

Eine parasitologische Bewertung essbarer Insekten und ihrer Rolle bei der Übertragung parasitärer Krankheiten auf Mensch und Tier

Remigiusz Gałęcki, Konzeption, Datenkuration, Formale Analyse, Förderbeschaffung, Untersuchung, Methodik, Projektverwaltung, Ressourcen, Software, Validierung, Visualisierung, Schreiben - Originalentwurf, Schreiben - Überprüfung & Bearbeitung und Rajmund Sokół, Überwachung, Schreiben - Überprüfung & Redaktion

Abstrakt

Ab dem 1. Januar 2018 trat die Verordnung (EU) 2015/2238 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 25. November 2015 zur Einführung des Konzepts der "neuartige Lebensmittel", einschließlich Insekten und ihrer Teile, in Kraft. Eine der am häufigsten verwendeten Insektenarten sind: Mehlwürmer (*Tenebrio molitor*), Hausgrillen (*Acheta domestica*), Kakerlaken (Blattodea) und Heuschrecken (*Locusta migrans*). In diesem Zusammenhang ist das unergründliche Problem die Rolle essbarer Insekten bei der Übertragung parasitärer Krankheiten, die erhebliche Verluste bei ihrer Zucht verursachen und eine Bedrohung für Mensch und Tier darstellen können. Ziel dieser Studie war es, die Entwicklungsformen von Parasiten, die essbare Insekten in Haushaltsfarmen und Tierhandlungen in Mitteleuropa besiedeln, zu identifizieren und zu bewerten und das potenzielle Risiko parasitärer Infektionen für Mensch und Tier zu bestimmen. Das experimentelle Material umfasste Proben von lebenden Insekten (imagines) aus 300 Haushaltsfarmen und Tierhandlungen, darunter 75 Mehlwurmfarmen, 75 Hausgrillfarmen, 75 Madagaskar-Zischkakerlakenfarmen und 75 wandernde Heuschreckenfarmen. Parasiten wurden in 244 (81,33%) von 300 (100%) untersuchten Insektenfarmen nachgewiesen. In 206 (68,67%) der Fälle waren die identifizierten Parasiten nur für Insekten pathogen; in 106 (35,33%) Fällen waren Parasiten potenziell parasitär für Tiere; und in 91 (30,33%) Fällen waren Parasiten potenziell pathogen für den Menschen. Essbare Insekten sind ein unterschätztes Reservoir von menschlichen und tierischen Parasiten. Unsere Forschung zeigt die wichtige Rolle dieser Insekten in der Epidemiologie von Parasiten, die für Wirbeltiere pathogen sind. Die durchgeführte parasitologische Untersuchung legt nahe, dass essbare Insekten der wichtigste Parasitenvektor für insektenfressende Haustiere sein können. Laut unseren Studien sollte sich die zukünftige Forschung auf die Notwendigkeit einer ständigen Überwachung der untersuchten Insektenfarmen auf Krankheitserreger konzentrieren und so die Lebens- und Futtermittelsicherheit erhöhen.

Einführung

Die wachsende Nachfrage nach leicht verdaulichen und nahrhaften Lebensmitteln hat zur Entstehung neuer Nahrungsquellen in der landwirtschaftlichen Verarbeitung beigetragen. Essbare Insekten sind eine solche Kategorie von nicht genutzten Lebensmitteln mit einem hohen Nährwert [1]. Insekten werden für den direkten Verzehr und zur Verwendung bei der Herstellung von Lebens- und Futtermitteln gezüchtet [2]. Das Konzept der "neuartigen Lebensmittel", einschließlich Insekten und ihrer Teile, wurde durch die Verordnung (EU) 2015/2238 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 25. November 2015 über neuartige Lebensmittel eingeführt, die am 1. Januar 2018 in Kraft getreten ist. Die wachsende Popularität exotischer Haustiere hat auch die Nachfrage nach neuartigen Lebensmitteln erhöht. Essbare Insekten werden jedoch oft mit Krankheitserregern und Parasiten infiziert, die erhebliche Produktionsverluste verursachen [3]. Diese Krankheitserreger stellen auch eine indirekte Bedrohung für Menschen, Vieh und exotische Tiere dar. Die Mehrheit der Insektenzuchtbetriebe auf der Welt sind Haushaltsbetriebe, und in Europa werden essbare Insekten selten in großem Maßstab produziert. In der Europäischen Union ist Entomophagie selten und gilt als kulturelles Tabu [4]. Mehr als 1900 Insektenarten gelten als essbar. Zu den beliebtesten essbaren Insekten gehören Mehlwürmer (*Tenebrio molitor*) [5], Hausgrillen (*Acheta domestica*) [4], Kakerlaken (Blattodea) [6] und Zugheuschrecken (*Locusta migrans*) [4].

Mehlwürmer sind Käfer der Familie Tenebrionidae. Erwachsene Käfer sind in der Regel 13-20 mm lang, und Larven haben eine Länge von etwa 30 mm. Während ihres kurzen Lebenszyklus von 1-2 Monaten legen Weibchen etwa 500 Eier. Einer der größten Mehlwurmlieferanten der Welt ist HaoCheng Mealworm Inc., das 50 Tonnen lebende Insekten pro Monat produziert und 200.000 Tonnen getrocknete Insekten pro Jahr exportiert [7]. Mehlwürmer werden in der menschlichen und tierischen

Ernährung verwendet und sind eine beliebte Nahrungsquelle für exotische Haustiere, einschließlich Reptilien und Insektenfresser. Der Nährwert von Mehlwurmlarven ist vergleichbar mit dem von Fleisch und Hühnereiern [8]. Mehlwürmer sind leicht zu lagern und zu transportieren. Sie sind reich an hochverfügbaren Nährstoffen und gelten als vielversprechende Futterquelle in der Geflügel- und Fischzucht. Mehlwürmer können auch Haustieren und Nutztieren verabreicht werden [4]. Die Popularität des Verzehrs von Mehlwürmern durch Menschen nimmt vor allem in Europa zu. Mehlwürmer bauen biologische Abfälle und Polystyrolschaum effektiv ab [9]. Zu den häufigsten Mehlwurmparasiten gehören *Gregarine* spp., *Hymenolepis diminuta* und Milben der Familie Acaridae. Mehlwürmer sind Modellinsekten in der parasitologischen Forschung [10-12].

Das Hausgrillen (*A. domesticus*) hat eine Länge von bis zu 19 mm und sein Lebenszyklus erstreckt sich über 2-3 Monate. Es ist eine Nahrungsquelle für Reptilien, Amphibien und in Gefangenschaft gezüchtete Spinnentiere, einschließlich Spinnen der Familie Theraphosidae. Hausgrillen werden vom Menschen in Pulverform oder als Proteinextrakte konsumiert [13, 14]. Ganze Grillen werden direkt in Thailand konsumiert [1]. Diese Insekten werden häufig von *Nosema* spp., *Gregarine* spp. und *Steinernema* spp. befallen.

Zu den Kakerlaken der Ordnung Blattodea gehören die deutsche Kakerlake (*Blattella germanica*), die amerikanische Kakerlake (*Periplaneta americana*), die kubanische Grabkakerlake (*Byrsotria fumigata*), die Zischende Kakerlake Madagaskars (*Gromphadorhina portentosa*), die Kakerlaken können bis zu 12 Monate leben, und die größten Personen erreichen eine Länge von bis zu 8 cm. Kakerlaken werden in der menschlichen Ernährung immer beliebter und sind Teil der lokalen Küche in verschiedenen Regionen der Welt [15].

Zugheuschrecken gehören zur Familie Acrididae, bestellen Sie Orthoptera. Insekten haben eine Länge von bis zu 9 cm und leben bis zu 3 Monate. Heuschrecken werden von Amphibien, Reptilien und Menschen verzehrt, hauptsächlich in Afrika und Asien. Heuschrecken enthalten bis zu 28% Protein und 11,5% Fett, einschließlich bis zu 54% der ungesättigten Fette [16]. *Nosema* spp. und *Gregarine* spp. sind die häufigsten Heuschreckenparasiten [17].

Ziel dieser Studie war es, die Entwicklungsformen von Parasiten, die essbare Insekten in Haushaltsfarmen und Tierhandlungen in Mitteleuropa besiedeln, zu identifizieren und zu bewerten und das potenzielle Risiko parasitärer Infektionen für Mensch und Tier zu bestimmen.

Materialien und Methoden

Materialien

Das Versuchsmaterial umfasste Proben von lebenden Insekten (imagines) aus 300 Haushaltsfarmen und Tierhandlungen, darunter 75 Mehlwurmfarmen, 75 Hausgrillenfarmen, 75 Madagaskar zischende Kakerlakenfarmen und 75 wandernde Heuschreckenfarmen aus Tschechien, Deutschland, Litauen, Polen, der Slowakei und der Ukraine. Besitzer/Züchter von Haushaltsfarmen und Kulturen aus Tierhandlungen gaben die Erlaubnis, die Studie auf ihren Insektenfarmen durchzuführen. Die Studien wurden in den Jahren 2015-2018 durchgeführt. Bis zu 3 Farmen wurden von einem einzigen Standort (z. B. Stadt) aus getestet. Landwirtschaftliche Bestände wurden von Lieferanten in Europa, Asien und Afrika gekauft. Vierzig Insekten wurden von jedem Mehlwurm und Cricket-Farm gewonnen und in 4 Proben von jeweils 10 Insekten zusammengefasst. Zehn Insekten wurden von jeder Kakerlaken- und Heuschreckenfarm beprobt und einzeln analysiert.

Methodik

Insekten wurden immobilisiert, indem sie 20 Minuten lang kaltes Koma bei einer Temperatur von -30 °C induzierten. Der Winterschlaf wurde als wirksam angesehen, wenn Beine, Unterkiefer und Antennen nicht auf taktile Reize reagierten. Überwinternde Insekten wurden enthaupet und sezirt, um Verdauungstrakte zu ernten. Verdauungstrakte wurden in einem Sieb gemahlen und mit der Floatationsmethode von Fulleborn mit Darlings Lösung untersucht (50% gesättigte NaCl-Lösung und 50% Glycerin). Die Proben wurden 5 Minuten lang bei 3500 x zentrifugiert. Aus jeder Probe wurden drei Proben entnommen, und sie wurden unter einem Lichtmikroskop (bei 200x, 400x und 1000x Vergrößerung) untersucht. Die restlichen

Körperteile wurden unter dem stereoskopischen Mikroskop Leica M165C (bei 7,2x-120x Vergrößerung) auf parasitäre Larven untersucht. Die restlichen Körperteile wurden nach der von Kirkor vorgeschlagenen Methode mit einigen Modifikationen analysiert, indem Körperteile in einem Mörtel mit einer entsprechenden Menge Wasser und 0,5 ml Äther geschliffen wurden. Die resultierenden Suspensionen wurden in Reagenzgläser gefiltert, um große Partikel zu trennen, und 5 Minuten lang bei 3500x zentrifugiert. Nach dem Lösen des Schmutzstopfens wurden die drei oberen Federungsschichten entsorgt. Drei Proben wurden entnommen und nach dem oben beschriebenen Verfahren analysiert. Parasiten wurden auf Gattungs-/Artenebene auf der Grundlage morphologischer und morphometrischer Parameter mit einem Olympus-Bilderfassungssystem und eines Leica Application Suite-Programms auf der Grundlage der Referenzquellen in Pubmed identifiziert [18-36]. Parasiten wurden auf Artenebene durch Ziehl-Neelsen-Färbung identifiziert [37]. Den Besitzern von Farmen, in denen menschliche Parasiten entdeckt wurden, wurde geraten, ihren Bestand zu beseitigen. Die Betriebsinhaber wurden mit einem Fragebogen befragt, um Informationen über die Herkunft von Insekten zu erhalten (um festzustellen, ob der Bestand mit Insekten aus anderen Betrieben ergänzt wurde, ob der Betrieb ein geschlossener Lebensraum war, ob der Bestand nur aus Europa oder auch aus Asien/Afrika gewonnen wurde), Insektenernährung (ob Insekten mit Spezialfuttermitteln, frischen Produkten, Küchenentwürfen oder lokal

