

Aus dem Pathologischen Institut der Universität Tübingen
(Direktor: Prof. Dr. E. LETTERER).

Eine Methode zur schonenden und übersichtlichen Lebend- beobachtung der Froschniere über einen längeren Zeitraum im durchfallenden Licht mittels Trockensystem.

Von

GERHARD SEYBOLD.

Mit 12 Textabbildungen.

(Eingegangen am 8. Juni 1948.)

Die mikroskopische Beobachtung der Niere am lebenden Frosch ist schon seit längerer Zeit bekannt und wurde mit verschiedenen Methoden — bei auffallendem Licht, bei durchfallendem Licht und mittels der Fluoreszenzmikroskopie — durchgeführt. Um Versuche in dieser Richtung eventuell fortsetzen und ergänzen zu können, mußten einzelne, nach unseren bisherigen Erfahrungen nicht unwesentliche Nachteile der bisherigen Methoden beseitigt und verbessert werden und folgende technische Voraussetzungen erfüllt sein:

Die Niere darf bei der Betrachtung nicht nur sektorenweise auf den Objektisch zu liegen kommen, sondern muß möglichst in ihrer *gesamten Ausdehnung* ohne stärkeres Ausziehen oder Abknicken der Ränder darauf ruhen. Dabei soll *jede beliebige Stelle* mit verschiedenen Vergrößerungen bei entsprechender Lichtstärke betrachtet werden können. Das Einstellen der gewünschten Stellen muß ferner so möglich sein, daß die freigelegte und wenig hervorgezogene Niere zur *Vermeidung* von irgendwelchen nachträglichen *Durchblutungsstörungen* weder bewegt, noch an den Haltefäden gezogen werden muß. Letztere liegen in dem die Niere überziehenden Peritoneum.

Während des Versuches sollen dem Frosch bei gleichzeitiger Nierenbeobachtung möglichst schonend verschiedene *Stoffe intravenös verabreicht* werden können, wobei uns die intrakardiale Injektion am gefensterten Frosch nicht schonend genug erschien. Eine zweite Möglichkeit ist, dem Frosch Pharmaca usw. in den Lymphsack zu geben. Dabei durchsticht man bei dem auf dem Rücken liegenden Frosch von innen mit der Kanüle den Mundboden und injiziert in den Brustlymphsack.

Die *Beobachtungszeit* soll *möglichst lange* ausgedehnt werden können. Dies ist wiederum abhängig von schonender und sorgfältiger Operationstechnik, Art der Blutstillung und der Narkose.

Weiter wollten wir zur Schaffung klarer Nieren- und Glomerulusbilder in den stärkeren Vergrößerungen versuchen, die Niere während der Beobachtung in eine oben mit einem Deckglas abgedeckte und mit froschphysiologischem NaCl gefüllte Wasserkammer zu bringen. Dabei ist einmal die erforderliche gleichmäßige Feuchthaltung der Niere gewährleistet, sowie ein Beschlagen der Frontlinse durch die feuchte Organoberfläche vermieden. Weiter kann man auch mit sehr starken Lichtquellen arbeiten, ohne eine Erwärmung des Organes befürchten zu müssen. Möglichkeit der Photographie!

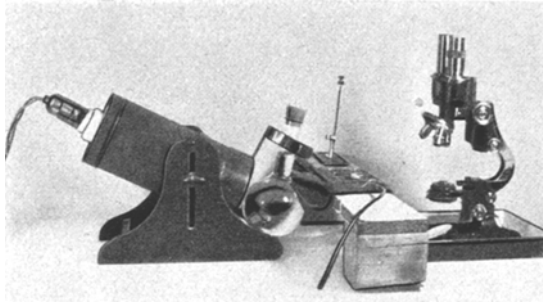


Abb. 1. Gesamtübersicht der Apparatur. 1. Mikroskop mit abgeschraubtem Objektisch; 2. Objektisch mit Aufbau; 3. Lampe.

Endlich sollte die ganze benötigte Apparatur einfach, handlich und bei den heutigen Verhältnissen beschaffbar sein.

