

# Rozkład alkaloidów przez bakterje.

(Sur la décomposition des alcaloïdes par les bactéries.<sup>1)</sup>)

Napisała

JULJA ŁYPACEWICZ

## CZEŚĆ OGÓLNA.

### Charakterystyka alkaloidów.

U wielu roślin kwiatowych spotykamy specyficzne substancje, wytwarzane w różnych organach roślinnych, znane pod nazwą alkaloidów. Są to związki azotowe, zwykle krystaliczne, rzadziej płynne, o charakterze zasadowym, tworzące z kwasami sole często dobrze krystalizujące. W roślinach występują zwykle w postaci soli najczęściej spotykanych kwasów organicznych: szczawiowego, jabłkowego, cytrynowego, benzoesowego i in., rzadziej w postaci glikozydów. Alkaloidy są najczęściej czynne optycznie: w przyrodzie występuje zwykle odmiana lewoskrętna, niekiedy prawoskrętna lub racemiczna.

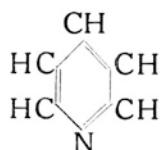
Nazwa alkaloidy nie jest pojęciem systematycznym, związki te bowiem należą do różnych grup chemicznych; obejmujemy je jednak wspólną nazwą ze względu na wiele cech podobnych: wszystkie zawierają w cząsteczce azot, związany w pierścieniu heterocyklicznym, są silnie zasadowe i działają trująco na system nerwowy zwierząt wyższych.

Mimo skomplikowanej budowy, alkaloidy są dość dokładnie poznane pod względem chemicznym. Umożliwia to racjonalne ich ugrupowanie na zasadzie podobieństw strukturalnych. W zależności od rodzaju pierścienia azotowego, wchodzącego w skład cząsteczki, możemy podzielić alkaloidy na następujące grupy (Schmidt, 20):

---

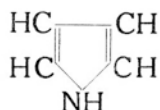
<sup>1)</sup> Présenté à la séance de la Société botanique de Pologne, section de Varsovie. le 15. XII. 1927.

Pochodne pirydyny:



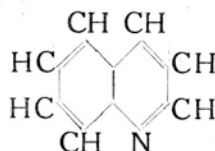
np. koniina, piperyna.

Pochodne pyrolu:



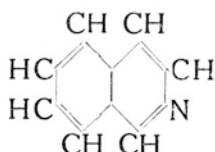
np, nikotyna, atropina.

Pochodne chinoliny:



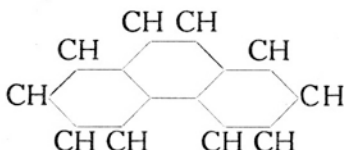
np. chinina, strychnina.

Pochodne izochinoliny:



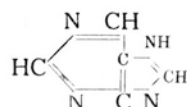
np. narkotyna, papaweryna.

Pochodne fenantrenu:



np. morfina.

Nieco odrębną jest grupa pochodnych puryny:



a więc związków o budowie podobnej do kwasu moczowego; tu należą np. ksantyna, teobromina, kofeina. Należałoby związki te oddzielić od właściwych alkaloidów, ze względu chociażby na ich rozpowszechnienie również w świecie zwierzęcym — właściwe alkaloidy są ciałami typowo roślinnymi. Jednakże z powodu własności fizjologicznych, zbliżonych do alkaloidów, odgraniczenia tego zwykle nie spotykamy.

Ostatnią wreszcie grupą byłyby alkaloidy o nieznanym budowie chemicznej; obejmuje ona związki o niewiadomej strukturze pierścienia.

Alkaloidy należą do ciał bardzo odpornych na działanie czynników chemicznych: pierścień azotowy ulega rozbiciu dopiero pod wpływem silnych środków utleniających, jak np. wrzący kwas azotowy, dwutlenek wodoru, kwas chromowy i t. p. Zmydlenie kwa-

sami względnie ługami prowadzi najczęściej do rozszczepiania cząsteczki na podstawowy pierścień heterocykliczny i odpowiedni kwas.

