

Zeitschrift: Schweizer Archiv für Tierheilkunde SAT : die Fachzeitschrift für Tierärztinnen und Tierärzte = Archives Suisses de Médecine Vétérinaire
ASMV : la revue professionnelle des vétérinaires

Herausgeber: Gesellschaft Schweizer Tierärztinnen und Tierärzte

Band: 127 (1985)

Artikel: Untersuchungen über die Abtötung von Wurmeiern in Hygienisierungsanlagen für Klärschlamm

Autor: Birbaum, C. / Eckert, J.

DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-588356>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

Download PDF: 11.01.2026

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

Schweiz. Arch. Tierheilk., 127, 25–44, 1985

Institut für Parasitologie der Universität Zürich

Untersuchungen über die Abtötung von Wurmeiern in Hygienisierungsanlagen für Klärschlamm

von C. Birbaum* und J. Eckert

1. Einleitung

Bei der Reinigung von Abwässern in zentralen Abwasserreinigungsanlagen fallen in der Schweiz nach Angaben des Bundesamtes für Umweltschutz (*pers. Mitt.*, 1981) jährlich 2,5 Mio m³ Klärschlamm an, von denen etwa 70% in der Landwirtschaft verwendet werden. Die vom Schweizerischen Bundesrat am 8. April 1981 erlassene «Klärschlammverordnung» (*Anon.*, 1981) regelt die Verwertung des Klärschlammes unter Berücksichtigung moderner Gesichtspunkte des Umweltschutzes. Diese Verordnung schreibt unter anderem vor, dass zum Düngen von Futter- und Gemüseflächen Klärschlamm nur dann abgegeben werden darf, wenn er hygienisiert ist (*Anon.*, 1981, Art. 3). Klärschlamm gilt als hygienisiert, «wenn er im Zeitpunkt der Abgabe durch den Inhaber der Abwasserreinigungsanlage nicht mehr als 100 Enterobacteriaceen je Gramm und keine ansteckungsfähigen Wurmeier enthält» (*Anon.*, 1981, Art. 1).

Damit stellt sich das Problem der Kontrolle von Hygienisierungsanlagen auf ihre Fähigkeit, im Klärschlamm vorhandene Eier von Würmern (Helminthen) abtöten zu können. Da keine geeignet erscheinende Prüfmethode zur Verfügung stand, erteilte das Bundesamt für Umweltschutz Anfang 1982 dem Institut für Parasitologie der Universität Zürich den Auftrag, ein praxisreifes Verfahren zu entwickeln und damit die in Betrieb befindlichen Hygienisierungsanlagen in der Schweiz zu kontrollieren. Dieser Auftrag konnte bis zum Frühjahr 1983 durchgeführt und abgeschlossen werden, worüber die folgende Arbeit berichtet.

2. Literaturübersicht

2.1. Entwicklungsstadien von Parasiten in Rohabwasser und Klärschlamm

Über das Vorkommen der Entwicklungsstadien (Eier und Oozysten) von Parasiten in Rohabwasser und Klärschlamm liegen verschiedene Literaturangaben vor. Eine Auswahl neuerer Angaben ist in den Tabellen 1 und 2 zusammengefasst, ältere finden sich bei *Lehmann* (1954), *Forstner* (1960), *Liebmann* (1965), *Ockert* (1968) sowie bei *Engelbrecht* und *Isserstedt* (1970).

* Dissertation von Tierärztin C. Birbaum an der Veterinär-Medizinischen Fakultät der Universität Zürich. Adresse der Autoren: Winterthurerstrasse 266, CH-8057 Zürich

Tabelle 1: Literaturangaben (Auswahl) über die Konzentration von Parasitenstadien in Klärschlamm (Angaben umgerechnet auf 100 g Nass-Schlamm)

Ort	Art des Schlammes	Parasitenstadien			Literatur
		Art*	in 100 g Schlamm		
			Mittelwert	Extremwerte	
Liverpool (GB)	Klärschlamm	Nematoden	180	–	Crewe (1977)
Chicago (USA)	Faulschlamm	Asc. Tox. Tas.	–	112–928	Fox und Fitzgerald (1977)
BRD	Klärschlamm	Tri. Tae. Coc.	300	–	Müller (1980)
		Tri. Tae. Asc.			
BRD	Klärschlamm	Ent. Anc. Stro.	396	–	Piekarski und Pelster (1980)
		Asc. Tri. Tox.			
Chicago (USA)	getrockneter Schlamm	Tae. Coc.	26	–	Arther et al. (1981)
Norwegen	Klärschlamm aus:	Asc. Tox. Tas.			Bergstrøm (1981)
	– ARA** ohne	Tri.			
	Abwasser von Schlachthof	Asc. Tri. Tae.	51	0–338	
		Ent. Tox. Tas.			
	– ARA mit Schlachthofabwasser	Asc. Tri. Mon.	1803	0–22638	
		Coc.			
USA	«Schlamm»	Asc.	282	0–3800	Feliciano (1982)
GB	Rohschlamm	Asc. Tox. Tri.	12	–	Kabrick und Jewell (1982)
	anaerober Schlamm	Tas.	11	–	
	aerober Schlamm		11	–	

* und ** siehe Fussnote Tab. 2

Tabelle 2: Literaturangaben (Auswahl) über die Konzentration von Parasitenstadien in Abwasser (Angaben umgerechnet auf 1 Liter Abwasser)

Ort	Art des Abwassers	Parasitenstadien			Literatur
		Art*	in 1 Liter	Extremwerte	
			Mittelwert		
DDR	Rohabwasser	Asc. Ent. Tri.	27	6–57	<i>Knaack und Ritschel (1975)</i>
		Tae.			
Chicago (USA)	Rohabwasser	Asc. Tox. Tae.	–	0–6330	<i>Fox und Fitzgerald (1977)</i>
		Tri. Ent.			
Indien	Rohabwasser	Asc. Anc. Prot.	–	200–700	<i>Panicker und Krishnamoorthi (1981)</i>

Zeichenerklärung zu Tab. 1 und 2: * Eier von Asc. = Ascaris, Tox. = Toxocara, Tas. = Toxascaris, Tri. = Trichuris, Tae. = Taenia, Ent. = Enterobius, Anc. = Ancylostoma, Stro. = Strongyliden, Coc. = Oozysten von Coccidien, Prot. = Protozoen, ** ARA = Abwasserreinigungsanlage

Die in den Tabellen 1 und 2 zu Vergleichszwecken auf 100 g Nass-Schlamm bzw. auf 1 Liter Abwasser umgerechneten Zahlen lassen erkennen, dass von den einzelnen Autoren recht unterschiedliche Konzentrationen von Parasitenstadien gefunden wurden. Neben methodischen Schwankungen dürften dafür Unterschiede in der Herkunft

der Abwässer eine wesentliche Rolle spielen, wie die in Tabelle 1 aufgeführte Angabe aus Norwegen zeigt. Auch in bezug auf die Art der gefundenen Parasitenstadien variieren die Angaben stark.

2.2. Methoden zur Prüfung der Vitalität von Parasitenstadien in Abwasser und Klärschlamm

Wegen der grossen Schwankungen von Anzahl und Alter der Parasitenstadien in Abwasser und Klärschlamm (Tabelle 1 und 2) benutzten viele Autoren für systematische Untersuchungen über die Vitalität parasitärer Gebilde sogenannte Testkeime, meistens Eier von *Ascaris* oder *Taenia*, die sie in die Kläranlage einbrachten und nach bestimmten Zeiten zurückgewannen und untersuchten. Dabei wurden die Testkeime in engmaschige Beutel aus Nylon- oder Perlongaze (Maschenweiten zwischen 20 µm und 200 µm) eingefüllt und diese in durchlöchernte Behälter aus Metall bzw. aus Glas oder Kunststoff gesteckt, wobei bei letzteren die Deckel- bzw. Bodenflächen durch Gaze oder Siebe abgeschlossen waren (Lehmann, 1954; Stroh, 1961; Menschel, 1963; Forstner und Schätzle, 1966; Forstner, 1968, 1970a, Schätzle, 1969; Günthör, 1970; Schaffert und Strauch, 1976; Strauch und Berg, 1980; Strauch et al., 1980). Andere Autoren hängten Testkeime in einem Perlongazebeutel an einer Schnur in den Klärschlamm ein (Bechtold, 1972; Soller, 1976; Berg, 1978). Allen Methoden ist gemeinsam, dass die Testkeime in einen Beutel aus Gaze und meistens zusätzlich in ein grösseres Gefäss mit mehr oder weniger weiten Öffnungen eingeschlossen wurden. Es können somit Zweifel entstehen, ob bei diesen Methoden der Kontakt zwischen den Testkeimen und dem Medium intensiv genug sein kann.

Eine Methode mit Aufbringen von Testkeimen auf Keimträger aus Holz, Keramik oder anderen Materialien, wie sie in Desinfektionsversuchen eingesetzt wird (von der Heide, 1973, Willig, 1973, Philipps, 1980), ist offenbar bei der Prüfung von Kläranlagen bisher nicht verwendet worden.

Als Testkeime wurden am häufigsten *Ascaris*-Eier verwendet, deren Lebensfähigkeit nach Inkubation durch mikroskopische Untersuchung ermittelt und zum Teil zusätzlich im Tierversuch an Mäusen oder Schweinen überprüft wurde (Stroh, 1961; Buchwalder, 1966; Forstner und Schätzle, 1966; Günthör, 1970; Forstner, 1970b, 1971; Bechtold, 1972; Lünsmann, 1972; von der Heide, 1973; Willig, 1973; Forstner, 1974; Schaffert und Strauch, 1976; Fitzgerald und Ashley, 1977; Berg, 1978; Philipps, 1980; Strauch und Berg, 1980; Strauch et al., 1980). Forstner (1971) und Lünsmann (1972) zeigten, dass nach ausreichend langer Bebrütung von *Ascaris*-Eiern die darin zur Entwicklung gelangten Larven fast immer infektionstüchtig sind und ein Tierversuch somit überflüssig wird.

