

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien
Institut für Parasitologie
(Leiterin: Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim)

**Ausscheidungsdynamik von Helminthen-Eiern bei Pferden in
kompletter oder teilweiser Weidehaltung – eine Fallstudie**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Laura Meindl

Wien, im Februar 2023

Betreuerin:

Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim

Institut für Parasitologie

Department für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

GutacherIn:

Univ.Prof. Dr.med.vet. Jessika-Maximiliane Cavalleri

Klinische Abteilung für Interne Medizin Pferde

Universitätsklinik für Pferde

Department für Kleintiere und Pferde

Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhalt

1.	Einleitung und Fragestellung.....	1
2.	Literaturübersicht.....	2
2.1.	Helminthen des Pferdes	2
2.1.1.	Anoplocephalidae	2
2.1.2.	<i>Dictyocaulus arnfieldi</i>	5
2.1.3.	Oxyuridae	7
2.1.4.	<i>Parascaris</i> spp.	10
2.1.5.	Große Strongyliden	13
2.1.6.	Kleine Strongyliden.....	15
2.1.7.	<i>Strongyloides westeri</i>	19
2.2.	Diagnostik.....	22
2.2.1.	Direkter Kotausstrich.....	23
2.2.2.	Flotationsverfahren	24
2.2.3.	Sedimentationsverfahren	24
2.2.4.	Kombiniertes Sedimentations-Flotations-Verfahren.....	25
2.2.5.	McMaster-Eizählverfahren	25
2.2.6.	Mini-FLOTAC-Verfahren	26
2.2.7.	Trichterverfahren	31
2.2.8.	Larvenkultur	32
2.2.9.	Klebestreifenmethode	33
2.2.10.	Eizahlreduktionstest	33
2.3.	Anthelminthika	35
2.3.1.	Benzimidazole	36
2.3.2.	Isochinoline	37
2.3.3.	Makrozyklische Laktone	37
2.3.4.	Piperazine	38
2.3.5.	Pyrimidine	39
2.3.6.	Anthelminthikaresistenzen	39

2.3.7.	Alternative Bekämpfungsmethoden	41
3.	Material und Methoden	42
3.1.	Übersicht.....	42
3.2.	Betrieb	42
3.3.	Pferde.....	45
3.4.	Probenahme	49
3.5.	Diagnostik.....	49
3.5.1.	Mini-FLOTAC-Verfahren.....	49
3.5.2.	Larvenkultur	50
3.5.3.	Klebestreifenmethode.....	51
3.6.	Statistik	51
4.	Ergebnisse.....	53
4.1.	Erstuntersuchung	53
4.2.	Gruppenvergleiche.....	57
4.3.	Zweiter Untersuchungszeitpunkt.....	61
4.4.	Dritter Untersuchungszeitpunkt.....	62
5.	Diskussion	64
6.	Zusammenfassung	71
7.	Summary.....	72
8.	Abkürzungsverzeichnis	73
9.	Literaturverzeichnis	74
10.	Abbildungs-/Tabellenverzeichnis	84

1. Einleitung und Fragestellung

Wurminfektionen stellen eine große Gefahr für die Gesundheit unserer Pferde dar (von Samson-Himmelstjerna 2016). Bandwürmer, Fadenwürmer, Spulwürmer, Magen-Darm-Strongyliden und Pfiemenschwänze gelten als die häufigsten und klinisch relevantesten Helminthen des Magen-Darm-Traktes von Pferden (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Ihre Diagnose, Therapie und Prävention ist daher ein wichtiger Teil der tierärztlichen Tätigkeit (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Ein zunehmendes Problem ist dabei die Entstehung von Resistenzen bei kleinen Strongyliden gegenüber gebräuchlichen Entwurmungsmitteln. Immer mehr Pferdebetriebe berichten von unzureichender Reduktion der Eiausscheidung nach einer Behandlung mit Anthelminthika (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011).

Die vorliegende Arbeit untersucht die Ausscheidung von Helmintheneiern durch die Pferde eines Betriebes in Oberösterreich. Etwa 100 Pferde in vorwiegend ganzjähriger Weidehaltung in gleichbleibenden Herden wurden koproskopisch untersucht, um die Ausscheidungsraten für verschiedene Helminthenspezies und die damit verbundene Weidekontamination zu erheben. Nach einer durch die Betriebsleitung durchgeführten Entwurmung wurden erneut Proben genommen, um mittels Eizahlreduktionstest die Wirksamkeit des eingesetzten Anthelminthikums zu überprüfen.

Es wurde die Hypothese aufgestellt, dass kleine Strongyliden, Spulwürmer, Bandwürmer und eventuell auch andere Endohelminthen am Betrieb vorkommen. Außerdem wurde angenommen, dass vorwiegend jüngere Pferde von Spulwurmbefall betroffen sind, während die anderen Helminthen in allen Altersgruppen vorkommen. Es sollte außerdem gezeigt werden, dass regelmäßige parasitologische Untersuchungen und Eizahlreduktionstests für ein gutes Parasitenmanagement notwendig sind.

2. Literaturübersicht

2.1. Helminthen des Pferdes

Unter dem Begriff „Helminthen“ werden Endoparasiten zusammengefasst, deren hauptsächliche Gemeinsamkeit in ihrem wurmähnlichen Aussehen liegt. Diese Klassifizierung anhand äußerer Merkmale berücksichtigt aber weder Biologie noch Physiologie, was sich in deutlichen Unterschieden in ihrer Entwicklung, aber auch in ihrer Reaktion auf Bekämpfungsmaßnahmen äußert (Mehlhorn und Piekarski 2002).

Die folgenden Kapitel sollen einen Überblick über beim Pferd häufig vorkommende Helminthen liefern, sind aber nicht als vollständige Auflistung aller beim Pferd möglichen Helminthen zu verstehen. Die hier angeführten Parasiten sind jene, deren Vorkommen bei den für die Studie ausgewählten Pferden im weiteren Verlauf dieser Arbeit untersucht wird.

2.1.1. Anoplocephalidae

Die Familie der Anoplocephalidae gehört zur Klasse der Zestoden und beinhaltet beim Pferd folgende Vertreter der Gattungen *Anoplocephala*, *Paranoplocephala* und *Moniezia*: *Anoplocephala perfoliata*, *Anoplocephala magna*, *Paranoplocephala mamillana* und *Moniezia pallida* (Deplazes et al. 2021, Lichtenfels 1975).

Anoplocephala perfoliata ist der am häufigsten nachgewiesene Bandwurm beim Pferd. Der bandwurmtypisch segmentierte Körper adulter *A. perfoliata* ist etwa 0,8 – 1,4 cm breit und erreicht eine Länge von 2,5 – 8 cm. Ihr großer Skolex trägt vier runde Saugnäpfe, hinter denen jeweils ein lappenartiger Anhang zu sehen ist (Lichtenfels 1975, Schnieder 2006).

Der größte Bandwurm des Pferdes ist *Anoplocephala magna* mit einer Länge von bis zu 52 cm und einer Breite von 2,5 cm. Sein Skolex ist etwa gleich groß wie der von *A. perfoliata* und trägt ebenfalls vier runde Saugnäpfe, allerdings fehlen die Anhänge dahinter (Lichtenfels 1975).

Paranoplocephala mamillana (syn. *Anoplocephaloides mamillana*) (Schnieder 2006), ist mit durchschnittlich 1 – 4 cm Länge und 0,4 – 0,6 cm Breite ein kleiner Bandwurm. Auch sein

abgeflachter Skolex hat einen geringeren Durchmesser, trägt aber ebenfalls vier Saugnäpfe (Lichtenfels 1975).

Moniezia pallida kommt nur selten und nur im Süden Afrikas vor. Er kann eine Länge von bis zu 138 cm und eine Breite von 2 cm erreichen. Sein Skolex ist abgerundet und er trägt zwei Genitalapparate in jeder seiner Proglottiden (Lichtenfels 1975, Schnieder 2006).

Alle vier Arten produzieren Eier, die in der Flotation oder kombinierten Sedimentation-Flotation nachgewiesen werden können. Jene von *P. mamillana* sind mit einem Durchmesser von 37 – 51 µm wiederum etwas kleiner, erreichen die Eier von *A. perfoliata* und *A. magna* doch eine Größe von ca. 65 – 80 µm. Gemeinsam ist ihnen die dicke Schale, die ihnen eine eher halbrunde bis viereckige Form gibt und die Onkosphäre, die vom sogenannten „birnenförmigen Apparat“, einer speziellen Embryophore, umgeben wird (Deplazes et al. 2021).

Die Eier oder auch ganze Proglottiden, die von adulten Anoplocephalidae abgestoßen werden, werden mit dem Kot ausgeschieden und gelangen so auf die Weide, wo sie mehrere Monate überleben können. Die Eier werden dann von ihrem obligaten Zwischenwirt, der Moosmilbe, aufgenommen und entwickeln sich in ihm über mehrere Monate weiter zum infektiösen Zystizerkoid. Nimmt ein Pferd befallene Moosmilben mit dem Gras auf, entwickelt sich aus dem Zystizerkoid ein adulter Bandwurm und nach einer Präpatenz von etwa sechs bis zehn Wochen scheidet das Pferd wiederum Proglottiden oder Eier aus (Gasser et al. 2005). Auf Grund der geschätzten Lebensdauer der Adulten von mindestens sechs Monaten können diese im Pferdedarm überwintern und bereits beim ersten Weidegang kann eine erneute Kontamination der Grasfläche erfolgen. Vermutet wird aber, dass auch Eier sowie mit Zystizerkoiden befallene Milben auf der Weide den Winter überdauern können, wodurch das wiederholte Beweiden derselben Flächen über mehrere Jahre den Infektionsdruck erhöhen könnte (Schnieder 2006).

Infektionen mit Anoplocephalidae gibt es weltweit, die Prävalenz schwankt aber je nach Art, Region und Untersuchungsmethode. *Anoplocephala perfoliata* wurde je nach Studie bei 18 – 82 % der untersuchten Pferde nachgewiesen (Gasser et al. 2005). Die Prävalenz von *A. magna* und *P. mamillana* liegt deutlich darunter, oft kommen sie aber auch gemeinsam mit *A. perfoliata* vor (Deplazes et al. 2021). Außerdem scheint es einen Zusammenhang mit dem

verwendeten Entwurmungsschema zu geben, zeigte sich doch parallel zum Aufkommen der gegen Zestoden unwirksamen makrozyklischen Laktone ein Anstieg an Anoplocephalidosen bei Pferden (Gasser et al. 2005).

Lange Zeit wurde Anoplocephalidae beim Pferd nachgesagt, wenig bis kein krankmachendes Potential zu besitzen, heutzutage gilt das aber nur mehr für *Paranoplocephala mamillana* (Kaufmann 1996, Pavone et al. 2011). In den letzten Jahrzehnten konnten Zusammenhänge zwischen *A. perfoliata* Befall und verschiedenen Kolikformen, wie spastische Kolik und Ileumobstipation (Proudman et al. 1998), Invaginationen des Ileums und Zäkums und Zäkumrupturen nachgewiesen werden (Pavone et al. 2011). *Anoplocephala perfoliata* haftet vorwiegend an der Schleimhaut des Zäkums, aber auch des Ileums und des ventralen Kolons. Besonders häufig konnte der Parasit an der Ileozäkalklappe gefunden werden. Dort führt er zu Schleimhautverdickungen, Hyperämie, Inflammation, Ödemen und teilweise mit diphtheroiden Membranen überzogenen Ulzera (Gasser et al. 2005). *Anoplocephala magna* hingegen scheint etwas weniger pathogen zu sein, nur bei sehr starkem Befall kann es zu hämorrhagischer oder katarrhalischer Enteritis bis hin zu seltenen Fällen von Dünndarmruptur kommen (Schnieder 2006). Häufige Symptome bei Zestodenbefall sind Durchfall bei *A. perfoliata* und *A. magna*, sowie Kolik, Abmagerung und Verdauungsstörungen wie Darmspastizität und Ileumobstipation bei *A. perfoliata* (Deplazes et al. 2021).

Einen Befall mit Anoplocephalidae zu diagnostizieren ist nicht immer einfach, da die Eier im Kot diskontinuierlich und zum Teil noch innerhalb von Proglottiden ausgeschieden werden (Gasser et al. 2005). Die am häufigsten genutzten Nachweismethoden sind Koproskopie und Serologie, aber auch mittels Polymerasekettenreaktion (PCR) kann auf Zestodenbefall untersucht werden (Traversa et al. 2008). Die Sensitivität der koproskopischen Tests variiert stark, konnte jedoch durch den Umstieg von einfachen Flotationsmethoden auf eine kombinierte Sedimentation-Flotation auf bis zu 61 Prozent erhöht werden (Proudman und Edwards 1992, Schnieder 2006). Aufgrund der diskontinuierlichen Eiausscheidung lassen koproskopische Untersuchungsmethoden keinen direkten Schluss auf die Stärke des Zestodenbefalls beim einzelnen Pferd zu. Anders ist das bei serologischen Tests, die mittels Enzyme-linked Immunosorbent Assay (ELISA) Antikörper gegen *A. perfoliata* im Serum von Pferden nachweisen. Bei ihnen konnte eine signifikante Korrelation zur Befallsstärke gefunden

werden. Im Gegensatz zur Koproskopie kann der ELISA aber in Fällen vorangegangener Bandwurminfektionen auch falsch positive Ergebnisse liefern (Abbott und Barrett 2008). Die Entwicklung einer PCR zum Nachweis ribosomaler DNA von Anoplocephalidae im Pferdekot liefert vielversprechende Ergebnisse für eine Verbesserung der Diagnostik von Bandwurmbefall beim Pferd, allerdings wird dieses Verfahren noch nicht in der Routinediagnostik eingesetzt (Deplazes et al. 2021, Drogemüller et al. 2004).

Als effektives Mittel zur Therapie von Zestodenbefall beim Pferd gilt Praziquantel ab einer Dosierung von 1 mg/kg KM per os. Nur variabel wirksam, aber dennoch zugelassen, ist Pyrantel in doppelter Dosierung (13,2 mg/kg KM per os) im Vergleich zur Dosierung zur Bekämpfung anderer Helminthen des Pferdes (6,6 mg/kg KM per os) (AUSTRIA CODEX 2022). Es wird empfohlen, Pferde einmal jährlich, bevorzugt zu Beginn des Winters, mit einem gegen Bandwürmer wirksamen Anthelminthikum zu entwurmen. Bei starkem Befall kann aber auch eine zweimal jährliche Anwendung nötig sein (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Zusätzlich zur medikamentösen Therapie haben sich auch das regelmäßige Absammeln des Kotes und die Wechselbeweidung mit Wiederkäuern als vorteilhaft zur Reduktion des Infektionsdruckes gezeigt (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Mansmann et al. 1982).

2.1.2. *Dictyocaulus arnfieldi*

Dictyocaulus arnfieldi, der Lungenwurm der Equiden aus der Gattung *Dictyocaulus* in der Familie der Dictyocaulidae, kommt nur selten bei Pferden vor. Für das Pferd ist er hauptsächlich bei gemeinsamer Weidehaltung mit Eseln relevant, da der Esel sein Hauptwirt ist (Deplazes et al. 2021).

Adulte Lungenwürmer erreichen, in den Bronchien ihres Wirtes lebend, eine Länge von 2,6 – 8,5 cm, wobei die Weibchen mit 3,8 – 8,5 cm deutlich länger sind als die Männchen mit 2,6 – 4,3 cm. Der Schwanz der Parasiten endet stumpf (Schnieder 2006).

Die Eier von *D. arnfieldi* sind ca. 46 – 58 µm breit und 74 – 96 µm lang und haben eine dünne Schale. Zum Zeitpunkt der Eiablage sind sie bereits embryoniert, bei der Ausscheidung mit dem Kot können sogar die Erstlarven bereits geschlüpft sein. Beim adulten Pferd ist es dem

Parasiten aber manchmal nicht möglich sich bis zur Geschlechtsreife zu entwickeln und Eier zu produzieren (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2006).

Aus den embryonierten Eiern, die in den kleinen und größeren Bronchien des Equiden abgelegt werden, können noch während der Passage im Wirt die Erstlarven schlüpfen. Die Parasiteneier oder -larven werden jedenfalls mit dem Bronchialsekret hochgehustet, abgeschluckt und passieren den Verdauungstrakt, um mit dem Kot in die Umwelt zu gelangen. Durch zweimalige Häutung entwickeln sich innerhalb von 5 – 7 Tagen die infektiösen Drittlarven. Werden diese peroral aufgenommen, können sie die Wand des Dünndarms durchdringen und über die Lymphbahn oder mit dem Blut ins Herz und weiter in die Lunge wandern. Nach dem Austritt aus dem Blutgefäßsystem in die luftführenden Bereiche entwickeln sich die Larven in geeigneten Wirten zu Adulten, welche wiederum Eier produzieren (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Schnieder 2006).

Lungenwürmer der Equiden kommen weltweit vor, ein Befall mit *D. arnfieldi* beim adulten Pferd ist jedoch selten. Fohlen und Jungtiere sind etwas anfälliger für die Entwicklung patenten Infektionen, meist treten solche Fälle aber im Zusammenhang mit gemeinsamer Haltung oder Wechselbeweidung mit Eseln auf. Die Prävalenz von Lungenwürmern beim Esel liegt bei ca. 45 – 88 % (Deplazes et al. 2021).

Beim Esel löst *D. arnfieldi* meist keine klinischen Symptome aus, andere Atemwegserkrankungen können durch das Vorliegen von Lungenwürmern aber verschlimmert werden (Clayton und Trawford 1981, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Beim Pferd kann der Parasit zu respiratorischen Erkrankungen wie chronischem Husten, eosinophiler Bronchopneumonie und Bronchitis führen. Durch Atemnot kann auch der Appetit des Pferdes beeinträchtigt werden und die Körpermasse abnehmen. Im Blutbild und im Tracheobronchialsekret ist oftmals ein Anstieg der eosinophilen Granulozyten festzustellen (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019).

Die diagnostischen Möglichkeiten zum Nachweis von Lungenwurminfektionen beim Pferd sind abhängig von der Entwicklung des Parasiten im Wirt. Gelingt es dem Lungenwurm, sich bis zum geschlechtsreifen Adulten zu entwickeln und Eier zu produzieren, können diese mittels

Flotation im Kot nachgewiesen werden, es sei denn, die Erstlarven sind bereits während der Passage durch den Respirations- und Gastrointestinaltrakt ihres Wirtes geschlüpft, dann müssen diese mittels Trichterverfahren diagnostiziert werden. Mittels Endoskopie und Tracheobronchiallavage können Eier und Larven, aber auch nicht vollständig entwickelte Juvenilstadien nachgewiesen werden. Eine Eosinophilie kann ebenfalls einen Hinweis auf das Vorliegen von *D. arnfieldi* geben (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Schnieder 2006).

Zur Therapie von Lungenwurmbefall bei Pferden sind makrozyklische Laktone gut geeignet, da sie nicht nur gegen Adulte, sondern auch gegen unreife und ruhende Stadien wirksam sind. Fenbendazol in erhöhter Dosis kann ebenfalls eingesetzt werden, wirkt aber nicht gegen hypobiotische Stadien. Durch eine zweimal jährliche anthelminthische Therapie können *D. arnfieldi* erfolgreich bekämpft werden, bei gemeinsamer Beweidung mit Eseln ist aber darauf zu achten, dass auch diese zu Beginn und Ende der Weidesaison entwurmt werden müssen. Grundsätzlich sollte die gemeinsame Haltung von Eseln und Pferden aus parasitologischer Sicht, wenn möglich, vermieden werden (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Schnieder 2006).

2.1.3. Oxyuridae

Oxyuris equi ist der einzige beim Pferd vorkommende Vertreter der Familie Oxyuridae, die der Ordnung der Oxyurida, der Pfriemenschwänze, angehört. Er zählt zum Stamm der Nematoden, die auf Grund ihres Aussehens auch Fadenwürmer genannt werden (Deplazes et al. 2021). Oft wird auch *Probstmayria vivipara* zu den Oxyurida gezählt, er gehört aber eigentlich zur Ordnung der Ascaridia. Er scheint nicht pathogen zu sein und mit den Untersuchungsmethoden der vorliegenden Arbeit besteht auch keine Verwechslungsgefahr zu *O. equi*, da die Drittlarve von *P. vivipara* bereits im Uterus aus dem Ei schlüpft (Deplazes et al. 2021, Reinemeyer und Nielsen 2018). Aus diesen Gründen wird *P. vivipara* in den folgenden Kapiteln nicht weiter beschrieben.

Bei *Oxyuris equi* handelt es sich um mittelgroße, weiß gefärbte Würmer. Die kleineren Männchen werden etwa 0,9 – 1,2 cm lang, während die Weibchen eine Länge von zirka 10 cm erreichen können. Dieser Längenunterschied beruht vor allem auf dem langgezogenen, spitzen,

peitschenähnlichen Hinterende des Weibchens, das dem Parasiten den Namen „Pfriemenschwanz“ eingebracht hat. Die Mundöffnung von *O. equi* ist hexagonal und trägt zwei laterale Lippen mit jeweils zwei Papillen (Lichtenfels 1975).

Die eher dickschaligen Eier von *O. equi* sind länglich und etwa 90 x 40 µm groß. Ein Pol ist abgeflacht und trägt einen Polpfropf, ein sogenanntes Operkulum. Im Kot oder im Analbereich von Pferden nachgewiesene Eier sind bereits embryoniert und enthalten eine Drittlarve, da die Entwicklung im Uterus bereits vor der Eiablage sehr weit fortschreitet (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2006). Durch die Wärmeentwicklung beim Mikroskopieren kann oft beobachtet werden, wie sich die Larve im Ei bewegt (Reinemeyer und Nielsen 2014).

Der Entwicklungszyklus von *O. equi* beginnt damit, dass gravide Weibchen die rechte dorsale Längslage des kleinen Kolons verlassen und sich in Richtung Anus bewegen (Reinemeyer und Nielsen 2014). Sie geben im Gegensatz zu anderen Nematoden ihre Eier nämlich nicht in den Kot ihres Wirtes ab, sondern wandern aus dem Anus aus und kleben ihre 8.000 – 60.000 Eier in einer viskösen Masse an das Perineum. Dort entwickeln sich innerhalb der Eischalen in drei bis fünf Tagen infektiöse Drittlarven. Das Trocknen der klebrigen Flüssigkeit löst Juckreiz aus und bewirkt, dass befallene Pferde sich vermehrt scheuern (Deplazes et al. 2021). Dadurch werden die Eier in der Umwelt verteilt, wo sie über mehrere Monate überleben können (Reinemeyer und Nielsen 2018). Durch orale Aufnahme gelangen Eier in den Dünndarm des Pferdes, wo die Drittlarven schlüpfen und sich innerhalb von drei bis elf Tagen zu Viertlarven weiterentwickeln. Innerhalb von ungefähr 50 Tagen, die sie im ventralen Kolon an die Schleimhaut angesaugt verbringen, geschieht die Reifung zu Fünftlarven. Weitere 100 Tage später sind sie dann adult und vorwiegend im rechten dorsalen Kolon zu finden (Reinemeyer und Nielsen 2014). Eine Befruchtung muss nur zur Erzeugung von Weibchen erfolgen, Männchen dagegen entstehen aus unbefruchteten Eiern und können daher auch bei absolutem oder relativem Mangel an Männchen gebildet werden (Reinemeyer und Nielsen 2018).

Pfriemenschwänze kommen bei Pferden auf der ganzen Welt und bei jeder Altersgruppe vor. Die Prävalenz liegt bei etwa 3 – 87 %, manchmal werden sogar 100 % beschrieben (Deplazes et al. 2021, Hasslinger 1989). Der eindeutige Nachweis ist oftmals nur durch Sektion möglich. Dabei waren Wurmbürden von sehr wenigen bis hin zu 78000 Oxyuren im Darm eines einzigen Pferdes aufzufinden (Schnieder 2006).

Die Pathogenität von *O. equi* geht vor allem von der Viertlarve aus. Diese saugt sich an der Darmschleimhaut fest und reizt diese dadurch. Es kann zu Ödemen in der Wand von Zäkum und ventralem Kolon kommen (Reinemeyer und Nielsen 2014). Gewichtsverlust und Durchfall können die Folge sein. Adulte hingegen schädigen die Mukosa nicht, die Weibchen lösen aber durch ihre Eiablage im Perinealbereich Juckreiz aus. Der Juckreiz ist Ursache für die am häufigsten beobachteten klinischen Symptome eines Befalls mit Oxyuren: Unruhe, Scheuern und abgeriebene Haare an der Schweifrübe (Hasslinger 1989).

Aufgrund der Eiablage außerhalb des Anus ist der Nachweis von Oxyureneiern mittels Koprooskopie nur selten möglich. Am wahrscheinlichsten sind Eier dafür in rektal entnommenem Kot vorhanden, da durch das Rektalisieren Eier vom Perineum auf den Untersuchungshandschuh und weiter auf die Kotprobe gelangen können. Auch Adulte können nur vereinzelt im Kot oder im Analbereich gefunden werden. Die Diagnostik eines Befalls mit Pfiemenschwänzen beruht daher vorwiegend auf dem Nachweis von Eiern im Perinealbereich (Reinemeyer und Nielsen 2014). Diese können bereits makroskopisch als Masse heller Eier (Kaufmann 1996) oder heller, gallertiger oder eingetrockneter Eischnüre (Deplazes et al. 2021) sichtbar sein. Aber auch wenn die Eier makroskopisch nicht erkennbar sind, können trotzdem noch viele von ihnen an der Haut haften. Sie können mittels Klebestreifenmethode gewonnen werden (Reinemeyer und Nielsen 2014). Barros und Kolleg:innen konnten zeigen, dass die durch anhaftende Kotreste eventuell schwierige Visualisierung von Oxyureneiern durch Färbung des Präparates mit Fluoreszenzfarbstoffen verbessert werden kann (Barros et al. 2016).

Zur Therapie des Befalls mit *O. equi* eignen sich beispielsweise Ivermectin, Moxidectin, Fenbantel und Fenbendazol in den üblichen Dosen, sehr gut. Sie zeigen eine Wirksamkeit von 90 – 100 %. Pyrantel und Piperazin sind hingegen nur zu etwa 40 – 70 % wirksam (Schnieder 2006). Anthelminthikaresistenzen konnten bei Oxyuren des Pferdes lange Zeit nicht nachgewiesen werden (Reinemeyer und Nielsen 2009). Das könnte sich aber ändern, denn in den letzten Jahren wurden mehrmals Wirksamkeitseinschränkungen gegen makrozyklische Laktone beschrieben (Sallé et al. 2016, Wolf et al. 2014). Um den Infektionsdruck zu senken, sind zusätzliche Hygienemaßnahmen im Stall und am Tier hilfreich. Das Waschen der Perinealregion mit Wasser und milder, nicht reizender Seife hilft einerseits den Juckreiz zu lindern und andererseits stellt es eine mechanische Entfernung infektiöser Parasitenstadien dar.

Da die Eier nach drei bis elf Tagen infektiös werden, sollte der Waschvorgang alle drei Tage wiederholt werden (Reinemeyer und Nielsen 2014).

2.1.4. *Parascaris* spp.

Weitere Nematoden des Pferdes sind *Parascaris* spp., die in der Ordnung der Ascaridida zur Familie der Ascarididae und zur Unterfamilie der Ascaridinae gehören und auch als Spulwürmer bezeichnet werden (Deplazes et al. 2021). Die beiden Arten *Parascaris equorum* und *Parascaris univalens* wurden vor mehr als 130 Jahren entdeckt und dann als Modellorganismus für die Erforschung von Mitose, Zellteilung und Chromatindiminution genutzt. *Parascaris univalens* verfügt nämlich nur über ein Chromosomenpaar, während *P. equorum* zwei Chromosomenpaare besitzt (Nielsen et al. 2014). In der Pferdeparasitologie geriet *P. univalens* vorübergehend in Vergessenheit und es wurde oft nur *P. equorum* als einziger Vertreter beim Pferd genannt (Lichtenfels 1975, Reinemeyer und Nielsen 2018). Grund dafür ist, dass die beiden Parasitenarten morphologisch nicht unterscheidbar sind. Neuere Forschung mittels Karyotypisierung legt aber nahe, dass *P. univalens* tatsächlich der häufiger beim Pferd vorkommende Parasit sein könnte (Nielsen et al. 2014).

