

ENCYCLOPAEDIA CINEMATOGRAFICA

Editor: G. WOLF

E 401/1961

Leukozyten Rana esculenta

Mit 5 Abbildungen

GÖTTINGEN 1976

INSTITUT FÜR DEN WISSENSCHAFTLICHEN FILM

Leukozyten *Rana esculenta*

H.-J. ENGEL† und REGINA SCHÜTZ. Berlin

Allgemeine Vorbemerkungen¹

Die weißen Blutkörperchen hat wohl als erster SPALLANZANI im Randstrom von Froschgefäßen gesehen. Er hielt sie aber für Luftbläschen. 1770 erkannte dann HEWSON die Leukozyten tatsächlich als zweites Formelement des Blutes, nachdem SWAMMERDAM bereits 1658 die roten Blutkörperchen im Froschblut entdeckte und MALPIGHI sie 1665 in Mesenterialgefäßen beobachtet hat.

1846 hat dann WALLER [23] an Mesenterial- und Zungengefäßen des Frosches die Auswanderung der Leukozyten aus der Strombahn beobachtet. Seine Feststellungen gerieten aber in Vergessenheit. Erst 1867 wurde die Emigration durch COHNHEIM [2] wiederentdeckt. Wie WALLER machte auch COHNHEIM seine Beobachtungen am Froschmesenterium. Von LAVDOWSKY [12] ist die Emigration von Leukozyten erstmals zeichnerisch dargestellt worden.

Während der Grad der Beteiligung der Leukozyten am Entzündungsgeschehen umstritten ist, und auch die Umstände bei der Leukozytenemigration immer wieder diskutiert werden (MENKIN [14], RÖSSLE [16], [17], SCHADE [18], SCHKLAREWSKY [20]), steht heute außer Zweifel, daß die Leukozyten aus der Strombahn auswandern. Unter diesem Aspekt sind dann auch die Feststellungen z. B. von WEIDENREICH [24] „wer die Leukozyten studieren will, muß ins Gewebe sehen“ und von MARCHAND [13] „die farblosen Zellen sind gewissermaßen nur Gäste im Blut“ zu verstehen. OSGOOD [15] stellt fest, „daß die Leukozyten gar keine Blutzellen sind“. Der eigentliche Aktionsraum der Leukozyten ist das Gewebe, hier entfalten sie ihre volle Aktivität.

¹ Angaben zum Film und kurzgefaßter Filminhalt (deutsch, englisch, französisch) s. S. 16 u. 17. — Herrn Dr. A. SCHULZE, Institut für Veterinär-Physiologie der Freien Universität Berlin, gebührt für die freundliche Unterstützung besonderer Dank.

Der stimulierende Reiz für die Zellmotilität ist offensichtlich der enge Gewebsspalt, in dem sich die Zellen nach der Emigration flach ausbreiten müssen. Kurz danach beginnen sie zu wandern. Das Gewebe ist aber zu dick und uneben, um die wandernden Zellen dort weiter verfolgen zu können. So wurden zum Studium der Blutzellen bereits von JOHANNES MÜLLER, METSCHNIKOFF und ROBERT KOCH Deckglaspräparate benutzt. Dieses Verfahren zur Untersuchung überlebender Zellen ist eine der ältesten vitalmikroskopischen Methoden.

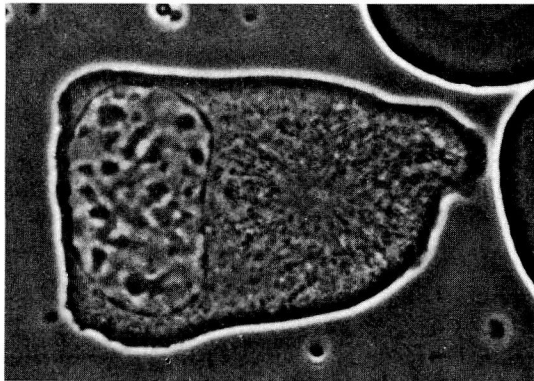
Mit Einführung der Triazidfärbung durch EHRlich [4] wurden die Untersuchungen überlebender Blutzellen stark in den Hintergrund gedrängt. Die gefärbten Zellen wurden kontrastreicher dargestellt und waren nun leichter zu differenzieren. Die Zelldifferenzierung im gefärbten Blutaussstrich des Frosches ist dennoch nicht ganz einfach. FREIDSOHN [8], der eine umfassende Zelldiagnostik für Amphibienleukozyten angegeben hat, stellt u. a. fest, daß sich bei neutrophilen Granulozyten des Froschblutes — je nach dem Reifegrad der Zellen — Unterschiede in deren Anfärbbarkeit ergeben. Die Differenzierung dieses ohnehin mannigfaltigen Blutbildes wird dadurch noch schwieriger. 1920 hat COMANDON [3] vergleichende Untersuchungen an überlebenden Leukozyten des Menschen und von Amphibien und Fischen angestellt und dafür u. a. die Zellbewegungen filmisch aufgezeichnet.

