

romycétine à dose faible, presque bactériostatiques¹). En général nous trouvons alors un seul nucléoïde au centre de la cellule (fig. 3 et 4). Si l'action se fait essentiellement sur une cellule placée sur une surface d'agar, donc aplatie, ces nucléoïdes ont souvent une forme annulaire. Sur les deux figures 3 et 4, la présence de divisions est visible; le nucléoïde se sépare en deux, la cloison se forme entre les deux moitiés et les cellules se divisent. Le comptage confirme cet accroissement du nombre de cellules. L'emploi de la coloration hydrolyse-Giemsa révèle des figures analogues.

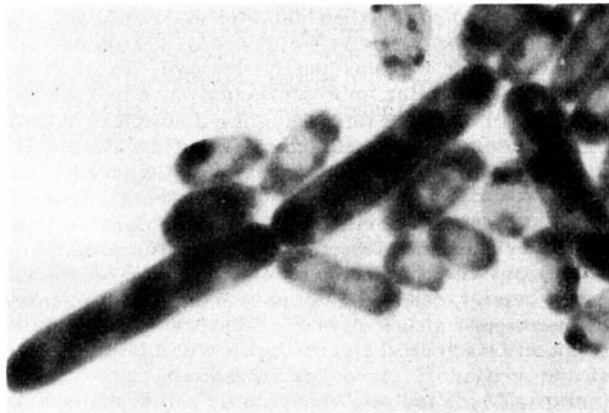


Fig. 5. – Après le même traitement subi par les cellules des figures 3 et 4, on a remis le film de collodion sur de l'agar frais: réapparition de la forme primaire.

Pour étudier le retour de la forme secondaire à la forme primaire, on détache la membrane avec ses cellules en remplaçant l'eau par un milieu nutritif, puis on la recueille sur de l'agar nutritif frais. Après un certain temps, les formes primaires réapparaissent. Comme la nutrition à travers la membrane est insuffisante, le pourcentage des cellules transformées est inférieur au nombre des survivants.

Dès que le métabolisme s'arrête, lors d'une suspension en solution tampon par exemple, nous observons des formes de repos (fig. 2). Nous trouvons soit un nucléoïde en forme de bâtonnet axial, soit deux nucléoïdes ronds; des figures intermédiaires, en forme d'haltères, sont fréquentes.

Quand les cultures dépassent la phase de croissance exponentielle, les nucléoïdes perdent de leur netteté; en même temps, les cellules deviennent plus petites et finalement elles n'ont plus qu'un seul nucléoïde, mal défini, placé entre deux corps métabolisants². Nous ne pouvons pas encore dire si cet état correspond ou non à la forme secondaire végétative. Ce même phénomène semble se produire sous l'action de la streptomycine³. Il est alors fortement accéléré.

E. KELLENBERGER

Laboratoire de microscopie électronique, Institut de physique, Université de Genève, le 2 janvier 1952.

¹ Nous remercions M. le professeur F. CHODAT, Mlle E. SCHORER, D. PARIS et M. B. STEINBERG de nous avoir indiqué ces doses.

² E. KELLENBERGER, C. r. congrès de m. é. Paris, «Microscopie» (sous presse) (1950).

³ Nous remercions M. le professeur E. GRASSET et MM. les Drs E. NOVEL et V. BONIFAS de nous avoir indiqué les concentrations adéquates.

Summary

With the electron microscope, only the primary vegetative form of the nucleoid had been observed till now on bacterial cells in the latent phase of growing. We propose an improved method which enables us to observe the nucleoids in any physiological state. Secondary vegetative forms are shown in the division process and 3 resting forms. The samples are prepared from liquid cultures by means of a filtration through the supporting membrane. Changes in the physiological conditions are avoided.

Feinbau der Membran gequollener Stärkekörner

Durch Schwellung in heissem Wasser verquellen die Stärkekörner bei der Verkleisterungstemperatur zu grossen Blasen mit flüssigem Inhalt. Ihre Wandung ist eine elastische, semipermeable Membran, denn die Blasen schrumpfen, wenn sie in hypertonische Lösungen gebracht, und schwellen wieder, wenn sie in hypotonische Lösungen zurückversetzt werden.

Oberhalb der Verkleisterungstemperatur können die Blasen zum Platzen gebracht werden. Der flüssige Inhalt fliesst dann aus, und es bleiben unlösliche Bälge zurück. Diese sedimentieren in stark verdünnten Lösungen und können durch Zentrifugierung oder sogar durch blosses Dekantieren von der Stärkelösung getrennt und reingewaschen werden. Während die ausgeflossene Stärkelösung entsprechend ihrem Amylosegehalt die tiefblaue Jodreaktion liefert, färben sich die Stärkebälge violett an, was auf ihren Aufbau aus Amylopektin hinweist (MEYER¹).

