

Zeitschrift: Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft = Bulletin de la Société Entomologique Suisse = Journal of the Swiss Entomological Society

Herausgeber: Schweizerische Entomologische Gesellschaft

Band: 50 (1977)

Heft: 1-4

Artikel: Beitrag zur Entwicklung von Methoden für die Massenzucht der Kirschenfliege, *Rhagoletis cerasi* L., auf künstlichen Substraten

Autor: Katsoyannos, B.I. / Boller, E.F. / Remund, U.

DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-401830>

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: 14.01.2026

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

Beitrag zur Entwicklung von Methoden für die Massenzucht der Kirschenfliege, *Rhagoletis cerasi* L., auf künstlichen Substraten

B.I. KATSOYANNOS, E.F. BOLLER und U. REMUND

Eidg. Forschungsanstalt für Obst-, Wein- & Gartenbau, CH-8820 Wädenswil

Methods for the mass-rearing of European cherry fruit flies, Rhagoletis cerasi L., on artificial substrates – Small oviposition units are described that are now used in the present rearing program. The disadvantages of large oviposition cages with respect to the quality of the flies are discussed. The former solid larval diets have been replaced by a fluid medium applied to cotton pads as optimal carrier material. One litre on fluid allows the production of 1000-1200 pupae, and the present labour of 5 hours needed for the production of 1000 flies can be reduced significantly by the expansion of the rearing facilities.

Die Entwicklung der genetischen Bekämpfung und die laufenden Forschungsvorhaben auf dem Gebiete der Ethologie, Physiologie und Genetik der Kirschenfliege, *Rhagoletis cerasi* L., riefen nach Zuchtmethoden, mit welchen der Schädling unabhängig von Wirtsfrüchten und Jahreszeit in grossen Mengen produziert werden kann. Während die polyphagen subtropischen Fruchtfliegenarten wie *Ceratitis capitata* WIED., *Dacus dorsalis* HEND. oder *D. tryoni* FROGG. mit relativ einfachen Methoden und Nährsubstraten in grossen Mengen gezüchtet werden können (z.B. STEINER & MITCHELL, 1966; MONRO & OSBORN, 1967), lassen sich mono- und oligophage Arten wie die Olivenfliege *Dacus oleae* GMEL. und die *Rhagoletis* spp. wegen ihren besonderen Eiablageverhalten und Ansprüchen an die Nährsubstrate schwieriger im Laboratorium züchten (HAGEN *et al.*, 1963; PROKOPY, 1967; BOLLER, 1968; HAISCH & BOLLER, 1971).

Frühere Bemühungen, die amerikanischen und europäischen Kirschenfliegenarten *R. cingulata* LOEW. resp. *R. cerasi* auf künstlichen Nährsubstraten bis zum Puppenstadium zu züchten, zeitigten im Frühjahr 1967 erste Erfolge, als eine modifizierte Larvendiät verwendet wurde, welche von MEADA *et al.* (1953) für tropische Fruchtfliegenarten entwickelt worden war (E.F. BOLLER, unpublizierte Arbeiten). Weitere Verbesserungen führten zu einer Larvendiät G 70 (BOLLER & RAMSER, 1971), welche als Grundlage einer systematischen Optimalisierung der Nährkomponenten diente (Tab. 1). Obschon die nachfolgenden festen Nährböden (z.B. G6D4; Tab. 1) gewisse Verbesserungen brachten, wurden billigere und bessere Alternativen gesucht.

In diesem Beitrag beschreiben wir die Ergebnisse unserer Bestrebungen, Methoden für die rationelle Laborzucht für die Kirschenfliege zu entwickeln, welche den hohen Anforderungen an die Qualität der produzierten Tiere gerecht werden. Von grosser Bedeutung ist die möglichst weitgehende Ausschaltung des Selektionsdruckes während der kritischen Anfangsphase eines Zuchtprogrammes, wenn wildes Freilandmaterial ins Laboratorium überführt und zur Reproduktion auf künstlichen Substraten gezwungen wird. Besondere Aufmerksamkeit wurde der Erhaltung von wichtigen Verhaltensmustern und der genetischen Variabilität der gezüchteten Kirschenfliegen geschenkt, Aspekte,