Diese von uns gestellten Forderungen sind durch die unten beschriebene Apparatur, Operations- und Narkosetechnik weitgehend erfüllt.

A. *Mikroskop* (s. auch Abb. 1).

Verwendbar ist jedes mit verschiebbarem Objektisch versehene Mikroskop, da hier Kondensor und Tisch getrennt sind. Letzterer ist meist nur mit drei leicht herausschraubbaren Schrauben am Stativ befestigt. Er wird zur Nierenbeobachtung abgenommen, da der Frosch auf einem eigenen, zum Mikroskop und über dem Kondensor verschiebbaren Objektisch liegt. Dadurch haben wir im mikroskopischen Blickfeld ohne Veränderung oder Nachstellen der Lichtquelle und des Spiegels *immer zentriertes Licht*. Es ist andererseits aber auch jede beliebige Stelle der einmal auf dem Glastisch fixierten Niere bei Verschieben des gesamten Objektisches mit seinem Aufbau leicht in das Blickfeld zu bringen.

Wir selbst verwenden ein Leitz-Mikroskop mit verschiebbarem Objektisch und aufsetzbarem Mon- und Binokular. Letzteres bietet noch den Vorteil, daß die Niere zur genaueren Lagebestimmung von Glomerulus und Gefäßen zueinander plastisch gesehen wird (Abb. 1).

Als Objektive verwenden wir:

3,2fache Vergrößerung Okular 10 = 32fache Vergrößerung,

10fache Vergrößerung Okular 10 = 100fache Vergrößerung,

20fache Vergrößerung Okular 10 = 200fache Vergrößerung.

Zur Beobachtung wird dann das entsprechend hergerichtete und in einer Schale (20×25 cm) stehende Mikroskop bei zunächst ganz herabgedrehtem Kondensor von vorn in den vor der Lampe stehenden Objektisch hineingeschoben. In der Schale sammelt sich das vom Objektisch abfließende Wasser, mit welchem die Wasserkammer beschickt wird.

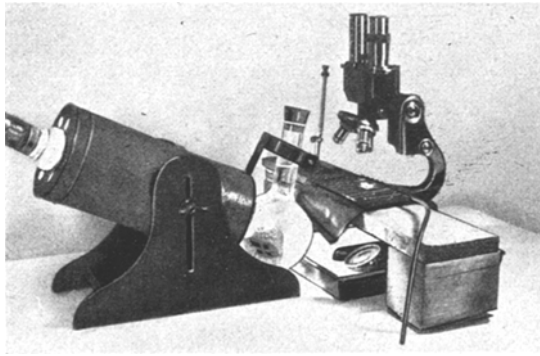


Abb. 2. Objektisch unter dem Mikroskop.

B. Objektisch (s. Abb. 2).

Der Objektisch wird mit dem daraufliegenden Aufbau und Frosch in toto über dem Kondensor hin- und hergeschoben, so daß die einmal hervorgezogene Niere und der Frosch während der ganzen Beobachtungszeit weder berührt noch bewegt werden muß (Abb. 2). Außerdem kann auch der ganze Aufbau, dessen unten beschriebene Einzelteile während der Beobachtung fest miteinander verbunden sind, beliebig hin und her bewegt werden, ohne daß dadurch eine Verschiebung und Bewegung des Frosches bzw. der Niere und der in die Bauchvene eingebundenen Injektionsnadel stattfindet. Der Objektisch ist leicht aus Holz herstellbar und hat ungefähr die in der Zeichnung (Abb. 3) angegebenen Maße. Über der Mitte des Objektischschnittes kommt der Teil A (s. Abb. 1, 4 und 5) zu liegen. Er besteht aus einer Korkplatte, aus welcher ein rundes Loch ($r = 17$ mm, Abstand des Mittelpunktes 33 mm von der Mitte der Vorderkante) herausgeschnitten wird. (Die angegebenen Maße etwa einzuhalten, ist deshalb ratsam, um beim Einstecken der Nierenhaltefäden genügend Spielraum zu haben.) Darüber wird eine ungefähr 1 mm dicke Glasplatte (alte Photographenplatte 45×55 mm) eingelassen (s. Abb. 4 und 5). Auf diese werden in der Mitte 3—4 Objektträger (auf 20×25 mm

zugeschnitten) mit Canadabalsam zu einem Glastischchen (Abb. 5) aufeinandergeklebt und einige Tage trocknen gelassen. Hierauf wird die ganze Korkplatte von einem Wachstuch (etwa 200×200 mm) oder