Statistische Analyse

Die Prävalenz parasitärer Arten wurde für jede Insektenart bestimmt. Die Daten wurden mit dem Kolmogorov-Smirnov-Test auf die Normalverteilung getestet. Die Annahmen von Linearität und Normalität wurden vor der statistischen Analyse getestet. Linearität wurde auf der Grundlage der zweidimensionalen Verteilung der ausgewerteten Variablen unter Verwendung von Histogrammen und Normalwahrscheinlichkeitsdiagrammen der Residuen analysiert. Die Bedeutung der Korrelationen zwischen Insektenarten und Fragebogendaten wurde in einem logistischen Regressionsmodell analysiert, bei dem die abhängige Variable dichotom (0 oder 1, Vorhandensein/Nichtvorhandensein von Parasiten) war und die unabhängigen Variablen waren: Ursprung von Insekten (nur in Europa gekaufte Insekten/Insekten, die aus Asien und Afrika importiert wurden), Insektenbestands Die Korrelationen zwischen den identifizierten Parasiten wurden unter Verwendung von Yules Q und Cramers V analysiert, abhängig von der Anzahl der ausgewerteten Variablen. Die untersuchten Assoziationen waren schwach, wenn sich der Wert von V/Q 0 annäherte, und die Korrelationen waren stärker, wenn V/Q +1/-1 angenähert war. Die Ergebnisse wurden statistisch im Statistica 13.1-Programm mit einer medizinischen StatSoft-Anwendung verarbeitet.

Ergebnisse

Prävalenz

Parasitäre Entwicklungsformen wurden in 244 (81,33%) von 300 (100%) untersuchten Insektenfarmen nachgewiesen. In 206 (68,67%) der Fälle waren die identifizierten Parasiten nur für Insekten pathogen; in 106 (35,33%) Fällen waren Parasiten potenziell parasitär für Tiere; und in 91 (30,33%) Fällen waren Parasiten potenziell pathogen für den Menschen. *Nosema* spp. spores wurden in 27 (36,00%) Cricket Das Vorhandensein von *Cryptosporidium* spp. wurde in 12 (16%) Mehlwurmfarmen, 5 (6,67%) Cricketfarmen, 13 (17,33%) Kakerlakenfarmen und 4 (5,33%) Heuschreckenfarmen beobachtet. Vierundvierzig (58,67%) Mehlwurmfarmen, 30 (40,00%) Grillenfarmen, 57 (76%) Kakerlakenfarmen und 51 (68,00%) Heuschreckenfarmen waren von *Gregarine* spp. befallen, darunter *Steganorhynchus dunwodyi*, *Hoplorhynchus acanthatholius*, *Isospora* spp. wurden in 7 (9,33%) Mehlwurmfarmen, 4 (5,33%) Cricketfarmen, 9 (12,00%) Kakerlakenfarmen und 8 (10,67%) Heuschreckenfarmen nachgewiesen. Elf (14,67%) Mehlwurmfarmen, 13 (17,33%) Kakerlakenfarmen und 9 (12,00%) Heuschreckenfarmen waren mit *Balantidium* spp. befallen, darunter *B. coli* und *B. blattarum*. Das Vorhandensein von *Entamoeba* spp., einschließlich *E. coli*, *E. dispar*, *E. hartmanii* und *E. histolytica*, wurde in 9 (12%) Mehlwurmfarmen, 14 (18,67%) Kakerlakenfarmen und 4 (5,33%) Heuschreckenfarmen bestimmt. Siebzehn (22,67%) Kakerlakenfarmen wurden von *Nyctotherus* spp. besiedelt, darunter *N. ovalis* und *N. periplanetae*. Bandwurmzystigercoide, einschließlich *Hymenolepis nana*, *H. diminuta* und *Raillietina* spp., wurden in 9 (12%) Mehlwurmfarmen, 3 (4%) Grillenfarmen, 4 (5,33%) Kakerlakenfarmen und 3 (4,00%) Heuschreckenfarmen nachgewiesen. Nematoden der Ordnung Gordiidea kolonisierten 6 (8,00%) Grillen- und Heuschreckenfarmen. *Hammerschmidtella diegnii*

wurde in 35 (46,67%) Kakerlakenfarmen nachgewiesen. *Steinernema* spp. wurde in 22 (29,33%) Cricket-Farmen und *Pharyngodon* spp. identifiziert - in 14 (18,67%) Heuschreckenfarmen. Das Vorhandensein von *Physaloptera* spp. wurde in 4 (5,4%) Mehlwurmfarmen, 2 (2,67%) Cricketfarmen, 9 (12,00%) Kakerlakenfarmen und 7 (9,33%) Heuschreckenfarmen beobachtet. Fünf (6,67%) Mehlwurmfarmen und 7 (9,33%) Kakerlakenfarmen wurden von Spiruroidea befallen. Thelastomidae spp. wurde in 10 (13,33%) Cricket- und Heuschreckenfarmen nachgewiesen. *Thelastoma* spp. wurde in 58 (77,33%) Kakerlakenfarmen identifiziert. Acanthocephala wurden in 2 (2,67%) Mehlwurmfarmen und 3 (4,00%) Kakerlakenfarmen beobachtet. Zwei (2,67%) Kakerlakenfarmen wurden von Pentastomida befallen. Das Vorhandensein von Acaridae, einschließlich Hausstaubmilben, wurde in 35 (46,67%) Mehlwurmfarmen, 15 (20,00%) Kakerlakenfarmen und 7 (9,33%) Heuschreckenfarmen beobachtet. In der Gruppe der Proben, die aus Mehlwurmfarmen gesammelt wurden, wurde *Cryptosporidium* spp. in 37 (12,33%) Proben festgestellt, *Gregarine* spp. wurde in 99 (33,00%) Proben nachgewiesen, *Isospora* spp. - in 12 (4%) Proben, *Entamoeba* spp. - in 12 (4,00%) Proben, *Balanti* In der Gruppe der Proben, die aus Cricket-Farmen gesammelt wurden, wurden *Nosema* spp. in 74 (24,67%) Proben, *Cryptosporidium* spp. - in 5 (1,67%) Proben *Isospora* spp. - in 8 (2,67%) Proben, *Gregarine* spp. - in 72 (24,00%) Proben, Cysticeroids - in 4 (1,33%) Proben, *Physaloptera* spp. - in 4 (1,33%) Proben, *Steinernema* spp. - in 11 (3,67%) Proben und Nematoden der Ordnung Gordiidea - in 19 (6,33%) Proben identifiziert. In der Gruppe der Proben, die aus Kakerlakenfarmen gewonnen wurden, wurde das Vorhandensein von *Cryptosporidium* spp. in 89 (11,87%) Proben bestimmt, *Gregarine* spp. - in 236 (31,47%) Proben, *Isospora* spp. - in 16 (2,13%) Proben, *Nyctotherus* spp. - in 57 (7,60%) Proben, *Entamoeba* spp. - in 34 (4,53%) Proben, *Balantidium* spp. - in 35 (4,67%) Proben, Cysticeroids - in 4 (0,53%) Proben, *Pharyngodon* spp. - in 20 (2,67%) Proben, *Physaloptera* spp. - in 23 (3,0%) Proben, Spiruroidea - in 14 (1,87%) Proben, *Thelastoma* spp. - in 270 (36,00%) Proben Die folgenden Parasiten wurden in Heuschreckenfarmen identifiziert: *Nosema* spp. - in 125 (16,67%) Proben, *Cryptosporidium* spp. - in 13 (1,73%) Proben, *Gregarine* spp. - in 180 (24,00%) Proben, *Isospora* spp. - in 15 (2,00%) Proben, *Entamoeba* spp. in 9 (1,20%) Proben, *Balantidium* spp. - in 14 (1,87%) Proben, Cysticeroids - in 15 (2,00%) Proben, *Physaloptera* spp. - in 17 (2,27%) Proben, *Steinernema* spp. - in 31 (4,1%) Proben, Nematoden der Reihenfolge Gordiidea - in 7 (0,93%) Proben und Acaridae - in 31 (4,13%) Proben. Detaillierte Ergebnisse der parasitologischen Untersuchung wurden in [Tabelle 1](#).

Parasite (developmental form)	Mushrooms		Heuschrecken	
	all	all	all	all
<i>Nosema</i> spp. (spores)	74	12	12	12
<i>Cryptosporidium</i> spp. (oocysts)	37	89	5	13

Tabelle 1

Art / Art und Entwicklungsformen von Parasiten, die in den untersuchten Insekten in den untersuchten kollektiven / individuellen Proben gefunden wurden, abhängig vom Ort des Nachweises.

Wahrscheinlichkeit des Auftretens von Parasiten

Das Risiko von Cestoda-, Acanthocephala- und Acaridae-Infektionen war bei Insekten, die aus Afrika und Asien importiert wurden, deutlich höher als bei Insekten, die von europäischen Lieferanten gekauft wurden. Farmen, deren Bestand durch Insekten aus anderen Farmen ergänzt wurde, wurden häufiger von *Nosema* spp., *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp., Cestoda, *Pharyngodon* spp., *Gordius* spp., *Physaloptera* spp., *Thelast* Das Risiko einer Infektion mit *Creprosporidium* spp., *Gregarine* spp., *Balantidium* spp., *Entamoeba* spp., *Steinernema* spp., Gordiidea, *H. diegnis* und Acaridae war bei Insekten, die mit Küchenentwürfen und lokal gesammelten Futterquellen gefüttert wurden, höher als bei Insekten, die in direkten oder indirekten Kontakt mit Tieren kamen, hatten ein höheres Risiko für eine Exposition gegenüber *Isospora* spp., *Cryptosporidium* spp., Cestoda, *Pharyngodon* spp., *Physaloptera* spp., *Thelastoma* spp. und *H. diegnis*, aber ein geringeres Risiko einer Die statistischen signifikanten Ergebnisse der logistischen Regression wurden in [Tabelle 2](#).

Parasite	Model	OR	95% CI
<i>Nosema</i> spp.	rotation	0.000001	2.28 (0.18; 27.1)
<i>Isospora</i> spp.	rotation	0.000001	20.88 (0.31; 161)
<i>Cryptosporidium</i> spp.	rotation	0.000001	11.01 (0.32; 34.8)
<i>Entamoeba</i> spp.	rotation	0.000001	14.54 (0.22; 101)
<i>Steinernema</i> spp.	rotation	0.000001	17.76 (0.19; 161)

Tabelle 2

Logistisches Regressionsmodell, das statistisch signifikante Beziehungen zwischen der Parasitenart und dem Ursprung von Insekten, Insektenbestandsrotationssystem, Art der Fütterung und Kontakt mit Tieren zeigt.

Coinvasions

Signifikante Korrelationen wurden zwischen dem Vorhandensein von *Nosema* spp. und *Isospora* spp. beobachtet. ($V = 0,75$), *Gregarine* spp. ($Q = -0,27$) *Steinernema* spp. ($Q = 0,42$) und Gordiidae spp. ($Q = 0,45$). Das Vorhandensein von *Isospora* spp. korrelierte auch signifikant mit *Gregarine* spp. ($Q = -0,22$), cestoda ($Q = 0,63$), Gordiidae spp. ($Q = 0,73$) *Thelastoma* spp. ($Q = 0,96$). Das Auftreten von *Nyctotherus* spp. korrelierte mit Spiruroidea ($Q = 0,55$), *Thelastoma* spp. ($Q = 0,52$) und *H. diesigni* ($Q = 0,18$). Korrelationen wurden zwischen *Gregarine* spp. und *Hymenolepis diminuta* ($Q = 0,48$), *Pharyngodon* spp. beobachtet. ($Q = 0,30$), *Steinernema* spp. ($Q = 0,33$), *Physaloptera* spp. ($Q = 0,32$), Spiruroidea. ($Q = 0,44$), *Thelastoma* spp. ($Q = 0,51$), *H. diesigni* ($Q = 0,31$) und Acanthocephala ($Q = 0,44$). Das Vorhandensein von *Cryptosporidium* spp. korrelierte signifikant mit *Balantidium* spp. ($Q = 0,21$), *Entamoeba* spp. ($Q = 0,33$), *Nyctotherus* spp. ($Q = -0,41$), *H. diesigni* ($Q = 0,49$) und Acaridae ($Q = 0,17$).