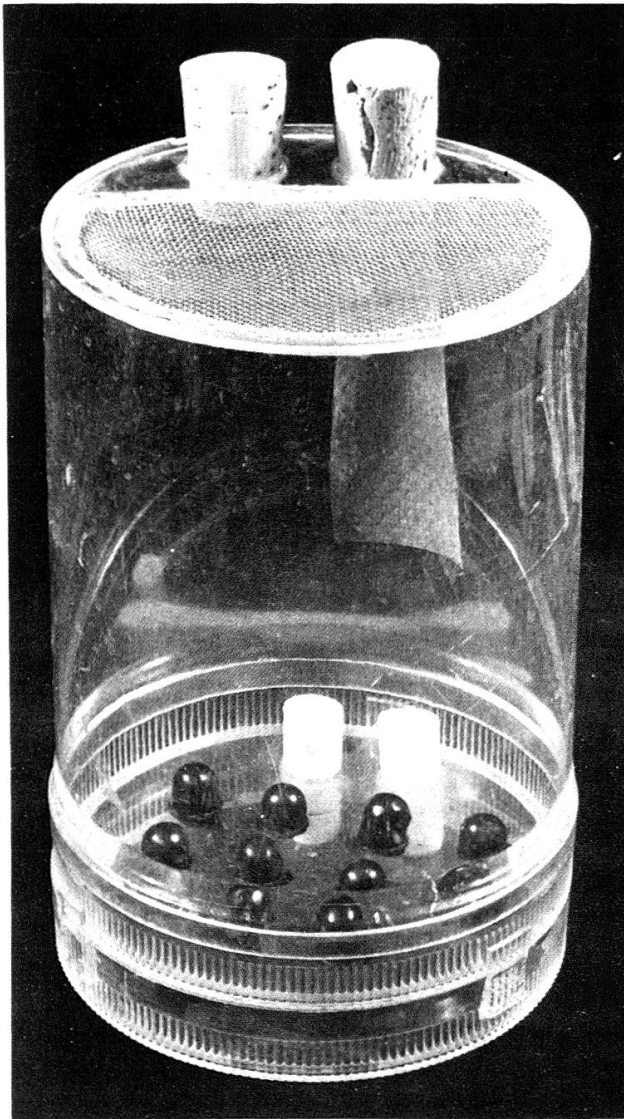


Abb. 1: Standardkäfig für die Eiablage von *Rhagoletis cerasi* mit Eiablagedomen, Futterstreifen und Wasserversorgung.

welche für den Erfolg freigelassener Fliegen in den laufenden Autozidprogrammen von ausschlaggebender Bedeutung sind (BOLLER 1972; CHAMBERS, 1975; BOLLER & CHAMBERS, 1977).

MATERIAL UND METHODEN

Eiproduktion

Die für die Eiproduktion verwendeten Fliegen werden bei 24 ± 2 °C, $65 \pm 5\%$ rel. Luftfeuchtigkeit und 18 h Photoperiode gehalten. Lichtröhren mit einer optimalen spektralen Lichtzusammensetzung (Chromalight FL 40; General Electric) produzieren von oben eine Lichtintensität von 1500 Lux auf dem Niveau der Eiablagevorrichtungen. Ein Standardkäfig (Abb. 1) mit 15 Kirschenfliegenpaaren bildet eine Eiablageeinheit. Die Käfige werden aus handelsüblichen durchsichtigen Kunststoffdosen (1000 ml) hergestellt, indem Teile des Dosenbodens mit einem feinen Drahtgeflecht sowie zwei Öffnungen zum Einfüllen der Fliegen und Fixieren der Futterstreifen versehen werden.

Die Nahrung besteht aus einem Gemisch von Rohzucker und Hefehydrolysat (4:1), welches mit 4 Teilen Wasser zu einem dünnflüssigen Brei angerührt wird. In diese Nährlösung werden Filterpapierstreifen eingetaucht und anschliessend getrocknet. Der Deckel der Dose, im fertigen Käfig als Boden verwendet, bildet ein auswechselbares Element mit Eiablagevorrichtungen und Wasserversorgung. Als Wasserquelle dienen zwei Watterollen, welche in ein Wasserreservoir hinunterreichen, das sich in einem zweiten Deckel unter dem Käfigboden befindet. Zehn schwarze hohle Halbkugeln aus Ceresinwachs mit einem Durchmesser von 10 mm (PROKOPY & BOLLER, 1970, 1971) bilden die künstlichen Eiablagedome. Eine solche Domplatte gestattet eine Produktion von etwa 1000 Eiern und wird in der Regel einmal wöchentlich durch eine neue Garnitur ersetzt, um die Eiproduktion auf einem hohen Niveau zu halten. Sie kann nach Gebrauch in Wasser von 40 °C gewaschen werden, wodurch die während der Eiablage entstandenen Perforationen teilweise geschlossen und das abgelegte Eiablagepheromon entfernt werden kann (KATSOYANNOS, 1975). Mit einer optimalen Dichte von 1-1.5 Weibchen pro Eiablagedom wird pro Weibchen eine durchschnittliche Eiproduktion von 150-200 Eiern erreicht. Durch die Erhöhung der Domzahl im Käfig kann sowohl die Fliegendichte als auch die Eiproduktion erhöht werden.

