

Halbsterile Zuchten algen- und pilzfressender Kleinarthropoden der Meeresküsten und des Binnenlandes

Von Gerd Schulte

Faunistische und ökologische Untersuchungen an küstenbewohnenden Kleinarthropoden¹ führten neben der Lebendhaltung auch zur Zucht von algen- und pilzfressenden Acari (Oribatei) auf isolierten und in Reinkultur gehaltenen Mikrophyten. Vergleichende Zuchten wurden mit bodenbewohnenden Oribatiden des Binnenlandes angesetzt. Die Zuchten dieser feuchtigkeitsliebenden Arthropoden mußten folgende Bedingungen erfüllen:

1. Gewährung einer andauernden gesättigten Substrat- und Luftfeuchtigkeit.
2. Kontinuierliche, halbsterile Nahrungsvorlage aus Reinkulturen von Pilzen und Algen.
3. Beobachtungen und Versuche unter kontrollierten Bedingungen.

Zuchtgefäße und -substrate

Kleinarthropoden mit einer Größe um 1 mm können im Labor auf Gipsblöcken (SCHALLER 1953), in kleinen Plastik- oder Filmdöschen, die mit Gips ausgegossen sind (MAYER 1957), oder auch z. B. in „Tonpfeifen“ (SCHUSTER 1956), die alle eine gesättigte Luftfeuchtigkeit gewährleisten, gehalten und gezüchtet werden. Diese Methoden sind unkompliziert und eignen sich für viele Untersuchungen an diesen Arthropoden. Um jedoch ausgewählte Mikrophyten verfüttern zu können, müssen die Versuchs- und Kulturgefäße sterilisiert werden (MOSCACHEVA 1960, MÜLLER et al. 1965) und geeignete Substrate geschaffen werden, auf denen eine ausgewählte Algen- oder Pilznahrung anwachsen und abgefressen werden kann.

Es hat sich als nachteilig erwiesen, Glasgefäße einfach mit einem Agar auszugießen, mit Mikrophyten zu beimpfen und anschließend mit den Versuchstieren zu besetzen. Die Feuchtigkeit im Gefäß sinkt zu schnell ab. Bessere Substrate sind Alabastergips und besonders poröser Ton, die mit Nährlösungen für Algen und Pilze getränkt werden oder mit entsprechenden Nährböden beschichtet werden.

Zylindrische Glasgefäße (Abb. 1) mit einem Durchmesser von 6 cm, einer Höhe von 8 cm bzw. 6 cm und einem Glasdeckel, der wie bei einer Petrischale abschließt, wurden mit einem etwa 2 cm hohen Gipsboden ausgegossen. In den noch nicht abgebundenen Gips wurde eine Gips- bzw. Tonschale eingesenkt, so daß zur Gefäßwand ein Graben von 1 cm Breite verblieb. Diese runden Schalen sind 3 cm hoch, haben einen 1 cm

¹ Die Untersuchungen wurden mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft durchgeführt.

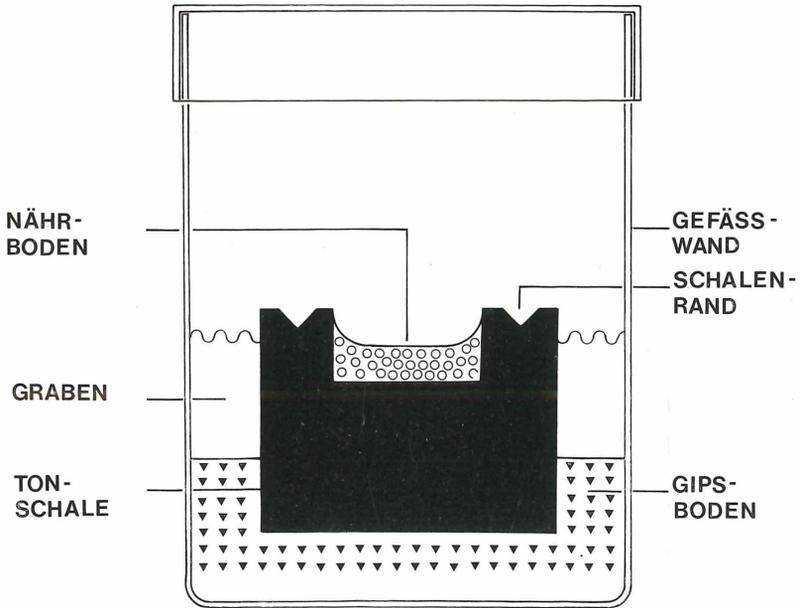


Abb. 1: Kulturgefäß für halbsterile Kleinarthropodenkulturen.

breiten Rand mit einer 5 mm breiten Rinne; das Innere der Schale hat einen Durchmesser von 2 cm und ist 1 cm tief. Diese Gefäße können unkompliziert sterilisiert und anschließend für sterile Flüssigkeits- oder Nährbodenkulturen benutzt werden.

