagnostiziert (Kowalik et al., 1998). Patente Infektionen mit *Moniezia* spp. und *Oesophagostomum* spp. sind aus anderen Herden in Deutschland und der Schweiz bekannt (Kowalik et al., 1998; Hertzberg, 2002; C. Bauer, persönl. Mitteilung). *D. filaria* wurde bei einem Lama in Großbritannien gefunden (Duff et al., 1999). *Fasciola*-Befall ist bei Neuweltkameliden, manchmal mit letalem

**Tabelle 17:** In Europa bei Neuweltkameliden nachgewiesene oder mögliche Parasitenspezies des Gastrointestinaltrakts und der Atemwege nach eigenen Ergebnissen (Kap. 4.2) sowie Literaturangaben (Kap. 2.2).

Organ	Parasitenspezies
3. Magen-Kompartiment	<i>Haemonchus contortus</i> <i>Ostertagia</i> spp. / <i>Teladorsagia</i> spp. ( <i>O. lyrata</i> , <i>O. ostertagi</i> , <i>Tel. circumcincta</i> ) <i>Trichostrongylus axei</i>
Dünndarm	<i>Giardia</i> sp. <i>Entamoeba</i> sp. <i>Enterocytozoon bieneusi</i> * <i>Cryptosporidium parvum</i> <i>Eimeria alpaca</i> <i>Eimeria ivitaensis</i> <i>Eimeria lamae</i> <i>Eimeria macusaniensis</i> <i>Eimeria punoensis</i> <i>Moniezia</i> spp. ( <i>M. benedeni</i> , <i>M. expansa</i> ) <i>Strongyloides</i> sp. <i>Trichostrongylus</i> spp. ( <i>T. colubriformis</i> , <i>T. vitrinus</i> ) <i>Cooperia</i> spp. ( <i>C. oncophora</i> , <i>C. punctata</i> , <i>C. surnabada</i> ) <i>Nematodirus battus</i> <i>Nematodirus</i> spp. ( <i>N. filicollis</i> , <i>N. helvetianus</i> , <i>N. spathiger</i> ) * <i>Bunostomum</i> spp. <i>Capillaria</i> spp.
Dickdarm	<i>Oesophagostomum</i> spp. * <i>Chabertia ovina</i> <i>Trichuris</i> spp.
Leber	<i>Fasciola hepatica</i> <i>Dicrocoelium dendriticum</i>
Lunge	<i>Dictyocaulus viviparus</i> <i>Dictyocaulus filaria</i>

\* bei Neuweltkameliden in Europa bislang nicht nachgewiesen, aber möglich (siehe Text).

Verlauf, aus Süddeutschland, der Schweiz und Großbritannien bekannt (Duff et al., 1999; Gunsser et al., 1999; Hertzberg, 2002). Viele Alpaka- und Lamaherden in Süddeutschland und der Schweiz beherbergen *D. dentriticum*, wobei auch Berichte über letale Infektionen vorliegen (Wenker et al., 1998; Gunsser et al., 1999; Hertzberg, 2002).

Andere der in Tabelle 17 genannten Parasitenspezies waren in der eigenen Untersuchung nicht nachzuweisen und wurden in Europa bislang auch nicht bei Neuweltkameliden gefunden. Da aber das wenig wirtsspezifische Protozoon *Cryptosporidium parvum* (Kap. 2.2.1.4) sowie Nematoden der Gattungen *Bunostomum* (Kap. 2.2.4.1.14) und *Chabertia* (Kap. 2.2.4.1.12) wiederholt bei Lamas oder Alpakas in Amerika, Australien und Neuseeland festgestellt wurden und in Mitteleuropa bekannte Parasiten von Rind, Schaf und Ziege sind (Barth und Visser, 1991; Eckert et al., 2005), ist auch hierzulande mit ihrem gelegentlichen Auftreten bei Neuweltkameliden zu rechnen.

## 5.2 WIRTSSPEZIFITÄT UND INFEKTIONSQUELLEN VON ENDOPARASITEN DER NEUWELTKAMELIDEN

Prinzipiell kann man streng wirtsspezifische und weniger wirtsspezifische Endoparasitenarten unterscheiden. Zu den **wirtsspezifischen Parasiten** gehören u. a. alle *Eimeria*-Arten (Eckert et al., 2005). Daher müssen die bei Neuweltkameliden in Nordamerika, Australien, Neuseeland und Europa nachgewiesenen *Eimeria*-Arten ursprünglich durch infizierte Tiere aus ihrer südamerikanischen Heimat in die neuen Regionen mitgebracht worden sein.

Zu den spezifischen Parasiten der Neuweltkameliden zählen auch die Nematodenarten *Graphinema aucheniae* (Kap. 2.2.4.1.2), *Spiculopteragia peruvians* (Kap. 2.2.4.1.3), *Lamanema chavezii* (Kap. 2.2.4.1.4) und *Nematodirus lamae* (Kap. 2.2.4.1.13). Ihr Vorkommen ist nach den vorliegenden Daten aber nur auf Südamerika, der originären Heimat der Neuweltkameliden, beschränkt. Über die Gründe, warum diese Nematoden nicht – wie die *Eimeria*-Arten – in andere Regionen eingeschleppt wurden und sich dort dauerhaft etablierten, kann nur spekuliert werden. Vielleicht lag dies am (Nicht)Vorhandensein von hochwirksamen Antiparasitika: In der

Vergangenheit standen wirksame antikomplexidelle Mittel nicht zur Verfügung (Alva und Villanueva, 1985), was eine Einschleppung von Eimerieninfektionen immer wieder ermöglichte; dagegen waren Anthelminthika verfügbar, durch die ein Nematodenbefall bei zu importierenden oder importierten Tieren erfolgreich zu eliminieren war. Auch unterschiedliche Umweltbedingungen in Südamerika und anderen Regionen könnten dafür verantwortlich gewesen sein: Möglicherweise sind diese in Nordamerika, Australien und Europa für die Entwicklung und das Überleben exogener Stadien der „lama-spezifischen“ Nematodenarten nur suboptimal.

Viele andere bei Alpakas und Lamas nachgewiesene Endoparasitenarten (Kap. 2.2.2, 2.2.3, 2.2.4.1.5–2.2.4.1.14, 2.2.4.2–2.2.4.5) sind **weniger wirtsspezifisch** und kommen häufig auch bei Wiederkäuern vor. Ihre wechselseitige Übertragung zwischen Wiederkäuern und Neuweltkameliden ist sowohl in der südamerikanischen Heimat der Neuweltkameliden wie auch in anderen Regionen möglich. Dies zeigen unter anderem auch Beobachtungen aus der Schweiz, denen zufolge Lamas und Alpakas bei gemeinsamer Haltung mit kleinen Wiederkäuern deutlich stärker mit Magen-Darm-Strongyloiden infiziert waren als jene, die nicht zusammen mit Schafen oder Ziegen gehalten wurden (Hertzberg, 2002).

Ein Beispiel für eine bei Neuweltkameliden erst in neuen Regionen aufgetretene Parasitose ist die Dicrocoeliose: *D. dendriticum* kommt autochthon in Südamerika weder bei Wiederkäuern (Schuster, 1992), noch bei Neuweltkameliden vor. Die in Süddeutschland und der Schweiz bei Lamas und Alpakas diagnostizierten Infektionen mit dem kleinen Leberegel (Kap. 2.2.2.3) sind folglich keine „Importparasitosen“, sondern hatten ihre Quelle bei Hauswiederkäuern, die in diesen Gebieten häufig befallen sind (Schuster, 1992).

### 5.3 **EIMERIA-BEFALL**

#### 5.3.1 **Spektrum der *Eimeria*-Arten bei Neuweltkameliden**

In der vorliegenden Longitudinalstudie wurden Infektionen mit fünf *Eimeria*-Arten festgestellt (Abb. 2; Tab. 17). Dies deckt sich mit zahlreichen anderen

Untersuchungen zu Vorkommen und Verbreitung dieser Kokzidien bei Neuweltkameliden in Süd- und Nordamerika (Kap. 2.2.1.5).

Die hier als eine Gruppe ausgewerteten Arten *E. alpaca* und *E. punoensis* wurden am häufigsten und mit der höchsten Oozystenausscheidung nachgewiesen (Kap. 4.2.2). Die Prävalenz (= Extensität) und Intensität der Oozystenausscheidung waren für *E. macusaniensis* (Kap. 4.2.4) und *E. lamae* (Kap. 4.2.3) insgesamt niedriger. Oozysten von *E. ivitaensis* wurden nur sporadisch festgestellt (Kap. 4.2.5). Diese im südthessischen Betrieb erhobenen Befunde der Longitudinalstudie entsprechen tendenziell den Resultaten aus früheren Querschnittsstudien in Süd- und Nordamerika (siehe Tab. 3).

Daneben soll bei Lamas eine sechste Spezies, *E. peruviana*, existieren (Kap. 2.2.1.5.5). Dazu finden sich in der Literatur allerdings nur drei vage Stellen: Die Erstbeschreibung dieser Art (Yakimoff, 1934) ist in Text („...it seemed as though one of the specimens had a micropyle whereas the others were devoid of one...“) und Zeichnung nur unzureichend. Pelayo (1973) machte diesbezüglich keine Angaben. Leguía und Casas (1999) publizierten in einer Monographie über Parasiten der Neuweltkameliden die fotografische Abbildung einer *E. peruviana* zugeschriebenen Oozyste und beschrieben deren Morphologie, wobei aber Beschreibung („...sin micrópilo...“) und Abbildung (Mikropyle ist schemenhaft erkennbar) augenscheinlich nicht übereinstimmen. Oozysten von *E. peruviana* wurden – mit Ausnahme der Untersuchung von Pelayo (1973) – in keiner Querschnittsstudie nachgewiesen (Guerrereo et al., 1970a; Hurtado et al., 1985a; Rickard und Bishop, 1988; Schrey et al., 1991; Kowalik et al., 1998; Jarvinen, 1999). Zusammenfassend erscheint die Validität dieser Art sehr fragwürdig; wahrscheinlich handelt es sich bei *E. peruviana* um ein nomen nudum.

### 5.3.2 Nachweis von *Eimeria macusaniensis*-Oozysten im Kot

Die Oozysten der meisten Kokzidien können aufgrund ihres geringen spezifischen Gewichts im Flotationsverfahren mit gesättigter NaCl-Lösung (spez. Gew.:  $\approx 1,2$ ) nachgewiesen werden (Rommel, 2000). Dies gilt auch für Oozysten von *E. alpaca*, *E. lamae* und *E. punoensis*. Das Koch-

salzflotationsverfahren ist jedoch wenig geeignet zum Nachweis von spezifisch schwereren Gebilden, zu denen die morphologisch ähnlichen Oozysten von *E. leuckarti* (Kutzer, 1969; Bauer und Bürger, 1984) und *E. macusaniensis* gehören. Da Rickard und Bishop (1988) in ihrer Querschnittsstudie diese suboptimale Methode verwendeten, ist der vergleichsweise seltene Nachweis von *E. macusaniensis*-Oozysten (Tab. 3) nicht verwunderlich. Ähnliches scheint für das Formalin-Triton-Ether-Zentrifugationsverfahren (Schrey et al., 1991) zu gelten. Andere Autoren benutzten zum Nachweis von *E. macusaniensis*-Oozysten ein Sedimentations-Flotationsverfahren mit Zuckerlösung (spez. Gew.: 1,28–1,3) (Jarvinen, 1999; Beldomenico et al., 2003).

Im methodischen Teil der eigenen Studie wurde ein modifiziertes McMaster-Verfahren mit dem zum Nachweis von *E. leuckarti*-Oozysten favorisierten Sedimentationsverfahren (Kutzer, 1969; Bauer und Bürger, 1984) verglichen mit dem Ziel, seine Eignung für den quantitativen Nachweis von *E. macusaniensis*-Oozysten zu prüfen (Kap. 4.1.1). Die OpG-Werte aus beiden Verfahren korrelierten eng miteinander (Abb. 1). Zwar waren bei niedriger Oozystenausscheidung die OpG-Werte aus dem Sedimentationsverfahren tendenziell höher als jene aus dem McMaster-Verfahren, die Differenz zwischen OpG-Werten aus beiden Methoden war aber im Durchschnitt nicht signifikant mit der Höhe der OpG-Werte verbunden (Bland-Altman-Analyse), so dass dies für die Praxis als belanglos angesehen wird.

Die Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten folgt – wie für *Eimeria*-Arten des Rindes (Failing et al., 1995) belegt – in Näherung einer Poisson-Verteilung (Kap. 4.1). Für die Praxis bedeutet dies, dass durch Wiederholungsmessungen (mit dem modifizierten McMaster-Verfahren) die relative Genauigkeit des Zählergebnisses erhöht werden kann, besonders bei niedriger Oozystenausscheidung.

Das modifizierte McMaster-Verfahren mit konzentrierter Zuckerlösung war nach diesen Befunden geeignet, um neben Nematodeneiern und anderen Eimerienoozysten auch *E. macusaniensis*-Oozysten quantitativ zu erfassen; es wurde daher in der Longitudinalstudie als Methode der Wahl eingesetzt.

### 5.3.3 Biologie von *Eimeria macusaniensis*

Die eigenen Untersuchungen geben erstmals im Detail Auskunft über biologische Kenndaten zur exogenen und endogenen Entwicklung von *E. macusaniensis* und liefern erstmals experimentelle Daten über die Immunitätsausbildung gegen dieses Kokzid.

