

Ber. nat.-med. Ver. Salzburg	Band 17	S. 7-32	Salzburg 2014
------------------------------	---------	---------	---------------

PARASITEN AM ARBEITSPLATZ

NACHWEIS VON *BALANTIDIUM COLI* SOWIE ANDEREN HUMANMEDIZINISCH RELEVANTEN PARASITEN IN SCHWEINEN, RINDERN UND SCHAFEN IN SALZBURG UND OBERÖSTERREICH

Ilse JEKEL^{1,3}, Herbert AUER², Hartmuth ERLACH³, Patrick STALZER^{4,5}, Dustin SCHIELE,
Markus HELL⁵ & Christoph AUGNER¹

- 1) IGGMB - Das Gesundheitsforschungsinstitut
(Stv. Leitung: Mag. Dr. C. AUGNER, SALK Universitätsklinikum Salzburg)
- 2) Abteilung für Medizinische Parasitologie (Leitung: Univ. Prof. Dr. H. Auer),
Institut für Spezifische Prophylaxe und Tropenmedizin, Zentrum für Pathophysiologie,
Infektiologie und Immunologie, Medizinische Universität Wien
- 3) Prim. Dr. med. univ. H. ERLACH, FA für Allgemein- u. Unfallchirurgie & Sportarzt
- 4) Division für Medizinische Mikrobiologie
(Institut für medizinische und chemische Labordiagnostik,
SALK Universitätsklinikum Salzburg)
- 5) Zentrum für Krankenhaushygiene und Infektionskontrolle
(Leitung: OA Dr. med. univ. M. HELL, SALK Universitätsklinikum Salzburg)

Zusammenfassung

Das Protozoon *Balantidium coli* ist ein weltweit verbreiteter Parasit und lebt vorwiegend im Dickdarm von *Suidae* (=Schweineartige). Akzidentell kann *B. coli* auch auf fäko-oralem Weg in den Darmtrakt des Menschen gelangen und mitunter Auslöser von schweren blutigen Durchfällen sein. Im parasitologisch-diagnostischen Routinelabor des Universitätsklinikums Salzburg wurden in den letzten 21 Jahren tausende Stuhlproben untersucht, kein einziges Mal konnte jedoch *B. coli* nachgewiesen werden.

Im Rahmen von 3 Studien – durchgeführt in den Jahren 2003 bis 2013 – hatten wir die Möglichkeit insgesamt 566 Kotproben von Schweinen, Rindern und Schafen aus Stallungen verschiedener Bauernhöfe aus dem Bundesland Salzburg und dem angrenzenden Oberösterreich zu sammeln und sie auf Humanparasiten zu untersuchen.

Dabei ging es vor allem darum, zu überprüfen, ob *B. coli* überhaupt im natürlichen Wirt Schwein in dem o.g. Gebiet vorkommt. Darüber hinaus sollte die Frage geklärt werden, warum *B. coli* im humanparasitologisch-diagnostischen Labor bisher noch nicht diagnostiziert wurde.

In den 566 Kotproben von Schweinen, Rindern und Schafen konnten insgesamt 6 verschiedene humanparasitologisch relevante Parasiten nachgewiesen werden.

B. coli konnte in allen 84 untersuchten Schweinekotproben, nicht aber in Kotproben von Rindern und Schafen diagnostiziert werden. *Giardia lamblia* wurde in 6 von 84 Schweinen und in 9 von 472 untersuchten Rindern detektiert. *Cryptosporidium* sp. war in 2 von 472 Rindern nachweisbar. Darüber hinaus konnten in 13 Schweinekotproben Eier von *Ascaris suum* diagnostiziert werden. In 472 Rinderkotproben konnten sechsmal Eier von *Fasciola hepatica* und viermal Eier von *Dicrocoelium dendriticum* nachgewiesen werden. Bei insgesamt 10 untersuchten Schafkotproben fanden sich viermal Eier von *Fasciola hepatica* und sechsmal Eier von *Dicrocoelium dendriticum*.

Unsere Studie beweist damit eindeutig, dass *B. coli* sehr wohl in Schweinen in Salzburg und Umgebung autochthon vorkommt und dass Menschen auch in dieser Gegend *B. coli*-Infektionen akquirieren können. Darüber hinaus konnte gezeigt werden, dass auch andere humanpathogene Parasiten in Nutztieren auf dem Bauernhof vorhanden sind und entweder direkt (z. B. *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* sp., *Ascaris suum*) oder indirekt (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*) auf den Menschen übertragen werden können. Grund für den Nichtnachweis von *B. coli* in Stuhlproben des Menschen dürfte der hohe Hygienestandard auf den Bauernhöfen und deren Betreibern darstellen.

Summary

The protozoan *Balantidium coli* is a common worldwide parasite and lives mainly in the colon of pig-like animals (Suidae). *B. coli* can accidentally get on feco-oral route in the intestinal tract of humans and sometimes be the cause of severe bloody diarrhea.

Despite thousands of examined stool samples in the past 21 years of parasitological diagnostic routine laboratory of the University Clinics of Salzburg, *B. coli* was never detected.

In the context of 3 studies – all conducted between 2003 and 2013 – we had the opportunity to gather 566 fecal samples from pigs, cattle and sheep from different farms in Salzburg and Upper Austria and to examine them for human parasites.

First, we wanted to know whether *B. coli* occurs at all in the natural host pig in Salzburg and the surrounding area. Second, the issue should be clarified, why *B. coli* has not yet been diagnosed in human parasitological diagnostic laboratory.

In the 566 fecal samples from pigs, cattle and sheep, a total of 6 different human parasitological relevant parasites were detected: *B. coli* was detected in all 84 fecal samples of pigs, but are not diagnosed in fecal samples of cattle and sheep. *Giardia lamblia* was found in 6 of 84 pigs and nine times out of 472 examined cows. *Cryptosporidium* sp. was detectable in 2 of 472 cattle. In addition, eggs of *Ascaris suum* could be diagnosed in 13 fecal samples of pigs. In 472 cattle fecal samples six times eggs of *Fasciola hepatica* and four times eggs of *Dicrocoelium dendriticum* were detected. In ten examined sheep fecal samples four times eggs of *Fasciola hepatica* and six times eggs of *Dicrocoelium dendriticum* were found.

Our studies thus show, that *B. coli* exists autochthonous in pigs in Salzburg and the surrounding area and that people also in this area can acquire *B. coli* infections. Moreover, it was shown that other human pathogenic parasites are present in farm animals on the farm and can be transferred to humans either directly (e.g. *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* sp., *Ascaris suum*) or indirectly (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*). Reason for the non-detection of *B. coli* in stool samples of humans is likely the high standard of hygiene on the farms and their operators.

1 Einleitung

Balantidium coli (Griech.: balantion = Geldbeutel, Sack), ist ein weltweit vorkommender Parasit, der im Kolon und im Zäkum, vor allem von Schweinen und Wildschweinen (Familie Suidae) lebt, aber auch in anderen Tieren (z. B. Primaten) nachgewiesen werden konnte.

Die Übertragung auf den Menschen erfolgt durch die Aufnahme von Zysten aus Schweinekot oder von mit Schweinekot kontaminierten Nahrungsmitteln. Diese zählen mit einer Größe von 50-150 µm zu den größten humanpathogenen Parasiten.

Balantidien können nach einer Inkubationszeit von einigen Tagen bis Wochen besonders bei immunsupprimierten Personen Auslöser schwerer schleimig-blutiger Diarrhöen sein, wobei es zu einer Patenz von Jahren kommen kann (LUCIUS & LOOS-FRANK 2008).