### Występowanie alkaloidów w świecie roślinnym.

Alkaloidy są naturalnymi produktami świata roślinnego. Charakterystyczne są zwłaszcza dla roślin wyższych; niektóre rodziny wśród dwuliściennych np. *Papaveraceae*, *Solanaceae*, *Rubiaceae*, *Ranunculaceae* i in. wytwarzają znaczne ich ilości. Wśród jednoliściennych występują u niektórych *Liliiflorae*, u nagonasiennych są bardzo rzadkie (*Taxus*, *Ephedra*). U roślin niższych dotychczas ich nie znaleziono.

Alkaloidy spotykamy w różnych organach roślinnych: w nasionach i owocach, w liściach, łodydze, rzadziej w korzeniach. Obfitują w nie zwłaszcza młode, intensywnie rosnące tkanki.

### Powstawanie alkaloidów w roślinie.

Dotychczas nie możemy z całą pewnością odpowiedzieć na pytanie, w jaki sposób odbywa się synteza alkaloidów w roślinie. Większość autorów jest zdania, że droga ta nie jest bezpośrednią, lecz że alkaloidy powstają na skutek rozpadu złożonych związków azotowych. Według Pictet (05, 06, 07) proces ten miałby się odbywać w następujący sposób: z rozpadu wyższych związków azotowych, protein, nuklein, chlorofilu, miałyby powstawać proste pierścienie azotowe, w pierwszym rzędzie pyrol i indol. Z nich dopiero przez kondensację z innymi związkami, znajdującymi się w roślinie, tworzyłyby się alkaloidy. Jako dowód podaje Pictet fakt występowania u niektórych roślin (pieprz, tytoń), pyrrolidyny i metyl-pyrrolidyny obok zwykłych alkaloidów. Jednak w produktach hydrolizy białek nie spotykamy pochodnych pirydyny i chinoliny, a pierścienie te występują często w cząsteczkach alkaloidów. Fakt ten tłumaczy Pictet w sposób bardzo prosty: pierścień pyrolowy można przekształcić w pirydynę, wprowadzając doń piąty atom węgla; reakcja ta zachodzi łatwo pod wpływem różnych czynników chemicznych, np. chloroformu. Czynnikiem takim w roślinie miałby być aldehyd mrówkowy, powstający jakoby przy asymilacji dwutlenku węgla. W analogiczny sposób z indolu powstałaby chinolina.

W ten sposób autor przeprowadza analogię zjawisk dissimilacji w świecie zwierzęcym i roślinnym; alkaloidy byłyby produktami analogicznymi np. do kwasu hipurowego, indykanu zwierzęcego i t. p. Różnica polega na tem, że roślina nie posiada zdolności wydalania zbytecznych produktów przemiany materii, gromadzi je więc w tkan-

kach, kondensując przytem z kwasami względnie węglowodanami dla zneutralizowania.

W alkaloidach naturalnych rzadko spotykamy wolne grupy hydroksylowe lub iminowe, najczęściej wodór jest w nich zastąpiony metylem. Czynnikiem metylującym miałyby być aldehyd mrówkowy i tem tłumaczy Pictet fakt, że w wymienionych grupach nigdy nie występują wyższe rodniki alkilowe.

Zdaniem J. Gadamera (11) uogólnić się ta teoria nie da, conajwyżej może być słuszną dla poszczególnych wypadków. Procesy, towarzyszące rozkładowi białek i tworzeniu alkaloidów są prawdopodobnie bardziej skomplikowane i różnorodne.

### Znaczenie alkaloidów dla rośliny.

Zgodnie z przypuszczeniem, że alkaloidy powstają w roślinie z rozkładu substancji białkowych, większość autorów uważa te ciała za ostateczne produkty przemiany materji, a więc za ekskrety roślinne, które jednak, nagromadzone w pewnych organach mogą mieć ze względu na swe własności trujące, znaczenie ochronne. Niektórzy jednak są zdania, że alkaloidy odgrywają rolę substancji odżywczych, względnie zapasowych. Podaję tu dla przykładu kilka prac, mających uzasadniać ten punkt widzenia.

