



MINISTERIUM  
FÜR EIN  
LEBENSWEERTES  
ÖSTERREICH

HBLFA RAUMBERG - GUMPENSTEIN  
LANDWIRTSCHAFT

# Abschlussbericht WT EpgMilch

Projekt Nr./Wissenschaftliche Tätigkeit Nr. 100843

**Einfluss verschiedener Entwurmungsregime  
auf die Milchleistung von Ziegen**

**Influence of different deworming regimes on the  
milk production of goats**

**Projektleitung:**

Dr. Leopold Podstatzky, LFZ Raumberg-Gumpenstein

**Projektmitarbeiter:**

Reinhard Huber, LFZ Raumberg-Gumpenstein

**Projektlaufzeit:**

2012 – 2013

raumberg-gumpenstein



# Inhaltsverzeichnis

.....	1
<b>Inhaltsverzeichnis</b> .....	<b>3</b>
<b>Zusammenfassung</b> .....	<b>4</b>
<b>Summary</b> .....	<b>4</b>
<b>Einleitung</b> .....	<b>5</b>
<b>Material und Methoden</b> .....	<b>5</b>
TIERE UND GRUPPENEINTEILUNG .....	5
HALTUNG, WEIDE UND FÜTTERUNG.....	6
PARASITOLOGISCHE UNTERSUCHUNG .....	6
ZÄHLMETHODE.....	6
ÖKONOMISCHE BEURTEILUNG.....	6
STATISTIK.....	6
<b>Ergebnisse</b> .....	<b>7</b>
EIAUSSCHIEDUNG .....	7
MILCHLEISTUNG.....	7
ZÄHLMETHODE.....	11
ÖKONOMISCHE BEWERTUNG .....	11
<b>Diskussion</b> .....	<b>13</b>
<b>Schlussfolgerungen</b> .....	<b>14</b>
<b>Literatur</b> .....	<b>15</b>
<b>Anhang</b> .....	<b>16</b>
<i>FH Gesundheitsberufe OÖ GmbH</i> .....	32

## Zusammenfassung

Es wurden die Auswirkungen einer Entwurmung bei weidenden und laktierenden Ziegen während der Laktation auf Eiausscheidung und Milchleistung untersucht. Die Eiausscheidung wurde mittels einer modifizierten McMaster-Methode mit einer Sensitivität von 40 Eiern pro Gramm Kot ermittelt. Die Milchleistung wurde bei jeder Melkung erhoben. Nach 66 tägiger Weidedauer wurden die Tiere an Hand der Milchleistung in zwei Gruppen (Milchleistung niedrig (Mn) und Milchleistung hoch (Mh)) eingeteilt. Die Hälfte jeder Gruppe wurde anschließend entwurmt. Die Zuteilung der Tiere zur Entwurmungsgruppe richtete sich im ersten Versuchsjahr nach dem Mittelwerte der Epg zum Zeitpunkt der Entwurmung in der jeweiligen Gruppe. Die Mittelwerte der EPG in den Entwurmungsgruppen (E0 und E1) unterschieden sich zum Zeitpunkt der Entwurmung nicht. Im zweiten Jahr erfolgte die Zuteilung zur Entwurmungsgruppe insofern an Hand der Höhe der Epg, als nur diejenigen Tiere mit der höchsten Epg zur Entwurmung kamen. Die Mittelwerte der EPG in den Entwurmungsgruppen (E0 und E1) unterschieden sich signifikant. Vor und nach der Entwurmung wurden Larvenkulturen angelegt und ausgewertet.

Es konnte ein signifikanter Einfluss der Entwurmung auf die Eiausscheidung und Milchleistung nachgewiesen werden.

Die Entwurmung konnte in allen Gruppen erfolgreich durchgeführt werden. Nach 5 Wochen war bereits wieder eine Eiausscheidung nachweisbar. Im dritten Versuchsabschnitt war dann auffallend, dass die Eiausscheidung bei den entwurmten Tieren immer numerisch über der der nicht entwurmten Tiere lag.

Eine Entwurmung zeigt sich in einer deutlichen Steigerung der Milchproduktion. Unter Einrechnung der nicht lieferbaren Milchmenge, wegen Einhaltung der Wartezeit, lohnt sich eine Entwurmung bei entwurmungswürdigen Tieren unter konventionellen Produktionsbedingungen. Bei biologischen Produktionsbedingungen ist der Erlös wegen der längeren Wartezeit geschmälert und erreicht Werte wie bei den nicht entwurmten Tieren.

Die Entwurmung laktierender Ziegen ist möglich und nicht unbedingt mit finanziellen Einbußen – im Vergleich mit nicht entwurmten Tieren – verbunden. Die Entwurmung führt kurzfristig zu einer verminderten Eiausscheidung. Es folgt aber eine erhöhte Eiausscheidung.

Die Milchleistung konnte auf Grund der Entwurmung gesteigert werden.

Die Entwurmung ändert die Verteilung und Zusammensetzung der Parasitenpopulation.

## Summary

In this trial the effects of deworming at grazing and lactating goats during lactation on excretion of eggs and milk yield were investigated. The egg excretion was determined by a modified McMaster method with a sensitivity of 40 eggs per gram of feces (Epg). The milk yield was recorded at each milking. After 66 days of the grazing period, the animals (low milk yield (Mn) and high milk yield (Mh)) were divided into two groups depending on the milk yield. Half of each group was then dewormed (E1). The allocation of the animals to the deworming group in the first year of the trial was performed according to the mean values of the Epg at the time of deworming in the respective group. The averages of the EPG in the deworming groups (E0 and E1) were not different at the time of deworming.

The allocation of the animals to the deworming group in the second year of the trial was performed according to the highest values of the Epg at the time of deworming in the respective group. The averages of the EPG in the deworming groups (E0 and E1) were different at the time of deworming

Before and after deworming larval cultures were evaluated.

There were significant effects of deworming to the excretion of eggs and the milk yield. The deworming was successfully in all groups. 5 weeks after deworming egg excretion was again detectable. In the last seven weeks of the lactation Epg in dewormed animals was always numerically higher than in not dewormed animals. The deworming resulted in a significant increase in milk production.

Including the non-deliverable quantity of milk, due to compliance with the waiting time to get a worming at entwurmungswürdigen animals worth under conventional production conditions. For biological production conditions of the proceeds is diminished because of the long wait and reaches values as in the non-wormed animals.

The deworming of lactating goats is possible and financial loss is not necessarily evident when milk production is compared with that of non-dewormed animals.

The deworming resulted in a short period with decreased Epg. However, it follows an increased excretion of eggs. The milk production increased due to deworming. The deworming changes the distribution and composition of the parasite population.

## Einleitung

Die Ziegenhaltung in Österreich hat in den vergangenen Jahren einen positiven Trend erfahren. Im Jahre 2013 wurden von knapp 32.000 Milchziegen 20.560 Tonnen Ziegenmilch produziert (Grüner Bericht 2013). Etwa 60 % der in Österreich produzierten Ziegenmilch kommt von Biobetrieben (BioAustria, 2015)

In der biologischen Landwirtschaft wurde für Wiederkäuer auf Grund der EU Bioverordnung VO (EG) Nr. 834/2007 eine Weideregulation erlassen. Die Weidehaltung stellt viele Ziegenhalter vor Probleme, weil Ziegen in der Futteraufnahme sehr wählerisch sind, auf klimatische Einflüsse sensibel reagieren und bei Weidehaltung einem vermehrten Parasitendruck ausgesetzt sind. Dieser Infektionsdruck kann zu teilweise enormen Leistungseinbußen bis hin zu Totalausfällen führen. Eine anthelmintische Behandlung der Tiere in der Laktation bedeutet die Einhaltung einer Wartezeit, d.h. die Milch kann nicht verkauft werden. In der biologischen Landwirtschaft ist diese Wartezeit zu verdoppeln.

Ziel dieser Untersuchungen war es, festzustellen, in welchem Ausmaß sich eine Entwurmung von Ziegen während der Laktation auf die Milchleistung auswirkt.

## Material und Methoden

### *Tiere und Gruppeneinteilung*

Für diese Untersuchungen standen 25 Saanenziegen zur Verfügung. Die Tiere wurden 2007 und 2008 geboren, sodass das Alter in den Versuchsgruppen sehr ähnlich war. Alle Tiere wurden vor Weidebeginn Anfang Mai jedes Versuchsjahres mit Cydectin® entwurmt.

Die Einteilung der Tiere in die Versuchsgruppen erfolgte an Hand der Milchleistung und der Eiausscheidung.: Anfang Juli (Versuchstag 66) jedes Jahres wurden die Tiere in zwei Milchleistungsgruppen (Medianbasierte Unterteilung in niedrige (Mn) und hohe Milchleistung (Mh) unterteilt und die Hälfte jeder Milchleistungsgruppe (E0: keine Entwurmung, E1: Entwurmung) mit Cydectin® entwurmt.

Die Zuteilung der Tiere zur Entwurmungsgruppe richtete sich im ersten Versuchsjahr nach dem Mittelwerte der Epg zum Zeitpunkt der Entwurmung in der jeweiligen Gruppe. Die Mittelwerte der EPG in den Entwurmungsgruppen (E0 und E1) unterschieden sich zum Zeitpunkt der Entwurmung nicht. 6 Tiere jeder Gruppe wurden entwurmt. Im zweiten Jahr erfolgte die Zuteilung zur Entwurmungsgruppe insofern an Hand der Höhe der Epg, als nur diejenigen Tiere mit der höchsten Epg zur Entwurmung kamen. Die Mittelwerte der EPG in den Entwurmungsgruppen (E0 und E1) unterschieden sich signifikant. Die Anzahl der Tiere in den jeweiligen Gruppen ist in Tabelle 1 ersichtlich.

### *Haltung, Weide und Fütterung*

Ab Beginn der Vegetationsperiode wurden die Ziegen für zehn Stunden auf einer Kurzrasenweide gehalten. Jede Gruppe weidete auf einer eigenen Fläche. Während der Stallzeit wurde den Ziegen 0,6 kg Heu (0,5 kg TM/Tier) vorgelegt, das frei aufgenommen werden konnte. Die Kraftfutterzuteilung war unabhängig von der Milchleistung auf 0,6 kg FM/Tier/Tag festgelegt und wurde während der Morgen- und Abendmelkung vorgelegt. Bei jeder Melkung wurde die Milchmenge jedes einzelnen Tieres erfasst.

### *Parasitologische Untersuchung*

Es wurden im Versuchsjahr 2012 zu 10 Zeitpunkten Kotprobenuntersuchungen durchgeführt, im zweiten Versuchsjahr 2013 wurden zu 12 Zeitpunkten Kotprobenuntersuchungen durchgeführt. Die Kotuntersuchung wurde mittels eines modifizierten konzentrierten McMaster-Verfahrens, mit einer unteren Nachweisgrenze von 40 Eiern pro Gramm Kot, durchgeführt (FAO).

Im ersten Jahr mussten 5 Tiere auf Grund von Parasitenproblemen im August entwurmt werden, im zweiten Jahr wurden 7 Tiere im August einer Entwurmung unterzogen. Diese im August entwurmten Tiere wurden aus der Auswertung herausgenommen.

**Tabelle 1: Anzahl der Tiere in den Gruppen**

	2012		2013	
	E0	E1	E0	E1
<b>Milchleistung hoch</b>	4	6	4	5
<b>Milchleistung niedrig</b>	4	5	3	6

### *Zählmethode*

Im Rahmen einer Bachelorarbeit wurde der ParasiTrap Test Kit (Fa. Biosepar) mit Zählergebnissen der McMaster Methode verglichen und versucht an eine praktische, auch für den Landwirt leicht durchzuführende Umsetzung für Ziegen zu adaptieren. Versuchsaufbau und statistische Auswertungen sind in der im Anhang befindlichen Bachelorarbeit ersichtlich.

### *Ökonomische Beurteilung*

In der ökonomische Beurteilung wurde ein durchschnittlicher Milchpreis von 0,7 Euro / kg Milchein angenommen. Außerdem wurden die Milchmengen und Milchgeldverluste auf Grund der Einhaltung von Wartezeiten (konventionell und bio) eingerechnet.

### *Statistik*

Die statistische Auswertung erfolgte mit dem Programm IBM SPSS statistics 22 für Windows. Das Modell enthält als fixe Effekte das Jahr (2012, 2013), die Milchleistungsgruppe und die Entwurmungsgruppe. Nicht normal verteilte Daten der Eiausscheidung wurden logarithmiert.. Das Signifikanzniveau der Auswertung wurde mit 0,05 festgesetzt. Gruppenweise Vergleiche wurden bei der Milch mittels Mann-Whitney-U Tests und bei der Eiausscheidung auf Grund der extremen Streubreite mit dem Test

Extremreaktionen nach Moses durchgeführt.

Zwecks besserer Darstellung der Wirkung der Entwurmung auf die Eiausscheidung und die Milchleistung wurden die Untersuchungswochen auf drei Blöcke zusammengefasst, wobei die Woche 1 bis 9 als Versuchsabschnitt 1 vor der Entwurmung (VA1), die Untersuchungswochen 10 bis 15 als der Versuchsabschnitt 2 direkt nach der Entwurmung bis zum Beginn der erneuten Eiausscheidung (VA2), und die Untersuchungswochen 16 bis 22 als der Versuchsabschnitt 3 nach der Entwurmung aber erneuter Weideinfektion (VA3) eingeteilt wurden.

## Ergebnisse

Sowohl das Jahr (Tab. 2) als auch die Entwurmungsgruppe (Tab. 4) hatten einen signifikanten Einfluss auf die Milchleistung und die Eiausscheidung. Die Milchleistungsgruppe hatte einen signifikanten Einfluss auf die Milchleistung, nicht aber auf die Eiausscheidung (Tab. 3).

Die Eiausscheidung war im Jahr 2012 durchschnittlich niedriger als im Jahr 2013, wogegen im Jahr 2012 durchschnittlich mehr Milch produziert wurde (Tab.1).

### *Eiausscheidung*

Die durchschnittliche Eiausscheidung über die gesamte Weidezeit lag in der Gruppe mit der höheren Milchleistung in beiden Jahren numerisch, aber nicht signifikant höher als in der Gruppe mit der niedrigeren Milchleistung (Tab. 3). Die Entwurmung hatte über die gesamte Weidezeit gesehen einen signifikanten Einfluss sowohl auf die Eiausscheidung wie auch auf die Milchleistung (Tab. 4). Die Eiausscheidung wurde im Schnitt verringert und die Milchleistung durch die Entwurmung gesteigert.

2012 konnte die Eiausscheidung in beiden Gruppe Mn + Mh nur numerisch, nicht aber signifikant, verringert werden. 2013 konnte die Eiausscheidung in beiden Gruppen signifikant verringert werden (Tab. 5).

Wie aus Tab. 6 ersichtlich ist, konnte in beiden Jahren eine erfolgreiche Entwurmung durchgeführt werden. Im Versuchsabschnitt VA2 konnte die Eiausscheidung auf nahezu null verringert werden. In VA3 waren zwischen den Entwurmungsgruppen keine signifikanten Unterschiede in der Eiausscheidung nachweisbar. Die Anzahl der ausgeschiedenen Eier lag aber in VA3 in der Gruppe E1 numerisch immer höher als in der Gruppe E0.

### *Milchleistung*

Die Milchleistung war in der Gruppe Mh und Mn immer signifikant unterschiedlich (Tab. 3). Durch die Entwurmung konnte die Gruppe Mh in beiden Jahren signifikant mehr Milch produzieren als die nicht entwurmt Tiere. Bei der Gruppe Mn zeigte die Entwurmung im ersten Jahr einen signifikanten Einfluss, im zweiten Jahr aber nur mehr einen numerischen (Tab. 5)

Die Unterschiede der Milchleistung zwischen E0 und E1 waren im Jahr 2012 zu allen Versuchsabschnitten signifikant. Ab VA2 produzierten aber die entwurmt Tiere mehr Milch als die nicht entwurmt Tiere (Tab. 7). 2013 konnten nur die entwurmt Tiere der Gruppe Mh im Versuchsabschnitt VA3 signifikant mehr Milch produzieren. Bei den Tieren der Gruppe Mn war im dritten Versuchsabschnitt VA3 kein Unterschied mehr feststellbar (Tab. 7).

Die im August entwurmt Tiere stammen im Jahre 2012 aus der Gruppe E0 (sowohl Mn als auch Mh). Im Jahr 2013 erfolgte im August neben den Tieren der Gruppe E0 (Mn und Mh) auch ein Tier aus der Gruppe E1 der Mh (Tab. 8).





**Tabelle 1: Eiausscheidung (Epg) und Milchleistung in beiden Versuchsjahren**

	2012	2013	p
Epg	239,9	478,6	0,006
Milch kg	2,48	2,33	0,0

**Tabelle 2: Unterschiede in der Eiausscheidung (Epg) und Milchleistung in den Gruppen mit niedriger (Mn) und hoher Milchleistung (Mh) zwischen den beiden Versuchsjahren**

	Mn			Mh		
	2012	2013	p	2012	2013	p
Epg	223,9	398,1	0,085	257,0	575,4	0,022
Milch kg	2,13	2,03	0,0	2,79	2,61	0,0

**Tabelle 3: Unterschiede in der Eiausscheidung (Epg) und Milchleistung zwischen den Gruppen mit niedriger (Mn) und hoher Milchleistung (Mh) in den beiden Versuchsjahren**

	2012+2013			2012			2013		
	Mn	Mh	p	Mn	Mh	p	Mn	Mh	p
Epg	309,0	398,1	0,519	223,9	257,0	0,689	398,1	575,4	0,316
Milch kg	2,08	2,71	0,0	2,13	2,79	0,0	2,03	2,61	0,0

**Tabelle 4: Unterschiede in der Eiausscheidung (Epg) und Milchleistung zwischen den nicht entwurmtten (E0) und entwurmtten Tieren (E1)**

	2012+2013			2012		p	2013		p
	E0	E1	p	E0	E1		E0	E1	
Epg	776,2	204,2	0,02	537,0	134,9	0,015	1096,5	281,8	0,0
Milch kg	2,29	2,49	0,02	2,31	2,60	0,0	2,27	2,36	0,04

**E0: keine Entwurmung, E1: Entwurmung**

**Tabelle 5: Unterschiede in der Eiausscheidung (Epg) und Milchleistung in den Gruppen mit niedriger (Mn) und hoher Milchleistung (Mh) zwischen den beiden Versuchsjahren**

	Mn						Mh					
	2012			2013			2012			2013		
	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p
<b>Epg</b>	478,6	123,0	0,132	1122,0	239,9	0,0	602,6	144,5	0,134	1096,5	346,7	0,0
<b>Milch kg</b>	2,09	2,16	0,026	1,98	2,06	0,278	2,53	2,97	0,0	2,47	2,72	0,0

**Tabelle 6: Unterschiede in der Eiausscheidung (Epg) zwischen den Entwurmungsgruppen in den Versuchsabschnitten (VA 1-3) sowohl in den Gruppen mit niedriger (Mn) und hoher Milchleistung (Mh) als auch in beiden Versuchsjahren**

	2012						2013					
	Mn			Mh			Mn			Mh		
	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p
<b>VA 1</b>	32	79	0,855	49	53	0,518	191	513	0,005	145	646	0,004
<b>VA 2</b>	933	3	0,0	1000	7	0,0	1023	3	0,0	1023	5	0,0
<b>VA 3</b>	2138	2818	0,3	2692	2884	0,8	2818	3311	0,506	3311	4074	0,095

**Tabelle 7: Unterschiede in der Milchleistung (Milch kg) zwischen den Entwurmungsgruppen in den Versuchsabschnitten (VA 1-3) sowohl in den Gruppen mit niedriger (Mn) und hoher Milchleistung (Mh) als auch in beiden Versuchsjahren**

	2012						2013					
	Mn			Mh			Mn			Mh		
	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p	E0	E1	p
<b>VA 1</b>	2,75	2,55	0,0	3,26	3,50	0,0	2,53	2,45	0,03	3,32	3,38	0,332
<b>VA 2</b>	2,03	2,16	0,0	2,38	3,03	0,0	1,73	1,96	0,0	2,08	2,63	0,0
<b>VA 3</b>	1,25	1,64	0,0	1,66	2,20	0,0	1,40	1,48	0,162	1,42	1,64	0,005

**Tabelle 8: Gruppenaufteilung der Tiere und Anzahl der entwurmten Tiere im August**

		2012	August 2012	2013	August 2013
<b>Mn</b>	<b>E0</b>	4	2	3	3
	<b>E1</b>	5	0	6	0
<b>Mh</b>	<b>E0</b>	4	3	4	3
	<b>E1</b>	6	0	5	1

Die zu Beginn durchgeführte Zählung der Parasitenarten ergab einen Anteil von 14 % Haemonchus, 26 % Trichostrongylus und 53 % Chabertia. Teladorsagia und Cooperia schienen im einstelligen Prozentbereich auf. Im August stieg der Haemonchusanteil stark an (Tab. 9), wobei der Anstieg in der Gruppe E1 um 14 Prozentpunkte über dem der Gruppe E0 lag.