Da in den letzten 21 Jahren im parasitologisch-diagnostischen Routinelabor des Universitätsklinikum Salzburg kein einziges Mal *B. coli* nachgewiesen wurde, stellte sich die Frage, ob dieser Parasit grundsätzlich im Bundesland Salzburg und Umgebung nachzuweisen ist. SCHUSTER et al. haben 2008 in ihrer umfassenden Studie den Nachweis erbracht, dass dieser Einzeller weltweit gleichzeitig mit dem Vorkommen von Schweinen (bevorzugt in Zuchtanstalten), zu finden ist.

Die ersten Untersuchungen von Bauernhöfen im Land Salzburg erfolgten 2004 durch IGLSEDER und 2006 durch FUSCHLBERGER.

Weitere Kotproben, die in den Jahren 2003-2013 gesammelt wurden, sollten sich speziell mit dem Nachweis von *B. coli* auf Bauernhöfen in Gebieten aus dem Flachgau des Landes Salzburg, als auch aus dem nordwestlichen Oberösterreich.

2 Material und Methoden

2.1 Probengewinnung

Insgesamt wurden im Zeitraum 2003 bis 2013 insgesamt 566 Kotproben von 84 Schweinen, 472 Rindern und 10 Schafen aus Stallungen von 34 Bauernhöfen aus dem Bundesland Salzburg (Tennengau, Flachgau) und dem nordwestlichen Oberösterreich gesammelt. Die Beprobung erfolgte während der Herbst- und Wintermonate, in Gebieten zwischen 430 – 560 m Seehöhe.

Dabei handelte es um 9 Bauernhöfe mit einer Stückanzahl von 15-20 Rindern und 1-6 Schafen aber ohne Schweinehaltung, sowie einer Zuchtanstalt (nähere Anzahl wird aus Datenschutzgründen nicht angegeben) mit davon 20 untersuchten Schweinen (IGLSEDER 2004), 12 Bauernhöfe mit reiner Rinderhaltung, mit einer Stückanzahl zwischen 7-50 (FUSCHLBERGER 2006) und 13 Bauernhöfe, die zwischen 1-25 Schweine hielten.

Pro gezähltem Tier und pro Stallabteilung wurde für die SAF-Anreicherung zuerst Kot in Plastiksäckchen gesammelt, um anschließend, ohne Verunreinigungen (z.B. Stroh, Erde) eine Probenmenge von 5-10g in mit SAF gefüllten Stuhlgefäßen abfüllen zu können.

Bei den Rindern konnte jeweils die frische Kotprobe nach der Fütterung gewonnen werden, wobei bei den Schweinen das Alter der Probe nur geschätzt werden konnte (aufgrund der Konsistenz und Angabe der Bauern: maximales Alter 5 Stunden).

2.2 Probenverarbeitung

Alle Kotproben wurden einerseits mittels Natrium acetate, Acetic acid, Formaldehyde (SAF)- Methode und andererseits mittels Stuhlausstrichs und modifizierter ZIEHL-NEELSEN Färbung (GARCIA 2007) auf Parasiten (Protozoen, Wurmeier) untersucht.

2.2.1 Natrium acetate, Acetic acid, Formaldehyde (SAF)-Anreicherungsverfahren MARTI & ESCHER 1990

Diese Anreicherungsverfahren gilt als Standardmethode zum Nachweis von Darmprotozoen (ausgenommen *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp. und *Isospora belli*), Wurmeiern und Wurmlarven.

Die Stammlösung wird aus folgenden Reagenzien hergestellt:

Natriumacetat (Merck)	15	g
Eisessig (Merck)	20	ml
Formalin 40% (Merck)	40	ml
Aqua destillata	925	ml

Durchführung

- Homogenisieren einer frischen Stuhlprobe (mindestens eine haselnussgroße Probenmenge) in 10 ml SAF-Stammlösung
- Filtrieren durch ein Sieb oder Gaze (einlagig, Porengröße ca. 1 mm)
- 2 min zentrifugieren, bei 2000 U/min
- Überstand bis auf ca. 1 ml absaugen (z.B. mit Wasserstrahlpumpe)
- Hinzufügen von 7 ml physiologische NaCl-Lösung und 2 ml Äther
- In verschlossenem Röhrchen gut mischen (Vortex-Rührer)
- 1 min zentrifugieren, bei 2000 U/min
- Von den 4 entstandenen Schichten Überstand (=3 Schichten) bis auf ca. 1 ml Flüssigkeit absaugen
- Sediment aufschütteln
- Mikroskopieren bei 100- bis 1000-facher Vergrößerung

2.2.2 Modifizierte ZIEHL-NEELSEN Färbung (GARCIA 2007)

Diese Methode gilt als Standardmethode zum Nachweis von *Cryptosporidium* sp. *Cyclospora* sp. und *Isospora belli*

Für die Färbung benötigt man folgende Lösungen von:

Karbolfuchsin (Merck 109215)

LÖFFLER's Methylenblau (Merck 101287)

5%ige H₂SO₄ (Merck 543K1396031)

Aqua destillata

Durchführung

- Frische Stuhlprobe dünn! ausstreichen.
- Lufttrocknen oder 5 Minuten bei 70° (Heizblock, Brutschrank) trocknen.
- Übergießen des gesamten Objektträgers mit Karbolfuchsin und bis zum Dampfen (nicht kochen!) mit Gasflamme erhitzen.
- 1-2 Minuten ohne zusätzliches Erhitzen weiterfärben.
- Präparat gut! mit A. dest. spülen (darf nicht austrocknen).
- 30 Sek. mit 5%iger H₂SO₄ entfärben.
- Mit A. dest. spülen.
- Mit LÖFFLER's Methylenblau übergießen und 1 Minute gegenfärben.
- Mit Aqua destillata spülen und lufttrocknen lassen.
- Mit Ölimmersion bei 600x – 1000x Vergrößerung mikroskopieren.

2.3 Lichtmikroskopie und Fotografie

Die angereicherten Kotproben wurden mittels Lichtmikroskop (Marke: Olympus Bx53, Kamera Canon Eos 600) untersucht. Fotografie und Dokumentation erfolgte durch Canon Eos Utility.

2.4 Systematische Bestimmung der Parasiten

Die Bestimmung der Protozoen und Helminthen erfolgte auf der Basis folgender Autoren: ASH L. R. (2007), DARAI et al. (2012), MEHLHORN & PIEKARSKI (2002), MEHLHORN (2012 A,B.), PETERS W. & G. PASVOL (2007), ROMMEL M. et al (2000).



Abb. 1: Probenahme in Oberösterreich, freilaufende Schweine (*Sus scrofa domestica*, Hausschwein und *Mangalica* sp., Wollschweinferkel)

2.5 Fragebögen

Bei den 2013 untersuchten Bauernhöfen des Bundeslandes Salzburg / Flachgau und des angrenzenden Oberösterreichs wurden bei 8 Bauernhöfen Fragebögen ausgeteilt, um einerseits bei den auf dem Bauernhof lebenden Tieren und andererseits auch bei den Landwirten, dem Personal und deren Familien eventuell aufgetretene Durchfallerkrankungen zu erfassen. Diese Ergebnisse werden in einer der nächsten Arbeiten der Reihe „Parasiten am Arbeitsplatz“ veröffentlicht.

3 Ergebnisse

3.1 Nachweis von Parasiten in Schweine-, Rinder- und Schafkotproben

Fasst man alle bislang im Land Salzburg durchgeführten Untersuchungen von IGLSEDER (2004), FUSCHLBERGER (2006) und den in der rezenten Studie erhobenen Untersuchungsergebnissen zusammen, so kann man sagen, dass *Balantidium coli* in allen untersuchten Kotproben von 84 Schweinen nachgewiesen werden konnte. *Giardia lamblia* fand sich in 9 Rinder- und 6 Schweinekotproben.