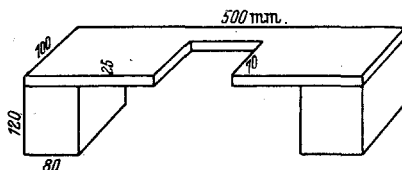


Abb. 3. Skizze des Objektisches.

einer dünnen Gummiunterlage bedeckt, aus der ein Fenster von der Größe des kleinen Glastischchens herausgeschnitten wird. Dabei

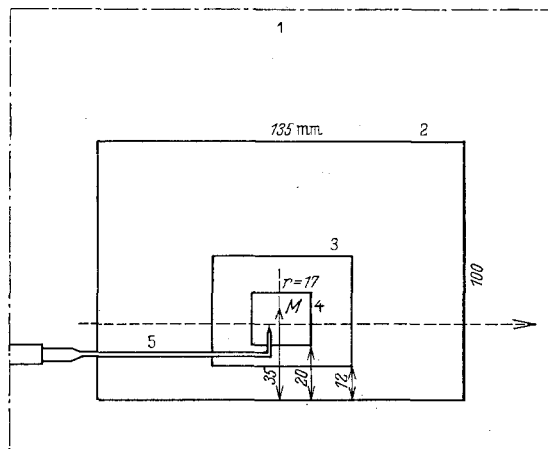


Abb. 4. Aufsicht des Teiles A. 1 Wachstuch; 2 Korkplatte; 3 in die Korkplatte eingelassene Glasplatte; 4 Glastischchen; 5 Capillare.

werden die Ränder sowie die seitlichen Glastischwände am besten mit Schellack verstrichen. Die Wachstuch- oder Gummilage soll das

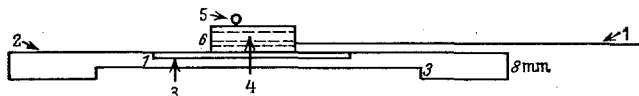


Abb. 5. Querschnitt in Höhe des Pfeiles bei Abb. 4.

Abfließen des Wassers vom Objektisch auf den Mikroskopspiegel verhindern. Auf die Gummidecke wird — wieder am besten mit Schellack — die mittels eines Schlauches an ein Gefäß mit froschphysiologischer NaCl angeschlossene Capillare aufgeklebt. Die Capillare reicht etwa bis in die Mitte des Glastischchens unter leichter Neigung zum Glastischchen hin. Die Spitze hat dabei einen Abstand von ungefähr

1 mm (s. Abb. 4 und 5). Aus der Unterseite der Korkplatte wird außerdem ein Halbkreis mit den aus Abb. 5 zu ersiehenden Maßen herausgeschnitten, damit der Kondensor von unten möglichst nahe an die

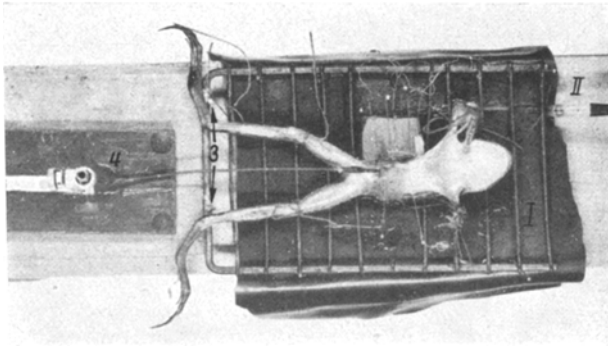


Abb. 6. I Korkplatte mit Glastischchen und Wachstuchüberzug; II Capillare zur Speisung der Wasserkammer; 3 KRAMER-Schiene und damit durch 2 Haken verbundenes Brettchen als Auflage für Teil C; 4 Teil C mit Haltevorrichtung für die Injektionskanüle.