Für die Massenzucht werden die abgelegten Eier zweimal wöchentlich eingesammelt, indem sie von der Unterseite der Eiablagedome mit einem feinen Wasserstrahl weggespült und in einem Sammelgefäss aus Glas aufgefangen werden. Nach der Sedimentation der Eier wird der grösste Teil des Wassers dekantiert und die Eimenge durch Auszählung einer 2.5% Stichprobe auf einem Zählgitter geschätzt. Anschliessend werden die Eier mit einer feinen Organdigaze vom Wasser filtriert und während 10 Minuten in einer 2% Formalinlösung desinfiziert. Diese Desinfektion löste die Kontaminationsprobleme, welche im Anfangsstadium der Umstellung auf flüssige Larvennährböden grössere Schwierigkeiten verursachten. Dann werden die Eier zweimal mit frischem Wasser gewaschen, abfiltriert und anschliessend mit feinen sauberen Pinseln direkt auf die Larvennährböden übertragen. Bei jeder Übertragung der Eier wird eine kleine Stichprobe auf feuchtem Filterpapier zur Überwachung der Schlüpfraten inkubiert.

Larvenzucht

Stimuliert durch die Beschreibung von «flüssigen» Larvennährböden für *Ceratitis capitata* (MONRO, 1968), *Dacus cucurbitae* (SCHROEDER *et al.*), und *D. oleae* (MITTLER & TSITSIPIS, 1973) modifizierten wir unseren bis anhin besten festen Nährboden G6D4 in eine dünnflüssige Form FN1 (Tab. 1). Der aus dem englischen Sprachgebrauch übernommene Begriff des flüssigen Nährbodens (liquid diet) ist nicht ganz korrekt, da es sich bei den Fruchtfliegensubstraten in den wenigsten Fällen um Nährlösungen handelt, sondern um Suspensionen von mehr oder weniger dünnflüssiger Konsistenz, welche auf geeignete Trägermedien gegossen werden. In unserem Falle wurden alle Komponenten des festen Nährbodens in ihren Proportionen unverändert gelassen ausser den Füll- und Trägerstoffen Papier und Gelgard M, welche durch Wasser ersetzt wurden. Cholesterin wurde ebenfalls eliminiert, da die Brauhefe und Weizenkeimlinge genügend Sterole zur Verfügung stellen, um die Bedürfnisse zu

Tabelle 1: Prozentuale Zusammensetzung des flüssigen Nährsubstrates FN1 für die Larvenentwicklung von *Rhagoletis cerasi* und seiner wichtigsten Vorstufen.

| Komponente | G 70 (fest) | Nährsubstrat | |
|----------------------------|-------------|--------------|---------------|
| | | G6D4 (fest) | FN1 (flüssig) |
| | | | 1/ 2/ |
| Rohrzucker | 5.0 | 10.0 | 9.0 10.0 |
| Brauhefe | 5.0 | 10.0 | 9.0 10.0 |
| Weizenkeimlinge | 5.0 | 7.5 | 7.0 7.5 |
| Cholesterin | 0.35 | 0.35 | - - |
| Cholinchlorid | 0.07 | 0.07 | 0.05 0.07 |
| Wesson Salzmischung | 0.18 | 0.18 | 0.10 0.18 |
| Ascorbinsäure | 0.1 | 0.8 | 0.75 0.8 |
| Zitronensäure | 1.0 | 0.8 | 0.75 0.8 |
| Propionsäure | - | 0.4 | 0.35 0.4 |
| Methyl-para-hydroxibenzoat | 0.12 | - | - - |
| Papiermasse (trocken) | 20.0 | 15.0 | - - |
| [Hydrophile Watte] | - | - | 9.0 - |
| Gelgard M | 1.2 | 1.0 | - - |
| Wasser | 62.0 | 55.9 | 64.0 70.75 |