Z prac G. Clautriau (92) wynika, że całkowita ilość alkaloidów u maku, *Papaver somniferum* L., zawarta jest w okrywach owocowych, nasiona przez cały okres rozwojowy nie zawierają ich wcale; przytem w miarę dojrzewania owocu, ilość alkaloidów maleje. W owocach niedojrzałych, bezpośrednio po zapłodnieniu, na 13·21 g suchej masy owocu ilość alkaloidów wynosiła 0·0817 g; po paru dniach wysychania na powietrzu na 14·50 g — 0·0787 g, w dojrziałych makówkach na 11·10 g tylko 0·0130 g. Na tej zasadzie autor przypuszcza, że alkaloidy zostały zużyte na wytworzenie substancji białkowych w nasionach. Jednak analiza nasion wykazała zmniejszenie się ilości białek w czasie dojrzewania; również zmniejszeniu uległa ilość azotanów, tak, że ogólny bilans azotu kończy się deficytem. Faktu tego autor nie tłumaczy.

H. E. Annett (20) doszedł do następujących wniosków: w soku makówek u różnych gatunków maku ilość alkaloidów maleje w czasie dojrzewania; ubytek ten jest jednak bardzo nieznaczny. Ilości procentowe alkaloidów u poszczególnych gatunków wahają się w znacznych granicach, przyczem niezawsze większa zawartość soku w makówkach, związana jest z większą ilością alkaloidów.

Doświadczenia T. Sabalitschka (26) nad kiełkującymi nasionami *Strychnos nux vomica* L. wykazały w czasie kiełkowania spadek zawartości alkaloidów zarówno bezwzględnej, jak i procentowej. Po wykształceniu pierwszych liści i opadnięciu liścieni następował ponowny wzrost zawartości alkaloidów.

Jeśli by alkaloidy były substancjami odżywczymi względnie zapasowymi, należałoby się spodziewać znacznego wpływu na ich wytwarzanie w roślinie różnych czynników zewnętrznych. Niestety prac, któreby mogły oświecić tę sprawę jest bardzo niewiele, przytem rezultaty często są sprzeczne. Tak np. badania nad wpływem światła na wytwarzanie alkaloidów u *Atropa Belladonna* L. prowadzili J. Rippert (21) oraz A. Goris i H. Deluard (22). Według Rippert'a światło słoneczne ma wpływ ujemny na syntezę alkaloidów; rośliny hodowane w cieniu wytwarzają ich znacznie więcej. Po dwu miesiącach różnica wynosiła dla liści 0·440%, dla łodygi 0·418% w stosunku do suchej masy; jest to różnica duża, jeśli zważymy, że przeciętna ilość alkaloidów u *Atropa* w normalnych warunkach wynosi około 0·4—0·6%. Rośliny zacienione, po ponownym wystawieniu na światło, wykazały w ciągu 13-tu dni spadek zawartości alkaloidów o 0·442%. Że alkaloidy nie wywędrowały do korzeni, świadczą o tem analizy, wykazujące w korzeniach również ubytek u roślin naświetlonych. Autor przypuszcza, że alkaloidy zostały zużyte na wytworzenie pewnych substancyj odżywczych, których jednak bliżej nie określa.

Wprost przeciwne rezultaty otrzymali Goris i Deluard: rośliny, hodowane w normalnych warunkach oświetlenia zawierały 0·52—0·65% alkaloidów w liściach; analizy liści roślin hodowanych w ciągu 6-ciu tygodni w cieniu, a następnie w ciągu 6-ciu tygodni na świetle, wykazały spadek do 0·42%, rośliny zacienione w ciągu 12-tu tygodni zawierały tylko 0·39% alkaloidów.

Jak wynika z doświadczeń W. Płoskiego (27), obfite nawożenie nie wpływa wcale na zawartość alkaloidów w liściach *Datura Stramonium* L. Przez nawożenie wzrasta waga świeżej i suchej masy liści, wskutek czego ogólna ilość alkaloidów jest większa, jednakże zawartość procentowa pozostaje bez zmiany, bez względu na jakość i ilość nawozu.

Wspomnieć tu jeszcze należy o małym prawdopodobieństwie przypuszczeń niektórych autorów, że alkaloidy są podobne do zwierzęcych, roślinne hormony. Zdaniem Ciamician i Ravenna (20, 1) niektóre alkaloidy działają pobudzająco na funkcję chlorofilu; młode

roślinki fasoli, polewane rozcieńczonymi roztworami teobrominy i kofeiny wykazywały szybszy wzrost liści i wytwarzały w nich więcej skrobi.