Erst mit dem von ZERNIKE [26] entwickelten Phasenkontrastverfahren nahm das Interesse an Vitaluntersuchungen von Leukozyten wieder zu, da nun auch ungefärbte, überlebende Zellen kontrastreich dargestellt und gut differenziert werden konnten. Manche Zellstrukturen werden im Phasenkontrastmikroskop überhaupt erst sichtbar. So erkennt man z. B. in den eosinophilen Granulozyten neben der spezifischen, bei Amphibien besonders großen Granula, auch viele feine Granula. Den neutrophilen Granulozyten des Frosches wird von den meisten Autoren eine Granulation abgesprochen (KLIENEBERGER [11], SCHULZ und v. KRÜGER [21]). Auch KLAUSEWITZ [10], der seine Untersuchungen bereits mit der Phasenkontrastoptik macht, spricht noch von „nicht bzw. fast nicht granuliertem Protoplasma“ und bezeichnet diese Zellart deshalb nur als segmentierte Leukozyten. Die Feststellung, „daß die Erkennung und Unterscheidung feiner morphologischer Strukturen mit der Phasenkontrastoptik nicht möglich ist“ (WEISS und HABERICH [25]), kann u. E. nur auf die Präparations- und Mikroskopiertechnik der Autoren zurückgeführt werden. Tatsächlich wird in vitro im Phasenkontrastmikroskop sehr deutlich, daß z. B. auch die neutrophilen Granulozyten des Frosches viele feine Granula beinhalten (Abb. 1). Nach SCHERMER [19] tritt die Granulation der neutrophilen Granulozyten des Frosches unter bestimmten Bedingungen, z. B. bei der Peroxydasefärbung nach GRAHAM, auch im gefärbten Blutaussstrich in Erscheinung.

Bei überlebenden Leukozyten kommen zu den morphologischen Differenzierungskriterien weitere Merkmale funktioneller Art. Es können nun Aussagen über spezielle Funktionen und das Verhalten der Leukozyten gemacht werden. Die amöboide Bewegung ist das älteste und bekannteste Kriterium der Leukozytenvitalität; eine Funktion, die z.B. notwendig ist für die Emigration und Phagozytose. Den Lymphozyten spricht EHRlich allerdings eine amöboide Bewegung ab, andere Autoren schreiben ihnen eine nur geringe Motilität zu (zit. nach SCHULZ und v. KRÜGER [21]). Eigene Untersuchungen haben ergeben, daß sich Lymphozyten tatsächlich relativ langsam bewegen, d. h. nur etwa die Hälfte der Wanderungsgeschwindigkeit von neutrophilen und eosinophilen Granulozyten erreichen (ENGEL et al. [6]).

Abb. 1. Ein jugendlicher, neutrophiler Granulozyt, kurz nach der Präparatherstellung

Die Zelle ist flach ausgebreitet und noch im Ruhestadium. Durch die strahlenartige Anordnung der Granula ist das Zytozentrum deutlich markiert. Die Zentrosphäre ist so weit entfaltet, daß auch die im hellen Zentrosom eingebetteten, dicht beieinander liegenden Zentriolen zu erkennen sind



Die blutbildenden Organe des Frosches sind das Knochenmark, die Milz und die Leber. In diesen Organen findet man alle Elemente der Granulopoese wie der Erythropoese. Auch Lymphozyten werden im Knochenmark gebildet; dem Frosch fehlen Lymphknoten und Lymphfollikel (SCHERMER [19]).

Große Unterschiede in den Leukozytenzahlen sind einmal jahreszeitlich bedingt und zwischen Winter- und Sommerfröschen festzustellen. Winterfrösche weisen besonders niedrige Werte auf. SCHERMER [19] gibt sie mit 1100 bis 2100 an. Bei diesen Tieren sind außerdem viele Degenerationsformen zu finden. Die Leukozytenzahlen der Sommerfrösche steigen auf 4900 bis 7300 an (SCHERMER [19]). Gleichzeitig treten zahlreiche Mitosen und Jugendformen auf.

Abgesehen von diesen physiologischen Schwankungen ergeben sich andererseits auch z.T. beträchtliche Unterschiede in den prozentualen Angaben für die verschiedenen Leukozytenarten in der Literatur. Das

mag vielleicht auf die nicht ganz einfache Zelldifferenzierung des Froschblutes im Ausstrich zurückzuführen sein. Zweifellos kommt darin aber vor allem die Meinung des jeweiligen Autors zum Ausdruck. FREIDSOHN [8] und KLIENEGER [11] z. B. verneinen das Vorkommen von Monozyten im Froschblut. Bei ALDER und HUBER [1] finden sich keine prozentualen Angaben zu dieser Zellart. Andere Autoren gehen der Frage nach den Monozyten ausdrücklich aus dem Weg (WEISS und HABERICH [25]), sie unterscheiden auch nicht zwischen kleinen und großen Lymphozyten.

Zu der Frage nach Übereinstimmungen zwischen den Blutzellen der Säuger und denen der Amphibien stellt KLIENEGER [11] ganz allgemein fest, daß das Blut der Amphibien sich von dem der Säuger sehr unterscheidet. ALDER und HUBER [1] sind der Meinung, daß die Lymphozyten der Amphibien denen der Säuger nicht entsprechen. SCHERMER [19] sieht dagegen in den neutrophilen Granulozyten des Frosches das Analogon zu den neutrophilen Granulozyten der Säuger. FEY [7] kommt aufgrund elektronenmikroskopischer und zytochemischer Untersuchungen der Blutzellen niederer Vertebraten zu dem Schluß, daß sie denen der Säuger entsprechen. Auch wir konnten bei unseren Untersuchungen im Supravitalpräparat große Übereinstimmungen hinsichtlich der Morphologie und des funktionellen Verhaltens feststellen. Auch vergleichende Untersuchungen beim Axolotl ergaben derartige Übereinstimmungen.

