

Einfluss von Entwurmungsmethoden auf die Strongylidenpopulation bei
Pferden in Deutschland

von Stephanie Schneider

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

Einfluss von Entwurmungsmethoden auf die Strongylidenpopulation bei
Pferden in Deutschland

von Stephanie Schneider
aus Jena

München, 2015

Aus dem Veterinärwissenschaftlichen Department der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Univ.-Prof. Dr. Kurt Pfister

Mitbetreuung durch: Dr. Miriam Scheuerle

**Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

Dekan: Univ.- Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Univ.- Prof. Dr. Kurt Pfister

Korreferent/en: Priv.- Doz. Dr. Bettina Wollanke

Tag der Promotion: 18. Juli 2015

Gewidmet meinen Eltern

INHALTSVERZEICHNIS

Abkürzungsverzeichnis.....	VIII
Glossar.....	IX
I. EINLEITUNG UND ZIELE DER ARBEIT	1
II. LITERATURÜBERSICHT	3
1. Strongyliden beim Pferd	3
1.1. <u>Große Strongyliden</u>	3
1.1.1. Morphologie und Entwicklung.....	3
1.1.2. Vorkommen	7
1.1.3. Pathogenese	9
1.1.4. Klinik.....	11
1.1.5. Diagnostik.....	11
1.2. <u>Kleine Strongyliden</u>	12
1.2.1. Morphologie und Entwicklung.....	12
1.2.2. Vorkommen	14
1.2.3. Pathogenese	14
1.2.4. Klinik.....	16
1.2.5. Diagnostik.....	16
1.3. <u>Einflussfaktoren auf die Höhe der Eiausscheidung</u>	17
2. Anthelmintika.....	19
2.1. Resistenzen.....	19
3. Strategische Entwurmung beim Pferd.....	21
3.1. Entwicklung und Vorgehensweise	21
4. Selektive anthelmintische Therapie (SAT)	23
4.1. Vorgehensweise	23
4.2. Ziele.....	24
III. MATERIAL UND METHODEN.....	26
1. Auswahl der Bestände und Herkunft der Proben	26
2. Probenmaterial und Probengewinnung.....	28

3.	Auswahl der Proben	28
4.	Methoden	29
4.1.	McMaster-Methode.....	29
4.2.	Larvenkultur nach Roberts und O`Sullivan	29
5.	Datensammlung mittels Fragebogen	33
6.	Statistische Auswertung	33
IV.	ERGEBNISSE	34
1.	Ergebnisse der Koproskopie	34
2.	Ergebnisse der Larvenanzucht	35
3.	Publikation	38
4.	Ergebnisse der Fragebogenanalyse	57
4.1.	Fragebogen	57
4.2.	Rasse, Geschlecht und Alter	58
4.3.	Informationen zum Entwurmungsmanagement	61
4.3.1.	Startjahr der Selektiven Entwurmung	61
4.3.2.	Parasitologische Quarantäne	62
4.3.3.	Hygienemaßnahmen	65
V.	DISKUSSION	67
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	75
VII.	SUMMARY	76
VIII.	LITERATURVERZEICHNIS	77
IX.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS	90
X.	TABELLENVERZEICHNIS	92
XI.	ANHANG	93
1.	Tabellen	93
2.	Zusätzliche Fragebogenergebnisse	95
2.1.	Haltungsmanagement	95
2.1.1.	Haltungsform	95
2.1.2.	Einstreu	96

2.2.	Bestandsangaben.....	97
2.2.1.	Anzahl neuer Pferde im Bestand (pro Jahr)	97
2.2.2.	Anteil selektiv entwurmter Pferde im Bestand	98
2.3.	Hygiene	99
2.3.1.	Betreiben Sie Hygiene in der Box/im Auslauf/auf dem Paddock? .	99
2.3.2.	Wie häufig wird die Box von Kot befreit?	99
2.3.3.	Methode der Weidehygiene.....	100
2.3.4.	Häufigkeit der Weidehygiene (Entfernen von Kot).....	101
2.3.5.	Häufigkeit der Auslaufhygiene (Entfernen von Kot)	102
2.4.	Form der Futteraufnahme.....	103
2.5.	Befindet sich der Mist auf der Weide?	103
2.6.	Lassen Sie den Kot Ihres Pferdes untersuchen?	104
2.7.	Wie entscheiden Sie, wann Ihr Pferd entwurmt wird?	105
2.8.	Dosierungsmethoden	106
2.9.	Anzahl der Untersuchungen seit Start der SAT	107
2.10.	Gruppengröße auf der Weide.....	108
2.11.	Weidefläche (ha) pro Pferd.....	109
2.12.	Dauer des täglichen Weidegangs.....	109
3.	Informationsbrief	110
3.1.	Informationsbrief an die Pferdebesitzer	110
3.2.	Informationsbrief an die Tierärzte	111
4.	Fragebogen	112
4.1.	Fragebogen für die selektiv entwurmtten Pferde	112
4.2.	Fragebogen für die strategisch entwurmtten Pferde.....	117
XII.	DANKSAGUNG	118

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

DNA	Deoxyribonucleic acid (Desoxyribonukleinsäure)
EpG	Eier pro Gramm Kot
ERP	Egg Reappearance Period
EZRT	Eizahlreduktionstest
L1	Erstlarve
L2	Zweitlarve
L3	Drittlarve
L4	Viertlarve
L5	Fünftlarve
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität
LpG	Larven pro Gramm Kot
MDS	Magen-Darm-Strongyliden
QM	Qualitätsmanagement
Rpm	„revolutions per minute“, Umdrehungen pro Minute
SAT	Selektive Anthelmintische Therapie
SE	Selektive Entwurmung
spp.	mehrere Arten einer Gattung

GLOSSAR

Soweit nicht anders angegeben Definition nach Deplazes et al., (2013):

Anthelmintika	Gegen Helminthen wirksame Medikamente
Egg reappearance period	Zeitspanne zwischen erfolgreicher Chemotherapie eines mit Magen-Darm-Helminthen befallenen Wirtes und Wiedereinsetzen der Eiausscheidung im Kot
Egg shedding consistency	Konstanz in der relativen Höhe der Strongyliden-eiausscheidung bei einem Großteil der gesunden erwachsenen Pferde über einen längeren Zeitraum (Becher et al., 2010)
Eizahl-reduktionstest	Test zur Erfassung der Reduktion der Eizahl pro Gramm Kot in bestimmten Intervallen nach Chemotherapie
Hypobiose	Gehemmte Entwicklung; temporäre Hemmung oder Unterbrechung der Larvalentwicklung bei Nematoden im 3., 4., oder 5. Stadium
hohe Eiausscheider	Tiere, die eine Ausscheidung von > 500 Strongylideneier pro Gramm Kot zeigen (Nielsen et al., 2013)
moderate Eiausscheider	Tiere, die eine Ausscheidung von 200 - 500 Strongylideneier pro Gramm Kot zeigen (Nielsen et al., 2013)
niedrige Eiausscheider	Tiere, die eine Ausscheidung von < 200 Strongylideneier pro Gramm Kot zeigen (Nielsen et al., 2013)

Paddock	Begrenzter Auslauf mit mehr oder weniger befestigtem Boden
Patenz	Zeitspanne nach Ablauf der Präpatenz, in der Geschlechtsprodukte oder Entwicklungsstadien eines Parasiten in Probenmaterial (Blut, Kot, Harn usw.) makroskopisch bzw. mikroskopisch nachweisbar sind
Präpatenz	Zeitspanne von der Infektion eines Wirtes mit infektiösen Stadien einer Parasitenart bis zur Nachweisbarkeit seiner Geschlechtsprodukte oder sonstigen Vermehrungserzeugnisse (Eier, Larven usw.) im Probenmaterial (Blut, Kot, Harn, Haut usw.)
Prävalenz	Zahl der infizierten oder erkrankten Individuen zu einem bestimmten Zeitpunkt bezogen auf die Zahl der untersuchten Individuen; Angaben häufig in % (=Befallsextenalität)
Refugium (lat. refugere: zurückweichen)	Bezeichnet den Zufluchtsort eines Individuums; Anthelmintisch nicht behandelte Tiere bieten den Parasiten ein Refugium, indem sie dem Selektionsdruck des Anthelmintikums entgehen (Wikipedia; Van Wyk, 2001).
Resistenz	immunologisch: angeborene, genetisch verankerte, unspezifische, antigenunabhängige Widerstandsfähigkeit eines Individuums oder einer Gruppe Individuen, z.B. die Art gegen Infektionserreger; epidemiologisch: Widerstandsfähigkeit von Organismen gegen Umweltfaktoren (Trockenheit, Hitze, Kälte usw.); pharmakologisch: Widerstandsfähigkeit gegen Arzneimittel

Selektive Anthelmintische Therapie Die Methode der Selektiven Entwurmung basiert auf der quantitativ im Pferdekot bestimmten Eiausscheidung der Strongyliden. Nur Pferde mit überschrittenem Schwellenwert werden anthelmintisch behandelt (Gomez und Georgi, 1991; Nielsen et al., 2012).

Große Strongyliden Nematoden: *Strongylus vulgaris*, *Strongylus edentatus* und *Strongylus equinus*

Kleine Strongyliden Kleiner Palisadenwurm; u.a. Cyathostominae

I. EINLEITUNG UND ZIELE DER ARBEIT

Alle Pferde mit Weidegang sind der Gefahr einer Strongylideninfektion ausgesetzt (Herd et al., 1981; Nielsen et al., 2006a).

Strongylus vulgaris (*S. vulgaris*) gilt als der gefährlichste Vertreter der Großen Strongyliden (Drudge und Lyons, 1966). Durch den regelmäßigen, intensiven und weit verbreiteten Einsatz von Breitband-Anthelmintika seit Mitte der 1960er Jahre in der Pferdehaltung sank die Prävalenz dieses Erregers jedoch drastisch (Drudge und Lyons, 1966; Herd und Coles, 1995; Hertzberg et al., 2014; Kaplan, 2002).

Heute prävalieren beim Pferd die Kleinen Strongyliden (Bucknell et al., 1995; Lyons et al., 1999; Matthews et al., 2004; Nielsen, 2012; Reinemeyer et al., 1984; Tolliver et al., 1987). Bei starkem Befall, kann eine synchronisierte Aktivierung und Auswanderung hypobiotischer Larvenstadien (L3) aus der Darmschleimhaut, Auslöser schwerwiegender Krankheitssymptome sein (Deplazes et al., 2013; Drudge und Lyons, 1966; Kaplan, 2002; Love et al., 1999).

Die Behandlungsstrategien blieben nach dem Rückgang der Großen Strongyliden zuerst unverändert (Lloyd et al., 2000; O'Meara und Mulcahy, 2002). Als Folge der zu hohen Behandlungsfrequenzen entwickelten die Kleinen Strongyliden Resistenzen gegenüber verschiedenen Wirkstoffklassen von Anthelmintika, insbesondere gegenüber Benzimidazolen und Tetrahydropyrimidinen sowie bereits vereinzelt gegen makrozyklische Laktone (Bauer et al., 1986; Canever et al., 2013; Chapman et al., 1996; Coles et al., 2006; Craven et al., 1998; Drudge et al., 1979; Kaplan, 2002, 2004; Lester et al., 2013; Lyons et al., 2008, 2009, 2011a,b; Molento et al., 2008; Näreaho et al., 2011; Osterman Lind et al., 2007a; Slocombe und Cote, 1977; Traversa et al., 2007; Wirtherle et al., 2004). Erschwerend kommt hinzu, dass es ungewiss ist, ob in der nächsten Zeit neue Wirkstoffklassen von Anthelmintika entwickelt werden (Nielsen et al., 2014b).

Aus diesen Gründen wurden verschiedene Behandlungsmethoden entwickelt, um die Resistenzentwicklung Kleiner Strongyliden zu reduzieren und die Wirksamkeit verfügbarer Anthelmintika möglichst lange zu erhalten (Herd et al., 1985). Eine dieser Strategien ist die Selektive Anthelmintische Therapie (SAT) (Duncan und Love, 1991; Gomez und Georgi, 1991; Hertzberg et al., 2014; Krecek et al., 1994),

welche zunächst Anwendung beim kleinen Wiederkäuer fand (Van Wyk und Bath, 2002). Die unterschiedlichen Strategien der gezielten Entwurmung beim Wiederkäuer werden von Kenyon et al. (2009) zusammengefasst.

In Dänemark wird die SAT auf Grundlage einer veränderten Gesetzeslage von 1999, welche die Abgabe von Anthelmintika lediglich nach Verschreibung ermöglicht, bereits seit mehr als einem Jahrzehnt regelmäßig angewendet. Dies soll die ausschließlich prophylaktische Verabreichung von Anthelmintika unterbinden und somit die Resistenzentwicklung verlangsamen (Nielsen et al., 2006b). In Deutschland wird die SAT seit einigen Jahren in zunehmenden Maße eingesetzt (Becher, 2010; Greite, 2013; Menzel, 2013).

Auf Grund des aktuell steigenden Einsatzes der SAT und der damit verbundenen Tendenz zu einer sinkenden anthelmintischen Behandlungsfrequenz bei Pferden stellen sich unter anderem die Fragen, wie hoch der mit Strongyliden infizierte Anteil der Pferde ist, inwiefern *S. vulgaris* in Folge verlängerter anthelmintischer Behandlungsintervalle wieder vermehrt auftritt (Nielsen et al., 2012) und ob potentielle Risiken durch den Einsatz alternativer Entwurmungsmethoden, z.B. durch die SAT, entstehen (Nielsen et al., 2014a).

Die Ziele der Arbeit sind:

- 1) Untersuchung des Vorkommens Kleiner und Großer Strongyliden mit dem Schwerpunkt auf *S. vulgaris* bei Pferden in Deutschland. Hierbei soll besonders die Frage im Vordergrund stehen, ob es Unterschiede in der Vorkommenshäufigkeit von Strongyliden zwischen Ställen, in denen die selektive und Ställen, in denen die strategische Entwurmungsmethode angewendet wird, gibt.
- 2) Untersuchung der Strongylideneiausscheidung.
- 3) Analyse einzelner Faktoren bezüglich des aktuellen Entwurmungsmanagements, wie etwa zuletzt angewandtes Anthelmintikum, Anzahl der jährlich durchgeführten Entwurmungen und Einhaltung der angegebenen Entwurmungsfrequenzen (= Compliance der Pferdebesitzer), sowie
- 4) Untersuchung des Einflusses verschiedener Faktoren auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung, wie etwa Alter, parasitologische Quarantäne und Hygiene.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Strongyliden beim Pferd

Die folgende Beschreibung erfolgt im weiteren Verlauf nach Deplazes et al. (2013). Quellen von Zitaten anderer Autoren werden hier zusätzlich angegeben.

Strongyliden gehören zu der Familie Strongylidae und lassen sich in zwei Unterfamilien, nämlich in Große und Kleine Strongyliden, einteilen. Sie werden zum Stamm der Nematoda und zur Ordnung Strongylida gezählt. Diese Nematoden gelten als die wichtigsten und am häufigsten auftretenden Endoparasiten des Pferdes (Duncan, 1985; Rehbein et al., 2013). Strongylideninfektionen können sowohl bei Jungtieren als auch bei älteren Tieren auftreten (Duncan, 1985).

1.1. Große Strongyliden

Zu den Großen Strongyliden (Gattung: *Strongylus*) zählen *Strongylus vulgaris* (*S. vulgaris*), *Strongylus edentatus* (*S. edentatus*) und *Strongylus equinus* (*S. equinus*).

1.1.1. Morphologie und Entwicklung

Morphologie

Diese ca. bindfadendicken und gelbbräunlichen Nematoden (Abb. 1) weisen eine Länge von einem bis fünf Zentimetern auf. Charakteristisch ist die tonnenförmige Mundkapsel und deren Innenstruktur. Dazu zählen zwei zahnartige Fortsätze am Grund der Mundkapsel bei *S. vulgaris* (Abb. 2), vier zahnartige Fortsätze bei *S. equinus* sowie fehlende Fortsätze in der Mundkapsel bei *S. edentatus*. Weitere Charakteristika, wie zum Beispiel der Ösophagus, die Bursa, die Spicula oder die DNA-Merkmale sind ebenfalls hilfreich, um die verschiedenen Arten zu unterscheiden.

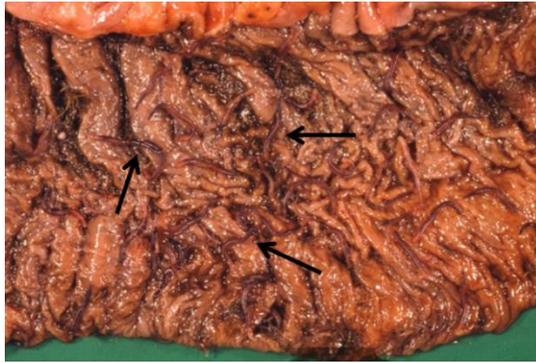


Abb. 1: Große Strongyliden auf der Darmschleimhaut (Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München); Pfeile zeigen auf Große Strongyliden.

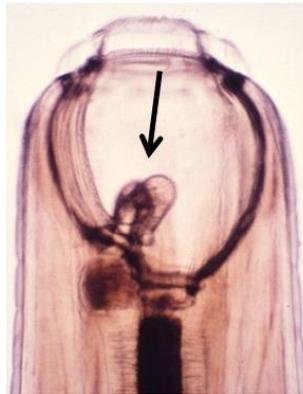


Abb. 2: Zwei zahnartige Fortsätze am Grund der Mundkapsel von *S. vulgaris* (Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München); Pfeil zeigt auf die zwei typischen zahnartigen Fortsätze.

Die dünnchaligen Eier mit glatter Oberfläche sind zwischen 75–92 μm lang und 48–54 μm breit und besitzen eine Morula mit wenigen Blastomeren (Thienpont et al., 1990).

Hilfreiche Merkmale zur Identifikation der Larve 3 (L3) von Großen Strongyliden sind in Tab. 1 dargestellt (Thienpont et al., 1990).

Tab. 1: Merkmale zur Identifikation der Larve 3 von Großen Strongyliden; Modifiziert nach Thienpont et al. (1990).

Unterfamilie	Name	Länge [µm]	Anzahl Darmzellen	Verhältnis Länge (ca.) Larvenkörper: Scheidenschwanz
Strongylinae	<i>S. vulgaris</i>	800- 1000	28-32	2,5:1
Strongylinae	<i>S. equinus</i>	800	16	2,8:1
Strongylinae	<i>S. edentatus</i>	1000	20	2,0:1

Entwicklungszyklus

Große Strongyliden haben einen direkten Entwicklungszyklus, den man in eine externe bzw. präparasitische und in eine interne bzw. parasitische Entwicklungsphase teilt (Lyons et al., 1999).

Der Entwicklungszyklus läuft wie folgt ab (Deplazes et al., 2013):

Externe Entwicklung:

Die Eier gelangen über den Pferdekot in die Außenwelt. Hier entwickelt sich die Larve 1 (L1) im Ei, schlüpft anschließend, ernährt sich vor allem von Fäkalbakterien und häutet sich zur Larve 2 (L2). Die L2 reift und ernährt sich ebenfalls in der Außenwelt, entwickelt sich hier zur Larve 3 (L3), wobei sie jedoch ihre Haut nur unvollständig abwirft. Diese nicht gänzlich abgeworfene Haut bildet eine gegenüber verschiedenen Umwelteinflüssen schützende Hülle (= Scheide). Bei der L3 handelt es sich um das infektiöse Stadium.

Interne Entwicklung:

Die interne Entwicklung unterscheidet sich innerhalb der Großen Strongyliden:

S. vulgaris:

Nach oraler Aufnahme der infektiösen L3 häutet sich diese innerhalb weniger Tage in der Darmwand zur Larve 4 (L4). Anschließend dringt die L4 in Arterien ein und wandert bis auf Höhe der *Arteria mesenterica cranialis*. Ab dem 90. Tag nach der Infektion häutet sich hier die L4 und erreicht das 5. Entwicklungsstadium (L5). Danach wandert die Larve innerhalb der Arterien zurück zum Darm und hält sich bevorzugt im Zäkum oder am Übergang vom Zäkum zum Kolon auf. Die Präpatenz von *S. vulgaris* beträgt sechseinhalb bis sieben Monate.

S. equinus:

Die infektiöse L3 von *S. equinus* wandert nach oraler Aufnahme und Ablegen der Scheide durch den Darmkanal in die Dickdarmwand. Hier entwickelt und häutet sie sich zur L4. Anschließend erfolgt eine Wanderung durch die Peritonealhöhle zur Leber, wo eine mehrwöchige Wanderung stattfindet, bevor die L4 in die Bauchspeicheldrüse gelangt und sich dort zur L5 entwickelt. Von hier aus wird die Larve letztendlich den Blinddarmkopf erreichen. Die Präpatenz beträgt achteinhalb bis neun Monate.

S. edentatus:

Nach Eindringen der L3 von *S. edentatus* in die Darmwand gelangt sie über die Darmvene in die Portalvene und schließlich in die Leber. Hier entwickelt und häutet sich die L3 zur L4. Darauf wandert die L4 entlang der Leberbänder subperitoneal und entwickelt sich dabei zur L5. Im Mesenterium wandert die L5 zurück zum Darm. Die Präpatenz von *S. edentatus* beträgt zehneinhalb bis elf Monate.

1.1.2. Vorkommen

In den letzten Jahrzehnten ist das Vorkommen Großer Strongyliden stark zurückgegangen. Eine Übersicht über das Auftreten Großer Strongyliden weltweit seit 1975 ist in Tab. 2 dargestellt. In den 1970er bis Anfang der 1980er Jahre weist *S. vulgaris* noch Prävalenzen von bis zu 84% auf. Auch *S. edentatus* kommt mit Prävalenzen von bis zu 79% vergleichsweise häufig vor. Nach Einführung von Ivermectin ab dem Jahre 1981 (Pferde: 1983) und später auch Moxidectin (1995) nahmen die Prävalenzen Großer Strongyliden rasch ab (Bello und Norfleet, 1981; Boersema et al., 1998; Costa et al., 1998; Duncan, 1985; Kaplan, 2002, 2004; Monahan et al., 1996; Xiao et al., 1994). Neuere Studien aus Deutschland zeigen Prävalenzen zwischen 0,8% und 1,13% für *S. vulgaris* (Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney et al., 2011). *S. edentatus* sowie *S. equinus* wurden in den letzten Jahren gar nicht mehr in Deutschland nachgewiesen. Rehbein et al. (2013) konnten im Verdauungstrakt von 400 geschlachteten Pferden gar keine Großen Strongyliden verzeichnen. Höhere Prävalenzen Großer Strongyliden hingegen, bis zu 39%, weisen Studien aus Italien und Polen nach (Tab. 2) (Mughini Gras et al., 2011; Pilo et al., 2012; Studzinska et al., 2012). Hier wurden die Larven bzw. ausgewachsenen Würmer jedoch per Sektion und nicht mittels Larvenkultur gewonnen. Auch im benachbarten Dänemark konnten relativ hohe Prävalenzen Großer Strongyliden dokumentiert werden (Tab.2).

Tab. 2: Übersicht weltweite Prävalenzen [%] von Großen Strongyliden (*S. vulgaris*, *S. edentatus*, *S. equinus*); Abkürzungen: E = England, D = Deutschland, S = Schweden, I = Italien, P = Polen, DK = Dänemark, AUS = Australien, Kultur = Larvenkultur.

Autor/Jahr	Land	Methode	<i>S. vulgaris</i> [%]	<i>S. edentatus</i> [%]	<i>S. equinus</i> [%]
Ogbourne (1975)	E	Sektion	64,4		
Grelck et al. (1977)	D	Kultur	30 (<i>S. vulgaris</i> + <i>S. edentatus</i>)		1
Tolliver et al. (1987)	E	Kultur	84	79	6
Peitgen (1993)	D	Kultur	25		
Borgsteede et al. (1993)	NL	Kultur	0,3	1,9	
Bucknell et al. (1995)	AUS	Sektion	23	23	3
Zeeuw (1997)	D	Kultur			8,5
Osterman Lind et al. (1999)	S	Kultur	14		
Döpfer et al. (2004)	NL	Kultur	11,1		
Fritzen (2005)	D	Kultur	1,3		
Hinney et al. (2011)	D	Kultur	0,8		
Mughini Gras et al. (2011)	I	Sektion	34 (<i>S. vulgaris</i> + <i>S. edentatus</i> + <i>S. equinus</i>)		
Pilo et al. (2012)	I	Kultur	4		
		Sektion	39		
Studzinska et al. (2012)	P	Sektion	22,8	18,3	1,7
Nielsen et al. (2012b)	DK	Kultur			
		selektiv:	15,4		
		nicht selektiv:	7,7		
Bracken et al. (2012)	DK	PCR	12,1		
		Kultur	4,5		
Greite (2013)	D	Kultur	1,13		
Rehbein et al., (2013)	D	Sektion	0	0	0

1.1.3. Pathogenese

Beschreibung nach Deplazes et al. (2013):

Das hohe Pathogenitätspotential Großer Strongyliden beruht vor allem auf der ausgeprägten Körperwanderung ihrer Larvenstadien.

S. vulgaris

Die Larven von *S. vulgaris* rufen während der Körperwanderung hauptsächlich Schäden im arteriellen Gefäßsystem hervor. Häufig kommt es hier zur Thromboarteriitis (Abb. 3) und zur Aneurysmabildung in der vorderen Gekrösearterie und ihrer Aufzweigung. Daraus können eine Reihe weiterer pathologischer Veränderungen, etwa Embolien oder Darminfarkte (Abb. 4), und funktionelle Störungen, z.B. Beeinträchtigung der Blutzirkulation oder Koliken, resultieren.



Abb. 3: Thrombus in Gefäßverzweigung hervorgerufen durch *Strongylus spp.*
(Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München, Pfeil= Lumen neben Thrombus).

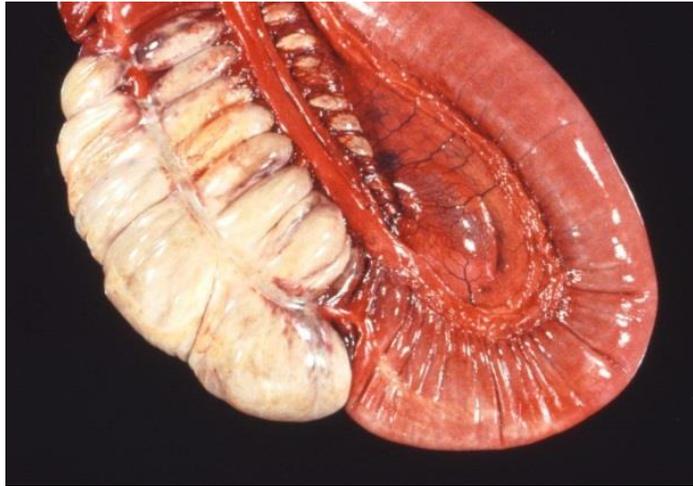


Abb. 4: Dickdarminfarkt bei einem Fohlen, hervorgerufen durch Embolie und Thrombose (Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München).

S. equinus und *S. edentatus*

S. equinus und *S. edentatus* verursachen Veränderungen in verschiedenen inneren Organen, v.a. in der Leber, aber auch in Bauchspeicheldrüse und Dickdarm oder in der Peritonealhöhle. Die dort durch die Wanderung der Larven hervorgerufenen entzündlichen Reaktionen führen zu Verklebungen im Großen Netz und verschiedenen Darmteilen sowie zu filamentösen Verwachsungen zwischen Leber, Pankreas und Zwerchfell. Bei *S. equinus* kommt es vor allem zum Verlust sekretorischer Zellen und zur Fibrose in der Bauchspeicheldrüse.

Die Schäden der ausgewachsenen Stadien Großer Strongyliden entstehen durch das Einsaugen der oberen Schleimhautschichten des Dickdarmes, insbesondere des Blinddarmes, über die Mundkapsel. Blut und Schleimhautbestandteile werden hierbei als Nahrung aufgenommen. Dabei kommt es zur Entstehung von leichten bis teilweise auch ausgeprägten kraterartigen Ulzerationen der Darmwand. Bei starkem Parasitenbefall kann es zu geringgradigem Albumin- und Blutverlust sowie Störungen der Darmmotilität kommen.

1.1.4. Klinik

Die Strongylose kann sich in einer chronischen, seltener in einer akuten Form äußern. Mögliche typische Symptome nach Deplazes et al. (2013) können sein:

Chronische Verlaufsform:

Klinik: Inappetenz, schlechte Kondition, Abmagerung, intermittierender Durchfall, Kolik;

Labor: Hypalbuminämie, transiente Neutrophilie und Eosinophilie;

Akute Verlaufsform (v.a. bei *S. vulgaris*):

Klinik: embolisch thrombotische Kolik, Inappetenz, Lethargie, Fieber, veränderte Peritonealflüssigkeit (dunkle Farbe, vermehrt Erythrozyten, Protein, Lactat);

Labor: erhöhte Serumwerte von Lactat, alkalischer Phosphatase, Hypalbuminämie;

Die Erfahrung aus dem klinischen Alltag zeigt, dass sich klinische Manifestationen von Strongylidenbefall heutzutage allerdings eher selten nachweisen lassen. Ein Grund dafür ist der intensive Einsatz von Anthelmintika und die lange Präpatenz der Strongyliden (Hertzberg et al., 2014; Love et al., 1999). Dementsprechend gibt es kaum aktuelle Studien, die über eine klinische Strongylose berichten.

1.1.5. Diagnostik

Durch den Einachweis im Kot mit Hilfe des Flotationsverfahrens lassen sich Strongylideninfektionen nachweisen. Um die Großen Strongyliden untereinander sowie von den Kleinen Strongyliden differenzieren zu können, muss allerdings die L3 gezüchtet und identifiziert (Tab. 1) werden (Deplazes et al., 2013; Drudge und Lyons, 1966). Weil es sich beim Anzüchten der Larven um einen zeitaufwändigen Prozess handelt, wurde alternativ die Möglichkeit entwickelt, mittels molekularbiologischer Analyse (PCR) anhand der aus Eiern oder aus Larven extrahierten DNA die Arten *S. vulgaris*, *S. edentatus* und *S. equinus* sowie auch die Vertreter der Kleinen Strongyliden zu identifizieren (Deplazes et al., 2013; Hodgkinson et al., 2003, 2005; Nielsen et al., 2008).

1.2. Kleine Strongyliden

Weltweit lassen sich mehr als 50 Spezies der Kleinen Strongyliden bei Pferd, Esel und Zebra finden (Lichtenfels et al., 1998; 2002). Laut Duncan (1985) und Lyons et al. (1999) wurden allerdings bei den meisten Tieren nur Infektionen mit um die zehn unterschiedlichen Spezies nachgewiesen. Die am häufigsten auftretenden Arten der Kleinen Strongyliden gehören zu der Unterfamilie Cyathostominae (Lichtenfels et al., 1998; 2002).

1.2.1. Morphologie und Entwicklung

Morphologie

Die Mehrheit der Kleinen Strongyliden ist mit einer Länge von einem halben Zentimeter bis drei Zentimetern deutlich kleiner als die Großen Strongyliden. Ihr Aussehen wird als weiß bis gelblich, teils auch rötlich gefärbt, beschrieben. Ihre Mundkapsel weist eine zylindrische, rechteckig oder tonnenartige Form auf (Deplazes et al., 2013). Die Eier sind mittelgroß, 100–110 µm lang und 40–45 µm breit, dünnschalig und mit einer glatten Oberfläche versehen (Abb. 5). Die Morula besteht aus einer geringen Anzahl an großen Blastomeren (Thienpont et al., 1990). Merkmale zur Identifikation der L3 von Kleinen Strongyliden sind in Tab. 3 dargestellt (Thienpont et al., 1990).

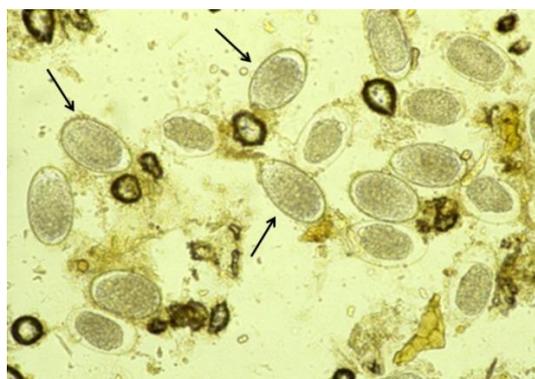


Abb. 5: Strongylideneier im Kotflotat (Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München, Pfeile= Strongylideneier).

Tab. 3: Merkmale zur Identifikation der L3 Kleiner Strongyliden, modifiziert nach Thienpont et al. (1990).