Diskussion

Aufgrund der fehlenden Registrierungspflicht können wir derzeit nicht die genaue Anzahl solcher Betriebe im vermessenen Gebiet schätzen. Die Anzahl der für das Experiment erhaltenen Betriebe ergab sich aus einer indikativ berechneten Mindestanzahl von Proben. Um die zuverlässigsten Ergebnisse von einem einzigen Standort (z. B. Stadt) zu erhalten, haben wir bis zu 3 Farmen getestet. Die Auswahl der Insektenarten für die Forschung resultierte aus der Verbreitung dieser Tiere unter den Züchtern. Falls wir gezeigt haben, dass Insekten von demselben Lieferanten stammen, haben wir keine weiteren Forschungen fortgesetzt.

Umfragefragen zu den getesteten Insektenfarmen beziehen sich auf die beobachteten Aktivitäten, die von Züchtern ausgeübt werden. Züchter, die ihre Betriebe einrichten oder erweitern möchten, bestellen oft Insekten aus den Herkunftsländern oder von Orten, an denen die Einfuhr solcher Lebensmittel billiger ist als aus Europa. Unserer Meinung nach ist ein solches Phänomen eine große Bedrohung, da die Gefahr besteht, Tiere aus der Umwelt zu fangen und damit neue Parasiten einzuführen, sowohl für Insekten als auch für Menschen und Tiere pathogen. Einige Amateurzüchter interessieren sich nicht für die Qualität des Futters, das in den Hof eingeführt wird. Sie beziehen Insektenfutter aus der Umwelt (Grünfutter, Wildobstbäume) oder verwenden Reste von der Fütterung anderer Tiere. Essbare Insekten können auch direkten oder indirekten Kontakt mit Tieren haben. Zu den Praktiken können wir die erneute Einzählung von Insekten auf Farmen zählen, nachdem das Tier sie nicht gegessen hat. Diese Insekten, die sich im Tierlebensraum bewegen (z. B. Terrarien), können mechanisch potenzielle Tierserreger einführen.

Während der Forschung in einzelnen Betrieben beobachteten wir unethische Praktiken einzelner Züchter, wie das Füttern von Insekten mit tierischem Kot aus einer Tierhandlung, das Füttern von Insekten mit Leichen kleinerer Tiere oder das Füttern von Insekten mit schimmeligem Futter und sogar rohem Fleisch. Diese Praktiken reduzieren die Qualität des Endprodukts erheblich und untergraben die mikrobiologische / parasitologische Sicherheit solcher Lebensmittel. Derzeit gibt es jedoch keine Vorschriften über die tierzoohygienischen Bedingungen und das Wohlergehen dieser Tiere als potenzielle Tiere für Lebensmittel. Obwohl die Forschung auf Amateur-Insektenfarmen durchgeführt wurde, wurde festgestellt, dass die meisten nicht ernsthaft fehlerhaft waren. Die Zucht von essbaren Insekten, die an Orten durchgeführt werden, die nicht für diesen Zweck bestimmt sind (Häuser), kann zu einer zusätzlichen Gefahr für den Menschen führen. Im Laufe der Studie verzeichneten wir Einzelfälle von der Ausbreitung von Insekten von Bauernhöfen, die zu einem Raumbefall führten, z. B. durch Kakerlaken oder Grillen. Ein weiteres Beispiel ist die Möglichkeit der Übertragung von Parasiten wie *Cryptosporidium* spp. auf den Menschen aerogen, wenn also die Betriebe gut ungeschützt sind oder es einen Mangel an Hygiene in Kontakt mit Insekten gibt, können solche Invasionen auftreten.

Parasiten pathogen für Insekten

Die analysierten Farmproben wurden durch Entwicklungsformen von Parasiten besiedelt, die spezifisch für Insekten sind, darunter *Nosema* spp., *Gregarine* spp., *Nyctotherus* spp., *Steinernema* spp., Gordiidae, *H. diesigni*, Thelastomidae und *Thelastoma* spp. Diese Krankheitserreger stellen die am weitesten verbreitete parasitäre Flora dar, und massive Infektionen können die Gesundheit von Insekten beeinträchtigen und die Gewinne der landwirtschaftlichen Betriebe verringern [38, 39]. Laut Van der Geest et al. [40] und Johny et al. [41] wurden die oben genannten Krankheitserreger als Pseudoparasiten von Mensch und Tier verwickelt. Die Auswirkungen insektenspezifischer Parasiten auf den Menschen sind jedoch noch nicht vollständig geklärt. Pong et al. [42] argumentierten, dass *Gregarine* spp., ein für Kakerlaken spezifischer Parasit, Asthma beim Menschen verursachen könnte. Die Ergebnisse der in unserer Studie durchgeführten Umfrage deuten darauf hin, dass die Insektenzucht die Exposition des Menschen gegenüber Krankheitserregern und Allergenen erhöhen kann [43,44].

Nosemose ist eine Krankheit, die durch mikrosporidische Parasiten verursacht wird und die Gesundheit von Grillen und Heuschrecken beeinträchtigen kann. *Nosema*-Parasiten kontrollieren jedoch auch Cricket- und Heuschreckenpopulationen in der natürlichen Umgebung [45-47]. Lange und Wysiecki [48] fanden heraus, dass *Nosema locustae* durch wilde Heuschrecken in eine Entfernung von bis zu 75 km übertragen werden kann. Dieser Parasit wird auch leicht zwischen einzelnen Insekten übertragen, was zur Ausbreitung von Infektionen in Insektenfarmen beitragen kann. Johnson und Pavlikova [49] berichteten über eine lineare Korrelation zwischen der Anzahl der *Nosema* spp. Sporen in Heuschrecken und einer Abnahme des Trockenmasseverbrauchs. Die Ergebnisse unserer Studie deuten darauf hin, dass *Nosema* spp.-Infektionen die Gewinne in der Insektenzucht verringern können.

Gregarine spp. sind parasitäre Protisten, die die Verdauungswege und Körperhöhlen von Wirbellosen besiedeln. Laut Kudo [50] sind Gregarinen nicht-pathogene kommensale Mikroorganismen, aber jüngste Forschungen zeigen, dass diese Protisten für Insekten pathogen sind. Diese Mikroorganismen nutzen die vom Wirt aufgenommenen Nährstoffe, beeinträchtigen die Immunfunktion des Wirts und schädigen die Wände der Wirtszellen [41]. Massiver Befall kann zu Darmblockaden bei Insekten führen [38]. Lopes und Alves [39] fanden heraus, dass mit *Gregarine* spp. infizierte Kakerlaken durch geschwollene Bauch, langsamere Bewegungen, verdunkelte Körper und fauligen Geruch gekennzeichnet waren, der auf Septikämie hindeutet. Es wurde auch festgestellt, dass Gregarinen die Fortpflanzung beeinträchtigen, den Lebenszyklus verkürzen und die Mortalität bei Insekten erhöhen [38, 51, 52]. Eine Studie über Libellen ergab, dass *Gregarine* spp. den Fettgehalt und die Muskelkraft bei Insekten verringern kann [52]. Johny et al. [41] zeigten, dass Metronidazol und Giseofluvin die Anzahl der *Gregarine* spp. bei Insekten verringern können. Die von Johny et al. [41] präsentierten Ergebnisse können verwendet werden, um Parasitenmanagementstrategien zu entwickeln und die negativen Auswirkungen von *Gregarine* spp. in Insektenfarmen zu minimieren. Lopes und Alves [39] zeigten, dass mit *Gregarine* spp. infizierte Kakerlaken anfälliger für *Metarhizium anisopliae* und Triflumuron waren, was bedeuten könnte, dass kranke Insekten empfindlicher auf andere Krankheitserreger reagieren. Eine Überprüfung der Literatur deutet darauf hin, dass *Gregarine* spp. die Gesundheit von Zuchtinsekten negativ beeinflussen kann [38, 39,41, 51, 52].

Nyctotherus spp. ist ein Parasit oder ein Endosymbiont, der das Darmsystem von Insekten besiedelt. Gijzen et al. [53] fanden eine starke Korrelation zwischen der Größe der *N. ovalis*-Population und der Carboxymethylcellulase und der Verdauungsaktivität von Filterpapier im Kakerlakendärmen, was mit der Fähigkeit dieser Insekten, Methan zu produzieren, korrelierte. Die Ergebnisse unserer Studie deuten darauf hin, dass das Ziliat *N. ovalis* als kommensale Mikroflora des Kakerlaken-Magen-Darm-Trakts betrachtet werden sollte. *Nyctotherus* spp. war weniger wahrscheinlich, bei Insekten zu erkennen, die zuvor mit Tieren in Kontakt kamen. Das obige könnte bedeuten, dass Insekten, deren Verdauungstrakte von diesen Parasiten besiedelt werden, von Tieren leichter verzehrt werden. *Nyctotherus ovalis* ist für Tiere selten pathogen. Satbige et al. [54] berichteten über zwei Schildkröten, bei denen eine *N. ovalis*-Infektion Durchfall, Dehydrierung und Gewichtsverlust verursachte.

Gordiidae, auch bekannt als Rosshaarwürmer, sind parasitäre Nematoden mit einer Länge von bis zu 1,5 m, die Wirbellose besiedeln. Wenn sie von Insekten verzehrt werden, dringen parasitäre Larven in die Darmwand ein und werden von Schutzzysten im Darm gehüllt. *Gordius* spp. sind im Allgemeinen spezifisch für Insekten, aber diese Nematoden wurden auch bei Menschen und Tieren nachgewiesen. Mehrere Fälle von Parasitismus und Pseudoparasitismus durch Gordiidennematoden

von verschiedenen Orten, darunter Frankreich, Italien, Bayern, Dalmatien, Ostafrika, Südafrika, Westafrika, Transvaal, Chile, Vereinigte Staaten und Kanada, wurden in der Literatur beschrieben [55]. Rosshaarwürmer wurden auch bei Erbrochenem und Kot identifiziert [56, 57]. Keine der beschriebenen parasitären Invasionen war jedoch für den Menschen pathogen. In der vorliegenden Studie wurden Parasiten in Insekten nachgewiesen, die mit Küchenabwürfen oder lokal gesammelten Nahrungsquellen gefüttert wurden.

Hammerschmidtella diesigni, *Thelastoma* spp. und Thelastomatidae sind Nematoden, die spezifisch für Wirbellose sind. Nematoden, die Insektenverdauungstrakte besiedeln, werden im Allgemeinen als kommensale Organismen angesehen. Taylor [58] zeigte, dass *Leidynema* spp. einen negativen Einfluss auf das Hinterdarmgewebe bei Insekten ausübte. Ähnlich wie die in unserer Studie identifizierten Krankheitserreger gehören *Leidynema* spp. zur Familie der Thelastomatidae. Capinera [59] zeigte, dass diese Nematoden die Sterblichkeit in Kakerlakenfarmen erhöhen können. In unserer Studie waren Insekten, die von *H. diesigni* und *Thelastoma* spp. besiedelt wurden, durch einen geringeren Fettgeweidgehalt gekennzeichnet. McCallister [60] berichtete über eine höhere Prävalenz von *H. diesigni*- und *T. bulhoes*-Nematoden bei weiblichen und erwachsenen Kakerlaken, beobachtete aber keine signifikanten Schwankungen der Differentialhämocytenzahl oder der spezifischen Schwere der Hämolymphe [60].

