

account. In particular the immunological similarities shown against the anti-song bird antiserum are too important to be overlooked<sup>14</sup>.

According to the lens protein evidence, the presumed relationship with the Galliformes, however, must be rejected completely. The galliform pattern is clearly set apart from the rest by the dominating FISC-fraction. Moreover, immunodiffusion studies have revealed the considerable difference in antigenic nature between the *Gallus*-FISC and the almost hidden corresponding fraction in *Turacus* that produces a reaction greatly similar to the *Corvus*-FISC one<sup>17</sup> (Figure 2). Finally the chicken lens is the only one (in this series) which contains no glycogen<sup>18</sup>.

It may be summarized that according to lens protein data the Musophagiformes should be situated among the group with the passeriform lens pattern; the similarities with the Galliformes should be regarded as superficial. About the mutual relationship with the Cuculiformes, all possibilities remain open until indeed more species, and

in particular *Centropus*, have been investigated, also on the biochemical plane.

**Résumé.** La micro-électrophorèse en agar gel des protéines solubles de la lentille de *Turacus* a donné un phénotype assez analogue à celui des Passeriformes. Aussi la présence de glycogène dans la lentille semble démontrer que les touracos doivent être classés parmi les ordres aviaires les plus évolués et non pas près des Galliformes.

H. GYSELS

*Laboratorium voor Dierkunde-Systematiek,  
Rijksuniversiteit Gent (Belgium), 2 January 1969.*

<sup>17</sup> M. RABAEG and H. GYSELS, Abstracts XIVth Congressus int. Ornithologicus Oxford (1966), p. 97.

<sup>18</sup> M. RABAEG, Nature 198, 206 (1963).

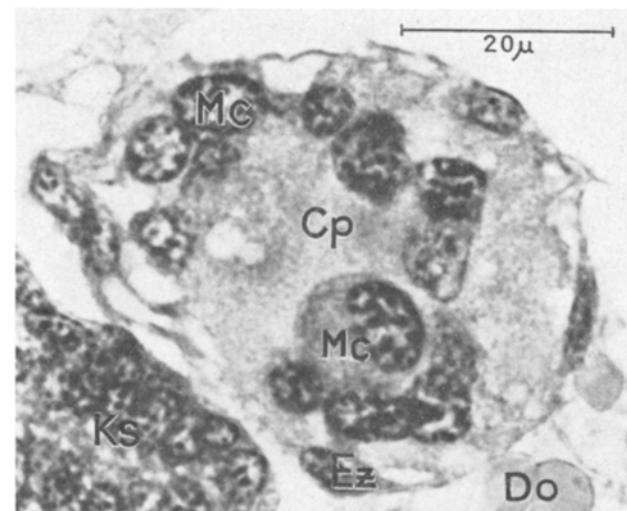
### Entwicklung der Symbiontenorgane einer Kleinzikade (*Euscelis plebejus* Fall.) nach Ausschaltung der Symbionten

Nahezu alle bisher untersuchten Zikadenarten besitzen zwischen 1–6 obligate Endosymbiontenarten. Einige werden als Pilze, die meisten als hochangepasste Bakterien identifiziert und mit lateinischen oder griechischen Buchstaben bezeichnet. Ihr physiologischer Nutzen für den Wirtsorganismus ist noch weitgehend ungeklärt. Die Symbionten werden in der Regel während der Embryonalentwicklung in Wirtszellen (Myzetozyten) aufgenommen, welche noch zu einem speziellen Organ (Myzetom) zusammentreten können. Ausführliche Beschreibung siehe BUCHNER<sup>1,2</sup>.

Die einheimische Kleinzikade *Euscelis plebejus* Fall. besitzt 2 symbiotische Bakterien, Typ *a* und Typ *t*<sup>3</sup>, die intraovarial auf die folgende Generation übertragen werden<sup>1</sup>. In einer früheren Arbeit<sup>4</sup> wurde die Aufnahme der *a*- und *t*-Symbionten in Myzetozyten und die Entstehung des Myzetoms während der Embryonalentwicklung von *Euscelis plebejus* beschrieben. Der Symbiontenball liegt anfangs am Eihinterpol und wird, am kaudalen Ende der Keimanlage befestigt, bei der Einrollung durch den zentralen Dotter bewegt. Dabei nehmen Furchungszellen die im Durchmesser ca. 5 µm grossen *a*-Bakterien auf. Die nur 2 µm grossen *t*-Bakterien werden erst während der Verkürzungsphase des Keimstreifs von Mesodermzellen aus dem 2. Abdomensegment aufgenommen. In dem so entstandenen transitorischen Myzetom degenerieren die primären oder *a*<sub>1</sub>-Myzetozyten, während die *a*-Symbionten gleichzeitig in die sekundären oder *a*<sub>2</sub>-Myzetozyten übersiedeln, zweikernige Zellen, die wahrscheinlich aus der mesodermalen Genitalleiste stammen. Das transitorische Myzetom teilt sich während und nach der Ausrollung des Embryos in die beiden definitiven, von einem Epithel umhüllten Lateralmyzetome, welche sich durch das 3. und 4. Abdominalsegment ausdehnen.

