

*Résumé*

La fécondation des œufs de la truite avec du sperme mélangé influence la quantité d'acide ribonucléique au cours de la gastrulation. L'augmentation de l'acide ribonucléique est accompagnée d'une réduction de la mortalité des embryons. L'œuf non fécondé ne contient pas d'acide ribonucléique chimiquement déterminable. Cet acide est synthétisé au cours du développement à partir de la fécondation des œufs. Il n'est pas certain que la fécondation avec du sperme mélangé trouble la synthèse de l'acide thymonucléique pendant la mitose.

### Larvale und imaginale Mitteldarmchromosomen von *Drosophila repleta*

Die morphologische Untersuchung der Chromosomen in Interphasekernen ist – abgesehen von heterochromatischen oder künstlich aus Interphasekernen isolierten Chromosomen – hauptsächlich an den Riesenchromosomen der Dipterenlarven möglich. Deren Ausbildung und Struktur variiert von Art zu Art wie auch von Gewebe zu Gewebe in der gleichen Larve<sup>1</sup>. Sie sind in ihrem Entwicklungsgrad und in ihrer endgültigen Form stark von äusseren Faktoren abhängig. Sie stellen somit dynamische Elemente dar<sup>2</sup>, deren Ausbildung entweder während der Metamorphose der Larve oder mit dem Absterben der Imago beendet ist. Da zum Beispiel die Malpighischen Gefäße nicht histolysiert, sondern von der Imago übernommen werden (vgl. BODENSTEIN<sup>3</sup>) kann die Entwicklung der larvalen Chromosomen in diesen Organen in der Imago fortschreiten, und in älteren Fliegen erreichen die Chromosomen fast die Grösse der Speicheldrüsenchromosomen der Larven. Ausser diesen ursprünglich larvalen Chromosomen kann man bei *Drosophila repleta* (auch bei *D. subobscura*) in imaginalen Zellen des Darms der älteren Fliegen deutlich Inter-

phasechromosomen beobachten, die aber im Vergleich zu grossen larvalen Chromosomen sehr klein sind<sup>4</sup> (Abb. a–e). Sie bestehen in manchen Kernen aus fast vollkommen despiralisierten, nicht gepaarten dünnen Fäden, auf denen sehr kleine chromomerenartig gefärbte Stellen erkennbar sind. In anderen Kernen kommen in verschiedenem Grade kontrahierte, gepaarte oder völlig synaptische Chromosomen vor. Die Chromomeren auf den gepaarten Chromosomen scheinen grösser und stärker gefärbt als die auf nicht gepaarten, während sie im synaptischen Zustand der Homologen nicht erkennbar sind. Diese Chromosomen sind homogen gefärbt und spiralig. Ihre Länge und Färbbarkeit variiert von Zelle zu Zelle wie die der nicht synaptischen Chromosomen. Solche Stadien werden auch an larvalen Chromosomen zu Entwicklungsbeginn beobachtet (Abb. b). Hier folgen sie normalerweise so hintereinander, dass in jüngeren Kernen die despiralisierten Typen vorliegen, die spiraligen Chromosomen aber in grösseren Kernen vorkommen. Da eine solche Reihenfolge in imaginalen Zellen nicht festgestellt werden konnte, lässt es sich nicht entscheiden, ob die spiraligen Stadien der larvalen und der imaginalen Chromosomen einander entsprechen und die Entwicklung der letzteren aus unbekannten Gründen stehen bleibt<sup>5</sup> oder ob eine neue Despiralisation und Trennung der Homologen stattfindet.

Die kontrahierten Chromosomen der nicht zerplatzen Kerne vereinigen sich mit einem oder beiden Enden in der Nähe des Nukleolus. Hier bilden sie ein Chromozentrum, welches aus einigen schwach chromatischen Fäden besteht und mit dem Nukleolus in Verbindung steht. Von dieser Stelle aus verteilen sich die spiraligen Chromosomen, vielfach gewunden, in einer offenbar regelhaften regionalen Verteilung im Kernraum.

