

STANISŁAW GARTKIEWICZ.

O oddychaniu Szczężui (*Anodonta* sp.)
w stanie czynnościowym i spoczyn-
kowym (snu).

Z 1 rys. w tekście i dwiema tablicami.

Sur la respiration des Anodontes (*Anodonta* sp.)
à l'état d'activité et de repos.

Avec 1 fig. dans le texte et 2 planches.



S. 296.

Z zasiłku Ministerstwa Wyznań Religijnych i Oświecenia Publicznego.

LWÓW—WARSZAWA

KSIĄŻNICA POLSKA TOWARZYSTWA NAUCZYCIELI SZKÓŁ WYŻSZYCH
1923.

Archiwum Nauk Biologicznych Tow. Naukowego Warszawskiego.
Redaktor: **Bolesław Hryniewiecki.**

Adres Redakcji:
Warszawa. Zakład Systematyki Roślin Uniwer. Warszawskiego.
Ogród Botaniczny. Aleje Ujazdowskie 6/8. Telefon 105-96.

Disciplinarum Biologicarum Archivum Societatis Scientiarum Varsaviensis.
Moderator: **Bolesław Hryniewiecki.**

Cuncta mittantur:
Institutum Horti Botanici Universitatis Varsaviensis. Varsavia. Aleje Ujazdowskie 6/8.



STANISŁAW GARTKIEWICZ.

O oddychaniu *Szczeżui* (*Anodonta* sp.) w stanie czynnościowym i spoczynkowym (snu).

Komunikat zgłoszony na posiedzeniu Wydziału III dn. 28 kwietnia 1921 roku.

Przedstawił K. Białaszewicz.

STRESZCZENIE.

W trakcie badań nad pobudliwością *szczeżui* na światło ('18—'19) stwierdziłem, iż *szczeżui* kolejno przechodzi dwa stany, uzewnętrzniające się rozchyleniem lub silnym długotrwałym zamknięciem muszli. Pierwszy, ze względu na silnie rozchylone i działające syfony, wielką pobudliwość na bodźce świetlne, mechaniczne i elektryczne, jest prawdopodobnie okresem pełni funkcji życiowych. Drugi, ze względu na stałe zamknięcie muszli, bezruch, bardzo obniżoną pobudliwość, nasuwa przypuszczenie stanu spoczynkowego, podobnego do snu.

Na podstawie dotychczasowych obserwacji podaję, iż: 1) długotrwałość obu stanów zmienia się w szerokich granicach (przy dostatecznym dopływie wody przeważa stan czynnościowy); stan spoczynkowy trwa zwykle kilka do kilkunastu godzin (rys. 5); niekiedy osiąga aż 160 godzin;

2) rytm czynnościowo-spoczynkowy jest niezależny od cyklu zewnętrznych zjawisk dzieńno-nocnych;

3) silne podniety mechaniczne i elektryczne przerywają stan spoczynkowy, „budzą” małża;

4) zmniejszenie zapasu tlenu w otaczającej wodzie, wydaje się, że jest czynnikiem powodującym występowanie stanu spoczynkowego; nie jest jednak jedynym czynnikiem, powodującym występowanie stanu spoczynkowego, gdyż *szczeżui* „zasypiają” również w akwarjum o silnym przepływie wody.

W pracy niniejszej badałem głównie stosunki pobierania tlenu w obu stanach życiowych małża.

Wobec konieczności wyłączenia wszelkich wstrząśnięć i podrażnień mechanicznych, które „budzą” małża, musiałem zastosować metodę komory oddechowej o stałym przepływie wody.

Zawartość tlenu w wodzie oznaczałem metodą Winklera (10, 12). Dla kontroli wykonałem kilka oznaczeń, w których zawartość tlenu oznaczałem dwiema metodami: Winklera i Schutzenbergera-Rislera [10]. — Tablica III w tekście. Podaję Tablice I i II jako przykład protokołu doświadczenia i obliczania zużycia tlenu w poszczególnych doświadczeniach.

Wyniki doświadczeń zestawilem w tablicach IV, V, VI i VII; tablica VIII podaje ogólne zestawienie warunków i wyników doświadczeń.

Wnioski:

A) *Pobieranie tlenu w stanie czynnościowym wykazuje dla każdego małża dwie różne wielkości* (Tabl. VIII). Więc 0,233 i 0,171 mg O₂/godz.; 0,286 i 0,164; 0,385 i 0,259 mg O₂/godz. *Stosunek tych wartości jest równy prawie 3:2.*

W okresie po „przebudzeniu” szczeżują wykonywa muszlami liczne ruchy „wachlarzowe”; później naogół ilość tych ruchów maleje. Znaczenie tych ruchów nie jest ostatecznie określone. Przypisują im znaczenie oddechowe. Zestawienie jednak wykresów ruchów i danych pobierania tlenu w moich doświadczeniach przemawia wyraźnie przeciw roli respiracyjnej ruchów „wachlarzowych”. W serji M. B. (rys. 2) doświadczenia №№ 11, 12 i 13 wykazują również energiczne ruchy jak dośw. № 14 (rys. 3) — co jednak nie prowadzi do zrównania pobierania tlenu: 0,147; 0,137; 0,131 mg O₂/godz. wobec 0,207.

Również w serji M. B. w dośw. № 6 (rys. 4) mamy do czynienia z równie małą ruchliwością jak w dośw. №№ 3, 4 i 5 (rys. 4) przy różnej intensywności oddychania. (0,233 wobec 0,187; 0,139; 0,187).

Natomiast zawsze wysoka intensywność pobierania tlenu związana jest z fazą „przebudzania” się małża. (Podobny stosunek znalazł Marès [17] dla susła budzącego się ze snu zimowego).

B) W końcowych doświadczeniach serji M. B. i M. D. obciętem bez uszkodzenia płaszczka muszle w okolicy przysyfonowej, aby umożliwić dostęp wody do ciała małża, pomimo zamykania muszli w stanie „snu”. *Okazało się, iż pobieranie tlenu szczególnie w stanie spoczynku nie uległo zmianie w stosunku do doświadczeń przedoperacyjnych.* (Tabl. VIII Małż B. i D.). Syfony w stanie spoczynku silnie się zwierały; w stanie czynnościowym niepowstrzymywane przez muszle, szeroko się rozwierały i wyglądały jak usta z wywiniętymi wargami. Ruchy wachlarzowe i otwieranie się muszli na czas okresu czynnościowego występowało bez zmiany również i po obnażeniu syfonów.

C) Zestawienie wyników pobierania tlenu w okresie „snu” i czynności wykazuje, iż małż w stanie „snu” nie pobiera tlenu (ilość pobieranego tlenu równa jest ilości pobieranej przez mikroorganizmy pasorzytujące na muszlach (Tabl. IV i Tabl. VIII). Wstrzymanie pobierania tlenu na okres „snu” uwarunkowane jest (jak widać w serjach doświadczeń po obnażeniu syfonów) zupełną bezczynnością i szczelnym zamknięciem narządów oddechowych.

Dziwny na pierwszy rzut oka powyższy objaw jest możliwy, gdyż: 1) stan „snu“ naogół trwa stosunkowo niedługo; 2) małże, a nawet wyizolowane ich narządy wykazują dużą odporność na brak tlenu w otoczeniu (M. Piéri [19], Koch [8]).

Szczeżuja jest więc zwierzęciem pobierającym tlen okresowo. Po kilkugodzinnym okresie pobierania tlenu następuje kilka- lub kilkadziesiątgodzinny okres wstrzymania pobierania tlenu.

STANISŁAW GARTKIEWICZ.

Sur la respiration des Anodontes (*Anodonta* sp.) à l'état d'activité et de repos.

Mémoire annoncé dans la séance de la III-e Section le 28 avril 1921.

Présenté par Mr. K. Białaszewicz.

Au cours de mes études sur l'irritabilité des Anodontes à la lumière (1918—19) j'ai pu constater que ces mollusques étaient susceptibles de passer successivement dans deux états, dont l'un se manifeste par l'ouverture, l'autre par une forte et durable fermeture des valves.

Comme dans le premier cas les siphons sont largement entrouverts et continuent à fonctionner et que l'irritabilité par rapport aux excitants lumineux, mécaniques et électriques est très vive, on doit envisager cet état comme état probable de la plénitude de l'activité vitale. Le second cas, caractérisé par la constante fermeture des valves, par l'immobilité et une irritabilité sensiblement affaiblie, fait supposer qu'il s'agirait ici d'un état de repos semblable au sommeil.

A l'état de repos les valves sont hermétiquement fermées et durant toute cette période de „sommeil“ absolument immobiles. Marceau [20, 21] qui étudia entre autres aussi l'Anodonte se servit des bassins de petites dimensions; les faibles mouvements qui se manifestèrent au cours de ses expériences sont caractéristiques pour l'Anodonte lorsque celle-ci se trouve dans de l'eau contenant peu d'oxygène.

Comme la réaction à la lumière (à l'état d'activité) présentait parfois dans des conditions identiques d'expérimentation des différences fondamentales, je fus obligé de diriger mon attention sur les conditions internes, sur ces deux différents états vitaux du mollusque.

Dans la littérature dont je disposais, je n'ai pu trouver aucune indication se rapportant directement soit à la caractéristique physiologique de deux états, soit au moins à leur traits distinctifs. Il n'y a que W. Izraël [1] qui nous apprend, que l'Anodonte n'est pas sujette au repos hibernant.

A l'état de repos les coquilles de l'Anodonte sont absolument closes; le courant d'eau activé par les siphons cesse aussi (on ne peut le constater même à l'aide d'une goutte d'eau contenant du *Lycopodium* en suspension et posée sur les bords de la coquille fermée). Il était à prévoir que par suite de l'absence de l'afflux de l'eau aux branchies le processus de la respiration s'affaiblirait; cet affaiblissement pourrait servir comme trait, le plus caractéristique peut-être, de l'état de repos, ou de stagnation.