Zur Entstehung des Films

Wissenschaftliche Daten:

1. Zur Darstellung des mesenterialen Kreislaufs und der Emigration von Leukozyten aus der Strombahn wird ein männlicher Frosch durch Injektion 25%iger Urethanlösung in den Rückenlymphsack (1 ml/50 g Frosch) narkotisiert. Nach Erlöschen der Rückenmarkreflexe wird das Tier auf die linke Körperseite gelegt und ein etwa 5 mm langer Hautschnitt in Richtung auf die Mundspalte geführt. Dabei wird in der Nähe des Oberschenkelansatzes begonnen. In derselben Art wird ein Muskelschnitt angelegt. Aus dem eröffneten Peritonealraum wird schließlich eine Darmschlinge vorgezogen und so über einen Glaspflock ($\varnothing = 8-10$ mm, Höhe = 1—1,5 mm) gelegt, daß das Mesenterium zwar glatt aufliegt, die Gefäße aber durch den Rand nicht abgedrückt werden.

Typisch für die mesenteriale Strombahn des Frosches sind die vielen kleinen und großen arteriellen und venösen Gefäße und die nur geringe Anzahl von Kapillaren. Die Leukozyten emigrieren aus den kleinen Venen.

Mit abnehmender Blutstromgeschwindigkeit fallen die Leukozyten — aufgrund ihres geringen spezifischen Gewichts — zunächst in den Venen in den Randstrom aus (SCHKLAREWSKY [20]). Sie sind dann noch inaktiv

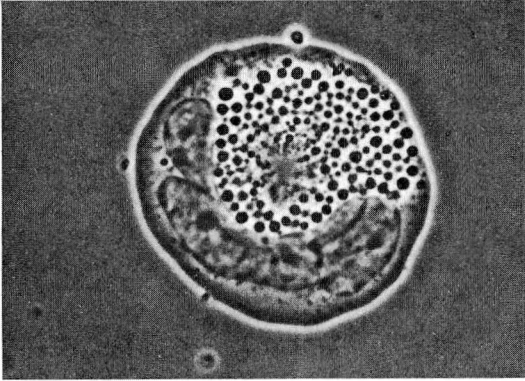
und rollen abgekugelt am Endothel entlang, später haften sie an der Gefäßwand und werden vom Blutstrom anfangs noch tropfenartig verformt. Sie können zu diesem Zeitpunkt auch wieder mitgerissen werden. Schließlich haften sie aber so fest am Endothel, daß sie sich aktiv — und stets gegen den Blutstrom — an der Gefäßwand entlang bewegen.

An der Emigrationsstelle sind sie dann für kurze Zeit starr und bewegungslos, bis ein kleines Pseudopodium im Gewebe auftaucht. Die Emigration dauert zwar unterschiedlich lange, ist aber relativ kurz. Jenseits des Endothels bleiben manche Leukozyten eine Zeitlang liegen, wodurch das Endothel an dieser Stelle in das Gefäßlumen leicht vorgewölbt wird. Andere Zellen wandern dagegen gleich in gestreckter Form in den perivaskulären Raum ein.

Da die Leukozyten nach der Emigration im Gewebe nur schwer weiter zu verfolgen sind, werden die verschiedenen Leukozytenarten des Frosches im Supravitalpräparat untersucht.

2. Für die Beobachtung der Zellen *in vitro* werden Deckglaspräparate hergestellt. Das Blut wird dazu durch Sinuspunktion narkotisierter Frösche gewonnen (Narkose wie unter 1. angegeben). Ein kleiner Tropfen wird schnell auf einen Objektträger gebracht und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Der Blutropfen muß so klein sein, daß er sich — nach Auflegen des Deckgläschens — gerade eben bis an dessen Ränder gleichmäßig ausbreitet. Die Blutzellen liegen dann einzeln und gut ausgebreitet nebeneinander. Die Präparate werden schließlich mit erwärmtem Paraffin verschlossen und im Phasenkontrastmikroskop bei Zimmertemperatur untersucht.