Dieses auch an larvalen Mitteldarmchromosomen zu Entwicklungsbeginn beobachtete Verhalten der Chromosomen ähnelt den Übergangsstadien der Chromosomen von Prophase zu Metaphase in sich teilenden Zellen und spricht für die Auffassung, dass jedes Chromatid einen um seine Längsachse gewundenen, an manchen

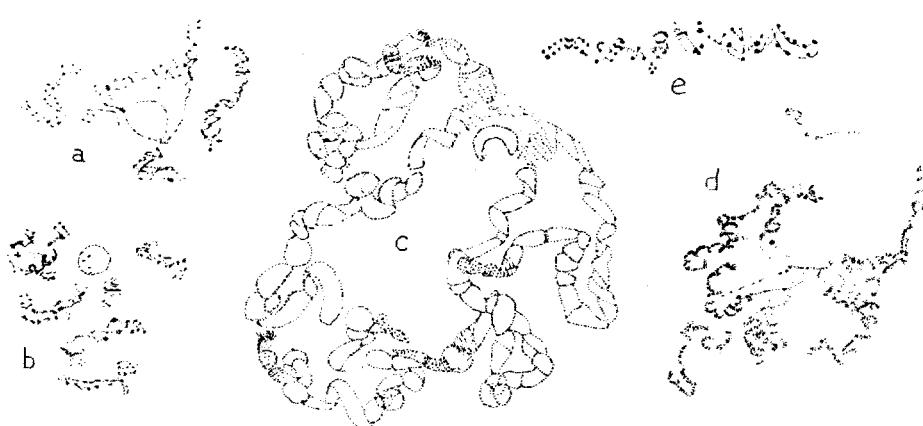
<sup>1</sup> W. BEERMANN, Naturwissenschaften 37, 543 (1950); Chromosoma 5, 139 (1952). – M. BREUER und C. PAVAN, Chromosoma 7, 371 (1955). – A. SENGÜN, Comm. Fac. Sci. Univ. Ankara 1, 187 (1948); Rev. Fac. Sci. Univ. Istanbul, Ser. B 20, 267 (1955).

<sup>2</sup> T. S. PAINTER, Cold Spring Harbor Symposium on quantitative Biology 9, 47 (1941). – E. BORYSKO, Bull. John Hopkins Hosp. 92, 151 (1953).

<sup>3</sup> D. BODENSTEIN, in *Biology of Drosophila* (New York 1950).

<sup>4</sup> Präparation der Fliegen in physiologischer Kochsalzlösung. Vorfixierung in 60% Essigsäure mit stark verdünntem Orcein. Färbung mit 2% Aceto-Orcein. Auswaschen in Alkohol. Einbetten in Euparal.

<sup>5</sup> Die Beobachtung von quergestreiften Chromosomen im Darmepithel einer unbestimmten Dipterenart macht es wahrscheinlich, dass die Entwicklung bei *D. repleta* auf dem spiraligen Stadium stehen bleibt.



Interphasechromosomen aus zerplatzen Kernen des Mitteldarmes einer Fliege (a, d und e) und einer Larve (b und c). Abbildung b stammt aus einer kleinen, c einer grossen Zelle. – Alle Abbildungen sind mit einem Reichert-Mikroskop, Ok. 10× und Ölimer. Obj. 100× gezeichnet.

Stellen mehrfache Windungen zeigenden Faden darstellt, der sich kontrahieren und strecken kann. Im Modellversuch kann die Kontraktion durch stetiges Drehen eines Fadens, der zahlreiche einfache Knoten und ein oder mehrere Festpunkte besitzt, veranschaulicht werden. Die Knoten sollen die Chromomeren im gestreckten Chromatid darstellen. Dreht man einen solchen Faden an seinen freien Enden, so entstehen zunächst Windungen, die je nach Art und Beschaffenheit des Fadens verschiedene Durchmesser haben. Bei Fortsetzung des Drehens treten mehrfach gewundene Knoten verschiedener Grösse auf, die mit den als Chromomeren bezeichneten Stellen der Chromatiden identisch sein könnten. Weiteres Drehen bewirkt das Auftreten von Spiralen, die den Spiralen der Chromosomen entsprechen würden.

A. SENGÜN\*

Institut für allgemeine Biologie, Wien, den 11. Oktober 1956.

### Summary

In certain tissues of *D. repleta*-flies, it is possible to observe the interphase chromosomes that are either of larval origin or that occur in imaginal tissues. The imaginal interphase chromosomes from the midgut are similar to the small larval midgut chromosomes in the early phases of their development.

\* Permanente Adresse: Zooloji Enstitüsü, Üniversite, İstanbul.