Algenkulturen

Flächige und fädige Algen, wie z. B. die Grünalgen *Enteromorpha* spp. und *Ulothrix* spp., können in Nährlösungen gehalten werden. Die Kulturgefäße werden im Gefäßgraben und im Inneren der Schale mit Uspenski-Nährlösung (USPENSKI et al. 1925) bis zum Rand der Gips- oder Tonschale aufgefüllt. Die Nährlösung wird folgendermaßen hergestellt:

Zu 1000 ml aq. bidest. werden in der folgenden Reihenfolge sechs Salze gegeben, wobei jeweils umgeschüttelt wird:

1. 0,025 g KNO_3
2. 0,025 g $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$
3. 0,1 g $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$
4. 0,025 g KH_2PO_4
5. 0,035 g $(\text{K}_2\text{CO}_3 \text{ oder } \text{KHCO}_3)$
6. 0,00175 g $\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$
oder
0,00125 g $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$

Danach wird auf 2000 ml aq. bidest. aufgefüllt und vor oder nach dem Autoklavieren 20 % Erddekokt zugegeben.

Der Erddekot wird aus gedämpfter Lauberde ohne Dünger hergestellt. Lauberde und Leitungswasser kocht man im Verhältnis 1:1 auf, läßt alle 10 Minuten bis zum Erkalten stehen, zentrifugiert und filtriert ca. 5 Stunden mit einer Wasserstrahlpumpe, bis der Dekot klar ist.

Nachdem die Kulturgefäße mit der Nährlösung aufgefüllt sind, wird mit Algen aus sauberen Vorkulturen beimpft. Die Algen überwachsen alsbald die Gips- oder Ton-schalen, bilden auf dem Schalenrand einen dichten Rasen und dringen zum Teil in den porösen Ton ein, der von der Nährlösung ständig durchfeuchtet wird (vgl. PRINGSHEIM 1954). Sehr schnell stellen sich Massenkulturen ein.

Bei einer zweiten Kulturmethode kann man die Uspenski-Nährlösung mit 1,8 % Fadenagar versetzen und das Innere des Ton- oder Gipseinsatzes mit dem Nährboden ausgießen. Darauf können z. B. sehr gut Algen, wie *Pleurococcus*, abgeimpft werden. Der Graben um den Ton- bzw. Gipseinsatz wird dann mit Uspenski-Nährlösung aufgefüllt oder für die Zucht von marinen Felslitoral- oder Salzwiesenbewohnern mit sterilisiertem Seewasser. Auch bei dieser Nährbodenmethode bilden sich sehr schnell dichte Algenrasen auf dem Agar und auf dem Rand der Ton- und Gipseinsätze.

Pilzkulturen

Ebenso lassen sich diese Gefäße für Pilzkulturen vorbereiten. Das Innere der Schalen wird mit einem Biomalz-Nährboden überschichtet und der Gefäßgraben mit destilliertem Wasser oder sterilisiertem Seewasser aufgefüllt. Der Biomalz-Agar (Standard Medium) wird nach folgendem Rezept² hergestellt:

Biomalz der Kirner Vitabornwerke (Andres K.G.) wird mit Leitungswasser bis auf eine Dichte von 1,025 g/ml verdünnt und 1,8 % Fadenagar zugesetzt. Der pH-Wert liegt nach der Sterilisation (15 Minuten bei 120° C) bei 5,6 (geprüft mit Duotest pH 5,0–8,0 der Firma Macherey-Nagel).

Nach dem Ausgießen der Ton- bzw. Gipsschalen kann der Agar mit Pilzen aus sauberen Vorkulturen beimpft werden. Wie die Algen überwachsen auch die Pilze den Schalenrand und bilden dort Kolonien.