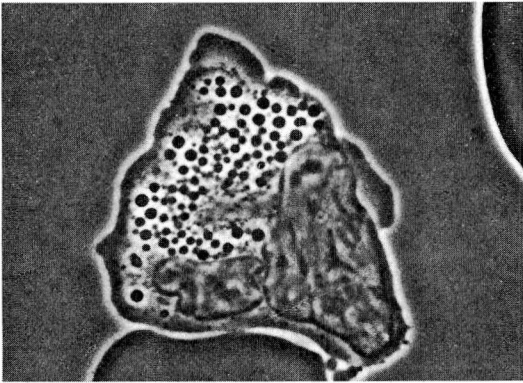
Für die Untersuchung überlebender Leukozyten ist u. a. die Präparathöhe eine der wichtigsten Voraussetzungen (ENGEL [5]). Die optimale Präparathöhe entspricht etwa der Dicke der Erythrozyten des jeweiligen Blutes. Die Erythrozytendicke für *Rana esculenta* ist von LANGE (zit. bei SCHERMER [19]) mit $7.7 \mu\text{m}$ angegeben. Liegen die Blutzellen einzeln nebeneinander, beträgt die Präparathöhe etwa $8 \mu\text{m}$. Die Erythrozyten sind in solchen Präparaten nicht geschädigt, die Leukozyten aber flach ausgebreitet (Abb. 1), d. h. sie sind *in vitro* dann ähnlichen Verhältnissen ausgesetzt wie nach der Emigration im Gewebe. Sie werden bei der Präparatherstellung auch — je nach Größe der Zellen — mehr oder weniger abgeflacht. Die Pression stimuliert hier ebenfalls die Migration, und die Leukozyten wandern schließlich wie im Gewebe. Bereits HABERLANDT [9] stellt bei seinen Untersuchungen zur Bewegungsfähigkeit der Leukozyten des Frosches fest, daß die Zellen in seinen mit Ringer-Gelatine beschichteten Deckglaspräparaten stärker amöboid beweglich sind als in den höheren feuchten Kammern. Er kommt zu der Vermutung, „daß dabei vielleicht der dauernde, mechanische Druck dafür maßgebend in Betracht kommt“.



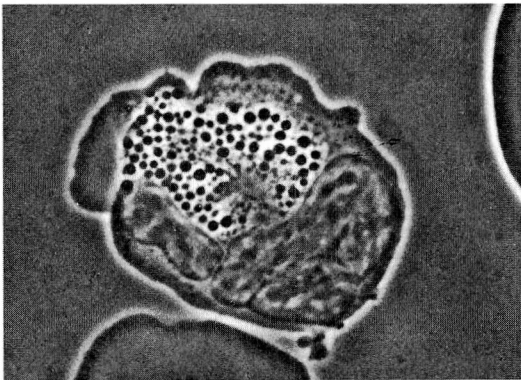
a

Abb. 2a—d: Eosinophiler Granulozyt, stadienartige Entwicklung der Zellmotilität

a: Kurz nach der Präparatherstellung ist die Zelle noch im Ruhestadium. Das Zytozentrum ist gut zu erkennen, die radiäre Anordnung der Granula ist hier nicht so deutlich ausgeprägt wie in den neutrophilen Granulozyten



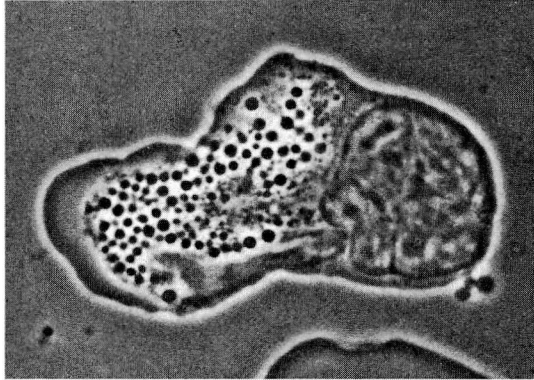
b



c

b+c: Das Bewegungsstadium der Leukozyten ist durch eine unregelmäßige und zunehmende Motilität des Zellrandes gekennzeichnet. Es ergibt sich infolgedessen ein ständig wechselndes Zellbild

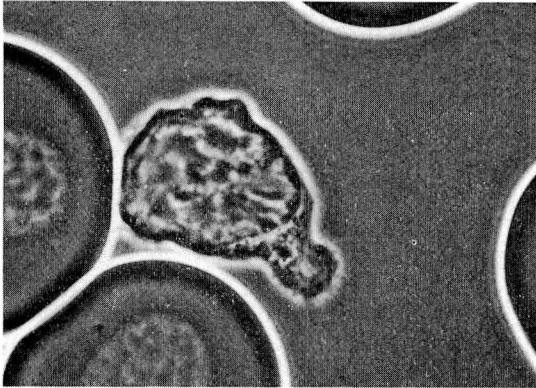
d



d: Das Wanderungsstadium ist charakterisiert durch ein gleichförmiges Zellbild. Die Zellen nehmen eine gestreckte Form an. Dabei folgen auf das richtungsweisende Pseudopodium die Zellorganellen in jeweils typischer Reihenfolge. Bei den eosinophilen und neutrophilen Granulozyten folgen erst die Granula und dann, im Zellende, der Kern

Langzeitige, kontinuierliche Beobachtungen menschlicher Leukozyten in Deckglaspräparaten — die optimale Höhe liegt hier um $4\ \mu\text{m}$, — haben ergeben, daß sich die Bewegung der Leukozyten stadienartig entwickelt (ENGEL [6], [28]). Die sich stetig steigernde Aktivität kommt in drei fließend ineinander übergehenden Stadien zum Ausdruck: Ruhe-, Bewegungs- und Wanderungsstadium. Auch bei den Leukozyten des Frosches fanden wir eine solche Entwicklung der Zellmotilität. Das Ruhestadium ist eine relativ kurze Anpassungszeit an die Präparatbedingungen. Die Zellen sind in äußerer Ruhe, nur die Zellorganellen bewegen sich (Abb. 2a). Das Bewegungsstadium ist durch eine zunehmende Motilität der Zellperipherie gekennzeichnet. Mit oft wechselnden, plumpen Zytoplasmaausstülpungen bewegen sich die Zellen auf kleiner Fläche hin und her. Dadurch ergibt sich ein ständig wechselndes Zellbild (Abb. 2b+c). Schließlich wird nur noch ein Pseudopodium in Wanderungsrichtung gebildet, gleichzeitig nehmen die Zellen eine gestreckte Form an, und ihre Zellelemente ordnen sich in jeweils typischer Reihenfolge. Die nun gerichtete Bewegung und das gleichförmige Zellbild charakterisieren das dritte, das Wanderungsstadium (Abb. 2d). Auch bei neutrophilen und eosinophilen Granulozyten des Frosches folgen nach dem richtungsweisenden Pseudopodium die Granula, die Kernsegmente sind im Zellende (Abb. 2d). Bei Lymphozyten und basophilen Granulozyten folgt dagegen der Kern nach dem Pseudopodium, die Granula befinden sich im Zellende (Abb. 3a+b).