Unterfamilie	Name	Länge [µm]	Anzahl Darmzellen	Verhältnis Länge (ca.) Larvenkörper: Scheidenschwanz
Cyathostominae	verschiedene Vertreter	850	8, 12, 16, 18, 20	1,5:1

Entwicklung

Beschreibung erfolgt nach Deplazes et al. (2013):

Die externe Entwicklung verläuft grundsätzlich ähnlich wie die der Großen Strongyliden (siehe unter 1.1.), jedoch zeigt die interne Entwicklung deutliche Unterschiede.

Interne Entwicklung:

Die entscheideten L3 dringen in die Schleimhaut (Mukosa) oder in die dünne Bindegewebsschicht unterhalb der Schleimhaut (Submukosa) von Blinddarm oder Dickdarm ein und bilden hier bis zu erbsengroße schwarze, gelblich bis eher rötlich gefärbte Knötchen, sogenannte Wurmknoten (Abb. 6) (Dahme und Weiss, 2007). Hier entwickeln und häuten sich die L3 zu den L4, manche sogar bis zum präadulten Stadium. Hier durchlaufen die Larven eine „histotrope“ Phase von mindestens ein bis zwei Monaten, bevor sie ins Darmlumen zurückkehren (L5) und nach einer weiteren Häutung ins geschlechtsreife Stadium gelangen. Die bevorzugten Aufenthaltsorte der adulten Stadien sind vor allem das ventrale Kolon oder der Blinddarm. Die Präpatenz der Kleinen Strongyliden beträgt eineinhalb bis drei Monate.



Abb. 6: Wurmknotten in der Darmschleimhaut beim Pferd (Quelle: Vgl. Tropenmedizin und Parasitologie LMU München).

Epidemiologisch bedeutsam ist die Fähigkeit einiger Arten Kleiner Strongyliden, in einen hypobiotischen Zustand zu verfallen. Diese Phase der Inaktivität der in der Darmwand eingekapselten L3, teilweise auch L4, wird als „Hypobiose“ bezeichnet und kann einen Zeitraum von bis zu drei Jahren in Anspruch nehmen.

1.2.2. Vorkommen

Infektionen mit Kleinen Strongyliden aus der Unterfamilie der Cyathostominae treten sehr häufig auf. So sind nachgewiesenermaßen 60 bis 100 Prozent der weltweit untersuchten Pferde mit diesen Nematoden infiziert (Becher, 2010; Greite, 2013; Herd et al., 1981; Hinney et al., 2011; Kuzmina, 2012; Lester et al., 2013; Menzel, 2013; Nielsen, 2012; Rehbein et al., 2013; Reinemeyer et al., 1984; Relf et al., 2013; Ribbeck, 1999; Tolliver et al., 1987; Upjohn et al., 2010). Häufig zeigt sich dabei, dass nur eine geringe Anzahl an Spezies der Cyathostominae für die hohen Wurmbürden im Tier verantwortlich sind (Krecek et al., 1989; Reinemeyer et al., 1984).

1.2.3. Pathogenese

Beschreibung nach Deplazes et al. (2013):

Trotz der geringen Pathogenität einzelner Larvenstadien Kleiner Strongyliden kann ein starker Befall erhebliche Schäden im Wirt verursachen. Vor allem die

synchronisierte Aktivierung und Auswanderung hypobiotischer Larvenstadien aus der Schleimhaut des Darms kann zu massiven Veränderungen und zum klinischen Bild der sogenannten „larvalen Cyathostominose“ führen (Peregrine et al., 2006). Als mögliche Ursachen für eine plötzliche, massenhafte Larvenauswanderung und die synchrone Weiterentwicklung dieser Larvenstadien sowie die daraus folgende Schädigung der Darmschleimhaut werden unter anderem Umweltfaktoren, der Immunstatus des Wirtes, die Infektionsdosis und eine vorangegangene anthelmintische Behandlung vermutet (Love et al., 1999). Diesbezüglich sind umfangreiche Untersuchungen allerdings noch inexistent. Das Ergebnis einer deutschen Studie aus dem Jahr 2006 zeigte, dass nach einer larviziden anthelmintischen Behandlung mit dem Wirkstoff Fenbendazol starke Entzündungen und Schädigungen des Darmgewebes auftreten können (Steinbach et al.). Diese Autoren vermuten, dass diese Veränderungen möglicherweise die Folge einer synchronisierten Auswanderung hypobiotischer Larvenstadien als Folge der Medikation sein können.

Ähnlich wie bei den Großen Strongylyden spielen die adulten Stadien eine eher untergeordnete Rolle, da sie beim Einsaugen der Schleimhaut des Darms mit ihrer Mundkapsel nur geringgradige Schäden an der Schleimhautoberfläche verursachen. Nichtsdestotrotz können die Larvenstadien durch Einkapseln in die Darmwand, hier speziell in der Mukosa und Submukosa, zur Bildung von einem halben Millimeter bis einem halben Zentimeter großen Knötchen führen. Des Weiteren können sich hieraus Blutungen, entzündliche Infiltrationen, Ödematisierungen der Darmwand oder eine hämorrhagisch-nekrotische Typhlokolitis ergeben (Dahme und Weiss, 2007). Die geschädigte Schleimhaut kann sodann zum Verlust von Proteinen, Flüssigkeit und Mineralstoffen führen.

1.2.4. Klinik

Beschreibung nach Deplazes et al. (2013):

Mögliche Symptome einer „larvalen Cyathostominose“ können sein:

Klinik: akut einsetzender, dann persistierender Durchfall, v.a. im Winter bis Frühjahr, Inappetenz, Kolik, Fieber;

Labor: Hypalbuminämie, Hyper- β -Globulinämie, vergleichsweise niedriger Albumin- bzw. Globulin-Quotient, Ödeme, nicht selten Todesfälle;

Vor allem bei Jungtieren kann das klinische Bild einer larvalen Cyathostominose beobachtet werden (Love et al., 1999).

Pferde können allerdings auch mit einer großen Anzahl von adulten Strongyliden infiziert sein, ohne klinische Symptome zu zeigen (Matthews et al., 2004).

1.2.5. Diagnostik

Der Nachweis von Kleinen Strongyliden erfolgt analog zu den Methoden bei den Großen Strongyliden (Siehe 1.1.5.). Eine Gattungs- oder Gruppendiagnose Kleiner Strongyliden kann anhand der L3 getroffen werden.

1.3. Einflussfaktoren auf die Höhe der Eiausscheidung

Es gibt verschiedene Faktoren, die Einfluss auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung beim Pferd haben. Die wichtigsten Faktoren sind neben dem Alter und dem Geschlecht der Pferde, die Anwendung einer parasitologischen Quarantäne sowie die Hygiene auch außerhalb des Pferdestalls. Jüngere Pferde scheiden laut der Ergebnisse unterschiedlicher Studien in verschiedenen Ländern im allgemeinen eine größere Anzahl von Strongylideneiern pro Gramm Kot aus als erwachsene Pferde (Döpfer et al., 2004; Eysker et al., 2008; Fritzen, 2005; Greite, 2013; Larsen et al., 2002; Osterman Lind et al., 1999; Relf et al., 2013; Schnerr, 2011; von Samson-Himmelstjerna et al., 2009; Wirtherle, 2003; Wood et al., 2013). Als Grund hierfür wird angegeben, dass sich bei Jungtieren die Immunität noch vollständig ausbilden muss (Herd, 1986; Herd und Gabel, 1990; Klei und Chapman, 1999). Hinsichtlich des Einflusses des Geschlechts auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung lassen sich unterschiedliche Ergebnisse finden. Dabei zeigen die Ergebnisse einiger Studien, dass Stuten im Vergleich zu männlichen Tieren höhere Eizahlen pro Gramm Kot (EpG) ausscheiden (Döpfer et al., 2004; Hinney, 2009; Kuzmina, 2012; Osterman Lind et al., 1999). Andere Studien kommen hingegen zu dem Ergebnis, dass das Geschlecht keinen signifikanten Einfluss auf die Höhe der Eiausscheidung hat (Becher, 2010; Schnerr, 2011; Wirtherle, 2003).

Fehlende oder fehlerhafte Quarantäne von neu im Bestand eingetroffenen Pferden kann für alle Tiere des Bestandes Auswirkungen auf die Eiausscheidung haben. Daher sollte jedes neue Pferd auf Darmparasiten untersucht werden, bei Bedarf anthelmintisch behandelt und für den Zeitraum bis zu einer negativen Kot-Kontrollprobe unter Quarantäne gestellt werden (Greite, 2013; Kaplan, 2002; Matthews, 2008; Molento et al., 2008). Das Ergebnis einer Fragebogenstudie zeigt, dass 50% und mehr der untersuchten Pferdebetriebe eine Isolierung mit einer anthelmintischen Behandlung von neuen Pferden und Gastpferden vornehmen (Hinney, 2009; Hinney et al., 2011). Vielfach wird hierfür eine Langzeitbehandlung mit einem larviziden Anthelmintikum, Moxidectin in normaler Dosierung oder Fenbendazol in doppelter Dosis an fünf aufeinanderfolgenden Tagen empfohlen. Um die Verschleierung einer Resistenz durch Moxidectin zu verhindern, werden teils auch Behandlungen mit Ivermectin durchgeführt (Kaplan, 2002; Molento et al.,

2008). Unabhängig von der Behandlungsform sollten vor und 14 bis 21 Tage nach der Anthelmintikaapplikation mittels Eizahlreduktionstest (EZRT) Kotuntersuchungen durchgeführt werden, um eine mögliche Resistenz auszuschließen (Coles et al., 1992; 2006; Matthews, 2008).

Als wirkungsvolle Parasitenprophylaxe hat sich auch das ein- bis dreimalige wöchentliche Einsammeln von Pferdekot und Entfernen von Geilstellen erwiesen, wodurch die Larvenkonzentration auf der Weide deutlich verringert wird und eine Reduktion der Eiausscheidung bewirkt werden kann (Becher, 2010; Deplazes et al., 2013; Fritzen, 2005; Herd, 1986; von Samson-Himmelstjerna et al., 2011; Wirtherle, 2003). Die regelmäßige Stallhygiene ist ebenso ein wichtiger Faktor, was die Vermeidung von Infektionen mit Strongyliden angeht (Hinney, 2009). Dabei spielt die Hygiene in der Pferdebox eine bedeutende Rolle. So wurden vor allem im mittleren Bereich der Box, im Bereich um die Pferde-Toilette, im Eingangsbereich sowie im Bereich unterhalb der Wasserstelle vermehrt infektiöse Larvenstadien nachgewiesen (Kuzmina, 2012; Langrová, 2001).

2. Anthelmintika

Bei Benzimidazolen, Tetrahydropyrimidinen und makrozyklischen Laktone handelt es sich um die drei in Deutschland zugelassenen Wirkstoffklassen zur Behandlung von Nematoden beim Pferd (Stratford et al., 2011).

2.1. Resistenzen

Gegenüber den Kleinen Strongyliden der Unterfamilie Cyathostominae waren alle drei Wirkstoffklassen zum Zeitpunkt ihrer jeweiligen Einführung (Benzimidazole: 1960, Tetrahydropyrimidine (Pyrantel): 1970, makrozyklische Laktone: Ivermectin: 1981 (Pferd: 1983), Moxidectin: späte 1990er Jahre), zunächst sehr gut wirksam (Kaplan et al., 2004; Kaplan, 2002). Jedoch hat der intensive Einsatz von Anthelmintika gegenüber den Kleinen Strongyliden (v.a. Cyathostominae) zu Resistenzen geführt (Drudge und Lyons, 1966; Herd und Coles, 1995; Kaplan, 2002). Erste Resistenzen der Cyathostominae gegenüber Thiabendazol wurden bereits kurze Zeit nach Einsatz dieses Wirkstoffes festgestellt (Drudge et al., 1990). Es folgten viele Studien aus verschiedenen Ländern, mit Hilfe derer Benzimidazolresistenzen bei bis zu 100% aller untersuchten Pferde nachgewiesen werden konnten (Bauer et al., 1986; Canever et al., 2013; Chapman et al., 1996; Coles et al., 2006; Craven et al., 1998; Drögemüller et al., 2004; Drudge et al., 1979; Kaplan et al., 2004; Lester et al., 2013; Lyons et al., 1999; Matthee et al., 2002; Molento et al., 2008; Osterman Lind et al., 2007a; Slocombe und Cote, 1977; Traversa et al., 2007; Wirtherle et al., 2004).

Pyrantelresistenzen wurden bereits in den 1990ern nachgewiesen (Chapman et al., 1996). Es folgten viele Studien aus diversen Ländern, deren Ergebnisse wiederholt Resistenzen Kleiner Strongyliden gegenüber Pyrantel aufzeigten (Becher, 2010; Canever et al., 2013; Chapman et al., 1996; Comer et al., 2006; Kaplan et al., 2004; Näreaho et al., 2011; Osterman Lind et al., 2007a; Slocombe und de Gannes, 2006).

Die Wirkstoffgruppe der makrozyklischen Laktone stellt derzeit die Gruppe mit der höchsten Wirksamkeit dar. Ergebnisse einiger Studien deuten jedoch bereits auf die Verkürzung der „Egg Reappearance Period“ (ERP) auf bis zu weniger als fünf

Wochen nach einer Ivermectinbehandlung hin (Little et al., 2003; Lyons et al., 2008; von Samson-Himmelstjerna et al., 2007). Wie anhand einer Studie aus England nachgewiesen wurde, konnten null bis 16 Prozent aller unreifen Stadien Kleiner Strongyliden mit Hilfe von Ivermectin beseitigt werden (Lyons und Tolliver, 2013). Neuere Untersuchungen von Pferdebeständen in Brasilien zeigten bereits eine vorliegende Ivermectinresistenz (Canever et al., 2013). Sangster (1999) war der Überzeugung, dass es zukünftig auch zu Resistenzen gegenüber Moxidectin kommen werde. Allerdings gibt es bis heute noch keine Studie, die eine eindeutige Moxidectinresistenz nachweist. Das Ergebnis einer auf getesteten Eseln basierenden Studie aus dem Jahr 2005, lässt eine mögliche Moxidectinresistenz Kleiner Strongyliden vermuten (Trawford et al., 2005). Die Ergebnisse neuerer Studien lieferten Beweise für eine verminderte Wirksamkeit bzw. eine verkürzte ERP Kleiner Strongyliden gegenüber Moxidectin (Canever et al., 2013; Rossano et al., 2010).

3. Strategische Entwurmung beim Pferd

Die strategische Wurmbekämpfung ist darauf ausgelegt, Anthelmintika in regelmäßigen Abständen zu verabreichen (Herd und Coles, 1995). Diese Art der Bekämpfung wird als „interval dose system“ bezeichnet und fällt heute unter die Bezeichnung der „strategischen Behandlung“ bzw. des „strategic treatments“ (Kaplan, 2002; Nielsen, 2009; von Samson-Himmelstjerna et al., 2011). Ziel der strategischen Entwurmung ist es, den Entwicklungszyklus der Parasiten zu unterbrechen (Herd und Coles, 1995). Dabei werden die Tiere innerhalb der sogenannten ERP anthelmintisch behandelt, um die bereits adulten, Eier tragenden Wurmstadien zu bekämpfen, bevor diese die Weide kontaminieren (Drudge und Lyons, 1966; Herd und Coles, 1995). Die Populationsdynamik der Parasiten oder saisonale Veränderungen werden dabei aber meist nicht beachtet (Herd und Coles, 1995).

3.1. Entwicklung und Vorgehensweise

In den 1960er Jahren bekämpfte man insbesondere die Großen Strongyliden, v.a. *S. vulgaris*, welche damals als die wichtigsten Magen-Darm-Erkrankungen auslösenden Parasiten beim Pferd angesehen wurden (Drudge und Lyons, 1966).

Ab 1980 wurde nach Einführung von Ivermectin aufgrund der Wirksamkeit dieses Wirkstoffes gegenüber allen Stadien von Großen Strongyliden und der scheinbar fehlenden Resistenzentwicklung gegenüber Anthelmintika ein Rückgang Großer Strongyliden festgestellt (Herd und Coles, 1995; Kaplan, 2002; von Samson-Himmelstjerna et al., 2011). Etwa konnten Döpfer et al. (2004) *S. vulgaris* nur noch bei Pferden mit fehlender oder unregelmäßiger Entwurmung nachweisen.

Überdies zeigte sich laut der Ergebnisse koproskopischer Untersuchungen anderer Studien, dass Große Strongyliden insgesamt kaum mehr prävalierten, z.B. lediglich in 0,8 bis 1,3 Prozent der Fälle (Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney et al., 2011) oder die Parasiten teils gar nicht mehr auftraten (Beelitz und Gothe, 1997; Rehbein et al., 2013). Hieraus ergab sich eine Verschiebung der Populationszusammensetzung zu Gunsten der Kleinen Strongyliden, weswegen diese bei einigen Pferden heute bis zu 100 Prozent der Wurmbürde darstellen (Boxell et al., 2004; Herd et al., 1981; Kaplan, 2002; Lyons et al., 2000; Reinemeyer et al., 1984; von Samson-

Himmelstjerna et al., 2007, 2011).

Nichtsdestotrotz wird anhand der Ergebnisse vieler internationaler Fragebogenstudien erkennbar, dass die prophylaktische und häufige Verabreichung von Anthelmintika immer noch die übliche Vorgehensweise zur Parasitenbekämpfung darstellt, wobei sich zumindest die Behandlungsschemata entwickelt haben (Lloyd et al., 2000; Matthee et al., 2002; O'Meara und Mulcahy, 2002; Relf et al., 2013; van Doorn et al., 2012). So wurden zu Beginn des strategischen Behandlungsprozesses täglich geringe Mengen an Phenothiazin verabreicht (Herd und Coles, 1995), wogegen im Laufe der Jahre nur noch zwei bis maximal zwölf anthelmintische Behandlungen im Jahr inklusive Rotation zwischen den Medikamenten empfohlen wurde (Drudge und Lyons, 1966; Duncan, 1985; Herd, 1990). Anhand der Resultate neuerer Fragebogenstudien ist erkennbar, dass in Abhängigkeit vom Alter der Pferde zwischen zwei und sieben (bis maximal zwölf) anthelmintische Behandlungen im Jahr durchgeführt werden (Fritzen, 2005; Hinney, 2009).

4. Selektive anthelmintische Therapie (SAT)

Zunächst fand die Selektive anthelmintische Therapie (SAT) bei der Wurmbekämpfung in der Humanmedizin Anwendung (Anderson und May, 1982). Dabei diente die Erkenntnis, dass die Wurmbürde in einer Population unterschiedlich verteilt ist, als Grundlage (Crofton, 1971). Diese Erkenntnis hat einige Jahre später zur Anwendung der SAT beim Pferd geführt (Duncan und Love, 1991; Gomez und Georgi, 1991; Krecek et al., 1994). Seitdem 1999 in Dänemark ein Gesetz verfasst wurde, welches die Abgabe von Anthelmintika nur auf Rezept erlaubt, rückt die Methode der SAT vermehrt in den Vordergrund (Nielsen et al., 2006b). In den darauf folgenden Jahren haben sich Länder wie Schweden, Niederlande, Finnland und Italien ein Beispiel an Dänemark genommen und ähnliche Gesetze verfasst (Nielsen, 2012; Nielsen et al., 2014c). Auch die Schweiz und Deutschland zählen mittlerweile zu den SAT-praktizierenden Ländern, wobei diese Methode in Deutschland erst seit den letzten Jahren vermehrt angewendet wird (Becher et al., 2010; Greite, 2013; Hertzberg et al., 2014; Menzel, 2013).

4.1. Vorgehensweise

Die Methode der SAT sieht vor, bei Pferden innerhalb einer Herde in regelmäßigen Abständen quantitative parasitologische Kotuntersuchungen durchzuführen, um das Parasitenspektrum und die Ausscheidungsintensität zu ermitteln (Hertzberg et al., 2014). Pferde, die bei der Kotprobenuntersuchung einen vorher festgelegten Schwellenwert von meist 200 EpG überschreiten, werden anthelmintisch behandelt; die übrigen Tiere bleiben unbehandelt (Becher et al., 2010; Duncan und Love, 1991; Gomez und Georgi, 1991; Hertzberg et al., 2014; Krecek et al., 1994; Matthee und McGeoch, 2004; Menzel, 2013; Nielsen et al., 2006a). Der Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der LMU München forscht bereits seit mehreren Jahren auf dem Gebiet der SAT. Vorangegangene Studien von Becher (2010) und Menzel (2013) beschreiben daher bereits die detaillierte Vorgehensweise bei der SAT. Die veterinärmedizinischen-Fakultäten der Schweiz in Bern und Zürich haben mittlerweile ebenfalls Richtlinien zur Vorgehensweise der SAT erarbeitet (Hertzberg et al., 2014). Weil der Immunschutz bei Jungtieren (Pferde bis 4 Jahre) noch nicht vollständig entwickelt ist, sind diese deutlich

empfindlicher für parasitäre Infektionen, unter anderem für Infektionen mit Kleinen Strongyliden, aber auch für z.B. Infektionen mit *Parascaris equorum*. Aus diesem Grund wird empfohlen die Methode der SAT (noch) nicht bei dieser Altersgruppe anzuwenden (Hertzberg et al., 2014; Nielsen et al., 2014a).

4.2. Ziele

Die Selektive Entwurmung wurde u.a. eingeführt, um eine Verlangsamung der fortschreitenden Resistenzentwicklung Kleiner Strongyliden gegen Anthelmintika zu erreichen (Nielsen et al., 2012, 2014c). Folgende Maßnahmen sind dazu nötig und werden bei einer konsequenten Durchführung der SAT umgesetzt:

1. Bildung und Erhalt eines parasitären Refugiums (Coles et al., 2003; Van Wyk, 2001):

Je mehr Parasiten sich im Refugium befinden, d.h. nicht dem Anthelmintikum ausgesetzt sind, desto geringer ist die Selektion auf Anthelmintikaresistenz und desto größer bleibt der Anteil der Helminthenpopulation, welche empfänglich für Anthelmintika ist (Matthews, 2008; Nielsen et al., 2007).

2. Reduktion der Anzahl an anthelmintischen Behandlungen:

Becher et al. (2010) berichten von einer Reduktion der anthelmintischen Behandlungen um 46% im Vergleich zum Vorjahr. Eine Reduktion der anthelmintischen Behandlung im Zusammenhang mit der SAT wurde auch in anderen Studien nachgewiesen (Duncan und Love, 1991; Gomez und Georgi, 1991; Matthee und McGeoch, 2004).

3. Identifikation und Behandlung der dauerhaft hohen Eiausscheider (Duncan und Love, 1991; Gomez und Georgi, 1991; Hertzberg et al., 2014):

Ergebnisse verschiedener Studien zeigen, dass Pferde über längere Zeit eine vergleichbar hohe bzw. niedrige Menge an Strongylideneier mit dem Kot ausscheiden (= „egg-shedding consistancy“) (Döpfer et al., 2004; Nielsen et al., 2006a; Wood et al., 2013). So sind nur wenige Tiere Träger des Hauptteils der Wurmpopulation und damit für die Höhe des Infektionsdruckes verantwortlich (Crofton, 1971; Nielsen et al., 2006a).

Mit einer gezielten Behandlung hoher Eiausscheider wird auf lange Sicht eine Reduktion der Anzahl der Strongylideneier und -larven auf der Weide erreicht und somit der Infektionsdruck gesenkt (Becher et al., 2010;

Hertzberg et al., 2014). Hieraus resultiert zusätzlich eine Reduktion der Wurminfektionen des gesamten Bestandes.

4. Tierärztliche Unterstützung und Überwachung bei der Ein- und Durchführung parasitologischer Strategien:

Der Tierarzt kann im Rahmen der SAT wieder ein wichtiger Ansprechpartner der Tierhalter in der Helminthenprophylaxe werden (Hertzberg et al., 2014; Nielsen et al., 2006b; Nielsen, 2009).

III. MATERIAL UND METHODEN

1. Auswahl der Bestände und Herkunft der Proben

Untersucht wurde der Pferdekot zweier verschiedener Pferdegruppen im Zeitraum vom Juni 2012 bis Mai 2013.

1 Gruppe: Selektiv entwurmte Pferde

Gruppe 1 bestand aus Pferden, die ausschließlich selektiv entwurmt wurden. Das heißt, die Pferde dieser Gruppe wurden nur dann anthelmintisch behandelt, wenn das Ergebnis der vorher durchgeführten Kotprobenuntersuchung über dem Schwellenwert von 200 EpG lag. Die Proben der selektiv entwurmten Pferde wurden als reguläre Diagnostikproben an das Diagnostikzentrum des Lehrstuhls für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der LMU in München geschickt. Innerhalb des Untersuchungszeitraums wurde aus den eingeschickten Diagnostikproben jedes Pferdes bzw. jeder Probe ausgewählt, ohne eine vorherige Auswahl zu treffen oder Nachforschungen zu betreiben. Ein großer Teil dieser Proben wurde über die Tierarztpraxis Thurmading mit Standort in Süddeutschland eingereicht (Abb. 7b, rote Kreise).

2 Gruppe: Strategisch entwurmte Pferde

Die zweite Gruppe bestand aus Pferden, die ausschließlich strategisch entwurmt wurden. Diese Tiere wurden regelmäßig zwei- bis sechsmal im Jahr ohne vorherige Diagnostik anthelmintisch behandelt. Diese Probengruppe wurde mittels eines deutschlandweit an Pferdeterärzte und Pferdebesitzer verschickten Informationsbriefes (siehe Anhang (XI.3.)) rekrutiert. Dazu wurden vor dem Versand des Informationsbriefes die Tierärzte und Pferdebesitzer telefonisch kontaktiert und ihr Interesse zur Teilnahme an dieser Studie erfragt. Durch den deutschlandweit verschickten Brief verteilte sich die Herkunft der strategisch entwurmten Pferde auf verschiedene Bundesländer. Die Mehrheit dieser Gruppe stammte aus Mittel- und Süddeutschland (Abb. 7b, grüne Kreise).

Unmittelbar nach Ankunft wurden die Proben, unabhängig von der jeweiligen Untersuchungsgruppe, koproskopisch untersucht. Anschließend wurden die

Kotproben mit $EpG < 20$ aussortiert und entsorgt. Die Proben mit $EpG \geq 20$ wurden anschließend für die Larvenanzucht verwendet.

Abbildung 7 soll die Probenherkunft aller untersuchten Pferdekotproben verdeutlichen. In Abbildung 7a. (graue Kreise) wird die Verteilung aller untersuchten Kotproben ohne Trennung in selektive und strategische Untersuchungsgruppe dargestellt. Durch Abbildung 7b. wird die Verteilung der Proben getrennt nach Untersuchungsgruppen vermittelt (selektiv: rote Kreise, strategisch: grüne Kreise).

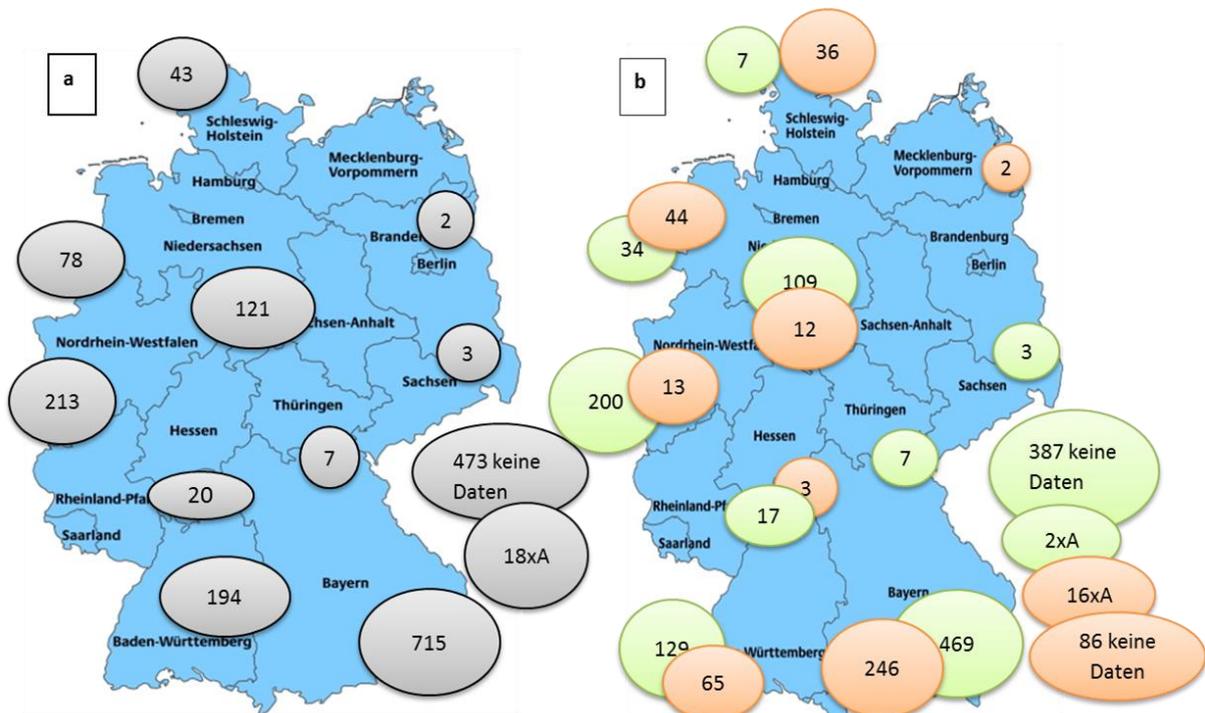


Abb. 7: Probenherkunft

- a. **Verteilung aller untersuchten Proben beider Untersuchungsgruppen (graue Kreise):** 1396 Pferde verteilt in Deutschland mit beantwortetem Fragebogen, 473 Pferde ohne beantworteten Fragebogen (ohne Daten), 18 Pferde aus Österreich (A), $n = 1887$;
- b. **Verteilung aller untersuchten Proben getrennt nach selektiver (rote Kreise) und strategischer (grüne Kreise) Untersuchungsgruppe:** 975 strategisch und 421 selektiv entwurmte Pferde verteilt in Deutschland mit beantwortetem Fragebogen, 387 strategisch und 86 selektiv entwurmte Pferde ohne beantworteten Fragebogen (ohne Daten), 16 selektiv und 2 strategisch behandelte Pferde aus Österreich (A), $n = 1887$;

2. Probenmaterial und Probengewinnung

Als Untersuchungsmaterial diente frisch eingesandter Pferdekot. Dabei wurde der Kot unmittelbar nach Kotabsatz aufgesammelt. Die Einsender wurden gebeten, ca. eine Handvoll frischen Pferdekot in einem Auffangbehälter, z.B. einem Kotbecher, einem Frühstücks- oder Gefrierbeutel oder in Ähnlichem, zu verpacken und eindeutig zu beschriften. Das Einschicken der Kotproben erfolgte über Nacht an das Diagnostikzentrum des Lehrstuhls für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der LMU in München. Außerdem wurde darauf hingewiesen, die Pferdekotproben vor dem Transport und während der Lagerung entsprechend zu kühlen (+10 °C).

3. Auswahl der Proben

Damit Proben in die vorliegende Studie aufgenommen wurden, mussten sie folgende Voraussetzungen erfüllen:

- Positive McMaster-Untersuchung (≥ 20 EpG)
- ausreichende Kotmenge von mindestens 20 Gramm

4. Methoden

4.1. McMaster-Methode

Mittels einer modifizierten McMaster-Methode wurde die EpG jeder eingeschickten Kotprobe ermittelt. Die Beschreibung dieser Methode ist im Qualitätsmanagement-Handbuch des Lehrstuhls für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie in München unter der Methodenummer Mk 1.6 zu finden (Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der Ludwig-Maximilians-Universität, 2011).

Zur Berechnung der EpG wurde folgende Formel verwendet:

$$\text{EpG} = \frac{\text{Anzahl der gezählten Eier} \times \text{Suspensionsvolumen [ml]}}{\text{Kotmenge [g]} \times \text{Zählnetzfläche [cm}^2\text{]} \times \text{Kammerhöhe [cm]} \times \text{Anzahl Zählfelder}}$$

Folglich muss für eine Menge von 6,7 g verwendetem Kot und 40,5 ml H₂O die Anzahl der Eier aus beiden Zählkammern mit dem Faktor 20 multipliziert werden. Verwendet wurden die McMaster-Kammern „Two Chambered Slides“ (Chalex Cooperation, USA).