En me basant sur les observations faites jusque là, je puis dire que: 1^o la durée de deux états varie dans de larges limites (avec un afflux suffisant d'eau fraîche c'est l'état actif qui l'emporte sur l'état de repos): l'état de repos dure généralement de quelques heures à une vingtaine d'heures environ; il lui arrive cependant de durer jusqu'à 160 heures; 2^o le rythme activité-repos est indépendant du cycle des phénomènes extérieurs diurno-nocturnes; 3^o puissants excitants mécaniques (tels que: l'augmentation du courant d'eau affluant, des chocs, des secousses) ou électriques interrompent l'état de repos, ils „éveillent“ le mollusque; 4^o la diminution de la réserve d'oxygène dans l'eau ¹⁾ ambiante semble être un agent déterminant l'état de repos, elle n'en n'est cependant point le seul facteur, vu que les Anodontes „s'endorment“ aussi dans des aquariums où l'afflux d'eau fraîche est très élevé ²⁾.

La littérature physiologique contient fort peu de notions sur la respiration des mollusques acéphales.

Les premières, et semble-t-il les seules pendant bien de temps, furent les données rapportées en ce qui concerne cette matière par F. Jolyet et P. Regnard [4] en 1887. Par kilogramme (y compris les valves et l'eau qu'elles contenaient) et par heure les mollusques absorbent: *Cardium edule* 14,8 cm³ O₂ = 21,16 mg O₂; *Mytilus edulis* — 12,2 cm³ O₂ = 17,44 mg O₂; *Ostrea edulis* — 13,4 cm³ O₂. Ces auteurs remarquent encore, que si l'on calcule l'absorption de l'oxygène par rapport au poids des animaux, déduction faite du poids des valves, on obtient des valeurs se rapprochant de celles qu'on obtient pour le polype, soit environ 44 cm³ O₂.

J. Parnas [5] rapporte les chiffres suivants:

<i>Venus verrucosa</i>	(poids total 55 gr)	absorbe en 1 heure	0,358 mg O ₂
„	(„ „ 42 „)	„ „ „	0,278 „
<i>Pecten</i>	(„ „ 29 „)	„ „ „	0,378 „
„	(„ „ 37 „)	„ „ „	0,514 „
<i>Cytheraea Chione</i>	(„ „ 63 „)	„ „ „	0,126 „

¹⁾ En interrompant le courant d'eau affluant à la chambre respiratoire qui contient environ 0,9 mg O₂, quantité suffisante pour un espace de 3—4 heures, on provoque l'état de „sommeil“ après 3 heures environ.

²⁾ J. S. Szymański [25] a montré qu'il existait une corrélation entre l'état de repos chez *Helix* et la diminution de l'humidité du milieu.

il constate en plus qu'un poids de 50 gr. à 500 gr fixé de sorte à contrebalancer l'action des muscles adducteurs n'a aucune influence sur l'intensité de l'absorption de l'oxygène.

Les données de Jolyet et Regnard ainsi que celles de J. Parnas ont été recueillies dans des expériences de courte durée (1—9 heures); l'*Anodonte* et d'autres mollusques probablement aussi tombent dans le „sommeil“, si les conditions de leur vie sont changées, seulement après un temps assez long, après quelques dizaines d'heures; c'est à cause de cela, sans-doute, que les auteurs en question n'ont point remarqué de grandes variations dans l'intensité de la respiration.

E. Weinland [7] ¹⁾ par contre a trouvé en étudiant l'*Anodonte* pendant de longues périodes d'expérimentation (24 — 48 heures) des valeurs présentant même pour un seul individu des variations notables. Par exemple (sur le tableau IV, expériences N^o 15 et 20) le même animal pesant 276 gr. absorbait en 24 heures 1,99 mg O₂ ou 15,36 mg O₂, ce qui donne, calculé par rapport à 100 gr de poids (y compris la coquille) — 5,55 mg O₂, ev. 0,72 mg O₂ ou même 0,47 mg O₂; en dehors de ces chiffres limites l'auteur obtint une suite des valeurs intermédiaires. Mais Weinland et ses collaborateurs ont perdu de vue, ou plutôt n'insistèrent point, sur l'existence de l'état de repos.

Dans la recherche des causes qui pourraient expliquer les grandes différences quantitatives de l'absorption de l'oxygène, Weinland fait appel à l'hypothèse du repos hibernant qui, comme nous le savons, (Koch [8], Izraël [17]) n'existe pas chez les Anodontes. De plus Weinland n'a pas remarqué que l'intensité minimale de l'absorption de l'oxygène égale presque celle qui correspond aux valves isolées de l'organisme (chez Weinland Tab. II la coquille absorbe 0,60 — 0,23 mg O₂ par rapport à 100 gr. de poids de l'animal et par heure).

I. Méthode.

A. *La méthode primitive* ainsi que la manière de monter les appareils, dont je me suis servi pour étudier la respiration, étaient rapprochées de celles qu'avait adopté H. M. Vernon [9, 10]. La différence consistait seulement en ce que le mollusque était placé dans la chambre respiratoire sur un trépied formé de baguettes de verre. Le bord extérieur de la valve était percé de deux trous par lesquels passaient deux fils de platine fixés à l'un des bords du support triangulaire; la seconde valve était reliée au levier inscrivant les mouvements des valves sur un cylindre.

Vitesse de la rotation du cylindre: une rotation complète dans l'espace de 7 jours (1,7 mm par heure). Cet appareil servait à enregistrer et à contrôler l'état de „veille“ et de „sommeil“. Le crin unissant la valve au levier quittait

¹⁾ J'ai pris connaissance de l'étude de Weinland vers la fin de 1919, lorsque j'avais déjà élaboré une méthode et recueilli des données bien nettes. Par suite de l'application d'une méthode mal choisie l'étude de Weinland et surtout l'interprétation des résultats obtenus ne possèdent qu'une valeur relative.

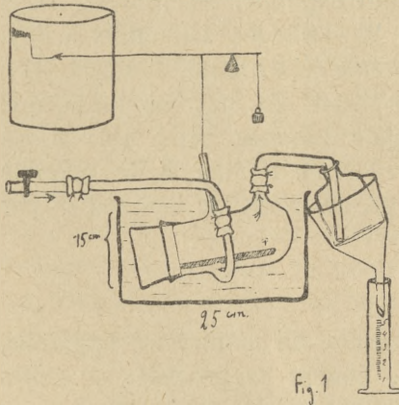
la chambre respiratoire par l'intermédiaire d'un tube capillaire placé dans la paroi supérieure de la chambre. Evidemment la chambre entière était complètement remplie d'eau avant le commencement de l'expérience.

Cette méthode cependant n'a pu être appliquée à l'étude de l'absorption de l'oxygène à l'état de repos, vu, qu'il était impossible de recueillir les portions d'eau ou de changer l'eau de la chambre sans „éveiller“ le mollusque, ce qui empêchait par conséquent d'obtenir pour le dosage des portions d'eau, se rapportant exclusivement à la période de „sommeil“.

Une série d'expériences effectuées à l'aide de cette méthode m'a donné des résultats concordants seulement pour les expériences se rapportant à l'état actif. (Le mollusque A pesant 74 gr. absorbait à la température de 18° — 20° C environ 0,65 mg O₂ par heure).

B. *La méthode définitive.* La nécessité d'éviter toutes secousses et irritations mécaniques, qui entravent l'état de repos du mollusque, m'a obligé d'appliquer la méthode laborieuse et embarrassante en pratique de la *chambre respiratoire à courant d'eau continu*.

La chambre respiratoire proprement dite (fig. № 1) est formée d'une large éprouvette de 12-cm environ de longueur et de 4, 5 cm de diamètre. Trois tubes sont soudés aux parois de la chambre: à celle du fond le tube destiné au courant affluant, en haut et à l'extrémité—le tube d'écoulement. Dans le voisinage du tube d'écoulement la chambre est soufflée en forme de coupole pour faciliter l'éloignement des bulles d'air au moment où l'on remplit l'éprouvette d'eau. Dans le même but la chambre entière est disposée un peu obliquement et portée vers le haut par le bout d'écoulement; le troisième tube, capillaire, est soudé au centre de la paroi supérieure de la chambre; ce tube est traversé par un crin, reliant la valve au levier enregistreur.



La chambre respiratoire est fermée par un bouchon en caoutchouc dans lequel est fixée une baguette en verre; c'est à cette baguette que j'attachais à l'aide du fil de platine une de deux valves de la coquille.

L'eau parvenait à la chambre respiratoire d'un bassin placé à 50 cm au-dessus d'elle. Pour obtenir un courant d'écoulement aussi uniforme que possible j'ai pris la disposition suivante: vu que l'écoulement dépend entre autre de l'élévation du niveau d'eau, je me suis servi au lieu d'un bassin de 8 bouteilles pouvant contenir 8 litres d'eau chacune et qui communiquaient entre elles par les siphons de verre; grâce à ce dispositif le niveau d'eau dans ce bassin restait pratiquement invariable au cours des expériences de longue durée (quelques heures et plus). Le bassin était rempli d'eau tous les quelques jours plus d'une dizaine d'heures avant l'expérience.

Je me servais de l'eau du robinet; l'eau avant de passer dans le bassin reposait quelques dizaines d'heures dans des vases plats pour prendre la température de l'entourage et se débarrasser de l'excès d'oxygène. La vitesse du courant était réglée par un robinet en verre ajusté entre le bassin et la chambre respiratoire.

