

Aus dem
Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

**Morphometrische Differenzierung von
Anoplocephalidae-Zystizerkoiden
mit einem Beitrag
zur Reproduktionsfähigkeit experimentell infizierter Oribatiden**

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Steffi Trowe
Tierärztin aus Sebnitz
Berlin 1997

Journal-Nr. 2100

Gedruckt mit Genehmigung
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. K. Hartung

Erster Gutachter: Privatdozent Dr. R. Schuster

Zweiter Gutachter: Prof. Dr. Dr. h.c. Th. Hiepe

Tag der Promotion: 7. November 1997

Inhaltsverzeichnis

	Seite
1 Einleitung	5
2 Literaturübersicht	6
2.1 Stellung der Familie Anoplocephalidae im System des Tierreiches	6
2.2 Die wichtigsten Spezies der Gattungen <i>Anoplocephala</i> , <i>Paranoplocephala</i> , <i>Moniezia</i> , <i>Mosgovoyia</i> und <i>Cittotaenia</i> .	6
2.2.1 Morphologie, Wirtsspektrum, Sitz und Verbreitung	6
2.2.2 Veterinärmedizinische Bedeutung	12
2.3 Zur Erforschung der Lebenszyklen anoplocephalider Bandwürmer	12
2.4 Ontogenie	14
2.5 Epidemiologie	15
2.6 Charakteristika der Zwischenwirte - Oribatiden	18
2.6.1 Systematische Stellung	18
2.6.2 Morphologie der Oribatiden	19
2.6.3 Ernährung der Oribatiden	21
2.6.4 Ontogenie der Oribatiden und Reproduktionsdynamik	23
2.6.5 Populationsdynamik	24
2.6.6 Ökologische Gesichtspunkte	25
2.7 Oribatiden als Zwischenwirte für Anoplocephalidae-Arten	29
2.7.1 Allgemeines	29
2.7.2 Aufnahme der Bandwurmeier	30
2.7.3 Entwicklung von der Onkosphäre zum infektiösfähigen Zystizerkoid im Zwischenwirt	30
2.7.4 Faktoren, die die Infektion des Zwischenwirtes und die Entwicklung von der Onkosphäre zum Zystizerkoid beeinflussen	37
2.7.4.1 Tenazität der Bandwurmeier	37
2.7.4.2 Morphologie, Ernährung und Verbreitung des Zwischenwirtes	38
2.7.4.3 Befallsintensität der Oribatiden	39
2.7.4.4 Bandwurm-, Oribatidenart und Temperatur	40
3 Eigene Untersuchungen	43
3.1 Material und Methodik	43
3.1.1 Isolierung und Determination der Oribatiden	43
3.1.2 Isolierung, Determination und Aufbereitung des Bandwurmmaterials	44
3.1.3 Experimentelle Infektion und Versuchsaufbau	45
3.1.4 Prüfung des Infektionserfolges (Befallsintensität, -extensität)	46

3.1.5 Das mikroskopische Messen	46
3.1.6 Datenanalyse	47
3.2 Untersuchungsergebnisse	50
3.2.1 Ergebnisse der Infektionsversuche	50
3.2.2 Ergebnisse des mikroskopischen Messens	51
3.2.3 Abhängigkeit des Zystizerkoidvolumens vom Volumen der Körperhöhle der Oribatide	53
3.2.4 Darstellung der Verteilung der Zystizerkoidvolumina unter Berücksichtigung der Befallsintensität der Oribatiden	53
3.2.5 Prüfverfahren	61
3.2.5.1 Kruskal-Wallis-Test (H-Test)	61
3.2.5.2 Mann-Whitney-Test (U-Test)	61
3.2.6 Vergleich des Vorkommens von Milbeneiern in infizierten und nicht infizierten Oribatiden	62
4 Diskussion	66
5 Zusammenfassung	73
6 Literaturverzeichnis	77
7 Anhang	97

1 Einleitung

Bandwürmer der Familie Anoplocephalidae treten bei den verschiedensten herbivoren Säugetieren auf und besitzen insbesondere bei Wiederkäuern und Pferden als Erreger von Weideparasitosen eine große veterinärmedizinische Bedeutung. Anoplocephalide Bandwürmer sind weltweit verbreitet und verursachen vor allem unter Jungtieren immer wieder schwere Verluste.

Bis ins 20. Jh. war der vollständige Entwicklungszyklus dieser Parasiten unbekannt. Erst in den dreißiger Jahren setzte eine intensive Forschungsarbeit in diese Richtung ein. Bei allen bisherigen Untersuchungen wurde die Larvalform dieser Zestoden, das Zystizerkoid, mit seinen morphologischen Merkmalen nur als einzelnes bezogen auf die jeweilige Bandwurmart betrachtet. In der Literatur liegen zahlreiche Angaben zur Länge und Breite von Bandwurmzystizerkoiden vor. Diese Parameter sind jedoch variabel und es ist zu vermuten, daß die Vergrößerung der Befallsintensität des avertebraten Zwischenwirtes mit einer Verkleinerung der einzelnen Zystizerkoide ähnlich wie bei *Dicrocoelium*-Metazerkarien in Ameisen (Schuster 1991b) einhergeht.

Aufgabe der vorliegenden Dissertation ist es, die Möglichkeit einer Abgrenzung von Zystizerkoiden verschiedener Anoplocephalidae-Spezies auf der Grundlage eines biometrischen Vergleiches zu untersuchen. Gleichzeitig sollen die Beziehungen von Zwischenwirt und Zystizerkoid im morphometrischen Bereich aufgedeckt werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Stellung der Familie Anoplocephalidae im System des Tierreiches

Die Familie Anoplocephalidae umfaßt 25 Gattungen mit etwa 165 Arten. Davon sollen 40 Arten bei Landsäugetieren und Vögeln vorkommen (Hiepe 1985).

Charakteristisch ist ein kräftiger, muskulöser Skolex mit vier großen Saugnäpfen, aber ohne Rostellum und ohne Haken. Die Glieder sind meist breiter als lang und besitzen randständig gelagerte Geschlechtsöffnungen. Bei den Gattungen *Andrya*, *Anoplocephala*, *Avitellina*, *Paranoplocephala*, *Stilesia*, *Thysaniezia* und *Thysanosoma* sind die Geschlechtsorgane einfach, bei *Cittotaenia*, *Moniezia* und *Mosgovoyia* doppelt angelegt. Der Uterus zieht sich im graviden Zustand sackförmig oder gelappt quer durch die gesamte Proglottide oder zerfällt in Paruterinorgane. Die Anzahl und Verteilung der Hoden ist je nach Art verschieden. Der mehrfach gelappte Eierstock befindet sich im Zentrum der Proglottide oder nahe dem Genitalporus (Spasskij 1951).

Abb. 1 zeigt die systematische Stellung der Familie Anoplocephalidae mit ihren wichtigsten Gattungen nach Hiepe (1985).

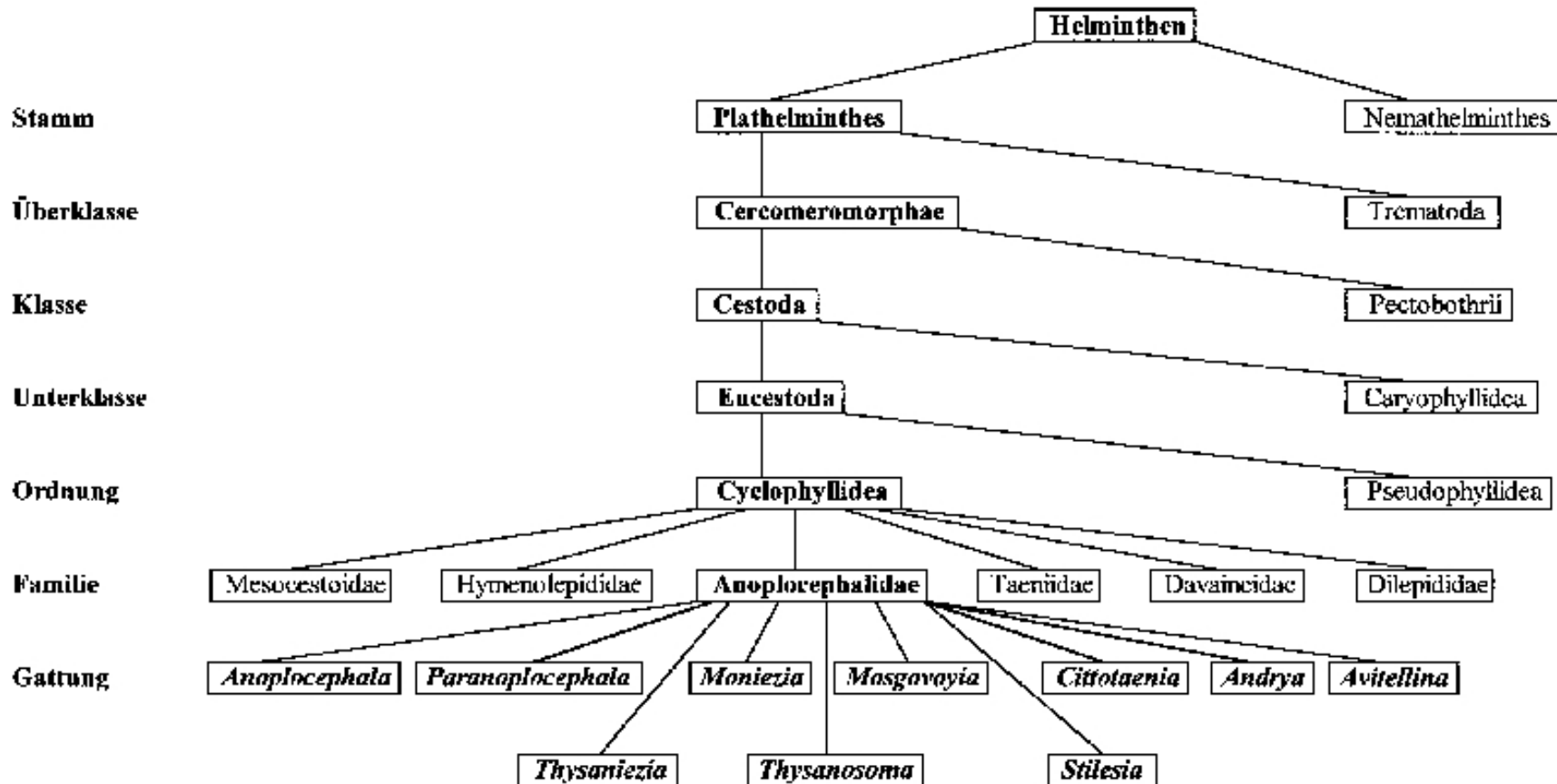


Abbildung 1: Systematische Stellung der wichtigsten Anoplocephalidae-Gattungen nach Hiepe (1985)

2.2 Die wichtigsten Spezies der Gattungen *Anoplocephala*, *Paranoplocephala*, *Moniezia*, *Mosgovoyia* und *Cittotaenia*

2.2.1 Morphologie, Wirtsspektrum, Sitz und Verbreitung (Tab. 1)

Tabelle 1: Wichtige Anoplocephalidae-Arten bei Haus- und Wildtieren

Art	Morphologie	Wirtsspektrum	Sitz	Verbreitung
<p><i>Anoplocephala</i> <i>perfoliata</i> (GOEZE, 1782)</p>	<p>Länge: 2-8 cm; Breite: ca. 1 cm</p> <p>Skolex: ca. 2-4 mm, fast viereckig</p> <p>vier große, nach vorn gerichtete Saugnäpfe;</p> <p>hinter jedem Saugnapf ein nach hinten gerichteter Lappen; kurze, dicke Glieder, die bis zur Mitte breiter werden; Glieder an den Innenflächen miteinander verwachsen;</p> <p>Geschlechtsöffnungen randständig, alle auf gleicher Seite; Satz Geschlechtsorgane in jeder Proglottide</p> <p>(Spasskij 1951; Borchert 1952; Nemeséri & Holló 1961; Hiepe 1985)</p>	<p>Equiden</p>	<p>Dünndarm, vorwiegend Ileum, selten Blinddarm</p> <p>(Hiepe 1985)</p>	<p>weltweit;</p> <p>Rußland (Spasskij 1951)</p> <p>Deutschland (Christl 1971, Hasslinger & Tausend 1989, Dietz et al. 1994)</p> <p>USA (Lyons et al. 1983)</p> <p>Kanada (Beroza et al. 1983)</p> <p>Großbritannien (Owen et al. 1989)</p> <p>Vietnam (Krivolutsky et al. 1991)</p> <p>Finnland (Saari & Nikander 1992)</p> <p>Schweden (Nilsson et al. 1995)</p>

<p><i>Anoplocephala magna</i> (ABILDGAARD, 1789)</p>	<p>Länge: bis 80 cm; Breite: bis 2,5 cm Skolex: 4-6 mm; vier runde Saugnäpfe mit nach vorn gerichteten Öffnungen, Lappen fehlen (Hiepe 1985, Boch & Supperer 1992)</p>	<p>Equiden</p>	<p>Dünndarm, besonders Jejunum (Hiepe 1985)</p>	<p>Europa selten, häufiger in Nordamerika (Hiepe 1985)</p>
<p><i>Paranoplocephala mamillana</i> (MEHLIS, 1831)</p>	<p>Länge: 1-4 cm; Breite: 4-6 mm (hinter Skolex am breitesten) Skolex: 0,7-1 mm; vier Saugnäpfe mit schlitzförmigen, seitlich liegenden Öffnungen; kurze, breite Proglottiden; deutlich hervorragende Geschlechtsöffnungen; Strobilaränder gezähnt (Hiepe 1985, Boch & Supperer 1992)</p>	<p>Equiden</p>	<p>proximaler Dünndarm (Boch & Supperer 1992)</p>	<p>Kosmopolit</p>
<p><i>Moniezia expansa</i> (RUDOLPHI, 1810)</p>	<p>Länge: bis 10 m; Breite: bis 1,6 cm Skolex: 0,4-0,8 mm, fast kugelig und leicht gelappt; vier runde oder ovale, vorspringende Saugnäpfe mit schlitzförmigen Öffnungen; Glieder breiter als lang; Proglottiden mit je zwei Geschlechtssätzen und zwei Geschlechtsöffnungen, letztere randständig in der vorderen Hälfte liegend; ringförmige Interproglottialdrüsen am hinteren Rand jeder Proglottide (Borchert 1952, Nemeséri & Holló 1961, Hiepe 1985)</p>	<p>Haus- und Wildwiederkäuer</p>	<p>Dünndarm, besonders Duodenum (Hiepe 1985)</p>	<p>Europa, Asien, Afrika, Amerika, Australien, einige ozeanische Inseln, Grönland (Spasskij 1951) Tschechien (Prokopic 1954) Aserbajdschan (Sadychov et al. 1983) China (Lin et al. 1983) Vietnam (Krivolutsky et al. 1991)</p>

<p><i>Moniezia benedeni</i> (MONIEZ, 1879)</p>	<p>Länge: bis 4 m; Breite: bis 2,6 cm</p> <p>Skolex: Durchmesser 1 mm, deutlich vom Hals abgesetzt, viereckig; vier schräg nach vorn gerichtete Saugnäpfe mit runden Öffnungen; Genitalpori jederseits in vorderer Hälfte des Gliedrandes liegend; lineare Anordnung der Interproglottialdrüsen im Mittelfeld der Proglottide am hinteren Rand</p> <p>(Borchert 1952, Euzeby 1967, Hiepe 1985)</p>	<p>Haus- und Wildwiederkäuer</p>	<p>Dünndarm (Hiepe 1985)</p>	<p>Kosmopolit</p>
<p><i>Mosgovoyia pectinata</i> (GOEZE, 1782)</p>	<p>Länge: 5-22 cm; Breite: 1-1,5 cm</p> <p>Skolex: 0,3-0,8 mm; vier ellipsenförmige Saugnäpfe (paarweise auf der Skolexfläche); kurzer Hals; Glieder breiter als lang; in jedem Glied zwei Geschlechtssätze; Genitalpori jederseits in der Mitte des Gliedrandes; Hoden zwischen und hinter beiden Ovarien</p> <p>(Spasskij 1951, Tenora & Murai 1978, Wiesner & Ribbeck 1978, Hiepe 1985)</p>	<p>Hasen, Kaninchen (bei domestizierten Arten selten)</p>	<p>oberer Teil des Dünndarmes (Spasskij 1951)</p>	<p>Europa, Afrika, Asien, Nordamerika (Spasskij 1951)</p> <p>Großbritannien (Boag 1987, 1988; Boag & Garson 1993)</p> <p>Irland (Butler 1994)</p>
<p><i>Cittotaenia denticulata</i> (RUDOLPHI, 1810)</p>	<p>Länge: 30-80 cm; Breite: bis 1,5 cm</p> <p>Skolex: ca. 1 mm, trapezförmig, etwas abgeplattet; vier große vorspringende, querelliptische Saugnäpfe; Hals sehr kurz oder fehlt; Glieder breiter als lang;</p> <p>paariger Geschlechtsapparat; vorspringende Genitalöffnungen jederseits am hinteren Außenrand der Glieder; Hoden über das ganze Mittelfeld der Proglottiden verteilt</p> <p>(Spasskij 1951, Borchert 1952, Wiesner & Ribbeck 1978, Hiepe 1985)</p>	<p>Hasen, Kaninchen (bei domestizierten Arten selten)</p>	<p>unterer Teil des Dünndarmes (Spasskij 1951)</p>	<p>Europa einschließlich England (Spasskij 1951)</p> <p>Großbritannien (Boag 1987, 1988; Boag & Garson 1993)</p> <p>Deutschland (Allgöwer 1992)</p> <p>Irland (Butler 1994)</p>

2.2.2 Veterinärmedizinische Bedeutung

Ein geringgradiger Befall mit anoplozephaliden Bandwürmern verursacht keine erkennbaren Krankheitserscheinungen, während ein massiver schwere Gesundheitsschädigungen nach sich zieht. Insbesondere Jungtiere sind gefährdet. So kommt es z. B. bei Lämmern unter sechs Monaten immer wieder zu hohen Verlusten durch Monieziose. Bei älteren Tieren hingegen verläuft die Infektion meist subklinisch. Sie haben als Eiausscheider epidemiologische Bedeutung.

Die klinischen Symptome sind weitgehend unspezifisch. Berichtet wird über Verdauungsstörungen, die sich äußern in rezidivierender Kolik, Abmagerung, Diarrhoe, aber auch in Verstopfung bis zur Koprostase. Selbst zentralnervöse Störungen sind beschrieben (Potemkina 1973). Die Schleimhäute erscheinen blaß. Durch fortschreitende Anämie wird die allgemeine Erschöpfung der Tiere verstärkt. Infizierte Jungtiere bleiben in ihrer Entwicklung zurück.

Dem Wirt werden Nährstoffe (Kohlenhydrate) aus dem Darminhalt entzogen. An der Anheftungsstelle des Bandwurmes im Darm kommt es zu einer örtlichen Reizung des Epithels mit nachfolgender Entzündung. Die Schädigung des Gewebes kann sich bis in die tieferen Schichten ausdehnen (Geschwürbildung). Folgen können Darmperforation, Peritonitis und der Tod des Tieres sein (Borchert 1952; Euzeby 1967; Hiepe 1985). Über Todesfälle bei Pferden berichteten Christl (1971), Beroza et al. (1983) und Dietz et al. (1994). Bei einer Untersuchung in Schweden wurde festgestellt, daß trotz z.T. schwerer Darmläsionen durch *A. perfoliata* keines der geschlachteten Pferde Kolik gezeigt hatte (Nilsson et al. 1995).

In Ostafrika führt der *Stilesia hepatica*-Befall bei kleinen Wiederkäuern regelmäßig zum Verwurf der Leber bei der Schlachtung (Kusiluka et al. 1995).

2.3 Zur Erforschung der Lebenszyklen anoplozephalider Bandwürmer

Erstmalig gelang Stunkard (1937) die experimentelle Infektion von Moosmilben (Acari: Oribatei) mit *Moniezia*-Eiern. Dabei wurden Moosmilben der Gattung *Galumna* mit Eiern von *Moniezia expansa* infiziert und durch deren Sektion in bestimmten Zeitintervallen verschiedene Entwicklungsstadien des Bandwurmes aus der Körperhöhle isoliert. Der Entwicklungskreislauf konnte durch Verfütterung von mit Zystizerkoiden befallenen Oribatiden an ein Schaflamm geschlossen werden. Stunkard (1937) war somit der erste, der die Rolle von Moosmilben als Zwischenwirte im Lebenszyklus anoplozephalider Bandwürmer nachwies. Eine umfangreiche Publikation über die Entwicklung von *M. expansa* im Zwischenwirt erschien im Folgejahr (Stunkard 1938). Wenig später beschrieb Stunkard (1939) den Lebenszyklus des Kaninchenbandwurmes, *Cittotaenia ctenoides*. Es folgte eine detaillierte Veröffentlichung über die einzelnen Entwicklungsstadien von *C. ctenoides* und *C. denticulata* (Stunkard 1941).

Die Ergebnisse aus den Untersuchungen von Stunkard wurden durch Krull (1939a, 1939b) bestätigt.

Baškirova (1941) gelang die experimentelle Infektion von Oribatiden der Gattungen *Galumna*, *Achipteria* und *Schelorbates* mit den drei Pferdebandwurmart *Anoplocephala perfoliata*, *A. magna* und *Paranoplocephala mamillana*.

Stunkard (1943) faßte die bis zu diesem Zeitraum gewonnenen Erkenntnisse in seiner Arbeit "How do tapeworms of herbivorous animals complete their life cycles?" zusammen.

In den folgenden Jahren und Jahrzehnten konzentrierten sich die Forschungen auf die Entdeckung neuer Gattungen und Arten von Oribatiden, die am Entwicklungszyklus der Anoplozephaliden beteiligt sind. Parasitologen in verschiedenen Gebieten der Welt beschäftigten sich mit der Untersuchung von Weideflächen auf spontan mit Larvalstadien von Anoplozephaliden infizierte Moosmilben, so Kates & Runkel (1947) und Fritz (1995) in den **USA**, Baškirova (1953) und Doktorov & Gusarov (1975) in **Rußland**, Svadzjan (1960, 1962) in **Armenien**, Prokopic (1962) in der **Tschechei**, Kassai & Mahunka (1965) in **Ungarn**, Ejtmovic (1966) in **Litauen**, Graber & Gruvel (1969) im **Tschad** (Zentralafrika), Lin et al. (1975, 1983) in **China**, Barutzki & Parwar (1986) sowie Schuster (1988) in **Deutschland** und Dik et al. (1995) in der **Türkei**. Darüberhinaus wurden experimentelle Infektionen von Moosmilben unter Labor- oder

Freilandbedingungen durchgeführt (Runkel & Kates 1947; Drews 1953; Potemkina 1959; Sokolova & Panin 1960; Nadakal 1960; Jurášek 1962; Kuliev 1963; Kassai & Mahunka 1965; Kuznecov 1966, 1970; Prokopic 1966, 1967; Graber & Gruvel 1969; Al'kov 1975; Narsapur 1976a, b, c, 1978; Ebermann 1976; Gleason & Buckner 1979; Narsapur & Prokopic 1979; Orta & Boyackehyan 1981; Prokopic & Narsapur 1981; Lin et al. 1982a, b, 1984; Schuster 1984; Skorski 1984; Parwar 1985; Lin & Lingxian 1986; Barutzki & Parwar 1986; Hassanain et al. 1987; Triesch 1987; Schuster et al. 1988; Denegri 1989; Romero et al. 1989; Jiazhen & Lin 1990; Schuster 1991a, 1995; Xiao & Herd 1992; Kaur et al. 1993; Polec & Moskwa 1994; Fritz 1995).

Viele der aufgeführten Autoren gaben bei der experimentellen Infektion außer den genauen Versuchsbedingungen (Gewinnung und Haltung der Milben, Lufttemperatur, Luftfeuchtigkeit etc.) und der Entwicklungszeit von der Onkosphäre zum reifen, infektiösen Zystizerkoid in der Moosmilbe auch eine Beschreibung der einzelnen Entwicklungsstadien einschließlich morphometrischer Merkmale wie Länge und Breite an. Caley (1976) ging in den ultrastrukturellen Bereich und untersuchte Zystizerkoide von *M. expansa* im Alter von 15 und 28 Wochen. Die Autorin entdeckte vier verschiedene Zelltypen im 15 Wochen alten Zystizerkoid, wies die Umwandlung der zunächst zellulären in eine später hauptsächlich fibröse Struktur nach und analysierte die Epidermis, den inneren Anteil und den Skolex in ihrer weiteren Entwicklung.

2.4 Ontogenie

Anoplozephalide Bandwürmer entwickeln sich in einem obligaten Zwei-Wirte-Zyklus

(Abb. 2).

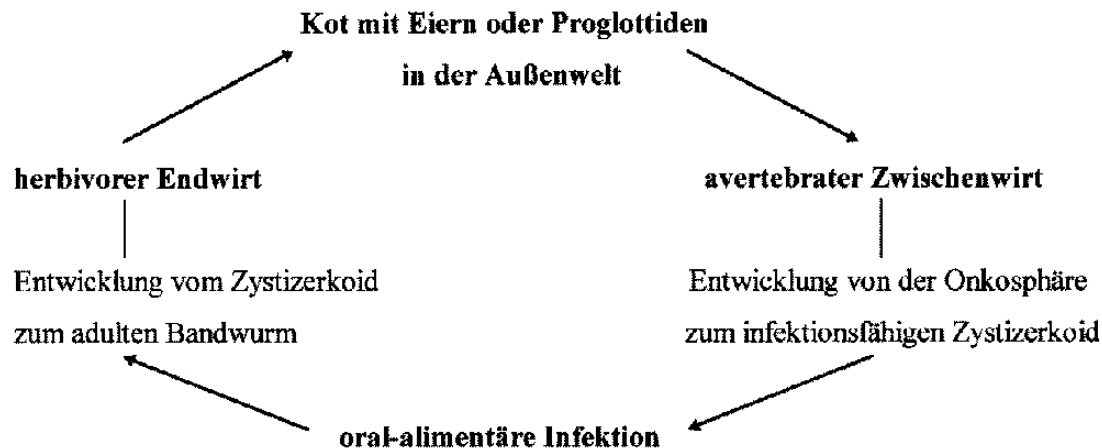


Abbildung 2: Zwei-Wirte-Basislebenszyklus der Anoplozephaliden

Die Eier der Anoplozephaliden werden durch einen avertebraten Zwischenwirt (z.B. Moosmilben) aufgenommen, in dessen Darm es zur Freisetzung der Onkosphären kommt. Diese bohren sich in die Darmwand ein und gelangen so in die Leibeshöhle. Dort findet die Entwicklung zum kugelförmigen, invasionfähigen Zystizerkoid statt. Bei *Avitellina* spp. und *Thysaniezia* spp. sollen auch Staubmilben als Zwischenwirte eine Rolle spielen (Narsapur 1988). Collembola der Gattungen *Entomobrya* und *Onychiurus* wurden erfolgreich mit *Avitellina centripunctata* infiziert (Kozlov 1986, Tverdokhlebov et al. 1988). Smirnova (1980) beschrieb Zystizerkoide von *Paranoplocephala omphalodes* in *Onychiurus*.

Der Endwirt infiziert sich oral-alimentär. Die Zystizerkoide werden unter dem Einfluß von Verdauungsenzymen im Darm frei. Es folgt die Evagination des Skolex und die Anheftung an die Darmwand. In wenigen Wochen entwickelt sich der geschlechtsreife Bandwurm.

2.5 Epidemiologie

Trotz der großen Artenvielfalt anoplozephalider Bandwürmer in Nutztierbeständen beziehen sich die im Schrifttum zu findenden Angaben hauptsächlich auf die *M. expansa*-Infektionen.

Der Endwirt scheidet nach einer bestimmten Präpatenzperiode Eier oder Proglottiden der Anoplozephaliden mit dem Kot aus.

Die Präpatenz beträgt bei der Gattung *Moniezia* sechs bis sieben Wochen (Borchert 1952; Hiepe 1985), bei den Anoplozephaliden des Pferdes sechs bis acht Wochen und bei denen des Kaninchens sechs bis sieben Wochen (Boch & Supperer 1992). Besonders gefährdet hinsichtlich einer Infektion mit Anoplozephaliden sind Jungtiere auf Grund der fehlenden Immunität.

Nach Borchert (1952) können die Proglottiden bei genügender Feuchtigkeit den Kot durch aktive Kriechbewegungen verlassen und in der Umgebung mazerieren oder antrocknen. Kuznecov (1959) stellte auf den Weiden des Gebietes der unteren Wolga fest, daß *Moniezia*-Eier im Schafkot bis zu neun Tage überleben. Unter günstigen Bedingungen bleiben *M. expansa*-Eier bis zu sieben Monate infektiös (Schuster et al. 1988).

In Abhängigkeit von der Temperatur beträgt die Entwicklungsdauer des Zystizerkoides im Zwischenwirt Wochen bis Monate. Die Zystizerkoide können in den Milben überwintern und stellen so eine wichtige Infektionsquelle im folgenden Frühjahr dar. Nach Hiepe (1985) sollen Zystizerkoide im Zwischenwirt bis zu 22 Monate infektiös bleiben und im allgemeinen so lange wie der Zwischenwirt selbst leben.

Die Anoplozephalidose ist eine Weideparasitose. Infektionen im Stall sind über die Aufnahme von infizierten Moosmilben mit frischem Weidegras möglich, stellen aber eher die Ausnahme dar.

Mit Beginn der Weidesaison kommt es zunächst zu einer Erhöhung im Seuchenstatus der Weide gefolgt von einer allgemeinen Abschwächung, wobei in dieser Zeit eine erneute Kontamination mit *Moniezia*-Eiern über patent infizierte Tiere erfolgt (Stoll 1938). Die Verseuchung ist allein auf den Endwirt zurückzuführen, währenddessen deren Aufrechterhaltung durch den Zwischenwirt bedingt wird, der die üblichen Wintertemperaturen in der gemäßigten Klimazone übersteht (Euzeby 1967).

Die Lämmer infizieren sich beim ersten Weideaustrieb im Frühjahr. Nach Schuster (1988) wird die Aufnahme einer Vielzahl von Moosmilben durch die bis zu diesem Zeitpunkt noch schwach entwickelte Pflanzendecke gewährleistet. In den kommenden Monaten verlassen die Oribatiden infolge steigender Temperaturen und sinkender Luftfeuchtigkeit die Vegetation, um jedoch nach Regenperioden aus den oberen Bodenschichten auf die Gräser zurückzukehren.

Es werden zwei große Infektionswellen - im Frühjahr und zum Sommerende/Herbstanfang - unterschieden (Euzeby 1967; Parwar 1985). Im Frühjahr sollen vermehrt Infektionen mit *Moniezia expansa*, im Herbst mit *M. benedeni* auftreten (Hiepe 1985; Boch & Supperer 1992). Nach Hovorka (1963) steigen Befallsextenzität und -intensität mit *M. expansa* bei Lämmern ab Mai, bei Schafen schon ab April, und erreichen das Maximum im Juni, während das Minimum in den Wintermonaten liegt (**Abb. 3**). *M. benedeni*-Infektionen hingegen nehmen insgesamt ab Juni zu, wobei das Maximum für den September angegeben wird. Die geringste Prävalenz läßt sich im Mai feststellen. Bei Schafen im Weidegelände der Sumava konnte Prokopic (1962) für *M. expansa* das Maximum der Befallsextenzität im Juli und Dezember, für *M. benedeni* im April und Oktober beobachten. In den Wald- und Steppengebieten Armeniens treten Infektionen mit *Moniezia* im April und Mai, auf den Sommerweiden der Hochgebirgsregionen im Juni und Juli auf (Svadjjan 1962). Lin et al. (1975) fand bei Ziegen in China erste *M. expansa*-Infektionen Anfang März, die Höhepunkte waren im Mai und Juni zu verzeichnen. Von August bis zu den Wintermonaten war ein Rückgang ersichtlich, welcher mit der Erhöhung der Immunität der Tiere in Zusammenhang gebracht wurde. Im indischen Punjab wurden saisonale Schwankungen der *M. expansa*-Infektionen bei Schafen mit einem jährlichen Peak im März festgestellt (Kaur et al. 1995).

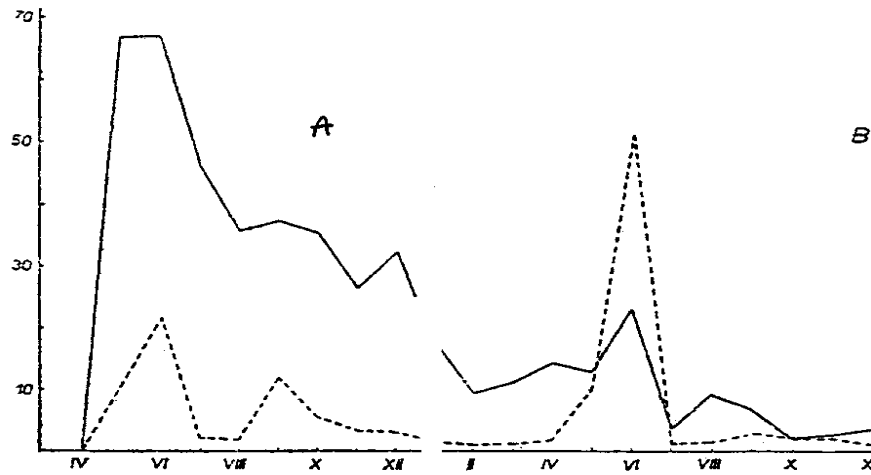


Abbildung 3: Die saisonbedingte Dynamik des Invasionszyklus von *M. expansa* bei Lämmern (A) und Schafen (B) nach Sektionsbefunden des Jahres 1957 (Hovorka 1963)
(_ Befallsextenstität, ... Befallsintensität)

Boag (1988) berichtete über die höchsten Befallsintensitäten von *Cittotaenia denticulata* beim Wildkaninchen (*Oryctolagus cuniculus*) in den Monaten Mai bis Juli, wobei signifikante Unterschiede im Auftreten der Cittotaeniose bei Kaninchen mit und ohne Myxomatose bestanden. Die Befallsintensitäten von *Mosgovoyia pectinata* waren bei Kaninchen mit Myxomatose im Dezember und Januar signifikant höher als bei jenen ohne diese Erkrankung. Nach Boag & Garson (1993) wird angenommen, daß die nach April und Mai geborenen Jungtiere resistenter gegenüber Helmintheninfektionen sind, da sie eine bessere physische Kondition besitzen.