Ausmaß und Schnelligkeit der **Sporulation** der *E. macusaniensis*-Oozysten sind – wie zu erwarten – temperaturabhängig. Maximale Sporulationsraten (> 92 %) wurden 21 Tage nach Inkubation bei 18–19 °C oder 25 °C sowie bereits 9 Tage nach Bebrütung bei 30 °C erreicht (Abb. 37). Dagegen ermittelten Guerrero et al. (1972) deutlich längere Sporulationszeiten (33, 31 und 29 Tage nach Inkubation bei 15–18 °C, 22 °C bzw. 27 °C); in ihren Versuchen sporulierten bei 32 °C bebrütete Oozysten nicht. Rickard und Bishop (1988) beobachteten schon 12–15 Tage nach Inkubation bei 23 °C eine Oozystensporulation. Da jedoch in den Studien von Guerrero et al. (1972) sowie Rickard und Bishop (1988) detaillierte Angaben über Inkubationsbedingungen und erzielte Sporulationsraten fehlen, sind die Unterschiede zwischen ihren und den hier präsentierten Ergebnissen nicht zu erklären.

Oozysten von *E. macusaniensis* sporulieren, wie die eigenen Ergebnisse zeigen (Abb. 37, 38), bei Temperaturen von 6–7 °C nicht, können aber bei folgender Erwärmung der Umgebung ihre Entwicklung wieder aufnehmen. Dieser Befund lässt darauf schließen, dass *E. macusaniensis*-Oozysten, die während des Winterhalbjahres außerhalb von Stallräumen ausgeschieden werden, nicht sporulieren, sondern unsporuliert überwintern und nach Wiedererwärmung im Frühjahr ihre exogene Entwicklung fortführen können.

Nach artifizierlicher Erstinfektion der Lamafohlen dauerten die **Präpatenz** 32–36 Tage und die **Patenz** 39–43 Tage. Diese Daten stimmen mit den präliminären Ergebnissen von Guerrero et al. (1970c, 1972) überein (Präpatenz: 33–34 Tage; Patenz: 32–48 Tage).

Die Gesamtoozystenausscheidung nach Erstinfektion betrug im Mittel  $6,21 \times 10^6$  Oozysten (Tab. 11). *E. macusaniensis* besitzt demnach eine recht **niedrige Reproduktionsrate** (im Mittel: 1:310) im Vergleich zu anderen

*Eimeria*-Arten mit kürzerer Präpatenz, beispielsweise *E. zuernii* (1:2.200), *E. auburnensis* (1:12.000) und *E. bovis* (1:2.500.000) des Rindes (Stockdale, 1976; Gräfner und Graubmann, 1979). Die Reproduktionsrate gleicht aber jener der bei Equiden vorkommenden Art *E. leuckarti* (1:44), die im Übrigen auch in Oozystenmorphologie, exogener Entwicklung und Präpatenz (Bauer und Bürger, 1984) *E. macusaniensis* auffallend ähnlich ist.

Die 2–3 Wochen nach Ende der ersten Patenzperiode erfolgte Reinfektion der Lamafohlen resultierte in einer erneuten Ausscheidung von *E. macusaniensis*-Oozysten, wobei aber die Präpatenz verlängert (37–40 Tage), die Patenz verkürzt (20–23 Tage) und die Gesamtoozysten-ausscheidung niedriger (im Mittel  $2,5 \times 10^6$  Oozysten; Reproduktionsrate: 1:125) als nach Erstinfektion waren (Tab. 11). Ähnliche Resultate wurden nach Reinfektion von Pferden mit *E. leuckarti* (Bauer und Bürger, 1984) gewonnen. Diese experimentellen Befunde verdeutlichen aber auch, dass *E. macusaniensis* – wie *E. leuckarti* – nur **mäßig immunogen** ist und sich nach einmaliger Infektion mit einer als ausreichend hoch angesehenen Oozystenanzahl nur eine Teilimmunität ausbildet. Ein Gegenbeispiel ist *E. bovis* des Rindes: Bei diesem stark immunogenen Kokzid entwickelt sich nach ausreichend hoher einmaliger Infektion eine nahezu vollständige Immunität, die eine erneute Oozystenausscheidung nach Reinfektion mehr oder minder verhindert (Daugshies et al., 1986; Fiege et al., 1992).

#### 5.3.4 Altersabhängigkeit der Oozystenausscheidung und Immunität

Die eigenen Ergebnisse dokumentieren in überzeugender Weise zwischen den Altersgruppen der Neuweltkameliden Unterschiede im Eimerienbefall. Die Fohlen des südhessischen Betriebs schieden signifikant häufiger und in weit größerer Menge Oozysten von *E. alpaca*/*E. punoensis* (Abb. 5) und von *E. macusaniensis* (Abb. 13) aus als die Junghengste oder Stuten. Dies stimmt mit früheren Beobachtungen aus Querschnittsstudien in Alpaka- und Lamaherden in Peru und den USA überein; auch hier waren Jungtiere häufiger patent infiziert als Alttiere, und die Intensität der Oozystenausscheidung – sofern bestimmt – war bei Jungtieren höher als bei älteren Tieren (Guerrero et al., 1970a; Pelayo, 1973; Rickard und Bishop, 1988; Schrey et al., 1991; Jarvinen, 1999). Für *E. lamae* (Abb. 10) war in der

Longitudinalstudie der Unterschied in der Oozystenausscheidung zwischen den Altersgruppen nicht signifikant; dies dürfte jedoch durch die niedrige Prävalenz und Intensität der Ausscheidung bedingt gewesen sein. Daten aus früheren Querschnittsstudien lassen erkennen, dass auch diese Eimerienart bei Jungtieren häufiger und in stärkerer Intensität auftritt als bei älteren Tieren (Guerrero et al., 1970c; Pelayo, 1973; Rickard und Bishop, 1988; Schrey et al., 1991).

Die Eimerienarten der Neuweltkameliden unterscheiden sich – wie beispielsweise jene von Rind (Faber et al., 2002; Jäger et al., 2005) und Schaf (Reeg et al., 2005) – im postpartalen Beginn und Verlauf der Oozystenausscheidung: Oozysten der Arten *E. alpaca*/*E. punoensis* waren in der 3. Lebenswoche, *E. lamae*-Oozysten am Ende des ersten Lebensmonats und *E. macusaniensis*-Oozysten in der 6. Lebenswoche erstmals nachzuweisen (Abb. 14, 15). Diese Zeitpunkte spiegeln in etwa die experimentell ermittelte Präpatenz der jeweiligen Spezies wider; diese beträgt für *E. alpaca* 16–18 Tage (Foreyt und Lagerquist, 1992), für *E. punoensis* 22–26 Tage (Foreyt und Lagerquist, 1992), für *E. lamae* 16 Tage (Guerrero et al., 1970d) und für *E. macusaniensis* 32–36 Tage (Guerrero et al., 1970c, 1972; Kap. 4.3.1, Tab. 11). Dies bedeutet, dass bei den Lama- und Alpakafohlen **Initialinfektionen in den ersten Lebenstagen** erfolgt sein müssen. Den gleichen Schluss lassen die Studien von Rosadio und Ameghino (1994) zu, die bei mehreren im Alter von 25–35 Tagen verendeten Alpakas in großer Zahl endogene Stadien von *E. macusaniensis* nachwiesen. Es ist anzunehmen, dass oben Gesagtes auch für *E. ivitaensis* gilt, denn Oozysten dieser Art wurden schon im Kot von 15–20 Tage alten Alpakas gefunden (Leguía und Casas, 1996).

Bei *E. alpaca*/*E. punoensis* stieg die Oozystenausscheidung (Extensität und Intensität) bis zum 4. Lebensmonat an und fiel danach schnell auf ein niedriges Niveau ab (Abb. 14, 15). Ein ähnlicher Ausscheidungsverlauf wurde für *E. macusaniensis* registriert, wenn auch die Ausscheidung protrahierter abnahm als bei den erstgenannten Arten (Abb. 14, 15). Der geschilderte Verlauf der Oozystenausscheidung dürfte Ausdruck der sich ausbildenden **speziesabhängigen Immunität** sein. Diese entwickelt sich

gegen *E. alpacae/E. punoensis* offenbar deutlich schneller als gegen *E. macusaniensis*. Die unter Feldbedingungen für *E. macusaniensis* gewonnenen Resultate stimmen mit den Ergebnissen der artifiziellen Infektionen (siehe Kap. 5.3.3) überein und erhärten somit die Aussage, dass diese Art nur mäßig immunogen ist. Bei *E. lamae* blieb die Oozystenausscheidung der Fohlen sehr niedrig (Abb. 14, 15), so dass eine Aussage zur Immunitätsbildung gegen dieses Kokzid nicht möglich ist.

### 5.3.5 Saisondynamik der Oozystenausscheidung

Bei den drei am häufigsten nachgewiesenen Arten *E. alpacae/E. punoensis* (Abb. 3–7), *E. lamae* (Abb. 8–10) und *E. macusaniensis* (Abb. 11–13) verliefen die Extensität und mittlere Intensität der Oozystenausscheidung während der einjährigen Untersuchungszeitraums wellenförmig; dabei war die Schwankungsbreite zwischen den Eimerienarten unterschiedlich und differierte innerhalb einer Art auch zwischen den Tiergruppen (Stuten, Junghengste, Fohlen). Bei Stuten wurden für die drei Eimerienarten höchste mittlere Ausscheidungsintensitäten im Spätherbst und zu Winterbeginn festgestellt (Abb. 3, 8, 11). Bei Junghengsten waren aber die mittleren OpG-Werte für *E. alpacae/E. punoensis* (Abb. 4) und *E. lamae* (Abb. 9) ausgangs des Winters am höchsten und hatten im Sommer ein zweites Maximum; für *E. macusaniensis* (Abb. 12) variierten sie über den einjährigen Untersuchungszeitraum. Bei Fohlen wurden maximale OpG-Werte für *E. alpacae/E. punoensis* (Abb. 5) und *E. macusaniensis* (Abb. 13) zu Winterbeginn nachgewiesen. In einer früheren in einer mittelhessischen Lamaherde durchgeführten Verlaufsstudie wurden bei Stuten und Jährlingen für *E. macusaniensis*-Oozysten die höchste Ausscheidungsextensität und -intensität im Hochsommer beobachtet (Kowalik et al., 1998). In Peru sollen Eimeriose-Ausbrüche – verursacht vor allem durch *E. lamae* und *E. macusaniensis* – bei Fohlen, die am Ende der dort üblichen Winter-Abfohlsaison (Februar-März) geboren wurden, oder bei Jungtieren nach deren Absetzen im Oktober auftreten (Leguía, 1991).

Es bleibt festzuhalten, dass in der vorliegenden Studie für keine Eimerienart ein klares saisonales Muster der Oozystenausscheidung erkennbar war und dass diesbezüglich Detailangaben aus anderen Regionen fehlen. Daher

muss offen bleiben, ob bei der einen oder anderen *Eimeria*-Art der Neuweltkameliden eine Saisonalität der Oozystenausscheidung existiert. Für *E. alabamensis* des Rindes ist dies beispielsweise bekannt (maximale Ausscheidung bei Jungtieren etwa 2 Wochen nach Weideaustrieb; Svensson et al., 1994; Jäger et al., 2005).

### **5.3.6 Einfluss der Wirtstierart auf die Oozystenausscheidung**

In den Gruppen mit gemeinsamer Haltung von Lamas und Alpakas waren die Prävalenz und Intensität der Ausscheidung von *E. alpaca*/*E. punoensis*-Oozysten bei Lamas überzufällig höher als bei Alpakas (Abb. 6, 7; Anhang 1). Für *E. lamae* und *E. macusaniensis* gab es tendenziell ähnliche, aber keine signifikanten Unterschiede zwischen den Wirtstierarten (Anhang 1).

In der Literatur finden sich hierzu kaum brauchbare Angaben: Pelayo (1973) bemerkte bei Lamas höhere Extensitäten und Intensitäten der Oozystenausscheidung (*E. alpaca*, *E. punoensis*, *E. macusaniensis*, *E. lamae*) als sie zuvor in einer anderen Studie bei Alpakas beschrieben worden waren (Guerrero et al., 1970a). Ein Vergleich der Ergebnisse aus beiden Untersuchungen ist jedoch nicht statthaft, unter anderem aufgrund des sicher nicht gleichen Infektionsrisikos in den Studien. Jarvinen (1999) stellte für *E. macusaniensis* in 79 Herden fest, dass die Oozystenausscheidung (Extensität, Intensität) bei Lamas höher als bei Alpakas war; doch fehlen Angaben unter anderem zur (gemeinsamen?) Haltung der beiden Tierarten in den Herden und zum (gleichen?) Infektionsrisiko.

Die eigenen Untersuchungsergebnisse sprechen aber dafür, dass Lamas und Alpakas für Eimerieninfektionen unterschiedlich empfänglich sind und dass somit der Infektionsverlauf genetisch beeinflusst wird. Dies ist unter anderem bei Schaf (Reeg et al., 2005) und Rind (Faber et al., 2002; Jäger et al., 2005) belegt.