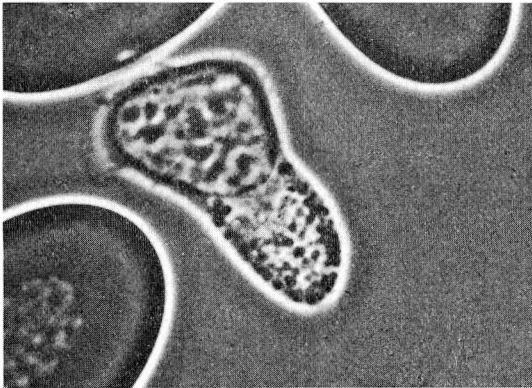
Das Wanderungsstadium und damit die Anordnung der Zellelemente ist bei den Monozyten nicht so streng ausgeprägt. Auffallend und typisch sind bei Monozyten die schleierartigen, undulierenden Zytoplasmaausstülpungen am Zellrand. Dadurch sind *in vitro* die Monozyten gut von großen Lymphozyten abzugrenzen (Abb. 4a+b).



a

Abb. 3

a: Ein kleiner Lymphozyt im Wanderungsstadium in der sogenannten Handspiegelform. Die wenigen Granula befinden sich im Zellende



b

b: Auch bei basophilen Granulozyten folgt im Wanderungsstadium auf das Pseudopodium erst der Kern. Im Gegensatz zu den beiden anderen Granulozytenarten sind die Granula im Zellende

Neben den weißen Blutzellen des Frosches werden im Film schließlich auch Spindelzellen und deren Verhalten im Supravitalpräparat gezeigt. In vitro sind die Spindelzellen eindeutig von den kernhaltigen Erythrozyten und kleinen Lymphozyten zu unterscheiden. Sie breiten sich nach der Präparatherstellung schnell und weit auf dem Objektträger aus. In der Nähe des Kerns ist dann auch in diesen Zellen eine feine Granulation zu erkennen (Abb. 5). Unter undulierenden Bewegungen kommt es zum fädigen Zerfall des Zytoplasmas und zur gleichzeitigen Kontaktaufnahme und Verschmelzung mit anderen Spindelzellen. Diese Vorgänge ähneln jenen, welche beim Zerfall menschlicher Blutplättchen bzw. bei der Fibrinnetzbildung ablaufen (ENGEL [27]). Auch SCHERMER [19] weist auf das übereinstimmende Verhalten von Spindelzellen und Blutplättchen bei fluoreszenzmikroskopischen Untersuchungen hin. UNDRITZ und

a

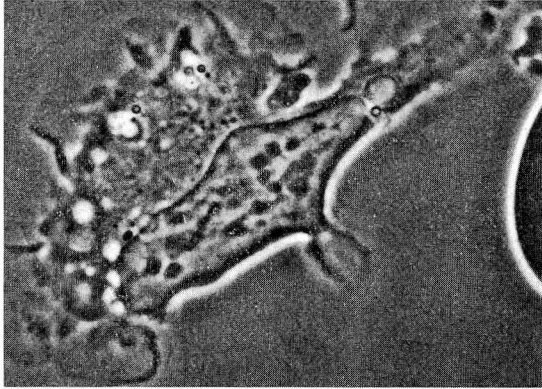
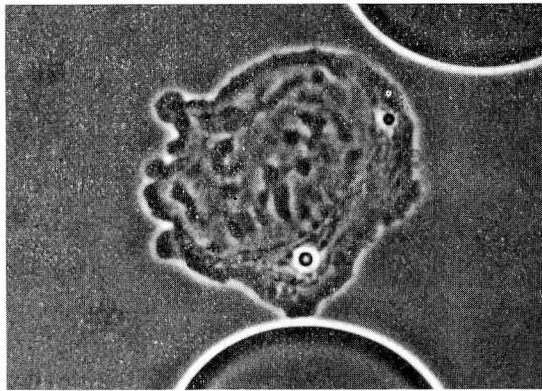


Abb. 4

a: Das Charakteristikum für Monozyten in vitro sind die zarten undulierenden Zytoplasmaschleier am Zellrand. Sie nehmen Teile des umgebenden Mediums auf und schleusen sie als helle Pinozytosebläschen in die Zelle

b



b: Ein großer Lymphozyt im Bewegungsstadium. Der große grobschollige Kern verformt sich z. T. mit den Bewegungen des Zellrandes. Die Zelle beinhaltet stäbchenförmige Granula und zwei sogen. Glanzkörner

ROTHLIN [22] sehen in der spezifischen Agglutinationsfähigkeit nicht nur eine Eigenschaft der Blutplättchen von Mensch und Säuger, sondern schreiben den kernhaltigen Gerinnungszellen — und damit auch den Spindelzellen der Amphibien — diese Eigenschaften zu. ALDER und HUBER [1] weisen ebenfalls daraufhin, daß die kernhaltigen Gerinnungszellen der Nichtsäuger, trotz eines anderen Entwicklungsganges, dem Plättchensystem der Säuger entsprechen.