Glasplatte herangebracht werden kann. Über Teil A wird nun Teil B (s. Abb. 6) mit dem fertig präparierten und auf der KRAMER-Schiene mit dünner Schnur festgebundenen Frosch so gelegt, daß das Glas-

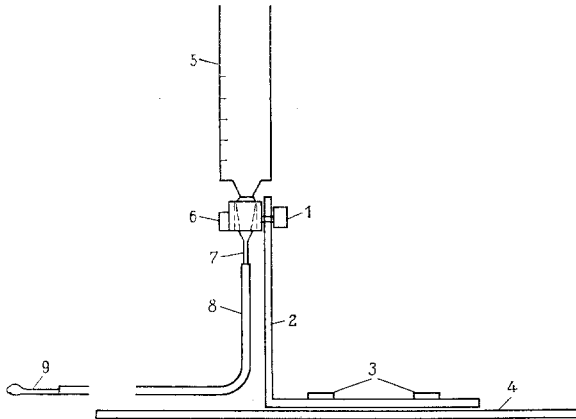


Abb. 7. Teil C (schematische Aufrißskizze). 1 Halteschraube für Kanülenöse; 2 Metallwinkelstück; 3 Halteschrauben; 4 kleines Holzbrettchen; 5 Tuberkulinspritze; 6 Halteschraube zum Feststellen der Kanüle; 7 Metallkanüle; 8 Ureterenkatheter; 9 Glaskanüle, welche in die Bauchvene des Frosches eingebunden wird.

tischchen an seine rechte Lendengegend zu liegen kommt (Abb. 6). Der Teil B besteht einfach aus einem Stück KRAMER-Schiene und einen damit durch Haken fest verbundenen Brettchen. Auf diesem Brettchen wird dann der Teil C (s. Abb. 7) mit 4 Reißbrettstiftchen befestigt, nachdem die daran befestigte Injektionskanüle in die Bauchvene des

Frosches eingebunden ist (s. Operationstechnik) (Abb. 7). Diese bleibt dadurch in ihrer Lage zum Frosch fixiert, auch wenn der Aufsatz, bestehend aus Teil A, B und C, auf dem Objektisch selbst nochmals verschoben wird. Außerdem wird die KRAMER-Schiene am besten durch 4 Stecknadeln an der Korkplatte festgesteckt.

C. Präparierung des — am besten 25-30 g schweren — männlichen Frosches.

Narkose. Um die Beobachtung über einen möglichst langen Zeitraum (bis 24 Stunden) ausführen zu können, ist die Art der Narkose von ausschlaggebender Bedeutung. Anfänglich verwandten wir — wie früher LETTERER u. a. in ihren Versuchen — *Urethan*, welches dem Frosch in einer Menge von 50 mg je 10 g Frosch auf die Haut aufgestrichen wurde. Es hatte aber bei unseren Versuchen den Nachteil, daß das Versuchstier sich nach 6—8 Stunden häufig zu bewegen begann. Nochmaliges Aufstreichen von Urethan auf die Haut führte dann gerne, wie die primäre Injektion in den Lymphsack, zu Stasen im Glomerulus. Aus diesem Grunde gingen wir zu Curare über. Wir hatten davon eine Stammlösung 1 : 1000, die wir vor dem Versuch in benötigter Menge mit LOCKE- oder froschphysiologischer NaCl-Lösung auf 1 : 3000 verdünnten. Von dieser Lösung wurde am Abend vor dem Versuch dem Tier je 10 g $\frac{1}{4}$ cm³ in den Rückenlymphsack gegeben. Dadurch am nächsten Morgen gute, über 24 Stunden gehende Stilllegung bei guten Kreislaufverhältnissen. Vor der Operation kann zur Ausschaltung der Sensibilität wenig Urethan auf die Haut aufgestrichen werden. Es ist in dieser Kombination sicher $\frac{1}{3}$ — $\frac{1}{4}$ der sonst benötigten Dosis wirksam.