### **5.3.7 Klinische Bedeutung der Eimeriosen**

In der Longitudinalstudie wurden bei keinem Tier gastrointestinale Symptome beobachtet (Kap. 4.2.12). Dies stimmt mit Befunden aus Querschnitts-

studien überein und zeigt, dass Eimeriosen bei Neuweltkameliden unter natürlichen Bedingungen in der Regel subklinisch verlaufen (Guerrero et al., 1970a; Rickard und Bishop, 1988; Jarvinen, 1999; u.a.m.). Andererseits legen Berichte über Erkrankungs- und Todesfälle bei Fohlen und gelegentlich auch älteren Tieren nahe, dass *E. lamae* (Palacios et al., 2004) und *E. macusaniensis* (Schrey et al., 1991; Rosadio und Ameghino, 1994; Lenghaus et al., 2004; Palacios et al., 2004; u.a.m.) sowie möglicherweise *E. punoensis* (Hänichen et al., 1994) doch eine gewisse Pathogenität besitzen. Tatsächlich verlief die Infektion eines Alpakafohlen mit 100.000 *E. lamae*-Oozysten letal; die Infektion mit 100 Oozysten führte bei einem anderen Fohlen aber zu keinen Symptomen (Guerrero et al., 1970d), was auf einen dosisabhängigen Effekt hindeutet. In der eigenen Untersuchung entwickelten zwei Lamafohlen im Verlauf der Patenz nach Erstinfektion mit 20.000 *E. macusaniensis*-Oozysten vorübergehend Durchfall; bakterielle und andere parasitäre Erreger konnten als Durchfallsursache bei diesen Tieren ausgeschlossen werden (allerdings wurde nicht auf virale Erreger untersucht). Bei anderen Fohlen verursachten Erstinfektionen mit 20.000 oder 100.000 Oozysten keine Symptome (Kap. 4.3.2). Dies mag ein Hinweis auf individuell unterschiedliche Empfindlichkeit gegen diese *Eimeria*-Art sein.

Insgesamt sprechen die vorliegenden Daten dafür, dass bei Neuweltkameliden gelegentlich mit einem klinischen Verlauf der Eimeriosen zu rechnen ist, beispielsweise bei bestehendem hohem Infektionsdruck (Überbesatz auf Weide und im Stall, mangelhafte Stallhygiene) oder resultierend aus Stresszuständen (Transport, Verbringen in neue Herde; Hänichen et al., 1994). Ob die relativ große Bedeutung, die britische Neuweltkamelidenhalter in einer Umfrage der Kokzidiose zuschrieben (knapp 10 % sahen diese als Gesundheitsproblem an; Tait et al., 2002), der Realität entspricht, dürfte fraglich sein: Bekanntermaßen verlaufen Eimerieninfektionen bei Säugetieren unter stabilen endemischen Verhältnissen in der Regel subklinisch (Eckert et al., 2005), und auch in einer jüngeren Sektionsstatistik aus Großbritannien ist die Kokzidiose bei Neuweltkameliden nicht als Todesursache gelistet (Davis et al., 1998).

Eine gute antiparasitäre Wirkung ist für Diclazuril (Vecoxan®, Janssen Animal Health) und Toltrazuril (Baycox® 5 % Suspension, Bayer Health Care) bei Wiederkäuern belegt (Gjerde und Helle, 1991; Staschen et al., 2004; Platzer et al., 2005; u.a.m.). Es bleibt zu prüfen, inwieweit der (metaphylaktische) Einsatz dieser Substanzen auch bei Neuweltkameliden im Bedarfsfall erfolgreich und nebenwirkungsfrei ist.

## 5.4 BEFALL MIT GASTROINTESTINALNEMATODEN

### 5.4.1 Vorkommen und Verlauf

Bei Lamas und Alpakas wurde in der Longitudinalstudie generell eine sehr niedrige Ausscheidung von **Magen-Darm-Strongylideneiern** (Abb. 16–18) und *Nematodirus*-Eiern (Abb. 20–22) festgestellt. Ähnliche Beobachtungen liegen unter anderem aus der Schweiz (Hertzberg, 2002), Belgien (Geurden und Van Hemelrijk, 2005) und Nordamerika (Bishop und Rickard, 1987; Beier et al., 2000) vor. Der relativ niedrige Trichostrongylidenbefall mag mit dem spezifischen Kotabsatz- und Fressverhalten der Neuweltkameliden zusammenhängen: Tiere einer Herde setzen ihren Kot im allgemeinen auf eine eng begrenzte Fläche („Latrine“) ab, von der dann kein Grünfutter verzehrt wird; daraus resultiert natürlich ein geringes Ansteckungsrisiko (Carmichael et al., 1998). Dagegen haben Wiederkäuer keine bevorzugten Kotplätze und kontaminieren die gesamte Weidefläche mit exogenen Wurmstadien. So steigt bei gemeinsamer Haltung von Neuweltkameliden und Wiederkäuern (Schaf, Ziege) das Infektionsrisiko für Neuweltkameliden erwiesenermaßen deutlich an (Hertzberg, 2002). Doch sind Lamas und Alpakas, wie vergleichende Studien in Neuseeland erkennen lassen, für Wiederkäuertrichostrongyliden auch weniger empfänglich und scheiden weniger Eier aus als Schafe (Hill et al., 1993; Green et al., 1996).

In der Longitudinalstudie war bei Fohlen eine Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern (inkl. *Nematodirus*-Eiern) erstmals im 2. Lebensmonat, von *Trichuris*-Eiern erstmals im 3. Lebensmonat zu beobachten (Abb. 26, 27). Als Präpatenzen werden für Trichostrongylidenarten (exkl. *Nematodirus*), *Nematodirus* spp. und *Trichuris* spp. bei Wiederkäuern etwa 3, 2 bzw. 6–8 Wochen angegeben

(Wood et al., 1995). Dies macht wahrscheinlich, dass **Initialinfektionen** mit diesen Nematoden in den ersten Lebenswochen erfolgt waren.

Fohlen (Abb. 18) schieden im Mittel mehr Magen-Darm-Strongylideneier aus als Junghengste und Mutterstuten (Abb. 16, 17); Gleiches berichteten Kowalik et al. (1998). Dies mag als Ausdruck der bei älteren Tieren entwickelten Immunität gegenüber Trichostrongyliden, wie sie bei Wiederkäuern beschrieben ist (Eckert et al., 2005), interpretiert werden.

Die Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei Stuten und Junghengsten stieg im Hochsommer leicht an (Abb. 16, 17), was für Infektionen, die auf der Weide erfolgten, spricht. Damit ähnelt der **saisonale Verlauf** jenem bei Rind und Schaf in Mitteleuropa (Eckert et al., 2005). Dagegen wurde bei Fohlen im Winter die höchste Eiausscheidung diagnostiziert (Abb. 18). Dafür waren vermutlich Infektionen im Stall verantwortlich, denn aufgrund der ungünstigen klimatischen Bedingungen dürften Ansteckungen auf der Winterweide unwahrscheinlich gewesen sein.

**Trichuris-Eier** wurden von älteren Tieren des südhessischen Betriebs ohne ersichtlichen saisonalen Einfluss nur sporadisch ausgeschieden (Abb. 23, 24). Bei Fohlen waren dagegen die Extensität und Intensität der Eiausscheidung im Winterhalbjahr relativ hoch (Abb. 25). Auch hier war augenscheinlich der kontaminierte Stall die Ansteckungsquelle für Fohlen. *Trichuris*-Eier sind gegenüber äußeren Einflüssen sehr widerstandsfähig und können mehrere Jahre infektiös bleiben (Eckert et al., 2005). Beobachtungen in einer mittelhessischen Lamaherde mit hohen *Trichuris*-Eiausscheidungen bei Jungtieren (bis zu 2.000 EpG; C. Bauer, persönl. Mitteilung) zeigen, dass der Peitschwurbefall innerhalb eines Betriebs unter Umständen kumulieren kann.

#### 5.4.2 Klinische Bedeutung des Magendarmwurbefalls

In der Longitudinalstudie waren bei keinem Tier Erscheinungen einer parasitären Gastroenteritis zu bemerken (Kap. 4.2.12), was mit den Beobachtungen in einer mittelhessischen Lamaherde (Kowalik et al., 1998) und Befunden aus anderen Regionen außerhalb Südamerikas (Bishop und

Rickard, 1987; Hill et al., 1993; Camichael et al., 1998; u.a.m.) übereinstimmt.

In einer Umfrage über „Haltungs- und Gesundheitsaspekte bei Neuweltkameliden“ im deutschsprachigen Raum (Kriegl et al., 2005) wurde ein negativer Zusammenhang zwischen der Entwurmungshäufigkeit im Betrieb und dem von Tierhaltern (!) angegebenen Auftreten von Magendamerkrankungen festgestellt; allerdings blieb hier ungeprüft, ob die Medikationen tatsächlich indiziert waren. Nach einer Umfrage in Großbritannien (Tait et al., 2002) meinten etwa 15 % der befragten Tierhalter, dass Magen-Darmwurmbefall ein Problem bei Neuweltkameliden seien. In einer britischen Sektionstatistik (Davis et al., 1998) wurde bei 3 % der untersuchten Lamas als Todesursache ein Magen-Darmwurmbefall angegeben; dagegen sind Wurminfektionen in süddeutschem Sektionsgut (Hänichen und Wiesner, 1995) bei Neuweltkameliden lediglich als Nebenbefund festgehalten.

Insgesamt lassen die aus Europa, Nordamerika, Australien und Neuseeland verfügbaren Daten nicht die generelle Schlussfolgerung zu, dass Magen-Darm-Strongyliden ein besonderes Gesundheitsrisiko für Neuweltkameliden darstellen. Jedoch sind starke Peitschenwurminfektionen bei suboptimalen Haltungs- und Hygienebedingungen nicht auszuschließen.

Behandlungen, die in einzelnen Neuweltkamelidenherden tatsächlich indiziert sind oder vom Tierhalter gewünscht werden, können mit den in Kapitel 4.4 genannten Wirkstoffen durchgeführt werden.

## **5.5 LUNGENWURMBEFALL**

### **5.5.1 Vorkommen und Verlauf**

Außerhalb Europas wurde als Lungenwurm der Neuweltkameliden nur die bei Schaf und Ziege vorkommende Art *Dictyocaulus filaria* diagnostiziert (Kap. 2.2.4.5). Fowler (1998) nennt als möglichen Parasiten von Lama und Alpaka in einer Übersicht auch den Rinderlungenwurm *D. viviparus*, gibt dafür aber keine Referenzen. Die eigenen Befunde und jene einer früheren Longitudinalstudie (Kowalik et al., 1998) belegen jedoch, dass Lamas und

Alpakas für Infektionen mit der bovinen Lungenwurmart empfänglich sind. Patente *D. viviparus*-Infektionen traten in allen Versuchsgruppen des südhessischen Lama-Alpakabetriebs auf, wobei vor allem Junghengste betroffen waren (Kap. 4.2.13). Über ganz ähnliche Ergebnisse in einer mittelhessischen Herde berichteten Kowalik et al. (1998). Infektionsquelle in beiden Herden waren möglicherweise einzelne Neuweltkameliden, die aus den Niederlanden, wo die Dictyocaulose in Rinderherden weit verbreitet ist (Ploeger et al., 2000), importiert worden waren.

Bei Rindern ist bekannt, dass Verlauf und Auswirkungen des Lungenwurmbefalls von Jahr zu Jahr und zwischen Betrieben starken Schwankungen unterliegen (Ploeger, 2002). Auch in beiden hessischen Studien war ein einheitliches Muster des Infektionsverlaufs bei Lamas und Alpakas nicht zu erkennen: In der mittelhessischen Herde schieden die Tiere vor allem im Spätsommer (August-September) *Dictyocaulus*-Larven aus (Kowalik et al., 1998), was auf erste Infektionen im Frühjahr hindeutet. Dagegen traten im südhessischen Betrieb patente Infektionen nur im Winterhalbjahr (November bis März) auf (Kap. 4.2.13); dies mag dafür sprechen, dass hier Initialinfektionen im vorausgegangenen Herbst erfolgt waren.

### 5.5.2 Klinische Bedeutung der Dictyocaulose

Einer britischen Umfrage (Tait et al., 2002) zufolge waren Lungenwurminfektionen nur für etwa 3 % der Halter von Neuweltkameliden ein Problem. In einer Umfrage bei deutschsprachigen Tierhaltern über „Haltungs- und Gesundheitsaspekte bei Neuweltkameliden“ (Kriegl et al., 2005) sowie in Sektionsstatistiken aus Süddeutschland (Hänichen und Wiesner, 1995) und Großbritannien (Davis et al., 1998) wurden Atemwegserkrankungen nicht als ein Gesundheitsproblem genannt.

Wie jedoch übereinstimmend die Beobachtungen von Kowalik et al. (1998) und die Ergebnisse der eigenen Untersuchung (Kap. 4.2.13) belegen, kann ein Befall mit dem Rinderlungenwurm *D. viviparus* auch bei Lamas und Alpakas respiratorische Symptome verursachen. Auch *D. filaria*, deren originäre Endwirte Schaf und Ziege sind, ist für Neuweltkameliden pathogen,

wie Befunde an natürlich und artifiziell infizierten Tieren bezeugen (Kap. 2.2.4.5). Daher erscheint es generell empfehlenswert, zugekaufte Tiere vor dem Verbringen in die eigene Herde im Quarantänestall mit einem wirksamen Anthelminthikum (dazu siehe Kap. 5.6.2) zu medikieren, um die Einschleppung einer Infektion mit der einen oder anderen Lungenwurmspezies zu verhindern.