2.6 Charakteristika der Zwischenwirte - Oribatiden

2.6.1 Systematische Stellung

Oribatiden sind Bodenbewohner, die an Pflanzen wie Moose, Flechten, Gräser oder verrottendes pflanzliches Material gebunden sind. Diese pseudostigmatischen Milben werden nach ihrem häufigsten Vorkommen auch als Moosmilben, nach ihrem chitinartigem Panzer als Hornmilben und ihrem käferähnlichen Aussehen als beetle mites (Käfermilben) bezeichnet (Drews 1953).

Abb. 4 und **5** zeigen die systematische Stellung der Ordnung Oribatei bzw. deren weitere Aufgliederung.

Stammgruppe:

Articulata

Abteilung:

Amandibulata

Unterstamm:

Chelicerata

Klasse:

Arachnida

Unterklasse:

Acari

Überordnung:

Actinotrichida

Ordnung:

Oribatei

Abbildung 4: Stellung der Ordnung Oribatei im System nach Hiepe (1982)

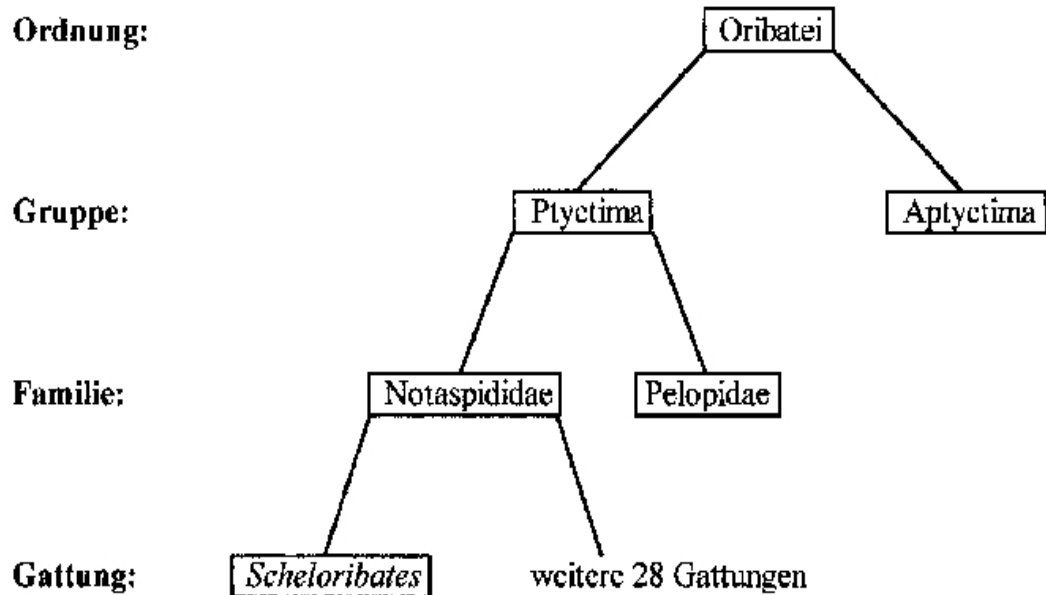


Abbildung 5: Einordnung der Gattung *Schelorbates* (BERLESE) nach Sellnick (1929)

2.6.2 Morphologie der Oribatiden

Oribatiden besitzen ein "kopfähnliches" Gebilde aus verschiedenen, einzelnen Teilen, wobei es sich im wesentlichen um Fraßorgane handelt. Thorax und Abdomen sind wie bei allen Acari miteinander verwachsen. Es erfolgt eine Gliederung in Vorderteil "**Propodosoma**" und Hinterteil "**Hysterosoma**" (Abb. 6). Bei den Vertretern aus der Gruppe der Ptyctima sind diese beiden Teile beweglich miteinander verbunden, so daß im Falle einer Gefahr das Vorderteil gegen das Hinterteil geklappt werden kann. Die Gruppe der Aptlyctima hingegen weist keine solche bewegliche Verbindung auf (Drews 1953).

Zwischen Propodosoma und Hysterosoma befindet sich die **Grenzzlinie**. Der vordere, mit Rostralhaaren ausgestattete Teil des Propodosomas wird als **Rostrum** bezeichnet. Parallel zum Seitenrand des Vorderteils verlaufen meist mit Haaren besetzte **Lamellen**, deren freie Spitze **Cuspis** genannt wird. Zwischen beiden Lamellen ist oft eine **Translamelle** vorhanden. Am hinteren Rand des Propodosomas und in den Ecken der Lamellen befinden sich die **Interlamellarhaare**. Das **Pseudostigmatum** ist ein Becherchen mit einer Borste (**Stigmalborste** oder **pseudostigmatisches Organ**) am Übergang vom Propodosoma zum

Hysterosoma. Die **Tectopodien** stellen Blättchen oder Leisten dar, die an der Außenseite der Lamellen sichtbar sind und als Schutz für die Beine dienen. Der vordere Seitenrand des

Rückens kann flügelähnliche Anhänge (**Pteromorphen**) aufweisen. Auf der Rückenfläche gibt es **Area porosae**, Felder mit sehr feinen Öffnungen. Die ovale Öffnung an der vorderen Ventralseite ist das **Camerostom**, in dem das herunterklappbare **Gnathosoma** liegt. Letzteres besteht aus dem **Hypostom** (hintere Platte) und den **Coxalplatten** (zwei vordere Kauladen). An jeder Seite des Gnathosomas sitzt ein **Palp**. Über dem Gnathosoma, im Inneren der Mundöffnung befinden

sich die **Mandibel**. Die auf der Ventralseite sichtbare Genital- und Analöffnung wird durch zwei Klappen verschlossen. Oribatiden haben vier Beinpaare, die jeweils aus fünf Gliedern - **Coxa, Femur, Genu, Tibia, Tarsus** - zusammengesetzt sind (Sellnick 1929).

Der Verdauungstrakt der Oribatiden beginnt mit einem röhrenförmigen **Ösophagus**, der am hinteren Ende blasig erweitert sein kann. Es folgt ein sackförmiger **Ventriculus** mit einem Paar von Blindsäcken (**Caeca**). Das kugelförmige **Colon** ist durch eine Einschnürung vom eiförmigen **Rectum**, das in die Analöffnung mündet, abgegrenzt. Im Ventriculus kommt es zu einer lockeren Anhäufung der Nahrungspartikel, wogegen im Colon und Rectum deutlich geformte Nahrungsbällchen liegen. Das Caecum besitzt wahrscheinlich eine rein sezernierende Funktion, da dort niemals Nahrungsbestandteile gefunden wurden (Schuster 1956).

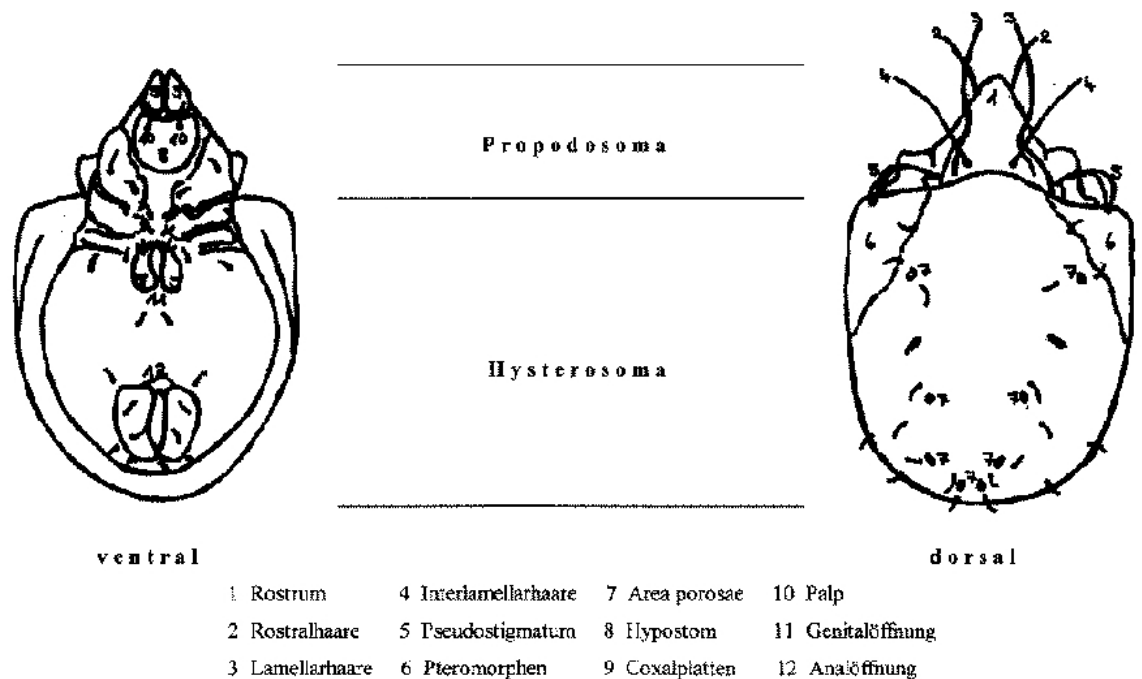


Abbildung 6: *Schelorbates laevigatus* (Koch, 1936) modifiziert nach Skorski (1984)

2.6.3 Ernährung der Oribatiden

Moosmilben ernähren sich von Pilzhyphen und -sporen sowie zellulärem Material abgestorbener Pflanzen in bestimmten Stadien der Zersetzung. Krull (1939b) stellte eine Vorliebe für die Aufnahme weißer Pilze und deren schwarze Sporen fest, während Pilze mit colorierten Hyphen ignoriert wurden. Nach Anantaraman (1948) leben Oribatiden in faulender Vegetation, unter Pilzmycel, Moos oder Algen. Einige Spezies kommen im Boden vor und migrieren während der Nacht auf die Gräser, andere verbergen sich in der Rinde von Bäumen, an Zweigen oder im Laub. Eine erste Einteilung in Ernährungstypen (**Abb. 7**) nahm Schuster (1956) vor. Er erkannte dabei, daß die Arten einer größeren systematischen Einheit meist auch demselben Ernährungstyp angehören.

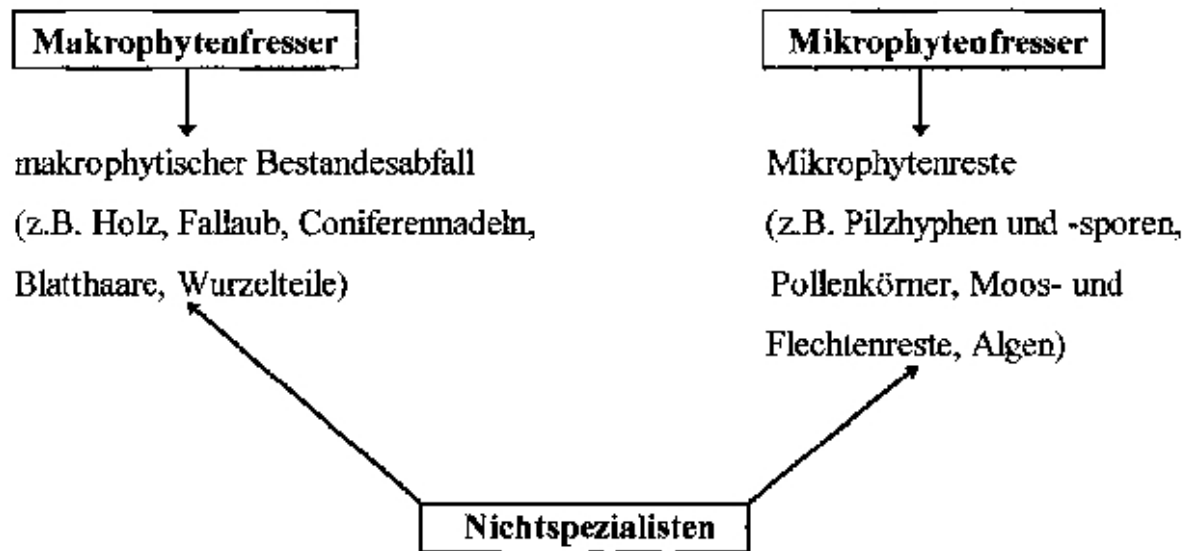


Abbildung 7: Ernährungstypen der Oribatiden nach Schuster (1956)

Moosmilben zeigen demnach eine gewisse Nahrungsspezialisierung. Eine obligate carnivore Ernährung wird allgemein ausgeschlossen. Der artspezifische Ernährungstyp ist unabhängig vom Bewuchs des jeweiligen Bodens und von der Jahreszeit. Die bodenbiologische Bedeutung sieht Schuster (1956) in der Aufbereitung von Bodenmikrophyten und makrophytischem Bestandesabfall, die über eine mechanische Zerkleinerung des Pflanzenmaterials zu einer Vergrößerung der Angriffsfläche für die humifizierend wirkenden physikalisch-chemischen und mikrobiellen Bodeneinflüsse führt. Hartenstein (1962) prüfte die Aufnahme von frischem und zersetztem Pflanzenmaterial sowie verschiedener Pilzspezies. Auch er konnte eine bestimmte Spezifität nachweisen. Interessant war, daß keine der getesteten Arten frisches Material fraß. In Fütterungsversuchen von Skorski (1984) erwies sich die Kartoffel als bestes Futter für die Oribatiden. *Scheloribates laevigatus* nahm Kartoffel, *Protococcus* und *Mucor plumbeus* gleich gut auf, *Liebstadia similis* jedoch in abnehmender Reihenfolge. *Pilogalumna tenuiclavus* bevorzugte *Protococcus* und *Mucor plumbeus*.

2.6.4 Ontogenie der Oribatiden und Reproduktionsdynamik

Die meisten Oribatiden sind ovipar. Aus den abgelegten Eiern schlüpfen sechsbeinige Larven, die in der postembryonalen Entwicklung vier Häutungen durchlaufen. Jede Häutung wird durch einen Erstarrungszustand mit unterschiedlicher Dauer eingeleitet. Es entwickeln sich aus der Larve die Proto-, Deuto-, Tritonymphe und schließlich die adulten Oribatiden (Potemkina 1973).

Die größte Population an adulten Moosmilben gibt es im Sommer, während die Dichte der juvenilen Stadien ihr Maximum im Winter erreicht (Wallwork 1959). Mit zunehmender Wärme im Frühjahr (Mitte April bis Mitte Juni) traten vermehrt *Scheloribates*-Nymphen auf. Parwar (1985) schlußfolgerte, daß in der wärmeren Jahreszeit ein verstärkter Generationswechsel stattfinden muß. Hauff (1990) hingegen konnte keinen Zusammenhang zwischen dem Oribatidenpeak im Frühjahr

und der Reproduktionsdynamik der Gattung *Scheloribates* finden.

Bei der Untersuchung einer Rasenfläche im Zentrum der Stadt Berlin stellte Hauff (1990) eine starke Saisonabhängigkeit in der Reproduktionsdynamik fest. In den Herbstmonaten wurden sehr spärlich Eier abgelegt, während in den Wintermonaten und im Frühjahr ein leichter Anstieg zu verzeichnen war. Im Sommer hingegen kam es zu einem starken Ansteigen der Eizahl. Höhepunkte in Extensität und Intensität der ausgebildeten Milbeneier wurden in den Monaten Mai bis Juli erreicht. Auf natürlichen Schafweiden im Land Brandenburg betrug die Extensität bei *Achipteria magnus* im Februar zwischen 32,3% und 55,8%, bei *A. coleopratus* im Oktober 15%. Anhand seiner Ergebnisse schlußfolgerte Hauff (1990), daß unter den klimatischen Bedingungen Mitteleuropas davon ausgegangen werden muß, daß Entwicklungsstadien von Oribatiden überwintern und somit nur eine Generation pro Jahr erzeugt wird. Nach Andreeva et al. (1993) findet in Sibirien die Reproduktion der Oribatiden während der warmen Jahreszeit statt, wobei die höchsten Raten Mitte Juni und die niedrigsten Ende August erreicht werden.

Viele Autoren beschäftigten sich mit dem Einfluß der Temperatur auf die Entwicklungsdauer. Sengbusch (1954) stellte für *Galumna nervosus* fest, daß ein Absinken der Temperatur von 25°C auf 20°C zu einer Verlängerung der Entwicklungszeit um etwa zwei Wochen führt. Nach Weigmann (1975) benötigen *Hermannia subglabra* und *Platynothrus peltifer* elf Monate für die Entwicklung vom Ei zum Adultus. Die Hauptfortpflanzungszeit liegt dabei für die erstgenannte Art im Juni und Juli, für die zweite im August. Eiablage wurde bei *H. subglabra* ab Mai bis Oktober beobachtet. Aus Anfang Juni gelegten Eiern entwickelten sich die Adulten bei einer Temperatur von 15°C in ca. 120 Tagen. Die juvenilen Nachkommen überwintern als Deuto- oder Tritonymphe, bei *P. peltifer* auch ausnahmsweise als Larve. Soldatova (1950) zeigte die Abhängigkeit der Entwicklungs- und Lebensdauer der Moosmilben sowohl von der Temperatur als auch von der Feuchtigkeit. Die Entwicklungsdauer von *Galumna obivius* betrug bei 20°C etwa 109 Tage, bei 15°C schon bis zu 146 Tage. Eine Temperatur von 20°C und eine Luftfeuchtigkeit von 100% stellen die günstigsten Lebensbedingungen für Oribatiden dar. Sowohl eine Steigerung der Temperatur als auch eine Senkung der Luftfeuchtigkeit führen zu einer Verkürzung der Lebensdauer. Schwankende Temperaturen verursachen ein partielles Absterben. Am widerstandsfähigsten gegenüber der Änderung äußerer Bedingungen erwiesen sich Vertreter der Gattung *Scheloribates*, am empfindlichsten war die Milbenart *Achipteria* sp. Jede Oribatidenspezies hat einen "thermal death point" (TDP). Dieser Punkt gibt die Temperatur an, bei der Arthropoden noch lebensfähig sind, wobei eine Abhängigkeit von der relativen Luftfeuchtigkeit und der Dauer der Temperatureinwirkung besteht. Der terminale Todpunkt lag bei den von Madge (1965) untersuchten Arten zwischen 37 und 42°C. Der Autor fand eine deutliche Beziehung zwischen dem TDP der Milben und ihren verschiedenen Biotopen. Je feuchter der Lebensraum, desto niedriger war der TDP.

2.6.5 Populationsdynamik

Die Oribatidendichte an der Bodenoberfläche ist im Winter niedriger als im Frühjahr. Dabei kommt es zu einer plötzlichen und sehr starken Erhöhung der Oribatidenzahl, wenn das Gras im Frühling eine Höhe von drei Zoll überschritten hat (Krull 1939b). Während der warmen Jahreszeit befinden sich die meisten Moosmilben an der Vegetation und in den obersten Bodenschichten, während in der kalten Jahreszeit eine Verlagerung in die Tiefe stattfindet (Strenzke 1952; Wallwork 1959; Andreeva et al. 1993). Jurašek (1961) untersuchte die saisonbedingte Dynamik der Oribatiden auf Schafweiden in der Umgebung von Kosice. Er stellte ein Frühjahrs- (März-Mai) und ein Herbstmaximum (Oktober-November) fest. In den Monaten Juni-August wurde die geringste Oribatidenzahl gefunden. Die Oribatidenpopulation einer Schafweide in Kentucky erhöhte sich stark von Juli bis August, blieb dann stabil bis Ende des Sommers und ging im Frühherbst zurück. Im Gegensatz dazu konnte auf einer Rinderweide in dieser Region eine konstante Population im Sommer und ein Anstieg Anfang September beobachtet werden (Ibarra et al. 1965). Potemkina (1973) gab eine Übersicht zur Saisondynamik von Oribatiden in der ehemaligen UdSSR (**Tab. 2**).

Erhebungen in China (Lin et al. 1975) zeigten einen ersten Gipfel für *Scheloribates chauhani*, *S. laevigatus* und *Galumna* sp. im Oktober und einen zweiten von April-Juni. Bei der Untersuchung zweier Schafweiden in der Nähe von München (Barutzki & Parwar 1986) ließen sich keine eindeutigen Populationsgipfel für *S. laevigatus*, *Pilogalumna tenuiclavus* und *Liebstadia similis* erkennen. Schuster (1988) fand auf den Gräsern einer Rasenfläche im Zentrum der Stadt Berlin die höchste Milbenkonzentration im April. Nach Hauff (1990) ist auf dieser Rasenfläche und auf zwei Schafweiden in den Altkreisen Wismar und Oranienburg ein starkes Auf und Ab in der Populationsdynamik zu beobachten. Die höchsten Milbenkonzentrationen waren im Oktober, März, April und Juli vorhanden. Es wurde eine starke Witterungsabhängigkeit angedeutet. Auf den Schafweiden konnten die meisten Oribatiden bei Temperaturen von 13-17°C und einer Luftfeuchte von 96-98% gesammelt werden.

Tabelle 2: Saisondynamik der Oribatiden in der ehemaligen UdSSR nach Potemkina (1973)

Region	Saisondynamik der Oribatiden
Litauen (Mischwald nahe Vilnius, Kulturweiden)	Gipfel April/Oktober, auf Kulturweiden Mai/September; Erhöhung der Anzahl im Herbst größer, jedoch im Frühjahr mehr Arten; keine Milben im Juni; Absinken der Oribatidenzahl in trockenen Sommern und kalten Wintern
Lettland	Gipfel Ende April/Anfang Mai, im östlichen Teil Mitte Mai; vereinzelt Milben im Juni; größte Anzahl bei diesigem Wetter und Regenperioden an mittelfeuchten und feuchten Plätzen; bei trockenem und klarem Wetter Oribatiden nur nach Sonnenuntergang vorhanden
Belorußland	geringe Zahlen Ende März/Anfang April; starke Zunahme im Juli/August; Absinken Ende August/September; Oktober erneuter Anstieg
zentraler europäischer Teil	bei hoher Luftfeuchtigkeit das ganze Jahr hindurch hohe Zahlen; Min. im zeitigen Frühjahr; Max. Ende des Sommers/Anfang Herbst

Gorki-Gebiet	<p>im Frühjahr wenig Milben, im Herbst viele (nach regnerischen Sommern umgekehrt möglich);</p> <p>in Trockenperioden Absinken der Milbenkonzentration (erst auf feuchten, dann auf trockenen Weiden);</p> <p>kurzzeitige Herbstfröste bis -10°C kein Einfluß auf Milbenkonzentration</p>
--------------	--

2.6.6 Ökologische Gesichtspunkte

Oribatiden sind Kosmopoliten, die in großer Anzahl auf der Vegetation und im Boden vorkommen. Sie nehmen aktiv an den Zersetzungsprozessen von organischem Material teil. Baškurova (1953) sieht ihre größte Bedeutung jedoch darin, daß Oribatiden als Zwischenwirte weitverbreiteter und bedeutsamer Bandwürmer auftreten.

Das Vorkommen und die Dichte von Moosmilben ist von vielen Faktoren abhängig. Zusammengefaßt wurden diese durch Skorski (1984) nach Berichten verschiedener Autoren. Danach spielen folgende Kriterien eine Rolle: Biotop und Nutzungsart, Pflanzen und Pflanzengemeinschaften, Bodentiefe, Düngung, Bodenfeuchtigkeit, pH-Wert, Salzgehalt, Klima, geographische Gegebenheiten und jahreszeitliche Schwankungen. Krull (1939b) fand die meisten Oribatiden auf einer sehr schattigen ebenen Weide, die von Nadel- und Laubbäumen umgeben war und aus Gras mit weicher Textur und über sechs Zoll hoch bestand. Bei Biotopuntersuchungen in der Umgebung von Moskau registrierte Soldatova (1950) die größte Moosmilbendichte auf Waldweiden, die kleinste auf einem Feld mit Klee und Lieschgras im ersten Saatjahr sowie einem Stoppelroggenfeld. Nach dem Umackern fiel deren Dichte stark ab. Die größte Intensität und Extensität der Oribatiden konnte auf feuchten Neulandwiesen, die eine hohe Dichte von hygrophilen Pflanzen und eine starke Humusschicht besitzen, beobachtet werden. Nach Rajski (1961) sind Oribatiden auf Weiden reichlicher vorhanden als in Wäldern. Er berichtete, daß auf Weiden die Anzahl der Zwischenwirte für *M. expansa* proportional der Gesamtzahl der Oribatiden ist, jedoch in den Wäldern eher eine umgekehrte Relation vorliegt. In Armenien werden die meisten Moosmilbenarten und die größte Dichte in Laubwaldgebieten angetroffen. Auf dem zweiten Platz folgen feuchte Wiesen der Bergwald- und Hochgebirgsregionen (Svadzjan 1962). Optimale Lebensbedingungen für *Scheloribates confundatus* bieten frische bis feuchte Bodenauflagen bewaldeter Standorte und die Sphagnumtorfböden von Hochmooren, frische Bodenauflagen der Calluna-Sandheide und deren feuchte grundwassernahen Molinietum nardetosum-Teile sowie Bruchwald. *S. laevigatus* bevorzugt nasses bis frisches, süßes und salziges Grünland (Knülle 1957). Auf den tief- und hochliegenden Weiden Serbiens, Bosniens und Herzegowinas war *S. laevigatus* die häufigste Art (Frank & Zivkovic 1960). Skorski et al. (1984) wiesen an Standorten mit überwiegend Weißklee und Gänseblümchen gehäuft die Gattungen *Scheloribates*, *Opiella*, *Eupelops* und *Tectocephus* nach, wogegen bei einem größeren Moosanteil *Liebstadia* spp. dominierten.

Oribatiden werden reichlicher und mit größerer Konstanz in feuchten Gebieten gefunden. Dabei sind die meisten nach starkem Regenfall, der den Boden sättigt, vorhanden. Leichter Regen, starker Nebel und Tau beeinflussen die Verteilung der Milben nicht (Krull 1939b). Nach Strenzke (1952) verursacht die Relation von Wasser- und Humusgehalt des Bodens die quantitativen Unterschiede in der Oribatidenbesiedlung verschiedener Standorte. Danach ist ein Boden mit einem hohen Humusgehalt und einem mittleren bis hohen Wassergehalt durch besonderen Artenreichtum gekennzeichnet. Die Untersuchungen von Parwar (1985) wiesen die für wechselfeuchtes Grünland typischen Milbenarten eher auf feuchten Weiden nach. Der Autor schlußfolgerte, daß die Oribatidenpopulation von der Lufttemperatur und der Bodenfeuchtigkeit kaum abhängig ist, sondern vielmehr von der Bodenstruktur, den Pflanzengemeinschaften und der Nutzungsform.

Die Untersuchung eines Schierling-Birken-Waldes durch Wallwork (1959) ergab, daß sich ein großer Teil der Oribatidenfauna in einer Bodentiefe von 7-10 cm (Bodenstreu, Humus) befand. Auf einer Schaf- und einer Rinderweide mit lehmigen Böden wurde die größte Konzentration von Oribatiden an der Bodenoberfläche nachgewiesen. Der Boden unter der Streu beherbergte nur eine sehr geringe Population, und auch an den Gräsern und im Laub kamen nur wenige Milben vor

(Wallwork & Rodriguez 1961). Spätere Studien über Schaf- und Rinderweiden zeigten eine vergleichbare Populationsdichte in den zwei Schichten Gras und Bodenstreu (Ibarra et al. 1965).

Moosmilben meiden starkes Licht, so daß an klaren Tagen nur wenige Exemplare gesammelt werden können. Die größte Anzahl wird in den frühen Morgenstunden gefunden. Bei bewölktem Himmel bleiben sie zahlreich und konstant über den ganzen Tag an der Bodenoberfläche (Krull 1939b). Wallwork & Rodriguez (1961) isolierten aus der Vegetationszone einer Schafweide am frühen Morgen mehr Oribatiden als am späten Nachmittag, wobei die Anzahl zur Mittagszeit am niedrigsten war. *Galumna virginiensis* zeigte dabei über den gesamten Tag eine konstante Dichte und Frequenz, während *Scheloribates laevigatus* vor allem in den frühen Morgenstunden vorhanden war. Die Vegetation der untersuchten Rinderweide wies die größten Dichte- und Frequenzwerte für *Phenopelops* sp. am späten Nachmittag auf. Auf der Schafweide wurde eine höhere Artenvielfalt als auf der Rinderweide beobachtet. Diese Relation kehrte sich in einer späteren Studie um. *Phenopelops* sp. war auch dort die dominierende Art der Rinderweide, aber die Bedeutung von *G. virginiensis* ging zugunsten von *S. laevigatus* zurück (Ibarra et al. 1965). In Sibirien bleiben *Scheloribates* spp. und *Achipteria* spp. während der warmen Jahreszeit in der oberen Bodenschicht und sind besonders aktiv an feuchten und trüben Tagen sowie nachts. Beide Gattungen wurden in den frühen Morgenstunden und nachts in einer Vegetationshöhe von 8-10 cm gefunden (Andreeva et al. 1993).

2.7 Oribatiden als Zwischenwirte für Anoplocephalidae-Arten

2.7.1 Allgemeines

Die Rolle von Moosmilben als Zwischenwirte im Entwicklungszyklus von Anoplocephaliden ist seit Ende der dreißiger Jahre bekannt. Krull (1940) vermutete, daß Oribatiden die einzigen Organismen sind, die als Intermediärwirte für den Schafbandwurm *Moniezia expansa* in Frage kommen, wogegen andere Avertebraten (Ameisen, Hundertfüßer, Erdwürmer) die Eier in den Boden transportieren, so daß sie vor schädigenden Umwelteinflüssen wie direkter Sonneneinstrahlung, exzessiver Trockenheit und Temperaturextremen geschützt sind und lange ihre Infektiosität für den Zwischenwirt behalten.

Die Liste der Oribatidengattungen und -arten, die als Zwischenwirte für Anoplocephaliden nachgewiesen worden sind, erweiterte sich in den letzten Jahrzehnten ständig. Svadzjan (1960) und Kuznecov (1966) erfaßten die Zwischenwirtfauna der Unterordnungen Anoplocephalata und Mesocoestoidata für das Gebiet der ehemaligen UdSSR. Narsapur (1988) erstellte eine Übersicht der Intermediärwirte von *Moniezia expansa* und *M. benedeni* für verschiedene Länder. Die umfangreichste Veröffentlichung in dieser Richtung schrieb Denegri (1993). Der Autor ermittelte aus der bis dahin verfügbaren Literatur 127 Oribatidenarten zugehörig zu 27 Familien, die als Zwischenwirte für 14 Gattungen und 27 Arten von anoplocephaliden Bandwürmern bekannt sind. Dabei waren die meistzitierten Milbenfamilien Oribatulidae mit 35 Arten, Galumnidae mit 22 Arten und Ceratozetidae mit 15 Arten. Nur bei 42 der insgesamt 127 Milbenarten konnten spontane Infektionen mit Bandwurmzystizerkoiden gefunden werden, alle anderen wurden erfolgreich experimentell infiziert. *Scheloribates laevigatus* (Oribatulidae) zeigte die größte Empfänglichkeit sowohl für spontane als auch experimentelle Infektionen und war gleichzeitig die häufigste Zwischenwirtspezies (14 Anoplocephalidenarten). Nach Parwar (1985) ist *S. laevigatus* der wahrscheinlich wichtigste Zwischenwirt von *M. expansa* auf den Niederungsweiden in Mitteleuropa.

Ebermann (1975, 1979) beschrieb Oribatiden als Zwischenwirte der Bandwurmart *Hymenolepis asymmetrica* und *H. fraterna* (Hymenolepididae).

2.7.2 Aufnahme der Bandwurmeier

Krull (1939b) berichtete, daß Moosmilben nicht in der Lage sind, ein *Moniezia*-Ei als Ganzes aufzunehmen. Mit ihren Mundwerkzeugen bohrten sie ein Loch in die äußere Membran der Eier, um dann den Inhalt aufzusaugen. Die Reste der Membran wurden gewöhnlich ignoriert. Kassai & Mahunka (1965) beobachteten bei der experimentellen Infektion von *S. laevigatus*, daß einige der Milben *Moniezia*-Eier im Ganzen verzehrten, die einige Tage später völlig intakt aus der Leibeshöhle des Zwischenwirtes isoliert werden konnten. Die Weiterentwicklung der Onkosphäre zum Zystizerkoid ist nur gewährleistet, wenn die Eischale mechanisch zerstört und der pyriforme Apparat proteolytisch verdaut wird (Caley 1975). Bei der Aufnahme von Eiern des Murmeltierbandwurmes *Ctenotaenia marmotae* stellte Ebermann (1976) zwei Freßmodi fest - zum einen das Öffnen der Eier und das Aufsaugen des Inhaltes und zum anderen die unversehrte Eiaufnahme. Letzteres trat häufiger auf, wobei die Eier mit Hilfe der Chelizeren erfaßt, vom Boden abgehoben und innerhalb kürzester Zeit gefressen wurden. Die Eischalen, bei großen Oribatidenarten auch intakte Eier, waren im Milbenkot nachweisbar.

2.7.3 Entwicklung von der Onkosphäre zum infektionsfähigen Zystizerkoid im Zwischenwirt

Viele Autoren haben sich mit der Entwicklung von Zystizerkoiden in Moosmilben eingehend beschäftigt. Einen Einblick soll **Tab. 3** geben.

Paterson (1979) befaßte sich mit dem "Excystment" der Zystizerkoide von *M. expansa* unter Laborbedingungen. Der Autor beobachtete drei Stadien - das Aufbrechen und die Verdauung der schützenden Zystenwand, die Aktivierung der Larve und schließlich die Evagination des Skolex.