**Tabelle 9: Prozentueller Anteil der verschiedenen Endoparasiten vor und nach der Entwurmung**

Zeitpunkt	Gruppe	Haemonchus	Trichostrongylus	Teladorsagia	Cooperia	Chabertia
<b>Mai</b>	<b>E0+E1</b>	14	26	4	3	53
<b>August</b>	<b>E1</b>	85	13	0	1	1
	<b>E0</b>	71	19	2	1	7

### *Zählmethode*

Eine praktikable, leicht durchzuführende Adaptierung des ParasiTrap Systems konnte nicht erreicht werden. Bei Verwendung der geforderten Kotmengen gab es wegen des Gehaltes an Faserbestandteilen Probleme mit der Siebfunktion. Bei Verwendung geringer Mengen konnten die praktische Durchführung erledigt werden. Es gab aber zu große Ungenauigkeiten. Die Ergebnisse sind aus der im Anhang befindlichen Bachelorarbeit ersichtlich.

### *Ökonomische Bewertung*

Wie aus der Tabelle 10 ersichtlich ist, lag die Milchleistung bei den entwurmten Tieren (E1) deutlich über der Milchleistung der nicht entwurmtten Ziegen (E0). Im Durchschnitt konnte von jeder entwurmtten Ziege 376 kg Milch ermolken werden, was deutlich über der Milchmenge von 345,8 kg ermolkenener Milch bei den nicht entwurmtten Ziegen lag. In den ersten neun Wochen lag die durchschnittliche Milchleistung pro Tier und Tag sowohl bei entwurmtten als auch bei nicht entwurmtten Ziegen annähernd gleich. Nach der Entwurmung in der Versuchswoche 10 lag die Milchmenge bei den entwurmtten Ziegen bis zum Ende der 22. Versuchswoche deutlich über der Milchmenge der nicht entwurmtten Ziegen.

**Tabelle 10: durchschnittliche Milchmenge (kg, pro Tier und Tag sowie pro Tier) in den Entwurmungsgruppen und Versuchsabschnitten**

Versuchswochen	Milchmenge (kg) / Tier / Tag		Milchmenge (kg) / Tier	
	E0	E1	E0	E1
<b>1-22</b>	<b>2,3</b>	<b>2,5</b>	<b>345,8</b>	<b>376,0</b>
<b>10-22</b>	<b>1,8</b>	<b>2,1</b>	<b>154,9</b>	<b>186,6</b>
<b>1-9</b>	<b>3,0</b>	<b>3,0</b>	<b>189</b>	<b>187,1</b>
<b>10-15</b>	<b>2,1</b>	<b>2,5</b>	<b>87,4</b>	<b>102,9</b>
<b>16-22</b>	<b>1,4</b>	<b>1,8</b>	<b>66,2</b>	<b>81,4</b>

Wieviel Milch prinzipiell geliefert werden kann, hängt von der Wartezeit ab. Laut Bioverordnung ist die Wartezeit zu verdoppeln. Nachdem es in Österreich kein für Ziegen zugelassenes Entwurmungsmittel gibt, wurde ein Schafentwurmungsmittel (Cydectin® oral für Schafe) umgewidmet. Somit betrug die Wartezeit laut Kaskadenregelung 7 Tage. Für Biobetriebe ist diese Wartezeit auf 14 Tage zu verdoppeln. Laut Biorichtlinien wären somit 31,8 kg Milch pro Tier nicht lieferbar gewesen, bei konventioneller Wirtschaftsweise wären es 12,72 kg Milch pro Tier gewesen (Tab. 11). Bei einem angenommenen Milchpreis von ,70 Euro / Liter Milch wäre ein Milchgelderlös von 121,77 Euro bei einer unter konventionellen Bedingungen entwurmten Ziege möglich gewesen, 108,30 Euro bei einer unter biologischen Bedingungen entwurmten Ziege. Bei einer nicht entwurmten Ziege wären es 108,40 Euro gewesen (Tab. 12). An weiteren Kosten ist noch das Entwurmungsmittel (ca. 2 Euro pro Tier mit 80 kg) sowie eventuell noch die Tierarztkosten abzuziehen.

**Tabelle 11: Durchschnittliche Milchmengen (kg) pro Tier von der Entwurmung (10. Versuchswoche) bis zur 22. Versuchswoche**

	Gelieferte Milch	Nicht lieferbare Milch Wartezeit 5 Tage	Nicht lieferbare Milch Wartezeit 14 Tage	Milchleistung gesamt
<b>Entw.KONV</b>	<b>173,84</b>	<b>12,72</b>		<b>186,56</b>
<b>Entw. BIO</b>	<b>154,76</b>		<b>31,80</b>	<b>186,56</b>
<b>Keine Entw .</b>	<b>154,88</b>			<b>154,88</b>

**Tabelle 12: Milchgeld ( 0,70 Euro / Liter Milch) für gelieferte Milch (von der Entwurmung (10. Versuchswoche) bis zur 22. Versuchswoche) sowie entgangenes Milchgeld für Wartezeitenmilch.**

	<b>Gelieferte Milch</b>	<b>Nicht lieferbare Milch Wartezeit 5 Tage</b>	<b>Nicht lieferbare Milch Wartezeit 14 Tage</b>	<b>Milchleistung gesamt</b>
<b>Entw.KONV</b>	<b>121,69</b>	<b>8,90</b>		<b>130,59</b>
<b>Entw. BIO</b>	<b>108,33</b>		<b>22,26</b>	<b>130,59</b>
<b>Keine Entw</b>	<b>108,42</b>			<b>108,42</b>

## Diskussion

In dieser Untersuchung wurden 25 Saanen Milchziegen über zwei Jahre während der Vegetationsperiode täglich geweidet. Am 66. Versuchstag wurden die Tiere, abhängig von der Milchleistung, in zwei Gruppen aufgeteilt und die Hälfte der Tiere jeder Gruppe wurde mit Cydectin® entsprechend dem Lebendgewicht entwurmt. Die Auswirkungen des Jahres auf die Eiausscheidung und die Milchleistung läßt sich mit klimatischen und Jahreszeitlichen Unterschieden erklären. Die Einteilung der Gruppen nach der Milchleistung fand seine Entsprechung in der unterschiedlichen Leistung der Gruppen. Diese Einteilung zeigte keine Wirkung auf die Epg und entspricht den Untersuchungsergebnissen von Etter et al. (2000), die die Anfälligkeiten von Ziegen mit niedriger und hoher Milchleistung auf eine Parasiteninfektion untersuchten. Die Entwurmung zeigte einen signifikanten Einfluss sowohl auf die Epg als auch auf die Milchleistung. Einerseits wurde die Epg zumindest bis zum Beginn der erneuten Eiausscheidung massiv reduziert, im Gegenzug konnte die Milcheistung durch die Entwurmung bis zum Ende der Laktation gesteigert werden.

Die Entwurmung konnte erfolgreich durchgeführt werden und die Tiere blieben ca. einen Monat wurmfrei. In der 5. Woche nach der Entwurmung begann wieder die Eiausscheidung, weshalb in VA2 geringgradige Epg nachweisbar waren. In VA 3 gab es in keiner Milchleistungsgruppe (Mn, Mh) signifikante Unterschiede zwischen den Entwurmungsgruppen. Auffällig war trotzdem, dass in den Entwurmungsgruppen E1 die Epg numerisch immer höher waren als in E0, in der Gruppe Mh im Jahr 2013 sogar tendentiell.

Diese Daten stimmen nicht ganz mit denen von Hoste et al. (2002) publizierten Daten überein. Hoste et al. (2002) untersuchten die Auswirkungen von zwei Entwurmungsregimen (systemisch alle Tiere oder selektiv die Hochoausscheider) auf die Eiausscheidung bei weidenden Ziegen. Eine selektive Entwurmung (es wurden nur die Hochoausscheider entwurmt) resultierte vor allem bei Ziegen mit hoher Milchleistung in einer verminderten Eiausscheidung am Ende der Weidesaison im Vergleich mit der Gruppe, in der alle Tiere entwurmt wurden. In beiden Untersuchungen wurden Tiere mit hoher Milchleistung selektiv entwurmt. Zum Ende der Weidesaison unterschieden sich aber die Auswirkungen auf die Epg in diesen zwei Studien. In der Studie von Hoste et al. (2002) war die Epg niedriger als in der Gruppe, in der alle Tiere entwurmt wurden. In dieser Studie war die Epg der entwurmten Tiere höher als die Epg der nicht entwurmten Tiere. Eine Erklärung ist an Hand unserer Daten nicht möglich. Einerseits wäre es möglich, dass sich die Immunität durch die Entwurmung – nicht per se – sondern auf Grund fehlender Parasitenreize in der wurmfreien Zeit nach der Entwurmung, verschlechterte und die Tiere durch die nun erfolgte höhere Wurmbürde (stärker verseuchte Weide im Sommer) stärker belastet waren. Andererseits nahm der prozentuale Anteil an *Haemonchus contortus* (H.c.) stark zu, im Gegensatz zur

starken Reduktion von *Chabertia spp.* In der Gruppe E1 lag er im August um 14 Prozentpunkte über dem Wert der Gruppe E0. *H. c.* ist ein Endoparasit, der enorme Mengen an Eier produziert. Der prozentuell höher Anteil an *Haemonchus* und die Tatsache der starken Eizahlproduktion könnten ebenfalls zu diesem Ergebnis geführt haben. Die tendentielle höhere Epg in VA3 trat im Jahr 2013 in der Gruppe Mh auf, was zum Überlegen Anlass gibt, in wie weit sich eine selektive Entwurmung, wie z.B. nur die Hochausscheider der Gruppe, bei hohem Parasitendruck langfristig auf das Parasitengeschehen auswirken kann. Weiter Untersuchungen wären notwendig, um die Auswirkungen einer selektiven Entwurmung, wie sie im zweiten Jahr nur bei den Hochausscheidern durchgeführt wurde, abzuklären. Die Tierzahl und die kurze Versuchsdauer dieses Versuches können darauf keine Antworten geben.

Die Entwurmung hatte einen signifikanten Einfluss auf die Milchleistung. Schon bei geringer Milchleistung kann durch eine Entwurmung die Milchleistung im Vergleich zu nicht entwurmenen Tieren gesteigert werden. Bei einem höheren Verwurmungsgrad und gleichzeitiger niedriger Milchleistung scheint aber dieser Effekt zu verschwinden.

In der Ziegenmilchproduktion stellt die Entwurmung einen sehr wichtigen Zeitpunkt dar, weil es keine zugelassenen Entwurmungsmittel am Markt gibt. Deshalb müssen andere Entwurmungsmittel umgewidmet werden, was in weiterer Folge die Wartezeit erhöht. Vor allem bei biologischer Wirtschaftsweise ist diese Wartezeit zu verdoppeln. Durch die Entwurmung konnte die insgesamt in der Laktation ermolkenen Milchmenge erhöht werden. Bei konventioneller Wirtschaftsweise blieben nach Abzug der nicht lieferbaren Milch in der Wartezeit 19 Liter mehr produzierte Milch pro entwurmenem Tier als bei einem nicht entwurmenen Tier. Bei biologischer Milchproduktion und verlängerter Wartezeit blieben nach Abzug der nicht lieferbaren Wartezeitenmilch genauso viel Milch wie bei den nicht entwurmenen Tieren. Längerfristige Auswirkungen einer einmaligen Entwurmung während der Laktation können an Hand dieser Daten nicht interpretiert werden. Untersuchungen von Hoste und Chartier (1998) zeigten aber, dass verglichen mit Parasiten freien Tieren, vorhergehende Parasiteninfektionen sich auf nachfolgende Laktationen leistungsmindernd auswirken können.

Die Daten dieser Untersuchung zeigen, dass eine Entwurmung während der Laktation eine Leistungssteigerung bringt. Ob sich diese Steigerung auch finanziell niederschlägt hängt von der Wirtschaftsweise und den damit verbundenen Wartezeitenregelungen ab. Zumindest entwurmungswürdige Tiere können somit während der Laktation entwurmt werden ohne große finanzielle Verluste hinnehmen zu müssen.

Prinzipiell ist beim Entwurmungsmanagement zu bedenken, dass ein häufiges Entwurmen langfristig die prozentuelle Zunahme von *H. c.* an der Parasitenpopulation fördert. In dieser Untersuchung war der prozentuelle Anstieg von *H.c.* in der Gruppe E1 höher als in E0. Es bedarf weiterer Untersuchungen zur langfristigen Parasitendynamik, wenn wie in dieser Untersuchung passiert, die Eiausscheidung zum Ende der Weidesaison in der Gruppe E1 – bei Mh tendentiell, sonst numerisch – höher lag als in der Gruppe E0.

## Schlussfolgerungen

Eine Entwurmung laktierender Ziegen ist möglich und nicht unbedingt mit finanziellen Einbußen (verglichen mit nicht entwurmenen Tieren) verbunden.

Die Entwurmung führte kurzfristig zu einer verminderten Eiausscheidung (bis zu 5 Wochen nach der Entwurmung). Nach dieser Zeitspanne war die Eiausscheidung der entwurmenen Tiere (im ersten Versuchsjahr numerisch, im zweiten Versuchsjahr tendentiell) höher als die der nicht entwurmenen Tiere.

Die Entwurmung wirkte sich positiv auf die Milchleistung aus.

Bei oftmaliger Entwurmung besteht die Gefahr, dass bestimmte Endoparasiten (v.a. *Haemonchus c.*) die bestimmende Parasitenart wird.

## Literatur

Etter, E., Hoste, H., Chartier, C., Pors, I., McKellar, A., Huntley, J., De La Farge, F.: Susceptibility of high and low producer dairy goats to single experimental infection with *Trichostrongylus colubriformis*. *Parasitol. Res.* (2000), 86, 870-875.

Hoste, H., Chartier, C.: Response to challenge infection with *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* in dairy goats. Consequences on milk production. *Veterinary Parasitology* (1998), 74, 43-54.

Hoste, H., Le Frileux, Y., Pommaret, A.: Comparison of selective and systematic treatments to control nematode infection of the digestive tract in dairy goats. *Veterinary Parasitology* (2002), 106, 345-355.

Anhang



**Bachelorarbeit**

**Vergleichende Evaluierung eines Parasiten-Diagnostik-Systems (ParasiTrap) und des Flotationsverfahrens durch die konzentrierte McMaster Methode (nach FAO) bei Kotproben kleiner Wiederkäuer**

**Eingereicht am Studiengang Biomedizinische Analytik**

**Dr. vet. med. Podstatzky-Lichtenstein Leopold**

Name des Betreuers bzw. des Begutachters

**Huber Ingrid**

Name der Betreuerin bzw. der Begutachterin

**Vorgelegt von: Zopf Melanie Elisabeth**

**Matrikelnummer: 1110657041**

**Studiengang: BMA 2011/14**

**Lehrveranstaltung: Bachelor Seminar 2**

**Wels, 04. Juni 2014**



## **Eigenständigkeitserklärung**

Ich erkläre, dass ich diese Arbeit wissenschaftlich und eigenständig verfasst habe. Dazu habe ich keine anderen als die angeführten Behelfe verwendet. Diese Bachelorarbeit wurde auch noch keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegt.

Die Reinschrift der Bachelorarbeit habe ich einer Korrektur unterzogen und ein Belegexemplar verwahrt.

Zopf Melanie Elisabeth

Wels, 4. Juni 2014

## **Kurzfassung**

Kleine Wiederkäuer (Schafe und Ziegen) sind in der Landwirtschaft wichtige Nutztiere. Durch den Parasitenbefall von Tieren kann es zu Leistungsminderung kommen, die in weiterer Folge zu wirtschaftlichen Einbußen führen können. Um die Verwurmung der Tiere festzustellen, werden verschiedene parasitologische Kotuntersuchungen angewandt.

Mit Hilfe einer empirischen Studie wurden die Prozessschritte zweier Kotproben-Untersuchungsverfahren (McMaster und ParasiTrap) analysiert, und deren Messresultate verglichen.

Die Ergebnisse zeigen, dass zwischen der McMaster und ParasiTrap Methode ein statistisch signifikanter Unterschied besteht. Dies äußert sich im Zählergebnis, welches bei ParasiTrap deutlich geringer als bei der McMaster Methode ausfällt. Auf Grund der geringen Probenmenge bei ParasiTrap ist vor allem bei geringer Eiausscheidung mit einer größeren Schwankung zu rechnen.

Schlüsselwörter: McMaster, ParasiTrap, Wiederkäuer

## Abstract

Small ruminants (sheeps and goats) are important farm animals in agriculture. Infections of those animals with parasites will reduce their efficiency, which lead to economic damage. To determine the severity of the animal infection different parasitological diagnostic systems can be used.

Two fecal sample analysing methods (McMaster and ParasiTrap) were compared in an experimental study. This consists of individual process steps and the measurement output.

The results show that there is a statistically significant difference between McMaster and ParasiTrap method. The egg count by ParasiTrap is significantly less than by McMaster method. Because of the small amount of sample by ParasiTrap, there is a larger fluctuation of the results if there are fewer eggs in the samples.