## 5.6 ANTHELMINTHIKA BEI NEUWELTKAMELIDEN

### 5.6.1 Wirksamkeit von Doramectin und Moxidectin gegen Magen-Darm-Strongyliden

Die eigenen Resultate belegen für die **Injektionsformulierungen** von Doramectin (0,2 mg/kg oder 0,4 mg/kg KM; Tab. 14) und Moxidectin (0,2 mg/kg; Tab. 16) eine gute Ad-hoc-Wirkung gegen Magen-Darm-Strongyliden, wenn auch einzelne Tiere weiterhin Strongylideneier ausschieden. Für Moxidectin werden damit die Ergebnisse von Alva und Franco (1992) bestätigt; für Doramectin liegen bei Neuweltkameliden keine Vergleichsdaten vor. Der relative Anteil von *Cooperia* spp. an der Eiausscheidung war drei Wochen nach Doramectin-Medikation signifikant größer als vor der Behandlung (Abb. 39). Der Befund lässt sich dahingehend interpretieren, dass die Substanz gegen *Cooperia* spp. weniger wirksam ist als gegen die anderen Trichostrongyliden. Dieses beim Rind für Ivermectin bekannte Phänomen (Benz et al., 1989) ist für Doramectin zwar nicht direkt belegt (Jones et al., 1993), doch weist die gegen *Cooperia* kürzere Residualwirkung (Weatherley et al., 1993; Williams et al., 1997; Vercruyssen et al., 2000) indirekt daraufhin.

Die 5–7 Wochen nach Doramectinbehandlung wieder ansteigende Ausscheidung von Strongylideneiern (Tab. 14) zeigt, dass die Substanz bei Lamas und Alpakas keinen oder nur einen sehr kurzen persistierenden Effekt besitzt. Beim Rind ist für injiziertes Doramectin gegen *Ostertagia ostertagi* und *Cooperia oncophora* eine Residualwirkung von 4 bzw. 3 Wochen belegt (Weatherley et al., 1993; Williams et al., 1997; Vercruyssen et al., 2000; u.a.m.).

Die **Aufgussformulierung** von Moxidectin, die beim Rind auch gegen Magen-Darm-Strongyliden hochwirksam ist (Morin et al., 1996; u.a.m.), besitzt bei Lamas und Alpakas nach den eigenen Ergebnissen nur einen unzureichenden Effekt gegen diese Nematoden (Tab. 12). Dieser parasitologische Befund stimmt mit pharmakokinetischen Daten überein, die zeigten, dass Moxidectin (Hunter et al., 2004a), aber auch Doramectin (Hunter et al., 2004b) und Ivermectin (Jarvinen et al., 2002) bei Neuweltkameliden nach Aufgussapplikation – anders als bei Rindern – nur unzureichend dermal resorbiert werden. Dazu passen auch Ergebnisse einer jüngsten Therapiestudie mit Eprinomectin, das beim Rind gegen Räudemilben hochwirksam ist (Barth et al., 1997): In einer Alpakaherde konnte selbst durch mehrfache, wöchentlich wiederholte Aufgussbehandlung des Präparats eine *Chorioptes*-Räude nicht eliminiert werden (D’Alterio et al., 2005).

### **5.6.2 Wirksamkeit von Doramectin und Moxidectin gegen *Dictyocaulus viviparus***

Mit der eigenen Untersuchung werden erstmals Daten zur Wirkung von Anthelminthika gegen Lungenwumbefall bei Lamas und Alpakas geliefert. Doramectin war nach intramuskulärer Injektion (Tab. 15), Moxidectin nach Aufgussapplikation (Tab. 13) gegen *D. viviparus* voll wirksam. Letzteres überrascht trotz des bei Neuweltkameliden unzureichenden Trichostrongylideneffekts von topisch verabreichtem Moxidectin (Tab. 12) nicht, denn *D. viviparus* ist beim Rind, wie Studien zur Residualwirkung zeigten (Hubert et al., 1997), gegen Moxidectin sensitiver als Trichostrongylidenarten. Die Lungenwumwirkung einer Moxidectininjektion war mangels befallener Tiere in der Versuchsgruppe nicht zu prüfen (Kap. 4.4.3), doch darf auch für diese Verabreichungsrouten ein ausgezeichneter Effekt postuliert werden.

### **5.6.3 Empfehlungen für einen Anthelminthika-Einsatz**

Wie die hier präsentierten und aus anderen Studien (Tab. 6) bekannten Daten verdeutlichen, können makrozyklische Laktone (Doramectin, Ivermectin, Moxidectin), subkutan oder intramuskulär verabreicht, bei

Neuweltkameliden mit Erfolg zur Behandlung von Nematodeninfektionen eingesetzt werden; die Applikation von Aufgussformulierungen ist bei diesen Tieren dagegen nicht empfehlenswert. Eine bei Neuweltkameliden prinzipiell hohe Wirkung gegen Magen-Darm-Strongyliden ist auch für Levamisol und Benzimidazole (Fenbendazol, Oxfendazol) dokumentiert (Tab. 6). Aufgrund des auch in Lama- und Alpakaherden nicht seltenen Auftretens benzimidazolresistenter Trichostrongyliden (Hertzberg, 2002) sollten aber Benzimidazole nur bei bekannter Empfindlichkeit eingesetzt und der Behandlungserfolg durch Kotuntersuchungen überprüft werden.

Aus der offenbar kürzeren Residualwirkung von Doramectin (Kap. 5.6.1) ist zu folgern, dass die Substanz als Injektionsformulierung im Rahmen einer etwa notwendigen oder vom Tierhalter gewünschten strategischen Bekämpfung von Trichostrongylidosen bei Neuweltkameliden in kürzeren Intervallen (ca. 4 Wochen) als beim Rind (6–8 Wochen) eingesetzt werden sollte. Gleiches dürfte, wie die Daten von Geurden und Van Hemelrijk (2005) vermuten lassen, auch für injiziertes Ivermectin (und wahrscheinlich andere makrozyklische Laktone) gelten.

## 6 ZUSAMMENFASSUNG

**Simone ROHBECK (2006):**

**Parasitosen des Verdauungstrakts und der Atemwege bei Neuweltkameliden: Untersuchungen zu ihrer Epidemiologie und Bekämpfung in einer südhessischen Herde sowie zur Biologie von *Eimeria macusaniensis*.**

**Veterinärmed. Dissertation, Justus-Liebig-Universität Gießen.**

Die vorliegenden Untersuchungen hatten folgende Ziele:

- ein modifiziertes McMaster-Verfahren mit konzentrierter Zuckerlösung (spez. Gewicht: 1,3) als Flotationsflüssigkeit hinsichtlich seiner Eignung für den quantitativen Nachweis von *Eimeria macusaniensis*-Oozysten (Oozystenzahl je Gramm Kot, OpG) mit dem Sedimentationsverfahren nach Boray und Pearson vergleichend zu prüfen;
- das Artenspektrum von Gastrointestinal- und Lungenparasiten sowie den altersabhängigen und saisonalen Infektionsverlauf bei Lamas und Alpakas (Fohlen, Jährlingshengste, Mutterstuten; n = 120) eines südhessischen Betriebs in einer einjährigen Longitudinalstudie mittels monatlicher Kotuntersuchungen zu erfassen;
- biologische Kenndaten, Immunogenität und klinische Auswirkungen von *Eimeria macusaniensis* nach experimenteller Erst- und Reinfektion (2–3 Wochen nach Ende der ersten Patenz) von 6 Lamafohlen zu ermitteln sowie Sporulationszeiten der Oozysten bei unterschiedlicher Inkubation zu bestimmen;
- die anthelminthische Wirksamkeit von Doramectin (1 %ige Injektionslösung) und Moxidectin (0,5 %ige Pour-On-Lösung oder 1 %ige Injektionslösung) gegen Magen-Darm-Strongyliden und *Dictyocaulus viviparus* bei Neuweltkameliden mittels wiederholter Kotuntersuchungen vor und nach Medikation zu prüfen.

Die im modifizierten McMaster-Verfahren ermittelten Werte der *E. macusaniensis*-OpG korrelierten eng mit jenen aus dem Sedimentationsverfahren. Das McMaster-Verfahren war daher geeignet, um neben Nematodeneiern und Oozysten anderer Eimerienarten auch jene von *E. macusaniensis* quantitativ zu erfassen.

Im untersuchten Betrieb waren Oozysten von *Eimeria alpaca*, *E. punoensis*, *E. lamae* und *E. macusaniensis* regelmäßig nachzuweisen. Dabei schieden Fohlen signifikant häufiger und in größerer Anzahl *Eimeria*-Oozysten aus als ältere Tiere. Eine Saisonalität der Oozystenausscheidung war für keine Spezies deutlich. *E. ivitaensis*-Oozysten wurden in einzelnen Kotproben festgestellt; zwei Lamafohlen schieden *Giardia*-Zysten aus. Eier von Magen-Darm-Strongyliden (*Ostertagia/Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Cooperia*) wurden in allen Altersgruppen gefunden; die insgesamt niedrige Eiausscheidung war bei Fohlen signifikant höher (Maxima im Winter) als bei Mutterstuten und Junghengsten (Maxima jeweils im Spätsommer). Eier von *Nematodirus* spp. (*N. helvetianus*-Typ, *N. battus*) und *Trichuris* spp. waren vorwiegend im Kot von Fohlen zu finden. Beginn und Verlauf der Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten und von Nematodeneiern bei Fohlen wiesen daraufhin, dass sich diese initial in den ersten Lebenstagen (Eimerien) oder -wochen (Nematoden) infizierten. In einzelnen Kotproben wurden *Strongyloides*- oder *Capillaria*-Eier festgestellt. Symptome einer parasitären Gastroenteritis waren bei keinem Tier zu beobachten. Erstmals wurden bei Neuweltkameliden patente Infektionen mit *Dictyocaulus viviparus* nachgewiesen. Der Lungenwumbefall trat im Winterhalbjahr und vor allem bei Mutterstuten und Junghengsten auf; einzelne Tiere zeigten respiratorische Symptome.

Nach Erstinfektion mit  $2\text{--}10 \times 10^4$  *E. macusaniensis*-Oozysten betrug die Präpatenz 32–36 Tage, die Patenz dauerte 39–43 Tage; Infektionen mit  $2 \times 10^4$  Oozysten resultierten in einer mittleren Reproduktionsrate von 1:310. Zwei Lamas entwickelten bald nach Patenzbeginn vorübergehend Durchfall. Nach Reinfektion mit  $2 \times 10^4$  oder  $5 \times 10^4$  Oozysten war die Präpatenz verlängert (37–40 Tage), die Patenz verkürzt (20–23 Tage) und die Gesamtoozystenausscheidung verringert. Diese Befunde deuten darauf hin,

dass *E. macusaniensis* nur mäßig immunogen ist. Maximale Sporulationsraten (ca. 90 %) wurden nach 21- (bei 18–19 °C oder 25 °C) und 9-tägiger Inkubation (bei 30 °C) erreicht. *E. macusaniensis*-Oozysten sporulierten bei 6–7 °C nicht, nahmen aber nach Erhöhung der Umgebungstemperatur ihre Entwicklung wieder auf.

Zwei bzw. drei Wochen nach Injektionsbehandlung mit Doramectin (0,2 oder 0,4 mg/kg KM i.m.) oder Moxidectin (0,2 mg/kg KM s.c.) sistierte die Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern bei der Mehrzahl der Tiere, die mittlere Eizahlreduktion betrug 94–100 %. Dagegen reduzierte die Aufgussbehandlung mit Moxidectin (0,4 mg/kg KM) die Eiausscheidung nur unzureichend. Patente *D. viviparus*-Infektionen wurden erfolgreich mit Doramectin (i.m.) oder Moxidectin (Aufguss) eliminiert.

## 7 SUMMARY

**SIMONE ROHBECK (2006):**

**Parasite infections of the digestive and respiratory systems of South American camelids: investigations on their epidemiology and control measures in a herd in southern Hesse Germany, and on the biology of *Eimeria macusaniensis*.**

**Dr. Med. Vet. Thesis, Justus Liebig University Giessen.**

Objectives of the present investigations were:

- to evaluate a modified McMaster technique using concentrated sucrose solution (specific gravity: 1.3) as floatation fluid for the counting of *Eimeria macusaniensis* oocysts per gram of faeces (opg) in comparison with the quantitative sedimentation technique of Boray and Pearson;
- to record the spectrum of gastrointestinal parasite and lungworm species in llamas and alpacas (crias, male yearlings, hembras; n = 120) of a farm in southern Hesse, Germany, as well as the seasonal and age-dependending course of parasite infections by faecal examinations in monthly intervals during a 12-month period;
- to obtain data on the biology, immune response and clinical impact of *E. macusaniensis* after the artificial infection and challenge infection of 6 llama crias, and to determine the rate of sporulation of *E. macusaniensis* oocysts at various incubation temperatures;
- to evaluate the anthelmintic efficacy of doramectin (1% injectable) and moxidectin (0.5% pour-on or 1% injectable) against gastrointestinal strongyles and *Dictyocaulus viviparus* by repeated faecal examinations before and after treatment.

The opg values determined by the modified McMaster technique significantly correlated with those from the quantitative sedimentation technique. Therefore, the modified McMaster technique was assessed to be suitable for counting both nematode eggs and oocysts of *Eimeria* spp. including *E. macusaniensis* in faecal samples.