Für Zuchten auf Pilzkulturen ist es empfehlenswert, über bestimmte Kulturmedien (z. B. GYB-Agar) eine Wuchsform des Pilzes, wie hefeartiges Zellwachstum, einzustellen. Ein großer Teil der Kleinarthropoden bevorzugen hefeartige Pilze als Nahrung, und zum anderen unterbleibt Luftmycelwachstum, was die Kulturen stark beeinträchtigt. Über einen GYB-Agar wurde erfolgreich eine hefeartige *Mycotypha africana* (Zygomyceten) verfüttert. Dieses Kulturmedium setzt sich nach folgendem Rezept² zusammen:

Auf 500 ml aq. bidest. kommen

1. 2,5 g Pepton (Fleisch)
2. 1,25 g Bactoyeast
3. 0,5 g L-Asparagin
4. 0,25 g MgSO₄
5. 0,75 g KH₂PO₄
6. 50 g Glucose

Nach einem Zusatz von 1,8 % Fadenagar und der Sterilisation (die Glucose muß extra sterilisiert werden) werden die Kulturgefäße ausgegossen und der Pilz abgeimpft.

² Frau Prof. Dr. G. Kraepelin (Braunschweig) danke ich herzlich für Hinweise und Beratung.

Versuchstiere

In diesen sterilen Zuchtgefäßen mit den unterschiedlichen Nahrungssubstraten aus Algen und Pilzen, die in Reinkultur vorliegen, können verschiedene Kleinarthropoden, Acari wie Collembola, der Küsten- und Binnenlandbiotope gezüchtet werden. Nach der Entnahme im Freiland wurden alle Versuchstiere in steriler physiologischer Kochsalzlösung (vgl. MOSCACHOVA 1960) sorgfältig gewaschen. Bei einem Teil der Tiere empfiehlt es sich, eine äußerliche Säuberung mit einem Pinsel unter dem Binokular vorzunehmen. Zumindest grob können die Tiere von einem Teil der Mikroorganismen befreit werden, die äußerlich anhaften. Erst dann werden die Arthropoden mit einem sterilisierten Marderhaarpinsel in die Zuchtgefäße überführt und halbsterile Zuchten angesetzt. Bis zu 20 Exemplare kann man in ein Zuchtgefäß geben. Werden die Gefäße nur in größeren Zeitabständen geöffnet und kontrolliert, halten sich die Kulturen zum Teil über mehrere Monate. Die Algen und Pilze wachsen kontinuierlich nach, so daß keine Nahrung nachgegeben werden muß. Lediglich sterilisierte Nährlösung oder dest. Wasser muß in den Gefäßgraben von Zeit zu Zeit steril nachgefüllt werden. Hervorzuheben ist ferner, daß in den halbsterilen Algenkulturen in sehr geringem Umfang Verpilzungen auftreten.

Ein weiterer wesentlicher Vorteil dieser Gefäße ist der Wassergraben, der die Versuchstiere auf den Rändern der Gips- und Tonschalen im Blickfeld des Binokulars fest-

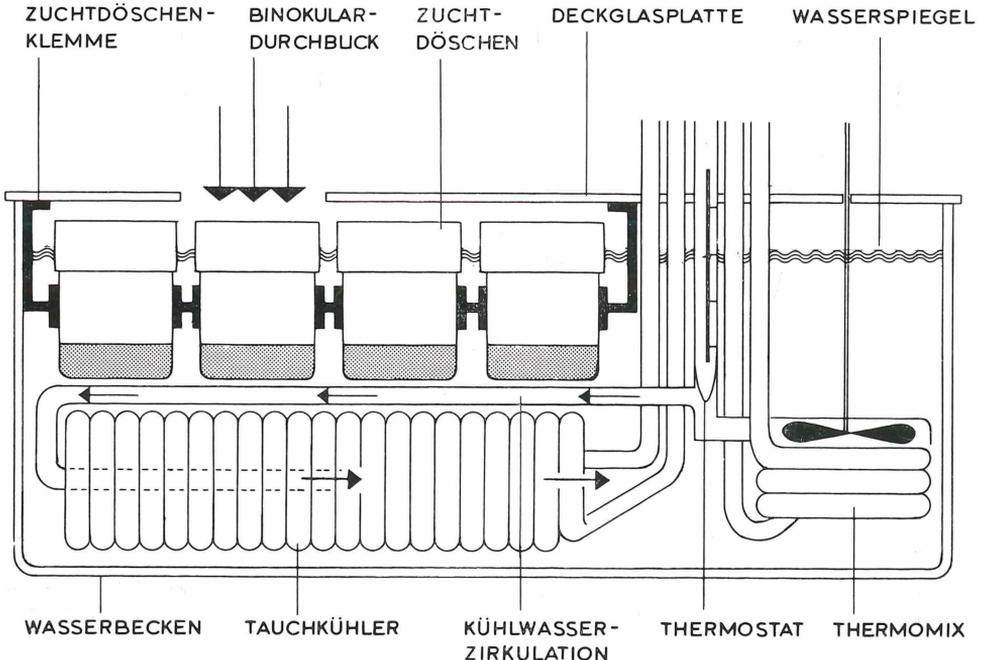


Abb. 2: Klimakammer zur Beobachtung und Untersuchung von Kleinarthropoden.

hält und sie daran hindert, an den Wänden der Kulturgefäße hinaufzukrabbeln. Besonders bewährt hat sich das poröse Tonsubstrat (vgl. SCHUSTER 1956). Algen und Pilze wachsen fest an und werden erfolgreicher als unverfestigte Zellen abgeweidet.