2.3. Angaben über den Temperatureinfluss auf *Ascaris*-Eier

Stroh (1961) und Forstner (1968, 1970a,b) konnten im Temperaturbereich von +28 bis 30 °C in beheizten und unbeheizten Faulräumen nach 3monatigem Aufenthalt von *Ascaris*-Eiern in Schlamm keine Abtötung feststellen. Unter den selben Bedingungen,

Tabelle 3: Literaturangaben über die Abtötung von Ascarideneiern in Abhängigkeit von Temperatur und Zeit (nach Bebrütung)

Temp. in °C	Bedingungen Medium	Parasit ¹	letzte Probe vor Abtötung	100% Abtötung innerhalb von: ²	Literatur
40°	feucht mit O ₂	Ascariden	15 Tage	25 Tagen	Lünsmann (1972)
	feucht ohne O ₂	Ascariden	10 Tage	15 Tagen	Lünsmann (1972)
45°	Flüssigmist	A. suum	?	2–3 Tagen	Enigk et al. (1975)
45°	feuchte Hitze	P. equorum	19 Std.	keine Abtötg.	Jettmar und Exner (1951)
46°	Wasserbad	P. equorum	7 Std.	16,5 Std.	Jettmar und Exner (1951)
48°	feuchte Hitze	P. equorum	4 Std.	7 Std.	Jettmar und Exner (1951)
48°	trocken	P. equorum		8 Std.	Jettmar und Exner (1951)
50°	Labor	A. suum	50 Min.	1,5–2 Std.	Jettmar und Exner (1951)
50°	Wasser mit O ₂	A. suum	2 Tage	4 Tagen	Jettmar und Exner (1951)
50°	Klärschlamm	A. suum	–	3 Std.	Lünsmann (1972)
54°	Schlamm thermo- phile Faulung	A. suum	30 Min.	60 Min.	Schaffert und Strauch (1976)
55°	feucht	A. lumbricoides	?	2–4 Min.	Keller (1951)
55°	trocken	P. equorum	?	10–15 Min.	Jettmar und Exner (1951)
55°	Wasserbad	A. suum	keine	5 Min.	Jettmar und Exner (1951)
55°	Wasserbad	T. canis	5 Min.	10 Min.	Forstner (1974)
60°	feucht	A. lumbricoides	10 Sek.	25–30 Sek.	Forstner (1974)
60°	Wasser mit O ₂	A. suum	30 Min.	60 Min.	Jettmar und Exner (1951)
60° + 65°	Klärschlamm	A. suum	keine	30 Min.	Lünsmann (1972)
65°	Rohschlamm	A. lumbricoides	20 Min.	40 Min.	Berg (1978)
65°	feucht	A. lumbricoides	keine	einigen Sek.	Keller (1951)
					Jettmar und Exner (1951)

¹ A. = Ascaris, P. = Parascaris, T. = Toxocara² Die angegebenen Zeiten entsprechen nicht immer dem frühest möglichen Abtötungspunkt, da die Intervalle zwischen zwei Untersuchungen zum Teil recht gross waren (z. B. Reihe 1: Untersuchung nach 15 Tagen: noch lebensfähige Eier, nächste Untersuchung nach 25 Tagen: alle Eier tot.

aber nach 4monatigem Aufenthalt, beobachtete *Lehmann* (1954) eine Abtötung dieser Eier. Nach *Jettmar* und *Exner* (1951), *Germans* (1954), *Enigk* und *Eckert* (1960), *Reyes et al.* (1963), *Fitzgerald* and *Ashley* (1977) sowie *Enigk* (1979) wirken Temperaturen von +35 bis 38°C auf *Ascaris*-Eier schädigend, doch werden für eine irreversible Schädigung bzw. eine Abtötung 30 und mehr Tage benötigt.

Die von verschiedenen Autoren angegebenen Abtötungszeiten für *Ascaris*-Eier bei Temperaturen zwischen +40 und +65°C können aus Tabelle 3 entnommen werden. Ab +70°C werden zur Abtötung dieser Eier nach *Jettmar* und *Exner* (1951), *Jettmar* (1955), *Buchwalder* (1966) und *Berg* (1978) nur 1 Sekunde bis 5 Minuten benötigt.

3. Material und Methoden

3.1. Allgemeines

Die von uns durchgeführten Arbeiten umfassten: a) Untersuchungen über die Abtötung von Wurmeiern in Hygienisierungsanlagen, b) entsprechende Untersuchungen unter Laborbedingungen und c) die Untersuchung von Klärschlamm auf das Vorkommen von Wurmeiern. Für die Untersuchungen a und b wurde im Prinzip eine Keimträger-Methode eingesetzt, wie sie in ähnlicher Form der Prüfung parasitizider Desinfektionsmittel dient (*von der Heide*, 1973). Dabei wurden als Testkeime frische, nicht-embryonierte Eier des Schweinespulwurmes (*Ascaris suum*) auf Keramikplättchen ausgestrichen und diese in die Hygienisierungsanlage eingebracht bzw. unter Laborbedingungen in einem Wasserbad den gewählten Versuchsbedingungen ausgesetzt. Nach Ablauf der Prüfungszeit wurden die Spulwurmeier zurückgewonnen und unter optimalen Bedingungen inkubiert. Am Ende der Inkubationsperiode konnte die Vitalität der Eier durch mikroskopische Auszählung der embryonierten (d.h. larvenhaltigen) und der nicht-embryonierten *Ascaris*-Eier quantitativ erfasst werden.

Die Untersuchungen der Schlammproben auf Wurmeier erfolgte mit einem modifizierten Floationsverfahren (siehe 3.8.)

3.2. Testkeime

Zur Gewinnung von Testkeimen wurden Schweinespulwürmer (*Ascaris suum*) an einem Schlachthof gesammelt, in einem Behälter mit etwas Leitungswasser zum Labor transportiert und dort sofort verarbeitet. Dazu wurden *Ascaris*-Weibchen in einer Schale mit Leitungswasser unter der Flüssigkeitsoberfläche seziiert, wobei die Leibeshöhle im vorderen Drittel mit einer Schere der Länge nach eröffnet wurde. Ein 1,5 cm langer Abschnitt des distalen Uterus wurde herauspräpariert und in eine Petrischale mit Leitungswasser überführt. Dabei wurde darauf geachtet, dass die beiden Schläuche des paarigen Uterus nicht auseinandergerissen wurden.

3.3. Keimträger und deren Präparation; Kontrollen

Als Keimträger dienten weisse Keramikplättchen mit rauher Oberfläche (Abb. 1/A), einer Kantenlänge von 40 × 40 mm und einer Dicke von 5 mm. Zur Präparation eines Plättchens wurden die Uteri von zwei *Ascaris*-Weibchen gebraucht. Von jedem Uterus wurde die Hälfte (ein Schlauch) mit einem Metallspatel möglichst gleichmässig auf das nummerierte Plättchen gestrichen und die andere Hälfte zur entsprechenden Kontrolle weiterverarbeitet.

Die Lagerung der so vorbereiteten Plättchen fand in feuchten Kammern (Petrischalen; Durchmesser 9 cm, Boden mit Filterpapier bedeckt und gut angefeuchtet) im Kühlraum bei +4°C statt. Für längere Aufbewahrungszeiten (ab 3 Tagen) wurden pro Petrischale 0,25–0,5 mg des Antimykotikums Fungizone® (Fa. Squibb) beigelegt. Auf diese Weise konnten die beschichteten Keimträger bis zu 9 Wochen gelagert werden (s. 4.1.1.). Der Transport der Plättchen in die Hygienisierungsanlagen erfolgte in mit befeuchtem Filterpapier versehenen Plastikdosen ohne Kühlung. Es wurde jedoch darauf geachtet, dass die Plättchen keinen eventuell schädigenden höheren Temperaturen ausgesetzt waren.

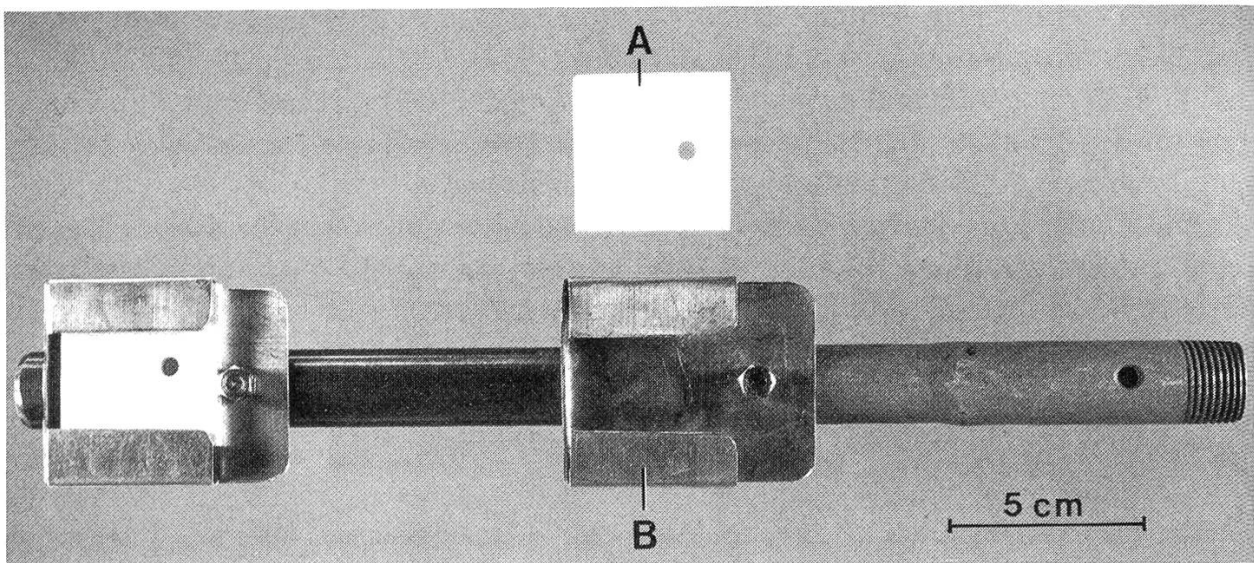


Abb. 1 A: Keramikplättchen (40 × 40 mm, Dicke 5 mm) als Keimträger. B: Halterung für Keimträger an Eisenrohr, das durch Anschrauben weiterer Teile verlängert werden kann. Linke Halterung mit eingeführtem und befestigtem Keimträger.