### Fizjologiczne działanie alkaloidów.

Alkaloidy należą do najsilniejszych trucizn. U zwierząt wyższych powodują porażenie nerwów ruchowych i centrów oddechowych; niektóre mają własności znieczulające.

Mimo szerokiego zastosowania alkaloidów jako środków leczniczych, względnie narkotyków, nie wiemy dotychczas, na czym polega chemizm ich działania na żywy organizm. Doświadczenia, robione zresztą przeważnie na zwierzętach kręgowych, ograniczają się do stwierdzenia objawów, towarzyszących zatruciu.

Siła działania różnych alkaloidów jest niejednakowa; przytaczam dla przykładu kilka cyfr, dotyczących śmiertelnych dawek niektórych alkaloidów;

Dawki śmiertelne na 1 kg przy zastrzyku podskórnym:

Atropiny — dla królika 0·5—0·7 g; dla psa 0·14—0·29 g; dla kota 0·039 g.

Morfiny — dla człowieka 0·2 g, dla żaby 0·6—0·8 g, dla kota 0·04—0·08 g.

Strychniny — dla psa 0·8 g, dla konia 0·49 g.

Bardzo mało wrażliwe okazały się niektóre zwierzęta trawożerne, tak np. świnki morskie, karmione przez dłuższy czas liśćmi *Atropa* nie wykazywały wcale objawów zatrucia.

Niewiele istnieje danych, dotyczących działania alkaloidów na zwierzęta bezkręgowie i rośliny. Niektóre doświadczenia, wykonane na *Ciliata* stwierdzają szkodliwe działania alkaloidów na plazmę zwierzęcą; plazma ulega granulacji i wakuolizacji, a zatem alkaloidy widocznie wpływają silnie na stan dyspersji plazmy, koagulując ją, przez co w krótkim czasie następuje śmierć, nawet przy nieznacznych stężeniach alkaloidów (ok. 1<sup>0</sup>/<sub>100</sub>).

Działanie na enzymy jest mniej wyraźne, dopiero przy znacznych koncentracjach następuje zmniejszenie szybkości reakcyj enzymatycznych, a w rzadkich tylko wypadkach obserwowano całkowite ich zahamowanie.

Protoplazma roślinna zdaje się wykazywać o wiele mniejszą wrażliwość na alkaloidy. Najmniej wrażliwe są bakterje i grzyby — natomiast obserwowano szybkie zamieranie glonów zielonych i okrzemek w słabych nawet roztworach. Pewne dane, dotyczące roślin wyższych, znajdujemy w pracach Ciamician i Ravenna (20, II).

Okazało się, że działanie trujące tych związków wzrasta w miarę zwiększania ilości grup metylowych w cząsteczce. Do doświadczeń brane były 1<sup>0</sup>/<sub>00</sub>-owe roztwory fosforanów i octanów różnych alkaloidów; roztworami temi polewane były kiełkujące roślinki fasoli. W warunkach tych pirydyna i piperydyna (które nie zawierają wcale grup metylowych) okazały się zupełnie nieszkodliwymi. Natomiast metyl-pirydyna powoduje szybkie obumieranie korzeni; koniina zasychanie całej rośliny; morfina — ciemne zabarwienie i obumieranie liści. Działanie atropiny ujawnia się powolniej, objawy zatrucia są widoczne dopiero przy wyrastaniu drugiej pary liści. Pod wpływem nikotyny pierwsze liście usychają, następne są bezbarwne.

Wspomnieć tu jeszcze należy doświadczenia Th. Sabalitschka (23), które wykazują szkodliwe działanie strychniny na korzenie młodych roślinek *Strychnos*. Zatem: rośliny są wrażliwe nawet na alkaloidy, przez siebie wytwarzane.

### Alkaloidy a bakterje.

Roślina, o ile się zdaje, nie posiada zdolności rozkładania wytwarzanych alkaloidów. Ilości ich przy końcu okresu wegetacyjnego są naogół większe, niż w roślinach młodych.