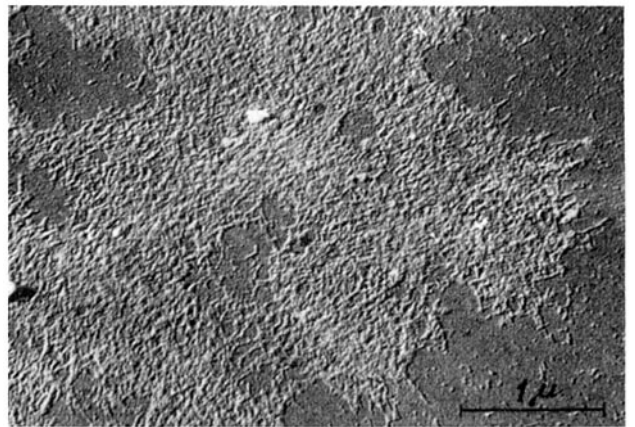


Abb. 1. Elektronenmikrogramm der Haut eines verquollenen Kornes von Kartoffelstärke (Aufnahme K. MÜHLETHALER).

Die Reingewinnung solcher Amylopektinmembranen gelingt bei Kartoffelstärke besonders leicht. Es genügt, die Körner in einem grossen Überschuss von Wasser aufzukochen und die mikroskopischen Bälge der geplatzten Blasen sich setzen zu lassen. Durch Anfärbung mit Jod können die Häute trotz ihrer Feinheit bei der Waschoperation leicht beobachtet und auch im Mikroskop ohne Schwierigkeiten aufgefunden werden.

Die Semipermeabilität dieser Membranen muss durch eine amikroskopische retikuläre Struktur des Amylopektingels bedingt sein. Ob sie ausserdem eine gröbere

¹ K. H. MEYER, *Hochpolymere Chemie*, Bd. 2 (Akad. Verlagsgesellschaft, Leipzig 1940).

submikroskopische Struktur besitzen, wie sie für gewisse Kernmembranen nachgewiesen worden ist (CALLAN und TOMLIN¹), wurde im Elektronenmikroskop untersucht. Zur Präparation wurden solche Membranen auf mit Kollodiumfilmen überzogenen Objektträgernetzen aufgefangan, getrocknet und mit Chrom beschattet. Das Elektronenmikroskop liefert dann Bilder, wie eines in Abbildung 1 wiedergegeben ist.

Man erkennt eine körnelige Struktur, die an den Stellen, wo die Membran zufolge der Überdehnung durchlöchert oder zerrissen ist (Membranrand), in eine submikroskopische Retikularstruktur übergeht. Der Durchmesser der sichtbaren Stränge beträgt etwa 100 Å, was der Breite von etwa 15 α -glukosidischen Ketten entspricht.

Die Dicke der aufgetrockneten Membranen ist nicht uniform. Während sie längs den Rändern des Amylopektinfilms nach der Schattenlänge zu schliessen höchstens 100 Å beträgt, finden sich in Abbildung 1 auch dickere Partien, die zufolge ungenügender Durchstrahlbarkeit weisslich erscheinen. Die gefundenen Strukturen müssen als Eintrocknungsartefakte betrachtet werden, denn die gequollenen Bälge besitzen Dicken von der Grössenordnung 1000 Å. Je nach der Dicke der gequollenen Membran, die beim Platzen den Rissrändern entlang überdehnt worden ist, trocknet das Amylopektin körnelig oder netzartig ein.

Auf Grund dieser Feststellung könnte man versucht sein, solchen Bildern jeden Wert abzusprechen. Dies wäre indessen nicht richtig. Denn die Beobachtung, dass das Amylopektin in dünnster Schicht retikular eintrocknet, deutet darauf hin, dass seine Moleküle die Fähigkeit besitzen, strangförmig zu aggregieren. Während ihre verzweigten Ketten (STAUDINGER und HUSEMANN², MEYER³) unter der Annahme dichotomer Verzweigung (FREY-WYSSLING⁴) im gequollenen Zustande eine dreidimensionale baumartige Gestalt besitzen, sind sie offenbar befähigt, bei vollkommener Dehydratation zu linearen Bündeln zusammenzutreten und auf diese Weise Gelstränge zu bilden.

Wenn auch die submikroskopische Retikularstruktur der Wirklichkeit nicht entspricht, so stellt sie doch ein stark vergrößertes Abbild der amikroskopischen Netzstruktur dar, deren Maschen die Semipermeabilität bewirken.

Die Diskussion über den Wert oder den Unwert der Fixierungsartefakte, die in der Zytologie eine so grosse Rolle gespielt hat, wiederholt sich nun in der submikroskopischen Morphologie. Es gilt indessen auch hier, dass aus den Fällungs- oder Eintrocknungsstrukturen, die als Dehydratationsartefakte angesprochen werden müssen, mit der nötigen Vorsicht auf indirektem Wege Schlüsse auf die Morphologie der amikroskopischen Bausteine der zytologischen Objekte gezogen werden können.