La bouteille centrale, à laquelle aboutissaient les siphons, qui la mettaient en communication avec les autres bouteilles, et de laquelle l'eau s'écoulait enfin dans la chambre respiratoire, avait une tubulure en bas; cette tubulure était munie d'un bouchon en caoutchouc par où passaient deux tubes disposés de façon à recevoir l'eau, venant du même niveau et du même endroit. Un de ces tubes conduisait l'eau à la chambre respiratoire par le chemin le plus court; l'autre servait à puiser les portions d'eau du bassin.

Pour recueillir les portions d'eau de la chambre respiratoire je plaçais la rallonge en verre du tube d'écoulement dans une bouteille „mesure“ de façon à ce que la rallonge toucha le fond et que les gouttes d'eau sans subir des chutes s'écoulaient lentement et remplissent la bouteille; cette précaution est indispensable pour réduire au minimum le contact de l'eau avec l'air atmosphérique.

Après avoir rempli la bouteille „mesure“ je la laissais quelque temps en repos pour: 1^o mesurer la vitesse du courant (la bouteille s'appuyait sur un entonnoir placé dans un cylindre gradué); 2^o éloigner la couche superficielle d'eau qui était exposée au plus grand danger par suite du contact avec l'air atmosphérique.

Il va de soi que tout cet appareil ne peut renfermer de bulles d'air sur le trajet: bassin, tube du courant affluant, chambre respiratoire et tubes d'écoulement.

Pour assurer une température autant que possible uniforme et surtout pour éviter l'échauffement de l'eau dans l'appareil, la chambre respiratoire était plongée dans un vase en verre (de trois litres) et les tubes conducteurs de l'eau étaient recouverts de bandes d'ouate dont les bouts plongeaient constamment dans de l'eau; de cette façon je suis arrivé à maintenir l'eau sur tout le parcours à température presque uniforme, et jamais plus haute que celle du bassin, ce qui était le plus à craindre.

L'eau perd en traversant l'appareil respiratoire une certaine quantité de son contenu primitif d'oxygène. Comme au fond je n'avais pu réussir à éviter cette perte, j'éliminais l'erreur qui en dérivait en me servant dans mes expériences d'un appareil de contrôle, dans lequel je ne plaçais point d'animal et qui me permettait de déterminer l'absorption de l'oxygène par la chambre toute seule, en l'absence de l'animal.

La chambre de contrôle était montée, construite et placée tout comme la chambre respiratoire proprement dite; le tube conduisant l'eau du bassin se bifurquait au plus proche voisinage de deux chambres en deux branches aboutissant aux tubes conducteurs de ces deux appareils. J'ai pris soin aussi que la vitesse du courant dans les deux chambres fût égale.

Le point le plus faible de mon montage consistait en ce que le courant d'écoulement n'avait pas une vitesse assez uniforme; il était réglé par un robinet en verre; à vitesse d'écoulement faible (environ $100 \text{ cm}^3/\text{h}$) et à pression assez élevée, le robinet restait presque fermé; la petite fente par laquelle filtrait l'eau s'obturait assez facilement; pour que les impuretés que même l'eau du robinet renferme toujours ne puissent pénétrer dans les voies conductrices, le tube sortant du bassin était recourbé vers le haut et recevait l'eau à une distance de quelques centimètres du fond de la bouteille. De même les siphons qui reliaient entre elles les bouteilles étaient recourbés en forme de pipe.

Les tubes d'écoulement ainsi que leur rallonges fonctionnaient à peu près comme des siphons. Lorsqu'elles sont trop longues la quantité d'eau qui s'écoule dépasse celle qui afflue et l'air pénètre dans la chambre respiratoire par le tube capillaire à l'aide duquel le mollusque est relié au levier enregistreur. Il est cependant assez facile de choisir une longueur et une inclinaison convenable des tubes d'écoulement afin d'éviter la pénétration de l'air par cette voie et cela surtout lorsque le crin et le tube capillaire sont de diamètre presque égal.

Le second inconvénient de la méthode consiste en la lenteur de la réaction à la variation de l'absorption de l'oxygène dans la chambre respiratoire. Les portions d'eau puisées de la chambre après que l'équilibre de l'absorption eut été rompu n'arrivent à un contenu constant d'oxygène qu'après un certain temps, d'autant plus long, que la chambre est plus grande, le courant plus lent et l'intensité de l'absorption de l'oxygène plus faible. Je suis arrivé dans mes expériences à atténuer ce défaut en me servant d'une chambre aussi étroite, aussi petite que possible par rapport au mollusque donné; la chambre dans laquelle était placé l'animal pouvait encore contenir 100 cm^3 d'eau.

Dans les cas où l'absorption de l'oxygène était bien faible p. ex. lorsqu'il s'agissait de l'absorption par les valves toutes seules je laissais écouler plusieurs heures à partir du moment, où les rapports de l'absorption de l'oxygène dans l'appareil avaient été troublés (c'est à dire après que la chambre avait été ouverte pour y introduire les valves où même après une variation de la vitesse du courant affluant). Avec une vitesse moyenne de $100 \text{ cm}^3/\text{h}$ — une période de 3 heures était suffisante pour que les portions d'eau présentassent un contenu pratiquement constant d'oxygène. C'est pourquoi j'ai tenu à obtenir un courant uniforme non seulement au cours de la même expérience, mais constamment, et que je puisais les portions d'eau de préférence quelques heures après le moment où le mollusque passait au repos.

Comme l'absorption de l'oxygène par les valves et la chambre est dans une large mesure causée par la présence des microorganismes fixés sur les valves et les parois de la chambre (car malheureusement ils s'établissent même sur les parois au cours de longues séries d'expériences qui durent jusqu'à quelques semaines), sa valeur oscille aux divers moments de la journée en présentant des différences peu notables mais nuisibles cependant à l'étude.

Dosage de l'oxygène.

La quantité d'oxygène dans l'eau a été déterminée par la méthode L. W. Winkler [12, 10].

Afin d'éviter le transvasement du liquide, je me suis servi pour recueillir les prises d'eau des bouteilles „mesures“ dans lesquelles j'effectuais aussi la détermination de l'oxygène par la méthode Winkler. La capacité de ces bouteilles comportait de 97,96 à 130,38 cm³. On doit en déduire 3 cm³ pour les réactifs.

L'erreur expérimentale comportait pour le dosage d'un volume d'eau de 100 cm³ généralement 0,004 mg O₂ en s'élevant quelquefois jusqu'à 0,007 mg O₂ par rapport à 0,7—0,5 mg O₂, c'est à dire au poids total d'oxygène renfermé dans le volume mentionné. Dans le but de diminuer l'erreur je multipliais autant que possible le nombre de déterminations. Je tâchais de prélever dans chaque expérience une grande quantité de prises d'eau (trois ou plus) et je revenais sur chacun des types d'expériences plusieurs fois.

J'expose les tableaux I et II comme exemple d'un compte rendu de l'expérience et de la méthode du calcul de l'oxygène absorbé.

Le contrôle a été établi au moyen de plusieurs expériences dans lesquelles je déterminais la valeur de l'oxygène par deux méthodes: celle de Winkler et de Schutzenberger-Risler [10].

Les portions d'eau ont été prélevées dans ces expériences seulement de la chambre respiratoire; le tube d'écoulement était muni d'un tube à deux branches et je recueillais l'eau se rapportant à un même état d'activité et aux mêmes conditions simultanément dans deux bouteilles. Pour que l'eau puisse remplir les deux bouteilles avec la même vitesse j'adaptais à l'une des branches du tube en T une pince à vis, servant de régulateur.

Les résultats de ces déterminations sont portés sur le tableau III.

La quantité d'oxygène du bassin dosée par la méthode Schutzenberger est par rapport à la valeur totale 0,99 mg O₂, de 0,05 mg O₂ moins forte que celle trouvée par la méthode Winkler.

De même l'absorption de l'oxygène déterminée par la méthode Schutzenberger est aussi un peu plus faible (0,018 mg O₂ par rapport à 0,32 mg O₂ ou 0,005 mg O₂ par rapport à 0,049 mg O₂). Ces différences rentrent dans les limites d'erreur de la méthode Schutzenberger.

Dans ces expériences le prélèvement des portions d'eau a été effectué sans qu'aucune précaution ait été prise pour les préserver du contact de l'air ambiant. Les expériences de contrôle durant lesquelles je recueillais une portion d'eau successivement sous le mercure et l'autre par le procédé ordinaire n'ont présenté aucune différence notable (Voir tabl. VII expér. № 6 et № 8)¹⁾.

¹⁾ La quantité moyenne d'oxygène dans l'eau d'écoulement de la chambre respiratoire dans l'expérience du 14.IV.20 (Tabl. VII) est de 0,937 mg O₂ pour les portions recueillies sous le mercure tandis que dans celles recueillies sans mercure — de 0,948 mg O₂. Les expériences complémentaires dans lesquelles je recueillais l'eau d'écoulement sous le mercure par le procédé ordinaire donnèrent dans le premier cas toujours des quantités quelque peu inférieures (environ 0,0146 mg O₂). On peut avec raison ajouter ces 0,0146 mg O₂ au chiffre 0,937 et alors nous obtiendrons 0,951. Dans ce cas l'absorption d'oxygène comportera pour les portions recueillies sous le mercure 0,030 mg O₂ contre 0,041 mg O₂ (pour les portions recueillies sans mercure).

TABLEAU I.

Mollusque D. Expérience du 13.IV.1920. Coefficient de l'hyposulfite 0,966.
Température de la chambre 16°; de l'eau du bassin 15,75° C; air réfrigérant 15° C.