Keywords: McMaster, ParasiTrap, ruminants

## Inhaltsverzeichnis

Kurzfassung

Abstract

Abkürzungsverzeichnis 20

1.	Einleitung	21
1.1.	Forschungsstand	21
1.2.	Problemstellung	22
1.3.	Forschungsfrage	22
1.4.	Begründungszusammenhang	22
1.5.	Forschungsziel	22
1.6.	Statistische Hypothesen	22
2.	Theoretische Grundlagen	23
2.1.	Allgemeines über die Parasiten	23
2.2.	Formen der parasitären Lebensweise	23
2.3.	Eintritts- und Austrittspforten	24
2.4.	Schadwirkungen der Parasiten	24
2.5.	Magen-Darm-Parasiten	25
2.6.	Epidemiologie der Infektion	26
2.7.	Diagnostischer Nachweis von Parasiten	26
2.7.1.	konzentrierte McMaster Methode	27
2.7.2.	Parasiten-Diagnostik-System ParasiTrap	3
3.	Material und Methodik	6
3.1.	Untersuchungsansatz	6
3.2.	Tiere	6
3.3.	Praktische Durchführung	6
3.3.1.	Probengewinnung	6
3.3.2.	Probenaufarbeitung	7
3.3.3.	Konzentrierte McMaster Methode (nach FAO)	7

3.3.4.	Parasiten-Diagnostik-System ParasiTrap	10
3.3.5.	Statistik	13
4.	Ergebnisse	14
4.1.	Vergleichende Darstellung der Mittelwerte beider Methoden	14
4.2.	Grafische Gegenüberstellung beider Methoden hinsichtlich der Eiausscheidung	16
5.	Diskussion	21
6.	Schlussfolgerung	23
	Literaturverzeichnis	24
	Abbildungsverzeichnis	25
	Tabellenverzeichnis	26
	Anhang	26
	FH Gesundheitsberufe OÖ GmbH	32

### **Abkürzungsverzeichnis**

cm	Zentimeter
Epg	Eier pro Gramm Kot
et al.	und andere
FAO	Food and Agriculture Organization
g	Gramm
ml	Milliliter
NaCl	Natriumchlorid
p	Irrtumswahrscheinlichkeit
R <sup>2</sup>	Bestimmtheitsmaß
μl	Mikroliter
μm	Mikrometer

## **1. Einleitung**

Die vorliegende Bachelorarbeit befasst sich mit der Aufgabenstellung, ob ein Unterschied zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren PrasiTrap und der konzentrierten McMaster-Methode hinsichtlich dem quantitativen Zählergebnis und der Reproduzierbarkeit besteht.

Bereits in der frühen Geschichte der Tierhaltung wusste man von der Existenz und der damit verbundenen Problematik von gastrointestinalen Parasiten (Kraemera, 2005). Wiederkäuer bieten einen Lebensraum für unzählige Lebewesen, die als Parasiten ihre Wirte bewohnen. Die Stärke der Parasitosen und somit die Schädigung der kleinen Wiederkäuer ist vor allem einmal von der Menge der aufgenommenen Parasitenzahlen abhängig. Somit ist auch für die weiteren Infektionen der vorhandene Infektionsdruck aus der kontaminierten Umwelt verantwortlich. In unserer (mitteleuropäischen) Kontinental-Klimazone mit deutlich ausgeprägten Jahreszeiten können saisonale Parasiteninfektionen gezielt mit verschiedenen Bekämpfungsmethoden behandelt werden. Denn bereits am ersten Tag nach dem Weidegang können sich parasitenfreie Tiere, vor allem Jungtiere oder entwurmt Tiere mit Parasiten infizieren, die entweder aus dem Vorjahr überwintert oder sich durch den ersten Kotabsatz infizierter Tiere angesteckt haben (Prosl, 2009). Aufgrund von Resistenzbildung gegen Entwurmungsmittel können die Nutztiere nicht vorbeugend bzw. ständig entwurmt werden.

Für den Nachweis bestehender Infektionen kommen mikroskopische Untersuchungen von Kotproben zum Einsatz. Dabei handelt es sich um zuverlässige, schnelle, quantitative oder qualitative Nachweise von Parasiteneiern. Somit sollen die Tiere in regelmäßigen Abständen auf Parasiten untersucht werden, denn Infektionen führen zu wirtschaftlichen Verlusten und Schädigung der Nutztiere. (Kraemera, 2005)

### **1.1. Forschungsstand**

Kleine Wiederkäuer, zu denen Schafe und Ziegen gehören, sind in der Landwirtschaft wichtige Einnahmequellen (Produktion von Milch, Käse und Verkauf von Schafswolle). Daneben gibt es zahlreiche kleinere Betriebe, die Wiederkäuer im Nebenerwerb oder hobbymäßig halten. (Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover, Gesundheitsdienst für Kleinwiederkäuer, 2010).

Die Weidehaltung stellt eine kostengünstige Nahrungsgrundlage dar. Voraussetzung für gesunde Tiere ist in der Regel die Weidehygiene. Bevor im Frühjahr die Tiere auf die Weide gebracht werden, sollten sie auf Parasiten untersucht werden. Dazu gibt es verschiedene parasitologische Kotuntersuchungen, mit denen nicht nur die Verwurmung an sich sondern auch deren Ausmaß festgestellt werden kann (Roesicke & Planer, 2012).

Infizierte Nutztiere verursachen in der Schaf- und Ziegenhaltung erhebliche wirtschaftliche Einbußen. Es kann zu deutlich verminderten Leistungen oder gar zum Tod der Tiere führen. Deshalb müssen befallene Tiere mit Anthelminthika behandelt werden, wobei aufgrund von Resistenzbildung der Würmer nur „so viel wie nötig und so wenig wie möglich“ verwendet werden soll. Um es nicht soweit kommen zu lassen, gibt es spezielle Parasitenbekämpfungsprogramme zu denen die Hygienemaßnahmen auf den Weiden und in den Ställen, regelmäßige Überwachung der Kotproben und frühzeitige parasitäre Behandlungen gehören (Hinney, 2012).

Es wird zwischen zwei Parasitenarten, den Ekto- und Endoparasiten unterschieden, wobei sich die Ektoparasiten auf der Körperoberfläche befinden und die Endoparasiten im Körperinneren leben. Diese Endoparasiten persistieren dann verschiedene Abschnitte des Magen-Darm Traktes und beeinträchtigen dadurch das Wirtstier. Geschlechtsreife Parasiten produzieren eine Vielzahl an Eiern, die mit dem Kot in Ställen und auf Weiden ausgeschieden werden. Aus den Eiern entwickeln sich infektiöse Larven, die mit dem Futter wieder aufgenommen werden. Auf diese Weise werden auch von den gesunden Tieren, die auf dem Gras befindlichen Larven aufgenommen (Podstatzky, 2013).

## **1.2. Problemstellung**

Da eine Entwurmung nicht vorbeugend durchgeführt werden sollte (Resistenzbildung), müssen in regelmäßigen Abständen die Tiere auf Parasiten überprüft werden. Um nun die Verwurmung festzustellen, werden in der tierärztlichen Praxis Kotproben untersucht und semiquantitative Ergebnisse, die mit vielen Unsicherheitsfaktoren behaftet sind, erhalten. Ein am Markt befindliches Produkt (ParasiTrap) soll somit bezüglich dem Zählergebnis, Genauigkeit und Reproduzierbarkeit evaluiert und mit der konzentrierten McMaster Methode verglichen werden.

## **1.3. Forschungsfrage**

Ist das standardisierte Kotprobenuntersuchungsverfahren durch die McMaster Methode nach FAO quantitativ aussagekräftiger als das Kotprobenuntersuchungsverfahren ParasiTrap?

## **1.4. Begründungszusammenhang**

Zur Beantwortung der Forschungsfrage wurde eine Experimentalstudie mit einem quantitativen Forschungsansatz durchgeführt. Es wurden die erhaltenen Daten in Tabellen zusammengefasst und statistisch ausgewertet. Im Zuge dieser Auswertungen und grafischen Darstellungen wurden die Hypothesen geprüft und die Forschungsfrage beantwortet.

## **1.5. Forschungsziel**

In dieser Arbeit soll ein am Markt befindliches Kotprobenuntersuchungsverfahren (ParasiTrap) anhand des McMasterverfahrens evaluiert und verglichen werden.

## **1.6. Statistische Hypothesen**

Nullhypothese ( $H_0$ )

Zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren ParasiTrap und der McMaster-Methode besteht kein Unterschied, weder quantitativ im Zählergebnis noch in der Reproduzierbarkeit.

Alternativhypothese ( $H_1$ )

Zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren ParasiTrap und der McMaster-Methode besteht ein Unterschied, sowohl quantitativ im Zählergebnis als auch in der Reproduzierbarkeit.

## **2. Theoretische Grundlagen**

Um einen besseren Einblick in die Materie der Arbeit zu bekommen, ist es wichtig, sich mit dem Thema zu befassen und die wichtigsten Grundlagen zu kennen.

### **2.1. Allgemeines über die Parasiten**

Ein Parasit ist ein Lebewesen, welches zum Zwecke der Nahrungsgewinnung und Fortpflanzung vorübergehend oder dauernd in oder auf einem anderen Lebewesen, dem Wirtsorganismus, wohnt und diesen beeinträchtigt. Es gibt apathogene und pathogene Formen der Gast-Wirt-Beziehungen.

Bei den apathogenen Formen kommt es zu keiner Schädigung des Wirts. Es liegt entweder ein Zusammenleben auf räumlicher Basis ohne direkte Nahrungsbeziehungen vor, wie z.B. Seepocken auf Muscheln oder ein Zusammenleben sowohl auf räumlicher als auch auf einseitig nutritiver Basis. Hier lebt der Gast vom Nahrungsüberschuss des Wirtes, entzieht ihm aber keine unentbehrlichen Substanzen. Somit ist in dieser Form der Parasit ein Nutznießer des Zusammenlebens, wobei aber der Wirt nicht geschädigt wird. Als Beispiel sind hier die Flagellaten zu erwähnen, welche im Verdauungstrakt von Warmblütern Bakterien als Nahrung aufnehmen. Eine weitere Form ist das Zusammenleben zum gegenseitigen Vorteil, welches keine Lebensnotwendigkeit für Gast als auch Wirt bedeutet. Die letzte Form ist die Symbiose, in der Gast und Wirt aufeinander angewiesen sind und somit auf Dauer nicht ohne einander leben könnten. Eine Trennung der beiden führt zu einer Schädigung, welche in der Regel letal endet. Als Beispiel sind hier die Flagellaten im Darm holzfressender Termiten zu erwähnen, denn der Wirt ist auf den Gast aufgrund seiner Eigenschaft der Zellulosespaltung angewiesen.

Bei der pathogenen Form handelt es sich hingegen um ein Gegeneinander von Parasit und Wirt. Der Parasit übt einen schädigenden Einfluss, also ein reaktives Geschehen auf seinen Wirten aus. Meistens besteht eine einseitige funktionelle Abhängigkeit, bei der sich der Parasit zum Zwecke der Nahrungsaufnahme, der Weiterentwicklung und der Fortpflanzung entweder vorübergehend oder dauernd in oder auf dem Wirt aufhält. In Folge dessen wird in unterschiedlichem Maße die Leistung des Wirtes negativ beeinflusst, und es kommt somit zur Schädigung. (Hiepe et al., 2006, S.2-8)

### **2.2. Formen der parasitären Lebensweise**

Parasiten werden auch nach ihrer Lokalisation in Ektoparasiten und Endoparasiten eingeteilt. Ektoparasiten befinden sich auf der Körperoberfläche des Wirts und entsprechen somit der Lokalisation auf bzw. in der Haut, im Haar- bzw. Federkleid des Tieres und auch auf oberflächlichen Körperhöhlen, die in unmittelbarer Verbindung zur Außenwelt stehen. Somit ist der Stoffwechsel der Ektoparasiten auf dasselbe Medium wie der Wirt gebunden. Typische Vertreter dieser Parasitenspezies sind fast ausnahmslos Vertreter der Arthropoden wie Läuse, Flöhe, Zecken und parasitische Milben.

Endoparasiten sind hingegen „Innenschmarotzer“, welche im Inneren des Wirtsorganismus leben und nur über den Wirt mit der Außenwelt kommunizieren. Zu den Vertretern der Endoparasiten gehören die Mehrzahl der Protozoen und Helminthen. Diese „Innenschmarotzer“ können weiter nach ihrem Sitz im Wirt eingeteilt werden. Entweder besiedeln sie Hohlräume, Gewebe verschiedener Organe oder das Blut. Zur ersten Gruppe gehören Magen-Darm-Parasiten wie z.B. Trichostrongyliden, welche sich im Magen- und Darmbereich ansiedeln und die Blutparasiten. Letztere sind an das Blut des Wirts gebunden und leben entweder zwischen den korpuskulären Elementen wie die Mikrofilarien oder in den Blutzellen wie die Plasmodien. (Hiepe et al., 2006, S.6f)

### **2.3. Eintritts- und Austrittspforten**

Für den Infektionsvorgang gibt es bei parasitären Erregern zwei Möglichkeiten den Wirt zu infizieren. Einerseits kann die Infektion über natürliche Körperöffnungen erfolgen, wobei orale Infektionen, also Infektionen über die Mundhöhle den Hauptanteil darstellen. Parasiten können so über Pflanzen- und Fleischnahrung, verunreinigte Umwelt und mit dem Trinkwasser aufgenommen werden. Weitere Übertragungsmöglichkeiten sind nasal, okulär, otopogen, rektale und vaginal. Andererseits kann der Infektionsvorgang auch über die Körperoberfläche bzw. innere Organe verlaufen. Dazu zählen Kontaktinfektionen, Wundinfektionen, sowie hämatogene-, diaplazentare- und germinative Infektionen. (Hiepe et al., 2006, S.10f)

In vielen Fällen gelangen die Erreger nicht direkt in bzw. auf einen anderen Wirt, sondern zunächst in die Außenwelt. Neben den Eintrittspforten sind auch die Austrittspforten für die Ausbreitung der parasitären Infektionen von großer Bedeutung. Die Mehrzahl der parasitären Arten mit Außenweltphasen, zu denen auch die Magen-Darm-Parasiten zählen, werden mit Exkreten, insbesondere Kot aus dem Wirtsorganismus ausgeschieden. Eine eher untergeordnete Rolle spielen Harn, Speichel und Schweiß. Dort wirken einige Faktoren wie verschiedene Temperaturen, Trockenheit oder Regen, wobei manche die Übertragung fördern. Bei der Übertragung vom Boden spricht man von oralen Schmutzinfektionen. In Betracht kommen vor allem Grasflächen, Weiden und Stallböden. Mit dem Kot werden die Parasiteneier ausgeschieden, die sie sich zu Larven weiterentwickeln und am Grashalm empor wandern. Durch den Verzehr von Gras werden die Erreger aufgenommen und infizieren das Tier. (Hiepe et al., 2006, S.10-16)

### **2.4. Schädwirkungen der Parasiten**

Durch den Befall mit Parasiten wird der Wirtsorganismus geschädigt. Einerseits kann es zu einem Entzug von Nahrungsstoffen und Wirtssubstanz bzw. Körpersäften kommen. Sind die entzogenen Nahrungsstoffe vom Wirt erst aufgenommen worden, d.h. sie sind noch nicht oder nur wenig aufbereitet, so wird die Energiebilanz des Wirtes kaum beeinträchtigt. Auf diese Weise ernähren sich hauptsächlich die Magen-Darm-Parasiten wie Trichostrongyloiden. Werden dem Wirt aber aufbereitete Nährstoffe entzogen, ist die Energiebilanz stark gestört und es kommt zu einer körperlichen Schädigung des Wirts. Andererseits können parasitäre Erreger metabolische Schäden, auch Stoffwechselstörungen genannt, verursachen. Diese können vom Wirtsorganismus nur teilweise durch erhöhten Energieaufwand und vermehrte Futter- bzw. Nahrungsaufnahme kompensiert werden. Weiters kann der Parasit vom Wirt als Fremdkörper erkannt werden und eine mechanische Reizung bewirken. Diese kann sich bei Endoparasiten mit großen Körpermaßen in Form von Blockaden diverser Hohlorgane wie Darm, Gallengänge oder Bronchen äußern. Es kann auch zu Funktionsstörungen einiger Organe aufgrund von mechanischem Druck kommen. (Hiepe et al., 2006, S.17-20)



## 2.5. Magen-Darm-Parasiten

In Mitteleuropa kommen bei Hauswiederkäuern, zu denen Rinder, Ziegen und Schafe gehören, zahlreiche Trichostrongylidenarten vor, welche den Labmagen und Darm besiedeln. Sie sind haarfeine, teilweise auch etwas dickere Nematoden mit einer Art abhängigen Länge von ca. 5-30mm. Bei der Entwicklung der Trichostrongyliden gibt es eine externe und eine interne Entwicklungsphase. Die externe Entwicklung der Trichostrongyliden beginnt mit der Ausscheidung von Eiern, welche sich im Kot der Parasitenträger befindet. Aus den ausgeschiedenen Eiern entstehen Erstlarven (L1), die nach gewisser Zeit ausschlüpfen und sich zu Zweitlarven (L2) weiterentwickeln. Der nächste Entwicklungsschritt führt zu freilebenden infektiösen Drittlarven (L3). Die interne Entwicklung beginnt mit der oralen Aufnahme der infektiösen Drittlarve, welche sich größtenteils auf den Grashalmen befindet. Durch bestimmte Signale im Labmagen werden die Larven zur Ausscheidung von Enzymen stimuliert. Durch zusätzliche intensive Bewegungen der Larve kommt zur Häutung (Ecdysis) dieser. Dabei kommt es zum Aufbrechen der Scheide der Larve und es entsteht eine Öffnung, aus der das Ausschlüpfen der Larve ermöglicht wird. Je nach Ansiedlungsort im Magen-Darm-Trakt reagieren die Drittlarven unterschiedlich auf diverse Signale. So entledigen sich die Drittlarven ihrer Scheide z.B. bei *Trichostrongylus axei* innerhalb von kurzer Zeit im Labmagen. Dünndarmbewohner hingegen brauchen andere Reize, um eine Häutung einzuleiten. Nach der Häutung erfolgt die weitere Entwicklung im Zielorgan. Parasiten des Labmagens siedeln sich als Adulten entweder im Lumen von Labmagendrüsen oder in den Mukosakrypten des Labmagens an, ohne die Epithelschicht zu durchbrechen. Innerhalb weniger Tage kommt es zu weiteren Häutung der Larven (L4) und es erfolgt die finale Entwicklung bis zur Geschlechtsreife. In nachfolgender Abbildung ist der Entwicklungszyklus vom Parasitenei bis zum Adulten Weibchen bzw. Männchen bei Wiederkäuern grafisch dargestellt. (Eckert et al., 2008, S.268-272)

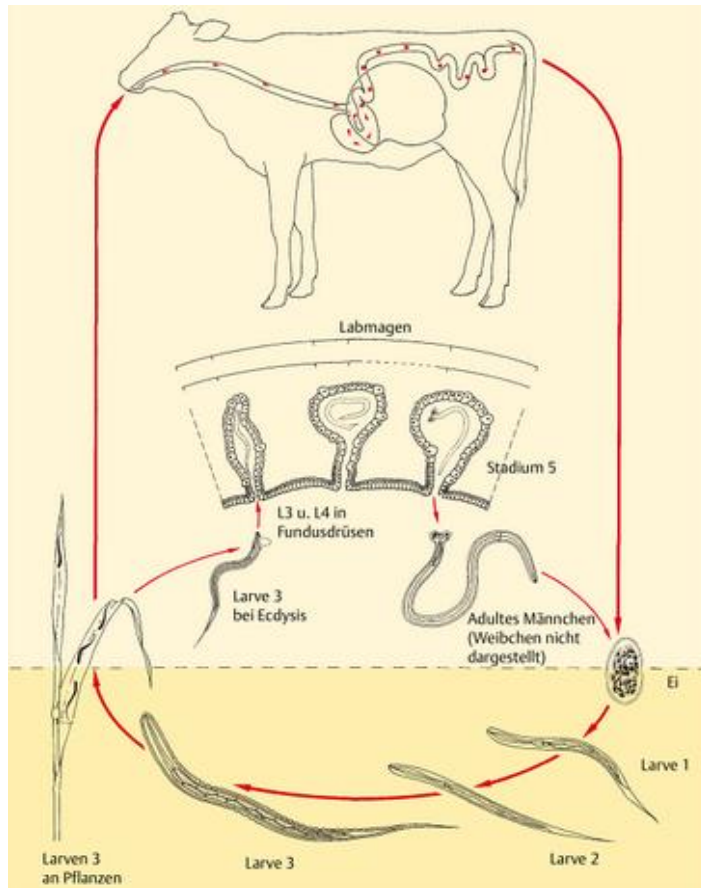


Abbildung 1: Entwicklungszyklus vom Trichostrongylusei bis zum Adulten Männchen bzw. Weibchen

(Eckert et al., 2008, S.272)

## 2.6. Epidemiologie der Infektion

Die Trichostrongyliden werden hauptsächlich während des Weideganges vom Wiederkäuer aufgenommen. Es herrscht eine Saisondynamik, da die externe Phase der Entwicklung durch die Außentemperatur und die Luftfeuchtigkeit beeinflusst wird. Somit sind die wiederkehrenden saisonalen Grundmuster abhängig von den Wetterverhältnissen, der geografischen Lage und der Schwere der Kontamination der Weiden mit Parasiteneiern. Während der Stallhaltung im Winter kann sich zwar meist nur ein geringer Teil mit Trichostrongyliden infizieren. Doch auf Grund der vorherrschenden Bedingungen kommt es zu einer geringfügigeren Eiausscheidung, aber diese reicht für die Kontamination der Weidefläche im Frühjahr aus. Kurz nach dem Weideaustrieb infizieren sich dann die Jungtiere, die wegen ihrer Abwehrlage zu Hochausscheidern an Parasiteneiern im Kot werden. Im Freiland und bei sommerlichen Temperaturen kann die Entwicklung vom Ei bis zur Drittlarve bereits nach ein bis zwei Wochen abgeschlossen sein. (Eckert et al., 2008, S.273-276)

## 2.7. Diagnostischer Nachweis von Parasiten

Der diagnostische Nachweis dient zur Aufdeckung einer Parasitose oder einer klinisch nicht manifesten Infektion beim Tier. Bei infizierten bzw. erkrankten Tieren stellt das Ergebnis der Diagnostik die Grundlage für die Therapie dar.