1/ Berechnet inklusiv Watte als Träger

2/ Berechnet für die Nährflüssigkeit allein

decken. Der Unterschied zwischen den traditionellen Nährsubstraten und den «flüssigen» Nährböden liegt darin, dass bei den ersteren sämtliche Komponenten einschliesslich der Trägerstoffe für die Texturverbesserung dem Insekt in gemischter Form angeboten werden, während bei den dünnflüssigen Nährsubstraten die eigentliche Nährflüssigkeit oder Suspension der Nährkomponenten dem Insekt auf einem neutralen Träger zur Verfügung steht. Diese Träger können zum Teil ganz fehlen (MONRO, 1968) oder aus flüssigkeitsabsorbierenden Textilien (z.B. Frottier Tuch, MITTLER & TSITSIPIS, 1973) oder Watte bestehen, welche für das Insekt bezüglich der Nahrungsaufnahme günstige physikalische Voraussetzungen schaffen, selbst aber nicht gefressen werden. Die Herstellung des Larvennährbodens ist einfach. Alle in Tabelle 1 aufgeführten Bestandteile, ausser Watte, werden in einem hochoffenen Rührwerk während 10 Minuten ohne Erwärmung gemischt und in Suspension gebracht. Die Ascorbinsäure wird jeweils ganz am Schluss des Mischens beigegeben, um sie keiner allzu grossen Oxidationsgefahr auszusetzen. Der fertiggestellte Nährbrei mit einem pH von 4.0 kann ohne sichtliche Qualitätseinbusse bei Bedarf während mehreren Wochen im Kühlschrank gelagert werden, doch ziehen wir es vor, wöchentlich den Bedarf an Material frisch herzustellen.

Sterilisierte Wattebänder (5 cm breit, 0.5 cm dick) werden als Träger für den Nährbrei auf die gewünschte Länge zugeschnitten. Die nachfolgenden Resultate beziehen sich auf 9 cm lange Wattestücke, welche in Petrischalen von 9 cm Durchmesser verwendet und mit 10 g Nährbrei beschickt werden.

Die Nährflüssigkeit wird vor Gebrauch kurz geschüttelt und als dicke Schicht in eine flache Glasschale gegossen. Hernach werden die Wattebänder mit zwei sauberen Pinzetten so durch das Nährsubstrat gezogen, dass nur eine Seite der Watte benetzt wird und anschliessend in Petrischalen gelegt, wo die Flüssigkeit beginnt, ins Innere des Trägers einzudringen. Eine optimale Situation herrscht dann vor, wenn die Unterseite der Watte und eine zusätzliche Watteschicht von ca. $\frac{1}{4}$ der Dicke trocken bleibt und somit einen

Feuchtigkeitsgradienten durch den Träger bildet. Negative Resultate wurden erzielt, als die ganze Watte mit dem Nährsubstrat getränkt wurde.

Nach der Übertragung der Eier oder, falls dies für genaue quantitative Untersuchungen benötigt wird, der frisch geschlüpften Larven mit sauberen feinen Pinseln, werden die Behälter luftdicht verschlossen und bei 25 °C und einer normalen Photoperiode von 18 h gelagert. Unter diesen Bedingungen beginnt die Verpuppung nach 11 Tagen und dauert ca. 1 Woche. Ab 11. Tag wird deshalb den Larven die Möglichkeit geboten, sich aus den Behältern zu entfernen und sich in bereitgestelltem Verpuppungssubstrat (z.B. feiner Sand oder Vermiculit) zu verpuppen.

Für den Vergleich von dünnflüssigen und festen Larvensubstraten wurde der feste Nährboden G6D4 entsprechend früher beschriebenen Methoden hergestellt (BOLLER & RAMSER, 1971). 30 g des Substrates wurde in Glasschalen (5 cm Durchmesser, 2.8 cm hoch) mit lose aufliegenden Glasdeckeln eingefüllt, leicht angepresst und mit einer Gabel mit vertikalen Löchern versehen, um den internen Gasaustausch und Penetration der Junglarven ins Innere des Nährbodens zu erleichtern. Definierte Mengen an Junglarven pro g Nährboden wurden mit dem Pinsel übertragen und der Einfluss der Larvendichte auf Puppenausbeute und Puppengewicht registriert. Auf dem dünnflüssigen Nährboden wurde zusätzlich der Einfluss der Zucht in Gruppen und mit Einzellarven auf Puppenausbeute und Gewicht untersucht, indem einzelne Wattestücke mit je einer Junglarve derart in ihrer Grösse zugeschnitten wurden, dass den Larven Substratmengen von 0.25–1.0 g zur Verfügung standen. Um die gleichen mikroklimatischen Bedingungen innerhalb den Zuchtschalen zu gewährleisten, wurde in allen Versuchseinheiten eine totale Substratmenge von 10 g benützt. Im Einzellarventest waren die kleinen Wattestücke durch ca. 5 mm grosse Abstände voneinander getrennt. Somit waren die Larven bis zur Erreichung des 2. Larvenstadiums voneinander isoliert.