Operationstechnik. Der wie oben beschriebene narkotisierte und stillgelegte Frosch wird in linker Seitenlage auf einer Korkplatte mittels zweier durch die Schwimnhaut gestochener Stecknadeln aufgespannt. Hierauf ungefähr 1,5 cm langer paravertebraler Hautschnitt von der Schenkelbeuge aus nach oben. Verschörfung der blutenden Hautgefäße mit glühender Schlinge (Thermokauter). Durchtrennung der seitlichen Bauchmuskulatur (Blutstillung wie oben). Nun wird das über die Niere ziehende Peritoneum mit der Splitterpinzette vorsichtig gefaßt und durch dasselbe möglichst nahe dem lateralen Nierenrand 5—6 Haltefäden in der in Abb. 8 angegebenen Reihenfolge gelegt und geknotet. Im Abstand von 2—3 cm von den Nieren werden jeweils die beiden entsprechenden Fadenenden nochmals geknotet. Als Haltefäden benutzen wir Seide 00, die noch in ihre 3 Einzelfäden aufgeteilt wird (Abb. 8). Wir legen uns dabei immer etwa 10 solcher Fäden, bereits in feinste chirurgische Nadeln eingefädelt, vor der Operation bereit, um während der Operation möglichst rasch und ohne Zeitverlust arbeiten zu können. Beim Legen der Haltefäden darf die am lateralen Nieren-

rand neben dem Ureter entlanglaufende Nierenpfortader nicht unterbunden werden, da sie das tubuläre System mit Blut versorgt. Will man allerdings eine elektive Beobachtung der Durchströmung der Glomeruli, so ist eine Drosselung (nicht Unterbindung!) der Nierenpfortader eventuell empfehlenswert. Neben der Nierenpfortader verläuft, wie erwähnt, auch der Ureter (Urniere). Wird er, was gelegentlich beim Legen der Haltefäden vorkommt, mitgefaßt, so durchtrennen

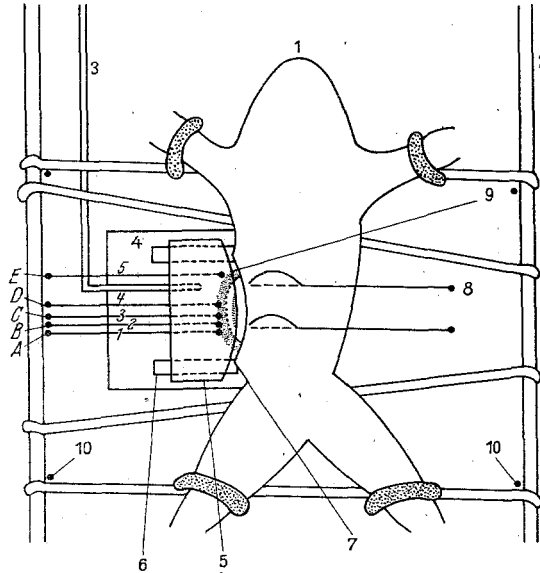


Abb. 8. 1 Auf die KRAMER-Schiene festgebundener Frosch; 2 KRAMER-Schiene; 3 Capillare zur Speisung der Wasserkammer; 4 Glastischchen; 5 Deckglas zum oberen Abschluß der Wasserkammer; 6 Hölzchen zur Auflage des Deckglases; 7 hervorgezogene Froschniere; 8 Haltefäden durch die Bauchwand zum Beiseiteziehen der Bauchdecke; 9 Peritoneum, durch das die Nierenhaltefäden gezogen sind. A—E = in die Korkplatte gesteckte Stecknadeln zur Fixierung der Nierenhaltefäden; 10 Stecknadeln zum Fixieren der KRAMER-Schiene auf die Korkplatte.