État du mollusque	Chambre respiratoire				Chambre de contrôle				Quantité d'oxygène dans l'eau du bassin calculée relativement au nombre de cm ³ N/100 Na ₂ S ₂ O ₃	
	Vitesse du courant d'eau dans la chambre cm ³ /h	Durée du prélèvement des portions	Volume de l'eau cm ³	Quantité d'oxygène dans l'eau étudiée, exprimée en nombre de cm ³ Na ₂ S ₂ O ₃	Vitesse du courant d'eau dans la chambre cm ³ /h	Durée du prélèvement des portions	Volume de l'eau cm ³	Quantité d'oxygène dans l'eau étudiée, exprimée en nombre de cm ³ Na ₂ S ₂ O ₃	Pour la portion donnée	
									Dans le volume de la portion donnée	Par rapport à 100 cm ³
Activité ..	150	19h 30' — 20h 30'	105,4	13,00	84	18h 15' — 20h 20'	126,88	15,65	12,33	Bassin 20h30' — 15,75° C 124,19 15,75 12,68
.	133	20h 30' — 21h 30'	120,83	14,85	79	20h 20' — 22h 20'	123,40	15,15	12,28	126,88 16,10 12,49
.	156	21h 30' — 22h 20'	105,39	13,00	75	22h 20' — 23h 40'	120,83	14,90	12,33	105,39 13,35 12,66
.	156	22h 20' — 23h 30'	126,88	15,60						Bassin 22h — 15,75° C 120,83 15,25 12,62 124,19 15,70 12,64

Méthode du calcul: Quantité moyenne d'oxygène dans l'eau affluante (l'eau du bassin) 12,66 sur 100 cm³ d'eau; l'absorption d'oxygène par heure dans la chambre respiratoire comprise: (12,66 — 12,33) × 1,5 = 0,49 cm³ Na₂S₂O₃; les portions II, III et IV individuellement — 0,57; 0,51; 0,47; moyenne = 0,51 cm³ Na₂S₂O₃.

De même pour la chambre de contrôle: 0,27; 0,31; 0,25; moyenne = 0,28 cm³ Na₂S₂O₃.

T A B L E A U II.

Mollusque C. Expérience du 6.II.1920. Coefficient de l'hyposulfite 0,907.

Etat du mollusque	Chambre respiratoire				Chambre de contrôle				Quantité d'oxygène dans l'eau du bassin en nombre correspondant de cm ³ N ₁₀₀ Na ₂ S ₂ O ₃		
	Vitesse du courant d'eau cm ³ /h	Durée du prélèvement des portions	Volume de la portion donnée cm ³	Quantité d'oxygène dans l'eau étudiée en nombre correspondant de cm ³ N ₁₀₀ Na ₂ S ₂ O ₃	Vitesse du courant d'eau cm ³ /h	Durée du prélèvement des portions	Volume de la portion donnée cm ³	Quantité d'oxygène dans l'eau étudiée en nombre correspondant de cm ³ N ₁₀₀ Na ₂ S ₂ O ₃	Dans la portion donnée		
									Dans le volume de la portion donnée	Dans le volume de 100 cm ³ d'eau	
Repos.	120	14h 30' — 15h 30'	124,19	17,90	14,41	120	14h 30' — 15h 50'	126,88	18,60	14,66	Bassin: 15h30' — 10,75° C 147,01 22,00 14,96
Repos.	112(?)	15h 30' — 17h 15'	115,77	16,75	14,47	103	15h 50' — 17h 15'	94,46	13,95	14,76	164,31 24,50 14,91
Repos *)	—	17h 15' — 19h 50'	—	—	—	100	19h 50' — 21h 45'	124,19	18,05	14,53	Bassin: 16h30' — 11° C 147,01 21,90 14,90
Activité I.	120	19h 50' — 21h 10'	126,88	13,10	10,32	90	21h 45' — 23h 30'	115,77	17,00	14,68	164,31 24,55 14,94
Activité II.	120	21h 10' — 22h 15'	94,46	10,70	11,33	90	21h 45' — 23h 30'	115,77	17,00	14,68	Bassin: 21h30' — 11,3° C 147,01 21,80 14,83
Activité II.	120	22h 45' — 23h 30'	126,88	14,80	11,66	90	21h 45' — 23h 30'	115,77	17,00	14,68	164,31 24,50 14,01

*) S'éveilla au moment du prélèvement de la portion.

Méthode de calcul: Quantité moyenne d'oxygène dans 100 cm³ d'eau affluante (du bassin) = 14,91 cm³ Na₂ S₂ O₃.

Absorption de l'oxygène dans la chambre respiratoire durant la période de repos du mollusque = pour la I portion = (14,91 — 14,41) × 100 = 0,60; de la II portion 0,49; moyenne 0,54.

De même durant l'état actif du mollusque; 1) 5,50; 2) 4,48; 3) 3,89; moyenne: 4,62 cm³ N₁₀₀ Na₂ S₂ O₃ par heure.

De même pour la chambre de contrôle: 1) 0,30; 2) 0,15 (je ne tiens pas compte de cette dernière valeur, vu, qu'elle a été trouvée d'une manière inexacte; 3) 0,27; 4) 0,20; moyenne 0,26 cm³ N₁₀₀ Na₂ S₂ O₃ par heure.

TABLEAU III.

Étude comparée des portions d'eau simultanément prélevées; méthode de Winkler et Schutzenberger;
Coefficient de l'hyposulfite 0,966.

Etat du mollusque	N° de l'expérience	Date: avril 1920	Durée de prélèvement des portions d'eau	Température du bassin	Dosage de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$ pour chaque expérience		Quantité de O_2 en 100 cm^3 d'eau affluente		Absorption de O_2 dans la chambre respiratoire				Différence W-S							
					Nombre de dosages	10 cm^3 de la solution de CuSO_4 correspond à cm^3	Méthode de Winkler		Méthode de Schutzenberger		Méthode de Winkler			Méthode de Schutzenberger						
							cm^3	mg O_2	cm^3	mg O_2	Vitesse de l'eau affluente cm^3/h	Nombre de dosages		Absorption de O_2 par heure	Vitesse de l'eau affluente cm^3/h	Nombre de dosages	Absorption de O_2 par heure			
Activité . .	2	9	14—18	14	2	12,46	0,999	1	7,10	0,977	330	3	3,99	0,308	330	3	2,70	0,371	(-)	0,063
Activité . .	3	10	12—18	14,5	5	12,86	0,992	3	6,88	0,945	330	3	3,44	0,265	330	3	1,58	0,217	(+)	0,048
Repos . . .	4	11	11—14	14,5	2	12,77	0,985	3	7,04	0,952	200	2	0,63	0,049	200	2	0,33	0,044	(+)	0,005
Activité . .	4	11	14—16	14,5	1						200	1	5,25	0,403	200	1	2,48	0,335	(+)	0,070

En recueillant les portions sous mercure on a obtenu pour l'absorption d'oxygène:

0,0478 mg O₂ contre 0.0409 mg O₂ (sans mercure) ou
0,2853 mg O₂ „ 0,2930 mg O₂ („ „).

D'après les données de Bohr [14] et de Winterstein [13] et celles de l'expériences du 6.II.20, lorsque la surface libre de l'eau dans la bouteille „mesure“ égalait 18 cm² on trouva pour la diffusion de l'oxygène dans l'eau par minute 0,0009 cm³ O₂ (état d'activité); tandis que la période nécessaire pour contrebalancer la perte en oxygène par rapport à la quantité de ce dernier dans l'eau affluante était de 24 minutes (pour la période d'activité) respectivement de 17 minutes (pour la période de repos); évidemment, abstraction faite de la diminution de la vitesse de diffusion en fonction de l'accroissement du contenu de l'eau en oxygène, et posé que l'eau fût continuellement en mouvement, ce qui permet de ne point tenir compte de la lente diffusion de l'oxygène dans l'eau.

En somme, si on a soin de recueillir l'eau durant 1 heure environ et si l'on prend des précautions pour empêcher le mouvement de l'eau dans la bouteille „mesure“ on peut ne point s'embarasser du danger du contact de l'eau avec l'air atmosphérique. J'ajouterai que le mouvement de l'eau dans mes bouteilles „mesures“ était tellement faible que durant 1 heure à 1 heure et demie il ne parvenait pas à disperser quelques gouttes d'empois d'amidon étendu coloré d'iode ou d'une solution d'iode dans du iodure de potassium déposée avec précaution au fond de la bouteille.

II. Résultats des expériences

exposés sur les tableaux IV, V, VI, VII et VIII.

Complément du tableau IV.

Le mollusque B a été pêché et transporté au laboratoire le 13 août 1919. Durant la période du 13.VIII au 15.X il servit aux expériences préliminaires sur la respiration. Introduit dans l'appareil respiratoire pour la seconde fois le 17.XI. Entre-temps conservé dans un aquarium à eau courante.

Au cours de ces quelques semaines le mollusque fut pesé plusieurs fois; les chiffres obtenus du pesage de l'animal intact présentent cependant des notables divergences. Le poids des différents organes a été déterminé le 14.XII. Il comporte: 1^o mollusque séché et égoutté dans une chambre humide -- 24,15 gr., 2^o après section des muscles adducteurs 15,47 gr; 3^o valves séchée au papier buvard 6,45 gr; 4^o tissus enlevés de la coquille et égouttés au papier buvard dans une chambre humide 4,6 gr. En somme dans le poids total de 24 gr. les tissus entrent pour 4,6 gr; les valves — pour 6,45 gr; et l'eau — pour 13 gr.

Après introduction dans l'appareil le mollusque passe au repos après plu-

T A B L E A U I V.

Mollusque B. (Au tableau IV se rapporte la fig. 2, 3 et 4).