Die modifizierte ZN-Färbung nach GARCIA ergab bei 2 Rindern und 2 Schweinen *Cryptosporidium* sp., wobei keine molekularbiologische Untersuchung zur

Bestätigung durchgeführt wurde. Somit kann keine eindeutige Aussage bzgl. Spezies und Infektiosität getroffen werden. Keines der Tiere zeigte Krankheitssymptome. Wurmeier von *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium dendriticum* konnten in jeweils 10 Rindern und 10 Schafen, jedoch in keinem Schwein gefunden werden. Weiters zeigte sich bei 13 Schweinen eine Infestation mit *Ascaris suum*.

IGLSEDER 2004			
9 untersuchte Bauernhöfe	Schweine	Rinder	Schafe
Untersuchte Anzahl von Tieren	20	120	6
Anzahl von Kotproben	20	120	6
<i>Balantidium coli</i>	20	0	0
<i>Giardia lamblia</i>	1	3	0
<i>Cryptosporidium</i> sp	2	2	0
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	0	4	5
<i>Fasciola hepatica</i>	0	1	0
<i>Ascaris suum</i>	7	0	0
<i>Trichuris suis</i>	4	0	0

Tab 1.: Zusammenfassung aller humanparasitologischen Ergebnisse der von IGLSEDER 2004 untersuchten Bauernhöfe und Tiere

FUSCHLBERGER 2004			
12 untersuchte Bauernhöfe	Schweine	Rinder	Schafe
Untersuchte Anzahl von Tieren	0	320	0
Anzahl von Kotproben	0	320	0
<i>Giardia lamblia</i>	0	3	0

Tab 2.: Zusammenfassung aller humanparasitologischen Ergebnisse der von FUSCHLBERGER 2006 untersuchten Bauernhöfe und Tiere

Die Untersuchungen von FUSCHLBERGER (2006) befassten sich ausschließlich mit dem Nachweis von *Giardia lamblia* im Bundesland Salzburg, da bei der vorangegangenen Arbeit von IGLSEDER (2004) die geringe Anzahl (in nur drei Kotproben von 120 Rindern wurden Zysten von *G. lamblia* gefunden) nochmals mit anderen Probenahmestellen verglichen werden sollten. Auch hier zeigte sich, dass in nur 0,94 % von Rinderkotproben (n=320) Zysten von *G. lamblia* enthalten waren.



Abb. 2: Kuh auf einer Probenahmestelle im Land Salzburg

JEKEL 2003-2013			
13 untersuchte Bauernhöfe	Schweine	Rinder	Schafe
Untersuchte Anzahl von Tieren	64	32	4
Anzahl von Kotproben	64	32	4
<i>Balantidium coli</i>	64	0	0
<i>Giardia lamblia</i>	5	3	0
<i>Cryptosporidium</i> sp	0	0	0
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	0	0	1
<i>Fasciola hepatica</i>	0	5	4
<i>Ascaris suum</i>	6	0	0
<i>Trichuris suis</i>	2	0	0

Tab 3.: Zusammenfassung weiterer zusätzlich humanparasitologisch untersuchten Kotuntersuchungen während des Untersuchungszeitraums 2003-2013

Untersuchungszeitraum 2003-2013			
34 untersuchte Bauernhöfe Gesamt 566 Kotproben	Schweine Alter > 3 Monate	Rinder Alter > 8 Monate	Schafe Alter > 1 Jahr
Untersuchte Anzahl von Tieren	84	472	10
Anzahl von Kotproben	84	472	10
<i>Balantidium coli</i>	84	0	0
<i>Giardia lamblia</i>	6	9	0
<i>Cryptosporidium</i> sp	2	2	0
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	0	4	6
<i>Fasciola hepatica</i>	0	6	4
<i>Ascaris suum</i>	13	0	0
<i>Trichuris suis</i>	6	0	0

Tab 4.:Zusammenfassung aller humanparasitologischen Ergebnisse der in den Jahren 2003 bis 2013 untersuchten Kotproben von Schwein, Rind und Schaf aus den Gebieten Bundesland Salzburg und angrenzendes Oberösterreich



Abb. 3: Probenahme von Dr. P. STALZER in einem Freilaufgehege in Oberösterreich (Aufnahme Dustin SCHIELE)

3.2 Kurzbeschreibung der in den Schweine-, Rinder- und Schafkotproben nachgewiesenen humanpathogenen Parasiten

Die in den folgenden Kapiteln aufgeführten Beschreibungen von Klinik und Therapie der diagnostizierten Humanparasiten beziehen sich ausschließlich auf den Menschen.

3.2.1 *Balantidium coli*

Balantidium coli (Griech.: balantion = Geldbeutel, Sack), ist ein weltweit vorkommender Parasit, der im Kolon und im Zäkum vor allem von Schweinen und Wildschweinen (Familie Suidae) lebt, aber auch in anderen Tieren (z. B. Primaten) nachgewiesen werden konnte (Krauss et al. 2004).

Die Erstbeschreibung von *B. coli* erfolgte durch MALMSTEN 1857, der damals noch diesen Einzeller der Gattung *Paramecium* (Pantoffeltierchen) zuordnete. Vier Jahre später kam es durch weitere Beobachtungen von R. LEUKART und STEIN zu einer Umbenennung zu *Balantidium coli* (STEIN F. 1863, DARAI et al. 2012).

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit.

Biologie des Erregers: *B. coli* lebt primär im Dickdarm von Schweinen, bevorzugt bei Tieren in Masttierhaltungen. Er ist der einzige humanpathogene Vertreter der artenreichen Gruppe der Ziliaten. Seine Vermehrung erfolgt durch Querteilung oder durch sexuelle Konjugation mittels Austausch von Kernmaterial.

B. coli zeigt zwei Entwicklungsstadien, das bewegliche Trophozoiten- und das infektiöse Zystenstadium. Es ist mit einer Größe zwischen 50-150 µm der größte beim Menschen auftretende Einzeller.



Abb. 4: *Balantidium coli*, Zyste,
Ø 62 µm,
SAF-Anreicherung



Abb. 5: *Balantidium coli*, Trophozoit,
Ø 60x130 µm
SAF-Anreicherung

Die Übertragung auf den Menschen erfolgt durch orale Aufnahme von Zysten aus Schweinefäkalien, aus Fäkalien von Mensch zu Mensch oder über kontaminierte Nahrung, Trinkwasser, sowie auch durch Transportwirte (z. B. Fliegen). Unter noch nicht näher geklärten Umständen kann es zum Befall der Darmwand kommen.

Besonders gefährdete Berufsgruppen sind Metzger und Landwirte (NEAFIE et al. 2011, SCHUSTER & L. RAMIREZ-AVILA 2008, WALDMANN & WENDT 2004).

Klinik: Die Inkubationszeit beträgt Tage bis Wochen. Die pathogenetischen Auswirkungen von *B. coli* beruhen (ähnlich wie bei *Entamoeba histolytica*) nicht auf der direkter Zerstörung von Wirtszellen, sondern auf Sekundärinfektionen mit bestimmten Bakterien (z.B.: *Clostridium difficile*), was hier ebenfalls zu ruhrartigen Durchfällen, Übelkeit, sowie Obstipation führt, insbesondere bei immunsupprimierten Personen (ROMMEL et al. 2000, DARAI et al. 2012, JEKEL 2006, MEHLHORN & PIEKARSKI 2002, MEHLHORN 2012 A,B, NEAFIE 1976, NEAFIE et al. 2011).