Diverse parasitologische Untersuchungen an geschlachteten Tieren dienen fast immer der Expositionsprophylaxe des Menschen, um die orale Aufnahme bestimmter Parasiten mit der Nahrung zu verhindern. Ein weiteres Ziel der Diagnostik ist die Untersuchung von

Materialien wie Wasser und Boden, welche nicht von Tieren stammen, um mögliche Gefahren einer Aufnahme einzuschätzen. Auf Grund dieses Ergebnisses können prophylaktische Maßnahmen bzw. Bekämpfungen eingeleitet werden. (Hiepe et al., 2006, S.355-362)

In der Veterinärmedizin wird die Untersuchung auf Parasiteneier entweder bei einem einzeln gehaltenem Tier oder bei einem entsprechendem Anteil der Herdentiere durchgeführt. Kotproben sollten vorrangig rektal entnommen und im Kühlschrank gelagert werden. Unangebracht ist bei der Untersuchung von Herdentieren die Erstellung von sogenannten „Sammelkotproben“, in dem die einzelnen Kotproben miteinander vermischt werden. Die Mischung aus negativen und im unterschiedlichen Ausmaß positiven Proben führt beim Nachweis meist zu einem gering gradig positiven Befall.. Somit sind Einzelproben mit korrekter Zuweisung der einzelnen Tiere vorteilhafter. (Hiepe et al., 2006, S.355-362)

Für die quantitative Erfassung der Eiausscheidung von Magen-Darm-Parasiten gibt es unterschiedliche Aufbereitungs- und Zählmethoden. Die in dieser Arbeit verwendeten Verfahren werden in den folgenden Kapiteln 2.7.1. und 2.7.2. beschrieben.

### **2.7.1. konzentrierte McMaster Methode**

Um Magen-Darm-Parasiten der Wiederkäuer diagnostizieren zu können, müssen ihre Eier aus dem Verdauungstrakt oder aus den Fäkalien des Wiederkäuers gewonnen werden. (Hansen & Perry, 1994)

Die konzentrierte McMaster Methode nach FAO ist ein Verfahren, welches eine Vorreinigung und Anreicherung der Parasiteneier (Trichostrongyliden) durch Sedimentation kombiniert. Im Anschluss wird eine Flotation durchgeführt, um die Eier in einer McMaster Zählkammer zählbar zu machen. Aus dieser quantitativen Technik erhält man die Anzahl der Parasiteneier pro Gramm Kot. (Eckert et al., 2008, S.515)

Die für die Durchführung dieser Methode benötigte Ausrüstung:

- Waage
- Kunststoffbecher
- Magnetrührer
- Sieb
- Einwegpipetten
- McMaster-Lösung
- Zentrifugenröhrchen
- Zentrifuge
- McMaster-Zählkammer
- Mikroskop

Bei diesem Verfahren wird eine abgewogene Kotmenge auf ein definiertes Volumen mit Wasser aufgefüllt und mit dem Magnetrührer homogenisiert. Die somit erhaltene Suspension wird durch ein Sieb gegossen, wobei die nicht wasserlöslichen Bestandteile wie z.B. unverdauliche Nahrungsbestandteile vom Sieb zurück gehalten werden. Die Parasiteneier befinden sich aufgrund der geringen Größe in der filtrierten Suspension. Im unmittelbaren Anschluss wird ein gewisses Aliquot entnommen und zentrifugiert. Im Zuge der Zentrifugation sedimentieren sowohl die Parasiteneier als auch die noch vorhandenen unlöslichen Bestandteile im Zentrifugenröhrchen zu Boden. Nachdem entfernen des Überstandes wird zum Sediment eine gewisse Menge Flotationsmedium (gesättigte Kochsalzlösung) zugegeben. Der Bodensatz wird wieder in Lösung gebracht und mit einer Einwegpipette beide Abteilungen einer McMaster Zählkammer gefüllt. Auf dem Deckglas jeder Abteilung befindet sich ein liniertes Zählfeld zu je  $1\text{cm}^2$  Fläche und einer definierten Höhe, welches in Abbildung 2 veranschaulicht wird. Innerhalb von 5 Minuten flotieren die Parasiteneier in den Abteilungen aufgrund der geringeren Dichte gegenüber der gesättigten Kochsalzlösung bis unter das Deckglas der jeweiligen Kammer. (Eckert et al., 2008, S.515-517)

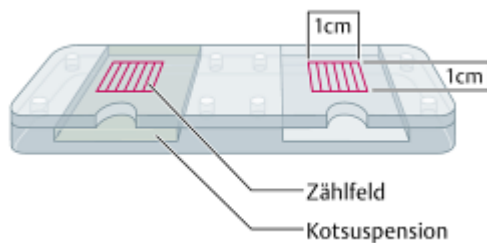


Abbildung 2: McMaster Zählkammer mit ihren Abteilungen und den Zählfeldern (Eckert et al., 2008, S.517)

Nun werden nur die Trichostrongyriden innerhalb beider Auswertefelder gezählt. Andere parasitäre Objekte wie Leberegelier oder Lungenwurmeier werden nicht erfasst. Die Zählergebnisse beider Abteilungen werden addiert und mit einem Faktor multipliziert, um Einwaage, Verdünnungsschritte und das ausgezählte Volumen beider Kammern zu berücksichtigen. Als Ergebnis erhält man die Eizahl pro Gramm Kot. (Eckert et al., 2008, S.517)

Die äußere Form von Trichostrongyriden ist oval. Sie sind dünnschalig und darin befinden sich 16 oder mehr Furchungszellen mit Maßen von etwa  $70-98 \times 30-50 \mu\text{m}$ . Nematodirus spp. sehen ähnlich aus, sind aber etwas dickschaliger und weisen nur 4-8 Furchungszellen auf. Sie sind aber wesentlich größer etwa  $150-180 \times 67-77 \mu\text{m}$ . Trichuris-Eier sehen morphologisch gänzlich anders aus und Kokzidien (z.B. Eimeria zuemii) sind im Vergleich zu Trichostrongyriden viel kleiner. In nachfolgender Abbildung 3 sind die verschiedenen Parasiteneier bildlich dargestellt, und auch der Größenunterscheid ist mit Hilfe der Skalierung gut zu erkennen. (Eckert et al., 2008, S.524-533)

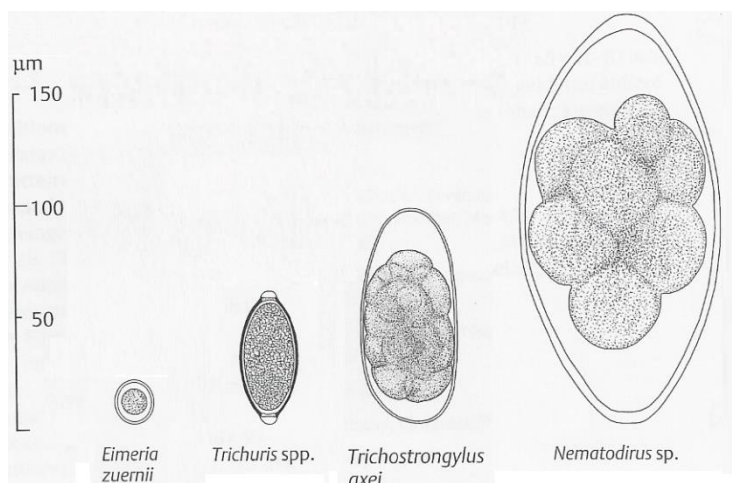


Abbildung 3: mikroskopische Darstellung der verschiedenen Parasiteneier (Zopf, 2014 nach Eckert et al., 2008, S.526 und 532)

Tabelle 1 bietet eine ungefähre Richtlinie über den Grad der Infektion von kleinen Wiederkäuern mit Parasiteneiern an, deren Nachweis mittels McMaster Methode durchgeführt wurde. Die Anzahl an Eier pro Gramm Kot wurde in Gruppen mit leichter, mäßiger und schwerer Infektion unterteilt. Dies dient als Basis für weitere Behandlungsmaßnahmen. (Hansen & Perry, 1994)

Grad der Infektion	Eier pro Gramm Kot
leicht	100-500
mäßig	500-2000
schwer	>2000

Tabelle 1: Einteilung des Infektionsgrades nach Anzahl der Eier pro Gramm Kot (Zopf, 2014 nach Hansen & Perry, 1994)

### 2.7.2. Parasiten-Diagnostik-System ParasiTrap

Bei dem Parasiten-Diagnostik-System ParasiTrap handelt es sich um ein Test-Kit-Verfahren der Firma Biosepar mit dem ebenfalls Magen-Darm-Parasiten der Wiederkäuer nachgewiesen werden können. Bei diesem System handelt es sich um ein aus Kunststoff hergestelltes Einwegsystem nach dem Flotationsprinzip. (Eckert et al., 2008, S.515)

Auf der Homepage von Biosepar gibt es für dieses System eine umfangreiche Produktcharakterisierung. Ein großer Vorteil liegt einerseits in den verbesserten Hygienebedingungen bei Einhaltung der Vorschriften. Aufgrund der standardisierten Arbeitsschritte ist die Gefahr einer Kontamination weitgehend verringert worden. Da es sich um ein geschlossenes Einwegsystem handelt, kommt es außer der Beschickung mit Probenmaterial zu keiner weiteren Geruchsbelästigung. Laut dem Hersteller besteht eine erhöhte Prozesssicherheit aufgrund optimierter Parasitenausbeute, Reproduzierbarkeit der Ergebnisse und ein ideales Qualitätsmanagement. Weiters kommt es zu keinem Einsatz von giftigen Lösungsmitteln wie Formalin oder quecksilberhaltigen Verbindungen. Zusätzliche Vorteile sind die rasche Verarbeitung der Proben, der Entfall von Reinigungsarbeiten sowie die einfache Handhabung. (Biosepar, 2013)

Für die Durchführung dieser Methode sind das Einwegsystem, das Flotationsmedium kombiniert mit

Färbelösung, Einwegpipetten, eine Zentrifuge und Objektträger mit Deckgläsern notwendig. Das Einwegsystem besteht aus mehreren miteinander verschraubbaren Elementen, einem Arbeitsröhrchen mit Probenstempel in der Verschlusskappe, welches bereits eine Lösung beinhaltet und einem Zentrifugenröhrchen mit integriertem Filtersystem. In Abbildung 4 sind die einzelnen Elemente des Test-Kits ParasiTrap exemplarisch dargestellt. (Biosepar, 2013)



Abbildung 4: Test-Kit ParasiTrap der Firma Biosepar (Biosepar, 2013)

Mit diesem Test-Kit kann die Bestimmung der Parasiteneier sowohl quantitativ als auch qualitativ durchgeführt werden, wobei die praktische Durchführung bis auf den ersten und letzten Arbeitsschritt gleich bleibt. Für die quantitative Bestimmung wird eine abgewogene Kotmenge in das Arbeitsröhrchen eingewogen und für die qualitative Bestimmung wird der Probenstempel mit Kot gefüllt. Als nächstes erfolgt das Einbringen des Probenmaterials ins Arbeitsröhrchen und durch kräftiges Schütteln ein intensives Mischen der Probe mit der im Röhrchen bereits befindlichen Lösung. Nebenbei wird der Kot passend zerkleinert. Im Anschluss wird das Arbeitsröhrchen mit dem Zentrifugenröhrchen über ein integriertes Filtersystem miteinander verbunden. Durch kräftiges Schütteln erfolgt die erste aktive Filtration. Aufgrund der geringen Größe können die Parasiteneier das Maschenwerk des Filters passieren und befinden sich in der filtrierte Suspension. In der nachfolgenden Zentrifugation sedimentieren die durch das Maschenwerk gelangten Zelltrümmer und die Parasiteneier sammeln sich in der oberen Schicht der Suspension. Abbildung 5 zeigt die einzelnen Verfahrensschritte exemplarisch. (Biosepar, 2013)

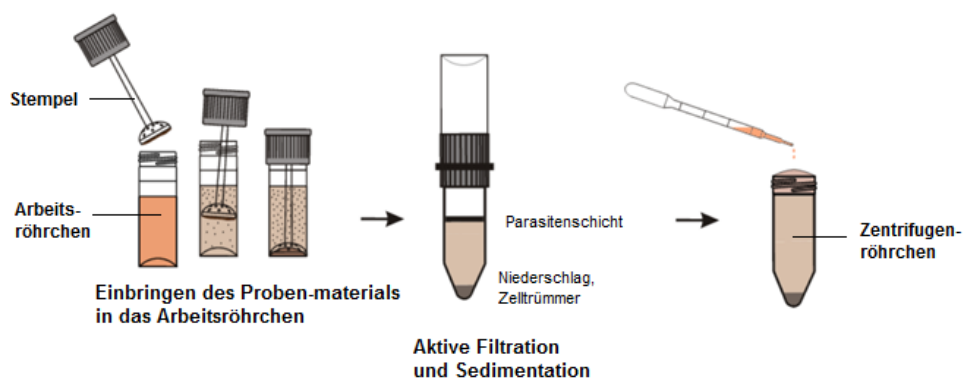


Abbildung 5: Prinzipielle Ablaufdarstellung der praktischen Durchführung (Zopf, 2014 nach Biosepar, 2013)

Für die quantitative Bestimmung wird eine definierte Menge an Flotationslösung zugegeben und gut durchmischt, sodass sich die Parasiteneier homogen in der Lösung befinden. Zur Auswertung wird ein Aliquot entnommen, auf einen Objektträger gegeben und diesen mikroskopisch ausgezählt. Auch hier werden nur die Magen-Darm-Parasiteneier gezählt und mit einem Faktor multipliziert, der wie bei der McMaster-Methode die Einwaage, die Verdünnungsschritte und das ausgezählte Volumen beinhaltet. Als Ergebnis kann man ebenfalls wie bei der McMaster- Methode die Eizahl an Parasiten pro Gramm Kot angeben.

Für die qualitative Methode wird jeweils soviel an Lösung zugeben, bis sich ein positiver Meniskus am Probenröhrchen bildet. Nach etwa einer halben Stunde Wartezeit haben sich die Parasiteneier in der oberen Schicht der Suspension angereichert. Von der oberen Schicht wird ein Teil mittels Öse oder Pipette entnommen und ebenfalls mikroskopisch ausgezählt, wobei es aber zu keiner Angabe von Parasiteneier pro Gramm Kot kommt. Es kommt lediglich zu einer Aussage, ob Parasiteneier vorhanden sind, die wiederum für eine Infektion des Tieres sprechen. (Biosepar, 2013)

### **3. Material und Methodik**

#### **3.1. Untersuchungsansatz**

Zum grundlegenden Wissensgut zählen verschiedene frei zugängliche Berichte diverser Medien, welche in der Quellenlage angeführt sind. Die für die erfolgreiche Suche nützlichen Keywords waren „Wiederkäuer – Landwirtschaft – McMaster – ParasiTrap“, sowie entsprechende Querverweise in diversen Publikationen.

Bei der Arbeit selbst handelt es sich um eine Experimentalstudie mit einem quantitativen Forschungsansatz. Die Datenerhebung zur Erstellung der Vergleichswerte für die McMaster Methode wurde in meinem zwei monatigen Pflichtpraktikum am Institut für Biologische Landwirtschaft und Biodiversität der Nutztiere des LFZ Raumberg-Gumpenstein in Wels durchgeführt. Im Rahmen dieser Arbeit wurde in einem Zeitraum von sieben Wochen mehrmals wöchentlich Kotproben von den immer gleichen neun Ziegen des Institutes am morgen jeweils frisch gesammelt. Bei dieser Arbeit wurden 22 mal Kotproben genommen und jede Kotprobe in viermaliger Wiederholung pro Methode untersucht. 11 Stichproben wurden jeweils von Ziegen mit einer hohen bzw. niedrigen Ausscheidungsrate an Parasiteneiern pro Gramm Kot verwendet. Insgesamt wurden für diese Studie 176 Daten erhoben. Der Kot einzelner Ziegen oder Mischungen des Kots zweier Ziegen wurde homogenisiert. Aufgrund der verschiedenen Ausscheidungen an Parasiteneiern, wurden beide Verfahren nach zwei verschiedenen „Konzentrationen“ (hoch – niedrig) eingeteilt, und parallel mit beiden Verfahren, der McMaster- und ParasiTrap Methode analysiert. Um eine repräsentative Probenanzahl zu erhalten, wurden pro Untersuchungsmaterial jeweils vier Wiederholungen beider Methoden durchgeführt. Im Mikroskop wurden so dann die vorhandenen Parasiteneier ausgezählt und auf die Eiausscheidung pro Gramm Kot in der zuvor hergestellten Suspension hochgerechnet.

