

15.6

Die Taufliege im Biologieunterricht

(*Drosophila melanogaster*)

Haltung in der Schule - Körperbau - Entwicklung

Herausgeber: Landeshauptstadt Hannover
Schulbiologiezentrum

Impressum:

**Titel: Die Taufliede im Biologieunterricht:
(Drosophila melanogaster)**

Arbeitshilfe Nr. 15.6

1978, leicht veränderte Neuauflage November 2012

Verfasser: Dr. Renate Becker
Redaktionelle und grafische Bearbeitung der Neuauflage 2012:
Ingo Mennerich, Günter Grott, Jürgen Renz

Herausgeber: Landeshauptstadt Hannover
Fachbereich Bibliothek und Schule
Schulbiologiezentrum
Vinnhorster Weg 2
30419 Hannover
Tel: 0511/168-47665
Fax: 0511/168-47352
E-Mail: schulbiologiezentrum@hannover-stadt.de
Internet: www.schulbiologiezentrum.info

Inhalt

Vorwort zur Originalausgabe.....	1
Vorwort zur Neuauflage 2012.....	1
Einleitung.....	2
1. Sachliche Hinweise.....	2
1.0 Haltung der Fliegen.....	2
1.1 Benötigtes Material für die Drosophila-Kultur.....	2
1.2 Zur Versuchsanordnung.....	3
1.3 Herstellung des Futterbreies und Vorbereitung eines Neuansatzes.....	3
1.4 Betäubung und Umsetzen der Fliegen.....	4
1.4.1 Betäuben der Fliegen mit Ether, CO ₂ oder Kälte.....	5
1.4.2 Alternativen zur Betäubung mit Ether.....	5
2. Über den Körperbau der Fliegen.....	5
2.1 Unterscheidung von Männchen und Weibchen.....	5
2.2 Leicht zu beobachtende Verhaltensweisen der Fliegen.....	7
2.3 Zusammenhänge zwischen Körperbau und Sinnesleistungen.....	7
3. Hinweise zur Beobachtung von Eiern, Larven und Puppen	9
3.1 Zur Beobachtung der Eier.....	9
3.2 Zeitlicher Ablauf der Larvenentwicklung	10
3.3 Zur Beobachtung des zweiten Larvenstadiums.....	10
3.4 Zum Körperbau der Larve.....	10
3.5 Verhalten der Larve bei intensiver Belichtung.....	12
3.6 Zur Bedeutung der Imaginalscheiben.....	12
3.7 Vorgang der Verpuppung.....	13
3.8 Beobachtung der Puppe und des Schlüpfens.....	13
3.9 Zeitlicher Lebensablauf der Imago.....	14
4 Vergleich der Flugleistung und des Körperbaues Insekt – Wirbeltier.....	14
4.1 Zur Stellung im System.....	14
5 Didaktische und methodische Gesichtspunkte	15
6 Literatur.....	16



Vorwort zur Originalausgabe

Mit der vorliegenden Arbeitshilfe legt das Schulbiologiezentrum eine im Auftrag des Pädagogischen Zentrums Hannover erstellte Ausarbeitung vor, in der die Taufliege als Insekt und nicht nur als genetisches Objekt betrachtet wird. Frau Dr. Becker hat die wissenschaftlichen Vorarbeiten geleistet, das Objekt im Unterricht erprobt und auf Grund ihrer Erfahrung die folgende Arbeitshilfe verfasst. Für ihre sorgfältige Arbeit sei an dieser Stelle gedankt. Das Material steht seit Veröffentlichung dieser Arbeitshilfe aus der zentralen Ausleihe des Schulbiologiezentrums zur Verfügung.

gez. Winkel
Biologiedirektor

Vorwort zur Neuauflage 2012

Diese Arbeitshilfe ist eine der vielen „Klassiker“ unter unseren Arbeitshilfen, zeitlos, fundiert von einer Expertin geschrieben und als verlässlicher Helfer für den Unterricht immer wieder nachgefragt. „Neue Medien“ wie das Internet verlangen nach neuen Verbreitungsformen. Wir haben die viele Jahre immer wieder im A5-Graudruck ausgegebene Arbeitshilfe eingesehen und in eine neue Form gebracht, inhaltlich allerdings nur geringfügig verändert. Dank an Günter Grott für das Bearbeiten der von Frau Dr. Becker mühevoll aus Vorlagen nachgezeichneten Grafiken.

In der vorliegenden Neuauflage haben wir die Abschnitt „Herstellung des Futterbreis“ und „Betäubung und Umsetzen der Fliegen“ nach den Erfahrungen von Jürgen Renz völlig neu verfasst.

Hinweisen möchten wir auch auf die im März 2009 neu erschienene und diese Veröffentlichung ergänzende Arbeitshilfe 10.9 „Mendel neu entdeckt – Kreuzungsexperimente mit Drosophila“ die Sie auch unter www.schulbiologiezentrum.info finden.

Ingo Mennerich, November 2012



Einleitung

Seit T.H. Morgan um 1910 die Taufliege als Versuchsobjekt in die experimentelle Genetik einführte, sind die Bedingungen für ihre Zucht bestens untersucht worden. Durch ihre leichte und billige Haltung ist sie zu einem Insekt geworden, mit dem auch an Schulen im Biologieunterricht gearbeitet werden kann. Neben dem Nachvollziehen von Kreuzungsexperimenten der klassischen Genetik bietet die Taufliege dem Biologielehrer die Möglichkeit, alle Schüler im Lauf von ca. zwei Wochen zur Beobachtung der Entwicklungsstadien eines Insekts mit vollständiger Verwandlung zu führen. Die relative Kleinheit der Fliege – ca. 2,5 mm – erschwert gewiss einerseits die Beobachtung, andererseits hat die Entdeckung der komplizierten Organisation eines so kleinen Tieres seinen besonderen pädagogischen Wert.

Sachliche Hinweise

1.0 Haltung der Fliegen

Drosophila kann prinzipiell in allen Gefäßen gehalten werden, also auch und mit fein durchlöcherter Folie versehenen und abgeschnittenen Milchkartons. Sie können natürlich auch Würstchengläser oder Milchflaschen verwenden. Große und hohe Gefäße eignen sich für Massenkulturen.

Im Schulbiologiezentrum halten wir die Kulturen in 100 ml Weithalsflaschen die mit einem luftdurchlässigen Schaumstoffstopfen verschlossen werden. Die Kulturen werden alle zwei bis drei Wochen in eine neue, mit Futterbrei versehene Flasche umgesetzt. Beim Umsetzen gelangen nur die erwachsenen Fliegen in das neue Zuchtgefäß. Das Eier, Larven und Puppen enthaltende alte Gefäß wird für vier weitere Wochen am Leben erhalten. Die schlüpfenden Fliegen bleiben so als Sicherheitsreserve erhalten.

Statt der Weithalsflaschen sind auch Babynahrungsgläschen oder Marmeladengläser verwendbar, vorausgesetzt, sie haben passende Schaumstoffstopfen zur Verfügung. Von Wattestopfen möchten wir abraten, da sich viele Fliegen zwischen den Wattefäden aufhalten, das Umsetzen erschweren und durch Lücken am Rand in die Freiheit entkommen.

In den Futterbrei wird eine aus einem Rundfilter für Kaffeemaschinen selbst gefertigte Tüte gesteckt. Die Larven kriechen an der Tüte hoch und verpuppen sich am Rand.

1.1 Benötigtes Material für die Drosophila-Kultur

Den folgenden Angaben liegt als Angebot ein bestimmtes Konzept für die Durchführung des Unterrichtes zugrunde.