wir ihn zur Verhinderung von Abflußstörungen später vorsichtig unter dem Mikroskop. Das Hervorziehen der Niere geschieht so, daß zunächst zur Vermeidung stärkerer Durchblutungsstörungen entsprechend dem Verlauf der Nierenarterien der Haltefaden 1 (s. Abb. 8) *unter leichtem Zug senkrecht zur Wirbelsäule* gespannt und mit einer Stecknadel bei A fixiert wird. Dann folgt am besten H 2, 3, 4 und 5. Hierauf legen wir noch 1—2 Fäden durch die rechte Bauchmuskulatur und ziehen dieselbe etwas nach links, dadurch liegt die Niere, soweit zur Beobachtung erforderlich, in leichter Schrägstellung (da wir sie bei A, ohne Durchblutungsstörungen befürchten zu müssen, etwas mehr hervorziehen können als bei E) frei.

Neben die beiden Nierenpole kommt nun noch je ein 2 mm dickes und 7 mm langes Hölzchen zu liegen, auf die ein entsprechend

zugeschnittenes Deckglas gelegt wird. Lassen wir nun durch die Capillare physiologisches NaCl zufließen, so füllt sich in kurzem die so entstandene, oben mit einem Deckglas abgedeckte Kammer, in welcher nun die Niere liegt, vollständig mit Flüssigkeit. Das Stück KRAMER-Schiene, auf dem der Frosch festgebunden ist, wird noch mit 4 Stecknadeln auf Teil A fixiert. Soll während der Beobachtung dem Frosch irgendein Mittel gegeben werden, so stehen 4 Möglichkeiten zur Verfügung:

1. Gabe des Mittels auf die Haut, wie z. B. Urethan zur Narkose;
2. in den Lymphsack — in unserem Falle am besten in den Brustlymphsack unter Durchstechung des Mundbodens;

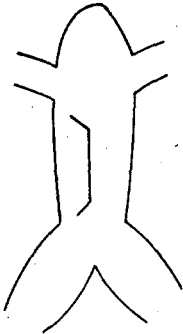
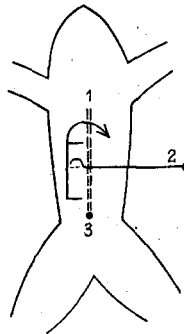


Abb. 9. Hautschnitt.

Abb. 10. Muskelschnitt.
1 Bauchvene; 2 Haltefäden zum Umklappen des Muskellappens; 3 Abbindestelle der Bauchvene.

3. am gefensternten Frosch intrakardial;
4. durch Einbinden einer Kanüle in die

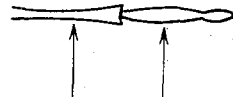


Abb. 11. Über dem Mikrobrenner hergestellte Glas-kanüle. Ureterenkatheter.

Bauchvene. Dies kommt hauptsächlich nur bei *Rana temp.* in Frage (s. auch Beschreibung des Teiles C) (Abb. 9—11).

Technik zu 4 (s. Abb. 9—11): Nach Anlegen der Haltefäden wird die Niere zunächst in situ belassen 1—2 cm langer medianer Hautschnitt, übliche Blutstillung. In der Mittellinie wird die unter der Fascia interna gelegene Bauchvene sichtbar. Sie wird aber nicht von oben direkt angegangen, sondern wir schneiden aus der rechten Bauchdecke einen rechteckigen Muskellappen heraus, den wir nach links umklappen, sodaß nun die Bauchvene, auf einer Muskelunterlage ruhend, frei vor uns liegt. Abbinden der Bauchvene oberhalb der Symphyse, Anschneiden derselben und Einbinden der Kanüle. Diese wird vorher mit froschphysiologischem NaCl durchspült und gefüllt, so daß in dem System keine Luft mehr ist. Zur Vermeidung von Luftembolien wird beim Wechseln und Aufsetzen der Spritze der Kanülenkopf immer vorher ganz mit physiologischem NaCl gefüllt (Abb. 12).