Es gab institutseigene Ziegen sowohl mit hoher als auch mit niedriger Eiausscheidung. Daher wurde eine Unterteilung der Kotproben in Hoch- und Tiefausscheider unternommen. Die Einteilung wurde anlehnend an die Tabelle 1 durchgeführt, wobei die Unterscheidung an Hand des Mittelwertes von 1500 Eiern pro Gramm Kot erfolgte. Mittelwerte über 1500 Epg wurden den Hochoausscheidern zugeteilt, Werte darunter den Tiefausscheidern.

#### **3.2. Tiere**

Für die Gewinnung des für die Arbeit benötigten Untersuchungsmaterials werden die institutseigenen Ziegen der Rasse Tauernschecken verwendet. Dabei handelt es sich um neun Ziegen in einem Alter von etwa fünf bis zehn Jahren und einem einjährigem Kitz.

Den züchterischen Ursprung haben die Tauernschecken Ziegen im Raum der Hohen Tauern, und sie gehören zu den hochgefährdeten Rassen. Bei den Tieren an sich handelt es sich um eine robuste, vitale und langlebige österreichische Gebirgsziegenrasse. Das Haarkleid ist sehr kurz und ihr Fell ist lebhaft, meist mit den Farben braun, schwarz und weiß gefärbt. Beide Geschlechter der Tauernschecken Ziege besitzen Hörner. (Arche Austria, o.J.)

#### **3.3. Praktische Durchführung**

##### **3.3.1. Probengewinnung**

Die Probengewinnung fand mehrmals wöchentlich morgens im Zeitraum von 7 – 8 Uhr statt, da sich um diese Uhrzeit die Ziegen noch im Stall befanden. Die Ziegen wurden in ein Abteil zusammengedrängt, um die rektale Entnahme zu erleichtern. Mit Hilfe einer zweiten Person wurden die Ziegen gefangen, an den Hörnern fest gehalten und an das Geländer des Abteils „gedrückt“, sodass die Ziegen stehen blieben. Bei der rektalen Kotentnahme wurde der Kot direkt aus der Austrittsöffnung des Darms, dem After entnommen. Bei der Entnahme streifte man sich einen Einweghandschuh über eine Hand. Dann strich man vorsichtig entlang des Afters und massierte ganz leicht den Afterschließmuskel. Mit einem oder zwei Finger konnte dann vorsichtig in den After eingedrungen werden und die typischen Kotkügelchen (= Skybala) entnommen werden. Nachdem sich die Skybala im Handschuh befanden wurde der Handschuh zurück gestülpt und fest verknotet. Dieser Vorgang wurde so oft wiederholt bis ausreichend Material vorhanden war. Für beide Verfahren wurden etwa 10g Kot benötigt.



Nach Abschluss der Probenentnahme wurden die Ziegen wieder in ihr ursprüngliches Gehege gelassen. Die verschlossenen Proben wurden umgehend bis zur Verarbeitung im Kühlschrank gelagert.

### **3.3.2. Probenaufarbeitung**

Das Material sollte frisch und am selben Tag noch weiter verarbeitet werden. Für eine spätere Verarbeitung wurden die Kotproben in Kunststoffbeutel gefüllt und vakuumiert. Durch den Entzug von Sauerstoff wurden die Parasiteneier, die im Kot vorhanden sind, in ihrer Weiterentwicklung gestoppt und konserviert.

Nach der Lagerung im Kühlschrank wurden die einzelnen Kotproben abgewogen. Konnte von einer Ziege ungefähr 10g Kot entnommen werden, reichte dies für beide Verfahren aus. Die zum Teil in unterschiedlicher Konsistenz vorhandenen Skybala wurden mit Hilfe eines Mörsers zerdrückt und homogenisiert. Da nicht in jedem Skybala die gleiche Menge an Parasiteneier vorhanden war, war der homogenisierende Schritt für die nachfolgende Untersuchung und den Wiederholungen sehr wichtig.

Eine Mischung zweier Kotproben wurde durchgeführt und auch verwendet, wenn von beiden Proben etwa das gleiche Gewicht vorlag. Bei diesen Proben war der Schritt der Homogenisierung von entscheidender Bedeutung, da ja die Zahl an Eiern im Kot nicht bekannt ist. Die Skybala wurden solange mit dem Pistill bearbeitet, bis eine optisch homogene Masse entstand. Dabei wurde mehrmals mit dem Spatel alles durchgemischt und weiter zerdrückt, bis eine feine Masse ohne Klumpen entstand (Abbildung 6).



Abbildung 6: homogenisierter Kot (Zopf, 2014)

### **3.3.3. Konzentrierte McMaster Methode (nach FAO)**

Die Durchführung der konzentrierten McMaster Methode erfolgte nach der Arbeitsanweisung „FAO Animal Health Manuel“ mit dem Titel „Epidemiology, Diagnosis and Control of Helminth Parasites of Swine“ von den Autoren Roepstorff und Nansen aus dem Jahr 1998. Abbildung 7 zeigt exemplarisch die einzelnen Verfahrensschritte.

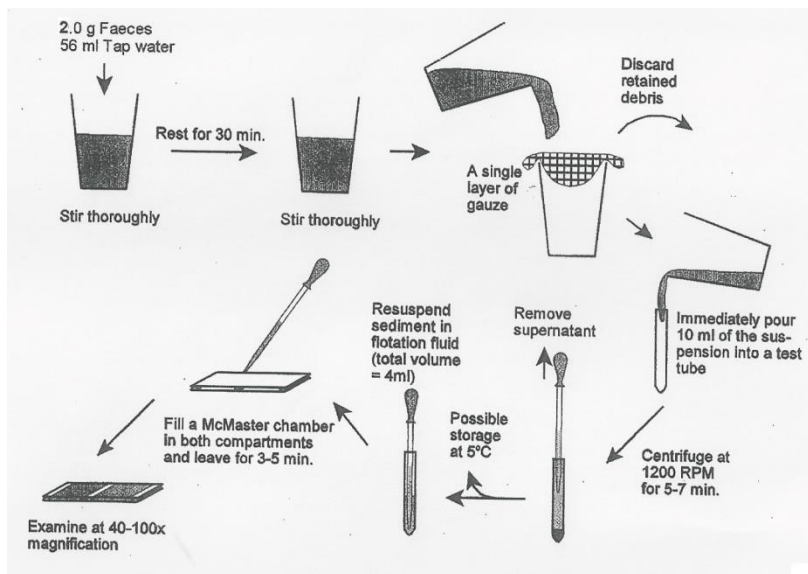


Abbildung 7: Arbeitsanleitung der konzentrierten McMaster Methode nach FAO (Roepstorff & Nansen, 1998)

Für jede Stichprobe an Kot wurde die McMaster Methode im vierfachen Ansatz durchgeführt. Daher waren für diese Methode mindestens 8g an Kot notwendig. Es wurden jeweils 2,0g ( $\pm 0,1g$ ) des gut homogenisierten Kotes in ein Becherglas eingewogen und auf 60,0g mit Wasser aufgefüllt. Eine halbe Stunde wurden die Suspensionen mit Hilfe von Magnetrührern intensiv durchgemischt. Im Nachfolgenden Schritt wurden die erhaltenen Suspensionen durch ein Sieb gegossen, wobei die groben nicht wasserlöslichen Bestandteile vom Sieb zurückgehalten wurden. Sowohl die Parasiteneier als auch die kleinen Bestandteile konnten das Maschenwerk passieren und sanken in der filtrierten Lösung zu Boden. So rasch wie möglich wurde von dieser Suspension 10ml mit einer Vollpipette entnommen und in ein skaliertes Zentrifugenröhrchen pipettiert. Aufgrund weiterer Bestimmungen und der damit verbundenen Stehzeit wurden die Lösungen vor der Aliquotentnahme, nochmals gut durch gemischt. Die Lösungen wurden fünf Minuten bei 1200 Umdrehungen pro Minute bei Raumtemperatur zentrifugiert. Wegen des unterschiedlichen Gewichts sedimentierten sowohl die Parasiteneier als auch die kleinen unlöslichen Bestandteile zu Boden und befanden sich im Bodensatz des Zentrifugenröhrchens. Der Überstand aus Wasser und den darin gelösten Bestandteilen, wurde mit einer Einwegpipette vorsichtig abgesaugt. Das Sediment wurde mit der McMaster Lösung auf 4ml aufgefüllt (Skalierung am Zentrifugenröhrchen). Bei der McMaster Lösung handelte es sich um eine gesättigte Kochsalzlösung (340g NaCl / Liter). Durch mehrmaliges Aufziehen der Flüssigkeit mit einer Einwegpipette wurde der Bodensatz gelockert und wieder in Lösung gebracht. Unmittelbar im Anschluss wurde ein Teil der Suspension entnommen und in beide Abteilungen der McMaster Zählkammer gefüllt. Auf einer waagrechten und möglichst erschütterungsarmen Oberfläche ließ man die Suspension für fünf Minuten inkubieren. Innerhalb dieser Zeit flotierten die Parasiteneier bis unter das Deckglas der jeweiligen Kammer.

Für die Auswertung wurde die gefüllte McMaster Kammer in die Halterung des Durchlichtmikroskops eingelegt. Mit Hilfe des 10x Objektiv, welches einer hundertfachen Vergrößerung entspricht, wird auf die Schicht mit den Parasiteneiern fokussiert. Da sich über jeder Abteilung ein liniertes Zählfeld auf dem Deckglas befand, konnte mit Hilfe dieser Linien die richtige Schicht gefunden werden. Sind die schwarzen Linien im Okular scharf sichtbar, befinden sich die Parasiteneier in der gleichen Schicht. Mit dieser Vergrößerung werden alle Trichostrongylideneier innerhalb des quadratischen Zählfeldes gezählt. In der Abbildung 8 ist exemplarisch ein mikroskopischer Ausschnitt mit zählbaren Trichostrongyluseier in hundertfacher Vergrößerung dargestellt.

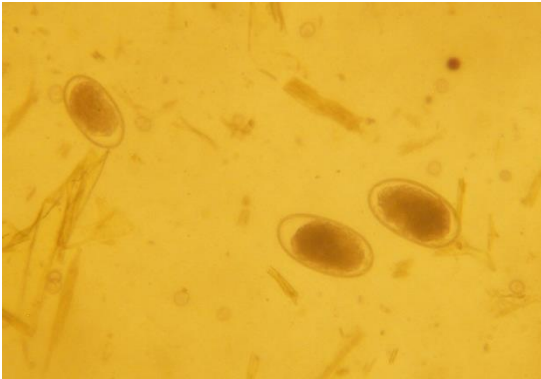


Abbildung 8: Trichostrongyluseier (Zopf, 2014)

Vorzugsweise wird in einem Eck eines der Zählfelder begonnen und Reihenweise die Eier gezählt. Es werden von beiden Abteilungen die Anzahl an gezählten Trichostrongylideneier zusammengezählt und mit 40 als Faktor diverserer Verdünnungen multipliziert. Als Ergebnis erhält man dann die Eizahl pro Gramm Kot (Epg).

#### **Herleitung des Faktors:**

Es wurden 2,0g Kot in 60ml Wasser eingewogen und gerührt. Dieses entsprach 0,033`g Kot in 1ml Flüssigkeit. Da von dieser Suspension nach dem Filtrieren 10ml entnommen und zentrifugiert wurden, befanden sich 0,33`g Kot in 10ml Flüssigkeit. Genau diese Menge befand sich nun im Bodensatz des Zentrifugenröhrchens, welche auf 4ml aufgefüllt wurde. Ein Zählfeld jeder Abteilung der McMaster Zählkammer hat ein Volumen von 0,15ml (1cm x 1cm x 0,15cm). Durch eine einfache Verhältnisrechnung konnte auf die Menge an Kot in 0,3ml (beide Zählfelder) geschlossen werden. Da in 4ml 0,33`g Kot enthalten waren, waren in 0,3ml 0,0247g Kot enthalten. Im Anschluss wurde ein Umrechnungsfaktor berechnet, der sich auf eine Einwaage von 1g Kot bezieht. Dabei wurde ein Gramm Kot durch 0,0247g dividiert und man erhielt als Umrechnungsfaktor 40.

### 3.3.4. Parasiten-Diagnostik-System ParasiTrap

Die Durchführung des Parasiten-Diagnostik-Systems ParasiTrap mit dem Einwegsystem erfolgte nach der Arbeitsanweisung der Firma Biosepar, die auch auf ihrer Homepage unter dem Titel „Flotationsverfahren mit ParasiTrap Flotation Plus für Small Animals“ zu finden ist. In nachfolgender Abbildung 9 werden die einzelnen Verfahrensschritte exemplarisch dargestellt.



Füllen des Stempels mit dem Probematerial (Stempel darf nur gestrichen voll sein). Einbringen des Probematerials in das Arbeitsröhrchen.

Röhrchen mit Verschlusskappe fest verschließen. Intensives Vermischen des Probematerials durch Schütteln.

Falls notwendig, die Verschlusskappe mit dem Stempel schnell auf und ab bewegen. Stempel muss dabei immer in der Flüssigkeit bleiben.

Stempel mit Verschlusskappe entfernen.



Arbeitsröhrchen und Zentrifugenröhrchen mit dem integrierten Filtersystem verbinden. Gekoppeltes System 180° drehen.



Mit einem Schüttelgerät bei max. Drehzahl ca. 10-15 Sek. schütteln. Nach diesem Arbeitsgang haben Sie bereits die Hälfte der Suspension im unteren Zentrifugenröhrchen. Wenn Sie kein Schüttelgerät haben, schütteln Sie das gekoppelte System mit der Hand ca. 30 Sek.



Inhalt durch Schütteln in das Zentrifugenröhrchen bringen, ähnlich wie bei einem alten Fieberthermometer (zweite, aktive Feinfiltration).



Sedimentations-schritt, Trennprozess durch Zentrifugieren; 5 min. 250-300 g.



Auffüllen des Zentrifugenröhrchens mit der ParasiTrap® Flotationslösung bis zur positiven Meniskusbildung.	Nach Auffüllen des Röhrchens etwa 10-20 min. warten, bis sich die Parasiten in der oberen Schicht anreichern.	Mikroskopische Auswertung.
	Entnahme aus der oberen Flüssigkeitsschicht (durch Öse, Pipette,...).	

Abbildung 9: Arbeitsanleitung des Parasiten-Diagnostik-Systems ParasiTrap (Zopf, 2014 nach Biosepar, o.J.)

Für jede Stichprobe an Kot wurde zusätzlich zur McMaster Methode der gleiche Kot für die ParasiTrap Methode verwendet, die ebenfalls im vierfachen Ansatz durchgeführt wurde. Für diese Methode war mindestens 1g an Kot notwendig. Daher waren ungefähr 10g Kot für beide Verfahren notwendig. Es wurden jeweils 0,2g ( $\pm 0,1$ mg) des gut homogenisierten Kotes ins Arbeitsröhrchen eingewogen. Die einzelnen Röhrchen wurden mit der Verschlusskappe ohne Stempel verschlossen und erstmals intensiv geschüttelt. Nach einer kurzen Wartezeit von ein paar Minuten wurde nochmals kräftig geschüttelt, um das Probenmaterial erneut intensiv zu mischen. Die kurze Wartezeit hatte den Hintergrund, dass der zerkleinerte Kot von der Flüssigkeit aufgeweicht wurde und komplett während des Schüttelns in seine Einzelteile zerfällt. Nach dem Entfernen der Verschlusskappe wurde das Arbeitsröhrchen mit dem Zentrifugenröhrchen über ein integriertes Filtersystem miteinander verbunden. Es entstand ein gekoppeltes System, welches für die nächsten Arbeitsschritte um 180° gedreht werden musste. Durch weiteres intensives Schütteln wurde die Flüssigkeit vom Arbeitsröhrchen durch das Filtersystem gedrückt und befand sich dann im Zentrifugenröhrchen. Der Rest der Flüssigkeit wurde durch heftiges Ausschlagen in das untere Röhrchen überführt. Bei diesem Prozessschritt fand bereits die erste aktive Filtration statt. Die groben Kotbestandteile wurden vom integrierten Filter zurück gehalten, und die Parasiten befanden sich in der filtrierte braunen Lösung. In der anschließenden Zentrifugation fand der Trennprozess zwischen den Zelltrümmern, welche sich am Zentrifugenboden sammelten, und den Parasiteneiern, die in Lösung blieben, statt. Das gekoppelte System wurde bei Raumtemperatur für fünf Minuten bei 1200 Umdrehungen pro Minute zentrifugiert. Dabei wurde noch der letzte Rest der Flüssigkeit durch den Filter gepresst. In Abbildung 10 werden die beschriebenen Arbeitsschritte in einer Abbildung zusammengefasst.



Abbildung 10: Arbeitsablauf von Einwaage bis Zentrifugation (Zopf, 2014)

Nach dem Entfernen der Verschlusskappe wurde zur zentrifugierten Suspension 2,5ml einer kombinierte Flotations- und Färbelösung zugegeben. Mit Hilfe einer Einwegpipette wurden diese Lösungen zwecks Homogenisierung gut gemischt. Das Röhrchen mit der Lösung wurde zur Kontrolle gegen das Licht gehalten, da man visuell eventuelle Mischungenauigkeiten erkennen konnte. Mit dieser Suspension wurden beide Abteilungen einer McMaster Zählkammer möglichst luftblasenfrei gefüllt. Die Kammern mussten ebenfalls fünf Minuten inkubiert werden, damit innerhalb dieser Zeit die Parasiteneier an die Oberfläche des Deckglases flotieren konnten.

In Abbildung 11 ist sind zwei Zählkammern dargestellt, wobei die Linke nach der Durchführung der McMaster Methode und die Rechte nach der ParasiTrap Methode aufbereitet und gefüllt wurde. Da bei der ParasiTrap Methode die Flotationslösung auch eine Färbelösung enthält, ist die Suspension auch optisch dunkler.

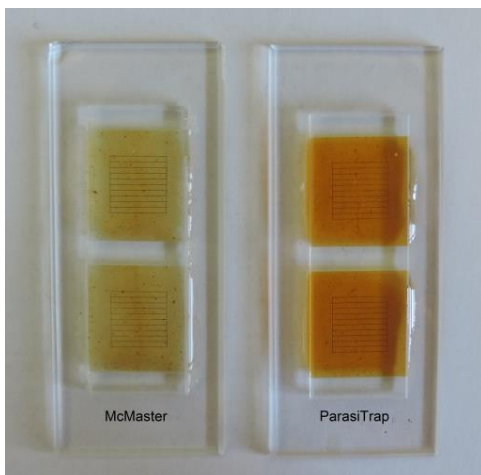


Abbildung 11: Darstellung zweier Zählkammern, die durch unterschiedliche Aufbereitungen gefüllt wurde (Zopf, 2014)

Für die Auswertung galt das Gleiche wie bei der McMaster Methode. Die richtige Ebene, in der sich die Parasiten befanden, musste eingestellt werden. Mit Hilfe der hundertfachen Vergrößerung wurden wieder alle Trichostrongylideneier innerhalb des quadratischen Auswertefeldes gezählt. Es wurde von beiden Abteilungen die Anzahl an gezählten Trichostrongylideneier zusammengezählt, aber bei diesem Verfahren mit 133,33 als Faktor diverserer Verdünnungen und Einwaagen multipliziert. Als Ergebnis erhielt man auch hier die Eizahl pro Gramm Kot (Epg).