Steinernema spp. ist ein entomopathogener Nematode, dessen Pathogenität mit dem Vorhandensein symbiotischer Bakterien im parasitären Darm verbunden ist. Diese Nematoden werden in der Landwirtschaft als biologische Bekämpfungsmittel von Pflanzenschädlingen verwendet [61], die die Ausbreitung von Infektionen auf andere Insekten fördern können. In unserer Studie wurden Insekten, die mit *Steinernema* spp. infiziert waren, wahrscheinlich mit Pflanzen gefüttert, die mit Parasiteneiern kontaminiert waren.

Parasiten pathogen für Mensch und Tier

Cryptosporidium spp. sind Parasiten, die die Verdauungs- und Atemwege von mehr als 280 Wirbeltier- und Wirbellosenarten besiedeln. Sie wurden mit vielen Tierseuchen mit chronischem Durchfall in Verbindung gebracht [62-64]. Laut Literatur können Insekten als mechanische Vektoren dieser Parasiten dienen. Fliegen können Vektoren von *Cryptosporidium* spp. sein, die Oozysten in ihrem Verdauungstrakt tragen und Nahrung kontaminieren [65, 66]. Erdlangweilige Mistkäfer [67] und Kakerlaken [68] können auch als mechanische Vektoren dieser Parasiten in der Umwelt fungieren. Die Prävalenz von *Cryptosporidium* spp. bei essbaren Insekten wurde jedoch in der Literatur nicht dokumentiert. In unserer Studie wurde *Cryptosporidium* spp. im Verdauungstrakt und anderen Körperteilen aller untersuchten Insektenarten nachgewiesen. Unserer Meinung nach sind Insekten ein unterschätzter Vektor von *Cryptosporidium* spp. und tragen erheblich zur Ausbreitung dieser Parasiten bei.

Isospora spp. sind kosmopolitische Protozoen der Unterklasse Coccidia, die eine Darmerkrankung verursachen, die als Isosporiasis bekannt ist. Diese Parasiten stellen sowohl für Menschen (insbesondere immunsupprimierte Personen) als auch für Tiere eine Bedrohung dar. Der Wirt infiziert sich durch die Einnahme von Eizellen, und die Infektion zeigt hauptsächlich gastrointestinale Symptome (wässriger Durchfall). Laut Literatur können Kakerlaken, Hausfliegen und Mistkäfer als mechanische Vektoren von *Isospora* spp. fungieren. [69, 70]. In unserer Studie wurden Insektenfarmen mit diesem Protozoen kontaminiert, das die Ursache für wiederkehrende Kokzidiose bei Insektenfressern sein könnte. *Isospora* spp. wurden auf der Oberfläche des Körpers und in den Darmtrakten von Insekten nachgewiesen. Unserer Meinung nach resultiert das Vorhandensein von *Isospora* spp. bei essbaren Insekten auf schlechte Hygienestandards in Insektenfarmen.

Balantidium spp. sind kosmopolitische Protozoen der Klasse Ciliata. Einige Arten bilden eine kommensale Flora von Tieren, aber sie können auch eine Krankheit verursachen, die als Balantidiasis bekannt ist. Laut der Literatur sind diese Protozoen bei synanthropischen Insekten allgegenwärtig [68, 71]. Bei einigen Insekten gilt *Balantidium* spp. als Teil der normalen Darmflora und kann an Verdauungsprozessen teilnehmen [72]. Insekten können Vektoren von *Balantidium* spp. pathogen für Mensch und Tier sein [73]. In unserer Studie wurden potenziell pathogene Ziliaten auch in Insektenfarmen mit geschlossenen Lebensräumen nachgewiesen.

Entamoeba spp. sind Amoeboide der taxonomischen Gruppe Amoebozoa, die innere oder kommensale Parasiten bei Mensch und Tier sind. Die Mehrheit der *Entamoeba* spp., einschließlich *E. coli*, *E. dispar* und *E. hartmanni*, die in unserer Studie identifiziert wurden, gehören zu nicht-pathogener kommensaler Darmmikroflora. In der vorgestellten Studie wurden jedoch auch pathogene *E. histolytica* [74] und *E. invadens* nachgewiesen. *Entamoeba histolytica* kann Dysenterie bei Mensch und Tier verursachen, während *E. invadens* besonders gefährlich für insektenfressende Tiere wie Reptilien und Amphibien ist. Andere Autoren zeigten, dass *E. histolytica* von Insekten in der natürlichen Umgebung übertragen wird [68, 75].

Cestoda besiedelt Insekten als Zwischenwirte. Cysticercoide, das Larvenstadium von Bandwürmern wie *Dipylidium caninum*, *Hymenolepis diminuta*, *H. nana*, *H. microstoma*, *H. citelli*, *Monobothrium ulmeri* und *Raillietina cesticillus*, wurden bei Insekten identifiziert [76-78]. Insekten haben Immunmechanismen entwickelt, die die Entwicklung dieser Parasiten hemmen [78, 79]. Bandwürmer können Verhaltensänderungen bei Insekten hervorrufen, wie z.B. eine signifikante Abnahme der Aktivität und photophobes Verhalten [80]. Verhaltensänderungen können definitive Wirte dazu veranlassen, Insekten zu konsumieren, die zysticercoide enthalten. Unsere Studie zeigte, dass Insektenfarmen, die dem Kontakt mit Tieren ausgesetzt sind, und Betrieben, die durch Insekten aus externen Quellen ergänzt werden, einem größeren Risiko einer Bandwurminfektion ausgesetzt sind. Ähnliche Ergebnisse wurden in Studien mit synanthropischen Insekten berichtet [81, 82]. In unserer Studie wurden sowohl zysticercoide als auch Eier nachgewiesen, was darauf hindeutet, dass Betriebe kontinuierlich Infektionsquellen ausgesetzt werden können. Die Korrelationen zwischen essbaren Insekten und der Prävalenz von Taeniasis bei Mensch und Tier wurden jedoch nie im Detail untersucht. Es wurde gezeigt, dass die Temperatur die Entwicklung von Bandwurmlarven bei Insekten erheblich beeinflusst [83, 84]. Unserer Meinung nach könnte die Aufrechterhaltung niedrigerer Temperaturen in Insektenfarmen den Fortpflanzungserfolg von Bandwürmern erheblich verringern, und essbare Insekten könnten vor dem Verzehr thermisch verarbeitet werden, um das Risiko einer Bandwurminfektion zu minimieren. Die Ergebnisse unserer Studie zeigen, dass essbare Insekten eine wichtige Rolle bei der Übertragung von Bandwürmern auf Vögel, insektenfressende Tiere und Menschen spielen.

Pharyngodon spp. sind parasitäre Nematoden, die exotische Tiere sowohl in wilden als auch in Gefangenschaft besiedeln [85, 86]. Diese Parasiten sind bei in Gefangenschaft gehaltenen Haustieren häufiger als bei Wildtieren [85, 86], die mit essbaren Insekten korreliert werden könnten. In unserer Studie waren Insekten, die zuvor mit Tieren in Kontakt kamen, signifikant häufiger Vektoren von *Pharyngodon* spp. Unsere Ergebnisse deuten darauf hin, dass Insekten als mechanische Vektoren für die Übertragung der Entwicklungsformen des Parasiten fungieren. Die Rolle von Insekten als definitive Wirte für *Pharyngodon* spp. wurde durch Forschung nicht bestätigt. Infektionen beim Menschen, die durch *Pharyngodon* spp. verursacht wurden, waren in der Vergangenheit festgestellt worden [87], aber diese Nematoden sind keine signifikanten Risikofaktoren für eine mögliche Zoonosenkrankheit mehr.

Physaloptera spp. bilden etwa 27 Tage nach der Einnahme Zysten im Hämokel des Wirts [88]. Cawthorn und Anderson [89], zeigten, dass Grillen und Kakerlaken als Zwischenwirte für diese Nematoden fungieren können. Unsere Studie ist der erste Bericht, der darauf hinweist, dass *Physaloptera* spp. durch Mehlwürmer und wandernde Heuschrecken übertragen werden kann. Insekten können als Vektoren bei der Übertragung dieser Parasiten fungieren, insbesondere auf insektenfressende Säugetiere. Trotz des Vorstehenden sind endgültige Wirte nicht immer infiziert [88, 89]. Kakerlaken spielen eine wichtige Rolle bei der Übertragung der diskutierten Parasiten, einschließlich zoologischer Gärten [90]. Eine Studie mit experimentell infizierten Mehlkäfern (*Tribolium confusum*) zeigte, dass Spiruride auch das Insektenverhalten beeinflussen können [91]. Verhaltensänderungen erhöhen das Risiko, dass Insektenfresser infizierte Personen auswählen.

Spiruroidea sind parasitäre Nematoden, die wirbellose Zwischenwirte wie Mistkäfer oder Kakerlaken benötigen, um ihren Lebenszyklus abzuschließen [92]. In Heuschrecken erreicht *Spirura infundibuliformis* das infektiöse Stadium in 11-12 Tagen bei Umgebungstemperaturen von 20-30°C [93]. Untersuchungen haben gezeigt, dass diese Insekten Reservoirs von Spiruroidea in der natürlichen Umgebung sind [94]. Diese Parasiten bilden Zysten in Insektenmuskeln, Hämocoel und Malpighian Tubuli. Sie besiedeln hauptsächlich Tiere, aber es wurde auch über menschliche Infektionen berichtet. Laut Haruki et al. [95], Spiruroidea kann Menschen infizieren, die versehentlich Zwischenwirte konsumieren oder Wasser trinken, das L3-Larven von *Gongylonema* spp. (Nematoden der Superfamilie Spiruroidea) enthält. Die Prävalenz von Spiruroidea bei

Insekten wurde bei mitteleuropäischen Insekten nie untersucht. In unserer Studie wurden diese Nematoden hauptsächlich in Betrieben identifiziert, die Insekten von außerhalb Europas importieren.

Acanthocephale sind obligatorische Endoparasiten des Verdauungstraktes bei Fischen, Vögeln und Säugetieren, und ihre Larven (Acanthor, Acanthella, Cystacanth) werden von Wirbellosen übertragen. Die Prävalenz dieser Parasiten bei wilden Insekten wurde nie untersucht. Bei Kakerlaken dringen Acanthocephala-Arten wie *Moniliformis dubius* und *Macracanthorhynchus hirudinaceus* in die Darmwand ein und erreichen den Hämocoel [96]. Die äußere Membran des Acanthors bildet mikrovilliartige Vorsprünge, die Larven im Frühstadium umhüllen [97]. Der Einfluss von Acanthocephalanen auf die Insektenphysiologie wurde umfassend untersucht. Das Vorhandensein von *Moniliformis moniliformis* Larven in Kakerlakenhämocoel verringert die Immunreaktivität [98], was unserer Meinung nach zu Sekundärinfektionen beitragen kann. Dornenköpfe Würmer beeinflussen die Konzentration von Phenoloxidase, einem Enzym, das für die Melaninsynthese an der Verletzungsstelle und um Krankheitserreger in der Hämolymphe verantwortlich ist [99, 100]. Es gibt keine veröffentlichten Studien, die die Auswirkungen von Acanthocephalanen auf das Insektenverhalten beschreiben. Eine Studie mit Krebstieren zeigte, dass die Entwicklungsformen dieser Parasiten den Glykogenspiegel signifikant erhöhten und den Lipidgehalt bei Frauen verringerten [101]. Dornenköpfe Würmer beeinträchtigen auch den Fortpflanzungserfolg bei Krebstieren [102]. Weitere Forschungen an Arthropoden sind erforderlich, um die Sicherheit von Insekten als Lebens- und Futtermittelquellen zu bestimmen. Acanthocephalane wurden in insektenfressenden Reptilien nachgewiesen [103], was darauf hindeuten könnte, dass Insekten als Vektoren für die Übertragung parasitärer Entwicklungsformen fungieren können.