Tabelle 3: Entwicklung von Anoplocephalidae-Arten in Moosmilben nach den Angaben ausgewählter Autoren

Autor	Bandwurmart	Entwicklungszeit	Stadium
Stunkard (1938)	<i>Moniezia expansa</i>	p.i.-4. Woche	Onkosphäre: Durchmesser 0,02 mm; Larve penetriert Darmwand und erreicht die Leibeshöhle des Zwischenwirtes; mesenchymale Zellen der Onkosphäre degenerieren und die Muskeln atrophieren; Embryonalhaken werden funktionslos; germinale Zellen vermehren und vergrößern sich; Larven werden sphärisch und immobil
		Ende 4.-6.	Larve: Durchmesser 0,06-0,1 mm; Larven verlängern sich und werden an einem Ende weiter als am anderen; Bildung einer Höhle im Larvenkörper; vor der Höhle rapide Proliferation von Zellen
		8.-10.	Larve: Länge 0,08-0,13 mm; Breite 0,06-0,1 mm; Kalkkörperchen im Parenchym; Differenzierung der Zellen im peripheren Teil zur Längs- und Kreismuskulatur der Körperwand; Verdickung der Kutikula
		10.-15.	Larve: Larven werden mobil; oval-birnenförmig; Entwicklung des Cercomers; Saugnäpfe als Ansammlung von Zellen sichtbar
		15.-16.	wurm förmige Larve: Länge bis 0,3 mm Zystizerkoid: Durchmesser 0,18 mm; sphärisch; Halsteil der Larve ist invaginiert; atrophiertes Cercomer

Stunkard (1941)	<i>Cittotaenia ctenoides</i> , <i>C. denticulata</i>	ähnliche Beschreibung wie bei <i>M. expansa</i>	
Potemkina (1948)	<i>M. expansa</i>		<p>Onkosphäre: rundlich oder oval; 0,01-0,02 mm; auf einem Pol sechs bewegliche, paarweise angeordnete Haken</p> <p>"Große Kugel": Größe bis 0,177 mm; Embryonalhaken degenerieren und verlieren ihre regelmäßige Lage; Körper mit runden, gleichartigen Zellen ausgefüllt</p> <p>"Ausgedehnte Larve": Länge 0,345-0,525 mm; Breite 0,145-0,180 mm; Körper aus einer feinkörnigen Masse bestehend und bedeckt mit einer dünnen Kutikula; Saugnäpfe angedeutet (0,095 x 0,0075 mm); dahinter Ansammlung von Kalkkörperchen</p> <p>"Segmentierte Larve": durch eine Verengung zweigeteilt; vorderer Teil (0,227-0,340 x 0,145-0,170 mm) mit vier Saugnäpfen und einer Gruppe von Kalkkörperchen; hinterer Teil entwickelt sich zu einer sphärischen Kapsel (0,150-0,200 x 0,130 mm) mit einer verdickten Kutikula; hinter der Kapsel Cercomer mit Embryonalhaken</p> <p>Invaginationsstadium: vorderer Larventeil, aus dem sich der Skolex bildet, zieht sich in die Kapsel hinein; Kapseldurchmesser bis 0,210 mm</p> <p>Zystizerkoidstadium: kugelförmig; Durchmesser 0,140-0,180 mm; am hinteren Körperpol Cercomer; Zystenwand geschichtet;</p> <p>Skolex mit Saugnäpfen (Durchmesser 0,040-0,055 mm);</p> <p>Kalkkörperchen</p>

Prokopic (1967)	<i>M. expansa</i>	<p>3. Tag p.i.</p> <p>21.</p> <p>bis 3. Monat</p> <p>ab 3.</p> <p>ab 5.</p>	<p>Onkosphäre: Vergrößerung durch Zellteilung; Beibehalten der Kugelform</p> <p>Larve: oval; Durchmesser 0,08-0,1mm; bestehend aus homogenen Zellen und drei Paar Embryonalhäkchen</p> <p>Larve: birnenförmig; 0,5 x 0,25 mm; vier Saugnapfanlagen am vorderen Teil; Embryonalhäkchen am hinteren, schwanzartigen Teil</p> <p>Larve: dreiteilig; vorderer Teil 0,2-0,25 x 0,16-0,17 mm;</p> <p>vier gut entwickelte, ovale Saugnäpfe (0,07-0,075 x 0,048-0,050 mm); der mittlere Teil umhüllt den vorderen</p> <p>Zystizerkoid: 0,18-0,26 x 0,16-0,18 mm</p>
-----------------	-------------------	---	---

<p>Ebermann (1976)</p>	<p><i>Ctenotaenia marmotae</i></p>	<p>4. Tag p.i. 8. 30. 57. 80. 90. 96. 113.</p>	<p>Onkosphaera: 0,015-0,017 x 0,019-0,021 mm; sehr beweglich</p> <p>"Spherical larva" nach Stunkard (1941),</p> <p>"Solid ball of cells" nach Freeman (1952): Motilität stark eingeschränkt</p> <p>"Cavity formation" nach Voge & Heyneman (1957),</p> <p>"Hollow ball stage" nach Freeman (1952): Bildung eines zentralen Hohlraumes in der soliden Zellkugel</p> <p>"Pyriform larva" nach Stunkard (1941): oval; 0,1 x 0,11 mm; hinterer Pol beginnt zu wachsen; Larve wird birnenförmig</p> <p>"Vermiform larva" nach Stunkard (1941),</p> <p>"Elongate stage" nach Freeman (1952): wellenförmig über den Körper verlaufende Einschnürung; Saugnapfanlagen; max. Länge 0,254 mm "Pyriform larva with cercomer" nach Stunkard (1941),</p> <p>"Segmented stage" nach Freeman (1952): Körpergliederung in Skolex (mit Saugnapfanlagen), Cyste und Cercomer</p> <p>"Preinvagination stage" nach Freeman (1952): Saugnäpfe gut ausgebildet; Anreicherung von Kalkkörperchen im Skolexbereich</p> <p>Cysticercoid: 0,112 x 0,132 mm bis 0,208 x 0,247 mm; Länge des Cercomers 0,99-0,214 (0,520) mm</p>
<p>Narsapur & Prokopic (1979)</p>	<p><i>M. expansa</i></p>	<p>-16. Tag p.i. 20./21. 24. ab 27.</p>	<p>Onkosphäre: sphärisch; Durchmesser 0,0275 mm; drei Paar Embryonalhäkchen (0,0075 mm)</p> <p>Larve: länglich, birnenförmig; vorderer Teil 0,262 mm lang und 0,140 mm breit; mittlerer Teil 0,114 mm breit; hinterer Teil 0,122 mm lang und 0,048 mm breit; zahlreiche ovale Kalkkörperchen im mittleren Teil; Embryonalhaken verstreut im hinteren Teil</p> <p>Larve: 0,3375 mm lang; dreigeteilt; vorderer Teil (0,085 x 0,070 mm) - Skolexanlage mit vier Saugnäpfen; mittlerer Teil (0,160 x 0,080 mm) - spätere Cyste, in welche sich der Skolex einstülpt, Ansammlung von Kalkkörperchen; hinterer Teil (0,115 x 0,025 mm) - Schwanz, der an der Kontaktstelle zum mittleren Teil stark verdünnt ist</p> <p>Cysticercoid: sphärisch; Durchmesser 0,117-0,152 mm; Cystenwand 0,001mm; Skolexdurchmesser 0,070-0,115 mm; Durchmesser der Saugnäpfe 0,035-0,052 mm; Skolex umgeben von Kalkkörperchen</p>

<p>Gleason & Buckner (1979)</p>	<p><i>Aprostataandrya macrocephala</i></p>	<p>14. Tag p.i. 20. 30.-33. 39. 54.</p>	<p>"Spherical stage": z.T. vakuolisiert; Embryonalhaken sichtbar</p> <p>"Developing larva": Cercomer entwickelt nahe den Embryonalhaken</p> <p>"Filiform stage": länglich; Saugnapfanlagen erkennbar; Verlust der Embryonalhaken; vorderer Teil verbreitert sich - Zweiteilung des Körpers in den sich entwickelnden Skolex mit Saugnäpfen und die spätere Cystenwand</p> <p>"Preinvagination cysticercoïd": gut entwickelte Saugnäpfe und Cysticercoïdwand; Muskelfasern für den Einzug des Skolex vorhanden; Kalkkörperchen</p> <p>"Fully developed cysticercoïd": Länge 0,108-0,158 mm; Breite 0,113-0,158 mm; Cystenwand 0,013-0,019 mm; Durchmesser der Saugnäpfe 0,300-0,064 mm</p>
<p>Gleason & Buckner (1979)</p>	<p><i>Paranoplocephala variabilis</i></p>	<p>ähnliche Beschreibung wie bei <i>A. macrocephala</i>, aber Saugnäpfe zum Zeitpunkt der Invagination nicht so gut entwickelt</p>	
<p>Lin et al. (1982a) (1982b) (1984) Jiazhen & Lin (1990)</p>	<p><i>Paranoplocephala ryjikovi</i> <i>P. transversaria</i> <i>Aprostataandrya cricetuli</i> sp. nov. <i>Schizorchis altaica</i></p>		<p>Fünf Stadien: "Oncosphere stage" "Lacuna stage" "Cystic cavity stage" "Scolex formation stage" "Cysticercoïd stage"</p>
<p>Skorski et al. (1984)</p>	<p><i>M. expansa</i></p>	<p>5. Tag p.i. bis 45. ca. 45. 60.-62. 75.-77.</p>	<p>Onkosphäre: peripher angeordnete Embryonalhäkchen sichtbar</p> <p>Larve: anfangs kugelig, später birnenförmig; bis 0,250 mm lang</p> <p>Larve: Gliederung in Skolex mit Saugnapfanlagen, Cyste und Cercomer mit Häkchen</p> <p>Invagination: Skolex stülpt sich ein</p> <p>Cercomer abgestoßen, vollständig ausgebildete Saugnäpfe, Cysticercoïd ausgereift</p>

Hassanain et al. (1987)	<i>M. expansa</i>	1.-6. Tag p.i.	Onkospäre: rundliche, dunkle, granulierte Struktur in der Mitte der Leibeshöhle der infizierten Milbe; Durchmesser 0,0165 mm; dünne äußere Membran; Embryonalhäkchen
		7.-24.	Onkosphäre: rundliche, zelluläre Struktur im hinteren Teil des Zwischenwirtes; 0,030 mm; Verlust der Embryonalhäkchen
		25.-36.	Larve: Zellteilung und Metamorphose in eine zelluläre Struktur mit kaum entwickelter Körperwand; 0,0453 mm x 0,0393 mm
		37.-75.	Larve: oval; 0,0744 x 0,0579 mm ohne eine definitive Wand
		76.-138.	Larve: kugelförmig; 0,1104 x 0,0693 mm; Erscheinen des Skolex
		139.-154.	Entwicklung zum reifen Cysticerkoid mit vollständig entwickeltem Skolex; 0,1275 x 0,114 mm

2.7.4 Faktoren, die die Infektion des Zwischenwirtes und die Entwicklung von der Onkosphäre zum Zystizerkoid beeinflussen

2.7.4.1 Tenazität der Bandwurmeier

Für das Zustandekommen einer Infektion ist die Tenazität der Bandwurmeier wichtig. Krull (1939a) stellte fest, daß Eier von *Cittotaenia* sp. wechselndem Gefrieren und Auftauen über mehr als 100 Tage widerstehen. Wenn die Eier in Wasser bei 36-38°C gelagert wurden, überlebten die Onkosphären mehr als 325 Tage. Bei Raumtemperatur und unter Trockenheit sank die Lebensfähigkeit. In Feldversuchen fanden Barutzki & Parwar (1986) heraus, daß *M. expansa*-Eier überwintern können. Unter Laborbedingungen starben die Eier bei -18°C nach einmonatiger Lagerung ab, nach drei Monaten bei 0°C und 8°C wurden Zystizerkoide aus 8% bzw. 60% der *S. laevigatus*-Milben isoliert. Triesch (1987) konnte nach 20tägiger Lagerung bei 0°C und 3°C bzw. nach 10tägiger Lagerung bei -10°C noch eine Infektionsfähigkeit der Eier von *M. expansa* nachweisen, aber nicht nach 20tägiger Lagerung bei -10°C. Somit sinkt die Infektionsfähigkeit zum einen durch Erniedrigung der Lagertemperatur bei gleichbleibender Expositionszeit und zum anderen durch Erhöhung der Expositionszeit bei gleichbleibender Lagertemperatur. Nach Schuster et al. (1988) blieben *M. expansa*-Eier bei Temperaturen bis zu -10°C längstens 10 Tage infektiös. Bei 5-8°C trat eine Infektiositätsminderung erst nach zweimonatiger Lagerungsdauer auf, wobei einzelne Eier

bis zu sieben Monate infektiös waren. Lagertemperaturen von 15-18°C führten zu starker Schimmelbildung. Austrocknung von Kotproben ließ die Infektiosität absinken. Jelenová (1991) gibt die optimale Temperatur für die Lebensfähigkeit von *M. expansa*-Eiern im Labor mit 5°C an. Diese Temperatur überlebten 10% der Onkosphären 161 Tage. Temperaturen von 10°C, 25°C, 35°C und -12°C vertrugen die Onkosphären über 105, 28, 46 bzw. 28 Tage. Im Kot von Lämmern betrug die Überlebensfähigkeit der Eier auf den Versuchsweidern im Juli und August 21-35 Tage bei Tagesmitteltemperaturen von 15,7-18,2°C und einer relativen Luftfeuchtigkeit von 67,7-74,3%, im September und Oktober 49-91 Tage bei 5,8-14,6°C und 65,3-76,7%. Die Ergebnisse von Xiao & Herd (1992) zeigten, daß schon eine kurzzeitige Lagerung bei niedrigen Temperaturen (im Experiment 1-5 Wochen bei 4°C) zu Schädigungen der Eier von *M. benedeni* führt.

2.7.4.2 Morphologie, Ernährung und Verbreitung des Zwischenwirtes

Ebermann (1975) stellte verschiedene Kriterien für die Eignung der Oribatiden als Zwischenwirte von Bandwürmern auf.

a) Durch die **Größe der Milbenspezies** wird die Eiaufnahme beeinflusst. Große Arten (z.B. *Euzetes globulus*, *Liacarus globosus*) haben einen erhöhten Nahrungskonsum und nehmen verstärkt Eier auf, aber die relativ großen Chelizeren ermöglichen auch die Darmpassage von völlig intakten Eiern, so daß nicht unbedingt eine erhöhte Infektionsrate zu erwarten ist. Bei mittelgroßen Spezies (z.B. *Ceratoppia* sp.) werden die Eier intensiver zerkleinert mit der Folge stärkerer Infektionen. Nach Kassai & Mahunka (1965) sowie Graber & Gruvel (1969) kommen als Zwischenwirte für *M. expansa* nur solche Oribatiden in Betracht, die eine minimale Länge von 300-400 µm haben. Xiao & Herd (1992) betonten, daß die Körpergröße nicht die einzige Ursache für die Empfänglichkeit des Zwischenwirtes gegenüber *Moniezia* spp. ist, sondern auch die Ernährungsgewohnheiten und Milbenphysiologie bedeutsam sind.

b) Die **Struktur der Chelizeren** kann zu einem limitierenden Faktor für die Eiaufnahme werden.

c) Von großem Interesse sind auch die **ernährungsbiologischen Gewohnheiten** der Oribatiden. Ebermann (1975) sprach sich gegen eine zufällige Eiaufnahme unter experimentellen Bedingungen aus. Der Autor begründete dies mit den Infektionen, die trotz getrennter Angebote von Normalfutter und Bandwurmeiern auftraten, der beobachteten aktiven Aufnahme der Eier, der großen Zahl der gefressenen Eier und den Größenverhältnissen der Eier zu den Chelizeren. Bandwurmeier sollen zudem unterschiedlich attraktiv für die Oribatiden sein. Es erfolgte aufgrund von Fütterungsversuchen eine Einteilung in drei Gruppen. Die erste begann innerhalb kurzer Zeit mit dem Fressen, so daß eine große Attraktivität gegeben sein mußte. Eine zweite Gruppe "verkostete" die Eier nach mehrstündigem Desinteresse, die dritte lehnte sie gänzlich ab. Für letzteres wurden eine ungünstige Chelizerenstruktur und ungünstige Bedingungen in der Leibeshöhle verantwortlich gemacht. Fütterungsversuche mit Aas ließen vermuten, daß rasches Fressen der Eier eher verbunden ist mit der Vorliebe für eine fakultativ zoophage Ernährung.

Bei der Eiaufnahme konnte beobachtet werden, daß Eier, die schon mehrere Tage im Freien lagen oder angetrocknet waren, aufgebissen und der Eiinhalt aufgesogen wurde. Die leeren Eischalen blieben am Boden zurück. Frische Eier mit einer noch elastischen, weichen Schale wurden mit den Chelizeren ergriffen, vom Boden abgehoben und innerhalb von 5-10 Sekunden zerkaut. Die unverdauten Eischalen befanden sich in den Losungsbällen.

d) Die Untersuchungen auf spontan mit Zystizerkoiden von *Ct. marmotae* befallene Oribatiden zeigten, daß die **Konstanz und Besatzdichte** einer Milbenart im Freiland nicht unbedingt Einfluß auf deren Infektionsrate hat. Ebermann (1975) begründete dies damit, daß spontan infizierte Vertreter der Gattung *Trichoribates* unter den konstant auftretenden Arten hinsichtlich der Individuendichte erst an 8. und 9. Stelle standen. Wallwork & Rodriguez (1961) berichteten, daß die Bedeutung einer Oribatidenart als Zwischenwirt für die Anoplozophaliden von der weiten Verbreitung, der Reichhaltigkeit und der Verteilung im Weideprofil abhängig ist. Der Zwischenwirt muß während der Beweidung der Flächen durch den Endwirt hauptsächlich in der Vegetationszone vertreten sein. Fritz (1995) nimmt an, daß *Zygoribatula floridana* und *Ceratozetes* sp. die zahlreichsten und bedeutsamsten Zwischenwirte von *M. expansa* auf Weiden im Norden Zentralfloridas sind. Beide Spezies wurden nahe oder direkt auf der Bodenoberfläche gefunden, wo sie am leichtesten vom Endwirt aufgenommen werden können.

Scheloribates spp. und *Galumna* spp. werden als die geeignetsten Zwischenwirte angesehen, da sie als Intermediärwirte der Anoplozophaliden in den verschiedensten Ländern auftreten (Narsapur 1988).

Für die Häufigkeit und lange Aufrechterhaltung der *Moniezia*-Infektionen auf der Weide spielt auch die Lebensdauer des Zwischenwirtes eine Rolle. Einige Oribatiden erreichen im imaginalen Stadium ein Alter von 2,5-3 Jahren (Al'kov 1975). Eine Verringerung oder Vernichtung der Moosmilben auf infizierten Weiden durch Trockenlegung oder Kälteeinwirkung kann aufgrund ihrer Widerstandsfähigkeit gegenüber Umwelteinflüssen nicht erwartet werden (Lange 1945).

2.7.4.3 Befallsintensität der Oribatiden

Potemkina (1959) untersuchte die Faktoren, die für die Befallsintensität der Oribatiden Bedeutung haben. Die Autorin stellte dabei fest, daß die Aufnahme von reifen *Moniezia*-Eiern über mehr als fünf Tage zu einem massenhaften Absterben der Moosmilben führt. Bei einer geringen Anzahl reifer Eier muß es nicht zu

einer Ansteckung kommen, da nicht alle Eier aufgefressen werden. Die Wintermonate wirken allgemein ungünstig auf die Befallsintensität der Oribatiden und die Entwicklung der Larvenstadien in deren Leibeshöhle. Nach Stunkard (1938) beeinflusst die Invasionsintensität die Größe und Entwicklung der Larven. Bei multiplen Infektionen ist es nicht selten, daß eine Larve groß und voll entwickelt ist, andere Exemplare in derselben Moosmilbe jedoch kleiner sind, weil sie in ihrer Entwicklung behindert waren. Gleason & Buckner (1979) berichteten, daß es keinen offensichtlichen Beweis für einen "crowding effekt" gibt, da die Autoren fünf Zystizerkoide in derselben Moosmilbe entdeckten, die sich alle im gleichen Entwicklungsstadium befanden.

2.7.4.4 Bandwurm-, Oribatidenart und Temperatur

Für die Entwicklungsdauer von der Onkosphäre zum Zystizerkoid sind Bandwurm-, Oribatidenart und Temperatur von entscheidender Bedeutung. **Tab. 4** soll die Zusammenhänge verdeutlichen.

Schon Stunkard (1941) erkannte, daß die Entwicklungsdauer der Zystizerkoide von der Temperatur beeinflusst wird und in den Sommermonaten sehr viel schneller verläuft. Nach Narsapur & Prokopic (1979) sind die Oribatiden bei höheren Temperaturen aktiver und gefräßiger, so daß sich das Auftreten einer Infektion verzehnfachen kann. Außerdem wird eine größere Anzahl von Milbenspezies für eine Infektion empfänglich.

Tabelle 4: Entwicklungszeiten der Zystizerkoide in Abhängigkeit von Bandwurm-, Oribatidenart und Temperatur nach Angaben verschiedener Autoren

Bandwurmart	Oribatidenart	Temperatur	Entwicklungs-dauer	Autor
<i>Moniezia expansa</i>	o.A.A. ¹⁾	18-20°C	150 Tage	Jurašek (1962)
<i>M. expansa</i>	<i>S. laevigatus</i>	25-26°C	28 Tage	Narsapur (1976a)
	<i>S. fimbriatus</i>		29 Tage	
<i>M. expansa</i>	o.A.A.	18-20°C	97 Tage	Narsapur & Prokopic (1979)
		28°C	1 Monat	
<i>M. expansa</i>	<i>Liebstadia</i>	20± 2°C	65 Tage	Skorski (1984)
	<i>similis</i>	27°C	35 Tage	
	<i>Scheloribates</i>	20± 2°C	75 Tage	
	<i>laevigatus</i>	27°C	45 Tage	
	<i>Pilogalumna tenuiclavus</i>	27°C	92 Tage	

<i>M. expansa</i>	<i>S. laevigatus</i>	24-30°C (28°C)	31 Tage	Xiao & Herd (1992)
<i>M. expansa</i>	o.A.A.	23-25°C	45-60 Tage	Denegri & Alzuet (1992)
<i>M. expansa</i>	<i>S. latipes</i>	27°C	29 Tage	Wanda & Moskwa (1994)
<i>Moniezia benedeni</i>	<i>S. laevigatus</i> <i>S. fimbriatus</i>	24,03-26,46°C	50-62 Tage 38-48 Tage	Narsapur (1976a)
<i>M. benedeni</i>	<i>S. laevigatus</i> <i>Xylobates</i> <i>capucinus</i> <i>Exoribatula</i> sp. cf. <i>biundatus</i> <i>Zygoribatula</i> <i>undulata</i>	23-28°C (25°C)	42 Tage 47 Tage 47 Tage 66 Tage	Xiao & Herd (1992)
<i>Moniezia</i> spp.	<i>S. laevigatus</i>	Winter Sommer	bis 8 Monate 64-69 Tage	Kuznecov (1970)
<i>Anoplocephala</i> <i>perfoliata</i>	o.A.A.	18-20°C	145-150 Tage	Baškirova (1941)
<i>A. perfoliata</i>	o.A.A.	24-25°C	101-104 Tage	Kuliev (1963)
<i>Ctenotaenia</i> <i>marmotae</i>	o.A.A.	18-20°C	113 Tage	Ebermann (1976)
<i>Aprostotandrya</i> <i>macrocephala</i>	<i>S. laevigatus</i>	25°C	54 Tage	Gleason & Buckner (1979)

<i>Aprostotandrya cricetuli</i>	o.A.A.	24-32°C	72 Tage	Lin et al. (1984)
<i>Paranoplocephala variabilis</i>	<i>Galumna</i> sp.	25°C	81 Tage	Gleason & Buckner (1979)
<i>Paranoplocephala ryjikovi</i>	o.A.A.	29-31°C	49-80 Tage	Lin et al. (1982a)
<i>Paranoplocephala transversaria</i>	o.A.A.	29-31°C (30°C)	54-104 Tage	Lin et al. (1982b)

1) o.A.A. - ohne Angabe der Art

3 Eigene Untersuchungen

3.1 Material und Methodik

3.1.1 Isolierung und Determination der Oribatiden

Für die Gewinnung der Moosmilben wurde die Rasenfläche eines Parkgeländes in Berlin-Mitte genutzt. Nach Untersuchungen von Schuster (1984) dominieren auf dieser Fläche Oribatiden der Gattung *Scheloribates*.

Die Probennahme erfolgte vorzugsweise in den frühen Morgenstunden oder nach leichten Regenfällen, um eine große Anzahl von Moosmilben isolieren zu können. Auf einer Fläche von 30 x 30 cm wurde die Pflanzendecke mit einer gebogenen Schere dicht über der Bodenoberfläche abgeschnitten und das gewonnene Material in einen BERLESE-Apparat (**Abb. 7**) verbracht.



- 1 Glühlampeneinsatz
- 2 Glühlampe
- 3 Siebeinsatz mit Grasprobe
- 4 Petrischale mit Wasser
- 5 Metalltrichter

Abbildung 7: BERLESE-Apparat zur Isolierung der Oribatiden

Es handelt sich hierbei um einen Metalltrichter, in dem sich ein Siebeinsatz zur Aufnahme der Probe befindet. Mit zunehmender Austrocknung des Pflanzenmaterials wandern die xerophoben Milben vertikal und fallen in die unter dem Trichter bereitgestellte, mit Wasser gefüllte Petrischale. Der Auswanderungsprozeß dauert je nach Menge und Feuchtigkeit des Substrates 3-5 Tage. Dieser Vorgang läßt sich durch den Einsatz einer Glühlampe als Wärme- und Lichtquelle beschleunigen. Neben der Xerophobie wird damit auch die negative Phototaxis der Moosmilben ausgenutzt.

Mit Hilfe eines dünnen Pinsels wurden die Oribatiden aus dem Auffanggefäß auf Objektträger überführt, um unter dem Mikroskop ihre Gattungszugehörigkeit zu bestimmen. Die zur Determination genutzten Schlüssel stammen von Sellnick (1929, 1960) und Willmann (1931). Ausschließlich Oribatiden der Gattung *Schelorbitates* wurden für die experimentelle Infektion mit Bandwurmeiern verwendet.

3.1.2 Isolierung, Determination und Aufbereitung des Bandwurmmaterials

Die Isolierung von Bandwurmmaterial erfolgte über die Untersuchung von Kotproben bekannter Tierspezies und die Sektion verendeter Tiere. Frisch gewonnene Proglottiden bzw. die vollständigen Bandwürmer wurden in mit Wasser gefüllten Petrischalen gewaschen, um sie von Kotpartikeln oder Darminhalt zu befreien.

Zur Bestimmung der Bandwurmart wurden Größe sowie Form der Eier betrachtet und eine Anfärbung einzelner Proglottiden mit Milchsäurekarmin vorgenommen. Wertvolle Hilfe bei der Determination leisteten die Arbeiten von Spasskij (1951), Hiepe (1985) und Hiepe & Buchwalder (1992).

Für die experimentelle Infektion mußte eine Eisuspension hergestellt werden, wobei zwei verschiedene Methoden zur Anwendung kamen. Erstere bestand darin,

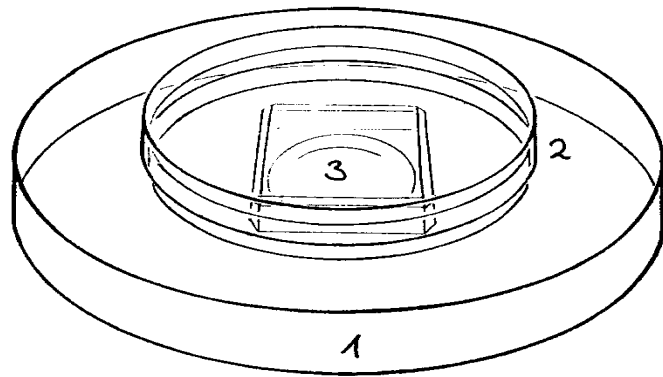
daß die Proglottidenkette in einer wassergefüllten Petrischale mit Hilfe einer Präparierlanzette und -nadel zerzupft und ausgedrückt wurde. Bei der zweiten Methode wurden die Bandwurmglieder in ein Reagenzglas mit Wasser und Glasperlen gegeben und die Eier ausgeschüttelt. Ein Sieb mit einer Maschenweite von 250-300 μ m diente schließlich dem Entfernen der Proglottidenreste. Die Eisuspensionen wurden bis zu ihrer Nutzung in fest verschließbaren Plastikgefäßen im Kühlschrank bei einer Temperatur von 4°C aufbewahrt.

3.1.3 Experimentelle Infektion und Versuchsablauf

Eine natürliche Infektion der für die Versuche genutzten *Scheloribates*-Milben konnte ausgeschlossen werden, da die Rasenfläche in Berlin-Mitte nicht beweidet wird und Wildkaninchen in den letzten 10 Jahren nicht beobachtet wurden.

Zur experimentellen Infektion dienten Eisuspensionen von *Anoplocephala perfoliata*, *Paranoplocephala mamillana*, *Moniezia benedeni* und *Moniezia expansa*. Durch deren Filtration sammelten sich die Bandwurmeier auf Fließpapier, mit dem der Boden von Petrischalen (Durchmesser 5-7 cm) ausgelegt wurde. Mit einem feinen Pinsel wurden 100-200 Moosmilben je Versuch zugesetzt. Ein dicht schließender Deckel verhinderte ein Entweichen der Milben und hielt die Luftfeuchtigkeit bei nahezu 100%. Zusätzlich wurde eine Petrischale (Durchmesser 15 cm) mit Wasser gefüllt und die Doppelschalen auf ein Blockschälchen hineingesetzt (**Abb. 8**).

In Anlehnung an Potemkina (1959) war der Kontakt der Oribatiden mit den Bandwurmeiern auf 3-5 Tage bei Zimmertemperatur begrenzt. Danach erfolgte ein Übersetzen der *Scheloribates*-Milben in etwas größere Doppelschalen (Durchmesser 9 cm). Der Boden wurde mit feuchtem Fließpapier bedeckt. Kleine Kartoffelscheiben dienten als Nahrung. In Anlehnung an Narsapur & Prokopic (1979) wurden die Versuchsansätze im Brutschrank bei Temperaturen von 28°C aufbewahrt.



- 1 Petrischale
mit Wasser
- 2 Doppelschale
mit Versuchsansatz
- 3 Blockschälchen

Abbildung 8: Versuchsanordnung

Schimmelbildung konnte durch einen wöchentlichen Wechsel der Kartoffelscheiben und einen zweiwöchigen Austausch des Fließpapiers vermieden werden. Täglich erfolgte eine Belüftung der Gefäße für 1-2 Stunden sowie eine Kontrolle der Vitalität der Moosmilben. Tote Oribatiden wurden entfernt.

3.1.4 Prüfung des Infektionserfolges (Befallsintensität, -extensität)

Nach einer Brutschrankperiode von 28 Tagen begann die Untersuchung der Moosmilben auf das Vorhandensein von Zystizerkoiden (**Abb. 9**). Zur Untersuchung kamen nur lebende Oribatiden. Bei den einzelnen Infektionen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* waren es 232, 498, 150 bzw. 493 *Scheloribates*-Milben.

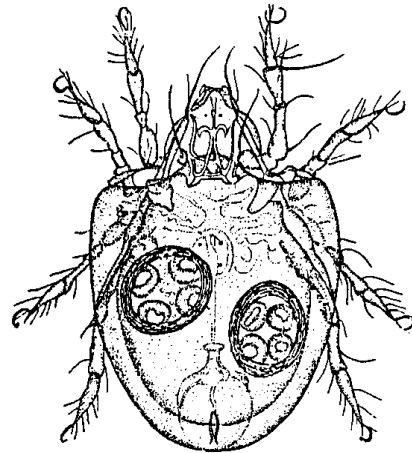


Abbildung 9: *Scheloribates laevigatus* mit zwei Zystizerkoiden von *Moniezia expansa* (Potemkina 1948)

In Anlehnung an Schuster (1984, 1988) wurde jede Milbe auf einen Objektträger mit einem Tropfen Wasser überführt. Die Länge und die Breite der Moosmilbe konnte durch die Anwendung eines Okularmikrometers ermittelt werden. Unter der Kontrolle des Stereomikroskopes (Vergrößerung 25 x 1,6) wurde die Milbe durch leichten Druck einer Präparierlanzette eröffnet. Anschließend erfolgte das Freipräparieren des Körperinhaltes mit Hilfe feiner Präpariernadeln und Minutienstäben. Länge und Breite der gefundenen Zystizerkoide wurden gemeinsam mit den Befallsintensitäten, -extensitäten und dem Vorkommen von Eiern in den Moosmilben dokumentiert.

3.1.5 Das mikroskopische Messen

Das mikroskopische Messen wurde nach der Beschreibung von NemÉseri & HollÒ (1961) durchgeführt.

Das Okularmikrometer, eine runde Glasplatte mit einer Skala zu 100 gleichen Teilen, wird ins Okular eingefügt. Da diese Meßeinrichtung keine absoluten Werte liefert, muß das Objektmikrometer hinzugezogen werden. Es handelt sich hierbei um einen speziellen Objektträger, auf dem 1 mm in 100 gleiche Teile aufgeteilt wurde. Die Breite eines solchen Intervalls beträgt 0,01 mm (10 µ m). Die Mikrometerwertbestimmung erfolgt, indem das Fadenkreuz des Okularmikrometers und des Objektmikrometers scharf aufeinander eingestellt werden, d.h. der Maßstab des Okularmikrometers deckt den des Objektmikrometers. Es wird die Stelle gesucht, an der sich die Teilchen beider Mikrometer berühren und festgestellt, wievielen Teilen am Objektmikrometer ein bestimmtes Intervall des

Okularmikrometers entspricht.

Für die Berechnung des Mikrometerwertes kommt folgende Formel zur Anwendung:

$$x = a * c / b$$

a - Intervalle des Objektmikrometers

b - Anzahl der Okularintervalle, die sich gegenseitig decken

c - bekannter Wert (10 µ m) je Objektmikrometerintervall

Das eigentliche Messen mit dem Okularmikrometer erfolgt dann durch Auszählen der Intervalle auf dem Okularmikrometer und Multiplizieren mit dem Mikrometerwert (x-Wert).

3.1.6 Datenanalyse

Die Aufbereitung und Auswertung der Daten erfolgte mit Hilfe von Microsoft Excel - Version 5.0 und SPSS (Statistical Package for Social Sciences).

Zunächst wurden die mittleren Längen und Breiten der Zystizerkoide sowie deren Minima und Maxima in Abhängigkeit von der Bandwurmspezies und der Befallsintensität der Oribatiden ermittelt und verglichen.