Type de l'expérience	Etat du mollusque	No de l'expérience	Date	Durée des portions d'eau	Températ.		Chambre respir.				Chambre de contrôle				Différence a—c		
					De l'eau dans le bassin °C	De la salle °C	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de déterminations	Absorption de cm ³ Na ₂ S ₂ O ₈ par heure	Valeur moyenne de a, b ^a dans le groupe donné c	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de déterminations	Absorption de cm ³ Na ₂ S ₂ O ₈ par heure	Valeur moyenne de a, b ^a dans le groupe donné c	cm ³ Na ₂ S ₂ O ₈	mg O ₂	Valeur moyenne pour les différents groupes d'expériences
Absorption de l'oxygène à l'état de repos et de l'activité	Repos	2	19.XI	10—15	—	8,5	520	5	0,30	715	3	0,37	0,02	0,002	Repos: 0,014		
	Activité II.	3	19.XI	19—23	—	10,3	477	3	2,70	450	2	0,50	2,42	0,187	Activité I		
	Activité II.	4	21.XI	11—14	—	10,5	661	3	2,08	690	3	(—) 0,16	1,80	0,139			
	Activité II.	5	22.XI	10—15	—	12	570	4	2,70	513	4	0,32	2,42	0,187			
	Repos	6	23.XI	12—15 ⁵⁰	—	11,3	322	2	0,36	315	2	0,27	0,08	0,006	Activité II		
	Activité I.	6	23.XI	16—19	—	11,2	316	3	3,29	331	3	0,28	3,01	0,233			
	Repos	7	24.XI	12—16	—	11	299	4	0,35	292	4	0,35	0,07	0,006	0,171		
Absorption de l'oxygène après section de deux valves dans la région adjacente aux siphons	Repos	10	3.XII	12—22	—	12,3	156	2	0,39	145	2	0,14	0,23	0,017	Repos: 0,016		
	Activité I ²⁾	10	3.XII	12—22	—	14	147	3	2,06	137	3	0,27	1,90	0,146			
	Repos	11	7.XII	13—15	—	12	430	4	0,50	128	2	0,23	0,44	0,034	Activité I		
	Activité II.	12	8.XII	13 ¹ —15	—	11	437	3	2,06	450	4	0,09	1,90	0,147			
	Activité II.	13	9.XII	12 ² —14	—	11	600	4	1,93	360	3	(—) 0,09	1,77	0,137	Activité I		
	Repos	13	9.XII	12 ² —14	—	11	600	4	1,86	600	4	0,33	1,70	0,131	Activité II		
	Activité I.	14	10.XII	13—21	—	11,5	160	4	0,38	180	6	0,18	2,22	0,016	0,140		
Détermination de l'oxygène par la flamme et flore des microorganismes habitant les valves	Activité.		13.XII	11—13	—	11,5	200	2	1,54	200	2	0,08	1,42	0,112	La flamme et la flore absorbent 0,018.		
	Contrôles des appareils		13.XII	13—17	—	12,5	203	3	0,14	205	3	0,13	0,02	0,001	L'absorption de l'oxygène par les valves „mortes“ n'a pas été mise en évidence		
	Valves „vivantes“		13.XII	18—21	—	13	210	3	0,36	215	3	0,09	0,24	0,018			
	Valves „mortes“		13.XII	23—3	—	13	195	4	0,18	200	4	0,15	0,06	0,005			
	Contrôles des appareils		14.XII	5—9	—	12,5	165	3	0,21	190	3	0,13	0,09	0,007			

¹⁾ Ce chiffre semble être trop grand; en substituant la valeur relative au groupe suivant = 0,16 on obtient pour l'état de repos 0,14, 0,20 et 0,19. En moyenne 0,18 cm³ Na₂S₂O₈ = 0,014 mg O₂. ²⁾ Voir le renvoi (1) page 21.

sieurs dizaines d'heures seulement et le repos ne dure pas longtemps (après 42 heures — 2 h. de repos; au cours du premier montage après 102 heures — 3 heures de repos).

Au bout d'une semaine environ le rythme activité — repos devient presque normal; ainsi nous avons 24:15 h; 24:9; 30:12.

Le coefficient de la solution employée était de 0,9682.

Le défaut général des déterminations de l'oxygène dans la série „Mollusque B“ consiste en ce que la vitesse de l'écoulement de l'eau n'y a pas été déterminée avec la précision voulue; surtout dans les expériences 2—7 l'absorption de l'oxygène dans la chambre de contrôle n'a pas été assez soigneusement dosée. Il s'en suit que la valeur de l'absorption oscille dans des larges limites et en somme est probablement trop élevée. En me basant sur les dosages effectués plus tard, il me semble possible de substituer à ces chiffres les valeurs obtenues dans les expériences 10—14 menée avec toute la précision requise.

Dans l'expérience du 13.XII j'ai pris trop peu de temps pour régler les rapports de l'absorption par les valves après que celles-ci eussent été introduites dans l'appareil; j'ai dû éliminer du calcul les premières portions d'eau et ne tenir compte que de celles, où la quantité d'oxygène présentait des valeurs constantes.

Complément des tableaux V et VI.

Le mollusque C a été transporté en octobre 1920.

La première série présente certaines inexclitudes telles que: valeurs négatives pour l'absorption de l'oxygène par la chambre de contrôle; la source de l'erreur réside dans le dosage pas assez précis de la quantité d'oxygène dans l'eau du bassin.

Par contre je considère la II série (Tabl. VI) comme la meilleure entre toutes. J'ai pu vers la fin de cette série peser exactement le mollusque (10.II 1920). Poids du mollusque séché — 30,95 gr.; après section des muscles adducteurs et égouttement dans une chambre humide — 19,08 gr.; poids de valves — 6,93 gr.; tissus (égouttés dans une chambre humide) — 7,14 gr. Le poids total renferme environ 16,83 gr. d'eau.

Après avoir introduit un terme correctif pour la chambre respiratoire vide (elle absorbe 0.0072 mg O₂ par heure en plus que la chambre de contrôle) nous obtiendrons la série suivante de valeurs pour l'absorption d'oxygène par heure: à l'état actif (I) — 0,341 mg O₂; à l'état de repos — 0,014; les valves avec leurs faune et flore vivantes — 0,018 mg O₂; tandis que pour les valves lavées au sublimé l'absorption de l'oxygène est (dans les limites de l'erreur) — nulle.

Ces chiffres réduits à 1 kg. de tissus et à l'heure donnent 47,7 mg O₂, comme maximum de l'absorption de l'oxygène. (F. Jolyet et P. Regnard [4] ont trouvé la même valeur pour le polype (Octopus)).

T A B L E A U V

(à ce tableau se rapporte la fig. N° 6).

Mollusque C. Série I à partir du 21.XII.19 au 2.1.1920. Le mollusque a été monté dans l'appareil le 20.XII.1919.
Coefficient du $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 = 0,968$.

* de l'expérience	Etat du mollusque	Date	Durée du prélevement des portions d'eau	Températ.		Chambre respiratoire			Chambre de contrôle			Différence a - b		
				Eau du bassin °C	De la salle °C	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de détermi- nations	a Absorption de O ₂ par heure cm ³ Na ₂ S ₂ O ₃	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de détermi- nations	b Absorption de O ₂ par heure cm ³ Na ₂ S ₂ O ₃	cm ³ Na ₂ S ₂ O ₃	mg O ₂	Valeur moyenne pour l'état donné du mollusque mg O ₂
1	Activité II.	21.XII	20 — 24	10	10	205	3	1,95	187	3	(—) 0,01	1,95	0,155	Repos 0,009
2	Activité II.	23.XII	11½ — 16	10	10	150	4	2,30	180	4	(+) 0,01	2,29	0,177	
3	Repos	24.XII	15 — 19	9,5	9,5	128	3	0,06	135	3	(—) 0,06	0,12	0,010	Activité I 0,256
4	Repos	26.XII	12 — 17	8,5	8,5	88	2	0,18	120	2	(+) 0,10	0,08	0,006	
5	Activité I	27.XII	12½ — 16	7	7	482	5	3,70	514	5	(—) 0,01	3,71	0,286	Activité II 0,164
6	Repos	2.1	14 — 16	9	11,5	372	3	0,53	360	3	(+) 0,39	0,14	0,011	

T A B L E A U VI.

Mollusque C. Série II à partir du 6.II.1920 au 21.II.1920.

Coefficient de l'hyposulfite jusqu'au 13.II = 0,907.
a partir du 14.II = 0,999.

Type de l'expérience	Etat du mollusque	No de l'expérience	Date		Température		Chambre respiratoire		Chambre de contrôle		Différence de a — b						
			du prélèvement des portions d'eau	durée	De l'eau dans le bassin	De la salle	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de déterminations	Absorption de O ₂ par heure cm ³ N ₂ S ₂ O ₃	Nombre de déterminations	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Absorption de O ₂ par heure cm ³ N ₂ S ₂ O ₃	cm ³ N ₂ S ₂ O ₃	mg O ₂	Valeur moyenne pour le type donné d'expériences		
Contrôle des appareils. Les deux chambres ne renferment point d'animal		1	15.II	10	18	12	11,5	78	4	0,43	60	3	0,26	0,17	0,012	0,007 ¹⁾	
		2	18.II	10	15	12	11	73	3	0,26	65	2	0,21	0,05	0,004		
		3	19.II	12	18	12,5	14,5	80	3	0,31	90	3	0,25	0,06	0,004		
		4	20.II	12	15	13,5	14,5	150	3	0,30	150	3	0,32	(-)	0,02		
		5	21.II	10	13	12,5	14	150	2	0,43	150	2	0,20	0,23	0,017		
Absorption de l'oxygène par les valves	La faune et flore	1 ²⁾	11.II	11	15	11,75	12,5	33	1	0,38	108	1	0,28	0,30	0,022	0,025	
			2	11.II	20	24	12,75	13,5	80	2	0,78	80	2	0,42	0,36		0,026
			3	12.II	11	20	13	14	60	3	0,76	70	3	0,31	0,45		0,033
			4	13.II	11	14	12,5	14	68	1	0,85	42	1	0,58	0,28		0,020
Absorption de l'oxygène à l'état d'activité et de repos	Faune et flore	1 ³⁾	13.II	18	24	13,5	13,5	100	4	0,53	95	2	0,41	0,12	0,008	0,004	
			2	14.II	11	17	13	14	89	3	0,39	90	3	0,35	0,03		0,003
Absorption de l'oxygène à l'état d'activité et de repos	Repos	1	6.II	14	19	11,75	12	120	2	0,54	120	4	0,26	0,28	0,021	Repos 0,021 Activité 0,316 0,021 0,316	
			1	6.II	19	24	11,50	12	120	3	4,63	120	4	4,37	4,37		0,316
			2	9.II	12	19	11	11,75	75	3	0,56	63	3	0,38	0,28		0,021

¹⁾ L'exposé des résultats de 9 déterminations (pour la chambre respiratoire) à vitesse de 75 cm³/h environ et de 5 déterminations (pour cette même chambre) à vitesse de 150 cm³/h montrent une légère différence des valeurs moyenne (0,351 contre 0,381); cela prouve que l'absorption de l'oxygène dans l'appareil vide est fonction de temps mais non de la vitesse d'écoulement.

