

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Institut für Parasitologie
(Leiterin: Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim)

Vorkommen von Trichostrongyliden auf Tiroler Almen

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Julia Heidenreich

Wien, im Juni 2023

Betreuerin: Dipl.EVPC Drⁱⁿ med.vet. Barbara Hinney

Institut für Parasitologie

Department für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Begutachter: Ao.Univ.-Prof. Dipl.ECVPH Dr.med.vet. Peter Paulsen

Abteilung für Hygiene und Technologie von Lebensmitteln

Department/Universitätsklinik für Nutztiere und öffentliches

Gesundheitswesen in der Veterinärmedizin

Veterinärmedizinische Universität Wien

INHALTSVERZEICHNIS

| | | |
|----------|--------------------------------------------------------------------------|----|
| 1. | EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG | 6 |
| 2. | LITERATURÜBERSICHT | 7 |
| 2.1. | TRICHOSTRONGYLIDEN IM ALLGEMEINEN | 7 |
| 2.2. | BIOLOGIE UND RELEVANZ DER WICHTIGSTEN TRICHOSTRONGYLIDEN BEIM RIND | 8 |
| 2.2.1. | Systematik und Morphologie | 8 |
| 2.2.1.1. | Systematik und Morphologie von <i>Ostertagia ostertagi</i> | 9 |
| 2.2.2. | Lebenszyklus | 9 |
| 2.2.2.1. | Besonderheiten von <i>Ostertagia ostertagi</i> | 10 |
| 2.2.3. | Vorkommen und Verbreitung | 11 |
| 2.3. | PATHOLOGISCHE VERÄNDERUNGEN UND KLINIK | 14 |
| 2.3.1. | Trichostrongyriden im Allgemeinen | 14 |
| 2.3.1.1. | <i>Nematodirus</i> spp. | 14 |
| 2.3.1.2. | <i>Cooperia oncophora</i> | 15 |
| 2.3.1.3. | <i>Ostertagia ostertagi</i> | 15 |
| 2.3.2. | Immunität | 16 |
| 2.3.3. | Ökonomische Bedeutung | 17 |
| 2.4. | DIAGNOSTIK | 18 |
| 2.4.1. | Koproskopische Verfahren | 18 |
| 2.4.1.1. | Flotationsverfahren | 18 |
| 2.4.1.2. | McMaster-Zählverfahren | 18 |
| 2.4.1.3. | Larvenkultur | 19 |
| 2.4.2. | Serum Pepsinogen | 19 |
| 2.4.3. | Antikörper-ELISA | 20 |
| 2.5. | THERAPIE UND BEKÄMPFUNG | 21 |
| 3. | EIGENE ARBEIT | 23 |
| 3.1. | MATERIAL UND METHODEN | 23 |

| | | |
|-----------|-------------------------------------------|----|
| 4. | ERGEBNISSE | 25 |
| 5. | DISKUSSION | 28 |
| 6. | ZUSAMMENFASSUNG | 30 |
| 7. | SUMMARY | 31 |
| 8. | LITERATUR | 32 |
| 9. | ABBILDUNGS- UND TABELLENVERZEICHNIS | 37 |
| 10. | ANHANG | 39 |

Danksagung

Zuallererst möchte ich mich bei meiner Diplomarbeiten-Betreuerin Dr.med.vet Dipl. EVPC Barbara Hinney für ihre Unterstützung, ihren Einsatz und ihre Geduld bedanken.

Außerdem danke ich herzlich allen MitarbeiterInnen im Parasitologie Labor bei der Hilfe und für das immer offene Ohr für Fragen.

Auch meiner Mitstreiterin Helena Hochreiter danke ich vielmals für die vielen gemeinsamen Arbeitsstunden im Labor und für die Unterstützung während des aktiven Schreibens bedanken.

Auch meiner Mama, meiner Schwester und meinem Freund möchte ich herzlich für das regelmäßige Korrekturlesen, Mut machen und der nie aufhörenden Unterstützung in diesem Studium danken.

1. Einleitung und Fragestellung

Die zu den Nematoden gehörenden Trichostrongylidae zählen zu den wichtigsten Endoparasiten der Wiederkäuer. Die wichtigsten Vertreter sind *Ostertagia ostertagi*, *Trichostrongylus axei*, welche das Abomasum besiedeln, sowie *Cooperia oncophora* und *Nematodirus helvetianus*, welche im Dünndarm parasitieren (1). Diese Arbeit soll einen Überblick über eben genannte Trichostrongyliden verschaffen, mit gesondertem Augenmerk auf *O. ostertagi*.

Die Trichostrongylose ist eine Weideinfektion und kann eine parasitäre Gastroenteritis (PGE) auslösen. Wie hoch die Wahrscheinlichkeit für eine Infektion der Herde ist hängt unter anderem mit der Parasitendynamik zusammen. Teilaspekte derer sind die klimatischen Bedingungen (Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Niederschlag) und die Immunität der Tiere. (2) Außerdem ist zu beachten, dass die verschiedenen Entwicklungsstadien unterschiedlich empfindlich auf niedrige Temperaturen und Austrocknung reagieren und die Parasiten in den hoch gelegenen Tiroler Alpen gut überwintern können (1, 15, 10). Immunitäten führen bei den betroffenen Rindern zu einer Reduktion der ausgeschiedenen Eier und geringeren Wurmbürden, wodurch der Infektionsgrad der Weide vermindert wird (1).

Im Rahmen dieser Arbeit wurden 11 Rinderbetriebe in den Tiroler Bezirken Pustertal, Lienz, Kufstein und Innsbruck-Land koproskopisch untersucht und damit die Prävalenz der Trichostrongyliden auf Tiroler Almen festgestellt. Drei Betriebe wurden zum ersten Mal im Herbst 2020 untersucht. Die restlichen Betriebe wurden dreimal in der Saison 2021 untersucht: vor dem Auftrieb auf die Alm, während der Almsaison und im Herbst 2021, nach der Almsaison. Die Ergebnisse sollen dann mit den Altersgruppen der Tiere und der Jahreszeit in Verbindung gebracht werden. Die Hypothese dieser Studie ist, dass aufgrund der mit dem Alter gebildeten Immunität, Jungtiere eine höhere Eiausscheidungsrate haben als adulte Rinder.

2. Literaturübersicht

2.1. Trichostrongyliden im Allgemeinen

Der Name Trichostrongylus setzt sich zusammen aus Trix, Gen. trichos (gr.), was Haar bedeutet und strongylus (griech.: rund), was sich auf ihre Körperform mit 5-30mm Länge bezieht. Sie sind die wichtigsten Nematoden der Haus- und Wildwiederkäuer und besiedeln das Abomasum (*O. ostertagi*, *T. axei*) und den Dünndarm (*C. oncophora*, *Nematodirus helvetianus*). *Nematodirus spp.* gehören zu der Familie Molineidae, sind aber den Trichostrongyliden so nahe verwandt, dass sie hier mit erwähnt werden (1).

Trichostrongyliden haben einen homoxenen Entwicklungszyklus, sie besiedeln in ihrer Entwicklung nur einen Wirt, wobei die Eier vom Wirt ausgeschieden werden, sie sich in der Umwelt bis zu ihrem infektiösen Stadium (L3) weiterentwickeln, welche dann oral von ihren nächsten Wirten aufgenommen werden. Daher ist die Anzahl der Infektionen stark saisonal beeinflusst. Trichostrongyliden unterscheiden sich untereinander in ihrer Wirtsspezifität. Während *O. ostertagi* fast nur Rinder befällt, kann *T. axei* Rinder, Schafe, Ziegen, aber auch Equiden und den Menschen befallen. *C. oncophora* befällt unterdessen große und kleine Wiederkäuer (1).

O. ostertagi ist für Jungrinder bei der ersten Weidesaison (3) besonders pathogen und verursacht je nach Befallsstärke unter anderem Leistungsminderung, Hypalbuminämie, Durchfall, Abmagerung und Inappetenz. Dieser Symptomkomplex kann unter parasitärer Gastroenteritis zusammengefasst werden. Wichtig zu erwähnen sind allerdings auch die subklinischen Schäden, die zu einer schlechteren Futtermittelnutzung führen. *C. oncophora* hingegen führt bei älteren Rindern durch Häufigkeit, Befallsstärke und die dadurch schnell gebildete Immunität seltener zu einer Symptomatik. Bei kleinen Wiederkäuern hat die größte Bedeutung *Haemonchus contortus*, der durch das Blutsaugen eine relevante Anämie und Ödeme verursachen kann. Häufig kommt es zu Mischinfektionen, vor allem bei der Ostertagiose (4).

2.2. Biologie und Relevanz der wichtigsten Trichostrongyliden beim Rind

2.2.1. Systematik und Morphologie

Die Hauswiederkäuer sind mit Trichostrongyliden befallen, die eine maximale Länge von 30mm erreichen und durch ihre stark reduzierte Mundkapsel ausgezeichnet sind. Die Männchen haben eine drei lappige Bursa copulatrix und zwei Spicula, welche zur Unterscheidung der einzelnen Arten herangezogen werden. Einige Arten besitzen zusätzlich auch ein Gubernaculum und einen Genitalkonus, wie zum Beispiel *Haemonchus contortus* und *O. ostertagi* (11,12). Zu den Trichostrongyliden werden Arten der Gattung Trichostrongylidae gezählt und, obwohl dies taxonomisch nicht ganz korrekt ist, auch Nematodirus, der zu den Molineidae gehört.

Während die Eier der Trichostrongylidae oval, dünnchalig und mit mindestens sechzehn Furchungszellen sind, unterscheiden sich die der Gattung *Nematodirus* darin, dass sie größer, dickschaliger sind und nur vier bis acht Furchungszellen aufweisen (1).

Stamm: Nematoda

Klasse: Scerenentea

Ordnung: Strongylida

Familie: Molineidae

Familie: Trichostrongylidae

Ein Merkmal der Nematoden (Fadenwürmer) ist das Abwerfen der Kutikula, welche von der Epidermis ausgeschieden wird. Dies wird Ecdysis genannt. Sie sind getrenntgeschlechtliche Würmer, die zylindrisch und fadenartig geformt sind. Der Verdauungsapparat der Fadenwürmer besteht aus einem Darm, welcher von der Mundhöhle bis zum After bei Weibchen beziehungsweise der Kloake bei Männchen zieht. Er gliedert sich in drei Abschnitte: Der erste Abschnitt ist die Mundhöhle, der nächste der Pharynx und der letzte der Mitteldarm (5).

Während in der Familie der Molineidae *Nematodirus* der wichtigste Vertreter ist, sind es bei den *Trichostrongylidae* die Gattungen *Ostertagia*, *Cooperia* und *Trichostrongylus*. Da *O. ostertagi* die höchste wirtschaftliche Relevanz und einen besonderen Lebenszyklus hat, wird dieser Endoparasit in den folgenden Kapiteln gesondert behandelt.

2.2.1.1. Systematik und Morphologie von *Ostertagia ostertagi*

O. ostertagi ist, wie oben erwähnt, ein homoxener Fadenwurm der Familie Trichostrongylidae und wird auch brauner Magenwurm genannt.

Stamm: Nematoda

Klasse: Scerenentea

Ordnung: Strongylida

Familie: Trichostrongylidae

Gattung: *Ostertagia*

Art: *Ostertagia ostertagi*

Ostertagia Arten lassen sich durch die Struktur ihres Schleimbeutels, des Genitalkegels, der Spicula (bei den Männchen) und durch Abmessungen des Ösophagusventils identifizieren. Die Cuticula weist im vorderen Bereich eine Querstreifung auf, im hinteren Bereich verliert sich diese. *Ostertagia spp.* kennzeichnen sich durch eine reduzierte bukkale Kapsel und einen quadratischen Kopf (6). Erwachsene männliche Würmer sind sechs bis sieben Millimeter, weibliche acht bis elf Millimeter lang. Die Eier sind 70-98 x 30-50 µm groß und enthalten 16 oder mehr Furchungszellen (1, 7). *O. ostertagi* L3 haben einen abgerundeten Kopf und im Gegensatz zu *Cooperia spp.* fehlen hier die zwei lichtbrechenden Körper. Von *Trichostrongylus spp.* lassen sie sich durch ihre längeren Cuticula Schwänze unterscheiden (8).

2.2.2. Lebenszyklus

Die Entwicklungsschritte der Trichostrongylidae lassen sich grob in eine externe und eine interne Entwicklung einteilen.

Extern beginnt sie mit der Ausscheidung von Eiern des befallenen Wirts, danach schlüpft das Larvenstadium L1 und entwickelt sich über Häutung zuerst zur L2 und weiter zur L3. Bei *Cooperia oncophora* dauert dieser Entwicklungsschritt ungefähr sechs (bei 20°C) bis 21 Tage (bei 10°C) (1). Dazu im Vergleich dauert dies bei *Ostertagia ostertagi* neun (bei 15°C) bis 28 Tage (bei 10°C) (9). Bei optimalen Bedingungen (feuchtes Klima, Niederschläge) bewegt sich die L3 vom Kot auf die Pflanzen der Umgebung, dies wird auch als Translation bezeichnet. Bei ungünstigen Wetterbedingungen können die Trichostrongyliden bis zu einem Jahr im Kot

verweilen (9, 10). Als „präparasitäre Phase“ wird der Entwicklungsschritt vom Ei bis zur L3 bezeichnet (9).

In der Umgebung können die Parasiten in drei verschiedenen Bereichen leben, in der oberen Erdschicht, der Mulchschicht und dem Blatt- und Stängelteil der Pflanzen. In der oberen Erdschicht überwintern die meisten Eier und Larven der Trichostrongyliden. Die Mulchschicht hat durch die abgestorbenen Pflanzenteile perfekte mikrobiologische Verhältnisse, wobei Dauerweiden die dickste Mulchschicht haben. Im Blatt- und Stängelteil halten sich Trichostrongyliden eher in den wärmeren Monaten auf, vor allem in den sonnengeschützten Bereichen, die stärker vor der Austrocknung geschützt sind. Hier werden die Parasiten auch am wahrscheinlichsten von ihrem Wirt aufgenommen (9).

Die interne Entwicklung, auch parasitäre Phase genannt, startet mit der peroralen Aufnahme der infektiösen Larve L3, welche dann von bestimmten Signalen (CO₂-Gehalt der Gasphase, pH-Wert) im Pansen oder Labmagen zur Ausscheidung von relevanten Enzymen angeregt werden. Die meisten L3, welche im Abomasum parasitieren, verlieren innerhalb der ersten zwölf Stunden ihre Bescheidung. Die Schlüsselreize für die Ecdysis sind der CO₂-Gehalt der Gasphase, das Puffersystem und ein pH von 6,5 – 6,9 (1). Trichostrongylidae, welche im Dünndarm parasitieren (*Cooperia spp.*, *Trichostrongylus colubriformis*), brauchen Pepsin und CO₂ (10, 11). Nach der Häutung entwickeln sich die Trichostrongylidae in ihrem Zielorgan weiter, sie dringen dabei vor allem in das Lumen von Mukosakrypten (*Trichostrongylus axei*) des Labmagens ein, oder in Lieberkühnsche Krypten des Dünndarms (*Cooperia spp.*). Dies wird als paramukosale Phase bezeichnet, in welcher die L3 nach kurzer Zeit eine erneute Häutung durchlaufen und sich zu geschlechtsreifen L4 entwickeln (1, 15, 16).

2.2.2.1. Besonderheiten von *Ostertagia ostertagi*

Die ersten Entwicklungsschritte von *Ostertagia ostertagi* unterscheiden sich nicht von den restlichen Trichostrongylidae. 14 Tage nach der Ei-Ausscheidung können Larven in der umliegenden Umgebung gefunden werden (30). Die optimalen Umweltbedingungen für die Entwicklung von L1-L3 liegen bei 23°C Umgebungstemperatur und einem Wassergehalt im Kot von 60-70%. L1 und L2 haben hierbei die höchste Empfindlichkeit auf niedrige Temperaturen und Austrocknung (1, 10).

Der wichtigste Unterschied zu den meisten anderen Trichostrongyliden ist, dass *O. ostertagi* in ein hypobiotisches L4 Stadium fallen kann. Hierbei ziehen sich die L4 Larven in die Mucosa zurück und warten auf bessere Umweltkonditionen um ihre Entwicklung fortzusetzen. In Nord-

und Mitteleuropa tritt dies besonders im späteren Sommer und Herbst auf, in Regionen mit trockenen Sommern eher im Frühling. Einflüsse auf die Induktion des hypobiotischen Stadiums sind noch nicht voll erforscht, dazu gehören Prädispositionen des Parasiten, Umweltfaktoren (Extremtemperaturen, Dürre) und der Immunstatus der Rinder (10, 12). Einen signifikanten Einfluss auf die Hypobioserate hat außerdem die Menge an anderen Nematoden, die ebenfalls vom Tier aufgenommen werden (17). Die Hypobiose Rate von *O. ostertagi* liegt bei ungefähr 4% (0-31%) (10, 12).