Parascaris spp. sind mit einer Länge von 15 – 50 cm und einem Durchmesser von 1 – 2 cm die größten Nematoden des Pferdes (Lichtenfels 1975, Reinemeyer und Nielsen 2018). Ihre Mundöffnung ist von drei viereckigen Lippen umgeben, welche mehrere Papillen tragen (Lichtenfels 1975). Die Würmer produzieren kugelförmige Eier mit einer Größe von 90 – 100 µm. Ihre Schale ist dick und an der Oberfläche von einer braunen Schicht überzogen (Deplazes et al. 2021).

Die Eier des Pferdespulwurms werden mit dem Kot ausgeschieden und in ihrem Inneren entwickelt sich bei geeigneten Umwelttemperaturen innerhalb von etwa zwei Wochen je eine Drittlarve (Schnieder 2006). Wenn diese nun infektiös gewordenen Eier von einem geeigneten Wirt oral aufgenommen werden und in den Dünndarm gelangen, schlüpfen die Larven. Sie penetrieren die Darmwand und gelangen mit Hilfe der Portalvenen in die Leber. Für etwa eine Woche wandern sie nun in der Leber umher, bevor sie wieder ins Blutgefäßsystem gelangen und in die Lunge transportiert werden (Reinemeyer und Nielsen 2009). Dabei durchqueren sie die *Vena cava caudalis*, das Herz und die Lungenarterien (Schnieder 2006). In der Lunge

verlassen sie das Gefäßsystem erneut, um sich durch die Alveolarwand zu bohren und in die luftführenden Wege zu gelangen (Reinemeyer und Nielsen 2009). Die Larven verbleiben für etwa zwei Wochen in der Lunge, bevor sie in den Atemwegen hochklettern oder hochgehustet werden. Sie werden dann abgeschluckt und gelangen so wiederum in den Dünndarm, wo sie sich zu Adulten entwickeln (Reinemeyer und Nielsen 2018). Nach einer Präpatenz von zirka 72 bis 115 Tagen werden täglich große Mengen an Eiern produziert (Reinemeyer und Nielsen 2018, Schnieder 2006).

Parascaris spp. kommen weltweit vor, vor allem bei Fohlen und Jährlingen (Reinemeyer und Nielsen 2009). Bei Jungtieren unter zwölf Monaten wurden Prävalenzen von 0 – 80 % gefunden. Dabei ist zu beobachten, dass die höchste Eiausscheidung im Alter von etwa vier Monaten stattfindet, während die höchste Bürde an adulten Würmern im Alter von fünf Monaten nachgewiesen werden konnte (Fabiani et al. 2016). Ab dem sechsten Lebensmonat beginnen Fohlen eine protektive Immunität gegenüber *Parascaris* spp. auszubilden, weshalb Spulwurminfektionen bei älteren Tieren seltener vorkommen (Laugier et al. 2012). Ein zweiter Peak der Wurmbürde findet bei Fohlen mit neun Lebensmonaten statt, folgend auf die massive Umweltkontamination beim ersten Peak. Allerdings können sich die Ascaridinae beim älteren Fohlen nur zu einem kleinen Teil zu fortpflanzungsfähigen Adulten entwickeln, was der mit steigendem Alter verbesserten Immunantwort zugeschrieben wird (Fabiani et al. 2016). Das Risiko für eine Infektion mit Spulwürmern ist größer bei Pferden, die von großen Zuchtbetrieben stammen und bei Pferden auf Betrieben mit sich häufig änderndem Bestand. Dies kann durch höhere Wahrscheinlichkeit für Anthelminthikaresistenzen oder aber durch vermehrten Stress mit nachfolgender Immunsuppression erklärt werden (Hautala et al. 2019).

Die von *Parascaris* spp. ausgelösten Symptome folgen dem Verlauf der Körperwanderung des Parasiten. In der Leber kommt es zu makroskopisch sichtbaren „fokalen Blutungen und weißlichen, diffusen oder knotigen kleinen Läsionen“ (Brown und Clayton 1979), ähnlich den „Milkspots“ beim Schwein. Diese scheinen aber keine wesentliche Klinik zu bewirken (Deplazes et al. 2021). Die Atemwege reagieren auf die Spulwurmlarven mit Husten, erhöhter Atemfrequenz und serösem bis mukösem oder purulentem Nasenausfluss. Außerdem ist in der Zeit der Wanderung durch die Lunge bei manchen Tieren ein vermindertes Allgemeinverhalten, Inappetenz und Gewichtsverlust beobachtbar (Clayton und Duncan 1978). Zu den

schwerwiegendsten Komplikationen können aber die Adulten im Darm führen. Bei starkem Befall können sie das Darmlumen vollständig verlegen und eine Dünndarmobstruktion bis hin zur Ruptur kann die Folge sein. Begünstigt wird dies durch das Vorliegen großer Mengen unbeweglicher Würmer nach einem Massensterben, induziert durch Anthelminthikatherapie (Fabiani et al. 2016). Dies ist zwar selten, aber potenziell tödlich. Selbst wenn die Tiere erfolgreich operiert werden, liegt die Überlebensrate ein Jahr danach aufgrund von Verklebungen, fokaler nekrotisierender Enteritis und anderen postoperativen Komplikationen nur bei etwa 21 % (Fabiani et al. 2016, Nielsen 2016).

Diagnostiziert wird eine Infektion mit *Parascaris* spp. typischerweise durch koproskopische Untersuchungen, da die Eier in der Patenz in großer Zahl ausgeschieden werden und im Mikroskop gut zu erkennen sind. Allerdings besteht aufgrund der diskontinuierlichen Eiausscheidung kein linearer Zusammenhang zwischen der Anzahl der im Kot gefundenen Eier und der tatsächlichen Wurmbürde. Auch Fohlen mit nur sehr wenigen Eiern im Kot können an einem massiven Befall leiden und sogar falsch negative Ergebnisse (v.a. in der Präpatenz) sind möglich. Falsch positive Ergebnisse wiederum sind selten und durch Koprophagie zu erklären. Zum Vorhersagen des Komplikationsrisikos bei Anthelminthikaaanwendung ist es aber wichtig zu wissen, wie stark die Spulwurmbelastung des Einzeltiers ist. Dies kann mit Hilfe von transabdominaler Sonographie abgeschätzt werden, da die großen Askariden sehr echoreich und daher im Ultraschall gut sichtbar sind (Nielsen 2016). Vereinzelt können auch unreife Wurmstadien im Kot gefunden werden. Bei Lungensymptomatik kann eine Endoskopie helfen, dabei sind vermehrte Mukusproduktion und vermehrte eosinophile Granulozyten hinweisgebend (Deplazes et al. 2021).

Die Bekämpfung von *Parascaris* spp. gestaltet sich zunehmend schwieriger, da immer mehr Anthelminthikaresistenzen auftreten. Grundsätzlich können Benzimidazole, makrozyklische Laktone und Pyrantel angewendet werden (Laugier et al. 2012). Jedoch gibt es mittlerweile weltweit Resistenzen gegen makrozyklische Laktone (Peregrine et al. 2014) und auch bei der Anwendung von Pyrantel wurden bereits in den USA, in Australien und in Europa Fälle von Unwirksamkeit beschrieben. Gegen Fenbendazol waren *Parascaris* spp. in Studien in den USA, Australien und Saudi Arabien resistent (Hautala et al. 2019). Aus diesem Grund ist es zu empfehlen, die Wirksamkeit des eingesetzten Anthelminthikums mit Hilfe eines

Eizahlreduktionstests zu testen (Deplazes et al. 2021). Bezüglich des Zeitpunkts und der Häufigkeit der Therapie sind verschiedene Faktoren, wie Infektionsdruck, durchschnittliches Absetzalter am Betrieb und Wirksamkeit (v.a. Wirkdauer) der angewendeten Präparate zu bedenken. Außerdem gilt es auch die Behandlung mit jener gegen Strongyliden abzustimmen, da diese mit den gleichen Wirkstoffen therapiert werden. Ein typisches Alter für die erste Entwurmung ist zwei Monate und eine Wiederholung kann mit fünf Monaten erfolgen. Zusätzlich zur Anthelminthikaaanwendung kann der Infektionsdruck durch gute Stall- und Weidehygiene inklusive Reinigung und Desinfektion der Boxen sowie Absammeln der Pferdeäpfel von den Koppeln gesenkt werden (Nielsen 2016).

2.1.5. Große Strongyliden

Die Einteilung der Familie der Strongylidae in der Ordnung der Strongylida beim Pferd ist nicht eindeutig festgelegt, mitunter lassen sich in der Literatur verschiedene Systeme finden (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2006). Manchmal ist die Unterteilung in die Unterfamilien Strongylinae und Cyathostominae gebräuchlich (Reinemeyer und Nielsen 2018), in vielen Quellen wird aber, basierend auf Unterschieden in der Biologie, zwischen „großen“ und „kleinen“ Strongyliden differenziert. Zu den „großen Strongyliden“ werden dann nur die vier Arten der Gattung *Strongylus* gezählt: *Strongylus vulgaris*, *Strongylus equinus*, *Strongylus edentatus* und die in Mitteleuropa bisher nicht nachgewiesene Art *Strongylus asini* (Deplazes et al. 2021).

Adulte *Strongylus* spp. erreichen eine Länge von ca. 1 – 5 cm, wobei die weiblichen Parasiten mit durchschnittlich 1,5 – 5 cm etwas länger sind als die Männchen mit 1 – 3,5 cm. Ihr Körper hat eine gelbe bis bräunliche Farbe und trägt eine prominente „tonnenförmige Mundkapsel“, deren Aufbau für die Artdifferenzierung genutzt wird. *Strongylus vulgaris* besitzt zwei zahnartige Strukturen und *S. equinus* sogar vier, während *S. edentatus* keine „Zähne“ hat. Gemein ist ihnen ein doppelter Blätterkranz (*Corona radiata*), der die Mundöffnung umgibt, und die ausgeprägte *Bursa copulatrix* der Männchen, mit zwei schmalen Spikula (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2006).

Die Eier der großen Strongyliden können unter dem Mikroskop nicht von denen der kleinen Strongyliden unterschieden werden (Reinemeyer und Nielsen 2018). Sie haben eine dünne

Schale mit ovaler Form und darin mindestens neun Furchungszellen. Je nach Art sind sie etwa 64 – 99 µm lang und 36 – 58 µm breit (Schnieder 2006).

Nachdem die Eier mit dem Kot ausgeschieden wurden, entwickeln sich die Blastomere in der Umwelt innerhalb von etwa zehn bis vierzehn Tagen zur Erstlarve, nach deren Schlupf zur Zweitlarve und schließlich zur infektiösen Drittlarve (McCraw und Slocombe 1976). Als solche können die Parasiten über viele Wochen bis Monate in der Umwelt ausharren, bis sie von einem Pferd oral aufgenommen werden (Schnieder 2006). Nach der Magenpassage streift die Drittlarve ihre schützende Hülle (Uvea) ab und dringt dann im Ileum, Zäkum oder im ventralen Kolon in die Darmschleimhaut und weiter in die Submukosa ein. Dort wird sie binnen weniger Tage zur Viertlarve, die dann die Körperwanderung beginnt. Sie dringt in submuköse Arteriolen ein und wandert entgegen dem Blutstrom in größere Arterien, wobei Fibrinfäden und wandständige Thromben entstehen (McCraw und Slocombe 1976). Die meisten Larven schaffen es bis zur kranialen Gekrösewurzel, wo sie dann etwa vier Monate verbleiben, bevor sie zur Fünftlarve werden (Reinemeyer und Nielsen 2009). Manche gelangen aber bis in die Aorta, werden im gesamten Körper verteilt und können weitreichend das Gewebe schädigen. Die Fünftlarven werden dann mit dem Blut wieder in die Submukosa des Darms transportiert und reifen in sogenannten „Wurmknötchen“ weiter heran (Schnieder 2006). Wenn die Knötchen aufbrechen, gelangen junge Adulte ins Darmlumen und nach weiteren etwa sechs Wochen starten die Weibchen mit der Eiausscheidung (Reinemeyer und Nielsen 2009). Insgesamt beträgt die Präpatenz der großen Strongyliden je nach Art etwa sechs bis zwölf Monate (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019).

Große Strongyliden waren lange Zeit auf der ganzen Welt sehr häufige und gefürchtete Parasiten des Pferdes (Drudge und Lyons 1986). Heutzutage sind sie in regelmäßig entwurmtten Beständen aber sehr selten und in ihrer Bedeutung großteils von den kleinen Strongyliden abgelöst worden. Fohlen ab etwa sechs Monaten können Eier von *Strongylus* spp. ausscheiden und somit betroffen sein, bei älteren Tieren wird von der teilweisen Ausbildung einer erworbenen Immunität ausgegangen (Fabiani et al. 2016).

Die pathologische Wirkung von *Strongylus* spp. beruht vor allem auf den migrierenden Larven und der von ihnen ausgelösten „verminösen Arteritis“ mit Thrombenbildung und Hypertrophie der kranialen Mesenterialarterie. Diese können die Blutversorgung verschiedener Darmteile

beeinträchtigen und somit eine ischämische Kolik auslösen (Reinemeyer und Nielsen 2009). Die Symptome sind dabei abhängig vom Ausmaß des Wurmbefalls, grundsätzlich sind sie aber mit Fieber, Peritonitis, Inappetenz, Gewichtsverlust und Kolik sehr unspezifisch (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, McCraw und Slocombe 1976). Der Blutverlust durch die blutsaugenden Adulten kann außerdem zu Anämie, Gewichtsverlust und Leistungsminderung führen (McCraw und Slocombe 1976).

Zur Diagnostik von *Strongylus* spp. ist die Koproskopie nicht ausreichend, da die Eier der großen Strongyliden nicht von jenen der kleinen Strongyliden differenzierbar sind. Werden unter dem Mikroskop verdächtige Eier gefunden, so wird eine Larvenkultur angelegt, denn die Drittlarven der Strongylidae können zur Unterscheidung genutzt werden. Da dieses Verfahren sehr zeit- und arbeitsaufwändig ist, werden meist mehrere Proben gepoolt. Alternativ wäre es auch möglich, große Strongyliden im Kot mittels PCR nachzuweisen, aber auch dafür ist es notwendig, die Strongylideneier zu isolieren (Nielsen et al. 2021).

Zur Behandlung von Infektionen mit großen Strongyliden eignen sich Ivermectin, Moxidectin und Fenbendazol, welche larvizid wirken. Die Anthelminthika müssten auf Grund der langen Präpatenz der *Strongylus* spp. von mindestens sechs Monaten nur zwei Mal jährlich angewendet werden, um die Eiausscheidung und somit eine mögliche Reinfektion zu verhindern. Die meisten Pferde werden zur Behandlung anderer Helminthosen aber ohnehin häufiger als alle sechs Monate entwurmt (Reinemeyer und Nielsen 2009). Im Moment sind noch keine Anthelminthikaresistenzen bei großen Strongyliden bekannt (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019).

2.1.6. Kleine Strongyliden

Zu den „kleinen Strongyliden“ werden jene Vertreter der Familie der Strongylidae gezählt, die keine Körperwanderung durchmachen. Das sind die gesamte Unterfamilie der Cyathostominae mit 50 Arten, sowie vier Gattungen der Unterfamilie der Strongylineae, nämlich *Bidentostomum*, *Craterostomum* und *Oesophagodontus* mit jeweils einer Art und *Triodontophorus* mit sieben Arten (Deplazes et al. 2021).

Wie der Name schon sagt, sind die Adulten der kleinen Strongyliden kleiner als jene von *Strongylus* spp. Sie sind gelbweißlich bis manchmal eher rötlich gefärbt und erreichen eine Länge von zwischen 4 – 29 mm, wobei die Vertreter der Cyathostominae durchschnittlich etwas kürzer ausfallen (Deplazes et al. 2021). Zur Artdifferenzierung kann die eher zylindrisch geformte und bei den kleinen Strongyliden grundsätzlich deutlich kleinere Mundkapsel, der Aufbau der Blätterkrone an der Mundöffnung und die Form der Bursa der Männchen genutzt werden (Lyons et al. 2000). Kleine Strongyliden produzieren genauso wie große Strongyliden morphologisch nicht differenzierbare Eier vom Magen-Darm-Strongyliden-Typ (MDS-Typ), also ovale Eier in einer Größe von 60 – 140 µm mit dünner Kapsel und multiplen Furchungskugeln (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019).

Die im Zäkum und großen Kolon abgelegten Eier werden mit dem Kot ausgeschieden und entwickeln sich in der Umwelt weiter bis zu infektiösen Drittlarven. Dies kann abhängig von Feuchtigkeit und Umwelttemperatur innerhalb weniger Tage passieren (Corning 2009, Reinemeyer 1986). Umgeben von ihrer schützenden Hülle überdauern Drittlarven lange Zeit hinweg in der Umwelt, unabhängig von Hitze und Frost. Werden sie schließlich von einem Pferd gefressen und gelangen in dessen Darm, so verlieren sie die Schutzmembran und bohren sich in die Dickdarmschleimhaut ein (Corning 2009). Sie kapseln sich in der Mukosa oder Submukosa des großen Kolons oder des Blinddarms ein und können sich dort entweder sofort weiterentwickeln oder bis zu zwei Jahre ausharren, bevor sie im Zuge eines Massenschlupfs als Viertlarve ins Darmlumen zurückkehren (Corning 2009, Reinemeyer und Nielsen 2018). Im Darmlumen wachsen die Larven weiter und werden schließlich zu Fünftlarven, die sich dann schrittweise zum Adulten entwickeln. Aufgrund der langen Überlebenszeit in der Umwelt und der Möglichkeit eines abgekapselten Ruhestadiums kann die Entwicklung von kleinen Strongyliden mehr als zwei Jahre in Anspruch nehmen. Unter günstigen Bedingungen kann die Präpatenz aber auch bei nur etwa fünf Wochen liegen (Reinemeyer und Nielsen 2018).

Kleine Strongyliden gelten heutzutage als die häufigsten und pathologisch relevantesten Parasiten des Pferdes. Allerdings kommen nicht alle zirka 60 Arten gleich häufig vor; etwa zehn Arten werden unabhängig von den Umweltbedingungen deutlich häufiger nachgewiesen als die anderen Arten. Meist trägt ein Pferd aber nicht nur eine Art von kleinen Strongyliden in

sich, sondern mehrere. Grundsätzlich wird eine Prävalenz von über 70 – 100 % angenommen (Corning 2009).

Der Befall mit kleinen Strongyliden verläuft bei den meisten betroffenen Pferden subklinisch. Dennoch können sowohl Adulte als auch Larven klinische Symptome auslösen, vor allem bei Fohlen und Jungtieren unter sechs Jahren (von Samson-Himmelstjerna 2016). Adulte kleine Strongyliden können bei starkem Befall zu Durchfall, Gewichtsverlust und vermindertem Allgemeinverhalten führen. Auch die Drittlarven schädigen die Darmwand und beeinträchtigen intestinale Stoffwechselfunktionen, wenn sie in die Darmschleimhaut eindringen und sich dort abkapseln. Die größte Gefahr geht aber von den Viertlarven aus. Verlassen im Zuge eines „Massenschlupfs“ viele tausende Viertlarven gleichzeitig ihre Zysten, so zerstören sie dabei große Schleimhautareale. Dieses Phänomen wird als larvale Cyathostominose bezeichnet und führt zu chronischem Durchfall, Anorexie, starkem Gewichtsverlust, Fieber, Lethargie und starkem Proteinverlust, der das Entstehen von Ödemen am Unterbauch und den Beinen begünstigt (Corning 2009, Lyons et al. 2000, von Samson-Himmelstjerna 2016). Kolik ist ein weiteres häufiges Symptom der larvalen Cyathostominose, und die Mortalität liegt bei dieser schwerwiegenden Erkrankung bei bis zu 50 % (Corning 2009). Klinische Symptome können bei Pferden jeden Alters auftreten (Corning 2009). Eine Altersresistenz gegenüber kleinen Strongyliden ist zwar beschrieben, entsteht aber wohl nur langsam und unvollständig (Klei und Chapman 1999).

Um einen Befall mit kleinen Strongyliden zu diagnostizieren, werden wie bei den großen Strongyliden eine Koproskopie und eine Larvenkultur durchgeführt. Da die Unterscheidung zwischen großen und kleinen Strongyliden nicht anhand der Eier möglich ist, muss sie durch Auszählen der Mitteldarmzellen der Drittlarven erfolgen (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Die Drittlarven können bis zu einem gewissen Grad auch zur Unterscheidung verschiedener Gattungen verwendet werden (Deplazes et al. 2021). Im Zuge einer larvalen Cyathostominose kann es auch zur Ausscheidung größerer Mengen von Viertlarven kommen, die dann im Kot zu finden sind (Reinemeyer 1986). Der serologische Nachweis eines Befalls mit kleinen Strongyliden ist grundsätzlich möglich, da aber fast alle Pferde im Laufe ihres Lebens bereits Kontakt mit kleinen Strongyliden hatten, ist die Aussagekraft eines positiven Ergebnisses fraglich (Deplazes et al. 2021). Ein PCR-ELISA aus

dem Kot von Pferden mit akuter larvaler Caythostominose konnte aber zur Artdiagnostik erfolgreich eingesetzt werden (Hodgkinson et al. 2003).

Bei der Bekämpfung der kleinen Strongyliden ist auf einige Problempunkte zu achten. Einerseits führt die lange Überlebenszeit der Drittlarven in der Umwelt sowie der hypobiotischen Stadien in der Darmschleimhaut dazu, dass es nahezu unmöglich ist, ein Pferd oder eine Weide vollständig wurmfrei zu bekommen. Würde man ein Pferd nach der Entwurmung in ein steriles Umfeld, ohne Möglichkeit einer Neuinfektion, verbringen, würde es trotzdem nach einiger Zeit wieder beginnen, Eier kleiner Strongyliden auszuschleiden. Das liegt daran, dass kein Anthelminthikum in der Lage ist, alle hypobiotischen Stadien abzutöten (Reinemeyer und Nielsen 2018). Andererseits führen Anthelminthikaresistenzen immer mehr zu Einschränkungen in den Behandlungsmöglichkeiten (Corning 2009). Grundsätzlich sind Benzimidazole, Pyrimidine und makrozyklische Laktone dazu geeignet, einen Befall mit den luminalen Stadien kleiner Strongyliden zu therapieren. Gegenüber Benzimidazolen sind Resistenzen aber schon sehr weit verbreitet, weshalb Fenbendazol oftmals nicht mehr eingesetzt werden kann. Fenbendazol ist aber sehr beliebt als Anthelminthikum gegen kleine Strongyliden, da es sowohl mit einer einmaligen Anwendung gegen Adulte und späte Larvenstadien wirksam ist als auch bei einer Behandlung einmal täglich über fünf Tage sehr gut gegen abgekapselte Stadien in der Darmwand wirkt. Pyrimidine hingegen töten hypobiotische Stadien nicht ab, aber auch gegen sie wurden bereits Resistenzen entdeckt. Bei den makrozyklischen Laktonen muss zwischen Ivermectin und Moxidectin unterschieden werden. Ivermectin wirkt gut gegen Adulte und Larvenstadien in Entwicklung, aber nur schlecht gegen hypobiotische Stadien, während Moxidectin sehr gut gegen ruhende Larvenstadien wirksam ist und auch die Reinfektionszeit verlängert (Corning 2009). Im Allgemeinen wird empfohlen, Jungtiere bis zum zweiten Lebensjahr etwa alle drei Monate zu entwurmen und davon mindestens einmal jährlich mit einem gegen hypobiotische Stadien wirksamen Anthelminthikum. Für adulte Pferde mit Zugang zu Weideflächen werden viermal jährliche Kotuntersuchungen empfohlen. Unabhängig von den Ergebnissen und der Entscheidung für ein selektives oder strategisches Entwurmungsschema sollten alle Pferde mindestens einmal jährlich zu Winterbeginn entwurmt werden. Pferde mit einer Ausscheidung von mehr als 200 Eiern kleiner Strongyliden pro Gramm Kot sollten jedoch bis zu viermal im Jahr mit Anthelminthika therapiert werden. Für adulte Pferde ohne Weidegang wird das Risiko

eines Parasitenbefalls als geringer eingeschätzt. Grundsätzlich ist es angeraten nur so häufig wie tatsächlich nötig zu entwurmen und diese Notwendigkeit mittels parasitologischer Untersuchungen zu überprüfen, um der Resistenzbildung entgegenzuwirken (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Zusätzlich zur anthelminthischen Therapie ist natürlich auch bei den kleinen Strongyliden eine deutliche Senkung des Infektionsdruckes durch Managementmaßnahmen zu erreichen. Das regelmäßige Abmisten der Koppeln, eine Wechselbeweidung mit Wiederkäuern, und eine Reduktion der Pferdezahl pro Weidefläche kann die Belastung mit Strongylideneiern maßgeblich verringern (Meier und Hertzberg 2005). Mit der Einhaltung von strikten Quarantänemaßnahmen kann zudem das Risiko vermindert werden, resistente Wurmpopulationen einzuschleppen (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019).

2.1.7. *Strongyloides westeri*

Strongyloides westeri, der Zwergfadenwurm des Pferdes, ist ein Endoparasit aus der Gattung *Strongyloides* in der Familie der Strongyloididae. Obgleich sein Name eine enge Verwandtschaft zu den großen und kleinen Strongyliden vermuten ließe, gehört er nicht zur Ordnung der Strongylida, sondern zur Ordnung der Rhabditida (Deplazes et al. 2021).

Adulte Zwergfadenwürmer erreichen eine Größe von nur etwa 8 – 9 mm Länge und sind mit 80 – 95 µm Durchmesser sehr dünn. Ihr Ösophagus hat eine zylindrische Form und macht etwa ein Siebtel der gesamten Körperlänge aus. Die Ovarien der nur als Weibchen parasitischen *Strongyloides westeri* sind eng mit dem Darm verwunden und die zwei nach vorne und hinten verlaufenden Uterusschläuche münden direkt in der kaudal der Körpermitte gelegenen Vulva. Im Uterus sind etliche ovale Eier mit dünner Schale zu finden. Diese sind zirka 40 – 50 µm lang und 30 – 40 µm breit und ihre Pole sind abgeflacht. Die am nächsten zur Vulva liegenden Eier sind meist bereits embryoniert, wie es auch bei den frei im Pferdekot auffindbaren Eiern der Fall ist (Lichtenfels 1975, Schnieder 2006).