Pominąwszy więc sprawę uwięzienia znacznej ilości azotu, należy przypuszczać, że nagromadzenie tych związków w glebie powodowałoby stopniowe jej zatrucie, co mogłoby uniemożliwić wszelką vegetację. Muszą zatem istnieć w glebie czynniki, powodujące rozkład dostających się do niej alkaloidów. Rozkład ten trudno przypisać działaniu czynników chemicznych — tak silnych środków utleniających, któreby mogły rozszcześcić pierścień azotowy, w glebie nie znajdujemy. Spodziewać się raczej należy działania czynników biologicznych, przedewszystkiem więc bakteryj. Jakkolwiek bowiem wrażliwość różnych organizmów na alkaloidy jest bardzo nierówna, to bakterje, o ile się zdaje, należą do najmniej wrażliwych; tak np. *Bac. Pierantoni* znosi bez szkody 1<sup>0</sup>/<sub>0</sub>-owy roztwór morfiny, *Streptococcus aureus* 2<sup>0</sup>/<sub>0</sub> strychniny; *Bac. Proteus*, *subtilis*, *mesentericus*, *Bact. coli*, *typhi* znoszą 0·05<sup>0</sup>/<sub>0</sub> strychniny.

Być może więc, że istnieją gatunki bakteryj, nie tylko niewrażliwe na działanie trujące alkaloidów, ale mogące wykorzystywać je jako źródło azotu lub węgla. Danych, potwierdzających to przypuszczenie, w literaturze nie spotykamy. Coprawda Behrens (5) wspomina o kilku gatunkach bakteryj, należących do grup *Bact. Proteus* i *subtilis*, znajdujących w fermentującym tytuniu. Nie wyjaśniono jednak, czy bakterje te mają jakikolwiek związek z fermentacją.

tacją tytoniową i zachodzącym przytem częściowym rozkładem nikoty-  
ny; doświadczenia z czystymi kulturami tych bakteryj na tytoniu  
dały całkowicie sprzeczne wyniki.

W ostatnich czasach Fodor i Reifenberg (25) zauważyli  
wytwarzanie się pirydyny i niektórych zasad aminowych w czasie  
fermentacji wyciągu tytoniowego, przyczem początkowo kwaśny od-  
czyn wyciągu zmieniał się na silnie alkaliczny. Pirydyna i zasady  
aminowe mają pochodzić z rozkładu nikoty-  
ny. Autorzy są zdania,  
że czynnikiem powodującym ten rozkład są oksydazy, zawarte w liściach  
tytoniu. Natomiast Faitelowitz (27) przypisuje ten proces dzia-  
łaniu bakteryj, gdyż, jak wykazały jego doświadczenia, po dodaniu  
do ekstraktu tytoniowego chloroformu, który musiał zabić bakterje,  
nie następowała alkalizacja.

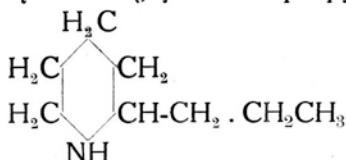
Sprawy te wymagają więc potwierdzenia.

### Alkaloidy użyte do doświadczeń.

Zadaniem mojem było stwierdzić, czy istnieją bakterje, posiada-  
jące zdolność rozszczepiania pierścienia azotowego alkaloidów, a więc  
zużytkowywania ich jako źródła azotu.

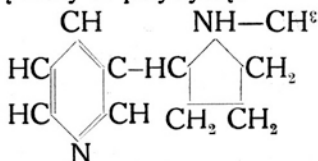
Do doświadczeń wzięłam kilka alkaloidów z różnych grup, mia-  
nowicie: koniinę, nikotyne, atropinę, morfinę, strychninę i chininę.

Koniina jest głównym przedstawicielem grupy pirydynowej;  
ma stosunkowo prostą budowę, jest to  $\alpha$ -propylopiperydyna:



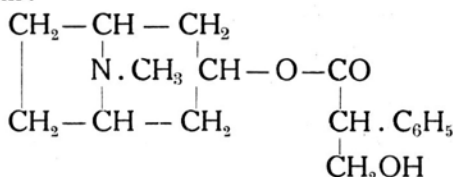
Koniina jest głównym składnikiem alkaloidów *Conium macula-  
tum* L., gdzie występuje w postaci soli kwasu jabłkowego obok koni-  
ceiny, konhydryny, pseudokonhydryny.