Benötigtes Material für eine Drosophilakultur:	rotes Löschpapier
Grieß-Sirup-Brei (bis Gebrauch kühl stellen)	Nipagin
Betäubungsglas und ein weiteres Glas	Methylenblau, 1 % Lösung
Einmal-Petrischalen, 94mm Durchmesser	Bäckerhefe
weiche Pinsel	Diethylether
Muster für Schalenverdunkelung	Lupen bzw. Binokulare oder Mikroskope

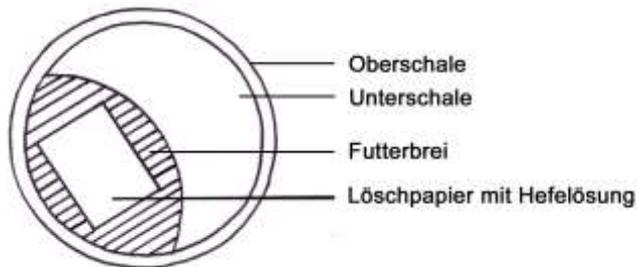


1.2 Zur Versuchsanordnung

Je 2 bis 4 Schüler benötigen eine Beobachtungsschale.

Einweg-Petri-Schalen sind dünnwandiger und damit durchsichtiger als Glas-Petrischalen. Der Brei sollte gerade noch fließen, keinesfalls aber zu feucht sein, da sonst sich bildendes Kondenswasser den Blick durch die Schale hindert.

Entsprechend der Abb. 1 wird etwas Brei in einen Teil der Schale gefüllt, ein Teil des Breies mit dem Löschpapier bedeckt, gut angedrückt und mit etwas Hefelösung bestrichen.



1.3 Herstellung des Futterbreis und Vorbereitung eines Neuansatzes

Grundsätzlich ist *Drosophila* mit etwas faulem Obst (Weintrauben, Banane, Birne) zufrieden. Um eine in geschlossenen Gefäßen schnell auftretende Schimmelbildung zu vermeiden sollte die „Bananenlösung“ zugunsten eines speziellen „Futterbreies“ vermieden werden.

Im Handel sind spezielle Nährmedien für *Drosophila* erhältlich. Es gibt Instant-Medien, die mit etwas Wasser versetzt sofort einen aufquellenden Futterbrei ergeben, der alle Nährstoffe enthält und Bakterien und Schimmel unterdrückt. Zu nennen ist „Formula 4-24®“, erhältlich z.B. bei der Fa. Jörk Klawun in Eutin oder beim US-amerikanischen Lehrmittelvertrieb Carolina (Burlington, N.C., USA).

Sie können aber auch selbst auf recht einfache Weise einen Futterbrei herstellen, der aus Zuckerrübensirup, Maisgries und Wasser besteht und gegen Schimmel und Wildhefenbefall mit Nipagin (4-Hydroxybenzoesäuremethylester) bzw. Hefe versetzt wird. Nipagin (1 g) ist im Schulbiologiezentrum Hannover erhältlich. Die Hefe, die sich ebenfalls vom zuckerhaltigen Futterbrei ernährt bildet einen Teil der Nahrung, besonders der Larven. Die Vergärung des Zuckers schafft ein leicht alkoholisches und anlockendes Milieu. Der Maisgries dient in erster Linie als Strukturmittel und nimmt die Feuchtigkeit und den Zucker so auf, dass keine klebrige Masse entsteht.

Unter normalen Raumbedingungen sollten die Fliegen alle 2 – 3 Wochen in ein neues Kulturgefäß mit frischem Brei umgesetzt werden. Es erfolgt also keine Futterzugabe!

Der Futterbrei besteht aus folgenden Komponenten

(Mengenangabe für 5 Gläser à 100 ml)

- Zuckerrübensirup, z. B. „Graftschafter Goldsaft“ (hell) 1 EL
- Polenta (Maisgries) 35 g
- Wasser 250 ml
- Nipagin 0,3 g
- Hefe (Trockenhefe) 1 g
- Rundfilter (94 mm), z.B. Melitta (für Kaffeemaschinen)

Vorgehensweise:

- Geben Sie das Wasser und den Zuckerrübensirup in einen Topf und erhitzen Sie die Mischung bis sich der Sirup aufgelöst hat.
- Geben Sie den Maisgries (Polenta) dazu und lassen ihn unter leichtem Rühren aufkochen.
- Lassen Sie den Brei etwas abkühlen und quellen.
- Rühren Sie Nipagin und Hefe unter den Brei
- Füllen Sie 5 sterile (oder ausgekochte) Gläser zu etwa 2/5 mit dem Brei.
- Lassen Sie den Brei abkühlen
- Nach dem Abkühlen streuen Sie bitte noch etwas Hefe über die Breioberfläche

Zum Schluss wird die Tüte aus Filterpapier in den Brei gesteckt.

Falten Sie einen Rundfilter pro Ansatz zu einer Tüte: Halbieren Sie den Filter durch Umschlagen und falten Sie den entstandenen „Halbmond“ vier bis fünfmal über bis eine Tüte entsteht. Stecken Sie die Tüte mit der Spitze mittig ins Glas in den Futterbrei. Bitte keinen Klebstoff verwenden! Es macht nichts, wenn die Tüte etwas aufgeht, dadurch vergrößert sich sogar die Oberfläche und es bilden sich Nischen.

Sollten Sie den Zuchtansatz nicht gleich benötigen hält er sich verschlossen einige Wochen im Kühlschrank.

1.4 Betäuben und Umsetzen der Fliegen

Drosophila-Kulturen werden nicht nachgefüttert sondern in neue Zuchtgefäße umgesetzt.

Das Umsetzen ist notwendig um Kulturen über einen langen Zeitraum zu erhalten und / oder um Kreuzungsexperimente in „jungfräulicher“ Umgebung anzusetzen.

Beim Umsetzen werden in der Regel nur die erwachsenen Tiere ins neue Zuchtgefäß gelangen. Die im alten Ansatz verbleibenden Eier, Larven und Puppen entwickeln sich noch mehrere Wochen weiter. Das lässt also durchaus noch mehrmaliges Umsetzen zu.

Das Ansetzen von Kreuzungsexperimenten muss stets mit einem Neuansatz beginnen weil sich andernfalls im Futterbrei bereits „unkontrolliert“ entstandene Jungstadien befinden.

Das Umsetzen der Fliegen auf den neuen Futterbrei muss zügig vonstatten gehen und sollte vorher am besten mit dem flugunfähigen Typ „vestigial“ geübt werden.

Es ist empfehlenswert, die Tiere nicht allein, sondern „mit vier Händen“ in die neuen Gläser zu bringen. Dabei sollten die Rollen klar verteilt sein und jeder sollte im „Notfall“ in der Lage sein, schnell den Part des Anderen zu übernehmen.

Stellen Sie mit Fliegenbrei und Filtertüte versehene Gläser und Stopfen bereit.

Legen Sie ein glattes Küchenhandtuch unter die Gläser.

Schlagen Sie das „alte“ Glas mit Fliegenkultur mehrfach leicht auf die Tischplatte bis alle Fliegen nach unten gefallen sind (kurze „Schreckstarre“). Ziehen Sie den Stopfen heraus und stülpen Sie das „neue“ Glas zügig (!) umkehrt darüber (Rand an Rand!) Umfassen Sie beide Gläser und achten Sie darauf, dass die Öffnungen dicht aneinander gepresst bleiben.

Drosophila fliegt bzw. läuft („vestigial“) zum Licht hin. Machen Sie sich das zunutze indem Sie das „alte“ Glas durch Umfassen abdunkeln und beide Gläser so halten, dass das „neue“ Glas zum Licht hinzeigt.

Eine aus transparenter (!) Overheadfolie geschnittene Scheibe, auf das „alte“ Glas gelegt und nach der „Übersiedlung“ zwischen den Gläserändern herausgezogen kann das Umsetzen erleichtern. Nehmen Sie auf jeden Fall durchsichtiges Material, sonst besteht das Risiko, dass sich darauf absetzende Fliegen nicht erkannt werden.

Es kann sinnvoll sein, beim Umsetzen einen Zwischenschritt einzuschalten, die Fliegen zu betäuben (siehe „Betäuben der Fliegen“) und zu kontrollieren ob wirklich nur die „gewünschten“ Typen übersiedeln.



Vergessen Sie nicht – der Übersicht halber – die Neuansätze mit dem Typ und dem Datum des Umsetzens zu versehen.

1.4.1 Betäuben der Fliegen mit Ether, CO₂ oder Kälte

Zur gezielten Zucht müssen bestimmte Tiere herausselektiert und verpaart werden. Dazu werden sie kurzzeitig betäubt und unter dem Binokular herausgesucht.