4.2. Larvenkultur nach Roberts und O`Sullivan

Alle untersuchten Proben, die bei der McMaster-Methode einen EpG-Wert von ≥ 20 und eine Menge von 10 g aufwiesen, wurden einer Larvenkultur, modifiziert nach Roberts und O`Sullivan (1950), unterzogen (Tab. 4). Diese hier durchgeführte Methode wird näher im Qualitätsmanagement-Handbuch des Lehrstuhls für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie in München unter der Methodenummer MK 3.2 beschrieben (Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der Ludwig-Maximilians-Universität, 2010).

Unterschieden wurden die Larve 3 von Kleinen und Großen Strongyliden, Larven 2 und Erdnematoden, wobei nur die Großen Strongyliden bis auf Spezies-Ebene

morphologisch bestimmt wurden.

Anhand folgender Formel wurde aus den gezählten Larven die Anzahl an Larven pro Gramm Kot (LpG) bestimmt:

$$\text{LpG} = \frac{\text{Anzahl der Strongylidenlarven} \times \text{Volumen des Aliquots}}{\text{Kotmenge [g]}}$$

Die morphologische Differenzierung der Larven erfolgte nach Bürger und Stoye (1968).

Tab. 4: Modifizierte Methode der Larvenkultur nach Roberts und O'Sullivan (1950).

Tag	Vorgehen	Auswirkung
0	10 g gut gemischten Kot abwägen und in wiederverschließbaren, beschrifteten Plastikbehälter füllen. Lagerung in dunklem Schrank bei Raumtemperatur.	
1-14	Tägliches Lüften der Behälter für 1h (Abb. 8). Lagerung der Behälter in einem dunklen Schrank bei Raumtemperatur während 14-tägiger Inkubationszeit (Abb. 9).	Sauerstoffzufuhr für die Larven
15	Plastikbehälter mit H ₂ O auffüllen, Petrischale fest drüber stülpen und umstürzen. Freistehenden Teil der Petrischale mit H ₂ O auffüllen und mind. 12h stehen lassen (Abb. 10).	Auswanderung der Larven in die Flüssigkeit
16	Flüssigkeit in 300 ml beschriftetes Becherglas umfüllen, Überreste aus Petrischale mit H ₂ O ausspülen und ebenfalls umfüllen. Becherglas bis 300 ml mit H ₂ O auffüllen und über Nacht im Kühlschrank lagern (Abb. 11).	Bewegung der Larven wird eingeschränkt und sie sinken Richtung Boden des Becherglases.
17	Überstand mit Wasserunterdruckpumpe absaugen. Das Sediment (enthält Larven) auf Zentrifugenröhrchen aufteilen und bei einer „Relativen Zentrifugenbeschleunigung“ (RZB) von 992.93g zentrifugiert (Rotofix 32, Hettich Zentrifuge, 2500 rpm). Die Röhrchen über Nacht im Kühlschrank stehen lassen.	Bewegung der Larven wird eingeschränkt und sie sinken Richtung Boden.
18	Überstand absaugen (bis auf 1000 µl/ 1cm) und Sediment kräftig durchmischen (Vortex Genie, Scientific Industrie). 100 µl mittels Pipette entnehmen (= Aliquot von 10%). 1 Tropfen Lugolsche Lösung zum anfärben und immobilisieren der Larven hinzugeben. Identifikation und Zählen der Larven 2 und 3 Kleiner und Großer Strongyliden sowie Erdnematoden. Im Anschluss wurde der Rest des Sedimentes (900 µl) auf Große Strongyliden durchgemustert.	



Abb. 8: Tägliches Lüften der Larvenkultur.



Abb. 9: Lagerung der Plastikbehälter in einem dunklen Schrank bei Raumtemperatur.



Abb. 10: 12-stündiges Auswandern der Larven.



Abb. 11: Lagerung der mit Larven und H₂O gefüllten Bechergläser im Kühlschrank.

5. Datensammlung mittels Fragebogen

Anhand eines für jede Untersuchungsgruppe angefertigten Fragebogens (siehe Anhang (XI.4.)), der aus 24 (selektive Gruppe) bzw. 26 (strategische Gruppe) Fragen besteht, wurden zusätzliche Informationen zu jedem teilnehmenden Pferd und dessen Entwurmungs- und Haltungsmanagement gesammelt.

6. Statistische Auswertung

Die Daten wurden mit den Programmen Excel 2010 (Microsoft Corporation, Seattle, USA) und IBM SPSS Statistics 21 (IBM Corporation, Armonk, NY, USA) ausgewertet. Alle statistischen Tests wurden als statistisch signifikant beurteilt, wenn ihr p-Wert $< 0,05$ war. Da die Verteilung der McMaster Ergebnisse Ausreißer aufwies, wurden in Verbindung mit EpG-Werten ausschließlich nicht parametrische Tests verwendet, wie die Korrelation nach Spearman und der Mann-Whitney-U-Test. Der t-Test für unabhängige Stichproben wurde für den Vergleich des Zeitpunkts der letzten Entwurmung zwischen den beiden Untersuchungsgruppen genutzt. Bei den hohen Eiausscheidern ($EpG > 500$) der strategischen Untersuchungsgruppe wurden zusätzlich die Entwurmungsfrequenz, also die Anzahl der Entwurmungen pro Jahr, und der Zeitpunkt der zuletzt stattgefundenen anthelmintischen Behandlung sowie der voraussichtlich nächste regulär geplante Zeitpunkt für die anthelmintische Therapie untersucht. Um die Anzahl der Tage zwischen den jeweiligen geplanten Behandlungen zu berechnen, wurden die Tage des Jahres (365) durch die Anzahl der geplanten Entwurmungen pro Jahr geteilt. Dieses Ergebnis wurde zu dem Datum der zuletzt stattgefundenen anthelmintischen Behandlung addiert, um den voraussichtlich nächsten regulären Zeitpunkt der anthelmintischen Therapie zu erhalten.

IV. ERGEBNISSE

Die wichtigsten Ergebnisse dieser Arbeit werden in einer Publikation zusammengefasst (IV.3.).

1. Ergebnisse der Koproskopie

Insgesamt wurden in dieser Studie 1887 Pferdekotproben aus 192 Pferdeställen (strategische Gruppe: 106 Ställe, selektive Gruppe: 86 Ställe) untersucht. Die Aufteilung der Proben in die Untersuchungsgruppen „selektiv“ und „strategisch“ sowie in die Untersuchungsgruppen „EpG \geq 20 \rightarrow Larvenanzucht“ und „EpG $<$ 20“ wird in Abb. 12 grafisch dargestellt. Zwischen den beiden Untersuchungsgruppen (selektiv; strategisch) und der Höhe der Eiausscheidung konnte statistisch betrachtet kein signifikanter Unterschied festgestellt werden. Die Kotproben mit EpG \geq 20 stammen aus insgesamt 115 Ställen (strategisch: 58 Ställe, selektiv: 57 Ställe) und die Kotproben mit EpG $<$ 20 aus insgesamt 77 Ställen (strategisch: 48 Ställe, selektiv: 29 Ställe).

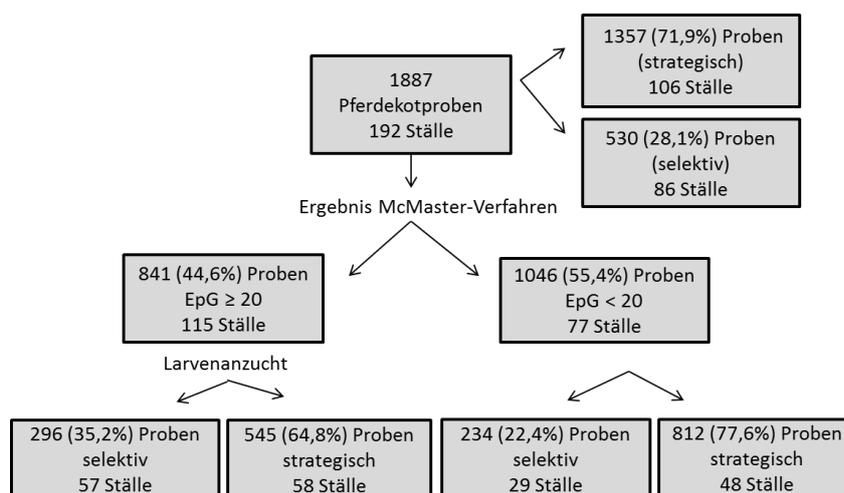


Abb. 12: Gruppierung der 1887 untersuchten Pferdekotproben und 192 Ställe getrennt nach Untersuchungsgruppe und Auswertung mittels McMaster-Methode und Larvenanzucht.

2. Ergebnisse der Larvenanzucht

In diesem Abschnitt folgen Fotografien von nachgewiesenen Strongyliden-Drittlarven (Abb. 13 und 14) und eine kurze Beschreibung der beiden *S. vulgaris*-positiven Bestände.

Im Vergleich zu den Proben der selektiv entwurmtten Pferde wurden in den Proben der strategisch entwurmtten Pferde mehr Drittlarven Kleiner Strongyliden nachgewiesen (Maximale Anzahl L3 pro Aliquot (100 µl): strategisch: 5872; Median: 139; selektiv: 1794; Median: 53).



Abb. 13: L3 von *S. vulgaris* mit 32 Mitteldarmzellen.



Abb. 14: L3 von einem Vertreter der Kleinen Strongyliden mit acht Mitteldarmzellen.

***S. vulgaris*-positive Bestände**

Die zehnjährige *S. vulgaris*-positive Warmblutstute aus der selektiv entwurmtten Untersuchungsgruppe stammt aus einem Privatstall in Bayern. Die Stute wird in einer Gruppe zusammen mit zwei weiteren Pferden gehalten. Die Nacht verbringen die Pferde in Einzelboxen, während sie tagsüber gemeinsam auf einer Koppel stehen. Nur von zwei der drei Pferden dieses Bestandes konnten Kotproben untersucht werden. Die Besitzerin konnte keine Angaben zur letzten anthelmintischen Behandlung und zur Größe der Weidefläche pro Pferd machen. Die Pferdeboxen werden zweimal täglich gemistet; allerdings betreibt die Besitzerin weder Weidehygiene noch parasitologische Quarantäne. In einer Vorgängerstudie wurde bereits ein anderes Pferd dieses Bestandes, das aus Ungarn importiert wurde, *S. vulgaris*-positiv getestet (Greite, 2013).

Bei dem *S. vulgaris*-positiv getesteten Pferd aus der strategisch entwurmtten Gruppe handelt es sich um einen vier Jahre alten Warmblutwallach aus einem Turnierstall mit insgesamt 37 Pferden. Aus diesem Bestand wurden nur 29 Proben eingeschickt. Die Pferde dieses Bestandes werden in Boxen mit Paddocks gehalten und kommen täglich in Sechsergruppen für mehrere Stunden auf die Koppel. Jedem Pferd steht eine Weidefläche von 0,25 ha zur Verfügung. Die Boxen und Paddocks werden einmal täglich von Kot und Schmutz befreit. Zudem wird jedes neue Pferd zunächst für eine Woche in separaten Boxen unter Quarantäne gehalten, wobei keine zusätzlichen Kotuntersuchungen oder anthelmintische Behandlungen stattfinden. Die Pferde dieses Bestandes werden regelmäßig alle sechs Monate entwurmt. Die letzte anthelmintische Behandlung mit dem Wirkstoff Fenbendazol fand sechs Monate vor der Probeneinsendung statt.

Bei beiden *S. vulgaris*-positiv getesteten Pferden konnte jeweils eine einzelne *S. vulgaris*-L3 nachgewiesen werden.

Zusätzliche Informationen über die im Aliquot der Larvenkulturen (100 µl) nachgewiesenen Strongylidenlarven (L2/L3) sind in Tab. 5 dargestellt.

Tab 5: Überblick über die Höhe der Eiausscheidung und die Anzahl der nachgewiesenen Larven (L2/L3) von Großen und Kleinen Strongyliden im Aliquot der Larvenkulturen (100 µl) der beiden *S. vulgaris*-positiven Pferde.

Pferd	Eiaus- scheidung [EpG]	Anzahl L3 Große Strongyliden	Anzahl L3 Kleine Strongyliden	Anzahl L2 Kleine Strongyliden
Nr. 1, selektive Gruppe	20	1	14	-
Nr. 2, strategische Gruppe	1280	1	1239	21

3. Publikation

Strongyle infections and parasitic control strategies in German horses—a risk assessment

Stephanie Schneider, Kurt Pfister, Anne Becher, Miriam C. Scheuerle

BMC Veterinary Research 2014 10:262

doi: 10.1186/s12917-014-0262-z

Received: 23 July 2014

Accepted: 23 October 2014

Published: 12 November 2014

Comparative Tropical Medicine and Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine,
Ludwig-Maximilians-Universität, Leopoldstr. 5, D-80802 Munich, Germany

Corresponding author:

Miriam Scheuerle

Comparative Tropical Medicine and Parasitology, Faculty of Veterinary Medicine,
Ludwig-Maximilians-Universität, Leopoldstr. 5, D-80802 Munich, Germany

Miriam.Scheuerle@tropa.vetmed.uni-muenchen.de

Telephone 0049 (0) 89 2180 - 3622

Fax 0049 (0) 89 2180 - 3623

Abstract

Background

As a consequence of the increasing levels of anthelmintic resistance in cyathostomes, new strategies for equine parasite control are being implemented. To assess the potential risks of these, the occurrence of strongyles was evaluated in a group of 1887 horses. The distribution of fecal egg counts (FECs), the frequency of anthelmintic drug use, and the deworming intervals were also analyzed. Between June 2012 and May 2013, 1887 fecal samples from either selectively or strategically dewormed horses were collected at 195 horse farms all over Germany and analyzed quantitatively with a modified McMaster technique. All samples with FEC \geq 20 eggs per gram (EPG) were subjected to coproculture to generate third-stage larvae (LIII) for species differentiation.

Results

Egg counts were below the limit of detection (20 EPG) in 1046 (55.4%) samples and above it in 841 (44.6%) samples. *Strongylus vulgaris* larvae were identified in two of the 841 positive samples. Infections with cyathostomes were found on every farm. The most frequently applied anthelmintic was ivermectin (788/50.8%), followed by pyrantel (336/21.6%). The mean time since last treatment was 6.3 months. High-egg-shedding (> 500 EPG) strategically dewormed horses (183/1357) were treated, on average, three times/year. The planned treatment date was already exceeded by 72.5% of the high egg-shedders and by 58.1% of the moderate (200–500 EPG) and low egg-shedders (20–199 EPG).

Conclusions

S. vulgaris seems to be rare in Germany and no difference in its frequency has yet been found between selectively treated horses and horses receiving treatment in strategic intervals. However, inconsistent parasite control has been observed. Therefore, to minimize the risks for disease, consistent and efficient parasite control should be implemented.

Keywords: parasite control, strongyle, *S. vulgaris*, Germany, larval culture, FEC, diagnosis, selective anthelmintic therapy, equine

Background

The spread of anthelmintic resistance in cyathostome parasites is of growing concern to the equine industry. The anthelmintic resistance of cyathostomes to benzimidazoles has been reported worldwide [reviewed by 1]. Cases of pyrantel resistance in cyathostomines have also been reported in studies from various countries, including England, the United States, Italy, Brazil, Sweden, and Finland [1-8]. Several studies have also reported the reduced efficacy of ivermectin and moxidectin against small strongyles [9-12], and a reduction in the egg reappearance period (ERP) after treatment with ivermectin or moxidectin [12-16]. Furthermore, it is unclear whether new classes of drug will be developed in the near future [17].

It is now scientifically accepted internationally that the traditional approach to parasite control with frequent group-wise anthelmintic treatments at regular intervals (the so-called “strategic interval treatment”) has contributed to the development of resistance [1, 2, 18-20]. As a consequence and based on experience with alternative and targeted treatment schemes in ruminants [reviewed by 21], a new strategy for equine parasite control was recently introduced to delay the development of anthelmintic resistance [22-25]. Selective anthelmintic therapy (SAT) is based on the selective treatment of horses with a fecal egg count (FEC) above a certain threshold [23, 24, 26, 27]. Treatment thresholds of > 200 eggs per gram (EPG) are often used and are accepted internationally [24, 27, 28]. The major aim of this strategy is to minimize the number of preventive treatments with anthelmintics to reduce the risk of the further development of resistance [24, 28, 29]. Horse owners in countries including Denmark, Sweden, the Netherlands, and Finland have widely and successfully used SAT for several years [23, 29], and selective treatment schemes are also used in some horse farms in South Africa and England [22, 27, 30]. In Germany, the SAT method has been introduced in some areas and has led to a reduction in the frequency of anthelmintic treatments on these farms [24, 25, 31]. SAT also contributes considerably to the maintenance of a parasite refugium [32].

However, it is contentious whether reducing the frequency of treatments with the use of SAT will increase the likelihood that *Strongylus vulgaris* will complete its life cycle [24, 28, 33, 34].

To assess the risks entailed in changing the anthelmintic treatment schemes, we evaluated the occurrence of strongyle infections (with an emphasis on *S. vulgaris*) in groups of German horses, including selectively treated horses and horses which

were been treated in strategic intervals. The objectives of this study were to analyze: (a) the strongyle populations, focusing on large strongyles (especially *S. vulgaris*); (b) the distributions of the FECs and egg-shedding patterns; and (c) the application frequencies of anthelmintic treatments (the last-administered anthelmintic drug, the interval between the last deworming and sampling).

Methods

Farms and horses

Between June 1, 2012, and May 31, 2013, 192 German horse farms with a total of 1887 horses were included in this study. Most horses lived in southern (909/1887, 48.2%) or western Germany (311/1887, 16.5%). The number of horses examined on each farm ranged from 1 to 110 (mean = 9.3, median = 3). Each horse owner signed a declaration of consent before entering the study and agreed to follow ethical standards. The study was conducted with strict adherence to a high standard in veterinary care. Fecal samples were collected from the ground. The horse owners were asked to send freshly dropped fecal samples from their horses as part of the routine diagnostic practice. The following data were collected for each horse: age, name of the last-administered anthelmintic drug, time of the last anthelmintic treatment, mode of treatment, and the number of treatments per year for horses receiving treatments in strategic intervals. The horses were further divided into two subgroups according to the treatment strategy of the farm.

The inclusion criterion for both groups was that the last anthelmintic treatment had been administered at least 56 days (8 weeks) before sampling. Hence, the specific ERPs of commonly applied anthelmintics [35] was taken into account, so potential false negative results resulting from previous treatments were excluded. An anthelmintic drug containing moxidectin (moxidectin plus praziquantel) was only administered to three of the horses examined. Nielsen et al. [35] cited an ERP of 10–12 weeks for moxidectin. However, these three horses had last been treated \geq 37 weeks before sampling, and hence were included in the study.

1) Horses treated according to a selective treatment scheme

This group included 530 horses from 86 farms that administered SAT. These farms regularly performed FECs as an indication to deworm (FEC treatment threshold: 200 EPG). The majority of these farms had started using SAT 1–2 years before the study (i.e., 345/65.1% of the selectively treated horses). The ages of the horses in this group ranged from 2 to 39 years (mean = 13.5 ± 6.37 , median = 13.0).

2) Horses treated according to a strategic interval treatment scheme

This group included horses that were treated according to a strategic interval treatment scheme, i.e., treatment at regular deworming intervals (2–6 times a year) without any previous coprological testing. This horse group is herein after referred to as strategic horses/ strategic horse group.

In this group, 1357 horses from 106 farms were included and the ages of the horses ranged from 1 to 36 years (mean = 13.0 ± 6.90 , median = 13.0).

The age distributions in the selectively and strategically treated groups did not differ significantly ($p = 0.138$, Mann–Whitney U test; see “Statistics”).

Fecal samples

One single fresh fecal sample from each horse was collected from the ground by the owner. The samples were packed in plastic boxes or bags and shipped overnight to the parasitology laboratory, where they were kept refrigerated and processed within 2 days.

The fecal samples were analyzed quantitatively using a modified McMaster technique, with a sensitivity of 20 EPG.

The levels of FECs in all 1887 horses examined were classified according to the guidelines suggested by the American Association of Equine Practitioners (AAEP) for classifying horses: low (20–199 EPG), moderate (200–500 EPG), or high (> 500 EPG) egg-shedders [35]. Egg-shedding in horses with $FEC < 20$ EPG was classified as below the limit of detection (< 20 EPG).

Larval culture

Larval culture (modified according to Roberts and O’Sullivan [36]) was performed for all 841 (44.6%) fecal samples with an $FEC \geq 20$ EPG. In brief, 10 g samples of feces were weighed, put into plastic boxes, and incubated for 2 weeks at room temperature. During this time, the samples were regularly checked for desiccation, moistened if necessary, and ventilated for 1 hour every day. After incubation, the infectious larvae (L3) were harvested after sedimentation for at least 12 hour at 10°C (in a beaker). An aliquot of 100 μ l was obtained from the sediment (1000 μ l) containing the accumulated larvae. All the third-stage larvae (L3) of small and large strongyles, second-stage larvae (L2), and free-living rhabditiform nematodes were identified and counted. The remaining sediment (900 μ l) was then analyzed for

large strongyles. The strongyles were taxonomically identified according to Bürger and Stoye [37]. All cultures were examined by the same person.

Statistics

The data were analyzed using IBM® SPSS® Statistics 21 (IBM Corporation, Armonk, USA) and Microsoft Excel 2010 (Microsoft Corporation, Seattle, USA). The distributions of the FEC results were compared between the two groups of differently treated horses using the Mann–Whitney *U* test. An independent-samples *t* test was used to compare the mean number of months between the last deworming and sampling for the two treatment groups. All statistical tests were deemed to be significant at $p < 0.05$. The high-egg-shedding horses (FEC > 500 EPG) of the strategically treated group were also investigated for deworming frequency, i.e., number of treatments per year, the last treatment occasion, and the next planned treatment date. Therefore, the “planned days between treatments per year” was estimated for each horse by dividing 365 days by the factor “treatments per year”, and this was added to the reported date of the last treatment to calculate the “planned next treatment date”. Seasonal influences were not considered in this calculation.

Results

Larval cultures

S. vulgaris was detected in the larval cultures from 2/841 strongyle-positive samples, i.e., a single sample from each treatment group. Only one *S. vulgaris* larva was identified in each treatment groups.

Cyathostomine larvae were found in at least one sample on every farm (both subgroups), making the prevalence 100% at the farm level. The mean number of cyathostomine larvae per aliquot (100 μ l = 1 g of feces) was 292 (median, 101); the maximal number per aliquot was 5872. No small strongyles at all were found in four of 841 larval coprocultures.

FECs

Altogether, 1887 fecal samples were analyzed, and in 1046 (55.4%), FECs were below the level of detection. The distribution of FECs in all 1887 horses examined, separated into the strategic (1a) and selective groups (1b), is shown in Figure 1.

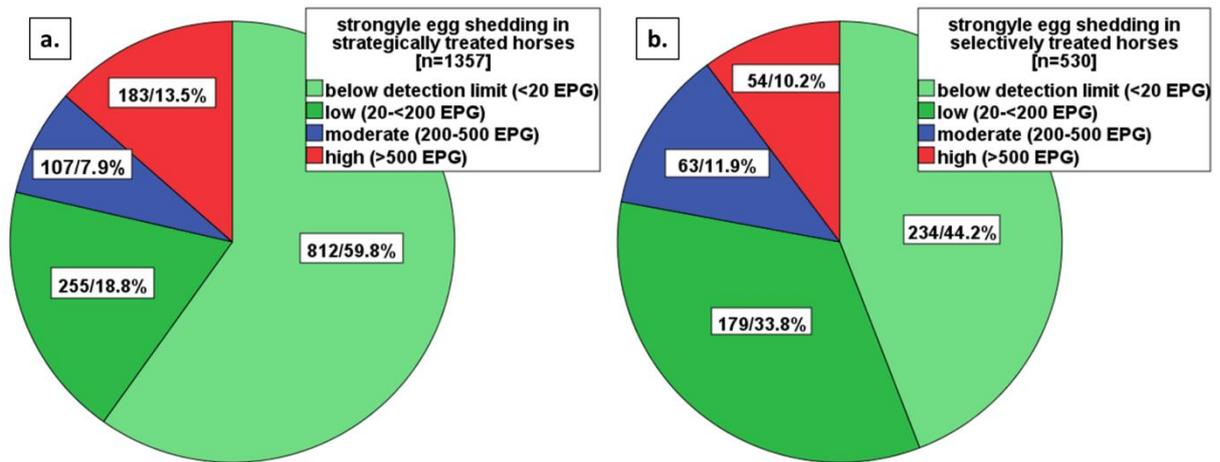


Figure 1: Distributions of the egg-shedding levels: Comparison of the strategically and selectively treated horse groups (numbers in each group and percentages).

The FECs of the selectively treated group were distributed as follows: maximum = 4040 EPG, mean = 202 EPG, and median = 20 EPG. The FEC distribution for the strategically treated horses was: maximum = 8200 EPG, mean = 203 EPG, and median = 0 EPG. There was no statistically significant difference in the distributions of the FECs of the two treatment groups (Mann–Whitney *U* test). According to this classification, a low level of egg-shedding was found in 18.8% (255) and 33.8% (173) of horses in the strategically and selectively treated group, respectively, whereas 7.9% (107) of strategically treated horses and 11.9% (63) of selectively treated horses showed moderate levels of egg-shedding. More horses in the strategic group (13.5%, 183/1357) showed a high level of egg-shedding than in the selective group (10.2%, 54/530) (Figure 1a). The added percentage of horses “below the detection limit” and with “low egg-shedding” of the two treatment groups is comparable (78%).

Deworming interval

The data for 81.5% (1538/1887) of the horses were available for this analysis: 393 selectively treated horses and 1145 strategically treated horses. For all horses, the mean time between the last treatment and sampling was 6.3 months: selective group, 8.6 months; strategic group, 5.5 months. The difference in the mean number of months between the two groups was statistically significant ($p = 0.000$). The majority of strategically treated horses were dewormed less than 24 weeks before examination: 10.2% (117/1145) between 8–12 weeks and 57.9% (663/1145) between 13–24 weeks (Figure 2). In the strategic group, 27.3% (313/1145) of

horses were dewormed 25–36 weeks before examination. In contrast, the horses in the selective group were dewormed less frequently. More than 50% of them were dewormed > 24 weeks before sampling, 15.3% (60/393) 25–36 weeks before sampling, 33.8% (133/393) 37–48 weeks before sampling, and 12.5% (49/393) > 48 weeks before sampling. Only 4.5% (52/1145) of strategically treated horses were dewormed > 36 weeks before sampling: 49 horses 37–48 weeks before sampling and three horses > 48 weeks before sampling (Figure 2).

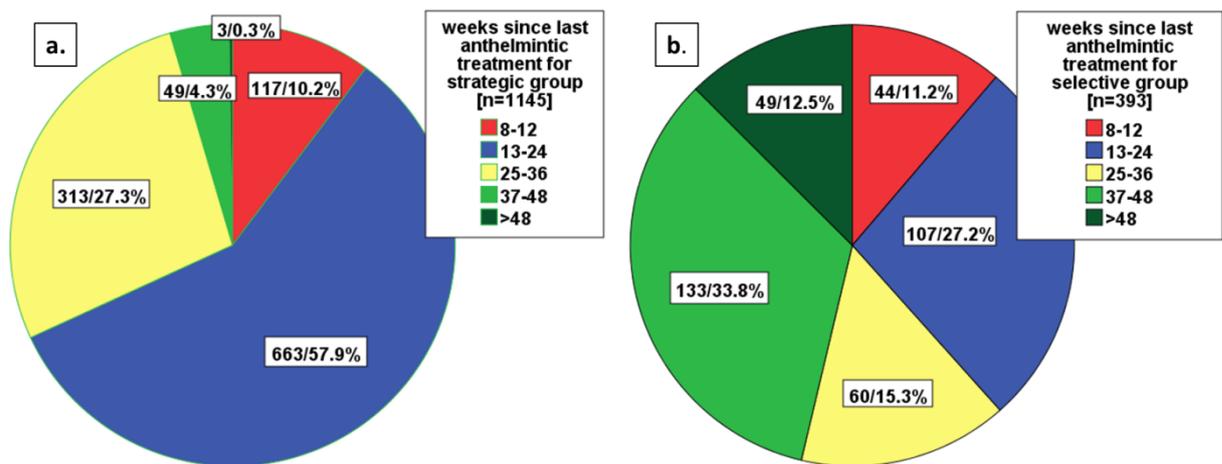


Figure 2: Time (weeks) since the last anthelmintic treatment: Comparison of the strategically and selectively treated horse groups (numbers in each group and percentages).

Last anthelmintic drug used

Data for 82.2% (1552/1887) of the horses were available for this analysis: 431 selectively treated horses and 1121 strategically treated horses. The distribution (%) of the last-administered anthelmintic drugs among the participating horses (numbers in boxes) is shown in Figure 3. Horse owners most frequently administered ivermectin (selective group, 65.7% [284/431]; strategic group, 45.0% [504/1121]). Pyrantel was administered to 16.7% (72/431) of the selectively treated horses and 23.6% (264/1121) of the strategically treated horses. The combination of ivermectin/praziquantel was used in 14.1% (61/431) of the selectively treated horses and 22.7% (254/1121) of the strategically treated horses. Three horses treated with the combination moxidectin/praziquantel (one selectively and two strategically treated horses) are not included in this figure.

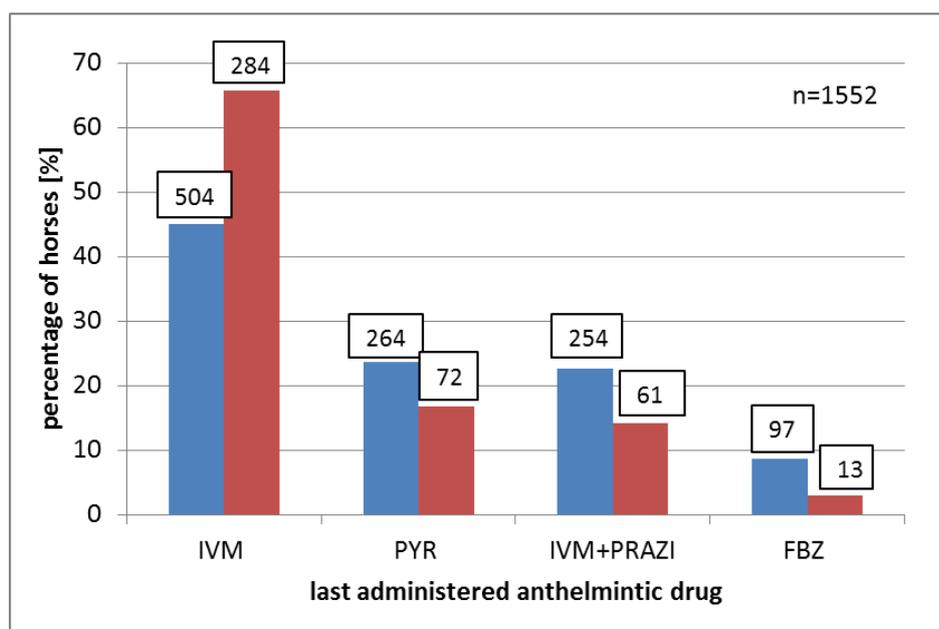


Figure 3: Distributions (%) of the last-administered anthelmintic drugs among the horses (numbers in boxes): Comparison of the selectively (red) and strategically (blue) treated horse groups. (FBZ, fenbendazole; IVM, ivermectin; PRAZ, praziquantel; MOX, moxidectin; PYR, pyrantel).

Distribution of FECs after deworming

The distribution of FECs and the days between deworming with ivermectin (IVM, a), pyrantel (PYR, b), fenbendazole (FEN, c), or ivermectin/praziquantel (IVM/PRAZ, d) and sampling are presented in Figure 4. The corresponding ERPs, depending on

which anthelmintic drug was used, are marked with red lines, and the mean FECs within the respective time frames (segment lengths: 100 days each) are marked with orange lines. The starting point for sampling was 56 days after the last deworming and is marked with a blue line.

Immediately after ERP, low-, moderate-, and high-egg-shedding horses were found in all four treatment groups (Figure 4). This was also true of horses that were dewormed > 100 days before sampling. Zero EPGs were detected up to 746 days after treatment. Neither the individual FECs nor the mean FECs within the respective time frames (orange lines) increased with increasing time since the last treatment, regardless of the drug used (Figure 4).