Nikotyna należy do grupy pyrołu; cząsteczka jej zawiera  
pierścień pyrolowy połączony z pirydyną:



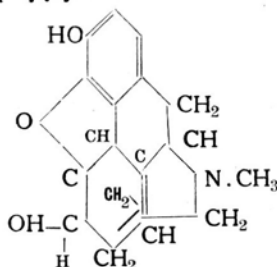
Jestto główny alkaloid *Nicotiana Tabacum* L., gdzie występuje w od-  
mianie lewoskrętnej jako sól kwasu jabłkowego i cytrynowego, obok  
nikoteiny i nikotelliny.

Również do grupy pyrołu należy atropina; cząsteczka jej zawiera pierścień pirydyny w dość skomplikowany sposób skondensowany z pyrolem:



Atropinę znajdujemy u *Atropa Belladonna* L., *Datura Stramonium* L., *Hyoscyamus niger* L. i niektórych innych obok hyoscjminy i skopolaminy. Jest to jeden z nielicznych alkaloidów, występujących w przyrodzie w odmianie racemicznej.

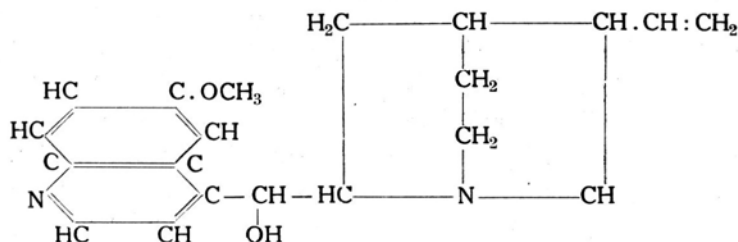
Morfina, alkaloid grupy fenantrenowej, posiada skomplikowaną, niecałkowicie jeszcze ustaloną budowę; nie jest pewnem mianowicie, jaki pierścień azotowy wchodzi w skład cząsteczki. Prawdopodobny wzór jest następujący:



Morfina jest głównym składnikiem opium, które zawiera, zależnie od gatunku maku od 3% do 23% morfiny, pozatem znaczne ilości narkoty, papaweryny, kodeiny, narceiny.

Strychnina, o wzorze sumarycznym  $\text{C}_{21}\text{H}_{22}\text{N}_2\text{O}_2$  należy do grupy chinolinowej. Wzór strukturalny nie jest ustalony. Występuje w postaci soli kwasu jabłkowego u gatunków rodzaju *Strychnos* obok brucyny i kuraryny. Strychnina naturalna jest lewoskrętna.

Również do grupy chinolinowej należy chinina, główny alkaloid rodzaju *Cinchona*, o następującym wzorze:



## CZĘŚĆ FIZJOLOGICZNA.

## Doświadczenia wstępne.

W celu założenia surowych kultur bakteryj, przygotowałem dwie pożywki *A* i *B* o składzie następującym:

Pożywka <i>A</i>	Pożywka <i>B</i>
0,05% $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ;	0,05% $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ;
0,05% $\text{NaCl}$ ;	0,05% $\text{NaCl}$ ;
0,03% $\text{MgSO}_4$ ;	0,03% $\text{MgSO}_4$ ;
0,1% alkaloidu	0,03% $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ ;
	0,02% $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ;
	0,10% alkaloidu

Alkaloidy wzięłam wyżej wymienione w postaci wolnych zasad, jedynie morfinę w postaci chlorowodorku. Pożywki szczepione były ziemią, po cztery kolby z każdym z alkaloidów; dwie z pożywką *A*, a więc zawierające jako jedyne źródło azotu alkaloid, dwie z pożywką *B*. Ziemię brałam z pod roślin, wytwarzających dane alkaloidy, a więc: ziemię z pod *Conium maculatum* L. szczepiłam pożywkę z koniinną, ziemią z pod *Nicotiana tabacum* L. — pożywkę z nikotyną, ziemią z pod *Papaver somniferum* L. — pożywkę z morfiną, ziemią z pod *Atropa Belladonna* L. — pożywkę z atropiną; tą ostatnią szczepiłam również pożywki ze strychniną i chininą, gdyż nie miałam do rozporządzenia *Strychnos* ani *Cinchona*. Wybrałam ziemię z pod *Atropa* dlatego, że był to stary krzak tej rośliny, a zatem największe prawdopodobieństwo znalezienia tam poszukiwanych mikroorganizmów.