Technische Daten:

Kamera: ASKANIA Z, Filmmaterial: Kodak Plus X und Tri X 35 mm, Filter: Interferenzfilter grün, Frequenz: 15 B/min bis 24 B/s, Mikroskop: ZEISS WL und LEITZ ORTHOLUX, Objektiv: Achromate 6,5/0,18, Uo 22/0,45, Uo-W 55/0,85; Apochromate 40/1,0 und 100/1,32, Okular:

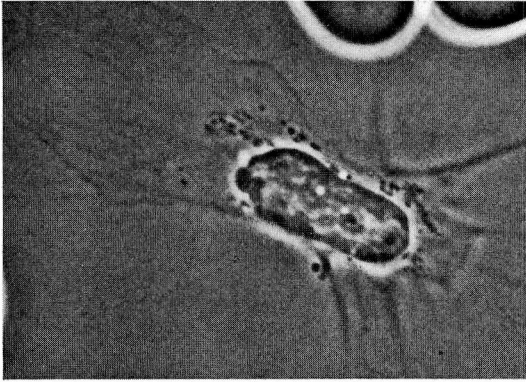


Abb. 5. Eine Spindelzelle, wenige Minuten nach der Präparatherstellung. Das Zytoplasma hat sich auf dem Objektträger extrem weit ausgebreitet. Rechts vom Kern gehen bereits fädige Strukturen von der Zelle aus (Vergrößerung für alle Abbildungen ca. 1650 : 1)

4× und 6×, Phako-Kondensor: IV/Z7 und Zweiblenden-Kondensor nach BEREK, Lichtquelle: 100+30-W-Niedervoltlampe.

Für die Beobachtung der Emigrationsvorgänge wurde ein Hellfeld-Durchlicht-Mikroskop benutzt.

Bildfeldbreiten 90—180 μm .

Bei der Untersuchung der Zellen im Deckglaspräparat wurde ein Phasenkontrastmikroskop verwendet.

Bildfeldbreiten 50—180 μm .

Filmbeschreibung¹

Emigration aus Mesenterialgefäßen

24 B/s

1. Venöser Zusammenfluß. Die Gefäße sind bereits etwas erweitert und hyperämisch. Dicht zusammengedrängt füllen die Blutzellen die Gefäße ganz aus. Der Blutstrom ist infolgedessen träge. Die Leukozyten sind deutlich als leuchtende Kugeln an den Gefäßwänden zu erkennen. Sie sind in dieser Form inaktiv und werden, wie die Erythrozyten, passiv vom Blutstrom transportiert.

30 B/min

2. Durch die linke Venenwand emigriert ein Leukozyt. Neben anderen, früher ausgewanderten Zellen bewegt er sich schnell im Gewebe fort. Während der Emigration bleibt neben dem Leukozyten ein Erythrozyt

¹ Die *Kursiv*-Überschriften entsprechen den Zwischentiteln im Film.

im Endothelspalt hängen, später auch noch ein zweiter, der ein Stück ins Gewebe hineinragt. Sie werden aber schließlich vom Blutstrom wieder mitgerissen.

3.—5. Mehrere Leukozyten emigrieren schnell und z.T. unter lebhaften Bewegungen. Subendothelial sind andere Leukozyten zu erkennen, die bereits im Gewebe wandern.

6. Am unteren Rand des Gefäßbogens emigriert ein Leukozyt relativ langsam. Links daneben ist im Gewebe ein eosinophiler Granulozyt zu erkennen, noch weiter links, in dem Gewebsdorn, eine große Mastzelle.

Neutrophile Granulozyten

4 B/s

7. und 8. In dem flach ausgebreiteten, jugendlichen, neutrophilen Granulozyten ist die Zentrosphäre weit entfaltet. Der in der Kernnähe liegende Zentralapparat hebt sich durch die strahlenartig gerichtete, fließbandähnliche Granulakinetik deutlich hervor. Die Zelle ist im Bewegungs stadium.

9. Der segmentkernige neutrophile Granulozyt ist im Wanderungs stadium. Auf das Pseudopodium folgen — wie hinter einer unsichtbaren Barriere — die Granula. Der Kern liegt im Zellende. Auch in wandernden Zellen ist das Zytozentrum durch die gerichtete Granulakinetik zu erkennen.

10. Diese Zelle ist relativ groß und besitzt einen vielsegmentierten Kern. Sie befindet sich ebenfalls im Wanderungs stadium. Auch nach einem Richtungswechsel ordnen sich die Zellorganellen stets wieder in charakteristischer Folge.

Eosinophile Granulozyten

4 B/s

11. Die relativ kleine Zelle hat drei rundliche Kernsegmente und ist im Bewegungs stadium. Die großen, spezifischen Granula bewegen sich, ebenso wie die feinen Granula, zur Zellmitte, auf das Zytozentrum zu.