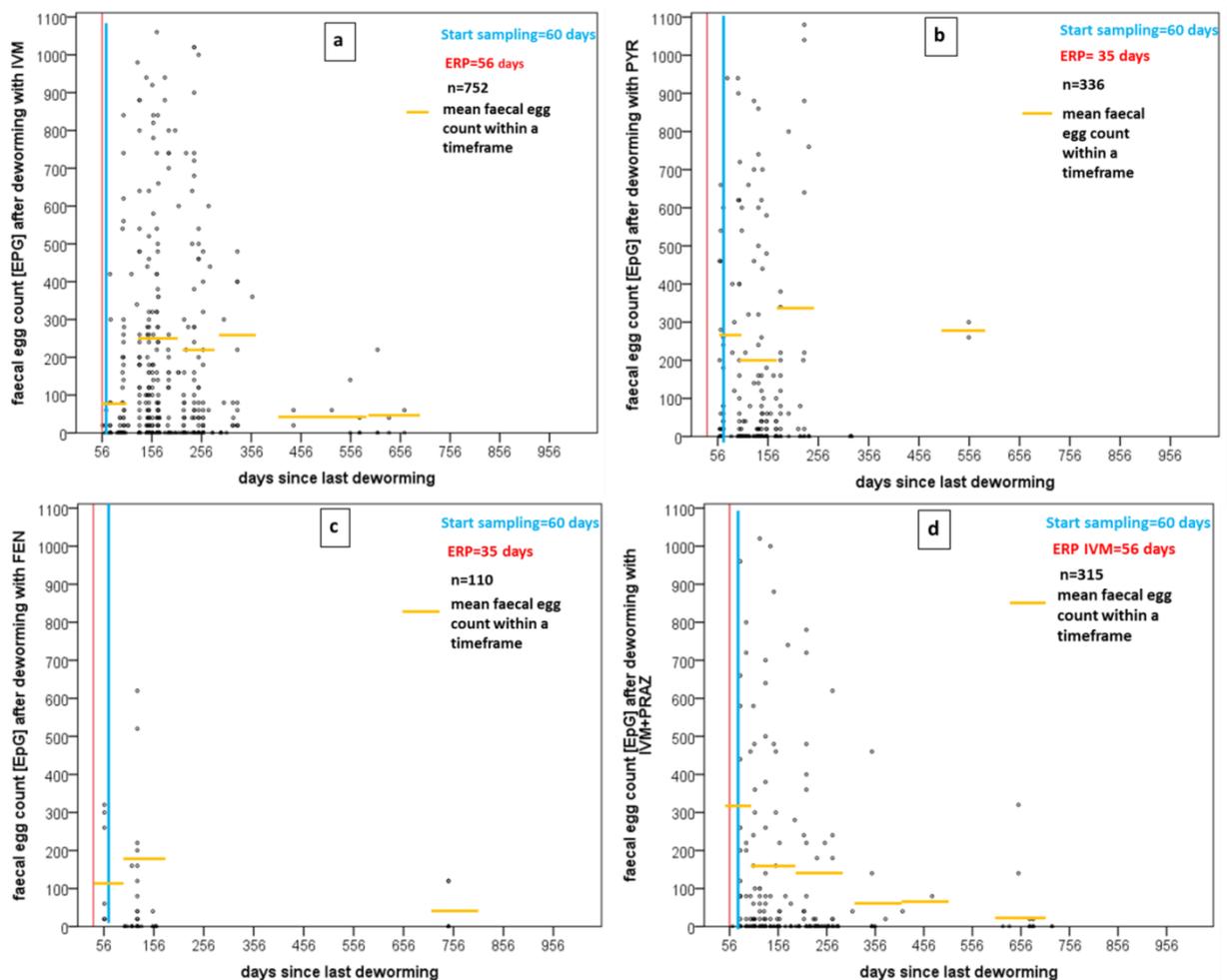


Figure 4: Distributions of fecal egg counts (FECs) after treatment: (a) With ivermectin (IVM); (b) pyrantel (PYR); (c) fenbedazole (FEN); and (d) ivermectin/praziquantel (PRAZ).

Deworming frequency and actual planned next treatment date

The deworming frequencies and the last and next planned treatment dates were examined in the high egg-shedders (183/1357, 13.5% of horses) in the strategic group. On average, three treatments per year (range: 2–6/year) were planned. The majority of horse owners planned two (78/183, 42.6%) or four (62/183, 33.8%) treatments per year. Three and six anthelmintic treatments were planned for 15.9% (29/183) and 1.1% (2/183) of strategically treated horses, respectively. No data for deworming frequency were received for 6.6% (12/183) of the strategically treated high-egg-shedding horses. When the estimated planned next treatment date was compared with the sampling date, 72.5% (124/171) of the strategically treated high egg-shedders had already exceeded their planned next treatment date, on average by 46 days.

The same estimations of the strategically treated moderate and low egg-shedders showed that 58.1% (187/322) of the horses (40 horses lacked the relevant data) were scheduled to be treated, on average, 40 days before the respective sampling date.

Discussion

The spread of SAT and the first experiences of its implementation in the field have prompted discussion of the risks this treatment scheme might entail [29]. One major point of debate is the possible reemergence of *S. vulgaris*, potentially caused by a reduction in the frequency of anthelmintic treatments when SAT is administered [28, 38, 39]. Other potential problems in parasite control are the risk of the inappropriate implementation of the parasitic treatment scheme [39] and the failure to reliably identify high-egg-shedding horses, which are a higher contamination risk for other horses (because of the phenomenon of “egg-shedding consistency”) [24, 26, 32, 40, 41].

The risk of infection with *S. vulgaris* in Germany seems very low at the moment, because the low detection frequency of *S. vulgaris* presented here (2/841 *S. vulgaris*-positive samples) is consistent with results of several other studies in southern Germany, Brandenburg, and north Rhine-Westphalia [31, 42-44]. Therefore, the situation in Germany seems to be very favorable for the implementation of SAT. In several neighboring countries, including Denmark, Poland, Italy, Switzerland, and the Netherlands, the prevalence of *S. vulgaris* is higher than that observed in Germany [38, 40, 45-49]. However, it must be kept in

mind that the diagnostic and evaluation methods used in all these studies differed, which makes it difficult to interpret and compare the data. In the present study, individual fecal samples and the complete sedimented larvae from each horse were analyzed. In contrast, many protocols in other studies used pooled fecal samples [40, 43, 44, 48, 49], only identified the first 100 larvae [40, 43, 44, 48], or only analyzed an aliquot of each sample [31]. The higher numbers of *S. vulgaris* stages reported in Poland and Italy can be attributed to the performance of postmortem analyses [45-47]. However, the Danish results [38] are more difficult to explain. They may be attributable to the comparatively high prevalence of *S. vulgaris* in Denmark in the past [50] and the long treatment intervals common there now [38] because a law introduced in 1999 requires that anthelmintic drugs be obtained on prescription [19]. Nielsen et al. [38] showed a mean time since the last deworming of 9.6 months, which is more than three months longer than that in the present study. This shows that SAT regimes may differ considerably, and the impact that these variations in the implementation of SAT will have in the long-term is unclear. The missing or irregular examination of larval cultures reportedly practiced by Danish veterinarians [28] might be another reason for the higher prevalence of *S. vulgaris* in that country. However, the prevalence of *S. vulgaris* must be monitored continuously, especially when trying to reduce the frequency of treatments [29]. There is a definite risk that *S. vulgaris* will spread in response to the higher *S. vulgaris* prevalence in neighboring countries. The strict implementation of SAT includes regular monitoring with FECs and larval cultures to analyze the FEC patterns and to limit the reemergence of large strongyles within a herd [29, 33].

As expected, the ubiquitous occurrence of cyathostomes demonstrated by various German and international studies is supported by the findings of the present study [23, 25, 27, 43, 44, 51-55]. Cyathostome larvae were found in at least one sample from every farm. This will not necessarily cause major problems, but heavy infections with cyathostomes must be prevented to avoid clinical larval cyathostominosis [56-58]. Therefore, treatment programs must be based on the control of cyathostomes.

The use of SAT (leaving animals untreated for some time) is made possible by the fact that the majority of horses are low egg-shedders [33, 40, 49, 59, 60], as observed in the present study. It is interesting to note that the added percentage of horses "below detection" and with "low egg-shedding" were almost equal (~78%) in both treatment groups. The fact that this is achievable with lower treatment

frequencies in the selective group, supports the idea of SAT, providing that FEC < 200 EPG are thought to be acceptable. The reported consistency of egg-shedding by individual horses over time [24, 30, 32, 40] is an additional safety factor when the intervals between treatments or sampling are increased in stable groups of horses. However, the optimal intervals between fecal sampling must be determined individually [24, 29]. Although long treatment intervals do not seem to affect most horses clinically, they may enable parasitic species with long life cycles, such as *S. vulgaris*, to spread and might lead to increasing infection pressure on the pasture [24, 28, 33, 34]. Recent publications recommend at least one “safety” treatment for all horses in a herd once a year, together with strict quarantine measures for newly arrived horses [29, 33, 35].

Prolonged examination intervals in selectively treated horses, as well as undetected high egg-shedders, overdue treatments, and inappropriate treatment frequencies in strategically treated horses (as seen in the present study) may increase the risk of parasitic disease. More than half the high-egg-shedding strategically treated horses in this study were treated two or three times a year, which is insufficient to effectively reduce their egg-shedding rates. The insufficient involvement of veterinarians in parasite management programs might also explain the overdue treatments in the strategic horse group. Nevertheless, it has to be mentioned, that horse owners with good compliance and a chosen strategic treatment interval of 61 days (6 treatments/year), might easily be excluded due to the study design (no treatment with 56 days prior to sampling). However, recent German and international studies show that the majority of German horses are treated 2 to 4 times a year [39, 61]. Therefore, we assume that a possible bias should be negligible. A positive side effect of SAT is that veterinarians will regain influence in parasite management programs, and regular examinations at the herd level will be practiced [19, 28, 33].

In this study, the selectively treated group showed lower FECs and contained fewer high egg-shedders than the strategically treated group. The risk of undetected high egg-shedders should also be lower in selectively treated horses than in strategically treated horses, if regular fecal sampling is reliably performed and if all horses that exceed the predetermined egg count threshold are dewormed [24, 33, 38].

As well as regular coproscopic diagnosis, the use of suitable, effective anthelmintics at adapted treatment intervals is important. As in other studies, ivermectin was the most widely used drug in this study [18, 39, 62, 63]. Knowledge of the widespread

benzimidazole resistance in cyathostomes [reviewed by 1] and the efficacy of macrocyclic lactones (ivermectin and moxidectin) [4] might be responsible for this preference of ivermectin. However, the efficacy of any drug used must be verified at regular intervals [33, 64, 65].

In this study, only horses sampled after the respective ERP [35] were included, to eliminate false-negative FEC results caused by recent treatment. The FECs of all egg-shedding levels were observed immediately after ERP, regardless of the class of drug used. This supports the hypothesis of egg-shedding consistency, because the level of egg-shedding seems to be independent of the time since the last deworming, but is instead dependent on the status of the individual horse [24, 30, 32, 40].

Every parasite control program should be based on continuous and consequent helminthological monitoring [20, 33, 66, 67], the sensible use of anthelmintic drugs, including a “safety” treatment, or a few defined strategic interval treatments per year [29, 33, 68]. The efficacy of the anthelmintic drugs should also be monitored to detect resistance [2, 33, 64, 65, 68]. The AAEP recently presented guidelines for parasite control [35]. The introduction of similar practical guidelines for SAT and other new strategies could help veterinarians with the future implementation of effective parasite control.

Conclusions

The majority of all horses examined were defined as low strongyle egg-shedders or below the limit of detection. Despite the long treatment intervals in some horses, no increase in FEC levels was found. However, some high egg-shedders remain undetected and without treatment for too long, especially in strategically treated groups. Our results also indicate that the risk of infections with large strongyles (*S. vulgaris*) in Germany is relatively small at the moment. To date, no effect of these two treatment strategies on the frequency of *S. vulgaris* has been determined. Thus, the implementation of SAT in Germany seems to be feasible at the moment. Nevertheless, a strict, regular, and consistent parasite management program, independent of the treatment strategy, is necessary for adequate and low-risk parasite control. Therefore, an internationally accepted guideline is urgently required to keep this risk low.

Competing interests

The authors declare that they have no competing interests.

Authors' contributions

SS carried out the study, contributed substantially to the acquisition of the samples and data, performed the statistical analysis, and drafted the manuscript. KP contributed substantially to the conception and design of the study. AB performed the statistical analysis and helped to interpret the results. MS conceived the study, participated in its design, coordination, and analysis, and in the interpretation of data, and made a substantial contribution to drafting the manuscript. All authors have read and approved the final manuscript.

Acknowledgments

We are grateful for the assistance of the horse owners in sending the fecal samples and for taking time to participate in the data collection. We also thank our colleagues in the laboratory for their support with processing the samples.

References

1. Kaplan RM: Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends in Parasitology* 2004, 20:477-481.
2. Kaplan RM: Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Veterinary research* 2002, 33(5):491-507.
3. Traversa D, Klei TR, Iorio R, Paoletti B, Lia RP, Otranto D, Sparagano OAE, Giangaspero A: Occurrence of anthelmintic resistant equine cyathostome populations in central and southern Italy. *Prev Vet Med* 2007, 82:314-320.
4. Lester HE, Spanton J, Stratford CH, Bartley DJ, Morgan ER, Hodgkinson JE, Coumbe K, Mair T, Swan B, Lemon G *et al*: Anthelmintic efficacy against cyathostomins in horses in Southern England. *Veterinary parasitology* 2013.
5. Canever RJ, Braga PRC, Boeckh A, Grycajuck M, Bier D, Molento MB: Lack of Cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. *Veterinary parasitology* 2013, 194(1):35-39.
6. Comer KC, Hillyer MH, Coles GC: Anthelmintic use and resistance on thoroughbred training yards in the UK. *The Veterinary record* 2006, 158:596-598.
7. Osterman Lind E, Kuzmina T, Ugglå A, Waller PJ, Höglund J: A Field Study on the Effect of Some Anthelmintics on Cyathostomins of Horses in Sweden. *Vet Res Commun* 2007, 31:53-65.

8. Näreaho A, Vainio K, Oksanen A: Impaired efficacy of ivermectin against *Parascaris equorum*, and both ivermectin and pyrantel against strongyle infections in trotter foals in Finland. *Veterinary parasitology* 2011, 182(2–4):372-377.
9. Lyons ET, Tolliver SC, Collins SS: Probable reason why small strongyle EPG counts are returning "early" after ivermectin treatment of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitology research* 2009, 104(3):569-574.
10. Lyons ET, Tolliver SC, Collins SS: Reduced activity of moxidectin and ivermectin on small strongyles in young horses on a farm (BC) in Central Kentucky in two field tests with notes on variable counts of eggs per gram of feces (EPGs). *Parasitology research* 2011, 108(5):1315-1319.
11. Lyons ET, Tolliver SC: Further indication of lowered activity of ivermectin on immature small strongyles in the intestinal lumen of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitology research* 2013, 112(2):889-891.
12. Molento MB, Antunes J, Bentes RN, Coles GC: Anthelmintic resistant nematodes in Brazilian horses. *The Veterinary record* 2008, 162(12):384-385.
13. Lyons ET, Tolliver SC, Ionita M, Lewellen A, Collins SS: Field studies indicating reduced activity of ivermectin on small strongyles in horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitology research* 2008, 103:209-215.
14. von Samson-Himmelstjerna G, Fritzen B, Demeler J, Schürmann S, Rohn K, Schnieder T, Epe C: Case of reduced cyathostomin egg-reappearance period and failure of *Parascaris equorum* egg count reduction following ivermectin treatment as well as survey on pyrantel efficacy on German horse farms. *Veterinary parasitology* 2007, 144:74-80.
15. Rossano MG, Smith AR, Lyons ET: Shortened strongyle-type egg reappearance periods in naturally infected horses treated with moxidectin and failure of a larvicidal dose of fenbendazole to reduce fecal egg counts. *Veterinary parasitology* 2010, 173(3–4):349-352.
16. van Doorn DCK: Macrocyclic lactone resistance in cyathostomin species of horses. PhD thesis. Utrecht University; 2014.
17. Nielsen MK, Reinemeyer CR, Donecker JM, Leathwick DM, Marchiondo AA, Kaplan RM: Anthelmintic resistance in equine parasites—Current evidence and knowledge gaps. *Veterinary parasitology* 2014, 204:55-63.
18. Lloyd S, Smith J, Connan RM, Hatcher MA, Hedges TR, Humphrey DJ, Jones AC: Parasite control methods used by horses owners: factors predisposing to the development of anthelmintic resistance in nematodes. *The Veterinary record* 2000, 146:487-492.
19. Nielsen MK: Restrictions of anthelmintic usage: perspectives and potential consequences. *Parasit Vectors* 2009, 2 Suppl 2:S7.
20. Drudge JH, Lyons ET: Control of internal parasites of the horse. *J Am Vet Med Assoc* 1966, 148(4):378-383.
21. Kenyon F, Greer AW, Coles GC, Cringoli G, Papadopoulos E, Cabaret J, Berrag B, Varady M, Van Wyk JA, Thomas E *et al*: The role of targeted selective treatments in the development of refugia-based approaches to the control of gastrointestinal nematodes of small ruminants. *Veterinary parasitology* 2009, 164(1):3-11.

22. Krecek RC, Guthrie AJ: Alternative approaches to control of cyathostomes: an African perspective. *Veterinary parasitology* 1999, 85(2–3):151-162.
23. Nielsen MK: Sustainable equine parasite control: perspectives and research needs. *Veterinary parasitology* 2012, 185(1):32-44.
24. Becher AM, Mahling M, Nielsen MK, Pfister K: Selective anthelmintic therapy of horses in the Federal states of Bavaria (Germany) and Salzburg (Austria): An investigation into strongyle egg shedding consistency. *Veterinary parasitology* 2010, 171(1–2):116-122.
25. Menzel MA: Selektive Entwurmung der Pferde in einer oberbayrischen Pferdepraxis: Einführung sowie wissenschaftliche und betriebswirtschaftliche Analyse. PhD thesis. Ludwig-Maximilians-Universität München; 2013.
26. Gomez HH, Georgi JR: Equine helminth infections: control by selective chemotherapy. *Equine veterinary journal* 1991, 23:198-200.
27. Krecek RC, Guthrie AJ, Van Nieuwenhuizen LC, Booth LM: A comparison between the effects of conventional and selective antiparasitic treatments on nematode parasites of horses from two management schemes. *JS Afr vet Assoc* 1994, 1994:97-100.
28. Nielsen MK, Monrad J, Olsen SN: Prescription-only anthelmintics—A questionnaire survey of strategies for surveillance and control of equine strongyles in Denmark. *Veterinary parasitology* 2006, 135(1):47-55.
29. Nielsen MK, Pfister K, von Samson-Himmelstjerna G: Selective Therapy in equine parasite control - Application and limitations. *Veterinary parasitology* 2014, 202:95-103.
30. Duncan JL, Love S: Preliminary observations on an alternative strategy for the control of horse strongyles. *Equine veterinary journal* 1991, 23:226-228.
31. Greite L: Untersuchungen zur Verbreitung von *Strongylus vulgaris* im Rahmen der Selektiven Entwurmung bei Pferden in Süddeutschland. PhD thesis. Ludwig-Maximilians-Universität München; 2013.
32. Nielsen MK, Haaning N, Olsen SN: Strongyle egg shedding consistency in horses on farms using selective therapy in Denmark. *Veterinary parasitology* 2006, 135:333-335.
33. Hertzberg H, Schwarzwald CC, Grimm F, Frey CF, Gottstein B, Gerber V: Helminthenmanagement beim adulten Pferde: Notwendigkeit einer Neuorientierung. *Schweiz Arch Tierheilk* 2014, 156(2):61-70.
34. Nielsen MK, Olsen SN, Lyons ET, Monrad J, Thamsborg SM: Real-time PCR evaluation of *Strongylus vulgaris* in horses on farms in Denmark and Central Kentucky. *Veterinary parasitology* 2012, 190(3–4):461-466.
35. AAEP Parasite Control Guidelines. American Association of Equine Practitioners.
36. Roberts FHS, O'Sullivan PJ: Methods for Egg counts and larval cultures for strongyles infesting the gastro-intestinal tract of cattle. *Austr J Agric Res* 1950, 1:99-102.
37. Bürger HJ, Stoye M: Therapogen Praxisdienst, Parasitologische Diagnostik (Teil II), Eizählung und Larvendifferenzierung: Therapogen-Werk, Zweigniederlassung der Sharp&Dohme GmbH, München; 1968.
38. Nielsen MK, Vidyashankar AN, Olsen SN, Monrad J, Thamsborg SM: *Strongylus vulgaris* associated with usage of selective therapy on Danish horse farms—Is it reemerging? *Veterinary parasitology* 2012, 189(2–4):260-266.

39. Nielsen MK, Reist M, Kaplan RM, Pfister K, van Doorn DCK, Becher A: Equine parasite control under prescription-only conditions in Denmark – Awareness, knowledge, perception, and strategies applied. *Veterinary parasitology* 2014, 204:64-72.
40. Döpfer D, Kerssens CM, Meijer YGM, Boersema JH, Eysker M: Shedding consistency of strongyle-type eggs in dutch boarding horses. *Veterinary parasitology* 2004, 124:249-258.
41. Wood EL, Matthews JB, Stephenson S, Slote M, Nussey DH: Variation in fecal egg counts in horses managed for conservation purposes: individual egg shedding consistency, age effects and seasonal variation. *Parasitology* 2013, 140(1):115-128.
42. Hinney B: Prävalenz von Helminthen und Risikofaktoren für ihre Befallsstärke bei Pferden in Brandenburg. PhD thesis. Freien Universität Berlin; 2009.
43. Hinney B, Wirtherle NC, Kyule M, Micthe N, Zessin K, Clausen P: Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. *Parasitology research* 2011, 108:1083-1091.
44. Fritzen BM: Untersuchungen zum Vorkommen von Anthelminthika-Resistenz in nordrhein-westfälischen Pferdebeständen. PhD thesis. Tierärztliche Hochschule Hannover; 2005.
45. Pilo C, Altea A, Pirino S, Nicolussi P, Varcasia A, Genchi M, Scala A: *Strongylus vulgaris* (Looss, 1900) in horses in Italy: Is it still a Problem? *Veterinary parasitology* 2012, 184:161-167.
46. Mughini Gras L, Usai F, Stancampiano L: Strongylosis in horses slaughtered in Italy for meat production: Epidemiology, influence of the horse origin and evidence of parasite self-regulation. *Veterinary parasitology* 2011, 179:167-174.
47. Studzinska MB, Tomczuk K, Demkowska-Kutrzepa M, Szczepaniak K: The Strongylidae belonging to *Strongylus* genus in horses from southeastern Poland. *Parasitology research* 2012, 111(4):1417-1421.
48. Borgsteede FHM, Boersma JH, Gaasenbeek CPH, van der Burg WPJ: The reappearance of eggs in faeces of horses after treatment with ivermectin. *Vet Quart* 1993, 15:24-26.
49. Meier A, Hertzberg H: Strongyliden beim Pferd. II. Vorkommen von Anthelminthika-Resistenzen in der Schweiz. *Schweiz Arch Tierheilk* 2005, 147(9):389-396.
50. Craven J, Bjorn H, Henriksen SA, Nansen P, Larsen M, Lendal S: Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction. *Equine veterinary journal* 1998, 30(4):289-293.
51. Reinemeyer CR, Smith SA, Gabel AA, Herd RP: The prevalence and intensity of internal parasites of horses in the U.S.A. *Veterinary parasitology* 1984, 15(1):75-83.
52. Tolliver SC, Lyons ET, Drudge JH: Prevalence of internal parasites in horses in critical tests of activity of parasiticides over a 28-year period (1956–1983) in Kentucky. *Veterinary parasitology* 1987, 23(3–4):273-284.
53. Kuzmina TA: Contamination of the environment by strongylid (Nematoda: Strongylidae) infective larvae at horse farms of various types in Ukraine. *Parasitology research* 2012, 110(5):1665-1674.
54. Lyons ET, Tolliver SC, Drudge JH: Historical perspective of cyathostomes: prevalence, treatment and control programs. *Veterinary parasitology* 1999, 85(2–3):97-112.
55. Becher AM: Untersuchungen zur Einführung der Selektiven Anthelmintischen Therapie beim Pferd im Raum Salzburg. PhD thesis. Ludwig-Maximilians-Universität München; 2010.

56. Love S, Murphy D, Mellor D: Pathogenicity of cyathostome infection. *Veterinary parasitology* 1999, 85(2–3):113-122.
57. Corning S: Equine cyathostomins: a review of biology, clinical significance and therapy. *Parasit Vectors* 2009, 2 Suppl 2:S1.
58. Peregrine AS, McEwen B, Bienzle D, Koch TG, Weese JS: Larval cyathostominosis in horses in Ontario: an emerging disease? *The Canadian veterinary journal La revue veterinaire canadienne* 2006, 47(1):80-82.
59. Lyons ET, Tolliver SC, Kuzmina TA: Investigation of strongyle EPG values in horse mares relative to known age, number positive, and level of egg shedding in field studies on 26 farms in Central Kentucky (2010–2011). *Parasitology research* 2012, 110:2237-2245.
60. Lloyd S: Effects of previous control programmes on the proportion of horses shedding small numbers of strongyle-type eggs. *The Veterinary record* 2009, 164:108-111.
61. Hinney B, Wirtherle N, Kyule M, Miethel N, Zessin K, Clausen P: A questionnaire survey on helminth control on horse farms in Brandenburg, Germany and the assessment of risks caused by different kinds of management. *Parasitology research* 2011, 109:1625-1635.
62. Matthee S, Dreyer FH, Hoffmann WA, van Niekerk FE: An introductory survey of helminth control practices in South Afrika and anthelmintic resistance on Thoroughbred stud farms in the Western Cape Province. *Jl S Afr vet Ass* 2002, 73(4):195-200.
63. Osterman Lind E, Rautalinko E, Ugglå A, Waller PJ, Morrison DA, Hoglund J: Parasite control practices on Swedish horse farms. *Acta veterinaria Scandinavica* 2007, 49:25.
64. Coles GC, Jackson F, Pomroy WE, Prichard RK, von Samson-Himmelstjerna G, Silvestre A, Taylor MA, Vercruyse J: The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary parasitology* 2006, 136:167-185.
65. van Doorn DCK, Eysker M, Kooyman FNJ, Wagenaar JA, Ploeger HW: Searching for ivermectin resistance in Dutch horses. *Veterinary parasitology* 2012, 185:355-358.
66. Matthews JB: An update on cyathostomins: Anthelmintic resistance and worm control. *Equine vet Educ* 2008, 20(10):552-560.
67. von Samson-Himmelstjerna G, Ilchmann G, Clausen PH, Schein E, Fritzen B, Handler J, Lischer CJ, Schnieder T, Demeler J, Reimers G *et al.*: Empfehlungen zur nachhaltigen Kontrolle von Magen-Darmwurminfektionen beim Pferd in Deutschland. *Pferdeheilkunde* 2011, 27(2):127-140.
68. Herd RP, Willardson KL, Gabel AA: Epidemiological approach to the control of horse strongyles. *Equine veterinary journal* 1985, 17(3):202-207.

4. Ergebnisse der Fragebogenanalyse

In den folgenden Abbildungen bzw. Diagrammen sind jeweils ausschließlich Pferde einbezogen, deren Besitzer die entsprechende/n Frage/n im Fragebogen beantwortet haben, weshalb die Anzahl der Pferde (n) von n_{gesamt} (1887 Pferde) abweicht.

Die Prozentangaben beziehen sich auf insgesamt 1357 strategisch und 530 selektiv entwurmete Pferde ($n_{\text{gesamt}} = 1887$).

Um den Einfluss der einzelnen Faktoren wie z.B. „Alter“ oder „Parasitologische Quarantäne“ auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung darzustellen, wurden Boxplot-Diagramme angefertigt (Abb. 16, 18, 20). Zwecks einer besseren grafischen Darstellung der Boxplot-Diagramme wurden einzelne Ausreißer nicht dargestellt. Boxplot: Kreise (o) = Ausreißer, die außerhalb des 95% Konfidenzintervalls liegen (eineinhalb bis drei Kästchenlängen vom eigentlichen Boxplot-Kästchen entfernt); Sternchen (*) = extreme Ausreißer (mehr als drei Kästchenlängen vom eigentlichen Boxplot-Kästchen entfernt);

4.1. Fragebogen

Von den 1887 ausgehändigten Fragebögen wurden insgesamt 1698 (90,0%) zurückgesandt. Aus der Gruppe der strategisch entwurmeten Pferde wurden 1253 (92,3%) von insgesamt 1357 und aus der selektiv entwurmeten Gruppe 445 (84,0%) von insgesamt 530 ausgehändigten Fragebögen beantwortet.

4.2. Rasse, Geschlecht und Alter

Im Fragebogen wurde die Rasse aller untersuchten Pferde erfragt. Eine genaue Übersicht liefert Tab. 9 im Anhang. Durch die Vielzahl der einzelnen Nennungen und um einen besseren Überblick zu erhalten, wurden die Rassen in die Kategorien „Warmblut“, „Kaltblut“, „Vollblut“, „Pony“ und in „andere Rassen“ zusammengefasst (Abb. 15). In beiden Untersuchungsgruppen sind die Warmblutpferde mit 57,6%/712 (strategisch) und 59,2%/314 (selektiv) am häufigsten vertreten; in der strategischen Gruppe folgen Ponys (20,0%/271), Vollblüter (6,9%/93) und Kaltblüter (3,2%/44). In der selektiven Gruppe schließen sich die Ponys (15,3%/81) quantitativ betrachtet den Warmblutpferden an, hiernach die Vollblüter (6,0%/32) sowie die Kaltblutpferde (0,2%/1). Unter „andere Rassen“ fallen 9,4% (116) strategisch entwurmte und 3,0 % (16) selektiv entwurmte Pferde. Insgesamt 207 Pferde „ohne Angaben“ sind in Abb. 15 nicht dargestellt.

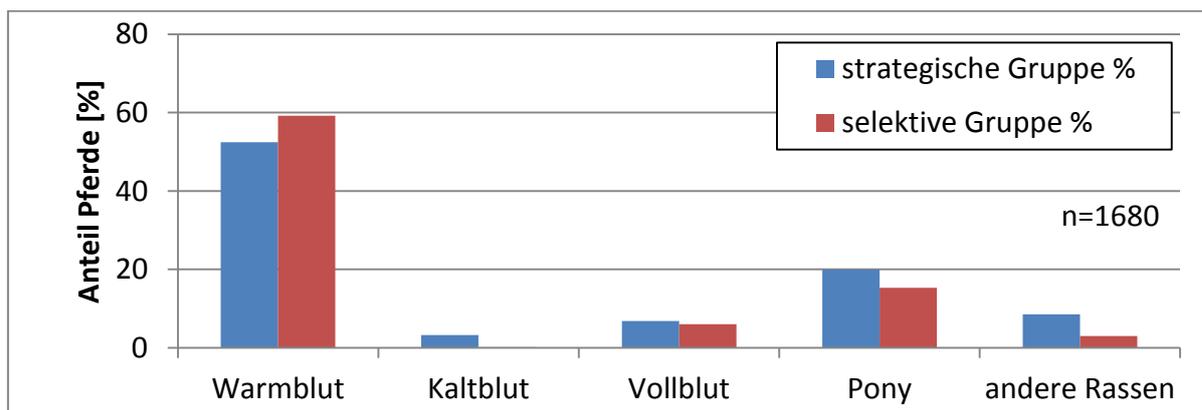


Abb. 15: Verteilung der Pferderassen (%) getrennt nach strategischer (n = 1236) und selektiver (n = 444) Untersuchungsgruppe.

In beiden Untersuchungsgruppen waren am häufigsten Wallache und am zweithäufigsten Stuten vertreten (Tab. 6, linke Spalte). In der strategischen Untersuchungsgruppe befanden sich insgesamt mehr Hengste (79/5,8%) als in der selektiven Gruppe (6/1,1%).

Die Pferde mittleren Alters, d. h. Pferde zwischen sieben und 15 Jahren, überwiegen in beiden Untersuchungsgruppen (Tab. 6, rechte Spalte). In beiden Gruppen folgen mengenmäßig Pferde der Altersgruppe von 16 bis 32 Jahren und schließlich die Pferde der jungen Altersgruppe mit ein bis sechs Jahren. Lediglich vier (0,3%) strategisch entwurmt und ein (0,2%) selektiv entwurmt Pferd waren älter als 33 Jahre.

Tab. 6: Verteilung des Geschlechts (links) und des Alters (rechts) aller teilnehmenden Pferde getrennt nach Untersuchungsgruppe; Prozentwerte beziehen sich auf die Gesamtzahl der Pferde je Untersuchungsgruppe.