Die als Kontrollen vorgesehenen Uterusabschnitte wurden wie folgt verarbeitet: Überführen in nummerierte Glasröhrchen (Höhe 50 mm, Durchmesser 15 mm) mit Schraubdeckel; zufügen von ca. 3–4 ml Natriumhypochlorit-Lösung (1,5% aktives Chlor)* zur Auflösung der Eiballen und Proteinhüllen; gutes Schütteln; überführen in Zentrifugenröhrchen (Höhe 10 cm, Durchmesser 15 mm) und auffüllen mit Leitungswasser bis 1 cm unter den Rand; zentrifugieren während 5 Minuten bei 493 g; absaugen des Überstandes mit einer Pasteurpipette und Wasserstrahlpumpe über eine Wolff'sche Flasche; noch zweimal auffüllen mit Wasser, zentrifugieren und absaugen; dann aufschütteln des Sediments mit etwas Leitungswasser; einfüllen in Petrischalen (Durchmesser 9 cm); zugeben von Formalin, so dass eine 0,5- bis 1%-Endkonzentration erreicht wird; aufbewahren im Kühlraum bei +4°C bis zum Gebrauch der Plättchen in den Kläranlagen. Die zur Kontrolle verwendeten Eier wurden somit nicht auf Keramikplättchen aufgestrichen, was jedoch die Vergleichbarkeit der Resultate aus Kontrollen und Versuchen nicht beeinträchtigte, wie sich in Vorversuchen gezeigt hatte.

3.4. Einbringen der präparierten Plättchen in die Hygienisierungsanlagen

Aufenthaltsdauer und Anzahl der Plättchen richteten sich nach dem Typ der zu untersuchenden Anlage. Die Anzahl der Plättchen wurde zudem so gewählt, dass eventuelle Verluste ausgeglichen werden konnten, d.h. es wurden pro Charge mindestens 2, meistens 4 oder 6 Plättchen eingebracht. Die Testkeime durchliefen den gesamten Hygienisierungsvorgang in offenem, direktem Kontakt mit dem Schlamm. Dazu hängten wir sie mit speziellen Halterungen in die entsprechenden Behälter ein. Die Halterungen wurden entweder an zusammenschraubbaren Eisenrohren (2 m lang) (Abb. 1) oder an Draht befestigt und damit am Rand des Behälters verankert. Für zwei Anlagen konstruierten wir Drahtkäfige, in die Plättchen eingeklemmt wurden (Abb. 2). Die Verankerung erfolgte in einem Fall mittels Ketten und Karabinerhaken (ARA* Zweisimmen), im anderen Fall wurden die Käfige direkt

* Die handelsübliche Lösung enthält 13–14% aktives Chlor; sie ist auf einen Chlorgehalt von 1,5% zu verdünnen.

* ARA = Abwasserreinigungsanlage

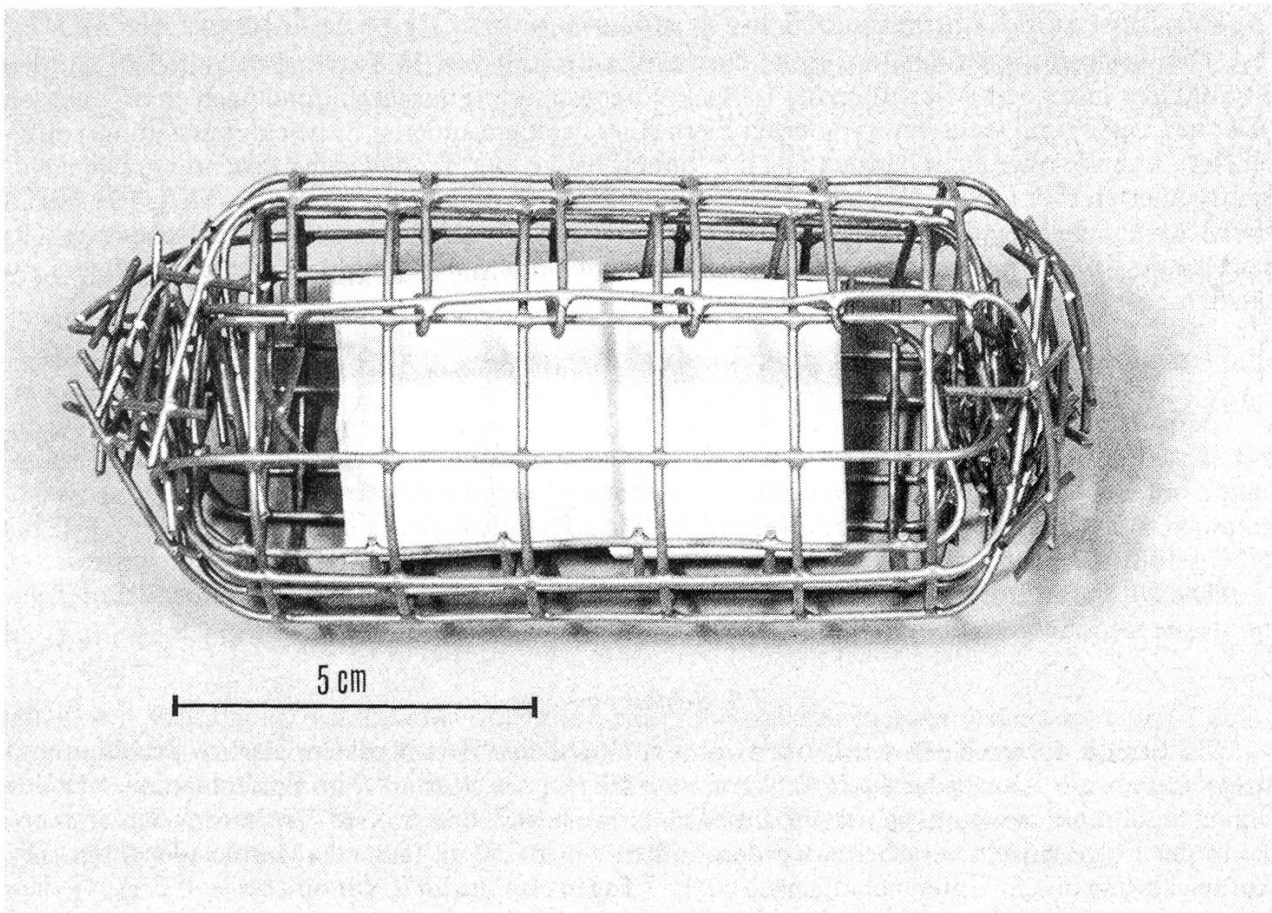


Abb. 2 Keimträger in einem Drahtkäfig

in die Förderschnecke hineingeworfen und am Schluss mit einem Magneten und Drahhaken wieder herausgezogen (ARA Adelboden).

Während die Plättchen dem Hygienisierungsvorgang ausgesetzt waren, verbrachten die *Ascaris*-Eier der Kontrollen diese Zeit im Brutschrank unter optimalen Bedingungen (+ 27°C, feucht, Luft).

Nach dem Aufenthalt im Schlamm wurden die Plättchen vorsichtig mit kaltem Wasser abgespült (Entfernung der größten Schmutzpartikel) und in frischen Plastikdosen, versehen mit einigen Tropfen Wasser, ins Labor transportiert.

3.5. Bearbeitung der Keimträger im Labor und Bebrütung der *Ascaris*-Eier

Die Plättchen wurden aus den Plastikdosen entnommen, in Petrischalen (Durchmesser 9 cm) gelegt, mit Natriumhypochlorit-Lösung (1,5% aktives Chlor) beträufelt, mit einem Metallspatel abgekratzt und nochmals mit Natriumhypochlorit-Lösung abgespült. Der Metallspatel wurde nach jedem Plättchen abgeflammt und gekühlt. Die Eispension in der Petrischale wurde mittels einer weithlumigen Pipette in ein Glasröhrchen mit Schraubdeckel (s. 3.3.) überführt. Nach zweimaligem Auswaschen der Petrischale mit Natriumhypochlorit (1,5% aktives Chlor) und Überführen der Waschflüssigkeit in das Röhrchen, wurde dieses verschlossen und gut geschüttelt. Die Eispension wurde wie bei den Kontrollen weiterverarbeitet (s. 3.3.).

Die Bebrütung sowohl der Eier aus den Kläranlagen als auch der Kontrollen erfolgte bei + 27°C für 35 Tage. Pro Woche wurde die Eispension durch Abheben des Petrischalendeckels und leichtes Schwenken der Schale belüftet und nötigenfalls das verdunstete Wasser nachgefüllt.

3.6. Auswertung

Die Auswertung erfolgte am Ende der Inkubationszeit von 35 Tagen. Pro Plättchen wurden 3×100 Eier unter dem Mikroskop bei 100facher Vergrößerung ausgezählt und nach embryonierten (Eier mit Larve) und nicht-embryonierten Eiern (Eier in jedem anderen Entwicklungsstadium) differenziert. Unreife oder nicht befruchtete, d.h. dünnschalige Eier, fanden keine Beachtung. Die nicht-embryonierten Eier teilten wir noch in einzellige und andere Stadien auf. Befanden sich viele Eier in Entwicklung, ohne das Larvenstadium erreicht zu haben, so wurden sie nach einer Woche nochmals ausgezählt. Konnte unter den ausgezählten Eiern kein embryoniertes entdeckt werden, erfolgte zusätzlich eine kurze Durchmusterung der ganzen Schale.