Als Betäubungsmittel eignet sich sparsam (!) verwendeter Ether oder Kohlenstoffdioxid.

Betäubung mit Ether:

Als Betäubungsglas stellen Sie ein leeres, auf den Rand des Zuchtgefäßes passendes Glas und einen passenden Schaumstoffstopfen bereit. Geben Sie einen Tropfen Ether auf den Boden des Betäubungsglases (nicht in das Kulturgefäß!). Öffnen Sie das die Fliegenkultur und drücken Sie das Betäubungsglas auf den Rand des Kulturgefäßes. Umschließen Sie das Kulturgefäß mit einer Hand. Dadurch dunkeln Sie es ab. Halten Sie jetzt beide Gläser so, dass der Boden des Betäubungsglases zum Lichteinfall zeigt und die Fliegen, ihrem Instinkt folgend ins Helle fliegen. Sollte die Ethermenge zu groß ausfallen kann es geschehen, dass er sich auch im Kulturgefäß ausbreitet und die Tiere dort herausgeschüttelt werden müssen. Das ist von Nachteil, weil dann natürlich auch tote Tiere ins Betäubungsgefäß gelangen.

Die betäubten Fliegen können jetzt auf ein Blatt Papier oder in eine Petrischale geschüttelt werden. Ein Tropfen Ether in eine 100ml-Weithalsflasche gegeben betäubt die Fliegen für 10 – 15 Minuten.

Sollten die Fliegen frühzeitig erwachen kann ein Deckel auf die Petrischale gesetzt und mit einem weiteren Tropfen Ether nachbetäubt werden.

Benutzen Sie bitte beim Narkotisieren keine Pasteurpipetten: Die aufgezogene Ethermenge verdunstet unter Druckentwicklung so schnell, dass die im Pipettenröhrchen befindliche Flüssigkeit von selbst aus der Pipette herausschießt.

1.4.2 Alternativen zur Betäubung mit Ether

Kälte: Die einfachste, das Nervensystem und das Verhalten der Fliegen nach der Narkose nicht beeinträchtigende Methode ist das Herunterkühlen der Kultur im Kühlschrank. Der Nachteil ist, dass der Inhalt des Kulturglases, einschließlich der toten Tiere, herausgeschüttelt werden muss und dass sich die Fliegen bei Raumtemperatur natürlich schnell wieder erholen.

Kohlenstoffdioxid: Die CO₂-Anästhesie ist eine einfache, geruchlose Methode die verhältnismäßig lange vorhält. CO₂ wird entweder direkt aus der Glasflasche genommen oder – um zu verhindern, dass die Fliegen bei zu weit geöffnetem Hahn aus dem Kulturgefäß gewirbelt werden – in einem Behälter zwischengelagert. CO₂ ist schwerer als Luft und lässt sich daher – unsichtbar! – von einem Glas ins andere gießen. Kohlenstoffdioxid kann bei Fehlen einer Gasflasche mit Hilfe eines Sprudelwasserbereiters erzeugt werden. Dazu muss die zum Gerät gehörende Flasche einfach ohne Wasserfüllung eingesetzt werden.

Man kann CO₂ auch mit Brausetabletten und Essig in einem geschlossenen Gefäß herstellen und das Gas über einen Schlauch in das Kulturgefäß leiten.

Das Betäuben sollte zunächst mit dem flugunfähigen Typ „vestigial“ geübt werden.

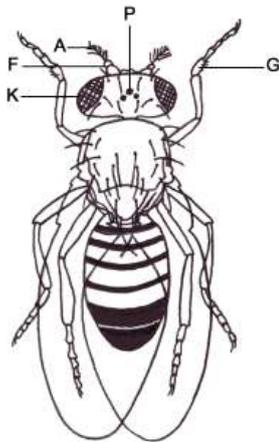
2. Über den Körperbau der Fliegen

2.1 Unterscheidung von Weibchen und Männchen

Die Weibchen sind deutlich größer als die Männchen. Ihr letztes Hinterleibssegment endet in einer hellen Spitze, unter der die Geschlechtsöffnung liegt. Auch ist der Hinterleib von der Rückenseite gesehen durch 5-6 deutlich voneinander getrennte dunkle Querbinden gekennzeichnet. Das Abdomen des Männchens ist am Ende abgerundet und erscheint dunkel, da die dunklen Querbinden der letzten Segmente zu einem einheitlichen, breiten Band verschmolzen sind. Äußere Geschlechtsteile des Männchens am letzten Hinterleibsglied sind bräunlich chitiniert. Auch besitzen die Männchen am obersten ersten Fußglied einen winzigen, schwarzen Geschlechtskamm.



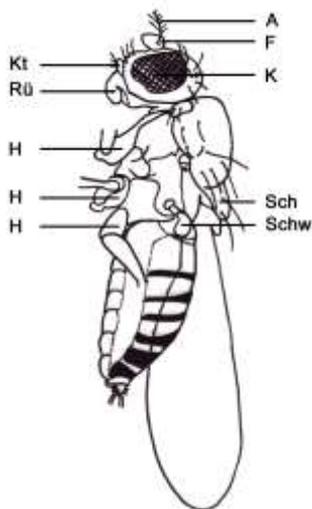
Drosophila melanogaster (Männchen)



- A Arista
- F Fühler
- G Geschlechtskamm
- K Komplexaugen
- P Punktaugen

Zeichnung nach Mainx, Das kleine Drosophila-Praktikum, Verlag Springer, Wien 1949

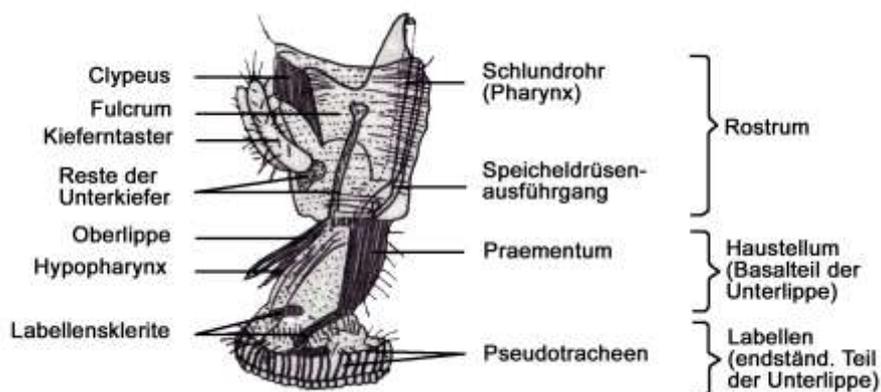
Drosophila melanogaster (Weibchen)



- A Arista
- F Fühler
- K Komplexauge
- Rü Rüssel
- H Hüfte
- Kt Kieferntaster
- Sch Schildchen
- Schw Schwingkölbchen

Zeichnung nach Mainx, Das kleine Drosophila-Praktikum, Verlag Springer, Wien 1949

Rüssel der Stubenfliege



(nach Kükenenthal, Leitfaden für das zoologische Praktikum, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1967)

2.2 Leicht zu beobachtende Verhaltensweisen der Fliegen

Bevor die Fliegen zu munter werden, setzen wir den Schalendeckel auf und beobachten nun die lebhaften Bewegungen der Fliegen, ihr Laufen, auch am Glasdeckel hängend, ein Können, das die Wissenschaft noch nicht restlos geklärt hat, das Putzen des Kopfes und des Hinterleibes. Diese Bewegungsabläufe sind den Fliegen angeboren.

Durch Verdunkeln des größten Teiles der Schale und wiederholtes Drehen zum Licht bzw. vom Licht fort ist die positive Phototaxis einwandfrei nachweisbar. Bei dem Besprechen des Verhaltens der Fliegen ist zu bedenken, dass das Tier wohl nie unter der Einwirkung nur eines Reizes steht, bei einem Weibchen mag die Stimmung, Eier abzulegen im Augenblick überwiegen oder Hefegeruch die Fliege zur Nahrungsaufnahme anregen. So werden nicht alle Fliegen mit gleicher Geschwindigkeit sich dem Licht zuwenden.