²⁾ Après avoir coupé les muscles adducteurs j'ai éloigné les tissus et j'ai froité l'intérieur des valves avec du papier buvard pour enlever les restes des tissus, tandis que j'eus soin d'éviter tout ce qui pourrait abîmer les faces extérieures des valves.

³⁾ Pour tuer les microorganismes je plaçai les valves dans la solution de sublimé à 2% et je les y maintennis durant 3 heures; après quoi elles furent lavées durant 30 min. dans plusieurs portions d'eau. L'étude de l'absorption de l'oxygène a été entreprise 3 heures après l'introduction des valves dans l'appareil, une fois le réglage de l'écoulement de l'eau terminé.

T A B L E A U V I I .

Mollusque D. Apporté vers la fin de mars 1920. Poids total 21 gr. Coefficient de l'hyposulfite=0,966.

Type de l'expérience	Etat du mollusque	N° de l'expérience	Date	Durée	Température		Chambre respiratoire			Chambre de contrôle			Différence de a — b		
					De l'eau dans le bassin	De la salle °C	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de déterminations	Absorption de O ₂ par heure cm ³ Na ₂ S ₂ O ₄	Vitesse d'écoulement cm ³ /h	Nombre de déterminations	Absorption de O ₂ par heure cm ³ Na ₂ S ₂ O ₄	cm ³ Na ₂ S ₂ O ₄	mg O ₂	Valeur moyenne pour le type donné d'expériences mg O ₂
Contrôle de l'appareil		0	31.III	11 — 16	12	12	70	2	0,21	65	2	0,23	(—) 0,02	(—) 0,002	(—) 0,002
Détermination simultanée par la méthode Winkler de la méthode Schützenberger (Tableau III)	Activité II.	1	8.IV	14 — 21	13	—	45	1	3,13				2,88	0,222	Repos 0,029
	Activité II.	2	9.IV	14 — 18	14	—	330	3	3,99				3,74	0,288	
	Activité II.	3	10.IV	12 — 18	14,5	14	330	3	3,44			0,25 ³⁾	3,19	0,246	
	Repos	4	11.IV	11 — 14	14,5	—	200	2	0,63				0,58	0,029	
	Activité I.	4		14 — 16	14,5	—	200	1	5,25				5,00	0,385	
Les portions d'eau de la chambre respiratoire ont été successivement recueillies sous mercure (R) et sans mercure par la méthode ordinaire (Z)	Repos	6	14.IV	9 — 19	16,5	16	130	4	0,62(R)	85	5	0,23	0,39	0,030 ³⁾	Repos 0,259
	"	"	"	"	"	"	150	4	0,53(Z)	"	"	"	0,30	0,023	
	Activité II.	8	20.IV	17 — 20	17,5	17	135	1	3,71(R)	130	3	0,25	3,46	0,266	
	"	"	"	"	"	"	110	1	3,80(Z)	"	"	"	3,65	0,274	
Absorption de l'oxygène à l'état d'activité et de repos	Repos	5	13.IV	18 — 24	15,75	16	156	5	0,51	80	3	0,28	0,23	0,018	Activité I 0,385
	Repos	7	16.IV	9 — 16	16,75	17,5	85	4	0,59	"	"	0,24 ¹⁾	0,35	0,027	
	Repos	9	21.IV	17 — 22	17	17	75	3	0,43	100	3	0,28	0,27	0,021	
	Repos	10	23.IV	18 — 22	18,5	18	75	3	0,60	110	4	0,34	0,26	0,020	

1) Par substitution des données expérimentales des expér. N° 5 et N° 6.

2) " " " " comme moyenne des expér. N° 0 et N° 5.

3) Voir le renvoi page 9.

T A B L E A U VIII.

Exposé général des résultats constituant un résumé des tabl. IV, V, VI et de leurs compléments.

Données générales et conditions dans lesquelles ont été effectuées les expériences		Absorption d'oxygène en mg. par heure								
		Chiffre de l'animal	Poids total gr.	Poids des tissus gr.	Température moyenne de l'expérience	Dénomination des séries d'expériences	Etat actif		Etat de repos	Microorganismes parasites des valves
I	II									
Hiver	Mollusques à jeun depuis l'automne	B	24	4,6	10° — 12°C	Série I, avant l'opération Série II, après l'opération	0,233	0,171	0,014	—
		C	30	7,1	11° — 14°C	Première série Deuxième série	0,286 0,316	0,164 —	0,009 0,020	— 0,025
Printemps	Mollusque directement apporté de l'étrang	D	21	7(?)	14° — 18°C	Série I, avant l'opération Série II, après l'opération	0,385	0,259	0,024	—
							0,351	0,254	0,018—0,029	—

Complément de la série „Mollusque D“. Tabl. VII.

La détermination de l'absorption d'oxygène après section des valves dans la région adjacente aux siphons donna: pour l'état de repos environ 0,018 mg. O₂ (en tout cas pas plus de 0,029 mg. O₂); pour l'état actif I — 0,351 mg O₂; pour l'état actif II — 0,254.

Ces valeurs sont sensiblement analogues à celles obtenues avant l'opération. Les expériences après opération ont été effectuées d'une manière quelque peu différente du procédé ordinaire. A cette époque les algues se multipliaient dans la chambre de contrôle, par suite de quoi l'égalité primitive de l'absorption d'oxygène fut détruite. Le 1.V.20 j'ai effectué les déterminations de l'absorption d'oxygène à l'état actif et à l'état de repos et le 3.V j'ai déterminé dans les mêmes conditions de température, d'éclairage et de vitesse d'écoulement l'absorption de l'oxygène dans la chambre respiratoire; la chambre de contrôle n'a servi dans ce dernier cas que de témoin, prouvant que les conditions de l'absorption de l'oxygène furent les mêmes à la date du 3.V qu'à celle du 1.V.1920.

III. Exposé des résultats, conclusions.

A. *L'absorption de l'oxygène à l'état actif présente pour chaque mollusque deux valeurs différentes* (Tabl. VIII), notamment: 0,233 et 0,171 mg. O₂; 0,286 et 0,164 mg. O₂; 0,385 et 0,259 mg. O₂ par heure. *Le rapport de ces valeurs se traduit presque exactement par les chiffres 3:2.* La valeur plus élevée de l'absorption se rapporte à l'état actif suivant immédiatement l'éveil (le tableau II en constitue un exemple), c'est cet état que j'ai nommé: „l'état actif I“¹⁾.

Au cours de la période qui suit l'éveil l'Anodonte effectue avec les valves de nombreux mouvements de va et viens comme si elle s'éventait; ensuite ces mouvements deviennent de moins en moins fréquents, ne se répétant finalement qu'une fois par heure ou plus rarement encore. Il arrive par fois qu'à l'état d'activité normale, état que je désigne sous le nom d'„état actif II“, les mouvements „d'éventail“ se manifestent en une série de vibrations très fréquentes et très intenses. La signification des mouvements dits „d'éventails“ n'a pas été définitivement éclaircie.

Pawłow [24] leur attribua un caractère de mouvement respiratoire. Cette hypothèse est jusqu'à un certain point justifiée par les données des expériences de J. Parnas [5], effectuées d'ailleurs dans un tout autre but. J. Parnas trouva notamment, qu'après que les ligaments eussent été coupés, ce qui

¹⁾ Marès [17] rapporte une relation analogue pour le *Citellus citillus* s'éveillant du repos hivernal; Absorption de l'oxygène par unité de temps

à l'état de repos hivernal	1,87	} ou pour un	} 1,26
après éveil	5,88		
l'activité normale	3,51		

empêche le mouvement „d'éventail“ des valves, l'intensité de la respiration diminue de moitié; par contre en appliquant un poids de 50 — 500 gr. aux bords des valves pour contrebalancer l'action des muscles adducteurs, c'est à dire pour remplacer en quelque sorte les ligaments coupés, l'intensité de la respiration redevient normale.

Bábak, Drews et Stenta [22, 23] emettent une opinion différente. Ils attribuent aux mouvements „d'éventail“ le caractère des mouvements ou réflexes, ayant pour but de nettoyer l'intérieur des valves (Reinigungsreflexe).

L'étude des courbes des mouvements et des données se rapportant à l'absorption de l'oxygène dans mes expériences parle nettement contre le rôle respiratoire des mouvements dits, „d'éventail“.

Dans la série M. B. expériences №№ 11, 12 et 13 (fig. № 2) le mollusque exécutait des mouvements aussi intenses que dans l'expériences № 14 (fig. № 3), ce qui cependant n'aboutit point à l'égalité de l'absorption de l'oxygène (0,147; 0,137; 0,131 mg. O₂ contre 0,207); de même dans la série M. B. expérience № 6, (fig. № 4), nous avons affaire à un mouvement non moins faible que dans les expériences №№ 3, 4 et 5, malgré cela l'intensité de l'absorption n'en est que très différente (0,233 contre 0,187; 0,139 et 0,187).