<u>Geschlecht</u> aller teilnehmenden Pferde			<u>Alter (Jahre)</u> aller teilnehmenden Pferde		
Geschlecht	strategisch (% von n= 1357)	selektiv (% von n= 530)	Alter	strategisch (% von n= 1357)	selektiv (% von n= 530)
Stute	513 (37,8)	181 (34,2)	1-6	249 (18,3)	54 (10,2)
Wallach	656 (48,3)	258 (48,7)	7-15	538 (39,6)	200 (27,7)
Hengst	79 (5,8)	6 (1,1)	16-32	421 (31,0)	139 (26,2)
Zwitter	1 (0,1)	-	≥ 33	4 (0,3)	1 (0,2)
keine Angaben	108 (8,0)	85 (16,0)	keine Angaben	145 (10,7)	136 (25,7)

In der Boxplot-Darstellung (Abb. 16) der Verteilung der Eizahl pro Gramm Kot nach Altersgruppe wird deutlich, dass die Höhe der Strongylideneiausscheidung mit zunehmendem Alter abnimmt. In der folgenden Abbildung sind alle Pferde mit Information zum Alter einbezogen (n=1602/1887; 285 fehlende Angaben).

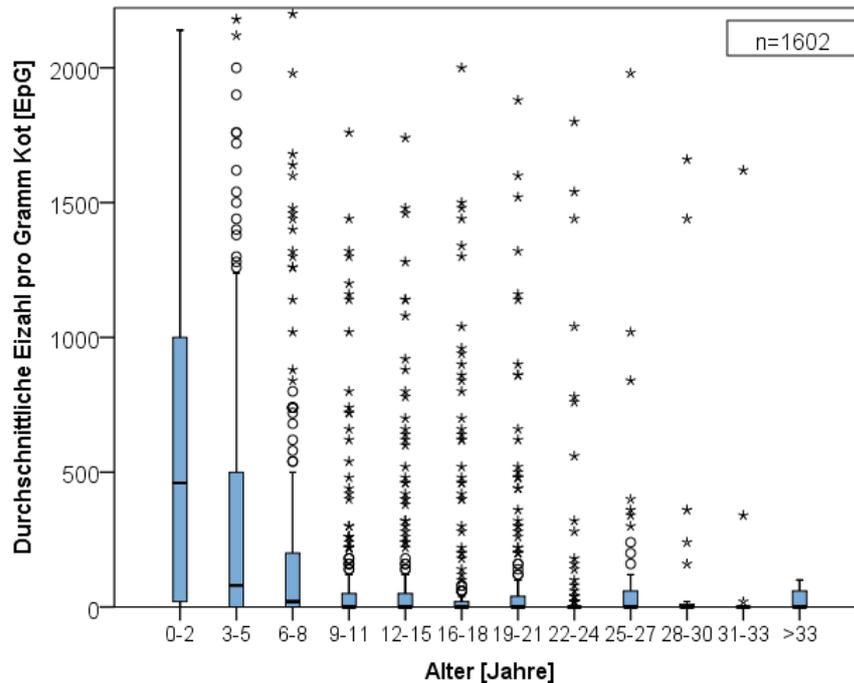


Abb. 16: Einfluss des Alters (in Jahren) auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung.

4.3. Informationen zum Entwurmungsmanagement

4.3.1. Startjahr der Selektiven Entwurmung

Die Frage zum Startjahr der selektiven Entwurmung wurde selbstverständlich nur Besitzern gestellt, die ihr Pferd selektiv entwurmen. Dabei wurde das Startjahr lediglich in 438 von insgesamt 530 Fällen angegeben. Der Großteil, das heißt 293 Pferde dieser Untersuchungsgruppe, wurden seit 2012 selektiv entwurmt (Tab.7). Seit 2013 wurde diese Entwurmungsmethode bei 90 Pferden angewendet. Somit wird die Mehrheit der selektiv entwurmtten Pferde innerhalb dieser Studie seit max. ein bis zwei Jahren selektiv entwurmt.

Tab. 7: Übersicht Verteilung der Antworten (n = 438) zum Startjahr der Selektiven Entwurmung; Insgesamt 92 selektiv entwurmende Pferdebesitzer haben diese Frage nicht beantwortet; Prozentangaben beziehen sich auf Gesamtzahl (n = 530) der selektiv entwurmtten Pferde.

Startjahr	2008	2011	2012	2013
Anzahl Pferde/Prozent	3/0,6%	52/9,8%	293/55,3%	90/17,0%

4.3.2. Parasitologische Quarantäne

Um die Auswertung und Darstellung der Antworten auf die Frage der durchgeführten parasitologischen Quarantäne zu verdeutlichen, erfolgt im weiteren Verlauf eine kurze Erläuterung.

Durch die Vielzahl von verschiedenen, erhaltenen Antworten wurden diese in die folgenden drei Rubriken zusammengefasst: „keine Quarantäne“, „parasitologisch adäquate Quarantäne“ und „parasitologisch nicht adäquate Quarantäne“ (Tab. 8 und Abb. 17). Die zur jeweiligen Rubrik gehörenden Antworten sind in Tabelle 8 aufgeführt.

Tab. 8: Übersicht der drei Rubriken zur parasitologischen Quarantäne, inklusive der zugehörigen Antworten.

Rubriken	Antworten
keine Quarantäne	nein, keine Quarantäne
parasitologisch adäquate Quarantäne	prophylaktische Verabreichung von Anthelmintika, diagnostische Untersuchung der Kotprobe, sowie Quarantäne von mindestens 14 Tagen;
parasitologisch nicht adäquate Quarantäne	Quarantäne von einer Woche, ohne Untersuchung der Kotprobe und/oder ohne Verabreichung von Anthelmintika; Verabreichung von Anthelmintika ohne vorherige Diagnostik der Kotprobe und/oder ohne ausreichend langer Quarantäne;

Bei der Mehrzahl, d.h. 851 (62,7%) Pferden der strategisch entwurmten Gruppe, wurde keine parasitologisch adäquate Quarantäne und bei 287 (21,1%) Pferden gar keine Quarantäne betrieben. Lediglich bei 99 (7,3%) Pferden dieser Gruppe wurden parasitologisch sinnvolle Quarantänemaßnahmen durchgeführt. Prozentual mehr Pferde aus der selektiven Untersuchungsgruppe (176/33,2%) erhielten im Vergleich zur strategischen Gruppe adäquate parasitologische Quarantänemaßnahmen. Bei insgesamt 160 (30,2%) selektiv entwurmten Pferden fand keine Isolierung statt und 99 (18,7%) Pferde dieser Gruppe erhielten keine adäquate parasitologische Quarantäne (Abb. 17). Zusätzlich fällt auf, dass sowohl in der strategischen als auch in der selektiven Untersuchungsgruppe relativ häufig gar keine parasitologische Quarantäne betrieben wird. Insgesamt blieb die Frage nach der Durchführung einer parasitologischen Quarantänemaßnahme 215 Mal (11,4%) unbeantwortet.

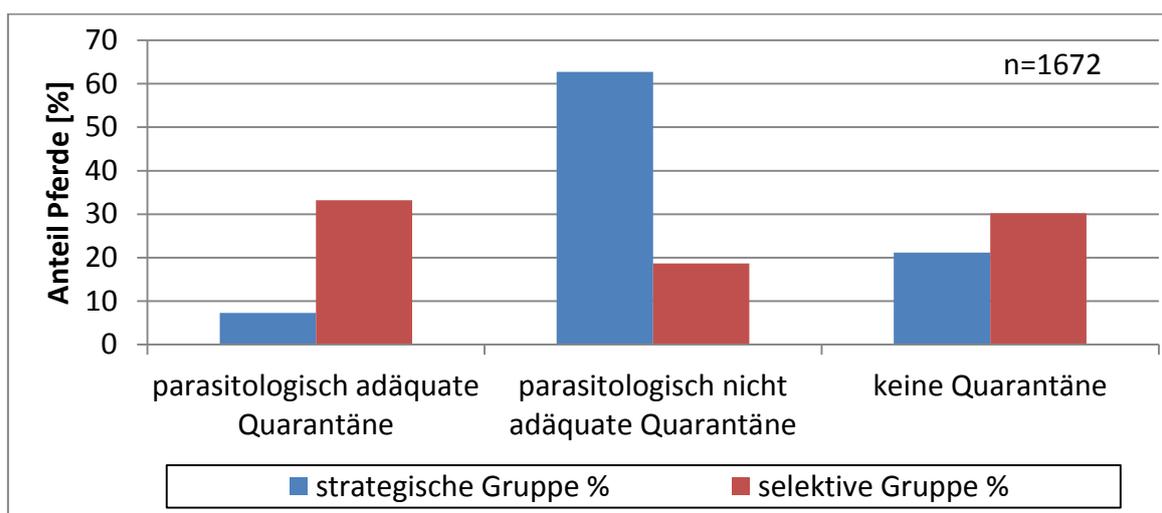


Abb. 17: Übersicht der Antworten zur Frage der parasitologischen Quarantäne für die strategisch (n = 1237) und selektiv (n = 435) entwurmten Pferde.

Um eine übersichtlichere Darstellung zu erreichen, wurden die Rubriken „adäquate“ und „nicht adäquate parasitologische Quarantäne“ im Boxplot-Diagramm (Abb. 18) zusammengefasst. Aus dieser Grafik wird ersichtlich, dass Pferde, bei denen parasitologische Quarantäne (adäquat/nicht adäquat) betrieben wird, deutlich weniger Strongylideneier mit dem Kot ausscheiden als Pferde, bei denen keine parasitologische Quarantäne betrieben wird. Dies wird insbesondere durch die Verschiebung des Medians (schwarze horizontale Linie) im rechten Boxplot-

Kästchen ersichtlich. Pferdebesitzer von 215 Pferden haben keine Angaben bezüglich dieser Frage gemacht. In der folgenden Abbildung sind alle Pferde mit Informationen zur parasitologischen Quarantäne einbezogen (n=1672/1887).

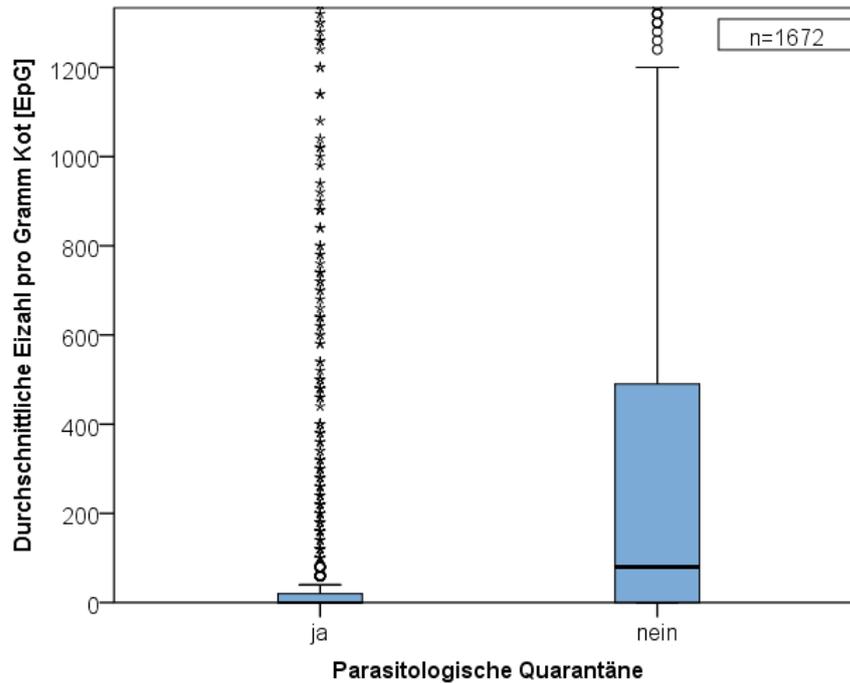


Abb. 18: Einfluss der parasitologischen Quarantäne auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung.

4.3.3. Hygienemaßnahmen

Paddockhygiene (Entfernen von Kot)

In beiden Untersuchungsgruppen wird bei der Mehrzahl der untersuchten Pferde Paddockhygiene betrieben (siehe Anhang). Dabei war bei beiden Gruppen das „einmal tägliche“ Säubern des Paddocks die am häufigsten genannte Antwort in dieser Kategorie (strategisch: 508/37,4%; selektiv: 264/49,8%) (Abb. 19). Übrige Antworten verteilen sich auf die Angaben „mehrmals täglich“ (strategisch: 159/11,7%; selektiv: 48/9,1%) und „einmal pro Monat“ (strategisch: 218/16,1%; selektiv: 58/10,9%). Ein Großteil der Befragten, d.h. innerhalb der strategischen Gruppe 472/34,8% und innerhalb der selektiven Gruppe 160/30,2%, gab keine Antwort auf diese Frage.

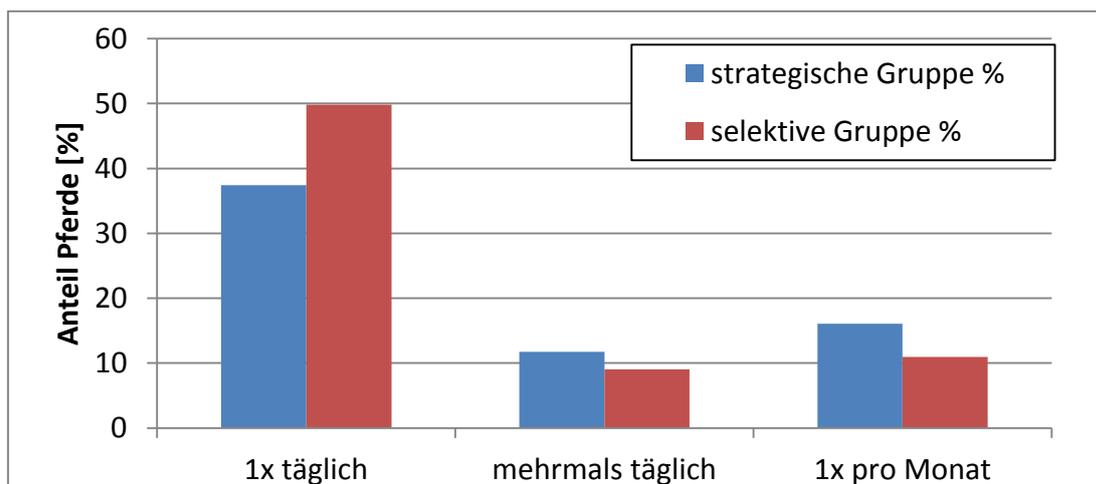


Abb. 19: Übersicht der Antworten in der Kategorie „Häufigkeit der Paddockhygiene“ für die strategisch (n = 885) und selektiv (n = 370) entwurmtten Pferde.

Aus dem Boxplot-Diagramm (Abb. 20) lässt sich erkennen, dass Pferde, deren Paddock „1x pro Monat“ von Kot befreit wird, mehr Strongylideneier ausscheiden als Pferde, deren Paddock „einmal täglich“ oder „mehrmals täglich“ gesäubert wird.

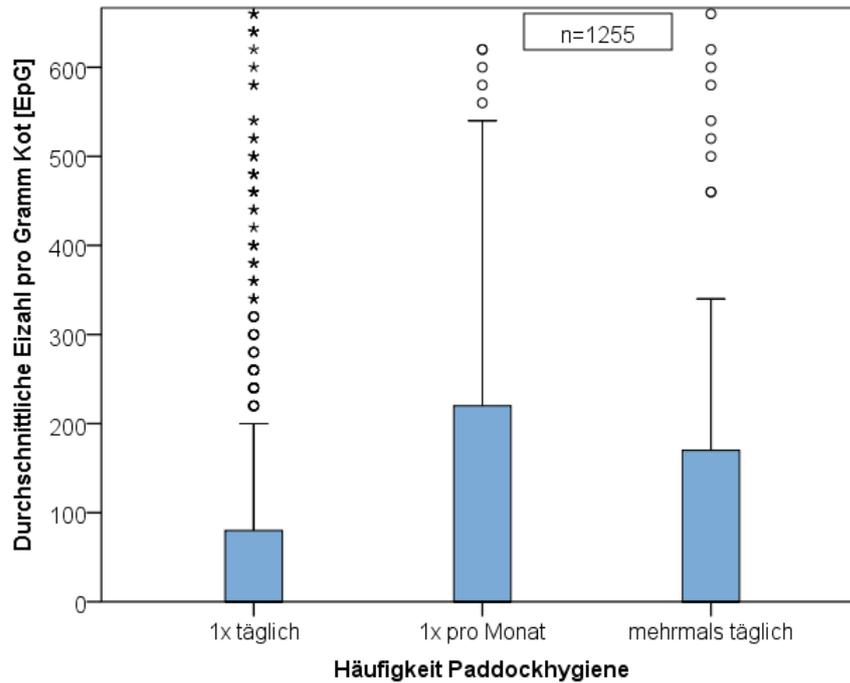


Abb. 20: Einfluss der Häufigkeit der Paddockhygiene auf die Höhe der Strongylideneiausscheidung.

V. DISKUSSION

Die steigende Verbreitung der Selektiven anthelmintischen Therapie (SAT) und die damit verbundene tendenziell sinkende Frequenz der Anthelmintikaapplikationen führt zunehmend zu Diskussionen über mögliche Risiken dieser Entwurmungsmethode (Nielsen et al., 2014a). Die Doktorarbeit gibt einen Überblick über den Strongylideninfektionsstatus bei Pferden in Deutschland. Des Weiteren werden Faktoren erläutert, die im Rahmen eines adäquaten Parasitenbekämpfungsprogrammes unbedingt mit einbezogen und beachtet werden sollten.

Strongylideninfektionsstatus bei Pferden in Deutschland

Die mehrheitlich nachgewiesene niedrige Eiausscheidung bei den untersuchten Pferden lässt auf einen insgesamt niedrigen Strongylideninfektionsstatus schließen. Zusammen mit der sog. „egg-shedding consistency“ und der damit verbundenen gleichbleibend fehlenden bzw. niedrigen Strongylideneiausscheidung ist dies eine gute Voraussetzung für die Anwendung der SAT. Ähnliche Verteilungsmuster der Strongylideneiausscheidung bei Pferden zeigen auch Studien aus anderen Ländern (Becher et al., 2010; Bründler et al., 2011; Döpfer et al., 2004; Hertzberg et al., 2014; Lloyd, 2009; Lyons et al., 2012; Meier und Hertzberg, 2005). Im Mittel scheiden die untersuchten Pferde der vorliegenden Studie weniger Strongylideneier mit dem Kot aus als Pferde einer dänischen Studie von 2012 (strategisch: 203 vs. 795 EpG; selektiv: 202 vs. 709 EpG) (Nielsen et al., 2012). Möglicherweise lässt sich dieses Ergebnis durch unterschiedliche Vorgehensweisen der verschiedenen Länder bei der Anwendung der SAT erklären. Diese Vermutung wird zusätzlich bestärkt durch die im Mittel um 3,3 Monate längeren Entwurmungsintervalle in Dänemark (DK: 9,6 Monaten, D: 6,3 Monate) (Nielsen et al., 2012). Die im Gegensatz zu Deutschland seit über einem Jahrzehnt in Dänemark praktizierte SAT und die damit verbundenen seit längerem reduzierten anthelmintischen Behandlungen könnte ein weiterer möglicher Grund für die vergleichsweise höhere Strongylideneiausscheidung bei dänischen Pferden sein. Die konsequente Durchführung der jeweiligen Entwurmungsmethode ist naturgemäß besonders wichtig. Das Ergebnis einer dänischen Studie aus dem Jahr 2006 allerdings zeigt, dass beispielsweise nur bei 41% der Kotproben eine Larvenkultur angefertigt wird (Nielsen et al., 2006b). Diese niedrige Prozentzahl könnte ein Indiz für ein weniger

konsequentes Vorgehen der dänischen Tierärzte bei der Anwendung der SAT sein, wodurch sich die Frage stellt, ob somit auch andere Faktoren, wie z.B. die Entwurmung aller Pferde mit Kotproben > 200 EpG, nicht konsequent genug eingehalten werden. Das Ergebnis einer deutschen Studie zeigt, dass die durchschnittliche Strongylideneiausscheidung bei konsequenter Einhaltung der SAT sinken kann, da der Infektionsdruck im Bestand sinkt (Honeder et al., 2010). Allerdings wurde die SAT in der oben angesprochenen Studie von Honeder et al. (2010) erst seit ein bis zwei Jahren betrieben, was einen direkten Vergleich mit Ergebnissen von Studien aus Ländern, die diese Methode bereits seit mehreren Jahren einsetzen, wie Dänemark, erschwert.

In den Larvenkulturen der 841 (44,6%) Pferdekotproben mit einem EpG ≥ 20 wurden sowohl Larven von Großen als auch von Kleinen Strongyliden nachgewiesen. Da keine Aussage über das Vorhandensein von Strongylidenlarven in den 1046 (55,4%) Pferdekotproben mit EpG < 20 gemacht werden kann und weil die Pferdeauswahl nicht repräsentativ für die gesamte deutsche Pferdepopulation gelten kann, wurden keine Prävalenzen berechnet. Zwei der 841 untersuchten Larvenkulturen wiesen jeweils eine Larve von *S. vulgaris* auf. Dieses Ergebnis bestätigt somit die Ergebnisse anderer deutscher Studien, in denen *S. vulgaris* ebenso nur in geringen Maße nachgewiesen wird, wobei Unterschiede im Aufbau und der Untersuchungsmethode jeder dieser Studien den Vergleich der Ergebnisse erschweren (Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney, 2009; Hinney et al., 2011). So wurden beispielsweise Sammelkotproben als Ausgangsmaterial verwendet, nur jeweils insgesamt 100 Larven ausgezählt und identifiziert, oder nur ein Aliquot (100 μ l) auf Große Strongyliden untersucht (Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney, 2009; Hinney et al., 2011). Einige Nachbarländer wie z.B. Italien, Polen, Holland, Schweiz (4,3% bis zu 39%) und ebenso Dänemark zeigen im Vergleich zu Deutschland eine deutlich höhere *S. vulgaris*-Häufigkeit (Döpfer et al., 2004; Meier und Hertzberg, 2005; Mughini Gras et al., 2011; Nielsen et al., 2012; Pilo et al., 2012; Studzinska et al., 2012). In den Studien aus Italien und Polen wurden allerdings z.B. Schlachtpferde und tote Pferde untersucht, was vermutlich die höheren Nachweisraten erklärt (Mughini Gras et al., 2011; Pilo et al., 2012; Studzinska et al., 2012). Nielsen et al. (2012b) bringen in ihrer dänischen Studie die höhere *S. vulgaris*-Prävalenz mit der SAT in Verbindung. Hierbei muss allerdings erwähnt werden, dass die *S. vulgaris*-Prävalenz in Dänemark auch schon vor Einführung der

neuen Gesetzeslage von 1999 und der damit verbundenen Einführung der SAT verglichen mit Deutschland relativ hoch gewesen ist (Craven et al., 1998). Die beiden *S. vulgaris*-positiv getesteten Larvenkulturen stammen jeweils aus einer der beiden Untersuchungsgruppen. Zumindest auf kurze Sicht führt also in Deutschland die SAT noch zu keinen deutlichen negativen Auswirkungen. In den beiden *S. vulgaris*-positiv getesteten Pferdebeständen wurde ein inkonsequentes Parasitenmanagement beobachtet, welches ein möglicher Grund für das Auffinden Großer Strongyiden sein könnte. In beiden Beständen war das Infektionsrisiko erhöht, da keine bzw. keine adäquate parasitologische Quarantäne und keine Weidehygiene betrieben wurde. Zudem wurden bei dem Bestand der selektiv entwurmten Pferde nur unregelmäßige Kontrolluntersuchungen vorgenommen und somit das SAT-Regime nicht genau eingehalten. Da beide *S. vulgaris*-positiv getesteten Bestände nicht mit allen Pferden an der Studie teilgenommen haben, ist es möglich, dass es noch weitere positive Pferde gibt. In einer vorangegangenen Studie wurde bereits ein anderes Pferd im Stall des *S. vulgaris*-positiven Pferdes der selektiven Untersuchungsgruppe positiv auf *S. vulgaris* getestet (Greite, 2013). Beide Pferde sind Koppelpartner, was eine Infektionsübertragung vermuten lässt. In diesem Stall scheint die Infektion mit Großen Strongyiden (*S. vulgaris*) also bereits endemisch zu sein.

Während in einigen Nachbarländern das Vorkommen von *S. equinus* und *S. edentatus* anhand von Larvenfunden nachgewiesen werden konnte (Borgsteede et al., 1993; Meier und Hertzberg, 2005; Studzinska et al., 2012), konnten diese Spezies in Deutschland sowohl in der vorliegenden, als auch in früheren Studien nicht nachgewiesen werden (Beelitz und Gothe, 1997; Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney, 2009; Hinney et al., 2011; Peitgen, 1993). Ursächlich könnten die in Deutschland üblichen, häufigen Entwurmungen und die noch längere Präpatenz von *S. equinus* und *S. edentatus*, im Vergleich zu *S. vulgaris*, sein, wodurch ihr Entwicklungszyklus noch einfacher unterbrochen werden kann (Deplazes et al., 2013).

Das ubiquitäre Vorkommen der Kleinen Strongyiden (Cyathostominae) konnte ebenso wie in früheren deutschen (Fritzen, 2005; Hinney et al., 2011; Menzel, 2013) und internationalen Studien (Krecek et al., 1994; Kuzmina, 2012; Reinemeyer et al., 1984; Tolliver et al., 1987) auch in dieser Untersuchung bestätigt werden. Auf Grund einer möglichen schwerwiegenden klinischen Erkrankung der Pferde durch

Kleine Strongylyden, der sog. „larvalen Cyathostominose“ (Corning, 2009; Love et al., 1999; Peregrine et al., 2006), ist ein massiver Befall von Cyathostominae-Larven zu verhindern. Parasitenbekämpfungsprogramme sollten entsprechend auf Grund der hohen Prävalenz von Cyathostominae in erster Linie gegen diese Parasitenart gerichtet sein.

Faktoren eines adäquaten Parasitenbekämpfungsprogrammes

Die Auswertung der im Fragebogen erfragten Daten zum Haltungs- und Entwurmungsmanagement zeigte, dass vor allem das Alter, die Durchführung einer parasitologischen Quarantäne und die Häufigkeit der Paddockhygiene mögliche Einflussfaktoren auf die Höhe der Strongylydeneiausscheidung sind. Daneben spielt auch eine konsequente Durchführung des jeweiligen Parasitenbekämpfungsprogrammes und ein adäquater Einsatz von Anthelmintika eine bedeutende Rolle.

Das Alter der Pferde hat einen signifikanten Einfluss auf die Höhe der Strongylydeneiausscheidung (Korrelation nach Spearman). Das Ergebnis der vorliegenden Studie zeigt, dass Jungtiere signifikant mehr Eier mit dem Kot ausscheiden als ältere Pferde und bestätigt somit die Aussagen vorangegangener Studien (Becher, 2010; Döpfer et al., 2004; Fritzen, 2005; Greite, 2013; Hinney, 2009; Larsen et al., 2002; Matthee und McGeoch, 2004; Osterman Lind et al., 1999; Schnerr, 2011; Uhlinger, 1993; von Samson-Himmelstjerna et al., 2009; Wirtherle, 2003). Ursächlich dafür ist höchstwahrscheinlich die unvollständig entwickelte Immunität der Jungtiere (Herd und Gabel, 1990; Klei und Chapman, 1999). Die Tatsache, dass einige Pferdebesitzer keine Unterschiede in der anthelmintischen Behandlung zwischen Fohlen bzw. jungen Pferden und ausgewachsenen Pferden vornehmen, lässt das Infektions- und Erkrankungsrisiko, speziell bei dieser Altersgruppe, deutlich steigen (Hertzberg et al., 2014; Nielsen et al., 2012, 2014c). Aus der Analyse einer dänischen Studie über verschiedene SAT praktizierende Bestände, vermuten Nielsen et al., (2012), dass insbesondere in Beständen in denen sich viele Fohlen und/oder junge Pferde aufhalten/befinden, wie z.B. Stutenhaltungen oder Ausbildungsställen, *S. vulgaris* vermehrt auftritt. Deshalb muss ein speziell an die Bedürfnisse dieser Bestände bzw. von Fohlen und jungen Pferden angepasstes Behandlungsregime durchgeführt werden (Hertzberg et al., 2014; Nielsen et al., 2012, 2014a, 2014c).

In vielen Veröffentlichungen wird die Wichtigkeit einer adäquaten Quarantäne,

welche für einen bestimmten Zeitraum eingehalten wird und eine anthelmintische Behandlung mit einem larviziden Anthelmintikum beinhalten sollte, betont (Deplazes et al., 2013; Herd, 1986; Hertzberg et al., 2014; Kaplan, 2002; Matthews, 2008; von Samson-Himmelstjerna et al., 2011). Besonders Pferde, die neu in den Bestand kommen, sowie Gastpferde können anthelmintikaresistente Populationen von Endoparasiten einschleppen, weshalb eine parasitologische Betreuung und Quarantäne speziell dieser Tiere bedeutend ist (Hertzberg et al., 2014; Lendal et al., 1998; Mathee et al., 2002; Matthews, 2008). Nach Auswertung aller erhaltenen Antworten ist zu vermuten, dass Pferde, deren Besitzer parasitologische Quarantäne betreiben, i.d.R. weniger Strongylideneier mit dem Kot ausscheiden als Pferde, deren Besitzer keine Quarantäne betreiben (Abb. 18). Dies könnte dadurch erklärt werden, dass Pferdebesitzer, die adäquate parasitologische Quarantäne betreiben, insgesamt mehr und konsequenter auf Hygiene, d.h. regelmäßiges Misten, Entfernen von Kot und/oder Geilstellen auf der Weide achten. So könnte, unabhängig von der Art der parasitologischen Quarantänemaßnahmen, der Infektionsdruck erniedrigt sein und damit die Eiausscheidung sinken (Honeder et al., 2012).

Auch die Art der Hygienemaßnahmen beeinflusst die Stärke der Strongylideninfektionen und damit die Höhe der Strongylideneiausscheidung. In der vorliegenden Studie scheiden Pferde, deren Paddocks weniger regelmäßig gesäubert wurden, mehr Strongylideneier aus als Pferde, deren Paddocks täglich gesäubert wurden (Abb. 20). Dieses Ergebnis betont die Wichtigkeit einer konsequenten Hygiene in allen Bereichen.

Eine konsequente und regelmäßige Durchführung der Entwurmungsmethode, unabhängig ob strategisch oder selektiv, ist die Grundlage eines jeden Parasitenbekämpfungsprogrammes. Dazu gehört auch der adäquate Einsatz von Anthelmintika. Autoren empfehlen hierzu eine anthelmintische Behandlung („Sicherheitsbehandlung“) pro Jahr bzw. ein paar wenige genau festgelegte, gezielte Behandlungen (Hertzberg et al., 2014; Nielsen et al., 2014; Herd et al., 1985). Die Pferdebesitzer in der vorliegenden Studie haben, ebenso wie in vielen anderen Studien, am häufigsten Ivermectin verwendet (Lloyd et al., 2000; Mathee et al., 2002; Nielsen et al., 2014c; Osterman Lind et al., 2007b).

Innerhalb der strategisch entwurmtten Untersuchungsgruppe wurde eine inkonsequente Durchführung der Entwurmungsmethode festgestellt. Dabei wurde

der Zeitpunkt der geplanten Entwurmung um 40 - 46 Tage überschritten. Versäumte Behandlungen, unangemessene Behandlungsintervalle sowie unentdeckte „hohe Eiausscheider“ bei strategisch entwurmten Pferden ebenso wie verzögerte Untersuchungsintervalle bei selektiv entwurmten Pferden könnten entsprechend ebenfalls zu einem erhöhten Risiko für parasitäre Erkrankungen führen. Die beschriebene „egg-shedding consistency“ führt zur konstanten Ausscheidung von Strongylideneiern über einen langen Zeitraum, wodurch vor allem die unentdeckten „hohen Eiausscheider“ ein erhöhtes Risiko darstellen und somit die Umwelt über lange Zeit kontaminieren können (Becher et al., 2010; Döpfer et al., 2004; Duncan und Love, 1991; Nielsen et al., 2006a). Insgesamt werden mehr als die Hälfte der hier untersuchten strategisch entwurmten „hohen Eiausscheider“ zwei- oder dreimal pro Jahr entwurmt. Diese Entwurmungsfrequenz ist demzufolge wahrscheinlich zu niedrig, um die Eiausscheidung der „hohen Eiausscheider“ effektiv über den gesamten Zeitraum zu verringern.