2.2.3. Vorkommen und Verbreitung

Der höchste Infektionsdruck besteht bei den Wiederkäuern während des Weidegangs. Trichostrongylidae sind in ihrer externen Entwicklung stark von Temperatur und Feuchtigkeit abhängig, wodurch eine deutliche Saisonalität auftritt. Diese Saisonalität ist je nach Region unterschiedlich ausgeprägt, Einflussfaktoren darauf sind unter anderem die Wetterverhältnisse, die geografische Lage oder die Höhenlage der Weiden (2). Die günstigsten Temperaturbereiche liegen bei über 6°C, während die Niederschlagsmengen sich bei über 50mm pro Monat am positivsten auf die Epidemiologie auswirken (9). Die Menge von L3 auf den Weiden steht proportional zu dem Kontaminationsgrad im vorigen Jahr, ist aber, wie oben erwähnt, von äußeren Verhältnissen stark abhängig. Im zeitigen Frühjahr ist die überwinterte Population von Larven recht groß (besonders bei *O. ostertagi* und *C. oncophora*), dies vermindert sich bis Mai/Juni. Außerdem fällt die Konzentration der Larven pro kg Futterpflanzen durch das Pflanzenwachstum stark ab. Je höher Almen in den österreichischen Alpen gelegen sind, desto besser überleben die Larven unter der Schneedecke und dadurch kann auch im Hochsommer mit erheblichen Larvenmengen gerechnet werden. Am Beginn der Weidesaison infizieren sich die Rinder mit überwinterten Nematoden (*O. ostertagi*, *C. oncophora*, *Nematodirus helvetianus*), nach erfolgreicher Weiterentwicklung der Parasiten scheiden sie frische Eier aus und sorgen damit für einen drastischen Anstieg des Infektionsrisikos durch eine neue Generation an infektiösen Larven. Zu diesem Zeitpunkt haben die Rinder eine gewisse Immunität gegen *N. helvetianus* aufgebaut, wodurch *O. ostertagi* und *C. oncophora* die wichtigsten Parasiten werden (1, 13).

Generell steigt die Menge an reifen *O. ostertagi* Eiern stark im Frühjahr, während im Herbst und Winter die unreifen Eier dominieren. Auch wurde beobachtet, dass die Anzahl der unreifen Eier von *Trichostrongylus axei* im Herbst steigt (14).

Die Parasiten, die das Tier infizieren, werden meist innerhalb einer kurzen Zeitspanne aufgenommen. Dies kann auf zwei unterschiedlichen Wegen passieren. Entweder kann die Weide durch eine Gruppe kontaminiert werden und sich danach eine andere Gruppe an den ausgeschiedenen und weiterentwickelten Larven infizieren, oder es besteht die Möglichkeit, dass eine Tiergruppe eine Weide zuerst nur leicht kontaminiert (15). Da aber die Weibchen pro Tag mehrere hundert Eier ausscheiden (16), reinfizieren sich die Rinder wieder. Dies wird auch Autoinfestation genannt (19). Wenn Rinder eine große Menge an infektiösen Larven aufnehmen, ist die Wurmbürde zwar wesentlich höher, allerdings schafft es nur eine geringere Prozentzahl der aufgenommenen Larven sich weiterzuentwickeln (1,15,16).

Die Artzusammensetzung der Trichostrongylidae ist abhängig von multiplen Faktoren, wie Klima, Jahreszeit, Region oder dem Alter der Tiere. Im Folgenden sind exemplarisch einige Studien zur Verteilung der Arten der verschiedenen Länder dargestellt.

Österreich

Innerhalb der Trichostrongylidae war *O. ostertagi* mit einem durchschnittlichen Prozentsatz von 81,4% am häufigsten vertreten, gefolgt von *Trichostrongylus axei* (75,7%). Außerdem zeigt sich, dass von Oktober bis März der Anteil an L4 von *O. ostertagi* größer ist, als der der Adulten. Ab März ist dies umgekehrt und der Prozentsatz von frühen L4 sinkt. Generell ist die Anzahl an *O. ostertagi* im Herbst am höchsten und am niedrigsten im Frühling. Bei *T. axei* ist der Anteil an L3 im Dezember am höchsten, generell sind die Adulten die meist vertretene Altersgruppe. Es ist auffällig, dass die Anzahl von *T. axei* generell ab Mai sinkt und im Sommer am niedrigsten ist (17).

Frankreich

In Westfrankreich wurden zu drei verschiedenen Zeitpunkten (August, Juni, Oktober) während der Weideperiode Gras in mehreren zehn Zentimeter großen Ringen eingesammelt und davon die Larven gezählt. *O. ostertagi* war im Juni die häufigste Spezies (durchschnittlich 80 Larven pro Probenring), im August *C. oncophora* (durchschnittlich 888 Larven pro Probenring) *Trichostrongylus spp.* kam prozentuell am seltensten vor (18).

Niederlande

Im Zeitraum von einem Jahr wurden jede Woche vier Milchkühe post mortem parasitologisch untersucht. *O. ostertagi* und *T. axei* waren hier die häufigsten Trichostrongyliden mit 94%, beziehungsweise 75%. Die größte Menge an *O. ostertagi* waren in den Monaten von Juli bis September, Larven in Hypobiose waren prozentuell im Winter am öftesten vorhanden. Nur

eine beprobte Kuh wurde positiv auf *N. helvetianus* getestet, was einen Prozentsatz von 0,5 ausmacht. *C. oncophora* nahmen einen Anteil von einem Prozent ein (19). Auch in einer Studie, welche von 1997-1998 an 125 Milchkühen durchgeführt wurde, war *O. ostertagi* der häufigste Parasit (97%), gefolgt von *T. axei* (29%). *C. oncophora* wurde bei 4% der Tiere nachgewiesen. L4 waren zu 91,4% im Dezember vorhanden, im Oktober nur zu 3,3% (20).

Belgien

In Belgien wurden ebenfalls in einer Periode von einem Jahr parasitologische Pathologie Untersuchungen an Milchkühen durchgeführt. Das Vorkommen von L3 Larven lag hierbei mit 62% bei *O. ostertagi*, 18% *T. axei* und zu sechs Prozent *C. oncophora*. Generell waren 89% der untersuchten Kühe positiv auf gastrointestinale Parasiten. Außerdem war auffällig, dass die Eizahl im Kot nicht mit der Anzahl der Würmer im Abomasum korrelierte (21). Durch trockene Sommer sank die Anzahl der Eier im Kot drastisch, ebenso wie die Anzahl durch Sommer mit höherem Niederschlag stark stieg (22).

Spanien

Im Nordwesten Spaniens wurde 2006 eine Studie über die Prävalenz von gastrointestinalen Nematoden durchgeführt. Die Untersuchungsmethoden waren die Beobachtung der Menge an L3 auf der Weide, der Menge an ausgeschiedenen Eiern, Blut Pepsinogen Level und Schlachtuntersuchungen. Das Klima während der dreijährigen Untersuchung war mild und schwül im Winter und trocken im Sommer. Die maximale Eiausscheidung war in zwei von drei Jahren im Mai/Juni, im dritten Jahr im Oktober. Generell wurden bei pathologischen Untersuchungen *O. ostertagi*, *C. oncophora*, *Trichuris ovis* und *O. lyrata* gefunden, wobei *O. ostertagi* (98,52% der Parasiten im Abomasum) und *C. oncophora* (97,9% im Dünndarm) in der Häufigkeit dominierten. Bei Kotuntersuchungen wurden zusätzlich *Haemonchus spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Nematodirus spp.*, *Bunostomum spp.* und *Strongyloides* entdeckt (23).

Deutschland

In 2003 wurden 15 Holstein Bullen in Schleswig Holstein ohne Anthelminthika-Behandlung beim Schlachten auf Nematoden untersucht. Das Ergebnis war, dass *O. ostertagi* bei 100%, *C. oncophora* bei 86,7% und *T. axei* bei 80% der untersuchten Rinder vorkam. *N. helvetianus* wurde nur bei 13,3% nachgewiesen. Außerdem wurden bei 100% der beprobten Bullen inhibierte *O. ostertagi* L4 vorgefunden (24).

Irland

Schlachtuntersuchungen wurden im Herbst 2002 bei 30 Fleisch- und Milchrindern und Sommer 2003 bei 68 Tieren durchgeführt. Im Herbst wurde *O. ostertagi* bei 10% der beprobten Rinder gefunden, *C. oncophora* war dominierend (43%). Im Sommer wurden vergleichsweise bei 53% der Abomasa *O. ostertagi* gefunden, *T. axei* bei 25% und *C. oncophora* bei 48%. Die geringere Anzahl an Parasiten kann durch die geringeren Herdengrößen auf größeren Weiden in Irland zurückgeführt werden (25).

2.3. Pathologische Veränderungen und Klinik

2.3.1. Trichostrongyloiden im Allgemeinen

Trichostrongyloiden führen generell zu Anorexie, der Veränderung von Verdauung und Verwertung von Proteinen und Wasser- und Elektrolyt-Veränderungen.

Die Verminderung der Futteraufnahme ist eine der wichtigsten Faktoren, die zu einer schlechteren Leistung der Rinder führt. Wie es genau zu der Anorexie kommt, ist noch nicht beschrieben. Es wird allerdings vermutet, dass es mit der Sekretion verschiedener Hormonzellen im Gastrointestinaltrakt (Cholecystokinin und Gastrin) oder Sekretionen der Würmer zu tun hat. Außerdem haben auch Schmerzen eine Auswirkung auf das Fressverhalten der Tiere (26). Durch eine erhöhte Gastrinsekretion kommt es zu einer Hemmung der Motilität und der Entleerung der Vormägen (1).

Erhöhte Mucus-Produktion und Flüssigkeitsverluste haben Auswirkungen auf den Proteinhaushalt und Proteinstoffwechsel. Dies erkennt man an einem erhöhten Stickstofflevel im Harn. Stickstoffhaltige Aminosäuren werden somit von der Peripherie (Muskel, Haut, Leber) in den Gastrointestinaltrakt umverteilt, wodurch das Wachstum negativ beeinflusst wird (26).

Diarrhoe ist das Hauptsymptom in klinischen Parasitosen, welches zu Problemen mit dem Wasser- und Elektrolythaushalt führt (26).

Trichostrongylose ist vor allem eine Jungtiererkrankung, die vermehrt in der zweiten Weideperiode auftritt und hauptsächlich chronisch verläuft. Die häufigsten Symptome sind Diarrhoe, Inappetenz, verminderte Leistung und mangelhafte Gewichtszunahme. Nur in schweren Fällen lassen sich Exsikkose, Hypalbuminämie und Ödembildung erkennen (1).

2.3.1.1. *Nematodirus* spp.

Bei klinischen Nematodirosen werden starke Anstiege der Lymphozytenzahl beobachtet, ebenso wie eine Vergrößerung der Lymphknoten im Gastrointestinaltrakt. Adulte Würmer können, bei starkem Befall, das Endothel des Gastrointestinaltraktes penetrieren (27). Die

Schleimhaut des Dünndarms ist dabei leicht geschwollen, fleckig oder diffus gerötet (1). Bei Kälbern tritt starker *Nematodirus*-Befall meist bei *N. helveticus* auf, dies wird im 2-3. Weidemonat besonders beschrieben (1).

2.3.1.2. *Cooperia oncophora*

Kälber zeigen während einer Cooperiose Inappetenz, Gewichtsverlust, schlechtere Stickstoff-Retention und einen Verlust an Plasma-Proteinen, welcher sich auch histologisch zeigt. Ebenfalls histologisch zeigen sich verdickte Mikrovilli und eine erhöhte Mucusproduktion (28).

Die eine alleinige Infektion mit *C. oncophora* führt nur selten zu klinischer Symptomatik.

2.3.1.3. *Ostertagia ostertagi*

Die Ostertagiose lässt sich in verschiedene Formen einteilen: Typ I, Prä-Typ II und Typ II.

Typ I, die Sommerostertagiose tritt besonders bei jungen Rindern auf. Wie zuvor erwähnt werden die infektiösen L3-Larven während der Weideperiode von den Jungrindern aufgenommen und entwickeln sich dann innerhalb von 21 Tagen in den Drüsen des Abomasums zu adulten Würmern. Charakteristisch sind hierbei erhabene weiße Knötchen, welche das Abomasum in einer ledrigen Struktur erscheinen lassen und außerdem eine hyperplastische Gastritis, deren Entwicklung sich in drei Phasen unterteilen lässt (29, 30).

In Phase I konzentrieren sich die histologischen Veränderungen der Zellen auf den Bereich, in dem die Larve verweilt. Die Veränderungen sind unter anderem eine schlecht differenzierte Zellpopulation und Hyperplasie der Becherzellen. In Phase II breiten sich die Veränderungen auf umliegende Regionen der Schleimhaut aus, es kommt zu epithelialer Zytolyse und dem Verlust von oberflächlichem Epithel. Die Larven sind in dieser Phase maturiert und wandern aus den Drüsen aus. Die dritte Phase beschreibt die wieder auftretende physiologische Morphologie, nach dem Auswandern der Parasiten, dies geschieht ungefähr 16-35 Tage nach der Infektion (29). Während subklinische Infektionen lediglich eine reduzierte Leistung oder verminderte Zunahmen verursachen, kommt es bei schwereren Infektionen zu klinischen Symptomen einer PGE. Die Morbidität ist hierbei hoch, während die Letalität gering ist (30).

Prä-Typ II beschreibt das Stadium der Larven, in welchem sie in den Drüsen des Abomasum in Hypobiose verfallen, meist ausgelöst durch den Temperaturabfall im Herbst und Winter. Diese Form der Ostertagiose ist asymptomatisch und reaktionslos, führt aber letztendlich zur Ostertagiose Typ II (30).

Rinder nach ihrer ersten Weidesaison sind eher von dem Typ II der Ostertagiose betroffen. Diese tritt besonders zwischen Januar und Mai auf. Oftmals bis zu mehrere tausend L4, die sich in Hypobiose befinden, können nun, ausgelöst von Umwelt- und Wetterbedingungen, plötzlich ihre Entwicklung fortsetzen. Durch die hohe Menge an gleichzeitig maturierenden Larven ist die Symptomatik hierbei schwerer als bei der Ostertagiose Typ I, die Tiere zeigen eine signifikantere Abmagerung und es endet oft mit dem Tod der Tiere. Dadurch ist die Letalität hier hoch, während die Morbidität gering ist. Histologisch zeigt sich hierbei eine Infiltration von eosinophilen Granulozyten und Leukozyten Hyperplasien in der Lamina propria. Die massive Ansammlung und Weiterentwicklung der hypobiotischen Stadien führen dadurch auch zu stärkeren Entdifferenzierung und Hyperplasie der oben erwähnten Zellen. Dadurch entsteht eine stärkere Hypoproteinämie, welche Ödeme auslöst (30, 31).

Durch die eben beschriebenen histologischen Veränderungen kommt es auch zu signifikanten pathophysiologischen Vorgängen. Es kommt zu einer Reduktion der HCl-Sekretion und einem Anstieg des pH Wertes, was wiederum zu einer erhöhten Besiedlung des Labmagens mit Bakterien führt (1). Außerdem steigt mit dem Grad der Schädigung des Abomasums der Serum-Pepsinogen Wert korrelativ, da Pepsinogen durch den hohen pH-Wert nicht mehr in Pepsin umgewandelt werden kann. Erhöhte Gastrin-Werte können auf die Höhe der Wurmbürde zurückgeführt werden (32).

2.3.2. Immunität

Generell unterscheidet sich die immunologische Antwort der Tiere je nach Trichostrongyloidenart, Genetik und Immunität des Wirtes und Stärke und Dauer der Infektion. Allgemein wurde festgestellt, dass die Infektion mit Nematoden TH2-Cytokin (insbesondere IL-4 und IL-13) gesteuerte Infektionen auslösen, welche eine Infiltration der Mukosa mit Mastzellen, eine Hyperplasie der Becherzellen und damit einhergehende erhöhte Mucin-Produktion und eine Eosinophilie verursachen (1). Immunitäten führen zu geringeren Wurmbürden und verminderten Eiausscheidungen.

Ostertagia ostertagi

Rinder, die erstmalig mit *O. ostertagi* infiziert werden, zeigen die ersten Immunreaktionen erst nachdem adulte Würmer aus den Magendrüsen ausgetreten sind. Diese äußern sich mit erhöhten Th1 und Th2 Cytokinpiegeln (IL-4, IL-10, IL-13, IL-18, IFN- γ) (1). Die Immunität gegenüber *O. ostertagi* baut sich nur sehr langsam auf. Somit ist es selten, dass Rinder unter zwei Jahren einen nennenswerten Immunstatus erreichen. Dies hat zwar Einfluss darauf wie

viele Larven es bis zu adulten Phase schaffen, allerdings gibt es keinen kompletten Schutz vor Reinfektionen. Generell kommt es durch Ostertagiose zu einer erhöhten Ansammlung von eosinophilen Granulozyten im abomasalen Gewebe. Diese führen allerdings auch zu erneuten Schleimhautschädigungen durch Toxine (12, 26, 33, 34).

Cooperia oncophora

Eine einmalige Monoinfektion führt bei *C. oncophora* zu Immunität. Diese entsteht innerhalb von acht bis zehn Wochen durch CD4+ Zellen, welche sich signifikant in der Peripherie (Blut, Lymphknoten, Peyer Platten) 14 Tage post infectionem erhöhen (35).