Po jednej kolbie z każdym rodzajem pożywki trzymałam w temperaturze pokojowej, po jednej zaś w termostacie o temperaturze 26° C. Po upływie 2—3 tygodni we wszystkich kolbach dało się zauważyć zmętnienie i lekki kożuszek na powierzchni płynu; w kolbach, stojących w termostacie parę dni wcześniej, niż w pozostających w temperaturze pokojowej. Pożywka z chininą dała bardzo słabe zmętnienie. Początkowo słabo alkaliczny odczyn pożywek zmienił się na lekko kwaśny; pożywka z chininą pozostała alkaliczna.

Analiza mikroskopowa wykazała w kulturach dużą ilość bakteryj, przeważnie małych, krótkich pałeczek, poza tem cysty pierwotniaków. Po upływie pięciu tygodni z kolb tych szczepione były pożywki o identycznym składzie (bez ziemi), lecz sterylizowane; warunki temperatury pozostały takie same. Tym razem zmętnienie i kożuszek wystąpiły na koniinnie, nikotynie i atropinie już po upływie 4—5 dni, na morfinie i strychninie po upływie około dwu tygodni. Pożywki z chininą pozo-

stały przez długi czas zupełnie klarowne — powtórne szczepienie również nie dało rezultatu. Należało zatem zaniechać prób z chininą i w dalszej pracy ograniczyć się do pięciu pozostałych alkaloidów. Jak poprzednio kultury surowe, tak i teraz po 3—4 tygodniach pożywki wykazywały odczyn kwaśny, natomiast znacznie mniejszą różnorodność flory bakteryjnej.

Kultury te uległy jeszcze kilkakrotnemu przeszczepianiu, poczem zostały zaszczipione na zwykły agar i wylane na szalki Petri'ego.

### Kultury czyste.

Z szalek agarowych udało się wyodrębnić jedenaście gatunków bakteryj, które oznaczyłam kolejnymi liczbami od 1 do 11.

Nr. 1, 5 i 8 zostały wyodrębnione z koniiny, Nr. 3, 6, 9 i 11 z morfiny, Nr. 10 ze strychniny, Nr. 7 z nikotyny, Nr. 2 z atropiny, nikotyny i strychniny. Warunki temperatury dla kultur agarowych są następujące;

Dla Nr. 1, 2, 3, 6, 9 i 11 optimum ok. 22° C, maksimum ok. 35° C, minimum ok. 10° C. Dla Nr. 10 wreszcie, optimum ok. 35° C, minimum ok. 15° C, maksimum nie zostało określone.

Z pożywki agarowej bakterie szczepione były na sterylizowane pożywki płynne, o składzie jak dla kultur elektywnych. Każdy gatunek szczepiony był na ten alkaloid, z którego został wyodrębniony. Wyniki naogół były dodatnie, z wyjątkiem Nr. 4, 8, 10 i 11, które nie rozwinęły się wcale. Zaniechałem więc dalszych badań nad nimi. Pozostałe 7 gatunków szczepiłam na wszystkie alkaloidy, na oba rodzaje pożywek, t. j. ze związkami mineralnymi azotu i bez nich. Kultury te trzymane były w optymalnych warunkach temperatury. Wyniki były następujące:

Niema różnicy w rozwoju bakteryj na obu rodzajach pożywek, zatem alkaloid zdaje się wystarczać im jako źródło azotu i węgla.

Zbytńia alkaliczność, jak również kwasowość pożywek wpływa ujemnie na rozwój, dotyczy to zwłaszcza gatunków, rozwijających się na koniinie i nikotynie; bakterie rozwijają się najlepiej na pożywce o odczynie obojętnym, wykazują one przytem dość daleko idącą specyficzność w stosunku do poszczególnych alkaloidów.