In seltenen Fällen wurde *B. coli* auch in anderen Organen des Menschen (z.B. Lunge, Leber, Appendix etc. (BELLANGER et al. 2013, DHAWAN et al. 2013, KOPOWITZ et al. 2010, MALEKY F. 1998, SHARMA & HARDING G. 2003) nachgewiesen. Unterernährung und Immunsuppression können ebenfalls das Auftreten einer Balantidiose ermöglichen (LUCIUS & B. LOOS-FRANK 2008).

Diagnostik: Direkter Erregernachweis mittels mikroskopischer Stuhluntersuchung (z.B. Anreicherung: SAF, physiologische Kochsalzlösung).

3.2.2 *Giardia lamblia*

Der Flagellat *Giardia lamblia* wurde im Jahre 1632 von Antony von Leeuwenhoek entdeckt. Die Giardiose, ist eine gastrointestinale Infektion und gilt als die häufigste beim Menschen auftretende parasitologische Durchfallerkrankung. Das Schwein zeigt selten eine Symptomatik.

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit, mit erheblichen geographischen Unterschieden. Nach Angaben der WHO wird die Prävalenz symptomatischer Giardiosen in Asien, Afrika und Lateinamerika auf 200 Millionen und die Inzidenz auf 500 000 pro Jahr geschätzt. In den westlichen Industrieländern gilt der Befall mit *G. lamblia* als die häufigste Darmparasitose.

Biologie / Übertragung: *Giardia lamblia* (= *Lamblia intestinalis*, = *Giardia duodenalis*) lebt bevorzugt im Dünndarm des Menschen und anderer Säuger (Hund, Katze u. a.). Die Übertragung erfolgt auf fäko-oralem Weg von Mensch zu Mensch, von Tier zu Mensch oder über kontaminierte Lebensmittel. Insekten können ebenfalls als Transportwirte an der Verbreitung beteiligt sein. Dieser Einzeller kann zwei morphologisch unterschiedliche Entwicklungsformen ausbilden. Trophozoiten als beweglichen, vegetativen Formen (Größe 30x10 µm) und Zysten (10-14 µm) als Überdauerungsstadium für die Außenwelt. Die Vermehrung erfolgt durch Zweiteilung. Mit den Fäzes werden Zysten in großer Anzahl (bei einem infiziertem Menschen mehrere Millionen pro Tag) ausgeschieden. Bei immunsupprimierten Personen können sich Lamblien als Opportunisten enorm stark vermehren.

Klinik: Nach rund 3-21 Tagen erfolgen Resorptionsstörungen, schwere wässrige Diarrhoen, Blähungen, Oberbauchbeschwerden, sowie Flatulenz und Übelkeit.

Patenz: Jahre

Diagnostik: Direkter Erregernachweis mittels mikroskopischer Stuhluntersuchung (z.B. Anreicherung: SAF), Duodenalsaft, ggf. Antigen-Nachweis im Stuhl, Fluoreszenzmikroskopie

Therapie: Metronidazol oder andere Nitroimidazole, Albendazol, Furazolidon. Paromomycin (bei Schwangeren)



Abb. 6 : *Giardia lamblia*, Zyste, 25x15 µm
SAF-Anreicherung,

3.2.3 *Cryptosporidium* sp. und andere Kokzidien

Als einziger Vertreter von Kokzidien wurden *Cryptosporidium* sp. in 2 Rindern und in 2 Schweinen gefunden. Der Nachweis erfolgte durch die modifizierte ZN-Färbung nach GARCIA 2007. Eine molekularbiologische Untersuchung wurde nicht durchgeführt. Eine Infektiosität für den Menschen wird daher in Frage gestellt. Beide Rinder zeigten keine Krankheitssymptome.

Cryptosporidium parvum ist ein einzelliger Parasit aus der Unterklasse der Coccidia. 1993 erkrankten in Milwaukee (USA) über 400 000 Personen mit schweren Durchfällen durch verseuchtes Trinkwasser. Erst in den letzten 15 Jahren erkannte man die weltweit epidemiologische Bedeutung dieses Einzellers, als sich herausstellte, dass bei immunsupprimierten Personen Kryptosporidien nicht spontan eliminiert werden. Sie zählen seither als opportunistische Infektionen zu den AIDS-definierten Erkrankungen.

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit, besonders als Auslöser von Kälber- und Lammdiarrhöen bekannt.

Biologie / Übertragung: *C. parvum* und andere Arten der Gattung *Cryptosporidium* gelten als Sonderform der einwirtigen Kokzidien. Insgesamt sind mehr als 10 verschiedene Arten bekannt, von denen *C. parvum* die geringste Wirtsspezifität zeigt. So können neben Kälbern und Lämmern auch andere Säugetiere (Schweine, Hunde, Katzen, Pferde u. a.) befallen werden. Die Infektion erfolgt durch orale Aufnahme von 4-6µm großen Oozysten aus diarrhöischem Tierkot (z. B. über kontaminierte Lebensmittel). Im Darmlumen kommt es nach Vermehrung des

Parasiten erneut zur Bildung von infektiösen Oozysten, die mit den Fäzes ausgeschieden werden.

Klinik: Das Ausmaß der Vermehrung der Kryptosporidien ist stark vom Immunsystem des Menschen abhängig. Bei immunkompetenten Personen verläuft die Infektion meist asymptomatisch. Bei immungeschwächten Personen kommt es zu Autoinfektionen, die durch die unkontrollierte Vermehrung des Parasiten zu lebensbedrohlichen choleraartigen Diarrhöen führen (Die Letalitätsrate reicht bis zu 50 %). Die Durchfälle beginnen nach einer Inkubationszeit von 12-14 Tagen explosionsartig, begleitet von krampfartigen Bauchschmerzen. Bei AIDS -patienten können sich Kryptosporidien zusätzlich im Gallengang ansiedeln und eine Cholangitis, Cholezystitis, Hepatitis oder Pankreatitis hervorrufen. Auch in den Atemwegsorganen ist der Parasit nachgewiesen worden.

Diagnostik: Direkter Erregernachweis mittels mikroskopischer Stuhluntersuchung, Darmsaft, Gallenflüssigkeit, Sputum, modifizierte ZN-Färbung nach Garcia, Auramin-Färbung, Immunfluoreszenzmikroskopie, Antigennachweis

Therapie: Bisher keine anerkannten Therapeutika bekannt, Flüssigkeits- und Elektrolyt-Substitution.

3.2.4 *Cyclospora cayetanensis* und *Isospora belli*

Ähnliche Krankheitsbilder, wie bei den Kryptosporidien, zeigen die Protozoenarten *Cyclospora cayetanensis* und *Isospora belli*. Die Erkrankung verläuft entweder als harmlose Darminfektion oder zeigt die Symptomatik einer Fleischvergiftung.

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit.

Diagnostik: Direkter Erregernachweis mittels mikroskopischer Stuhluntersuchung, Fluoreszenzmikroskopie mit Calcofluor, modifizierte ZN-Färbung nach GARCIA, Eigenfluoreszenz bei UV-Licht mit einer Wellenlänge von 330-380 nm (REINALTER et al. 1995).

Therapie: Trimethoprim-Sulfamethoxazol

Cyclospora und *Isospora* konnten in keiner der 566 untersuchten Kotproben nachgewiesen werden.