RESULTATE

Die zusammengefassten Resultate der Untersuchungen sind in Abb. 2 dargestellt, welche die Puppenausbeute und das mittlere Puppengewicht bei steigenden Larvendichten, auf zwei verschiedenen Substraten sowie bei Gruppen- und Einzelzucht erfassen. Sowohl in bezug auf Ausbeute und Puppengewicht bringt der flüssige Nährboden eine wesentliche Verbesserung gegenüber der festen Form, doch können auch mit der verbesserten Methode die mittleren Puppengewichte von Freilandpopulationen (4.5 ± 0.5 mg) noch nicht ganz erreicht werden. Allerdings kann mit einer Dichte von 1–2 Larven pro g Substrat 90% des Gewichtes von Freilandmaterial erzielt werden, doch sinkt die Grösse der gezüchteten Individuen mit steigender Larvendichte ständig ab. Die Einzelzucht brachte gegenüber der Zucht in Gruppen eine Verbesserung der Ausbeute.

DISKUSSION

Die beschriebene Methode für die Eiablage gestattet eine gute Eiproduktion und kann in dieser Form auch für die Massenzucht übernommen werden. Die Entwicklung und Prüfung von grossen Eiablagekäfigen (120 x 80 x 30 cm)

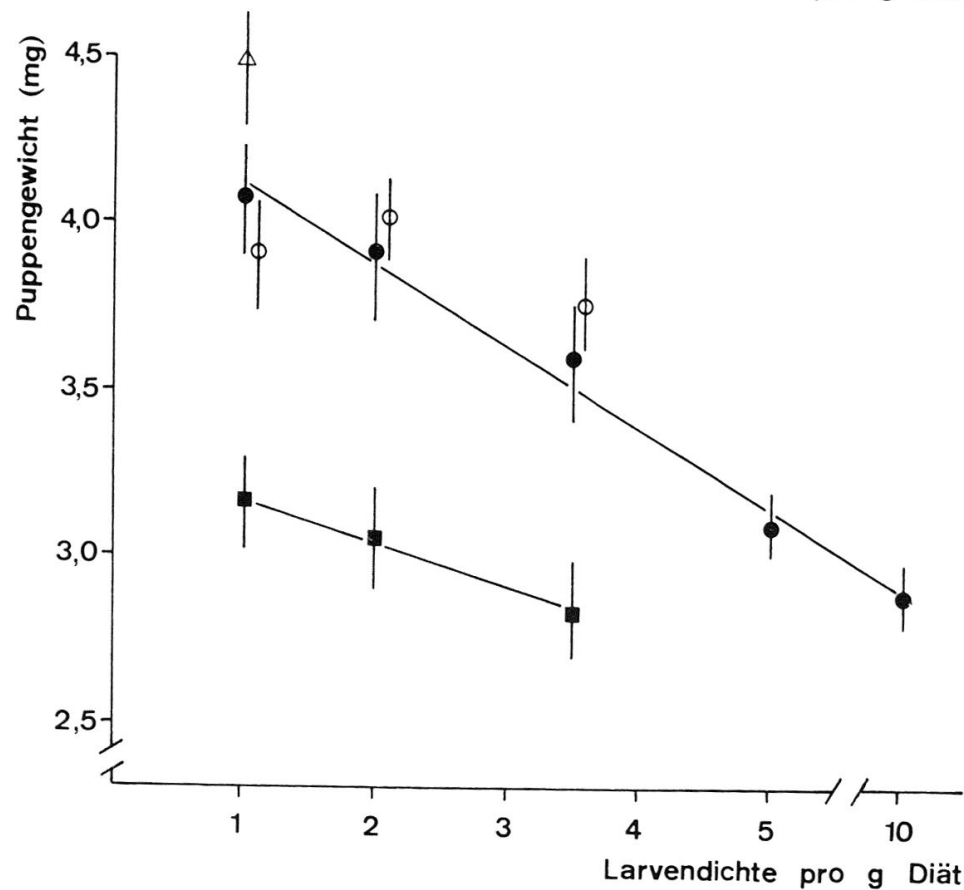
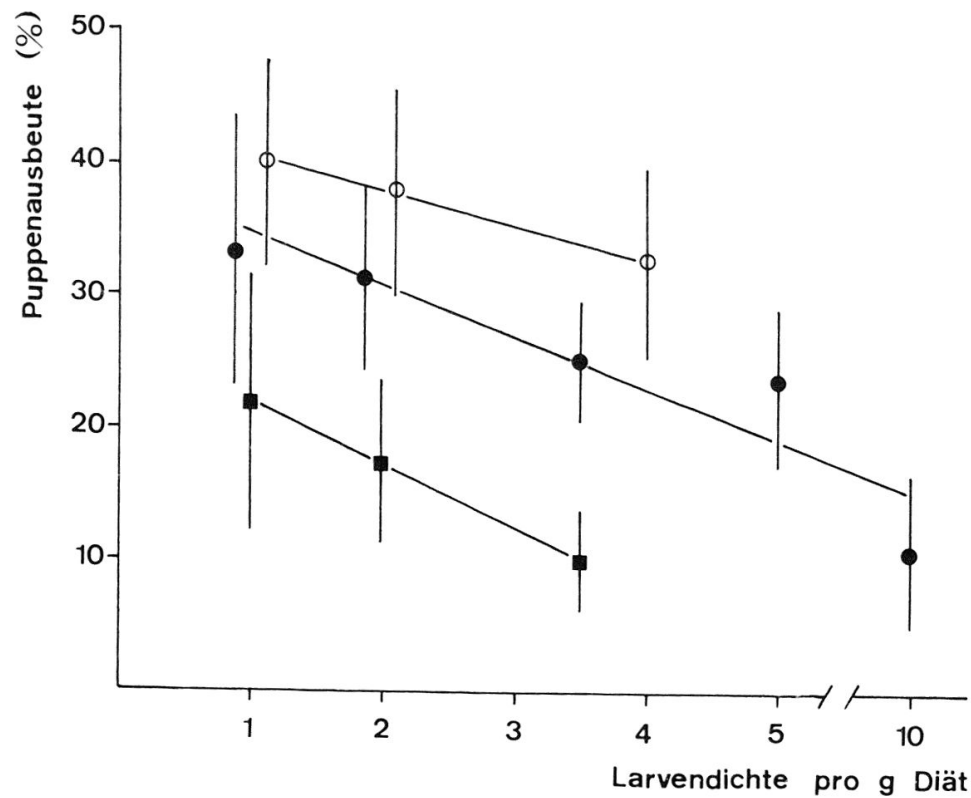