3.7. Versuche unter Laborbedingungen

Mit *Ascaris*-Eiern beschichtete Plättchen (s. 3.3.) wurden nach ½ Stunde Antrocknungszeit in die mit Leitungswasser gefüllten und auf die Versuchstemperaturen vorgeheizten Wasserbäder eingehängt, mit einer Schnur an Stativen befestigt und nach Ablauf der Einwirkungszeit wieder herausgenommen. Als Kontrolle diente pro Aufenthaltszeit je 1 Plättchen, das in ein mit Wasser von + 22 bis 25°C gefülltes Becherglas eingehängt und sonst gleich wie die Versuchsplättchen behandelt wurde.

Die Durchführung der Versuche erfolgte in drei Serien (A, B und C) mit unterschiedlichen Temperaturen und Aufenthaltszeiten in je zwei bis drei Durchläufen (s. 4.1.2.).

3.8. Schlammproben

Zu Beginn untersuchten wir Proben von Frischschlamm, frisch pasteurisiertem Schlamm und ausgefaultem, zur Abgabe bereitem Schlamm. Da die meisten Wurmeier im Faulschlamm zu finden waren, beschränkten wir uns später auf dieses Material. Jeweils drei Proben der gleichen Schlammart, die in der Folge einzeln verarbeitet wurden, füllten wir in 750 ml fassende Marmeladengläser. Die Aufbewahrung bis zur Untersuchung nach ca. 1–7 Tagen erfolgte im Kühlraum bei + 4°C. Aus jedem Marmeladenglas wurde nach guter Durchmischung eine Stichprobe von ca. 30–40 g entnommen und nach einer von *Ochsenbein* (1984) näher beschriebenen Flotationsmethode quantitativ untersucht. Die Trockensubstanz des Klärschlammes wurde in Einzelproben von 1–2 g durch Erhitzung auf + 130°C bis zur Gewichtskonstanz (mindestens 6 Stunden) bestimmt. Die Eizahlen konnten somit sowohl auf 100 g Nass-Schlamm als auch auf 100 g Schlamm-Trockensubstanz bezogen werden.

4. Untersuchungen und Ergebnisse

4.1. Laborversuche

4.1.1. Vorversuche zur Methodik

In Vorversuchen wurde zunächst geklärt, wie die *Ascaris*-Eier an den Keramikplättchen haften und wie lange die mit Eiern präparierten Plättchen lagerfähig sind, ferner welchen Einfluss die Antrocknungszeit auf die Lebensfähigkeit der *Ascaris*-Eier ausübt und ob durch den Transport eventuell eine Schädigung erfolgt.

Zur erstgenannten Fragestellung wurden Keramikplättchen mit einer Suspension aus *Ascaris*-Eiern beträufelt bzw. mit Eimasse bestrichen. Die so präparierten Plättchen wurden nach einer Antrocknungszeit von ½ Stunde in Wasserbäder mit starker Strudelwirkung eingehängt. Dabei erwies sich die Eimasse aus Uterusschläuchen wesentlich haftfähiger als die Eisuspension. Von 96% der 105 Plättchen mit Eimasse liessen sich mehr als 300 Eier pro Plättchen zurückgewinnen, nur bei 4% weniger. Bei den mit Eisuspension beträufelten Plättchen gelang die Wiedergewinnung einer ausreichenden Eizahl nicht.

Um die Lagerfähigkeit zu prüfen, wurden 4 mit Eimassen aus Uterusschläuchen präparierte Plättchen im Kühlraum bei +4°C aufbewahrt. Eine Lagerung unter Verwendung des Antimykotikums Fungizone® (s. 3.3.) in feuchten Kammern zeigte bis neun Wochen keinen Einfluss auf die Entwicklungsfähigkeit der Eier (95,5–97,5% embryonierete Eier, was den Kontrollen entspricht, siehe 4.1.2.).

Nach Antrocknung der Eier von 18 Stunden waren bei Zimmertemperatur Embryonierungsraten von durchschnittlich 96% zu verzeichnen, bei 36 Stunden von 89,5% (es wurden je ca. 700 Eier ausgezählt). Beide Werte lagen im Bereich der Kontrollen.

Während eines Transports von ca. 6 Stunden Dauer an einem heißen Sommertag bei Lufttemperaturen von ca. +25 bei 32°C trat keine Schädigung der *Ascaris*-Eier auf; 96,6% der Eier waren entwicklungsfähig (ca. 700 Eier ausgezählt).

4.1.2. Laborversuche zur Temperatur-Toleranz von *Ascaris*-Eiern

Die Ergebnisse der Temperatur-Toleranzprüfungen der Serien A, B und C sind aus der Tabelle 4 ersichtlich.

Tabelle 4: Prüfung der Temperatur-Toleranz nicht-embryonierter Eier von *Ascaris suum* auf Keimträgern (Keramikplättchen) im Wasserbad. Nach Versuchsende wurden die Eier 35 Tage bei +27°C inkubiert. Die Zahlen sind Mittelwerte aus je 3 Versuchen und stellen Prozentsätze der entwickelten (larvenhaltigen) Eier dar. Pro Versuch wurden mindestens 3 × 100 Eier ausgezählt.

Serie A Prozentsatz larvenhaltiger Eier bei:

Zeit	RTemp*	+ 50°C	+ 55°C	+ 60°C	+ 70°C
20 Min	89,3	92,1	0	0	0
40 Min	87,6	29,0	0	0	0
60 Min	94,3	5,1	0	0	0
90 Min	86,6	0	0	0	–
2 Std	96,3	0	0	–	–
3 Std	90,6	0	0	–	–
4 Std	95,6	0	0	–	–
5 Std	92,4	0	0	–	–
10 Std	85,8	0	0	–	–

Serie B Prozentsatz larvenhaltiger Eier bei:

Zeit	RTemp*	+ 35°C	+ 40°C	+ 45°C	+ 50°C
12 Std	93,6	96,7	90,6	72,6	0
24 Std	92,4	90,2	94,4	50,9	0
48 Std	94,9	85,4	66,7	13,7	0
72 Std	93,6	85,9	60,4	7,3	0
5 Tg	95,3	81,3	71,3	0,4	0
10 Tg	92,4	32,4	20,6	0,6	0
15 Tg	94,9	17,9	1,6	0,3	0
20 Tg	97,6	0,9	0,1	0,2	0
25 Tg	94,9	2,3	0,3	0	0

Serie C Prozentsatz larvenhaltiger Eier bei:

Zeit	RTemp*	+ 50°C	+ 52°C	+ 54°C	+ 56°C
10 Min	97,5	94,9	78,2	0,13	0
20 Min	96,0	88,7	15,4	0	0
30 Min	95,8	79,4	0,3	0	0
40 Min	98,0	73,7	3,0	0	0
50 Min	95,1	37,2	0	0	0
60 Min	97,0	18,1	0	0	0
70 Min	97,2	5,9	0	0	0
90 Min	95,5	15,3	0	0	0
110 Min	97,2	0	0	0	0

* Raumtemperatur: ca. + 22°C

Die Daten der Serie C zeigen, dass bei + 56°C die *Ascaris*-Eier bereits innerhalb von 10 Minuten zu 100% abgetötet wurden. Dazu reichten + 54°C bzw. 52°C nicht aus, doch liess sich dieser Effekt bei längeren Einwirkungszeiten von 20 bzw. 50 Minuten erzielen. Aus den Resultaten dieser und der anderen Serien geht allgemein im Hinblick auf die Situation in Hygienisierungsanlagen hervor, dass Temperaturen um + 55°C und höher zu einer vollständigen Abtötung der Eier innerhalb von 10 bis 20 Minuten führen. Bei + 45°C überlebte ein geringer Teil der Eier bis zu 20 Tagen. Bei + 40°C und + 35°C konnte nach 25 Tagen keine vollständige Abtötung erreicht werden, doch traten hier erhebliche Schädigungsquoten auf. So waren bei + 40°C nach 25 Tagen nur noch 0,3% und bei + 35°C noch 2,3% der Eier entwicklungsfähig. Aus den insgesamt 79 einzelnen Kontrollwerten bei Raumtemperatur (RTemp) wurde ein Mittelwert von 94% ($s = 6,32$) embryonierten Eiern ermittelt. Werte < 83,6% dürfen auf dem 5%-Niveau verworfen werden, d.h. man kann mit 95% Sicherheit annehmen, dass sie nicht der normalen Embryonierungsrate entsprechen und eine Schädigung stattgefunden hat.

Im Verlauf der Versuche stellten wir fest, dass unter dem Einfluss erhöhter Temperaturen eine Entwicklungsverzögerung und -hemmung der *Ascaris*-Eier auftrat. Dies wurde auch schon von Keller (1951) beobachtet. Wir fanden z.B., dass *Ascaris*-Eier nach 15tägigem Aufenthalt bei Raumtemperatur bewegliche Larven enthielten, bei + 35°C Morula- bis Kaulquappenformen und bei + 40°, + 45° und + 50°C nur Einstadien (morphologische Beurteilung nach Buchwalder, 1966). Eine nachfolgende Embryonierung unter optimalen Bedingungen war möglich, doch verlief sie verzögert.

Um die optimale Bebrütungsdauer zu ermitteln und deren Einfluss auf die Ergebnisse abzuschätzen, wurden Eier der Versuchs-Serien A und B nach 23, 35, 45 und 50 Tagen ausgezählt (Tab. 5). Eine starke Zunahme des Prozentsatzes embryonierter Eier konnte zwischen dem 23. und 35. Bebrütungstag beobachtet werden. Zwischen dem 35. und 45. Tag betrug die Zunahme nur wenige Prozent, später war keine wesentliche Erhöhung des Prozentsatzes zu verzeichnen. Von diesen Befunden ausgehend setzten wir die Bebrütungsdauer in unseren Versuchen auf 35 Tage fest.

Tabelle 5: Einfluss von Temperatur und Bebrütungsdauer auf die Larvenentwicklung in Eiern von *Ascaris suum*.

Die Zahlen geben Prozentsätze der entwickelten (larvenhaltigen) Eier aus 4 Einzelversuchen der in Tab. 4 aufgeführten Serien an. Pro Versuch wurden mindestens 3×100 Eier gezählt.