Der Lebenszyklus von Zwergfadenwürmern unterscheidet sich von jenem der anderen Helminthen des Pferdes in einigen wesentlichen Punkten. Einerseits sind nur weibliche Adulte parasitisch, andererseits umfasst ihr Lebenszyklus einen Generationswechsel und außerdem kann die Entwicklung im Wirtskörper über verschiedene Wege verlaufen (Kaufmann 1996). Im

Pferdekot ausgeschiedene Eier mit weiblichen Larven können sich direkt zur infektiösen Drittlarve entwickeln. Dazu schlüpfen bei geeigneter Temperatur von etwa 20 °C und ausreichender Sauerstoffversorgung innerhalb weniger Stunden Erstlarven. Diese häuten sich in den folgenden drei bis vier Tagen zweimal, um das Stadium der infektiösen Drittlarve zu erreichen (Deplazes et al. 2021). Die ausgeschiedenen Eier mit weiblichen Larven können sich aber auch zu freilebenden weiblichen Adulten entwickeln, wie auch die ausgeschiedenen Eier mit männlichen Larven zu freilebenden Männchen werden. Durch Paarung entstehen neuerlich Eier, aus denen jetzt aber nur weibliche Larven schlüpfen, die sich dann wiederum zu infektiösen Drittlarven weiterentwickeln (Viney und Lok 2015). Der Eintritt in den Pferdekörper kann ebenfalls auf verschiedenen Wegen erfolgen. Sowohl bei transkutanem Eindringen als auch bei oraler Aufnahme der infektiösen Drittlarven kommt es zu einer Körperwanderung, die bei oraler Ingestion vermutlich in der Schleimhaut des Ösophagus beginnt. Durch Lymphgefäße, Venen und das Herz gelangen die Parasiten in die Lunge. Von dort können sie einerseits hochgehustet und abgeschluckt werden und so den Dünndarm erreichen, oder aber mit dem Blut zurück ins Herz und weiter in den Körperkreislauf gelangen und so in verschiedene Organe verteilt werden (Deplazes et al. 2021). Im Dünndarm entwickeln sich die Larven über zwei Häutungen zu adulten Weibchen, die in Bohrgängen im Zottenepithel verweilen und pro Tag bis zu 2000 Eier ablegen (Deplazes et al. 2021, Schnieder 2006). In den Organen können die Larven von *Strongyloides westeri* in Hypobiose über längere Zeiträume verweilen. Dies kann vor allem bei Stuten zu Problemen führen, da es im Fall einer Laktation zur Reaktivierung der hypobiotischen Stadien und zur Ausscheidung infektiöser Larven mit der Milch kommt (Viney und Lok 2015). Zwischen dem vierten und 47. Laktationstag konnten Larven in der Muttermilch nachgewiesen werden. Die laktogene Infektion von Saugfohlen stellt zugleich den häufigsten Übertragungsweg von Zwergfadenwürmern beim Pferd dar. Die mit der Milch aufgenommenen Larven müssen im Körper des Fohlens mitunter auch keine Körperwanderung mehr durchmachen, sondern können direkt im Dünndarm landen, was sich auch in der verkürzten Präpatenz von nur etwa acht bis zwölf Tagen bemerkbar macht (Lyons 1994, Miller et al. 2017).

Strongyloides westeri kommt vor allem bei Saugfohlen vor. Bereits ab dem achten Lebenstag können Eier im Kot gefunden werden, die meisten Fohlen beginnen mit einem Alter von 14 bis 18 Tagen mit der Eiausscheidung (Schnieder 2006). Die Infektion verläuft aber meist

selbstlimitierend, da es im Alter von vier bis fünf Monaten zur Ausbildung einer Immunität kommt (Lyons 1994, Schnieder 2006). Absetzfohlen, Jährlinge und ältere Pferde tragen normalerweise keine adulten *S. westeri* im Dünndarm und scheiden daher auch keine Eier aus, in seltenen Fällen können aber auch sie betroffen sein (Miller et al. 2017, Schnieder 2006). Beim Saugfohlen wird die Prävalenz oft mit etwa 90 % angegeben (Lyons 1994, Schnieder 2006), neue Studien zeigten aber eine reduzierte Prävalenz von nur etwa 30 %, die auf den vermehrten Einsatz wirksamer Anthelminthika zurückgeführt wird (Lyons und Tolliver 2014).

Der Befall mit *S. westeri* führt nur bei manchen Tieren zur klinischen Erkrankung (Reinemeyer und Nielsen 2009). Während Durchfall als häufigstes Symptom gilt, können die Auswirkungen gemäß den verschiedenen Wegen im Wirtskörper sehr vielfältig ausfallen. Dringen die infektiösen Drittlarven durch die Haut in den Wirtskörper ein, so kann es zu Läsionen und Schwellung an der Eintrittsstelle kommen. Auf ihrem Weg durch die Lunge schädigen sie diese mitunter und können somit andere Infektionen begünstigen. Am häufigsten schädigen Zwergfadenwürmer aber die Darmschleimhaut befallener Fohlen. Das kann einerseits zu Durchfall führen und andererseits auch zu Resorptionsstörungen. In seltenen Fällen können Hypalbuminämie und Hypoproteinämie und daraus resultierend Aszites und Ödeme in der Unterhaut die Folge der Enteritis sein (Schnieder 2006). Auch Anämie und Veränderungen des weißen Blutbildes, sowie Dehydratation, Gewichtsverlust und Fieber wurden beobachtet (Reinemeyer und Nielsen 2009, Schnieder 2006). Tödlich verlaufende Infektionen sind beschrieben, vor allem aber bei experimenteller Infektion von Fohlen mit sehr großen Wurmbürden (Kaufmann 1996, Lyons et al. 1973).

Zum Nachweis von *S. westeri* beim Fohlen eignet sich die koproskopische Untersuchung von frischem Kot. Eier von Zwergfadenwürmern können in der Flotation nachgewiesen werden, sofern die Larven noch nicht geschlüpft sind. Da dies bei geeigneten Temperaturen aber innerhalb weniger Stunden geschehen kann, sollte noch eine Larvenkultur zur Anzucht von Drittlarven angeschlossen werden (Schnieder 2006). Alternativ können Erstlarven im einige Stunden alten Kot mittels Trichterverfahren gefunden werden (Deplazes et al. 2021).

Lange Zeit war es üblich, Fohlen in den ersten Lebenswochen und -monaten routinemäßig anthelminthisch zu behandeln, um klinische Erkrankungen durch *S. westeri* vorzubeugen. Mit der immer stärker werdenden Resistenzbildung bei anderen Helminthen des Pferdes, vor allem

bei *Parascaris* spp., wird von dieser Praxis aber mittlerweile abgeraten (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Reinemeyer und Nielsen 2009). Stattdessen sollen nur mehr in Betrieben mit bekannter Zwergfadenwurmproblematik und bei klinisch erkrankten Fohlen Anthelminthika eingesetzt werden. Auch können Stuten kurz vor oder nach der Geburt mit 0,2 mg/kg KM Ivermectin entwurmt werden, um die Anzahl der mit der Muttermilch ausgeschiedenen infektiösen Drittlarven zu reduzieren. Zur Therapie infizierter Fohlen eignen sich unter anderem ebenfalls Ivermectin, aber auch Moxidectin und verschiedene Benzimidazole, wie beispielsweise Fenbendazol, welches aber mit 50 mg/kg KM deutlich höher dosiert werden muss als gegen andere Helminthen (Schnieder 2006). Zusätzlich sind tägliches Abmisten, Stall- und Weidehygiene, regelmäßige Desinfektion und das Reinigen der Euter von Mutterstuten anzuraten, da diese Managementmaßnahmen dazu beitragen, die Umweltkontamination und somit das Infektionsrisiko für nachfolgende Fohlen zu verringern (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Schnieder 2006).

2.2. Diagnostik

Während zu Forschungszwecken oft postmortale Untersuchungen von Pferden zu sehr präzisen Aussagen über die Art und das Ausmaß eines Befalls mit Helminthen führen, ist es im Sinne der kurativen veterinärmedizinischen Tätigkeit selbstverständlich nötig, Endoparasitosen am lebenden Tier zu erkennen. Nur in Ausnahmefällen oder bei fortgeschrittener Erkrankung können äußerliche Hinweise auf einen Wurmbefall schließen lassen, meist soll aber bereits vor dem Auftreten klinischer Symptome festgestellt werden, ob bestimmte Endoparasiten für das jeweilige Pferd oder den Betrieb eine Gefahr darstellen (Schmäschke 2013). Grundsätzlich sollte jedes Pferd mehrmals pro Jahr auf einen Befall mit Endoparasiten überprüft werden, es sind aber auch Poolproben mehrerer Pferde möglich. Auch ist es ratsam, den Erfolg von Bekämpfungsmaßnahmen in regelmäßigen Abständen zu überprüfen, um rechtzeitig auf etwaige Resistenzentwicklung reagieren zu können (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Dazu gibt es für die unterschiedlichen Parasiten eine Vielzahl an diagnostischen Verfahren, von der klassischen Koproskopie mit Sedimentations- und Flotationsverfahren bis zu serologischen und molekularbiologischen Tests.

Die gebräuchlichsten Nachweismethoden von Endoparasiten beim Pferd beruhen auf dem Auffinden und der Differenzierung von Parasitenstadien im Kot, der sogenannten Koprooskopie. Obwohl adulte Helminthen oft große Mengen von Eiern pro Tag produzieren, machen diese im Pferdekot dennoch häufig nur einen sehr kleinen Anteil aus. Um sie dennoch unter dem Mikroskop auffinden zu können, ist es meist notwendig, sie von anderen Bestandteilen des Kotes zu trennen und zu konzentrieren (Reinemeyer und Nielsen 2018). In den folgenden Kapiteln sollen verschiedene Anreicherungsverfahren und Tests erklärt werden, die in der parasitologischen Routinediagnostik gebräuchlich sind.

Gemeinsam ist diesen diagnostischen Untersuchungsmethoden, dass die Wurmeier oder -larven aus dem Kot unter dem Mikroskop betrachtet und anhand morphologischer Kriterien unterschieden werden, was auf das Vorhandensein von Adulten im Pferdedarm schließen lässt (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011). Es wird dabei zwischen qualitativen beziehungsweise semiquantitativen und quantitativen Nachweisverfahren unterschieden. Während bei qualitativen Tests nur zwischen Anwesenheit oder Abwesenheit von Parasitenstadien im Kot unterschieden wird, kann mithilfe quantitativer Methoden angegeben werden, wie viele Wurmeier sich in einem Gramm Kot des Tieres befinden. Die Eizahl wird dann in Eiern pro Gramm Kot (EpG) angegeben (Deplazes et al. 2021, von Samson-Himmelstjerna et al. 2011).

Zu bedenken ist allerdings, dass die Untersuchung einer Kotprobe immer eine Momentaufnahme der aktuellen Ausscheidung darstellt, nicht aber zwangsläufig die genaue Stärke des Parasitenbefalls eines Tieres widerspiegeln muss. So kann auch bei negativ verlaufener koprooskopischer Untersuchung der Wurmbefall eines Pferdes nie ausgeschlossen werden. Gründe dafür sind beispielsweise die undulierende Eiausscheidung im Jahresverlauf, der Befall mit noch nicht fortpflanzungsfähigen oder hypobiotischen Parasitenstadien, im Fall von Bandwürmern die Ausscheidung nicht zerfallener Proglottiden oder einfach die unregelmäßige Verteilung der Stadien innerhalb einer Kotportion (Kaufmann 1996, von Samson-Himmelstjerna et al. 2011).

2.2.1. Direkter Kotalausstrich

Beim direkten Kotalausstrich handelt es sich um ein qualitatives Nachweisverfahren. Dazu wird eine kleine Menge Kot auf einem Objektträger dünn ausgestrichen, mit etwas Wasser oder

physiologischer Kochsalzlösung vermischt und ein Deckglas darauf platziert. Dann wird das Präparat unter dem Mikroskop auf das Vorhandensein parasitärer Objekte untersucht (Schmäschke 2013). Obwohl diese Methode sehr einfach und mit wenig Materialverbrauch verbunden ist, wird sie nur sehr selten verwendet, da sie nur bei sehr hoher Parasitenkonzentration im Kot funktioniert und das Erkennen der Parasiten durch das Vorhandensein anderer Kotbestandteile erschwert wird (Kaufmann 1996).

2.2.2. Flotationsverfahren

Das Flotationsverfahren ist eine qualitative Untersuchungsmethode, die auf dem Prinzip der spezifischen Dichte der Parasitenstadien beruht. Der Kot wird in einer Flotationsflüssigkeit suspendiert, wobei diese ein höheres spezifisches Gewicht als die Parasitenstadien aufweisen muss (Reinemeyer und Nielsen 2018). Geeignet sind beispielsweise gesättigte Kochsalzlösung, Zuckerlösung, Zinksulfatlösung, Zinkchloridlösung, Natriumnitratlösung oder Magnesiumsulfatlösung in vorgegebenen Konzentrationen (Deplazes et al. 2021, Foreyt 1989). Wird diese Suspension stehen gelassen oder zentrifugiert, so sinken schwere Kotbestandteile ab, während die leichteren Parasitenstadien aufsteigen und an der Oberfläche schwimmen. Es können dann wenige Tropfen Flüssigkeit von der Oberfläche entnommen, auf einen Objektträger übertragen, mit einem Deckglas bedeckt und unter dem Mikroskop untersucht werden (Kaufmann 1996). Die Flotation ist die am häufigsten in der Routinediagnostik eingesetzte Methode, da sie relativ einfach durchzuführen und kostengünstig ist. Kommerziell erhältliche Testkits liefern auch außerhalb eines Labors rasch Ergebnisse. Allerdings können mit diesem Verfahren nicht alle Parasitenstadien nachgewiesen und erkannt werden, da manche zu schwer sind und absinken oder durch die Flotationslösung verformt werden (Schmäschke 2013).

2.2.3. Sedimentationsverfahren

Auch das Sedimentationsverfahren ist ein häufig eingesetztes, qualitatives Nachweisverfahren. Bei diesem wird die Kotprobe in Wasser suspendiert und durch ein feinmaschiges Sieb gegossen, um grobe Partikel zu entfernen (Schmäschke 2013). Dann wird die Probe mehrmals für wenige Minuten stehen gelassen, der Überstand jeweils abgeleert und der Rest in frischem

Wasser aufgeschwemmt. Nach dem letzten Dekantieren kann das Sediment in eine Petrischale geleert, mit Methylenblau angefärbt und unter dem Mikroskop durchgemustert werden. Das Verfahren ist vor allem für Eier von Trematoden geeignet, da diese auf Grund ihres höheren Gewichts schneller zu Boden sinken als leichtere Kotbestandteile (Deplazes et al. 2021). Außerdem nehmen Leberegelier das Methylenblau nicht auf und heben sich daher mit ihrer gelben Farbe gut von den restlichen, blau angefärbten Partikeln ab. Grundsätzlich lassen sich aber alle Parasitenstadien mit dem Sedimentationsverfahren darstellen, wenn auch manchmal nur in geringer Konzentration und mit anderen schweren Kotbestandteilen vermischt. Als Nachteil dieser Methode ist die erforderliche Geduld anzumerken, da das mehrmalige Sedimentieren einige Zeit in Anspruch nimmt (Schmäschke 2013).

2.2.4. Kombiniertes Sedimentations-Flotations-Verfahren

Das Kombinierte Sedimentations-Flotations-Verfahren ist ein qualitatives Nachweisverfahren, welches die Effekte der Sedimentation mit jenen der Flotation verbindet und daher in vielen parasitologischen Labors standardmäßig eingesetzt wird (Deplazes et al. 2021, Schmäschke 2013). Im ersten Schritt wird der Kot mit Wasser zu einer Kotsuspension vermischt und durch ein Sieb geleert. Die Probe wird zentrifugiert oder für 30 Minuten stehen gelassen und dann dekantiert. Das so erhaltene Sediment wird in Flotationsflüssigkeit aufgeschwemmt und zentrifugiert. Von der Oberfläche können dann wiederum einige Tropfen gewonnen, auf einen Objektträger überführt, mit einem Deckglas bedeckt und unter dem Mikroskop analysiert werden (Schmäschke 2013). Als Vorteil dieses Vorgehens gilt die etwas höhere Sensitivität für manche Wurmeier gegenüber einem reinen Flotationsverfahren, allerdings funktioniert es für schwere Parasitenstadien schlechter als das reine Sedimentationsverfahren (Deplazes et al. 2021).

2.2.5. McMaster-Eizählverfahren

Das McMaster-Verfahren zur Quantifizierung von Parasitenstadien ist in verschiedenen Abwandlungen beschrieben. Es handelt sich um eine im Jahr 1939 erstmals beschriebene und seither mehrmals weiterentwickelte und modifizierte Methode, die auf der Verwendung der sogenannten McMaster-Kammer beruht (Schmäschke 2013, Vadlejch et al. 2011). Es stellt ein

quantitatives Zählverfahren dar, das zur Bestimmung der EpG geeignet ist (Deplazes et al. 2021). Eine genau abgewogene Menge Kot wird in Flotationslösung suspendiert, durch ein Sieb in einen Messzylinder geleert und dann mit Flotationslösung auf ein vorgegebenes Volumen aufgefüllt. Durch kräftiges Schütteln oder Rühren, eventuell mit Hilfe eines Magnetrührers, wird die Suspension gemischt. Dann können mit einer Pipette wenige Tropfen des Gemisches entnommen und damit die Felder der McMaster-Kammer befüllt werden. Die Zählkammer muss für einige Minuten ruhen, sodass die Parasitenstadien aufsteigen und direkt unterhalb des Zählnetzes zu liegen kommen. Nun wird unter dem Mikroskop ausgezählt, wie viele Helminthen-Eier pro Zählfeld zu finden sind. Mit Hilfe einer Formel, die die gezählte Anzahl an Eiern, die verwendete Kotmenge, das Gesamtvolumen der Suspension, die Anzahl der Zählfelder und deren Volumen berücksichtigt, wird anschließend die Eizahl pro Gramm Kot (EpG) berechnet (Deplazes et al. 2021, Schmäschke 2013):

$$EpG = \frac{(Eianzahl) * (Suspensionsvolumen [ml])}{(Kotmenge [g]) * (Zählfelderanzahl) * (Zählfeldvolumen [ml])}$$

Das McMaster-Verfahren wird auch dazu genutzt, um Daten für den Eizahlreduktionstest zu gewinnen. Auch als Entscheidungshilfe für die selektive Entwurmung, bei der nur Tiere mit einer Eiausscheidung über einem gewissen Grenzwert (üblicherweise 200 EpG) entwurmt werden, findet die Methode Anwendung (Schmäschke 2013). Die Sensitivität liegt bei etwa 70 %, und die untere Nachweisgrenze ist abhängig von der eingesetzten Kotmenge und dem Verdünnungsfaktor (Deplazes et al. 2021).

2.2.6. Mini-FLOTAC-Verfahren

Eine weitere Methode zur quantitativen Eizahlbestimmung ist das Mini-FLOTAC-Verfahren. Es ist die Weiterentwicklung des FLOTAC-Verfahrens, welches 2004 von Cringoli als Adaptation des McMaster-Verfahrens entwickelt wurde, um das Vorgehen mit Hilfe eines neu entwickelten Apparates, dem FLOTAC, zu standardisieren und gleichzeitig die Sensitivität zu erhöhen (Cringoli 2004, 2006, Reinemeyer und Nielsen 2018). Beim Mini-FLOTAC handelt

es sich um einen scheibenförmigen Hartplastikapparat, bestehend aus vier Teilen: der Basis mit zwei je einen Milliliter fassenden Kammern, der Deckplatte mit zwei Zählfeldern, dem Schlüssel, um die beiden zu verbinden und gegeneinander zu drehen, und zuletzt dem Mikroskopadapter (Abb. 1 und 2). Empfohlen wird, Mini-FLOTAC gemeinsam mit Fill-FLOTAC zu verwenden, da dieses auch unter Feldbedingungen den Untersucher und die Umgebung vor direktem Kontakt mit dem Probenmaterial und somit vor potenziellen biologischen Gefahren schützt (Cringoli et al. 2017). Im Zuge dieser Arbeit wurde Fill-FLOTAC nicht verwendet, da nur Kot von klinisch gesunden Pferden untersucht und nur innerhalb eines parasitologischen Labors gearbeitet wurde. Zur Vollständigkeit soll Fill-FLOTAC hier aber dennoch beschrieben werden.

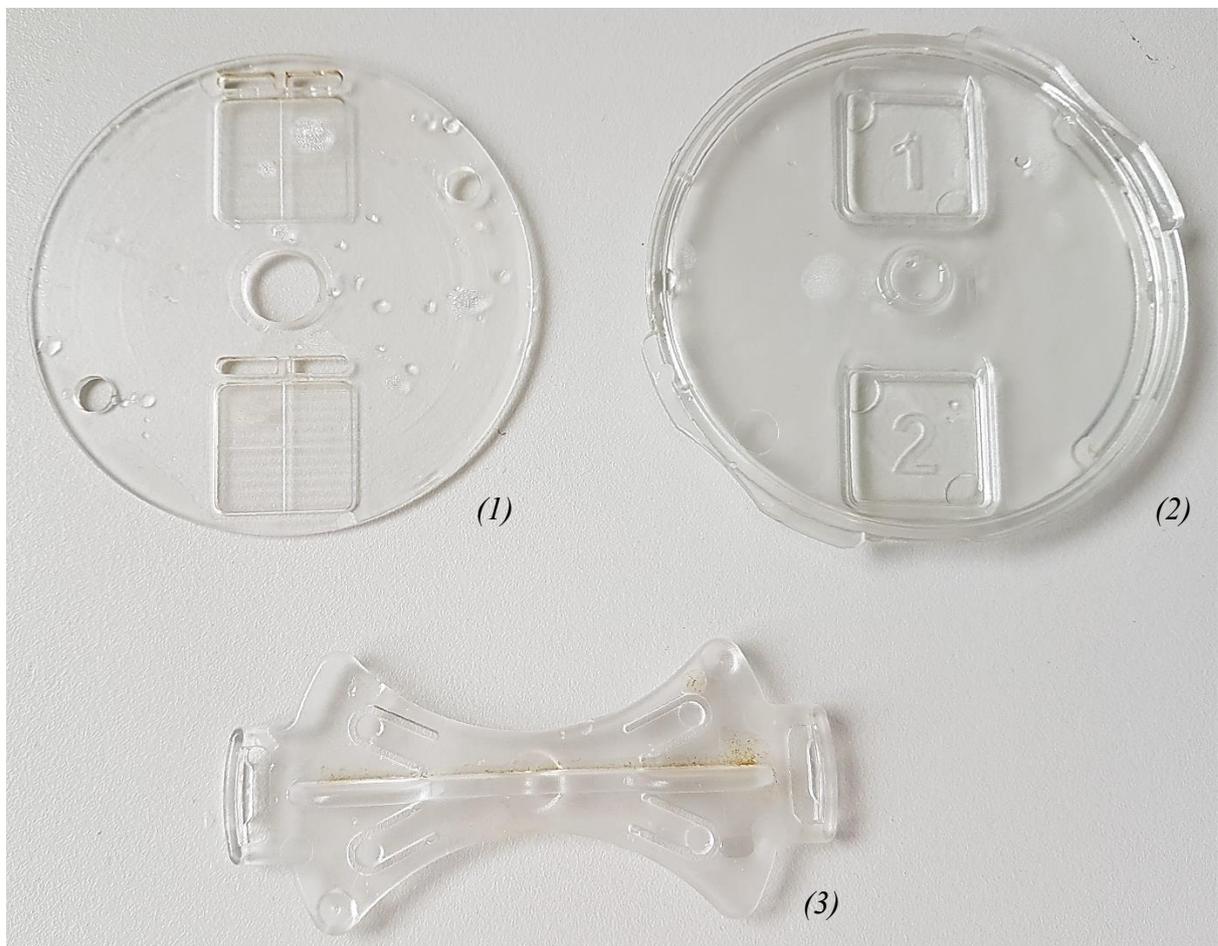


Abbildung 1: Deckplatte (1), Basis (2) und Schlüssel (3) des Mini-FLOTAC. Abb.: L. Meindl.

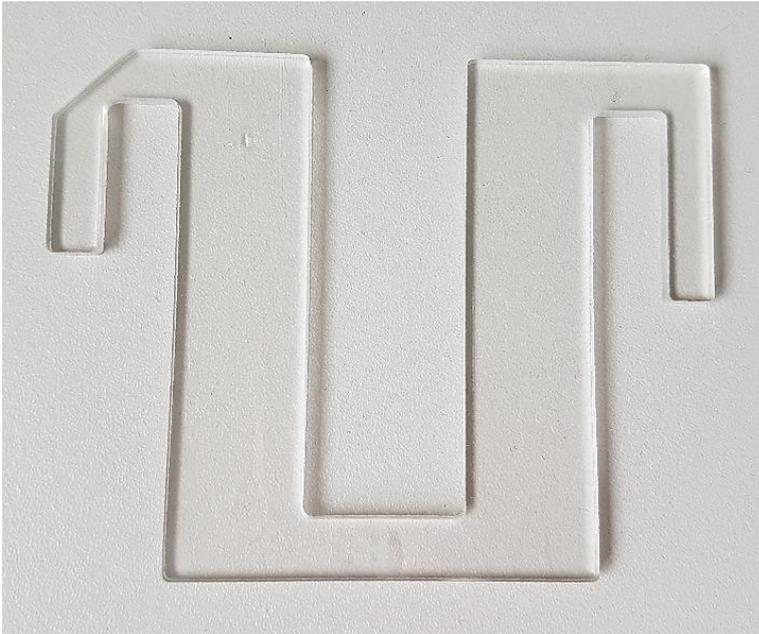


Abbildung 2: Mikroskopadapter des Mini-FLOTAC. Abb.: L. Meindl.

Bei der Verwendung von Fill-FLOTAC zur Vorbereitung von Pferdekot werden zuerst 45 ml Flotationsflüssigkeit, beispielsweise gesättigte Kochsalz- oder Zinksulfatlösung, in den Fill-FLOTAC 5 Container gegeben. Dann werden fünf Gramm gut homogenisierter Kot in den Kollektor verbracht und Fill-FLOTAC zugeschraubt. Durch zehnmaliges Heben und Senken des Kollektors bei gleichzeitigem Ausführen von Drehbewegungen wird der Kot in der Flotationslösung suspendiert, wobei darauf zu achten ist, nicht zu viel Schaum zu erzeugen. Jetzt wird die Pipettenspitze auf den Fill-FLOTAC aufgesetzt, dieser fünf Mal geschwenkt, um die Probe abermals zu mischen und durch den eingebauten Filter fließen zu lassen, und dann die erste der beiden Zählkammern des Mini-FLOTAC befüllt. Nach erneutem fünfmaligem Schwenken kann auch die zweite Zählkammer befüllt werden. Beim Befüllen sollte der Mini-FLOTAC in einem Winkel von etwa 45° gehalten werden, um dem Entstehen von Luftblasen vorzubeugen. Nachdem der befüllte Apparat zehn Minuten ruhen gelassen wurde, wird die Deckplatte mit Hilfe des Schlüssels um 90° im Uhrzeigersinn gedreht und der Schlüssel entfernt (Abb. 3 und 4). Nun sind die in der Flotationslösung aufgestiegenen parasitären Objekte von den restlichen Kotbestandteilen getrennt und können unter dem Mikroskop ausgezählt werden. Dazu wird der Mini-FLOTAC in den Mikroskopadapter geschoben. Jede der beiden Zählkammern des Mini-FLOTAC ist mit Linien versehen, die sie in zwölf gleich

große Abschnitte teilt, was das Durchmustern erleichtert. Zur Berechnung der EpG müssen die Ergebnisse beider Zählfelder addiert und das Ergebnis mit fünf multipliziert werden, da es sich um eine 1:10 Verdünnung und ein untersuchtes Volumen von zwei Millilitern handelt. Sowohl Fill-FLOTAC als auch Mini-FLOTAC können bis zu 50 Mal wiederverwendet werden, sofern eine ordnungsgemäße Reinigung erfolgt (Cringoli et al. 2017).