2.3 Zusammenhänge zwischen Körperbau und Sinnesleistungen

Es ist möglich, dass der Wunsch geäußert wird, die Fliege noch einmal in Ruhe zu betrachten, es würde sich lohnen. Es werden nochmals Fliegen aus der Drosophila-Kultur betäubt, sie erträgt auch wiederholte Ätherbetäubungen. Wir beginnen die Beobachtungen zunächst mit dem Binokular oder der geringsten Vergrößerung am Mikroskop und stellen nach Bedarf bis auf 60 - 80fache Vergrößerung.

Die feine sechseckige Felderung der halbkugelig gewölbten Komplexaugen wird deutlich. Jedes Sechseck stellt die Oberfläche eines Einzelauges dar. Zwischen ihnen stehen senkrecht kurze, starre Borsten. Erzeugt man durch Spielen mit dem Spiegel oder der Blende ein Dunkelfeld, blitzt das von den Kristallkegeln der Einzelaugen eingefangene Licht auf.

Bei den Insekten bestehen große Unterschiede in der Anzahl der Einzelaugen eines Komplexauges, (6-8 Einzelaugen bei der verborgenen lebenden Diebsameise, ca. 10 000 Einzelaugen im Auge der schnellfliegenden blauen Schmeißfliege). Grundsätzlich hängt die Anzahl der Einzelaugen von genetischen Faktoren ab, aber auch äußere Faktoren können während der Entwicklung sie wahrscheinlich beeinflussen, z. B. Sauerstoffversorgung und Haltungstemperatur. Bei der Haltungstemperatur von 24,5°C kann das Auge der Taufliege beim Männchen 740, beim Weibchen 780 Ommatidien enthalten.

Was das Gehirn der Fliege mit den Erregungen anfängt, die durch das wechselnde Raster von hellen und dunklen Punkten in den lichtempfindlichen Sinneszellen entstehen, darüber lässt sich nichts Eindeutiges sagen. Jedenfalls verfügt die Fliege über Hell-Dunkel-Wahrnehmung und Bewegungssehen, das zeigt ihr überraschend gutes Reaktionsvermögen auf optische Veränderungen. Farbsehen ist heute für eine große Anzahl von Insekten nachgewiesen, auch für einige Fliegen-Arten, außerdem die Wahrnehmung polarisierten Lichtes, u.a. auch für Drosophila.

Zwischen den Komplexaugen liegen im Dreieck nah beieinander drei Punktaugen (Ozellen). Durch ihr Abdunkeln hat man im Versuch deutlich verlangsamte Reaktionen auf optische Reize festgestellt. Man schließt daher auf eine stimulierende Wirkung, die von der Erregung der Lichtsinneszellen in den Ozellen ausgeht.

Vorn am Kopf stehen die kurzen, dreigliedrigen Fühler (Antennen). Nahe dem 2. Glied ist dem keuligen, mit Härchen übersäten Endglied eine lange, gefiederte Borste, die Arista, eingefügt, die als Rest ursprünglich weiterer Glieder aufgefasst wird.

Beim Fliegen drückt der Flugwind auf die Arista, ihre Lageveränderung wird durch die Sinneszellen des im 2. Fühlerglied liegenden Johnston'schen Organs registriert. Dieses Sinnesorgan dient mit seinen Verbindungen zum Nervensystem und der Flugmuskulatur der Flugsteuerung (Luftströmungssinn).

Die Chitinhaut der Fliege zeigt allgemein zwischen kräftigen, undurchsichtigen Chitinplatten sehr dünnwandige, helle Hautbereiche. Diese haben vor allem ihre Bedeutung als Gelenkhäute, die im Zusammenhang mit den innen an den Chitinplatten ansetzenden Muskeln Grundlage für die Körperbewegungen sind, z.B. der dünne Hals zwischen der starren



Kopfkapsel und dem aus den 5 Brustsegmenten verschmolzenen Bruststück, oder die Gelenkhäute zwischen den Segmenten des Abdomens.

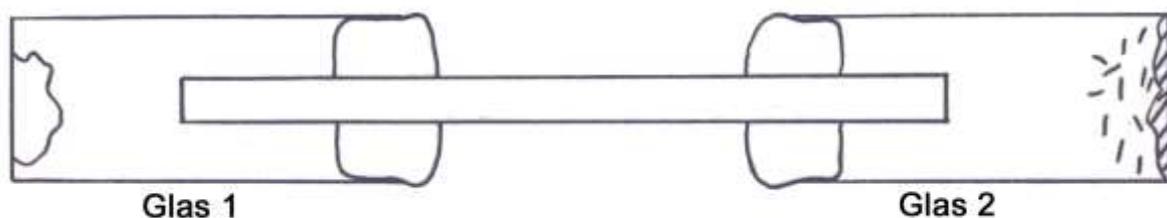
Aber alle dünnwandigen Bereiche des Chitinpanzers der Insekten sind auch prädestiniert für den Empfang von Außenreizen. Hier liegen in der Epidermis spezielle Sinneszellen, Sinneszellgruppen (Sensillen) oder kleine Sinnesorgane. Auf diese Weise werden viele Haare oder Borsten zu Tasthaaren oder Riechhaaren. Den Schülern werden bei der Beobachtung mit Binokular oder Mikroskop auf dem Thoraxrücken wie auch am Abdomen einzelne lange Borsten auffallen, die aus einer ovalen, hellen also dünnen Chitinhaut wachsen. Es sind Tasthaare.

Wird die Borste berührt oder gedrückt, wirkt das Haar druckverstärkend wie ein Hebelarm auf die darunter in der Epidermie liegenden Sinneszellen. Die häufigen Putzbewegungen, die beobachtet wurden, haben die Funktion, die Körperdecke schmutzfrei und damit die Sinneszellen empfangsbereit zu halten. Alle Sinneszellen der Insekten haben Fortsätze, über die Erregungen in Richtung Ganglien ablaufen können, sie gehören also dem Typ der primären Sinneszellen an.

Außer verschiedenartigen mechanischen Sinneszellen- und Sinneszellgruppen verfügen viele Insekten auch über Temperatur- und Feuchtigkeitssinn. Organe der chemischen Sinne sind nachgewiesen, sie sind in ihrer Leistung als Geruchssensillen, die auf bestimmte flüchtige Stoffe ansprechen und als Geschmackssensillen ausgebildet, die auf den Kontakt mit wässrigen Lösungen bestimmter Substanzen reagieren. Geruchssensillen liegen vor allem in den Fühlergliedern. Ihr Geruchssinn spielt eine Rolle beim Auffinden der Nahrung (vorwiegend gärende Obstsäfte), des Eiablageplatzes, wahrscheinlich auch beim Erkennen des Partners beim Balzverhalten vor der Kopulation (Sexualduftstoffe). Geschmackssinneszellen befinden sich im Bereich der polsterartigen Saugflächen des Rüssels und an den Fußgliedern. So darf man wohl sagen, dass Fliegen mit den Fühlern riechen, - bei ihrer Entfernung zeigen sie keine Reaktion auf Gerüche und nicht nur mit dem Rüssel, sondern auch mit den Füßen schmecken.

Durch Versuche ist der Geruchssinn der Taufliege leicht nachweisbar: ein ca. 15 cm Langes Glasrohr mit ca. 8 mm Durchmesser wird an 2 Stellen mit längsgefaltetem Zellstoff umwickelt, so dass einerseits beide Gläser einen luftdurchlässigen Verschluss erhalten, andererseits miteinander verbunden sind. In Glas 1 wird ein mit etwas Hefelösung bestrichenes Stück Banane gelegt, oder eine andere zu prüfende Substanz. In Glas 2 drückt man auf den Gefäßboden etwas angefeuchtete Watte und überträgt ohne Ätherbetäubung ca. 20 Fliegen aus einer Drosophila-Kultur.