Abb. 2: Graphische Darstellung des Einflusses der Larvendichte auf Puppenausbeute (oben) und Puppengewicht (unten), wenn Larven einzeln oder in Gruppen auf festen und flüssigen Nährböden gezüchtet werden. Die Mittelwerte und ihre Vertrauensgrenzen (95%) basieren auf 15 Wiederholungen (Ausbeute) resp. 50 Puppen (Gewicht). \triangle = wildes Freilandmaterial; \blacksquare = fester Nährboden G6D4; \circ und \bullet = flüssiger Nährboden FN-1, \bullet = Zucht in Gruppen, \circ = Einzelzucht.

für 2–3000 Fliegen pro Einheit zeigte deutlich, dass die Erwartungen bezüglich Vereinfachung und Arbeitseinsparung in keiner Weise erfüllt wurden. Grosskäfige zeigten im Gegenteil bedeutende Nachteile, da die Fekundität gegenüber derjenigen in kleinen Einheiten um 50% reduziert wurde und darauf hindeutete, dass ein unerwünschter Selektionsdruck auf die Population ausgeübt wird. Dies manifestierte sich nicht nur in der vermutlichen Ausschaltung eines Anteiles der Weibchen von der Eiablagetätigkeit, sondern wirkte sich auch auf die sexuelle Aktivität in der ersten und zweiten Laborgeneration aus (BOLLER *et al.*, 1977). Die Optimierung der Bedingungen in Grossraumkäfigen zur Herabsetzung der negativen Einflüsse auf das Verhalten der Tiere könnte nur mit komplizierten neuen Einrichtungen erreicht werden, welche der angestrebten Rationalisierung der Zuchtmethode entgegenlaufen. Unter Berücksichtigung der hohen Qualitätskriterien, welche in genetischen Bekämpfungsprogrammen an massenproduzierte Insekten gestellt werden müssen, wurde von der Möglichkeit Abstand genommen, Laborstämme zu selektionieren, welche sich speziell für eine Automatisierung der Eigewinnung eignen. Der freie Abwurf von Eiern unter gesteigertem Ovarialdruck oder die Eiablage durch flache Membranen wären als Alternativen durchaus entwicklungsfähig. Wir haben diese Möglichkeit zur Ablösung der Eiablagedome bewusst aus unserem Zuchtprogramm ausgeschlossen, da die Erhaltung von wichtigen Verhaltensmustern bezüglich Wahl von Wirtsfrüchten und Lokalisierung der Geschlechtspartner auf den Wirtspflanzen eng mit dem Eiablagesubstrat verbunden ist (PROKOPY & BOLLER, 1971; BOLLER, 1972; BOLLER & CHAMBERS, 1977). Die kleinen Eiablageeinheiten gestatten bei zweimaliger Eigewinnung und Wartung pro Woche eine Massenproduktion von Eiern mit minimalem Zeitaufwand.