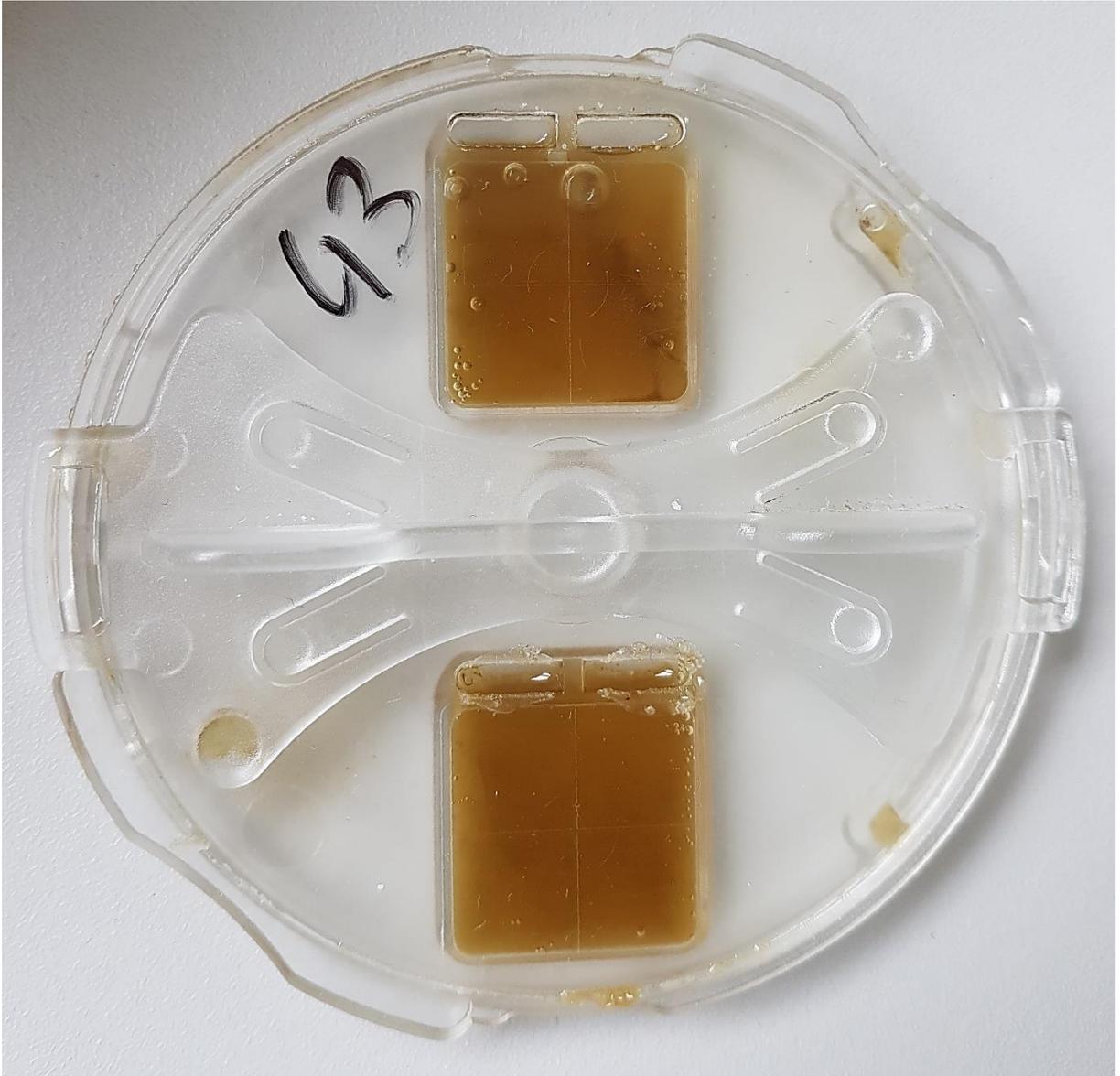


Abbildung 3: Befüllter Mini-FLOTAC während der zehnmütigen Wartezeit. Abb.: L. Meindl.

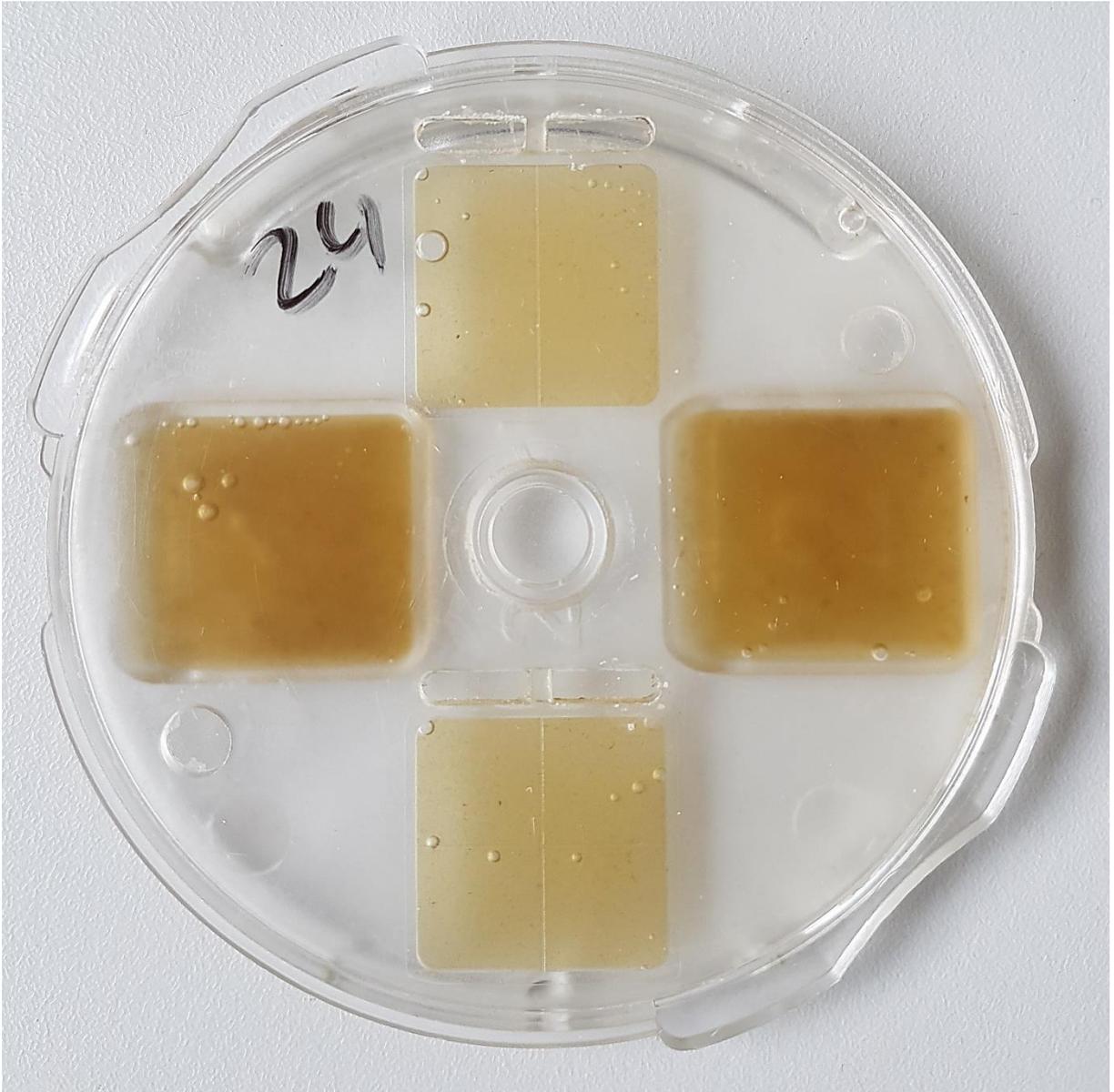


Abbildung 4: Mini-FLOTAC nach dem Drehen und Abnehmen des Schlüssels, bereit zur Auswertung. Abb.: L. Meindl.

Die Durchführung des Mini-FLOTAC-Verfahrens ist zwar etwas zeitaufwändiger als andere koproskopische Diagnostikmethoden, die benötigte Zeit kann aber durch das Untersuchen gepoolter Proben verkürzt werden. Außerdem ist die Methode sehr einfach, da für das Mini-FLOTAC-Verfahren keine Zentrifugation, sondern bei Verwendung des Fill-FLOTAC nur Flotationslösung und ein Mikroskop benötigt werden, was eine parasitologische Untersuchung auch außerhalb eines Labors möglich macht (Cringoli et al. 2017). Ein weiterer Vorteil des

Mini-FLOTAC-Verfahrens ist, dass sowohl frische als auch formalinfixierte Kotproben analysiert werden können, und das ohne Gefahr für den Untersucher (Barda et al. 2013). Mit einer Sensitivität von 90 – 100 % und einer unteren Erfassungsgrenze von 5 EpG erreicht Mini-FLOTAC außerdem signifikant bessere Ergebnisse in der Diagnostik von Helminthen-Infektionen als vergleichbare Nachweismethoden (Barda et al. 2013, Deplazes et al. 2021, Rinaldi et al. 2014).

2.2.7. Trichterverfahren

Beim Trichterverfahren, auch Auswanderungsverfahren nach Baermann-Wetzel genannt, handelt es sich um ein qualitatives Untersuchungsverfahren, das auf der Hydrophilie von Nematodenlarven beruht (Schmäschke 2013). Es dient dazu, in frischen Kotproben Lungenwurmlarven oder in wenige Stunden altem Kot Erstarven von *S. westeri* nachzuweisen. Außerdem kann es genutzt werden, um anschließend an eine Larvenkultur die Drittlarven von Magen-Darm-Strongyliden zu gewinnen, was die Unterscheidung großer und kleiner Strongyliden ermöglicht (Deplazes et al. 2021). Für das Trichterverfahren wird ein Trichter, z.B. ein haushaltsüblicher Plastiktrichter, benötigt. An dessen zylindrischem Ende wird ein Kunststoffschlauch angebracht und mit einer Klemme verschlossen. Dann wird die Kotprobe in Gaze eingeschlagen, in den Trichter gelegt und der Trichter so weit mit Wasser gefüllt, dass die Probe zur Hälfte bedeckt ist. Nach mindestens zwölf Stunden Wartezeit sind gegebenenfalls im Kot enthaltene Larven ins Wasser ausgewandert und der Schwerkraft folgend nach unten gesunken. Durch kurzes, vorsichtiges Öffnen der Klemme können die untersten Tropfen auf einen Objektträger oder in eine Petrischale überführt und unter dem Mikroskop durchgemustert werden (Deplazes et al. 2021, Schmäschke 2013). Obwohl das Verfahren sehr einfach und mit wenig Ausrüstung durchzuführen ist, gilt es zu bedenken, dass die dafür verwendeten Kotproben mit besonderer Vorsicht zu behandeln sind. So muss darauf geachtet werden, dass bei der Probengewinnung keine Verunreinigung des Kotes mit Erdnematoden erfolgt, da ihre Larven beim Trichterverfahren ebenfalls auswandern und die Unterscheidung schwierig sein kann. Außerdem darf der für das Trichterverfahren verwendete Kot nicht gefroren werden, da die Untersuchungsmethode nur funktioniert, solange die Larven am Leben sind (Schmäschke 2013). Grundsätzlich hängt die Sensitivität der Methode stark von der Anzahl der vorhandenen

Larven, deren Aktivität und der zu untersuchenden Parasitenspezies ab (Bellaw und Nielsen 2015, Deplazes et al. 2021).

2.2.8. Larvenkultur

Die Larvenkultur ist ein Verfahren, das angewendet wird, um aus den Eiern von Magen-Darm-Strongyliden infektiöse Drittlarven zu züchten, anhand derer zwischen verschiedenen Strongylidenarten unterschieden werden kann. Dazu wird eine Kotprobe mit Wasser angefeuchtet und mit einem Medium zur Feuchtigkeitsspeicherung, wie beispielsweise Sägespäne, Vermiculit oder Aktivkohle, vermischt (Reinemeyer und Nielsen 2018, Schmäscke 2013). Die so erhaltene feucht-krümelige Masse wird in ein Glas- oder Plastikgefäß gefüllt und bei etwa 25 °C für 7 – 10 Tage in dunkler Umgebung inkubiert (Deplazes et al. 2021). Bei niedrigeren Temperaturen können bis zu 20 Tage Inkubation notwendig sein (Kaufmann 1996). Durch regelmäßige Belüftung und Befeuchtung der Kultur werden optimale Bedingungen für die Entwicklung der Larven erzeugt. Zur Gewinnung der Larven kann nun entweder das Trichterverfahren angewendet werden oder direkt das für die Kultur verwendete Gefäß randvoll mit Wasser gefüllt und in eine Petrischale gestülpt werden. Die Petrischale wird dann rund um das Kulturgefäß herum ebenfalls mit Wasser befüllt, sodass die Larven unter dem Rand des Gefäßes hindurch in die Petrischale auswandern können, während die Kultur über Nacht stehen gelassen wird. Nach etwa 12 Stunden wird das Wasser in der Petrischale mit Hilfe einer Pipette gewonnen, auf einen Objektträger verbracht und unter dem Mikroskop untersucht (Schmäscke 2013). Wenn nötig können die Larven durch Zugabe einer kleinen Menge Lugolscher Lösung abgetötet werden (Kaufmann 1996). Drittlarven von Magen-Darm-Strongyliden zeichnen sich allgemein durch ihre Scheide mit dem charakteristischen langen Schwanz und die Erkennbarkeit der Mitteldarmzellen aus (Reinemeyer und Nielsen 2018, Scare Kenealy und Steuer 2021). Anhand der Anzahl und Form der Mitteldarmzellen erfolgt auch die Unterscheidung. Drittlarven der Cyathostominae besitzen acht dreieckige Mitteldarmzellen, während Drittlarven von *S. vulgaris* zwischen 28 und 32 rechteckige Mitteldarmzellen aufweisen. Die Unterscheidung zwischen *Triodontophorus* spp. und *S. edentatus* ist etwas schwieriger, da beide zwischen 18 und 20 Mitteldarmzellen haben, jedoch sind die Drittlarven von *Triodontophorus* spp. breiter als jene von *S. edentatus* (Scare

Kenealy und Steuer 2021). Die Larvenkultur ist sehr einfach durchzuführen, aufgrund der Inkubation dauert es aber vergleichsweise lange, bis Ergebnisse vorliegen. Die Sensitivität wird vor allem bei geringer Eizahl als größer als jene anderer koproskopischer Nachweismethoden angegeben, da eine größere Menge an Kot untersucht wird (Deplazes et al. 2021). Im Vergleich zur Untersuchung mittels real-time PCR hat sich aber gezeigt, dass jene noch deutlich sensitiver ist und in einigen Proben, die in der Larvenkultur negativ waren, DNA von *S. vulgaris* nachweisbar war (Kaspar et al. 2017).

2.2.9. Klebestreifenmethode

Die Klebestreifenmethode ist ein sehr simples, qualitatives Abklatschverfahren zum Nachweis von *Oxyuris equi*. Die von den weiblichen Oxyuren im Perinealbereich abgelegten Eier können mit dieser Methode nachgewiesen werden, auch wenn keine Eischnüre makroskopisch sichtbar sind und die Analyse der Kotprobe negativ war (Reinemeyer und Nielsen 2018). Ein mehrere Zentimeter langer Klebestreifen wird auf die Perinealregion des Pferdes geklebt und wieder abgezogen. Dann wird der Klebestreifen mit dem an ihm haftenden Material auf einen Objektträger geklebt und die Probe wird unter dem Mikroskop untersucht (Hasslinger 1989, Schmäschke 2013). Das Verfahren ist äußerst einfach und schnell durchzuführen und die Gefahr falsch positiver Ergebnisse durch Umweltkontamination ist auf Grund der anatomischen Lage sehr gering (Reinemeyer und Nielsen 2018).

2.2.10. Eizahlreduktionstest

Beim Eizahlreduktionstest (EZRT) handelt es sich nicht um ein Verfahren zum Nachweis von Parasitenstadien, sondern um eine Möglichkeit, Anthelminthikaresistenzen festzustellen (Deplazes et al. 2021). Er kann nicht bei Einzeltieren, sondern nur zur Erhebung des Resistenzstatus eines Betriebes oder einer geschlossenen Pferdegruppe angewendet werden (Nielsen et al. 2013). Es werden dazu mit Hilfe einer quantitativen Diagnostikmethode, wie beispielsweise dem McMaster- oder dem Mini-FLOTAC-Verfahren, die individuellen EpG-Werte einer Gruppe von Pferden erhoben. Dann werden die Tiere mit einem Wirkstoff jener Anthelminthikaklasse, für die die Wirksamkeit überprüft werden soll, entwurmt. Anschließend werden etwa zwei Wochen nach der Therapie noch einmal die EpG-Werte derselben Pferde mit

dem gleichen Nachweisverfahren ermittelt. Die beiden Ergebnisse werden miteinander verglichen und die Reduktion der Eizahl pro Gramm Kot (EpG) wird mit folgender Formel berechnet und als Prozentwert angegeben (Reinemeyer und Nielsen 2018):

$$\frac{(EpG \text{ vor Therapie}) - (EpG \text{ nach Therapie})}{(EpG \text{ vor Therapie})} * 100 = \text{Eizahlreduktion [\%]}$$

Je nach Wirkstoffklasse wird eine unterschiedlich starke Abnahme der Eiausscheidung erwartet und daher wurden unterschiedliche Grenzwerte zum Ausschluss einer Resistenz entwickelt. So gilt eine Reduktion von mehr als 90 % bei der Anwendung von Benzimidazolen und Pyrantel als ausreichend, während sie bei makrozyklischen Laktonen bei mindestens 95 % liegen sollte (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011). Der Eizahlreduktionstest ist für alle Anthelminthikaklassen geeignet, funktioniert aber nur für jene Helminthen des Pferdes, die mittels quantitativer Nachweismethoden diagnostiziert werden können. Er wird vor allem bei Strongyliden und *Parascaris* spp. eingesetzt, da die Ergebnisse bei anderen Spezies aufgrund der stark schwankenden Eiausscheidung unzuverlässig sein können (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Meier und Hertzberg 2005, Schnieder 2006). Um mit dem Eizahlreduktionstest aussagekräftige Ergebnisse zu erhalten, gilt es einige Voraussetzungen zu berücksichtigen. Pro Betrieb sollten demnach mindestens sechs Pferde untersucht werden, am besten jene mit der höchsten Eiausscheidung vor der Behandlung (Nielsen et al. 2013). Es wird empfohlen nur Pferde in den Test einzuschließen, die bei der ersten Untersuchung mehr als 150 EpG aufweisen, da bei einer geringeren Anzahl an Eiern bereits geringste Mängel in der Sensitivität des Nachweisverfahrens und die natürliche Ungleichverteilung der Eier im Kot zu einer Verfälschung der Ergebnisse führen würden (Meier und Hertzberg 2005). Das Nachweisverfahren sollte eine möglichst niedrige untere Nachweisgrenze besitzen, jedenfalls sollte diese aber unter 25 EpG liegen. Außerdem soll die letzte anthelminthische Therapie nicht innerhalb der letzten mindestens acht, besser zwölf Wochen stattgefunden haben (Nielsen et al. 2013). Grenzwertige Testergebnisse müssen sehr vorsichtig interpretiert werden. Sie können auch durch natürliche Schwankungen in der

Eiausscheidung oder durch eine Unterdosierung des Anthelminthikums, welche auch bei korrekter Berechnung der Dosis durch mangelnde Akzeptanz des Präparates möglich ist, entstehen (Meier und Hertzberg 2005, Nielsen et al. 2013).

2.3. Anthelminthika

Zur Bekämpfung von Wurminfektionen des Pferdes werden Anthelminthika eingesetzt. Diese töten je nach Wirkstoff unterschiedliche Parasitenstadien ab und reduzieren somit einerseits die Wurmbürde des Einzeltiers, gleichzeitig senken sie aber auch die Umweltkontamination und damit den Infektionsdruck (Deplazes et al. 2021). Grundsätzlich wird bei der Entwurmung von Pferden zwischen zwei Vorgehensweisen unterschieden, der strategischen Gruppenbehandlung und der selektiven Einzeltierbehandlung. Bei der strategischen Entwurmung einer ganzen Tiergruppe werden in festgesetzten Intervallen, mindestens alle sechs Monate, oder zu bestimmten Zeitpunkten alle Pferde einer Gruppe, das heißt einer Altersgruppe, einer Herde oder eines ganzen Betriebes, gleichzeitig entwurmt. Dabei wird in der Regel nicht überprüft, welche der Tiere Helmintheneier im Kot ausscheiden und welche nicht. Allerdings soll berücksichtigt werden, dass vor allem Fohlen und Jungtiere auf Grund ihrer besonderen Parasitenbelastung ein engmaschigeres Entwurmungsschema benötigen als Adulte. Dieses Vorgehen eignet sich gut für die Bekämpfung von großen Strongyliden mit ihrer langen Präpatenz, ist aber etwas weniger gut gegen kleine Strongyliden geeignet. Außerdem steht die strategische Behandlung im Verdacht, die Entstehung von Anthelminthikaresistenzen zu begünstigen (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Alternativ werden bei der selektiven Entwurmung nur jene Pferde behandelt, die Hochausscheider sind, das heißt deren Ausscheidung von Magen-Darm-Strongyliden-Eiern über einem Grenzwert von (meist) 200 EpG liegt. Denn überwiegend ist es nur ein immer gleicher Teil einer Gruppe, der viele Helmintheneier ausscheidet und damit maßgeblich zur Weidekontamination beiträgt (Deplazes et al. 2021). Dazu müssen regelmäßig Kotproben aller Pferde parasitologisch untersucht werden, um festzustellen, welche Pferde therapiewürdig sind. Die selektive Behandlung soll durch Refugienbildung die Entstehung von Resistenzen verlangsamen oder verhindern, da sich zu jeder Zeit auch Helmintheneier von nicht entwurmtten Pferden auf der Weide befinden (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Wichtig zu erwähnen ist allerdings, dass nicht alle Pferde, die Träger hoher Wurmlasten

sind, auch zu den Hochoausscheidern zählen und somit manche Pferde mit dieser Methode keine Therapie erhalten, obwohl sie viele Parasiten in sich tragen (Deplazes et al. 2021). Des Weiteren ist die selektive Einzeltierbehandlung nicht geeignet für Fohlen und Jungtiere unter fünf Jahren sowie für das Management von Infektionen mit großen Strongyliden am Betrieb (Deplazes et al. 2021, European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Die mehrmals jährlich durchzuführenden Kotuntersuchungen aller Pferde können speziell für große Betriebe außerdem eine große finanzielle Belastung darstellen und sind mit viel Arbeitsaufwand verbunden (Deplazes et al. 2021).

Im folgenden Kapitel sollen die beim Pferd eingesetzten Anthelminthikaklassen und ihre wichtigsten Vertreter vorgestellt werden. Außerdem werden das stetig wachsende Problem der Anthelminthikaresistenzen sowie alternative Maßnahmen zur Reduktion der Parasitenlast besprochen.

2.3.1. Benzimidazole

Benzimidazole sind eine Gruppe von Anthelminthika mit sowohl vermizider als auch larvizider und bei einigen Vertretern auch ovizider Wirkung. Das heißt, neben adulten Würmern können sie auch wandernde Larven abtöten und die Bildung entwicklungsfähiger Eier stören (Richter et al. 2016). Dazu hemmen sie durch irreversible Bindung an die Beta-Tubuline in den Zellen der Parasiten die Polymerisation der Mikrotubuli (Gokbulut und McKellar 2018). Die Konsequenz sind schwerwiegende Störungen im Ablauf der Mitose, in der Entwicklung des Zytoskeletts sowie bei der Nährstoffaufnahme, die zum Tod des Parasiten führen (Richter et al. 2016). Benzimidazole gelten als sehr sichere Pharmaka, da jene Dosis, bei der toxische Effekte nachgewiesen werden konnten, mindestens zehn Mal höher liegt als die therapeutische Dosis. Einzig bei trächtigen Stuten und Zuchthengsten wird zu Vorsicht geraten, da eine Embryotoxizität und Teratogenität bei manchen Tierarten festgestellt wurde. Beim Pferd konnten aber auch bei starker Überdosierung keine negativen Effekte gefunden werden (Gokbulut und McKellar 2018, Richter et al. 2016). Wichtige für die Anwendung am Pferd geeignete Vertreter dieser Anthelminthikaklasse sind Mebendazol, Fenbendazol und dessen Vorläufermolekül (Prodrug) Fenbantel (Richter et al. 2016, von Samson-Himmelstjerna 2016). In Österreich sind derzeit aus der Anthelminthikaklasse der Benzimidazole aber nur

Arzneispezialitäten mit dem Wirkstoff Fenbendazol für Pferde zugelassen (Bundesamt für Sicherheit im Gesundheitswesen 2023). Benzimidazole sind Breitband-Anthelminthika. Sie können in unterschiedlich guter Wirksamkeit gegen große und kleine Strongyliden, *S. westeri*, *Parascaris* spp., *O. equi* sowie gegen Lungenwürmer (*Dictyocaulus arnfieldi*) eingesetzt werden (Gokbulut und McKellar 2018). In gesteigerter Dosis oder Verabreichung über mehrere Tage hinweg sind sie sogar gegen wandernde und ruhende Larvenstadien wirksam (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Reinemeyer und Nielsen 2018, von Samson-Himmelstjerna 2016).

2.3.2. Isochinoline

Praziquantel ist der einzige beim Pferd eingesetzte Wirkstoff aus der Gruppe der Isochinoline (Gokbulut und McKellar 2018, von Samson-Himmelstjerna 2016). Durch Veränderung der intrazellulären Kalziumkonzentration beschädigt das Anthelminthikum das Tegmentum am Vorderende von Bandwürmern, was die spastische Paralyse und in Folge den Tod des Parasiten bewirkt (Gokbulut und McKellar 2018, Reinemeyer und Nielsen 2018). Die therapeutische Breite von Praziquantel liegt bei über fünf, was den Einsatz für das Pferd sicher macht (Deplazes et al. 2021). Es wird in den meisten Fällen auch sehr gut vertragen, jedoch können große Mengen an absterbenden Würmern zu Symptomen wie Durchfall oder Koliken führen, wenn das Tier sehr stark von Anoplocephalidae befallen ist. Praziquantel wird standardmäßig und mit sehr guter Wirksamkeit von bis zu 100 % zur Bekämpfung von Bandwürmern beim Pferd eingesetzt (Gokbulut und McKellar 2018, Richter et al. 2016). Dazu kann es als Einzelwirkstoff oder in Kombination mit anderen Anthelminthika eingesetzt werden. Mit dem Ziel sowohl Bandwürmer als auch Nematoden mit einem Präparat zu bekämpfen, werden meist makrozyklische Laktone und manchmal zusätzlich Benzimidazole oder Pyrantel zugesetzt (Gokbulut und McKellar 2018).

2.3.3. Makrozyklische Laktone

Die makrozyklischen Laktone, die auch Makrolide genannt werden, zählen zu den Endektoziden, das heißt sie können gegen Endo- und Ektoparasiten eingesetzt werden. Sie wirken vermizid und larvizid, aber nicht ovizid (Richter et al. 2016). Makrozyklische Laktone

bewirken eine Hyperpolarisation der Zellmembranen, indem sie für eine anhaltende Öffnung der inhibitorischen Glutamat-gesteuerten Chloridkanäle sorgen (von Samson-Himmelstjerna 2016). Dies führt zur schlaffen Lähmung der Nematoden, die eine Ausscheidung aus dem Darm beziehungsweise eine Bekämpfung durch das Immunsystem des Wirtstieres ermöglicht (Reinemeyer und Nielsen 2018, Richter et al. 2016). Beim Säugetier kann es nur bei Aufnahme von weit über der therapeutischen Dosis liegenden Mengen zu zentralnervösen Störungen kommen, da das Gehirn durch die Blut-Hirn-Schranke gut geschützt ist (Richter et al. 2016). Makrozyklische Laktone, mit den beim Pferd eingesetzten Wirkstoffen Ivermectin und Moxidectin, sind die am häufigsten eingesetzte Wirkstoffklasse zur Entwurmung von Pferden (Meyer et al. 2020, von Samson-Himmelstjerna 2016). Sie sind sehr gut wirksam gegen alle im Darmlumen befindlichen Nematodenstadien, aber auch gegen migrierende und ruhende Larvenstadien von großen Strongyliden, *S. westeri* und *Parascaris* spp., nicht jedoch gegen Bandwürmer (Reinemeyer und Nielsen 2018, Richter et al. 2016).