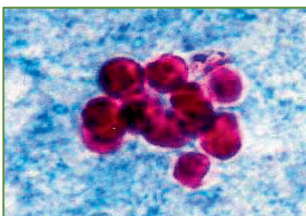


Abb. 7:
Cryptosporidium sp.,
Oozysten,
Größe: Ø 4 µm

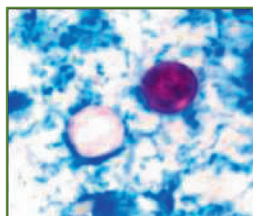


Abb. 8:
Cyclospora
cayetanensis, Oozysten,
Größe: Ø 10 µm

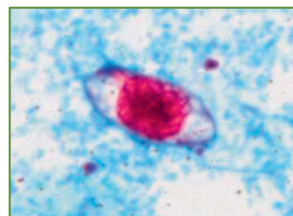


Abb. 9:
Isospora belli,
Oozyste,
Größe: 30x15 µm

3.2.5 *Fasciola hepatica*

Eine der ersten exakten Beschreibungen des Großen Leberegels stammt von Peter Simon PALLAS (1760) aus Berlin. Er diagnostizierte *F. hepatica* in den Gallengängen einer weiblichen Leiche. Die Fasziole ist eine akut oder chronisch verlaufende Erkrankung der Leber.

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit, besonders in feuchten Gebieten gemäßigter Zonen.

Biologie / Übertragung: Endwirte sind v. a. Wiederkäuer. Der Mensch infiziert sich durch die orale Aufnahme von Metazerkarien (=Larvalstadium vor der Entwicklung zum Adulttier), die an Wasserpflanzen haften oder im Wasser treiben. Im Darm dringen die geschlüpften Larven durch die Bauchhöhle in das Leberparenchym ein (gelegentlich können sie sich auch in Milz, Gehirn, Lunge, Auge u. a. „verirren“). Erst in den Gallengängen reifen sie zu geschlechtsreifen Adulttieren heran.

Die Wurmeier werden mit den Fäzes ausgeschieden.

Die ausgewachsenen Egel können eine Größe von 5 cm x 4-1,3 cm und die Wurmeier bis 150x90 µm aufweisen. Im feuchten Milieu schlüpfen die Erstlarven (Mirazidien), die bestimmte Wasserschnecken als Zwischenwirte aufsuchen. Die ausschwärmenden Zerkarien heften sich an Wasserpflanzen, um sich zu den für den Menschen infektiöse Metazerkarien weiterzuentwickeln.



Abb. 10: *Fasciola hepatica*,
Wurmei 69x130 µm,
mit abgesprengtem Deckel,
SAF-Anreicherung



Abb. 11: *Fasciola hepatica* adult,
35x16 mm,
in einer Rinderleber
(Schlachthof bei Salzburg)

Diagnostik: Direkter Erregernachweis mittels mikroskopischer Stuhluntersuchung (z.B. Anreicherung: SAF), Serologie (besonders in der Präpatenzzeit).



Abb. 12: *Fasciola hepatica*,
Adulttier, 30x12 mm, gebleichtes Dauerpräparat in Entellan

Klinik: Leberentzündung, Wucherungen in den Gallengängen, Fieber, Dyspepsie, Aszites, Lebervergrößerung, Eosinophilie, sekundäre Anämie.

Therapie: Triclabendazol

3.2.6 *Dicrocoelium dendriticum*

Dicrocoelium dendriticum wurde erstmals 1803 von C. A. RUDOLPHI unter dem Namen *Fasciola lanceolata* beschrieben. Der kleine Leberegel wird überwiegend in Tieren, gefunden und hat für den Menschen nur geringe medizinische Bedeutung.

Häufigkeit und Verbreitung: Gemäßigte Zonen der nördlichen Halbkugel.

Biologie / Übertragung: Das Vorkommen von *D. dendriticum* ist auf bestimmte Biotope beschränkt, da der komplizierte Entwicklungszyklus an Landschnecken als ersten und Ameisen als zweiten Zwischenwirt gebunden ist. Die Infestation des Menschen erfolgt durch das Verschlucken infizierter Ameisen. Die Parasiten siedeln sich in den Gallengängen an, wo sie sich zu Alttieren weiterentwickeln. Dabei erreichen sie eine Größe von 5-12 x 1-2 mm.

Die Wurmeier, die nicht größer als 38-45 x 20 µm sind, werden mit den Fäzes ausgeschieden. Als natürliche Hauptwirte dienen dem Kleinen Leberegel vorwiegend Wiederkäuer, Pferde und Hasenartige.

Klinik: Selten, vereinzelt unspezifische Bauchbeschwerden.

Therapie: Praziquantel



Abb. 13: *Dicrocoelium dendriticum*, Adulttier 7x2 mm, gebleichtes Dauerpräparat in Entellan



Abb. 14: *Dicrocoelium dendriticum*, Wurmei, 38x22 µm, SAF-Anreicherung

3.2.7 *Ascaris suum*

Der Spulwurm des Schweines, *Ascaris suum* und dessen Wurmeier sind vom Spulwurm des Menschen nicht zu unterscheiden.

Häufigkeit und Verbreitung: Weltweit.

In Österreich werden in rund 31 000 Betrieben ca. 3 Millionen Schweine gehalten (<http://fleisch-teilstuecke.at>).

Biologie / Übertragung: *A. suum*, lebt im Dünndarm von Schweinen, und ernährt sich vom Darminhalt. Er kann dabei, je nach Geschlecht, eine Länge von 25-40 cm Länge erreichen. Die dort abgelegten Eier (50-75 x 40-50 µm) gelangen mit dem Kot ins Freie. Es dauert 24-48 Tage, bis sich infektionstüchtige Larven entwickelt haben. Dieses verlässt das Ei erst, nachdem es nach oraler Aufnahme in den Darm des Wirtes

gelangt. Wie beim Menschen vollzieht der Spulwurm auch im Schwein eine Leber-Herz- Lungen- Schlundpassage.

Die Infestation des Menschen erfolgt oral durch Aufnahme von Wurmeiern aus kontaminierter Nahrung (v. a. Vegetabilien) oder Trinkwasser.



Abb. 15: *A. suum* Wurmei 50x30 µm
SAF-Anreicherung
Interferenzkontrast



Abb. 16: *A. suum*, Wurmei 50x47 µm
(mit Larve), SAF-Anreicherung
Interferenzkontrast

Klinik: Einerseits vermutet man, dass *A. suum*- Larven beim Menschen die gleiche Entwicklung wie sein humaner Verwandter durchmacht und damit dieselbe Symptomatik, wie Asthma-ähnliche Hustenanfälle, eosinophiles Lungeninfiltrat und Pneumonie bei der Lungenpassage und bei der Darmphase Eosinophilie, Bauchschmerzen, Erbrechen, Koliken, Enteritis, Darmverschluss bei Massenbefall, Enddarmprolaps verursacht.

Die Inkubationszeit beträgt bis zum Auslösen der Lungensymptomatik 7 Tage und der Darmphase 3 Wochen.

Die Patenz wird in der Literatur mit 9-15 Monate angegeben.

Andererseits können Larven von *A. suum* im Körper des Menschen auch umherwandern (Larva migrans-Syndrom) und zusätzlich je nach Lokalisation eine dementsprechende Symptomatik, wie Eosinophilie, pulmonale und hepatische Auffälligkeiten, Urtikaria, suspekter Lokalisation in der Netzhaut, Myositis, Enzephalitis etc. verursachen (AUER 2013, KIRKOYUN UYSAL 2009, LELES et al. 2012).