Man achte auf einwandfreien Stopfverschluss und stelle den Versuch 1-2 Tage dunkel, um Reaktionen auf optischen Reiz auszuschalten (Abb. 2)



Bei offenen Röhrchen können auf diese Weise im Spätsommer Wildstämme der Taufliege eingefangen werden. Sicher haben die Schüler den Bewegungen des Rüssels zugesehen. Es ist ein vom Grundbauplan der Mundwerkzeuge der Insekten stark abgewandeltes Gebilde. Der leckend saugende, stempelförmige Rüssel besteht vor allem aus der langgestreckten, rinnenförmigen, von der Oberlippe zugedeckten Unterlippe, in deren Vertiefung Nahrungs- und Speichelrohr liegen. Die Endteile sind die weichhäutigen, zweiteiligen "Stempel", Labellen, die den Speichel auf der Nahrung verteilen und die gelöste Nahrung durch auffallend feine, versteifte Rinnen kapillar ansaugen. Die kleinen Kieferntaster werden als Rest der Unterkiefer aufgefasst. Die Darstellung ist vereinfacht, (siehe Literaturangabe Nr. 6, Kükenthai, S. 280) (Abb. 5).

Die durchsichtigen, fein behaarten Flügel haben eine "Dicke" von nicht mehr als 1/10000 Teil eines Millimeters. Im Dunkelfeld wird die irisierende Farbenpracht der Flügel überraschen. Der Farbenglanz entsteht durch Beugungserscheinungen des Lichts (Strukturfarben).



Die Schwingkölbchen, Halteren, die bei stärkerer Vergrößerung gut zu erkennen sind, sind neben den Fühlern und vielleicht auch den Augenborsten wesentlich an der vorzüglichen Steuerung des Fluges beteiligt. Einerseits wirken sie durch ihr Schwingen im gleichen Rhythmus, aber gegensinnig wie die Flügel, rein mechanisch stabilisierend, andererseits verfügen sie über Gruppen von Sinneszellen an ihrer Basis, durch die dem Zentralnervensystem Erregungen zugeführt werden. Schräg unterhalb der Schwingkölbchen ist bei ca. 80facher Vergrößerung die Atemöffnung, das Stigma des 5. Brustsegmentes, mit Staub abhaltender Reuse zu erkennen, die aus haarartigen Bildungen seiner Wand besteht. Außerdem können die Schüler seitlich an jedem Abdominalsegment unterhalb der Rückenplatten je ein kleines rundes Stigma ohne Reuseneinrichtung auffinden.

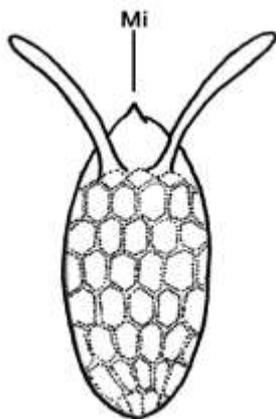
3. Hinweise zur Beobachtung von Eiern, Larven und Puppen

5-4 Tage nach dem Einsetzen der Fliegen in die Versuchsschalen werden die kleinen milchigweißen Eier auf der Oberfläche des roten Papiers bzw. auch des Breies zu finden sein. Hat man sie und die zunächst winzigen Larven in ausreichender Zahl entdeckt, lässt man die Elterntiere auf dem Schulhof frei und streife ca. 25 kräftige Larven und etwas Hefelösung mit feuchtem Pinsel auf dem Brei ab und vernichte das Löschpapier.

Ein *Drosophila*-Weibchen kann bis zu 400 Eier ablegen, so dass die Gefahr einer Übervölkerung gegeben ist. Hungernde Larven versuchen häufig auszuwandern. Altlarven zwingen sich oft erfolgreich am Rand zwischen Ober- und Unterschale hindurch, kriechen davon und vertrocknen bald oder verpuppen sich außerhalb der Schale. Außerdem kann eine Überfülle die Larven selbst zum Absterben bringen, da jede Larve eine klebrige Kriechspur auf ihrem Wege am Schalenrand erzeugt, und so der Luftzutritt unterbunden werden kann. Die Schalen sind daher jeden Tag zu überprüfen, d.h. einmal zu öffnen, und Verklebungen zu beseitigen.

Nach dem Entfernen der Fliegen kann bei offener Schale gearbeitet bzw. für jeden Schüler mit dem Pinsel eine Larve zur Beobachtung entnommen werden.

3.1 Zur Beobachtung der Eier



Das Ei von *Drosophila melanogaster* mit Oberflächenstruktur, Mikropyle (Mi) und zwei Anhängen

Nach Mainx, Das kleine *Drosophila*-Praktikum, Verlag Springer, Wien 1949

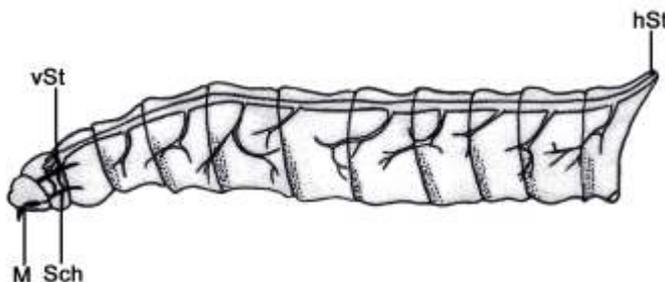
Das 0,5 mm lange, länglich-ovale Ei zeigt bei stärkerer Vergrößerung eine feine sechsfeldrige Struktur seiner Eihülle (Chorion). Zwischen den langen fädigen Anhängen am vorderen Eipol liegt die Mikropyle, Eintrittsstelle der Samenzelle. Die Anhänge können in einem feuchten Nährsubstrat ein Absinken des Eies verhindern. Die Eihülle lässt Atmung zu, bei vielen Insekten verbessern derartige Anhänge die Sauerstoffversorgung des Eies. Im Bereich des vorderen Eipols ist das Chorion besonders zart, ohne Strukturierung, hier wird die Larve Herausschlüpfen.

3.2 Zeitlicher Ablauf der Larvenentwicklung

Die embryonale Entwicklung, die nach der Befruchtung schon in der Vagina begann, ist bei 25°C nach ca. 34 Stunden abgeschlossen. Die Eilarve füllt dann den Innenraum des Eies ganz aus, und durch die einsetzenden Muskelbewegungen reißt die Eihülle vorn auf, die Eilarve schlüpft heraus und beginnt den Brei zu durchkriechen, zu fressen und zu wachsen. Die postembryonale Entwicklung hat begonnen. Die Nahrung der Larve besteht vornehmlich aus der im Brei sich vermehrenden Hefe. Da die Elastizität der Chitinhaut gering ist, muss die Larve sich 2 x häuten, sie macht also drei Larvenstadien durch. Bei 25°C ist die beinlose Larve, - Made genannt - nach 4-5 Tagen mit 4-5 mm erwachsen. Halten wir die Larven bei nur 18 oder 20°C, so dauert die Entwicklung länger, unter 14°C kommt sie praktisch zum Stillstand, was nur vorübergehend ertragen wird. Die Taufliede kann ihren ganzen Entwicklungszyklus auch bei völliger Dunkelheit durchlaufen, vor direktem Sonnenlicht sind die Kulturen unbedingt zu schützen.

3.3 Zur Beobachtung des 2. Larvenstadiums

Mittelgroße Larven werden mit feuchtem weichen Pinsel) dem Brei entnommen. Ihre Haut muss während der Beobachtung wiederholt befeuchtet werden, so bleibt sie durchsichtig, und die Larve gerät nicht in Gefahr des Vertrocknens. Die Eilarve ist so klein, dass sie nur im Mikroskopieren geübten Schülern zu empfehlen wäre. Bei der Altlarve erschwert der stark angewachsene Fettkörper - der Reservematerial für die Umbildungen in der Puppenruhe enthält - die Durchsicht auf die inneren Organe. So ist das 2. mittelgroße Stadium für Beobachtungen am geeignetsten.