2.3.4. Piperazine

Von den verschiedenen Salzen des Piperazin, die lange Zeit als Standardtherapie bei Wurmbefall galten, wird heute nur mehr Piperazincitrat angewendet, und selbst dieses ist in vielen Ländern nicht mehr erhältlich (Reinemeyer und Nielsen 2018, Richter et al. 2016). Es wirkt als Agonist von γ -Aminobuttersäure (GABA) auf Chloridkanäle und bewirkt eine Paralyse der Parasiten, welche dann lebendig, aber bewegungsunfähig mit dem Kot ausgeschieden werden (Richter et al. 2016, von Samson-Himmelstjerna 2016). Der Wirkstoff wird von Pferden grundsätzlich gut vertragen, allerdings kann es bei starkem Askaridenbefall durch die große Menge an plötzlich unbeweglichen Würmern zur Darmobstruktion bis hin zur Ruptur kommen (Hutchens et al. 1999, Richter et al. 2016). Ein weiterer Grund, der den Einsatz von Piperazin im Vergleich mit anderen heutzutage erhältlichen Anthelminthika unattraktiv macht, ist die benötigte Applikationsform. Die hohe erforderliche Dosis in Kombination mit der nötigen Verdünnung resultiert in Volumina, die nur über eine Nasenschlundsonde verabreicht werden können (Reinemeyer und Nielsen 2018, von Samson-Himmelstjerna 2016). Wenn es verwendet wird, zeigt Piperazin jedoch eine gute Wirksamkeit gegen adulte

Parascaris spp. und eine teilweise Wirkung gegen große und kleine Strongyliden sowie gegen *O. equi* (von Samson-Himmelstjerna 2016).

2.3.5. Pyrimidine

Aus der Klasse der Pyrimidine ist nur Pyrantel für die Anwendung am Pferd zugelassen (Gokbulut und McKellar 2018). Es wirkt agonistisch am nikotinergen Acetylcholin-Rezeptor und hemmt zusätzlich in höheren Dosen die Acetylcholinesterase (Richter et al. 2016, von Samson-Himmelstjerna 2016). Dies führt zur spastischen Paralyse der Parasiten, die dann mit dem Kot ausgeschieden werden (Reinemeyer und Nielsen 2018). Pferde tolerieren Pyrantel in der empfohlenen Dosierung sehr gut, auch bei bis zu 20-facher Überdosierung konnten keine Nebenwirkungen festgestellt werden. Da Pyrantel kaum aus dem Magen-Darm-Trakt resorbiert wird, wirkt es aber nicht ausreichend gegen wandernde Larven oder ruhende Stadien, sondern nur gegen im Darmlumen befindliche Parasiten (Gokbulut und McKellar 2018). Dort zeigt es jedoch gute Effektivität gegenüber adulten großen und kleinen Strongyliden, *Parascaris* spp. und *O. equi* und in erhöhter Dosis kann es als einziges Anthelminthikum (abgesehen von Praziquantel) auch Bandwürmer abtöten (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Gokbulut und McKellar 2018, von Samson-Himmelstjerna 2016).

2.3.6. Anthelminthikaresistenzen

Eine Anthelminthikaresistenz besteht dann innerhalb einer Helminthenpopulation, wenn signifikant mehr Würmer als in der Gesamtpopulation die Fähigkeit besitzen, eine Therapie mit einem grundsätzlich gegen die Spezies wirksamen Entwurmungsmittel zu überleben (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011). Bei der Entstehung von Resistenzen handelt es sich um einen evolutionsbiologischen Selektionsprozess, der das Weiterbestehen der Parasitenspezies auch im Zeitalter äußerst wirksamer Anthelminthika sichern soll (Ertelt et al. 2016). Bereits in den 1950er Jahren wurde erstmals die verminderte Wirksamkeit eines anthelminthischen Wirkstoffes beobachtet (Richter et al. 2016). Seither werden immer wieder neue Resistenzen verschiedener Helminthenspezies gegenüber einzelnen Wirkstoffen, ganzen Anthelminthikaklassen oder sogar gegenüber multiplen Wirkstoffklassen entdeckt. Am stärksten betroffen sind dabei die kleinen Strongyliden (von Samson-Himmelstjerna et al.

2011). Die Häufigkeit von Resistenzen kleiner Strongyliden ist am höchsten gegenüber Benzimidazolen, und wird für Pferdepopulationen in Deutschland mit bis zu 80 % angegeben. Aber auch gegen Pyrantel sollen schon auf knapp einem Drittel der Betriebe Wirksamkeitsverluste vorliegen (Kaplan 2002, von Samson-Himmelstjerna 2016). Gegenüber makrozyklischen Laktonen ist die Resistenzsituation teilweise noch unklar, aber sowohl betreffend Ivermectin als auch Moxidectin wurden einzelne Fälle von verminderter Wirksamkeit oder verkürzter Zeit bis zum Wiedererscheinen von Wurmeiern im Kot („egg reappearance period“) beschrieben. Sogar Populationen kleiner Strongyliden mit kombinierten Resistenzen gegen Benzimidazole und Pyrantel und vereinzelt sogar zusätzlich gegen makrozyklische Laktone wurden schon entdeckt (Peregrine et al. 2014). Bei *Parascaris* spp. hingegen treten weltweit Resistenzen vor allem gegenüber makrozyklischen Laktonen auf, während gegen Pyrantel nur wenige Fälle bekannt sind (Peregrine et al. 2014, Reinemeyer 2012). Eine unzureichende Wirksamkeit von makrozyklischen Laktonen bei einem Befall mit *O. equi* wurde beschrieben, allerdings ist noch unklar, ob es sich dabei um eine echte Resistenz oder vielmehr eine grundsätzliche Einschränkung im Wirkungsspektrum von makrozyklischen Laktonen handelt (Reinemeyer 2012, Wolf et al. 2014). Als Ursache für das Entstehen von Anthelminthikaresistenzen wird vor allem die großzügige, oft nicht hinterfragte Massenanwendung von Entwurmungsmitteln genannt. Die in Nordamerika gebräuchliche Praxis der täglichen Fütterung kleiner Mengen von Pyrantel dürfte zur Resistenzentwicklung beigetragen haben, ebenso die weit verbreitete routinemäßige, präventive Entwurmung in sehr kurzen Intervallen (Kaplan 2002, Reinemeyer und Nielsen 2018, Richter et al. 2016). Als weiterer Faktor wird die Verabreichung zu geringer Dosen pro Kilogramm Körpergewicht genannt (Meier und Hertzberg 2005). All diese resistenzfördernden Praktiken sollten schnellstmöglich zu Gunsten eines umsichtigen Umgangs mit Entwurmungsmitteln eingestellt werden, da die Entstehung von Anthelminthikaresistenzen innerhalb einer Wurmpopulation irreversibel ist und keine adäquaten Alternativen zum Schutz eines Pferdes gegen Helmintheninfektionen in Sicht sind (Ertelt et al. 2016, von Samson-Himmelstjerna et al. 2011).

2.3.7. Alternative Bekämpfungsmethoden

Nicht zuletzt aufgrund der sich zuspitzenden Resistenzsituation sollten vermehrt auch nicht-pharmazeutische Ansätze zur Kontrolle der Parasitenbelastung eingesetzt werden (Meier und Hertzberg 2005). Eine sehr effektive, aber oft schwierig durchzuführende Maßnahme ist die Vermeidung des Überbesatzes von Koppeln. Durch Bestandsreduktion oder Erweiterung der Weidefläche kann die Kontamination von Flächen mit Eiern und Infektionslarven gesenkt werden (Reinemeyer und Nielsen 2018). Praktikabler, aber dennoch mit vergleichsweise viel Aufwand verbunden, ist das regelmäßige Abmisten der Koppeln. Die Häufigkeit des Absammelns ist dabei klima- und witterungsabhängig. Die Pferdeäpfel sollten aber jedenfalls entfernt werden, bevor sie zerfallen. Dies kann entweder manuell oder mit speziellen Vakuumsaugern erfolgen (Deplazes et al. 2021, Reinemeyer und Nielsen 2018). Zur Reduktion des Infektionsdrucks kann auch eine Wechselbeweidung mit Wiederkäuern oder das Umackern und neue Ansäen der Grasfläche beitragen (Meier und Hertzberg 2005, Reinemeyer und Nielsen 2018). Auch die Stallungen sollen sauber gehalten und regelmäßig mit gegen Helmintheneier wirksamen Desinfektionsmitteln behandelt werden. Bei Infektionen mit *O. equi* kann das regelmäßige Waschen des Perianalbereiches befallener Pferde mit Seife die Umweltkontamination reduzieren (Deplazes et al. 2021). Zuletzt sind Quarantänemaßnahmen für neu auf den Betrieb gebrachte Pferde sehr wichtig. Bevor diese in eine Herde integriert oder auf gemeinsam genutzte Weideflächen gebracht werden, sollten sie unbedingt parasitologisch untersucht und gegebenenfalls entwurmt werden. Wichtigster Punkt ist dabei allerdings die Erfolgskontrolle der Entwurmung. So wird festgestellt, ob das Pferd Wurmpopulationen mit Resistenzen gegen die am Betrieb standardmäßig angewendeten Anthelminthika in sich trägt. Gegebenenfalls kann dann durch geeignete Maßnahmen verhindert werden, dass sich die resistenten Parasiten auf dem Betrieb ausbreiten (Meier und Hertzberg 2005, Reinemeyer und Nielsen 2018, von Samson-Himmelstjerna et al. 2011).

3. Material und Methoden

3.1. Übersicht

Im Zuge dieser Arbeit wurden die 95 Pferde eines oberösterreichischen Pferdebetriebes mittels verschiedener parasitologischer Untersuchungsmethoden auf eine Infektion mit Helminthen sowie auf das Vorhandensein von Anthelminthikaresistenzen untersucht. Dazu wurden Ende Mai 2022 von allen Pferden des Betriebs Kotproben und Klebestreifenabklatschproben genommen und parasitologisch auf das Vorhandensein von Wurmeiern getestet. Alle Pferde mit einer EpG von über 200 wurden dann Anfang Juni von der Betriebsleitung auf Anraten des Haustierarztes mit Pyrantel (6,6 mg/kg p. o., Banminth[®], Zoetis Österreich GmbH, Österreich) behandelt. Zwei Wochen danach wurden von diesen Pferden erneut Kot- und Klebestreifenabklatschproben gewonnen und wiederum untersucht. Ende Juni wurden dann von der Betriebsleitung in Absprache mit dem Haustierarzt fast alle Pferde des Betriebs mit Moxidectin (400 µg/kg p. o., Equest[®], Zoetis Österreich GmbH, Österreich) entwurmt. Nicht therapiert wurden einige wenige Pferde, die bereits mehrmals negativ auf eine Anthelminthikagabe reagiert haben und im Zuge der Erstuntersuchung auch nicht als Wurmausscheider aufgefallen waren. Abschließend wurden zwei Wochen nach der zweiten Entwurmung noch einmal Kot- und Klebestreifenabklatschproben von jenen Pferden genommen, die bei der Erstuntersuchung positiv auf Parasitenbefall getestet wurden.

3.2. Betrieb

Bei dem für die Studie ausgewählten Betrieb handelt es sich um einen Reit-, Zucht- und Einstellbetrieb im Nordosten Oberösterreichs. Auf etwa 830 Höhenmetern gelegen, beherbergt der Betrieb knapp hundert Pferde auf einer Gesamtfläche von ca. 37 Hektar. Die Pferde werden großteils in ganzjähriger Weidehaltung in Herden unterschiedlicher Größe gehalten. Nur wenige stehen aus gesundheitlichen oder verhaltenstechnischen Gründen halbtags, entweder tagsüber oder nachts, in einer der zirka 20 Boxen. Als Futter dient hauptsächlich Heu, in den Sommermonaten auch Gras durch zweimal tägliches Nachstecken der Weidezäune. Für die älteren Pferde und die Zuchttiere gibt es zusätzlich aufgeweichte Heucobs, die mit Müsli, Mash oder Hafer aufgewertet werden. Alle Pferde werden zudem mit Mineralstoffen in Pelletform

versorgt und haben auf ihren Weiden Salzlecksteine ad libitum zur Verfügung. Sämtliche Koppeln werden täglich händisch abgemistet, die Boxen einmal oder bei abwechselnder Nutzung durch verschiedene Pferde sogar mehrmals täglich. Entwurmt wird grundsätzlich zweimal jährlich, davon einmal mit und einmal ohne einen gegen Bandwürmer effektiven Wirkstoff. Bei Verdacht auf eine besonders hohe Wurmbürde einzelner Tiere, der durch Ausscheidung adulter Würmer oder auf Basis wiederholter Kotuntersuchungen mit stets hoher Eiausscheidung gegeben ist, werden diese mit Pyrantel vorbehandelt. Dies wird stets von der Betriebsleitung in Absprache mit dem Haustierarzt gleichermaßen für die Einstellpferde wie für die betriebseigenen Tiere durchgeführt. Zuletzt wurde Ende Dezember 2021 mit einem Moxidectin-Praziquantel Kombinationspräparat (400 µg/kg + 2,5 mg/kg p. o., Equest® Pramox, Zoetis Österreich GmbH, Österreich) entwurmt. Wenn neue Pferde auf den Betrieb kommen, werden diese zuerst für etwa ein Monat in Paddockboxen in Quarantäne gehalten, bevor versucht wird sie in eine Herde zu integrieren. In dieser Zeit werden sie auch parasitologisch untersucht und anthelminthisch behandelt. Abbildung 5 stellt eine Skizze des Betriebes mit sämtlichen Weiden dar. Zur besseren Übersicht wurden die Koppeln in der Skizze mit Großbuchstaben von A bis W bezeichnet. Aus Tabelle 1 ist ersichtlich, welche Herde beziehungsweise welche Pferde dort untergebracht sind.

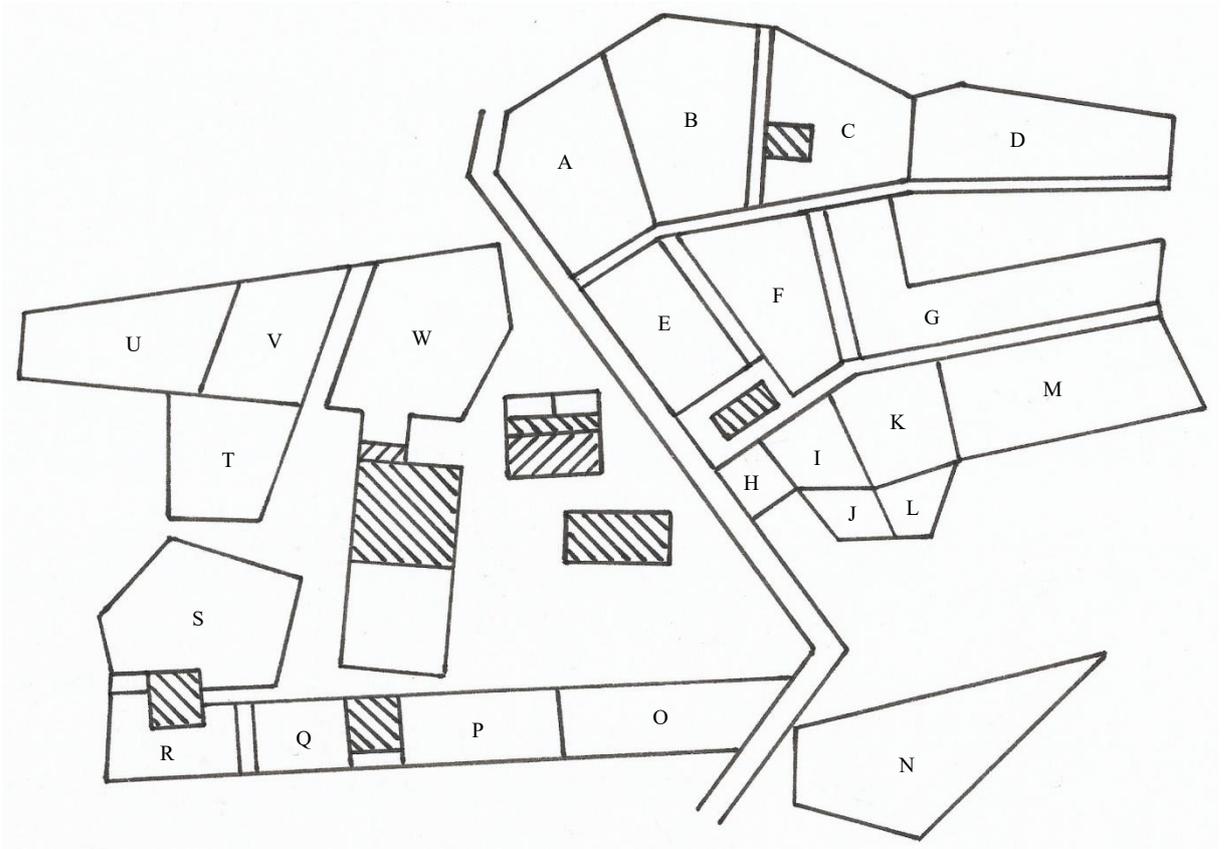


Abbildung 5: Skizze des Betriebes und der Weideflächen (A bis W), Abb.: L. Meindl

Tabelle 1: Verteilung der Koppeln. Manche Pferde und Herden sind doppelt genannt, da sie im Sommer auf einer anderen Weide stehen oder ihre Weidefläche im Sommer erweitert wird. In diesem Fall ist die Anzahl der Pferde bei jener Koppel angegeben, auf der die Tiere zu Studienbeginn untergebracht waren. Außerdem sind die Nutzungszeit durch die jeweilige Herde oder das jeweilige Pferd und die Fläche der Weide aufgelistet.

Bezeichnung	Herde	Anzahl Pferde	Nutzungszeit	Fläche [m²]
A	Wallache	19	ganzjährig	9500
B	Wallache		im Sommer	15800
C	Junghengste	20	ganzjährig	10700
D	Junghengste		im Sommer	14800
E	Zucht 2	2	tagsüber	8500
	Pferd 19	1	nachts	
F	Pferde 16 & 20	2	ganzjährig	7900
G	Stuten 1		im Sommer	18900
H	Pferd 62	1	tagsüber	1400
I	Pferd 2	1	tagsüber	1900
	Pferd 92	1	nachts	
J	Pferd 2		im Sommer	1500
	Pferd 92			
K	Pferd 27	1	tagsüber	3900
L	Pferd 27		im Sommer	1600
M	Stuten 2		im Sommer	14800
N	Ekzemer	4	ganzjährig	16600
O	Zucht 3		im Sommer	2700
	Pferd 78			
P	Zucht 3	2	tagsüber	1900
	Pferd 78	1	nachts	
Q	Großpferde 2	4	tagsüber	1400
R	Großpferde 1	6	ganzjährig	1300
S	Stuten 1	16	im Winter	8500
T	Stuten 2	6	im Winter	4400
U	Stuten 3		im Sommer	9400
V	Stuten 3	8	ganzjährig	7000
W	Zucht 1	3	ganzjährig	8000

3.3. Pferde

Zu Beginn der Arbeit befanden sich 98 Pferde am Betrieb und wurden daher in die Studie aufgenommen. Während des Studienzeitraumes haben drei Pferde den Betrieb verlassen und wurden daher von der Studie ausgeschlossen. Die verbleibenden 95 Pferde setzen sich aus zwölf Rassen zusammen. Die überwiegende Mehrheit waren Isländer (n=68) oder Isländer-Mixe (n=4). Als zweithäufigste Rasse folgten die Paso Peruanos (n=7). Die restlichen Pferde waren

Paso Iberos (n=3), Paso Pferde (n=3), Traber (n=3), Aegidienberger (n=2) sowie einzelne Pferde der Rassen Connemara, Haflinger, Lusitano, Noriker und Paso Fino. Siebenundvierzig der Pferde waren Stuten, 39 Wallache und neun Hengste. Das Durchschnittsalter der Pferde am Betrieb war 16,8 Jahre, wobei das jüngste Tier ein Jährling und die ältesten 34 Jahre alt waren. Die insgesamt 50 Einsteller und 45 betriebseigenen Pferde waren in 12 Herden und sechs einzeln gehaltene Pferde aufgeteilt (Tabelle 1 und 2). Die Pferde wurden größtenteils als Reitpferde genutzt oder dazu ausgebildet, 16 waren bereits in Pension und fünf Pferde wurden im Studienzeitraum zur Zucht eingesetzt. Zu Studienzwecken wurden den Tieren gemäß einer alphabetischen Aufreihung Nummern zugeteilt (Tab. 2).

Die Studie wurde von der Ethik- und Tierschutzkommission der Veterinärmedizinischen Universität Wien im Hinblick auf ihre Übereinstimmung mit der Good Scientific Practice und den einschlägigen nationalen Rechtsvorschriften geprüft und befürwortet (ETK-044/02/2022).

Tabelle 2: Pferde am Betrieb. Die Pferde mit den Nummern 21, 49 und 85 sind jene Tiere, die im weiteren Verlauf ausgeschlossen wurden.

Nummer	Geschlecht	Alter [Jahre]	Rasse	Herde
1	Stute	21	Isländer	Stuten 3
2	Stute	28	Paso Fino	/
3	Stute	23	Isländer	Stuten 2
4	Stute	23	Isländer	Stuten 1
5	Wallach	22	Isländer	Junghengste
6	Wallach	33	Isländer	Ekzemer
7	Wallach	22	Isländer	Wallache
8	Wallach	26	Isländer	Wallache
9	Hengst	25	Isländer	Zucht 2
10	Wallach	24	Isländer	Wallache
11	Wallach	28	Isländer	Wallache
12	Wallach	21	Isländer	Wallache
13	Stute	21	Isländer	Stuten 3
14	Stute	6	Aegidienberger	Stuten 3
15	Stute	8	Aegidienberger	Stuten 3
16	Hengst	31	Isländer	Pferde 16 & 20
17	Wallach	30	Isländer	Wallache
18	Stute	8	Paso Ibero	Großpferde 2
19	Hengst	15	Isländer-Mix	/
20	Stute	28	Haflinger	Pferde 16 & 20
21	Wallach	5	Paso Peruano	Junghengste
22	Wallach	25	Isländer	Wallache
23	Wallach	20	Isländer	Wallache
24	Stute	20	Isländer	Stuten 1
25	Wallach	11	Isländer-Mix	Junghengste
26	Wallach	12	Isländer-Mix	Junghengste
27	Hengst	20	Traber	/
28	Wallach	20	Isländer	Wallache
29	Stute	30	Isländer	Zucht 1
30	Wallach	30	Isländer	Wallache
31	Hengst	19	Paso Peruano	Zucht 3
32	Stute	2	Paso Peruano	Großpferde 2
33	Stute	7	Paso Peruano	Großpferde 2
34	Stute	12	Isländer	Stuten 2
35	Wallach	19	Isländer	Wallache
36	Stute	16	Paso Peruano	Zucht 3
37	Stute	8	Paso Peruano	Großpferde 2
38	Stute	31	Isländer	Ekzemer
39	Stute	29	Isländer	Stuten 2
40	Wallach	15	Noriker	Junghengste
41	Stute	18	Isländer	Stuten 2
42	Stute	18	Traber	Großpferde 1
43	Stute	18	Isländer	Stuten 1
44	Hengst	26	Isländer	Zucht 1
45	Wallach	25	Isländer	Ekzemer
46	Stute	16	Isländer	Zucht 2
47	Stute	16	Isländer	Stuten 3
48	Stute	16	Isländer	Stuten 1
49	Stute	15	Isländer	Stuten 1
50	Wallach	15	Paso Pferd	Junghengste
51	Wallach	25	Isländer	Wallache
52	Wallach	13	Isländer	Wallache

Nummer	Geschlecht	Alter [Jahre]	Rasse	Herde
53	Stute	14	Isländer	Stuten 1
54	Stute	20	Isländer	Stuten 1
55	Stute	20	Isländer	Stuten 2
56	Stute	10	Isländer-Mix	Stuten 1
57	Wallach	12	Isländer	Wallache
58	Stute	8	Paso Ibero	Großpferde 1
59	Wallach	12	Isländer	Junghengste
60	Wallach	12	Isländer	Junghengste
61	Stute	10	Paso Ibero	Großpferde 1
62	Stute	16	Connemara	/
63	Stute	16	Lusitano	Großpferde 1
64	Wallach	11	Isländer	Wallache
65	Stute	11	Isländer	Stuten 1
66	Wallach	34	Isländer	Wallache
67	Stute	11	Isländer	Stuten 1
68	Wallach	11	Isländer	Wallache
69	Stute	10	Isländer	Stuten 1
70	Stute	10	Isländer	Stuten 1
71	Stute	9	Isländer	Stuten 3
72	Wallach	9	Isländer	Junghengste
73	Stute	9	Paso Pferd	Großpferde 1
74	Wallach	6	Isländer	Junghengste
75	Wallach	9	Isländer	Junghengste
76	Wallach	6	Isländer	Junghengste
77	Wallach	11	Paso Peruano	Junghengste
78	Hengst	8	Isländer	/
79	Wallach	11	Paso Pferd	Junghengste
80	Stute	8	Isländer	Stuten 1
81	Stute	26	Isländer	Stuten 1
82	Wallach	4	Isländer	Junghengste
83	Stute	34	Isländer	Ekzemer
84	Stute	19	Isländer	Stuten 2
85	Stute	25	Isländer	Stuten 1
86	Wallach	31	Isländer	Wallache
87	Stute	7	Isländer	Stuten 3
88	Wallach	7	Isländer	Junghengste
89	Wallach	13	Isländer	Wallache
90	Stute	31	Isländer	Zucht 1
91	Wallach	7	Isländer	Junghengste
92	Hengst	6	Isländer	/
93	Stute	34	Traber	Großpferde 1
94	Stute	5	Isländer	Stuten 3
95	Wallach	5	Isländer	Junghengste
96	Wallach	12	Isländer	Junghengste
97	Hengst	1	Isländer	Junghengste
98	Stute	29	Isländer	Stuten 1

3.4. Probenahme

Die Kotproben wurden unmittelbar nach dem spontanen Kotabsatz mit einem Rektalhandschuh vom Koppel- oder Boxenboden genommen. Es wurden jeweils mehrere Kotballen von verschiedenen Stellen des Kothaufens aufgehoben, wobei darauf geachtet wurde, nur Kotballen zu nehmen, die nicht in unmittelbarem Kontakt mit dem Boden gekommen waren, um eine mögliche Kontamination zu vermeiden. Dann wurde der Handschuh ohne Lufteinschluss verknötet und mit Permanentmarker mit der Nummer des jeweiligen Pferdes beschriftet. Die Proben wurden gekühlt aufbewahrt und schnellstmöglich in einer mit Kühllakkus versehenen Kühltasche zur Auswertung an das Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien verbracht.

Auch die Klebestreifenabklatschproben konnten direkt auf der Weide oder in der Box gewonnen werden, da alle Pferde an das Handling durch den Menschen gewöhnt waren. Dazu wurde der Schweif des Pferdes aufgehoben und die Perianalregion des Pferdes mehrmals mit einem etwa acht Zentimeter langen Klebestreifen abgetupft. Dann wurde der Klebestreifen auf einen Objektträger geklebt und die Nummer des Pferdes mit Permanentmarker am linken oberen Eck vermerkt. Die Objektträger wurden herdenweise in Probenbehältern aus Plastik gesammelt und dann gemeinsam mit den Kotproben an das Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien gebracht.