2.3.3. Ökonomische Bedeutung

Parasitenbelastung kann, je nach Intensität, zu einem schlechteren Futterumsatz, einer niedrigeren Milchmenge, schlechteren Fruchtbarkeit und einer schlechteren Fleischqualität führen und ist somit eine der wichtigsten Ursachen für ökonomische Verluste (26, 36). Trichostrongylen führen außerdem generell zu einer verminderten Futteraufnahme, was ebenfalls zu Leistungseinbußen führt (26).

Studien aus den Jahren 1967-1969 verglichen die Gewichtszunahme von infizierten und nicht infizierten Rindern in Kanada. Die Gewichtskontrollen wurden im zwei Wochen Rhythmus durchgeführt. Während die Kontrollgruppe bis zu 800 Gramm pro Tag zunahm, erreichte die infizierte Gruppe nur maximal 680 Gramm Zunahme pro Tag. Dies führte zu Verlusten von durchschnittlich 30\$ in der Fleischindustrie (36).

Eine Studie aus dem Jahr 2017 beschrieb den Verlust durch Trichostrongylen in Mexiko. Er lag ungefähr bei 1,37 – 1,78 Kilogramm Milch pro Kuh und Tag, dies führt zu jährlichen Verlusten zwischen 5565€ bis 7011€. Die Kosten pro Kuh, die sich durch die verringerte Leistung und auch die Anthelminthika-Kosten ergeben, beliefen sich auf 158€ bis 198€ pro Tag (37).

Eine ähnlich durchgeführte Studie in Deutschland ergab einen mittleren jährlichen Verlust von 721€, wobei eine geringere Milchleistung der Hauptgrund für diese ökonomischen Auswirkungen ist.

Die Kosten durch Helminthen infizierte Tiere wurden in einer Studie durch die Summe von Verlusten (verminderte Gewichtszunahme/Milchleistung/Fertilität) und den Kosten von Anthelminthika berechnet. Diese lagen insgesamt in den 18 teilnehmenden Ländern bei 1,8

Milliarden Euro, wobei sich davon 81% durch Produktionsverluste erklären lassen. In Österreich allein belaufen sich die Kosten auf ungefähr 26 Millionen Euro (38).

Auch auf die Schlachtkörperqualität haben Infektionen mit Trichostrongyriden Einfluss. Je nach Befallsstärke zeigen Schlachtuntersuchungen sowohl ein geringeres Körpergewicht der Rinder, als auch einen geringeren Fettansatz (39).

2.4. Diagnostik

2.4.1. Koproskopische Verfahren

2.4.1.1. Flotationsverfahren

Trichostrongyriden- oder Nematodirus-Eier sind über das Flotationsverfahren nachzuweisen. Dafür wird entweder Kot des Einzeltieres oder auch Sammelkotproben von der ganzen Herde genommen. Die Stärke des Befalls korreliert hierbei oft nicht mit den Eizahlen pro Gramm Kot, ebenso wenig mit der klinischen Symptomatik. Außerdem können die Eier der verschiedenen Trichostrongyridenarten nur schwer mikroskopisch differenziert werden, mit der Ausnahme der großen Nematodirus-Eier. Diese genaue Diagnose der unterschiedlichen Trichostrongyriden Gattungen kann allerdings mit einer Larvenanzüchtung (L3) erreicht werden (1).

Für die Flotation werden 3-5g Kot mit 45ml Flotationsmedium gemischt und anschließend durch ein feines Sieb (Maschenweite 250–300 µm) in Zentrifugenröhrchen gegossen. Zentrifugiert wird die Suspension für drei Minuten bei 300-500 x g. Dann werden mit einer Drahtöse drei bis fünf Tropfen von der Oberfläche entnommen und auf einen Objektträger übertragen. Die Sensitivität liegt beim Flotationsverfahren bei ungefähr 70-90% (1).

Wie oben erwähnt, geben die Eizahlen wenig Aufschluss über den tatsächliche Wurmbürde im Patienten. Vor allem *Ostertagia ostertagi* hat eine recht geringe Ei-Ausschüttung, wodurch eine Kombination mit anderen diagnostischen Verfahren sicherer ist, wenn man die Schwere der Infektion einschätzen möchte (40).

2.4.1.2. McMaster-Zählverfahren

Die McMaster Zählkammer ist, im Gegensatz zum Flotationsverfahren, eine quantitative Methode um Trichostrongyriden nachzuweisen. Hierbei geschieht die Flotation in einer Zählkammer und die Eier werden mit Hilfe einer markierten Fläche ausgezählt. Danach wird es auf 1g Kot heruntergerechnet und somit kann das Ergebnis mit EpG oder OpG (Eizahl pro Gramm Kot) angegeben werden (1).

Hierbei werden 4g Kot mit 30ml gesättigter NaCl Lösung verrührt, durch ein Sieb in einen Messbecher gegossen und dieser dann mit derselben Lösung auf 60ml aufgefüllt. Die fertige Suspension wird dann gründlich durchgemischt und in die Zählkammern gefüllt. Vor dem Mikroskopieren ist es wichtig die Zählkammern noch fünf bis zehn Minuten lang stehen zu lassen, damit die Parasiteneier flotieren können (1).

$$EpG = \frac{\text{Eizahl aus beiden Zählfeldern (N)}}{\text{Kotmenge (g)} \times \text{Zählfeldgröße (cm}^2\text{)}} \times \frac{\text{Suspensionsvolumen (ml)}}{\text{Kammerhöhe (cm)} \times \text{Anzahl Zählfelder}}$$

Neben der McMaster Zählkammern gibt es auch (Mini)-FLOTAC Geräte. Hierbei werden für 5g Kot mit 45ml gesättigter NaCl-Lösung vermischt und durch ein engmaschiges Sieb gegossen. Danach wird unter ständigem Rühren Suspension entnommen und in den FLOTAC gefüllt, wobei auch hier vor dem Mikroskopieren zehn Minuten gewartet werden muss. Nach Ablauf der Zeit wird die obere Disk um 90° gedreht und der oberste Flüssigkeitsfilm auf die Zählplatte gebracht. Hierbei ist die Sensitivität bei beinahe 100% und somit mehr als bei der herkömmlichen McMaster-Zählung (1).

2.4.1.3. Larvenkultur

Um Trichostrongylden voneinander zu unterscheiden, müssen aus den sich im Kot befindlichen Eiern L3 Larven herangezüchtet werden. Erst dann ist eine morphologische Differenzierung möglich (1).

Hierfür werden mindestens 50g Kot entnommen und mit sterilisiertem Sägemehl vermischt. Dies wird dann in ein verschließbares Glas gefüllt (höchstens bis zur Hälfte auffüllen) und im Dunklen bei +25°C ungefähr eine Woche inkubiert. Um die Larven zu gewinnen, wird das Kotgemisch leicht angepresst und das Glas bis an den Rand mit Wasser gefüllt. Dabei ist zu beachten, dass das Kulturmedium nicht aufgewirbelt wird und am Boden des Glases verweilt. Um die Larven zum Auswandern zu bringen wird eine Petrischale auf die Öffnung gestülpt und das Glas um 180° gedreht, so dass es auf dem Kopf steht. Nachdem die Petrischale zu 50% mit Wasser gefüllt wurde, wird das Glas 12 Stunden stehen gelassen. Nun kann man mit einer Pipette das Larvengemisch aufsaugen und mikroskopieren (1).

2.4.2. Serum Pepsinogen

Besonders für *Ostertagia ostertagi* Infektionen kann auch der Pepsinogenwert im Serum als diagnostische Methode herangezogen werden (1).

Hierbei wird Blut entnommen und danach der Pepsinogenwert im Serum bestimmt (32). Bei jungen, wurmfreien und unter Versuchsbedingungen aufgezogenen Kälbern, welche *O. ostertagi* zum ersten Mal aufgenommen haben, korreliert das Ergebnis mit der Wurmbürde und erhöhte Werte weisen auf eine eventuelle PGE (Parasitäre Gastroenteritis) hin. Bei älteren Tieren zeigt sich allerdings immer wieder eine physiologische Schwankung, welche nicht mit der Eizahl oder dem Wurmbefall zusammen hängt (41).

Die Erhöhung von Serum-Pepsinogen ist also ein Indikator für verschiedene physiologische und biochemische Veränderungen im Abomasum. Es steigt durch abosomale Verletzungen und einem steigenden pH-Wert, welche mit *O. ostertagi* Infektionen einher gehen und kann somit als Maß der Labmagenwandschädigung verwendet werden (32). Außerdem wurde eine Verzögerung von acht bis neun Wochen von den ersten klinischen Symptomen bis zum Anstieg des Pepsinogenspiegels beschrieben. Auch nach einer wieder hergestellten normalen abosomaln Funktion und nach komplettem Verlust der Wurmbürde bleiben die Pepsinogenlevel noch länger erhöht (42). Dadurch sollte die Serum Pepsinogen Messung nie als alleinige Diagnostik durchgeführt werden, sondern nur in Kombination mit anderen Methoden.

2.4.3. Antikörper-ELISA

Eine weitere Methode für minimalinvasive Diagnostik ist ein enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). Hierbei werden Tankmilchproben (auch Einzeltierproben sind möglich) verwendet und in ihnen Antikörper detektiert. Durch die Menge der Antikörper lässt sich ein direkter Rückschluss auf die Stärke der Infektion ziehen (43).

Am Tag der Probensammlung werden die Milchproben zentrifugiert (16.000 x g für 5 Minuten), das Fett wird entfernt und der Überstand eingesammelt und eingefroren. Um das restliche Fett zu entfernen, werden die Proben aufgetaut und erneut zentrifugiert und dann der ELISA durchgeführt (43). Für *O. ostertagi* gibt es kommerziell erhältliche Antikörper für ELISA, der SVANOVIR® (Boehringer Ingelheim SVANOVA, Uppsala, Schweden). Die Proben werden in Wells gefüllt, in denen sich Parasitenproteine befinden. Wenn die Probe Antikörper enthält, binden sie an die Platte. Bei einem indirekten ELISA werden folglich noch Sekundärantikörper hinzugefügt, die an den Primärantikörper aus der Milch binden. Gemessen wird die Reaktion auf ein hinzugefügtes Substrat, welches positive Proben verfärbt (44, 45).

Auch mit Serum ist es möglich ELISA durchzuführen. Dies hat Bedeutung bei *O. ostertagi* und *C. oncophora* (40).

2.5. Therapie und Bekämpfung

Anthelminthika werden zur Therapie und auch zur Metaphylaxe bei Trichostrongylidose verwendet, Wirkstoffgruppen sind hierbei (Pro-)Benzimidazole (Albendazol, Fenbendazol), Imidazothiazole (Levamisol) und Makrozyklische Laktone (Ivermectin, Doramectin, Moxidectin, Eprinomectin) (1, Tab. 1).

Tabelle 1: Anthelminthika für Rinder, wirksam gegen Trichostrongyliden mit Dosierungsvorschlägen, Wartezeiten und Darreichungsformen. (Deplazes et al. 2020, Arzneispezialitätenregister <https://asprezister.basg.gv.at>, Zugriff am 16.09.2022)

| Wirkstoffgruppe Wirkstoff | Dosierung in mg/kg | Wartezeit Milch/ess bare Gewebe | Applika- tionsform | Darreichungsform (Anzahl in Österreich zugelassener Präparate) <small>Quelle: https://asprezister.basg.gv.at Zugriff am 16.09.2022</small> |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------|-------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| Benzimidazole Albendazol Fenbendazol Oxfendazol | 7,5 7,5 4,5 | 84h / 7d 5d / 10d 5d / 14d | Per os | Suspension (5): Albendazol-aniMedica 10%, Albex 20%, Alphalben 10%, Valbazen 10%, Panacur 10% Granulat (2): Panacur 22%, Interzol 67,5% Bolus (1): Panacur 12g |
| Makrozyklische Laktone Doramectin Eprinomectin Ivermectin Moxidectin | 0,2 – 0,5 0,2 – 0,5 0,2 – 0,5 0,5 | 0h / 70d 0h / 63d -- / 49d 6d / 14d | Subkutan, dermal | Pour-On (9): Dectomax 0,5%, Taurador 0,5%. Elivec 0,5%, Eprinex 0,5%, Zeromectin 0,5%, Ivomec 0,5%, Noromectin 0,5%, Sumex 0,5%, Cydectin 0,5% Injektionslösung (6): Dectomax 1%, Eprexis 2%, Bimectin 1%, |

| | | | | |
|-------------------------------------|--|----------|--------|----------------------------------------------------|
| | | | | Ecomectin 1%, Ivomec 1%, Noromectin, Virbamec 1% |
| Imidazothiazole Levamisol | | -- /112d | Per os | Bolus (1): Chronomintic Retard Bolus 22,05g |

Da es immer häufiger zu Resistenzbildungen der Parasiten kommt, ist es essenziell von Anthelminthika unabhängig zu sein und nicht nur auf sie zu vertrauen. Zu einer nachhaltigen Parasitenkontrolle gehört unter anderem gutes Weidemanagement um die Befallsstärken auf der Weide zu reduzieren. Auch das selektive Behandeln ist dafür wichtig, ebenso wie alternative Strategien, wie die Zucht von widerstandsfähigeren Rassen.

3. Eigene Arbeit

3.1. Material und Methoden

Im Rahmen dieser Studie wurden insgesamt 808 Kotproben von 11 verschiedenen Tiroler Betrieben koproskopisch untersucht. Die Kotproben wurden entweder rektal entnommen oder spontan abgesetzt und eingesammelt, im Frühjahr von 287, im Sommer von 298 und im Herbst von 223 Rindern. Beprobte wurden die Tiere in der Saison 2021, jeweils einmal im Frühjahr vor dem Austrieb, im Sommer und im Herbst nach dem Abtrieb. Drei Betriebe wurden zusätzlich im Herbst 2020 beprobt (Tab. 2). Anschließend wurden sie mittels Mini FLOTAC auf Trichostrongylen untersucht. Außerdem wurde von jeder Probe ebenfalls auch eine Sedimentation und ein Auswanderverfahren durchgeführt, jene Ergebnisse sind in der Arbeit von Helena Hochreiter behandelt worden. Für die Ergebnisse wurden die Rinder in drei Gruppen eingeteilt: Erstsömmrige, Zweitsömmrige und Milchkühe.

Die Mini FLOTACs wurden nach folgendem Schemata durchgeführt. Zuerst wurden die entnommenen Proben vermischt und zu 5 Gramm Portionen abgewogen. Nachdem 45 Milliliter Kochsalzlösung hinzugefügt und die Probe durchsiebt wurde, erfolgte das Durchmischen mittels Magnetrührer. Ein Mini FLOTAC pro Probe wurde unter ständigem Rühren befüllt, nach zehn Minuten die obere Disk um 90° gedreht und so der oberste Flüssigkeitsfilm auf die Zählplatte aufgebracht.

Nach der Zählung unter dem Mikroskop wurde für jede Probe die EpG mittels folgender Formel berechnet:

$$EpG = \frac{\text{Eizahl aus beiden Zählfeldern (N)}}{\text{Kotmenge (g)} \times \text{Zählfeldgröße (cm}^2\text{)}} \times \frac{\text{Suspensionsvolumen (ml)}}{\text{Kammerhöhe (cm)} \times \text{Anzahl Zählfelder}}$$

Tabelle 2: Gruppenzusammensetzungen (K: Kühe, Z: Zweitsömmrig, E: Erstsömmrig)

| | Herbst 2020 | | | Frühjahr 2021 | | | Sommer 2021 | | | Herbst 2021 | | |
|------------------|------------------------|----|---|---------------|---|----|-------------|---|----|-------------|---|----|
| | Anzahl beprobter Tiere | | | | | | | | | | | |
| | K | Z | E | K | Z | E | K | Z | E | K | Z | E |
| Betrieb 1 | 10 | 10 | 7 | 81 | 5 | 17 | 76 | 4 | 14 | 77 | 5 | 17 |

4. Ergebnisse

Folgend werden die Ergebnisse der elf untersuchten Betriebe im Vergleich dargestellt. Im Anhang befinden sich Grafiken zu den einzelnen Betrieben. Bei den Ergebnissen muss beachtet werden, dass die Erstsömmrigen von Herbst 2020 im Jahre 2021 zu den Zweitsömmrigen zählen.