Lampe. Als Lichtquelle ist jede stärkere Mikroskopierlampe verwendbar. Wir selbst benützen die von LETTEKER schon früher bei der Lebendbeobachtung der Froschniere verwendete und selbst konstruierte Lampe. Sie ist sehr einfach zu bauen und besteht aus einer

150-Wattbirne, welche mit der Fassung in eine Weißblechröhre als Tubus eingebaut ist (Länge 25 cm, Durchmesser 12 cm bzw. des vorderen Abblenderinges 10 cm). Davor steht auf einer kleinen Blechscheibe, die fest mit dem Tubus verbunden ist, als Küvette ein mit Kupfersulfatlösung gefüllter Glaskolben (Durchmesser 10 cm) (vgl. Abb. 1),

Bei gleichzeitiger Erfüllung der eingangs erwähnten Bedingungen lassen sich mit Hilfe dieser angegebenen Methode besonders schön auch die Kreislauf- und Strömungsverhältnisse in der Froschniere erfassen. Besonders geeignet ist hierfür das Gebiet um die ersten

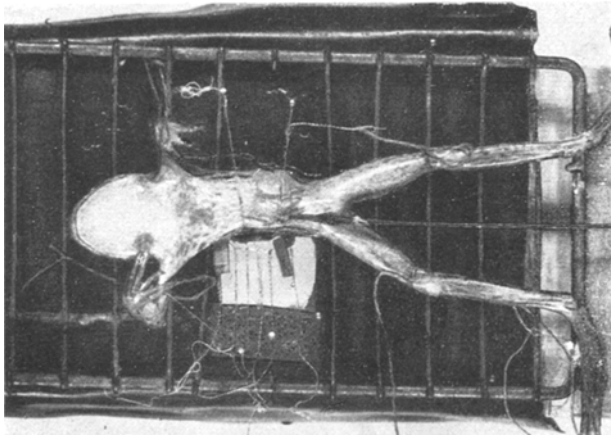


Abb. 12. Frosch mit in die Bauchvene eingebundener Injektionskanüle zur Beobachtung fertig operiert. Die Aufnahme entspricht der Skizze Abb. 8.

Verzweigungen der vierten caudalen Nierenarterie. Hier kann wegen der für die Beobachtung besonders günstigen Lagerverhältnisse auch bei stärkerer Vergrößerung die Arterie, Arteriole und ein Glomerulus in einem Blickfeld eingestellt werden. Dabei machen wir uns diese Gegend noch dadurch deutlicher, daß wir das vom lateralen Nierenrand über die Niere zum Hoden ziehende Peritoneum nach Hochziehen des Hodens durchtrennen. An den größeren arteriellen Gefäßen läßt sich hier Art, sowie Lage der Gefäßverzweigungen und -abgänge sehr eindrucksvoll demonstrieren, außerdem die Wirkung von Pharmaca (z. B. Adrenalin, Histamin) auf die einzelnen Gefäßabschnitte. — Es zeigt sich hier allerdings, daß die oft allmählich vor sich gehenden Änderungen der lichten Gefäßweiten in den einzelnen Gefäßabschnitten ganz exakt wohl nur kinematographisch mit dem Zeitraffer zu erfassen sind, da das Erinnerungsbild des Auges diese, nicht immer schlagartig eintretenden Änderungen oft nicht absolut eindeutig erfassen kann.

Der Blutstrom kann von der Arterie über die Arteriole in den Glomerulus hinein verfolgt werden. Noch besonders deutlich, wenn

man vom unteren Nierenpol die Nierenpfortader, wie schon oben erwähnt, anschlingt und durch Zug an dem Faden den Blutstrom darin drosselt (aber nicht unterbinden!). Dadurch wird der beim Frosch das tubuläre System getrennt versorgende, venöse Nierenpfortaderblutstrom weitgehend ausgeschaltet und der glomeruläre, nur arteriell durchströmte Nierenanteil tritt dadurch deutlicher und besser verfolgbar hervor. An cellulären Elementen sind ohne Vitalfärbung im Blutstrom der Arteriolen und in den Schlingenbündeln des Glomerulus Erythrocyten und Leukocyten gut unterscheidbar. Zuweilen sieht man auch kleine, kugelige, lymphocytenartige Gebilde. Diese ziehen besonders reichlich entlang den Gefäßwänden der großen Arterien, wenn es in diesen zu einer stärkeren Blutstromverlangsamung gekommen ist. Sie bleiben dann auch des öfteren an einer Stelle längere Zeit liegen. Am Glomerulus treten die Schlingendeckzellen oft deutlich hervor, zuweilen sieht man auch am Eintritt des Vas afferens in die BOWMANSche Kapsel die sog. Polzellen (meist deutlich am wenig durchströmten Glomerulus).