Larve (seitlich)

vst Vorderstigmen

hSt Hinterstigmen

M Mundhaken

Sch Schlundgerüst

Nach Mainx, Das kleine Drosophila-Praktikum, Verlag Springer, Wien 1949

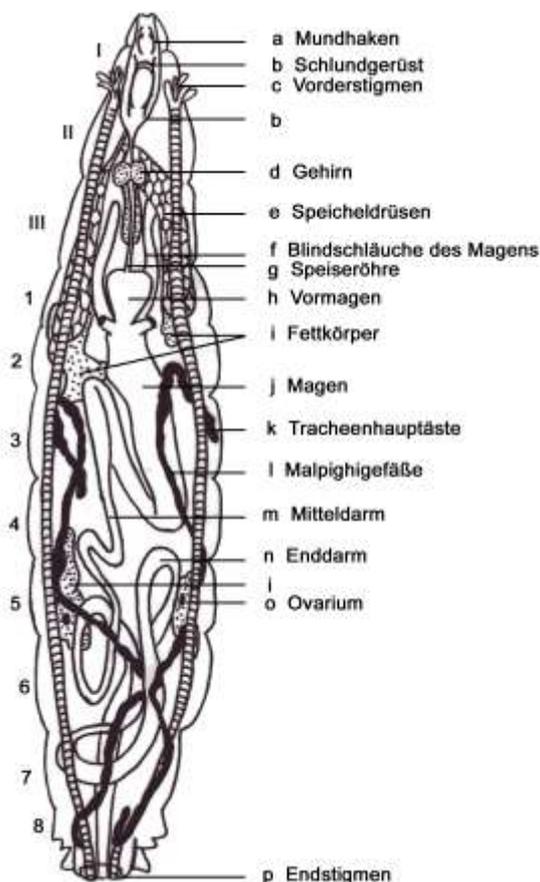
3.4 Zum Körperbau der Larve

Die Larven sind nach etwas Übung im Brei leicht zu finden, da sie fast dauernd in Bewegung sind. Die Kriechbewegungen kommen durch den regelmäßigen Wechsel zwischen Kontraktion der Längsmuskeln und folgender Streckung bei ihrer Erschlaffung zustande. Die schwarzen Mundhaken können sich in dem Nährsubstrat festhaken. Auch wird die Bewegung unterstützt durch kleine Chitindörnchen, die an jedem Körpersegment in mehreren Reihen stehen, auf der Bauchseite sind sie besonders kräftig ausgebildet. Von dem Tracheensystem fallen zunächst die hellbraun chitinierten Endstigmen auf, die meist aus dem Brei herausgestreckt werden. Die Endstigmen sind verschließbar, durch sie vollzieht sich der äußere Gasaustausch. Die Tracheen sind mit einer stärker vergrößernden Lupe besser unter dem Binokular gut zu erkennen. Zwei Hauptäste, im Dunkelfeld durch ihren Luftgehalt silbern erscheinend, ziehen durch alle Körpersegmente bis zu den Vorderstigmen, die im ersten Brustsegment sich bandförmig seitlich hervorstrecken. Von den beiden Hauptästen zweigen in jedem Körpersegment Seitentracheen ab, die sich vor allem in dem nächst vorderen Körperglied auf das Feinste verzweigen, und schließlich in einer mikroskopisch kleinen, fingerförmigen Tracheenendzelle enden.

Die Kriechbewegungen der Larve üben wechselnden Druck auf die Tracheen aus, durch die die Bewegung der Atemluft in den Röhrensystem gefördert wird, ein Zudrücken der Tracheen wird durch Chitinversteifungen ihrer Innenwände verhindert. Da die Tracheen sich aus dem Ektoderm entwickeln, löst sich ihre Chitin-Innenauskleidung bei den Häutungen ab, z.T. auch auf. Dorsale Verbindungen zwischen dem linken und rechten Hauptast sind im ersten Brustsegment und im letzten Körpersegment erkennbar. Von diesen Beobachtungen ausgehend kann dem Schüler das Funktionsprinzip des Atmungssystems aller Insekten verständlich werden. Im Gegensatz zu den Atmungsorganen der Wirbeltiere vollzieht sich der innere Gasaustausch direkt in allen Geweben ohne Sauerstoff übertragende Blutzellen. Dieses System erlaubt dennoch erstaunliche Leistungen, die von anderen Tiergruppen mit anderen Atmungsorganen nicht übertroffen werden.

Die Fliegenlarve besitzt keine Kopfkapsel (acephale Larve), sondern nur einen weichhäutigen, zurückziehbaren Kopflappen. Das Verdauungssystem ist weitgehend erkennbar, es ist am besten von der Bauchseite aus zu beobachten. Die schwarzen Mundhaken und die dunklen Chitinplatten des Schlundapparates sind in dauernder Bewegung. Die Nahrung wird der Speiseröhre zugeführt. In den hinteren Bereich der Mundhöhle münden die Ausgänge der großzelligen Speicheldrüsen. Zum Vorderdarm gehören noch Speiseröhre und Vormagen (Proventrikel). Die genannten Teile sind wie der Enddarm ektodermaler Herkunft. Der Mitteldarm beginnt mit dem Magen, an dessen oberen Teil Blindschläuche abgehen. Mittel- und Enddarm durchziehen in großen Schlingen die Leibeshöhle.

Die Malpighischen Gefäße sind die wichtigsten Exkretionsorgane der Insekten. Das Blut, das mit stickstoffhaltigen Endprodukten des Stoffwechsels, vor allem Harnsäure, beladen ist, dringt durch das einschichtige, stark gefaltete Epithel der blindgeschlossenen Endabschnitte der Malpighigefäße. Hier wird der Primärharn gebildet. In den folgenden langen Hauptstücken werden verwertbare Stoffe und Wasser zurückgewonnen, der Sekundärharn wird durch Einmündungen der Malpighigefäße in den Anfangsteil des Enddarmes abgegeben.



Anatomie der Larve von *Drosophila melanogaster*

Tracheenverzweigungen, Imaginalscheiben, Rückengefäß und Muskulatur nicht eingezeichnet, Nervensystem nur z. T. eingezeichnet

Nach Mainx, Das kleine *Drosophila*-Praktikum, Verlag Springer, Wien 1949

Die Malpighigefäße können durch Färbeversuche gut sichtbar gemacht werden; einer für eine Versuchsschale ausreichenden Futterbreimenge - Hefe muss vor der Färbung untergerührt sein - wird ein Pipettentropfen von einer 1% Methylenblau-Lösung (Merck) hinzugefügt und gleichmäßig unter den Brei gemischt, so dass der Brei kräftig hellblau erscheint. Zu starke Lösungen hemmen die weitere Entwicklung der Larven. Einem der Schalenversuche wird mit feuchtem Pinsel die gewünschte Anzahl

von Larven entnommen und in den gefärbten Brei umgesetzt. Nach etwa 24 Stunden erscheinen die Malpighigefäße in der Regel deutlich grün gefärbt, der Darm kaum (Binokular). In den folgenden Tagen können evtl. auch Abschnitte des Darmes blaugrün bis blau gefärbt erscheinen. Da diese Färbung nur selten überzeugend ist, sollte man die Larven in ungefärbten Brei zurücksetzen.

Von der Rückenseite gesehen sind zwischen den Tracheenhauptstäben, im Bereich der Hinterleibesegmente, ein wenig tiefer liegend als die Tracheen, die rhythmischen Kontraktionen des zartwandigen Herzschauches zu erkennen. Die Kontraktionen des Herzens sind durch Ringmuskeln bedingt, seine Erweiterung durch den Zug elastischer Aufhängebänder. Die Anlagen der Hoden sind relativ große, ellipsoide, glasklare Gebilde, die im letzten Körperdrittel liegen und sich vom umliegenden Fettkörper abheben. Die Anlagen der Ovarien sind viel kleiner und nur schwer zu finden. Dem Ungeübten ist es kaum möglich, schon im Larvenstadium das Geschlecht zu erkennen.

Überall zwischen den Organen liegen, umströmt von Blut, die weißlichen oder gelblichen Lappen des Fettkörpers, die in der Abbildung 8 nur an einer Stelle angedeutet sind. Der Fettkörper dient nicht nur der Speicherung von Eiweißen, Kohlenhydraten, Fetten und Vitaminen, sondern ist auch reich an Enzymen, wichtigstes Syntheseorgan der Insekten, vergleichbar der Leber der Säuger.