Die Entwicklung der symbiotischen Einrichtungen nach Ausschaltung der Symbionten untersuchte ich an Schnittserien von 70 Eiern verschiedener Entwicklungsstadien. In diesen Eiern wurden die Symbionten mit

Sichtbarwerden der Vorkeimanlage durch Abschnüren eines hinteren Eiteils von etwa 20% Eilänge ausgeschaltet, nachdem zuvor im mittleren Furchungsstadium der



Pseudosymbiontenball mit symbiontenfreien *a*<sub>1</sub>-Myzetozyten (Mc) am Hinterende eines Keimstreifs (Ks) während der Kaudalkrümmung. Cp, Zytoplasma; Do, Dotterschollen; Ez, Epithelzellen.

<sup>1</sup> P. BUCHNER, *Endosymbiose der Tiere mit pflanzlichen Mikroorganismen* (Birkhäuser, Basel und Stuttgart 1953).

<sup>2</sup> P. BUCHNER, *Endosymbiosis of Animals with Plant Microorganisms* (Wiley and Sons, New York 1965).

<sup>3</sup> H. J. MÜLLER, Biol. Zbl. 68, 343 (1949).

<sup>4</sup> H. K. KÖRNER, Oecologia, Berlin 2, 319 (1969).

Eihinterpol eingestülpt worden war. Diese Operation bringt Hinterpolmaterial nach vorne und gewährleistet damit die Bildung eines vollständigen Keimstreifs<sup>5</sup>. Aus dem im hinteren Eiteil verbliebenen Symbiontenball werden die  $\alpha$ -Symbionten von dort vorhandenen Furchungszellen aufgenommen; beide Bakterientypen degenerieren jedoch bald<sup>6,7</sup>.

Zur Zeit der Dotterfurchung und der Invagination der symbiontenfreien Keimanlage im vorderen Eiteil aggregieren bei etwa 70% Eilänge Zellen aus dem Dottersystem (Vitellophagen) zu einem kugeligen Zellhaufen, den ich hier «Pseudosymbiontenball» nennen möchte. Dieser hat zunächst noch keinen Kontakt zur Keimanlage. Seine Zellen enthalten zahlreiche Vakuolen sowie einige Dotterschollen, so dass sie die Grösse normaler  $\alpha_1$ -Myzetozyten erreichen. Während der Kaudalkrümmung des Keimstreifs findet man den Pseudosymbiontenball an den hinteren Abdomensegmenten angeheftet, falls der Keimstreif kaudal vollständig ausgebildet ist (Figur). Fehlen dagegen am Embryo, durch die Schnürung bedingt<sup>8</sup>, die letzten Abdominalsegmente, so bleibt der Pseudosymbiontenball vom Keimstreif isoliert im Dotter liegen. Bei der normalen Myzetomentwicklung war nicht sicher zu entscheiden, ob die frühzeitig um den Symbiontenball liegenden Blastodermzellen allein oder zusammen mit Vitellophagen, die während der Invagination einwandern, zu  $\alpha_1$ -Myzetozyten werden<sup>4,6</sup>. Die Beobachtung am symbiontenfreien Keimstreif scheint für eine Beteiligung von Vitellophagen zu sprechen.

Während der Verkürzung des symbiontenfreien Keimstreifs differenzieren sich, ganz wie im normalen Embryo, die polyploiden  $t$ -Zellen im Mesoderm des 2. Abdomensegments. Sie wandern im Epineuralsinus caudad, wo sie normalerweise die  $t$ -Bakterien vorfinden und aufnehmen. In Abwesenheit von Symbionten bilden sie zusammen mit den  $\alpha_1$ -Zellen ein «transitorisches Pseudomyzetom». In diesem erscheinen bald auch die zweikernigen  $\alpha_2$ -Zellen.

Im symbiontenführenden Embryo werden dann die  $\alpha$ -Bakterien von den  $\alpha_2$ -Zellen übernommen und die  $\alpha_1$ -Zellen degenerieren. Auch im transitorischen Pseudomyzetom zerfallen die  $\alpha_1$ -Zellen nach dem Erscheinen der  $\alpha_2$ -Zellen. Im ausgerollten Embryo liegen demzufolge in den «lateralen Pseudomyzetomen»  $t$ -Zellen und  $\alpha_2$ -Zellen zusammen, und zwar in gleicher Anordnung wie in den symbiontenenthaltenden Lateralmyzetomen. Wie diese, so wird auch das symbiontenfreie Organ vor dem Schlüpfen mit einem einschichtigen Epithel umhüllt.