Pentastomida sind endoparasitäre Arthropoden, die die Atemwege und Körperhöhlen sowohl wilder als auch in Gefangenschaft gehaltener Reptilien besiedeln [104]. Pentastomiasis gilt als Zoonose, insbesondere in Entwicklungsländern [105]. Das Vorhandensein von Milben, die Pentastomid-Nymphen während mikroskopischer Beobachtungen ähneln, sollte bei der Diagnose der Pentastomiasis in Insektenfarmen ausgeschlossen werden. Die Rolle von Insekten von Zwischenwirten/Vektoren von Pentastomamidnymphen ist noch nicht vollständig geklärt. Winde und Riley [106] fanden jedoch heraus, dass Insekten, einschließlich Ameisen, in der Lage sind, Zungenwürmer zu übertragen, und dass Kakerlaken gegen eine Infektion mit *Raillietiella giglioli* refraktär sind. Esslinger [107] und Bosch [108] zeigten, dass *Raillietiella* spp. auf Insekten als Zwischenwirte angewiesen sind. Unsere Studie bestätigte die oben genannte Möglichkeit, aber wir konnten die Faktoren nicht identifizieren, die ausgewählte Insekten zu den bevorzugten Zwischenwirten machen. Die Wahl des Zwischenwirts wird wahrscheinlich von der Parasitenart bestimmt. Wir konnten Pentastomadennymphen aufgrund des Fehlens detaillierter morphometrischer Daten nicht auf Artenebene identifizieren. Unsere Ergebnisse und die Ergebnisse anderer Autoren deuten darauf hin, dass Insekten wichtige Vektoren für die Übertragung von Pentastomiden auf Reptilien und Amphibien sein könnten [106, 109].

Prävalenz

Die Prävalenz parasitärer Infektionen bei Insekten wurde hauptsächlich in der natürlichen Umgebung untersucht. Thyssen et al. [110] fanden heraus, dass 58,3% der deutschen Kakerlaken Träger von Nematoden waren, darunter Oxyuridae-Eier (36,4%), Ascaridae-Eier (28,04%), Nematodenlarven (4,8%), andere Nematoden (0,08%) und Toxocaridae- Cestoda-Eier (3,5%) wurden in der obigen Studie ebenfalls nachgewiesen. Chamavit et al. [68] berichteten über das Vorhandensein von Parasiten bei 54,1% der Kakerlaken, einschließlich *Strongyloides stercoralis* (0,8%), *Ascaris lumbricoides* (0,3%), *Trichuris trichuria* (0,3%), *Taenia* spp. (0,1%), *Cyclospora* spp. (1,3%), *Endolimax nana* (1,3%), *B. hominis* (1,2%), *Isospora belli* (9,6%), *Entamoeba histolytica*/E. *dispar* (4,6%), *Cryptosporidium* spp. (28,1%), *Chilomastix mesnilli* (0,3%), *Entamoeba coli* (4,0%), *Balantidium coli* (5,8%) und *Iodamoeba butschlii* (0,1%). Humanspezifische Parasiten wie Oxyuridae, Ascaridae, *Trichuris* spp. und *Taenia* spp. wurden in unserer Studie nicht nachgewiesen, was darauf hindeutet, dass die analysierten Insekten keinen Zugang zum Kot infizierter Menschen hatten. In einer Studie über wilde Kakerlaken im Irak war die Prävalenz parasitärer Entwicklungsformen fast doppelt so hoch (83,33%) als in unserer Studie [82]. Irakische Kakerlaken trugen *E. blatti* (33%), *N. ovalis* (65,3%), *H. diesingi* (83,3%), *Thelastoma bulhoe* (15,4%), *Gordius robustus* (1,3%), *Enterobius vermicularis* (2%) und *Ascaris lumbricoides* (1,3%). Anders als in unserem Experiment war *H. diesingi* die

vorherrschende Nematodenart bei irakischen Kakerlaken. Die zitierten Autoren identifizierten keine Entwicklungsformen von Bandwürmern. Tsai und Cahill [111] analysierten New Yorker Kakerlaken und identifizierten *Nyctotherus* spp. in 22,85% der Fälle, *Blatticola blattae* in 96,19% der Fälle und *Hammerschmidtella diesingi* in 1,9% der Fälle. Die Ergebnisse unserer Studie deuten darauf hin, dass gezüchtete essbare Insekten bestimmten Parasiten (Ascaridae, *Enterobius* spp.), die für Mensch und Tier pathogen sind, weniger ausgesetzt sind. Das Fehlen von menschenpezifischen Nematoden und Spulwürmern konnte darauf zurückzuführen sein, dass die analysierten Betriebe geschlossene Lebensräume ohne Zugang zu Infektionsquellen waren. In der Arbeit von Fotadar et al. [112] wurde die Prävalenz von Parasiten bei 99,4% bei Krankenhauskakerlaken und bei 94,2% bei Haushaltskakerlaken bestimmt. Der Prozentsatz der infizierten Kakerlaken war viel höher als in unserer Studie, was darauf hindeuten könnte, dass Umweltfaktoren die Prävalenz ausgewählter Parasitenarten signifikant beeinflussen. Unsere Beobachtungen bestätigen, dass das Risiko parasitärer Infektionen erheblich minimiert werden kann, wenn Insekten in einer geschlossenen Umgebung gezüchtet werden. Die hohe Prävalenz ausgewählter Entwicklungsformen von Parasiten in den bewerteten Insektenfarmen könnte auf niedrige Hygienestandards und das Fehlen präventiver Behandlungen zurückgeführt werden. Parasitäre Fauna in Insektenfarmen wurde in der Literatur noch nie in einem solchen Ausmaß beschrieben. Eine Studie über Kakerlaken aus dem Laborbestand des Breslauer Instituts für Mikrobiologie (Polen) ergab das Vorhandensein von Zilien bei allen Insekten und das Vorhandensein von Nematoden bei 87% der Insekten [113]. Diese Ergebnisse könnten auf die Tatsache zurückgeführt werden, dass alle untersuchten Insekten aus einem einzigen Bestand gewonnen wurden, was zum Wiederauftreten parasitärer Infektionen beitrug. Ähnliche Beobachtungen wurden in der aktuellen Studie in mehreren Insektenfarmen gemacht.

Essbare Insektenverarbeitung wie Kochen oder Einfrieren kann parasitäre Entwicklungsformen inaktivieren. Tanowitz et al. [114] berichteten, dass *Teania-Solium* getötet wird, indem das Schweinefleisch auf eine Innentemperatur von 65 °C gekocht oder mindestens 12 Stunden lang bei 20 °C eingefroren wird. Das Rauchen, Aushärten oder Einfrieren von Fleisch kann auch Protozoen wie *Toxoplasma gondii* inaktivieren [115]. Die Verwendung von Mikrowellen kann unwirksam sein [115]. Am Beispiel von *Anisakis simplex* wurde nachgewiesen, dass Kochen und Einfrieren die Lebensmittelsicherheit in Bezug auf diesen Nematoden erheblich verbessern können [116]. Auch das Kochen von Insekten für 5 Minuten ist ein effizienter Prozess zur Beseitigung von Enterobacteriaceae [117]. Einfache Konservierungsmethoden wie Trocknen/Säuerung ohne Verwendung eines Kühlschranks wurden getestet und als vielversprechend angesehen [117]. Es besteht jedoch die Notwendigkeit einer gründlichen Bewertung der Insektenverarbeitungsmethoden, einschließlich Temperaturen und der Koch- / Gefrierzeit, um mögliche parasitäre Infektionen zu verhindern. Trotz der Lebensmittelzubereitung können Parasitenallergene immer noch nachgewiesen werden [116].

Insekten können auch ein bakterielles Vektor / Reservoir sein, aber derzeit liegen keine Daten für bakteriologische Tests bei Zuchtinsekten vor. Es hat sich erwiesen, dass Insekten ein wichtiger epidemiologischer Faktor bei der Übertragung von bakteriellen Krankheiten sein können [3]. Eines der wichtigsten Bakterien, die von Insekten übertragen werden, sind *Campylobacter* spp. [118] und *Salmonella* spp. [119]. Kobayashi et al. [120] zeigten, dass Insekten auch ein Vektor von *Escherichia coli* 0157:H7 sein können. Frei lebende Kakerlaken beherbergten pathogene Organismen wie *Escherichia coli*, *Streptococcus* Group D, *Bacillus* spp., *Klebsiella pneumoniae* und *Proteus vulgaris* [121]. In-vitro-Studien haben gezeigt, dass einige Insektenarten auch das Reservoir von *Listeria monocytogenes* sein können [122]. Unserer Meinung nach sollte sich die weitere Forschung auch auf die mikrobiologische Sicherheit der essbaren Insektenzucht konzentrieren.

Aufgrund der Tatsache, dass die Identifizierung von Parasiten auf morphologischen und morphometrischen Methoden basierte, sollte sich die weitere molekulare Forschung auf die genaue Bestimmung einzelner Arten identifizierter Parasiten konzentrieren, um die tatsächliche Bedrohung für die öffentliche Gesundheit zu bestimmen. Die Ergebnisse dieser Studie zeigen, dass essbare Insekten eine wichtige Rolle in der Epidemiologie parasitärer Krankheiten bei Wirbeltieren spielen. Essbare Insekten fungieren als wichtige Vektoren für die Übertragung von Parasiten auf insektenfressende Haustiere. Insektenfarmen, die keine Hygienestandards einhalten oder an ungeeigneten Orten (z. B. Häusern) eingerichtet sind, können sowohl direkte als auch indirekte Risiken für Mensch und Tier darstellen. Daher müssen Betriebe, die essbare Insekten liefern, regelmäßig auf Parasiten überwacht werden, um die Sicherheit von Lebens- und Futtermittelquellen zu gewährleisten. Die Menge der Parasiten hängt mit der Ursache der menschlichen und tierischen Krankheiten zusammen, daher sollten in Zukunft

quantitative Studien zur Parasitenintensität in Insektenfarmen durchgeführt werden. Unserer Meinung nach wäre die zuverlässigste Methode der quantitativen Forschung die Echtzeit-PCR-Methode. Insektenschutzstandards und Analysemethoden sollten ebenfalls entwickelt werden, um Produktionsverluste zu minimieren und Krankheitserreger aus landwirtschaftlichen Betrieben effektiv zu beseitigen.

Danksagung

Die Autoren möchten den Eigentümern von Haushaltsfarmen und Tierhandlungen für den Austausch von Forschungsmaterial danken.

Finanzierungserklärung

Die Publikationskosten werden vom wissenschaftlichen Konsortium "Gesunde tiersichere Lebensmittel" (Leading National Research Centre) übernommen, Entscheidung des Ministeriums für Wissenschaft und Hochschulbildung Nr. 01.05.2015 WISSEN2/2015. Die Geldgeber spielten keine Rolle bei der Studiengestaltung, Datenerhebung und -analyse, der Entscheidung zur Veröffentlichung oder der Vorbereitung des Manuskripts.

Datenverfügbarkeit

Alle relevanten Daten befinden sich in der Zeitung.

Artikelinformationen

PLoS One. 2019; 14(7): e0219303.