Schlussfolgerung

Die in der aktuellen Studie nachgewiesene niedrige Rate von *S. vulgaris* zeigt, dass diese Spezies momentan nur noch sehr selten in Deutschland vorkommt. Es konnte kein Unterschied zwischen der Entwurmungsmethode und der Anzahl der nachgewiesenen *S. vulgaris*-Larven festgestellt werden. Aus diesem Grund ist der Einsatz neuer, alternativer Entwurmungsmethoden wie der SAT weiter zu befürworten. Dabei ist anzumerken, dass in dieser Studie Pferdebetriebe kurz nach Einführung der SAT in Deutschland untersucht wurden, um den Parasitenstatus zu Beginn dieser alternativen Entwurmungsmethode aufzuzeigen.

Da Große Strongyliden in einigen Nachbarländern vermehrt vorkommen, muss ihre Einschleppung unbedingt verhindert werden. Aus diesem Grund ist eine regelmäßige und adäquate parasitologische Überwachung der Bestände wichtig. Das Ergebnis dieser Studie bestätigt außerdem das ubiquitäre Vorkommen der Kleinen Strongyliden (Cyathostominae), weshalb der Schwerpunkt der Wurmbekämpfung beim Pferd weiterhin auf die Kleinen Strongyliden gelegt, bzw. an das jeweilige Parasitenspektrum angepasst werden sollte.

Die konsequente Einhaltung eines guten und angepassten Parasitenmanagements unabhängig von der jeweiligen Entwurmungsmethode ist von größter Bedeutung, wobei sich folgende Punkte als wichtig erwiesen:

- i) **Diagnostik**, um den Parasitenstatus des Tieres oder das Parasitenspektrum im Bestand zu erfassen;
- ii) **regelmäßige**, mehrmals jährliche geplante Kontrolluntersuchungen des Einzeltiers (gesamter Bestand);
- iii) gezielte Überwachung von Großen Strongyliden (*S. vulgaris*) mittels **Larvenanzucht**;
- iv) **adäquate parasitologische Quarantäne** aller neu eingestellten Pferde und Gastpferde;
- v) **konsequente und korrekte Durchführung** der jeweiligen Entwurmungsmethode;
- vi) **Anpassung** der jeweiligen Methode an Ansprüche von Fohlen und Jungtieren (Immunstatus beachten, häufigere Kontrolluntersuchungen, ggf. adäquater Einsatz von Anthelmintika);

- vii) **regelmäßige Wirksamkeitsprüfungen** für eingesetzte Anthelmintika;
- viii) zusätzlich **unterstützende hygienische Maßnahmen** (mind. einmal tägliches Absammeln von Kot auf der Weide/dem Paddock);

Die SAT stellt eine Methode für eine solche angepasste Parasitenbekämpfung dar. Bei konsequenter Durchführung ist die SAT in Deutschland momentan eine gute, wirkungsvolle alternative Entwurmungsmethode und birgt keine verstärkte Gefahr für die Gesundheit der Pferde.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die vorliegende Studie untersuchte das Vorkommen der Großen und Kleinen Strongyliden bei strategisch und selektiv entwurmtten Pferden in Deutschland. Insgesamt wurden dazu 1887 Kotproben von 1357 strategisch und 530 selektiv entwurmtten Pferden zwischen Juni 2012 und Mai 2013 einmalig mittels McMaster-Verfahren untersucht. Bei allen Proben mit einem EpG \geq 20 erfolgte eine Larvenanzucht und die morphologische Bestimmung der L3. In zwei (0,2%) von insgesamt 841 untersuchten Larvenkulturen (1/545 strategisch und 1/296 selektiven Proben) konnte jeweils einmal *S. vulgaris* nachgewiesen werden. Mit 99,5% waren überwiegend Cyathostominae in den Larvenkulturen enthalten. Die mittels Fragebogen zusätzlich gesammelten Daten zu jedem Pferd und dessen Haltungs- und Parasitenmanagement ergaben, dass jüngere Pferde signifikant mehr Strongylideneier mit dem Kot ausschieden als ältere Pferde, ebenso schieden Pferde, deren Paddocks unregelmäßig gesäubert wurden, mehr Strongylideneier aus als Pferde, deren Paddock täglich gesäubert wurde. Des Weiteren zeigten Pferde, deren Besitzer parasitologische Quarantäne betrieben, eine geringere Strongylideneiausscheidung als Pferde deren Besitzer keine Quarantäne betrieben. Ivermectin war das am häufigsten angewandte Anthelmintikum innerhalb dieser Studie. Die Pferdebesitzer der strategisch entwurmtten Pferde planten im Mittel drei Entwurmungen im Jahr. Der „nächste geplante Entwurmungstermin“ wurde von 72,5% (124/171) der strategisch behandelten „hohen Eiausscheider“ und von 58,1% (187/322) der „moderaten“ sowie „niedrigen Eiausscheider“ überschritten. Die sehr niedrige Nachweisrate von *S. vulgaris* innerhalb dieser Studie bestätigt die Tendenz, dass Große Strongyliden in Deutschland weiterhin nur in sehr geringer Anzahl vorkommen. Obwohl Cyathostominae immer noch die am häufigsten vorkommende Spezies darstellen, zeigt die Mehrheit der untersuchten Pferde eine insgesamt niedrige Infektionsrate. Die hier vorgenommene Risikoanalyse zeigt momentan keine wesentliche Gefahr für die Gesundheit der Pferde durch Infektionen mit Großen Strongyliden (insbesondere *S. vulgaris*) und ebenso, dass die SAT eine geeignete Alternative in der Parasitenbekämpfung beim Pferd sein kann. Unabhängig von der Parasitenbekämpfungsmethode ist eine regelmäßige parasitologische Überwachung der Bestände sowie die Einhaltung eines angepassten Parasitenmanagements unbedingt erforderlich.

VII. SUMMARY

The study has aimed to examine the incidence of large and small strongyles of strategically und selectively dewormed horses in Germany.

A total of 1887 fecal samples from 1357 strategically und 530 selectively dewormed horses were examined once between June 2012 und May 2013 using the modified McMaster-method. From all samples with an EPG \geq 20 larval cultures were performed and the L3 were identified morphologically. In 2 (0.2%) of the 841 examined larval cultures – 1 (1/545) of the strategic und 1 (1/296) of the selective group – *S. vulgaris* was found once. With 99.5% small strongyles were found predominantly in larval cultures.

The analysis of data about the keeping- and management program collected via questionnaire for each horse resulted in a significantly higher egg-shedding-level in younger horses than in older horses. Also horses, whose paddocks were cleaned irregularly showed a higher strongyle egg-shedding than horses whose paddocks were cleaned daily and horses of owners, who practiced parasitological quarantine, excreted less strongyle eggs than horses of owners, who did not. Within this study Ivermectin was the most often applied anthelmintic drug. Horse owners of the strategically dewormed horses planned on average three anthelmintic treatments per year. The “planed next treatment date” has been exceeded by 72.5% (124/171) of the strategically treated high egg-shedders and of 58.1% (187/322) of the strategically treated moderate and low egg-shedders, respectively.

The very low detection rate of *S. vulgaris* within this study confirmed the tendency that large strongyles in Germany still exist but only in very small numbers. Although cyathostominae are the most prevalent species, the majority of the examined horses showed a low infection rate. The risk assessment within this study showed that large strongyles (especially *S. vulgaris*) currently seem to pose no essential risk for the health of horses and also that the SAT represents a suitable alternative treatment method for parasite control in horses. Independent of the parasite control method used, a regular parasitological control of the stocks and an adapted and adequate parasitic management are absolutely necessary.

VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Erstellt mit Endnote X5 (2011) unter Verwendung des modifizierten Output Style Veterinary Parasitology.

- Anderson, R.M., May, R.M., 1982. Population dynamics of human helminth infections: control by chemotherapy. *Nature* 297, 557-563.
- Bauer, C., Merkt, J.C., Janke-Grimm, G., Bürger, H.J., 1986. Prevalence und control of benzimidazole-resistant small strongyles on German thoroughbred studs. *Vet Parasitol* 21, 189-203.
- Becher, A.M., 2010. Untersuchungen zur Einführung der Selektiven Anthelmintischen Therapie beim Pferd im Raum Salzburg. *Vet. med. Diss.* Ludwig-Maximilians-Universität München, München.
- Becher, A.M., Mahling, M., Nielsen, M.K., Pfister, K., 2010. Selective anthelmintic therapy of horses in the Federal states of Bavaria (Germany) und Salzburg (Austria): An investigation into strongyle egg shedding consistency. *Vet Parasitol* 171, 116-122.
- Beelitz, P., Gothe, R., 1997. Endoparasitenfauna und Befallshäufigkeit der Arten bei Jährlingen und erwachsenen Pferden in oberbayrischen Zuchtbetrieben mit jahrelanger, regelmäßiger Anthelminthikaprophylaxe. *Tierärztl Prax* 25, 445-450.
- Bello, T.R., Norfleet, C.M., 1981. Critical antiparasitic efficacy of ivermectin against equine parasites. *J Equine Vet Sci* 1, 14-17.
- Boersema, J.H., Eysker, M., van der Aar, W.M., 1998. The reappearance of strongyle eggs in the faeces of horses after treatment with moxidectin. *Vet Q* 20, 15-17.
- Borgsteede, F.H.M., Boersma, J.H., Gaasenbeek, C.P.H., van der Burg, W.P.J., 1993. The reappearance of eggs in faeces of horses after treatment with ivermectin. *Vet Quart* 15, 24-26.
- Boxell, A.C., Gibson, K.T., Hobbs, R.P., Thompson, R.C.A., 2004. Occurrence of gastrointestinal parasites in horses in metropolitan Perth, Western Australia. *Aust Vet J* 82, 91-95.

- Bracken, M.K., Wohlk, C.B., Petersen, S.L., Nielsen, M.K., 2012. Evaluation of conventional PCR for detection of *Strongylus vulgaris* on horse farms. *Vet Parasitol* 184, 387-391.
- Bründler, P., Frey, C.F., Gottstein, B., Nussbaumer, P., Neuhaus, S., Gerber, V., 2011. Lower shedding of strongylid eggs by Warmblood horses with recurrent airway obstruction compared to unrelated healthy horses. *The Veterinary Journal* 190, e12-e15.
- Bucknell, D.G., Gasser, R.B., Beveridge, I., 1995. The prevalence und epidemiology of gastrointestinal parasites of horses in Victoria, Australia. *Int J Parasitol* 25, 711-724.
- Bürger, H.J., Stoye, M., 1968. Therapogen Praxisdienst, Parasitologische Diagnostik (Teil II), Eizählung und Larvendifferenzierung. Therapogen-Werk, Zweigniederlassung der Sharp&Dohme GmbH, München.
- Canever, R.J., Braga, P.R.C., Boeckh, A., Grycajuck, M., Bier, D., Molento, M.B., 2013. Lack of Cyathostomin sp. reduction after anthelmintic treatment in horses in Brazil. *Vet Parasitol* 194, 35-39.
- Chapman, M.R., French, D.D., Monahan, C.M., Klei, T.R., 1996. Identification und characterization of a pyrantel pamoate resistant cyathostome population. *Vet Parasitol* 66, 205-212.
- Coles, G.C., Bauer, C., Borgsteede, F.H.M., Geerts, S., Klei, T.R., Taylor, M.A., Waller, P.J., 1992. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet Parasitol* 44, 35-44.
- Coles, G.C., Eysker, M., Hodgkinson, J.E., Matthews, J.B., Kaplan, R.M., Klei, T.R., Sangster, N.C., 2003. Anthelmintic resistance und use of anthelmintics in horses. *Vet Rec* 153, 636.
- Coles, G.C., Jackson, F., Pomroy, W.E., Prichard, R.K., von Samson-Himmelstjerna, G., Silvestre, A., Taylor, M.A., Vercruyse, J., 2006. The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet Parasitol* 136, 167-185.
- Comer, K.C., Hillyer, M.H., Coles, G.C., 2006. Anthelmintic use und resistance on thoroughbred training yards in the UK. *Vet Rec* 158, 596-598.
- Corning, S., 2009. Equine cyathostomins: a review of biology, clinical significance und therapy. *Parasites & vectors* 2 Suppl 2, S1.

- Costa, A.J., Barbosa, O.F., Moraes, F.R., Acuña, A.H., Rocha, U.F., Soares, V.E., Paullilo, A.C., Sanches, A., 1998. Comparative efficacy evaluation of moxidectin gel und ivermectin paste against internal parasites of equines in Brazil. *Vet Parasitol* 80, 29-36.
- Craven, J., Bjorn, H., Henriksen, S.A., Nansen, P., Larsen, M., Lendal, S., 1998. Survey of anthelmintic resistance on Danish horse farms, using 5 different methods of calculating faecal egg count reduction. *Equine Vet J* 30, 289-293.
- Crofton, H.D., 1971. A quantitative approach to parasitism. *Parasitology* 62, 179-193.
- Dahme, E., Weiss, E., 2007. *Grundriss der speziellen pathologischen Anatomie der Haustiere*. 6 Aufl. Enke, Stuttgart.
- Deplazes, P., Eckert, J., von Samson-Himmelstjerna, G., Zahner, H., 2013. *Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin*. Enke, Stuttgart.
- Döpfer, D., Kerssens, C.M., Meijer, Y.G.M., Boersema, J.H., Eysker, M., 2004. Shedding consistency of strongyle-type eggs in dutch boarding horses. *Vet Parasitol* 124, 249-258.
- Drögemüller, M., Failing, K., Schnieder, T., von Samson-Himmelstjerna, G., 2004. Effect of repeated benzimidazole treatments with increasing dosages on the phenotype of resistance und the beta-tubulin codon 200 genotype distribution in a benzimidazole-resistant cyathostomin population. *Vet Parasitol* 123, 201-213.
- Drudge, J.H., Lyons, E.T., 1966. Control of internal parasites of the horse. *J Am Vet Med Assoc* 148, 378-383.
- Drudge, J.H., Lyons, E.T., Tolliver, S.C., 1979. Benzimidazole resistance of equine strongyles-critical tests of six compounds against population B. *Am J Vet Res* 40, 590-594.
- Drudge, J.H., Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Fallon, E.H., 1990. Phenothiazine in the origin of benzimidazole resistance in population-B strongyles. *Vet Parasitol* 35, 117-130.
- Duncan, J.L., 1985. Internal parasites of the horse und their control. *Equine Vet J* 17, 79-82.
- Duncan, J.L., Love, S., 1991. Preliminary observations on an alternative strategy for the control of horse strongyles. *Equine Vet J* 23, 226-228.
- Eysker, M., Bakker, J., van den Berg, M., van Doorn, D.C.K., Ploeger, H.W., 2008. The use of age-clustered pooled faecal samples for monitoring worm control

- in horses. *Vet Parasitol* 151, 249-255.
- Fritzen, B.M., 2005. Untersuchungen zum Vorkommen von Anthelminthika-Resistenz in nordrhein-westfälischen Pferdebeständen. *Vet. med. Diss Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover.*
- Gomez, H.H., Georgi, J.R., 1991. Equine helminth infections: control by selective chemotherapy. *Equine Vet J* 23, 198-200.
- Greite, L., 2013. Untersuchungen zur Verbreitung von *Strongylus vulgaris* im Rahmen der Selektiven Entwurmung bei Pferden in Süddeutschland. *Vet. med. Diss. Ludwig-Maximilians-Universität München, München.*
- Grelck, H., Hörchner, F., Wöhrl, H.E., 1977. Entwicklungsfähigkeit und Überlebensdauer von Larven der Pferdestrongylen im Freiland. *Der praktische Tierarzt* 4, 265-268.
- Herd, R.P., Miller, T.B., Gabel, A.A., 1981. A field evaluation of Pro-Benzimidazole, Benzimidazole, and Non-Benzimidazole Anthelmintics in horses. *JAVMA* 179, 686-691.
- Herd, R.P., Willardson, K.L., Gabel, A.A., 1985. Epidemiological approach to the control of horse strongyles. *Equine Vet J* 17, 202-207.
- Herd, R.P., 1986. Epidemiology and control of equine strongylosis at Newmarket. *Equine Vet J* 18, 447-452.
- Herd, R.P., 1990. Equine parasite control-solutions to anthelmintic associated problems. *Equine vet Educ* 2, 86-91.
- Herd, R.P., Gabel, A.A., 1990. Reduced efficacy of anthelmintics in young compared with adult horses. *Equine Vet J* 22, 164-169.
- Herd, R.P., Coles, G.C., 1995. Slowing the spread of anthelmintic resistant nematodes of horses in the United Kingdom. *Vet Rec* 136, 481-485.
- Hertzberg, H., Schwarzwald, C.C., Grimm, F., Frey, C.F., Gottstein, B., Gerber, V., 2014. Helminthenmanagement beim adulten Pferde: Notwendigkeit einer Neuorientierung. *Schweiz. Arch. Tierheilk.* 156, 61-70.
- Hinney, B., 2009. Prävalenz von Helminthen und Risikofaktoren für ihre Befallsstärke bei Pferden in Brandenburg. *Freie Universität Berlin, Berlin.*
- Hinney, B., Wirtherle, N.C., Kyule, M., Micthe, N., Zessin, K., Clausen, P., 2011. Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. *Parasitol Res* 108, 1083-1091.
- Hodgkinson, J.E., Lichtenfels, J.R., Mair, T.S., Cripps, P., Freeman, K.L., Ramsey, Y.H., Love, S., Matthews, J.B., 2003. A PCR-ELISA for the identification of

- cyathostomin fourth-stage larvae from clinical cases of larval cyathostominosis. *Int J Parasitol* 33, 1427-1435.
- Hodgkinson, J.E., Freeman, K.L., Lichtenfels, J.R., Palfreman, S., Love, S., Matthews, J.B., 2005. Identification of strongyle eggs from anthelmintic-treated horses using a PCR-ELISA based on intergenic DNA sequences. *Parasitol Res* 95, 287-292.
- Honeder, A., Becher, A.M., Pfister, K. 2010. Strongylideneiausscheidung im ersten und zweiten Jahr nach Einführung der selektiven anthelmintischen Behandlung bei Pferden im Raum Salzburg. In DVG-Jahrestagung der Fachgruppe "Parasitologie und parasitäre Krankheiten" (München).
- Honeder, A., Becher, A., Reist, M., Pfister, K. 2012. Untersuchung von Einflußfaktoren auf die Höhe der Ausscheidung von Strongylden-Eiern beim Pferd. In Tagung der DVG (Hannover), p. 92.
- Kaplan, R., Klei, T.R., Lyons, E.T., Lester, G., Courtney, C.H., French, D.D., Tolliver, S.C., Vidyashankar, A.N., Zhao, Y., 2004. Prevalence of anthelmintic resistant cyathostomes on horse farms. *JAVMA* 225, 903-910.
- Kaplan, R.M., 2002. Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Vet Res* 33, 491-507.
- Kaplan, R.M., 2004. Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends in Parasitology* 20, 477-481.
- Kenyon, F., Greer, A.W., Coles, G.C., Cringoli, G., Papadopoulos, E., Cabaret, J., Berrag, B., Varady, M., Van Wyk, J.A., Thomas, E., Vercruyssen, J., Jackson, F., 2009. The role of targeted selective treatments in the development of refugia-based approaches to the control of gastrointestinal nematodes of small ruminants. *Vet Parasitol* 164, 3-11.
- Klei, T.R., Chapman, M.R., 1999. Immunity in equine cyathostome infections. *Vet Parasitol* 85, 123-136.
- Krecek, R.C., Reinecke, R.K., Horak, I.G., 1989. Internal parasites of horses on mixed grassveld und bushveld in transvaal, Republic of South Africa. *Vet Parasitol* 34, 135-143.
- Krecek, R.C., Guthrie, A.J., Van Nieuwenhuizen, L.C., Booth, L.M., 1994. A comparison between the effects of conventional und selective antiparasitic treatments on nematode parasites of horses from two management schemes. *JS Afr vet Assoc.* 1994, 97-100.
- Kuzmina, T.A., 2012. Contamination of the environment by strongylid (Nematoda:

- Strongylidae) infective larvae at horse farms of various types in Ukraine. *Parasitol Res* 110, 1665-1674.
- Langrová, I., 2001. The presence of infective larvae of equine Strongyles in various parts of horse boxes. *Helminthologia* 38, 135-137.
- Larsen, M., Lendal, S., Chriel, M., Olsen, S.N., Bjorn, H., 2002. Risk Factors for High Endoparasitic Burden und the Efficiency of a Single Anthelmintic Treatment of Danish Horses. *Acta vet. scund.* 43, 99-106.
- Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der Ludwig-Maximilians-Universität, 2010. Methoden-Handbuch, MK Koprologie, In: Qualitätsmanagement-Handbuch.
- Lehrstuhl für Vergleichende Tropenmedizin und Parasitologie der Ludwig-Maximilians-Universität, 2011. Methoden-Handbuch, MK Koprologie, In: Qualitätsmanagement-Handbuch.
- Lendal, S., Larsen, M.M., Bjorn, H., Craven, J., Chriel, M., Olsen, S.N., 1998. A questionnaire survey on nematode control practices on horse farms in Denmark und the existence of risk factors for the development of anthelmintic resistance. *Vet Parasitol* 78, 49-63.
- Lester, H.E., Spanton, J., Stratford, C.H., Bartley, D.J., Morgan, E.R., Hodgkinson, J.E., Coumbe, K., Mair, T., Swan, B., Lemon, G., Cookson, R., Matthews, J.B., 2013. Anthelmintic efficacy against cyathostomins in horses in Southern England. *Vet Parasitol*.
- Lichtenfels, J.R., Kharchenko, V.A., Krecek, R.C., Gibbons, L.M., 1998. An annotated checklist by genus und species of 93 species level names for 51 recognized species of small strongyles (Nematoda: Strongyloidea: Cyathostominae) of horses, asses und zebras of the world. *Vet Parasitol* 79, 65-79.
- Lichtenfels, J.R., Gibbons, L.M., Krecek, R.C., 2002. Recommended terminology und advances in the systematics of the Cyathostominae (Nematoda: Strongyloidea) of horses. *Vet Parasitol* 107, 337-342.
- Little, D., Flowers, J.R., Hammerbeg, B.H., Gardner, S.Y., 2003. Management of drug-resistant cyathostomiasis on a breeding farm in central North Carolina. *Equine Vet J* 35, 246-251.
- Lloyd, S., Smith, J., Connan, R.M., Hatcher, M.A., Hedges, T.R., Humphrey, D.J., Jones, A.C., 2000. Parasite control methods used by horses owners: factors predisposing to the development of anthelmintic resistance in nematodes.

- Vet Rec 146, 487-492.
- Lloyd, S., 2009. Effects of previous control programmes on the proportion of horses shedding small numbers of strongyle-type eggs. *Vet Rec* 164, 108-111.
- Love, S., Murphy, D., Mellor, D., 1999. Pathogenicity of cyathostome infection. *Vet Parasitol* 85, 113-122.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Drudge, J.H., 1999. Historical perspective of cyathostomes: prevalence, treatment und control programs. *Vet Parasitol* 85, 97-112.
- Lyons, E.T., Swerezek, T.W., Tolliver, S.C., Bair, H.D., Drudge, J.H., Ennis, L.E., 2000. Prevalence of selected species of internal parasites in equids at necropsy in central Kentucky (1995-1999). *Vet Parasitol* 92, 51-62.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Ionita, M., Lewellen, A., Collins, S.S., 2008. Field studies indicating reduced activity of ivermectin on small strongyles in horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitol Res* 103, 209-215.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Collins, S.S., 2009. Probable reason why small strongyle EPG counts are returning "early" after ivermectin treatment of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitol Res* 104, 569-574.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Collins, S.S., 2011a. Reduced activity of moxidectin und ivermectin on small strongyles in young horses on a farm (BC) in Central Kentucky in two field tests with notes on variable counts of eggs per gram of feces (EPGs). *Parasitol Res* 108, 1315-1319.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Collins, S.S., Ionita, M., Kuzmina, T.A., Rossano, M., 2011b. Field tests demonstrating reduced activity of ivermectin und moxidectin against small strongyles in horses on 14 farms in Central Kentucky in 2007-2009. *Parasitol Res* 108, 355-360.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., Kuzmina, T.A., 2012. Investigation of strongyle EPG values in horse mares relative to known age, number positive, und level of egg shedding in field studies on 26 farms in Central Kentucky (2010–2011). *Parasitol Res* 110, 2237-2245.
- Lyons, E.T., Tolliver, S.C., 2013. Further indication of lowered activity of ivermectin on immature small strongyles in the intestinal lumen of horses on a farm in Central Kentucky. *Parasitol Res* 112, 889-891.
- Mathee, S., Dreyer, F.H., Hoffmann, W.A., van Niekerk, F.E., 2002. An introductory survey of helminth control practices in South Afrika und anthelmintic resistance on Thoroughbred stud farms in the Western Cape Province. *Jl S*

- Afr vet Ass 73, 195-200.
- Matthee, S., McGeoch, M.A., 2004. Helminths in horses: use of selective treatment for the control of strongyles. *Jl S Afr vet Ass* 75, 129-136.
- Matthews, J.B., Hodgkinson, J.E., Dowdall, S.M.J., Proudman, C.J., 2004. Recent developments in research into the Cyathostominae und *Anaplocephala perfoliata*. *Vet Res* 35, 371-381.
- Matthews, J.B., 2008. An update on cyathostomins: Anthelmintic resistance und worm control. *Equine vet Educ* 20, 552-560.
- Meier, A., Hertzberg, H., 2005. Strongyliden beim Pferd. II. Vorkommen von Anthelminthika-Resistenzen in der Schweiz. *Schweiz. Arch. Tierheilk.* 147, 389-396.
- Menzel, M.A., 2013. Selektive Entwurmung der Pferde in einer oberbayrischen Pferdepraxis: Einführung sowie wissenschaftliche und betriebswirtschaftliche Analyse. *Vet. med. Diss.* Ludwig-Maximilians-Universität München, München.
- Molento, M.B., Antunes, J., Bentes, R.N., Coles, G.C., 2008. Anthelmintic resistant nematodes in Brazilian horses. *Vet Rec* 162, 384-385.
- Monahan, C.M., Chapman, M.R., Taylor, H.W., French, D.D., Klei, T.R., 1996. Comparison of moxidectin oral gel und ivermectin oral paste against a spectrum of internal parasites of ponies with special attention to encysted cyathostome larvae. *Vet Parasitol* 63, 225-235.
- Mughini Gras, L., Usai, F., Stancampiano, L., 2011. Strongylosis in horses slaughtered in Italy for meat production: Epidemiology, influence of the horse origin und evidence of parasite self-regulation. *Vet Parasitol* 179, 167-174.
- Näreaho, A., Vainio, K., Oksanen, A., 2011. Impaired efficacy of ivermectin against *Parascaris equorum*, und both ivermectin und pyrantel against strongyle infections in trotter foals in Finland. *Vet Parasitol* 182, 372-377.
- Nielsen, M.K., Haaning, N., Olsen, S.N., 2006a. Strongyle egg shedding consistency in horses on farms using selective therapy in Denmark. *Vet Parasitol* 135, 333-335.
- Nielsen, M.K., Monrad, J., Olsen, S.N., 2006b. Prescription-only anthelmintics—A questionnaire survey of strategies for surveillance und control of equine strongyles in Denmark. *Vet Parasitol* 135, 47-55.
- Nielsen, M.K., Kaplan, R.M., Thamsborg, S.M., Monrad, J., Olsen, S.N., 2007. Climatic influences on development und survival of free-living stages of

- equine strongyles: Implications for worm control strategies und managing anthelmintic resistance. *Vet J* 174, 23-32.
- Nielsen, M.K., Peterson, D.S., Monrad, J., Thamsborg, S.M., Olsen, S.N., Kaplan, R.M., 2008. Detection und semi-quantification of *Strongylus vulgaris* DNA in equine faeces by real-time quantitative PCR. *Int J Parasitol* 38, 443-453.
- Nielsen, M.K., 2009. Restrictions of anthelmintic usage: perspectives und potential consequences. *Parasites & vectors* 2 Suppl 2, S7.
- Nielsen, M.K., 2012. Sustainable equine parasite control: perspectives und research needs. *Vet Parasitol* 185, 32-44.
- Nielsen, M.K., Vidyashankar, A.N., Olsen, S.N., Monrad, J., Thamsborg, S.M., 2012. *Strongylus vulgaris* associated with usage of selective therapy on Danish horse farms—Is it reemerging? *Vet Parasitol* 189, 260-266.
- Nielsen, M.K., Mittel, L., Grice, A., Erskine, M., Graves, E., Vaala, W., Tully, R.C., French, D.D., Bowman, R., Kaplan, R.M. 2013. AAEP Parasite Control Guidelines. American Association of Equine Practitioners. (<http://www.aaep.org/images/files/ParasiteControlGuidelinesFinal.pdf>).
- Nielsen, M.K., Pfister, K., von Samson-Himmelstjerna, G., 2014a. Selective Therapy in equine parasite control - Application und limitations. *Vet Parasitol* 202, 95-103.
- Nielsen, M.K., Reinemeyer, C.R., Donecker, J.M., Leathwick, D.M., Marchiondo, A.A., Kaplan, R.M., 2014b. Anthelmintic resistance in equine parasites—Current evidence und knowledge gaps. *Vet Parasitol* 204, 55-63.
- Nielsen, M.K., Reist, M., Kaplan, R.M., Pfister, K., van Doorn, D.C.K., Becher, A., 2014c. Equine parasite control under prescription-only conditions in Denmark – Awareness, knowledge, perception, und strategies applied. *Vet Parasitol* 204, 64-72.
- O'Meara, B., Mulcahy, G., 2002. A survey of helminth control practices in equine establishments in Ireland. *Vet Parasitol* 109, 101-110.
- Ogbourne, C.P., 1975. Studies on the epidemiology of *Strongylus vulgaris* infection of the horse. *Int J Parasitol* 5, 423-426.
- Osterman Lind, E., Höglund, J., Ljungström, B.L., Nilsson, O., Uggla, A., 1999. A field survey on the distribution of strongyle infections of horses in Sweden und factors affecting faecal egg counts. *Equine Vet J* 31, 68-72.
- Osterman Lind, E., Kuzmina, T., Uggla, A., Waller, P.J., Höglund, J., 2007a. A Field Study on the Effect of Some Anthelmintics on Cyathostomins of Horses in

- Sweden. Vet Res Commun 31, 53-65.
- Osterman Lind, E., Rautalinko, E., Ugglä, A., Waller, P.J., Morrison, D.A., Hoglund, J., 2007b. Parasite control practices on Swedish horse farms. Acta Vet Scand 49, 25.
- Peitgen, U., 1993. Vergleichende Untersuchungen zum Einfluß von Ivermectin, Pyrantelmonat und Cambendazol auf Strongylidenbefall bei Pferden unter Berücksichtigung von Behandlungsintervall und Weidekontamination. Vet. med. Diss. Ludwig-Maximilians-Universität München, München.
- Peregrine, A.S., McEwen, B., Bienzle, D., Koch, T.G., Weese, J.S., 2006. Larval cyathostomiasis in horses in Ontario: an emerging disease? Can Vet J 47, 80-82.
- Pilo, C., Altea, A., Pirino, S., Nicolussi, P., Varcasia, A., Genchi, M., Scala, A., 2012. *Strongylus vulgaris* (Looss, 1900) in horses in Italy: Is it still a Problem? Vet Parasitol 184, 161-167.
- Rehbein, S., Visser, M., Winter, R., 2013. Prevalence, intensity und seasonality of gastrointestinal parasites in abattoir horses in Germany. Parasitol Res 112, 407-413.
- Reinemeyer, C.R., Smith, S.A., Gabel, A.A., Herd, R.P., 1984. The prevalence und intensity of internal parasites of horses in the U.S.A. Vet Parasitol 15, 75-83.
- Relf, V.E., Morgan, E.R., Hodgkinson, J.E., Matthews, J.B., 2013. Helminth egg excretion with regard to age, gender und management practices on UK Thoroughbred studs. Parasitology 140, 641-652.
- Ribbeck, R., 1999. Klinik und Epidemiologie der Infektion mit Kleinen Strongyliden. Pferdeheilkunde 15, 155-158.
- Roberts, F.H.S., O'Sullivan, P.J., 1950. Methods for Egg counts und larval cultures for strongyles infesting the gastro-intestinal tract of cattle. Austr J Agric Res 1, 99-102.
- Rossano, M.G., Smith, A.R., Lyons, E.T., 2010. Shortened strongyle-type egg reappearance periods in naturally infected horses treated with moxidectin und failure of a larvicidal dose of fenbendazole to reduce fecal egg counts. Vet Parasitol 173, 349-352.
- Sangster, N.C., 1999. Pharmacology of anthelmintic resistance in cyathostomes: will it occur with the avermectin/milbemycins? Vet Parasitol 85, 189-204.
- Schnerr, C.U., 2011. Feldstudie zur Epidemiologie und Bekämpfung von Strongyliden in Pferdebeständen im Raum Baden-Württemberg. Vet. med.