During the 12-month study period oocysts of *Eimeria alpaca*, *E. punoensis*, *E. lamae* and *E. macusaniensis* were more or less continuously detected in the faeces of llamas and alpacas of the farm. Both the prevalence and intensity of oocyst shedding was significantly higher in crias than in older animals. A seasonal influence on the oocyst shedding was not observed for any *Eimeria* species. *E. ivitaensis* oocysts were sporadically found, and two llama crias shed *Giardia* cysts. Animal of all age groups shed strongyle eggs (*Ostertagia/Trichostrongylus*, *Haemonchus*, *Cooperia*) at a low level; however, the egg shedding was significantly higher in crias (maximum in winter) than in older animals (maximum in late summer). Eggs of *Nematodirus* spp. (*N. helvetianus* type, *N. battus*) and *Trichuris* spp. were predominantly found in faecal samples of crias. The begin and course of shedding of both oocysts and eggs indicated that crias initially infected during the first days (*Eimeria* spp.) or weeks (nematodes) of life. Additionally, a few animals shed *Strongyloides* or *Capillaria* eggs. Patent infections with *Dictyocaulus viviparus* were diagnosed in South American camelids worldwide for the first time. Shedding of lungworm larvae was found mainly in hembras and male yearlings during the winter half year, and a few animals showed respiratory symptoms.

Artificial infections with  $2-10 \times 10^4$  *E. macusaniensis* oocysts resulted in a prepatent period of 32–36 days and a patent period of 39–43 days; the mean reproductive rate was 1:310 after infection with  $2 \times 10^4$  oocysts. Two llama crias showed transient diarrhoea soon after the begin of oocyst shedding. Challenge infections with  $2 \times 10^4$  or  $5 \times 10^4$  oocysts 2–3 weeks after the end of the first patent period resulted in a longer prepatent period (37–40 days), a shorter patent period (20–23 days) and a reduced total oocyst output indicating that *E. macusaniensis* induce a moderate immune response only. Maximum sporulation percentage (ca. 90%) of *E. macusaniensis* oocysts was obtained after 9 days at 30 °C and 21 days at 18–19 °C or 25 °C. Oocysts stored at 6–7 °C did not sporulate, but a following increase of the incubation temperature allowed their sporulation again.

Both doramectin injected intramuscularly at 0.2 or 0.4 mg/kg bwt. and moxidectin given subcutaneously at 0.2 mg/kg bwt. reduced the mean strongyle egg counts by 94–100% two or three weeks after treatment. In

contrast, the pour-on formulation of moxidectin at 0.4 mg/kg bwt. did not sufficiently reduce the egg counts. A 100% efficacy against patent infections with *D. viviparus* was recorded for both doramectin (i.m.) and moxidectin (pour-on).

## 8 LITERATURVERZEICHNIS

ACKERMANN, H. (2002)  
BIAS für Windows. Version 7.06.  
Epsilon Hochheim

ALVA, J. & E. FRANCO (1992)  
Evaluacion de moxidectin 1 % solucion inyectable contra la sarna de alpacas.  
An 11° Cong. Nac. Cienc. Vet. Peru, Puno: 30

ALVA, J., C. GUERRERO & A. NUNEZ (1980)  
Actividad antihelmintica del oxfendazole contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas.  
Res. 6°, Cong. Nac. Cienc. Vet. Peru, Piura: 68

ALVA, J., & R. VILLANUEVA (1985)  
Ensayo de control de la coccidiosis de alpacas.  
Res. 6°, Conv. Int. Camélidos Sudamer. Peru, Cusco : 52

BARTH, D., J.A. HAIR, B.N. KUNKLE, W.K. LANGHOFF, M. LÖWENSTEIN, S. REHBEIN, L.L. SMITH, J.S. EAGLESON & E. KUTZER (1997)  
Efficacy of eprinomectin against mange mites in cattle.  
Am. J. Vet. Res., 58: 1257-1259

BARTH, D. & M. VISSER (1991)  
Magen-Darmnematoden des Rindes. Diagnostischer Atlas.  
Enke Verlag Stuttgart

BAUER, C. (1990)  
Praktikum der veterinärmedizinischen Parasitologie.  
Verlag der Ferberschen Universitätsbuchhandlung Gießen, 2. Aufl., 58-60

BAUER, C. (2004)  
Anthelminthika-Resistenzen bei Pferde- und Wiederkäuerhelminthen -  
Praktische Aspekte.  
Tierärztl. Prax. G, 32: 306-311

BAUER, C. & H-J. BÜRGER (1984)  
Zur Biologie von *Eimeria leuckarti* (Flesch, 1883) der Equiden.  
Berl. Münch. Tierärztl. Wschr., 97: 367-372

- BECKLUND, W. W. (1963)  
*Lamanema chavezii* gen. n., sp. n. and *Nematodirus lamae* sp. n. (Nematoda: Trichostrongylidae) from the alpaca, *Lama pacos*, and the vicugna, *Vicugna vicugna*, in Peru.  
J. Parasitol., 49: 1023-1027
- BEIER, E., T. W. LEHENBAUER & S. SANGIAH (2000)  
Clinical efficacy of fenbendazole against gastrointestinal parasites in llamas.  
Small Rum. Res., 36: 17-23
- BELDOMENICO, P. M., M. UHART, M. F. BONO, C. MARULL, R. BALDI & J.L. PERALTA (2003)  
Internal parasites of free-ranging guanacos from Patagonia.  
Vet. Parasitol., 118: 71-77
- BENZ, G.W., R.A. RONCALLI & S.J. GROSS (1989)  
Use of ivermectin in cattle, sheep, goats, and swine.  
In: Campbell, W.C. (ed.): Ivermectin and Abamectin. Springer New York, 215-229
- BIDEWELL, C. A. & J. H. CATTELL (1998)  
Cryptosporidiosis in young alpacas.  
Vet. Rec., 142: 287
- BISHOP, J. K. & L. G. RICKARD (1987)  
Fecal survey of llamas (*Lama glama*) in Oregon: Incidental recovery of *Nematodirus battus*.  
J. Am. Vet. Med. Ass., 191: 1579-1581
- BORAY, J. C. & J. G. PEARSON (1960)  
The anthelmintic efficiency of Tetrachlorodifluoroethane in sheep infested with *Fasciola hepatica*.  
Aust. Vet. J., 36: 331-337
- BÜRGER, H.-J. & M. STOYE (1968)  
Parasitologische Diagnostik (Teil II).  
Therapogen Praxisdienst, München, No. 3
- BUNKE, V. (1983)  
*Dictyocaulus viviparus* (Bloch, 1782) beim Rind: Entwicklung, Überleben und Übertragung freilebender Stadien.  
Rer. Nat. Diss., Hannover

BUSTINZA CHOQUE, A.V. (1979)

The Camelidae of South America.

In: The Camelid. Proc. Khartoum Workshop on Camels: 112-143

CAFRUNE, M. M., D. H. AGUIRRE & L. G. RICKARD (2001)

First report of *Lamanema chavezii* (Trichostrongyloidea) in llamas (*Lama glama*) from Argentina.

Vet. Parasitol., 97: 165-168

CAFRUNE, M. M., G. E. REBUFFI, A. B. GAIDO & D. H. AGUIRRE (1996)  
*Fasciola hepatica* in semi-captive vicunas (*Vicugna vicugna*) in north west Argentina.

Vet. Rec., 139: 97

CARMICHAEL, I. H., D. HUBBARD, R. W. PONZONI, B.A. MCGREGOR, G. JUDSON & J. ALLEN (1997)

Helminth parasites in alpacas in southern Australia.

Proc. 16<sup>th</sup> Conf. Wrl. Ass. Adv. Vet. Parasitol., Suncity/Südafrika, Abstract

CARMICHAEL, I. H., R. W. PONZONI, G. J. JUDSON, D.J. HUBBARD, A. HOWSE & B.A. MCGREGOR (1998)

Studies on parasitism in alpacas in southern Australia.

Proc. Crossing Boundaries, 75-82

CARMICHAEL, I. H., G. J. JUDSON, R. W. PONZONI, D.J. HUBBARD, B.A. MCGREGOR & J. VAUGHAN (1999)

Diagnosis and control of parasites of alpacas in winter rainfall areas of Australia.

Proc. Alpaca – Born to be Worn, 69-73

CARPIO, M. (1991)

Camelidos socio-economía Andina.

In: Novoa, C., Florez, M. : A production de Rumiantes Menores: Alpacas  
Lima, Peru, Re rumen: 3-16

CEBRA, C. K., D. E. MATTSON, R. J. BAKER, R.J. SON & P.L. DEARING (2003)

Potential pathogens in feces from unweaned llamas and alpacas with diarrhea.

J. Am. Vet. Med. Ass., 223: 1806-1808

- CHAVEZ, A., H. BAZALAR & C. GUERRERO (1982)  
Coccidias. (Protozoa : Eimeriidae) en vicunas (*Lama vicuna*).  
Res. 7. Cong. Nac. Cienc. Vet. Ica, Peru
- CHAVEZ, C. & C. GUERRERO (1960)  
Ecto y endoparasitos identificados en el Departamento de Parasitologia de la Facultad de Medicina Veterinaria (1947-1960).  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima, 15: 45-68
- CHAVEZ, C., C. GUERRERO, J. ALVA & J. GUERRERO (1967)  
El parasitismo gastrointestinal en alpaca.  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima, 21: 9-19
- CHENEY, J. M. & G. T. ALLEN (1989)  
Parasitism in llamas.  
Vet. Clin. North Am. Food. Anim. Pract., 5: 217-225
- CONBOY, G. A., T. D. O'BRIEN & D. L. STEVENS (1988)  
A natural infection of *Fascioloides magna* in a llama (*Lama glama*).  
J. Parasitol, 74 : 345-346
- CONDORENA, N. (1968)  
Dictyocaulosis en alpacas de la zona de Macusani Depto. de Puno.  
Bol. Ext., 3: 56-58
- CORNICK, J. L. (1988)  
Gastric squamous cell carcinoma and fascioliasis in a llama.  
Cornell Vet., 78: 235-241
- D'ALTERIO, G.L., A.P. JACKSON, T.G. KNOWLES & A.P. FOSTER (2005)  
Comparative study of the efficacy of eprinomectin versus ivermectin, and field efficacy of eprinomectin only, for the treatment of chorioptic mange in alpacas.  
Vet. Parasitol., 130: 267-275
- DAUGSCHIES, A., M. AKIMARU & H.-J. BÜRGER (1986)  
Experimentelle *Eimeria bovis*-Infektionen beim Kalb: 1. Parasitologische und klinische Befunde.  
Dtsch. Tierärztl. Wschr., 93: 393-397

- DAVIS, R. E. KEEBLE, A. WRIGHT & K.L. MORGAN (1998)  
South American camelids in the United Kingdom: population statistics,  
mortality rates and causes of death.  
Vet. Rec., 142: 162-166
- DENGJEL, B., M. ZAHLER, W. HERMANN, K. HEINRITZI, T. SPILLMANN,  
A. THOMSCHKE, T. LÖSCHER, R. GOTHE & H. RINDER (2001)  
Zoonotic potential of *Enterocytozoon bieneusi*.  
J. Clin. Microbiol., 39: 3395-4499
- DIXON, W. J. (1993)  
BMDP Statistical Software  
University of California Press, Berkeley, Version 1993
- DUFF, J. P., A. J. MAXWELL & J. R. CLAXTON (1999)  
Chronic and fatal fascioliasis in llamas in the UK.  
Vet. Rec., 145: 315-316
- DUSZYNSKI, D. W. & P. G. WILBER (1997)  
A guideline for the preparation of species descriptions in the Eimeriidae.  
J. Parasitol., 83 (2): 333-336
- ECKERT, J. (1960)  
Die Diagnose des Magen-Darmstrongylidenbefalles des Schafes durch  
Differenzierung der freilebenden dritten Larven.  
Zbl. Veterinärmed., 7: 612-630
- ECKERT, J., K.T. FRIEDHOFF, H. ZAHNER & P. DEPLAZES (2005)  
Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin.  
Enke Verlag Stuttgart
- FABER, J.-E., D. KOLLMANN, A. HEISE, C. BAUER, K. FAILING, H.-J.  
BÜRGER & H. ZAHNER (2002)  
*Eimeria* infections in cows in the periparturient phase and their calves: oocyst  
excretion and levels of specific serum and colostrum antibodies.  
Vet. Parasitol., 104: 1-17

FAILING, K., B. N. SAHAI, V. K. SRIVASTAVA & H.-J. BÜRGER (1995)  
Statistische Aspekte zur Genauigkeit und Sicherheit bei der Erhebung quantitativer und qualitativer Befunde beim Monitoring infektiöser Krankheiten.  
Proc. Tg. Dtsch. Veterinärmed. Ges. Fachgruppe „Epidemiologie und Dokumentation“, Gießen, 104-116

FERNANDEZ OJEDA, M. R. (1995)  
Prevalencia de *Cryptosporidium parvum* en alpacas neonatas del Centro Experimental – La Reya, Cusco.  
Tesis. Bach. Med. Vet. UNMSM, Lima, Peru, 39p.