Par contre une grande intensité de l'absorption de l'oxygène est toujours ¹⁾ liée à la phase de „l'éveil“ du mollusque ²⁾.

B. Il serait à croire que la fermeture hermétique des valves durant le sommeil constitue un obstacle entravant l'échange des gaz. Pour éclaircir cette question, j'ai eu soin dans deux expériences (Série M. B. et M. D.) de couper les valves dans la région adjacente aux siphons, sans endommager le manteau et les siphons, sur une étendue de 1—1,5 cm.; j'ai effectué aussi la même opération dans la région buccale mais la les portions taillées furent moins importantes. Par ce procédé j'ai mis à nu les siphons et j'ai rendu possible le libre accès de l'eau à l'intérieur des valves, malgré la fermeture de celles-ci. J'ai pu constater que l'absorption de l'oxygène n'avait pas changée par rapport aux expériences précédentes, effectuées avant l'opération (Tabl. IV et tabl. VIII). De même qu'avant l'enlèvement des valves les périodes d'activité se succédaient alternativement avec les périodes de repos; au cours de premières les siphons non couverts des valves baillaient grand ouverts; ils ressemblaient alors à une bouche lippue largement ouverte; à l'état de repos ils se refermaient avec force.

¹⁾ Il n'y a la qu'une exception — c'est l'expérience № 10 de la série M. B. — exception provenant de la récente blessure de l'animal, ce qui d'après J. Parnas diminue l'intensité de la respiration.

²⁾ Les mouvements „d'éventail“ servent sans doute à remuer et changer l'eau dans le plus proche voisinage des mollusques, qui vivent généralement enfouis dans de petits trous au fond de l'eau; vu la faible vitesse de diffusion des gaz dans l'eau et l'intensité notable de l'absorption de l'oxygène, les mollusques épuisent rapidement l'oxygène du milieu ambiant le plus proche; quelques vigoureux mouvements „d'éventail“ suffisent cependant à produire un échange de l'eau dans le trou servant d'habitation au mollusque.

Les mouvements d'éventail et l'ouverture des valves durant la période d'activité se manifestaient même après que les siphons eussent été mis à nu.

La portion d'eau enfermée entre les valves durant la période de „sommeil“ et qui contient de 0,10 à 0,07 mg. O₂ ne peut être regardée comme source de ce gaz, car cette réserve ne suffit même pour une heure entière. Je mentionnerai encore un fait qu'il m'a été donné d'observer, celui notamment que les siphons manifestent parfois (durants de courtes périodes de temps) une activité réciproquement indépendante.

C. L'exposé des résultats des expériences fait ressortir une grande différence entre l'absorption de l'oxygène à l'état actif et celle qui a lieu à l'état de repos (Tabl. VIII pour les détails voir les tabl. II, IV, V, VI et VII); à l'état de repos le mollusque n'absorbe point d'oxygène, du moins la sensibilité de la méthode disponible ne permet pas de le constater, respectivement l'absorption s'exprime en millièmes de mgr. de O₂ par heure.

Cet abaissement est bien plus important que pour les phénomènes du repos hibernale des mammifères ¹⁾ ou la mue des vers à soie ²⁾. Ces deux phénomènes marquent une grande dépression suivie cependant d'une absorption continue de l'oxygène. Dans les deux cas nous avons affaire sans nul doute à un grand abaissement de l'intensité de l'échange de la matière, et l'affaiblissement de l'absorption de l'oxygène en est une manifestation extérieure. Le „sommeil“ de l'Anodonte par sa brève durée et sa fréquence se rapproche plutôt du type du sommeil quotidien que du type du sommeil saisonnier, il ne lui manque que la simultanéité et la corrélation avec les changements diurno-nocturnes du milieu. Mais il diffère des états connus de sommeil par l'abaissement considérable de l'intensité de l'absorption de l'oxygène ainsi que l'abaissement de la fréquence des battements du coeur ³⁾ (jusqu'à $\frac{1}{5}$ ou $\frac{1}{3}$ par rapport à l'état normal) (Koch [8]). Je me sers du terme „abaissement de l'absorption de l'oxygène“ quoique je sois convaincu que l'absorption de l'oxygène à l'état de repos cesse complètement.

¹⁾ Chez la marmotte le rapport de l'oxygène pendant le sommeil hibernale et la période de vie normale s'exprime par la relation 1:41 (Valentin) [16], ou 1:30 (Regnard et Reiset) [16] respectivement 1:20 (Nagai) [15]. Pour le *Citellus (Spermophilus) citellus* ce rapport est de 1:4 (Merès) [17] Weinland et Riehl [7] en déterminant la quantité de CO₂ dégagé par la marmotte ont trouvé la relation 1:20.

²⁾ Le rapport des quantités d'oxygène absorbées par les larves du vers à soie et leur chrysalides comporte selon Regnard et Reiset [18] 12:1. Par contre la différence de l'absorption de l'oxygène par l'homme durant le sommeil et le veille n'est pas importante, et selon H. Piéron [16] elle est entièrement déterminée par l'absence de mouvement et de la tension musculaire pendant le sommeil.

³⁾ A. F. Hecht (Zeitsch. f. exper. Mediz. IV B) démontra à l'aide d'un galvanomètre à corde que chez les marmottes, plongées dans le sommeil hibernale la fréquence des battements du coeur est réduite jusqu'à $\frac{1}{4}$ et même $\frac{1}{5}$ par rapport à l'état normal.

Ceci n'est point impossible vu que: 1^o l'état de „sommeil“ est relativement de courte durée, 2^o les mollusques et même leurs organes isolés manifestent une grande résistance au manque d'oxygène libre dans le milieu ambiant ¹⁾.

Comme considération ne se rattachant pas directement au sujet et non obligatoire je rapporte le calcul suivant (contenant malheureusement trop d'inconnues).

Un mollusque (l'*Anodonte*) pesant 21 gr. (dont 7 gr. reviennent aux tissus) absorbe à la température de 14—18° C par heure et par kilogramme 37 mg. O₂; VERNON [9] trouva pour les mollusques nus *Pterotrachea coronata* et *Tethys leporina* (à la tempér. 14—18° C) des nombres moitié plus bas.

En supposant que l'*Anodonte* absorbe l'oxygène périodiquement et que les périodes d'absorption et de non-absorption de l'oxygène sont de la même durée, nous trouverons que la quantité d'oxygène absorbée au cours d'une période de temps assez longue est égale aux quantités absorbées par d'autres mollusques (*Pterotrachea* et *Tethys*) qui par suite de leur structure absorbent l'oxygène d'une manière continue.

Les données, dont nous disposons actuellement, ne permettent point de préjuger, si la considérable diminution d'absorption de l'oxygène durant le sommeil est accompagnée d'une *aussi forte* diminution de l'intensité de l'échange de la matière en général. L'affaiblissement relativement peu notable du rythme du coeur peut être déterminé par l'immobilité; c'est plutôt l'affaiblissement de ce rythme qui pourrait servir à l'évaluation de la diminution de l'intensité de l'échange de la matière.

L'arrêt ou la diminution de l'absorption de l'oxygène est déterminée en premier lieu, comme il ressort des séries d'expériences effectuées après la mise à nu des siphons, par la complète immobilité et la fermeture des organes de la respiration.

En somme je considère comme suffisamment justifiée la conclusion que *l'Anodonte absorbe l'oxygène périodiquement, comme les autres animaux absorbent périodiquement la nourriture et l'eau.*

Cette étude a été effectuée à l'Institut Physiologique de la Faculté de Médecine de l'Université de Varsovie en 1919—1920.

En terminant cet ouvrage je tiens à exprimer ma vive reconnaissance à Mr. Kazimierz Białaszewicz, Professeur de Physiologie Comparée à l'Université de Varsovie pour l'encouragement et l'assistance qu'il a bien voulu me prodiguer au cours de mon travail, ainsi qu'à Mr. le Professeur Franciszek Czubalski, Directeur de l'Institut Physiologique de la Facul. de Méd. de l'Univ. de Varsovie, pour toutes les facilitations que je Lui dois dans mes études.

¹⁾ KOCH [8] démontra que l'*Anodonte* peut vivre dans une eau privée d'oxygène jusqu'à 7 jours environ; d'après M. PIÉRI [19] la *Tapes decusata* peut vivre dans un milieu désoxydé de 3 à 8 jours. Le rythme du battement d'un coeur isolé de l'*Anodonta* est égal dans l'eau désoxydée et dans l'eau normale (saturée d'oxygène).

BIBLIOGRAPHIE.