Veröffentlicht online 2019 Jul 8.doi: [10.1371/journal.pone.0219303](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0219303)

PMCID: PMC6613697

PMID: [31283777](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31283777/)

Remigiusz Gałęcki, Konzeption, Datenkuration, Formale Analyse, Förderbeschaffung, Ermittlung, Methodik, Projektverwaltung, Ressourcen, Software, Validierung, Visualisierung, Schreiben - Originalentwurf, Schreiben - Überprüfung & Bearbeitung^{1,*} und **Rajmund Sokół**, Überwachung, Schreiben - Überprüfung & Lektorat²

Pedro L. Oliveira, Herausgeberin

¹ Abteilung für Veterinärprävention und Futtermittelhygiene, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität Ermland und Masuren, Olsztyn, Polen

² Abteilung für Parasitologie und invasive Krankheiten, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität Ermland und Masuren, Olsztyn, Polen

Federal Universidade do Rio de Janeiro, BRASILIEN

Konkurrierende Interessen: Die Autoren haben erklärt, dass keine konkurrierenden Interessen bestehen.

* E-Mail: remigiusz.galecki@uwm.edu.pl

Erhalten am 19. März 2019; Akzeptiert am 20. Juni 2019.

Urheberrecht © 2019 Gałęcki, Sokół

Dies ist ein Open-Access-Artikel, der unter den Bedingungen der [Creative Commons Attribution License](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/) vertrieben wird und eine uneingeschränkte Nutzung, Verbreitung und Vervielfältigung in jedem Medium erlaubt, sofern der ursprüngliche Autor und die Quelle genannt werden.

Dieser Artikel wurde [von](#) anderen Artikeln in PMC [zitiert](#).

Artikel von PLoS ONE werden hier mit freundlicher Genehmigung der **Public Library of Science** zur Verfügung gestellt

Referenzen

1. Hanboonsong Y, Jamjanya T, Durst PB. Sechsheiniges Vieh: essbare Insektenzucht, Sammlung und Vermarktung in Thailand. Ernährungs- und Landwirtschaftsorganisation des Regionalbüros der Vereinten Nationen für Asien und den Pazifik Bangkok; 2013. [[Google Scholar](#)]
2. Sánchez-Muros MJ, Barroso FG, Manzano-Agugliaro F. Insektenmehl als erneuerbare Nahrungsquelle für die Tierernährung: ein

- Rückblick. *LJ Clean Prod.* 2014;65:16–27. 10.1016/j.jclepro.2013.11.068 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
3. Belluco S, Losasso C, Maggioletti M, Alonzi CC, Paoletti MG, Ricci A. Essbare Insekten aus Sicht der Lebensmittelsicherheit und Ernährung: eine kritische Überprüfung. *Compr Rev Food Sci Food Saf.* 2013;12:296–313. 10.1111/1541-4337.12014 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
4. Van Huis A, Van Itterbeeck J, Klunder H, Mertens E, Halloran A, Muir G, Vantomme P. Essbare Insekten: Zukunftsperspektiven für die Lebens- und Futtermittelsicherheit (Nr. 171). Ernährungs- und Landwirtschaftsorganisation der Vereinten Nationen; 2013.[[Google Scholar](#)]
5. Ghaly AE, Alkoak FN. Der gelbe Mehlwurm als neuartige Proteinquelle. *J Agric Biol Sci.* 2009;4:319–331 10.3844/ajabssp.2009.319.331 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
6. Feng Y, Chen XM, Zhao M, He Z, Sun L, Wang CY, Ding WF. Essbare Insekten in China: Nutzung und Aussichten. *Insektenschere.* 2018;25:184–198. 10.1111/1744-7917.12449 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
7. Anonym. Über HaoCheng Mealworms Inc. 2013 [zitiert am 22. Juni 2018]. In: HaoCheng Mealworms Inc. Website [Internet]. Verfügbar unter: <http://www.hcmealworm.com>
8. Siemianowska E, Kosewska A, Aljewicz M, Skibniewska KA, Polak-Juszczak L, Jarocki A, Jedras M. Larven des Mehlwurms (*Tenebrio molitor* L.) als europäisches neuartiges Essen. *Agric Sci.* 2013;4:287. [[Google Scholar](#)]
9. Bakula T., Obremski K. Galecki R. Tenebrionidae kann Polystyrol essen INSECTA® 2016 Internationales Symposium über Insekten als Futtermittel, Lebensmittel und Non-Food; 2016.
10. Sheiman IM, Shkutin MF, Terenina NB, Gustafsson MK. Eine Verhaltensstudie des Käfers *Tenebrio molitor*, der mit Zystiererkoiden des Rattenbandwurms *Hymenolepis diminuta* infiziert ist. *Naturwissenschaften.* 2006;93:305–308. 10.1007/s00114-006-0103-4 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
11. Dhakal S, Meyling NV, Williams AR, Mueller-Harvey I, Frygnas C, Kapel CM, Fredensborg BL. Wirksamkeit von kondensierten Tanninen gegen Larvenhymenolepis *diminuta* (Cestoda) in vitro und im Zwischenwirt *Tenebrio molitor* (Coleoptera) in vivo. *Tierarzt Parasitol.* 2015;207:49–55. 10.1016/j.vetpar.2014.11.006 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
12. Xie W, Racz GR., Terry BS, Gardner SL. Ein Verfahren zur Messung der Befestigungsstärke der Cetode *Hymenolepis diminuta* am Rattendarm. *J Helminthol.* 2016;91:1–5. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
13. DeFoliart GR, Finke MD, Sunde ML. Potentielles Wert des Mormonengrillen (Orthoptera: Tettigoniidae), das als proteinreiches Futter für Geflügel geerntet wurde. *J Econ Entomol.* 1982; 75:848–852. 10.1093/jee/75.5.848 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
14. Zhong A. Überlegungen zur Produktentwicklung für einen nährstoffreichen Riegel mit Cricket-Protein (*Acheta domesticus*). California State University, Long Beach; 2017.
15. Bodenheimer FS. Insekten als menschliche Nahrung. Springer; Niederlande; 1951. [[Google Scholar](#)]
16. King FS, Burgess A., Quinn VJ, Osei AK. Ernährung für Entwicklungsländer. Oxford University Press; 2015. [[Google Scholar](#)]
17. Shi WP, Wang YY, Lv F, Guo C, Cheng X. Persistenz von *Paranosema* (*Nosema*) *locustae* (Microsporidia: Nosematidae) unter Heuschreckenpopulationen (Orthoptera: Acrididae) im Inner Mongolia Rangeland, China. *BioControl.* 2009;54:77–84. 10.1007/s10526-008-9153-1 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
18. Fries I, Chauzat MP, Chen YP, Doublet V, Genersch E, Gisder S, Paxton RJ. Standardmethoden für die Nosemaforschung. *J. Apic. Res.* 2013; 52:1–28. 10.3896/IBRA.1.52.4.19 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
19. Fayer R, Morgan U, Upton SJ. Epidemiologie von *Cryptosporidium*: Übertragung, Erkennung und Identifizierung. *Int J Parasitol.* 2000;30:1305–1322. 10.1016/S0020-7519(00)00135-1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
20. Rueckert S, Simdyanov TG, Aleoshin VV, Leander BS. Identifizierung einer abweichenden Umwelt-DNA-Sequenz-Klade unter

- Verwendung der Phylogenie von Gregalinparasiten (Apicomplexa) von Krebstierwirten. PLoS One 2011;6:e18163
10.1371/journal.pone.0018163[PMC-freier Artikel] [PubMed] [CrossRef][Google Scholar]
21. Bowman DD. Georgis' Parasitologie für Tierärzte. Elsevier Gesundheitswissenschaften; 2014.[Google Scholar]
22. Kudo RR. Studien zu *Nyctotherus ovalis* Leidy mit besonderem Bezug auf seine Kernstruktur. Arch Protistenk. 1936;87:10–42.[Google Scholar]
23. Voge MARIETTA. Studien in der Cysticeroid-Histologie. I. Beobachtungen zum voll entwickelten Cysticeroid von *Hymenolepis diminuta* (Cestoda: Cyclophyllidae). In Proc Helminthol Soc Wash. 1960;27:32–36.[Google Scholar]
24. Schmidt-Rhaesa A, Hanelt B, Reeves WK. Neubestimmung und Zusammenstellung von Nearctic Süßwasser Nematomorpha (Gordiida) mit der Beschreibung zweier neuer Arten. Proc Acad Nat Sci Phila. 2003;153:77–117. 10.1635/0097-3157(2003)153[0077:RACONF]2.0. CO;2 [CrossRef] [Google Scholar]
- 25.<http://www.nematomorpha-.net/Images.html>
26. Chitwood BG. Eine Zusammenfassung der parasitären Nematoden bei Insekten der Familie Blattidae.Parasit Res. 1932; 5:14-50. [Google Scholar]
27. Bouamer S, Serge M. Beschreibung von *Tachygonetria combesi* n. sp. und Umschreibungen von vier Arten von *Tachygonetria* Wedl, 1862 (Nematoda: Pharyngodonidae), mit einer neuen Diagnose der Gattung. Syst Parasitol. 2002;53:121–139. 10.1023/A:1020443905905 [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
28. Basir MA. Auf einer Physaloptera-Larve von einem Insekt. Kann J Res. 1948;26:197–200. 10.1139/cjr48d-015 [PubMed] [CrossRef][Google Scholar]
29. Anantaraman M, Jayalakshmi N. Über die Lebensgeschichte von *Spirocerca lupi* (Rudolphi, 1809), einem Nematoden von Hunden in Indien. Proc Natl Acad Sci India Sect B Kochen Sci. 1963;58:137-147. [Google Scholar]
30. Gottlieb Y, Markovics A, Klement E, Naor S, Samish M, Aroch I, Lavy E. Charakterisierung von *Onthophagus sellatus* als der wichtigste Zwischenwirt des Hundeösoophaguswurms *Spirocerca lupi* in Israel. Tierarzt Parasitol. 2011;180:378–382. 10.1016/j.vetpar.2011.03.008 [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
31. Nguyen KB, Smart GC Jr. Morphometrie von infektiösen Jugendlichen von *Steinernema* spp. und *Heterorhabditis bacteriophora* (Nemata: Rhabditida). J Nematol. 1995; 27: 206[PMC-freier Artikel] [PubMed] [Google Scholar]
32. Basir MA. Nematoden parasitär bei Indian-Cockroaches. Proc Natl Acad Sci India Sect B Biol Sci. 1940;12:8-16 [Google Scholar]
33. Ravindranath MH, Anantaraman S. Der Cystacanth von *Moniliformis moniliformis* (Bremser, 1811) und seine Beziehung zu den Hämozyten des Zwischenwirts (*Periplaneta americana*). Z Parasitenkd. 1977;53:225–237. 10.1007/BF00380467 [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
34. McDonald ME. Schlüssel zu Acanthocephala, die bei Wasservögeln gemeldet wurde. Fish and Wildlife Service Madison Wi National Wildlife Health Research Center; 1988. [Google Scholar]
35. Christoffersen ML, De Assis JE. Eine systematische Monographie der jüngsten Pentastomida mit einer Zusammenstellung ihres Gastgebers *Cephalobaena* Heymons, 1922. Zool Meded. 2013;87:1–145. [Google Scholar]
36. Colloff MJ. Taxonomie und Identifizierung von Hausstaubmilben. Allergie. 1998;53:7-12. 10.1111/j.1398-9995.1998.tb04989.x [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
37. Carter GR, Cole JR Jr. Diagnostisches Verfahren in der Veterinär bakteriologie und Mykologie. Akademische Presse; 2012.[Google Scholar]
38. Zuk M. Die Auswirkungen von gregarinen Parasiten auf Langlebigkeit, Gewichtsverlust, Fruchtbarkeit und Entwicklungszeit in den Feldgrillen *Gryllus veletis* und *G. pennsylvanicus*. Ecol Entomol. 1987;12:349–354. 10.1111/j.1365-2311.1987.tb01014.x

[CrossRef][Google Scholar]