Therapie: Albendazol, Mebendazol, Pyrantel, Piperazin;

Bei allergischen Reaktionen durch pulmonale Askaridiose: Kortikosteroide

Da der Schweinespulwurm in Nordeuropa offensichtlich häufig für eine Spulwurmkrankheit (Askaridiose) beim Menschen Auslöser ist, haben dänische Wissenschaftler vergleichende molekularbiologische Untersuchungen mit Spul-

würmern von dänischen Patienten, dänischen Schweinen und humanen Spulwürmern aus Mexiko, Bangladesch, Guatemala und den Philippinen durchgeführt. Meist werden Urlaubsreisen und die unhygienischen Lebensverhältnisse in Ländern der "Dritten Welt" für Infektionen mit dem Spulwurm *A. lumbricoides* verantwortlich gemacht. Die Wissenschaftler sahen sich jedoch zu weiteren Nachforschungen veranlasst, nachdem in Dänemark insbesondere Kinder an Askaridiose erkrankt waren, die noch nie eine Reise in die "Dritte Welt" unternommen hatten. Vielmehr hatten die Kinder Kontakt zu Schweinegülle oder Schweinemist. Die Wissenschaftler stufen daher den Schweinespulwurm als Zoonoseerreger ein und empfahlen, speziell Kinder von Schweinekot, -gülle und -mist fern zu halten, da hier Spulwurmeier massenhaft vorkommen (NEJSUM ET AL. 2005, 2006).

In der Literatur herrscht immer noch Uneinigkeit, inwieweit der Spulwurm des Menschen und der Spulwurm des Schweines unterschiedlichen Arten zuzuordnen sind oder ob sie doch als eine einheitliche Spezies zu behandeln sind. Makroskopisch zeigen sie kein unterschiedliches Aussehen (LELES et al. 2012).



Abb. 17: *Ascaris lumbricoides*, Wurmeier mit Larven, 51x40 µm, SAF-Anreicherung

3.2.8 *Trichuris suis*

Trichuris suis ist kein humanpathogener Fadenwurm, da dieser nicht auf den Menschen übertragbar ist. Die Eier des Peitschenwurmes *Trichuris suis* können sich im Menschen nicht weiterentwickeln, da dieser einen Fehlwirt darstellt.

Der adulte Fadenwurm erreicht eine Länge von 4-5 cm. Die Wurmeier haben ein zitronenförmiges Aussehen und eine Größe von 30x65 µm.

Dennoch hat in den letzten Jahren dieser Helminth eine besondere Bedeutung erlangt.

Nach Studien der University of Iowa (Iowa City, USA) wird die Einnahme von Wurmeiern von *T. suis* beim Menschen therapeutisch bei chronisch entzündlichen Darmerkrankungen eingesetzt. Man nimmt an, dass das bei Autoimmunerkrankungen überschießende Immunsystem die Darmwand nicht mehr angreifen würde, wenn man ihm eine andere Aufgabe stellt. Die derzeit vorliegenden Studien scheinen erfolgversprechend zu sein (ROSCHÉ et al. 2013).



Abb. 18: *Trichuris suis*,
Wurmei 46x22 µm,
SAF-Anreicherung
Interferenzkontrast



Abb. 19: *Trichuris suis*,
Wurmei 44x22 µm,
SAF-Anreicherung
Interferenzkontrast

4 Diskussion

Die Tatsache, dass in den Jahren 1992-2013 im mikrobiologischen Labor des Universitätsklinikums Salzburg kein einziges Mal *Balantidium coli* nachgewiesen werden konnte, war Anlass für die rezente Untersuchung mit der Frage: Kann es sein, dass Balantidien in unserer Umgebung überhaupt nicht oder so selten vorkommen, sodass für den Menschen kaum ein Infektionsrisiko besteht?

Bisher wurde nur in einer oberösterreichischen Schweinezuchtanstalt bei 20 Schweinen gezeigt, dass *B. coli* zu finden ist (IGLSEDER 2004). Daher könnte man vermuten, dass vielleicht zu wenig Kotproben untersucht worden sind oder die SAF-Anreicherung die falsche Methode darstellt, um *B. coli* richtig zu detektieren.

In der Literatur wird hauptsächlich ein massives Auftreten dieses Ziliaten bei zu enger Tierhaltung beschrieben (WALDMANN 2004, SCHUSTER & RAMIREZ-AVILA 2008) MEHLHORN 2012 A, B). Schweinezuchtanstalten erlauben durch strenge Hygienevorschriften u.a. keine regelmäßigen Besucher, sodass eine Verbreitung der Balantidien aus den Ställen sehr stark eingeschränkt ist (HOY et al. 2006).

All diese Überlegungen waren Anlass, im Bundesland Salzburg und angrenzendem Oberösterreich eine Untersuchung zu starten, um grundsätzlich die Frage zu beantworten, inwieweit *B. coli* hier nachgewiesen werden kann.

Seit 23 Jahren wurde in Österreich nur ein einziger Fallbericht von ALLERBERGER et al. (1991) über das autochthone Vorkommen dieses Ziliaten veröffentlicht. Ein Landwirt in Tirol musste wegen Diarrhöe, Bauchschmerzen, Erbrechen, Fieber und Exsikkose in stationäre Behandlung aufgenommen werden. In seiner Stuhlprobe konnte *B. coli* ebenso nachgewiesen werden, wie auch in den Kotproben seiner Schweine. ALLERBERGER (1991) berichtet auch, dass bis 1991 im Untersuchungsgut der Bundesstaatlichen bakteriologischen serologischen Untersuchungsanstalt Innsbruck *B. coli* nicht diagnostiziert worden ist, obwohl er in einer im Rahmen einer epidemiologischen Untersuchung verschiedener Schweinebestände in Nord- und Osttirol, eine Durchsäuchungsrate von 60% erhoben hat.

In allen 84 Schweinekotproben aus dem Untersuchungsgebiet Salzburg Land und nordwestliches Oberösterreich wurden ausschließlich Zysten von *B. coli* gefunden. Die Tatsache, dass keine Trophozoiten auftraten, kann zwei Ursachen haben: Einerseits waren nicht alle Proben aus frisch abgesetztem Kot entnommen worden, andererseits ging auch aus den Befragungen der Schweinehalter hervor, dass keine Durchfallepisoden bei ihren Tieren beobachtet werden konnten.

Aus der Fachliteratur ist bekannt, dass mit *B. coli* infizierte Schweine nur sehr selten eine Ruhr entwickeln oder sogar an einer Balantidenruhr sterben. Der Kot ist dabei dünnflüssig, schleimig bzw. schleimig-blutig. Mangelzustände oder eine Schädigung des Darmlumens durch eine virale, bakterielle oder parasitologische Erkrankung können dem Ziliaten ein Eindringen in die Mukosa erleichtern und das Krankheitsbild sogar verstärken.

Experimentell konnte diese Auffälligkeit aber nicht bestätigt werden (ROMMEL et al. 2000, SCHUSTER & L. RAMIREZ-AVILA 2008). Vergleichende Untersuchungen des Zytoplasmas zeigten indes, dass sich Balantidien sowohl asymptomatischer und als auch akut erkrankter Schweine in ihrer Struktur und in ihrem Nukleinsäuregehalt, ihrer RNS und DNS unterscheiden (SKOTARCAK 1999).



Es ist daher wahrscheinlich, dass sich innerhalb der Spezies *B. coli* unterschiedlich pathogene Genotypen finden (POMAJBÍKOVÁ et al. 2013).

B. coli, konnte aber nicht nur in Schweinen, sondern auch im Kot von *Testudo hermanni* (Griechische Landschildkröte) im Tiergarten Hellbrunn, Salzburg (LECHNER et al. 2011) und in bisher noch nicht veröffentlichten Untersuchungen nachgewiesen werden.

Ob es sich tatsächlich um *B. coli* oder eine andere, *B. coli*-ähnliche Spezies handelte, konnte nicht mit Sicherheit festgestellt werden. (ASH & ORIHIL 2007, HEDLEY et al. 2013, PETERS & PASVOL 2007, RATAJ et al. 2011).