A. FREY-WYSSLING

Pflanzenphysiologisches Institut der ETH., Zürich, den 4. Dezember 1951.

Summary

When granules of starch are carefully heated in water, they convert into vesicles covered by an elastic semipermeable membrane of amylopectin. The submicroscopic

structure of this membrane, when fully dried, is reproduced in the electron microgram of Figure 1. Where the film of amylopectin is very thin (c. 100 Å), it dries up as a reticular structure, whereas thicker portions of the film dry into a granular structure. These structures are artefacts, since the structure causing the semipermeability of this membrane must be amicroscopic.

Induktion phototropischer Reaktionen durch ein künstliches Perzeptionsorgan

In einer früheren Arbeit¹ konnte am Laubblatt von *Tropaeolum maius* gezeigt werden, dass der phototropische Reiz vom Petiolus perzipiert wird, während die Funktion der Lamina im wesentlichen darin besteht, den Stiel mit Auxin zu versorgen und ihn dadurch zu Wachstumskrümmungen zu befähigen. GALSTON'S Nachweis², dass sichtbares Licht Heteroauxin in Gegenwart von Riboflavin als Photosensibilisator inaktiviert, legte jedoch die Vermutung nahe, dass gegebenenfalls auch die Spreite selbst als phototropisches Perzeptionsorgan fungieren kann. In den folgenden Versuchen wird ein Modellsystem gezeigt, das die hierzu notwendigen Bedingungen rekonstruiert.

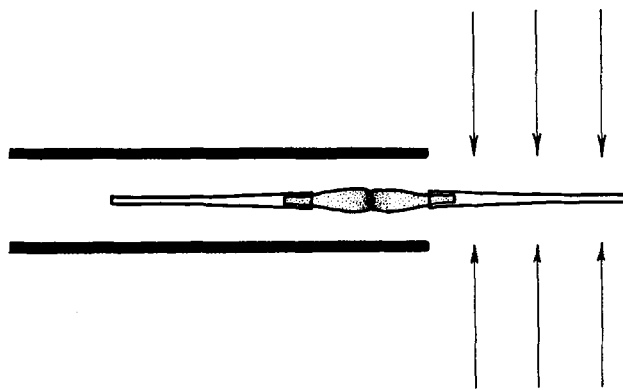


Abb. 1. Schema der Versuchsanordnung, von oben gesehen.

Als Versuchspflanzen dienten 6 Tage alte Keimlinge von *Helianthus annuus*. Beide Kotyledonen wurden zu schmalen, keilförmigen Zungen zurechtgeschnitten, auf deren Spitzen konische Kapillarröhrchen aufgesetzt werden konnten (Abb. 1). Diese Röhrchen sollten die Funktion der Lamina beim Phototropismus übernehmen. Zu diesem Zweck wurden sie mit sensibilisierter Heteroauxinlösung von der folgenden Zusammensetzung gefüllt: 25 γ HA + 15 γ Riboflavin + 1 cm³ destilliertes H₂O. Zur besseren Abdichtung wurde das untere Ende der Kapillaren mit geschmolzener Gelatine mit dem Blatt verkittet. Alle diese Vorbereitungen, einschliesslich der Mischung der Lösung, wurden in der Dunkelkammer bei dunklem orangem Licht vorgenommen.

Zur Auslösung der Reaktion wurde eine der Kapillaren von beiden Seiten horizontal mit parallelem weissem Licht (Niedervolt-Mikroskopierlampe) von 9500 Lux 30 Minuten lang bestrahlt. Dabei war sorgfältig darauf zu achten, dass die Pflanze selbst mit Ausnahme der Keimblattspitze in der Röhre verdunkelt blieb (Abb. 1). Bei dieser Anordnung entwickelte sich tatsächlich eine ansehnliche positive Krümmung, die bereits während der ersten Versuchsstunde sichtbar wurde und dann \pm gleich-

¹ H. G. CALLAN und S. G. TOMLIN, Proc. Roy. Soc. (London) [B] 137, 367 (1950).

² H. STAUDINGER und E. HUSEMANN, Liebigs Ann. 527, 195 (1937).

³ K. H. MEYER, Hochpolymere Chemie, Bd. 2 (Akad. Verlagsgesellschaft, Leipzig 1940).

⁴ A. FREY-WYSSLING, Schweiz. Brauereiztg., Nr. 1 (1948).

¹ L. BRAUNER und Y. VARDAR, Rev. Fac. Sci. Univ. Istanbul [B] 15, 269 (1950).

² A. W. GALSTON, Proc. Nat. Acad. Sci. 35, 10 (1949).