Anoplocephalidae-Zystizerkoide sind im Mikroskop rund bzw. elliptisch (**Abb. 10**). Im Stereomikroskop erscheint ihr Körper entsprechend als Kugel oder Ellipsoid. Sieht man von dem Cercomer (Schwanzanhang), das aufgrund der geringen Größe unberücksichtigt bleiben kann, ab, so läßt sich das Volumen (**V**) der Zystizerkoide aus deren Länge (**L**) und Breite (**B**) nach der Formel

$$V = 1/6 \pi * L * B^2$$

für ein Rotationsellipsoid berechnen.



Abbildung 10: Zystizerkoid von *M. expansa*

Die Grundfläche von Milben der Gattung *Scheloribates* ist ebenfalls, die überstehenden Pteromorphen unbeachtet, eine Ellipse. Da das stark konvex gewölbte Hysterosoma, das Moosmilben ein käferähnliches Aussehen verleiht, die Hälfte der Breite der Oribatiden ausmacht, entspricht das ungefähre Volumen der Körperhöhle der Milben dem eines halben Ellipsoids (**Abb. 11**).

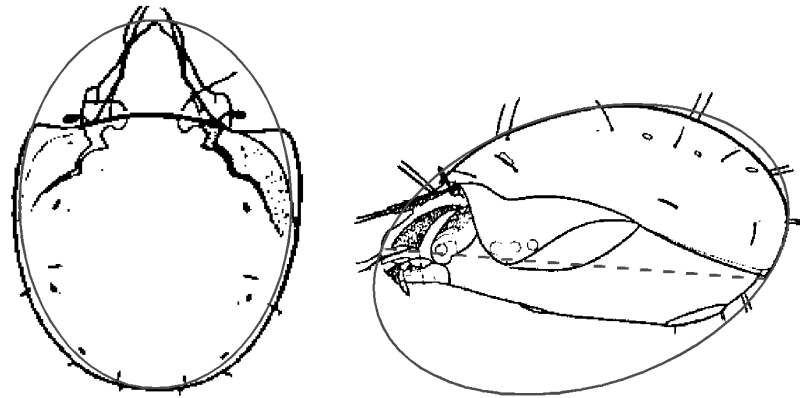


Abbildung 11: Moosmilbe, dorsale und ventrale Ansicht modifiziert nach Sellnick (1929)

Minima, Maxima und das mittlere Zystizerkoidvolumen in Abhängigkeit von der Bandwurmspezies und der Befallsintensität der Oribatiden wurden bestimmt.

Die berechneten Einzelvolumina bildeten den Ausgangspunkt für die Untersuchung der Beziehungen zwischen der Zystizerkoidgröße und der Oribatidengröße. Unter Berücksichtigung der Befallsintensität der Moosmilben wurden mehrere Grafiken in Form von Punktwolken erarbeitet und einander gegenübergestellt, um einen möglichen Zusammenhang der Volumina zu erkennen und diesen nachfolgend durch statistische Tests abzusichern. Von der Befallsintensität 2 existieren je zwei Darstellungen von Punktwolken, da in der ersten die einzelnen Zystizerkoidvolumina und in der zweiten die Summe aus den Zystizerkoidvolumina pro Milbe in die Betrachtung als abhängige Größe einbezogen wurden.

Die Verteilung der Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* wurde unter Berücksichtigung der Befallsintensität der Moosmilbe und im Vergleich der einzelnen Bandwurmartens anhand von Box- and Whiskerplots dargestellt. Ausreißer sind in den graphischen Abbildungen mit einem Kreis gekennzeichnet, Extremwerte mit einem Stern. Medianwert, Minimum, Maximum, Spannweite, Interquartilbereich (IQR) sowie Perzentile wurden angegeben.

Prüfverfahren sollen signifikante Unterschiede zwischen den Zystizerkoidvolumina der einzelnen Anoplocephalidae-Spezies herausfinden. Der Kruskal-Wallis-Test (H-Test) konnte für die Volumina der Zystizerkoide von *A. perfoliata*, *P. mamillana* und *M. expansa* bei der Milbenbefallsintensität 1 angewendet werden. Die Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata* und *M. expansa* bei den Befallsintensitäten 2 und 3 wurden im U-Test nach Mann und Whitney verglichen.

Beide Tests erfordern unabhängige Stichproben aus nicht normalverteilten Grundgesamtheiten mit ähnlicher bis gleicher Verteilungsform. Der **U-Test** ist ein Rangsummentest für den Vergleich zweier unabhängiger Stichproben. Die Stichprobenwerte werden der Größe nach aufsteigend geordnet und mit Rangzahlen versehen. Es folgt die Berechnung der Prüfgröße U. Ist dieser Wert kleiner oder gleich dem kritischen U-Wert, so wird die Nullhypothese verworfen. Der **H-Test** von Kruskal und Wallis ist eine Verallgemeinerung des U-Tests und dient dem Vergleich mehrerer unabhängiger Stichproben. Die Nullhypothese wird abgelehnt, wenn die Prüfgröße H größer als der kritische H-Wert ($\chi^2_{k-1;\alpha}$) ist (Sachs 1992).

Die Anzahl der isolierten Milbeneier aus nicht infizierten und infizierten Oribatiden wurde verglichen.

3.2 Untersuchungsergebnisse

3.2.1 Ergebnisse der Infektionsversuche

Die Infektionsversuche wurden in der Zeit von September 1993 bis Dezember 1996 durchgeführt. **Tab. 5** faßt deren Ergebnisse zusammen.

Tabelle 5: Überblick über die Anzahl der in den Experimenten eingesetzten *Scheloribates*-Milben, die Zahl der überlebenden und der infizierten sowie ihre Befallsintensitäten (BI)

Bandwurmart	Anzahl der <i>Scheloribates</i> -Milben				
	im Versuch ¹⁾	überlebend ¹⁾	infiziert	BI	
<i>A. perfoliata</i>	560	232 (41,4%)	63 (27,2%)	26	1
				16	2
				11	3
				5	4
				1	5
				1	6
				1	7
				1	8
				1	9
Gesamtzahl der isolierten Zystizerkoide: 146 mittlere Befallsintensität: 2,3²⁾					

<i>P. mamillana</i>	1600	498 (31,1%)	59 (11,8%)	48 9 2	1 2 3
Gesamtzahl der isolierten Zystizerkoide: 72 mittlere Befallsintensität: 1,2					
<i>M. benedeni</i>	600	150 (25,0%)	56 (37,3%)	21 22 9 2 2	1 2 3 4 5
Gesamtzahl der isolierten Zystizerkoide: 110 mittlere Befallsintensität: 2,0					
<i>M. expansa</i>	1350	493 (36,5%)	180 (36,5%)	96 50 25 9	1 2 3 4
Gesamtzahl der isolierten Zystizerkoide: 307 mittlere Befallsintensität: 1,7					

1) Summe der Scheloribates-Milben aus positiven und negativen Versuchen

2) mittlere Befallsintensität = Gesamtzahl der isolierten Zystizerkoide / Anzahl der infizierten *Scheloribates*-Milben

3.2.2 Ergebnisse des mikroskopischen Messens

In **Tab. 6** sind die minimalen, mittleren und maximalen Längen und Breiten der Zystizerkoide unter Berücksichtigung der Bandwurmart und der Befallsintensität der Moosmilben angegeben.

Tabelle 6: Minima, Mittelwerte (\bar{x}) und Maxima der Zystizerkoidlängen und -breiten in Abhängigkeit von der Bandwurmart und der Befallsintensität der Moosmilben

(n = Anzahl der Zystizerkoide)

Bandwurmart	BI	Zystizerkoid						
		n	Länge			Breite		
			Min.	Ø	Max.	Min.	Ø	Max.
<i>A. perfoliata</i>	1	26	131,4	169,4	210,6	109,5	146,5	174,6
	2	32	131,4	158,8	189,8	109,5	138,3	169,2
	3	33	124,1	151,5	185,4	116,8	135,3	154,8
	4	20	140,4	153,9	180,0	122,4	137,0	162,0
	5	5	153,0	157,3	162,0	140,4	145,4	151,2
	6	6	135,0	139,2	144,0	111,6	121,5	129,6
	7	7	129,6	146,1	162,0	117,0	129,9	144,0
	8	8	111,6	133,0	171,0	108,0	123,3	144,0
	9	9	122,4	137,8	162,0	108,0	121,8	153,0
<i>P. mamillana</i>	1	48	140,0	171,0	220,0	120,0	157,1	180,0
	2	18	130,0	154,4	170,0	120,0	140,6	160,0
	3	6	140,0	155,0	180,0	100,0	128,3	150,0
<i>M. benedeni</i>	1	21	107,9	128,8	157,0	98,1	113,5	140,6
	2	44	111,2	128,6	160,2	98,1	113,4	127,5
	3	27	101,4	128,7	147,2	91,6	117,5	130,8
	4	8	114,5	121,8	137,3	98,1	110,8	121,0
	5	10	114,5	122,6	130,8	98,1	106,6	117,7
<i>M. expansa</i>	1	96	120,0	159,5	211,7	80,3	141,5	180,0
	2	100	120,0	152,1	219,0	100,0	132,3	160,0
	3	75	116,8	145,6	190,0	109,5	130,8	160,0
	4	36	120,0	139,9	160,0	102,2	122,5	140,0

Bei den niedrigeren Befallsintensitäten der Oribatiden sind die mittleren Zystizerkoidlängen und -breiten der vier Anoplocephalidae-Spezies größer als bei den höheren. Die Längen und die Breiten können sehr variabel sein. Deshalb ist für einen Vergleich der Zystizerkoide verschiedener Bandwurmart das Volumen als Einzelparameter besser geeignet. **Tab. 7** zeigt die minimalen, mittleren und maximalen Zystizerkoidvolumina unter Berücksichtigung der Bandwurmart und der Befallsintensität der Moosmilben.

Tabelle 7: Minima, Mittelwerte (Ø) und Maxima der Zystizerkoide in Abhängigkeit von der Bandwurmart und der Befallsintensität der Moosmilben

(n = Anzahl der Zystizerkoide)

Bandwurmart	BI	n	Zystizerkoidvolumen (* 10 ⁶ in μm^3)
			Min. Ø Max.
<i>A. perfoliata</i>	1	26	0,825 1,970 3,360
	2	32	0,870 1,632 2,562
	3	33	0,938 1,473 2,325
	4	20	1,101 1,538 2,423
	5	5	1,660 1,742 1,847
	6	5	0,915 1,077 1,202
	7	6	0,928 1,302 1,758
	8	7	0,681 1,099 1,856
	9	8	0,802 1,099 1,985
<i>P. mamillana</i>	1	48	1,130 2,265 3,730
	2	18	0,980 1,610 2,144
	3	6	0,942 1,348 2,002
<i>M. benedeni</i>	1	21	0,543 0,889 1,590
	2	44	0,576 0,876 1,225
	3	27	0,445 0,946 1,318
	4	8	0,609 0,788 1,052
	5	10	0,609 0,731 0,901
<i>M. expansa</i>	1	96	0,567 1,738 3,222
	2	100	0,733 1,421 2,693
	3	75	0,733 1,325 2,237
	4	36	0,838 1,104 1,436

Die Mittelwerte der Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata* und *P. mamillana* sind größer als jene von *M. expansa* und *M. benedeni*. Mit zunehmender Befallsintensität der Oribatiden werden die mittleren Volumina kleiner.

Länge und Breite der einzelnen Zystizerkoide und das aus diesen Größen berechnete Volumen sind den **Tabellen im Anhang** zu entnehmen.

Befallsintensitäten über 4 bleiben aufgrund unzureichender Daten in den folgenden Abschnitten unberücksichtigt.

3.2.3 Abhängigkeit des Zystizerkoidvolumens vom Volumen der Körperhöhle der Oribatide

Die **Abb. 12-14** zeigen Punktwolken, die sich aus der Darstellung des Zystizerkoidvolumens als abhängige und des Oribatidenvolumens als unabhängige Größe ergeben. Anhand der Punktwolken soll geprüft werden, ob eine Beziehung (z.B. linear, logarithmisch) zwischen beiden Größen bestehen könnte.

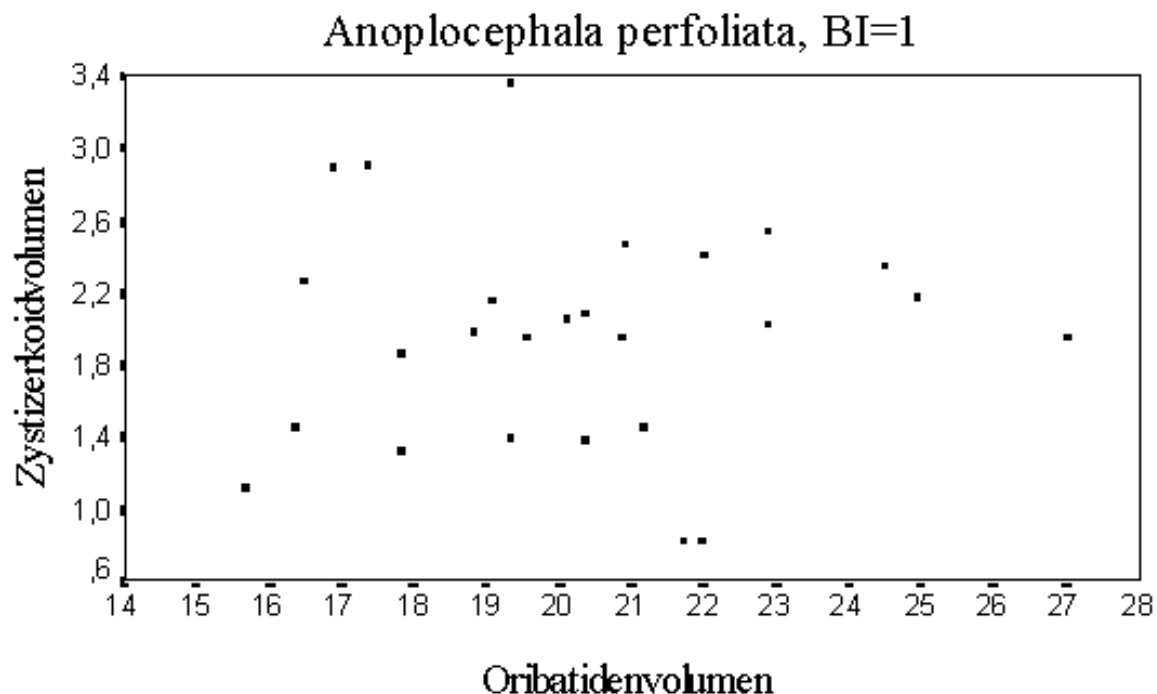
Bei allen vier Anoplocephalidae-Arten ist eine große Streuung der Einzelpunkte erkennbar (**Abb. 12-14**). Es ist festzustellen, daß bei gleichem oder angenähert demselbem Volumen der Oribatiden sowohl sehr kleine als auch sehr große Zystizerkoidvolumina auftreten können. Am deutlichsten wird dies am umfangreichen Datenmaterial von *Moniezia expansa*. Die Volumenwerte der Zystizerkoide, die aus jeweils einer Moosmilbe isoliert wurden (BI=2), sind bis auf wenige Ausnahmen in einem relativ engen Größenbereich zu finden. In der Graphik liegen daher die beiden zusammengehörenden Punkte dicht beieinander und auf einer Geraden, die parallel zur Zystizerkoidvolumen-Achse verläuft (**Abb. 13**).

Auf die Darstellung der Ergebnisse bei den Befallsintensitäten 3 und 4 wurde aus Gründen der Übersichtlichkeit verzichtet. Es ergeben sich erneut Punktwolken mit großer Streuung. Die Aussagen zu BI=1 und BI=2 werden bestätigt.

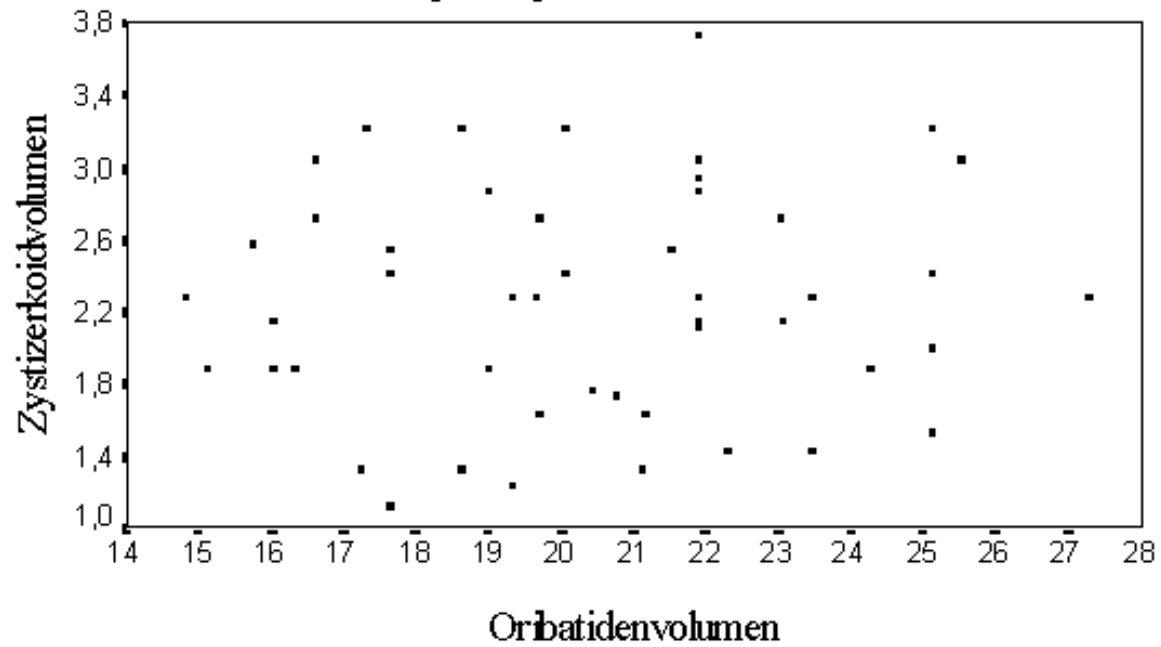
Ein funktionaler Zusammenhang zwischen den Variablen ist nicht anzunehmen. Statistische Tests zur Untersuchung der Daten erübrigen sich somit.

3.2.4 Darstellung der Verteilung der Zystizerkoidvolumina unter Berücksichtigung der Befallsintensität der Oribatiden

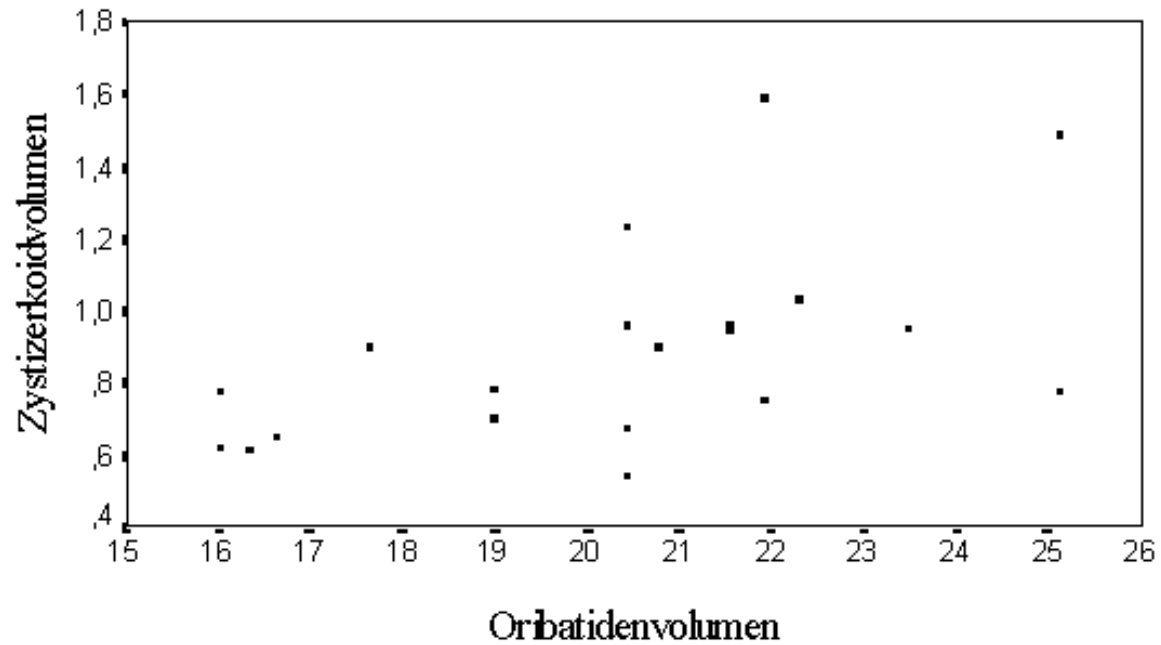
Mit Hilfe von Box- und Whiskerplots (**Abb. 15, 16**) läßt sich die Verteilung der Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* bei den verschiedenen Befallsintensitäten der Oribatiden veranschaulichen. Die **Tab. 8** und **9**



Paranoplocephala mamillana, BI=1



Moniezia benedeni, BI=1



Moniezia expansa, BI=1

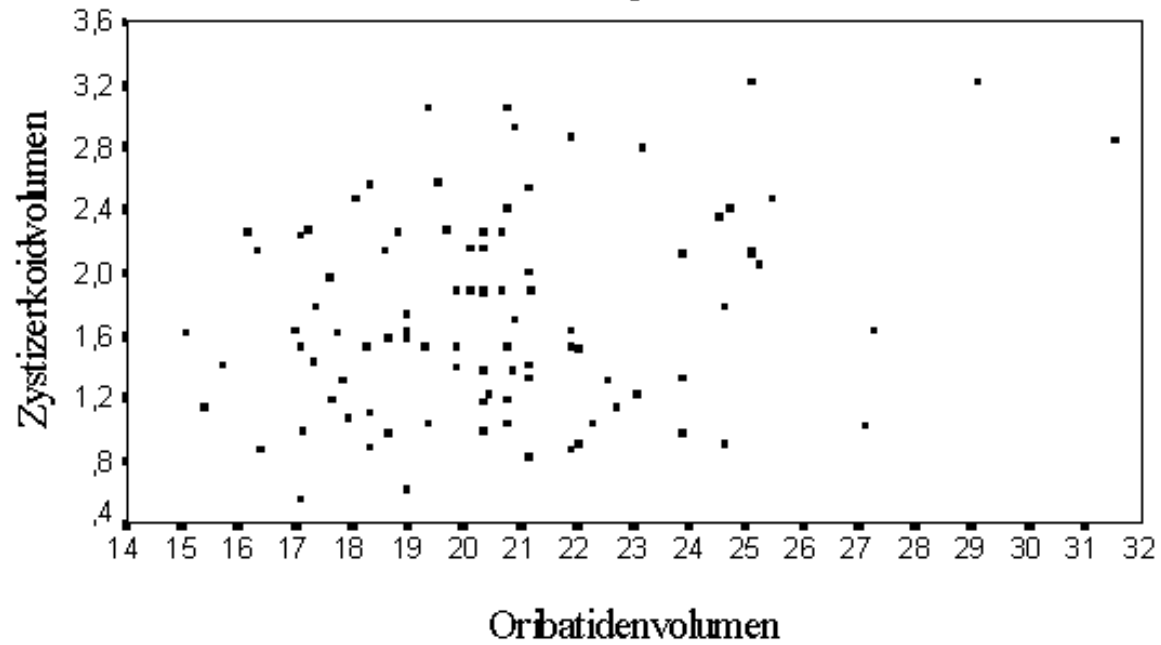
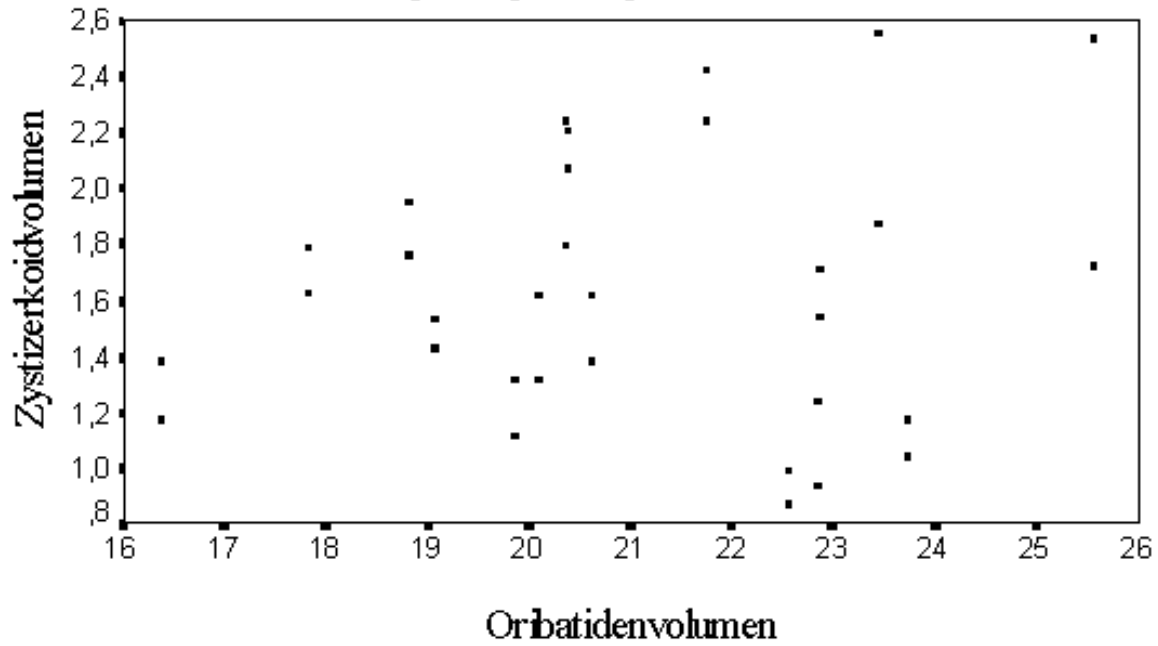
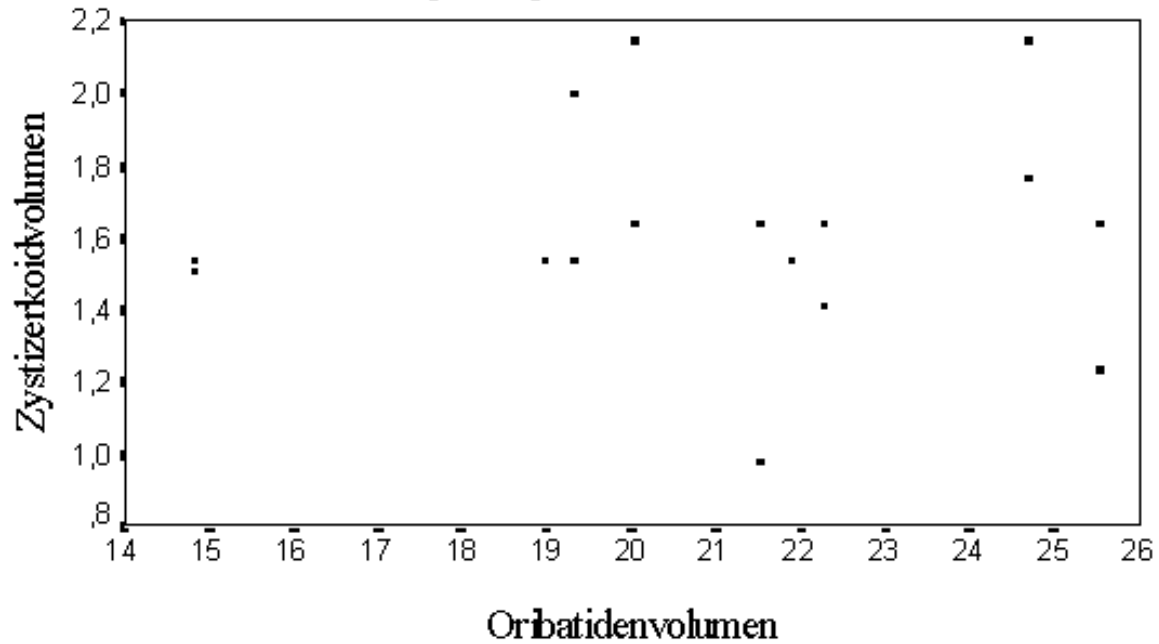


Abbildung 12: Graphische Darstellung der Zystizerkoidvolumina der vier Anoplocephalidae-Arten und der Oribatidenvolumina bei der Befallsintensität 1 (Werte * 10^6 in μm^3)

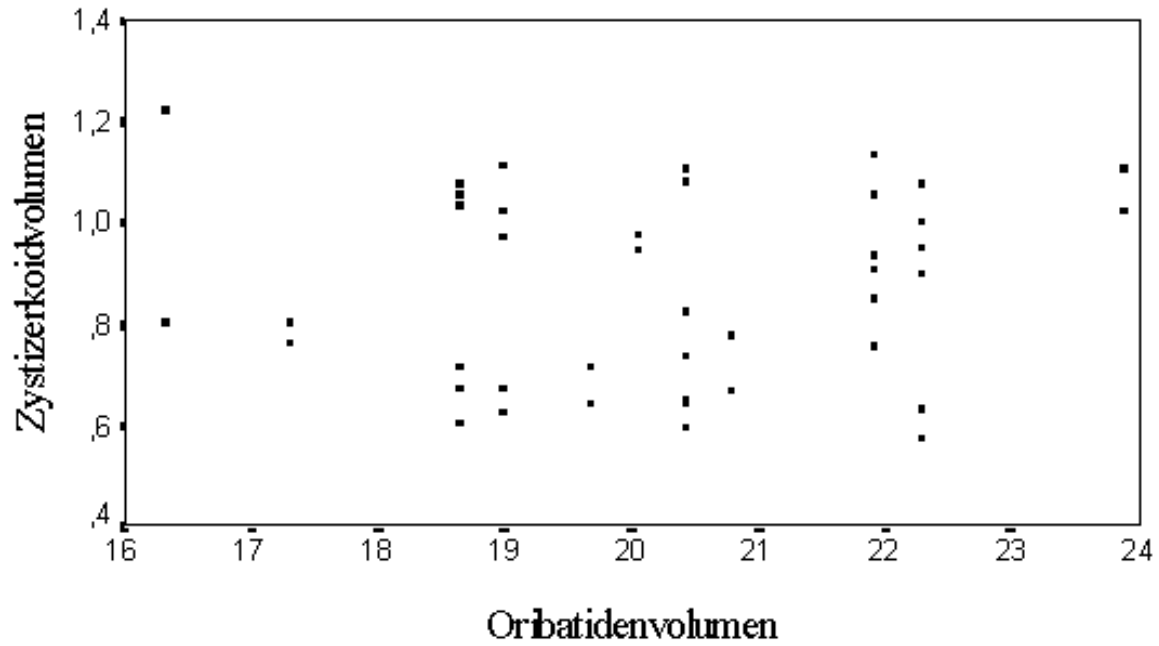
Anoplocephala perfoliata, BI=2



Paranoplocephala mamillana, BI=2



Moniezia benedeni, BI=2



Moniezia expansa, BI=2

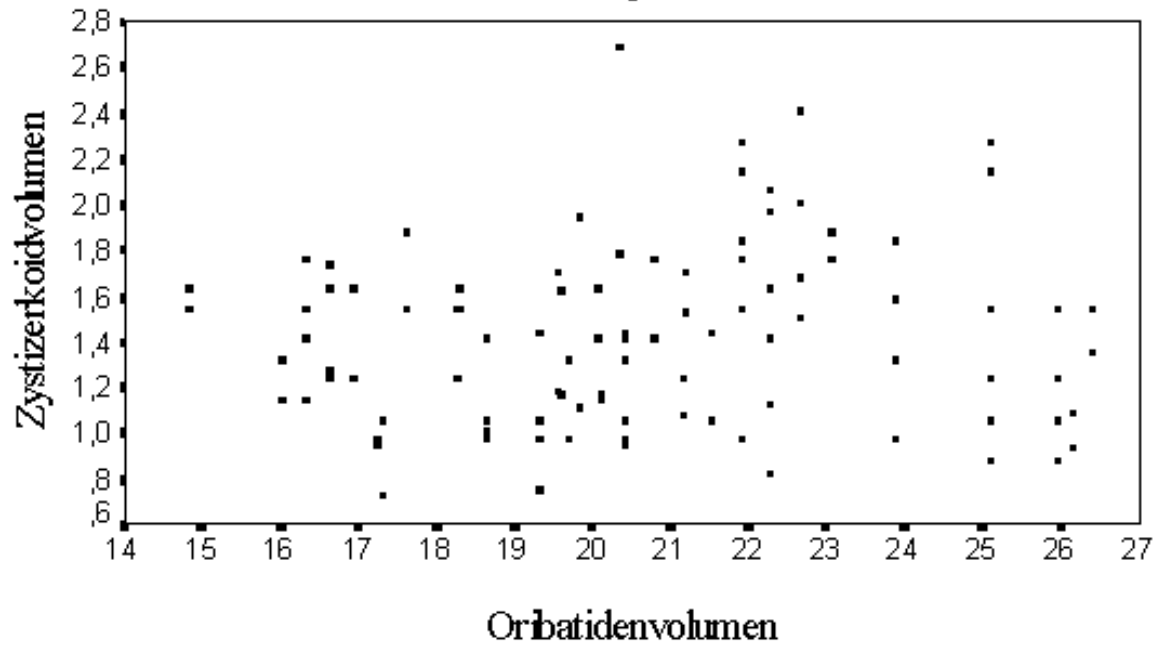
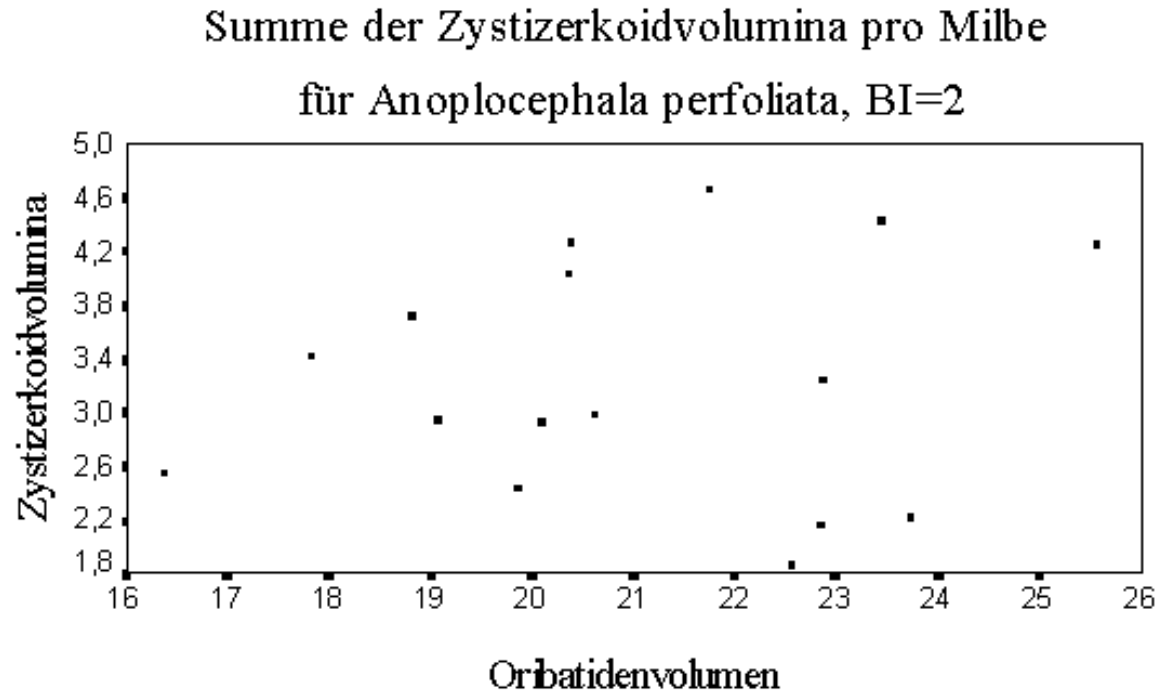
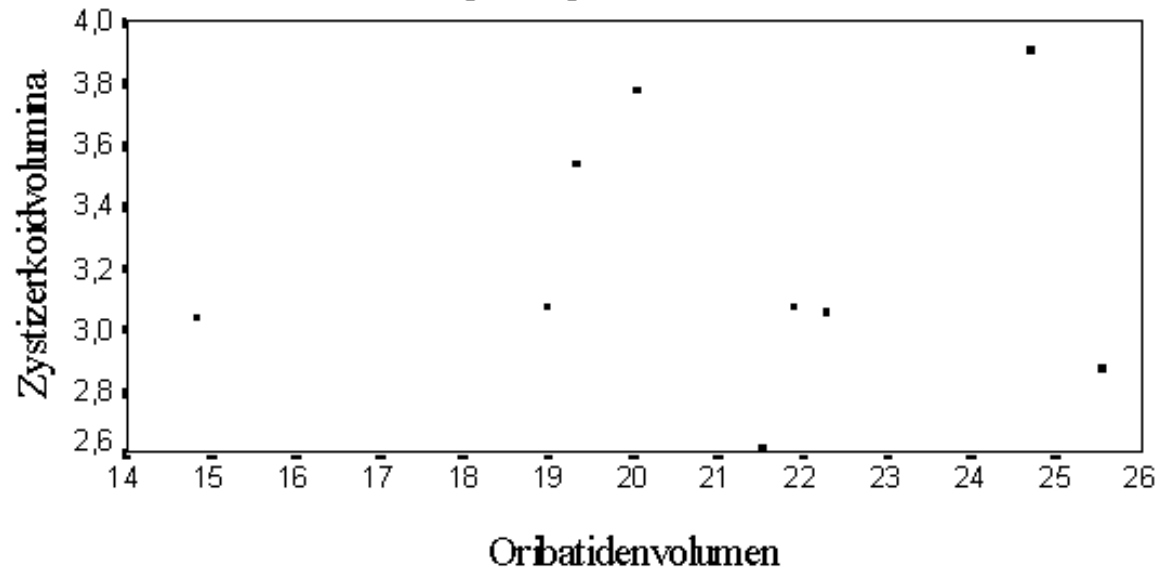