Hiermit ist gezeigt, dass sich die embryonalen Myzotome in Abwesenheit der Symbionten in den gleichen aufeinanderfolgenden Schritten entwickeln wie im symbiontenführenden Embryo<sup>9,10</sup>.

**Summary.** Embryos of the leafhopper *Euscelis plebejus* Fall. deprived of their intracellular symbionts are known to develop larval mycetomes of apparently normal topography late in embryogenesis. New experiments indicate that even the provisional mycetome preceding the larval structure is formed during early development of asymbiotic eggs.

H. K. KÖRNER

*Biologisches Institut I (Zoologie) der Universität,  
78 Freiburg im Breisgau (Deutschland), 17. März 1969.*

<sup>5</sup> K. SANDER, Verh. dt. zool. Ges., Saarbrücken 1961, 315 (1962).

<sup>6</sup> H. K. KÖRNER, Zulassungsarbeit, Universität Freiburg 1966.

<sup>7</sup> K. SANDER, Devl. Biol. 17, 16 (1968).

<sup>8</sup> K. SANDER, Wilhelm Roux Arch. EntwMech. Org. 151, 660 (1960).

<sup>9</sup> Herrn Prof. Dr. K. SANDER, Freiburg, danke ich für seine Hilfe und Diskussionen.

<sup>10</sup> Mit Unterstützung durch Mittel der Deutschen Forschungsgemeinschaft.

### Ein neuer Sensillentyp auf den Antennen weiblicher Moskitos (*Aedes aegypti* L.)

Die Sensillen auf den Antennen von *Aedes aegypti* wurden bereits von mehreren Autoren untersucht<sup>1-3</sup>. Eine Klassifizierung der haarförmigen, dünnwandigen Sensillen unternahmen STEWARD und ATWOOD<sup>3</sup>. Sie teilten die Sensillen entsprechend ihrer Form und Länge in drei Klassen ein und bezeichneten diese mit A 1, A 2 und A 3 (Figur). Verhaltensversuche<sup>3,4</sup> deuten darauf hin, dass alle drei Gruppen für die Geruchsrezeption eine Rolle spielen. Der Beweis dafür wurde durch eigene elektrophysiologische Ableitungen von den einzelnen Sensillentypen erbracht<sup>5</sup>. Bei weiteren Untersuchungen der Mückenantenne *in vivo* am lebenden Versuchstier mit dem Auflichtmikroskop (Leitz: Laborlux mit Ultratopakilluminator,  $\times 700$ ) wurde ein neuer Sensillentyp entdeckt (Figur, Tabelle). Es wird vorgeschlagen, diesen Typ in Anlehnung an die bisher gebräuchliche Klassifizierung<sup>3</sup> Typ A 4 zu benennen. Eine Gegenüberstellung der Sensillenlängen aus eigenen Untersuchungen und Angaben von STEWARD und ATWOOD<sup>3</sup> zeigt die folgende Tabelle.

Die Gesamtzahl und die Verteilung des Typs A 4 ist der des Typs A 3<sup>3</sup> ähnlich. Die Typen A 3 und A 4 unter-

scheiden sich nicht nur im Aussehen voneinander, sondern auch durch die einander völlig verschiedenen elek-

Längenangaben haarförmiger, dünnwandiger Sensillentypen auf den Antennen weiblicher *Aedes aegypti*.

Sensillentyp	A 1	A 2	A 3	A 4
STEWARD <sup>3</sup> et al.	ca. 60 $\mu\text{m}$	ca. 40 $\mu\text{m}$	ca. 12 $\mu\text{m}$	-
Eigene Befunde	50-58 $\mu\text{m}$	22-42 $\mu\text{m}$	14-19 $\mu\text{m}$	5,5-8,5 $\mu\text{m}$

<sup>1</sup> I. A. H. ISMAIL, Acta Trop. 21, 155 (1964).

<sup>2</sup> L. H. ROTH und E. R. WILLIS, J. Morph. 91, 1 (1952).

<sup>3</sup> C. C. STEWARD und C. E. ATWOOD, Can. J. Zool. 41, 577 (1963).

<sup>4</sup> P. N. DAYKIN, F. E. KELLOGG und R. H. WRIGHT, Can. Ent. 97, 239 (1965).

<sup>5</sup> V. LACHER, J. Insect Physiol. 13, 1461 (1967).