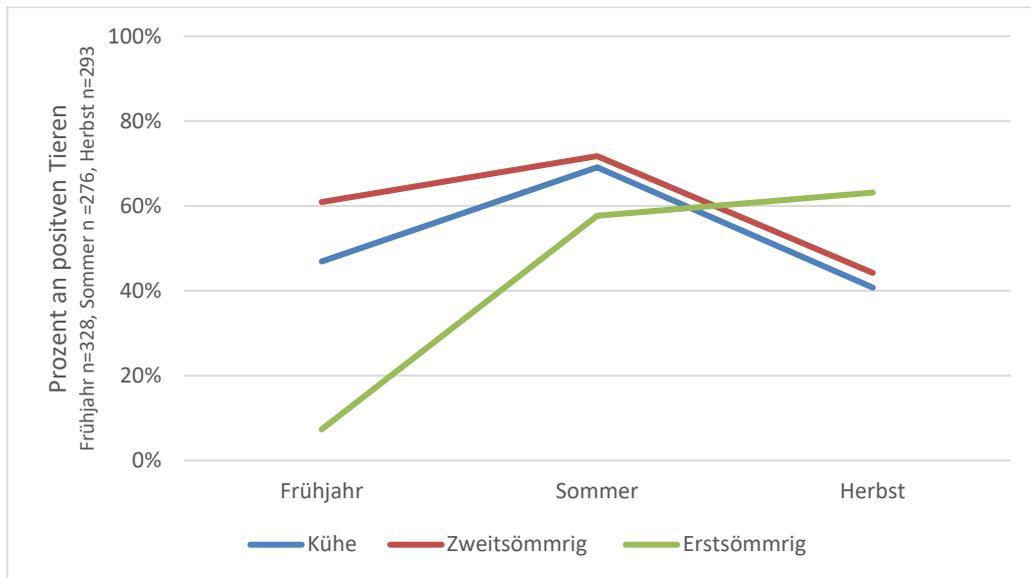


Abbildung 1: Anzahl „Trichostrongylidae“ positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend

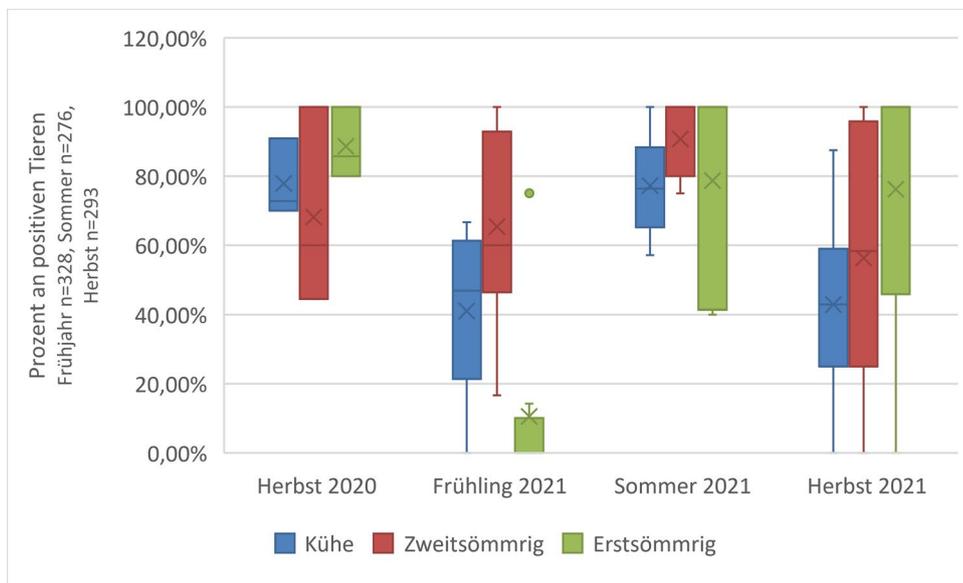


Abbildung 2: : Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend

Im Vergleich der Altersgruppen von allen Betrieben über die Saison sieht man den starken Anstieg von positiven Erstsömmrigen von 7% im Frühjahr bis 63% im Herbst. Die Kühe steigen

von 47% im Frühjahr, auf 69% im Sommer und sanken im Herbst wieder auf 40%. Der Anteil von positiven Zweitsömmrigen lag im Frühjahr bei 61%, stieg im Sommer auf 72% und sank im Herbst auf 44,23% (Abb. 1). Zwischen den verschiedenen Betrieben war eine große Streuung zu beobachten, wie zum Beispiel im Herbst 2021. Das Minimum der Zweitsömmrigen lag hier bei 0%, das Maximum bei 100%. Auch erkennt man einen Ausreißer im Frühling 2021, wo ein Betrieb 75% positive Erstsömmrige verzeichnete (Abb. 2).

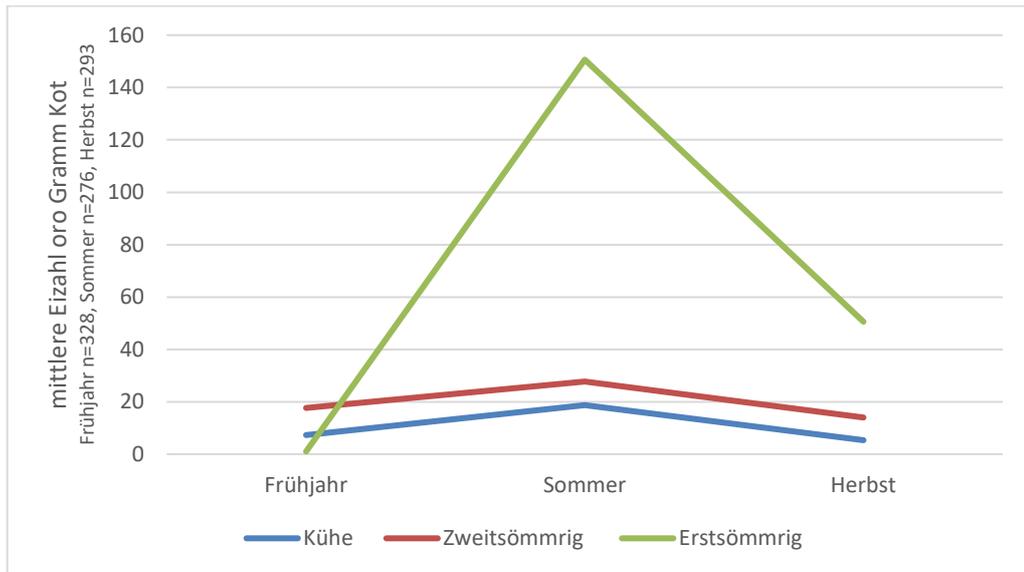


Abbildung 3: Arithmetisches Mittel der EPGs aller positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend

Die Eizahl der Kotproben der Kühe war im Saisonverlauf am geringsten, es waren im Frühjahr 7 EpG, im Sommer 19 EpG und im Herbst 5 Eier pro Gramm Kot. Vergleichend dazu sind es bei den Erstsömmrigen im Frühjahr 1 EpG, im Sommer 150 EpG und im Herbst 50 EpG. Die Zweitsömmrigen zeigten nur geringgradig höhere Werte als die Kühe mit 18 EpG im Frühjahr, 28 EpG im Sommer und 14 EpG im Herbst (Abb. 3).

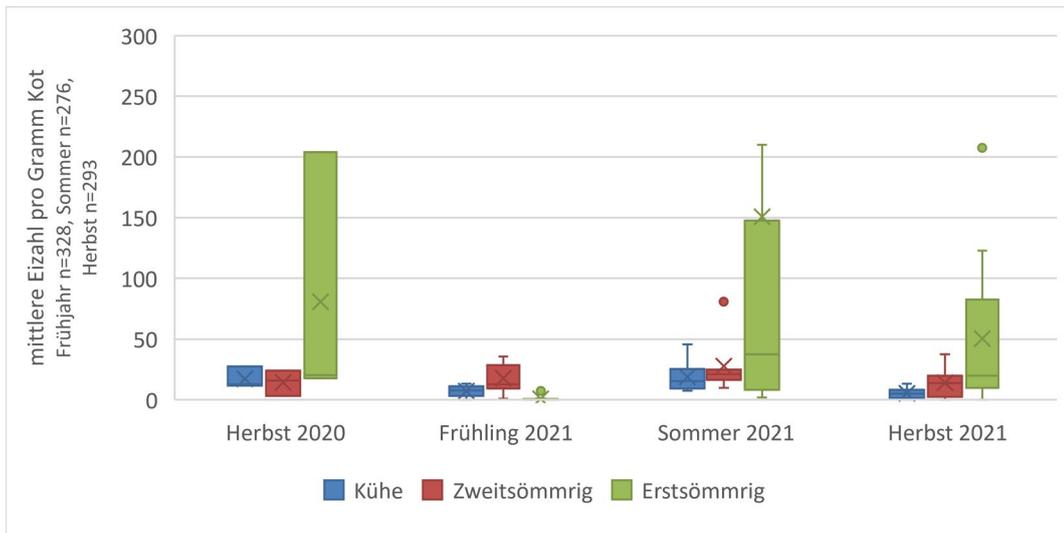


Abbildung 4: EPGs aller positiven Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend

Während die Kühe und die Zweitsömmrigen sich annähernd mit ihrem EpG Wert im Jahresverlauf glichen, zeigten die Ergebnisse, dass die Erstsömmrigen die höchste Menge an Eiern ausschieden. Im Herbst 2020 lag das erste Quartil der Erstsömmrigen bei 18, das dritte bei 204. Im Frühling 2021 gab es bei den Erstsömmrigen einen einzelnen Ausreißer von 7,5 EpG. Im Sommer lag das erste Quartil der Erstsömmrigen bei acht, das Dritte bei 148. Im Vergleich dazu im Herbst 2021 lagen die Quartile bei Neun, beziehungsweise 83 (Abb.4).

5. Diskussion

Ziel dieser Arbeit war es, die Prävalenz von Trichostrongyliden in Betrieben auf Tiroler Almen mittels koproscopischer Untersuchung zu erfassen, um die Ergebnisse daraufhin mit der Altersgruppe der Tiere und der Jahreszeit in Verbindung zu bringen. Hierfür wurden im Herbst 2020 drei Betriebe und in der Almsaison 2021 (Frühjahr, Sommer, Herbst) 11 Betriebe untersucht. Insgesamt wurde der Kot von 196 Kühen, 64 Zweitsömmrigen und 68 Erstsömmrigen auf Trichostrongyliden untersucht.

Die Ergebnisse deuten mit 50-60% auf eine hohe Prävalenz von Trichostrongyliden bei Rindern auf Tiroler Almen hin. Um optimale Empfehlungen für Vorbeugung und Behandlung abgeben zu können, wäre es wichtig die Klinik der Tiere, die Auswirkung der Parasitenbelastung auf die Leistung und eventuelle Resistenzen zu untersuchen (1, 45, 46).

In dieser Studie wurde der Fokus auf die Eiausscheidungsrate gelegt. Dabei wurde die Hypothese, dass Jungtiere eine höhere Eizahl pro Gramm Kot aufweisen als adulte Rinder, bestätigt. Während die Erstsömmrigen erst im Herbst prozentuell die Altersgruppe war, in der am meisten Tiere positiv waren, zeigt sich schon im Sommer, dass bei ihnen die Eiausscheidungsrate am höchsten war. Dies bestätigt, dass ältere Rinder eine gewisse Immunität bilden, welche sich negativ auf die Eiausscheidungsrate auswirkt (1, 47). Interessant wäre hierbei die Verteilung der Trichostrongylidenarten mit einer Larvenkultur genau zu definieren, um so einen Rückschluss auf die Immunitätsentwicklung und die damit einhergehende Eiausscheidungsrate bei den verschiedenen Trichostrongylidae ziehen zu können (1, 10). Um die tatsächliche Parasitenbürde zu eruieren sollten Schlachtuntersuchungen durchgeführt werden, da die Eiausscheidungsrate, vor allem bei älteren Rindern, nur fraglich mit der tatsächlichen Parasitenbürde korreliert (9).

Bei einer von 1979 stammenden Studie lag der durchschnittliche EpG im Juni bei gealpten Rindern bei 18 und im September bei 63 (9). Damit vergleichbar lag in unserer Studie der durchschnittliche EpG von allen Altersgruppen im Frühjahr 2021 bei 8, im Sommer bei 65 und im Herbst bei 23. Der geringere EpG könnte auf etwaige Unterschiede in den Wetterbedingungen (Temperatur, Niederschlag) zurückgeführt werden. Auch Fortschritte im Weidemanagement oder gebildete Immunitäten können zu dieser Veränderung beigetragen haben (9). Die über drei Jahre verlaufende eben erwähnte Studie schlägt als Ursache für reduzierte EpG auch die Reproduktionsfähigkeit der unterschiedlichen Arten vor (10). Auffallend ist außerdem, dass die Erstsömmrigen im Sommer die höchsten Eizahlen

aufweisen, das wurde auch in Studien von 1980-1983 beobachtet (9). Bei adulten Rindern lag das Eiausscheidungsmaximum in jener Studie im September, dies konnte hier nicht beobachtet werden (9).

In dieser Untersuchung waren bis zum Herbst in der Gruppe der Zweitsömmrigen und Adulten mehr als die Hälfte positiv. Die hohe Anzahl an positiven Adulten ist interessant und könnte auf eine Infektion mit *O. ostertagi* hinweisen, da bei jener Art die Immunität am langsamsten gebildet wird (1, 47, 18). Um diese Aussage bestätigen zu können, wäre die Erhebung der klinischen Parameter und eine Larvenauswanderung interessant. Bei den Ergebnissen der Untersuchungen fällt außerdem auf, dass bei manchen Betrieben erstsömmrige Tiere im Frühjahr schon positiv waren. Hier lässt sich allerdings ein eindeutiger Ausreißer erkennen, da ein Betrieb 75% positive Erstsömmrige verzeichnen konnte. Dies kann auf eine gegenseitige Ansteckung innerhalb des Stalles hinweisen, was bedeuten würde, dass die Bedingungen im Stall eine Entwicklung der ausgeschiedenen Eier bis zur infektiösen Drittlarven ermöglichen. Eine andere Erklärung wären Ungenauigkeiten/Fehler bei Entnahme, Transport oder der Untersuchung im Labor.

Der allgemein hohe Anteil an positiven Tieren weist darauf hin, dass die klimatischen Bedingungen, wie oben erwähnt, in dem richtigen Rahmen für die Larvenentwicklung sind. Dies könnte man in Folgestudien genauer bemessen. Hierbei ist ebenfalls der schnelle Anstieg an positiven Tieren nach Almauftrieb auffällig, welcher die Annahme bestätigt, dass in den höher gelegenen Weidegebieten eine große Menge an Drittlarven unter der Schneedecke überwintern können (10).

Für weitere Studien wäre es von Vorteil darauf zu achten, dass zu den verschiedenen Entnahmezeitpunkten keine Altersgruppe fehlt, wie es in diesem Versuch in manchen Betrieben vorkam. Da die Tiere auf der Alm sind und auch regelmäßig Tiere ausscheiden ist gerade dies die Herausforderung bei dieser Art von Studien.

6. Zusammenfassung

Trichostrongyliden sind eine der wichtigsten Endoparasiten der Rinder. Neben einer klinischen Symptomatik in Form einer parasitären Gastroenteritis, sind sie besonders wegen ihren negativen Auswirkungen auf Gewichtszunahmen und die Milchleistung erwähnenswert.

Für die Diagnostik von Trichostrongyliden gibt es verschiedene Möglichkeiten, wobei die Koproskopie die billigste Variante ist und auch vom Landwirt selbst entnommen werden kann. Als Alternative gibt es die Möglichkeit den Serum Pepsinogenwert zu messen (vor allem bei *O. ostertagi*) oder das ELISA Verfahren an Tankmilchproben auszuwerten um den direkten Antikörperstatus der Herde ersichtlich zu machen.

Durch immer häufiger auftretende Resistenzen ist es wichtig den Anthelminthikaeinsatz und das Weidemanagement in den einzelnen Betrieben zu optimieren. Besonders negativ auf die Resistenzen wirkt sich das „Dose and Move“ System aus.

In dieser Arbeit wurden die Tiere von 11 Tiroler Betrieben dreimal koproskopisch untersucht, im Frühjahr, vor der Weidesaison, im Sommer und im Herbst, nach dem Almbtrieb. Der prozentuelle Anteil an positiven Tieren wurde für die drei Altersgruppen (Kühe, Zweitsömmrige und Erstsömmrige) berechnet und zusätzlich die Eizahl pro Gramm Kot (EpG) untersucht.

Während bei einigen Betrieben auch mehr Kühe, oder zweitsömmrige als erstsömmrige Tiere als positiv erkannt wurden, schieden die erstsömmrigen Tiere durchschnittlich am meisten Eier pro Gramm Kot aus. Dieser Wert erreichte im Sommer den Höhepunkt, bevor er im Herbst wieder sank.

7. Summary

Trichostrongylids are one of the most important endoparasites of cattle. Apart from clinical symptoms in the form of parasitic gastroenteritis, they are particularly worth mentioning because of their negative effects on weight gain and milk yield.

There are several options for the diagnosis of trichostrongylids, with coproscopy being the cheapest option and samples can be taken by the farmer himself. Alternatively, there is the possibility to measure the serum pepsinogen value (especially for *Ostertagia ostertagi*) or to evaluate the ELISA method on tank milk samples to show the direct antibody status of the herd.

Due to the increasing occurrence of resistance, it is important to optimize the use of anthelmintics and pasture management on individual farms. The "dose and move" system has a particularly negative effect on resistance.

In this thesis, animals of 11 farms in Tyrol were examined coproscopically three times, in spring, before the grazing season, in summer, and in autumn. The percentage of positive animals was calculated for the three age groups (cows, second-summers and first-summers) and the egg count per gram of feces (EpG) was also evaluated.