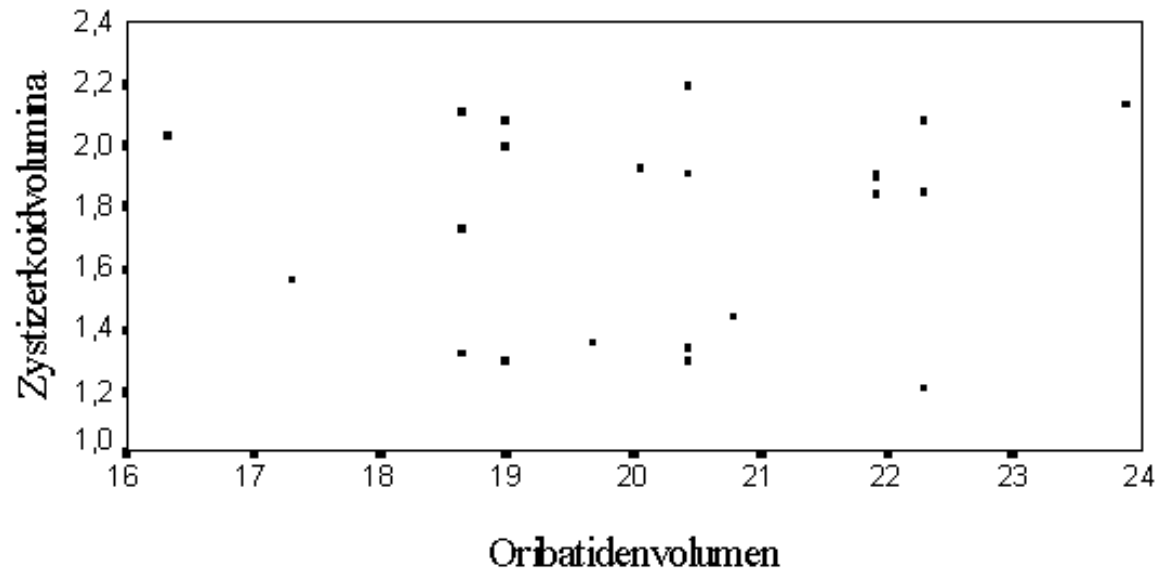
Abbildung 13: Graphische Darstellung der einzelnen Zystizerkoidvolumina der vier Anoplocephalidae-Arten und der Oribatidenvolumina bei der Befallsintensität 2 (Werte * 10^6 in μm^3)



Summe der Zystizerkoidvolumina pro Milbe für *Paranoplocephala mamillana*, BI=2



Summe der Zystizerkoidvolumina pro Milbe für *Moniezia benedeni*, BI=2



Summe der Zystizerkoidvolumina pro Milbe für *Moniezia expansa*, BI=2

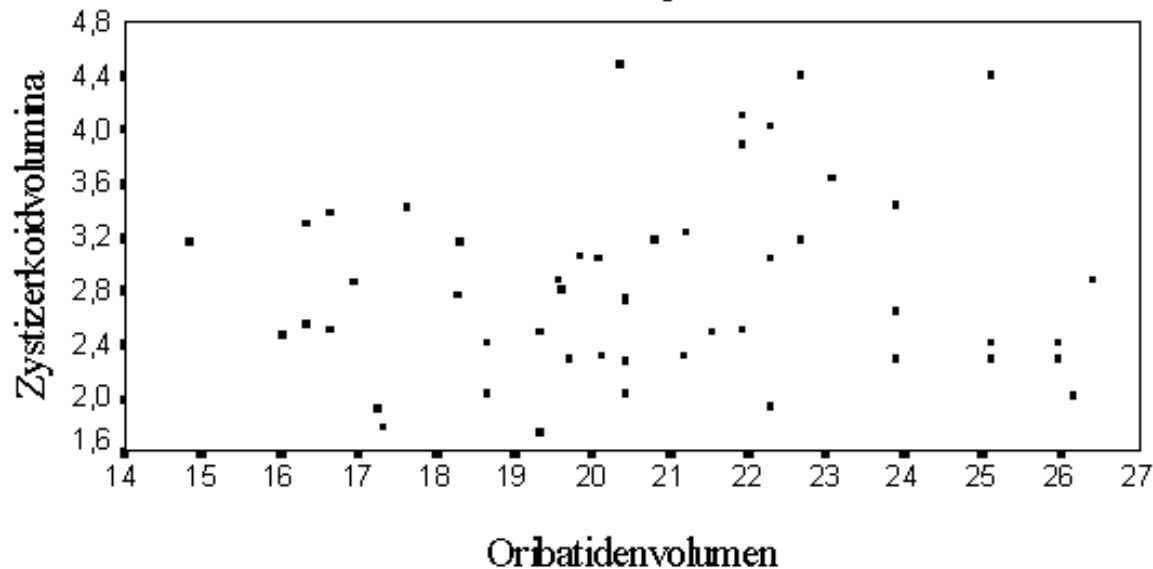


Abbildung 14: Graphische Darstellung der Summe der Zystizerkoidvolumina pro Milbe für die vier Anoplocephalidae-Arten und der Oribatidenvolumina bei der Befallsintensität 2 (Werte * 10^6 in μm^3)

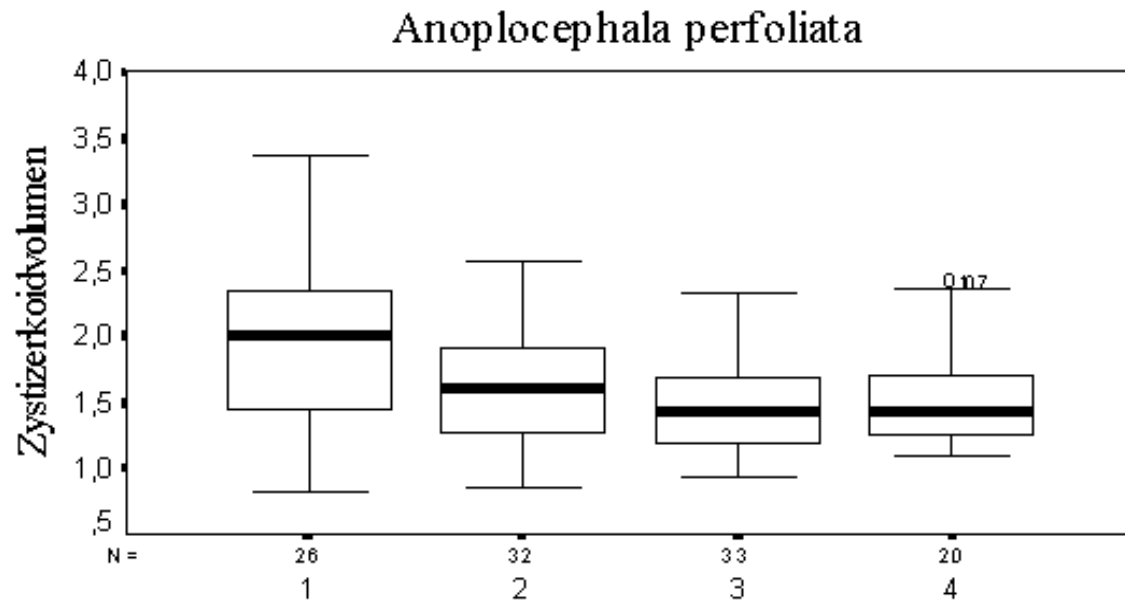
enthalten die wichtigsten Zahlen zur Charakterisierung der Plots - den Medianwert ($x_{0,5}$), die Quartile (Q_1 oder $x_{0,25}$; Q_3 oder $x_{0,75}$), den Interquartilbereich (IQR), das Minimum und

Maximum sowie die Spannweite (R). Ausreißer ($1,5 \cdot \text{IQR} < x < 3 \cdot \text{IQR}$) werden in den graphischen Darstellungen mit einem Kreis gekennzeichnet, Extremwerte ($x > 3 \cdot \text{IQR}$) mit einem Stern und zusätzlich mit der Zystizerkoidnummer für die Identifikation versehen. Box- and Whiskerplots wurden nur angefertigt, wenn über zehn Zystizerkoide vorhanden waren.

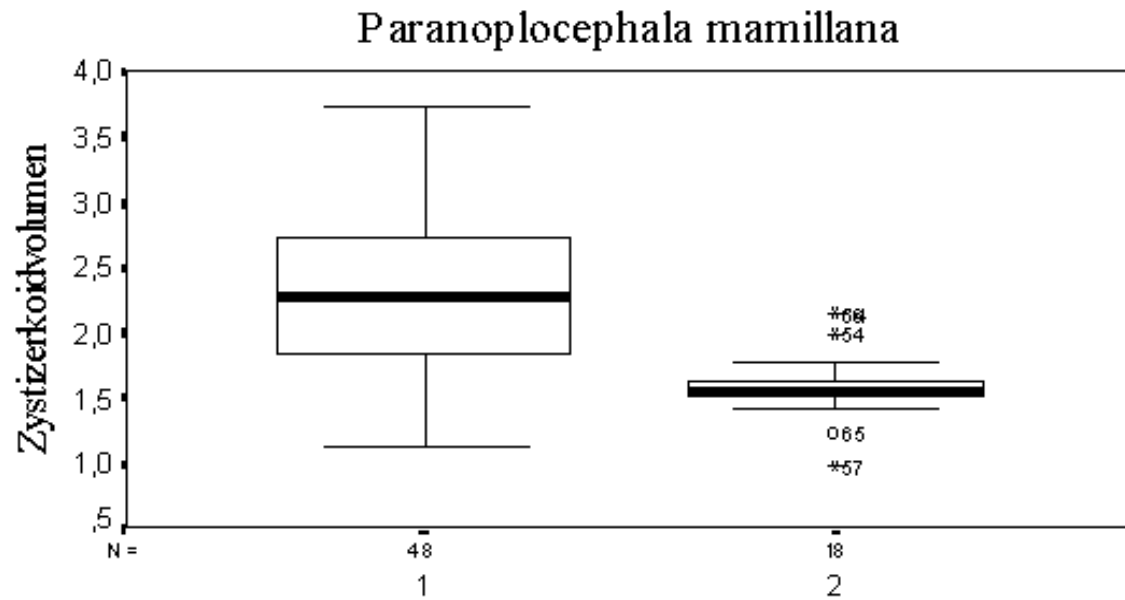
Die Boxen von *A. perfoliata*, *P. mamillana* und *M. expansa* (**Abb. 15, 16**) zeigen, daß sich die Zystizerkoidvolumina mit zunehmender Befallsintensität der Oribatiden auf einen niedrigeren Wertebereich konzentrieren. Medianwerte und Quartile (**Tab. 8, 9**) werden kleiner (Ausnahme: Quartile *A. perfoliata* BI=4). Die Streuung der Volumina nimmt ab (Spannweite R). Bei *M. benedeni* ist mit steigender Befallsintensität der Oribatiden eine Ansiedlung der Volumina in einem höheren Bereich zu erkennen (**Abb. 16**). Medianwerte und Quartile (**Tab. 9**) werden größer (Ausnahme: Q_1 BI=2). Die Streuung der einzelnen Werte scheint zuzunehmen.

Abb. 17 soll speziesbedingte Unterschiede in der Verteilung der Zystizerkoidvolumina aufdecken. Bei der Befallsintensität 1 wird deutlich, daß die Volumina von *P. mamillana* im höchsten Wertebereich zu finden sind, gefolgt von *A. perfoliata* und *M. expansa*. Die Volumina von *M. benedeni* verteilen sich im niedrigsten Bereich. Ähnliches kann für die Befallsintensitäten 2-4 festgestellt werden. Die einzige Abweichung bei der Befallsintensität 2 sind die Werte der 18 Zystizerkoide von *P. mamillana*, die im Bereich der Box von *A. perfoliata* liegen.

Aus der Lage des Medians in der Box (=Interquartilbereich) ist zu erkennen, daß es sich nicht um normalverteilte Beobachtungen handelt (**Abb. 15, 16, 17**). Bei Normalverteilung enthält der Bereich $X_{0,5 \pm \text{IQR}/2}$ exakt die zentralen 50% der Beobachtungen (Sachs 1992), der Median liegt in der Mitte der Box.



Befallsintensität der Orbatiden



Befallsintensität der Orbatiden

Abbildung 15: Box- and Whiskerplots der Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata* bei den Befallsintensitäten 1-4 und von *P. mamillana* bei den

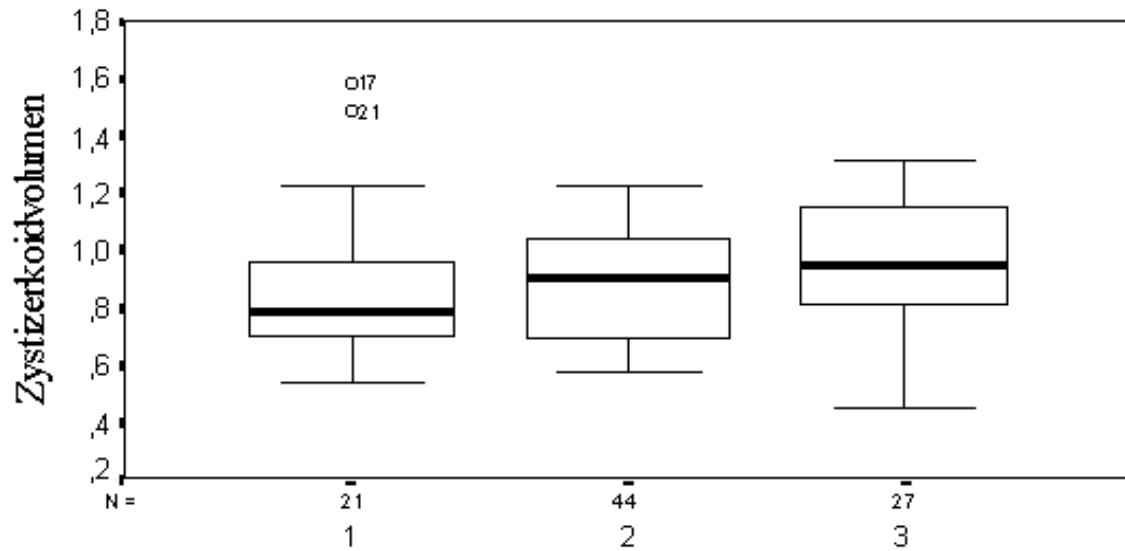
Befallsintensitäten 1-2 (N=Anzahl der isolierten Zystizerkoide; Volumenwerte * 10⁶ in μ m³)

Tabelle 8: Medianwerte, Quartile, Minima und Maxima sowie aus ihnen gebildete Maßzahlen zu **Abbildung 15**

(Werte * 10⁶ in μ m³)

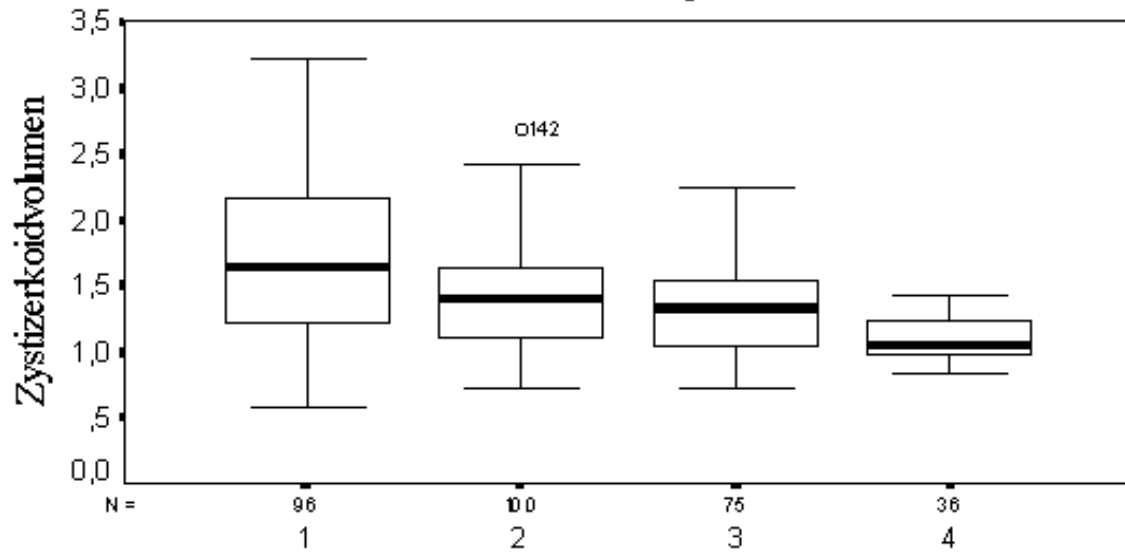
A. perfoliata	Median (x _{0,5})	Q ₁ (x _{0,25})	Q ₃ (x _{0,75})	IQR (Q ₃ -Q ₁)	Min	Max	R (Max-Min)
BI=1	2,010	1,451	2,356	0,905	0,825	3,360	2,535
BI=2	1,617	1,278	1,914	0,636	0,870	2,562	1,692
BI=3	1,442	1,196	1,676	0,480	0,938	2,325	1,387
BI=4	1,434	1,248	1,708	0,450	1,101	2,423	1,322
P. mamillana	Median (X _{0,5})	Q ₁ (x _{0,25})	Q ₃ (x _{0,75})	IQR (Q ₃ -Q ₁)	Min	Max	R (Max-Min)
BI=1	2,278	1,825	2,722	0,897	1,130	3,730	2,600
BI=2	1,539	1,539	1,641	0,102	0,980	2,144	1,164

Moniezia benedeni



Befallsintensität der Oribatiden

Moniezia expansa



Befallsintensität der Oribatiden

Abbildung 16: Box- and Whiskerplots der Zystizerkoidvolumina von *M. benedeni* bei den Befallsintensitäten 1-3 und von *M. expansa* bei den Befallsintensitäten

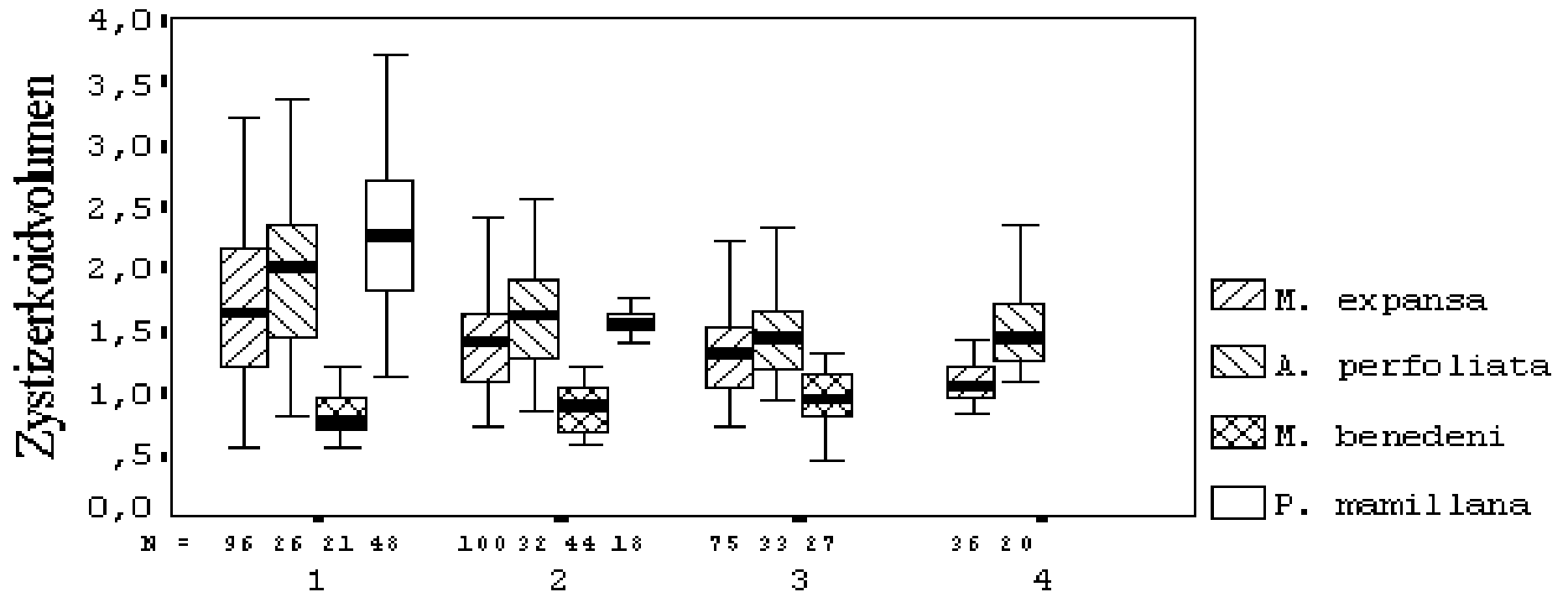
1-4 (N=Anzahl der isolierten Zystizerkoide; Volumenwerte * 10⁶ in μm^3)

Tabelle 9: Medianwerte, Quartile, Minima und Maxima und aus ihnen gebildete Maßzahlen zu **Abbildung 16**

(Werte * 10⁶ in μm^3)

M. benedeni	Median ($x_{0,5}$)	Q ₁ ($x_{0,25}$)	Q ₃ ($x_{0,75}$)	IQR (Q_3-Q_1)	Min	Max	R (Max-Min)
BI=1	0,785	0,703	0,964	0,261	0,543	1,590	1,047
BI=2	0,906	0,696	1,047	0,351	0,576	1,225	0,649
BI=3	0,952	0,807	1,163	0,356	0,445	1,318	0,873
M. expansa	Median ($x_{0,5}$)	Q ₁ ($x_{0,25}$)	Q ₃ ($x_{0,75}$)	IQR (Q_3-Q_1)	Min	Max	R (Max-Min)
BI=1	1,641	1,222	2,162	0,940	0,567	3,222	2,655
BI=2	1,415	1,106	1,641	0,535	0,733	2,693	1,960
BI=3	1,327	1,055	1,539	0,484	0,733	2,237	1,504
BI=4	1,055	0,980	1,238	0,258	0,838	1,436	0,598

Verteilung der Zystizerkoidvolumina der vier Anoplocephalidae-Arten im Vergleich



Befallsintensität der Oribatiden

Abbildung 17: Vergleich der Box- und Whiskerplots der Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* unter Berücksichtigung der Befallsintensität der Oribatiden

(N=Anzahl der isolierten Zystizerkoide; Volumenwerte * 10⁶ in μ m³)

3.2.5. Prüfverfahren

Die Zystizerkoidvolumina von *M. benedeni* weichen in Größe und Streuung der Werte erheblich von denen der anderen Bandwurmart ab. Deshalb werden diese Stichprobenwerte in die folgenden Tests nicht einbezogen (**Abb. 17**).

3.2.5.1 Kruskal-Wallis-Test (H-Test)

Die Testbedingung einer ähnlichen Verteilungsform der Stichprobenwerte erfüllen die Zystizerkoidvolumina von *P. mamillana*, *A. perfoliata*, und *M. expansa* bei der Milbenbefallsintensität 1 (**Abb. 17**).

Tab. 10 faßt die Ergebnisse des Tests zusammen.

Tabelle 10: Kruskal-Wallis-Test, BI=1

Bandwurmart	Anzahl der Stichprobenwerte	Mittlerer Rang
P. mamillana	48	110,13
A. perfoliata	26	89,71
M.expansa	96	72,05
H-Wert: 19,3875		Signifikanz (α): 0,0001

Die drei Stichproben unterscheiden sich signifikant ($\alpha < 0,05$). Der mittlere Rang von *P. mamillana* ist deutlich größer als die mittleren Ränge von *A. perfoliata* und *M. expansa*.

3.2.5.2 Mann-Whitney-Test (U-Test)

Der U-Test wurde für die Stichproben von *A. perfoliata* und *M. expansa* aufgrund der ähnlichen Verteilung bei den Milbenbefallsintensitäten 2 und 3 angewendet. Die Anzahl der vorliegenden Werte von *P. mamillana* sowie deren Streuung sind bei der Befallsintensität 2 sehr klein, so daß diese Gruppe unberücksichtigt bleibt (**Abb. 17; Tab. 11** und **12**).

Tabelle 11: Mann-Whitney-Test, BI=2

Bandwurmart	Anzahl der Stichprobenwerte	Mittlerer Rang
A. perfoliata	32	79,05

M. expansa	100	62,49
U-Wert: 1198,5		P-Wert: 0,0329

Tabelle 12: Mann-Whitney-Test, BI=3

Bandwurmart	Anzahl der Stichprobenwerte	Mittlerer Rang
A. perfoliata	33	64,03
M. expansa	75	50,31
U-Wert: 923,0		P-wert: 0,0358

Die Stichproben von *A. perfoliata* und *M. expansa* unterscheiden sich signifikant ($p < 0,05$; zweiseitiger Test), wobei *A. perfoliata* die größeren mittleren Ränge aufweist.

3.2.6 Vergleich des Vorkommens von Milbeneiern in infizierten und nicht infizierten Oribatiden

Bei der Eröffnung einiger Oribatiden wurden sowohl Zystizerkoide als auch Milbeneier gefunden (**Abb. 18**).

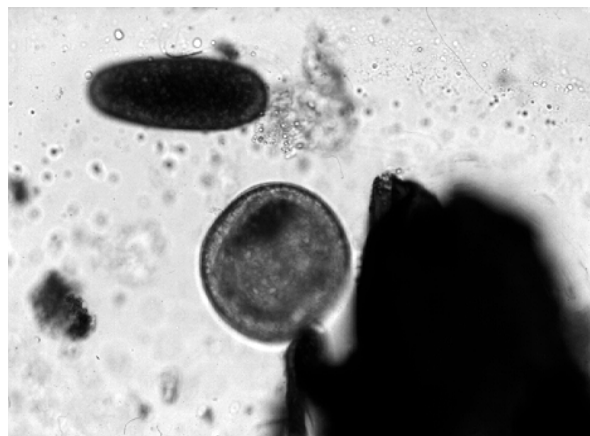


Abbildung 18: Teile einer Milbe der Gattung Scheloribates mit isoliertem Zystizerkoid und Milbenei

In **Tab. 13** wird die Gesamtzahl der infizierten Oribatiden derZahl der Oribatiden mit Zystizerkoiden der vier Bandwurmarten und Milbeneiern gegenübergestellt.

Die Zahl der isolierten Milbeneier scheint unabhängig von der Befallsintensität der Oribatiden zu sein.

Tabelle 13: Übersicht über die Anzahl der Oribatiden mit Zystizerkoiden **und** Milbeneiern

Bandwurmart	Gesamtzahl der infizierten Oribatiden	Anzahl der Oribatiden mit Zystizerkoiden (BI) und Milbeneiern		
<i>A. perfoliata</i>	63	1	1	1
		1	1	2
		1	2	1
		Σ 3		
<i>P. mamillana</i>	59	1	1	1
		1	1	2
		2	2	2
		1	3	1
		Σ 5		
<i>M. benedeni</i>	56	3	1	1
		1	2	1
		2	3	1
		Σ 6		
<i>M.expansa</i>	180	6	1	1
		4	1	2
		1	1	3
		2	2	1
		1	2	2
		1	2	5
		1	2	6
		2	3	1
		1	3	5
		1	4	1
		Σ 20		

Der größere Teil der Milben, die den Versuchszeitraum überlebten, war nicht infiziert. Bei den einzelnen Infektionsversuchen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* handelte es sich um 72,8%; 88,2%; 62,7% bzw. 63,5%. Folglich waren mindestens zwei Drittel der Oribatiden parasitologisch negativ. Aus einer Reihe dieser Oribatiden konnten Milbeneier isoliert werden (**Abb. 19**).

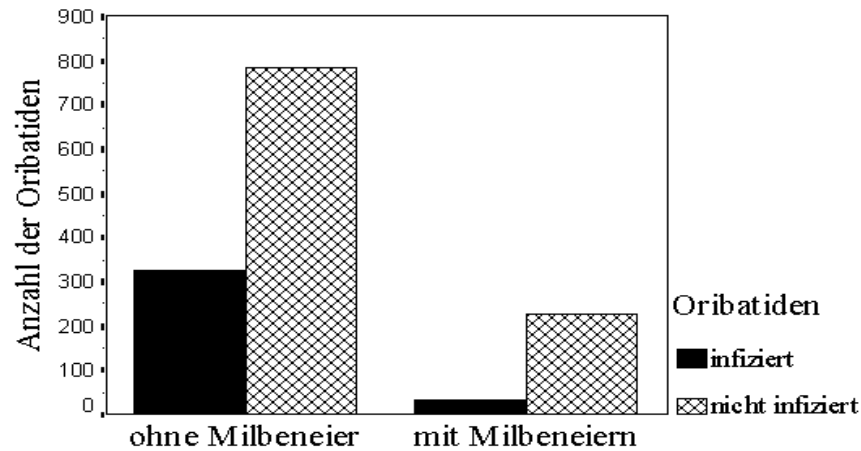


Abbildung 19: Graphische Darstellung der Anzahl von infizierten und nicht infizierten Oribatiden ohne und mit Milbeneiern

In **Tab. 14** ist die Gesamtzahl der nicht infizierten Moosmilben und die Anzahl derer mit Milbeneiern in Abhängigkeit von der Bandwurmart dokumentiert.

Tabelle 14: Übersicht über die Anzahl der nicht infizierten Oribatiden mit Milbeneiern

Bandwurmart	Gesamtzahl der nicht infizierten Oribatiden	Anzahl der nicht infizierten Oribatiden mit Milbeneiern	
<i>A. perfoliata</i>	169	19	1
		9	2
		4	3
		3	4
		4	6
		Σ 39	

<i>P. mamillana</i>	439	60	1
		33	2
		17	3
		7	4
		10	5
		1	6
		Σ 128	
<i>M. benedeni</i>	94	2	1
		1	2
		Σ 3	
<i>M. expansa</i>	313	25	1
		14	2
		11	3
		5	4
		2	5
		2	6
		Σ 59	

229 (22,6%) der 1015 parasitologisch negativen Oribatiden enthielten Milbeneier. Bei 34 (9,5%) von insgesamt 358 infizierten *Scheloribates*-Milben wurden Zystizerkoide und Milbeneier nachgewiesen. Es waren mehr Milbeneier in nicht infizierten als in infizierten Moosmilben zu finden.

4 Diskussion

Für die Infektionsversuche wurden nur Oribatiden der Gattung *Scheloribates* verwendet. Dadurch waren annähernd gleiche Bedingungen für die Entwicklung von Zystizerkoiden in den Milben und die sich anschließende Auswertung der gewonnenen Daten gegeben. *Scheloribates*-Milben eignen sich aufgrund ihrer hohen Empfänglichkeit, der weiten Verbreitung und einfachen Kultivierung besonders gut für experimentelle Infektionen (Schuster 1984).