39. Lopes RB, Alves SB. Wirkung von *Gregarina* sp. parasitismus auf die Anfälligkeit von *Blattella germanica* gegenüber einigen Kontrollmitteln. J Invertebr Pathol. 2005;88:261–264. 10.1016/j.jip.2005.01.010 [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
40. Van der Geest LPS, Elliot SL, Breeuwer J, Beerling EAM. Erkrankungen der Milben. Exp Appl Acarol. 2000;24:497–560. 10.1023/A:1026518418163 [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
41. Johnny S, Merisko A, Whitman DW. Wirksamkeit von elf antimikrobiellen Mitteln gegen einen Gregalinparasiten (Apicomplexa: Protozoen). Ann Clin Microbiol Antimikrob. 2007;6:15 10.1186/1476-0711-6-15 [PMC-freier Artikel] [PubMed] [CrossRef] [Google Scholar]
42. Pong WW, Xu Y., Kunkel JG. Nehmen Gregarines an Asthma im Kindesalter teil? 2000 [zitiert am 20. Juni 2018]. In: Website der University of Massachusetts Amherst [Internet]. Massachusetts. Verfügbar unter:<http://www.bio.umass.edu/biology/kunkel/gregarine/pong/poster.html>
43. Park M, Boys EL, Yan M, Bryant K, Cameron B, Desai A, Thomas PS, Tedia NT. Hyperempfindlichkeitspneumonitis verursacht durch House Cricket, *Acheta domesticus*. J Clin Cell Immunol. 2014;5:248 10.4172/2155-9899.1000248 [CrossRef] [Google Scholar]
44. Palmer L. Essbare Insekten als Quelle für Nahrungsmittelallergene. Dissertationen, Abschlussarbeiten und Studentenforschung in Lebensmittelwissenschaften und -technologie; 2016.
45. Henry JE. Experimentelle Anwendung von *Nosema locustae* zur Kontrolle von Heuschrecken. J Invertebr Pathol. 1971;18:389–394. 10.1016/0022-2011(71)90043-7 [CrossRef][Google Scholar]
46. Ewen AB, Mukerji MK. Bewertung von *Nosema locustae* (Microsporida) als Kontrollmittel für Heuschreckenpopulationen in Saskatchewan. J Invertebr Pathol. 1980;35:295–303. 10.1016/0022-2011(80)90165-2 [CrossRef] [Google Scholar]
47. Lockwood JA, Bomar CR, Ewen AB. Die Geschichte der biologischen Kontrolle mit *Nosema locustae*: Lektionen für das Heuschreckenmanagement. Int J Trop Insektensci. 1999;19:333–350. 10.1017/S1742758400018968 [CrossRef][Google Scholar]
48. Lange CE, De Wysiecki ML. Das Schicksal von *Nosema locustae* (Microsporida: Nosematidae) in argentinischen Heuschrecken (Orthoptera: Acrididae). Biol Control, 1996;7:24–29. 10.1006/bcon.1996.0059 [CrossRef][Google Scholar]
49. Johnson DL, Pavlikova E. Reduzierung des Verzehrs durch Heuschrecken (Orthoptera: Acrididae), die mit *Nosema locustae* Canning (Microsporida: Nosematidae) infiziert sind. J Invertebr Pathol. 1986;48:232–238. 10.1016/0022-2011(86)90128-X [CrossRef][Google Scholar]
50. Kudo RR. Protozoologie, 4. AuflageSpringfield Thomas III; 1954.[Google Scholar]
51. Zuk M. Die Auswirkungen von gregarinen Parasiten, Körpergröße und Tageszeit auf die Spermatophorproduktion und die sexuelle Selektion bei Feldgrillen. Benehmen Sie Sich Ecol Sociobiol. 1987;21:65–72. 10.1007/BF00324437 [CrossRef][Google Scholar]
52. Marden JH, Cobb JR. Territorialer und Paarungserfolg von Libellen, die sich in der Muskelkraft und dem Vorhandensein von gregarinen Darmparasiten unterscheiden. Anim. Benehmen. 2004; 68: 857–865. 10.1016/j.anbehav.2003.09.019 [CrossRef] [Google Scholar]
53. Gijzen HJ, van der Drift C, Barugahare M, im Camp HJ. Wirkung der Wirtsdiät und der mikrobiellen Zusammensetzung des Hinterdarms auf die cellulolytische Aktivität im Hinterdarm der amerikanischen Kakerlake *Periplaneta americana*. J. Appl. Umwelt. Microbiol. 1994;60:1822–1826.[PMC-freier Artikel] [PubMed] [Google Scholar]
54. Satbige AS, Kasaralikal VR, Halmandge SC, Rajendran C. *Nyctotherus* sp. Infektion bei Haustierschildkröten: ein Fallbericht. J. Parasit. Dis. 2016;42:590–592. [PMC-freier Artikel] [PubMed] [Google Scholar]
55. Sayad WY, Johnson VM, Faust EC. Menschliche Parasitisierung mit *Gordius robustus*. JAMA. 1936;106:461–462. 10.1001/jama.1936.92770060001010 [CrossRef] [Google Scholar]

56. Bolek MG. Aufzeichnungen über Rosshaarwürmer *Paragordius varius*, *Chordodes morgani* und *Gordius robustus* (Nematomorpha) aus Indiana. J Süßwasser Ecol. 2000;15:421-423. 10.1080/02705060.2000.9663760 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
57. Hong EJ, Sim C, Chae JS., Kim HC, Park J, Choi KS, Yu DH, Yoo JG, Park BK. Ein Rosshaarwurm, *Gordius* sp. (Nematomorpha: Gordiida), in einem Hundekot übergeben. Koreanisch J Parasitol. 2015;53:719–724. 10.3347/kjp.2015.53.6.719 [[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
58. Taylor RL. Gewebeschäden, die durch einen Oxyuroid-Nematoden, *Leidynema* sp., im Hinterdarm der Madeira-Kakerlake, *Leucophaea maderae*, verursacht werden. J Invertebr Pathol. 1968;11:214–218. 10.1016/0022-2011(68)90151-1 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
59. Capinera JL. Enzyklopädie der Entomologie. Springer Science & Business Media; 2008.[[Google Scholar](#)]
60. McCallister GL. Die Wirkung von *Thelastoma bulhoesi* und *Hammerschmidtella diesingi* (Nematoda: Oxyurata) auf die Wirtsgröße und Physiologie bei *Periplaneta americana* (Arthropoda: Blattidae). Proc Helminthol Soc Wash. 1988;55:12-14. [[Google Scholar](#)]
61. Cranshaw WS, Zimmerman R. Insektenparasitäre Nematoden. Colorado State University Erweiterung; 2005. [[Google Scholar](#)]
62. Panciera RJ, Thomassen RW, Garner FM. Kryptosporidialinfektion in einem Kalb. Tierarzt Pathol. 1971;8:479–484. 10.1177/0300985871008005-00610 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
63. Galecki R, Sokol R. *Cryptosporidium canis* und *C. felis* als potenzielles Risiko für den Menschen. Pol J Natur. Sc. 2015;30:203–212. [[Google Scholar](#)]
64. Galecki R, Sokol R. Behandlung von Kryptosporidiose bei in Gefangenschaft gehaltenen grünen Leguanen (*Iguana Leguan*). Tierarzt Parasitol. 2018;252:17–21. 10.1016/j.vetpar.2018.01.018 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
65. Graczyk TK, Cranfield MR, Fayer R, Bixler H. Hausfliegen (*Musca domestica*) als Transportwirte von *Cryptosporidium parvum*. Am J Trop Med Hyg. 1999;61:500-504. 10.4269/ajtmh.1999.61.500 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
66. Graczyk TK, Grimes BH, Knight R, Szostakowska B, Kruminis-Lozowska W, Racewicz M, Tamang L, Dasilva AJ, Myjak P. Mechanische Übertragung von *Cryptosporidium parvum* Oozysten durch Fliegen. Wlad Parazytol. 2004;50:243-247. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
67. Conn DB, Neslund S, Niemeyer R, Tamang L, Graczyk TK. Mistkäfer (Insecta: Coleoptera) als Vermehrer von lebensfähigen *Cryptosporidium parvum* in einem landwirtschaftlichen Komplex mit mehreren Arten. Abstr. 10. Int. Wkshps Opportun Protists, Boston, MA; 2008.
68. Chamavit P, Sahaisook P, Niamnuy N. Die Mehrheit der Kakerlaken aus der Provinz Samutprakarn in Thailand sind Träger parasitärer Organismen. EXKLUS J. 2011;10:218–222. [[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)][[Google Scholar](#)]
69. Graczyk TK, Knight R, Gilman RH, Cranfield MR. Die Rolle von nicht beißenden Fliegen in der Epidemiologie menschlicher Infektionskrankheiten. Mikroben infizieren. 2001;3:231–235. 10.1016/S1286-4579(01)01371-5 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
70. Tatfeng YM, Usuanlele MU, Orukpe A, Digban AK, Okodua M, Oviasogie F, Turay AA. Mechanische Übertragung pathogener Organismen: die Rolle von Kakerlaken. J Vect Borne Dis. 2005;42:129–134. [[PubMed](#)][[Google Scholar](#)]
71. Golemansky VG, Lipa J, Pilarska DK, Todorov MT. Einzelluläre Parasiten (Protozoen: Eugregarinida, Microsporida & Trychostomatida) der orthopterösen Insekten (Insecta: Orthoptera) in Bulgarien. Acta Zool Bulg. 1998;50:123–135. [[Google Scholar](#)]
72. Boucias DG, Pendland JC. Prinzipien der Insektenpathologie. Springer Science & Business Media; 2012. [[Google Scholar](#)]
73. Adeleke MA, Akatah HA, Hassan AO, Sam-Wobo SO, Famodimu TM, Olatunde GO, Mafiana CF. Auswirkungen von Kakerlaken als Vektoren von Magen-Darm-Parasiten in Teilen von Osogbo, Südwest-Nigeria. Mun Ent Zool. 2012;7:1106-1110. [[Google Scholar](#)]
74. Tanyuksel M, Petri WA. Labordiagnose von Amebiasis. Clin Microbiol Rev. 2003; 16:713-729. 10.1128/CMR.16.4.713-729.2003 [[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