Versuchsserie	Vorbehandlung der Eier im Wasserbad bei:	Prozentsatz larvenhaltiger Eier nach Inkubation bei +27°C für:			
		23 Tage	35 Tage	45 Tage	50 Tage
A1	+50°C, 40 Min	0,7	51,0	64,3	–
A2	+50°C, 20 Min	26,7	95,0	–	95,7
B1	+40°C, 12 Std	50,5	86,0	87,3	86,5
B1	+45°C, 12 Std	0	61,0	62,7	59,0

4.2. Prüfung von Kläranlagen

Das Bundesamt für Umweltschutz bestimmte 11 Hygienisierungsanlagen, die auf ihre Fähigkeit, Wurmeier abtöten zu können, überprüft werden sollten. Diese Anlagen waren zwei Gruppen zuzuordnen: a) Vorpasteurierungsanlagen und b) Anlagen mit aerob-thermophiler Fermentation.

a) Vorpasteurierungsanlagen

Die meisten Vorpasteurierungsanlagen (Tab. 6) bestehen aus einem grossen Reaktionsbehälter mit einem vorgeschalteten Wärmeaustauscher. Im Reaktionsbehälter wird der Klärschlamm während 10 bis 30 Minuten bei einer Temperatur von +65 bis 80°C gehalten (Tab. 6). Eine Ausnahme hiervon bildet die Anlage Adelboden, wo der Schlamm so lange in einem Wärmeaustauscher zirkuliert, bis er eine Temperatur von +80°C erreicht hat. Anschliessend durchläuft er mit Hilfe einer Förderschnecke einen Heisshaltezyylinder. Das Tempo der Schnecke wird so eingestellt, dass die Aufenthaltsdauer des Schlammes im Zylinder 10 Minuten beträgt.

Während der Versuche erreichten die meisten der Anlagen die Solltemperaturen (Tab. 6) mit folgenden Ausnahmen: In der Anlage Gams wurde in der Folge einer Betriebsstörung bei der ersten Prüfung (Charge 1) nur während 10 Minuten eine Temperatur von +70°C gehalten, bei der zweiten Prüfung (Charge 2) betrug die Temperatur nur +64 bis 66°C, die 60 Minuten lang einwirkte. In Adelboden fiel die Temperatur in der Förderschnecke beim Einbringen der Testorganismen von +80°C auf +60°C ab. Durch technische Schwierigkeiten beim Herausnehmen der Testkeime verlängerte sich die maximale Aufenthaltszeit auf 20 Minuten.

Wie die in Tabelle 6 aufgeführten Daten zeigen, wurden die Testkeime in allen Vorpasteurierungsanlagen unter den in Tabelle 6 dargestellten Untersuchungsbedingungen vollständig abgetötet.

b) Anlagen mit aerob-thermophiler Fermentation

In diesen Anlagen wird der Frischschlamm durch eine aerob-thermophile Bakterienflora hygienisiert. Die aeroben Bedingungen werden durch Luftzufuhr und gute

Tabelle 6: Prüfung von Kläranlagen bezüglich der Abtötung von Wurmeiern

Kläranlage	Hygienisierung		Anzahl unters. Chargen	Anzahl pro Charge gesamt	Temperatur Messwert °C	Aufenthalt		% lebensfähige Larven nach 35 Tg. Bebrütung aus ARA ¹ Kontrollen
	Art ¹	Temperatur- Sollwert °C				Dauer	Ort ²	
Hofen (SG)	VP	70	3	4	70	30 Min.	PA	0
Au (SG)	VP	70	3	4	70	30 Min.	PA	0
Gams (SG)	VP	70	2	6	70 ³	10 Min. ³	PA	0
					64–66 ³	60 Min. ³		
Steckborn (TG)	VP	65	3	4	65	30 Min.	PA	0
Rotzwinkel (NW)	VP	70	2	6	70	30 Min.	PA	0
Konolfingen (BE)	VP	70	3	2 × 4	70	30 Min.	PA	0
				1 × 2	10			
Zweismmen (BE)	VP	70	2	6	70	30 Min.	PA	0
Adelboden (BE)	VP	80	1	11	60–82 ⁴	10–20 Min. ⁵	PA	0
Altenrhein (SG)	AFE	57–60	1	4	58	30 Min.	FE	0
			1	4	58	60 Min.	FE	0
			1	4	58	10 Std.	FE	0
Wartau (SG)	AFE	60	1	6	58–60	60 Min.	FE	0
			1	6	60	75 Min.	FE	0
Chur (GR)	AFE	52	–					
1. a)			2	2	50–51	30 Min.	FE	73,9
b)			1	4	50	30 Min.	FE	
c)			1	4	42–44 ⁶	14 Tg.	FA ⁶	0
d)			1	4	50	50 Std.	FE	0
			1	4	50	50 Std.	FE	
2. a)			1	4	42–44 ⁶	14 Tg.	FA ⁶	0
b)			1	4	52	30 Min.	FE	0
c)			1	4	51	30 Min.	FE	
d)			1	4	43 ⁶	14 Tg.	FA ⁶	0
			1	4	52	50 Std.	FE	0
			1	4	51	50 Std.	FE	
					43 ⁶	14 Tg.	FA ⁶	0

¹ VP = Vorpasteurierungsanlage, AFE = aerob-thermophile Fermentation, ARA = Abwasserreinigungsanlage.

² PA = Pasteurierungsbehälter, FE = Fermentationsbehälter, FA = Faulraum.

³ Anlage lief nicht programmgemäss.

⁴ Temperaturabfall durch Öffnen der Förderschnecke.

⁵ 20 Minuten ist die längste Aufenthaltszeit, durch technische Schwierigkeiten beim Herausnehmen bedingt.

⁶ ARA-Chargen: Fermenter und zusätzlich Faulraum aufenthalt.

Umwälzung gewährleistet. Mit der durch den Umbau organischer Substanzen freiwerdenden Wärme können die Sollwert-Temperaturen von $+52^{\circ}$ bis 60°C (Tab. 6) erreicht und aufrechterhalten werden. Bei ungenügender Wärmeentwicklung besteht die Möglichkeit, Fremdenergie (Heizung mit Methangas oder Öl) zuzuführen. Anschließend an die Fermentation findet eine Methangärung im Faulraum statt. In der ARA Altenrhein erfolgt die Beschickung mit Frischschlamm kontinuierlich in einen Behälter (Fermenter) von $7,5\text{ m}^3$ Kapazität, der eine gute Durchmischung und Belüftung garantiert. Durch den kontinuierlichen Betrieb im Fermenter kann keine minimale Aufenthaltszeit angegeben werden. Der Anteil des im Fermenter verbleibenden Schlammes, der zum Zeitpunkt t_0 eingespeist wurde, nimmt exponentiell ab und nähert sich asymptotisch der Nulllinie. So haben nach 30 Minuten 2,5%, nach 60 Minuten 4,9% und nach 10 Stunden 39,4% der anfänglichen Frischschlammmenge den Fermenter verlassen.

In der ARA Wartau wird eine Menge von 5 m^3 Frischschlamm 2mal täglich hygienisiert. Die 5 m^3 Frischschlamm werden mit 10 m^3 Fermenterschamm vermischt und auf ca. $+50^{\circ}\text{C}$ vorgeheizt. Durch Fermentation wird eine Temperaturerhöhung auf $+60^{\circ}\text{C}$ erreicht. Diese Temperatur wird während einer Stunde gehalten; 5 m^3 des nunmehr hygienisierten Schlammes werden in den Faulraum gepumpt.

Die ARA Chur funktioniert nach dem Flüssigrotteverfahren Nebiker. Im Fermenter wird der Schlamm mit Rotoren stark durchmischt und belüftet. Vom Fermenter mit der Kapazität von 150 m^3 werden $\frac{1}{2}$ stündlich $1,5\text{ m}^3$ Schlamm in den Faulraum 1 abgezogen und danach durch $1,5\text{ m}^3$ Frischschlamm ersetzt. Die Kurzschlusszeit im Fermenter beträgt somit 30 Minuten, die mittlere Aufenthaltszeit 50 Stunden. Der nachfolgende Faulraum 1 (Kapazität 1300 m^3) wird mit dem warmen Fermenterschamm auf eine Temperatur von $+43^{\circ}\text{C}$ geheizt (gemessen Frühjahr/Herbst). Die Methangärung findet hier bei guter Durchmischung statt. Die durchschnittliche Aufenthaltsdauer beträgt 434 Stunden (18 Tage). Nach diesem Aufenthalt im Faulraum 1 wird der Schlamm in die Faulräume 2 und 3 verdrängt. Dort wird er entwässert und gestapelt.

In der ARA Chur wurden zwei Untersuchungsgänge mit 4 verschiedenen Bedingungen durchgeführt:

- a) Aufenthalt der Test-Keime im Fermenter während 30 Minuten; entspricht der Kurzschlusszeit
- b) Aufenthalt im Fermenter während 30 Minuten und zusätzlich Faulraumaufenthalt von 14 Tagen
- c) Aufenthalt im Fermenter während 50 Stunden; entspricht der mittleren Aufenthaltsdauer
- d) Aufenthalt im Fermenter während 50 Stunden und zusätzlich Faulraumaufenthalt von 14 Tagen.