### **Herleitung des Faktors:**

Es wurden 0,2g Kot in 5,5ml Lösung eingewogen, geschüttelt, filtriert und zentrifugiert. Da noch immer das gleiche Ausgangsvolumen bestand, wurde zu dieser 2,5ml Flotationslösung zugegeben. Insgesamt handelte es sich nun um 0,2g Kot in 8ml Lösung. Beide Zählfelder jeder Abteilung der McMaster Zählkammer zusammen hatten ein Volumen von 0,3ml. Durch eine einfache Verhältnisrechnung konnte auf die Menge an Kot in 0,3ml geschlossen werden. Da in 8ml 0,2g Kot enthalten waren, waren in 0,3ml 0,0075g Kot enthalten. Im Anschluss wurde ein Umrechnungsfaktor berechnet, der sich auf eine Einwaage von 1g Kot bezog. Dabei wurde ein Gramm Kot durch 0,0075g dividiert und man erhielt als Umrechnungsfaktor 133,33. Da bei der Angabe von Parasiteneiern pro Gramm Kot nur ganze Zahlen sinnvoll waren, wurden die Ergebnisse auf die nächste ganze Zahl gerundet.

### **3.3.5. Statistik**

Die gewonnenen Daten wurden gruppenweise mittels Kolmogorov-Smirnov-Test auf Normalverteilung geprüft. Nach dem die Werte nicht bei allen Gruppen normalverteilt waren, wurde von den Werten der natürliche Logarithmus berechnet, und diese sodann nochmals auf Normalverteilung geprüft. Trotz dieser Anpassung bestand keine Normalverteilung der Werte innerhalb jeder Gruppe.

Deshalb wurde der Mann-Whitney-U-Test für zwei unabhängige Stichproben mit einem Signifikanzniveau von 5% ( $\alpha=5\%$ ) verwendet.

Weiters wurden jeweils für die Gruppe der Hoch- und Niedrigausscheider unter Verwendung aller Messwerte eine lineare Regressionsgerade berechnet. Hierzu wurde auch das Bestimmtheitsmaß ( $R^2$ ) der Übereinstimmung linearer Ausgleichsgeraden bestimmt. Mit Hilfe dieser Funktion ( $y=1,352*x+756,962$ ,  $R^2=66,9\%$ ) konnte von den Ergebnissen der ParasiTrap Methode auf McMaster geschlossen werden.

## 4. Ergebnisse

Die erhaltenen Analysedaten sind in einer im Anhang ersichtlichen Übersichtstabelle dargestellt. Hierbei wurden jeder einzelnen Stichprobe die Zählergebnisse jeder Messreihe von der McMaster- und ParasiTrap-Methode zugeordnet. Weiters wurde die Eizahl pro Gramm Kot (Epg) berechnet, und ein Mittelwert pro Methode und Stichprobe dargestellt.

### 4.1. Vergleichende Darstellung der Mittelwerte beider Methoden

Die Tabelle 2 zeigt die Zusammenfassung der Mittelwerte (Hoch- und Tiefausscheider) und den zugehörigen Streubereich (Minimum/Maximum) beider Methoden“.

	Hochausscheider			Tiefausscheider		
	Mittelwert [Epg]	Minimum [Epg]	Maximum [Epg]	Mittelwert [Epg]	Minimum [Epg]	Maximum [Epg]
<b>McMaster</b>	2329 <sup>a</sup>	1200	3960	952 <sup>c</sup>	400	1480
<b>ParasiTrap</b>	964 <sup>b</sup>	400	2533	343 <sup>d</sup>	134	667
<b>Faktor</b>	2,94	1,20	6,70	3,34	1,30	7,46

Tabelle 2: Gegenüberstellung der Mittel-, Minimum- und Maximumwerte beider Verfahren (Zopf, 2014)

Unterschiedliche Buchstaben in einer Spalte als auch in einer Zeile bedeuten einen signifikanten Unterschied

In Tabelle 2 ist ersichtlich, dass der Mittelwert bei der Gruppe der Hochausscheider („Hoch“) mit der McMaster Methode 2329 Eier pro Gramm Kot beträgt. Im Gegensatz dazu erhält man mit der ParasiTrap Methode bei Verwendung des gleichen Kots einen statistisch signifikant niedrigeren Mittelwert (952 Epg,  $p < 0,001$ ). Einen signifikanten Unterschied weisen die Mittelwerte bei der Gruppe der Niedrigausscheider („Tief“) auf ( $p < 0,001$ ). Hier sind jedoch die Messwerte der ParasiTrap Methode gegenüber der McMaster Methode noch um einiges geringer als jene der Hochausscheider. Ergänzend sind in der Tabelle die einzelnen Minimal- und Maximalwerte angegeben.

Sowohl bei der McMaster Methode als auch bei ParasiTrap lagen die Mittelwerte der Tiefausscheider signifikant niedriger als die Mittelwerte der Hochausscheider (Tab. 2).

Mittels Berechnung eines Umrechnungsfaktors kann von ParasiTrap auf McMaster geschlossen werden. In der Tabelle 2 ist ersichtlich, dass bei den Hochausscheidern prinzipiell ein niedrigerer Umrechnungsfaktor benötigt wird. Hochausscheider 2,94 vs. Tiefausscheider 3,34). Bei den Maximalwerten lag aber der Umrechnungsfaktor der Tiefausscheider über dem der Hochausscheider, was für eine enorme Streuung bei den Tiefausscheidern schließen lässt.



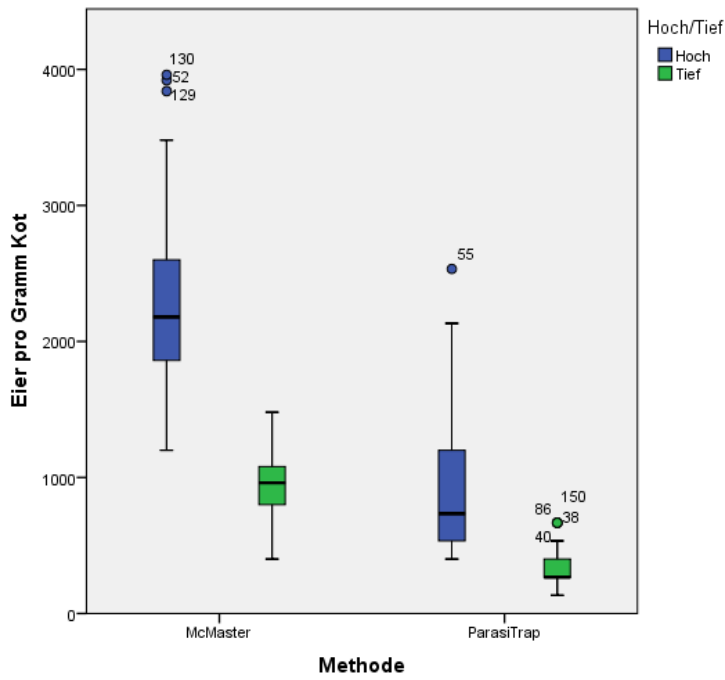


Abbildung 12:: Boxplot-Darstellung beider Methoden hinsichtlich der Parasiteneier pro Gramm Kot (Zopf, 2014)

In der Abbildung 12 sieht man einen signifikanten Unterschied ( $p < 0,05$ ) zwischen „Hoch“ und „Tief“ bei beiden Methoden.

#### 4.2. Grafische Gegenüberstellung beider Methoden hinsichtlich der Eiausscheidung

In Abbildung 13 und 14 sind jeweils auf der Ordinate die Mittelwerte jeder Stichprobe der Parasiteneier pro Gramm Kot entweder der Hoch- oder Niedrigausscheider aufgetragen, wobei sie ohne spezifische Reihenfolge dargestellt wurden. Die Abszisse entspricht der Stichprobenanzahl. In beiden Grafiken sind zum besseren Vergleich beide Methoden einer Ausscheidungsgruppe in einem Liniendiagramm dargestellt.

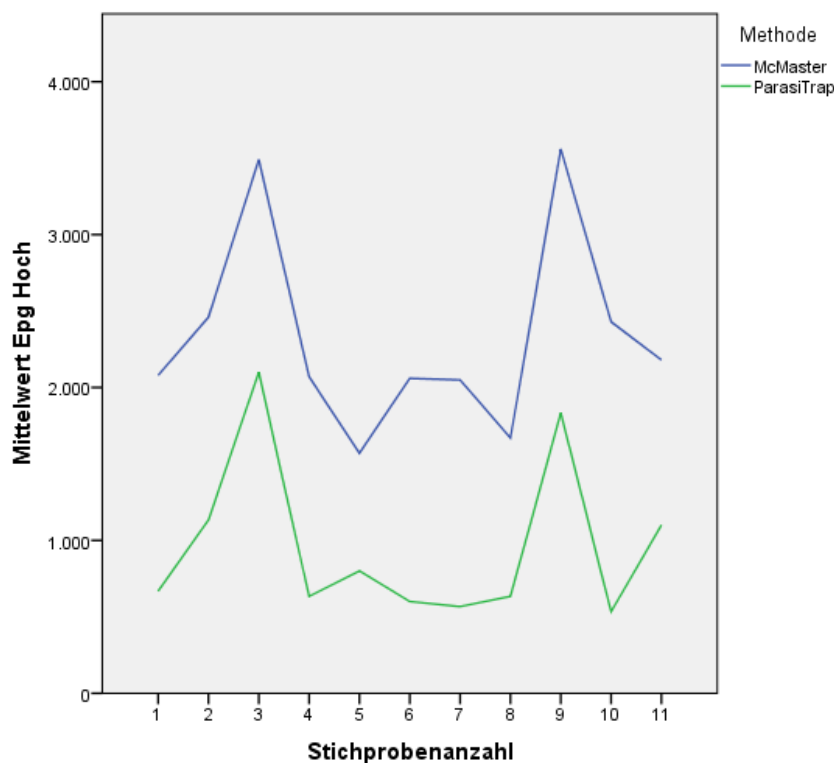


Abbildung 13: Gegenüberstellung der Zählergebnisse der McMaster- und ParasiTrap Methode bei der Gruppe der Hochausscheider (Zopf, 2014)

Abbildung 13 zeigt die Gegenüberstellung der Mittelwerte bei hohen Parasitenzahlen im Kot. Beim Vergleich der McMaster Methode (blaue Linie) und der ParasiTrap Methode (grüne Linie) erkennt man einen sehr ähnlichen Verlauf der Mittelwerte. Die McMaster Methode liefert tendenziell höhere Werte als die ParasiTrap Methode.

Abbildung 14 zeigt die Gegenüberstellung der Mittelwerte der geringeren Eizahlen im Kot. Der Kurvenverlauf beider Verfahren ist nicht mehr so ähnlich wie bei den hohen Eizahlen. Es gibt bei tieferen Parasitenzahlen größere Streuungen in den Zählergebnissen von ParasiTrap. Analog wie bei der Gruppe der Hochausscheider liefert die McMaster Methode höhere Zählergebnisse als die ParasiTrap Methode.

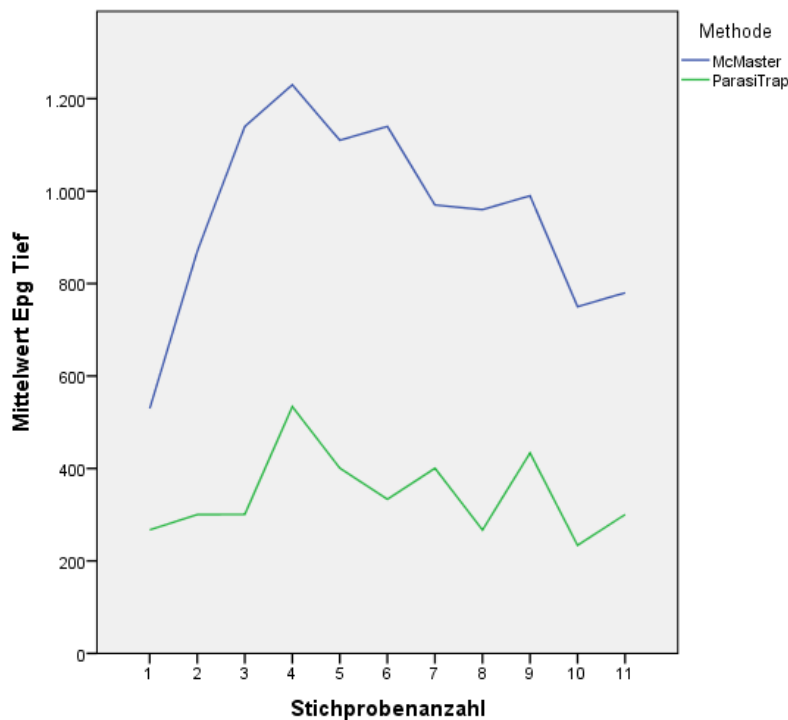


Abbildung 14: Gegenüberstellung der Zählergebnisse der McMaster- und ParasiTrap Methode bei der Gruppe der Niedrigausscheider (Zopf, 2014)

Es wurden mehrere lineare Regressionen hinsichtlich der Gruppe der Hoch- und Niedrigausscheider ermittelt. Aus diesen Berechnungen war deutlich zu erkennen, dass bei der Gruppe der Niedrigausscheider sehr große Schwankungen bei den Messergebnissen der ParasiTrap Methode bestand. Es konnte kein linearer Zusammenhang ( $R^2=15,1\%$ ) zwischen der ParasiTrap und der McMaster Methode gefunden werden (Abbildung 15). Somit ist die Umrechnung von ParasiTrap auf die McMaster Methode nicht wirklich aussagekräftig.

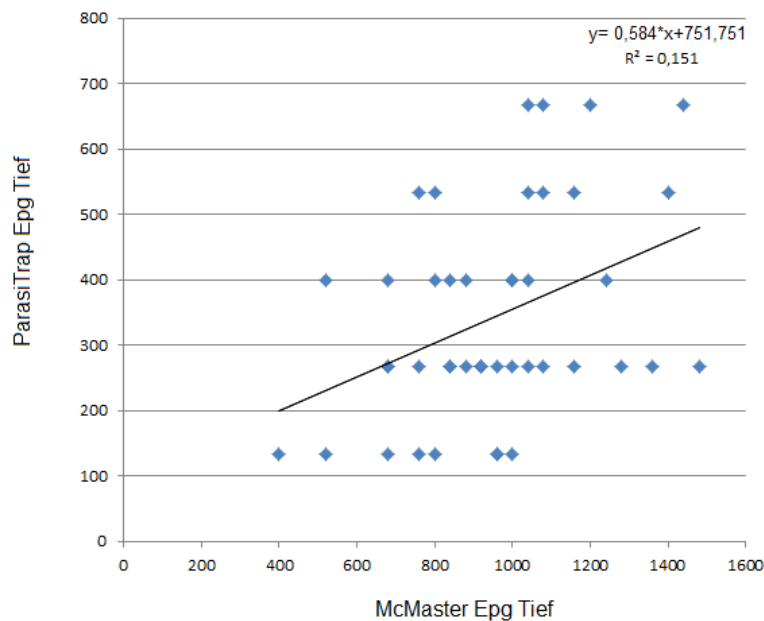


Abbildung 15: lineare Regressionsgerade der Niedrigausscheider (Zopf, 2014)

Bei der Gruppe der Hochausscheider konnte auch nur ein schwacher linearer Zusammenhang ( $R^2=54,6\%$ ) festgestellt werden. Es können somit die Messergebnisse von ParasiTrap auf McMaster mit der Geradengleichung umgerechnet werden, doch auch diese Ergebnisse unterliegen erheblichen Schwankungen, siehe Abbildung 16.

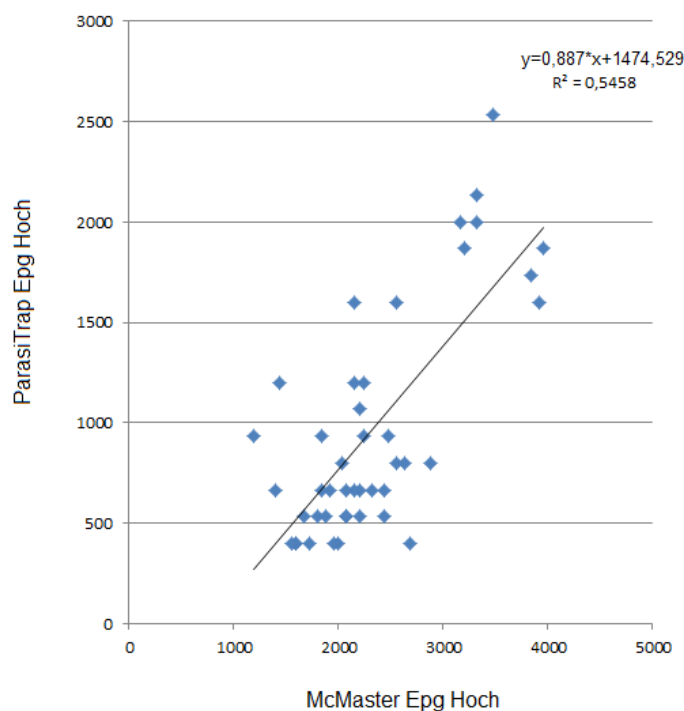


Abbildung 16: lineare Regressionsgerade der Hochausscheider (Zopf, 2014)

Um die Praxistauglichkeit einer Umrechnung zu verifizieren, wurde auch eine lineare Regressionsgleichung basierend auf allen Messwerten berechnet, die ebenfalls nur einen schwachen

linearen Zusammenhang ( $R^2=66,9\%$ ) aufweist (Abbildung 17).

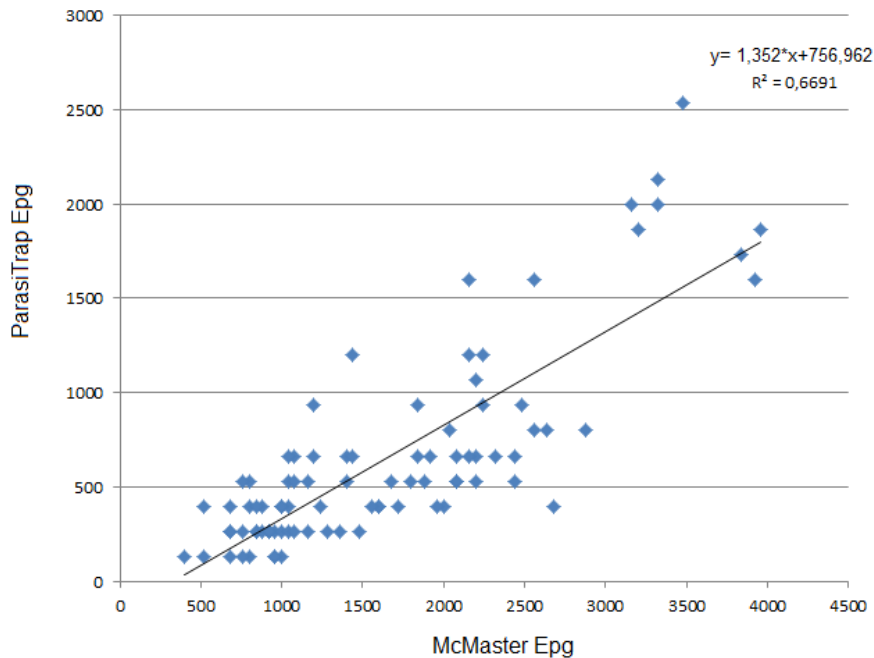


Abbildung 17: lineare Regressionsgerade für die Umrechnung von ParasiTrap auf die McMaster Methode (Zopf, 2014)

In nachfolgender Abbildung 18 sind auf der Ordinate die Parasiteneier pro Gramm Kot entweder direkt als Messergebnis der McMaster Methode bzw. als Ergebnis der Umrechnungsformel aufgetragen. Prinzipiell sind die Mediane beider Boxplots ziemlich gleich, welche sich aber nur aufgrund der großen Schwankungen im niedrigen und hohen Bereich wieder ausgleichen. Wie in der Grafik zu erkennen ist, müssen aber bei der Umrechnung sehr viele Daten als Ausreißer deklariert werden.