3.5 Verhalten der Larven bei intensiver Belichtung

Während der Beobachtungen unter dem Mikroskop wird es der Larve immer wieder gelingen, aus dem hellerleuchteten Gesichtsfeld hinauszukriechen. Es sind keine Augen zu erkennen, trotzdem muss sie jedenfalls im vorderen Körperabschnitt hell-dunkel voneinander unterscheiden können. Ich habe keine eindeutigen Angaben darüber finden können, ob in der Haut der Drosophila-Larven, wie es für die Larve der Stubenfliege nachgewiesen ist, einfach gebaute Lichtsinnesorgane liegen, oder ob nur ein allgemeiner Hautlichtsinn angenommen werden muss. Dem beobachtenden Schüler wird auffallen, dass die Larve bei starker Belichtung ihren Vorderkörper wechselnd nach rechts und nach links wendet. Jedes mal kriecht sie der geringer belichteten Seite zu (Klinotaxis).

3.6 Zur Bedeutung der Imaginalscheiben

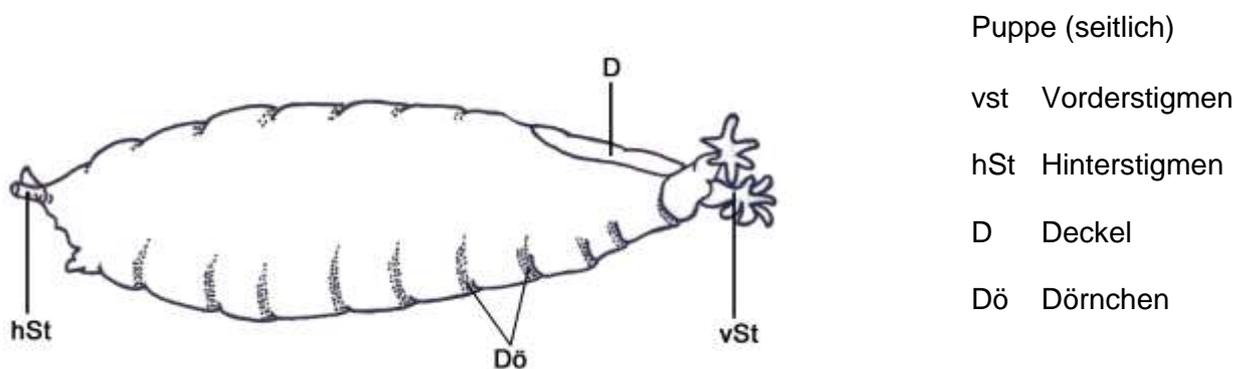
Von außen nicht sichtbar liegen im Körper der Larve Imaginalscheiben. von denen bei der Umwandlung in der Puppenruhe die Bildung bestimmter Organe der Imago ausgehen wird. Imaginalscheiben sind Epidermisverdickungen oder -einstülpungen, deren erste Anlage schon im embryonalen Blastoderm gebildet worden ist. Nach zahlreichen Mitosen gewachsen, können sie im dritten Larvenstadium bereits bestimmte Differenzierungen aufweisen. U.a. liegen im Kopfbereich die Labialscheiben zur Ausbildung des Fliegenrüssels, die ursprünglich gemeinsam angelegten Augen-Antennen-Imaginalscheiben und im Brustabschnitt die Imaginalscheiben für die gegliederten Beine und die der Flügel. Die komplizierten Differenzierungsvorgänge, die sich an ihnen in der Zeit der Puppenruhe abspielen, werden von Entwicklungsphysiologen experimentell untersucht. So ist es z.B. gelungen, Augenimaginalscheiben des dritten Larvenstadiums der Taufliege in Nährlösung zu transplantieren und unter bestimmten Voraussetzungen zur normalen Entwicklung zu bringen (Lit. 5).



3.7 Vorgang der Verpuppung

Häutungen und Verpuppung werden durch bestimmte Hormone, bzw. durch ein bestimmtes Hormonverhältnis ausgelöst. Nach 4-5 Tagen kriechen die auf 4-5 mm herangewachsenen Larven des dritten Stadiums aus dem Brei und verpuppen sich vorwiegend an der Wand der Versuchsschale. Die Larve stellt die Fortbewegung ein, der Kopf flappen und das Mundgerüst werden mehr und mehr eingezogen, letzteres bleibt noch in Bewegung, während die Vorderstigmata immer mehr vorgestreckt werden. Während der Bewegungsabläufe ist die Vorpuppe noch berührungsempfindlich. Die Tracheenhauptäste bleiben zunächst noch durch die helle Puppenhülle sichtbar. Dass es sich bei der Puppenhülle um die letzte Larvenhaut handeln muss, geht daraus hervor, dass die feinen, in Reihen an den Körpersegmenten stehenden Dörnchen jetzt außen an der Tönnchenpuppe zu erkennen sind. Außerdem liegt, wenn alle Bewegungen aufgehört haben, das Schlundgerüst der Larve wie eingebrocken in der Hülle der Tönnchenpuppe (Puparium). Bald zeichnet sich die äußere Gliederung der Imago in Kopf, Brust und Hinterleib ab.

3.8 Beobachtung der Puppe und des Schlüpfens



Nach 5-4 Stunden hat sich die helle Vorpuppe zur bräunlichen Puppe gewandelt. Trotzdem behält sie eine gewisse Transparenz, so dass in den folgenden Tagen manche Veränderungen von außen erkannt werden können (notfalls vorsichtig mit feuchtem Pinsel die Puppe benetzen). (Abb. 9) Nach etwa drei Tagen schimmern die Komplexaugen zuerst bräunlich, später als rote Gebilde hindurch. In älteren Puppen sind u.a. Borsten an Kopf und Thorax, die Ozellen, die gegliederten Beine und die zusammengefalteten und dadurch dunkel erscheinenden Flügel erkennbar. Die Zeit dieser äußerst aktiven Umbildung, der "Puppenruhe", dauert ca. 90 Stunden bei 25°C. In ihr werden entsprechend dem genetischen Informationsspeicher in den Chromosomen der Drosophila und unter Verbrauch energiereicher Reservestoffe des Fettkörpers die larvalen Organe ab- und umgebaut und von den Imaginalscheiben aus der Körper der Tauflye aufgebaut. Manche larvalen Organe wie die Malpighigefäße, das Rückengefäß, die meisten Nervenzellen und die Keimzellen bleiben erhalten, andere wie die Muskulatur werden aufgelöst und völlig neu aufgebaut.

Kurz vor dem Schlüpfen bildet sich am Kopf eine Stirnblase, in die, unter sichtbarer Formveränderung, Blutflüssigkeit hineingedrückt wird. Durch ihren Druck und Muskelkontraktionen vor allem des Abdomens spreizt sich der Deckel des Tönnchens ab. Deckelschlüpfer (Cyclorrapha) (Abb. 9), und die noch sehr helle Fliege arbeitet sich mühsam aus dem Tönnchen. Falls das Schlüpfen beobachtet wird, das in der Regel nur einige Minuten in Anspruch nimmt, gebe man mit dem Pinsel etwas Feuchtigkeit an das Ende der Puppenhülle, damit das junge, noch sehr dünnhäutige Tier nicht an der durch die Beobachtungslampe erwärmten, zu trockenen Luft zugrunde geht. Der Hinterleib erscheint unverhältnismäßig lang und walzenförmig. Die Stirnblase wird durch einen Spalt in die Kopfkapsel zurückgezogen.

Noch sind die Flügel eng gefaltet. Im weiteren Verlauf wird Blut in die Zwischenzellräume und ein spezielles Sekret in die Adern der Flügel gepumpt. Hierdurch strecken sich die Adern und nehmen die dazwischen ausgespannten Flügellamellen mit. Das Sekret in den Adern erhärtet, aus den flüssigkeitsgefüllten Röhren werden feste Stäbe.

3.9 Zeitlicher Lebensablauf der Imago

Schon 6 Stunden nach dem Schlüpfen ist das Weibchen kopulationsfähig, nach ca. 5 Tagen beginnt die Eiablage und endet 3 - 4 Wochen später, die Lebensdauer einer Taufliege beträgt 4 - 5 Wochen.