Wie aus Tabelle 6 ersichtlich ist, wurden in den Anlagen Altenrhein und Wartau alle Testkeime abgetötet. Hingegen konnte in der ARA Chur im ersten Untersuchungsgang (Tab. 6, 1a) bei einem 30 Minuten langen Aufenthalt der *Ascaris*-Eier im Fermenter bei $+50$ bis 51°C keine ausreichende Inaktivierung erzielt werden. Nach einem zusätzlichen Faulraumaufenthalt der Eier von 14 Tagen bei $+42$ bis 44°C (Tab. 6, 1b) waren alle Testkeime abgetötet. Im zweiten Untersuchungsgang wurde schon bei einem

Tabelle 7: Parasiten im Klärschlamm

ARA und Schlammart	unters. Menge in g	TS-Gehalt in %	Parasitenstadien in 100 g Trockensubstanz			Parasitenstadien in 100 g Nassschlamm		
			Asc	Tri	total	Asc	Tri	total
<i>Hofen SG</i>								
Frischschlamm	182	3,5	–	–	–	–	–	–
frisch pasteurisiert	178	3,8	–	–	–	–	–	–
Faulschlamm	182	10,7	–	31	36 ²	–	3	4 ³
<i>Au SG</i>								
Frischschlamm	95	2,5	366	–	366	8	–	8
frisch pasteurisiert	109	2,4	–	–	–	–	–	–
Faulschlamm	100	5,8	–	190	190	–	11	11
<i>Steckborn</i>								
Frischschlamm	99	3,5	144	–	144	5	–	5
frisch pasteurisiert	101	4,0	–	25	25	–	1	1
Faulschlamm	100	9,0	–	44	44	–	22	22
<i>Chur</i>								
Frischschlamm	111	3,5	–	26	26	–	1	1
Fermenterschlamm	111	4,1	–	44	44	–	2	2
Faulschlamm	84	17,3	62	131	193	11	23	34
<i>Altenrhein</i>								
Frischschlamm	103	3,9	25	–	25	1	–	1
Fermenterschlamm	99	4,7	–	22	22	–	1	1
Faulschlamm	121	11,5	266	79	345	31	9	40
<i>Gams</i>								
Faulschlamm	98	6,5	–	126	314 ⁴	–	8	20 ⁵
<i>Rotzwinkel</i>								
Faulschlamm	104	19,1	25	106	131	5	20	25
<i>Konolfingen</i>								
Faulschlamm	136	44,0 ¹	12	13	25	5	6	11
<i>Zweisimmen</i>								
Faulschlamm	102	14,3	–	165	165	–	24	24
<i>Adelboden</i>								
Faulschlamm	93	6,6	3503	1010	4513	231	67	298
<i>Wartau</i>								
Faulschlamm	116	9,8	203	97	300	20	9	29

Abkürzungen: ARA = Abwasserreinigungsanlage, TS = Trockensubstanz, Asc = Ascaris, Tri = Trichuris

¹ Restschlamm nach Entleerung mit viel Sand

² Davon: 5 Capillaria-Eier

³ Davon: 1 Capillaria-Ei

⁴ Davon: 31 Eier von Toxascaris und 157 Coccidienocysten

⁵ Davon: 2 Toxascaris-Eier und 10 Coccidienocysten

Aufenthalt im Fermenter von 30 Minuten (Tab. 6, 2a) bei $+52^{\circ}\text{C}$ eine vollständige Abtötung der *Ascaris*-Eier erreicht.

In beiden Untersuchungen waren bei einem Aufenthalt der Test-Keime im Fermenter von 50 Stunden (Tab. 6, 1c und 2c) bei $+50$ bis 51°C und 52°C und bei einem Fermenteraufenthalt von 50 Stunden und anschliessendem Faulraumaufenthalt (Tab. 6, 1 und 2d) alle Ascarideneier abgetötet.

4.3. Parasiten im Klärschlamm

In Tabelle 7 sind die Zahlen der gefundenen Parasitenstadien im Schlamm aufgeführt. Die Resultate von drei Einzelproben wurden jeweils zusammengefasst. Um einen quantitativen Vergleich zu ermöglichen, wurden die Zahlen sowohl auf 100 g Nassschlamm als auch auf 100 g Trockensubstanz umgerechnet. Die Ergebnisse geben nur Tendenzen an. Um gesicherte Aussagen machen zu können, hätten mehr Proben insgesamt und zu verschiedenen Zeiten entnommen werden müssen.

5. Diskussion

Hauptziel der von uns durchgeführten Arbeit war die Entwicklung einer praxisreifen und einfachen Methode zur Prüfung von Hygienisierungsanlagen auf ihre Fähigkeit, Wurmeier im Klärschlamm abtöten zu können.

In Analogie zur Methodik bei der Prüfung von Desinfektionsmitteln gegen Dauerformen von Parasiten (von der Heide, 1973) setzten wir ein Keimträgerverfahren unter Verwendung von Keramikplättchen ein. Diese wurden mit nicht-embryonierten Eiern von *Ascaris suum* beschichtet, in Halterungen eingeschoben, die an langen Rohren befestigt waren, oder in grossmaschige Drahtkäfige eingelegt und so in den Klärschlamm verbracht, der direkten Kontakt mit den Keimträgern hatte. Nach bestimmten Zeiten wurden die Keimträger aus dem Schlamm entfernt und anschliessend die *Ascaris*-Eier zurückgewonnen, die bei $+27^{\circ}\text{C}$ mindestens 35 Tage lang inkubiert wurden. Der nach dieser Zeit festgestellte Prozentsatz embryonierter, d.h. larvenhaltiger Eier, diente als Indikator für die Vitalität der *Ascaris*-Eier. In ähnlicher Weise wurden Laborversuche ausgeführt, bei denen die beschichteten Keramikplättchen in temperierte Wasserbäder eingehängt wurden.

Die Laborversuche hatten ergeben, dass die *Ascaris*-Eier nach Ausstreichen einer Eimasse aus Uterusschläuchen an den Keimträgern gut haften und in genügender Anzahl zurückgewonnen werden können. Die beschichteten Keimträger lassen sich bei $+4^{\circ}\text{C}$ in angefeuchtetem Zustand mindestens 9 Wochen ohne Verlust der Vitalität der Eier aufbewahren. Hinsichtlich der Methodik ist weiterhin zu erwähnen, dass *Ascaris*-Eier leicht beschaffbar sind und das ganze Prüfverfahren einfach ist, so dass es nach kurzer Einarbeitungszeit in jedem Labor durchgeführt werden könnte. Die eigenen Labor-Untersuchungen bestätigten Literaturangaben (Tab. 3), dass *Ascaris*-Eier bei Temperaturen von $+56^{\circ}$ oder höher innerhalb von 10 Minuten zu 100% abgetötet werden. Im Hinblick auf die Prüfung von Hygienisierungsanlagen waren unsere Untersuchungen bei niedrigeren Temperaturen von besonderem Interesse, da hier zum Teil

unklare Literaturangaben vorlagen (Tab. 3). Hier zeigte sich, dass zur vollständigen Abtötung der *Ascaris*-Eier bei +54° und 55°C 20 Minuten, bei +52°C 50 Minuten, bei +50°C 110 Minuten und bei +45°C sogar 25 Tage benötigt wurden.

Aufgrund der Daten aus den Laboruntersuchungen war zu erwarten, dass die *Ascaris*-Eier in Pasteurisierungsanlagen mit Erhitzung des Klärschlammes auf +65° bis +80°C während 10 bis 30 Minuten sicher abgetötet werden dürften. Diese Annahme bestätigte sich bei allen 8 nach diesem Prinzip arbeitenden und von uns geprüften Anlagen. Bei den Anlagen mit einer aerob-thermophilen Fermentation war der Klärschlamm im Minimum Temperaturen von +52°C für 30 Minuten und im Maximum von +60°C für eine Stunde ausgesetzt (Tab. 6). Allerdings ist zu beachten, dass bei der angegebenen Minimaltemperatur ein Teil des Schlammes zwei Tage diesem Temperatureffekt ausgesetzt sein kann. Unsere Prüfungen ergaben, dass bei strikter Einhaltung der Minimaltemperatur von +52°C auch in diesen Anlagen alle Eier abgetötet wurden. Aus den Versuchen geht hervor, dass die kritische Grenze für die vollständige Abtötung der *Ascaris*-Eier etwa bei +52°C und einer Einwirkungszeit von 30 Minuten liegt. Deshalb wurde für die Anlage in Chur empfohlen, im Fermenter einen Sollwert von +55°C zu halten, damit eine gewisse Sicherheitsspanne gegeben ist. Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass alle von uns geprüften Hygienisierungsanlagen der «Klärschlammverordnung» entsprachen.

Bei der von uns eingesetzten Methode entfällt der Einwand, dass die Testkeime nicht in genügendem Mass den Reaktionsbedingungen ausgesetzt wären, da der Schlamm mit dem Keimträger und mit der aufgestrichenen Schicht von *Ascaris*-Eiern direkten Kontakt hatte. Ferner darf angenommen werden, dass die Temperatur-Empfindlichkeit von *Ascaris*-Eiern, die aus adulten Spulwürmern gewonnen werden, identisch ist mit jener von Eiern aus Stuhl von Parasitenträgern (Jettmar und Exner, 1951). Schliesslich zeigen Literaturangaben, dass Eier von *Ascaris suum* ebenso resistent oder resistenter als Eier anderer Helminthen-Arten sind (Stroh, 1961; Reyes et al., 1963; Forstner, 1968, 1971; Bechtold, 1972) und dass bei Temperaturen von +55°C oder höher Dauerstadien anderer Parasiten ebenfalls innerhalb von 30 Minuten abgetötet werden, so die Eier von *Taenia*- bzw. *Echinococcus*-Arten (Lehmann, 1954; Williams und Colli, 1970; Colli und Williams, 1972; Coman, 1975), Kokzidien-Oozysten (Pfeiffer, 1965; Dubey et al., 1970; Shah, 1970; Forstner, 1974; Ito et al., 1975; Fitzgerald und Ashley, 1977), Strongyliden (Enigk et al., 1975) und *Trichuris* (Jettmar und Exner, 1951).

Wie unsere Untersuchungen zeigen, waren im Klärschlamm verschiedener Anlagen bis zu 300 Parasitenstadien pro 100 g Nass-Schlamm nachweisbar. Diese Gesamtzahl entspricht der von Klärschlamm in Norwegen, der BRD und den USA (Tab. 1). In dem von uns untersuchten Klärschlamm wurden Dauerstadien von *Ascaris*, *Trichuris*, *Toxascaris*, *Capillaria* und Kokzidien gefunden. Über die Herkunft dieser Gebilde sind keine Angaben möglich, doch ist zu vermuten, dass die meisten von Tieren stammen und z.B. durch Schlachthofabwässer in den Klärschlamm gelangen, da der Endoparasitenbefall des Menschen in der Schweiz sehr gering ist (Anon., 1982). In dieser Hinsicht wären noch weitere Untersuchungen nötig.