Abb. 20: *Testudo hermanni*
(Griechische Landschildkröte)

Tatsache ist, dass die Verwandtschaftsverhältnisse von *B. coli* und anderer *Balantidium*-spezies noch unvollständig untersucht sind. Es werden wohl noch einige Jahre vergehen, bis geklärt sein wird, welche *Balantidium*-Arten respektive - Genotypen human- und/oder veterinärmedizinische Relevanz haben. Weitere Studien werden zusätzlich noch durchgeführt werden müssen, um Aufschluss darüber zu geben, welche Genotypen über welche Tiere und über welche anderen Wege auf den Menschen übertragbar sind (SCHUSTER & L. RAMIREZ-AVILA 2008, HILL & NASH 2011).

Als ergänzende Studie war eigentlich auch geplant gewesen, Stuhluntersuchungen der betroffenen Schweinebauern durchzuführen; dies wurde jedoch strikt abgelehnt. Somit wurde alternativ versucht, wie schon vorher erwähnt, über Fragebögen mögliche Durchfallerkrankungen, nicht nur bei den auf dem Bauernhof lebenden Tieren, sondern auch bei den Landwirten, dem Personal und deren Familien zu erfassen. Die Ergebnisse werden in einem der nächsten Studien aus der Reihe: „Parasiten am Arbeitsplatz“ veröffentlicht.

Grundsätzlich sollte *B. coli* mehr Aufmerksamkeit geschenkt werden und der behandelnde Arzt die Balantidiose häufiger differentialdiagnostisch in Betracht ziehen. Gerade bei Reiserückkehrern muss auch nach diesen Ziliaten gesucht werden. Dabei sollte man daran denken, dass *B. coli* beim Menschen in seltenen Fällen auch außerhalb des Kolons diagnostiziert werden kann (SHARMA & HARDING 2003, HILL & NASH 2011, DHAWAN et al. 2013).

Gleichwohl *B. coli* mikroskopisch aufgrund eindeutiger diagnostischer Merkmale (Größe, Struktur, Form der Zysten und Trophozoiten) von Experten leicht zu erkennen ist, kann von Unerfahrenen der Ziliat aber auch mit Flimmerepithelzellen verwechselt werden, wie folgendes Beispiel zeigen soll:

Fallbeispiel: „Nicht alles was Zilien hat, ist *Balantidium coli*“

- 16-jähriger Patient; Österreicher
- B Zell - Akute lymphatische Leukämie mit minimalem ZNS Befall
- Anamnese:
Überstandene Grippe mit Kopfweh, Schmerzen im Bereich des Brustbeins, Fieber, Appetitlosigkeit
- Restsymptomatik: Schwäche, Gewichtsverlust, Atembeschwerden unklarer Genese
- Chemotherapie mit Prednisolon - Immunsuppression
- Mikrobiologische und molekularbiologische Untersuchung einer Bronchiallavage bzw. bronchialen Gewebe mit Verdacht auf Parasiten
- Enddiagnose Aspergillom

Die festsitzenden Flimmerepithelzellen, deren Kinozilien (Flimmerhärchen) deutlich aktiv schlugen, täuschten das Vorhandensein eines Ziliaten vor. Das Material wurde an die parasitologische Abteilung des Universitätsklinikums Salzburg geschickt und als parasitologische negative Probe beurteilt.

B. coli hat einen wesentlich größeren Durchmesser als Flimmerepithelzellen und die Trophozoiten zeigen zusätzlich auch noch eine aktive Fortbewegung.

Dieses Beispiel zeigt, dass man auch bei scheinbar einfach zu diagnostizierenden Humanparasiten Übung und Routine braucht.



Abb. 21: Flimmerepithelzelle
Ø 24x24 µm (nativ)

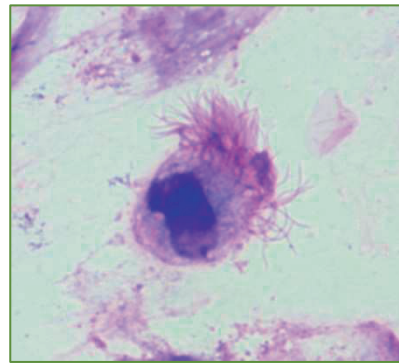


Abb. 22: Flimmerepithelzelle
Ø 24x24 µm (Giemsafärbung)

In den 566 Kotproben von 34 untersuchten Bauernhöfen konnte darüber hinaus gezeigt werden, dass auch andere humanpathogene Parasiten wie *Giardia lamblia* (2,65%), *Cryptosporidium* sp. (0,71%), *Ascaris suum* (2,30%), *Fasciola hepatica* (1,77%), *Dicrocoelium dendriticum* (1,77%), in Schweinen, Rindern und Schafen nachweisbar waren. In den bisher ausgeteilten Fragebögen, die sich mit dem Befinden, der Erinnerung an Krankheiten sowohl der Landwirte als auch der gehaltenen Tiere usw. befassen, zeigte sich jedoch bis jetzt, dass sich die Landwirte an keine auffälligen Symptome, wie Durchfall, Leberentzündung usw. erinnern konnten. Genauere Angaben können jedoch erst nach Fertigstellung der Fragebogenaktion gemacht werden.

Es ist anzunehmen, dass der hohe Hygienestandard auf den Bauernhöfen als auch der vorhandene intakte Immunstatus der Landwirte und des Personals das Infektionsrisiko gegenüber der in dieser Studie gefundenen Humanparasiten sehr gering hält.

Wie sich aus der Routine gezeigt hat, werden über 90% von Durchfallerkrankungen, die durch Parasiten verursacht werden, von einem Auslandsaufenthalt mitgebracht. *B. coli* wird wahrscheinlich auch in Zukunft im Bundesland Salzburg eine seltene Diagnose bleiben.

5 Literatur

- ALLERBERGER F., SCHILFFAHR T., STADLWIESER C., PALL H. & M.P. DIETRICH (1991): *Balantidium coli*. Ein Fallbericht Mitt. Österr. Ges. Tropenmed. Parasitol. **13**: 177-182.
- ASH L. R. & T.C. Orihel (2007): Atlas of Human Parasitology. ASCP Press, Chicago.
- AUER H. (2013): *Ascaris suum*, another parasite causing a visceral larva migrans syndrom. Abstractband der 47. Jahrestagung der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin, Parasitologie und Migration (ÖGTPM).
- BELLANGER A.P., SCHERER E., CAZORLA A. & F. GRENOUILLET (2013): Dysenteric syndrome due to *Balantidium coli*: a case report. New Microbiol. **36**(2): 203-5.
- DARAI G., HANDERMANN M., SONNTAG H-G. & L. ZÖLLER (2012): Lexikon der Infektionskrankheiten des Menschen. Springer-Verlag Berlin Heidelberg New York.
- DHAWAN S., JAIN D. & V.S. MEHTA (2013): *Balantidium coli*: an unrecognized cause of vertebral osteomyelitis and myelopathy. J Neurosurg Spine **18**(3): 310-3.
- FUSCHLBERGER A. (2006): Auf der Suche nach Lamblien bei Rindern im Bundesland Salzburg. Diplomarbeit an der Fachhochschule Salzburg.
- GARCIA L. S. (2007): Diagnostic Medical Parasitology. Am. Soc. Microbiol., Washington.
- HEDLEY J., EATWELL K. & D.J. SHAW (2013): Gastrointestinal parasitic burdens in UK tortoises: a survey of tortoise owners and potential risk factors. Veterinary Record doi:**10.1136/vr.101794**.
- HILL D.R. & NASH T.E. (2011): Intestinal flagellate and ciliate infections. In Tropical Infectious Diseases, Principals, Pathogens, and Practice. GUERRANT R.L., WALKER D.H., & P.F. WELLER P.F; Eds. Saunders Elsevier, Philadelphia, PA.
- HOY S., GAULY M. & J. KRIETER (2006): Nutztierhaltung und -hygiene. Verlag Eugen Ulmer Stuttgart.
- IGLSEDER E. (2004): Natürliches Vorkommen von humanpathogenen Parasiten auf dem Bauernhof. Diplomarbeit an der Fachhochschule Salzburg.
- JEKEL I. (2006): Spektrum der Infektionskrankheiten - Protozoen, Helminthen: 869-913. Spitta Verlag, Ballingen.
- KIRKOYUN UYSAL H., BORAL Ö. METINER K. & A. ILGAZ (2009): Investigation of Intestinal Parasites in Pig Feces That Are also Human Pathogens. Türkiye Parazitoloji Dergisi, **33**(2): 218-221.
- KOPOWITZ A., SMITH P., VAN RENSBURG N. & A.RUDMAN (2010): *Balantidium coli*-induced pulmonary haemorrhage with iron deficiency. S Afr Med J. **26**;**100**(8): 534-6.
- KRAUSS H., WEBER A., APPEL M., ENDERS B., GRAEVENITZ A. v., ISENBERG H.D., SCHIEFER H.G., SLENCZKA W. & H. ZAHNER (2004): Zoonosen. Deutscher Ärzte-Verlag.