Vom tubulären System sieht man neben den Kernen der Tubulusepithelien die Wandumrisse der einzelnen Tubuli. Sehr viel deutlicher werden allerdings hier die Verhältnisse bei Vitalfärbung, indem wir auf die Nierenoberfläche 2—3 Min. ein mit Farbstofflösung getränktes kleines Lättchen legen (z. B. $\frac{1}{2}\%$ ige Methylenblaulösung in froschphysiologischem NaCl). Die Kerne der Tubulusepithelien werden dabei schön blau gefärbt, am Glomerulus zum Teil die Kerne des Kapsel-epithels, am Schlingenbündel selbst läßt sich außer einigen Zellkernen am Gefäßpol eine deutliche Färbung nicht erzielen. Besonders schön dagegen färben sich mit diesem Farbstoff, wie ja bekannt, die Nervenfasern und -endplatten um die Gefäße an. Geben wir $\frac{1}{2}$ cm³ dieser Farbstofflösung intravenös, so ist nach kurzer Zeit der Blutstrom deutlich grünblau gefärbt. Die Glomeruli heben sich als grünblaue Trauben deutlich von dem ungefärbten halbmondförmigen Kapselraum ab. Gut zu beobachten ist dabei, daß Schlingenbündel, die nicht von cellulären Bestandteilen durchflossen werden, sich trotzdem auch anfärben (Plasmastrom). Diese Anfärbung des Blutstromes in den Capillaren ist aber bei stärkeren Vergrößerungen mit dem Auge nicht mehr faßbar. Auffällig ist bei diesem Farbstoff noch, daß etwa 10 Min. nach intravenöser Gabe in der Blutbahn Erythrocyten auftreten, deren Kerne tiefdunkelblau und deren Protoplasma hellblau gefärbt ist (absterbende Erythrocyten?). Sonst keine faßbare Anfärbung zelliger Elemente. Geben wir den Farbstoff statt intravenös in den Brustlymphsack, so treten dieselben Effekte 15—20 Min. später auf. Versuche mit Injektion von Farbstoffen aus der sauren Reihe, z. B. Trypanblau, Geigibau, machen in derselben Konzentration eine

intensivere Anfärbung des Blutstromes, wobei der Farbstoff noch nach Stunden in der Blutbahn nachweisbar ist. Ein Anfärben von zelligen Elementen wie einzelner Erythrocyten (s. oben), findet hier nicht statt. Bei *Auflage* von mit Trypanblau getränkten Lappchen auf die Nierenoberfläche findet sich eine Blaufärbung der Granula von den im Interstitium der Froschniere meist reichlich vorhandenen pseudoeosinophilen Zellen.

Fluoreszenzmikroskopische Untersuchungen konnten leider mangels einer geeigneten Fluoreszenzlampe bis jetzt nicht durchgeführt werden. Diese sind aber mit der angegebenen Methode bei Verwendung einer entsprechenden Lampe ohne weiteres durchführbar. Das Glastischchen (s. Abb. 4 und 5) darf dabei allerdings nicht aus mit Canadabalsam aufeinander geklebten Objektträgern bestehen, da Canadabalsam fluoresciert.

Literatur.

BIETER and HIRSCHFELDER: Amer. J. Physiol. 68 (1924). — ELLINGER u. HIRT: Z. Anat. 90, 803 (1929). — LETTERER, E.: Zbl. Path. 1933. Festschrift für M. B. SCHMIDT. — RICHARDS: Amer. J. med. Sci. 119, No 6 (1925). — RICHARDS and SCHMIDT: Amer. J. Physiol. 71, No 1 (1924). — TANNENBERG u. WINTER: Frankf. Z. Path. 37 (1929).