While some farms had more cows, or second-summers, detected as positive than first-summers, the first-summers excreted the most eggs per gram of feces on average, with the value peaking in the summer before dropping again in the fall.

8. Literaturverzeichnis

1. Deplazes P, Samson-Himmelstjerna G von, Zahner H, Joachim A, Mathis A, Taubert A et al. Parasitologie für die Tiermedizin. 4. überarbeitete Auflage. Stuttgart: Thieme; 2020. Verfügbar unter: <http://nbn-resolving.org/urn:nbn:de:bsz:24-epflicht-1932370>.
2. Ollerenshaw CB, Smith LP. Meteorological Factors and Forecasts of Helminthic Disease. In: Michel JF, Hrsg. *Advances in Parasitology Volume 7*: Elsevier; 1969. S. 283–323 (Advances in Parasitology).
3. Gibbs HC. Gastrointestinal nematodiasis in dairy cattle. *J Dairy Sci* 1982; 65(11):2182–8. doi: 10.3168/jds.S0022-0302(82)82480-6.
4. Hosseinnezhad H, Sharifdini M, Ashrafi K, Atrkar Roushan Z, Mirjalali H, Rahmati B. Trichostrongyloid nematodes in ruminants of northern Iran: prevalence and molecular analysis. *BMC Vet Res* 2021; 17(1):371. doi: 10.1186/s12917-021-03086-3.
5. Hiepe T, Hrsg. *Allgemeine Parasitologie: Mit den Grundzügen der Immunbiologie, Diagnostik und Bekämpfung*; 34 Tabellen. 1. Aufl. Stuttgart: Parey; 2006.
6. Taylor MA, Coop RL, Wall RL. *Veterinary Parasitology*, 4th Edition: John Wiley & Sons; 2015.
7. Lichtenfels JR, Hoberg EP. The systematics of nematodes that cause ostertagiasis in domestic and wild ruminants in North America: an update and a key to species. *Veterinary Parasitology* 1993; 46(1-4):33–53. doi: 10.1016/0304-4017(93)90046-p.
8. van Wyk JA, Cabaret J, Michael LM. Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Veterinary Parasitology* 2004; 119(4):277–306. doi: 10.1016/j.vetpar.2003.11.012.
9. Prosl H. Zur Epidemiologie der Trichostrongylidose der Rinder auf österreichischen Almweiden. *Tierärztliche Monatsschrift* 1986; (10):338–58.
10. Charlier J, Höglund J, Morgan ER, Geldhof P, Vercruysse J, Claerebout E. Biology and Epidemiology of Gastrointestinal Nematodes in Cattle. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 2020; 36(1):1–15. doi: 10.1016/j.cvfa.2019.11.001.
11. Arantes IG, do Nascimento AA, Gonçalves EI, Ferrari O. Espécies de *Cooperia* Ranson, 1907 (Nematoda: Trichostrongylidae), parasitas de bovinos no estado de São Paulo, Brasil. *Arq Inst Biol (Sao Paulo)* 1977; 44(1-2):103–6.

12. Fernández A, Fiel C, Steffan P. Study on the inductive factors of hypobiosis of *Ostertagia ostertagi* in cattle. *Veterinary Parasitology* 1999; 81(4):295–307. doi: 10.1016/s0304-4017(98)00252-0.
13. Borgsteede F, Kloosterman A. Epidemiologie en profylaxe van trichostrongylose bij het rund. *Tijdschrift voor diergeneeskunde* 1977; (102):1428–36.
14. Michel JF. The Epidemiology and Control of Some Nematode Infections of Grazing Animals. In: Michel JF, Hrsg. *Advances in Parasitology Volume 7*: Elsevier; 1969. S. 211–82 (*Advances in Parasitology*).
15. Michel JF, Hrsg. *Advances in Parasitology Volume 7*: Elsevier; 1969. (*Advances in Parasitology*).
16. Verschave SH, Vercruyse J, Claerebout E, Rose H, Morgan ER, Charlier J. The parasitic phase of *Ostertagia ostertagi*: quantification of the main life history traits through systematic review and meta-analysis. *Int J Parasitol* 2014; 44(14):1091–104. doi: 10.1016/j.ijpara.2014.08.006.
17. Marnu W, Wintersteller E, Prosl H. Monthly and seasonal fluctuations in abomasal nematode worm burden of naturally infected cattle in Austria. *Veterinary Parasitology* 1987; 23(3-4):237–48. doi: 10.1016/0304-4017(87)90009-4.
18. Gruner L, Sauve C. The distribution of trichostrongyle infective larvae on pasture and grazing behaviour in calves. *Veterinary Parasitology* 1982; 11(2-3):203–13. doi: 10.1016/0304-4017(82)90043-7.
19. Borgsteede F, Burg W. Worm burdens in cows II. An analysis of the population of nematodes in the abomasa of adult dairy cows. *Veterinary Parasitology* 1982; 10(4):323–30. doi: 10.1016/0304-4017(82)90084-x.
20. Borgsteede FH, Tibben J, Cornelissen JB, Agneessens J, Gaasenbeek CP. Nematode parasites of adult dairy cattle in the Netherlands. *Veterinary Parasitology* 2000; 89(4):287–96. doi: 10.1016/s0304-4017(00)00219-3.
21. Vercruyse J, Dorny P, Berghen P, Geeraerts J. Abomasal parasitism in dairy cows in Belgium. *Veterinary Parasitology* 1986; 22(3-4):285–91. doi: 10.1016/0304-4017(86)90116-0.
22. Agneessens J, Dorny P, Hollanders W, Claerebout E, Vercruyse J. Epidemiological observations on gastrointestinal nematode infections in grazing cow-calf pairs in

- Belgium. *Veterinary Parasitology* 1997; 69(1-2):65–75. doi: 10.1016/s0304-4017(96)01116-8.
23. Nogareda C, Mezo M, Uriarte J, Lloveras J, Del Cordero Campillo M. Dynamics of infestation of cattle and pasture by gastrointestinal nematodes in an Atlantic temperate environment. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health* 2006; 53(9):439–44. doi: 10.1111/j.1439-0450.2006.00979.x.
 24. Rehbein S, Visser M, Winter R. Beitrag zur Kenntnis des Helminthenbefalls von Rindern aus Schleswig-Holstein nach einer Weidesaison. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 2003; 116(1-2):41–4.
 25. Murphy TM, Fahy KN, McAuliffe A, Forbes AB, Clegg TA, O'Brien DJ. A study of helminth parasites in culled cows from Ireland. *Prev Vet Med* 2006; 76(1-2):1–10. doi: 10.1016/j.prevetmed.2006.04.005.
 26. Hawkins JA. Economic benefits of parasite control in cattle. *Veterinary Parasitology* 1993; 46(1-4):159–73. doi: 10.1016/0304-4017(93)90056-s.
 27. Samizadeh-Yazd A, Todd AC. Observations on the pathogenic effects of *Nematodirus helvetianus* in dairy calves. *Am J Vet Res* 1979; 40(1):48–51.
 28. Armour J, Bairden K, Holmes PH, Parkins JJ, Ploeger H, Salman SK et al. Pathophysiological and parasitological studies on *Cooperia oncophora* infections in calves. *Res Vet Sci* 1987; 42(3):373–81.
 29. Knox DP. The pathogenesis of ostertagiosis-worm or host-mediated changes? *Vet J* 2000; 159(3):217–9. doi: 10.1053/tvjl.1999.0436.
 30. Myers GH, Taylor RF. Ostertagiasis in cattle. *J Vet Diagn Invest* 1989; 1(2):195–200. doi: 10.1177/104063878900100225.
 31. Snider TG, Ochoa R, Williams JC. Menetrier's disease. Pre-Type II and Type II ostertagiosis in cattle. *Am J Pathol* 1983; 113(3):410–2.
 32. Hilderson H, Dorny P, Berghen P, Vercruyssen J, Franssen J, Braem L. Gastrin and pepsinogen changes during an *Ostertagia ostertagi* challenge infection in calves. *Zentralbl Veterinarmed B* 1991; 38(1):25–32. doi: 10.1111/j.1439-0450.1991.tb00842.x.

33. Klesius PH, Haynes TB, Cross DA. Chemotactic factors for eosinophils in soluble extracts of L3 stages of *Ostertagia ostertagi*. *Int J Parasitol* 1985; 15(5):517–22. doi: 10.1016/0020-7519(85)90047-5.
34. Klesius PH. Immunity to *Ostertagia ostertagi*. *Veterinary Parasitology* 1988; 27(1-2):159–67. doi: 10.1016/0304-4017(88)90071-4.
35. Kanobana K, Koets A, Bakker N, Ploeger H, Vervelde L. T-cell mediated immune responses in calves primary-infected or re-infected with *Cooperia oncophora*: similar effector cells but different timing. *Int J Parasitol* 2003; 33(13):1503–14. doi: 10.1016/s0020-7519(03)00211-x.
36. Smith HJ, Calder FW. The Development, Clinical Signs and Economic Losses of Gastrointestinal Parasitism in Feeder Cattle on Irrigated and Non-irrigated Dikeland and Upland Pastures. *Can J Comp Med* 1972; 36(4):380–8.
37. Villa-Mancera A, Reynoso-Palomar A. Prevalence, economic assessment, and risk factors of gastrointestinal nematodes infecting herds in tropical, dry and temperate climate regions in Mexico. *Microb Pathog* 2019; 129:50–5. doi: 10.1016/j.micpath.2019.01.043.
38. Charlier J, Rinaldi L, Musella V, Ploeger HW, Chartier C, Vineer HR et al. Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Prev Vet Med* 2020; 182:105103. doi: 10.1016/j.prevetmed.2020.105103.
39. Bellet C, Green MJ, Vickers M, Forbes A, Berry E, Kaler J. *Ostertagia* spp., rumen fluke and liver fluke single- and poly-infections in cattle: An abattoir study of prevalence and production impacts in England and Wales. *Prev Vet Med* 2016; 132:98–106. doi: 10.1016/j.prevetmed.2016.08.010.
40. Eysker M, Ploeger HW. Value of present diagnostic methods for gastrointestinal nematode infections in ruminants. *Parasitology* 2000; 120 Suppl:S109-19. doi: 10.1017/S0031182099005752.
41. Mylrea PJ, Hotson IK. Serum Pepsinogen Activity and the Diagnosis of Bovine Ostertagiasis. *British Veterinary Journal* 1969; 125(8):379–88. doi: 10.1016/S0007-1935(17)48808-7.

42. Chalmers K. Serum pepsinogen levels and *Ostertagia ostertagi* populations in clinically normal adult beef cattle. *N Z Vet J* 1983; 31(11):189–91. doi: 10.1080/00480169.1983.35024.
43. Charlier J, Duchateau L, Claerebout E, Vercruyse J. Assessment of the repeatability of a milk *Ostertagia ostertagi* ELISA and effects of sample preparation. *Prev Vet Med* 2005; 68(2-4):277–88. doi: 10.1016/j.prevetmed.2005.01.011.
44. Singh B, Flampouri E, Dempsey E. Electrochemical enzyme-linked immunosorbent assay (e-ELISA) for parasitic nematode *Ostertagia ostertagi* (brown stomach worm) infections in dairy cattle. *Analyst* 2019; 144(19):5748–54. doi: 10.1039/c9an00982e.
45. Charlier J, Claerebout E, Vercruyse J. Diseases of Dairy Animals | Parasites, Internal: Gastrointestinal Nematodes. In: *Encyclopedia of Dairy Sciences*: Elsevier; 2011. S. 258–63.
46. Geurden T, Chartier C, Fanke J, Di Regalbono AF, Traversa D, Samson-Himmelstjerna G von et al. Anthelmintic resistance to ivermectin and moxidectin in gastrointestinal nematodes of cattle in Europe. *Int J Parasitol Drugs Drug Resist* 2015; 5(3):163–71. doi: 10.1016/j.ijpddr.2015.08.001.
47. Claerebout E, Vercruyse J. The immune response and the evaluation of acquired immunity against gastrointestinal nematodes in cattle: a review. *Parasitology* 2000; 120 Suppl:S25-42. doi: 10.1017/s0031182099005776.

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Abbildung 1: Anzahl „Trichostrongylidae“ positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend | 25 |
| Abbildung 2: : Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend | 25 |
| Abbildung 3: Arithmetisches Mittel der EPGs aller positiver Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend | 26 |
| Abbildung 4: EPGs aller positiven Tiere in allen Betrieben (1-11) vergleichend | 27 |
| Abbildung 6: Anzahl der "Trichostrongylidae" positiven Tiere im Betrieb 1 | 39 |
| Abbildung 7: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 1..... | 39 |
| Abbildung 8: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 2 | 40 |
| Abbildung 9: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 2..... | 41 |
| Abbildung 10: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 3 | 42 |
| Abbildung 11: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 3..... | 42 |
| Abbildung 12 Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 4 | 43 |
| Abbildung 13: Eier pro Gramm Kot im Betrieb 4 | 44 |
| Abbildung 14: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 5 | 45 |
| Abbildung 15: Eier pro Gramm Kot im Betrieb 5 | 45 |
| Abbildung 16:Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 6 | 46 |
| Abbildung 17: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 6..... | 46 |
| Abbildung 18: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 7 | 47 |
| Abbildung 19: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 7..... | 47 |
| Abbildung 20: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 8 | 48 |
| Abbildung 21: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 8..... | 49 |

| | |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Abbildung 22: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 9 | 50 |
| Abbildung 23: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 9..... | 50 |
| Abbildung 24: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 10 | 51 |
| Abbildung 25: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 10..... | 51 |
| Abbildung 26: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 11 | 52 |
| Abbildung 27: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 11..... | 52 |
| | |
| Tabelle 1: Anthelmintika für Rinder, wirksam gegen Trichostrongyliden mit Dosierungsvorschlägen, Wartezeiten und Darreichungsformen. (Deplazes et al. 2020, Arzneispezialitätenregister https://aspreregister.basg.gv.at , Zugriff am 16.09.2022) | 21 |
| | |
| Tabelle 2: Gruppenzusammensetzungen (K: Kühe, Z: Zweitsömmrig, E: Erstsömmrig) | 23 |

10. Anhang

Folgend werden die Ergebnisse der Untersuchungen von Betrieb 1 bis Betrieb 11 einzeln dargestellt. Da die Proben- und Gruppengrößen stark variieren wird die Anzahl der positiven Tiere zum besseren Vergleich in Prozent angegeben. Zu beachten ist, dass die Erstsömmrigen im Herbst 2020, im Jahr 2021 zu den Zweitsömmrigen gehören.

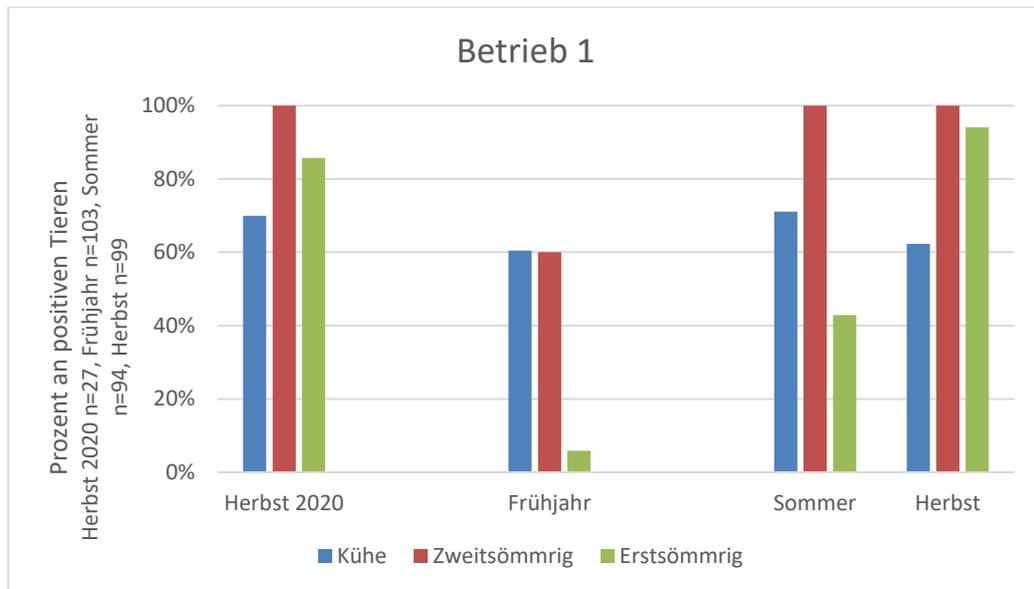


Abbildung 5: Anzahl der "Trichostrongylidae" positiven Tiere im Betrieb 1

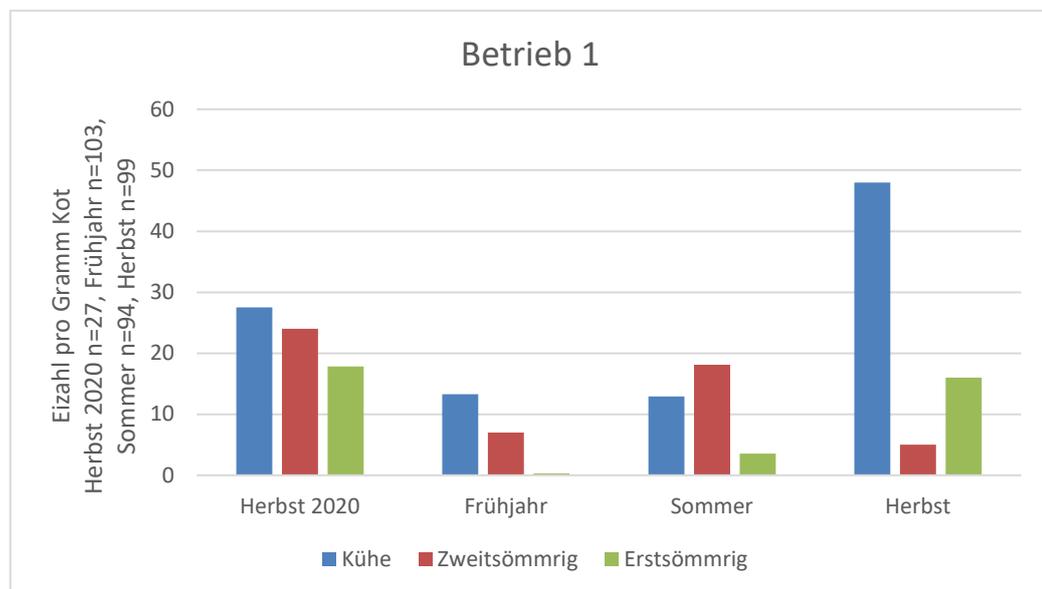


Abbildung 6: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 1

Ein Anteil von Betrieb 1 wurde, neben zwei weiteren Betrieben, bereits im Herbst 2020 untersucht. Die Gruppengrößen waren hierbei 10 Kühe, 10 Zweitsömmrige und 7 Erstsömmrige. Dabei waren 70% der Kühe, 100% der Zweitsömmrigen und 85% der Erstsömmrigen positiv. Im darauffolgenden Jahr wurden insgesamt 81 Kühe, fünf Zweitsömmrige und 17 Erstsömmrige untersucht. Während der positive Anteil der Kühe annähernd gleich bleibt, steigt der prozentuelle Anteil von positiven Erstsömmrigen von 6% im Frühjahr auf 94% im Herbst. Auch der Prozentsatz an infizierten Zweitsömmrigen steigt stetig vom Frühjahr 2021 bis zum Herbst 2021 (Abb. 5).