- LECHNER M. JEKEL I. PROSL H. & C. AUGNER (2011): Human- und veterinärmedizinisch bedeutsame Parasitosen im Zoo Hellbrunn, Salzburg. Berichte der Naturwissenschaftlich-Medizinischen Vereinigung in Salzburg. Band **16**: 7-33. Eigenverlag, Laber Druck, Buch & Offsetdruckgesellschaft m.b.H. A-5110 Oberndorf.
- LELES D., GARDNER S.L., REINHARD K., INIGUEZ A. & A. ADAUTO (2012): Are *Ascaris lumbricoides* and *Ascaris suum* a single species? Leles et al. Parasites & Vectors, 5:42. <http://www.parasitesandvectors.com/content/5/1/42>.
- LUCIUS R. & B. LOOS-FRANK (2008): Biologie von Parasiten. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg.
- MALEKY F. (1998): Case report of *Balantidium coli* in human from south of Tehran, Iran. Indian J Med Sci. **52**(5): 201-2.
- MARTI Hp. & E. ESCHER (1990): SAF – Eine alternative Fixierlösung für parasitologische Stuhluntersuchungen. Diagnostik-Zentrum, Schweizerisches Tropeninstitut, Basel. Schweiz. med. Wschr. **120**: pp. 1473-1476.
- MEHLHORN H. (2012A): Die Parasiten der Tiere. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- MEHLHORN H. (2012B): Die Parasiten des Menschen. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- MEHLHORN H. & G. PIEKARSKI (2002): Grundriss der Parasitenkunde. Spektrum Akademischer Verlag Gustav Fischer, GmbH Heidelberg, Berlin.
- NEAFIE R.C. (1976): Balantidiosis. In: Binford CH, Connor DH (ed) Pathology of tropical and extraordinary diseases. p.325-327. Armed Forces Institute of Pathology, Washington DC .
- NEAFIE R.C., Andersen E.M. & M.K. Klassen-Fischer (2011): Balantidiasis. Topics on the Pathology of Protozan and Invasive Arthropod Diseases, 15; Armed Forces Institute of Pathology, Washington DC.
- NEJSUM P., PARKER E.D. JR, FRYDENBERG J., ROEPSTORFF A., BOES J., HAQUE R., ASTRUP I., PRAG J. & U.B.SKOV SORESEN (2005): Ascariasis is a zoonosis in denmark. J Clin Microbiol. **43**(3): 1142-8.
- NEJSUM P., PARKER E.D., FRYDENBERG J., SORESEN U.B., ROEPSTORFF A. & J. PRAG (2006): Ascariasis er en zoonose i Danmark – sekundærpublikation Ugeskr Laeger. **168**(4): 384-7.
- PETERS W. & G. PASVOL (2007): A Colour Atlas of Tropical Medicine & Parasitology. Elsevier Mosby.
- POMAJBÍKOVÁ K., OBORNÍK M., HORÁK A., PETRŽELKOVÁ K.J., GRIM J.N., LEVECKE B., TODD A., MULAMA M., KIYANG J. & D. MODRÝ (2013): Novel insights into the genetic diversity of *Balantidium* and *Balantidium*-like cyst-forming ciliates. PLoS Neglected Tropical Diseases. **7**(3): e2140.
- RATAJ A.V., LINDTNER-KNIFIC R., VLAHOVIĆ K., MAVRI U. & A. DOVČ (2011): Parasites in pet reptiles. Acta Veterinaria Scandinavica **53**:33.
- REINALTER F.F., EIBEL U., KLEM G. WEINMAYR B. & E. MARTH (1995): Nachweis von *Cyclospora* sp. bei Tropenrückkehrern – Fallbericht. Mitt. Österr. Ges. Tropenmed. Parasitol. **17**: 183-188.

- ROMMEL M, ECKERT J, KUTZER E, KÖRTING W & T. SCHNIEDER (2000): Veterinärmedizinische Parasitologie. Parey Buchverlag, Berlin.
- ROSCHÉ B., WERNECKE K.D., OHLRAUN S., DÖRR J.M. & F. PAUL (2013): Trichuris suis ova in relapsing-remitting multiple sclerosis and clinically isolated syndrome (TRIOMS): study protocol for a randomized controlled trial. *Trials*. **14**: 112.
- SHARMA S. & G. HARDING G. (2003): Necrotizing lung infection caused by the protozoan *Balantidium coli*. *Can J Infect Dis*. **14**(3): 163-166.
- SCHUSTER FL. & L. RAMIREZ-AVILA L. (2008): Current world status of *Balantidium coli*. *Clin. Microbiol. Rev.* Oct; **21**(4): 626-38.
- SKOTARCAK B. (1999): Cytochemical identification of mucocysts in *Balantidium coli* trophozoites.
- STEIN F. (1863): Ueber *Paramecium* (?) *coli* Malmsten. *Amtl. Berl. Dtsch. Chem. Ges.* **37**: 165.
- WALDMANN KH. & M. WENDT (2004): Lehrbuch der Schweinekrankheiten. Parey Verlag, Stuttgart.

Anschrift der Verfasser: Dr. Ilse JEKEL

e-mail: i.jekel@salk.at
i.jekel@yahoo.de

IGGMB - Das Gesundheitsforschungsinstitut

Mag. Dr. Christoph AUGNER (Stv. Leitung)

Müllner Hauptstraße 48, 5020 Salzburg
(SALK Universitätsklinikum Salzburg)

Univ. Prof. Dr. Herbert AUER
Leiter der Abteilung für Medizinische Parasitologie,
Institut für Spezifische Prophylaxe und Tropenmedizin,
Zentrum für Pathophysiologie, Infektiologie und Immunologie,
Medizinische Universität Wien

Prim. Dr. med. univ. Hartmuth ERLACH
FA für Allgemein- u. Unfallchirurgie & Sportarzt
Reichenhallerstraße 8, 5020 Salzburg

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Berichte der Naturwissenschaftlich-Medizinischen Vereinigung in Salzburg](#)

Jahr/Year: 2014

Band/Volume: [17](#)

Autor(en)/Author(s): Jekel Ilse, Auer Herbert, Erlach Hartmuth, Stalzer Patrick, Schiele Dustin, Hell Markus, Augner Christoph

Artikel/Article: [Parasiten am Arbeitsplatz. Nachweis von Balantidium Coli sowie anderen humanmedizinisch relevanten Parasiten in Schweinen, Rindern und Schafen in Salzburg und Oberösterreich 7-32](#)