FIEGE, N., D. KLATTE, D. KOLLMANN, H. ZAHNER & H.-J. BÜGER (1992)  
*Eimeria bovis* in cattle: colostral transfer of antibodies and immune responses to experimental infections.  
Parasitol. Res., 78:32-38

FOREYT, W. J. & J. LAGERQUIST (1992)  
Experimental infections of *Eimeria alpacae* and *Eimeria punoensis* in Llamas (*Lama glama*).  
J. Parasitol., 78: 906-909

FOWLER, M.E. (1997)  
Unique parasitisms of South American Camelids in north and south America.  
J. Camel Practice Res., 4: 257-260

FOWLER, M.E. (1998)  
Medicine and Surgery of South American Camelids.  
Ames: Iowa State University Press

FRANKLIN, W. L. (1978)  
Socioecology of the vicuna. Unpublished PhD dissertation, Wildlife sciences, Provo/Utah: Utah State University

FRANKLIN, L. W. & W. HERRE (1988)  
Südamerikanische Schwielensohler.  
In: Grzimeks Enzyklopädie. Kindler Verlag München, Bd. 5, 96-111

FUENTES, M.V., J.B. MALONE & S. MAS-COMA (2001)  
Validation of a mapping and prediction model for human fasciolosis transmission in Andean very high altitude endemic areas using remote sensing data.  
Acta Trop., 79: 87-95

- GERWERT, S., K. FAILING & C. BAUER (2002)  
Prevalence of levamisole and benzimidazole resistance in  
*Oesophagostomum* populations of pig-breeding farms in North Rhine-  
Westphalia, Germany.  
Parasitol. Res., 88: 63-68
- GEURDEN, T. & K. VAN HEMELRIJK (2005)  
Ivermectin treatment against gastrointestinal nematodes in New World  
camelids in Belgium.  
Small Rum. Res., 58: 71-73
- GJERDE, B. & O. HELLE (1991)  
Chemoprophylaxis of coccidiosis in lambs with a single dose of totrazuril.  
Vet. Parasitol., 38: 97-107
- GRÄFNER, G. & H.-D. GRAUBMANN (1979)  
Betrachtungen zur Pathogenität von *Eimeria*-Arten am Beispiel der  
Rinderkokzidiose.  
Angew. Parasitol., 20: 202-209
- GREEN, R.S., P. G. C. DOUCH, F. I. HILL ET AL. (1996)  
Antibody responses of grazing Alpacas (*Lama pacos*) in New Zealand to  
Intestinal Nematodes.  
Int. J. Parasitol., 26: 429-435
- GRZIMEK, B. (1968)  
Die Schwielensohler.  
In: Grzimeks Tierleben, Enzyklopädie des Tierreiches. Kindler Verlag Zürich,  
Band 4, 142-161
- GUERRERO, C. (1960)  
Helmintos en vicunas (*Vicugna vicugna*).  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima, 15: 103-105
- GUERRERO, C. A. D., (1961-62)  
*Cooperia mcmasteri* en alpacas y vicuna.  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima 1617: 131-137
- GUERRERO, C. A. (1967)  
Coccidia (Protozoa: Eimeriidae) of the alpaca *Lama pacos*.  
J. Protozool., 14: 616-625

GUERRERO, C. & J. ALVA (1986)

Gastroenteritis nematodica y sarna de alpacas.

Bol. Div. 21 IVITA UNMSM, Lima, Peru

GUERRERO, C. A., J. ALVA, H. BAZALAR & M. ROJAS (1972)

Esporulacion de *Eimeria macusaniensis* (Eimeriidae) de alpaca (*Lama pacos*).

Res. 3° Cong. Nac. Biol., Peru, 120

GUERRERO, D., M. ALVA, G. LEGUIA & H. BAZALAR (1970a)

Prevalencia de coccidias en alpacas *Lama pacos*.

Bol. Ext., 4: 84-90

GUERRERO C, J. ALVA & A. NUMEZ (1983)

Evaluacion antihelmintica de la ivermectina contra infecciones naturales de nematodos gastrointestinales de alpacas.

Bol. Div. 2: 20-22

GUERRERO, D., M. ALVA & M. ROJAS (1973a)

Actividad anthelmintica del L-tetramisole contra infecciones experimentales de *Lamanema chavez* en alpacas *Lama pacos*.

Rev. Inv. Pec. IVITA, 2 (2): 141-144

GUERRERO, D., M. ALVA & I. VEGA (1970b)

Nota preliminar sobre la infeccion experimental de *Lamanema chavez* en alpacas *Lama pacos*.

Bol. Ext., IVITA, 4: 71-73

GUERRERO, C., J. ALVA, I. VEGA, J. HERNANDEZ & M. ROJAS (1973b)

Algunos aspectos biologicos y parasitologicos de *Lamanema chavez* en alpacas (*Lama pacos*).

Rev. Inv. Pec. IVITA, 2 (1): 29-42

GUERRERO, C. A., H. BAZALAR & J. ALVA (1969)

Ciclo exogeno de *E. lamae* de alpacas (*Lama pacos*).

Proc. 2. Cong. Nac. Biol. Lima, Peru

GUERRERO, C., H. BAZALAR & G. LEGUIA (1970c)

Coccidiosis en rumiantes.

Bol. Ext. IVITA, 4: 305-308

GUERRERO, C., H. BAZALAR & L. TABACCHI (1970d)  
Infeccion experimental de alpacas con *Eimeria lamae*.  
Bol. Ext. IVITA, 4: 79-83

GUERRERO, D., H. BAZALAR & L. TABACCHI (1970e)  
Infeccion experimental de una alpaca con *Dictyocaulus filaria* de ovino.  
Bol. Ext. IVITA, 4: 74-78

GUERRERO, C. A. & C. A. CHAVEZ (1967)  
Helminos comunicados por primera vez en alpacas (*Lama pacos*), con una  
descripcion de *Spiculoptergia peruvianus* n. sp.  
Host. Bol. Chileno Parasit., 22: 147-150

GUERRERO, C. A. D., J. HERNANDEZ & M. ALVA (1967a)  
Coccidiosis en alpacas.  
Bol. Ext., 2: 66-68

GUERRERO, C. A. D., J. HERNANDEZ & M. ALVA (1967b)  
Coccidiosis en alpacas.  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima, 21: 59-68

GUERRERO, C. A., J. HERNANDEZ, H. BAZALAR & J. ALVA (1971)  
*Eimeria macusaniensis* n. sp. (Protozoa: Eimeriidae) of the alpaca *Lama  
pacos*.  
J. Protozool., 18: 162-163

GUERRERO, C. & G. LEGUIA (1987)  
Enfermedades parasitarias de alpacas.  
Rev. Camélidos Sudamericanos, 4: 32-82

GUERRERO, C. A. & J. E. ROJAS (1970)  
*Graphinema aucheniae* n. gen., n. sp. (Nematoda) en AUQUENIDOS.  
Host. Bol. Chileno Parasit., 24: 134-136

GUERRERO, C. A., M. ROJAS & J. ALVA (1981)  
*Lamanema chavezii*, an enterohepatic Nematode of South American  
Camelidae and its control using Levamisole.  
Rev. Lat-amer. Microbiol., 23: 121-123

- GUERRERO, D., M. ROJAS & J. VARGAS (1974)  
Actividad del L-tetramisole contra infecciones naturales de nematodes en alpacas.  
Rev. Inv. Pec. IVITA, 3 (1): 9-14
- GUNSSER, I., T. HÄNICHEN & J. MAIERL (1999)  
Leberegelbefall bei Neuweltkameliden.  
Tierärztl. Prax., 27 (G): 187-192
- HÄNICHEN, T. & H. WIESNER (1995)  
Erkrankungs- und Todesursachen bei Neuweltkameliden.  
Tierärztl. Prax., 23: 515-520
- HÄNICHEN, T., H. WIESNER & E. GÖBEL (1994)  
Zur Pathologie, Diagnostik und Therapie der Kokzidiose bei Wiederkäuern im Zoo.  
Verhandlungsber. Erkrankungen Zootiere., 36: 375-380
- HEINE, J. (1982)  
Eine einfache Nachweismethode für Kryptosporidien im Kot.  
Zbl. Vet. Med. B., 29: 324-327
- HERNANDEZ, J. & N. CONDORENA (1967)  
*Fasciola hepatica* en highado de alpaca.  
Rev. Fac. Med. Vet., Lima, 21:138-139
- HERRE, W. (1952)  
Studien über die wilden und domestizierten Tylopoden Südamerikas.  
Der zoologische Garten, 19: 70-98
- HERRE, W. (1982)  
Zur Stammesgeschichte der Tylopoden.  
Verh. Dtsch. Zool. Ges., 75: 159-171
- HERRE, W. & M. RÖHRS (1977)  
Zoological considerations on the origins of Agriculture.  
Mouton, The Hague: 245-279

HERTZBERG, H. (2002)

Vorkommen und Bedeutung von Endoparasitosen bei Neuweltkameliden in der Schweiz.

Proc. Tg. Dtsch Veterinärmed. Ges. "Bekämpfung und Epidemiologie von Parasitosen", Travemünde, Abstract

HERTZBERG, H., C. WENKER, J.-M. HATT, P. OSSENT, T. HÄNICHEN, A. BRACK & E. ISENBÜGEL (1997)

Dicrocoeliose bei Neuweltkameliden.

Verhandlungsber. 38. Int. Symp. "Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere", Zürich, 399

HILL, F. I., A. F. DEATH & T. K. WYETH (1993)

Nematode burdens of alpacas sharing grazing with sheep in New Zealand.

N. Z. Vet. J., 41: 205-208

HILTON, R. J., I. K. BARKER & M. D. RICKARD (1978)

Distribution and pathogenicity during development of *Camelostrongylus mentulatus* in the abomasum of sheep.

Vet. Parasitol., 4: 231-242

HOBERG, E. P. (1996)

Emended description of *Mazamastrongylus peruvianus* (Nematoda: Trichostrongylidae), with comments on the relationships of the genera *Mazamastrongylus* and *Spiculoptera*.

J. Parasitol., 82: 470-477

HODGIN, C., S. T. VAN VEEN, R. FAYER & N. RICHTER (1984)

Leptospirosis and coccidial infection in a guanaco.

J. Am. Vet. Med. Ass., 185, 11: 1442-1444

HUBERT, J., D. KERBOEUF, B. CARDINAUD, F. BLOND-RIOU & R. FOURNIER (1997)

Persistent efficacy of topical moxidectin against *Dictyocaulus viviparus* and *Ostertagia ostertagi*.

Vet. Parasitol., 68: 187-190

HUNTER, R. P., R. ISAZA, D. E. KOCH, C.C. DODD & M.A. GOATLEY (2004a)

Moxidectin plasma concentrations following topical administration to llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*).

Small Rum. Res., 52: 275-279

HUNTER, R. P., R. ISAZA, D. E. KOCH, C.C. DODD & M.A. GOATLEY (2004b)

The pharmacokinetics of topical doramectin in llamas (*Lama glama*) and alpacas (*Lama pacos*).

J. Vet. Pharmacol. Therap., 27: 187-189

HURTADO, E., J. BUSTINZA & C. SANCHEZ (1985a)

Estudio parasitologico en llamas (*Lama glama*) del altiplano peruano.

Res. 5. Conv. Int. Cam. Sud. Cusco, Peru

HURTADO, E., J. BUSTINZA & C. SANCHEZ (1985b)

Parasitismo gastrointestinal por examen de heces en guanacos (*Lama guanicoe*).

Res. 5. Conv. Int. Cam. Sud. Cusco, Peru

IPCZYNSKI, V. (1978)

Ein Beitrag zur exogenen Entwicklung von *Eimeria cameli* (Henry und Masson, 1932), Reichenow 1953.

Berl. Münch. Tierärztl. Wschr., 91: 11-12

JÄGER, M., M. GAULY, C. BAUER, K. FAILING, G. ERHARDT & H. ZAHNER (2005)

Endoparasites in calves of beef cattle herds: Management systems dependent and genetic influences.

Vet. Parasitol., 131: 173-191

JARVINEN, J. A. (1999)

Prevalence of *Eimeria macusaniensis* (Apicomplexa: Eimeriidae) in Midwestern *Lama* spp.

J. Parasitol., 85: 373-376

JARVINEN, J. A., J.A. MILLER & D.D. OEHLER (2002)

Pharmacokinetics of ivermectin in llamas (*Lama glama*)

Vet. Rec., 150: 344-346

JESSUP D. & W. R. LANCE (1982)

What veterinarians should know about South American Camelids?

California Vet., 11: 12-18

JONES, R.M., N.B. LOGAN, A.J. WEATHERLEY, A.S. LITTLE & C.D. SMOTHERS (1993)

Activity of doramectin against nematode endoparasites of cattle.  
Vet. Parasitol., 49: 27-37

KESSLER, M., M. GAULY, C. FRESE & S. HIENDLEDER (1995)

DNA-Studies on South American Camelids.  
2<sup>nd</sup> Europ. Conf. South American Camelids, Camerino, Italien

KIROPES, C. A., C. E. KIRKPATRICK & D. D. BOWMAN (1987)

Isolation of *Giardia* from a llama and from sheep.  
Am. J. Vet. Res., 51: 277-280

KOWALIK, S., M. GAULY & C. BAUER (1998)

Untersuchungen zur Endoparasitenfauna von Lamas (*Lama glama*) in Hessen.

Proc. 18. Tag. Dtsch. Ges. Parasitol. Dresden, Abstract Nr. p69

KRIEGL, C., D. KLEIN, J. KOFLER, K. FUCHS & W. BAUMGARTNER (2005)

Haltungs- und Gesundheitsaspekte bei Neuweltkameliden.  
Wien. Tierärztl. Wschr., 92: 119-125

KUTZER, E. (1969)

*Eimeria leuckarti*, ein seltener Parasit von Pferd und Esel.

Dtsch. Tierärztl. Wschr., 76: 35-37

LARRIEU, E., R. BIGATTI, R. LUKOVICH, C. EDDI, E. BONAZZI, E. GOMEZ, R. NIEC & N. OPORTO (1982)

Contribucion al estudio del parasitismo gastrointestinal en guanacos (*Lama guanicoe*) y llamas (*Lama glama*).

Gac. Vet., 374: 958-960

LEGUÍA, G. (1991a)

Enfermedades Parasitarias.