Während der EpG bei den Kühen von Herbst 2020 mit 28 EpG im Sommer und Frühjahr auf 13 EpG sank, stieg er im Herbst 2021 auf 48 EpG. Bei den Zweitsömmrigen lag der EpG im Herbst 2020 auf 24, im Frühjahr 2021 bei 7, im Sommer bei 18 und im Herbst 2021 bei 5. Der EpG der Erstsömmrigen war im Herbst bei 18 und sank im Frühjahr, da es eine neue Generation von Erstsömmrigen war, auf 0. Im Sommer 2021 lag der EpG bei 4, im Herbst bei 16 (Abb. 6).

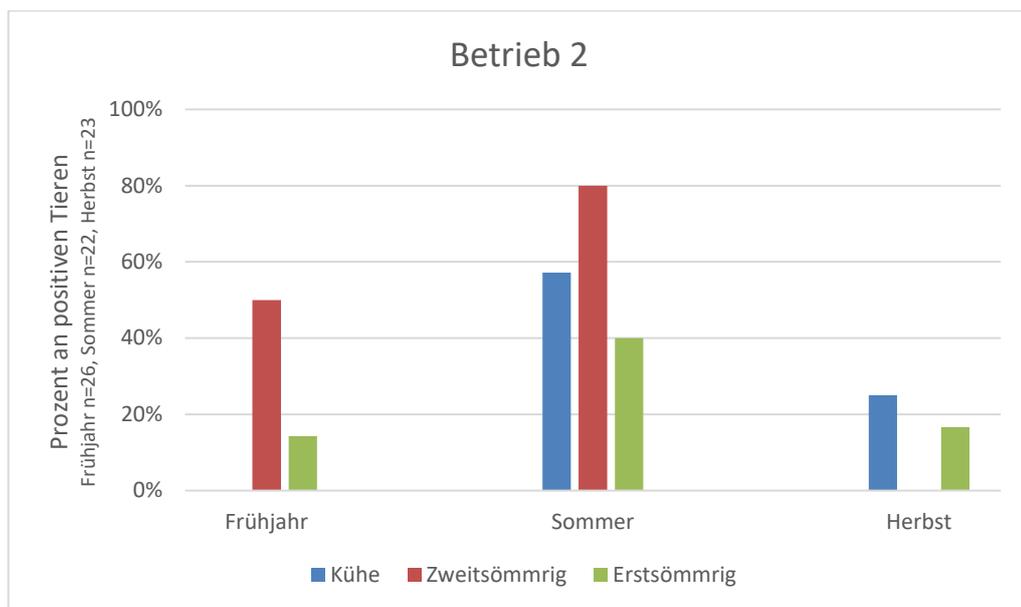


Abbildung 7: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 2

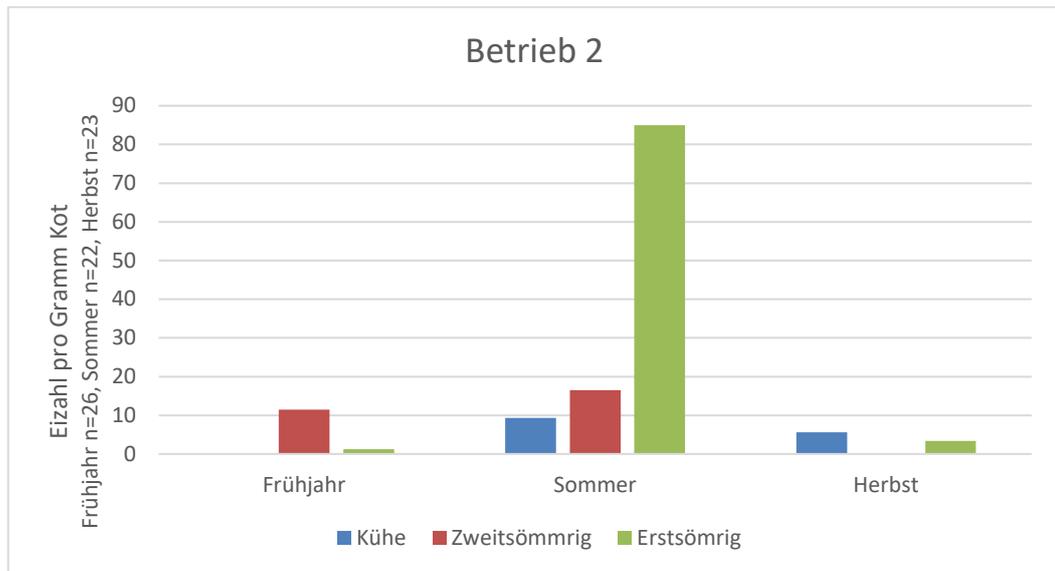


Abbildung 8: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 2

Im zweiten Betrieb wurden 9 Kühe, 10 Zweitsömmrige und 7 Erstsömmrige untersucht. Während im Frühjahr keine der untersuchten Kühe positiv waren, stieg der Anteil im Sommer auf 57% und sank im Herbst auf 25%. Im Gegensatz dazu stieg der Prozentsatz an positiven Zweitsömmrigen von Frühjahr 2021 bis Sommer 2021 um 30%, während im Herbst wieder alle untersuchten Proben negativ waren. Die Anzahl an infizierten Erstsömmrigen blieb die ganze Weidesaison relativ gering, lag somit im Frühjahr 2021 bei 14%, im Sommer bei 40% und im Herbst 17% (Abb. 7).

Während die Kühe die ganze Saison über eine recht geringe Eiausscheidung aufweisen (Herbst 0 EpG, Sommer 9 EpG, Herbst 6 EpG), stieg er bei den Erstsömmrigen von 1 EpG im Frühjahr auf 85 EpG im Sommer und sank im Herbst auf 3 EpG. Die Eiausscheidungsrate der Zweitsömmrigen war im Frühjahr und Sommer konstant mit 12, beziehungsweise 17 EpG und sank im Herbst auf 0 (Abb. 8).

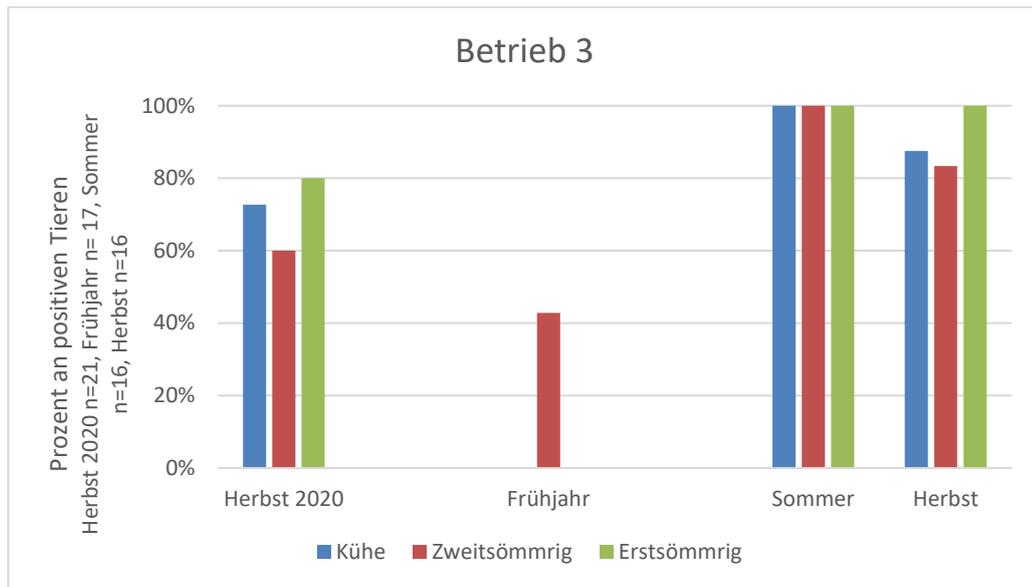


Abbildung 9: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 3

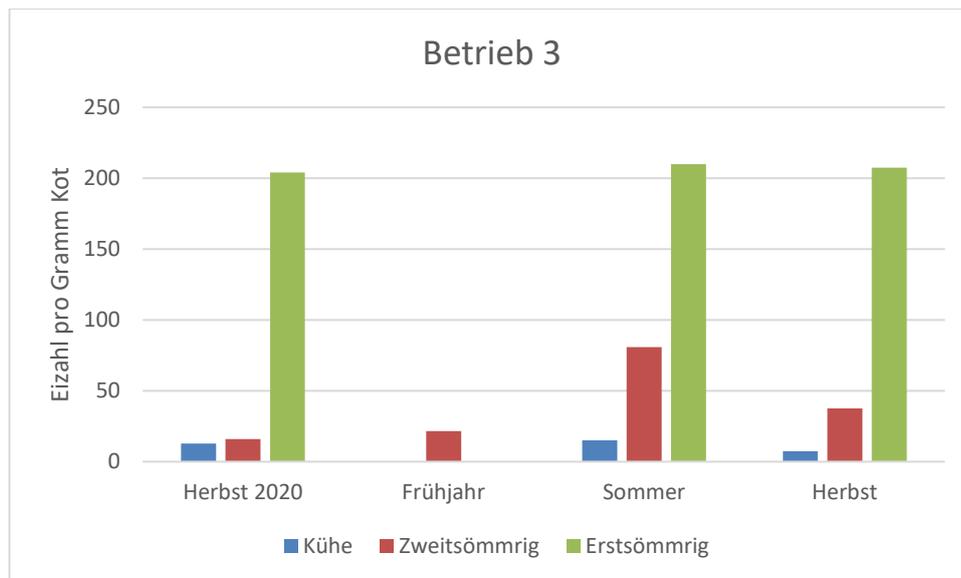


Abbildung 10: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 3

Von Betrieb 3 wurden im Herbst 2020 elf Kühe, fünf Zweitsömmrige und fünf Erstsömmrige untersucht. Im Gegensatz dazu waren es in der Weidesaison 2021 acht Kühe, sieben zweitsömmrige und zwei erstsömmrige Rinder. Während im Herbst 2020 73%, 60% beziehungsweise 80% der drei Altersgruppen positiv waren, sind im Frühjahr nur positive Proben bei 43% der zweitsömmrigen Tiere gefunden worden. Im Sommer stieg die Anzahl der positiven Tiere bei allen Altersgruppen auf 100%. Während auch im Herbst 2021 100%

der Erstsömmrigen Tiere positiv waren, sank der Anteil bei den Kühen um 13% und bei den Zweitsömmrigen um 17% (Abb. 9).

Im Herbst 2020 schieden Kühe durchschnittlich 13 Eier pro Gramm Kot aus, Zweitsömmrige 16 und die Erstsömmrigen 204. Im Frühjahr 2021 schieden lediglich die Zweitsömmrigen Eier aus. Im Sommer und Herbst war der EpG bei den Erstsömmrigen am Höchsten mit 210, beziehungsweise 208 Eiern pro Gramm Kot. Bei den Kühen lag der EpG im Sommer bei 15 und im Herbst bei 8 EpG. Die Gruppe der Zweitsömmrigen schieden im Sommer 2021 81 und im Herbst 38 Eier pro Gramm Kot aus.

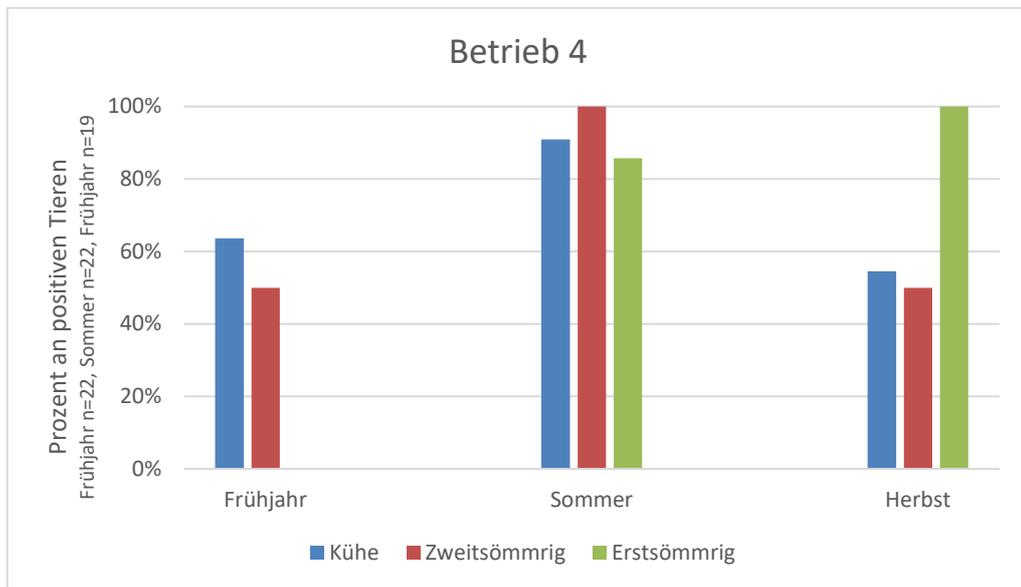


Abbildung 11 Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 4

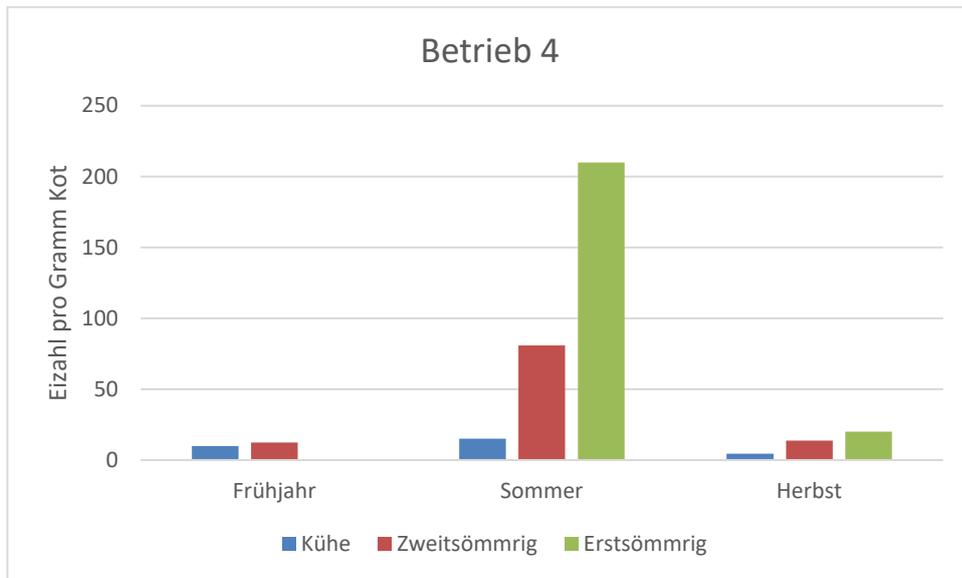


Abbildung 12: Eier pro Gramm Kot im Betrieb 4

Im vierten Betrieb wurden elf Kühe, vier Zweitsömmrige und sieben Erstsömmrige untersucht. Dabei fehlten im Herbst drei Tiere der jüngsten Gruppe. Während von ihnen im Frühjahr keine positiv war, stieg die Anzahl der positiven Tiere im Sommer auf 86%. Verglichen dazu waren im Frühjahr 64% der Kühe und 50% der zweitsömmrigen Tiere positiv. Diese Werte stiegen im Sommer bei den Zweitsömmrigen um 50% und bei den Kühen um 17%. Im Herbst 2021 lag der prozentuelle Anteil der Kühe bei 55%, der Zweitsömmrigen bei 50% und der Erstsömmrigen bei 100% (Abb. 11).