Nach Kassai & Mahunka (1965) und Graber & Gruvel (1969) sollten Zwischenwirte für *M. expansa* eine minimale Länge von 300-400 µ m haben. Die Vertreter der Gattung *Scheloribates* gehören zu denjenigen Oribatiden, die wenigstens eine Länge von 500 µ m aufweisen (Sellnick 1929; Willmann 1931). In den eigenen Untersuchungen hatten alle Milben, aus denen Zystizerkoide isoliert wurden, Längen über 500 µ m.

Ein beträchtlicher Teil der Moosmilben starb während der Versuche, die je Versuchsansatz etwa fünf Wochen dauerten. Im einzelnen waren es bei den experimentellen Infektionen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* 58,6%; 68,9%; 75,0% bzw. 63,5%. Ähnlich hohe Absterberaten (etwa 60%) konnte Triesch (1987) bei mit *M. expansa*-Eiern infizierten *Scheloribates* spp. feststellen. Im Gegensatz dazu überlebten in Versuchsreihen von Schuster (1995) 62-82% der infizierten Milben. Prokopic (1967) beobachtete bereits 24-48 Stunden nach erfolgter Invasion ein massives Absterben der Milben (30-50%). Dies wurde in den eigenen Versuchen nicht deutlich. Der größte Teil der Oribatiden ging im Verlauf der Brutschrankperiode zugrunde. Schuster (1984) begründete das vermehrte Auffinden von toten Milben in diesem Zeitraum mit der Entwicklung der Bandwurmlarve zur Megalosphäre und den Vorgängen der Skolexogenese, die mit einer Volumenzunahme sowie Nährstoffentzug verbunden sind.

Eine höhere Anzahl von Moosmilben als ursprünglich im Versuch eingesetzt isolierten Romero et al. (1989). Es mußte eine Reproduktion stattgefunden haben, die mit der langen Versuchsdauer von vier Monaten zu erklären ist.

Die Befallsextenstäten der *Scheloribates* spp. für die experimentellen Infektionen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* lagen bei 27,2%, 11,8%, 37,3% bzw. 36,5%. Im Vergleich mit den Angaben in der Literatur ist festzustellen, daß es große Unterschiede in Abhängigkeit von der verwendeten Oribatiden- und Anoplozophalidenspezies gibt. Bei den Infektionen mit *M. expansa* und *M. benedeni* schwankten die angegebenen Befallsextenstäten von *Scheloribates* spp. zwischen 6,5% und weit über 90% (Jurášek 1962; Narsapur 1976a, b, c, 1978; Narsapur & Prokopic 1979; Prokopic & Narsapur 1981; Schuster 1984, 1995; Skorski 1984; Triesch 1987; Xiao und Herd 1992; Fritz 1995). Zystizerkoide von *A. perfoliata* entwickelten sich in weniger als 2% der *Scheloribates*-Milben (Romero et al. 1989, Schuster 1991a), in den eigenen Untersuchungen jedoch wesentlich mehr. Angaben über experimentelle *P. mamillana*-Infektionen konnten im Schrifttum nicht gefunden werden.

Aus den überlebenden *Scheloribates* spp. wurden pro Milbe 1-9 Zystizerkoide von *A. perfoliata*, 1-3 von *P. mamillana*, 1-5 von *M. benedeni* und 1-4 von *M. expansa* isoliert. Dies steht in Übereinstimmung mit den Literaturangaben, die zur Befallsintensität von *Scheloribates*-Milben mit Zystizerkoiden von *A. perfoliata*, *M. benedeni* und *M. expansa* existieren (Jurášek 1962; Kassai & Mahunka 1965; Narsapur 1976a, b, c, 1978; Narsapur & Prokopic 1979; Schuster 1984; Skorski et al. 1984; Triesch 1987; Romero et al. 1989; Schuster 1991a; Xiao und Herd 1992; Fritz 1995; Schuster 1995). Als maximale Befallsintensität der Spezies *S. laevigatus* fanden Jurášek (1962) 16 *M. expansa*-Zystizerkoide und Xiao & Herd (1992) 7 *M. benedeni*-Zystizerkoide in einer Milbe.

Nach Kramnoi (1978) sollen sowohl experimentelle als auch natürliche Infektionen mit *M. benedeni* und *M. expansa* Sterilität bei weiblichen Oribatiden verursachen und das unabhängig von der Anzahl der Zystizerkoide. Schuster (1984, 1995) und Triesch (1987) bestätigten diese Aussagen. Es konnten lediglich Milbeneier in nicht infizierten *Scheloribates* spp. nachgewiesen werden, aber kein einziges in infizierten. In den eigenen Untersuchungen enthielten 9,5% der infizierten Oribatiden Zystizerkoide und Milbeneier, wobei die Zahl der isolierten Milbeneier unabhängig von der Befallsintensität zu sein schien. Die Ergebnisse aus den einzelnen Infektionsversuchen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* zeigen, daß der Anteil dieser Oribatiden an der Gesamtzahl der infizierten zwar gering ist, aber von einer "parasitären Kastration" kann nicht gesprochen werden. Fritz (1995) fand in mit *M. expansa*-Zystizerkoiden befallenen weiblichen Oribatiden verschiedener Spezies (*Galumna parva*, *Tectocephus velatus*, *Scheloribates lanceoliger*) signifikant weniger Milbeneier als in nicht infizierten (t-Test, $p < 0,05$). Der Autor schlußfolgerte, daß die vorhandenen Zystizerkoide die Fruchtbarkeit der Moosmilben verringern. Diese Aussage wird durch die eigene Auswertung des Vorkommens von Milbeneiern in infizierten und nicht infizierten Oribatiden unterstützt. Wegen des schwach ausgeprägten Sexualdimorphismus erfolgte dabei keine Differenzierung zwischen weiblichen und männlichen Moosmilben. Nicht zu unterschätzen ist der Einfluß der Jahreszeit, in der die Oribatiden für die Versuche gewonnen werden, da bekannt ist, daß im Frühjahr und Sommer mehr Milbeneier als im Herbst isoliert werden können.

Aufgrund der unterschiedlichen Auffassungen zur Reproduktionsfähigkeit infizierter Oribatiden sollte dieses Thema weiterhin Gegenstand wissenschaftlicher Untersuchungen sein. Dabei sollten nur weibliche Oribatiden in die Untersuchungen einbezogen werden und der Versuchszeitraum im Frühjahr bis Sommer liegen.

In zahlreichen Veröffentlichungen zur Entwicklung von Zystizerkoiden in Oribatiden sind auch Größenangaben für das reife, infektiöse Zystizerkoid zu

finden. Dabei ist eine große Schwankungsbreite vorhanden. Die Zystizerkoide von *M. expansa*, die am häufigsten beschrieben waren, hatten Längen zwischen 100-260 μ m und Breiten zwischen 66-185 μ m (Stunkard 1938; Potemkina 1948; Jurášek 1962; Prokopic 1967; Narsapur 1976c; Narsapur & Prokopic 1979; Skorski et al. 1984; Hassanain et al. 1987; Denegri 1989; Xiao & Herd 1992; Schuster 1995); die Zystizerkoide von *M. benedeni* Längen von 170,1 (\pm 23,9) μ m und Breiten von 147,5 (\pm 20,1) μ m (Xiao & Herd 1992) und die Zystizerkoide von *A. perfoliata* eine Länge von 141 μ m und Breiten zwischen 119-133 μ m (Romero et al. 1989; Schuster 1991a). Zu den Zystizerkoiden von *P. mamillana* gibt es keine Angaben. Im Vergleich mit den eigenen Werten konnte festgestellt werden, daß die gemessenen Längen und Breiten im Fall von *M. expansa* (Lä. 116,8-219,0 μ m; Br. 80,3-180,0 μ m) dem oben genannten Größenbereich entsprechen. Unterschiede zeigten sich bei *M. benedeni* und *A. perfoliata*. Obwohl es z.T. eine Übereinstimmung mit den aus der Literatur bekannten Werten gab, war bei den Zystizerkoiden von *M. benedeni* eine Tendenz zu kleineren (Lä. 101,4-160,2 μ m; Br. 91,6-140,6 μ m) und bei denen von *A. perfoliata* zu größeren Werten (Lä. 111,6-210,6 μ m; Br. 108,0-174,6 μ m) erkennbar. Hierbei ist aber zu bedenken, daß zu diesen Anoplocephalidae-Arten nur sehr wenig Angaben in der Literatur existieren. Beim Vorliegen eines umfangreicheren Datenmaterials könnte sich eine ähnlich große Streuung der Werte wie bei *M. expansa* ergeben. Die Zystizerkoide von *P. mamillana* aus den eigenen Untersuchungen waren zwischen 130,0-220,0 μ m lang und 100,0-180,0 μ m breit.

Aus den mikroskopisch gemessenen Längen und Breiten der Zystizerkoide und der Oribatiden wurden deren Volumina berechnet. Diese bildeten die Grundlage für die weiteren Untersuchungen zur Abhängigkeit der Zystizerkoidgröße von der Größe der infizierten Oribatide, zum Einfluß der Befallsintensität der Oribatiden auf die Zystizerkoidgröße und zu speziesbedingten Größenunterschieden zwischen den Zystizerkoiden. Schuster (1991b) beschäftigte sich mit Faktoren, die die Befallsintensität von Ameisen mit Metazerkarien und die Größe der *Dicrocoelium*-Metazerkarien beeinflussen. Die ellipsoiden Zysten von Ameisen derselben Spezies und mit derselben Metazerkarienzahl waren einmal länglich und schmal, ein anderes Mal dagegen kurz und breit. Der Autor schlußfolgerte daraus, daß das Metazerkarienvolumen der beste Parameter für den Vergleich der Zystengröße mit der Befallsintensität und der Länge der Ameisen ist. In den eigenen Untersuchungen wurde diese Erkenntnis nicht nur auf die Zystizerkoide der Anoplocephaliden sondern auch auf die Oribatiden als Zwischenwirte angewendet.

Um einen Zusammenhang zwischen den Volumina des Zystizerkoids und der Körperhöhle der Oribatide zu ermitteln, wurden zunächst beide Größen als Wertepaare (x; y) in ein Koordinatensystem übertragen. Aus Gründen der Übersichtlichkeit und des Vorhandenseins einer größeren Anzahl von isolierten Zystizerkoiden sind nur die Ergebnisse bei den Befallsintensitäten 1 und 2 dargestellt. Die sich ergebenden Punktwolken ließen weder einen Trend zu einer linearen noch zu einer nichtlinearen Abhängigkeit erkennen. Die Streuung der Punkte war so groß, daß anzunehmen ist, daß kein funktionaler Zusammenhang zwischen den Volumina besteht. Besonders deutlich wurde dies in den Abbildungen zu *M. expansa* (BI=1; BI=2), *P. mamillana* (BI=1), *A. perfoliata* (BI=1) und *M. benedeni* (BI=2). Alle anderen Abbildungen basierten auf zu wenigen Wertepaaren. Zusammenfassend konnte festgestellt werden, daß sich in Oribatiden mit einem größeren Volumen nicht zwangsläufig auch die größten Zystizerkoide im Vergleich mit kleineren Oribatiden entwickeln müssen. Über ähnliche Beobachtungen berichtete Ebermann (1979). Der Autor entdeckte keine eindeutigen Beziehungen zwischen der Hysterosomagröße der Oribatiden und der Zystengröße von *Hymenolepis fraterna* (Hymenolepididae), aber eine deutliche Korrelation zwischen Hysterosomalänge und maximaler Cercomerlänge sowie Befallsintensität. Je kleiner die Milbe, desto kleiner waren auch Cercomerlänge und Befallsintensität. Mit großer Wahrscheinlichkeit beeinflussen noch andere Faktoren das Wachstum von Zystizerkoiden im Zwischenwirt. Schuster (1991b) fand *Dicrocoelium dendriticum*-Metazerkarien mit kleinerem Volumen oft in kleinen Ameisen, größere in großen Ameisen. Die Unterschiede waren signifikant, wenn das mittlere Zystenvolumen von kleinen Ameisen mit dem von großen Ameisen verglichen wurde. Denegri (1989) isolierte aus *Ceratozetes* sp. kleinere *M. expansa*-Zystizerkoide als aus *Zygoribatula lata*, wobei letztere die größere der beiden Milbenarten ist. Im Gegensatz dazu soll das Metazerkarienvolumen von *D. dendriticum* nicht von der Spezies der Ameise, sondern nur von deren Größe und Befallsintensität abhängen (Schuster 1991b).

Der überwiegende Teil der Zystizerkoidvolumina aus multiplen Infektionen (BI=2-9) konzentrierte sich auf einen relativ engen Größenbereich. Es wurden aber auch *Schelorbitates* spp. eröffnet, in deren Körperhöhle sich ein großes und ein oder mehrere kleine Zystizerkoide entwickelt hatten. Dies bestätigte die Beobachtungen von Stunkard (1938). Die schnellere Entwicklung des einen Zystizerkoids schien die anderen in ihrer Entwicklung zu behindern. Gleason & Buckner (1979) entdeckten einerseits verschiedene Entwicklungsstadien, andererseits aber auch fünf Zystizerkoide im gleichen Entwicklungsstadium in einer Milbe.

Mit Hilfe von Box- and Whiskerplots konnte der Einfluß der Befallsintensität der Oribatiden auf die Zystizerkoidgröße anschaulich dargestellt werden. Die Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata*, *P. mamillana* und *M. expansa* wurden mit zunehmender Befallsintensität kleiner, die Streuung der Werte nahm ab. Daraus läßt sich schlußfolgern, daß die Zystizerkoidgröße von der Befallsintensität der Oribatide abhängig ist. Zu dem gleichen Ergebnis kamen Narsapur (1976c) und Skorski et al. (1984) aufgrund von Untersuchungen an *M. expansa*-Zystizerkoiden. Schuster (1991b) isolierte die größten *D. dendriticum*-Metazerkarien aus Ameisen mit einer niedrigen Anzahl von Zysten und die kleinsten aus stark infizierten. Bei einer hohen Anzahl von Zystizerkoiden pro Milbe müssen bestimmte Grenzen für die Größenentwicklung vorhanden sein, da die Werte insgesamt nicht nur kleiner wurden, sondern auch untereinander weniger variierten. Stunkard (1938) vermutete, daß sich die Entwicklung des Parasiten bei multiplen Infektionen verzögert. Die Zystizerkoidvolumina von *M. benedeni* und deren Streuung waren bei niedriger Befallsintensität kleiner und umgekehrt. Diese Beobachtung sollte durch weitere Untersuchungen überprüft werden. Angesichts der beiden Ausreißerwerte (BI=1), die größer als alle anderen Volumina sind, wäre es denkbar, daß bei umfangreicherem Datenmaterial, besonders für die Befallsintensität 1, dieselbe Abhängigkeit wie für die Zystizerkoide von *A. perfoliata*, *P. mamillana* und *M. expansa* nachgewiesen werden könnte.

Erstmalig wurden die Zystizerkoidvolumina verschiedener Anoplozcephalidenspezies miteinander verglichen. Die dazu erstellten Box- and Whiskerplots zeigten eine gewisse Rangfolge. Zystizerkoide von *P. mamillana* erreichten größere Volumina als jene von *A. perfoliata* und *M. expansa*. Die geringeren Werte von *P. mamillana* bei der Befallsintensität 2 könnten auf die niedrige Anzahl der isolierten Zystizerkoide zurückzuführen sein. Deutlich kleiner als alle anderen waren die Zystizerkoide von *M. benedeni*. Als Prüfverfahren für die Stichproben von *P. mamillana*, *A. perfoliata* und *M. expansa* bei der Milbenbefallsintensität 1 wurde der Kruskal-Wallis-Test (H-Test) eingesetzt, für die von *A. perfoliata* und *M. expansa* bei den Befallsintensitäten 2 und 3 der Mann-Whitney-Test (U-Test). Die Stichproben unterschieden sich signifikant (α bzw. $p < 0,05$), wobei *P. mamillana* den größten mittleren Rang aufwies, gefolgt von *A. perfoliata*. **Eine zuverlässige Differentialdiagnostik von Zystizerkoiden dieser vier untersuchten Anoplocephalidae-Arten allein auf der Basis des Volumens ist jedoch nicht möglich.** Die Spannweiten (R) der einzelnen Box- and Whiskerplots lassen erkennen, daß es genügend Bereiche gibt, in denen die Zuordnung eines Zystizerkoids zu einer bestimmten Bandwurmart aufgrund seines Volumens nicht möglich wäre. Bei *P. mamillana* erreichten die Zystizerkoide Größen zwischen $0,980 \cdot 10^6$ - $3,730 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$, bei *A. perfoliata* zwischen $0,825 \cdot 10^6$ - $3,360 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$, bei *M. expansa* zwischen $0,567 \cdot 10^6$ - $3,222 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$ und bei *M. benedeni* zwischen $0,445 \cdot 10^6$ - $1,590 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$. Es sollten weitere Merkmale wie Durchmesser von Skolex und Saugnäpfen sowie Schichtung der Zystenwand hinzugezogen und für die Zystizerkoide verschiedener Anoplozcephaliden verglichen werden. Allgemein ist aus den eigenen Untersuchungen über das Zystizerkoidvolumen von *P. mamillana*, *A. perfoliata*, *M. benedeni* und *M. expansa* zu schlußfolgern, daß die Anoplozcephalidenspezies der Equiden größere Zystizerkoide im Zwischenwirt ausbilden können als die der Wiederkäuer. Nach den Angaben in der Literatur zur Länge und Breite von Zystizerkoiden hat *M. expansa* die größeren (Lä. 100-260 μm ; Br. 66-185 μm) vor *M. benedeni* (Lä. 146,2-194,0 μm ; Br. 127,4 -167,6 μm) und *A. perfoliata* (Lä. 141 μm ; Br. 119-133 μm) (Stunkard 1938; POTEMKINA 1948; Jurášek 1962; Prokopic 1967; Narsapur 1976c; Narsapur & Prokopic 1979; Skorski et al. 1984; Hassanain et al. 1987; Denegri 1989; Romero et al. 1989; Xiao & Herd 1992; Schuster 1991a, 1995). Bei letzterem Größenvergleich ist zu bedenken, daß Länge und Breite sehr variable Parameter sein können. Über die bessere Eignung des Volumens für diese Zwecke wurde diskutiert.

5 Zusammenfassung

Moosmilben der Gattung *Scheloribates* (Oribatei) wurden mit Eiern der Bandwurmart *Anoplocephala perfoliata*, *Paranoplocephala mamillana*, *Moniezia benedeni* und *Moniezia expansa* (Anoplocephalidae) infiziert. Um die Entwicklung der Zystizerkoide in den Milben zu beschleunigen, kamen die Versuchsansätze für 28 Tage bei 28 °C in den Brutschrank. Anschließend erfolgte die Untersuchung der überlebenden Oribatiden. Die Längen und Breiten der isolierten Zystizerkoide und der Oribatiden wurden mikroskopisch gemessen und das Vorkommen von Milbeneiern dokumentiert.

Die Befallsintensitäten der *Scheloribates* spp. bei den experimentellen Infektionen mit *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* und *M. expansa* betragen 27,2%,

11,8%, 37,3% bzw. 36,5%; die Befallsintensitäten lagen zwischen 1-9, 1-3, 1-5 bzw. 1-4 Zystizerkoiden pro Milbe.

9,5% der infizierten Oribatiden enthielten Zystizerkoide und Milbeneier; 22,6% der nicht infizierten Exemplare wiesen Milbeneier auf. Es waren deutlich mehr Eier in nicht infizierten Oribatiden vorhanden.

Aus der Länge und Breite jedes Zystizerkoides und jeder Moosmilbe wurde das Volumen berechnet. Dieses bildete die Grundlage für die Untersuchungen der Abhängigkeit des Zystizerkoidvolumens vom Volumen der Körperhöhle der Milbe sowie des Einflusses der Befallsintensität der Oribatiden auf die Zystizerkoidgröße und für den Vergleich der Zystizerkoidvolumina der vier Anoplocephalidae-Spezies.

Eine Korrelation zwischen Zystizerkoidvolumen und Oribatidenvolumen konnte nicht festgestellt werden. Aus großen Moosmilben wurden sowohl kleine als auch große Zystizerkoide isoliert.

Die Befallsintensität der Oribatiden beeinflusste deutlich die Größenentwicklung der Zystizerkoide. Mit zunehmender Befallsintensität wurden die Zystizerkoidvolumina von *A. perfoliata*, *P. mamillana* und *M. expansa* kleiner, die Streuung der Werte nahm ab. Die Zystizerkoide von *M. benedeni* hingegen waren bei niedriger Befallsintensität kleiner und umgekehrt, die Streuung der Werte wurde mit steigender Anzahl von Zystizerkoiden in der Milbe größer.

Erstmalig wurde das Zystizerkoidvolumen verschiedener Anoplocephalidae-Spezies miteinander verglichen. *P. mamillana* und *A. perfoliata* (Bandwürmer der Equiden) bildeten nur teilweise größere Zystizerkoide in den Oribatiden aus als *M. expansa* und *M. benedeni* (Bandwürmer der Wiederkäuer). Die Zystizerkoidvolumina von *P. mamillana* lagen zwischen $0,980 \cdot 10^6$ - $3,730 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$, von *A. perfoliata* zwischen $0,825 \cdot 10^6$ - $3,360 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$, von *M. expansa* zwischen $0,567 \cdot 10^6$ - $3,222 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$ und von *M. benedeni* zwischen $0,445 \cdot 10^6$ - $1,590 \cdot 10^6 \mu\text{m}^3$.

Eine Differentialdiagnostik von Zystizerkoiden dieser Anoplocephalidae-Arten allein auf der Grundlage der Volumina ist nicht möglich. Andere Merkmale zur Beschreibung von Zystizerkoiden (z.B. Durchmesser von Skolex und Saugnäpfen, Schichtung der Zystenwand) sollten für die Anoplocephalidenarten untersucht und auf Eignung zur Differentialdiagnostik geprüft werden.

Summary

Morphometrical differentiation of Anoplocephalidae cysticercoids with a contribution to reproduction of oribatid mites experimentally infected

Oribatid mites of the genus *Scheloribates* (Oribatei) were experimentally infected with eggs of *Anoplocephala perfoliata*, *Paranoplocephala mamillana*, *Moniezia benedeni* and *Moniezia expansa* (Cestoda: Anoplocephalidae). The series of tests were maintained in an incubator at 28°C for 28 days to accelerate the development of cysticercoids in the oribatid mites. After this period the surviving mites were dissected. The length and the width of isolated cysticercoids and oribatid mites were microscopically measured and the prevalence of mite eggs were revealed.

The infection rates of mites with cysticercoids of *A. perfoliata*, *P. mamillana*, *M. benedeni* and *M. expansa* amounted to 27,2%, to 11,8%, to 37,3% and to 36,5% respectively; the number of cysticercoids per mite ranged from 1 to 9, from 1 to 3, from 1 to 5 and from 1 to 4 respectively.

9,5% of the infected oribatid mites and 22,6% of the non-infected mites harboured mite eggs. Non-infected mites had more eggs than infected mites.

The volumes of each cysticercoid and each oribatid mite body cavity were computed from their length and width. This was the basis for the examinations of the dependence of the cysticercoid volume on the mite body cavity volume, the influence of infection intensity on cysticercoid volume and for the comparison of the cysticercoid volumes of the 4 examined Anoplocephalidae species.

A correlation between cysticercooid volume and mite body cavity volume was not found. Both large and small cysticercooids were isolated from large oribatid mites.

The infection intensity distinctly influenced the cysticercooid volume. At increasing infection intensity the cysticercooid volumes of *A. perfoliata*, *P. mamillana* and *M. expansa* were smaller, the variation of them decreased. On the other hand, cysticercooids of *M. benedeni* were smaller at lower infection intensity and conversely. The variation of the volumes got bigger, as the number of cysticercooids in the mite rose.

For the first time the cysticercooid volume of different Anoplocephalidae species was compared. *P. mamillana* and *A. perfoliata* (cestodes of Equidae) occasionally developed larger cysticercooids in oribatid mites than *M. expansa* and *M. benedeni* (cestoda of ruminants). The cysticercooid volumes of *P. mamillana*, *A. perfoliata*, *M. expansa* and *M. benedeni* ranged from $0,980 \cdot 10^6$ to $3,730 \cdot 10^6 \mu \text{m}^3$, from $0,825 \cdot 10^6$ to $3,360 \cdot 10^6 \mu \text{m}^3$, from $0,567 \cdot 10^6$ to $3,222 \cdot 10^6 \mu \text{m}^3$ and from $0,445 \cdot 10^6$ to $1,590 \cdot 10^6 \mu \text{m}^3$ respectively.

Cysticercooids of these Anoplocephalidae species can not be differentiated alone by their volumes. Other characteristics of Anoplocephalidae cysticercooids like diameter of scolex and suckers or the structure of cyst wall should be examined and tested for the differentiation.

6 Literaturverzeichnis

AL'KOV, M.V. (1975):

Prodolzitel'nost' zizni oribatidnykh klešcej, zarazennykh licinkami moniezij.

In: Akademii Nauk Litovskoi SSR (ed): Problemy pocvennoj zoologii.

Vil'njus: Institut Zoologii i Parazitologii. S. 57-58.

ALLGÖWER, R. (1992):

Der Parasitenbefall von Feldhasen aus der Oberrheinebene und seine intraspezifische Bedeutung.

Z. Jagdwiss. 38 (2), 116-127.

ANANTARAMAN, M. (1948):

Oribatid mites and their economic importance.

Nature 161, 409-410.

ANDREEVA, M.V.; AKBAEV, M.SH.; BELOV, A.D. (1993):

Ecology and behaviour of oribatid mites, intermediate hosts of anoplocephalids of horses in Sakha - Jakutiya.

Aktual. vopr. infekcionnykh i invazionnykh boleznei zhivotnykh, 6-9.

BARUTZKI, D.; PARWAR, M.S. (1986):

Untersuchungen zur Saisondynamik von Zwischenwirten sowie Überlebensfähigkeit von Eiern des Schafbandwurmes *Moniezia expansa* (RUDOLPHI, 1810).

J. Vet. Med. Ser. B 33 (4), 284-293.

BAŠKIROVA, E.J. (1941):

Contribution to the study of the biology of the tapeworm *Anoplocephala perfoliata* (Goeze, 1782), parasitic in the horse.

C. R. (Dokl.) Akad. Sci. URSS 30, 576-578.

zit. nach: Tausend, S. (1989): Feldversuche über Zestodeninfektionen bei Pferden und ihre Kontrolle. München: Ludwig-Maximilians-Univ., Tierärztliche Fakultät, Diss.

BASKIROVA, E.J. (1953):

Fauna klebej-oribatid v rajone polezaščitnyh lesonasazdenij severnoj casti stepnoi zony.

Zool. Zh. 32, 1117.

BEROZA, G.A.; BARCLEY, W.P.; PHILLIPS, N.T.; FOERNER, J.J.; DONAWICK, W.J. (1983):

Caecal perforation and peritonitis associated with Anoplocephala perfoliata infection in three horses.

J. Am. Vet. Med. Assoc. 183 (7), 804-806.

BOAG, B. (1987):

The helminth parasites of the wild rabbit *Oryctolagus cuniculus* and the brown hare *Lepus capensis* from the Isle of Coll, Scotland.

J. Zool. 212 (2), 352-355.

BOAG, B. (1988):

Observations on the seasonal incidence of myxomatosis and its interactions with helminth parasites in the European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*).

J. Wildl. Dis. 24 (3), 450-455.

BOAG, B.; GARSON, P.J. (1993):

Helminth infections of weaning rabbits from Holy Island, Northumberland.

J. Zool. 230 (2), 323-327.

BOCH, J.; SUPPERER, R. (1992):

Veterinärmedizinische Parasitologie. 4.Aufl.

Berlin und Hamburg: Parey.

BORCHERT, A. (1952):

Merkblätter über die hauptsächlichsten Parasiten und Parasitengruppen. Nr.11

Leipzig: S. Hirzel.

BUTLER, F.T. (1994):

Arthropod and helminth parasites from rabbits *Oryctolagus cuniculus* in South-West Ireland.

Ir. Nat. J. 24 (10), 392-395.

CALEY, J. (1975):

In vitro hatching of the tapeworm *Moniezia expansa* (Cestoda: Anoplocephalidae) and some properties of the egg membranes.

Z. Parasitenkd. 45, 335-346.

CALEY, J. (1976):

Ultrastructural studies of the cysticercoid of *Moniezia expansa* (Anoplocephalidae) with special reference to the development of the cyst.

Z. Parasitenkd. 48 (3/4), 251-262.

CHRISTL, H. (1971):

Darmruptur nach Massenbefall mit *Anoplocephala perfoliata* bei einer Stute.

Berl. Muench. Tierärztl. Wochenschr. 84 (16), 305-307.

DENEGRI, G. (1989):

New potential intermediate host of *Moniezia expansa* Rudolphi, 1810, in Argentina.

Vet. Parasitol. 33 (2), 191-194.

DENEGRI, G.; ALZUET, A. (1992):

Seasonal variation of oribatid mite (Acarina) populations and their relationship to sheep cestodiasis in Argentina.
Vet. Parasitol. 42 (1/2), 157-161.

DENEGRI, G. (1993):
Review of oribatid mites as intermediate hosts of tapeworms of the Anoplocephalidae.
Exp. Appl. Acarol. 17 (8), 567-580.

DIETZ, O.; GÄNGEL, H.; LITZKE, L.F. (1994):
Zur klinischen Relevanz der Anoplocephalose beim Pferd.
Mh. Vet. Med. 49 (6), 295-298.

DIK, B.; STARY, J.; GUCLU, F.; CANTORAY, R.; GULBAHCE, S. (1995):
Oribatid mites (Acari: Oribatida) from Konya province, Central Anatolia, Turkey.
Turk. Parazitol. Dergisi 19 (4), 592-596.

DOKTOROV, J.S.; GUSAROV, G.N. (1975):
K izuceniju promezutocnych chozjaev moniezij v uslovijach ul'janovskoi oblasti.
In: Probl. Parazitol. Mater. VIII. Naucn. Konf. Parazitol.
USSR: pp 153-154.

DREWS, H. (1953):
Wie weit kommen die Oribatiden als Zwischenwirte der Anoplocephaliden in Frage?
Gießen: Justus Liebig-Hochschule, Veterinärmedizinische Fakultät, Diss.

EBERMANN, E. (1975):
Die Rolle von Hornmilben (Oribatei) als Überträger von Bandwürmern.
Graz: Zool. Diss.

EBERMANN, E. (1976):
Oribatiden (Oribatei, Acari) als Zwischenwirte des Murmeltier-Bandwurmes *Ctenotaenia marmotae* (Frölich, 1802).
Z. Parasitenkd. 50 (3), 303-312.

EBERMANN, E. (1979):
Experimentelle Untersuchungen über die Zwischenwirtsspezifität des Bandwurmes *Hymenolepis fraterna* Stiles, 1906.
Graz: Forschungszentrum.

EJTMINAVICJUTE, I. (1966):
O zarazennosti oribatid (Oribatei) larvocistami moniezij v estestvennych uslovijach.
Acta Parasitol. Lith. 6, 155-158.

EUZEBY, J. (1967):
Die Bandwurmkrankheit der Wiederkäuer und ihre Behandlung.
Vet. Med. Nachr., 173-184.

FRANK, F.; ZIVKOVIC, V. (1960):
Die Oribatiden (Acarina: Oribatei) - Zwischenwirte der Anoplocephaliden.
Acta Vet. (Beogr.) 10 (2), 53.

FRITZ, G.N. (1995):

Oribatid mites infected with cysticercoids of *Moniezia expansa* (Cestoda: Anoplocephalidae).
Int. J. Acarol. 21 (4), 233-238.

GLEASON, L.N.; BUCKNER, R.L. (1979):

Oribatid mites as intermediate hosts of certain anoplocephalid cestodes.
Trans. KY. Acad. Sci. 40 (2), 27-32.

GRABER, M.; GRUVEL, J. (1969):

Oribates vecteurs de *Moniezia expansa* (RUDOLPHI, 1810) du mouton dans la region de Fort-Lamy.
Rev. Elev. Med. Vet. Pays. Trop. 22, 521-527.

HARTENSTEIN, R. (1962):

Soil Oribatei. I. Feeding specificity among forest soil Oribatei (Acarina).
Ann. Entomol. Soc. Am. 55, 202-206.

HASSANAIN, M.A.; NASR, A.K.; TAWFIK, M.A.; HAIBA, M.H. (1987):

The role played by *Scheloribates laevigatus* as intermediate host of *Moniezia expansa* in Egypt.
J. Egypt. Vet. Med. Ass. 47 (1/2), 391-397.

HASSLINGER, M.A.; TAUSEND, S. (1989):

Zur Bedeutung und Bekämpfung des Bandwurmbefalles beim Pferd.
Prakt. Tierarzt 6, 26-31.

HAUFF, T. (1990):

Untersuchungen zur Populations- und Reproduktionsdynamik von Oribatiden.
Berlin: Humboldt-Universität, Sektion Tierproduktion und Veterinärmedizin, Diplomarbeit.

HIEPE, T. (1982):

Lehrbuch der Parasitologie.
Bd.4. Hiepe, T.; Ribbeck, R.: Veterinärmedizinische Arachno- Entomologie. 1.Aufl.
Jena: Fischer.

HIEPE, T. (1985):

Lehrbuch der Parasitologie.
Bd.3. Hiepe, T.; Buchwalder, R.; Nickel, S.: Veterinärmedizinische Helminthologie. 1.Aufl.
Jena: Fischer.

HIEPE, T.; BUCHWALDER, R. (1992):

Veterinärmedizinische Parasitologie - Diagnostische Übungen -
Berlin: Humboldt-Univ., Fachbereich Vet.med., Inst.f. Parasitologie.

HOVORKA, J. (1963):

Helminty a helmintohostitel' ské vztahy u domácich prezúvavcov.
Vydavatel'stvo slovenskej akadémie vied.

IBARRA, E.L.; WALLWORK, J.A.; RODRIGUEZ, J.G. (1965):

Ecological studies of mites found in sheep and cattle pastures. I. Distribution patterns of oribatid mites.

JELENOVÁ, I. (1991):

The effect of temperature and relative humidity on the survival of *Moniezia expansa* eggs.