In: Fernandez-Baca, S. (ed.) Advances y perspectivas del conocimiento de los Camelidos Sudamericanos, Kap. 9: 326-362 Organizacion de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentacion

Oficina Regional de la FAO para America Latina y el Caribe, Santiago

- LEGUÍA, G. (1991b)  
The epidemiology and economic impact of llama parasites.  
*Parasitol. Today*, 7: 54-56
- LEGUÍA, P. & B. BENDEZU (1974)  
Observaciones de campo sobre la epidemiología de la gastroenteritis  
verminosa en alpacas (*Lama pacos*) de Cerro de Pasco.  
*Rev. Inv. Pec. IVITA*, 3 (1): 3-7
- LEGUÍA, P. G. & A. E. CASAS (1996)  
*Eimeria ivitaensis* n. sp. (Protozoa: Eimeridae en alpacas (*Lama pacos*)).  
*MV Rev. Cienc. Vet.*, 12: 113-114
- LEGUÍA, P.G. & E. CASAS (1999)  
Enfermedades Parasitarias y Atlas Parasitologico de Camelidos  
Sudamericanos.  
Editorial de Mar, Lima Peru, 191 pp
- LEGUÍA, P. G., A. E. CASAS & J. WHEELER (1995)  
Parasitismo en Camelidos Sudamericanos Prehispanicos.  
12° Cong. Lat-amer. Parasitologia, Chile, Santiago, 435
- LEGUÍA, P. G., V. T. LOPEZ, R. ROSADIO & M. SUMARI (1993)  
Biología y patogenesis del *Spiculoptera peruvianus* en alpacas.  
*Rev. Pec. Inv. IVITA*, 6 (1): 28-30
- LENGHAUS, C., M.G. O'CALLIAGHAN & C. ROGERS (2004)  
Coccidiosis and sudden death in an adult alpaca (*Lama pacos*).  
*Aust. Vet. J.*, 82: 711-712
- MARTI, H. & E. ESCHER (1990)  
SAF – Eine alternative Fixierlösung für parasitologische  
Stuhluntersuchungen.  
*Schweiz. Med. Wschr.*, 120: 1473-1476
- MASON, I. L. (1979)  
Origins, Evolution and Distribution of Domestic Camels.  
In: *The Camelid. Proc. Khartoum Workshop on Camels*, 16-35

McKENNA, P.B. (2003a)  
Register of new host-parasite records.  
*Surveillance*, 30 (1): 12-13

McKENNA, P.B. (2003b)  
Register of new host-parasite records.  
*Surveillance*, 30 (4): 15-16

McKENNA, P.B. (2004)  
Register of new host-parasite records.  
*Surveillance*, 31 (3): 17-18

MEDINA, A. N., J. ALVA & M. ROJAS (1975)  
Fase exogena de *Lamanema chavez* (Nematoda: Trichostrongylidae) de la alpaca, *Lama pacos*.  
Res 2<sup>a</sup> Jor. Peruana Microbiol y Parasitol., Peru: Trujillo, H-32

MORIN, D., R. VALDEZ, C. LICHTENSTEIGER, A. PAUL, J. DiPETRO & F. GUERINO (1996)  
Efficacy of moxidectin 0.5% pour-on against naturally nematode infections in cattle.  
*Vet. Parasitol.*, 65: 75-81

NEYRA, V., E. CHAVARRY & J. R. ESPINOZA (2002)  
Cysteine proteinases Fas1 and Fas2 are diagnostic markers for *Fasciola hepatica* infection in alpacas (*Lama pacos*).  
*Vet. Parasitol.*, 105 : 21-32

NUNEZ, A., V. LEYVA & M. ROJAS (1985)  
Nematodiasis gastroenterica en alpacas en pasturas cultivadas antes y despues de la paricion.  
Res. 5. Conv. Int. Cam. Sud. Cusco, Peru

PALACIOS E., C., L. TABACCHI N., A. CHAVERA C., T. LÓPEZ U., G. SANTILLÁN A., N. SANDOVAL CH., D. PEZO C. & R. PERALES C. (2004)  
Eimeriosis en crías de alpacas : estudio anátomo histopatológico.  
*Rev. Inv. Vet. Péru*, 15 : 174-178

PELAYO, P.A.R. (1973)  
Prevalencia de coccidias (Protozoa: Eimeridae) en llamas (*Lama glama*).  
Tesis. Bach. Med. Vet. UNMSM, Lima

PICCNINI, M., T. KLEINSCHMIDT, K. D. JÜRGENS & G. BRAUNITZER (1990)

Primary structure and oxygen-binding properties of the hemoglobin from guanaco (*Lama guanacoe*, Tylopoda).

Biol. Chem. Hoppe Seyler, 371: 641-648

PLATZER, B., H. PROSL, M. CIESLICKI & A. JOACHIM (2005)

Epidemiology of *Eimeria* infections in an Austrian milking sheep flock and control with diclazuril.

Vet. Parasitol., 129: 1-9

PLOEGER, H.W. (2002)

*Dictyocaulus viviparus*: re-emerging or never been away?

Trends Parasitol., 18: 329-332

PLOEGER, H.W., F.H. BORGSTEEDE, J. SOL, M.H. MIRCK, M.W. HYUBEN, F.N. KOOYMAN & M. EYSKER (2000)

Cross-sectional serological survey on gastrointestinal and lung nematode infections in first and second-year replacement stock in the netherlands:

relation with management practices and use of anthelmintics

Vet. Parasitol., 90: 285-304

PUENTE, G. L. (1997)

Acute and subacute fasciolosis of alpacas (*Lama pacos*) and treatment with triclabendazole.

Trop. Anim. Hlth. Prod., 29: 31-32

REEG, K.J., M. GAULY, C. BAUER, C. MERTENS, G. ERHARDT & H. ZAHNER (2005)

Coccidial infections in housed lambs: oocyst excretion, antibody level and genetic influences on the infection.

Vet. Parasitol., 127: 209-219

RICKARD, L. G. (1993)

Parasitic gastritis in a llama (*Lama glama*) associated with inhibited larval *Teladorsagia* spp. (Nematoda: Trichostrongyloidea).

Vet. Parasitol., 45: 331-335

RICKARD, L. (1994)

Update on llama medicine, Parasites.

Vet. Clin. North Am. Food. Anim. Pract., 10: 239-247

- RICKARD, L. G. (1995)  
Development and application of a dot-ELISA test for the detection of serum antibodies to *Fasciola hepatica* antigens in llamas.  
Vet. Parasitol., 58: 9-15
- RICKARD, L. G. & J. K. BISHOP (1988)  
Prevalence of *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in Oregon Llamas.  
J. Protozool., 35: 335-336
- RICKARD, L. G. & J. K. BISHOP (1991)  
Helminth parasites of Llamas (*Lama glama*) in the Pacific Northwest.  
J. Helminthol. Soc. Wash., 58: 110-115
- RICKARD, L. G. & W. J. FOREYT (1992)  
Experimental fascioliasis in llamas.  
J. Helminthol. Soc. Wash., 59: 140-144
- ROJAS, M., I. LOBATO & M. MONTALVO (1988)  
Criptosporidium en Camelidos Sudamericanos.  
10. Cong. Pan. Cienc. Vet. Lima, Peru
- ROJAS, M., I. LOBATO & M. MONTALVO (1993)  
Fauna parasitaria de camelidos sudamericanos y ovinos en pequenos rebanos mixtos familiares.  
Rev. Pec. Inv. IVITA, 6 (1): 22-27
- ROJAS, M., A. NUNEZ & J. ALVA (1986)  
Observaciones del desarrollo y sobrevivencia de *Lamanema chavez* en condiciones naturales.  
Rev. Cam. Sud. CICCIS IVITA UNMSM, 2: 34-38
- ROJAS, M., A. NUNEZ & J. ALVA (1987)  
Análisis longitudinal de la gastroenteritis verminosa en alpacas.  
Rev. Cam. Sud. CICCIS IVITA UNMSM, 5: 28-34
- ROSADIO, R. H. & E. F. AMEGHINO (1994)  
Coccidial infections in neonatal Peruvian alpacas.  
Vet. Rec., 135: 459-460

- ROMMEL, M. (2000)  
Protozoologische Methoden. In: Rommel, M., J. Eckert, E. Kutzer, W. Körting & T. Schnieder (Hrsg.): Veterinärmedizinische Parasitologie. Parey Verlag Berlin, 5. Aufl., 61-68
- RULOFSON, F. C., E. R. ATWILL & C. A. HOLMBERG (2001)  
Fecal shedding of *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium parvum*, *Salmonella* organisms, and *Escherichia coli* O157:H/ from llamas in California.  
Am. J. Vet. Res., 62: 637-642
- SANTIAGO, B. U. & G. R. MONTES (1999)  
Efectividad antinematódica y acaricida de la ivermectina LA (Trust) en ovinos y alpacas.  
MV Rev. De Cien. Vet., 15: 31-32
- SCHREY, C. F., T. A. ABBOTT, A. STEWART & W. C. MARQUARDT (1991)  
Coccidia of the llama, *Lama glama*, in Colorado and Wyoming.  
Vet. Parasitol., 40: 21-28
- SCHUSTER, R. (1992)  
Untersuchungen zur Epidemiologie und medikamentellen Bekämpfung der Dicrocoeliose. Mit einem Beitrag zur Morphometrie von *Dicrocoelium dendriticum*.  
Habilitationsschrift, Veterinärmed. Fakultät, Humboldt-Universität Berlin
- SILLAU, H., L. LLERENA, J. ESQUERRE, M. ROJAS & J. ALVA (1973)  
Pruebas funcionales hepáticas en crías de alpaca normales e infectadas experimentalmente con *Lamanema chavezii*.  
Rev. Inv. Pec. IVITA, 2 (1): 103-105
- SPIRA, W.R. (1995)  
Kriterien zur Klassifizierung von Kleinkamelen.  
Lamas, Haltung und Zucht von Neuweltkameliden, 2: 14-19
- STANLEY, H. F., M. KADWELL & J. C. WHEELER (1994)  
Molecular evolution of the family Camelidae: A mitochondrial DNA study.  
Proc. Roy. Soc. London B, 256, 1- 6

STASCHEN, S. H.-C. MUNDT & A. DAUGSCHIES (2004)

Kontrolle einer natürlichen Kälberkokzidiose durch den gezielten Einsatz von Toltrazuril.

Proc. Meet. „Aktuelles zur Diagnostik, Epidemiologie und Bekämpfung von Parasitosen bei Nutz-, Haus- und Heimtieren“, Dtsch. Veterinärmed. Ges., Starnberg/D, 2004, Abstr.

STOCKDALE, P. H. G. (1976)

Production of coccidiosis using oocysts, sporocysts and sporozoites of *Eimeria zuernii*, *Eimeria contorta* und *Eimeria nieschulzi*.

Can. J. Zool., 54: 1064-1068

SVENSSON, C., A. UGGLA & B. PEHRSON (1994)

*Eimeria alabamensis* infection as a cause of diarrhoea in calves at pasture.

Vet. Parasitol., 53: 33-43

TAIT, S. A., J. A. KIRWAN, C. J. FAIR, G.C. COLES & K.A. STAFFORD (2002)

Parasites and their control in South American camelids in the United Kingdom.

Vet. Rec., 150: 637-638

TIMOTEO, O., V. MACO Jr., V. MACO, V. NEYRA, P. J. Yi, G. LEGUÍA & J. R. ESPINOZA (2005)

Characterization of the humoral immune response ion alpacas (*Lama pacos*) experimentally infected with *Fasciola hepatica* against cysteine proteinases Fas1 and Fas2 and histopathological findings.

Vet. Immunol. Immunopathol., 106: 77-86

TORRES, H. (1992)

South American Camelids: an action plan for their conservation.

South American Camelid Specialist Group, Gland, Schweiz, IUCN/CSE

VARGAS, J., D. GUERREO & M. ROJAS (1972)

Pruebas de campo controladas del levamisole contra nematodes de alpacas.

Rev. Inv. Pec., IVITA, 1 (2): 137-144

VASQUEZ, M., C. MARCHINARES & J. ROJAS (1956)

*Lama glama* (llama) – nuevo hospedero para *Ostertagia ostertagi* y *Ostertagia lyrata*.

Centro Nacional de Patologia Animal Rev., 5: 42-56

VERCRUYSSSE, P. DORNY, J., E. CLAEREBOUT, D. DEMEULENAERE, K. SMETS & J. AGNEESSENS (2000)

Evaluation of the persistent efficacy of doramectin and ivermectin injectable against *Ostertagia ostertagi* and *Cooperia oncophora* in cattle.

Vet. Parasitol., 89: 63-69

VETTERLING, J. M. (1968)

Sporogony of the swine coccidium *Eimeria deblickei* Douwes, 1921.

J. Protozool., 15: 167-172

WEATHERLEY, A.J., C. HONG, T.J. HARRIS, D.G. SMITH & N.C. HAMMET (1993)

Persistent efficacy of doramectin against experimental nematode infections in calves.

Vet. Parasitol., 49: 45-50

WENKER, C., J.-M. HATT, H. HERTZBERG, P. OSSENT, T. HÄNINCHEN, A. BRACK & E. ISENBÜGEL (1998)

Dikrozöliose bei Neuweltkameliden.

Tierärztl. Prax., 26 (G): 355-361

WHEELER, J. C. (1984)

On the origin and early development of camelid pastoralism in the Andes.

In: Animals and Archaeology: husbandry and the emergence of breeds.

Eds. C A. Reed, 837-85

WILLIAMS, J. C., A. F. LOYACANO, S. D. BROUSSARD, D.F. COOMBS & D. WALSTROM (1997)

Duration of anthelmintic efficacy of doramectin and ivermectin injectable solutions against naturally acquired nematode infections of cattle.