Die stark verbesserte Leistungsfähigkeit des flüssigen Larvennährbodens ist auf die verbesserten physikalischen Eigenschaften des Substrates (z.B. Textur und Feuchtigkeit) zurückzuführen, da der Anteil der Nährkomponenten nicht wesentlich verändert wurde.

Die Dichteabhängigkeit der Puppenausbeute und der mittleren Puppen Gewichte könnten darauf hindeuten, dass durch abnehmendes Nahrungsangebot bei steigender Larvendichte eine erhöhte Larvenmortalität bewirkt wird. Die Versuche mit Einzelzuchten zeigen jedoch, dass dies nur bedingt der Fall ist. Aus Abb. 2 ist ersichtlich, dass bei den geprüften Diätmengen, welche den Larven zur Verfügung standen, die einzeln gezüchteten Larven durchwegs zu höheren Puppenausbeuten führten. Zudem konnte beobachtet werden, dass auch bei relativ hohen Larvendichten das Angebot an Nährsubstrat nie vollständig gefressen wurde. Diese Unterschiede deuten darauf hin, dass sich die Larven zumindest während des ersten und teilweise des zweiten Larvenstadiums gegenseitig beeinflussen können. Die Wirkungsweise dieser Larveninteraktion ist zur Zeit nicht abgeklärt. Als mögliche Faktoren können toxische Ausscheidungsprodukte, Kannibalismus unter den Junglarven sowie Verhaltensstörungen in Betracht gezogen werden, da sich die Larven in der Natur in kompletter Isolation entwickeln (in der Regel eine Larve pro Kirsche). Es kann deshalb der Schluss gezogen werden, dass der einer Junglarve zur Verfügung stehende Raum ebenso wichtig zu sein scheint wie die absolute Menge an Nahrung. Mögliche Verbesserungen in der Massenzucht könnten durch weitere ernährungsbiologische Untersuchungen und durch die Entwicklung

von Methoden erreicht werden, welche zu einer Reduktion der Larveninteraktionen während der ersten Tage führen könnten.

Die beschriebene Methodik bezüglich Eiablage und Anwendung des flüssigen Larvensubstrates ist in den letzten Monaten den Anforderungen eines grösseren Zuchtprogrammes angepasst worden. So wurde die Anzahl Eiablagedome pro Einheit von 10 auf 20 erhöht. Die verwendeten kleinen Petrischalen wurden durch grössere Plastikschalen von 14 cm Durchmesser ersetzt, welche 30 g Nährboden und je 500 Eier aufnehmen können. Vor Verpuppungsbeginn werden die Schalen auf einem Gitterrost über einem Behälter mit Sand oder Vermiculit als Verpuppungssubstrat gestapelt. Kleine Nocken auf der Unterseite der Schalendeckel gestatten den ausgewachsenen Larven die Petrischalen zu verlassen und sich in den Verpuppungsbehälter fallen zu lassen. Die restlichen Puppen, welche sich in den Schalen gebildet haben, können nach Abschluss der Verpuppungsperiode von Hand eingesammelt werden. Die Puppenausbeute in der routinemässig betriebenen Laborzucht schwankt zur Zeit um 40% der Junglarven. Mit einem Liter Nährsubstrat (Materialkosten Fr. 1.00; August 1976) können unter den beschriebenen Bedingungen 1000–1200 Puppen produziert werden. Der totale Arbeitsaufwand beträgt gegenwärtig 5 Stunden pro 1000 produzierte Fliegen – ein Aufwand, welcher bei Ausdehnung der Produktionskapazität wesentlich gesenkt werden kann.