Zusammenfassung

Im Auftrag des Bundesamtes für Umweltschutz ist eine Methode zur parasitologischen Überprüfung von Hygienisierungsanlagen für Klärschlamm erarbeitet worden.

Laboruntersuchungen ergaben, dass nicht-embryonierte Eier von *Ascaris suum* bei Temperaturen von +50°, 52°, 54° und 56°C in 110, 50, 20 bzw. 10 Minuten zu 100% abgetötet werden. Bei +35° bis 45°C und Einwirkungszeiten von 20 bis 25 Tagen überlebte ein Teil der Eier.

Zur Überprüfung von Hygienisierungsanlagen wurden nicht-embryonierte Eier von *Ascaris suum* gewonnen, auf Keramikplättchen aufgestrichen und in Halterungen in den Reaktionsbehälter der Anlagen eingebracht. Nach Rückgewinnung wurden die Eier bei +27°C für 35 Tage inkubiert und anschliessend mikroskopisch auf ihren Entwicklungszustand untersucht.

In 8 Kläranlagen mit Vorpasteurisierung des Klärschlammes bei +65° bis 70°C für 30 Minuten oder bei +80°C für 10 Minuten wurden die *Ascaris*-Eier zu 100% abgetötet. Dasselbe traf zu für zwei andere Anlagen mit aerob-thermophiler Fermentation des Klärschlammes während einer Stunde bei Temperaturen zwischen +57°C bis 60°C. In einer weiteren Anlage ähnlichen Typs verblieb der Schlamm für 30 Minuten bis 2 Tage in einem Fermenter bei +50° bis 52°C. Hier überlebten bei einer Einwirkungszeit von 30 Minuten 74% der Eier. Es wurde daher empfohlen, die Temperatur im Fermenter auf +55°C zu erhöhen.

Stichprobenuntersuchungen von Klärschlamm aus 11 Anlagen ergaben den Nachweis von *Trichuris*-Eiern in allen Fällen sowie der Eier von *Ascaris*, *Toxascaris* und *Capillaria* in einigen.

Résumé

De la part de l'Office fédéral de la protection de l'environnement suisse une méthode a été élaborée pour contrôler les stations d'épuration sur la présence de parasites.

Les examens ont démontré, que des œufs non-embryonnés d'*Ascaris suum* sont tués à 100% aux températures de +50°, 52°, 54° et 56°C dans un délai de 110, 50, 20 et 10 minutes. Une partie des œufs ont survécu aux températures de +35 à 45°C et des temps d'influence entre 20 à 25 jours.

Pour contrôler les stations d'épuration, des œufs non-embryonnés ont été récoltés, mis sur des plaquettes à céramique et portés dans les réservoirs d'hygiénisation des stations. Après récupération les œufs ont été incubés pendant 35 jours à +27°C, puis leurs phases de développement ont été examinées au microscope.

Dans 8 stations d'épuration avec système de prépasteurisation à +65° jusqu'à 70°C pendant 30 minutes ou à +80°C pendant 10 minutes, les œufs d'*Ascaris* ont été tués à 100%. Le même s'est passé aux deux autres stations avec système de fermentation aérobique-thermophile des boues d'épuration pendant une heure aux températures de +57° à 60°C. Dans une autre station du type analogue les boues d'épuration sont restées pendant 30 minutes jusqu'à deux jours dans un réservoir de fermentation de +50° à 52°C. Soumis à un temps d'influence de 30 minutes, 74% des œufs ont survécu. Par conséquent nous avons recommandé d'élever la température dans le réservoir de fermentation à +55°C.

Lors d'un contrôle de boues d'épuration fait au hasard, des œufs de *Trichuris* ont été trouvés dans toutes les stations, ainsi que des œufs d'*Ascaris*, de *Toxascaris*, et de *Capillaria* dans quelques-unes.

Riassunto

Per incarico dell'Ufficio federale dell'ambiente è stato elaborato un metodo per il controllo parassitologico dei fanghi prodotti nelle stazioni di depurazione.

Le analisi di laboratorio effettuate in questo contesto indicarono che le uova di *Ascaris suum* non embrionate vengono totalmente uccise a temperature di +50°, 52° e 54° in 110, 50 e 20 minuti, oppure a temperature più elevate in 10 minuti. A temperature fra +35° e 45°C per un periodo di 20–25 giorni una parte delle uova sopravvive.

Per il controllo delle installazioni di rigenerazione igienica vennero prese uova non embrionate di *Ascaris suum*, collocate su piastre di ceramica e tenute in contenitori da reazione della stazione. Dopo ricuperazione, le uova vennero incubate a +27°C per 35 giorni ed in seguito esaminato al microscopio il loro stato di sviluppo.

In 8 stazioni dove il fango viene preliminarmente pastorizzato da +65° a 70°C per 30 minuti, oppure a +80°C per 10 minuti le uova di *Ascaris* introdotte quale testimonio di raffronto vennero uccise al 100%. In due altre stazioni con una fermentazione aerobo-termofila e processo di igienizzazione del fango durante un'ora a temperature fra +57° e 60°C, rispettivamente fra +58° e 60°C non si notarono uova sopravvissute.

In una ulteriore stazione di simile tipo il fango rimase tra 30 minuti e 2 giorni in un fermentatore a temperatura variante fra +50° e 52°C. Qui con una azione di 30 minuti sopravvisse il 74% delle uova. Si raccomanda perciò di elevare la temperatura dei fermentatori a +55°C.

Con il descritto «metodo dei portatori di germi» si dispone di un sistema semplice per il controllo parassitologico delle attrezzature di igienizzazione delle stazioni di depurazione.

Una prova eseguita a sondaggio su fango di 11 stazioni permise di accertare la presenza di uova di *Trichuris*, in 8 stazioni di uova di *Ascaris*, ed per ogni stazione uova di *Toxascaris* e *Capillaria*. In 10 stazioni le cifre globali assommavano a 4–40 per 100 grammi di fango residuo, ed in una stazione a 298.

Summary

On request of the Swiss 'Federal Office for Environmental Protection' a method for the parasitological evaluation of hygienization plants for sewage sludge has been worked out.

Laboratory tests revealed that non-embryonated eggs of *Ascaris suum* were killed to 100% at temperatures of +50°, 52°, 54° and 56°C within 110, 50, 20 and 10 minutes, respectively. At +35°C and 45°C and incubation times of 20 to 25 days some eggs survived.

For the evaluation of hygienization plants non-embryonated *A. suum* eggs, smeared on ceramic disks fixed on a haltering device, were inserted into the reaction tanks of the plants. After re-isolation the eggs were incubated at +27°C for 35 days and examined microscopically for their stage of development.

In 8 plants with pasteurization of the sludge at +65° to 70°C for 30 min. or at +80°C for 10 min. 100% of the *Ascaris* eggs were killed. The same applied to 2 other plants with aerobe-thermophilic fermentation during 1 hour at +57°C to 60°C. In another plant of a similar type the sludge remained in a fermenter for 30 min. up to 2 days at +50° to 52°C. At these temperatures and an incubation time of 30 min. 74% of the eggs survived. Therefore, it was recommended to increase the reaction temperature to +55°C.

In random samples of sludge of 11 plants *Trichuris* eggs were found in all cases, eggs of *Ascaris*, *Toxascaris* and *Capillaria* were present in some.

Danksagung

Die Arbeiten wurden vom Bundesrat für Umweltschutz (Projekt: Prüfung von Kläranlagen bezüglich der Abtötung von Wurmeiern) finanziert, Herr Dipl. Ing. agr. J. Dettwiler und Herr Dipl. Ing. E. Mihalyfy unterstützten uns durch Beratungen, das Personal verschiedener Institutionen half uns bei den Untersuchungen und administrativen Arbeiten. Dafür danken wir bestens.

Literaturverzeichnis

Anonym: Klärschlammverordnung der Schweizerischen Eidgenossenschaft vom 8. April 1981 (1981). – Anonym: Jahresbericht 1982 (15. Berichtsjahr). Inst. Parasitol. Univers. Zürich (1982). – Arthur, R. G., Fitzgerald, P. R. and Fox, J. C.: Parasite ova in anaerobically digested sludge. J. Water Pollut. Control. Fed. 53, 1334–1338 (1981). – Bechtold, K.: Untersuchungen über den Einfluss des Schlammes aus Belebungsanlagen auf die Lebensfähigkeit von Wurmeiern. Vet.-med. Diss. München (1972). – Berg, T.: Untersuchungen über die entseuchende Wirkung von Verfahren zur Pasteurisierung, Kompostierung und Verfestigung von Klärschlamm. Agr.-wiss. Diss. Hohenheim (1978). – Bergström, K.: (Recovery of parasite eggs from sewage sludge from sewage plants and septic tanks in Norway). Norsk. Vet. 93, 323–330 (1981). – Buchwalder, R.: Untersuchungen über ektogene Helminthenstadien. 4. Die Wirkung physikalischer Einflüsse auf die Eier von *Ascaris suum*. Angew. Parasit. 7,