Vet. Med. (Praha) 36 (5), 296.

JIAZHEN, G.; LIN, Y. (1990):

Investigation of anoplocephalid cestodes in Northwest Plateau of Sichuan.

In: Doby, J.M. (Hrsg.): Bulletin De La Societe Francaise De Parasitologie. Papers presented at VII. International Congress of Parasitology, France, 20-24th August, 1990.

Paris: Abstracts, p. 781.

JURÁŠEK, V. (1961):

Zur saisonbedingten Dynamik der Oribatiden als Zwischenwirte von *Moniezia*.

Folia Vet. 5, 302.

JURÁŠEK, V. (1962):

Vývin moniezií v umele invadovaných oribateidoch (Acarina).

Folia Vet. 6, 93-100.

KASSAI, T.; MAHUNKA, S. (1965):

Studies on tapeworms in ruminants. II. Oribatids as intermediate hosts of *Moniezia* species.

Acta Vet. Hung. 15, 227-249.

KATES, K.C.; RUNKEL, C.E. (1947):

Observations on oribatid mites, vectors of *Moniezia expansa* on pastures, with a report of several new vectors from the U. S.

J. Parasitol. 33, 15.

KAUR, A.; BALI, H.S.; DUGGAL, C.L. (1993):

New potential intermediate hosts of *Moniezia expansa* (Rudolphi, 1810) in India.

J. Vet. Parasitol. 7 (1), 55-58.

KAUR, A.; BALI, H.S.; DUGGAL, C.L. (1995):

Seasonal variation of anoplocephaline cestodes infection in sheep of Punjab.

Indian J. Anim. Sci. 65 (1), 38-40.

KNÜLLE, W. (1957):

Die Verteilung der Acari: Oribatei im Boden.

Z. Morphol. Oekol. Tiere 46, 397-432.

KOZLOV, D.P. (1986):

Kollembody - vozmozhnye promezutocnye chozjaeva *Avitellina arctica* (Cestoda, Anoplocephalata).

Parazitologija 20 (1), 73-74.

KRAMNOI, V.YA. (1978):

The effect of anoplocephalate cysticercoids on the reproductive function of oribatids.

Helminth. Abstr. Ser. A 51 (7), 2958.

KRIVOLUTSKY, D.A.; NGUEN TKHI KI; FAN TKHE VIET (1991):

On the fauna of oribatid mites and anoplocephalats, helminths of domestic and wild animals of Vietnam.
Parazitologija 25 (5), 469.

KRULL, W.H. (1939a):
On the life history of *Moniezia expansa* and *Cittotaenia* sp. (Cestoda: Anoplocephalidae).
Proc. Helminthol. Soc. Wash. 6, 10-11.

KRULL, W.H. (1939b):
Observations on the distribution and ecology of the oribatid mites.
J. Washington Acad. Sci. 29 (12), 519-528.

KRULL, W.H. (1940):
Investigations on possible intermediate hosts, other than oribatid mites, for *Moniezia expansa*.
Proc. Helminth. Soc. Wash. 7, 68-71.

KULIEV, K. (1963):
Nabljudenija nad razvitiem *Anoplocephala perfoliata* (Goeze, 1782) v promezutocnom chosjaine.
In: Probl. Parazitol. Tr. IV. Naucn. Konf. Parazitol.
USSR: pp 210-211.

KUSILUKA, L.J.M.; KAMBARAGE, D.M.; DABORN, C.J.; MATTHEWMAN, R.W.; HARRISON, L.J.S. (1995):
Causes of condemnation of carcasses and organs in goats in Tanzania.
J. Appl. Anim. Res. 8 (2), 185-189.

KUZNECOV, M.I. (1959):
Survival of *Moniezia* eggs on pastures in the lower Wolga steppes.
Helminth. Abstr. 31, 507.

KUZNECOV, M.I. (1966):
Vospriimcivost' oribatid k onkosferam *M. expansa* i *M. benedeni* i rol' otdel'nyh vidov klešcej v épizootologii moniezioza.
Temat. sb. rab. gel'mintol. 12, 97-105.

KUZNECOV, M.I. (1970):
Sroki razvitija cisticerkoidov moniezij v oribatidnyh kleščach vida *Scheloribates laevigatus* v estestvennyh uslovijach.
in: Bulanova-Zachvatkina (ed.): Oribatidy (Oribatei), ich rol' v pocvoobrazovatel'nyh processach.
Vil'njus: Akad. Nauk. Litovskoj SSR. S.223-227.

LANGE, G. (1945):
Beitrag zur allgemeinen Kenntnis der Moosmilben (Oribatiden) und ihrer Biologie, unter Berücksichtigung der Rolle als Überträger parasitärer Erkrankungen.
Hannover: Tierärztliche Hochschule, Diss.

LIN, Y.K.; HO, Y.C.; SUNG, Y.L. (1975):
Studies on the epidemiology of monieziasis (*Moniezia expansa*) and the biology of its natural vectors.
Acta Zool. Sin. 21, 151-153.

LIN, Y.; JIAZHEN, G.; PENG PENG, W.; WENCHUAN, Y. (1982a):
Studies on the developmental cycle of *Paranoplocephala ryjikovi* Spassky, 1950 in the intermediate host.
Acta Zool. Sin. 28 (3), 270.

LIN, Y.; JIAZHEN, G.; PENGPENG, W., WENCHUAN, Y. (1982b):

On the developmental cycle of the marmot cestode, *Paranoplocephala transversaria* (Krabbe, 1879), in the intermediate host.
Acta Zool. Sin. 28 (4), 375-376.

LIN, Y.; XUELIAN, J.; JIAZHEN, G.; PENGPENG, W.; CHUIGE, Z.; WENCHUAN, Y. (1983):

Studies on the anoplocephalate cestodes and the oribatid mite vectors of *Moniezia* in Ar-Bar County, Sichuan Province.
Acta Zool. Sin. 29 (4), 332.

LIN, Y.; HUNG, L.; GUAN, J. (1984):

Aprostotandrya (*Sudarikovina*) *cricketuli* sp. nov. (Cestoda: Anoplocephalidae) from *Cricetulus migratorius* Pallas, and its life cycle in Haiyuang district, Linxia.
Acta Zool. Sin. 30 (3), 259-260.

LIN, Y.; LINGXIAN, H. (1986):

Studies of the life cycle of *Ctenotaenia citelli* (Kirshenblat) and *Mosgovoyia pectinata* (Goeze).
Acta Zool. Sin. 32 (2), 151.

LYONS, E.T.; TOLLIVER, S.C.; DRUDGE, J.H.; SWERCZEK, T.W.; CROWE, M.W. (1983):

Parasites in Kentucky thoroughbreds at necropsy: Emphasis on stomach worms and tapeworms.
Am. J. Vet. Res. 44 (5), 839-844.

MADGE, D.S. (1965):

The effects of lethal temperatures on oribatid mites.
Acarologia 7, 129.

NADAKAL, A.M. (1960):

Protoschelobates sp., an oribatid mite from India, as a potential vector of the sheep tapeworms *Moniezia benedeni* and *M. expansa*.
J. Parasitol. 46, 817.

NARSAPUR, V.S. (1976a):

Laboratory infections of *Scheloribates* spp. (oribatid mites) with *Moniezia expansa* and *M. benedeni*.
J. Helminthol. 50 (3), 153-156.

NARSAPUR, V.S. (1976b):

Intermediate hosts and larval development of *Moniezia benedeni* (Moniez, 1879) in India.
J. Parasitol. 62, 720.

NARSAPUR, V.S. (1976c):

Observations on the biology of sheep tapeworm, *Moniezia expansa* (Rudolphi, 1810) in India.
Indian J. Anim. Sci. 46 (11), 603-609.

NARSAPUR, V.S. (1978):

First report on the development of *Moniezia expansa* in juvenile stages of oribatid mites.
Folia Parasitol. (Praha) 25, 210.

NARSAPUR, V.S.; PROKOPIC, J. (1979):

The influence of temperature on the development of *Moniezia expansa* (RUDOLPHI, 1810) in oribatid mites.
Folia Parasitol. (Praha) 26 (3), 240,242.

NARSAPUR, V.S. (1988):

Pathogenesis and biology of anoplocephaline cestodes of domestic animals.

Ann. Rech. Vet. 19 (1), 1-17.

NEMESERI, L.; HOLLO, F. (1961):

Tierärztliche Parasitologische Diagnostik. 2. Aufl.

Jena: Fischer.

NILSSON, O.; LJUNGSTROM, B.L.; HOGLUND, H.; LUNDQUIST, H.; UGGLA, A. (1995):

Anoplocephala perfoliata in horses in Sweden: prevalence, infection levels and intestinal lesions.

Acta Vet. Scand. 36 (3), 319-328.

ORTA, T.; BOYACKEHYAN, G. (1981):

Infestacion in vitro de acaros oribatidos con huevos de Moniezia.

Rev. Cubana Cienc. Vet. 12 (3), 283-286.

OWEN, R.; JAGGER, D.W.; QUAN-TAYLOR, R. (1989):

Caecal intussusceptions in horses and the significance of Anoplocephala perfoliata.

Vet. Rec. 124, 34-36.

PATERSON, H. (1979):

In vitro culture of Moniezia expansa: Excystation of the cysticeroid.

In: British Society for Parasitology: Proceedings of the British Society for Parasitology. Papers presented at Spring Meeting, 9-11th April, 1979.

University of Keele: Parasitology. p. 79.

PARWAR, M.S. (1985):

Untersuchungen über das jahreszeitliche Vorkommen von Oribatiden auf zwei Schafweiden und die Überlebensfähigkeit von Moniezia-expansa-Eiern.

München: Ludwig-Maximilians-Univ., Tierärztliche Fakultät, Diss.

POLEC, W.; MOSKWA, B. (1994):

The development of the early larval forms of Moniezia expansa under laboratory conditions.

Wiad. Parazytol. 40 (2), 153.

POTEMKINA, V.A. (1948):

Izucenie biologii vozбудitelja moniezioza - Moniezia expansa (Rudolphi, 1810).

Sb. rab. gel'mintol. K 40-letiju naucnoj dejatel'nosti akad. K. I. Skrjabina,

177-184.

POTEMKINA, V.A. (1959):

K metodike sodержanija klešcej-oribatid v laboratornych uslovijach.

Zool. Zh. 38, 282-284.

POTEMKINA, V.A. (1973):

Bor'ba s kišecnymi cestodozami zivotnyh.

Moskva: Kolos.

PROKOPIC, J. (1954).

Cizopasni cervi našeko skotu.

Zool. Entomol. Listy 3 (4), 273.

PROKOPIC, J. (1962):

Die Saisondynamik des Vorkommens von Bandwürmern der Gattung *Moniezia* und das Problem über den Entwicklungszyklus dieser Bandwürmer im Weidegelände der Sumava.

Czech. Parasitol. 9, 362-363.

PROKOPIC, J. (1966):

Die Methodik des Sammelns und der Zucht von Oribatiden zu experimentellen Studien der Entwicklungszyklen von Bandwürmern.

Angew. Parasitol. 7, 16-19.

PROKOPIC, J. (1967):

Bionomische Studien über Bandwürmer der Gattung *Moniezia*.

Angew. Parasitol. 8, 200-209.

PROKOPIC, J.; NARSAPUR, V.S. (1981):

Experimental study on the life cycle of *Moniezia benedeni* (Moniez, 1879).

Folia Parasitol. (Praha) 28 (1), 54.

RAJSKI, A. (1961):

Quantitative occurrence of the chief intermediate hosts of *Moniezia (M.) expansa* (Rud.) in the vicinity of Poznan.

Wiad. Parazytol. 7 (1), 42.

ROMERO, J.; DENEGRI, G.; NUIN, C.; VALERA, A.; ESPINOSA, G. (1989):

Experimental reproduction of cysticercoids from *Anoplocephala perfoliata* Blanchard, 1848 in *Schelorbitates* sp. Berlese, 1908 (Acarina-Oribatulidae).

J. Vet. Med. Ser. B 36 (6), 442-446.

RUNKEL, C.E.; KATES, K.C. (1947):

A new intermediate host (*Protoschelobates seghettii*, n. sp.: Acarina: Schelorbitatidae) of the sheep tapeworm, *Moniezia expansa*.

Proc. Helminthol. Soc. Wash. 14, 64-67.

SAARI, S., NIKANDER, S. (1992):

Anoplocephala perfoliata - hevosellakin on heisimatoja.

Soumen Elainlaakarilehti 98 (11), 604-608.

SACHS, L. (1992):

Angewandte Statistik. 7. Aufl.

Berlin, Heidelberg: Springer.

SADYCHOV, I.A.; ISMAILOV, G.D.; BAJRAMOV, R.T. (1983):

Ékologiceskaja charakteristika anoplocefaljat sel'skochozjajstvennych zivotnych i ich promezutocnych chozjaev Šeki-Zakatal'skoj zony Azerbajdzanskoj SSR.

Izv. Akad. Nauk. Azerb. SSR (Biol.) 1, 68.

SCHUSTER, R. (1956):

Der Anteil der Oribatiden an den Zersetzungsvorgängen im Boden.

Z. Morph. Oekol. Tiere 45, 1-35.

SCHUSTER, R. (1984):

Untersuchungen zur Epizootiologie des *Moniezia-expansa*-Befalls unter besonderer Berücksichtigung der Zwischenwirtfauna. Mit einem Beitrag zur medikamentellen Bekämpfung der Monieziose des Schafes.

Berlin: Humboldt-Univ., Agrarwissenschaftliche Fakultät, Diss.

SCHUSTER, R. (1988):

Untersuchungen zur Epizootologie der Monieziose des Schafes in der DDR unter besonderer Berücksichtigung der Zwischenwirte.
Mh. Vet. Med. 43 (7), 233-235.

SCHUSTER, R.; BECKER, P.; HIEPE, T. (1988):

Untersuchungen zur Tenazität von Eiern des Schafbandwurmes *Moniezia expansa*.
Wien. Tierärztl. Monatsschr. 75 (12), 466-468.

SCHUSTER, R. (1991a):

Morphometrische Analyse einer *Anoplocephala perfoliata* - Population.
Angew. Parasitol. 32 (2), 105-111.

SCHUSTER, R. (1991b):

Factors influencing the metacercarial intensity in ants and the size of *Dicrocoelium dendriticum* metacercarial cysts.
J. Helminthol. 65, 275-279.

SCHUSTER, R. (1995):

Experimental studies of the influence of *Moniezia expansa* infection on oribatid mites.
J. Helminthol. 69, 177-179.

SELLNICK, M. (1929):

Formenkreis: Hornmilben, Oribatei.
In: Brohmer, P.; Ehrmann, P.; Ulmer, G.: Die Tierwelt Mitteleuropas. Bd. III.
Leipzig: Quelle & Meyer, 1-42.

SELLNICK, M. (1960):

Formenkreis: Hornmilben, Oribatei.
In: Brohmer, P.; Ehrmann, P.; Ulmer, G.: Die Tierwelt Mitteleuropas. 3. Erg., 4. Liefg.
Leipzig: Quelle & Meyer, 45-135.

SENGBUSCH, H.G. (1954):

Studies on the life history of three oribatoid mites with observations on other species (Acarina, Oribatei).
Ann. Entomol. Soc. Am. 47, 646-667.

SKORSKI, P. (1984):

Untersuchungen zur Haltung von *Schelorbitates laevigatus*, *Liebstadia similis* und *Pilogalumna tenuiclavus* und deren Infektion mit *Moniezia expansa*.
München: Ludwig-Maximilians-Univ., Tierärztliche Fakultät, Diss.

SKORSKI, P.; BARUTZKI, D.; BOCH, J. (1984):

Untersuchungen zum Vorkommen von Oribatiden auf Schafweiden und deren Bedeutung als Zwischenwirte für den Schafbandwurm *Moniezia expansa*.
Berl. Muench. Tierärztl. Wochenschr. 97 (8), 291-295.

SMIRNOVA, L.V. (1980):

Razvitie cisticerkoida cestody *Paranoplocephala omphalodes* (Anoplocephalidae) v kollembolach.
Parazitologija 14 (5), 418-421.

SOKOLOVA, I.B., PANIN, V.Â. (1960):

O promezutocnyh chozjaevach moniezij, tizaniezij i avitellin v Kazachstane.
Tr. Inst. Zool. Akad. Nauk. Kaz. SSR 12, 145-149.

SOLDATOVA, A.P. (1950):

Bio-ékologija oribatidnych klešcej i ich znacenie v épizootologii anoplocefaljatozov sel'skochozjajstvennyh zivotnyh.
Tr. Gel'mintol. Lab. Akad. Nauk. SSSR 3, 285-289.

SPASSKIJ, A.A. (1951):

Anoplocefaljaty - lentocnye Gel'minty domašnich i dikich zivotnyh.
Moskva: Akademii nauk SSSR.

STOLL, N. (1938):

Tapeworm studies. VII. Variation in pasture infestation with *Moniezia expansa*.
J. Parasitol. 24, 527-545.

STRENZKE, K. (1952):

Untersuchungen über die Tiergemeinschaften des Bodens: Die Oribatiden und ihre Synusien in den Böden Norddeutschlands.
Zoologica 104, 158-159.

STUNKARD, H.W. (1937):

The life cycle of anoplocephaline tapeworms.
J. Parasitol. 23, 569.

STUNKARD, H.W. (1938):

The development of *Moniezia expansa* in the intermediate host.
Parasitology 30, 491-501.

STUNKARD, H.W. (1939):

The life cycle of the rabbit cestode, *Cittotaenia ctenoides*.
Z. Parasitenkd. 10, 753-754.

STUNKARD, H.W. (1941):

Studies on the life history of the anoplocephaline cestodes of hares and rabbits.
J. Parasitol. 27, 299-325.

STUNKARD, H.W. (1943):

How do tapeworms of herbivorous animals complete their life cycles?
Trans. NY. Acad. Sci., 108-121.

SVADZJAN, P. (1960):

Vidovoj sostav pancirnyh klešcej - promezutocnyh chozjaev lentocnyh gel'mintov iz podotrjadov Anoplocephalata Skrjabin, 1933 i Mesocestoidata Skrjabin, 1940.

Izv. Akad. Nauk. Armjan. SSR 13, 15-26.

SVADZJAN, P. (1962):

Species composition of oribatid mites intermediate hosts of *Moniezia*, their distribution and natural infection in the Armjanskoj SSR.
Zool. Sb. Akad. Nauk. Armjan. SSR 12, 177-178.

TENORA, F.; MURAI, E. (1978):

Anoplocephalidae (Cestoda) parasites of Leporidae and Sciuridae in Europe.

Acta Zool. Acad. Sci. Hung. 24 (3/4), 415-429.

TRIESCH, P. (1987):

Untersuchungen zur Tenazität von *Moniezia expansa*-Eiern. Ein Beitrag zum Umweltwiderstand exogener Plathelminthes - Entwicklungsstadien.

Berlin: Humboldt-Universität, Sektion Tierproduktion und Veterinärmedizin, Diplomarbeit.

TVERDOKHLEBOV, P.T.; ROMANENKO, L.N.; TISHCHENKO, L.G. (1988):

Study of the life-cycle of *Avitellina centripunctata*.

Veterinariya (Moskva) 5, 33-35.

WALLWORK, J.A. (1959):

The distribution and dynamics of some forest soil mites.

Ecology 40 (4), 562-563.

WALLWORK, J.; RODRIGUEZ, J. (1961):

Ecological studies on oribatid mites with particular reference to their role as intermediate hosts of anoplocephalid cestodes.

J. Econ. Entomol. 54 (4), 701-705.

WEIGMANN, G. (1975):

Labor- und Freilanduntersuchungen zur Generationsdauer von Oribatiden (Acari: Oribatei).

Pedobiolog. 15, 133-148.

WIESNER, E.; RIBBECK, R. (Hrsg.) (1978):

Wörterbuch der Veterinärmedizin.

Jena: Fischer.

WILLMANN, C. (1931):

Moosmilben oder Oribatiden (Oribatei).

In: Dahl, F.: Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile. 22. Teil.

Jena: Fischer, 159-160.

XIAO, L.; HERD, R.P. (1992):

Infectivity of *Moniezia benedeni* and *Moniezia expansa* to oribatid mites from Ohio and Georgia.

Vet. Parasitol. 45 (1/2), 101-110.

7 Anhang

Tabelle 1: Volumina der Oribatiden und der Zystizerkoide von *A. perfoliata* berechnet auf der Grundlage der mikroskopisch gemessenen Längen und Breiten

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in mm ³
1	554,8	328,5	15,666	1	1	138,7	124,1	1,118
2	554,8	335,8	16,370	1	2	160,6	131,4	1,451
3	584,0	328,5	16,490	1	3	167,9	160,6	2,266
4	547,5	343,1	16,865	1	4	189,0	171,0	2,892
5	540,2	350,4	17,355	1	5	197,1	167,9	2,908
6	554,8	350,4	17,824	1	6	167,9	146,0	1,873
7	532,5	357,7	17,828	1	7	146,0	131,4	1,319
8	562,1	357,7	18,819	1	8	162,0	153,0	1,985
9	547,5	365,0	19,086	1	9	175,2	153,3	2,155
10	554,8	365,0	19,341	1	10	138,7	138,7	1,396
11	554,8	365,0	19,341	1	11	210,6	174,6	3,360
12	584,0	357,7	19,552	1	12	175,2	146,0	1,954
13	576,7	365,0	20,104	1	13	167,9	153,3	2,065
14	584,0	365,0	20,359	1	14	153,3	131,4	1,385
15	584,0	365,0	20,359	1	15	171,0	153,0	2,095
16	598,6	365,0	20,868	1	16	171,0	147,6	1,950
17	576,7	372,3	20,916	1	17	180,0	162,0	2,472
18	584,0	372,3	21,181	1	18	160,6	131,4	1,451
19	598,6	372,3	21,711	1	19	131,4	109,5	0,825
20	605,9	372,3	21,975	1	20	131,4	109,5	0,825

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

21	584,0	379,6	22,020	1	21	183,6	158,4	2,411
22	584,0	386,9	22,875	1	22	182,5	146,0	2,036
23	584,0	386,9	22,875	1	23	207,0	153,0	2,536
24	649,7	379,6	24,497	1	24	183,6	156,6	2,356
25	613,2	394,2	24,934	1	25	178,2	153,0	2,183
26	613,2	410,5	27,038	1	26	175,2	146,0	1,954
27	554,8	335,8	16,370	2	27	146,0	124,1	1,177
27	554,8	335,8	16,370	2	28	153,3	131,4	1,385
28	554,8	350,4	17,824	2	29	146,0	146,0	1,629
28	554,8	350,4	17,824	2	30	160,6	146,0	1,792
29	562,1	357,7	18,819	2	31	175,2	138,7	1,764
29	562,1	357,7	18,819	2	32	175,2	146,0	1,954
30	547,5	365,0	19,086	2	33	158,4	131,4	1,431

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
30	547,5	365,0	19,086	2	34	156,6	136,8	1,534
31	569,4	365,0	19,850	2	35	138,7	124,1	1,118
31	569,4	365,0	19,850	2	36	146,0	131,4	1,319
32	576,7	365,0	20,104	2	37	146,0	131,4	1,319
32	576,7	365,0	20,104	2	38	160,6	138,7	1,617
33	584,0	365,0	20,359	2	39	165,6	144,0	1,797
33	584,0	365,0	20,359	2	40	171,0	158,4	2,245

34	562,1	372,3	20,387	2	41	169,2	153,0	2,073
34	562,1	372,3	20,387	2	42	180,0	153,0	2,205
35	591,3	365,0	20,613	2	43	153,3	131,4	1,385
35	591,3	365,0	20,613	2	44	160,6	138,7	1,617
36	576,7	379,6	21,745	2	45	183,6	153,0	2,249
36	576,7	379,6	21,745	2	46	176,4	162,0	2,423
37	598,6	379,6	22,570	2	47	138,7	109,5	0,870
37	598,6	379,6	22,570	2	48	138,7	116,8	0,990
38	605,9	379,6	22,846	2	49	131,4	116,8	0,938
38	605,9	379,6	22,846	2	50	153,3	124,1	1,236
39	584,0	386,9	22,875	2	51	153,3	138,7	1,543
39	584,0	386,9	22,875	2	52	153,3	146,0	1,710
40	598,6	386,9	23,447	2	53	167,9	146,0	1,873
40	598,6	386,9	23,447	2	54	189,8	160,6	2,562
41	605,9	386,9	23,733	2	55	146,0	116,8	1,042
41	605,9	386,9	23,733	2	56	146,0	124,1	1,177
42	605,9	401,5	25,558	2	57	171,0	138,6	1,719
42	605,9	401,5	25,558	2	58	169,2	169,2	2,535
43	547,5	350,4	17,590	3	59	144,0	122,4	1,129
43	547,5	350,4	17,590	3	60	135,0	127,8	1,154
43	547,5	350,4	17,590	3	61	144,0	131,4	1,301
44	547,5	357,7	18,330	3	62	144,0	126,0	1,196

44	547,5	357,7	18,330	3	63	154,8	140,4	1,597
44	547,5	357,7	18,330	3	64	167,4	136,8	1,639
45	584,0	350,4	18,762	3	65	147,6	135,0	1,408
45	584,0	350,4	18,762	3	66	158,4	142,2	1,676
45	584,0	350,4	18,762	3	67	156,6	144,0	1,699
46	547,5	365,0	19,086	3	68	140,4	133,2	1,304
46	547,5	365,0	19,086	3	69	151,2	138,6	1,520
46	547,5	365,0	19,086	3	70	180,0	147,5	2,049
47	576,7	357,7	19,308	3	71	124,1	124,1	1,000
47	576,7	357,7	19,308	3	72	124,1	124,1	1,000

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
47	576,7	357,7	19,308	3	73	131,4	124,1	1,059
48	576,7	365,0	20,104	3	74	131,4	116,8	0,938
48	576,7	365,0	20,104	3	75	146,0	116,8	1,042
48	576,7	365,0	20,104	3	76	146,0	131,4	1,319
49	584,0	365,0	20,359	3	77	145,8	135,0	1,391
49	584,0	365,0	20,359	3	78	151,2	135,0	1,442
49	584,0	365,0	20,359	3	79	178,2	144,0	1,934
50	598,6	365,0	20,868	3	80	158,4	140,4	1,634
50	598,6	365,0	20,868	3	81	153,0	145,8	1,702
50	598,6	365,0	20,868	3	82	174,6	144,0	1,895

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

51	584,0	372,3	21,181	3	83	153,0	144,0	1,660
51	584,0	372,3	21,181	3	84	162,0	147,6	1,847
51	584,0	372,3	21,181	3	85	185,4	154,8	2,325
52	569,4	379,6	21,469	3	86	146,0	124,1	1,177
52	569,4	379,6	21,469	3	87	153,3	131,4	1,385
52	569,4	379,6	21,469	3	88	153,3	138,7	1,543
53	613,2	401,5	25,866	3	89	146,0	131,4	1,319
53	613,2	401,5	25,866	3	90	160,6	138,7	1,617
53	613,2	401,5	25,866	3	91	153,3	146,0	1,710
54	569,4	357,7	19,064	4	92	146,0	124,1	1,177
54	569,4	357,7	19,064	4	93	146,0	124,1	1,177
54	569,4	357,7	19,064	4	94	146,0	131,4	1,319
54	569,4	357,7	19,064	4	95	146,0	131,4	1,319
55	569,4	365,0	19,850	4	96	144,0	122,4	1,129
55	569,4	365,0	19,850	4	97	144,0	124,1	1,161
55	569,4	365,0	19,850	4	98	151,2	129,6	1,329
55	569,4	365,0	19,850	4	99	153,0	129,6	1,345
56	584,0	401,5	24,634	4	100	140,4	122,4	1,101
56	584,0	401,5	24,634	4	101	153,0	135,0	1,459
56	584,0	401,5	24,634	4	102	153,0	135,0	1,459
56	584,0	401,5	24,634	4	103	153,0	147,6	1,744
57	605,9	401,5	25,558	4	104	144,0	136,8	1,410

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

57	605,9	401,5	25,558	4	105	165,6	138,6	1,665
57	605,9	401,5	25,558	4	106	158,4	153,0	1,941
57	605,9	401,5	25,558	4	107	176,4	162,0	2,423
58	620,5	401,5	26,173	4	108	158,4	140,4	1,634
58	620,5	401,5	26,173	4	109	162,0	140,4	1,671
58	620,5	401,5	26,173	4	110	158,4	153,0	1,941
58	620,5	401,5	26,173	4	111	180,0	158,4	2,364

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
59	584,0	372,3	21,181	5	112	153,0	144,0	1,660
59	584,0	372,3	21,181	5	113	162,0	140,4	1,671
59	584,0	372,3	21,181	5	114	156,6	144,0	1,699
59	584,0	372,3	21,181	5	115	153,0	151,2	1,831
59	584,0	372,3	21,181	5	116	162,0	147,6	1,847
60	576,7	372,3	20,916	6	117	140,4	111,6	0,915
60	576,7	372,3	20,916	6	118	135,0	118,8	0,997
60	576,7	372,3	20,916	6	119	144,0	117,0	1,032
60	576,7	372,3	20,916	6	120	138,6	126,0	1,152
60	576,7	372,3	20,916	6	121	140,4	126,0	1,167
60	576,7	372,3	20,916	6	122	136,8	129,6	1,202
61	540,2	343,1	16,640	7	123	129,6	117,0	0,928
61	540,2	343,1	16,640	7	124	142,2	126,0	1,181
61	540,2	343,1	16,640	7	125	147,6	126,0	1,226

61	540,2	343,1	16,640	7	126	144,0	131,4	1,301
61	540,2	343,1	16,640	7	127	140,4	135,0	1,339
61	540,2	343,1	16,640	7	128	156,6	129,6	1,377
61	540,2	343,1	16,640	7	129	162,0	144,0	1,758
62	584,0	386,9	22,875	8	130	111,6	108,0	0,681
62	584,0	386,9	22,875	8	131	113,4	108,0	0,692
62	584,0	386,9	22,875	8	132	117,0	111,6	0,763
62	584,0	386,9	22,875	8	133	124,2	120,6	0,945
62	584,0	386,9	22,875	8	134	142,2	129,6	1,250
62	584,0	386,9	22,875	8	135	144,0	129,6	1,266
62	584,0	386,9	22,875	8	136	140,4	135,0	1,339
62	584,0	386,9	22,875	8	137	171,0	144,0	1,856
63	576,7	372,3	20,916	9	138	131,4	108,0	0,802
63	576,7	372,3	20,916	9	139	140,4	108,0	0,857
63	576,7	372,3	20,916	9	140	122,4	117,0	0,877
63	576,7	372,3	20,916	9	141	135,0	113,4	0,909
63	576,7	372,3	20,916	9	142	135,0	117,0	0,967
63	576,7	372,3	20,916	9	143	129,6	122,4	1,016
63	576,7	372,3	20,916	9	144	140,4	122,4	1,101
63	576,7	372,3	20,916	9	145	144,0	135,0	1,373
63	576,7	372,3	20,916	9	146	162,0	153,0	1,985

Tabelle 2: Volumina der Oribatiden und der Zystizerkoide von *P. mamillana* berechnet

auf der Grundlage der mikroskopisch gemessenen Längen und Breiten

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in mm ³
1	520,0	330,0	14,818	1	1	170,0	160,0	2,278
2	530,0	330,0	15,103	1	2	160,0	150,0	1,884
3	520,0	340,0	15,729	1	3	170,0	170,0	2,571
4	530,0	340,0	16,032	1	4	160,0	150,0	1,884
5	530,0	340,0	16,032	1	5	160,0	160,0	2,144
6	540,0	340,0	16,334	1	6	160,0	150,0	1,884
7	550,0	340,0	16,637	1	7	180,0	170,0	2,722
8	550,0	340,0	16,637	1	8	180,0	180,0	3,052
9	570,0	340,0	17,242	1	9	150,0	130,0	1,327
10	540,0	350,0	17,309	1	10	190,0	180,0	3,222
11	550,0	350,0	17,630	1	11	150,0	120,0	1,130
12	550,0	350,0	17,630	1	12	180,0	160,0	2,412
13	550,0	350,0	17,630	1	13	190,0	160,0	2,545
14	550,0	360,0	18,652	1	14	150,0	130,0	1,327
15	550,0	360,0	18,652	1	15	190,0	180,0	3,222
16	560,0	360,0	18,991	1	16	160,0	150,0	1,884
17	560,0	360,0	18,991	1	17	190,0	170,0	2,874
18	570,0	360,0	19,330	1	18	140,0	130,0	1,238
19	570,0	360,0	19,330	1	19	170,0	160,0	2,278

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

20	580,0	360,0	19,669	1	20	170,0	160,0	2,278
21	550,0	370,0	19,702	1	21	160,0	140,0	1,641
22	550,0	370,0	19,702	1	22	180,0	170,0	2,722
23	560,0	370,0	20,060	1	23	180,0	160,0	2,412
24	560,0	370,0	20,060	1	24	190,0	180,0	3,222
25	570,0	370,0	20,419	1	25	150,0	150,0	1,766
26	580,0	370,0	20,777	1	26	170,0	140,0	1,744
27	590,0	370,0	21,135	1	27	150,0	130,0	1,327
28	560,0	380,0	21,159	1	28	160,0	140,0	1,641
29	570,0	380,0	21,537	1	29	190,0	160,0	2,545
30	580,0	380,0	21,915	1	30	180,0	150,0	2,120
31	580,0	380,0	21,915	1	31	160,0	160,0	2,144
32	580,0	380,0	21,915	1	32	170,0	160,0	2,278
33	580,0	380,0	21,915	1	33	190,0	170,0	2,874
34	580,0	380,0	21,915	1	34	220,0	160,0	2,947
35	580,0	380,0	21,915	1	35	180,0	180,0	3,052

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
36	580,0	380,0	21,915	1	36	220,0	180,0	3,730
37	590,0	380,0	22,293	1	37	140,0	140,0	1,436
38	610,0	380,0	23,049	1	38	180,0	170,0	2,722
39	580,0	390,0	23,084	1	39	160,0	160,0	2,144
40	590,0	390,0	23,482	1	40	140,0	140,0	1,436