- Diss. Ludwig-Maximilians-Universität München, München.
- Slocombe, J.O., Cote, J.F., 1977. Small strongyles of horses with cross resistance to benzimidazole anthelmintics und susceptibility to unrelated compounds. *Can Vet J* 18, 212-217.
- Slocombe, J.O.D., de Gannes, R.V.G., 2006. Cyathostomes in horses in Canada resistant to pyrantel salts und effectively removed by moxidectin. *Vet Parasitol* 140, 181-184.
- Stratford, C.H., McGorum, B.C., Pickles, K.J., Matthews, J.B., 2011. An update on cyathostomins: anthelmintic resistance und diagnostic tools. *Equine Vet J* 43 133-139.
- Studzinska, M.B., Tomczuk, K., Demkowska-Kutrzepa, M., Szczepaniak, K., 2012. The Strongylidae belonging to *Strongylus* genus in horses from southeastern Poland. *Parasitol Res* 111, 1417-1421.
- Thienpont, D., Rochette, F., Vanparijs, O.F.J., 1990. Diagnose von Helminthosen durch koproskopische Untersuchung. Janssen Research Foundation, Beerse, Belgien.
- Tolliver, S.C., Lyons, E.T., Drudge, J.H., 1987. Prevalence of internal parasites in horses in critical tests of activity of parasiticides over a 28-year period (1956–1983) in Kentucky. *Vet Parasitol* 23, 273-284.
- Traversa, D., Klei, T.R., Iorio, R., Paoletti, B., Lia, R.P., Otranto, D., Sparagano, O.A.E., Giangaspero, A., 2007. Occurrence of anthelmintic resistant equine cyathostome populations in central und southern Italy. *Prev Vet Med* 82, 314-320.
- Trawford, A.F., Burden, F., Hodgkinson, J.E., 2005. Suspected moxidectin resistance in cyathostomes in two donkey herds at the Donkey Sanctuary, UK. In: Proceeding of the 20th International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Christchurch, New Zealand, 16-20 October, p. 196.
- Uhlinger, C.A., 1993. Uses of Fecal Egg Count Data in Equine Practice. *Equine Parasitol* 15, 742-749.
- Upjohn, M.M., Shipton, K., Leretholi, T., Attwood, G., Verheyen, K.L.P., 2010. Coprological prevalence und intensity of helminth infection in working horses in Lesotho. *Trop Anim Health Prod* 42, 1655-1661.
- van Doorn, D.C.K., Eysker, M., Kooyman, F.N.J., Wagenaar, J.A., Ploeger, H.W., 2012. Searching for ivermectin resistance in Dutch horses. *Vet Parasitol* 185,

- 355-358.
- Van Wyk, J.A., 2001. Refugia-overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. *Onderstepoort J Vet Res* 68, 55-67.
- Van Wyk, J.A., Barth, G.F., 2002. The FAMACHA system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Vet Res* 33, 509-529.
- von Samson-Himmelstjerna, G., Fritzen, B., Demeler, J., Schürmann, S., Rohn, K., Schnieder, T., Epe, C., 2007. Case of reduced cyathostomin egg-reappearance period und failure of *Parascaris equorum* egg count reduction following ivermectin treatment as well as survey on pyrantel efficacy on German horse farms. *Vet Parasitol* 144, 74-80.
- von Samson-Himmelstjerna, G., Traversa, D., Demeler, J., Rohn, K., Milillo, P., Schurmann, S., Lia, R., Perrucci, S., Frangipane di Regalbono, A., Beraldo, P., Barnes, H., Cobb, R., Boeckh, A., 2009. Effects of worm control practices examined by a combined faecal egg count und questionnaire survey on horse farms in Germany, Italy und the UK. *Parasites & vectors* 2, S3.
- von Samson-Himmelstjerna, G., Ilchmann, G., Clausen, P.H., Schein, E., Fritzen, B., Hundler, J., Lischer, C.J., Schnieder, T., Demeler, J., Reimers, G., Mehn, P., 2011. Empfehlungen zur nachhaltigen Kontrolle von Magen-Darmwurminfektionen beim Pferd in Deutschland. *Pferdeheilkunde* 27, 127-140.
- Wirtherle, N., 2003. Untersuchungen zur Verbreitung von Anthelmintikaresistenzen bei Pferden in Niedersachsen. *Vet. med. Diss. Tierärztliche Hochschule Hannover, Hannover.*
- Wirtherle, N., Schnieder, T., von Samson-Himmelstjerna, G., 2004. Prevalence of benzimidazole resistance on horse farms in Germany. *Vet Rec* 154, 39-41.
- Wood, E.L., Matthews, J.B., Stephenson, S., Slote, M., Nussey, D.H., 2013. Variation in fecal egg counts in horses managed for conservation purposes: individual egg shedding consistency, age effects und seasonal variation. *Parasitology* 140, 115-128.
- Xiao, L., Herd, R.P., Majewski, G.A., 1994. Comparative efficacy of moxidectin und ivermectin against hypobiotic und encysted cyathostomes und other equine parasites. *Vet Parasitol* 53, 83-90.
- Zeeuw, G., 1997. Vergleichende Untersuchungen über Effekt und Wirkungsdauer

von Moxidectin, Ivermectin und Pyrantelbonat beim Pferd unter Gestütsbedingungen. Vet. med. Diss. Ludwig-Maximilians-Universität München, München.

IX. ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. 1: Große Strongyliden auf der Darmschleimhaut.	4
Abb. 2: Zwei zahnartige Fortsätze am Grund der Mundkapsel von <i>S. vulgaris</i>	4
Abb. 3: Thrombus in Gefäßverzweigung hervorgerufen durch <i>Strongylus spp.</i>	9
Abb. 4: Dickdarminfarkt bei einem Fohlen, hervorgerufen durch Embolie und Thrombose.	10
Abb. 5: Strongylideneier im Kotflotat	12
Abb. 6: Wurmknotten in der Darmschleimhaut beim Pferd.....	14
Abb. 7: Probenherkunft	27
Abb. 8: Tägliches Lüften der Larvenkultur.	32
Abb. 9: Lagerung der Plastikbehälter in einem dunklen Schrank	32
Abb. 10: 12-stündiges Auswandern der Larven.....	32
Abb. 11: Lagerung der mit Larven und H ₂ O gefüllten Bechergläser	32
Abb. 12: Gruppierung der 1887 untersuchten Pferdekotproben und 192 Ställe getrennt nach Untersuchungsgruppe und Auswertung mittels McMaster- Methode und Larvenanzucht.	34
Abb. 13: L3 von <i>S. vulgaris</i> mit 32 Mitteldarmzellen.....	35
Abb. 14: L3 von einem Vertreter der Kleinen Strongyliden.....	35
Abb. 15: Verteilung der Pferderassen (%) getrennt nach strategischer (n = 1236) und selektiver (n = 444) Untersuchungsgruppe.	58
Abb. 16: Einfluss des Alters (in Jahren) auf die Höhe der Strongylideneiausschei- dung.	60
Abb. 17: Übersicht der Antworten zur Frage der parasitologischen Quarantäne für die strategisch (n = 1237) und selektiv (n = 435) entwurmten Pferde.	63
Abb. 18: Einfluss der parasitologischen Quarantäne auf die Höhe der Strongyliden- eiausscheidung.	64
Abb. 19: Übersicht der Antworten in der Kategorie „Häufigkeit der Paddockhygiene“ für die strategisch (n = 885) und selektiv (n = 370) entwurmten Pferde.	65
Abb. 20: Einfluss der Häufigkeit der Paddockhygiene auf die Höhe der Strongyliden- eiausscheidung.	66
Abb. 21: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Haltungsform“ der strategisch und selektiv entwurmten Pferde;.....	95
Abb. 22: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage zum verwendeten „Einstreu“	

für die Pferde der strategischen und selektiven Untersuchungsgruppe;	96
Abb. 23: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Anzahl neuer Pferde im Bestand innerhalb eines Jahres“	97
Abb. 24: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Anteil [%] der selektiv entwurmtten Pferde im Bestand“ getrennt nach Untersuchungsgruppen	98
Abb. 25: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Methode der Weidehygiene“ für die selektiv und strategisch entwurmtten Pferde	100
Abb. 26: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage der „Häufigkeit der Auslaufhygiene“ getrennt nach Untersuchungsgruppe.	102
Abb. 27: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Form der Futteraufnahme getrennt nach strategisch und selektiv entwurmtten Pferde;	103
Abb. 28: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage, ob sich der Mist auf der Weide befindet.	103
Abb. 29: Übersicht der erhaltenen Antworten auf die Frage, ob der Kot des Pferdes untersucht wird;	104
Abb. 30: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage, wie sie entscheiden, wann Ihr Pferd entwurmt wird;	105
Abb. 31: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Anzahl der Untersuchungen für die selektiv entwurmtten Pferde (US= Untersuchung);	107
Abb. 32: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Anzahl der Koppelpartner (in Gruppen) für die strategisch und selektiv entwurmtten Pferde	108
Abb. 33: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Weidefläche (ha) pro Pferd für die strategisch und die selektive Untersuchungsgruppe.	109
Abb. 34: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Kategorie „Dauer des täglichen Weideaufenthaltes“ für die strategisch und selektiv entwurmtten Pferde.	109

X. TABELLENVERZEICHNIS

Tab. 1: Merkmale zur Identifikation der Larve 3 von Großen Strongyliden; Modifiziert nach Thienpont et al. (1990).	5
Tab. 2: Übersicht weltweite Prävalenzen [%] von Großen Strongyliden (<i>S. vulgaris</i> , <i>S. edentatus</i> , <i>S. equinus</i>);	8
Tab. 3: Merkmale zur Identifikation der L3 Kleiner Strongyliden, modifiziert nach Thienpont et al. (1990).	13
Tab. 4: Modifizierte Methode der Larvenkultur nach Roberts und O’Sullivan (1950).	31
Tab 5: Überblick über die Höhe der Eiausscheidung und die Anzahl der nachgewiesenen Larven (L2/L3) von Großen und Kleinen Strongyliden im Aliquot der Larvenkulturen (100 µl) der beiden <i>S. vulgaris</i> -positiven Pferde.....	37
Tab. 6: Verteilung des Geschlechts (links) und des Alters (rechts) aller teilnehmenden Pferde getrennt nach Untersuchungsgruppe;	59
Tab. 7: Übersicht Verteilung der Antworten (n = 438) zum Startjahr der Selektiven Entwurmung;	61
Tab. 8: Übersicht der drei Rubriken zur parasitologischen Quarantäne, inklusive der zugehörigen Antworten.	62
Tab. 9: Verteilung aller teilnehmenden Pferderassen und ihre Zuordnung in die zugeordneten Gruppen;	94
Tab. 10: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Frage „Hygiene in der Box/im Auslauf/auf dem Paddock“ getrennt nach strategisch (n=1357) und selektiver (n=530) Untersuchungsgruppe.....	99
Tab. 11: Verteilung aller erhaltenen Antworten in der Kategorie „Häufigkeit der Boxenhygiene“ getrennt nach Untersuchungsgruppe;	99
Tab. 12: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Häufigkeit des Entferns von Kot auf der Weide getrennt nach Untersuchungsgruppe;.....	101
Tab. 13: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Kategorie „Dosierungsmethode“ und deren Häufigkeiten;	106

XI. ANHANG

1. Tabellen

In Tab. 9 sind alle in der Studie teilnehmenden Rassen aufgeführt. Pferderassen, die nur ein- bis zweimal vorkamen, wurden unter „Sonstige Rassen“ zusammengefasst. Dazu zählen Pferderassen, wie zum Beispiel Berber, Camargue, Dartmoor-Pony, Huzule, Hesse, New Forest Pony, Pinto sowie auch 3 Maultiere und 1 Esel, sowie „Rassen-Mix“ wie zum Beispiel: „Warmblut-Mix“, „Pony-Mix“, „Mix“, „Isländer-Mix“ (Tab. 9).

Tab. 9: Verteilung aller teilnehmenden Pferderassen und ihre Zuordnung in die zugeordneten Gruppen; Warmblut= WB, Kaltblut= KB, Vollblut= VB, Pony= P (Abkürzung: strat.= strategisch, selek.= selektiv, Dt.= Deutsches...).

Rassen	Anzahl strat./selek.	zugeordnete Gruppe	Rasse	Anzahl strat./selek.	zugeordnet e Gruppe
Andalusier	9/3	WB	Noriker	4/2	WB
Appaloosa	8/0	WB	Norweger	13/3	WB
Araber	51/24	VB	Oldenburger	37/6	WB
Bayrisches WB	28/8	WB	Paint Horse	34/1	WB
Branden- burger	4/0	WB	Polnisches WB	5/1	WB
Connemara	3/5	WB	Pony	40/13	P
Criollo	4/4	WB	Quarter Horse	94/9	WB
Dt. Reitpferd	20/3	WB	Rheinländer	8/4	WB
Dt. Reitpony	25/12	P	Sachsen Anhalt	6/2	WB
Englisches Vollblut	4/3	VB	Shagya	10/2	VB
Freiberger	5/0	WB	Spanier	10/0	WB
Friese	29/9	WB	Tinker	15/0	WB
Haflinger	61/20	P	Traber	6/0	VB
Hanno- veraner	21/20	WB	Trakehner	14/16	WB
Holsteiner	5/3	WB	Vollblut	28/3	VB
Holländer	1/3	WB	Warmblut	304/202	WB
Isländer	71/14	P	Welsh Pony	19/10	P
Kaltblut	44/1	KB	Westfale	8/5	WB
Knab- strupper	1/1	P	Württem- berger	11/0	WB
Lipizzaner	9/2	WB	Sonstige Rassen*	116/16	
Lusitano	3/2	WB	unbekannt	121/86	
Mini Shetty	41/8	P			

2. Zusätzliche Fragebogenergebnisse

Im folgenden Abschnitt sind vollständigkeithalber die übrigen Ergebnisse der Fragebogenanalyse grafisch dargestellt. Der Anteil der Pferde [%] der strategischen Gruppe wird durch gestreifte Balken und der Anteil der Pferde [%] der selektiven Gruppe durch gepunktete Balken dargestellt.

2.1. Haltungsmanagement

2.1.1. Haltungsform

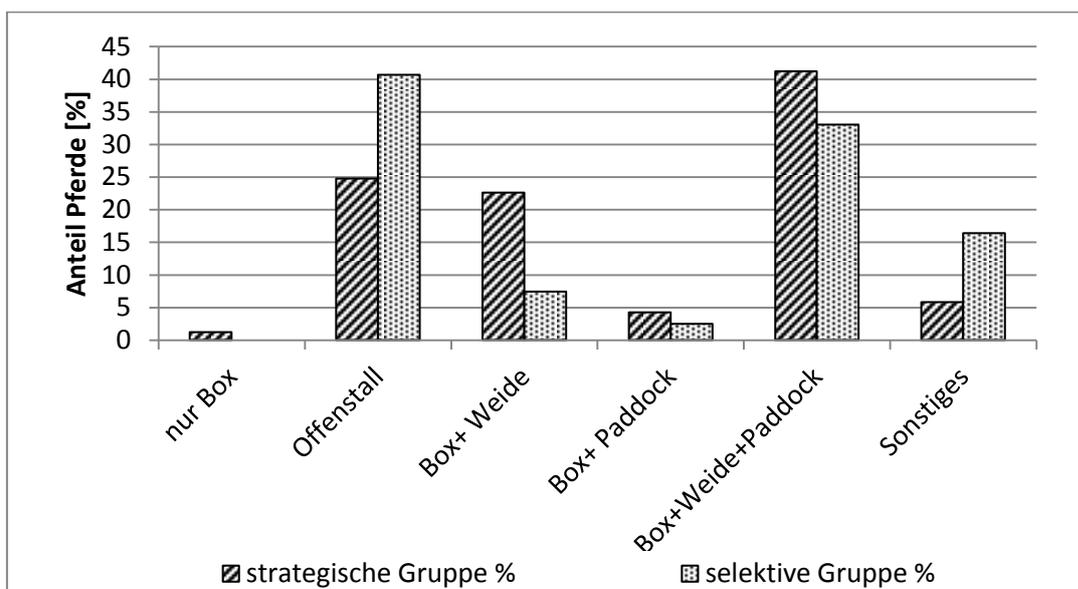


Abb. 21: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Haltungsform“ der strategisch und selektiv entwurmten Pferde; Sonstiges z.B.: Sommer: Weide + Winter: Offenstall, Sommer: Weide + Winter: Box, Winter: Box und Paddock.

2.1.2. Einstreu

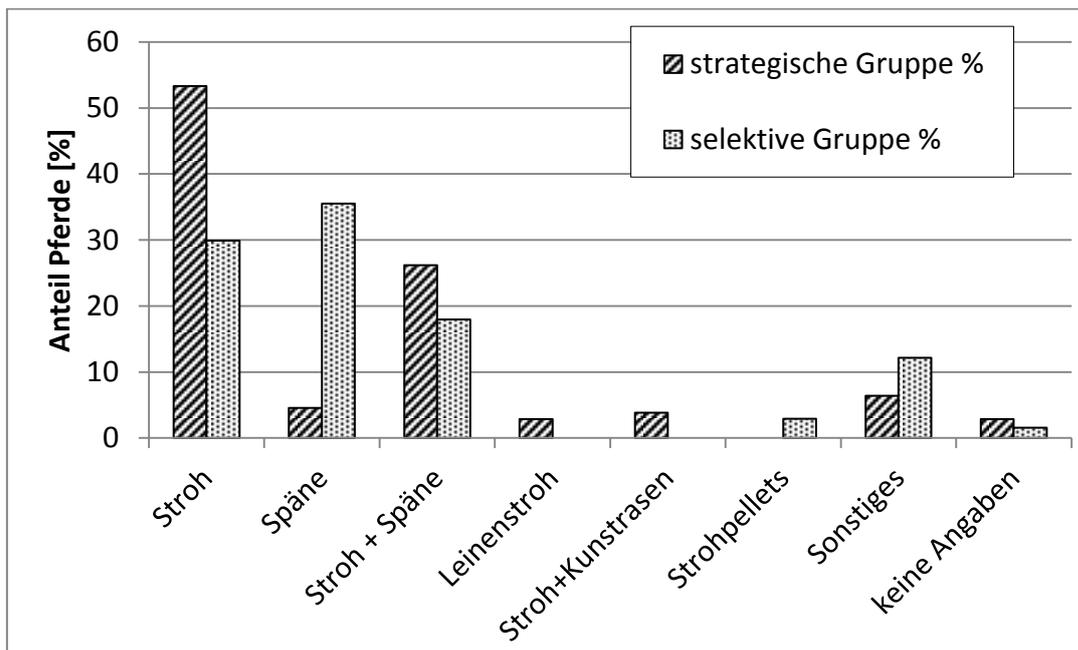


Abb. 22: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage zum verwendeten „Einstreu“ für die Pferde der strategischen und selektiven Untersuchungsgruppe; Sonstiges z.B.: Micro-Stroh, Hanfeinstreu, Strohfingereinigte Strohspäne, Sand, Sonnenblumenschalen.

2.2. Bestandsangaben

2.2.1. Anzahl neuer Pferde im Bestand (pro Jahr)

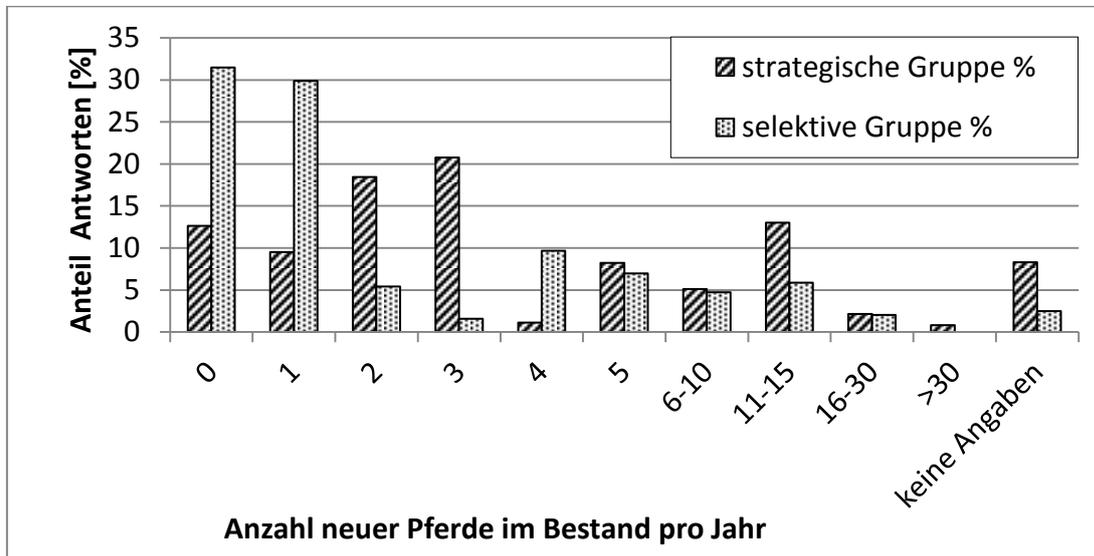


Abb. 23: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Anzahl neuer Pferde im Bestand innerhalb eines Jahres“.

2.2.2. Anteil selektiv entwurmter Pferde im Bestand

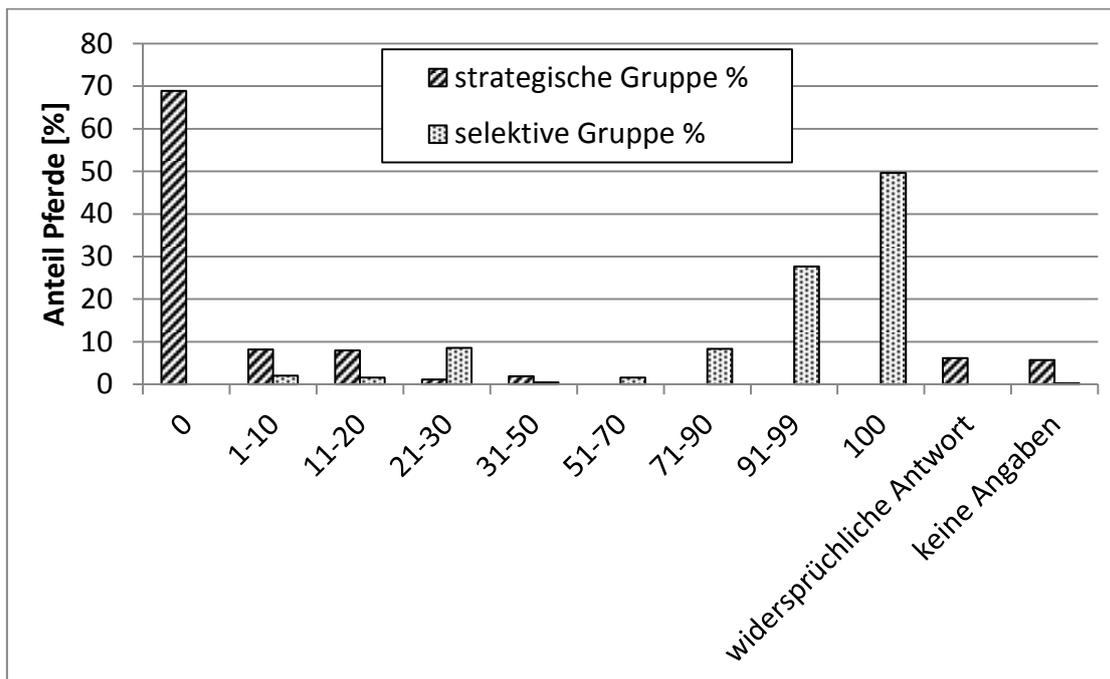


Abb. 24: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Anteil [%] der selektiv entwurmtten Pferde im Bestand“ getrennt nach Untersuchungsgruppen.

2.3. Hygiene

2.3.1. Betreiben Sie Hygiene in der Box/im Auslauf/auf dem Paddock?

Tab. 10: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Frage „Hygiene in der Box/im Auslauf/auf dem Paddock“ getrennt nach strategisch (n=1357) und selektiver (n=530) Untersuchungsgruppe.

Hygiene	Box		Auslauf		Paddock	
	strategisch (%)	selektiv (%)	strategisch (%)	selektiv (%)	strategisch (%)	selektiv (%)
Ja	1099 (81,0)	435 (82,1)	688 (50,7)	307 (57,9)	824 (60,7)	343 (64,7)
Nein	62 (4,6)	5 (0,9)	18 (1,3)	36 (6,8)	224 (16,5)	30 (5,7)
keine Angaben	196 (14,4)	90 (17,0)	651 (48,0)	187 (35,3)	309 (22,8)	157 (29,6)

2.3.2. Wie häufig wird die Box von Kot befreit?

Tab. 11: Verteilung aller erhaltenen Antworten in der Kategorie „Häufigkeit der Boxenhygiene“ getrennt nach Untersuchungsgruppe; Prozentzahlen beziehen sich auf Gesamtzahl strategisch (n= 1357) bzw. selektiv (n= 530) entwurmter Pferde; „Sonstiges“ zum Beispiel: „alle 2 Tage“, „5x wöchentlich“.

Antworten Häufigkeit	strategisch entwurmte Pferde [%]	selektiv entwurmte Pferde [%]
1x täglich	756 (55,7)	347 (65,5)
mehrmals täglich	178 (13,1)	11 (2,1)
1x pro Woche	16 (1,2)	25 (4,7)
1x pro Monat	58 (4,3)	32 (6,0)
nie	82 (6,0)	0
Sonstiges	30 (2,2)	11 (2,1)
keine/fehlende Angaben	237 (17,5)	104 (19,6)

2.3.3. Methode der Weidehygiene

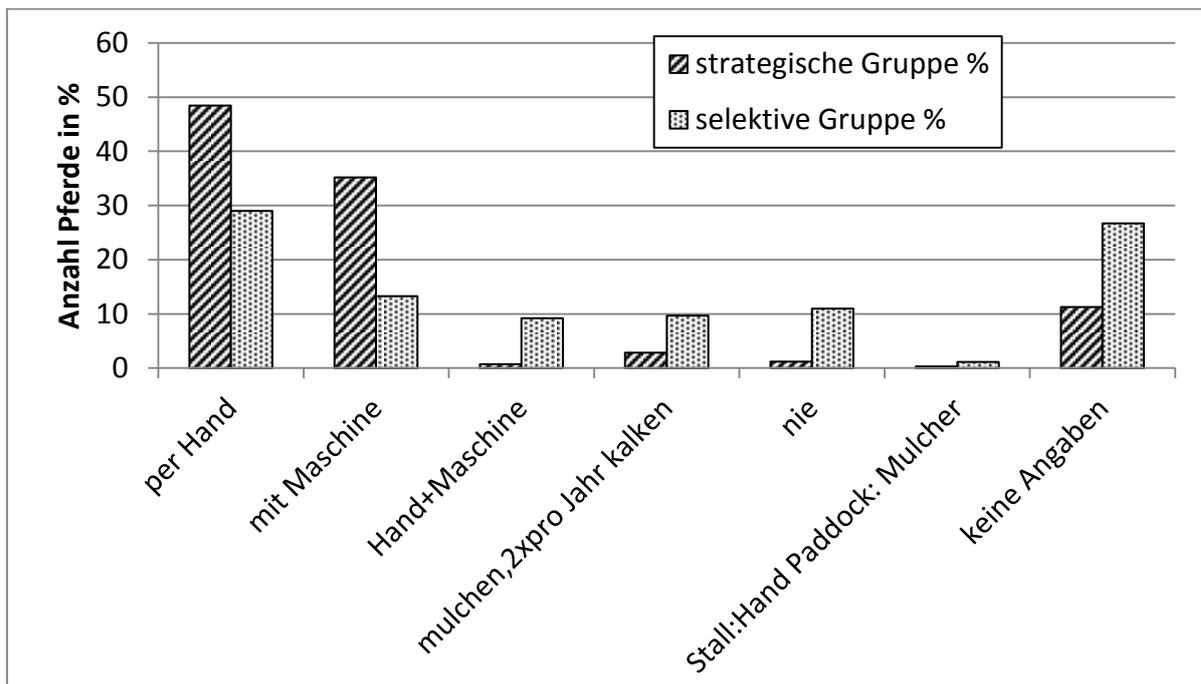


Abb. 25: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage „Methode der Weidehygiene“ für die selektiv und strategisch entwurmtene Pferde.

2.3.4. Häufigkeit der Weidehygiene (Entfernen von Kot)

Tab. 12: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Häufigkeit des Entfernens von Kot auf der Weide getrennt nach Untersuchungsgruppe; Prozentzahlen beziehen sich auf Gesamtzahl strategisch (n=1357) bzw. selektiv (n=530) entwurmter Pferde; Sonstiges z.B.: 5x wöchentlich, 6x jährlich Mulchen und Abziehen.

Antworten Häufigkeit Weidehygiene	strategisch entwurmte Pferde (%)	selektiv entwurmte Pferde (%)
täglich	238 (17,5)	64 (12,1)
1x-2x pro Woche	217 (16,0)	12 (2,3)
1x-2x pro Monat	93 (6,0)	0
1x-2x pro Jahr	11 (0,8)	47 (8,9)
unregelmäßig	25 (1,8)	53 (10,0)
nie	219 (16,1)	184 (34,7)
Sonstiges	109 (8,0)	76 (14,3)
keine/fehlende Angaben	445 (32,8)	94 (17,7)

2.3.5. Häufigkeit der Auslaufhygiene (Entfernen von Kot)

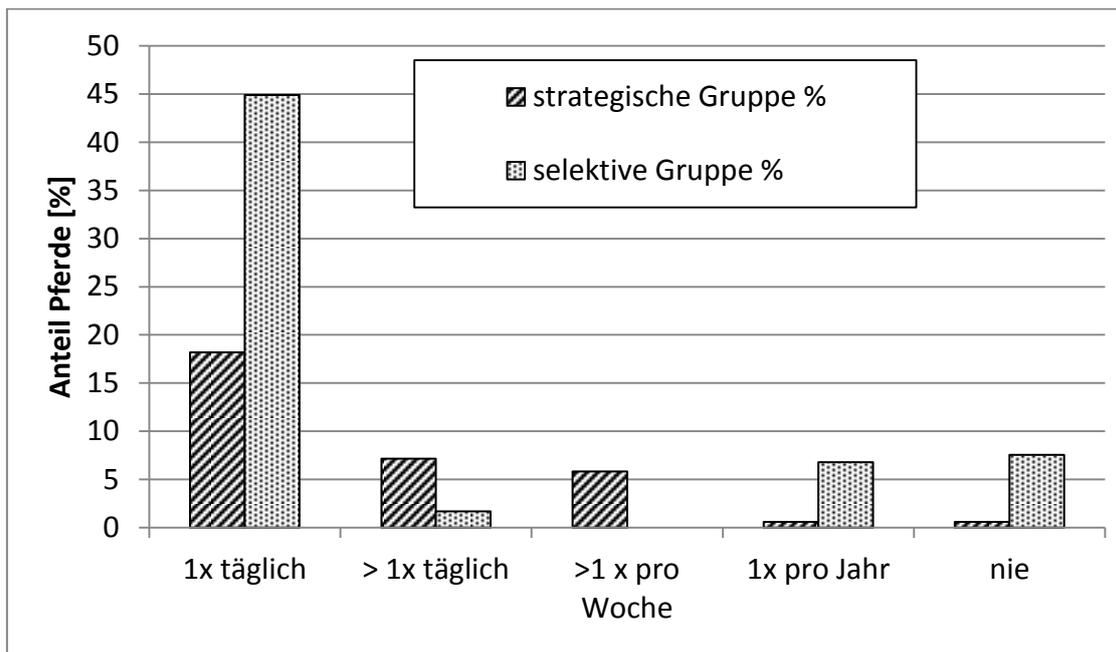


Abb. 26: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage der „Häufigkeit der Auslaufhygiene“ getrennt nach Untersuchungsgruppe.