4 Vergleich der Flugleistung und des Körperbaues (Insekt – Wirbeltier)

Nach Beendigung der Beobachtungen sollte man die kleinen Fliegen auf dem Schulhof fliegen lassen. Fliegen sind bewundernswerte Flieger. Eine Stubenfliege kann 6,4 km in der Stunde zurücklegen, eine Schmeißfliege 11 km/Std. Bei größten Libellen sind kurzfristig bis zu 60 Stundenkilometern nachgewiesen. Das mag zunächst nicht imponieren, es muss aber die geringe Körpergröße der Tiere in Rechnung gestellt werden. Die Schmeißfliege fliegt mit 11,5 mm Körperlänge 5 m/Sek., d.h. sie legt 261 Körperlängen/Sek. zurück.

Verglichen mit dem schnellsten Säugetier, dem Gepard, der bei Verfolgung der Beute 18 Körperlängen/Sek. schafft, mit dem Menschen, der kurzfristig nicht mehr als 5-6 Körperlängen/Sek. läuft, mit dem schnellen Mauersegler, der im Sturzflug 160 Körperlängen/Sek. fliegt, (oder mit einem VW, der bei Autobahngeschwindigkeit 5-6 Karosserielängen/Sek. fährt) sind kleine Insekten relativ zu ihrem Körper die schnellsten Flieger.

Zum Abschluss der Unterrichtseinheit "Taufliege" in der Sek. I könnten die Schüler aufgefordert werden, eine Tabelle aufzustellen, in der Merkmale des Körperbaues der Taufliege, eines anderen ihnen bekannten Insektes eines beliebigen Vogels und des Menschen eingetragen werden, z.B. Bau der Körperdecke, der Atmungsorgane, Zahl und Bau der Gliedmaßen, Bau der Flügel, der Augen, Lage des Herzens etc.

Das Ergebnis wird die Erfahrung sein, dass Insekten einen grundsätzlich andersartigen Bauplan aufweisen. Das Maß an Unterschieden zwischen Fliege einerseits und Vogel bzw. Mensch andererseits wird außerordentlich groß sein, obwohl Fliege und Vogel Flügel besitzen, der Mensch aber nicht. Das Maß an Übereinstimmungen innerhalb auch sehr verschiedenartiger Insekten wie z.B. Fliege und Floh oder Gespenstheuschrecke oder selbst zwischen Vogel und Mensch werden überraschend groß sein. Übereinstimmungen

im Grundbauplan aber - Homologien - werden von Wissenschaftlern als Folge echter Verwandtschaft gedeutet, Grundgedanke der Abstammungslehre, der zu der Annahme der Entwicklung der Lebewesen aus mehr oder weniger weit zurückliegenden gemeinsamen Vorfahren geführt hat.

4.1 Zur Stellung im System

Die Taufliegen gehören mit ihrem einzigen Flügelpaar zur Ordnung der Zweiflügler, der Dipteren, denen in erster Unterordnung die Mücken, in zweiter Unterordnung die Fliegen zugeordnet werden. Die Taufliegen bilden eine der ca. 60 Familien der cyclorraphen Fliegen, der Deckelschlüpfer. Auf der Erde sind etwa 700 Drosophila-Arten bekannt, von ihnen leben ca. 50 Arten in Europa, die berühmteste von allen ist Drosophila melanogaster (Meigen), die Taufliege unserer Versuche.



5. Didaktische und methodische Gesichtspunkte

Sucht man in der vorliegenden Arbeitshilfe nach modernen Gesichtspunkten der Lernzielbestimmung, so scheinen sie zu fehlen. Welche Bedeutung kann der Taufliege für gesellschaftliche Probleme beigemessen werden? Sie ist weder besonders schädlich noch nützlich und beeinflusst unsere Umwelt kaum. Innerhalb des fachwissenschaftlichen Lehrgangs gibt es eindrucksvollere Insekten, die beobachtet werden können, z.B. Honigbiene, Eichenseidenspinner, Gespenstheuschrecke. Der Schüler wird in der Regel die Taufliege nicht kennen und wird von der kleinen Fliege nicht viel Wissenswertes erwarten – umso mehr Überraschungsmomente werden sich im Unterricht einstellen. Je mehr Übung der Schüler im Umgang mit Lupe, Binokular und Mikroskop gewinnen wird, umso eindringlicher wird die komplizierte, an ihre Lebensumstände angepasste Organisation des kleinen Insekts erfahren werden. Gehen wir von der heute existierenden Arten- und Individuenzahl der Lebewesen aus, so leben wir nicht im Zeitalter des Menschen, sondern in dem der Insekten. Entsprechend groß sind die vielfältigen Beziehungen zwischen Mensch und Insekt. Im Falle der *Drosophila* ist es die experimentelle Genetik, für die sie als Versuchstier besondere Bedeutung gewonnen hat, sind doch an ihr Mechanismen entdeckt worden, die auch für Erbvorgänge des Menschen Gültigkeit haben. Da für den fortgeschrittenen Schüler Kreuzungsversuche mit der Taufliege durchführbar sind, sollte er sich zunächst beobachtend diesem Insekt zuwenden und dadurch am lebendigen Objekt die Fragestellung der Genetik verstehen lernen, die die Natur des Gens und Zusammenhänge zwischen Gen und Merkmal aufzudecken versucht. Die Gründe, die dazu geführt haben, dass *Drosophila* in der Wissenschaft als Versuchsobjekt genutzt wurde, sind z.T. die gleichen, die sie heute für den Biologieunterricht der Schulen in Sek. I und II geeignet erscheinen lassen:

Ihre Zucht ist billig und ohne großen Zeit- und Raumaufwand durchführbar, ihre Generationsfolge ist kurz, ihre Vermehrungsrate hoch, sie ist weder anfällig gegen Krankheiten, noch besondere temperaturempfindlich, so dass zu jeder Jahreszeit, die Fliegen in gewünschter Zahl zur Verfügung gestellt werden können. Ihre Larven sind fast durchsichtig und lassen so Einblick in die innere Organisation des Körpers zu. Alle Entwicklungsstadien sind leicht zu beobachten. Für selbständige Schülerversuche ist sie durchaus geeignet.



6. Literatur

- 1 Burkhard Das Insektenauge als Kontrollinstrument der Orientierung. Signale der Tierwelt Moos Verlag., München, 1966
- 2 Eidmann, H./ Kühlhorn, F Lehrbuch der Entomologie, Verlag Paul Parey, Berlin Hamburg, 1970
- 3 Gottschewski, G Morphogenetische Untersuchungen an in Vitro wachsenden Augenanlagen von *Drosophila melanogaster*. Roux*Archiv f. Entwicklungsmechanik 152, 1960
- 4 Jacobs, W/ Renner, M Taschenlexikon zur Biologie der Insekten, Verlag Gustav Fischer, Stuttgart, 1974
- 5 Kaestner, A Lehrbuch der speziellen Zoologie Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1975
Bd. I - Wirbellose 3. Teil 1. Insekta A Allgemeine Biologie 2. Insekta B Spezieller Teil
- 6 Kükenenthal, W./ Matthes, E./Renner Leitfaden für das zoologische Praktikum, Gustav Fischer Verlag. Stuttgart, 1967
- 8 Mainx, F Das kleine *Drosophila*-Praktikum Verlag Springer, Wien, 1949
- 9 Müller, J./Thieme, E. Biologische Arbeitsblätter Industriedruck GmbH Verlag, Göttinger 1964
- 10 Nachtigall, W Gläserne Schwingen Moos Verlag, München, 1968
- 11 Remane, A./Storch, V./Welsch, U./ Seidel, F Kurzes Lehrbuch der Zoologie, Studienausgabe, Verlag Gustav, Fischer. Stuttgart, 1974
- 12 Schwarzmann, W. Zucht- und Vererbungsversuche mit *Drosophila* Der Biologie-Unterricht Jg. 5, Heft 2, 1969
- 13 Stresemann, E Exkursionsfauna Wirbellose 11/2 Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin, 1969
- 14 Weber, H./Weidner, B Grundriß der Insektenkunde, Verl. Gustav Fischer, Stuttgart, 1974
- 15 Wynger, R Insektenzucht Verlag E. Ulmer, Stuttgart 1974