Im Frühjahr 2021 lag der EpG bei den Kühen bei 10, bei den Zweitsömmrigen bei 13. Im Sommer stieg er dann auf 15 bei den Kühen und 81 bei den Zweitsömmrigen. Nach der Weidesaison, im Herbst lag er bei den Kühen bei 5, bei den Zweitsömmrigen bei 14 und bei den Erstsömmrigen bei 20. Im Sommer 2021 war der EpG der Erstsömmrigen bei 210 (Abb. 12).

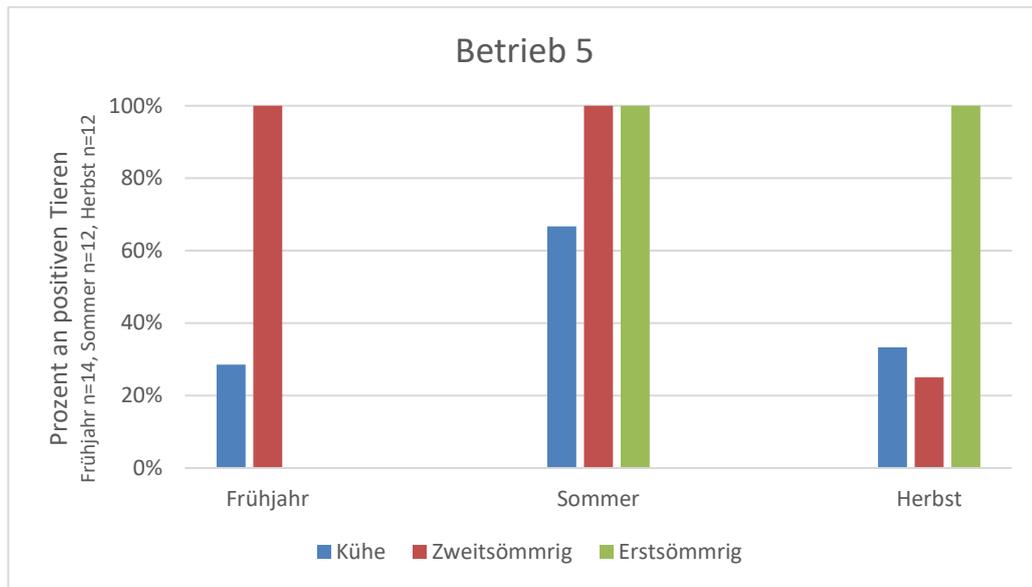


Abbildung 13: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 5

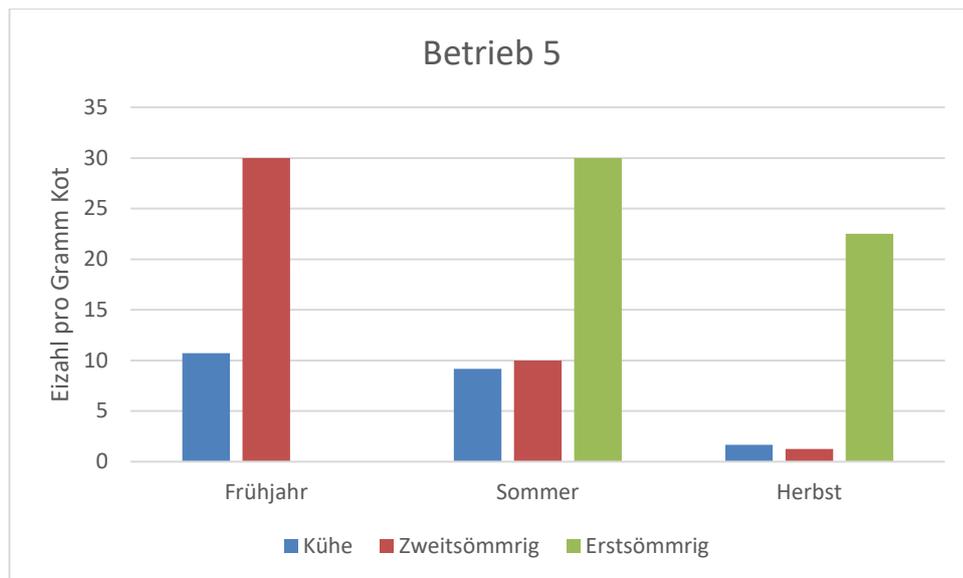


Abbildung 14: Eier pro Gramm Kot im Betrieb 5

Bei Betrieb 5 lagen die Probengrößen bei sieben Kühen, fünf Zweitsömmrigen und zwei Erstsömmrigen, dabei fehlten sowohl im Sommer, als auch im Herbst jeweils eine Kuh und eine Zweitsömmrige. Während im Frühjah und im Sommer 100% der Zweitsömmrigen positiv waren, sank dieser Anteil auf 25% im Herbst. Die Anzahl an positiven Kühen stieg vom Frühjah 2021 mit 28% zum Sommer auf 67% und fiel dann auf 33%. Während keine der erstsömmrigen Tiere im Frühjah positiv waren, waren im Sommer und Herbst 100% von ihnen positiv (Abb. 13).

In Betrieb 5 ist die Eizahl pro Gramm Kot im Sommer und Herbst bei den Erstsömmrigen mit 30, beziehungsweise 23 EpG am höchsten. Im Frühjahr zeigten sich die Zweitsömmrigen mit der meisten Eiausscheidung mit 30 EpG, bei dieser Gruppe sank der Wert im Sommer auf 10 und im Herbst auf 1 EpG. Der EpG der Kühe lag im Frühjahr bei 11, sank dann auf 9 und lag schlussendlich im Herbst 2021 bei 2 (Abb. 14).

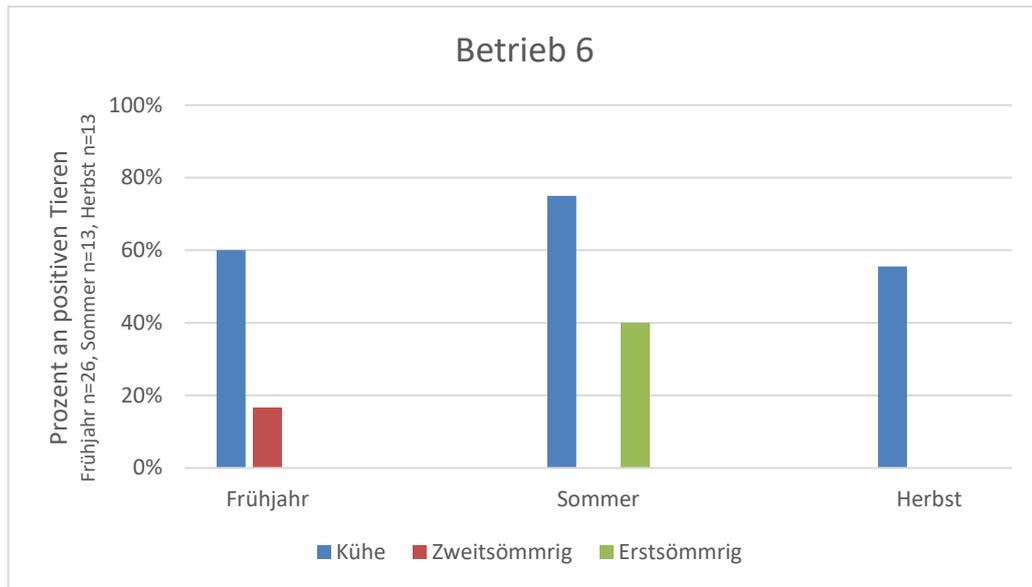


Abbildung 15: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 6

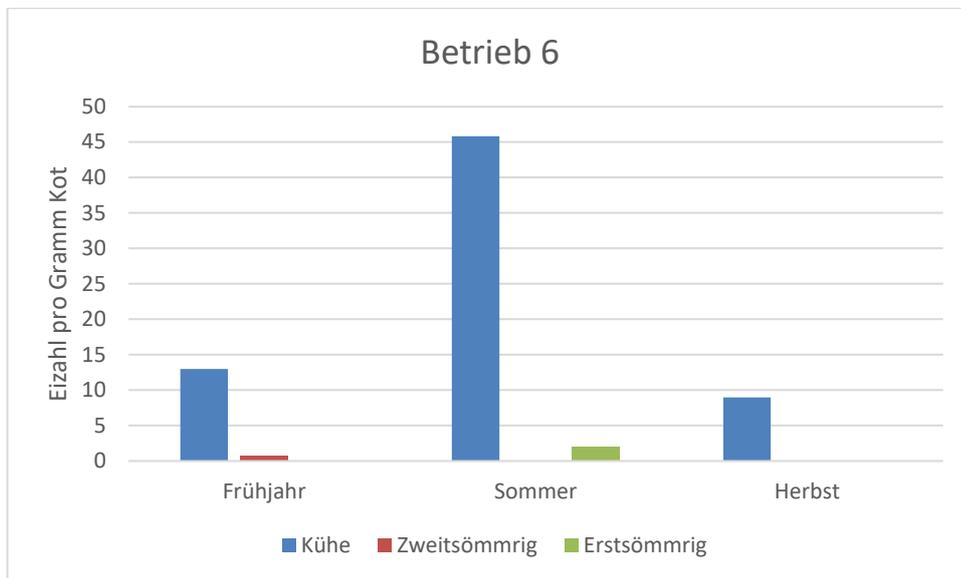


Abbildung 16: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 6

Im Frühjahr wurden im sechsten Betrieb zehn Kühe, sechs Zweitsömmrige und zehn Erstsömmrige untersucht. Im Sommer und Herbst fehlten daraufhin allerdings zwei Proben

von Kühen, alle der Zweitsömmrigen und fünf Erstsömmrige. Im Frühjahr waren 60% der Kühe positiv, im Sommer 75% und im Herbst 55%. Bei den Erstsömmrigen waren nur im Sommer positive Proben zu finden, der Anteil lag hierbei bei 40%. Im Frühjahr waren 17% der Zweitsömmrigen positiv (Abb. 15).

Die Kühe schieden auch am meisten Eier aus. Im Frühjahr lag der EpG bei 13, stieg im Sommer auf 46 und sank im Herbst auf 9. Die Erstsömmrigen hatten im Sommer einen EpG von 2 und im Herbst 0 (Abb. 16).

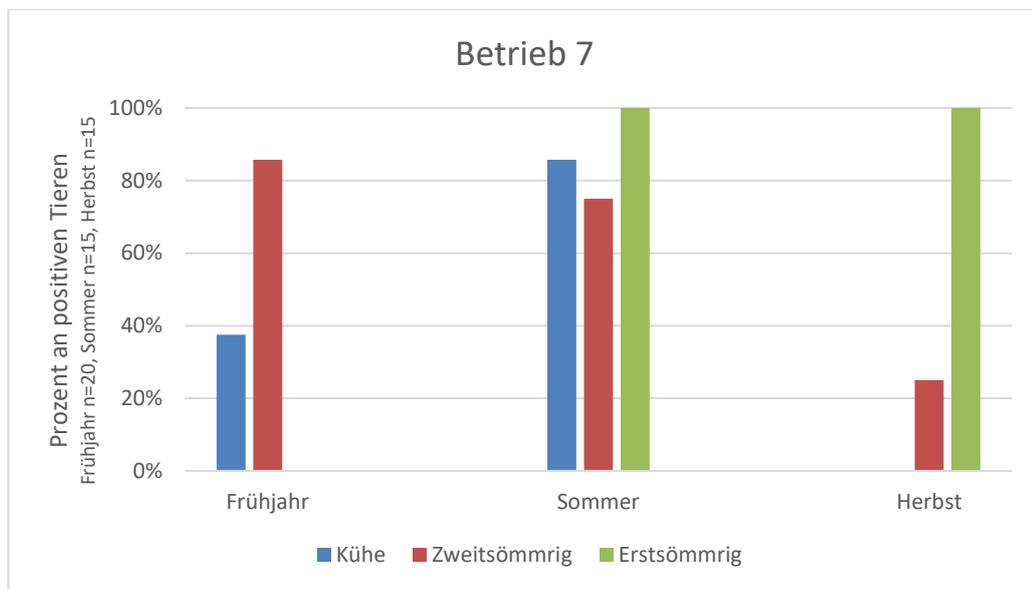


Abbildung 17: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 7

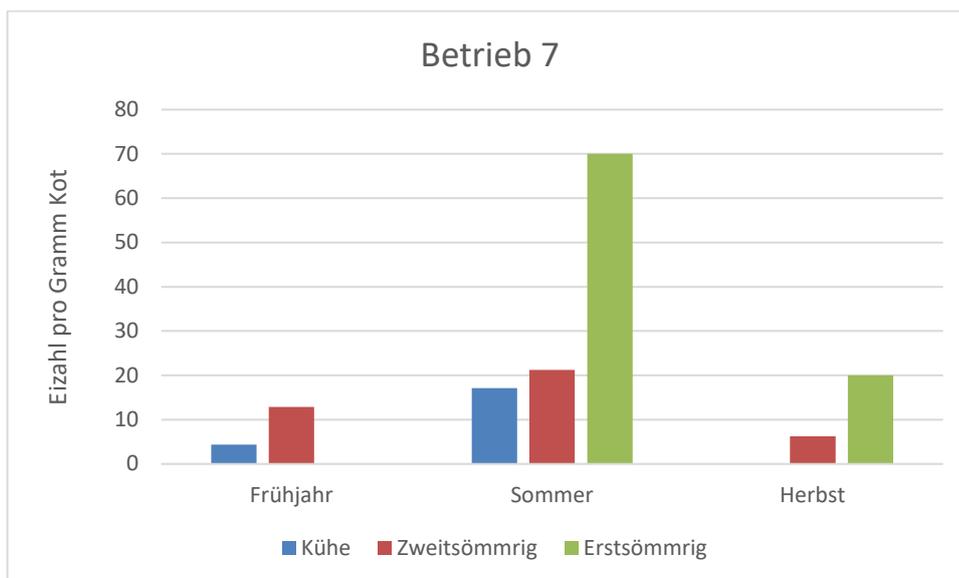


Abbildung 18: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 7

In Betrieb 7 wurden acht Kühe, sieben Zweitsömmrige und fünf Erstsömmrige untersucht, dabei fehlten im Sommer und Herbst jeweils eine Kuh, eine Erstsömmrige und drei Zweitsömmrige. Während im Frühjahr 38% der Kühe positiv waren, stieg dieser Anteil im Sommer auf 85%, im Herbst war keine von ihnen positiv. Der Anteil an positiven Zweitsömmrigen lag im Frühjahr bei 86%, im Sommer bei 75% und im Herbst bei 25%. Keine der Erstsömmrigen war im Frühjahr positiv, im Sommer und Herbst waren es jeweils 100% (Abb. 17).

Die Kühe zeigten im Frühjahr einen EpG von 4, welcher im Sommer auf 17 EpG stieg und im Herbst wieder auf 0 fiel. Im Gegensatz dazu lag der EpG der Erstsömmrigen im Frühjahr bei 0, stieg im Sommer auf 70 und war im Herbst 20 EpG. Die zweitsömmrigen Rinder hatten im Frühjahr einen EpG von 13, im Sommer 21 und im Herbst 6 (Abb. 18).