2.4. Form der Futteraufnahme

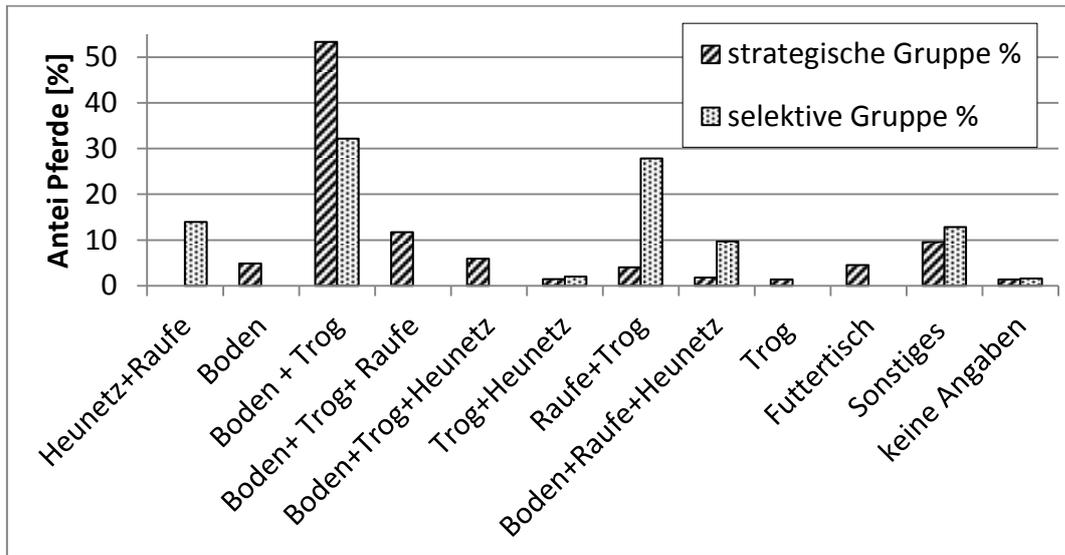


Abb. 27: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Form der Futteraufnahme getrennt nach strategisch und selektiv entwurmten Pferde; Sonstiges z.B.: „Futtereimer“, dem „Trog + Fressständer“, der „Raufe“ oder „Heunetz + Eimer“.

2.5. Befindet sich der Mist auf der Weide?

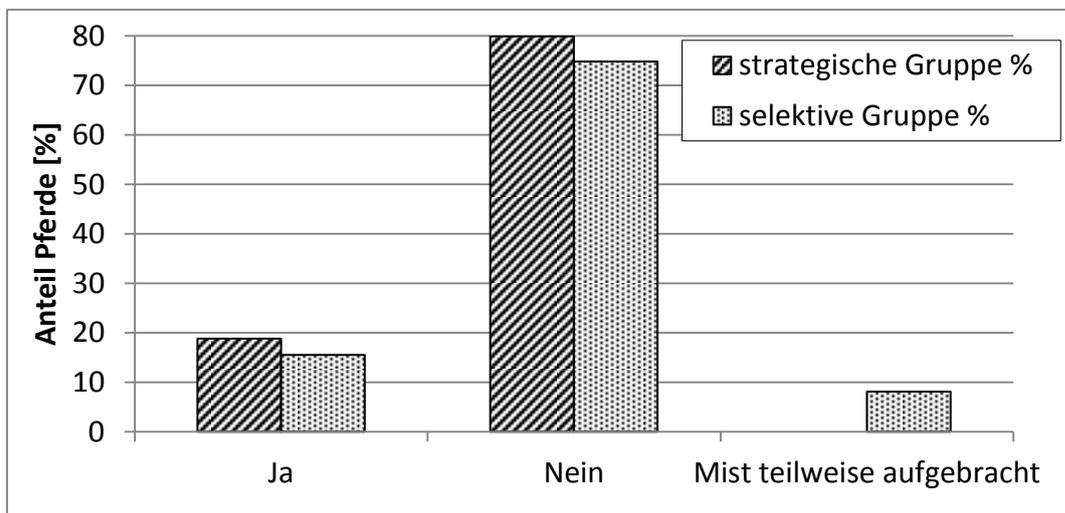


Abb. 28: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage, ob sich der Mist auf der Weide befindet.

2.6. Lassen Sie den Kot Ihres Pferdes untersuchen?

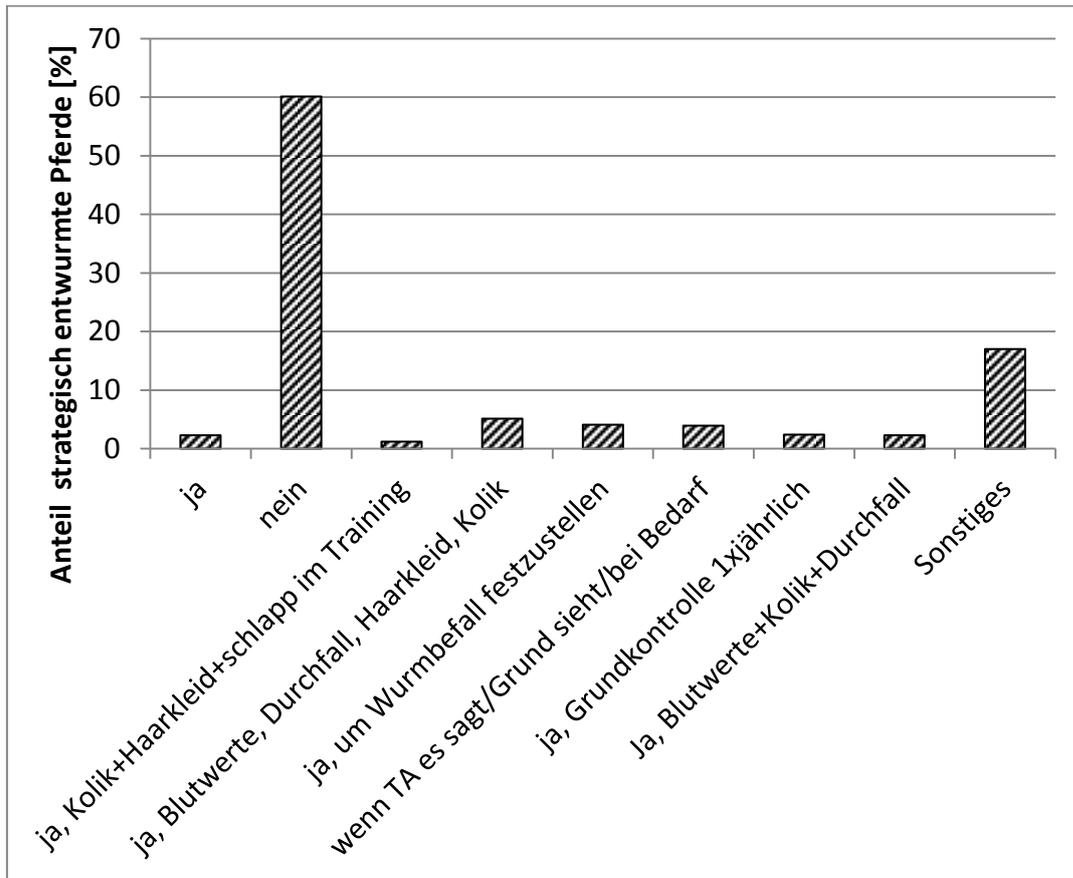


Abb. 29: Übersicht der erhaltenen Antworten auf die Frage, ob der Kot des Pferdes untersucht wird; Sonstiges z.B.: „vor/für die Wurmkur“, „schlechtes, struppiges Haar“, „interessehalber“ oder „Durchfall“; Diese Frage wurde nur innerhalb der strategischen Untersuchungsgruppe gestellt.

2.7. Wie entscheiden Sie, wann Ihr Pferd entwurmt wird?

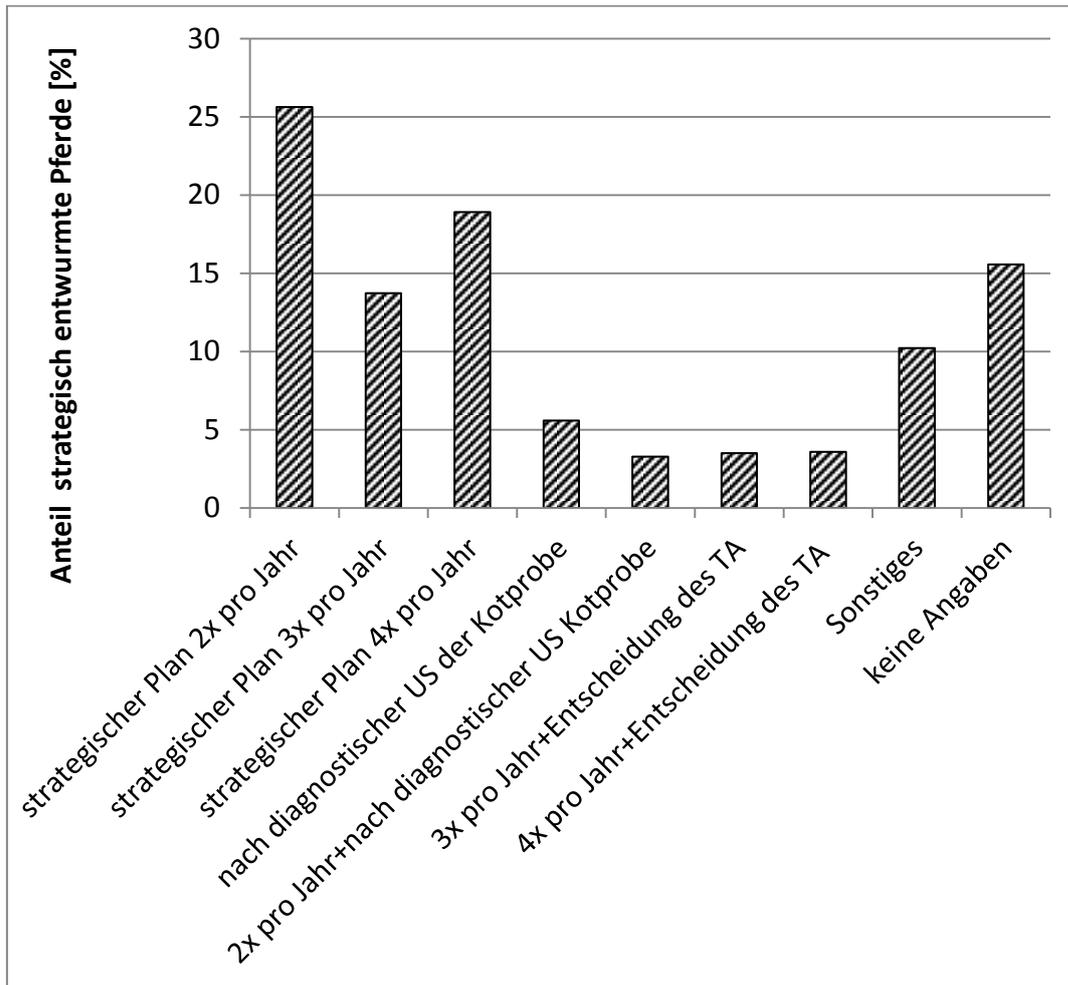


Abb. 30: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Frage, wie sie entscheiden, wann Ihr Pferd entwurmt wird; Sonstiges z.B.: „spontan“, „nach strategischen Plan 6x jährlich“ und „nach diagnostischer Untersuchung der Kotprobe + spontan“; Diese Frage wurde nur innerhalb der strategischen Untersuchungsgruppe gestellt.

2.8. Dosierungsmethoden

Tab. 13: Verteilung der erhaltenen Antworten zur Kategorie „Dosierungsmethode“ und deren Häufigkeiten; Prozentzahlen beziehen sich auf die Gesamtzahl strategisch bzw. selektiv entwurmter Pferde. „Sonstiges“: Angaben mit zu geringer Antworthäufigkeit, zum Beispiel „Gewicht + Tierarzt“, „nach Beipackzettel“, „ganzer Applikator“.

Antworten	Entwurmungsmethode	
	strategisch (% von n= 1357)	selektiv (% von n= 530)
Gewicht	609 (44,9)	54 (10,2)
Anweisung des Tierarztes	117 (8,6)	0
Schätzung	365 (26,9)	219 (41,3)
Gewicht + Schätzung	119 (8,8)	47 (8,9)
Sonstiges	3 (0,2)	53 (10,0)
keine Angaben	144 (10,6)	157 (29,6)

2.9. Anzahl der Untersuchungen seit Start der SAT

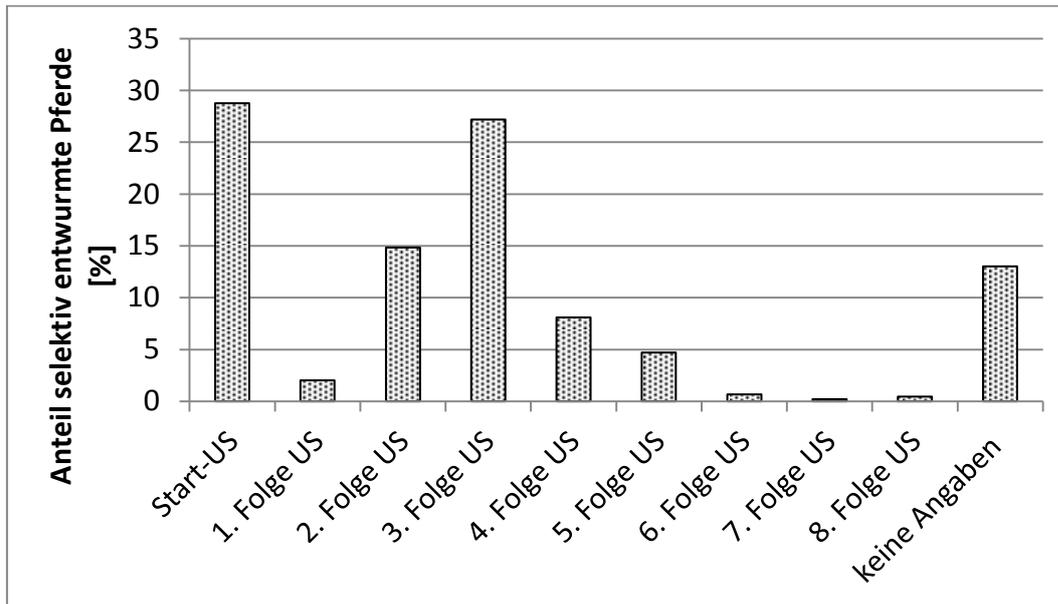


Abb. 31: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Anzahl der Untersuchungen für die selektiv entwurmtten Pferde (US= Untersuchung); Diese Frage wurde nur innerhalb der selektiven Untersuchungsgruppe gestellt.

2.10. Gruppengröße auf der Weide

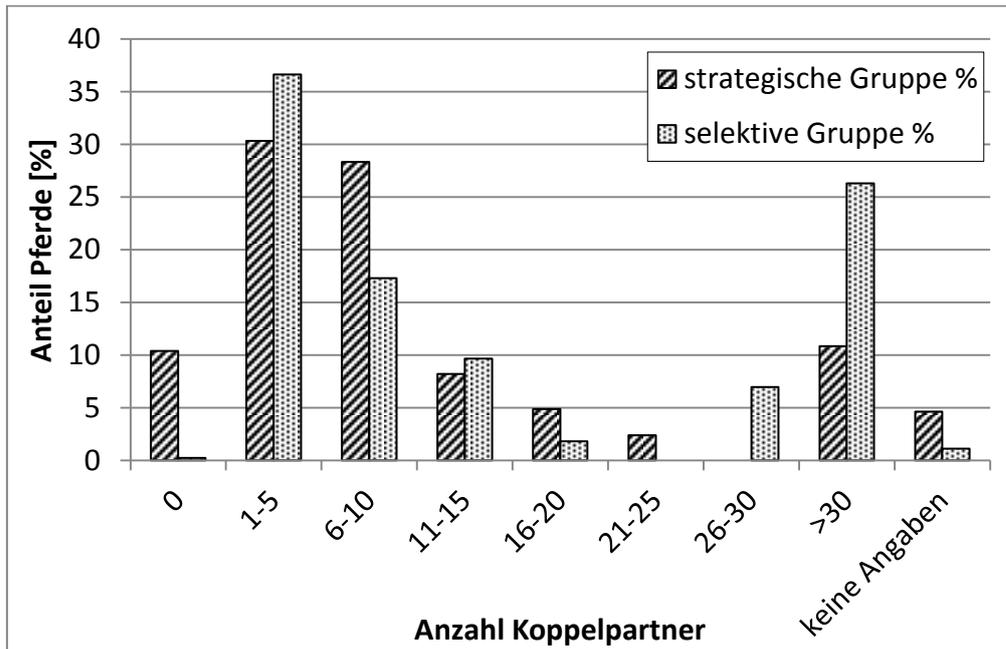


Abb. 32: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Anzahl der Koppelpartner (in Gruppen) für die strategisch und selektiv entwurmten Pferde.

2.11. Weidefläche (ha) pro Pferd

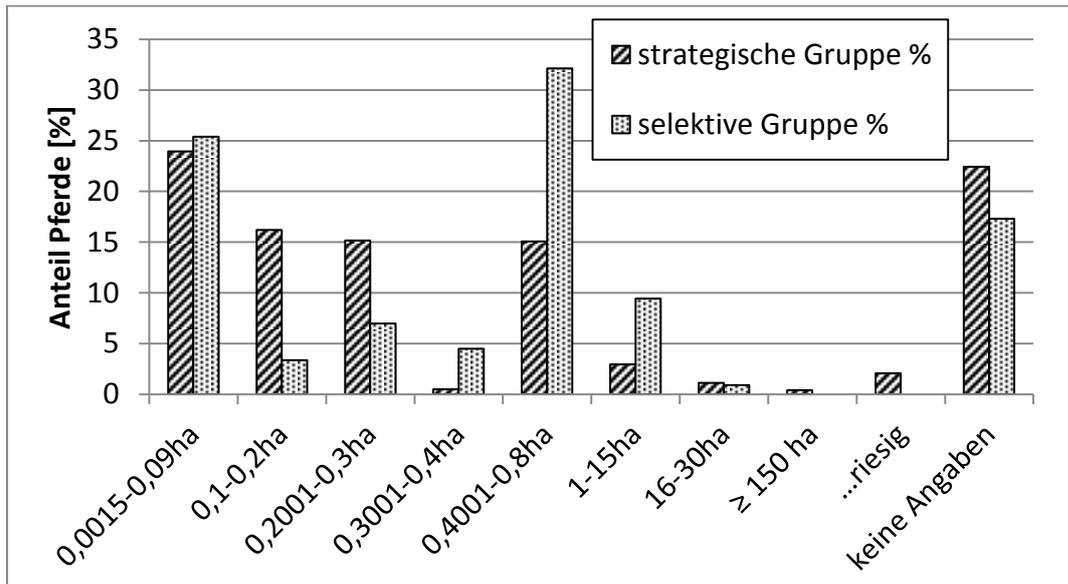


Abb. 33: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Weidefläche (ha) pro Pferd für die strategisch und die selektive Untersuchungsgruppe.

2.12. Dauer des täglichen Weidegangs

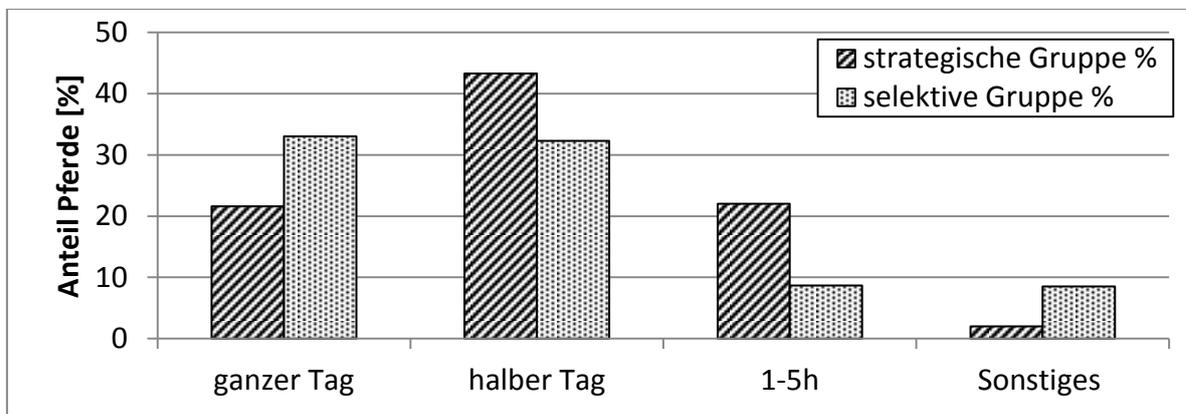


Abb. 34: Übersicht der erhaltenen Antworten zur Kategorie „Dauer des täglichen Weideaufenthaltes“ für die strategisch und selektiv entwurmtten Pferde.

3. Informationsbrief

3.1. Informationsbrief an die Pferdebesitzer

BITTE UM UNTERSTÜTZUNG!

München, den 17. Juni 2012

Sehr geehrte Pferdebesitzer,

Magen-Darm-Strongyliden, insbesondere die **Kleinen Strongyliden** (Cyathostominae) stellen die wichtigsten pathogenen Endoparasiten beim Pferd dar. Seltener lassen sich auch die **Großen Strongyliden**, vor allem *Strongylus vulgaris*, weniger häufig *Strongylus edentatus* und *Strongylus equinus*, im Pferdekot nachweisen. Klinische Symptome sind unter anderem Durchfall, Abmagerung und Kolik. In schwerwiegenden Fällen kann die Erkrankung zum Tod des Pferdes führen.

Im Rahmen einer Dissertation untersuchen wir das Vorkommen dieser Endoparasiten in Pferdebetrieben, im Zusammenhang mit der Entwurmungsmethode.

Für diese Untersuchungen bitten wir Sie um die einmalige Einsendung von

PFERDEKOTPROBEN

GEKÜHLT (+10 °C), NICHT GEFROREN!!!

(Menge: ca. 50 g = ca. kleiner Frühstücksbeutel voll)

mit einmalig vollständig ausgefülltem Fragebogen*.

Und das bekommen Sie dafür:

- **Kostenfreie Untersuchung auf Strongylidenbefall** (McMaster-Methode, Larvenanzucht)
- **Untersuchungsbericht** (per E-Mail oder Info durch Rückruf)

Diese Regelungen sind **befristet bis 15. November 2012!**

Nach dieser Frist, werden alle eingeschickten Kotproben über das Diagnostiklabor regulär kostenpflichtig untersucht.

Vielen Dank für Ihre Unterstützung, wir freuen uns auf die Zusammenarbeit mit Ihnen!

Stephanie Schneider und Dr. M. Scheuerle

*) Ein Fragebogen liegt bei, bei Mehrbedarf bitte selbst kopieren. Gerne senden wir Ihnen dieses Formular auch per E-Mail zu.

3.2. Informationsbrief an die Tierärzte

BITTE UM UNTERSTÜTZUNG!

München, den 17. Juni 2012

Sehr geehrte Kollegin, sehr geehrter Kollege,

Strongyliden, insbesondere die **Kleinen Strongyliden** (Cyathostominae) sind die wichtigsten pathogenen Endoparasiten beim Pferd. Seltener lassen sich auch die **Großen Strongyliden**, vor allem *Strongylus vulgaris*, im Pferdekot nachweisen. Klinische Symptome sind unter anderem Durchfall, Abmagerung und Kolik.

Im Rahmen einer Dissertation untersuchen wir das Vorkommen dieser Endoparasiten in Pferdebetrieben, im Zusammenhang mit unterschiedlichen Entwurmungsstrategien.

Für diese Untersuchungen bitten wir Sie um die einmalige Einsendung von

PFERDEKOTPROBEN

(Der Rest des Briefes ist analog zum Tierhalterbrief gestaltet (siehe oben).)

4. Fragebogen

4.1. Fragebogen für die selektiv entwurmtten Pferde

Die im Fragebogen erhobenen Daten werden anonymisiert für wissenschaftliche Publikationen verwendet. Die Anschrift des Besitzers wird nur zum Befundversand verwendet und nicht zusammen mit den anderen Daten elektronisch gespeichert.

1. Name des Pferdes:

2. Name und Anschrift des Besitzers (Bitte mit Telefonnummer oder E-Mail)+ Name Bestand/ Reitstall/Hof:

3. Datum der Probenentnahme:

4. Alter des Pferdes:

5. Rasse:

6. Geschlecht des Pferdes:

w m mk

7. Haltungsform?

Offenstall nur Box Box + Weide Box + Paddock

Box + Paddock + Weide

8. Seit wann nehmen Sie an der Selektiven Anthelmintischen Therapie teil?

Neukunde Teilnahme seit:

9. Anteil am Bestand der Selektiv entwurmt wird?

10. Größe des Bestandes insgesamt?

11. Anzahl neuer Pferde im Bestand pro Jahr?

12. Anzahl Koppelpartner/Paddockpartner?
Pferde

13. Grundfläche pro Pferd auf der Koppel/dem Paddock?

14. Wann wurde Ihr Pferd das letzte Mal entwurmt und mit welchem Anthelmintikum?

Datum: ; und mit welchem Anthelmintikum:

- Equimax, Droncit Gel 9%
- Equiworm P
- Ivomec P, Furexel, Eraquell
- Paramectin
- Bimectin
- Eqvalan
- Equest
- Telmin
- Panacur Paste
- Sonstiges:

15. Nach welcher Methode dosieren Sie?

- Gewicht
- nach Einschätzung des Tierarztes/der Tierärztin
- Schätzung
- Sonstiges:

16. Betreiben Sie/ Ihr Stall Weidehygiene/ Boxenhygiene/ Paddockhygiene/ Auslaufhygiene (Entfernen von Kot)?

- Weidehygiene
- Boxenhygiene
- Paddockhygiene
- Auslaufhygiene
- Nie

17. Wie oft betreiben Sie Weidehygiene/ Boxenhygiene/ Paddockhygiene/ Auslaufhygiene (Entfernen von Kot)? (Bitte zutreffendes Unterstreichen bzw. jedes einzeln Auflisten, falls mehrere Sachen zutreffen).

- Entfernung des Pferdeskotes
 - mal pro Woche (1mal/2mal/etc.)
 - mal pro Monat (1mal/2mal/etc.)
- Sonstiges:
- Nie

18. Wie betreiben Sie Weidehygiene?

- per Hand (Mistgabel, Äpfelboy...)
- mit Maschine
- Sonstiges:

19. Wie lang ist der tägl. Weidegang/ Paddockaufenthalt?

- 1h 2h 3h 4h 5h x Stunden:
- halber Tag nur über Nacht in Box

20. Befindet sich der Mist auf eigener Weide?

- Ja Nein

21. Wie lang wird der Mist abgelagert?

22. Welche Einstreu verwenden Sie?

Stroh

Späne

Stroh + Späne

Sägemehl

Sonstiges:

23. Wie nimmt Ihr Pferd das Futter auf?

vom Boden aus

aus dem Trog

aus einer Raufe

aus einem Heunetz

aus einem Heunetz auf dem Paddock/ der Koppel/ der Auslaufmöglichkeit

Sonstiges:

24. Betreibt Ihr Stall/ Betreiben Sie Parasitologische Quarantäne wenn neue Pferde eingestallt werden?

JA, in Form von:

neues Pferd wird in gesonderter Box untergebracht...

... für einen Zeitraum von 1 Wo

... für einen Zeitraum von 2 Wo

... für einen Zeitraum von 3 Wo

... für einen Zeitraum von 1 Monat

... für einen Zeitraum von 2 Monaten

 Monaten

neues Pferd wird in gesonderter Box untergebracht + diagnostischer Untersuchung des

Kotes; wenn Untersuchung negativ, dann erst Integrierung in Bestand

neues Pferd wird in gesonderter Box untergebracht + diagnostische Untersuchung des Kotes + prophylaktische Wurmkurgabe unabhängig vom Ergebnis der Untersuchung

Sonstiges:

NEIN

Einverständniserklärung zur Teilnahme an der Studie

Hiermit gebe Ich mein Einverständnis, an der „Untersuchung des Pferdekotes zum Vorkommen von Parasiten in Pferdebeständen“, hinsichtlich des Vorkommens von Kleinen und Großen Strongyliden, am Vergleich der Selektiver Entwurmung und der konventionellen Methode teilzunehmen. Die benötigten Kotproben werde Ich zeitgerecht zusenden und stimme auch der Datenverwendung zu.

Datum, Ort

Unterschrift

Was und wie muss ich die Proben einschicken?

- 1) Fragebogen ausfüllen und ins Institut für Parasitologie (Adresse siehe unten) schicken
- 2) Pferdekotproben **gekühlt** einschicken (ca. 50 Gramm = ca. halbvoller kleiner Frühstücksbeutel)
- 3) Sich telefonisch oder per E-Mail bei Frau Schneider anmelden.

Vielen Dank für Ihre Unterstützung!!!

4.2. Fragebogen für die strategisch entwurmtten Pferde

Der Fragebogen für die strategisch entwurmtten Pferde ist identisch mit dem Fragebogen für die selektiv entwurmtten Pferde (siehe oben, 4.1.). Folgende Fragen wurden zusätzlich nur innerhalb der strategischen Untersuchungsgruppe gefragt:

Lassen Sie den Kot Ihres Pferdes untersuchen?

- JA; Gründe:
- Durchfall
- schlechte Blutwerte
- struppiges, glanzloses Haarkleid
- Kolik
- Sonstiges:
- NEIN

Wie entscheiden Sie, wann Ihr Pferd entwurmt wird?

- bestimmter Zeitpunkt:
 - nach strategischen Plan mind.:
 - 2x pro Jahr , 3x pro Jahr , 4x pro Jahr
- Symptome
- nach Entscheidung des Tierarztes/der Tierärztin
- nach diagnostischer Untersuchung der Kotprobe
- spontan

Die Frage, „Seit wann nehmen Sie an der Selektiven Entwurmung teil?“ für die selektive Gruppe, wird in der strategischen Gruppe ersetzt durch:

Häufigkeit der Entwurmungen im Jahr?

- 2x 3x 4x __x

XII. DANKSAGUNG

Ganz besonders möchte ich mich bei meinem Doktorvater, Herrn Prof. Kurt Pfister, bedanken, der mir nicht nur das Thema dieser Doktorarbeit sondern auch das Material und den Arbeitsplatz zur Verfügung gestellt hat.

Auch meiner Betreuerin, Miriam Scheuerle gilt ein ganz besonderes Dankeschön. Für ihre Hilfe und Betreuung bei der Probensammlung, bei statistischen Analysen, der Auswertung der Daten und der Beantwortung von Fragen jeglicher Art und zu jeglicher Uhrzeit. Vielen Dank.

Ein weiteres Dankeschön gilt Anne Becher für ihre Unterstützung bei der Proben- und Datensammlung und der Anfertigung und Interpretation der Statistik.

Markus Menzel danke ich für die Bereitstellung zahlreicher Proben und Daten aus seinem Kundenstamm. Vielen Dank für deine Unterstützung und für die nützlichen Ratschläge.

Ich möchte mich auch bei Elisabeth Kiess, Kathrin Simon und Ute Maurer bedanken, die mich in der Probenauswertung unterstützten, die jederzeit ein offenes Ohr für fachbezogene Fragen hatten und für jedes Problem eine Lösung fanden.

Mein Dank gebührt auch allen Pferdebesitzern für die Bereitstellung der Proben und die Beantwortung der Fragebögen. Der Dank gilt auch allen teilnehmenden Pferdetierärzten/innen, die ihren Kundenstamm motivierten, an dieser Studie teilzunehmen. Vielen Dank für ihr Vertrauen und ihre tatkräftige Unterstützung.

Ganz herzlichen Dank gebührt meinen Eltern, die es mir ermöglichten, diesen Berufsweg einzuschlagen und mich kontinuierlich in all meinen Vorhaben unterstützt haben. Danke für die finanzielle Hilfe und den ununterbrochenen Glauben an mich. Ohne euch wäre diese Arbeit nicht zu Stande gekommen. Dankeschön.

Auch ein herzliches Dankeschön an meine Schwester Kristin für stundenlanges positives Zureden und Motivieren. An dieser Stelle danke ich auch meinem Freund Kilian, der jederzeit an meiner Seite stand. Danke für das immer da sein, wenn man euch braucht.

„Thank you“ liebe Babsi, für die Korrektur des englischen Textes.

Meinen Freundinnen Conny, Julia und Maximiliane danke ich für die motivierenden und aufbauenden Gespräche und Telefonate sowie für die zahlreichen gelungenen Ablenkungsabende. Auch Toni gebührt ein herzliches Dankeschön, ohne ihn hätte ich noch mehr Zeit mit dem formatieren dieser Arbeit verbracht. Danke euch Lieben.

Außerdem gebührt noch ein ganz herzlicher Dank meiner Freundin Eva, für das Korrekturlesen dieser Arbeit. Dankeschön.