12. Dieser eosinophile Granulozyt beinhaltet drei unterschiedlich große, längliche Kernsegmente und ist im Wanderungs stadium. Auch während des Richtungswechsels bleibt das Zytozentrum deutlich markiert.

Basophile Granulozyten

15 B/min

13. Der basophile Granulozyt ist noch im Ruhestadium. Sein exzentrisch liegender Kern wird durch das Zytozentrum rechtsseitig etwas eingedellt. Die Zelle ist angefüllt mit unterschiedlich großen, vielgestaltigen Granula, die sich nur träge bewegen.

Monozyten

1 B/s

14. Der Monozyt ist weit ausgebreitet, seine Zellorganellen sind gut zu erkennen. Der Kern scheint fast bisegmentiert zu sein und hat neben einigen Nucleoli eine deutliche Chromatinzeichnung. Die strahlenartige Bewegung der feinen Granula markiert auch hier das Zytozentrum. Die bizarren undulierenden Zytoplasmastreifen am Zellrand sind charakteristisch für Monozyten.

15. An diesem Monozyten sind die Zytoplasmaundulationen besonders lebhaft. Bei Monozyten sind das Wanderungsstadium und die Ordnung der Zellorganellen nicht so ausgeprägt, wie bei den anderen Leukozytenarten.

Lymphozyten

2 B/s

16. Ein kleiner Lymphozyt im Ruhestadium. Sein Kern ist stark eingebuchtet und hat eine grob-schollige Chromatinzeichnung. Die z. T. stäbchenförmigen Granula bewegen sich auf das in der Kerneinbuchtung liegende Zytozentrum zu. Die Zelle beinhaltet ein sogen. „Glanzkorn“.

17. Dieser Lymphozyt ist besonders klein. Die Zelle geht vom Bewegungsstadium in das Wanderungsstadium über. Dabei ordnen sich die Zellelemente in charakteristischer Weise. Der Kern folgt gleich auf das Pseudopodium, während die wenigen Granula im Zellende sind. Diese Anordnung der Zellorganellen bewirkt die für Lymphozyten typische „Handspiegelform“ während der Wanderung.

18. Ein großer Lymphozyt im Wanderungsstadium. Der Kern hat eine besonders grobschollige Chromatinstruktur. Die Granula sind auch hier im Zellende. In Supravitalpräparaten sind große Lymphozyten gut von Monozyten zu unterscheiden.

Spindelzellen · Ausbildung von Fibrinfäden

8 B/min

19. Zwei Spindelzellen, deren Zytoplasma sich auf der Unterlage weit ausgebreitet hat. Eine feine Granulation ist in der Kernnähe zu erkennen. Die Kerne sind dunkel strukturiert. Das Zytoplasma beider Spindelzellen verschmilzt schließlich miteinander.

20. Drei Spindelzellen, kurz nach der Präparatherstellung. Anfänglich könnte man sie fast mit kleinen Lymphozyten verwechseln. Relativ schnell aber breitet sich ihr Zytoplasma unter starken Undulationen weit aus. Schließlich entstehen fädige Gebilde, die zu anderen Spindelzellen Kontakt aufnehmen. Eine vierte Zelle wird auf diese Art „herangezogen“. Während dieses Geschehens wandert ein kleiner Lymphozyt schnell durch das Gesichtsfeld.

Literatur und Filmveröffentlichungen

- [1] ALDER, A., und E. HUBER: Untersuchungen über Blutzellen und Zellbildung bei Amphibien und Reptilien. *Fol. haemat. (Arch.)* **29** (1923), 1—22.
- [2] COHNHEIM, F.: Über Entzündung und Eiterung. *Arch. path. Anat.* **40** (1867), 1—79.
- [3] COMANDON, J.: Mouvement des leucocytes. *Ann. Inst. Pasteur* **34** (1920), 1—24.
- [4] EHRLICH, P.: Methodologische Beiträge zur Physiologie und Pathologie der verschiedenen Formen der Leukozyten. *Z. klin. Med.* **1** (1880), 553—560.
- [5] ENGEL, H.-J.: Ein Beitrag zum Bild des Leukozyten und seine filmische Darstellung. *Research Film* **5**, 5 (1966), 461—472.
- [6] ENGEL, H.-J., REGINA SCHÜTZ und E. ZERBST: Die Blutzellen im Vitalpräparat. *Publ. Wiss. Film.* **2**, 3 (1974), 227—244.
- [7] FEY, F.: Untersuchungen zur vergleichenden Hämatologie niederer Wirbeltiere. *Fol. haemat.* **81** (1964), 21—29.
- [8] FREIDSOHN, A.: Morphologie des Amphibienblutes. *Arch. mikrosk. Anat.* **75** (1910), 435—472.
- [9] HABERLANDT, L.: Kulturversuche an Froschleukozyten. *Z. Biol.* **69** (1919), 275—292.
- [10] KLAUSEWITZ, W.: Cytodiagnostische Untersuchungen an lebenden Blut- und Lymphzellen einiger Amphibienarten mit Hilfe des Mikro-Zeit-rafferfilms und der Phasenkontrastoptik. *Z. Zellforsch.* **39** (1953), 1—35.
- [11] KLIENEBERGER, C.: Die Blutmorphologie der Laboratoriumstiere, 2. Aufl. Barth, Leipzig 1927.
- [12] LAVDOWSKY, M.: Mikroskopische Untersuchungen einiger Lebensvorgänge des Blutes. *Arch. path. Anat.* **47** (1885), 177—210.
- [13] MARCHAND, F.: Erwiderung auf Dr. Friedrich Kauffmanns Nachprüfung des Cohnheimschen Versuches. *Frankf. Z. Path.* **24** (1921), 706—710.
- [14] MENKIN, V.: Biochemical mechanisms in inflammation. 2. Aufl. Ch. C. Thomas Publ., Springfield 1956.
- [15] OSGOOD, E. E.: Number and distribution of human hemic cells. *Blood* **9** (1954), 1141—1154.
- [16] RÖSSLE, R.: Referat über Entzündung. *Verh. dt. pathol. Ges.* **19** (1923), 18—68.
- [17] RÖSSLE, R.: Diskussionsbemerkung zum Vortrag von P. Busse-Grawitz „Molekularpathologie und Cohnheimsche Leukozytentheorie“ anlässlich des 100jährigen Bestehens des Lehrstuhls für Pathologische Anatomie in Greifswald am 20. 10. 1956.
- [18] SCHADE, H.: Die Physikochemie der Entzündung. *Verh. dt. pathol. Ges.* **19** (1923), 68—80.
- [19] SCHERMER, S.: Die Blutmorphologie der Laboratoriumstiere, 2. Aufl. J. A. Barth, Leipzig 1958.