202–207 (1966). – Colli, C. W. and Williams, J. F.: Influence of temperature on the infectivity of eggs of *Echinococcus granulosus* in laboratory rodents. J. Parasit. 58, 422–426 (1972). – Coman, B. J.: The survival of *Taenia pisiformis* eggs under laboratory conditions and in the field environment. Aust. Vet. J. 51, 560–565 (1975). – Crewe, W.: Transmission of helminth eggs in sewage. Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 71, 116 (1977). – Dubey, J. P., Miller, N. L. and Frenkel, J. K.: Characterization of the new fecal form of *Toxoplasma gondii*. J. Parasit. 56, 447–456 (1970). – Engelbrecht, H. und Isserstedt, K.: Beiträge zur Untersuchung von Abwasser, Boden und Vegetabilien auf parasitäre Infektionsstadien. V. Der Wert von Nachweisverfahren mit hoher diagnostischer Sicherheit für die hygienische Bewertung des geklärten Abwassers. Z. ges. Hyg. 16, 54–57 (1970). – Enigk, K.: Resistenz der Dauerformen von Endoparasiten der Haustiere. Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 92, 491–497 (1979). – Enigk, K. und Eckert, J.: Die Desinfektion von Tieraussläufen. Zbl. Bakt., I. Abt. Orig. 179, 397–432 (1960). – Enigk, K., Thaer, R., Dey-Hazra, A. und Ahlers, R.: Die Lebensfähigkeit parasitärer Dauerformen bei der Fermentation von Rinderflüssigmist unter erhöhten Temperaturen. Zbl. Vet. Med. B 22, 687–702 (1975). – Feliciano, D. V.: Sludge on land. Where we are, but where are we going? J. Water Pollut. Control. Fed. 54, 1259–1266 (1982). – Fitzgerald, P. R. and Ashley, R. F.: Differential survival of *Ascaris* ova in wastewater sludge. J. Water Pollut. Control. Fed. 49, 1722–1724 (1977). – Forstner, M. J.: Parasitologische Untersuchungen an der Kläranlage Mindelheim zur Beurteilung des Wurmbefalls von Weiderindern des Abwasserverregnungsgebietes. Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 73, 161–164 (1960). – Forstner, M. J.: Untersuchungen über die Lebensfähigkeit von Wurmeiern in landwirtschaftlich genutzten Abwasserschlämmen aus beheizten Faultürmen. Wass. Abwass. Forsch. 1, 57–61 (1968). – Forstner, M. J.: Die Lebensfähigkeit von Wurmeiern im Abwasserschamm zentraler Kläranlagen mit unbeheizten und beheizten Faulräumen. Münch. Beitr. Abwasser-, Fisch.- Flussbiol. 8, 2. Auflage, 94–105 (1970a). – Forstner, M. J.: Untersuchungen über die Ansteckungsfähigkeit von Eiern menschen- und tierpathogener Würmer in landwirtschaftlich verwerteten Abwasserschlämmen. Z. Kulturtech. Flurbereinig. 11, 350–365 (1970b). – Forstner, M. J.: Die Feststellung der Ansteckungsfähigkeit von Wurmeiern in Abwasserkläranlagen mit Hilfe morphologischer Kriterien und des Tierversuchs, Möglichkeiten zur Standardisierung der Methoden. Münch. Beitr. Abwasser-, Fisch.- Flussbiol. 19, 114–128 (1971). – Forstner, M. J.: Untersuchungen über Grenztemperaturen zur Abtötung parasitärer Entwicklungsstadien. Wass. Abwass. Forsch. 7, 176–179 (1974). – Forstner, M. J. und Schätzle, M.: Vorschlag für eine Standardmethode zur Beurteilung der wurmeierabtötenden Wirkung von Abwasserkläranlagen. Münch. Beitr. Abwasser-, Fisch.- Flussbiol. 13, 58–71 (1966). – Fox, J. C. and Fitzgerald, P. R.: Parasite content of municipal wastes from the Chicago area. J. Parasit. 63 Suppl., 68 (1977). – Germans, W.: Laboratoriumsuntersuchungen über die Resistenz der Eier des menschlichen Spulwurms *Ascaris lumbricoides* L. Z. Parasitenk. 16, 93–110 (1954). – Günthör, J.: Die Einflüsse des Belebtschlammes in Abwasserreinigungsanlagen auf die Lebensfähigkeit von Ascariden- und Leberegeleiern. Vet.-med. Diss. München (1970). – Ito, S., Tsunoda, K., Taki, T., Nishikawa, H. and Matsui, T.: Destructive effect of heating against *Toxoplasma* oocysts. Nat. Inst. Anim. Hlth. Quart. 15, 128–130 (1975). – Jettmar, H. M.: Askaridenbefall, mit besonderer Berücksichtigung der Verbreitung durch Kinder. Mitt. Österr.-Sanit. Verwalt. 56, 3–10 (1955). – Jettmar, H. M. und Exner, H.: Thermoresistenzversuche an *Ascaris*- und *Trichuris*-Eiern. Arch. Hyg. Bakt. 134, 173–186 (1951). – Kabrick, R. M. and Jewell, W. J.: Fate of pathogens in thermophilic aerobic sludge digestion. Water Res. 16, 1051–1060 (1982). – Keller, P.: The influence of heat treatment on the ova of *Ascaris lumbricoides* in sewage. J. Proc. Inst. Sewage Purif., 100–109 (1951). – Knaack, J. und Ritschel, H.: Zur Eliminierung von exogenen Helminthenstadien aus dem kommunalen Abwasser durch verschiedene Abwasserreinigungsverfahren. Z. ges. Hyg. 21, 746–750 (1975). – Lehmann, O. J. M.: Der Gehalt des Memminger Abwassers an Eiern von Zooparasiten und deren Verhalten während des Klärprozesses. Vet.-med. Diss. München (1954). – Liebmam, H.: Untersuchungen über Wurmeier in Rohabwässern und Kläranlagen Japans. Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 78, 106–108 (1965). – Lünsmann, W.: Laboratoriumsuntersuchungen über die Widerstandsfähigkeit dünn- und dickschaliger Nematodeneier gegenüber differenten Umweltbedingungen (Temperatur, Sauerstoffabschluss und Trockenheit). Vet.-med. Diss. München (1972). – Menschel, E.: Beobachtungen über Einflüsse des Schlammes in beheizten und unbeheizten Faulräumen auf die Eier des Bandwurmes *Taenia saginata*. Münch. Beitr. Abwasser-, Fisch.- Flussbiol. 10, 175–179 (1963). – Müller, H. E.: Hygienische Aspekte der Klärschlammver-

wertung in der Landwirtschaft. Korrespondenz Abwasser 27, 147–151 (1980). – *Ochsenbein, K.*: Kontamination von öffentlichen Hundeanlagen und Kinderspielplätzen in Zürich mit Eiern von Helminthen der Fleischfresser. Vet.-med. Diss. Zürich (1984). – *Ockert, G.*: Einige Ergebnisse parasitologischer Abwasseruntersuchungen. Z. ges. Hyg. 14, 689–696 (1968). – *Panicker, P. V. R. C. and Krishnamoorthi, K. P.*: Parasite egg and cyst reduction in oxidation ditches and aerated lagoons. J. Water Pollut. Control. Fed. 53, 1413–1419 (1981). – *Pfeiffer, A.*: Versuche zur Stalldesinfektion mit Heisswasser-Dampf-Gemischen. Vet.-med. Diss. Hannover (1965). – *Philipps, R.*: Desinfektionsversuche an Parasitendauerformen. Vet.-med. Diss. Hannover (1980). – *Piekarski, G. und Pelster, B.*: Parasitologische Aspekte zur Klärschlammdeponie. Öff. Gesundheitswesen 42, 6–12 (1980). – *Reyes, W. L., Krusé, C. W. and Batson, M. St. C.*: The effect of aerobic and anaerobic digestion on eggs of *Ascaris lumbricoides* var. *suum* in night-soil. Amer. J. Trop. Med. Hyg. 12, 46–55 (1963). – *Shah, H. L.*: Sporogony of the oocysts of *Isospora felis* Wenyon, 1923 from the cat. J. Protozool. 17, 609–614 (1970). – *Soller, D. E. J.*: Untersuchungen über den Einfluss verschiedener Schlammbelebungsanlagen auf die Entwicklungsfähigkeit dünnchaliger Nematodeneier. Vet.-med. Diss. München (1976). – *Schaffert, R. und Strauch, D.*: Das Umwälzbelüftungsverfahren (System Fuchs) zur Behandlung von flüssigen tierischen und kommunalen Abfällen. 5. Mitteilung: Untersuchungen über die Abtötung von Spulwurmeiern in Schweinegülle und Klärschlamm. Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 89, 399–402 (1976). – *Schätzle, M.*: Untersuchungen über den Einfluss von Abwasserschamm aus einem Oxydationsgraben auf die Lebensfähigkeit von Wurmeiern. Wass.-Abwass.-Forsch. 2, 147–150 (1969). – *Strauch, D. und Berg, T.*: Mikrobiologische Untersuchungen zur Hygienisierung von Klärschlamm. 2. Mitteilung: Versuche an Pasteurisierungsanlagen. Gas-, Wasserfach (Ausgabe Wasser-Abwasser) 121, 184–187 (1980). – *Strauch, D., Berg, T. und Fleischle, W.*: Mikrobiologische Untersuchungen zur Hygienisierung von Klärschlamm. 4. Mitteilung: Untersuchungen an Bioreaktoren. Gas-, Wasserfach (Ausgabe Wasser-Abwasser) 121, 331–334 (1980). – *Stroh, R.*: Die Möglichkeiten der Vernichtung von Zooparasiten in unbeheizten und beheizten Faulräumen. Münch. Beitr. Abwasser-, Fisch-, Flussbiol. 8, 95–103 (1961). – *Von der Heide, G.*: Ausarbeitung standardisierter labormässiger Prüfungsmethoden für parasitizide Desinfektionsmittel. Vet.-med. Diss. Hannover (1973). – *Williams, J. F. and Colli, C. W.*: Primary cystic infection with *Echinococcus granulosus* and *Taenia hydatigena* in *Meriones unguiculatus*. J. Parasit. 56, 509–513 (1970). – *Willig, B.*: Ausarbeitung einer standardisierten Methode der Stalldesinfektion für parasitizide Desinfektionsmittel. Vet.-med. Diss. Hannover (1973).

Manuskripteingang: 13. Februar 1984

VERSCHIEDENES

Schweizer Archiv für Tierheilkunde

Preise 1985 für Separatdrucke für Autoren, exkl. Porto und Verpackung bis 14 Seiten inkl. Wust. ab 16 Seiten wustfrei, ohne Umschlag, Papier gleich wie Inhalt, mit speziellem Separatdruckvermerk auf der 1. Seite des Artikels

Verkaufspreis an Autoren

Umfang:	50 Ex. Fr.	100 Ex. Fr.	+ 100 Ex. Fr.
2 Seiten	85.—	122.—	48.—
4– 8 Seiten	133.—	165.—	87.—
10– 14 Seiten	154.—	206.—	125.—
16– 24 Seiten	177.—	237.—	165.—