3.5. Diagnostik

Sämtliche Proben wurden schnellstmöglich im Diagnostiklabor des Instituts der Veterinärmedizinischen Universität Wien ausgewertet.

3.5.1. Mini-FLOTAC-Verfahren

Zuerst wurden alle Kotproben mit dem Mini-FLOTAC-Verfahren untersucht. Dazu wurde jeweils der Rektalhandschuh geöffnet und mit Hilfe einer Waage und einer Pinzette 5 g Kot aus verschiedenen Kotballen in eine Reibschale überführt. Dann wurden 45 ml gesättigte Kochsalzlösung (spezifisches Gewicht: 1,18) aus einem Dispenser hinzugefügt. Mit dem Pistill wurden Kot und Flüssigkeit vermischt. Die Suspension wurde durch ein Sieb in ein

Probengefäß mit Magnetührstäbchen geleert und auf dem Magnetührer weiter gerührt. Mit einer Pipette wurde zweimal je 1 ml der Kotsuspension entnommen und damit die beiden Kammern des Mini-FLOTAC befüllt. Der Mini-FLOTAC wurde dann mit der Probennummer beschriftet und für 10 min ruhen gelassen. Nach der Flotationszeit wurde der Mini-FLOTAC gedreht, der Schlüssel abgenommen und der Mini-FLOTAC im Mikroskopadapter unter dem Mikroskop platziert. Es wurden beide Kammern des Mini-FLOTAC durchgemustert und ausgezählt und die Werte für die verschiedenen Parasitenspezies notiert. Später wurden die Doppelwerte addiert und mit dem Faktor fünf multipliziert, um die EpG-Werte zu erhalten.

3.5.2. Larvenkultur

Aus den Kotproben aller Pferde, die beim Mini-FLOTAC-Verfahren positiv auf Eier von MDS getestet wurden, wurden Larvenkulturen angesetzt. Dazu wurden die positiven Proben herdenweise gepoolt. Wenn ein Pferd als einziges seiner Herde positiv war, so wurde seine Probe allein untersucht. Die nach dem Mini-FLOTAC-Verfahren übrig gebliebenen Kotballen wurden mit Vermiculit und Wasser zu einer homogenen, feuchten Masse vermischt. Das Gemisch wurde dann in mehrere Glas- und Plastikgefäße aufgeteilt, sodass diese jeweils zur Hälfte befüllt waren. Die Gefäße wurden mit Plastikfolie abgedeckt, ein Schlitz zur Sauerstoffversorgung wurde aber offengelassen. In einem Inkubator ruhten die Kulturen dann für 14 Tage bei 25 °C und wurden in dieser Zeit mehrmals umgerührt. Danach wurden die Probengefäße bis zum Rand mit Wasser gefüllt und in Petrischalen gestülpt. Die Petrischalen wurden ebenfalls mit Wasser befüllt und so wurde die Kultur über Nacht stehengelassen. Am nächsten Tag wurde das Wasser aus der Petrischale mit einer Pipette abgesaugt und in Zentrifugenröhrchen aus Plastik gefüllt. Nach einigen Minuten Sedimentationszeit wurden einige Tropfen der Flüssigkeit vom tiefsten Punkt des Röhrchens entnommen, auf einen Objektträger verbracht und unter dem Mikroskop untersucht. Von jeder Herde beziehungsweise jedem Einzeltier wurden mindestens hundert Larven bestimmt. Um die morphologischen Erkennungsmerkmale der Drittlarven besser erkennen zu können, wurden sie gegebenenfalls mit einem Tropfen Jodlösung abgetötet. Die Zusammensetzung der Larven in der jeweiligen Kultur wurde dokumentiert.

3.5.3. Klebestreifenmethode

Die Klebestreifenabklatschproben wurden im Labor unter dem Mikroskop mäanderförmig durchgemustert und vorhandene Oxyureneier wurden gezählt. Das Ergebnis wurde für jede Probe notiert.

3.6. Statistik

Sämtliche Tierdaten und Probenergebnisse wurden in Microsoft® Excel (Version 2202, Jahr 2022, Microsoft® Österreich) festgehalten. Zur statistischen Auswertung und graphischen Darstellung der Ergebnisse der Erstuntersuchung wurden die Daten in IBM® SPSS Statistics (Version 29.0.0.0, Jahr 2022, IBM Österreich) übertragen. Für eine bessere Übersicht wurde die Höhe der Eiausscheidung in drei Gruppen klassifiziert. Pferde mit negativem Testergebnis wurden in die Gruppe „keine Eiausscheidung“ eingeteilt, Pferde mit einer EpG zwischen eins und 200 in die Gruppe „geringe Eiausscheidung“ und jene Pferde mit einer EpG von mehr als 200 wurden als „Hochausscheider“ bezeichnet.

Zur Durchführung der Gruppenvergleiche wurden die absoluten Eiausscheidungszahlen verwendet. Zuerst wurde die Höhe der Ausscheidung von MDS-Eiern mit der Rasse korreliert. Da Isländer den mit Abstand größten Anteil an der Studienpopulation darstellen und die restlichen Rassen jeweils nur in sehr geringer Anzahl vertreten sind, wurden die Tiere in „Isländer“ und „andere Rassen“ eingeteilt. Dennoch war die Stichprobengröße für die beiden Ausprägungen der Variable „Rasse“ sehr ungleich groß und bei näherer Betrachtung zeigten sich auch große Unterschiede in der Varianz innerhalb der beiden Gruppen. Diese beiden Faktoren schließen die Verwendung eines statistischen Tests, der auf der Annahme einer Normalverteilung bei annähernd gleicher Stichprobengröße und Varianz beruht, aus. Daher wurde zur Durchführung des Vergleichs zwischen „Isländer“ und „andere Rassen“ der Mann-Whitney-U-Test verwendet. Dieser zählt zu den nicht-parametrischen Tests und gilt als äquivalent zum unabhängigen t-Test, wenn die Daten die Voraussetzungen für parametrische Tests nicht erfüllen (Field 2018). Für die Variablen „Alter“ und „Geschlecht“ gab es jeweils mehr als zwei Ausprägungen, weshalb zur statistischen Auswertung ein anderer Test nötig war. Da die Voraussetzungen für den hier angemessenen parametrischen Test, die ANOVA, wiederum nicht gegeben waren, musste auf den entsprechenden nicht-parametrischen Test, den

Kruskal-Wallis-Test, zurückgegriffen werden (Field 2018). Mit Hilfe des Kruskal-Wallis-Tests wurde die Höhe der Eiausscheidung zwischen den Geschlechtern „Stuten“, „Hengste“ und „Wallache“ verglichen. Der gleiche Test wurde auch für die Variable „Alter“ eingesetzt, allerdings wurden die Tiere dafür in drei Altersgruppen, „Jungtiere“ (bis fünf Jahre), „Adulte“ (6-24 Jahre) und „Senioren“ (25 Jahre und älter), eingeteilt.

Für die Entwurmungen mit Pyrantel und Moxidectin wurden jeweils Eizahlreduktionstests durchgeführt. Dies geschah mit der in der Literaturübersicht erläuterten und in Abbildung 6 dargestellten Formel. Der Test für den Wirkstoff Pyrantel wurde mit den Daten sämtlicher mit Pyrantel entwurmter Pferde durchgeführt, da diese allesamt mehr als 200 EpG bei der Erstuntersuchung hatten. Für Moxidectin war die Sachlage etwas schwieriger. Wie in der Literaturübersicht beschrieben, sollten in den Eizahlreduktionstest einerseits nur Pferde mit einer EpG von über 150 eingeschlossen werden, andererseits sollte die letzte Anthelminthikagabe mindestens acht Wochen zurückliegen. Daher wurden jene Pferde, die zuvor bereits mit Pyrantel entwurmt worden waren, ausgeschlossen. Da jedoch nur zwei Tiere beide Voraussetzungen erfüllt haben, wurde beschlossen auch die Tiere mit weniger als 150 EpG zu inkludieren, auf die Gefahr hin, die Wirkung von Moxidectin zu unter- oder überschätzen. Es soll an dieser Stelle darauf hingewiesen werden, dass die Ergebnisse des Eizahlreduktionstestes von Moxidectin entsprechend zu beurteilen sind.

4. Ergebnisse

4.1. Erstuntersuchung

Von den 95 parasitologisch untersuchten Pferden konnte im Rahmen der Erstuntersuchung, wie aus Abbildung 8 ersichtlich, bei 68 Pferden, also 71,6 % der Tiere, keine Ausscheidung von Eiern vom MDS-Typ nachgewiesen werden. In 27 Kotproben, also bei 28,4 % der Tiere, konnten Eier gefunden werden. Davon waren jedoch nur bei 16 Pferden mehr als 200 EpG zu finden (16,8 % Hochausscheider).

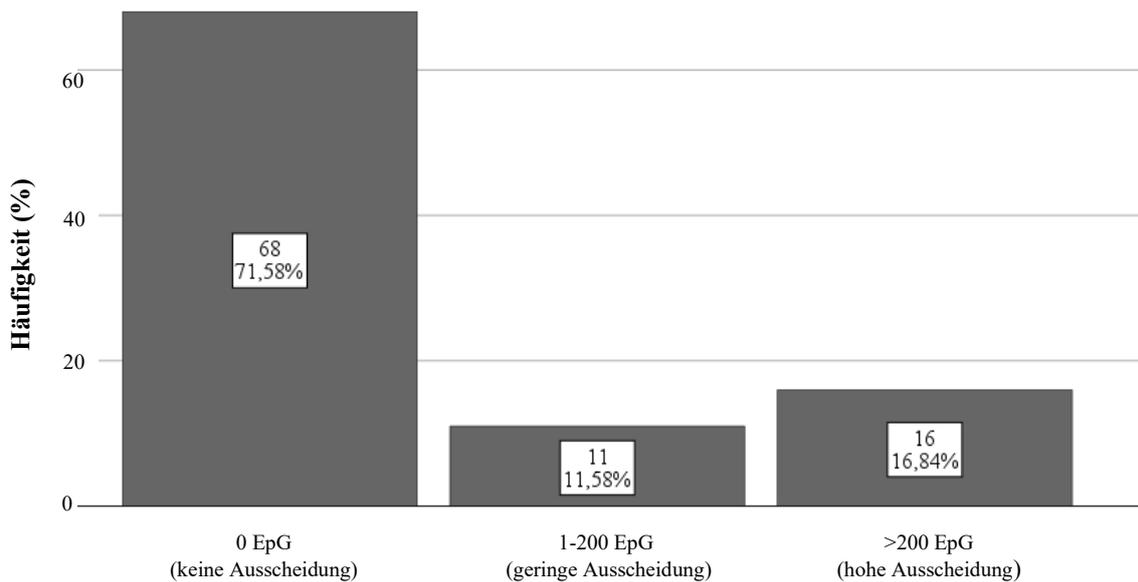


Abbildung 6: Ausscheidungsraten von MDS-Eiern bei Erstuntersuchung.

Bei der anschließenden Untersuchung mittels Larvenkultur konnten in sämtlichen gepoolten Proben und Einzelproben mehr als hundert Drittlarven gefunden werden. Dabei hat es sich aber bei allen Proben nur um Drittlarven kleiner Strongylyden gehandelt. Es konnten keine Drittlarven von großen Strongylyden nachgewiesen werden.

Eier von *Parascaris* spp. konnten im Rahmen der Erstuntersuchung nur bei einem Pferd, also 1,1 % der Tiere, festgestellt werden. In der Kotprobe der zweijährigen Paso Peruano Stute mit

der Nummer 32 wurden 535 EpG gefunden. Alle anderen Pferde wurden negativ auf die Ausscheidung von Spulwurmeiern getestet.

Bei *O. equi* bot sich ein ähnliches Bild. Nur bei einem Pferd konnten Pfriemenschwanzeier nachgewiesen werden. In der Klebestreifenabklatschprobe der betroffenen 28-jährigen Haflingerstute mit der Nummer 20 wurden 61 Pfriemenschwanzeier gefunden. Die Stute zeigte vorberichtlich kein Schweifrubbeln und auch ihre Perianalregion war makroskopisch unauffällig. Die Proben des zweiten Pferdes auf ihrer Koppel, sowie die Proben aller anderen Pferde am Betrieb enthielten keine Eier von *O. equi*.

Eier von anderen Helminthen des Pferdes, also von Anoplocephalidae oder *Strongyloides westeri*, konnten in keiner der Proben gefunden werden.

Tabelle 3 zeigt die Ausscheidungsrate an MDS, *O. equi* und *Parascaris* spp. aller Pferde bei der Erstuntersuchung. Zusätzlich sind die Rasse, das Geschlecht und die Zugehörigkeit zur jeweiligen Altersgruppe so aufgeführt, wie sie in weiterer Folge zur Berechnung der Gruppenvergleiche angewendet wurden.

Tabelle 3: Ergebnisse aller Pferde bei der Erstuntersuchung, inklusive Zugehörigkeit zu Rasse, Geschlecht und Altersgruppe.

Nummer	Rasse	Geschlecht	Altersgruppe	MDS [EpG]	<i>Oxyuris equi</i>	<i>Parascaris spp.</i> [EpG]
1	Isländer	Stute	Adulte	60	0	0
2	andere Rasse	Stute	Senioren	0	0	0
3	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
4	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
5	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
6	Isländer	Wallach	Senioren	460	0	0
7	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
8	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
9	Isländer	Hengst	Senioren	0	0	0
10	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
11	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
12	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
13	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
14	andere Rasse	Stute	Adulte	325	0	0
15	andere Rasse	Stute	Adulte	0	0	0
16	Isländer	Hengst	Senioren	0	0	0
17	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
18	andere Rasse	Stute	Adulte	0	0	0
19	andere Rasse	Hengst	Adulte	0	0	0
20	andere Rasse	Stute	Senioren	2160	61	0
22	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
23	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
24	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
25	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
26	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
27	andere Rasse	Hengst	Adulte	1175	0	0
28	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
29	Isländer	Stute	Senioren	0	0	0
30	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
31	andere Rasse	Hengst	Adulte	620	0	0
32	andere Rasse	Stute	Jungtiere	1580	0	535
33	andere Rasse	Stute	Adulte	1140	0	0
34	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
35	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
36	andere Rasse	Stute	Adulte	585	0	0
37	andere Rasse	Stute	Adulte	0	0	0
38	Isländer	Stute	Senioren	190	0	0
39	Isländer	Stute	Senioren	0	0	0
40	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
41	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
42	andere Rasse	Stute	Adulte	40	0	0
43	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
44	Isländer	Hengst	Senioren	245	0	0
45	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
46	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
47	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
48	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
50	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
51	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
52	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
53	Isländer	Stute	Adulte	355	0	0
54	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
55	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0

Nummer	Rasse	Geschlecht	Altersgruppe	MDS [EpG]	<i>Oxyuris equi</i>	<i>Parascaris spp.</i> [EpG]
56	andere Rasse	Stute	Adulte	40	0	0
57	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
58	andere Rasse	Stute	Adulte	200	0	0
59	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
60	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
61	andere Rasse	Stute	Adulte	25	0	0
62	andere Rasse	Stute	Adulte	0	0	0
63	andere Rasse	Stute	Adulte	100	0	0
64	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
65	Isländer	Stute	Adulte	1170	0	0
66	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
67	Isländer	Stute	Adulte	20	0	0
68	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
69	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
70	Isländer	Stute	Adulte	650	0	0
71	Isländer	Stute	Adulte	2300	0	0
72	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
73	andere Rasse	Stute	Adulte	0	0	0
74	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
75	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
76	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
77	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
78	Isländer	Hengst	Adulte	0	0	0
79	andere Rasse	Wallach	Adulte	0	0	0
80	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
81	Isländer	Stute	Senioren	0	0	0
82	Isländer	Wallach	Jungtiere	50	0	0
83	Isländer	Stute	Senioren	0	0	0
84	Isländer	Stute	Adulte	110	0	0
86	Isländer	Wallach	Senioren	0	0	0
87	Isländer	Stute	Adulte	0	0	0
88	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
89	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
90	Isländer	Stute	Senioren	0	0	0
91	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
92	Isländer	Hengst	Adulte	0	0	0
93	andere Rasse	Stute	Senioren	5	0	0
94	Isländer	Stute	Jungtiere	0	0	0
95	Isländer	Wallach	Jungtiere	1245	0	0
96	Isländer	Wallach	Adulte	0	0	0
97	Isländer	Hengst	Jungtiere	265	0	0
98	Isländer	Stute	Senioren	610	0	0

4.2. Gruppenvergleiche

Um Korrelationen unterschiedlicher Variablen berechnen zu können, wird eine ausreichend große Datenmenge benötigt. Im Rahmen dieser Studie war das nur für den Zusammenhang zwischen der Ausscheidung von MDS-Eiern mit den verschiedenen tierspezifischen Faktoren Geschlecht, Alter oder Rasse möglich. Für *Parascaris* spp. und *O. equi* waren solche Berechnungen nicht möglich, da diese jeweils nur bei einem einzigen Pferd gefunden wurden.

Aus Tabelle 4 sind die Minimal- und Maximalwerte, Mittelwerte und Mediane der MDS-Ausscheidung aller Pferde sowie der verschiedenen Gruppen abzulesen. Über alle Gruppen hinweg zeigten die Pferde eine MDS-Ausscheidung von durchschnittlich 165,53 EpG. Schon bei subjektiver Betrachtung der Mittelwerte im Gruppenvergleich, lassen sich einige Trends erkennen, die anschließend statistisch überprüft wurden. Die durchschnittliche Ausscheidung der „Isländer“ lag mit 96,77 EpG deutlich unter jeder der „anderen Rassen“ mit 307,5 EpG. „Wallache“ schieden mit durchschnittlich 45 EpG weniger MDS-Eier aus als Stuten (225,79 EpG) und Hengste (256,11 EpG), und „Jungtiere“ bis 5 Jahre zeigten mit 628 EpG eine höhere mittlere Ausscheidungsrate als „Adulte“ (133,06 EpG) und „Senioren“ (159,57 EpG).

Tabelle 4: Deskriptive Statistik der MDS-Ausscheidung im Gruppenvergleich.

MDS-EpG	Min	Max	Mittelwert	Median
Gesamt	0	2300	165,53	0,0
Isländer	0	2300	96,77	0,0
andere Rassen	0	2160	307,50	2,5
Stuten	0	2300	225,79	0,0
Wallache	0	1245	45,00	0,0
Hengste	0	1175	256,11	0,0
Jungtiere	0	1580	628,00	265,0
Adulte	0	2300	133,06	0,0
Senioren	0	2160	159,57	0,0

Zuerst wurden die beiden Gruppen „Isländer“ und „andere Rasse“ der Variable „Rasse“ mit dem Mann-Whitney-U-Test für unabhängige Stichproben in Bezug auf die MDS-Eiausscheidung verglichen. Dabei zeigte sich, dass „andere Rassen“ ($Mdn = 2,50$) signifikant mehr Eier von Magen-Darm-Strongyliden ausschieden als „Isländer“ ($Mdn = 0,00$), $U = 635,5$; $z = -2,743$; $p = 0,006$; $r = 0,281$ (Abb. 7).

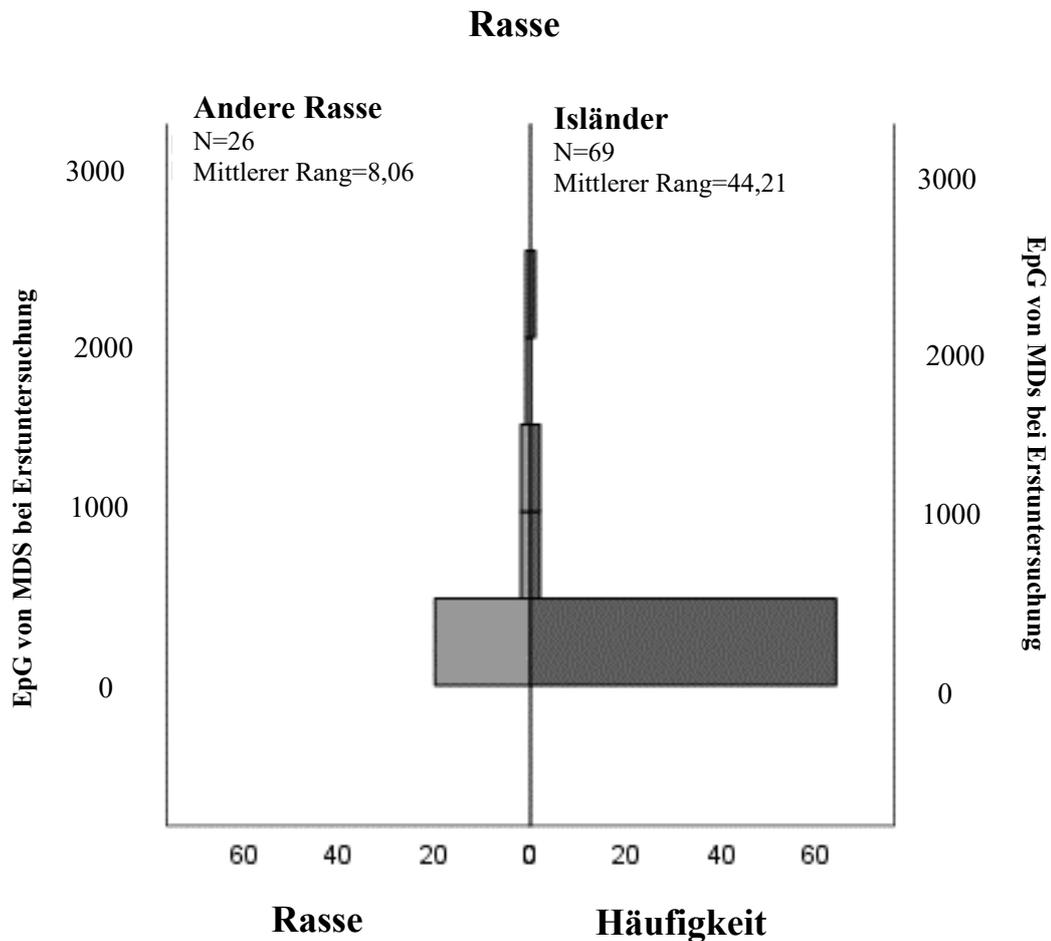


Abbildung 7: Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben für „Rasse“.

Anschließend wurde die Auswirkung des Geschlechts auf die MDS-Ausscheidung untersucht. Dabei ergab sich im Kruskal-Wallis-Test ein signifikanter Unterschied in der Höhe der Eiausscheidung in Abhängigkeit von der Zugehörigkeit zu den Gruppen „Stuten“, „Hengste“ oder „Wallache“, $H(2) = 13,144$; $p = 0,001$. Betrachtet man die paarweisen Vergleiche, so zeigt sich, dass „Stuten“ im Rahmen der Studie signifikant mehr Eier ausschieden als „Wallache“ ($p < 0,001$; $r = 0,0348$). Zwischen den Geschlechtern „Wallache“ und „Hengste“ besteht ebenfalls ein signifikanter Unterschied, mit einer höheren Eiausscheidung der „Hengste“ ($p = 0,022$; $r = 0,235$). Im Vergleich der beiden Gruppen „Stuten“ und „Hengste“ ergab sich jedoch kein signifikanter Unterschied in der MDS-Eiausscheidung ($p = 0,760$; $r = 0,031$). Die

Ergebnisse des Kruskal-Wallis-Tests bei unabhängigen Stichproben sind in Abbildung 8 graphisch dargestellt.

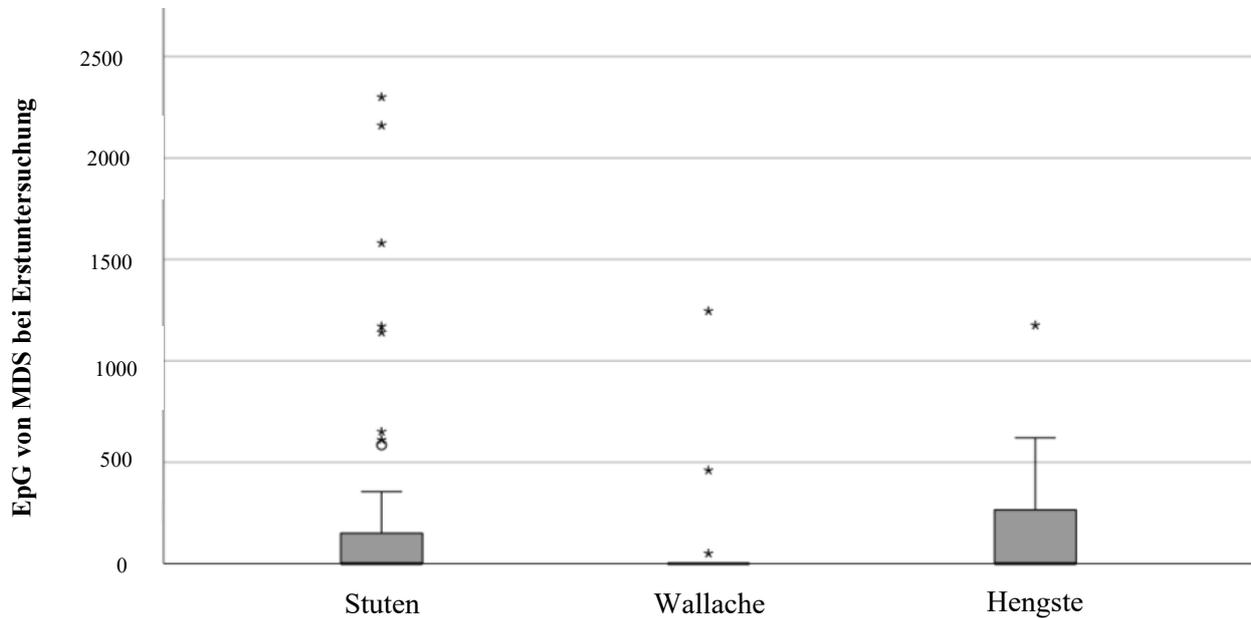


Abbildung 8: Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben für „Geschlecht“.

Mit dem Kruskal-Wallis-Test wurde auch untersucht, ob das Alter eines Pferdes Einfluss auf die Höhe seiner Eiausscheidung hatte. Die Altersgruppen „Jungtiere“, „Adulte“ und „Senioren“ wiesen dabei einen signifikanten Unterschied auf $H(2) = 6,122$; $p = 0,047$. Dabei schieden die „Jungtiere“ signifikant mehr MDS-Eier aus als einerseits die Gruppe „Adulte“ ($p = 0,016$; $r = 0,248$) und andererseits die „Senioren“ ($p = 0,017$; $r = 0,246$). Zwischen „Adulte“ und „Senioren“ konnte kein statistisch signifikanter Unterschied nachgewiesen werden ($p = 0,812$; $r = 0,024$). Die deutlich höhere Ausscheidung von MDS-Eiern der Tiere mit einem Alter von maximal fünf Jahren zeigt sich auch in der graphischen Darstellung des Kruskal-Wallis-Tests für das Alter (Abb. 9). Dieser Trend lässt sich auch erkennen, wenn man die MDS-Ausscheidung gegen das absolute Alter aller Pferde aufträgt (Abb. 10).