Vet. Parasitol., 72: 15-24

WINDSOR, R. S. (1997)

Type II ostertagiosis in llamas.

Vet. Rec., 141: 608.

WOOD, I.B., N.K. AMARAL, K. BAIRDEN, J.L. DUNCAN, T. KASSAI, J.B. MALONE, J.A. PANKAVICH, R.K. REINECKE, O. SLOCOMBE, S.M. TAYLOR & J. VERCRUYSSSE (1995)

World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) second edition of guidelines for evaluating the efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine, ovine, caprine).

Vet. Parasitol., 58: 181-213

YAKIMOFF, W. L. (1934)

Two new species of coccidia: *Eimeria truffitt* n. sp. of the eland (*Orias canna*), and *Eimeria peruviana* n.sp. of the llama (*Lama glama*).

Parasitology, 26: 510-511

ZAWADOWSKY, M. M. & S. N. ZVJAGUINTZEV (1933)

The seasonal fluctuation in the number of eggs of *Nematodirus* sp. in feces.

J. Parasitol., 19: 269-279

## 9 ANHANG

**Anhang 1:** Ausscheidungsintensität von Oozysten und Nematodeneiern: Ergebnisse der dreifaktoriellen Varianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit und Wechselwirkungen zwischen Gruppen (1, 2), Tierarten (Lama, Alpaka) und Zeit (Untersuchungsmonate 1–6).

	Signifikanzlevel		
	<i>E. alpaca/punoensis</i>	<i>E. lamae</i>	<i>E. macusaniensis</i>
Gruppe (G)	0,001	n.s.	0,001
Zeit (Z)	0,05	n.s.	0,05
Tierart (T)	0,001	n.s.	n.s.
G-Z-Wechselwirkung	n.s.	n.s.	0,05
T-Z-Wechselwirkung	n.s.	n.s.	n.s.

	Signifikanzlevel		
	Magen-Darm-Strongyloiden	<i>Nematodirus</i> spp.	<i>Trichuris</i> spp.
Gruppe (G)	0,001	0,001	0,001
Zeit (Z)	n.s.	n.s.	n.s.
Tierart (T)	0,05	n.s.	n.s.
G-Z-Wechselwirkung	0,05	n.s.	0,05
T-Z-Wechselwirkung	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant.

**Anhang 2:** OpG-Werte je Tag der Patenz nach experimenteller Erst- und Reinfektion von Lamafohlen mit *Eimeria macusaniensis*.

Tag nach Erstinfektion	Tag nach Reinfektion	Fohlen 1	Fohlen 2	Fohlen 3	Fohlen 4	Fohlen 5	Fohlen 6
:							
32				370	490		
33				260	450		
34				240	530		350
35		280	110	150	460		200
36		520	450	190	770	250	300
37		670	440	150	670	240	740
38		780	530	330	660	140	700
39		710	500	480	600	310	610
40		690	480	420	660	280	510
41		540	400	370	860	230	520
42		600	480	590	1170	260	550
43		620	650	410	880	340	380
44		450	600	500	880	320	360
45		450	640	640	820	310	340
46		440	690	720	1240	460	340
47		380	520	920	2070	460	230
48		320	450			400	260
49		300	500	310	760	360	310
50		300	580			440	
51				640	1250	360	860
52		350	320				
53				400	580	430	500
54		360	370				
55				500	500	130	350
56		290	260				
57				770	450	280	250
58		180	240				
59				610	150	230	250
60		110	240				
61				420	140	170	260
62		100	70				
63				260	160	170	200
64		90	120				
65				120	140	90	150
66		90	90				
67				60	100	20	130
68		60	140				
69				10	60	50	30
70		40	60				
71				0	70	50	30
72		10	30				
73				0	10	10	10
74		10	20				
75					0	0	0
76		0	10				
77					0	0	0
78		0	0				
:							

Fortsetzung

**Anhang 2** (Fortsetzung):

Tag nach Erstinfektion	Tag nach Reinfektion	Fohlen 1	Fohlen 2	Fohlen 3	Fohlen 4	Fohlen 5	Fohlen 6
135	37	150	200				
136	38	130	260				
137	39	270	450	40			
138	40	360	560	80	50		
139	41	300	550	100	100		
140	42	270	540	60	260		
141	43	370	570	20	210		
142	44	160	380	20	160		
143	45	200	350	10	50		
144	46	230	320	0	80		
145	47	200	380	10	20		
146	48	190	370	20	20		
147	49	90	300	50	20		
148	50	40	230	70	20		
149	51	40	240	150	30		
150	52	40	150	120	40		
151	53			40	20		
152	54	20	40	160	20		
153	55				10		
154	56	10	40	90			
155	57				10		
156	58	0	30	40			
157	59	0		10	4		
158	60	0	0	0	0		
159			0	0	0		
160			0	0	0		

**Anhang 3:** Gesamtoozystenausscheidung je Tag der Patenz nach experimenteller Erst- und Reinfektion von Lamafohlen mit *Eimeria macusaniensis*.

Tag nach Erstinfektion	Tag nach Reinfektion	Fohlen 1	Fohlen 2	Fohlen 3	Fohlen 4	Fohlen 5	Fohlen 6
:							
32				141.000	168.000		
33				120.000	155.000		
34				115.000	164.000		150.000
35		135.000	60.000	111.000	176.000		130.000
36		267.000	197.000	136.000	140.000	59.000	130.000
37		272.000	270.000	136.000	168.000	60.000	330.000
38		277.000	340.000	172.000	168.000	44.000	365.000
39		220.000	240.000	259.000	185.000	109.000	<b>401.000</b>
40		166.000	131.000	220.000	170.000	90.000	326.000
41		121.000	124.000	186.000	242.000	82.000	355.000
42		204.000	260.000	182.000	389.000	95.000	342.000
43		<b>287.000</b>	<b>395.000</b>	245.000	437.000	120.000	225.000
44		198.000	341.000	287.000	407.000	108.000	312.000
45		170.000	312.000	329.000	377.000	91.000	220.000
46		142.000	284.000	460.000	670.000	103.000	176.000
47		150.000	271.000	<b>596.000</b>	<b>957.000</b>	167.000	132.000
48		160.000	251.000	364.000	693.500	155.000	167.000
49		160.000	270.000	132.000	430.000	136.000	202.000
50		162.000	292.000	184.500	558.000	<b>180.000</b>	244.500
51		160.500	216.000	237.000	686.000	163.000	287.000
52		159.000	140.000	186.500	483.500	150.000	286.000
53		141.500	161.500	136.000	281.000	137.000	285.000
54		124.000	183.000	148.000	270.500	144.500	229.500
55		118.000	143.000	160.000	260.000	152.000	174.000
56		112.000	103.000	191.500	250.500	132.000	155.500
57		116.500	112.500	223.000	241.000	112.000	137.000
58		121.000	122.000	206.500	152.000	100.000	137.500
59		85.000	123.500	190.000	63.000	88.000	138.000
60		49.000	125.000	241.500	59.500	76.500	139.000
61		41.000	89.500	293.000	56.000	65.000	140.000
62		33.000	54.000	179.500	65.500	59.500	130.000
63		35.000	58.500	66.000	75.000	54.000	120.000
64		37.000	63.000	57.500	68.500	41.000	111.000
65		29.500	62.500	49.000	62.000	28.000	102.000
66		22.000	62.000	36.000	54.000	20.000	91.500
67		25.500	63.000	23.000	46.000	12.000	81.000
68		29.000	64.000	16.500	40.000	14.000	49.000
69		23.000	48.500	10.000	34.000	16.000	17.000
70		17.000	33.000	5000	33.000	21.000	21.000
71		11.000	27.500	0	32.000	26.000	25.000
72		5000	22.000	0	17.000	20.000	16.000
73		4500	18.500	0	2000	14.000	7000
74		4000	15.000		1000	7000	3500
75		2000	10.000		0	0	0

Fortsetzung

**Anhang 3** (Fortsetzung):

Tag nach Erstinfektion	Tag nach Reinfektion	Fohlen 1	Fohlen 2	Fohlen 3	Fohlen 4	Fohlen 5	Fohlen 6
76		0	5000		0	0	0
77		0	2500		0	0	0
78		0	0				
79			0				
80			0				
:							
:							
135	37	78.000	90.000				
136	38	81.000	115.000				
137	39	194.000	166.000	33.000			
138	40	268.000	<b>311.000</b>	68.000	29.000		
139	41	240.000	278.000	<b>90.000</b>	60.000		
140	42	181.000	238.000	50.000	<b>182.000</b>		
141	43	<b>280.000</b>	227.000	18.000	129.000		
142	44	100.000	226.000	17.000	106.000		
143	45	98.000	192.000	11.000	33.000		
144	46	93.000	135.000	0	71.000		
145	47	75.000	125.000	8000	17.000		
146	48	133.000	178.000	16.000	19.000		
147	49	72.000	133.000	45.000	14.000		
148	50	30.000	117.000	69.000	17.000		
149	51	30.000	165.000	<b>150.000</b>	21.000		
150	52	31.000	91.000	106.000	24.000		
151	53	24.000	61.000	39.000	11.000		
152	54	17.000	31.000	148.000	12.000		
153	55	11.000	24.500	57.000	7000		
154	56	5000	18.000	82.000	4000		
155	57	2500	14.500	67.000	11.000		
156	58	0	11.000	46.000	7000		
157	59	0	5500	10.000	3000		
158	60	0	0	0	0		
159	61		0	0	0		
160	62		0	0	0		

*kursiv* = interpolierte Werte; **fett** = Höchstwerte

**Anhang 4:** Sporulationszeiten für *E. macusaniensis*-Oozysten bei unterschiedlichen Inkubationstemperaturen.

Tag nach Kotentnahme	Anteil (%) sporulierter Oozysten bei Inkubation mit			
	6-7 °C	18-19 °C	25 °C	30 °C
1	0	0	0	0
3	0	0	0	0
5	0	5	25	30
7	0	10	50	60
9	0	12	68	90
11	0	43	73	90
13	0	66	88	94
15	0	69	89	94
17	0	80	89	94
19	0	81	89	n.u.
21	0	92	92	n.u.

n.u. = nicht untersucht

**Anhang 5:** Verlauf der Sporulation von *E. macusaniensis*-Oozysten nach Kühlagerung (6-7 °C) und anschließender Inkubation bei 22-26 °C.

Zeitpunkt	Anteil (%)		
	Oozyste mit Sporont	Oozyste in Sporulation	Oozyste sporuliert
Bei Kotentnahme	100	0	0
Nach 14 Tagen Lagerung bei 6-7 °C	100	0	0
Tag nach Inkubation bei 22-26 °C:			
1	100	0	0
3	95	5	0
5	83	17	0
7	36	40	24
9	30	37	33
11	24	33	42
13	5	6	89
15	5	3	92
17	5	0	95
19	5	0	95
25	5	0	95

## **DANKSAGUNG**

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die mir bei der Erstellung dieser Arbeit behilflich waren.

Herrn Prof. Dr. H. Zahner danke ich für seine fachliche Beratung und die Möglichkeit, dieses außergewöhnliche Thema zu bearbeiten.

Herrn Prof. Dr. G. Erhardt danke ich dafür, dass ich meine Untersuchungen auf dem Oberen Hardthof durchführen konnte.

Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Dr. C. Bauer, der stets Zeit und ein offenes Ohr für mich hatte. Mit seiner fachlichen Unterstützung und freundschaftlichen Zusammenarbeit hat er diese Arbeit und meinen Horizont sehr bereichert.

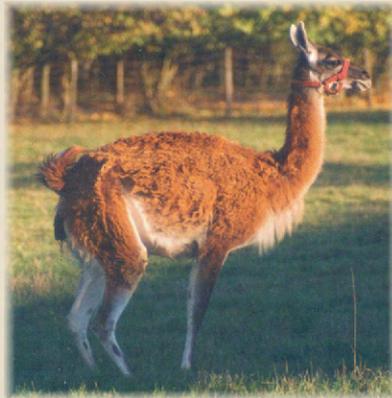
Ein großes Dankeschön geht an Herrn Prof. Dr. M. Gauly und seine Frau Annette für die praktische Mithilfe. Bei der Lösung von Problemen konnte ich mich immer auf ihre schnelle und unkomplizierte Hilfe verlassen.

Den MitarbeiterInnen am Oberen Hardthof danke ich für die kollegiale Zusammenarbeit. Besonderer Dank geht an Frau T. Bauer und A. Scheuermann für ihre Hilfsbereitschaft.

Den Familien Kraft, Messing und Egen sei für die Bereitstellung der Tiere, die tatkräftige Unterstützung und die exzellente Verköstigung gedankt.

Meinen Geschwistern möchte ich für die Durchsicht meiner Manuskripte und der Lösung unzähliger EDV-Probleme danken.

Mein innigster Dank gehört Kay, der sich auch bei Regen und Schnee den Spucktiraden meiner Tiere gestellt hat, bis in die Nacht hinein Kotproben gerührt hat und immer für mich da war.

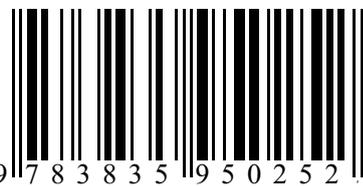


**édition scientifique**  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

VVB LAUFERSWEILER VERLAG  
GLEIBERGER WEG 4  
D-35435 WETTENBERG

Tel: +49-(0)6406-4413 Fax: -72757  
redaktion@doktorverlag.de  
www.doktorverlag.de

ISBN 3-8359-5025-8



9 783835 195025 2