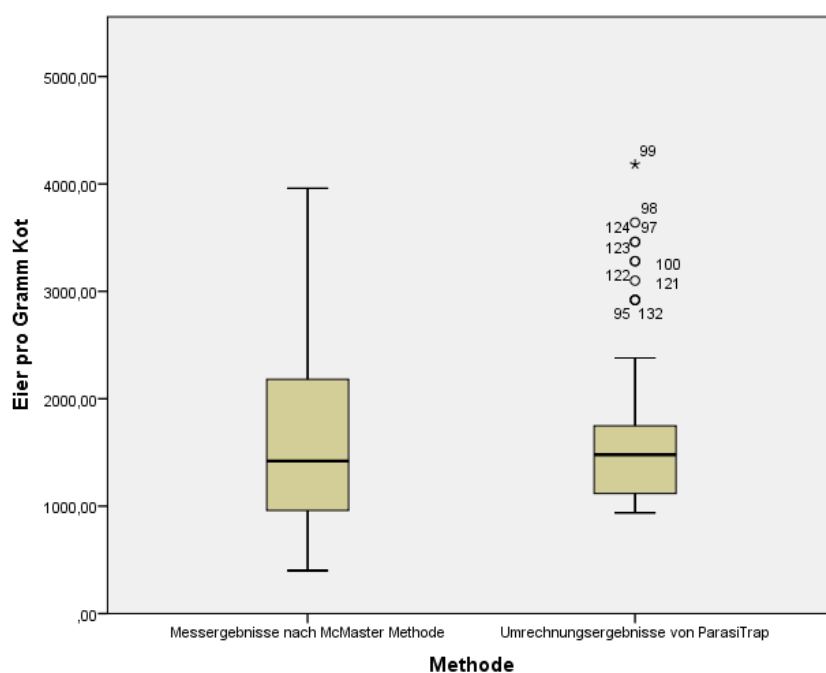


Abbildung 18: Vergleich der Messergebnisse von McMaster mit denen nach der Berechnungsformel (Zopf, 2014)

## 5. Diskussion

Zur Parasitenbestimmung des identen Ziegenkots wurden zwei unterschiedliche Methoden verwendet. Dabei wurde die übliche Standardmethode (McMaster Methode) mit einer neuen vereinfachten Analyseverfahren (ParasiTrap) verglichen. Die Auswertung der Messreihen zeigte einen signifikanten Unterschied zwischen den beiden zu prüfenden Methoden. Diese statistisch signifikante Differenz lässt sich primär durch die sehr geringe Einwaage bei ParasiTrap erklären.

Bei der Prozessdurchführung der ParasiTrap Methode mussten zusätzlich einige Abweichungen bei der Durchführung der einzelnen Arbeitsschritte, wie in Abbildung 9 dargestellt, umgesetzt werden. Laut der Firma Biosepar sollten für die quantitative Methode etwa 0,8g Kot verwendet werden. Aufgrund der zu großen Menge an Kot und der hierfür zu geringen Menge an Flüssigkeit, konnte der „Brei“ händisch nicht vorschriftsmäßig geschüttelt werden. Somit war es unmöglich, die Flüssigkeit durch Schütteln und heftigem Ausschlagen von einem ins andere Röhrchen zu befördern. Beim anschließenden Zentrifugieren wurde der integrierte Filter verstopft, und es war dadurch unmöglich einen Probanden zu erzeugen und zu einem Messergebnis zu kommen. Die Versuchsdurchführung wurde sodann mit nur einem Viertel der vorgeschriebenen Menge an Kot (0,2g), welche ca. einem Skybala entspricht, durchgeführt. In einer weiteren Arbeit könnte die optimale Menge an Kot gefunden werden, die noch bearbeitet werden kann, um so die untere Nachweisgrenze zu senken und die Praxistauglichkeit zu verbessern.

Dieser ParasiTrap Testkit kann auch bei anderen Kleintieren wie Hund und Katze angewendet werden. Da sich die Konsistenz des Kots dieser beiden Tieren (weich und breiartig) erheblich von denen der Ziegen (faserige Bestandteile) unterscheidet, kann auch das ein wesentlicher Grund für das Verstopfen des Filters sein. Somit könnte es an den faserigen Bestandteilen liegen, dass die Einwaage gesenkt werden musste. Die Kotzusammensetzung hängt daher von Tierart und deren primären Nahrungsaufnahme ab, wodurch ggf. die Prüfmethodik angepasst werden muss.

Eine weitere Abweichung zur Anleitung war die kurze Stehzeit des Kots in der Lösung, damit der Kot aufgeweicht wird, und leichter in seine Einzelteile zerfällt. Nach der Kotsammlung wurde er homogenisiert und zerkleinert. Wie in Abbildung 9 ersichtlich ist, erfolgt hier der Einsatz von ganzen Skybalas, die dann im schmalen Röhrchen mit Hilfe des Stempels in der Verschlusskappe zerkleinert werden müssen. Dieser Schritt ist insofern problematisch, da sich der Kot in der Wölbung des Stempels zusammendrückt und nicht in die Lösung übergeht. Aufgrund dessen muss zusätzlich nachgeholfen werden, und dies vermindert somit das Ergebnis, da eine nicht messbare Menge an Probenmaterial verloren geht.

Für die Auswertung der ParasiTrap Methode wurde ebenfalls eine McMaster Zählkammer verwendet. Denn eine Auswertung nur durch die Entnahme einer Öse an Flüssigkeit oder durch Aufsetzen eines Deckglases auf die Öffnung des Zentrifugenröhrchens mit der anschließenden Anhaftung der Parasiteneier an diese Oberfläche, ist nicht aussagekräftig genug. Da bei ParasiTrap im Vergleich zur McMaster Methode die Zählergebnisse deutlich geringer sind, wurde anstatt der Empfehlung von 100  $\mu$ l, die McMaster Zählkammer (300  $\mu$ l) für die Auswertung verwendet.

Aufgrund der sehr geringen Einwaage und dem damit verbundenen geringen Flüssigkeitsvolumen für die ParasiTrap Methode liegt nur eine untere Nachweisgrenze von 133,33 Eier pro Gramm Kot (Epg) vor. Im Vergleich dazu, besitzt die McMaster Methode eine deutlich tiefere Nachweisgrenze von 40 Epg. Somit können mit der McMaster Methode auch schon sehr geringe Verwürmungen festgestellt werden, die bei der ParasiTrap noch negativ ausfallen. Können bei parasitologische Kotuntersuchungen keine Parasiteneier gezählt werden, bedeutet das entweder, dass keine Infektion des Tieres stattgefunden hat, oder es besteht bereits eine Infektion, aber es kann diese noch nicht nachgewiesen werden.

Auch wenn die Eizählungen bei beiden Methoden einen ähnlichen Verlauf zeigten, so liefert die ParasiTrap Methode im Durchschnitt etwa 60% geringere Messwerte als die McMaster Methode, obwohl der gleiche Kot eingesetzt wurde. Je geringer der Verwürmungsgrad ist, und somit je weniger Eier im Kot vorliegen, desto größere Schwankungen zeigen sich im Zählergebnis. Dies ist einerseits auf die geringe Einwaage bei ParasiTrap zurück zu führen. Andererseits ist nicht in jedem Skybala die gleiche Menge an Parasiteneier vorhanden, welche durch die natürlichen Vorgänge im Körper variieren. Somit wird dieser Einflussfaktor bei größeren Einwaagen wie bei der McMaster Methode besser ausgeglichen bzw. kompensiert, denn dort wird die zehnfache Menge an Untersuchungsmaterial eingesetzt. Diese Mittelung aufgrund der Einwaage

ist höchstwahrscheinlich auch der Grund, dass die Messwerte beider Gruppen bei der McMaster Methode im Gegensatz zur ParasiTrap Methode normalverteilt sind. Hier könnte ggf. größeres Probenvolumen bei einem angepassten ParasiTrap Prozess Abhilfe schaffen.

Die Epg Interpretation hinsichtlich des Verwurmungsgrads (schwach bis stark) wird üblicherweise auf Basis der McMaster Methode durchgeführt. Daher muss das Messresultat von ParasiTrap entsprechend umgerechnet werden, um mit diesem Pseudo-McMaster-Ergebnis eine Entscheidungsbasis für eine eventuell notwendige Entwurmung der Tiere haben. Wie bereits erwähnt, ist die geringe Einwaage höchstwahrscheinlich für die niedrigen Messresultate bei ParasiTrap verantwortlich. In weiterer Folge äußert sich dies in Ungenauigkeiten in der für die Umrechnung verwendeten verschiedenen Regressionsgeraden für Hoch- bzw. Niedrigausscheider. Bei einer hohen Ausscheidung an Parasiteneier kann die Umrechnung mittels Geradengleichung durchgeführt werden, da eine entsprechende Anzahl an Eiern im Kot vorhanden ist. Im Vergleich dazu, unterliegen die Zählergebnisse bei geringer Verwurmung derart großen Schwankungen, dass eine Umrechnung nicht sinnvoll ist. Aufgrund der geringen und nicht gleichmäßigen Verteilung der Parasiteneier im Kot ist das Zählergebnis durch die sehr geringe Einwaage im Vergleich zur McMaster Methode statistisch nicht sicher nachvollziehbar.

In der Praxis wäre die ParasiTrap Methode für hochausscheidende Ziegen durchaus anwendbar. Abzuraten ist die Verwendung der ParasiTrap Methode bei der Parasitenbestimmung bei Tiefausscheider, da zu große Unsicherheiten im Zählergebnis bestehen. Werden bei einem Kot die Parasiteneier pro Gramm Kot ermittelt, kann im Vorhinein aber nicht in Hoch- oder Niedrigausscheider eingeteilt werden. Aufgrund dieser Punkte ist die Empfehlung eines Einsatzes der ParasiTrap Methode für die Praxis mit 0,2g Kot nicht gegeben. In weiteren Versuchsreihen müsste abgeklärt werden, ab welcher Kotmenge gleichbleibende und realistische Umrechnungsfaktoren eine Überprüfung dieser Methode durch die McMaster Methode gewährleisten. Erst dann könnte die ParasiTrap Methode für die Praxis empfohlen werden. ...

Wie bereits im Abschnitt 2.7.2 beschrieben wurde, handelt es sich beim ParasiTrap um ein Einwegsystem. Unter dem Punkt Hygiene und Sicherheit hält die Produktcharakterisierung ihre Eigenschaften. Im Gegensatz zur McMaster Methode, hat man bei diesem System nur bei der Einwaage direkten Kontakt mit dem Untersuchungsmaterial. Denn die weiteren Schritte verlaufen alle über geschlossene Systeme, die im Anschluss an die Messung entsorgt werden. Mit dem Untersuchungsmaterial kommt man indirekt nur noch bei der Homogenisierung des Flotationsmittels und beim Befüllen der Zählkammer in Berührung. Auch der Arbeitsaufwand und die damit verbundene Zeit zur praktischen Durchführung und Auswertung sind viel kürzer als bei der McMaster Methode.



## **6. Schlussfolgerung**

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren ParasiTrap und der McMaster Methode ein Unterschied im quantitativen Zählergebnis besteht. Da bei beiden Methoden eine unterschiedliche Menge an Kot eingesetzt wird, und somit deren untere Nachweisgrenze ziemlich unterschiedlich ist, lässt sich teilweise der Unterschied zwischen beiden Methoden erklären.

Die Mittelwerte der Stichproben von ParasiTrap sind jedoch deutlich geringer als die bei der McMaster Methode. Aufgrund der einfachen Handhabung und der optimierten Hygienesituation ist dieses System weiter zu empfehlen. Wegen der reduzierten Einwaage und der effektiv geringeren Zählergebnisse sollten aber noch weitere Arbeiten durchgeführt werden, damit ein passender Umrechnungsfaktor zwischen ParasiTrap und McMaster gefunden wird, um die Zählergebnisse von ParasiTrap eindeutig hinsichtlich dem Verwurmungsgrad deuten zu können. Somit ist für die Praxis die ParasiTrap Methode mit 0,2g Kot eher nicht weiter empfehlenswert.

## Literaturverzeichnis

- Arche Austria (o.J.), Tauernschecken Ziege. <http://www.arche-austria.at/index.php?id=469> [Datum des Zugriffs: 26.04.14]
- Biosepar, Gesellschaft für Medizin- und Labortechnik mbH (2013), PARASITRAP®- SYSTEM, Diagnostik für die Zukunft <http://www.biosepar.de/PTSDE.htm> [Datum des Zugriffs: 10.01.14] <http://www.biosepar.de/FlotationPlus-D.pdf> [Datum des Zugriffs: 25.04.14]
- Eckert J., Friedhoff K.T., Zahner H., Deplazes P (2008), Lehrbuch der Parasitologie für Tiermedizin. 2. vollständig überarbeitete Auflage, Enke Verlag, Stuttgart
- Hansen J., Perry B. (1994), The Epidemiology, Diagnosis and Control of HELMINTH PARASITES OF RUMINANTS. Food and Agriculture Organization. <http://www.fao.org/wairdocs/ilri/x5492e/x5492e05.htm#3.%20techniques%20for%20parasite%20assays%20and%20identification%20in%20faecal%20samples> [Datum des Zugriffs: 20.04.13]
- Hiepe T. Lucius R., Gottstein B. (2006), Allgemeine Parasitologie mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. 1. Auflage, Parey Verlag, Stuttgart
- Hinney B. (2012), Wichtige Würmer der kleinen Wiederkäuer und ihre wirtschaftliche Bedeutung. Parasitologische Fachtagung für biologische Landwirtschaft. [http://www.krainersteinschaf.at/infos\\_parasiten\\_wichtigewuermer.pdf](http://www.krainersteinschaf.at/infos_parasiten_wichtigewuermer.pdf) [Datum des Zugriffs: 05.01.14]
- Kraemer A. (2005), Validierung ausgewählter koproskopischer Untersuchungsmethoden zum direkten Nachweis parasitärer Stadien verschiedener Parasitenspezies der Haussäugetiere. Hannover, Tierärztliche Hochschule Hannover. [http://elib.tiho-hannover.de/dissertations/kraemera\\_ws05.pdf](http://elib.tiho-hannover.de/dissertations/kraemera_ws05.pdf) [Datum des Zugriffs: 01.05.14]
- Österreichischer Bundesverband für Schafe und Ziegen (o.J.), Parasiten bei Schaf und Ziege. [http://www.alpinetgheep.com/files/teil\\_3\\_tg\\_08.pdf](http://www.alpinetgheep.com/files/teil_3_tg_08.pdf) [Datum des Zugriffs: 26.04.14]
- Podstatzky L. (o.J.), Wichtige Parasiten bei Schaf und Ziege. Institut für Biologische Landwirtschaft und Biodiversität der Nutztiere. [http://www.ooe-tgd.at/Mediendateien/PARASITEN\\_BEIM\\_KLEINEN\\_WIEDERKAEUER.pdf#page=3&zoom=auto,-107,347](http://www.ooe-tgd.at/Mediendateien/PARASITEN_BEIM_KLEINEN_WIEDERKAEUER.pdf#page=3&zoom=auto,-107,347) [Datum des Zugriffs: 11.10.2013]
- Prosl H. (2009), Wichtige Endoparasiten der Wiederkäuer – Biologie und Epidemiologie als Basis für erfolgreiche Bekämpfungsprogramme. Parasitologische Fachtagung für biologische Landwirtschaft. [http://www.krainersteinschaf.at/infos\\_parasiten\\_wichtige\\_endoparasiten.pdf](http://www.krainersteinschaf.at/infos_parasiten_wichtige_endoparasiten.pdf) [Datum des Zugriffs: 29. 04.14]
- Roepstorff A., Nansen P. (1998), EPIDEMIOLOGY, DIAGNOSIS AND CONTROL OF HELMINTH PARASITES OF SWINE, FAO Animal Health Manual. Rome, Danish Centre for Experimental Parasitology, The Royal Veterinary and Agricultural University Copenhagen, Denmark.
- Roesicke E., Planer J. (2012), Gesund auf der Weide. <http://www.aid.de/landwirtschaft/schafe.php> [Datum des Zugriffs: 02.01.14]
- Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (2010), Gesundheitsdienst für Kleinwiederkäuer. <http://www.tiho-hannover.de/kliniken-institute/kliniken/klinik-fuer-kleine-klautiere/service/gesundheitsdienst-fuer-kleinwiederkaeuer/> [Datum des Zugriffs: 02.01.14]

## Abbildungsverzeichnis

- Abbildung 1: Entwicklungszyklus vom Trichostrongylusei bis zum Adulten Männchen bzw. Weibchen 26
- Abbildung 2: McMaster Zählkammer mit ihren Abteilungen und den Zählfeldern (Eckert et al., 2008, S.517) 2
- Abbildung 3: mikroskopische Darstellung der verschiedenen Parasiteneier (Zopf, 2014 nach Eckert et al., 2008, S.526 und 532) 3
- Abbildung 4: Test-Kit ParasiTrap der Firma Biosepar (Biosepar, 2013) 4
- Abbildung 5: Prinzipielle Ablaufdarstellung der praktischen Durchführung (Zopf, 2014 nach Biosepar, 2013) 4
- Abbildung 6: homogenisierter Kot (Zopf, 2014) 7
- Abbildung 7: Arbeitsanleitung der konzentrierten McMaster Methode nach FAO (Roepstorff & Nansen, 1998) 8
- Abbildung 8: Trichostrongyluseier (Zopf, 2014) 9
- Abbildung 9: Arbeitsanleitung des Parasiten-Diagnostik-Systems ParasiTrap (Zopf, 2014 nach Biosepar, o.J.) 11
- Abbildung 10: Arbeitsablauf von Einwaage bis Zentrifugation (Zopf, 2014) 12
- Abbildung 11: Darstellung zweier Zählkammern, die durch unterschiedliche Aufbereitungen gefüllt wurde (Zopf, 2014) 12
- Abbildung 12: Boxplot-Darstellung beider Methoden hinsichtlich der Parasiteneier pro Gramm Kot (Zopf, 2014) 15
- Abbildung 13: Gegenüberstellung der Zählergebnisse der McMaster- und ParasiTrap Methode bei der Gruppe der Hochausscheider (Zopf, 2014) 16
- Abbildung 14: Gegenüberstellung der Zählergebnisse der McMaster- und ParasiTrap Methode bei der Gruppe der Niedrigausscheider (Zopf, 2014) 17
- Abbildung 15: lineare Regressionsgerade der Niedrigausscheider (Zopf, 2014) 18
- Abbildung 16: lineare Regressionsgerade der Hochausscheider (Zopf, 2014) 18
- Abbildung 17: lineare Regressionsgerade für die Umrechnung von ParasiTrap auf die McMaster Methode (Zopf, 2014) 19
- Abbildung 18: Vergleich der Messergebnisse von McMaster mit denen nach der Berechnungsformel (Zopf, 2014) 20