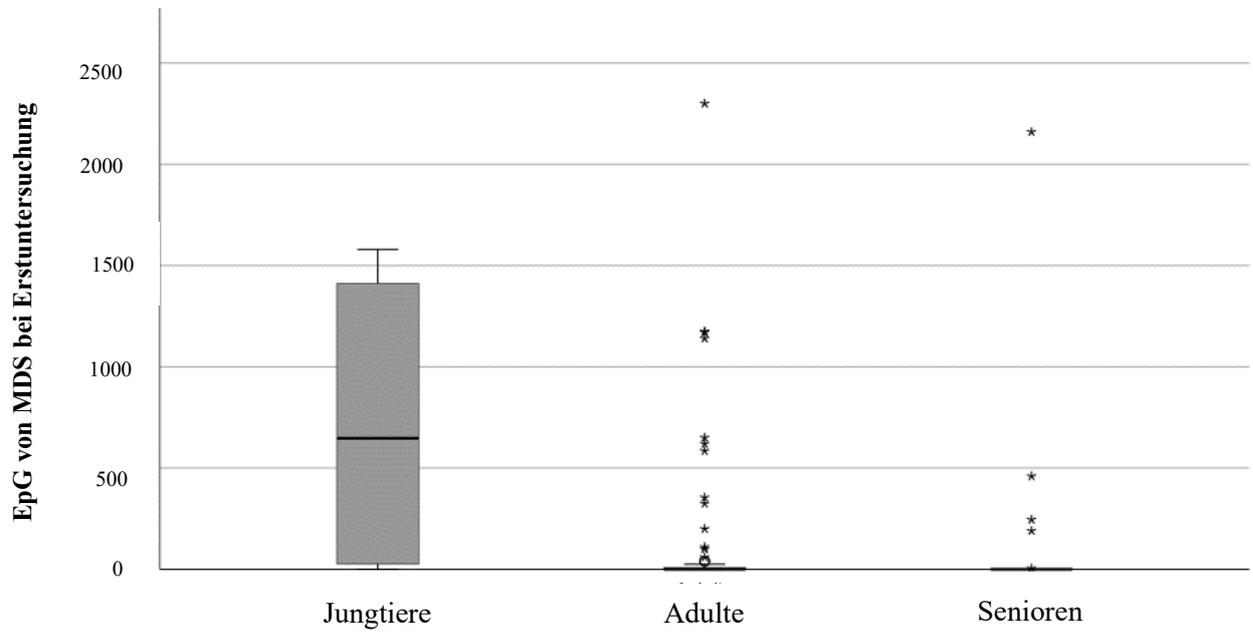


Abbildung 9: Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben für „Altersgruppe“.

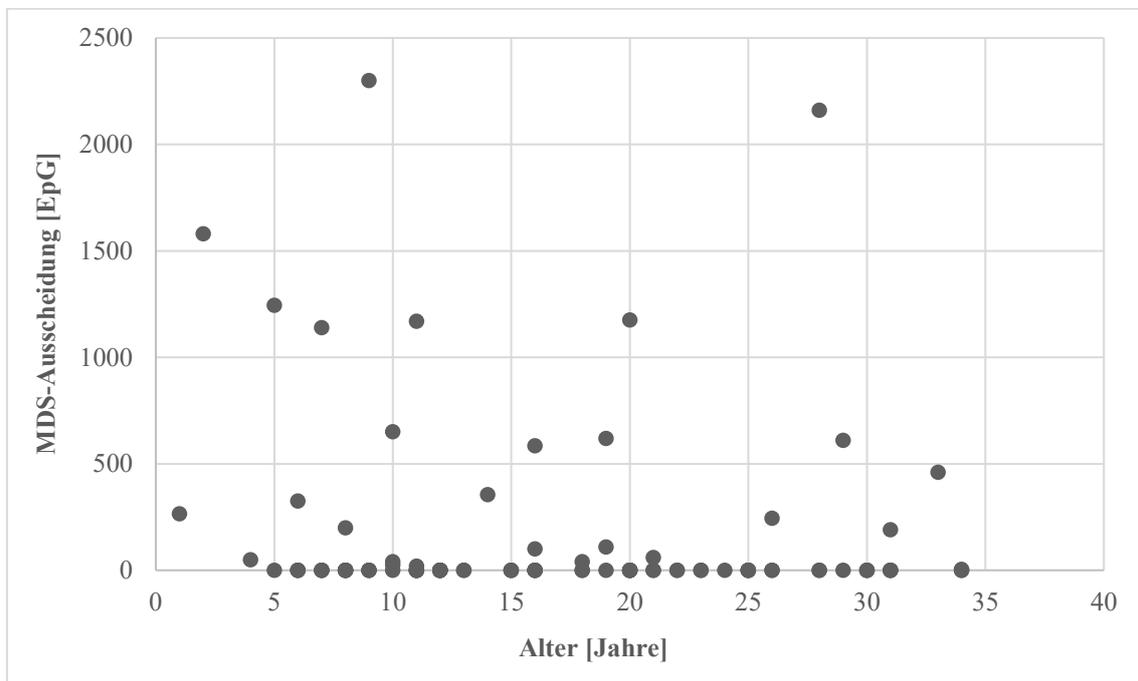


Abbildung 10: Graphische Darstellung des Zusammenhangs zwischen Alter und MDS-Ausscheidung.

4.3. Zweiter Untersuchungszeitpunkt

Der zweite Untersuchungszeitpunkt diente dazu, für jene Tiere, die zum ersten Entwurmungszeitpunkt mit Pyrantel entwurmt wurden, einen Eizahlreduktionstest für Magen-Darm-Strongyliden durchzuführen. Da die Entscheidung zur Entwurmung auf der Höhe der Eizahl pro Gramm Kot beruhte und nur jene 16 Tiere mit mehr als 200 EpG therapiert wurden, konnten sie alle in den Eizahlreduktionstest inkludiert werden.

In den Kotproben und Klebestreifenabklatschproben des zweiten Untersuchungszeitpunktes wurden nur Eier von Magen-Darm-Strongyliden gefunden. Eier anderer Helminthen konnten nicht nachgewiesen werden, auch nicht bei Pferd Nr. 20, bei dem bei der Erstuntersuchung *O. equi* gefunden wurde, oder bei Pferd Nr. 32, das zum Zeitpunkt der ersten Kotprobenahme *Parascaris* spp. ausschied. Alle anderen Pferde hatten schon bei der Erstuntersuchung nur MDS-Eier im Kot beziehungsweise am Anus. In Tabelle 5 ist die Höhe der Eiausscheidung bei den zweifach untersuchten Pferden zum ersten und zweiten Untersuchungszeitraum zu sehen. Insgesamt schieden acht der vorher positiven Pferde, also immerhin die Hälfte, auch nach der Entwurmung noch MDS-Eier aus. Im Eizahlreduktionstest ergibt sich aber über die gesamte Gruppe hinweg eine quantitative Reduktion der Eiausscheidung um 98,6 %.

Tabelle 5: MDS-Eiausscheidung (Eier pro Gram Kot) zum ersten und zweiten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.

Nummer	EpG 1. Untersuchung	EpG 2. Untersuchung	% Reduktion
44	245	0	100.0
97	265	25	90.6
14	325	15	95.4
53	355	0	100.0
6	460	60	87.0
36	585	0	100.0
98	610	65	89.3
31	620	0	100.0
70	650	15	97.7
33	1140	0	100.0
65	1170	20	98.3
27	1175	0	100.0
95	1245	0	100.0
32	1580	0	100.0
20	2160	5	99.8
71	2300	10	99.6

4.4. Dritter Untersuchungszeitpunkt

Zum dritten Untersuchungszeitpunkt, das heißt nach der Entwurmung mit Moxidectin, wurden all jene Tiere erneut untersucht, die bei der Erstuntersuchung positive Ergebnisse lieferten. Jener Teil dieser Tiere mit initial über 200 EpG wurde nach einer Entwurmung mit Pyrantel auch beim zweiten Untersuchungszeitpunkt beprobt. Die Tiere mit einem initial positiven Einachweis bei maximal 200 EpG wurden erst zum dritten Untersuchungszeitpunkt erneut untersucht. Unabhängig davon konnten in sämtlichen Proben des dritten Untersuchungszeitpunktes weder *Parascaris* spp. oder *O. equi* noch Anoplocephaliden oder *S. westeri* nachgewiesen werden. Es wurden, wie bereits zum zweiten Untersuchungszeitpunkt, nur Eier von MDS gefunden, sowohl bei jenen Tieren, die von Beginn an keine anderen Parasiten als MDS ausschieden, als auch bei den beiden Pferden, die initial entweder *O. equi* oder *Parascaris* spp. aufwiesen. Pferd Nr. 20 hat bei der Erstuntersuchung MDS und *O. equi* ausgeschieden, beim zweiten Untersuchungszeitpunkt nur mehr MDS und bei der dritten Untersuchung konnte keine Eiausscheidung mehr nachgewiesen werden. In der Kotprobe von Pferd Nr. 32 konnten bei der Erstuntersuchung sowohl MDS als auch *Parascaris* spp. gefunden werden. Dieses Pferd schied aber weder beim zweiten noch beim dritten Untersuchungszeitpunkt Parasitenstadien aus.

Der Eizahlreduktionstest für Moxidectin wurde aber nur für jene Pferde durchgeführt, die im Studienzeitraum noch nicht mit einem anderen Anthelminthikum entwurmt worden waren (Tab. 6). Es zeigt sich, dass nur zwei Pferde, also 18,2 %, aus der Gruppe der Tiere mit geringer Eiausscheidung beim ersten Untersuchungszeitpunkt nach einer Entwurmung mit Moxidectin noch MDS-Eier im Kot ausschieden. Für Moxidectin ergab sich bei der Berechnung eine Reduktion der Eiausscheidung um 97,6 %.

Tabelle 6: MDS-Ausscheidung zum ersten und dritten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.

Nummer	EpG 1. Untersuchung	EpG 3. Untersuchung	% Reduktion
93	5	0	100
67	20	0	100
61	25	0	100
42	40	0	100
56	40	0	100
82	50	0	100
1	60	0	100
63	100	0	100
84	110	5	95,1
38	190	15	92,1
58	200	0	100

Bei den zuvor bereits mit Pyrantel therapierten Pferden zeigten sich nach der Entwurmung mit Moxidectin folgende Daten (Tab. 7). Zwei, also 12,5 %, der doppelt entwurmtten Pferde wiesen immer noch eine Ausscheidung von MDS-Eiern auf. Die Reduktion der Eiausscheidung vom zweiten zum dritten Untersuchungszeitraum betrug 95,3 %. Dieses Ergebnis soll aber nicht als vollständiger Eizahlreduktionstest verstanden werden, da die dafür nötigen formalen Voraussetzungen nicht erfüllt waren.

Tabelle 7: MDS-Ausscheidung (Eier pro Gramm Kot) zum ersten, zweiten und dritten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.

Nummer	EpG 1. Untersuchung	EpG 2. Untersuchung	EpG 3. Untersuchung	% Reduktion von 2. zu 3. Untersuchung
44	245	0	0	
97	265	25	0	100
14	325	15	0	100
53	355	0	0	
6	460	60	5	91,7
36	585	0	0	
98	610	65	5	92,3
31	620	0	0	
70	650	15	0	100
33	1140	0	0	
65	1170	20	0	100
27	1175	0	0	
95	1245	0	0	
32	1580	0	0	
20	2160	5	0	100
71	2300	10	0	100

5. Diskussion

Als häufigste beim Pferd vorkommende Helminthen werden Anoplocephalidae, Oxyuridae, *Parascaris* spp., große und kleine Strongyliden sowie *S. westeri* genannt (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019). Diagnostiziert werden können sie mittels verschiedener Methoden. Während der direkte Kotausstrich heutzutage nur mehr selten eingesetzt wird, sind das Flotationsverfahren, das Sedimentationsverfahren und auch das kombinierte Sedimentations-Flotations-Verfahren qualitative Standardnachweisverfahren für Helmintheneier (Deplazes et al. 2021, Kaufmann 1996, Reinemeyer und Nielsen 2018, Schmäschke 2013). Das McMaster-Verfahren sowie das Mini-FLOTAC-Verfahren sind gebräuchliche Methoden zur Quantifizierung der Eiausscheidung und zur Differenzierung von Nematodenlarven können das Trichterverfahren oder die Larvenkultur verwendet werden (Cringoli et al. 2017, Deplazes et al. 2021, Schmäschke 2013). *Oxyuris equi* wird vorwiegend mittels Klebestreifenmethode nachgewiesen (Reinemeyer und Nielsen 2018). Zur Therapie von Wurminfektionen werden Anthelminthika aus den Klassen der Benzimidazole, Isochinoline, makrozyklischen Laktone, Piperazine und Pyrimidine eingesetzt (von Samson-Himmelstjerna 2016). Um die Entstehung von Resistenzen zu verlangsamen, sollte aber sehr sorgsam mit Anthelminthika umgegangen werden (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011). Dazu zählt auch, die Parasitenlast durch Managementmaßnahmen, wie beispielsweise Weide- und Stallhygiene, zu senken und die Resistenzlage mit regelmäßigen Eizahlreduktionstests gut zu überwachen (Deplazes et al. 2021, Meier und Hertzberg 2005).

Der oberösterreichische Betrieb, dessen Pferde im Rahmen dieser Studie parasitologisch untersucht wurden, beherbergte zu Studienbeginn 98 Pferde in ganzjähriger oder teilweiser Weidehaltung. Obwohl insgesamt zwölf verschiedene Rassen vertreten waren, machten Isländer den Großteil der Studienpopulation aus. Die Pferde werden grundsätzlich zweimal jährlich anthelminthisch behandelt, einmal mit Moxidectin und einmal mit Moxidectin und Praziquantel. Vorberichtlich bekannte Hochausscheider werden aber vor dem Einsatz makrozyklischer Laktone mit Pyrantel vortherapiert. Es ist hervorzuheben, dass im Sinne der guten Praxis des Helminthenmanagements sämtliche Koppeln und Boxen des Betriebs täglich von Kot befreit werden und Neuzugänge unter Quarantäne gestellt und dort auch

parasitologisch untersucht und entwurmt werden. Jedoch ist die Besatzdichte als eher hoch einzuschätzen, wird doch auf keiner der Koppeln die Empfehlung von nur einem bis zwei Pferden pro Hektar Weidefläche erfüllt (Reinemeyer und Nielsen 2018).

Bei der Durchführung der Studie wurde entgegen der Empfehlung in der Literatur kein Fill-FLOTAC zum Befüllen der Kammern des Mini-FLOTAC verwendet (Cringoli et al. 2017). Stattdessen wurden die Proben gemäß dem im Diagnostiklabor des Instituts für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien üblichen Verfahren aufbereitet. Dieses Vorgehen erfüllt aber die gleichen Voraussetzungen für die weitere Auswertung, auch wenn es mit anderen Materialien durchgeführt wurde. Einzig der als Vorteil des Fill-FLOTAC genannte Schutz des Untersuchers vor Kontakt mit dem Probenmaterial ist bei der im Rahmen dieser Studie genutzten Methode nicht gegeben (Cringoli et al. 2017). Dies ist aber unter Laborbedingungen, bei der Untersuchung von Pferdekot und unter Einhaltung der üblichen Hygienemaßnahmen vernachlässigbar.

Im Rahmen der parasitologischen Erstuntersuchung wurden nur bei einem Tier Eier von *Parascaris* spp. gefunden. Damit liegt die Prävalenz unter den in der Literatur beschriebenen Werten von beispielsweise 6,3 % in Italien oder 2 % in Deutschland (Fritzen et al. 2010, Hinney et al. 2011, Scala et al. 2021). Diese Studien zeigten allerdings auch deutlich höhere Prävalenzen von *Parascaris* spp. bei Fohlen im ersten Lebensjahr, die von 17,16 % beziehungsweise 50 % in Deutschland bis 30,5 % in Frankreich und 36,7 % in Italien reichen und mit zunehmendem Alter kontinuierlich absinken (Fritzen et al. 2010, Hinney et al. 2011, Laugier et al. 2012, Scala et al. 2021). Dass es sich bei dem einzigen im Rahmen dieser Studie positiv auf *Parascaris* spp. getesteten Tier um eine zweijährige Stute handelt, passt zwar zur Angabe in der Literatur, dass Spulwürmer bei Jungtieren häufiger vorkommen, jedoch kann diese Hypothese bezogen auf den untersuchten Betrieb durch einen einzigen Fall weder bestätigt noch verworfen werden.

Ebenso wurden nur bei einem Pferd Eier von *O. equi* gefunden. Das betroffene Pferd zeigte aber kein Schweifrubbeln und auch sonst keine makroskopisch erkennbaren Hinweise auf Pfiemenschwanzbefall. Einige andere Pferde wurden während des Studienzeitraums beim Schweifrubbeln beobachtet, was sich aber durch den noch nicht abgeschlossenen Fellwechsel erklären lässt; Oxyureneier wurden bei diesen Tieren nicht gefunden. In der Literatur sind für

O. equi sehr unterschiedliche Prävalenzen je nach Studienpopulation und Untersuchungsmethode zu finden. Die Prävalenz von 1,1 % in dieser Studie passt aber zu den Ergebnissen anderer europäischer Studien mit Nachweis am lebenden Pferd. In Deutschland konnte *O. equi* bei 0,7 % beziehungsweise 1,7 % der Pferde gefunden werden, während beispielsweise bei Arbeitspferden im Iran mittels Koproskopie eine Prävalenz von 22,6 % festgestellt wurde (Epe et al. 1993, Hinney et al. 2011, Tavassoli et al. 2010). Mittels Sektion wurden sogar bei 36 % der in Polen untersuchten Pferde ein Oxyurenbefall nachgewiesen (Gawor 1995).

Bei keinem der Pferde am Betrieb wurden Bandwurmeier gefunden. Damit liegt die Prävalenz unter den in einer aktuellen Studie aus Deutschland beschriebenen 2 % (Hinney et al. 2011). Jedoch kann durch die diskontinuierliche Ausscheidung von Bandwurmeiern ein Befall mit koproskopischen Nachweismethoden nicht sicher ausgeschlossen werden (Gasser et al. 2005). Die niedrige Sensitivität der Koproskopie für Bandwürmer des Pferdes konnte in der Literatur durch den direkten Vergleich von koproskopisch (0,6 %) und serologisch (29,5 %) ermittelten Prävalenzen innerhalb der selben Studienpopulation gezeigt werden (Jürgenschellert et al. 2020).

Ebenfalls konnten keine Eier von *S. westeri* gefunden werden, was nicht zuletzt in der Abwesenheit von jungen Fohlen am Betrieb im Studienjahr begründet sein dürfte, denn *S. westeri* befällt hauptsächlich Saugfohlen, nur vereinzelt kann der Parasit bei Adulten gefunden werden (Reinemeyer und Nielsen 2018, Schnieder 2006). Bei einer Studie an Pferden aller Altersgruppen in Deutschland konnte eine Prävalenz von 0,5 % nachgewiesen werden (Hinney et al. 2011).

In den untersuchten Larvenkulturen MDS-positiver Pferde wurden nur Larven kleiner Strongyliden und keine von großen Strongyliden nachgewiesen. Dies kann durch die zweimal jährliche Entwurmung und die Präpatenz großer Strongyliden von sechs bis zwölf Monaten erklärt werden. Anthelminthikaresistenzen sind bei großen Strongyliden noch nicht bekannt (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Reinemeyer und Nielsen 2009).

Kleine Strongyliden kommen bei Pferden weltweit mit einer Prävalenz von über 70 – 100 % vor, was sie zu den am häufigsten nachgewiesenen Endoparasiten des Pferdes macht (Corning 2009). Aktuelle Studien aus Europa zeigen Prävalenzen von 39,5 % und 47,6 % in Italien, 48,3 % und 67 % in Deutschland und 93 % in Frankreich (Collobert-Laugier et al. 2002, Hinney et al. 2011, Scala et al. 2020, Sconza et al. 2018, Traversa et al. 2010). Aufgrund der erwarteten hohen Prävalenz und der schnellen Kontamination von Weideflächen durch die kurze Präpatenz der kleinen Strongyliden von nur etwa fünf Wochen wurde im Vorfeld der Studie bereits erwartet, dass kleine Strongyliden auch auf dem untersuchten Betrieb zahlreich vorkommen (Deplazes et al. 2021, Reinemeyer und Nielsen 2018). Dies hat sich als richtig erwiesen, denn Eier von Magen-Darm-Strongyliden waren die am häufigsten gefundenen parasitären Objekte in den für diese Studie untersuchten Kotproben. Sie wurden bei 28,4 % der 95 untersuchten Pferde festgestellt. 16,8 % der Tiere konnten sogar als Hochausscheider bestätigt werden. Diese Zahlen erscheinen im Vergleich mit der in der Literatur angegebenen Prävalenz niedrig, allerdings gilt es dabei zu beachten, dass nicht alle Pferde, die Magen-Darm-Strongyliden in sich tragen, zu jeder Zeit auch Wurmeier ausscheiden (Corning 2009, Deplazes et al. 2021). Die tatsächliche Prävalenz innerhalb der Studienpopulation könnte also höher als die nachgewiesenen 28,4 % liegen.

Innerhalb der Studienpopulation wurden einige Zusammenhänge zwischen der Eiausscheidung und den demographischen Faktoren der Tiere gefunden. So schieden Isländer statistisch signifikant weniger Eier von Magen-Darm-Strongyliden aus als Pferde anderer Rassen. Dabei wurden die Isländer-Mixe nicht zu den Isländern gezählt. Für die Pferde, die durch Kreuzung von Isländern mit jeweils unterschiedlichen Rassen entstanden sind, könnte aber auch keine eigene, aussagekräftige Statistik gerechnet werden, da es sich um nur vier Pferde unterschiedlichen Geschlechts und Alters handelt. Dieser Einfluss der Rasse auf den Befall mit kleinen Strongyliden ist auch in der Literatur beschrieben. Es wurde gezeigt, dass Ponys mit einer Prävalenz von 29 % signifikant weniger MDS-Eier ausschieden als beispielsweise Pferde schwerer Rassen mit 61 % Prävalenz (Hinney et al. 2011). Genetische Marker für diesen Zusammenhang fehlen aber bisher.

Des Weiteren wurden bei Wallachen signifikant weniger MDS-Eier nachgewiesen als bei Stuten oder Hengsten, mit einem mittleren Effekt nach Cohen für den Vergleich mit den Stuten

und einem schwachen Effekt nach Cohen verglichen mit den Hengsten (Cohen 1992). Auch der Effekt des Geschlechts wurde bereits beschrieben, mit einer MDS-Prävalenz von nur 25 % bei Wallachen im Vergleich zu 36 % bei Stuten und 51 % bei Hengsten (Hinney et al. 2011). Der zugrunde liegende Mechanismus ist bisher ungeklärt.

Jungtiere schieden, wie bereits in früheren Studien beschrieben, signifikant mehr Eier aus als adulte Pferde oder Senioren (Hinney et al. 2011, Nielsen et al. 2018). Allerdings hatte das Alter in dieser Studie nur einen schwachen Effekt.

Ob sich diese Ergebnisse verallgemeinern lassen, bleibt fraglich, denn für manche Gruppen war nur eine sehr kleine Stichprobe verfügbar, wie für die Hengste oder die Jungtiere. Auch waren nicht alle Altersgruppen in den verschiedenen Rassen gleich verteilt. Obwohl die Gruppenvergleiche mit nichtparametrischen Tests berechnet wurden, können die kleinen Stichprobengrößen, die große Varianz innerhalb der Gruppen und die deutlichen Unterschiede zwischen den Varianzen der verschiedenen Gruppen nicht unberücksichtigt bleiben. Andererseits lässt sich nicht ausschließen, dass auch andere, in der Berechnung nicht berücksichtigte Faktoren, die Höhe der Eiausscheidung maßgeblich beeinflussen. So könnte bei der niedrigen MDS-Ausscheidung der Wallache auch mitspielen, dass ein großer Teil der männlichen, kastrierten Pferde in der als „Wallache“ bezeichneten Herde leben, in der kein einziger Eiausscheider gefunden wurde. Zu bedenken ist dabei, dass in dieser Herde nur adulte Tiere leben und auch schon seit vielen Jahren keine Neuzugänge und vor allem keine Jungtiere in diese Herde integriert wurden, ein Eintrag von Parasiten durch (Hoch-)Ausscheider damit also vermieden wurde.

Im Eizahlreduktionstest stellten sich sowohl Pyrantel als auch Moxidectin als ausreichend wirksam dar. Für Pyrantel lag die Reduktion der Eiausscheidung mit 98,6 % deutlich über den in der Literatur geforderten 90 % (von Samson-Himmelstjerna et al. 2011). Für Moxidectin war eine ordnungsgemäße Berechnung des Eizahlreduktionstestes nicht möglich, da nur zwei Pferde eine Eiausscheidung von >150 EpG hatten und nicht innerhalb der letzten acht Wochen entwurmt worden waren, was in der Literatur als Voraussetzung genannt wird (Meier und Hertzberg 2005, Nielsen et al. 2013). Die Berücksichtigung der Pferde mit niedrigeren Eiausscheidungen barg die Gefahr, die Wirksamkeit von Moxidectin als geringer oder höher einzuschätzen, als sie tatsächlich war. Dies liegt daran, dass die Sensitivität der

Nachweismethode nicht als 100 % angenommen werden darf und eine sehr geringe Anzahl von Eiern bei ungleicher Verteilung in der Kotprobe möglicherweise übersehen werden könnte (Meier und Hertzberg 2005). Aus diesem Grund darf für den Wirkstoff Moxidectin eine Anthelminthikaresistenz nicht sicher ausgeschlossen werden, wenn auch keine Hinweise dafür vorlagen.

Sowohl zum zweiten als auch zum dritten Untersuchungszeitpunkt wurden alle Pferde negativ auf *O. equi* und *Parascaris* spp. getestet. Auch bei den beiden bei der Erstuntersuchung positiv getesteten Tiere konnte keine Eiausscheidung mehr festgestellt werden. Dies spricht für eine ausreichende Wirksamkeit von Pyrantel gegen *O. equi* und *Parascaris* spp. Für *Parascaris* spp. entspricht das grundsätzlich den Erwartungen gemäß der Literatur, wo eine gute Wirkung zumindest gegen adulte Stadien beschrieben ist, auch wenn bereits erste Fälle von Resistenzen von *Parascaris* spp. gegenüber Pyrantel vorliegen (European Scientific Council Companion Animal Parasites 2019, Gokbulut und McKellar 2018, Hautala et al. 2019, von Samson-Himmelstjerna 2016). Gegen *O. equi* wird in der Literatur die Wirksamkeit von Pyrantel jedoch mit nur etwa 40 – 70 % angegeben (Gokbulut und McKellar 2018, Schnieder 2006). Dazu kommt, dass die Nachweismethoden für *O. equi* nicht 100 %ig sensitiv und nicht zur Quantifizierung geeignet sind. Ein Verfahren zur Eiquantifizierung ist weder zur Bestätigung noch zum Ausschluss von Anthelminthikaresistenzen bei Oxyuren validiert (Joachim et al. 2020). Deshalb kann auch im Zuge dieser Studie die Wirksamkeit von Pyrantel nicht zweifelsfrei bestätigt werden.

Abschließend lässt sich festhalten, dass zur Ermittlung, ob Isländer tatsächlich weniger Helmintheneier ausscheiden als Pferde anderer Rassen und inwieweit Geschlecht und Alter Einfluss auf die Eiausscheidung haben, weitere Studien mit deutlich größeren Stichproben nötig wären. Für den Betrieb wäre es wichtig, regelmäßig mit Eizahlreduktionstests auf Anthelminthikaresistenzen zu untersuchen und dies, wenn möglich, auch ohne die zwischenzeitliche Entwurmung mit Pyrantel, um eine Resistenz gegen den Wirkstoff Moxidectin auszuschließen. Grundsätzlich ist fraglich, ob diese Zwischenentwurmung mit Pyrantel überhaupt notwendig und sinnvoll ist. Auf die Befürchtung der Betriebsleitung, dass es bei sofortiger Behandlung der Hochoausscheider mit makrozyklischen Laktonen zu gesundheitlichen Problemen kommen könnte, lässt sich in der Literatur kein Hinweis finden.