41	590,0	390,0	23,482	1	41	170,0	160,0	2,278
42	580,0	400,0	24,283	1	42	160,0	150,0	1,884
43	600,0	400,0	25,120	1	43	150,0	140,0	1,539
44	600,0	400,0	25,120	1	44	170,0	150,0	2,002
45	600,0	400,0	25,120	1	45	180,0	160,0	2,412
46	600,0	400,0	25,120	1	46	190,0	180,0	3,222
47	610,0	400,0	25,539	1	47	180,0	180,0	3,052
48	620,0	410,0	27,271	1	48	170,0	160,0	2,278
49	520,0	330,0	14,818	2	49	170,0	130,0	1,504
49	520,0	330,0	14,818	2	50	150,0	140,0	1,539
50	560,0	360,0	18,991	2	51	150,0	140,0	1,539
50	560,0	360,0	18,991	2	52	150,0	140,0	1,539
51	570,0	360,0	19,330	2	53	150,0	140,0	1,539
51	570,0	360,0	19,330	2	54	170,0	150,0	2,002
52	560,0	370,0	20,060	2	55	160,0	140,0	1,641
52	560,0	370,0	20,060	2	56	160,0	160,0	2,144
53	570,0	380,0	21,537	2	57	130,0	120,0	0,980
53	570,0	380,0	21,537	2	58	160,0	140,0	1,641
54	580,0	380,0	21,915	2	59	150,0	140,0	1,539
54	580,0	380,0	21,915	2	60	150,0	140,0	1,539
55	590,0	380,0	22,293	2	61	160,0	130,0	1,415
55	590,0	380,0	22,293	2	62	160,0	140,0	1,641

56	590,0	400,0	24,701	2	63	150,0	150,0	1,766
56	590,0	400,0	24,701	2	64	160,0	160,0	2,144
57	610,0	400,0	25,539	2	65	140,0	130,0	1,238
57	610,0	400,0	25,539	2	66	160,0	140,0	1,641
58	600,0	380,0	22,671	3	67	160,0	130,0	1,415
58	600,0	380,0	22,671	3	68	140,0	140,0	1,436
58	600,0	380,0	22,671	3	69	170,0	150,0	2,002
59	630,0	410,0	27,711	3	70	180,0	100,0	0,942
59	630,0	410,0	27,711	3	71	140,0	120,0	1,055
59	630,0	410,0	27,711	3	72	140,0	130,0	1,238

Tabelle 3: Volumina der Oribatiden und der Zystizerkoide von *M. benedeni* berechnet auf der Grundlage der mikroskopisch gemessenen Längen und Breiten

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in mm ³
1	530	340	16,032	1	1	124,3	98,1	0,626
2	530	340	16,032	1	2	127,5	107,9	0,777
3	540	340	16,334	1	3	114,5	101,4	0,615
4	550	340	16,637	1	4	114,5	104,6	0,656
5	550	350	17,630	1	5	124,3	117,7	0,901
6	560	360	18,991	1	6	130,8	101,4	0,703
7	560	360	18,991	1	7	121,0	111,2	0,783
8	560	360	18,991	1	8	114,5	114,5	0,785

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

9	570	370	20,419	1	9	107,9	98,1	0,543
10	570	370	20,419	1	10	117,7	104,6	0,675
11	570	370	20,419	1	11	140,6	114,5	0,964
12	570	370	20,419	1	12	137,3	130,8	1,230
13	580	370	20,777	1	13	124,3	117,7	0,901
14	570	380	21,537	1	14	130,8	117,7	0,949
15	570	380	21,537	1	15	140,6	114,5	0,964
16	580	380	21,915	1	16	124,3	107,9	0,757
17	580	380	21,915	1	17	153,7	140,6	1,590
18	590	380	22,293	1	18	127,5	124,3	1,031
19	590	390	23,482	1	19	157,0	107,9	0,957
20	600	400	25,120	1	20	127,5	107,9	0,777
21	600	400	25,120	1	21	143,9	140,6	1,489
22	540	340	16,334	2	22	140,6	104,6	0,806
22	540	340	16,334	2	23	143,9	127,5	1,225
23	540	350	17,309	2	24	117,7	111,2	0,762
23	540	350	17,309	2	25	117,7	114,5	0,807
24	550	360	18,652	2	26	121,0	98,1	0,609
24	550	360	18,652	2	27	117,7	107,9	0,717
25	550	360	18,652	2	28	117,7	104,6	0,675
25	550	360	18,652	2	29	130,8	124,3	1,057
26	550	360	18,652	2	30	160,2	111,2	1,037

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

26	550	360	18,652	2	31	140,6	121,0	1,077
27	560	360	18,991	2	32	134,1	117,7	0,972
27	560	360	18,991	2	33	130,8	127,5	1,113
28	560	360	18,991	2	34	124,3	98,1	0,626
28	560	360	18,991	2	35	117,7	104,6	0,675

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
29	560	360	18,991	2	36	134,1	117,7	0,972
29	560	360	18,991	2	37	134,1	121,0	1,027
30	580	360	19,669	2	38	127,5	98,1	0,642
30	580	360	19,669	2	39	117,7	107,9	0,717
31	560	370	20,060	2	40	130,8	117,7	0,949
31	560	370	20,060	2	41	127,5	121,0	0,977
32	570	370	20,419	2	42	111,2	101,4	0,598
32	570	370	20,419	2	43	114,5	111,2	0,740
33	570	370	20,419	2	44	121,0	114,5	0,829
33	570	370	20,419	2	45	127,5	127,5	1,085
34	570	370	20,419	2	46	127,5	98,1	0,642
34	570	370	20,419	2	47	114,5	104,6	0,656
35	570	370	20,419	2	48	134,1	124,3	1,083
35	570	370	20,419	2	49	137,3	124,3	1,110
36	580	370	20,777	2	50	124,3	101,4	0,668
36	580	370	20,777	2	51	127,5	107,9	0,777

37	580	380	21,915	2	52	124,3	114,5	0,852
37	580	380	21,915	2	53	130,8	124,3	1,057
38	580	380	21,915	2	54	124,3	107,9	0,757
38	580	380	21,915	2	55	140,6	124,3	1,136
39	580	380	21,915	2	56	140,6	111,2	0,910
39	580	380	21,915	2	57	153,7	107,9	0,937
40	590	380	22,293	2	58	124,3	124,3	1,004
40	590	380	22,293	2	59	140,6	121,0	1,077
41	590	380	22,293	2	60	114,5	98,1	0,576
41	590	380	22,293	2	61	117,7	101,4	0,633
42	590	380	22,293	2	62	124,3	117,7	0,901
42	590	380	22,293	2	63	124,3	121,0	0,952
43	600	390	23,880	2	64	134,1	121,0	1,027
43	600	390	23,880	2	65	137,3	124,3	1,110
44	560	370	20,060	3	66	127,5	104,6	0,731
44	560	370	20,060	3	67	117,7	117,7	0,854
44	560	370	20,060	3	68	137,3	127,5	1,169
45	580	370	20,777	3	69	124,3	121,0	0,952
45	580	370	20,777	3	70	124,3	121,0	0,952
45	580	370	20,777	3	71	137,3	127,5	1,169
46	570	380	21,537	3	72	124,3	124,3	1,004

46 570 380 21,537 3 73 137,3 124,3 1,110

46 570 380 21,537 3 74 140,6 124,3 1,136

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
47	580	380	21,915	3	75	101,4	91,6	0,445
47	580	380	21,915	3	76	114,5	101,4	0,615
47	580	380	21,915	3	77	127,5	107,9	0,777
48	580	380	21,915	3	78	124,3	101,4	0,668
48	580	380	21,915	3	79	127,5	114,5	0,874
48	580	380	21,915	3	80	130,8	130,8	1,171
49	600	390	23,880	3	81	111,2	107,9	0,678
49	600	390	23,880	3	82	117,7	114,5	0,807
49	600	390	23,880	3	83	124,3	114,5	0,852
50	600	390	23,880	3	84	143,9	124,3	1,163
50	600	390	23,880	3	85	147,2	130,8	1,318
50	600	390	23,880	3	86	147,2	130,8	1,318
51	600	400	25,120	3	87	130,8	117,7	0,949
51	600	400	25,120	3	88	130,8	121,0	1,002
51	600	400	25,120	3	89	137,3	127,5	1,169
52	640	420	29,541	3	90	134,1	107,9	0,817
52	640	420	29,541	3	91	124,3	114,5	0,852
52	640	420	29,541	3	92	130,8	121,0	1,002
53	520	320	13,933	4	93	117,7	104,6	0,675

53	520	320	13,933	4	94	114,5	111,2	0,740
53	520	320	13,933	4	95	117,7	114,5	0,807
53	520	320	13,933	4	96	137,3	121,0	1,052
54	530	340	16,032	4	97	121,0	98,1	0,609
54	530	340	16,032	4	98	117,7	111,2	0,762
54	530	340	16,032	4	99	124,3	111,2	0,804
54	530	340	16,032	4	100	124,3	114,5	0,852
55	540	350	17,309	5	101	117,7	107,9	0,717
55	540	350	17,309	5	102	114,5	111,2	0,740
55	540	350	17,309	5	103	117,7	114,5	0,807
55	540	350	17,309	5	104	121,0	114,5	0,829
55	540	350	17,309	5	105	124,3	117,7	0,901
56	600	400	25,120	5	106	121,0	98,1	0,609
56	600	400	25,120	5	107	124,3	98,1	0,626
56	600	400	25,120	5	108	127,5	98,1	0,642
56	600	400	25,120	5	109	130,8	98,1	0,659
56	600	400	25,120	5	110	127,5	107,9	0,777

Tabelle 4: Volumina der Oribatiden und der Zystizerkoide von *M. expansa* berechnet auf der Grundlage der mikroskopisch gemessenen Längen und Breiten

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
1	532,9	328,5	15,048	1	1	160,6	138,7	1,617
2	540,0	330,0	15,388	1	2	130,0	130,0	1,150

3	520,0	340,0	15,729	1	3	160,0	130,0	1,415
4	547,5	335,8	16,155	1	4	167,9	160,6	2,266
5	540,0	340,0	16,334	1	5	160,0	160,0	2,144
6	554,8	335,8	16,370	1	6	160,6	102,2	0,878
7	530,0	350,0	16,989	1	7	160,0	140,0	1,641
8	554,8	343,1	17,089	1	8	167,9	80,3	0,567
9	554,8	343,1	17,089	1	9	189,8	124,1	1,530
10	554,8	343,1	17,089	1	10	182,5	153,3	2,245
11	532,9	350,4	17,121	1	11	124,1	124,1	1,000
12	570,0	340,0	17,242	1	12	170,0	160,0	2,278
13	540,0	350,0	17,309	1	13	140,0	140,0	1,436
14	540,2	350,4	17,355	1	14	160,6	146,0	1,792
15	547,5	350,4	17,590	1	15	160,6	153,3	1,975
16	550,0	350,0	17,630	1	16	160,0	120,0	1,206
17	576,7	343,1	17,764	1	17	146,0	146,0	1,629
18	554,8	350,4	17,824	1	18	146,0	131,4	1,319
19	560,0	350,0	17,950	1	19	170,0	110,0	1,076
20	562,1	350,4	18,059	1	20	167,9	167,9	2,477
21	570,0	350,0	18,271	1	21	150,0	140,0	1,539
22	569,4	350,4	18,293	1	22	138,7	124,1	1,118
23	540,0	360,0	18,312	1	23	120,0	120,0	0,904
24	540,0	360,0	18,312	1	24	170,0	170,0	2,571

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

25	580,0	350,0	18,591	1	25	160,0	160,0	2,144
26	550,0	360,0	18,652	1	26	130,0	120,0	0,980
27	550,0	360,0	18,652	1	27	180,0	130,0	1,592
28	562,1	357,7	18,819	1	28	167,9	160,6	2,266
29	560,0	360,0	18,991	1	29	120,0	100,0	0,628
30	560,0	360,0	18,991	1	30	180,0	130,0	1,592
31	560,0	360,0	18,991	1	31	160,0	140,0	1,641
32	560,0	360,0	18,991	1	32	170,0	140,0	1,744
33	576,7	357,7	19,308	1	33	153,3	138,7	1,543
34	570,0	360,0	19,330	1	34	140,0	120,0	1,055
35	570,0	360,0	19,330	1	35	180,0	180,0	3,052

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
36	584,0	357,7	19,552	1	36	175,2	167,9	2,585
37	580,0	360,0	19,669	1	37	170,0	160,0	2,278
38	569,4	365,0	19,850	1	38	138,7	138,7	1,396
39	569,4	365,0	19,850	1	39	153,3	153,3	1,885
40	547,5	372,3	19,857	1	40	153,3	138,7	1,543
41	576,7	365,0	20,104	1	41	153,3	153,3	1,885
42	576,7	365,0	20,104	1	42	160,6	160,6	2,168
43	584,0	365,0	20,359	1	43	138,7	116,8	0,990
44	584,0	365,0	20,359	1	44	138,7	116,8	0,990
45	584,0	365,0	20,359	1	45	146,0	124,1	1,177

46	584,0	365,0	20,359	1	46	153,3	131,4	1,385
47	584,0	365,0	20,359	1	47	167,9	146,0	1,873
48	584,0	365,0	20,359	1	48	153,3	153,3	1,885
49	584,0	365,0	20,359	1	49	175,2	153,3	2,155
50	584,0	365,0	20,359	1	50	167,9	160,6	2,266
51	570,0	370,0	20,419	1	51	140,0	130,0	1,238
52	569,4	372,3	20,652	1	52	153,3	153,3	1,885
53	569,4	372,3	20,652	1	53	167,9	160,6	2,266
54	580,0	370,0	20,777	1	54	140,0	120,0	1,055
55	580,0	370,0	20,777	1	55	160,0	120,0	1,206
56	580,0	370,0	20,777	1	56	150,0	140,0	1,539
57	580,0	370,0	20,777	1	57	180,0	160,0	2,412
58	580,0	370,0	20,777	1	58	180,0	180,0	3,052
59	598,6	365,0	20,868	1	59	153,3	131,4	1,385
60	576,7	372,3	20,916	1	60	153,3	146,0	1,710
61	576,7	372,3	20,916	1	61	182,5	175,2	2,932
62	590,0	370,0	21,135	1	62	130,0	110,0	0,823
63	590,0	370,0	21,135	1	63	150,0	130,0	1,327
64	590,0	370,0	21,135	1	64	190,0	160,0	2,545
65	560,0	380,0	21,159	1	65	160,0	130,0	1,415
66	560,0	380,0	21,159	1	66	170,0	150,0	2,002
67	584,0	372,3	21,181	1	67	153,3	153,3	1,885

68	584,0	372,3	21,181	1	68	153,3	153,3	1,885
69	580,0	380,0	21,915	1	69	140,0	110,0	0,887
70	580,0	380,0	21,915	1	70	150,0	140,0	1,539
71	580,0	380,0	21,915	1	71	160,0	140,0	1,641
72	580,0	380,0	21,915	1	72	190,0	170,0	2,874
73	584,0	379,6	22,020	1	73	146,0	109,5	0,916
74	584,0	379,6	22,020	1	74	167,9	131,4	1,517

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
75	590,0	380,0	22,293	1	75	140,0	120,0	1,055
76	598,6	379,6	22,570	1	76	146,0	131,4	1,319
77	600,0	380,0	22,671	1	77	130,0	130,0	1,150
78	580,0	390,0	23,084	1	78	140,0	130,0	1,238
79	591,3	386,9	23,161	1	79	189,8	167,9	2,800
80	600,0	390,0	23,880	1	80	130,0	120,0	0,980
81	600,0	390,0	23,880	1	81	150,0	130,0	1,327
82	600,0	390,0	23,880	1	82	180,0	150,0	2,120
83	650,9	379,6	24,542	1	83	175,2	160,6	2,365
84	605,9	394,2	24,637	1	84	146,0	109,5	0,916
85	605,9	394,2	24,637	1	85	160,6	146,0	1,792
86	590,0	400,0	24,701	1	86	180,0	160,0	2,412
87	600,0	400,0	25,120	1	87	180,0	150,0	2,120

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

88	600,0	400,0	25,120	1	88	160,0	160,0	2,144
89	600,0	400,0	25,120	1	89	160,0	160,0	2,144
90	600,0	400,0	25,120	1	90	190,0	180,0	3,222
91	620,5	394,2	25,230	1	91	167,9	153,3	2,065
92	650,9	386,9	25,495	1	92	167,9	167,9	2,477
93	620,5	408,8	27,134	1	93	189,8	102,2	1,037
94	620,0	410,0	27,271	1	94	160,0	140,0	1,641
95	630,0	420,0	29,080	1	95	190,0	180,0	3,222
96	649,7	430,7	31,536	1	96	211,7	160,6	2,858
97	520,0	330,0	14,818	2	97	150,0	140,0	1,539
97	520,0	330,0	14,818	2	98	160,0	140,0	1,641
98	530,0	340,0	16,032	2	99	130,0	130,0	1,150
98	530,0	340,0	16,032	2	100	150,0	130,0	1,327
99	540,0	340,0	16,334	2	101	130,0	130,0	1,150
99	540,0	340,0	16,334	2	102	160,0	130,0	1,415
100	540,0	340,0	16,334	2	103	150,0	140,0	1,539
100	540,0	340,0	16,334	2	104	150,0	150,0	1,766
101	550,0	340,0	16,637	2	105	140,0	130,0	1,238
101	550,0	340,0	16,637	2	106	170,0	120,0	1,281
102	550,0	340,0	16,637	2	107	160,0	140,0	1,641
102	550,0	340,0	16,637	2	108	170,0	140,0	1,744
103	560,0	340,0	16,939	2	109	140,0	130,0	1,238

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

103	560,0	340,0	16,939	2	110	160,0	140,0	1,641
104	570,0	340,0	17,242	2	111	150,0	110,0	0,950
104	570,0	340,0	17,242	2	112	130,0	120,0	0,980
105	540,0	350,0	17,309	2	113	140,0	100,0	0,733

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
105	540,0	350,0	17,309	2	114	140,0	120,0	1,055
106	550,0	350,0	17,630	2	115	150,0	140,0	1,539
106	550,0	350,0	17,630	2	116	160,0	150,0	1,884
107	570,0	350,0	18,271	2	117	140,0	130,0	1,238
107	570,0	350,0	18,271	2	118	150,0	140,0	1,539
108	540,0	360,0	18,312	2	119	150,0	140,0	1,539
108	540,0	360,0	18,312	2	120	160,0	140,0	1,641
109	550,0	360,0	18,652	2	121	160,0	110,0	1,013
109	550,0	360,0	18,652	2	122	160,0	130,0	1,415
110	550,0	360,0	18,652	2	123	130,0	120,0	0,980
110	550,0	360,0	18,652	2	124	140,0	120,0	1,055
111	570,0	360,0	19,330	2	125	120,0	110,0	0,760
111	570,0	360,0	19,330	2	126	130,0	120,0	0,980
112	570,0	360,0	19,330	2	127	140,0	120,0	1,055
112	570,0	360,0	19,330	2	128	140,0	140,0	1,436
113	584,0	357,7	19,552	2	129	131,4	131,4	1,187
113	584,0	357,7	19,552	2	130	153,3	146,0	1,710

114	562,1	365,0	19,595	2	131	146,0	124,1	1,177
114	562,1	365,0	19,595	2	132	146,0	146,0	1,629
115	550,0	370,0	19,702	2	133	130,0	120,0	0,980
115	550,0	370,0	19,702	2	134	150,0	130,0	1,327
116	569,4	365,0	19,850	2	135	138,7	124,1	1,118
116	569,4	365,0	19,850	2	136	175,2	146,0	1,954
117	560,0	370,0	20,060	2	137	160,0	130,0	1,415
117	560,0	370,0	20,060	2	138	160,0	140,0	1,641
118	576,7	365,0	20,104	2	139	160,6	116,8	1,147
118	576,7	365,0	20,104	2	140	146,0	124,1	1,177
119	584,0	365,0	20,359	2	141	160,6	146,0	1,792
119	584,0	365,0	20,359	2	142	219,0	153,3	2,693
120	570,0	370,0	20,419	2	143	150,0	130,0	1,327
120	570,0	370,0	20,419	2	144	140,0	140,0	1,436
121	570,0	370,0	20,419	2	145	150,0	130,0	1,327
121	570,0	370,0	20,419	2	146	160,0	130,0	1,415
122	570,0	370,0	20,419	2	147	130,0	120,0	0,980
122	570,0	370,0	20,419	2	148	140,0	120,0	1,055
123	570,0	370,0	20,419	2	149	150,0	110,0	0,950
123	570,0	370,0	20,419	2	150	150,0	130,0	1,327
124	580,0	370,0	20,777	2	151	160,0	130,0	1,415
124	580,0	370,0	20,777	2	152	150,0	150,0	1,766

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
125	560,0	380,0	21,159	2	153	170,0	110,0	1,076
125	560,0	380,0	21,159	2	154	140,0	130,0	1,238
126	584,0	372,3	21,181	2	155	189,8	124,1	1,530
126	584,0	372,3	21,181	2	156	153,3	146,0	1,710
127	570,0	380,0	21,537	2	157	140,0	120,0	1,055
127	570,0	380,0	21,537	2	158	140,0	140,0	1,436
128	580,0	380,0	21,915	2	159	180,0	140,0	1,846
128	580,0	380,0	21,915	2	160	170,0	160,0	2,278
129	580,0	380,0	21,915	2	161	150,0	150,0	1,766
129	580,0	380,0	21,915	2	162	160,0	160,0	2,144
130	580,0	380,0	21,915	2	163	130,0	120,0	0,980
130	580,0	380,0	21,915	2	164	150,0	140,0	1,539
131	590,0	380,0	22,293	2	165	130,0	110,0	0,823
131	590,0	380,0	22,293	2	166	150,0	120,0	1,130
132	590,0	380,0	22,293	2	167	160,0	130,0	1,415
132	590,0	380,0	22,293	2	168	160,0	140,0	1,641
133	591,3	379,6	22,295	2	169	160,6	153,3	1,975
133	591,3	379,6	22,295	2	170	167,9	153,3	2,065
134	600,0	380,0	22,671	2	171	170,0	130,0	1,504
134	600,0	380,0	22,671	2	172	190,0	130,0	1,680

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

135	600,0	380,0	22,671	2	173	170,0	150,0	2,002
135	600,0	380,0	22,671	2	174	180,0	160,0	2,412
136	580,0	390,0	23,084	2	175	150,0	150,0	1,766
136	580,0	390,0	23,084	2	176	160,0	150,0	1,884
137	600,0	390,0	23,880	2	177	150,0	130,0	1,327
137	600,0	390,0	23,880	2	178	150,0	130,0	1,327
138	600,0	390,0	23,880	2	179	130,0	120,0	0,980
138	600,0	390,0	23,880	2	180	150,0	130,0	1,327
139	600,0	390,0	23,880	2	181	180,0	130,0	1,592
139	600,0	390,0	23,880	2	182	180,0	140,0	1,846
140	600,0	400,0	25,120	2	183	140,0	110,0	0,887
140	600,0	400,0	25,120	2	184	150,0	140,0	1,539
141	600,0	400,0	25,120	2	185	140,0	120,0	1,055
141	600,0	400,0	25,120	2	186	140,0	130,0	1,238
142	600,0	400,0	25,120	2	187	160,0	160,0	2,144
142	600,0	400,0	25,120	2	188	170,0	160,0	2,278
143	620,0	400,0	25,957	2	189	140,0	110,0	0,887
143	620,0	400,0	25,957	2	190	150,0	140,0	1,539
144	620,0	400,0	25,957	2	191	140,0	120,0	1,055

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
144	620,0	400,0	25,957	2	192	140,0	130,0	1,238
145	620,5	401,5	26,173	2	193	131,4	116,8	0,938

145	620,5	401,5	26,173	2	194	153,3	116,8	1,094
146	600,0	410,0	26,392	2	195	180,0	120,0	1,356
146	600,0	410,0	26,392	2	196	150,0	140,0	1,539
147	530,0	340,0	16,032	3	197	130,0	120,0	0,980
147	530,0	340,0	16,032	3	198	160,0	140,0	1,641
147	530,0	340,0	16,032	3	199	150,0	150,0	1,766
148	560,0	340,0	16,939	3	200	140,0	120,0	1,055
148	560,0	340,0	16,939	3	201	130,0	130,0	1,150
148	560,0	340,0	16,939	3	202	160,0	120,0	1,206
149	554,8	343,1	17,089	3	203	138,7	116,8	0,990
149	554,8	343,1	17,089	3	204	138,7	124,1	1,118
149	554,8	343,1	17,089	3	205	146,0	138,7	1,470
150	569,4	350,4	18,293	3	206	124,1	124,1	1,000
150	569,4	350,4	18,293	3	207	153,3	124,1	1,236
150	569,4	350,4	18,293	3	208	153,3	146,0	1,710
151	550,0	360,0	18,652	3	209	140,0	140,0	1,436
151	550,0	360,0	18,652	3	210	170,0	130,0	1,504
151	550,0	360,0	18,652	3	211	150,0	150,0	1,766
152	560,0	360,0	18,991	3	212	140,0	140,0	1,436
152	560,0	360,0	18,991	3	213	160,0	140,0	1,641
152	560,0	360,0	18,991	3	214	150,0	150,0	1,766
153	560,0	370,0	20,060	3	215	130,0	120,0	0,980

153	560,0	370,0	20,060	3	216	160,0	110,0	1,013
153	560,0	370,0	20,060	3	217	160,0	120,0	1,206
154	584,0	365,0	20,359	3	218	116,8	109,5	0,733
154	584,0	365,0	20,359	3	219	116,8	116,8	0,834
154	584,0	365,0	20,359	3	220	131,4	116,8	0,938
155	570,0	370,0	20,419	3	221	130,0	120,0	0,980
155	570,0	370,0	20,419	3	222	140,0	120,0	1,055
155	570,0	370,0	20,419	3	223	140,0	120,0	1,055
156	570,0	370,0	20,419	3	224	150,0	130,0	1,327
156	570,0	370,0	20,419	3	225	140,0	140,0	1,436
156	570,0	370,0	20,419	3	226	140,0	140,0	1,436
157	580,0	370,0	20,777	3	227	120,0	110,0	0,760
157	580,0	370,0	20,777	3	228	130,0	120,0	0,980
157	580,0	370,0	20,777	3	229	140,0	130,0	1,238
158	580,0	380,0	21,915	3	230	150,0	140,0	1,539

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm3	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m3
158	580,0	380,0	21,915	3	231	170,0	140,0	1,744
158	580,0	380,0	21,915	3	232	160,0	160,0	2,144
159	580,0	380,0	21,915	3	233	140,0	120,0	1,055
159	580,0	380,0	21,915	3	234	150,0	130,0	1,327
159	580,0	380,0	21,915	3	235	150,0	140,0	1,539

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

160	590,0	380,0	22,293	3	236	140,0	120,0	1,055
160	590,0	380,0	22,293	3	237	150,0	120,0	1,130
160	590,0	380,0	22,293	3	238	140,0	130,0	1,238
161	590,0	380,0	22,293	3	239	150,0	130,0	1,327
161	590,0	380,0	22,293	3	240	140,0	140,0	1,436
161	590,0	380,0	22,293	3	241	160,0	160,0	2,144
162	590,0	380,0	22,293	3	242	130,0	120,0	0,980
162	590,0	380,0	22,293	3	243	130,0	130,0	1,150
162	590,0	380,0	22,293	3	244	150,0	130,0	1,327
163	570,0	390,0	22,686	3	245	140,0	130,0	1,238
163	570,0	390,0	22,686	3	246	140,0	140,0	1,436
163	570,0	390,0	22,686	3	247	160,0	140,0	1,641
164	584,0	386,9	22,875	3	248	160,6	116,8	1,147
164	584,0	386,9	22,875	3	249	160,6	131,4	1,451
164	584,0	386,9	22,875	3	250	146,0	138,7	1,470
165	584,0	386,9	22,875	3	251	131,4	116,8	0,938
165	584,0	386,9	22,875	3	252	138,7	116,8	0,990
165	584,0	386,9	22,875	3	253	131,4	124,1	1,059
166	580,0	390,0	23,084	3	254	140,0	130,0	1,238
166	580,0	390,0	23,084	3	255	140,0	130,0	1,238
166	580,0	390,0	23,084	3	256	140,0	140,0	1,436
167	590,0	390,0	23,482	3	257	150,0	140,0	1,539

Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin

167	590,0	390,0	23,482	3	258	160,0	140,0	1,641
167	590,0	390,0	23,482	3	259	190,0	150,0	2,237
168	600,0	390,0	23,880	3	260	130,0	120,0	0,980
168	600,0	390,0	23,880	3	261	140,0	130,0	1,238
168	600,0	390,0	23,880	3	262	150,0	140,0	1,539
169	610,0	390,0	24,278	3	263	130,0	120,0	0,980
169	610,0	390,0	24,278	3	264	140,0	120,0	1,055
169	610,0	390,0	24,278	3	265	160,0	130,0	1,415
170	613,2	394,2	24,934	3	266	160,6	131,4	1,451
170	613,2	394,2	24,934	3	267	167,9	138,7	1,690
170	613,2	394,2	24,934	3	268	182,5	138,7	1,837
171	610,0	400,0	25,539	3	269	140,0	140,0	1,436

Nr. Orib.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Orib. *106 in mm ³	BI	Nr. Zyst.	Länge in mm	Breite in mm	Vol. Zyst. *106 in m ³
171	610,0	400,0	25,539	3	270	150,0	140,0	1,539
171	610,0	400,0	25,539	3	271	150,0	140,0	1,539
172	560,0	350,0	17,950	4	272	130,0	120,0	0,980
172	560,0	350,0	17,950	4	273	140,0	120,0	1,055
172	560,0	350,0	17,950	4	274	150,0	120,0	1,130
172	560,0	350,0	17,950	4	275	140,0	130,0	1,238
173	570,0	350,0	18,271	4	276	130,0	120,0	0,980
173	570,0	350,0	18,271	4	277	140,0	120,0	1,055
173	570,0	350,0	18,271	4	278	140,0	130,0	1,238

173	570,0	350,0	18,271	4	279	140,0	140,0	1,436
174	550,0	360,0	18,652	4	280	130,0	120,0	0,980
174	550,0	360,0	18,652	4	281	140,0	120,0	1,055
174	550,0	360,0	18,652	4	282	130,0	130,0	1,150
174	550,0	360,0	18,652	4	283	140,0	130,0	1,238
175	550,0	360,0	18,652	4	284	140,0	110,0	0,887
175	550,0	360,0	18,652	4	285	120,0	120,0	0,904
175	550,0	360,0	18,652	4	286	130,0	120,0	0,980
175	550,0	360,0	18,652	4	287	140,0	120,0	1,055
176	562,1	365,0	19,595	4	288	146,0	116,8	1,042
176	562,1	365,0	19,595	4	289	146,0	124,1	1,177
176	562,1	365,0	19,595	4	290	146,0	124,1	1,177
176	562,1	365,0	19,595	4	291	138,7	131,4	1,253
177	580,0	360,0	19,669	4	292	150,0	130,0	1,327
177	580,0	360,0	19,669	4	293	150,0	130,0	1,327
177	580,0	360,0	19,669	4	294	160,0	130,0	1,415
177	580,0	360,0	19,669	4	295	140,0	140,0	1,436
178	600,0	390,0	23,880	4	296	130,0	120,0	0,980
178	600,0	390,0	23,880	4	297	140,0	120,0	1,055
178	600,0	390,0	23,880	4	298	150,0	120,0	1,130
178	600,0	390,0	23,880	4	299	150,0	120,0	1,130
179	605,9	394,2	24,637	4	300	153,3	102,2	0,838

179	605,9	394,2	24,637	4	301	138,7	109,5	0,870
179	605,9	394,2	24,637	4	302	146,0	109,5	0,916
179	605,9	394,2	24,637	4	303	138,7	131,4	1,253
180	627,8	408,8	27,453	4	304	131,4	116,8	0,938
180	627,8	408,8	27,453	4	305	131,4	116,8	0,938
180	627,8	408,8	27,453	4	306	138,7	116,8	0,990
180	627,8	408,8	27,453	4	307	131,4	131,4	1,187

Ich versichere hiermit,
die Dissertation auf der Grundlage der angegebenen Hilfsmittel und Hilfen
selbständig verfaßt zu haben.

Es ist besser, wenig,
aber dieses Wenige gründlich zu wissen,
als viel und obenhin,
denn endlich wird man doch das Seichte in diesem letztern Fall gewahr.

I. Kant

Mit diesen Zeilen möchte ich mich bei allen bedanken, die mir während der Arbeit an der Dissertation mit Rat und Tat zur Seite standen, besonders herzlichst aber bei:

Herrn Prof. Dr. Dr. h.c. Th. Hiepe für die Überlassung eines Themas und eines Arbeitsplatzes am ehemaligen Institut für Parasitologie in Berlin-Mitte,

Herrn PD Dr. R. Schuster für die jederzeit gewährte, freundliche Anleitung und Unterstützung bei der Bearbeitung des Themas,

Frau Dr. S. Dahms für die Anregungen zur statistischen Auswertung der Versuchsdaten,

Herrn Leonhardt für das Anfertigen von hervorragenden Diapositiven,

Frau Schulze für das originalgetreue Zeichnen der Versuchsanordnung,

Dörte für das schnelle und perfekte Einscannen der Abbildungen nach meinen Wünschen,

Herrn Dr. Wegner, Oksana, Stefanie und René für das Übersetzen der slowakischen, russischen, spanischen und französischen Texte.

Für die langjährige finanzielle Unterstützung möchte ich meinen Eltern und der Gemeinschaftspraxis M. Muhme / Dr. S. Riegel danken.

Lebenslauf

05.12.1969 geboren in Sebnitz

1976-1983 Besuch der Polytechnischen Oberschule in Porschdorf

1983-1986 Besuch der Polytechnischen Oberschule in Prossen

1986-1988 Besuch der Erweiterten Oberschule in Sebnitz

1988 Abitur

1988-1989 Vorpraktikum an der Humboldt-Universität zu Berlin, Sektion
Tierproduktion und Veterinärmedizin, Wissenschaftsbereich Parasitologie

1989-1995 Studium der Veterinärmedizin an der Humboldt-Universität bzw.
Freien Universität Berlin

Okt.-März 1995 Dritter Abschnitt der Tierärztlichen Prüfung

April 1995 Tierärztliche Approbation

seit April 1995 Promotionsstudium am Fachbereich Veterinärmedizin der Freien
Universität Berlin
Hospitationen und Vertretungen in Berliner Kleintierpraxen