## **Tabellenverzeichnis**

Tabelle 1: Einteilung des Infektionsgrades nach Anzahl der Eier pro Gramm Kot (Zopf, 2014 nach Hansen & Perry, 1994) 3

Tabelle 2: Gegenüberstellung der Mittel-, Minima- und Maximawerte beider Verfahren (Zopf, 2014) 14

## **Anhang**

### Datentabelle

Stichproben- anzahl	Methode	Hoch [1] / Tief [2]	Einwaage [g]	Eier	Faktor	Epg	Mittel- wert
1	McMaster	2	2,0	13	40	520	
	McMaster		2,0	10	40	400	
	McMaster		2,0	13	40	520	
	McMaster		2,0	17	40	680	<b>530</b>
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	<b>267</b>
2	McMaster	2	2,0	26	40	1040	
	McMaster		2,0	21	40	840	
	McMaster		2,0	20	40	800	
	McMaster		2,0	20	40	800	<b>870</b>
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	<b>301</b>
3	McMaster	1	2,0	52	40	2080	
	McMaster		2,0	56	40	2240	
	McMaster		2,0	45	40	1800	
	McMaster		2,0	55	40	2200	<b>2080</b>
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	7	133,33	934	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	<b>667</b>
4	McMaster	2	2,0	29	40	1160	
	McMaster		2,0	37	40	1480	
	McMaster		2,0	25	40	1000	
	McMaster		2,0	23	40	920	<b>1140</b>
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	<b>301</b>
5	McMaster	2	2,0	34	40	1360	
	McMaster		2,0	27	40	1080	
	McMaster		2,0	26	40	1040	
	McMaster		2,0	36	40	1440	<b>1230</b>

	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	<b>534</b>
6	McMaster	1	2,0	56	40	2240	
	McMaster		2,0	64	40	2560	
	McMaster		2,0	64	40	2560	
	McMaster		2,0	62	40	2480	<b>2460</b>
	ParasiTrap		0,2	9	133,33	1200	
	ParasiTrap		0,2	6	133,33	800	
	ParasiTrap		0,2	12	133,33	1600	
	ParasiTrap		0,2	7	133,33	934	<b>1134</b>
7	McMaster	1	2,0	83	40	3320	
	McMaster		2,0	83	40	3320	
	McMaster		2,0	87	40	3480	
	McMaster		2,0	96	40	3840	<b>3490</b>
	ParasiTrap		0,2	15	133,33	2000	
	ParasiTrap		0,2	16	133,33	2133	
	ParasiTrap		0,2	19	133,33	2533	
	ParasiTrap		0,2	13	133,33	1733	<b>2100</b>
8	McMaster	2	2,0	35	40	1400	
	McMaster		2,0	27	40	1080	
	McMaster		2,0	24	40	960	
	McMaster		2,0	25	40	1000	<b>1110</b>
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	<b>401</b>
9	McMaster	2	2,0	32	40	1280	
	McMaster		2,0	31	40	1240	
	McMaster		2,0	26	40	1040	
	McMaster		2,0	25	40	1000	<b>1140</b>
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	<b>334</b>
10	McMaster	1	2,0	58	40	2320	
	McMaster		2,0	54	40	2160	
	McMaster		2,0	48	40	1920	

	McMaster		2,0	47	40	1880	<b>2070</b>
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	<b>634</b>
11	McMaster	2	2,0	23	40	920	
	McMaster		2,0	30	40	1200	
	McMaster		2,0	20	40	800	
	McMaster		2,0	24	40	960	<b>970</b>
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	<b>401</b>
12	McMaster	1	2,0	46	40	1840	
	McMaster		2,0	40	40	1600	
	McMaster		2,0	36	40	1440	
	McMaster		2,0	35	40	1400	<b>1570</b>
	ParasiTrap		0,2	7	133,33	934	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	9	133,33	1200	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	<b>801</b>
13	McMaster	1	2,0	43	40	1720	
	McMaster		2,0	40	40	1600	
	McMaster		2,0	72	40	2880	
	McMaster		2,0	51	40	2040	<b>2060</b>
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	6	133,33	800	
	ParasiTrap		0,2	6	133,33	800	<b>600</b>
14	McMaster	2	2,0	29	40	1160	
	McMaster		2,0	21	40	840	
	McMaster		2,0	24	40	960	
	McMaster		2,0	22	40	880	<b>960</b>
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	<b>267</b>
15	McMaster	1	2,0	50	40	2000	
	McMaster		2,0	42	40	1680	

	McMaster		2,0	52	40	2080	
	McMaster		2,0	61	40	2440	<b>2050</b>
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	<b>567</b>
16	McMaster	1	2,0	46	40	1840	
	McMaster		2,0	39	40	1560	
	McMaster		2,0	52	40	2080	
	McMaster		2,0	30	40	1200	<b>1670</b>
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	7	133,33	934	<b>634</b>
17	McMaster	1	2,0	98	40	3920	
	McMaster		2,0	99	40	3960	
	McMaster		2,0	80	40	3200	
	McMaster		2,0	79	40	3160	<b>3560</b>
	ParasiTrap		0,2	12	133,33	1600	
	ParasiTrap		0,2	14	133,33	1867	
	ParasiTrap		0,2	14	133,33	1867	
	ParasiTrap		0,2	15	133,33	2000	<b>1834</b>
18	McMaster	1	2,0	61	40	2440	
	McMaster		2,0	67	40	2680	
	McMaster		2,0	49	40	1960	
	McMaster		2,0	66	40	2640	<b>2430</b>
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	6	133,33	800	<b>534</b>
19	McMaster	2	2,0	25	40	1000	
	McMaster		2,0	26	40	1040	
	McMaster		2,0	21	40	840	
	McMaster		2,0	27	40	1080	<b>990</b>
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	5	133,33	667	
	ParasiTrap		0,2	3	133,33	400	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	<b>434</b>
20	McMaster	2	2,0	19	40	760	



	McMaster		2,0	17	40	680	
	McMaster		2,0	22	40	880	
	McMaster		2,0	17	40	680	<b>750</b>
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	<b>234</b>
21	McMaster	1	2,0	54	40	2160	
	McMaster		2,0	55	40	2200	
	McMaster		2,0	55	40	2200	
	McMaster		2,0	54	40	2160	<b>2180</b>
	ParasiTrap		0,2	9	133,33	1200	
	ParasiTrap		0,2	8	133,33	1067	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	12	133,33	1600	<b>1101</b>
22	McMaster	2	2,0	23	40	920	
	McMaster		2,0	19	40	760	
	McMaster		2,0	19	40	760	
	McMaster		2,0	17	40	680	<b>780</b>
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	2	133,33	267	
	ParasiTrap		0,2	4	133,33	534	
	ParasiTrap		0,2	1	133,33	134	<b>301</b>

FH Gesundheitsberufe (G)  
Siemingerstraße 170  
4400 Steyr



Tel.: +43 050344-20011  
Fax: +43 05

## Exposé

**Name:** Zopf Melanie  
**Matrikelnummer:** 1110657041  
**Studiengang:** Biomedizinische Analytik  
**Lehrveranstaltung:** Bachelor Seminar 2

**Wels, 21. Jänner 2014**

### Arbeitstitel der Bachelorarbeit (Thema)

Vergleichende Evaluierung eines Parasiten-Diagnostik-Systems (ParasiTrap) und des Flotationsverfahrens durch die konzentrierte McMaster Methode (nach FAO) bei Kotproben kleiner Wiederkäuer

### Grund der Themenaufnahme:

- **Forschungsstand**

Kleine Wiederkäuer, zu denen Schafe und Ziegen gehören, sind in der Landwirtschaft wichtige Einnahmequellen (Produktion von Milch, Käse und Verkauf von Schafswolle). Daneben gibt es zahlreiche kleinere Betriebe, die Wiederkäuer im Nebenerwerb oder hobbymäßig halten. (Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover – Gesundheitsdienst für Kleinwiederkäuer, 02.01.2014)

Die Weidehaltung ist eine kostengünstige Nahrungsgrundlage. Voraussetzung für gesunde Tiere ist in der Regel die Weidehygiene. Bevor im Frühjahr die Tiere auf die Weide gebracht werden, müssen sie auf Parasiten untersucht werden. Dazu dienen verschiedene parasitologische Kotuntersuchungen, um die Verwurmung und auch deren Ausmaß festzustellen. (Aid– Gesund auf der Weide, 02.01.2014)

Infizierte Nutztiere verursachen in der Schaf- und Ziegenhaltung erhebliche wirtschaftliche Einbußen. Es kann zu deutlich verminderten Leistungen oder gar zum Tod der Tiere führen. Deshalb müssen befallene Tiere mit Anthelminthika behandelt werden, wobei aufgrund von Resistenzbildung der Würmer nur „so viel wie nötig und so wenig wie möglich“ verwendet werden soll. Um es nicht soweit kommen zu lassen, gibt es spezielle Parasitenbekämpfungsprogramme zu denen die Hygienemaßnahmen auf den Weiden und in den Ställen, regelmäßige Überwachung der Kotproben und frühzeitige parasitäre Behandlungen gehören.

(Hinney, 2012)

Es wird zwischen zwei Parasitenarten, den Ekto- und Endoparasiten unterschieden, wobei sich die Ektoparasiten auf der Körperoberfläche befinden und die Endoparasiten im Körperinneren leben. Diese Endoparasiten persistieren dann verschiedene Abschnitte des Magens und beeinträchtigen dadurch das Wirtstier. Geschlechtsreife Parasiten produzieren eine Vielzahl an Eiern, die mit dem Kot in Ställen und auf Weiden ausgeschieden werden. Aus den Eiern entwickeln sich infektiöse Larven, die mit dem Futter wieder aufgenommen werden. (Broschüre – Parasiten, Schafe und Ziegen; 11.10.2013)

Auf diese Weise werden auch von den gesunden Tieren, die auf dem Gras befindlichen Larven zu sich genommen. (Bauernhof.net; 02.01.2014)

- **Relevanz für den Beruf/die Berufsgruppe/ persönliches**

Damit die Tiere gesund erhalten werden und der Arzneimiteinsatz gering gehalten werden kann, sind regelmäßige Kotprobenuntersuchungen auf Ausscheidung von Parasiteneiern notwendig. Je nach verwendetem Testsystem gibt es unterschiedliche Durchführungsformen, die sich je nach entsprechendem Testkit im Aufwand, Aussagegenauigkeit und Kosten unterscheiden. Die konzentrierte McMaster Methode ist eine sehr genaue Methode, die aber einen gewissen Bedarf an Laborausstattung zur Durchführung benötigt und deshalb so in der landwirtschaftlichen Praxis nicht durchgeführt wird. Deshalb ist das Interesse groß, Verfahren, die in der landwirtschaftlichen Praxis leicht, einfach und kostengünstig durchzuführen sind, zu etablieren.

- **Erkenntnisinteresse**

Bereits in den Vorlesungen „Mikrobiologie und klinische Mikrobiologie“ und in den integrierten Lehrveranstaltungen „Mikrobiologische Analyseverfahren“ wurde mein Interesse für diesen Fachbereich geweckt. Darum wählte ich auch im fünften Semester „Vertiefende Laboranalytik 2“ um mich nochmals mit den Pathologiefächern und auch der Mikrobiologie zu widmen. Bei der Reflexion des letzten Semesters auf der FH habe ich erfahren, dass es am LFZ Raumberg Gumpenstein, Institut für Biologische Landwirtschaft und Biodiversität der Nutztiere in Wels bereits Themen für mögliche Arbeiten gibt. In einem Gespräch mit Herrn Dr. Leopold Podstatzky ergab sich, dass ein Methodenvergleich für die Parasitendiagnostik bei kleinen Wiederkäuern für das Institut von großer Interesse wäre. Die parasitologische Kotuntersuchung bei kleinen Wiederkäuern finde ich insofern sehr interessant, weil in unmittelbarer Nähe meines Wohnortes hobbymäßig diese Tiere gehalten werden. Die Besitzer sollen ebenfalls diese Untersuchungen regelmäßig durchführen lassen, um eventuelle Infektionen betroffener Tiere nachzuweisen.

## **Problemstellung**

Da eine Entwurmung nicht vorbeugend durchgeführt werden sollte (Resistenzbildung), müssen in regelmäßigen Abständen die Tiere auf Parasiten überprüft werden. Um nun die Verwurmung festzustellen, werden in der tierärztlichen Praxis Kotproben untersucht und semiquantitative Ergebnisse, die mit vielen Unsicherheitsfaktoren behaftet sind, erhalten. Ein am Markt befindliches Produkt (ParasiTrap) soll somit bezüglich dem Zählergebnis, Genauigkeit und Reproduzierbarkeit evaluiert und mit der konzentrierten McMaster Methode verglichen werden.

## **Zielsetzung der Bachelorarbeit**

In dieser Arbeit soll ein am Markt befindliches Kotprobenuntersuchungsverfahren (ParasiTrap) anhand des McMasterverfahrens evaluiert und verglichen werden.

### **Forschungsfrage (Fragestellungen)**

Ist das standardisierte Kotprobenuntersuchungsverfahren durch die McMaster Methode nach FAO quantitativ aussagekräftiger als das Kotprobenuntersuchungsverfahren ParasiTrap?

### **Vorläufige statistische Hypothesen**

$H_0$

Zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren PrasiTrap und der McMaster-Methode besteht kein Unterschied, weder quantitativ im Zählergebnis noch in der Reproduzierbarkeit.

$H_1$

Zwischen dem Kotprobenuntersuchungsverfahren PrasiTrap und der McMaster-Methode besteht ein Unterschied, sowohl quantitativ im Zählergebnis als auch in der Reproduzierbarkeit.

### **Untersuchungsansatz – Methodik**

Zum grundlegenden Wissensgut zählen verschiedene frei zugängliche Berichte diverser Medien, welche in der Quellenlage angeführt sind. Die für die erfolgreiche Suche nützlichen Keywords waren „Wiederkäuer – Landwirtschaft – McMaster – ParasiTrap“, sowie entsprechende Querverweise in diversen Publikationen.

Bei der Arbeit selbst handelt es sich um eine Experimentalstudie mit einem quantitativen Forschungsansatz. Die Datenerhebung zur Erstellung der Vergleichswerte für die McMaster Methode wird in meinem zwei monatigen Pflichtpraktikum am LFZ Raumberg Gumpenstein, Institut für Biologische Landwirtschaft und Biodiversität der Nutztiere in Wels erfolgen. Im Rahmen dieser Arbeit werden in einem Zeitraum von sechs bis sieben Wochen ca. zweimal wöchentlich Kotproben von den immer gleichen neun Ziegen vom Institut am morgen jeweils frisch gesammelt. D.H. bei dieser Arbeit handelt es sich um eine Stichprobenanzahl von mindestens 12 pro Methode, welche immer in vier Wiederholungen stattfinden. Der Kot wird homogenisiert und jeweils Suspensionen verschiedener Konzentrationen (hoch – niedrig) hergestellt, und parallel mit beiden Verfahren, der McMaster- und ParasiTrap Methode analysiert. Um eine repräsentative Probenanzahl zu erhalten, werden pro Untersuchungsmaterial mehrmalige Wiederholungen beider Methoden durchgeführt. Im Mikroskop werden so dann die vorhandenen Parasiteneier ausgezählt und auf die Eiausscheidung pro Gramm Kot in der zuvor hergestellten Suspension hochgerechnet. Durch eine statistische Auswertung soll ein Unterschied beider Verfahren berechnet werden. Zuerst wird der Mittelwert für jede Methode pro Untersuchungsmaterial berechnet. Danach erfolgt die Testung auf Normalverteilung mittels Kolmogorov-Smirnov-Test, wobei dieses Ergebnis dann ausschlaggebend für die weitere Berechnung ist. Handelt es sich um eine Normalverteilung wird der Zwei-Stichproben-T-Test angewendet, um dann Bezug auf die aufgestellten Hypothesen zu nehmen. Ist die Verteilung nicht normalverteilt, wird der Mann-Whitney-U-Test angewendet und dann ebenfalls Bezug zu den Hypothesen genommen. Weiters finden noch geeignete grafische Darstellungen statt. Für die diversen Berechnungen und grafischen Darstellungen wird das Statistikprogramm SPSS verwendet.

### **Zeitliche Projektdurchführung**

23.11.13 – 30.04.14	Literaturrecherche
21.01.14	Abgabe des Exposé
03.2.14 – 14.02.14	praktische Durchführung der Arbeit I
31.3.14 – 16.05.14	praktische Durchführung der Arbeit II
01.2.14 – 21.05.14	Verfassen der Arbeit
22.05.14 – 05.06.14	Finale Korrektur
06.06.14	Abgabe der Bac2-Arbeit

### **Vorläufige Gliederung**

Titelblatt

    Eigenständigkeitserklärung

Kurzfassung

Abstract

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung

2. Theoretische Grundlagen

3. Methodik

4. Ergebnisse

5. Diskussion

6. Schlussfolgerung

    Literaturverzeichnis

Tabellenverzeichnis

    Abbildungsverzeichnis

Abkürzungsverzeichnis

Anhang

### **Quellenlage (Literatur, Quellen, verwendete Materialien)**

Grundlegendes Wissensgut

Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover – Gesundheitsdienst für Kleinwiederkäuer; 02.01.214;  
URL: [http://www.tiho-hannover.de/kliniken-  
institute/kliniken/klinik-fuer-  
kleine-  
klauentiere/service/gesundheitsdienst-  
fuer-kleinwiederkaeuer/](http://www.tiho-hannover.de/kliniken-institute/kliniken/klinik-fuer-kleine-klauentiere/service/gesundheitsdienst-fuer-kleinwiederkaeuer/)

Aid - Ernährung, Landwirtschaft, Verbraucherschutz – Gesund auf der Weide; 02.01.214; URL:  
<http://www.aid.de/landwirtschaft/schafe.php>

Barbara Hinney; Parasitologische Fachtagung für biologische Landwirtschaft; Wichtige Würmer der

kleinen Wiederkäuer und ihre wirtschaftliche Bedeutung; 2012; ISBN: 978-3-902559-83-8; Seiten 1-6

Dr. Leopold Podstatzky, Broschüre – Parasiten, Schafe und Ziegen; LFZ Raumberg Gumpenstein, Institut für Biologische Landwirtschaft und Biodiversität; 11.10.2013; URL: [http://www.ooe-tgd.at/Mediendateien/PARASITEN\\_BEIM\\_KLEINEN\\_WIEDERKaeUER.pdf](http://www.ooe-tgd.at/Mediendateien/PARASITEN_BEIM_KLEINEN_WIEDERKaeUER.pdf)

Bauernhof.net – Landwirtschaft zum Anfassen – Wiederkäuer; 02.01.2014; URL: [http://www.bauernhof.net/lexikon/lex\\_uvwx/yz/wiederkaeuer.htm](http://www.bauernhof.net/lexikon/lex_uvwx/yz/wiederkaeuer.htm)

Biosepar; Gesellschaft für Medizin- und Labortechnik mbH; PrasiTrap-System; 20.12.2013; URL: <http://www.biosepar.de/PTSDE.htm>

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) – Techniques for parasite assays and identification in faecal samples; 29.12.2013; URL: <http://www.fao.org/wairdocs/ilri/x5492e/x5492e05.htm>