Im Gegenteil sind bei der Anwendung von makrozyklischen Laktonen sogar weniger Entzündungsreaktionen als bei Pyrantel beschrieben (Betancourt et al. 2015). Nur bei einem hochgradigen Befall mit *Parascaris* spp., welcher am untersuchten Betrieb aber bei keinem Pferd nachgewiesen wurde, kann das plötzliche Abtöten großer Mengen an Würmern zu Komplikationen in Form von Dünndarmobstruktion und Kolik führen (Fabiani et al. 2016, Richter et al. 2016). Dieser Effekt wurde außerdem hauptsächlich im Zusammenhang mit der Anwendung von Piperazinen beschrieben (Hutchens et al. 1999, Richter et al. 2016). Für die Anwendung von Moxidectin spricht hingegen die gute Wirksamkeit des Wirkstoffes gegen einzystierte Stadien kleiner Strongyliden, gegen die Pyrantel aufgrund seiner geringen Resorption aus dem Darmlumen nicht effektiv ist (Hutchens et al. 1999, Richter et al. 2016).

6. Zusammenfassung

Infektionen mit Anoplocephalidae, *Oxyuris equi*, *Parascaris* spp., großen und kleinen Strongylyden und *Strongyloides westeri* können eine ernstzunehmende gesundheitliche Gefahr für Pferde darstellen. Aus diesem Grund wurden viele verschiedene qualitative und quantitative Diagnostikmethoden sowie pharmazeutische und alternative Behandlungsansätze entwickelt. Immer öfter wird aber der Erfolg solcher Therapien durch Resistenzen gegenüber gängigen Anthelminthika eingeschränkt. Ziel der vorliegenden Studie mit dem Titel „Ausscheidungsdynamik von Helminthen-Eiern bei Pferden in kompletter oder teilweiser Weidehaltung – eine Fallstudie“ war es, die Ausscheidung von Helmintheneiern durch die Pferde eines großen Betriebes in Oberösterreich zu quantifizieren. Außerdem sollte überprüft werden, ob auf dem Betrieb, der großteils Isländer beheimatet, bereits Anthelminthikaresistenzen vorliegen. Dazu wurden von allen 95 Pferden des Betriebs Klebestreifenabklatschproben und Kotproben gesammelt und untersucht, letztere mittels Mini-FLOTAC-Verfahren und Larvenkultur. Nach Entwurmung durch die Betriebsleitung mit zuerst Pyrantel und später Moxidectin, wurden erneut Proben genommen und ein Eizahlreduktionstest durchgeführt. Bei der Voruntersuchung wurden bei jeweils nur einem Pferd *Parascaris* spp. und *O. equi* nachgewiesen. 28,4 % der Pferde schieden Eier vom Magen-Darm-Strongylyden-Typ aus, welche durch weitere Diagnostik mittels Larvenkultur als Eier kleiner Strongylyden bestimmt werden konnten. Bei der Untersuchung auf Zusammenhänge der Eiausscheidung mit Rasse, Geschlecht oder Alter der Tiere, zeigten Jungtiere (bis 5 Jahre) eine signifikant höhere Ausscheidungsrate für Strongylydeneier. Eine signifikant geringere Ausscheidung von Strongylydeneiern zeigten sowohl die Wallache im Vergleich zu Stuten und Hengsten als auch Isländer gegenüber anderen Rassen. Der anschließend durchgeführte Eizahlreduktionstest ergab keine Hinweise auf Resistenzen gegenüber den eingesetzten Wirkstoffen.

7. Summary

Infections with Anoplocephalidae, *Oxyuris equi*, *Parascaris* spp., large and small strongyles or *Strongyloides westeri* can pose a serious health risk to horses. Therefore, a variety of different qualitative and quantitative diagnostic tests as well as pharmaceutical and alternative means for treatment were developed. With increasing treatment frequency, however, resistance to well-established anthelmintics limits the success of such therapies. The goal of the present study with the title “Dynamics of Helminth Egg Excretion in Horses Kept on Pasture Intermittently or All Year Round – A Case Study” was to quantify the excretion of helminth eggs by the horses from a large horse farm in Upper Austria. Additionally, the farm with mostly Icelandic horses should be checked for the occurrence of anthelmintic resistance. Therefore, fecal samples and samples from adhesive tapes were collected from all 95 horses on the farm. The fecal samples were analyzed using the Mini-FLOTAC technique and larval cultures. After the horses were dewormed first with pyrantel and later with moxidectin by the farm manager, follow-up samples were taken to perform an egg count reduction test. At first sampling, *Parascaris* spp. and *Oxyuris equi* were only found in the samples of single horses, and 28,4 % of the horses shed strongylid eggs which could be identified as small strongyle eggs upon further diagnosis by larval cultivation. When examining correlations between egg shedding and breed, gender or age, juvenile horses (up to 5 years) showed a significantly higher shedding of strongylid eggs. Geldings had a significantly lower strongylid egg shedding compared to mares and stallions and Icelandic horses shed fewer strongylid eggs compared to horses of other breeds. The egg count reduction test, which was performed later, provided no evidence of resistance against the administered anthelmintics.

8. Abkürzungsverzeichnis

ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
EpG	Eier pro Gramm Kot
EZRT	Eizahlreduktionstest
KM	Körpermasse
MDS	Magen-Darm-Strongyliden
PCR	Polymerasekettenreaktion

9. Literaturverzeichnis

- Abbott JB, Barrett EJ. 2008. The problem of diagnosing tapeworm infections in horses. *Equine Veterinary Journal*, 40 (1): 5–6. DOI 10.2746/042516408X262352.
- AUSTRIA CODEX. 2022. Fachinformation Banminth®. Stand: November 2022. https://www2.zoetis.at/content/_assets/Image/PDF/Pferde/Banminth-Paste-fuer-Pferde-Fachinformation-202012.pdf (Zugriff 16.11.2022).
- Barda BD, Rinaldi L, Ianniello D, Zepherine H, Salvo F, Sadutshang T, Cringoli G, Clementi M, Albonico M. 2013. Mini-FLOTAC, an innovative direct diagnostic technique for intestinal parasitic infections: experience from the field. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 7 (8): e2344. DOI 10.1371/journal.pntd.0002344.
- Barros HL, Marques SMT, Stefani V. 2016. The use of epifluorescence microscopy and fluorescent dyes for visualization of *Oxyuris equi* eggs. *Veterinary Parasitology*, 226: 162–166. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.06.039.
- Bellaw JL, Nielsen MK. 2015. Evaluation of Baermann apparatus sedimentation time on recovery of *Strongylus vulgaris* and *S. edentatus* third stage larvae from equine coprocultures. *Veterinary Parasitology*, 211 (1-2): 99–101. DOI 10.1016/j.vetpar.2015.05.001.
- Betancourt A, Lyons ET, Horohov DW. 2015. Characterisation of the inflammatory cytokine response to anthelmintic treatment in ponies. *Equine Veterinary Journal*, 47 (2): 240–244. DOI 10.1111/evj.12280.
- Brown PJ, Clayton HM. 1979. Hepatic pathology of experimental *Parascaris equorum* infection in worm-free foals. *Journal of Comparative Pathology*, 89 (1): 115–123. DOI 10.1016/0021-9975(79)90015-x.
- Bundesamt für Sicherheit im Gesundheitswesen. 2023. Arzneyspezialitätenregister. Stand: Februar 2023. <https://aspregister.basg.gv.at/aspregister/faces/aspregister.jspx> (Zugriff 14.02.2023).

- Clayton HM, Duncan JL. 1978. Clinical signs associated with *parascaris equorum* infection in worm-free pony foals and yearlings. *Veterinary Parasitology*, 4 (1): 69–78. DOI 10.1016/0304-4017(78)90037-7.
- Clayton HM, Trawford AF. 1981. Anthelmintic control of lungworm in donkeys. *Equine Veterinary Journal*, 13 (3): 192–194. DOI 10.1111/j.2042-3306.1981.tb03483.x.
- Cohen J. 1992. A power primer. *Psychological Bulletin*, 112 (1): 155–159. DOI 10.1037//0033-2909.112.1.155.
- Collobert-Laugier C, Hoste H, Sevin C, Dorchies P. 2002. Prevalence, abundance and site distribution of equine small strongyles in Normandy, France. *Veterinary Parasitology*, 110 (1-2): 77–83. DOI 10.1016/s0304-4017(02)00328-x.
- Corning S. 2009. Equine cyathostomins: a review of biology, clinical significance and therapy. *Parasites & Vectors*, 2 Suppl 2: S1. DOI 10.1186/1756-3305-2-S2-S1.
- Cringoli G. 2004. La diagnostica coprologica: quali novità? *Parassitologia*, 46 (1-2): 137–139.
- Cringoli G. 2006. FLOTAC, a novel apparatus for a multivalent faecal egg count technique. *Parassitologia*, 48 (3): 381–384.
- Cringoli G, Maurelli MP, Levecke B, Bosco A, Vercruyse J, Utzinger J, Rinaldi L. 2017. The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. *Nature Protocols*, 12 (9): 1723–1732. DOI 10.1038/nprot.2017.067.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2021. *Parasitologie für die Tiermedizin*. Vierte. überarbeitete Auflage. Stuttgart: Thieme.
- Drogemuller M, Beelitz P, Pfister K, Schnieder T, von Samson-Himmelstjerna G. 2004. Amplification of ribosomal DNA of Anoplocephalidae: *Anoplocephala perfoliata* diagnosis by PCR as a possible alternative to coprological methods. *Veterinary Parasitology*, 124 (3-4): 205–215. DOI 10.1016/j.vetpar.2004.07.012.

- Drudge JH, Lyons ET. 1986. Large Strongyles: Recent Advances. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 2 (2): 263–280. DOI 10.1016/S0749-0739(17)30716-2.
- Epe C, Ising-Volmer S, Stoye M. 1993. Ergebnisse parasitologischer Kotuntersuchungen von Equiden, Hunden, Katzen und Igelrn der Jahre 1984-1991. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift*, 100 (11): 426–428.
- Ertelt A, von Samson-Himmelstjerna G, Gehlen H. 2016. Current state of anthelmintic resistance in horses with a special focus on the situation in Germany. *Pferdeheilkunde Equine Medicine*, 32 (6): 576–586. DOI 10.21836/PEM20160601.
- European Scientific Council Companion Animal Parasites. 2019. Empfehlungen zur Behandlung und Kontrolle gastrointestinaler Parasiten bei Pferden und anderen Equiden. Deutsche Adaption der ESCCAP-Empfehlung Nr. 8. <https://www.esccap.de/empfehlung/pferde/> (Zugriff 31.05.2022).
- Fabiani JV, Lyons ET, Nielsen MK. 2016. Dynamics of *Parascaris* and *Strongylus* spp. parasites in untreated juvenile horses. *Veterinary Parasitology*, 230: 62–66. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.11.002.
- Field A. 2018. *Discovering statistics using IBM SPSS statistics*. Fünfte edition. Los Angeles, London, New Delhi, Singapore, Washington DC, Melbourne: SAGE, 1070.
- Foreyt WJ. 1989. Diagnostic Parasitology. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 19 (5): 979–1000. DOI 10.1016/s0195-5616(89)50107-4.
- Fritzen B, Rohn K, Schnieder T, Samson-Himmelstjerna G von. 2010. Endoparasite control management on horse farms--lessons from worm prevalence and questionnaire data. *Equine Veterinary Journal*, 42 (1): 79–83. DOI 10.2746/042516409X471485.
- Gasser RB, Williamson RMC, Beveridge I. 2005. *Anoplocephala perfoliata* of horses - significant scope for further research, improved diagnosis and control. *Parasitology*, 131 (Pt 1): 1–13. DOI 10.1017/s0031182004007127.

- Gawor JJ. 1995. The prevalence and abundance of internal parasites in working horses autopsied in Poland. *Veterinary Parasitology*, 58 (1-2): 99–108. DOI 10.1016/0304-4017(94)00698-c.
- Gokbulut C, McKellar QA. 2018. Anthelmintic drugs used in equine species. *Veterinary Parasitology*, 261: 27–52. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.08.002.
- Hasslinger M-A. 1989. Speziesabhängige Aspekte zur Epizootologie von Oxyureninfektionen beim Pferd und Möglichkeiten zur Bekämpfung. *Pferdeheilkunde*, 5 (1): 15–22.
- Hautala K, Näreaho A, Kauppinen O, Nielsen MK, Sukura A, Rajala-Schultz PJ. 2019. Risk factors for equine intestinal parasite infections and reduced efficacy of pyrantel embonate against *Parascaris* sp. *Veterinary Parasitology*, 273: 52–59. DOI 10.1016/j.vetpar.2019.08.004.
- Hinney B, Wirtherle NC, Kyule M, Miethe N, Zessin K-H, Clausen P-H. 2011. Prevalence of helminths in horses in the state of Brandenburg, Germany. *Parasitology Research*, 108 (5): 1083–1091. DOI 10.1007/s00436-011-2362-z.
- Hodgkinson J, Lichtenfels J, Mair T, Cripps P, Freeman K, Ramsey Y, Love S, Matthews J. 2003. A PCR–ELISA for the identification of cyathostomin fourth-stage larvae from clinical cases of larval cyathostominosis. *International Journal for Parasitology*, 33 (12): 1427–1435. DOI 10.1016/s0020-7519(03)00140-1.
- Hutchens DE, Paul AJ, DiPietro JA. 1999. Treatment and Control of Gastrointestinal Parasites. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 15 (3): 561–573. DOI 10.1016/S0749-0739(17)30132-3.
- Joachim A, Riedl L, Riedelberger K, Hinney B, Cavalleri J-M. 2020. Ist *Oxyuris equi* ein Gewinner bei der selektiven Entwurmung? *Der Praktische Tierarzt*, 101 (08): 767–775.
- Jürgenschellert L, Krücken J, Austin CJ, Lightbody KL, Bousquet E, Samson-Himmelstjerna G von. 2020. Investigations on the occurrence of tapeworm infections in German horse populations with comparison of different antibody detection methods based on saliva and serum samples. *Parasites & Vectors*, 13 (1): 462. DOI 10.1186/s13071-020-04318-5.

- Kaplan RM. 2002. Anthelmintic resistance in nematodes of horses. *Veterinary Research*, 33 (5): 491–507. DOI 10.1051/vetres:2002035.
- Kaspar A, Pfister K, Nielsen MK, Silaghi C, Fink H, Scheuerle MC. 2017. Detection of *Strongylus vulgaris* in equine faecal samples by real-time PCR and larval culture - method comparison and occurrence assessment. *BMC Veterinary Research*, 13 (1): 19. DOI 10.1186/s12917-016-0918-y.
- Kaufmann J. 1996. *Parasitic Infections of Domestic Animals. A diagnostic manual*. Basel: Birkhäuser.
- Klei TR, Chapman MR. 1999. Immunity in equine cyathostome infections. *Veterinary Parasitology*, 85 (2-3): 123–136. DOI 10.1016/s0304-4017(99)00093-x.
- Laugier C, Sevin C, Ménard S, Maillard K. 2012. Prevalence of *Parascaris equorum* infection in foals on French stud farms and first report of ivermectin-resistant *P. equorum* populations in France. *Veterinary Parasitology*, 188 (1-2): 185–189. DOI 10.1016/j.vetpar.2012.02.022.
- Lichtenfels JR. 1975. *Helminths of Domestic Equids. Illustrated Keys to Genera and Species with Emphasis on North American Forms*. Proceedings of the Helminthological Society of Washington, (42): 1–92.
- Lyons ET. 1994. Vertical Transmission of Nematodes: Emphasis on *Uncinaria lucasi* in Northern Fur Seals and *Strongyloides westeri* in Equids. *Journal of The Helminthological Society of Washington*, 61 (2): 169–178.
- Lyons ET, Drudge JH, Tolliver SC. 1973. On the life cycle of *Strongyloides westeri* in the equine. *The Journal of Parasitology*, 59 (5): 780–787.
- Lyons ET, Drudge JH, Tolliver SC. 2000. Larval Cyathostomiasis. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 16 (3): 501–513. DOI 10.1016/s0749-0739(17)30092-5.
- Lyons ET, Tolliver SC. 2014. Prevalence of patent *Strongyloides westeri* infections in Thoroughbred foals in 2014. *Parasitology Research*, 113 (11): 4163–4164. DOI 10.1007/s00436-014-4088-1.

- Mansmann RA, McAllister ES, Pratt PW, Hrsg. 1982. Equine Medicine and Surgery. Dritte Aufl. California: American Veterinary Publications, 2 v.
- McCraw BM, Slocombe JO. 1976. *Strongylus vulgaris* in the horse: a review. The Canadian Veterinary Journal = La Revue Veterinaire Canadienne, 17 (6): 150–157.
- Mehlhorn H, Piekarski G. 2002. Grundriß der Parasitenkunde. Parasiten des Menschen und der Nutztiere. Sechste., überarbeitete und erw. Aufl. Heidelberg, Berlin: Spektrum Akademischer Verlag.
- Meier A, Hertzberg H. 2005. Strongyliden beim Pferd. I. Resistenzentwicklung gegen Anthelminthika. Schweizer Archiv für Tierheilkunde, 147 (9): 381–388. DOI 10.1024/0036-7281.147.9.381.
- Meyer M, von Samson-Himmelstjerna G, Witzmann P, Winter D. 2020. Entwurmung bei Pferden – Analyse der tierärztlichen Sichtweise. Der Praktische Tierarzt, 101 (03): 254–266. DOI 10.2376/0032-681X-1943.
- Miller FL, Bellaw JL, Lyons ET, Nielsen MK. 2017. *Strongyloides westeri* worm and egg counts in naturally infected young horses. Veterinary Parasitology, 248: 1–3. DOI 10.1016/j.vetpar.2017.10.010.
- Nielsen MK. 2016. Evidence-based considerations for control of *Parascaris* spp. infections in horses. Equine Veterinary Education, 28 (4): 224–231. DOI 10.1111/eve.12536.
- Nielsen MK, Branan MA, Wiedenheft AM, Digianantonio R, Scare JA, Bellaw JL, Garber LP, Koprak CA, Phillippi-Taylor AM, Traub-Dargatz JL. 2018. Risk factors associated with strongylid egg count prevalence and abundance in the United States equine population. Veterinary Parasitology, 257: 58–68. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.05.006.
- Nielsen MK, Facison C, Scare JA, Martin AN, Gravatte HS, Steuer AE. 2021. Diagnosing *Strongylus vulgaris* in pooled fecal samples. Veterinary Parasitology, 296: 109494. DOI 10.1016/j.vetpar.2021.109494.
- Nielsen MK, Mittel L, Grice A, Erskine M, Graves E, Vaala W, Tully RC, French DD, Bowman R, Kaplan RM. 2013. AAEP Parasite Control Guidelines.

https://aaep.org/sites/default/files/Guidelines/AAEPParasiteControlGuidelines_0.pdf
(Zugriff 31.08.2022).

- Nielsen MK, Wang J, Davis R, Bellaw JL, Lyons ET, Lear TL, Goday C. 2014. *Parascaris univalens* - a victim of large-scale misidentification? Parasitology Research, 113 (12): 4485–4490. DOI 10.1007/s00436-014-4135-y.
- Pavone S, Veronesi F, Genchi C, Fioretti DP, Brianti E, Mandara MT. 2011. Pathological changes caused by *Anoplocephala perfoliata* in the mucosa/submucosa and in the enteric nervous system of equine ileocecal junction. Veterinary Parasitology, 176 (1): 43–52. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.10.041.
- Peregrine AS, Molento MB, Kaplan RM, Nielsen MK. 2014. Anthelmintic resistance in important parasites of horses: does it really matter? Veterinary Parasitology, 201 (1-2): 1–8. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.01.004.
- Proudman CJ, Edwards GB. 1992. Validation of a centrifugation/flotation technique for the diagnosis of equine cestodiasis. The Veterinary Record, 131 (4): 71–72. DOI 10.1136/vr.131.4.71.
- Proudman CJ, French NP, Trees AJ. 1998. Tapeworm infection is a significant risk factor for spasmodic colic and ileal impaction colic in the horse. Equine Veterinary Journal, 30 (3): 194–199. DOI 10.1111/j.2042-3306.1998.tb04487.x.
- Reinemeyer CR. 1986. Small Strongyles: Recent Advances. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice, 2 (2): 281–312. DOI 10.1016/s0749-0739(17)30717-4.
- Reinemeyer CR. 2012. Anthelmintic resistance in non-strongylid parasites of horses. Veterinary Parasitology, 185 (1): 9–15. DOI 10.1016/j.vetpar.2011.10.009.
- Reinemeyer CR, Nielsen MK. 2009. Parasitism and colic. The Veterinary Clinics of North America. Equine Practice, 25 (2): 233–245. DOI 10.1016/j.cveq.2009.04.003.
- Reinemeyer CR, Nielsen MK. 2014. Review of the biology and control of *Oxyuris equi*. Equine Veterinary Education, 26 (11): 584–591. DOI 10.1111/eve.12218.

- Reinemeyer CR, Nielsen MK. 2018. Handbook of Equine Parasite Control. Second edition. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons Inc.
- Richter A, Löscher W, Frey H-H, Hrsg. 2016. Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. Vierte., vollständig überarbeitete Auflage. Stuttgart: Enke Verlag, 639.
- Rinaldi L, Levecke B, Bosco A, Ianniello D, Pepe P, Charlier J, Cringoli G, Vercruysse J. 2014. Comparison of individual and pooled faecal samples in sheep for the assessment of gastrointestinal strongyle infection intensity and anthelmintic drug efficacy using McMaster and Mini-FLOTAC. *Veterinary Parasitology*, 205 (1-2): 216–223. DOI 10.1016/j.vetpar.2014.06.011.
- Sallé G, Cortet J, Koch C, Gascogne T, Reigner F, Cabaret J. 2016. Ivermectin failure in the control of *Oxyuris equi* in a herd of ponies in France. *Veterinary Parasitology*, 229: 73–75. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.09.020.
- Scala A, Tamponi C, Sanna G, Predieri G, Dessì G, Sedda G, Buono F, Cappai MG, Veneziano V, Varcasia A. 2020. Gastrointestinal Strongyles Egg Excretion in Relation to Age, Gender, and Management of Horses in Italy. *Animals*, 10 (12). DOI 10.3390/ani10122283.
- Scala A, Tamponi C, Sanna G, Predieri G, Meloni L, Knoll S, Sedda G, Dessì G, Cappai MG, Varcasia A. 2021. *Parascaris* spp. eggs in horses of Italy: a large-scale epidemiological analysis of the egg excretion and conditioning factors. *Parasites & Vectors*, 14 (1): 246. DOI 10.1186/s13071-021-04747-w.
- Scare Kenealy JA, Steuer AE. 2021. Reviving a tradition: The Development of *Strongylus vulgaris* in larval culture. *Veterinary Parasitology*, 300: 109619. DOI 10.1016/j.vetpar.2021.109619.
- Schmäsckke R. 2013. Die koproskopische Diagnostik von Endoparasiten in der Veterinärmedizin. Hannover: Schlütersche.
- Schnieder T, Hrsg. 2006. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste., vollst. überarb. und erw. Aufl. Stuttgart: Parey.

- Sconza S, Di Cesare A, Iorio R, Bartolini R, Paoletti B, Traversa D. 2018. Cyathostomin faecal egg counts in horse farms from Central Italy. *Veterinaria Italiana*, 54 (4): 317–322. DOI 10.12834/VetIt.787.3812.1.
- Tavassoli M, Dalir-Naghadeh B, Esmaeili-Sani S. 2010. Prevalence of gastrointestinal parasites in working horses. *Polish Journal of Veterinary Sciences*, 13 (2): 319–324.
- Traversa D, Fichi G, Campigli M, Rondolotti A, Iorio R, Proudman CJ, Pellegrini D, Perrucci S. 2008. A comparison of coprological, serological and molecular methods for the diagnosis of horse infection with *Anoplocephala perfoliata* (Cestoda, Cyclophyllidea). *Veterinary Parasitology*, 152 (3-4): 271–277. DOI 10.1016/j.vetpar.2007.12.032.
- Traversa D, Milillo P, Barnes H, Samson-Himmelstjerna G von, Schurmann S, Demeler J, Otranto D, Lia RP, Perrucci S, Di Frangipane Regalbono A, Beraldo P, Amodie D, Rohn K, Cobb R, Boeckh A. 2010. Distribution and species-specific occurrence of cyathostomins (Nematoda, Strongylida) in naturally infected horses from Italy, United Kingdom and Germany. *Veterinary Parasitology*, 168 (1-2): 84–92. DOI 10.1016/j.vetpar.2009.10.006.
- Vadlejch J, Petrýl M, Zaichenko I, Cadková Z, Jankovská I, Langrová I, Moravec M. 2011. Which McMaster egg counting technique is the most reliable? *Parasitology Research*, 109 (5): 1387–1394. DOI 10.1007/s00436-011-2385-5.
- Viney ME, Lok JB. 2015. The biology of *Strongyloides* spp. *WormBook : The Online Review of C.elegans Biology*: 1–17. DOI 10.1895/wormbook.1.141.2.
- von Samson-Himmelstjerna G. 2016. Wurminfektionen beim Pferd: Aktuelle Problematik und Empfehlungen für eine nachhaltige sowie gesundheitserhaltende Kontrolle. *Tierärztliche Umschau*, (71): 247–256.
- von Samson-Himmelstjerna G, Reimers G, Mehn P, Ilchmann G, Clausen P-H, Schein E, Fritzen B, Handler J, Lischer CJ, Schnieder T, Demeler J. 2011. Empfehlungen zur nachhaltigen Kontrolle von Magen-Darmparasiteninfektionen beim Pferd in Deutschland. *Pferdeheilkunde*, 27 (2): 127–140. DOI 10.21836/PEM20110204.

Wolf D, Hermosilla C, Taubert A. 2014. *Oxyuris equi*: lack of efficacy in treatment with macrocyclic lactones. *Veterinary Parasitology*, 201 (1-2): 163–168. DOI 10.1016/j.vetpar.2013.12.009.

10. Abbildungs-/Tabellenverzeichnis

Abbildung 1: Deckplatte (1), Basis (2) und Schlüssel (3) des Mini-FLOTAC.....	27
Abbildung 2: Mikroskopadapter des Mini-FLOTAC.....	28
Abbildung 3: Befüllter Mini-FLOTAC während der zehnminütigen Wartezeit.....	29
Abbildung 4: Mini-FLOTAC nach dem Drehen und Abnehmen des Schlüssels, bereit zur Auswertung.....	30
Abbildung 5: Skizze des Betriebes und den Weideflächen (A bis W).....	44
Abbildung 6: Ausscheidungsraten von MDS-Eiern bei Erstuntersuchung.	53
Abbildung 7: Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben für „Rasse“.....	58
Abbildung 8: Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben für „Geschlecht“.....	59
Abbildung 9: Kruskal-Wallis-Test bei unabhängigen Stichproben für „Altersgruppe“.....	60
Abbildung 10: Graphische Darstellung des Zusammenhangs zwischen Alter und MDS-Ausscheidung.	60
Tabelle 1: Verteilung der Koppeln.....	45
Tabelle 2: Pferde am Betrieb.....	47
Tabelle 3: Ergebnisse aller Pferde bei der Erstuntersuchung, inklusive Zugehörigkeit zu Rasse, Geschlecht und Altersgruppe.....	55
Tabelle 4: Deskriptive Statistik der MDS-Ausscheidung im Gruppenvergleich.	57
Tabelle 5: MDS-Eiausscheidung zum ersten und zweiten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.....	61
Tabelle 6: MDS-Ausscheidung zum ersten und dritten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.....	63
Tabelle 7: MDS-Ausscheidung zum ersten, zweiten und dritten Untersuchungszeitpunkt, gereiht nach dem EpG zum ersten Untersuchungszeitpunkt.	63