- [20] SCHKLAREWSKY, A.: Über das Blut und die Suspensionsflüssigkeiten. Arch. f. ges. Physiol. **1** (1968), 603—644.
- [21] SCHULZ, Fr. N., und F. v. KRÜGER: Das Blut der Wirbeltiere. In: WINTERSTEIN, Handb. vergl. Physiol. **1** (1925), 1230—1234.
- [22] UNDRITZ, E., und R. ROTHLIN: Helvet. Med. Acta **13** (1946), 595.
- [23] WALLER, A. W.: Zit. bei L. ILLIG und H. CONRATHS: Mikroskopische Lebendaufnahmen. C. H. Boehringer Sohn Ingelheim a. Rhein.
- [24] WEIDENREICH, F.: Beiträge zur Kenntnis des granulierten Leukozyten. Arch. f. mikr. Anat. **72** (1908), 109.
- [25] WEISS, G., und F. J. HABERICH: Die Zellen des Froschblutes im Phasenkontrastmikroskop. Blut **VII** (1961), 1—13.
- [26] ZERNIKE, F.: Das Phasenkontrastverfahren bei der mikroskopischen Beobachtung. Z. techn. Phys. **16** (1936), 454—457.
-
- [27] ENGEL, H.-J.: Thrombozyten, Homo sapiens. Film E 451 des Inst. Wiss. Film, Göttingen 1961.
- [28] ENGEL, H.-J., REGINA SCHÜTZ und E. ZERBST: Die Blutzellen im Vitalpräparat. Film C 851 des Inst. Wiss. Film, Göttingen 1962.

Abbildungsnachweis:

Fotos: REGINA SCHÜTZ, Berlin.

Angaben zum Film

Das Filmdokument wurde 1961 zur Auswertung in Forschung und Hochschulunterricht veröffentlicht. Stummfilm, 16 mm, schwarzweiß, 96 m, 9 min (Vorführgeschw. 24 B/s).

Die Aufnahmen entstanden im Jahre 1961. Aus dem Physiologischen Institut der Freien Universität Berlin (Direktor: Prof. Dr. Dr. h. c. M. H. FISCHER), Prof. Dr. H.-J. ENGEL, und dem Institut für den Wissenschaftlichen Film, Göttingen (Direktor: Prof. Dr.-Ing. G. WOLF), Dr. K.-H. HÖFLING; Aufnahme: H. H. HEUNERT.

Inhalt des Films

Der Film dokumentiert die Emigration von Leukozyten aus der Blutstrombahn in den perivaskulären Raum. Das Geschehen wird in den kleinen Venen des Froschmesenteriums verfolgt.

In Deckglaspräparaten werden neutrophile, eosinophile und basophile Granulozyten, Monozyten sowie kleine und große Lymphozyten untersucht. Schließlich wird das Verhalten von Spindelzellen in vitro unter dem Phasenkontrastmikroskop demonstriert.

Summary of the Film

The film documents the emigration of leucocytes from the blood vessels into adjacent tissues. One can watch the occurrence in the small mesenteric veins of the frog.

In a cover glass preparation neutrophil, eosinophil and basophil granulocytes as well as monocytes and small and large lymphocytes are examined by phasecontrast microscopy. Finally the behaviour of spindle cells in vitro is shown.

Résumé du Film

Le film montre l'émigration des leucocytes en dehors des voies sanguines dans l'espace périvasculaire. Le phénomène est observé dans les petites veines du mésentère de la grenouille.

Dans des frottis sanguins sur lames, on procède à l'examen de granulocytes neutrophiles, éosinophiles et basophiles, des monocytes ainsi que des petits et grands lymphocytes. Finalement on démontre le comportement de cellules fusiformes in vitro sous le microscope à contraste de phase.