Kontrollierte Bedingungen

Diese Kulturgefäße oder die eingangs erwähnten Filmdöschen mit Gipsboden können in ein Becken eingehängt werden (Abb. 2), das mit temperiertem Wasser gefüllt und einer Kaltlichtanlage versehen ist. Metallklemmen halten die Gefäße in dieser Klimakammer, bis zum Deckelansatz eingetaucht, im Wasser fest. Die Temperaturregelung erfolgt mit einem Colora Tauchkühler TK 64 und dem Einhängethermostat Thermomix II der Firma Braun, Melsungen. Eine Glasplatte deckt die Anlage ab. Die Behandlung und Kontrolle der Tiere geschieht durch ein Loch in dieser Glasplatte, die über die Zuchtdöschen geschoben wird. Mit dieser Anlage können bestimmte Temperaturen (Schwankungen $\pm 0,5^{\circ}\text{C}$), bestimmte Lichtbedingungen und gesättigte Luftfeuchtigkeiten (kontrolliert mit Kobaltchlorid-Papier der Firma Dippel und Götze) eingestellt werden.

Zusammenfassung

In diesem Artikel wird ein neues Kulturgefäß für Mikroarthropoden beschrieben. Bodenbewohnende Kleinarthropoden des Binnenlandes und der Meeresküste werden auf sterile Reinkulturen von Algen und Pilzen nach dem Fang überführt und halbsteril weitergezüchtet. Die Reinkulturen der Algen und Pilze werden auf Gips- und Tonschalen, die mit Nährlösungen getränkt sind (z. B. Uspenski-Nährlösung für Algen) oder mit Nährböden überschichtet wurden (z. B. Biomalz-Agar für Pilze), angezüchtet.

Summary

Semi-sterile cultures of phycophagous and fungiphagous microarthropods of coastal and terrestrial habitats: In this paper a new type of cultivating vessels for microarthropods is referred. Soil inhabiting small terrestrial and coastal arthropods are cultivated in semi-sterile tubes on algae and fungi from pure cultures. The algae and fungi grew on dishes of pasture and argillaceous earth which were impregnated with culture solution (for example Uspenski culture medium for algae) or were covered with agar (for example malt extract culture medium for fungi).

Literatur

- MAYER, H. (1957): Zur Biologie und Ethnologie einheimischer Collembolen. – Zool. Jb. **85**, Abt. f. Syst.: 501–570.
- MOSCACHEVA, E. A. (1960): On the microflora of Oribatei. – Zool. Zh. **39**, 7: 1025–1031.
- MÜLLER, G. und R. BEYER (1965): Über Wechselbeziehungen mikroskopischer Bodenpilze und fungiphagen Bodentieren. – Zentbl. Bakt. Parasitkde, Abt. II, 119: 133–147.
- PRINGSHEIM, E. G. (1954): Algenreinkulturen, ihre Herstellung und Erhaltung. – Jena, 109 pp.
- SCHALLER, F. (1953): Untersuchungen zur Fortpflanzungsbiologie arthropleoner Collembolen. – Z. Morph. Ökol. Tiere **41**, 3: 265–277.
- SCHUSTER, R. (1956): Der Anteil der Oribatiden an den Zersetzungsvorgängen im Boden. – Z. Morph. Ökol. Tiere **45**: 1–33.
- USPENSKI, E. E. und W. J. USPENSKAJA (1925): Reinkultur und ungeschlechtliche Fortpflanzung des *Volvox minor* und *Volvox globator* in einer synthetischen Nährlösung. – Z. Bot. **17**: 273–308.

Anschrift des Verfassers: Dr. Gerd Schulte
Zoologisches Institut der Universität Kiel
D-23 Kiel, Hegewischstraße 3

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Faunistisch-Ökologische Mitteilungen](#)

Jahr/Year: 1984-1985

Band/Volume: [5](#)

Autor(en)/Author(s): Schulte Gerd

Artikel/Article: [Halbsterile Zuchten algen- und pilzfressender Kleinarthropoden der Meeresküsten und des Binnenlandes 37-42](#)