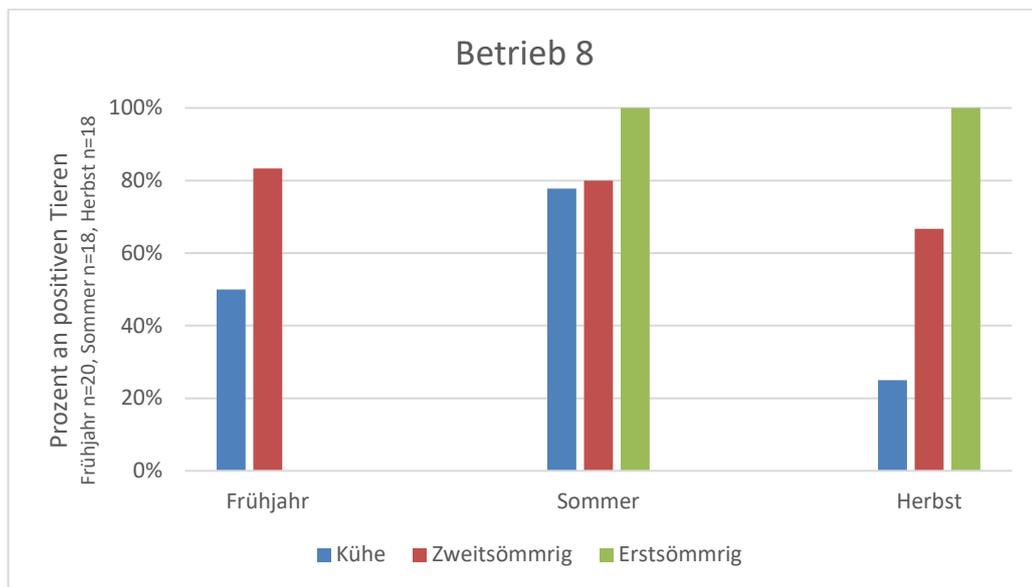


Abbildung 19: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 8

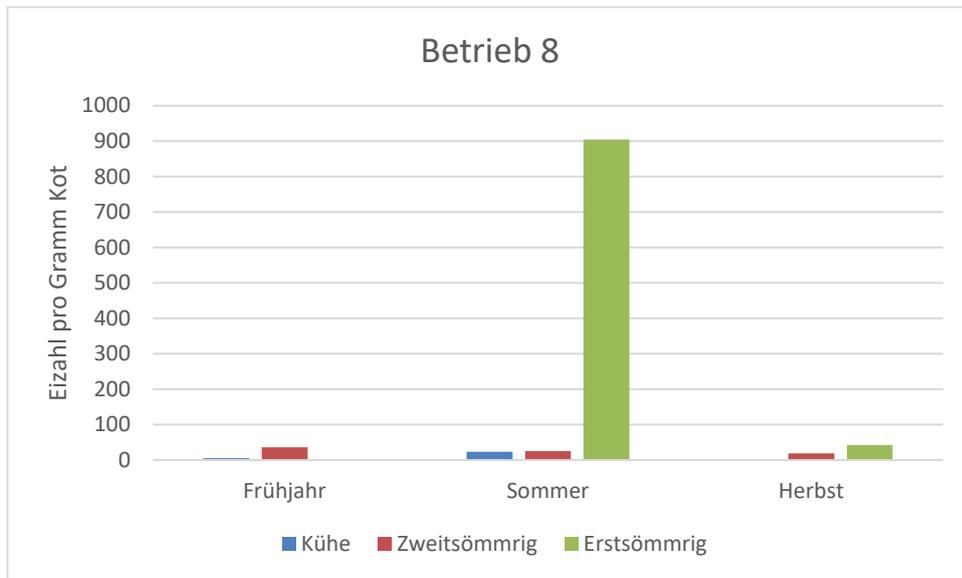


Abbildung 20: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 8

Im achten untersuchten Betrieb lagen die Probengrößen bei zehn Kühen, sechs Zweitsömmrigen und vier Erstsömmrigen, im Sommer fehlten bei die Proben von jeweils einer Kuh und einer Zweitsömmrigen, im Herbst von zwei Kühen. 50% der Kühe waren im Frühjahr positiv, ihr Anteil stieg im Sommer auf 78% und sank im Herbst auf 25%. Bei der Altersgruppe der Zweitsömmrigen waren es im Frühjahr 83%, im Sommer 80% und im Herbst 67%. Die Erstsömmrigen waren negativ im Frühjahr und stiegen dann auf eine Anzahl von 100% positiven Kühen im Sommer und Herbst (Abb. 19).

Während im Frühjahr und Sommer über 50% der Kühe positiv waren, lag ihr EpG dabei auf 6, beziehungsweise 23. Im Herbst hatten die Kühe einen EpG von 1. Vergleichsweise dazu hatten die Erstsömmrigen im Sommer einen EpG von 905, im Herbst sank dieser Wert auf 43. Die Zweitsömmrigen hatten EpG Werte von 36 im Frühjahr, 25 im Sommer und 19 im Herbst (Abb. 20).

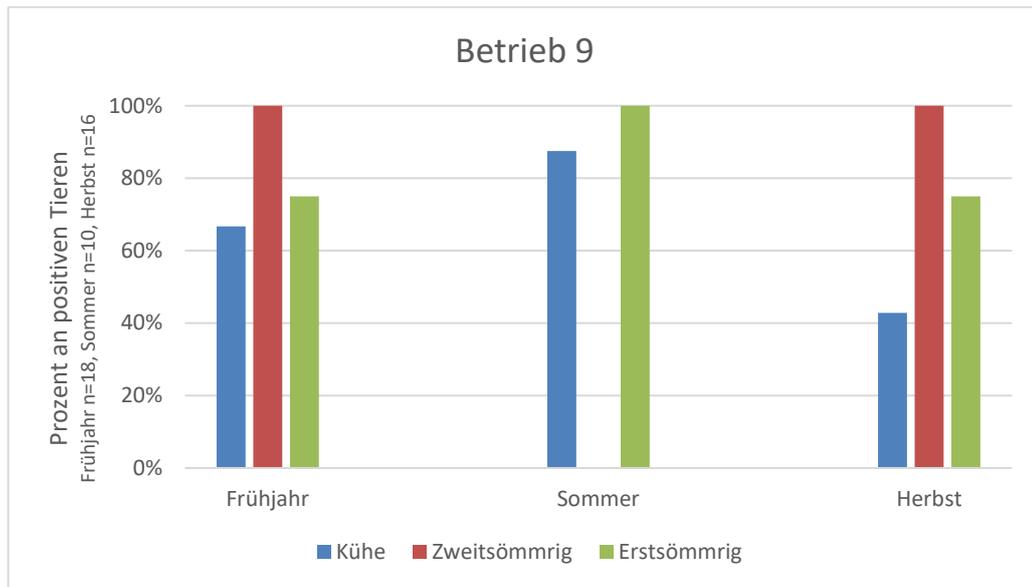


Abbildung 21: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 9

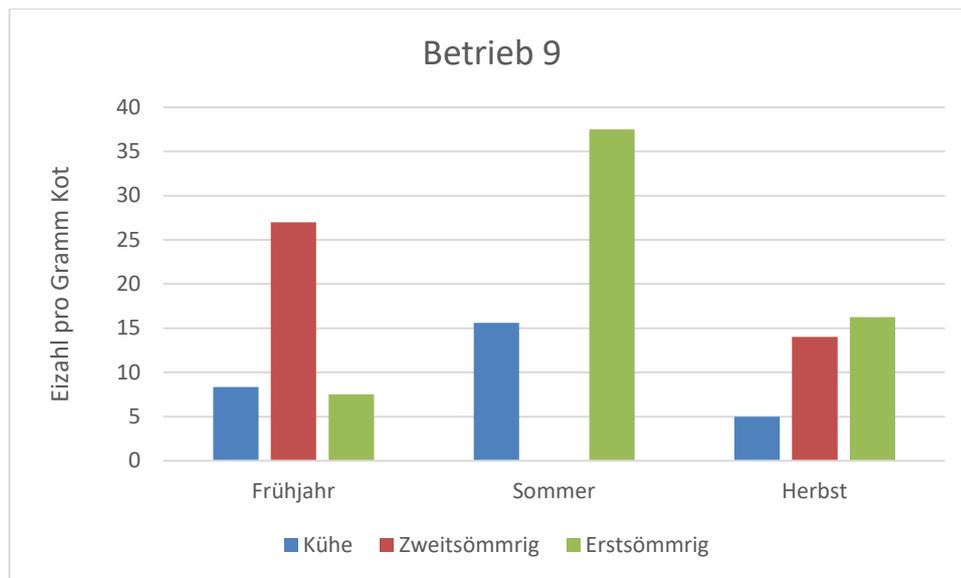


Abbildung 22: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 9

In Betrieb 9 wurden neun Kühe, fünf Zweitsömmrige und vier Erstsömmrige untersucht. Während im Sommer die Proben von einer Kuh, allen Zweitsömmrigen und zwei Erstsömmrigen fehlten, waren es im Herbst nur die Proben von zwei Kühen. Im Frühjahr waren 67% der Kühe, 100% der Zweitsömmrigen und 75% der Erstsömmrigen positiv. Im Sommer änderte dies sich auf 88% der Kühe und 100% der Erstsömmrigen. Im Herbst 2021 waren 100% der Zweitsömmrigen positiv, 43% der Kühe und 75% der Erstsömmrigen (Abb. 21).

Der EpG der Kühe lag im Betrieb 9 im Frühjahr bei 8, im Sommer bei 16 und im Herbst bei 5. Vergleichsweise dazu war er bei den Zweitsömmrigen im Frühjahr bei 27 und im Herbst bei 14 EpG. Die Erstsömmrigen zeigten eine Eiausscheidung von 8 EpG im Frühjahr, 38 im Sommer und 16 im Herbst (Abb. 22).

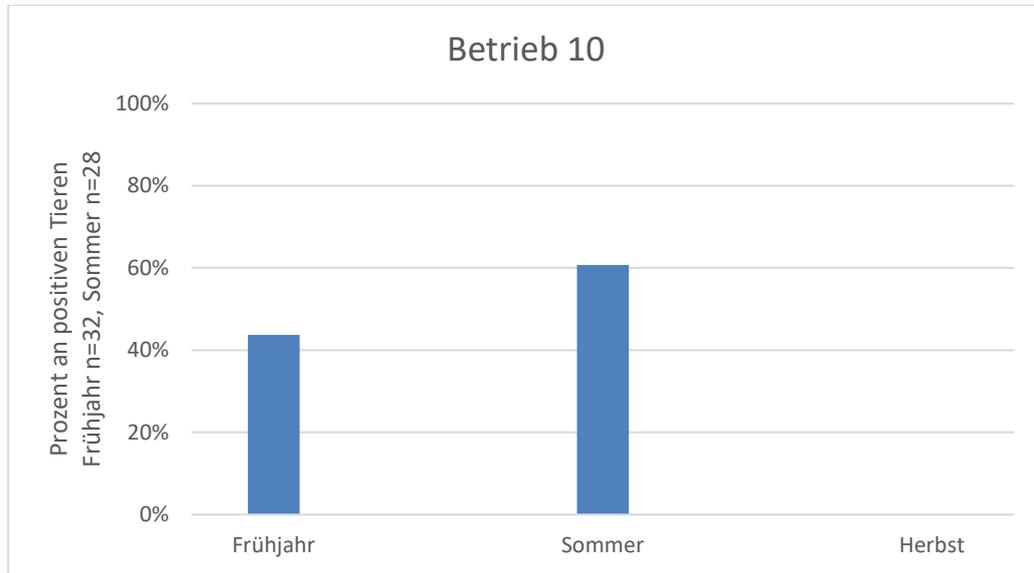


Abbildung 23: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 10

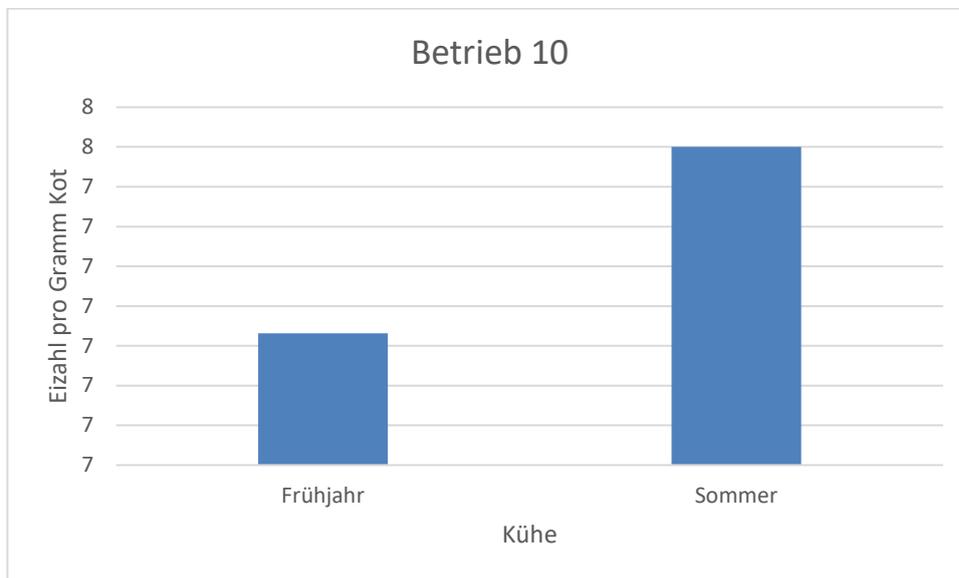


Abbildung 24: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 10

Im Betrieb 10 wurden lediglich 32 Kühe im Frühjahr und Sommer untersucht und keine der anderen Altersgruppen. Der prozentuelle Anteil an positiven Tieren stieg vom Frühjahr mit 44% bis Sommer um 17% (Abb. 23).

Im Frühjahr zeigten die untersuchten Tiere einen EpG von 7, im Sommer stieg er auf 8 (Abb. 24).

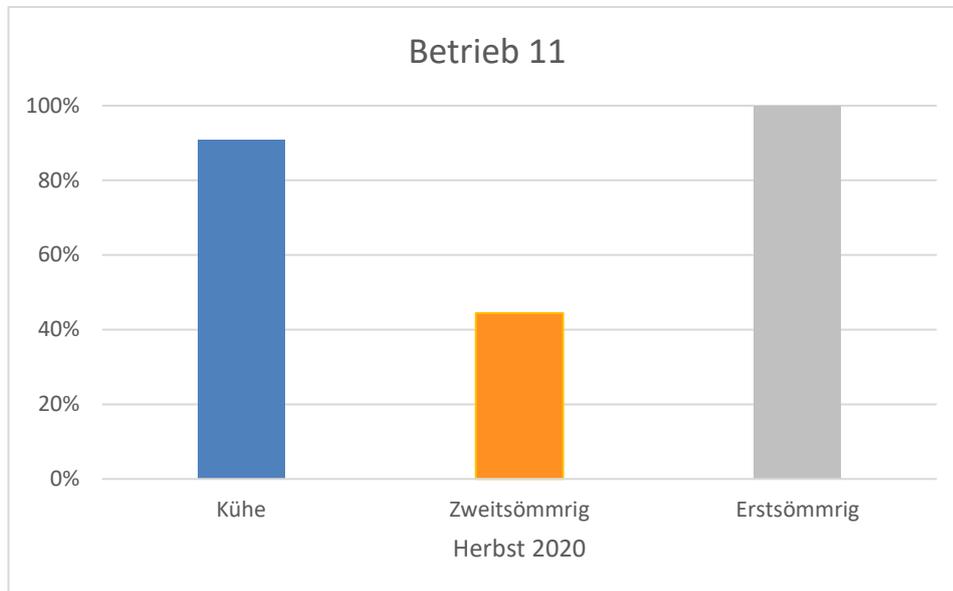


Abbildung 25: Anzahl "Trichostrongylidae" positiver Tiere im Betrieb 11

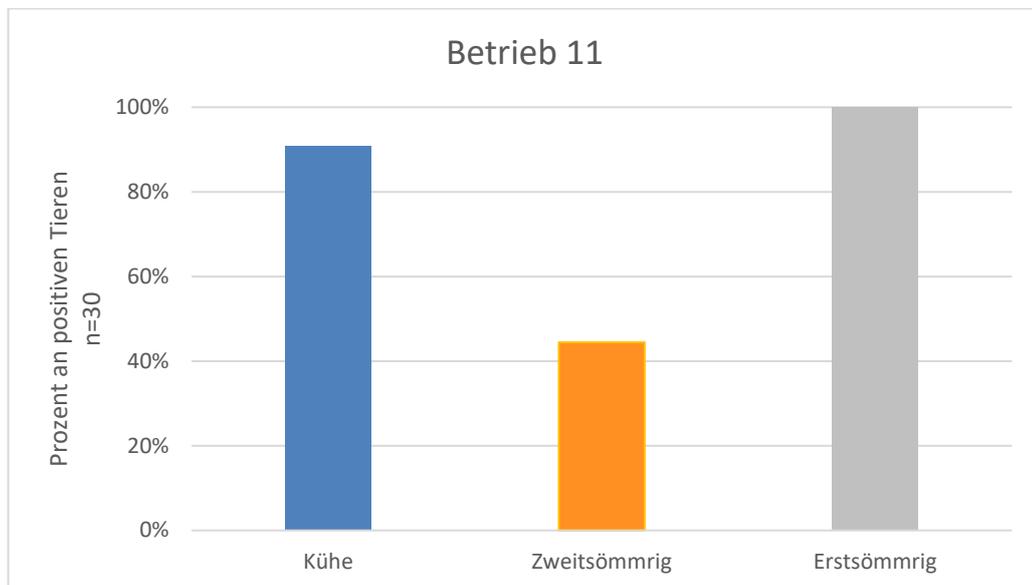


Abbildung 26: Eizahl pro Gramm Kot im Betrieb 11

Betrieb 11 wurde nur im Herbst 2020 untersucht, es waren die Proben von elf Kühen, neun Zweitsömmrigen und zehn Erstsömmrigen. Dabei waren 91% der Kühe, 44% der Zweitsömmrigen und 100% der Erstsömmrigen positiv (Abb. 25).

Im Herbst 2020 zeigten die Kühe einen EpG von 12, die Zweitsömmrigen von 3 und die Erstsömmrigen von 21 (Abb. 26).