## Über die Entwicklung des Fremdkörpergranuloms in verschiedenen Organsystemen

Wir haben in früheren Arbeiten eine Methode zur quantitativen Bestimmung der Mesenchymreaktionen mit Hilfe des Fremdkörpergranuloms nach subkutaner Implantation beschrieben<sup>1</sup>. Diese Reaktion wird nach systemischer Applikation durch verschiedene Faktoren, wie zum Beispiel Polysaccharide<sup>2</sup>, Thyroxin<sup>3</sup>, Nebennierenrindensterioide, wie Cortexon<sup>4</sup>, gefördert,

Tabelle I. Granulomgewicht 7 Tage nach Implantation eines 5-mg-Implantates in verschiedene Organe

Implantation	Tierzahl	Granulomgewebe (Frischgewicht) mg S. E.
subkutan (2 Implantate beidseitig dorsal) . . . . .	26	15,7 ± 1,5
in die Leber (1 Implantat unter die Leberkapsel) . . . . .	26	23,4 ± 2,8
in die Niere (1 Implantat in jede Niere unter die Nierenkapsel) . . . . .	26	13,5 ± 1,7
in die Hoden (1 Implantat in beide Hoden) . . . . .	26	35,7 ± 3,1

durch andere Substanzen, die anti-inflammatoryischen Nebennierenrindensterioide, wie Cortison, Hydrocortison, 9α-Fluoro-hydrocortison, Prednison und Prednisolon<sup>5</sup>, und durch Phenothiazine und aromatische Hydrazine<sup>6</sup> gehemmt.

Bei verschiedenen pathologischen Zuständen ist die Bindegewebsreaktion ausschliesslich an Mesenchymstrukturen bestimmter Organe, wie zum Beispiel der Niere, der Leber, gebunden<sup>7</sup>. Es schien deshalb für eine weitere Differenzierung der Bindegewebsreaktion wichtig zu untersuchen, ob mit Hilfe der genannten Methode quantitative Unterschiede der Mesenchymreaktion verschiedener Organe festzustellen sind, bzw. ob die Mesenchymreaktion in verschiedenen Organen durch verschiedene Einwirkungen beeinflusst werden kann.

*Methodik.* Voraussetzung für die Untersuchung dieser Frage ist, dass einerseits unter vollkommen sterilen Kautelen gearbeitet wird, und andererseits, dass die zu implantierenden Presslinge Dimensionen aufweisen, die in optimalen Verhältnissen zu dem betreffenden Organ stehen. Deshalb wurden sterile Presslinge gewählt, deren Gewicht genau 5 mg ± 0,1 mg beträgt und die einen Durchmesser von 2,5 mm besitzen. Es wurde die Reak-

<sup>1</sup> R. MEIER, W. SCHULER und P. DESAULLES, Exper. 6, 469 (1950).  
<sup>2</sup> R. MEIER, P. DESAULLES und B. SCHÄR, Verh. naturf. Ges. Basel 67, 447 (1956).

<sup>3</sup> P. DESAULLES, Z. ges. exp. Med. 124, 30 (1954).

<sup>4</sup> R. MEIER, F. GROSS und P. DESAULLES, Klin. Wschr. 29, 653 (1951).

<sup>5</sup> W. W. BYRNES et al., Proc. Soc. exp. Biol. Med. 91, 67 (1956). – G. W. LIDDLE, M. M. PECHET und F. C. BARTER, Science 120, 496 (1954).

<sup>6</sup> R. MEIER und P. DESAULLES, J. Physiol. (im Druck).

<sup>7</sup> D. LEHR und C. R. MARTIN, Proc. Soc. exp. Biol. Med. 93, 596 (1956).

Tabelle II. Wirkung von Cortexon auf die Granulombildung 7 Tage nach Implantation eines 5-mg-Implantates

Implantation	Tierzahl	Kontrollen	Tierzahl	Cortexon subkutan	
				2,5 mg/kg	10 mg/kg
subkutan (2 Implantate beids. dorsal) . . . . .	26	mg S.E. 15,7 ± 1,5	16	mg S.E. 16,1 ± 1,2 (+ 2%)	mg S.E. 10,5 ± 1,5 (+ 30%)
in die Leber (1 Implantat unter die Leberkapsel) . . . . .	26	23,4 ± 2,8	16	32,5 ± 2,4 (+ 39%)	25,2 ± 2,3 (+ 9%)
in die Niere (1 Implantat in jede Niere unter die Nierenkapsel) . . . . .	26	13,5 ± 1,7	16	16,7 ± 1,4 (+ 23%)	14,9 ± 1,2 (+ 10%)
in die Hoden (1 Implantat in beide Hoden) . . . . .	26	35,7 ± 3,1	16	36,2 ± 3,4 (+ 1%)	46,0 ± 5,0 (+ 31%)