1. W. Izrael. Biologie der europ. Süßwassermuscheln. Stuttgart 1912(?).
2. E. Weinland. Der Stoffwechsel der Wirbellosen (Oppenheimers Handbuch der Biochemie. Bd IV/2. 1910.
3. O. Fürth. Vergleichende chemische Physiologie der niederen Tiere. 1903.
4. F. Jolyet et P. Regnard. Recherches sur la respiration d. anim. aquatiques Archives de Physiologie. 2 Ser. T. 4. 1877.
5. J. Parnas. Energetik glatter Muskeln. Pflügers Archiv. T. 134. 1910.
6. Bethe Al. Die Dauerverkürzung d. Muskeln. Pflügers Arch. T. 142. 1911.
7. E. Weinland. Beobachtungen über d. Gaswechsel von Anodonta. Zeitsch. f. Biologie. T. 69. 1918.
8. Koch Walter. Der Herzschlag von Anodonta. Pflügers. Arcg. T. 166. 1917.
9. H. M. Vernon. The respiratory exchange of the lower marine invertebrata. The Journal of Physiology. T. XIX. 1895.
10. M. Henze. Untersuchungen am Seetieren. Abderhalden's Handbuch. d. biochem. Arbeitsmeth. T. 3. 1910.
11. R. Tigerstedt. Respirations apparate. Handbuch d. physiol. Technik. T. 1. 1911.
12. Traedwell F. P. Chemja analityczna ilościowa. 1908.
13. Winterstein. Die physik. chem. Erscheinungen der Atmung-Handb. der vergl. Physiol. Bd. I. H. 2. 1912.
14. Ch. Bohr. Blutgase und respir. Gaswechsel. (Nagel's Handbuch der Physiol. T. I. 1909.
15. Fr. Zschokke. Der Schlaf der Tiere. 1916.
16. H. Piéron. Le probleme physiologique du sommeil. 1913.
17. Merzbacher. Allgem. Physiol. des Winterschlafes. Ergebn. d. Physiol. T. 3. 1904.
18. P. Regnard et J. Reiset. Recherches sur respiration e. c. t. Annal. de chimie et de physique. T. 26. 1849.
19. M. Piéri. Recherches physiolog. sur Lamellibranches. C. R. d. Ac. d. Sc. T. 120. 1895.
20. F. Marceau. Recherches sur morpholog. comp. des muscles adduct. des Mollusques acephal. Archiv. d. Zoolog. Exp. et Gener. T. II. 1909.
21. F. Marceau. Sur l'état d. muscles adduct. pendant la vie chez les Mollusq. acephales. C. R. Ac. d. Sc. T. 142. 1906.
22. Bábak. Mechanik und Innerwation d. Atmung. Wintersteins Handb. d. vergl. Physiol. Bd. I. 1913.
23. Bábak. Zur Regulation des Atembewegungen bei d. Lamellibranchiaten Zeitsch. f. All. Physiol. T. 15. 1913.
24. Pawłow. Wie die Muschel ihre Schale ofnet. Pflügers. Archiv. T. 37. 1885.
25. J. S. Szymański. Eine Methode zur Untersuchung der Ruhe-und Aktivitäts-perioden Pflügers Archiv. T. 158. • 1914.



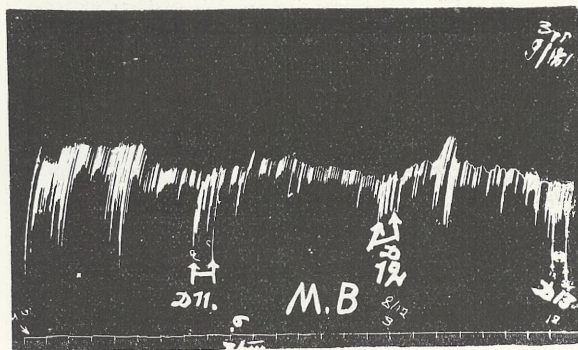


Fig. 2. Série M. B. Expér. №№ 11, 12 et 13 (D. 11, D. 12, D. 13).

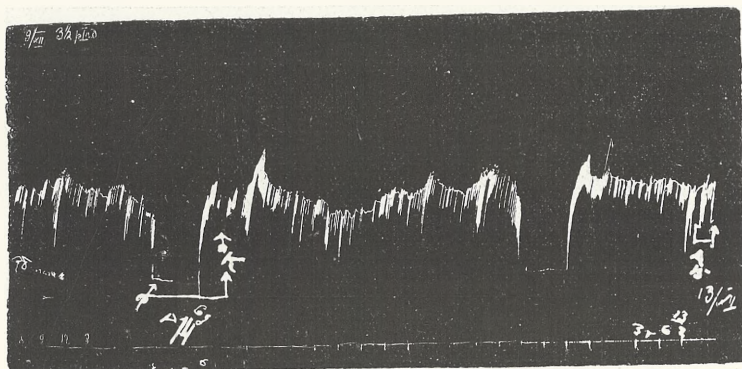


Fig. 3. Série M. B. Expér. №№ 14 et 15 (A. 14 et A. 15).

Stanisław Gartkiewicz.

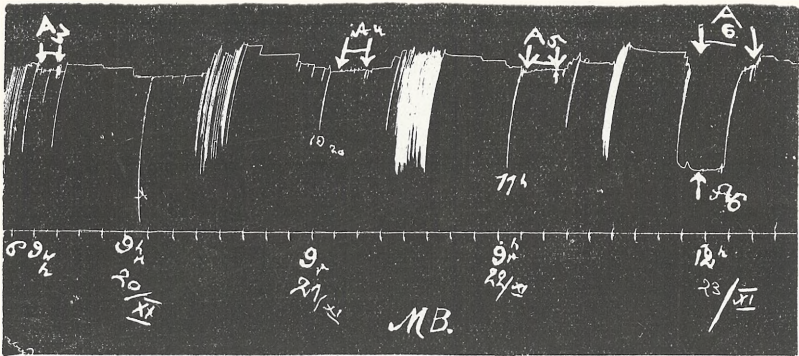


Fig. 4. Série M. B. Expér. №№ 3, 4, 5 et 6 (A₃, A₄, A₅ et A₆).

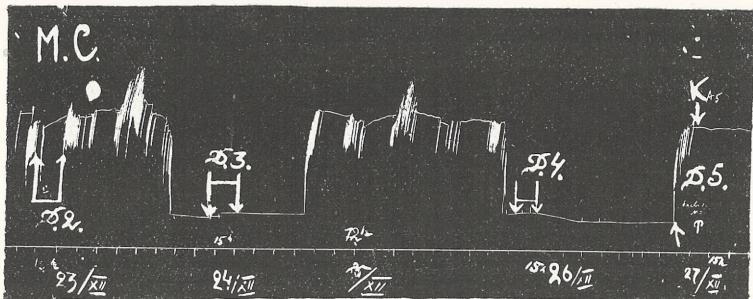


Fig. 5. Série M. C. Expér. №№ 2, 3, 4 et 5 (D. 2, D. 3, D. 4 et D. 5).

Expér. № 3 et № 4 — état de repos.

Expér. № 2 — état d'activité II.

Expér. № 5 — état d'activité I.

Grossissement des mouvements env. 1:4.

Stanisław Gartkiewicz.



KSIĄŻNICA POLSKA

Tow. Naucz. Szkół Wyższych.

Warszawa, Nowy-Świat 59,
tel. 147-62. P. K. O. 117.
Lwów, Czarnieckiego 12.

Poleca następujące wydawnictwa
Tow. Naukowego Warszawskiego:

Archiwum Nauk Biologicznych. T. I. 1922—1923.

1. Wóycicki Z. Rozwój pylników i pyłku u mieszańca bezpłodnego *Nicotiana atropurpurea* × *Nic. silvestris* Speg. et Comes.
2. Prüffer J. Nowe formy motyli peruwjańskich.
3. Prüffer J. Spis motyli peruwjańskich, zebranych przez J. Sztolcmana i K. Jelskiego. Cz. I.
4. Roszkowski W. Przyczyńki do poznania rodziny *Lymnaeidae*. V. W sprawie pochodzenia błotniarek Lemanu.
5. Roszkowski W. VI. Aparat piciowy *Galba truncatula* (Müll.).
6. Stefański W. Zjawiska wydalnicze u nicieni (*Nematodes*) w wolnym stanie żyjących.
7. Demel K. Notatki ortopterologiczne.
8. Domaniewski J. i Sztolcman J. Nowe ptaki z rodziny *Formicariidae*.
9. Domaniewski J. Materiały do ornitofauny ziem polskich. Cz. IV.
10. Domaniewski J. Krytyczne uwagi o palearktycznych przedstawicielach rodzaju *Certhia* Linn.
11. Skalińska M. Próba analizy genetycznej dwubarwnych kwiatów *Petunii*.
12. Wanickówna H. Spostrzeżenia nad zmiennością wrotka *Asplanchna Girardi* de Guerne.
13. Bussel M. *Miscellanea anatomica*.
14. Siemaszko W. Badania mykologiczne w górach Kaukazu.
15. Dziedzicki H. Przegląd europejskich rodzajów *Anatella* Winnertz oraz opis dwu nowych rodzajów *Heteropygium* i *Allophallus*,

Archiwum Nauk Antropologicznych. T. I, II, III.

Organ Instytutu Nauk Antropologicznych T. N. W.

Wydawnictwo Instytutu im. M. Nenckiego.

1. Prace Zakładu Neurobiologii. T. I, 1916. T. II, 1919. T. III. (W druku).
2. Prace Zakładu Fizjologii. Tom I. (1921—1922).
3. Prace Zakładu Biologii Ogólnej. Tom I. (W druku).
4. Prace Stacji Hydrobiologicznej na Wigrach. Tom I. (W druku).
5. Sprawozdanie Stacji Hydrobiologicznej na Wigrach. T. I, zeszyt № 1. 1922.

Książnica Polska

Tow. Naucz. Szkół Wyższych.

Warszawa, Nowy-Świat 59.

Lwów, Czarnieckiego 12.

Księgarnia Uniwersytecka

w Warszawie, Nowy-Świat 59

posiada na składzie:

Wydawnictwa Polskiego Tow. Filozof. we Lwowie.

1. **Ajdukiewicz.** Z metodologii nauk dedukcyjnych Mk. 80
2. **Biegański.** Wnioskowanie z analogji . . . „ —
3. **Błachowski.** Nastawienia i spostrzeżenia . . . „ —
4. „ Badania psychologiczne . . . „ —
5. **Hume.** Badania dotyczące rozumu ludzkiego „ 30

O nowych wydawnictwach Książnicy Polskiej informuje „Przegląd Wydawnictw” Książnicy polskiej — miesięcznik poświęcony krytyce i biblijografji wydawnictw własnych.