75. Khan AR, Huq F. Krankheitserreger, die von Fliegen in der Stadt Dacca getragen werden. *Bangladesch Med Res Council Bull.* 1978;4:86-93. [[PubMed](#)][[Google Scholar](#)]
76. Luttermoser GW. Mehlkäferlarven als Zwischenwirte des Geflügelbandwurms *Raillietina cesticillus*. *Geflügel Sci.* 1940; 19: 177-1779. 10.3382/ps.0190177 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
77. Calentine RL, Mackiewicz JS. *Monobothrium ulmeri* n. sp. (Cestoda: Caryophyllaeidae) von den nordamerikanischen Catostomidae. *Trans Am Microsc Soc.* 1966;85:516-520. 10.2307/3224475 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
78. Heyneman D, Voge M. Wirtsreaktion des Mehlkäfers *Tribolium confusum* auf Infektionen mit *Hymenolepis diminuta*, *H. microstoma* und *H. citelli* (Cestoda: Hymenolepididae). *J Parasitol.* 1971;57:881–886. 10.2307/3277820 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
79. Lackie AM. Immunmechanismen bei Insekten. *Parasitol Heute.* 1988;4:98–105. 10.1016/0169-4758(88)90035-X [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
80. Hurd H, Fogo S. Veränderungen, die durch *Hymenolepis diminuta* (Cestoda) im Verhalten des Zwischenwirts *Tenebrio molitor* (Coleoptera) induziert werden. *Kann J Zool.* 1991;69:2291–2294. 10.1139/z91-321 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
81. Junge PL. Studien zur Übertragung von Helminthen-Eigen durch Kakerlaken. *Proc. Okla. Acad. Sci.* 1975;55:169-174. [[Google Scholar](#)]
82. Hamza H, Mahdi M. Parasiten der Kakerlake *Periplaneta americana* (L.) in der Provinz Al-Diwaniya, Irak. *J Thi-Qar Sci.* 2010;2:1–12. [[Google Scholar](#)]
83. Heyneman D. Auswirkungen der Temperatur auf die Entwicklungsgeschwindigkeit und Lebensfähigkeit der Cestode *Hymenolepis nana* in ihrem Zwischenwirt. *Exp Parasitol.* 1958;7:374–382. 10.1016/0014-4894(58)90033-X [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
84. Voge M. Beobachtungen zur Entwicklung und hohen Temperaturempfindlichkeit von Cysticercoiden von *Raillietina cesticillus* und *Hymenolepis citelli* (Cestoda: Cyclophyllidae). *J Parasitol.* 1961;47:839–841. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
85. McAllister CT. Helminth-Parasiten von einsexuellen und bisexuellen Peitschenschwanzeidechsen (Teiidae) in Nordamerika. II. Der New Mexico Peitschenschwanz (*Cnemidophorus neomexicanus*). *J Wildl Dis.* 1990; 26:403–406. 10.7589/0090-3558-26.3.403 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
86. Saehoong P, Wongsawad C. Helminthen in Hauseidechsen (Reptilia: Gekkonidae). *Südostasiatische J Trop Med.* 1997; 28:184-189. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
87. Sianto L, Teixeira-Santos I, Chame M, Chaves SM, Souza SM, Ferreira LF, Reinhard K, Araujo A. Eidechsen essen: eine tausendjährige Gewohnheit, die durch die Paläoparasitologie belegt wird. *BMC Res Notes* 2012;5:586 10.1186/1756-0500-5-586[[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
88. Alicata, JE. Larvenentwicklung des Spiruriden nematoden, *Physaloptera turgida*, in der Kakerlake, *Blattella germanica*. *Arbeiten zur Helminthologie* 1937:11-14.
89. Cawthorn RJ, Anderson RC. Zelluläre Reaktionen von Feldgrillen (*Achetapennsylvanicus Burmeister*) und deutschen Kakerlaken (*Blattella germanica* L.) auf *Physaloptera maxillaris* Molin (Nematoda: Physalopteroidea). *Kann J Zool.* 1977;55:368–375. 10.1139/z77-050 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
90. Montali RJ, Gardiner CH, Evans RE, Bush RM. *Pterygodermatites nycticebi* (Nematoda: Spirurida) in goldenen Löwentamarinen. *Lab Anim Sci.* 1983;33:194-197. [[PubMed](#)][[Google Scholar](#)]
91. Schutgens M, Koch B, Gilbert F, Behnke JM. Verhaltensänderungen im Mehlkäfer *Tribolium confusum* infiziert mit dem Spiruriden nematoden *Protopirura muricola*. *J Helminthol.* 2015;89:68–79. 10.1017/S0022149X13000606 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
92. Bowman DD. *Interne Parasiten Management von Infektionskrankheiten in Tierheimen.* Ames: Wiley-Blackwell Publishing, 209-222;2009. [[Google Scholar](#)]

93. Anderson RC, Barnes ET, Bartlett CM. Studie von *Spirura infundibuliformis* McLeod, 1933 (Nematode: Spiruroidea) von *Spermophilus richardsonii*, mit Beobachtungen zu seiner Entwicklung bei Insekten. *Kann J Zool.* 1993;71:1869-1873. 10.1139/z93-266 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
94. Chabaud AG. Über den Zyklus, der Spirurides und der Nématodes in einer vergleichbaren Biologie ist. Valeur systématique des biologischen Charakters. *Ann Parasitol. Hum Comp.* 1954;29:42–88. [[PubMed](#)][[Google Scholar](#)]
95. Haruki K, Furuya H, Saito S, Kamiya S, Kagei N. Gongylonem-Infektion beim Menschen: ein erster Fall von Gongylonemose in Japan. *Helminthologia.* 2005;42:63–66. [[Google Scholar](#)]
96. Robinson ES, Strickland BC. Zelluläre Reaktionen von *Periplaneta americana* auf Acanthocephalanlarven. *Exp Parasitol.* 1969;26:384–392. 10.1016/0014-4894(69)90132-5 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
97. Rotheram S, Crompton DWT. Beobachtungen zur frühen Beziehung zwischen *Moniliformis dubius* (Acanthocephala) und den Hämocyten des Zwischenwirts *Periplaneta americana*. *Parasitologie.* 1972;64:15–21. 10.1017/S0031182000044607 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
98. Lackie AM, Holt R. Immunsuppression durch Larven von *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala) in ihrem Kakerlakenwirt (*Periplaneta americana*). *Parasitologie.* 1989;98:307-314. 10.1017/S0031182000062235 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
99. Volkmann A. Lokalisierung von Phenoloxidase im Mitteldarm von *Periplaneta americana*, parasitiert durch Larven von *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala). *Parasitol Res.* 1991;77:616–621. 10.1007/BF00931025 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
100. Eleftherianos I, Revenis C. Rolle und Bedeutung der Phenoloxidase bei der Insektenhämostase. *Angeborener Immun.* 2011;3:8–33. 10.1159/000321931 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
101. Plaistow SJ, Troussard JP, Cézilly F. Die Wirkung des Acanthocephalan-Parasiten *Pomphorhynchus laevis* auf den Lipid- und Glykogengehalt seines Zwischenwirts *Gammarus pulex*. *Int J Parasitol.* 2001;31:346–351. 10.1016/S0020-7519(01)00115-1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
102. Bollache L, Rigaud T, Cézilly F. Auswirkungen von zwei Acanthocephalanparasiten auf die Fruchtbarkeit und den Paarungsstatus von female *Gammarus pulex* (Crustacea: Amphipoda). *J Invertebr Pathol.* 2002;79:102–110. 10.1016/S0022-2011(02)00027-7 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
103. Smales LR. Acanthocephalane von einigen Fröschen und Kröten (Anura) und Chamäleons (Squamata) aus Tansania mit der Beschreibung einer neuen Art. *J Parasitol.* 2005;91:1459-1464. 10.1645/GE-550R1.1 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
104. Galecki R, Sokol R, Dudek A. Zungenwurm (Pentastomida) Infektion in Ballpythons (*Python regius*) - ein Fallbericht. *Ann Parasitol.* 2016;62:363-365. 10.17420/ap6204.76 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
105. Ayinmode AB, Adedokun AO, Aina A, Taiwo V. Die zoonotischen Auswirkungen der Pentastomiasis im königlichen Python (*Python regius*). *Ghana Med J.* 2010;44:116–118. [[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]
106. Winde JM, Riley J. Experimentelle Studien zum Lebenszyklus von *Raillietiella giglioli* (Pentastomida: Cephalobaenida) in der südamerikanischen Wurm-Eidechse *Amphisbaena alba*: eine einzigartige Interaktion mit zwei Insekten. *Parasitologie.* 1985;9:471–481. 10.1017/S0031182000062715 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
107. Esslinger JH. Entwicklung von *Porocephalus crotali* (Humboldt, 1808) (Pentastomida) in experimentellen Zwischenwirten. *J Parasitol.* 1962; 48:452–456. 10.2307/3275214 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]
108. Bosch H. Experimentelle Lebenszyklusstudien von *Raillietiella Sambon*, 1910 (Pentastomida: Cephalobaenida): Die Larve des vierten Stadiums ist für den endgültigen Wirt infektiös. *Z Parasitenkd.* 1986;72:673–680. 10.1007/BF00925489 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]
109. Ali JH, Riley J. Experimentelle Lebenszyklusstudien von *Raillietiella gehyrae* Bovien, 1927 und *Raillietiella frenatus* Ali, Riley und Self, 1981: Pentastomadenparasiten von Geckos, die Insekten als Zwischenwirte verwenden. *Parasitologie.* 1983;86:147-1660.

10.1017/S0031182000057255 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

110. Thyssen PJ, Moretti TDC, Ueta MT, Ribeiro OB. Die Rolle von Insekten (Blattodea, Diptera und Hymenoptera) als mögliche mechanische Vektoren von Helminthen in der domizilären und peridomikiliären Umgebung. *Cad Saude Publica*. 2004;20:1096–1102. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]

111. Tsai YH, Cahill KM. Parasiten der deutschen Kakerlake (*Blattella germanica* L.) in New York City. *J Parasitol*. 1970;56:375–377. 10.2307/3277678 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

112. Fotadar R, Shriniwas UB, Verma A. Cockroaches (*Blattella germanica*) als Träger von Mikroorganismen von medizinischer Bedeutung in Krankenhäusern. *Epidemiol Infizieren*. 1991;107:181–187. 10.1017/s0950268800048809[[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

113. Gabryelow K, Lonc E. Parasiten von *Periplaneta americana* aus einer Laborkultur. *Wiad Parazytol*. 1986;32:75–78. [[PubMed](#)] [[Google Scholar](#)]

114. Tanowitz HB, Weiss LM, Wittner M. Tapeworms. *Curr Infect Dis Rep*. 2001;3:77–84. 10.1007/s11908-001-0062-z [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

115. Lunden A, Uggla A. Infektiosität von *Toxoplasma gondii* im Hammelfleisch nach dem Aushärten, Rauchen, Einfrieren oder Mikrowellenkochen. *Int J Food Microbiol*. 1992;15:357–363. 10.1016/0168-1605(92)90069-F [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

116. Rodriguez-Mahillo AI, Gonzalez-Munoz M, de las Heras C, Tejada M, Moneo I. Quantifizierung von *Anisakis simplex*-Allergenen in frischen, langfristig gefrorenen und gekochten Fischmuskeln. *Lebensmittelbedingter Pathog Dis*. 2010;7:967–973. 10.1089/fpd.2009.0517 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

117. Klunder HC, Wolkers Rooijackers J, Korpela JM, Nout MJR. Mikrobiologische Aspekte der Verarbeitung und Lagerung von essbaren Insekten. *Lebensmittelkontrolle*. 2012;26(2):628–631. 10.1016/j.foodcont.2012.02.013 [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

118. Wales AD, Carrique Mas JJ, Rankin M, Bell B, Thind BB, Davies RH. Überprüfung der Beförderung von zoonotischen Bakterien durch Arthropoden, mit besonderem Bezug auf *Salmonellen* in Milben, Fliegen und Einstreukäfern. *Zoonosen Öffentliche Gesundheit*. 2010;57:299–314. 10.1111/j.1863-2378.2008.01222.x [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

119. Goodwin MA, Waltman WD. Übertragung von *Eimeria*, Viren und Bakterien auf Küken: dunkle Käfer (*Alphitobius diaperinus*) als Vektoren von Krankheitserregern. *J Appl Poult Res*. 1996;5:51–55. 10.1093/japr/5.1.51 [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

120. Kobayashi M, Sasaki T, Saito N, Tamura K, Suzuki K, Watanabe H, Agui N. Hausfliegen: keine einfachen mechanischen Vektoren der enterohemorrhagischen *Escherichia coli* O157:H7. *Am J Trop Med Hyg*. 1999;61:625–629. 10.4269/ajtmh.1999.61.625 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)] [[Google Scholar](#)]

121. Zarchi AAK, Vatani H. Eine Umfrage zu Arten und Prävalenzraten von Bakterienregern, die aus Kakerlaken in drei Krankenhäusern isoliert wurden. *Vector Borne Zoonotic Dis*. 2009;9:197–200. 10.1089/vbz.2007.0230 [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]

122. Martinez MR, Wiedmann M, Ferguson M, Datta AR. Bewertung der Virulenz von *Listeria monocytogenes* im Insektenlarvenmodell der *Galleria mellonella*. *PloS one*. 2017;12:e0184557 10.1371/journal.pone.0184557[[PMC-freier Artikel](#)] [[PubMed](#)] [[CrossRef](#)][[Google Scholar](#)]