Der heutige Stand der Zuchttechnik für die Kirschenfliege gestattet, das für die laufenden Autozidprogramme benötigte Kirschenfliegenmaterial von rund 1 Million Fliegen pro Jahr zum grössten Teil im Laboratorium bereitzustellen. Gleichzeitig kann der Umfang der bis anhin notwendigen Sammelaktionen für Freilandmaterial reduziert werden.

Verdankung

Wir danken Herrn Dr. H.L. HOUSE am ehemaligen Forschungsinstitut für biologische Schädlingsbekämpfung des kanadischen Landwirtschaftsministeriums in Belleville, Ontario, für seine beratende Tätigkeit während des Anfangsstadiums der Entwicklungsarbeiten an Nährsubstraten für *Rhagoletis* spp., welche von E. BOLLER während seines Forschungsaufenthaltes in den Jahren 1966–68 durchgeführt worden waren.

Bibliographie

- BOLLER, E.F. 1972. *Behavioural aspects of mass-rearing of insects*. Entomophaga 17: 9–25.
- BOLLER, E.F. & CHAMBERS, D.L. 1977. *Quality of mass-reared insects*. In: RIDGWAY, R.L. & VINSON, S.B. (eds.) *Biological control of insects by augmentation of natural enemies*. Plenum Press, New York & London (im Druck).
- BOLLER, E.F. & RAMSER, E. 1971. *Die Zucht der Kirschenfliege auf künstlichen Substraten*. Schweiz. Z. Obst-Weinbau 107: 174–83.
- BOLLER, E.F., REMUND, U., KATSOYANNOS, B.I. & BERCHTOLD, W. 1977. *Quality control in European cherry fruit fly: evaluation of mating activity in laboratory and field cage tests*. Z. ang. Ent. (in Vorbereitung).
- HAISCH, A. & BOLLER, E.F. 1971. *The genetic control of the European cherry fruit fly, Rhagoletis cerasi L. Progress report on rearing and sterilization*. Proc. IAEA/FAO Symp. «Sterility principle for insect control or eradication» Athens 1970, 67–76.

- KATSOYANNOS, B.I. 1975. *Oviposition-detering, male-arresting, fruit-marking pheromone in Rhagoletis cerasi*. Environ. Entomol. 4: 801-7.
- MAEDA, S., HAGEN, K.S. & FINNEY, G.L. 1953. *The role of micro-organisms in the culture of fruit fly larvae*. In: Third special report on the control of the Oriental fruit fly, *Dacus dorsalis*, in the Hawaiian Islands, California Senate Publication, 84-86.
- MITTLER, T.E. & TSITSIPIS, J.A. 1973. *Economical rearing of larvae of the olive fruit fly, Dacus oleae, on a liquid diet offered on cotton towelling*. Ent. exp. & appl. 16: 292-93.
- MONRO, J. 1968. *Improvements in mass rearing the Mediterranean fruit fly, Ceratitis capitata Wied.* Proc. IAEA/FAO Panel on «Radiation, radioisotopes and rearing methods in the control of insects pests». Tel Aviv 1966, 91-104.
- MONRO, J. & OSBORN, A.W. 1967. *The use of sterile males to control populations of the Queensland fruit fly, Dacus tryoni (Frogg.). 1. Methods of mass-rearing transporting, irradiating, and releasing sterile flies*. Aust. J. Zool. 15: 461-73.
- NEILSON, W.T.A. 1973. *Improved method for rearing apple maggot larvae from artificial media*. J. econ. Ent. 66: 555-56.
- PROKOPY, R.J. 1967. *Artificial diet for apple maggot larvae*. J. econ. Ent. 60: 1161-62.
- PROKOPY, R.J. & BOLLER, E.F. 1970. *Artificial eggging system for the European cherry fruit fly*. J. econ. Ent. 63: 1413-17.
- PROKOPY, R.J. & BOLLER, E.F. 1971. *Stimuli eliciting oviposition of European cherry fruit flies, Rhagoletis cerasi (Diptera: Tephritidae) into inanimate objects*. Entomol. exp. & appl. 14: 1-14.
- STEINER, L.F. & MITCHELL, S. 1966. *Tephritid fruit flies*. In: SMITH, C.N. (ed.) *Insect colonization and mass-production*, 555-83, Academic Press, New York & London, 618 pp.
- SCHROEDER, W.J., MIYABARA, R.Y., TANAKA, N. & CHAMBERS, D.L. 1971. *A fluid larval medium for rearing the melon fly*. J. econ. Ent. 64: 1221-23.