### Szczegółowy opis zachowania się bakteryj na badanych alkaloidach.

Poszczególne gatunki bakteryj rozwijają się niejednakowo na pożywkach zawierających alkaloidy. Naogół po kilkakrotnem szcze-

pieniu rozwój idzie szybciej — w niektórych kulturach zmętnienie daje się zauważyć już po kilku dniach, podczas gdy na peptonowym agarze dopiero po 2—3 tygodniach. Prawdopodobnie należy to tłumaczyć stopniowym przystosowywaniem się bakterij do środowiska. W miarę zakwaszania pożywki rozwój jest słabszy, jednak komórki zachowują bardzo długo żywotność; pięcio- i sześciomiesięczne kultury, po przeszczepieniu na świeżą pożywkę, rozwijają się dobrze. Wymiary komórek są na pożywkach płynnych z alkaloidem mniejsze, niż na agarze, w poszczególnych wypadkach różnice są dość znaczne.

Niżej podaję opis zachowania się poszczególnych gatunków na badanych alkaloidach;

Nr. 1 rozwija się tylko na koniinie; pożywka szczepiona z kultury agarowej wykazuje słabe zmętnienie po upływie około dwu tygodni. Po zneutralizowaniu rozwój idzie szybciej, zmętnienie jest silne i występuje lekki, biały kożuszek. Przy dalszych szczepieniach zmętnienie daje się zauważyć wcześniej, po 4—5 dniach. Komórki ruchliwe na agarze, nie wykazują zupełnie ruchliwości na pożywce z koniina. Po 3—4 tygodniach odczyn pożywki jest lekko kwaśny, po 7—8 tygodniach większość komórek martwa.

Nr. 2 rozwija się na atropinie, nikotynie i strychninie; na dwu ostatnich dość słabo — zmętnienie widoczne jest po dwu tygodniach, przy następnych szczepieniach nieco wcześniej. Komórki są nieruchome mimo, że na agarze wykazują znaczną ruchliwość. Wkrótce po zakwaszeniu pożywki (3—4 tygodnie), większość komórek zamiera. Na atropinie natomiast Nr. 2 rozwija się bardzo dobrze — daje silne zmętnienie już po 2—3 dniach, ruchliwość komórek jest większa niż na agarze i utrzymuje się aż do słabego zakwaszenia, t. j. ok. 2—3 tygodni. Żywotność zachowują bardzo długo, dopiero w 5—6-cio-tygodniowych kulturach zamieranie komórek jest widoczne.

Nr. 3 tworzy wyraźny, biały kożuszek na morfinie i bardzo słabe zmętnienie, natomiast na koniinie kożuszek jest słabszy, zmętnienie bardziej wyraźne. Rozwój widoczny jest po upływie ok. dwu tygodni, przy dalszych szczepieniach nieco wcześniej. Po zakwaszeniu pożywki komórki szybko zamierają. Na innych alkaloidach Nr. 3 nie rozwija się.

Również wyraźny kożuszek i słabe zmętnienie tworzy Nr. 6 na morfinie i Nr. 9 na morfinie i atropinie. Rozwój jest słabszy niż Nru 3 i dość powolny — nawet po kilkakrotnem szczepieniu widoczny jest po dwu tygodniach dopiero. Komórki ruchliwe na agarze, są na tych pożywkach całkowicie nieruchome i wkrótce po zakwaszeniu zaczynają zamierać.

Nr. 5 zdaje się być bardzo wrażliwym na reakcję środowiska; rozwija się tylko na koniinie i tylko przy neutralnej reakcji pożywki. Tworzy wyraźne zmętnienie po dwu tygodniach i wtedy wykazuje ruchliwość, traci ją jednak szybko po zakwaszeniu pożywki. Po 8—9 tygodniach widoczne jest zamieranie komórek.

Nr. 7 rozwija się tylko na nikotynie, dając silne zmętnienie już po kilku dniach. Pożywka zabarwia się na kolor zielonawo-niebieski, następnie żółty i brunatny; prawdopodobnie więc następuje utlenianie nikotyny. Komórki wykazują dużą ruchliwość i zachowują ją 2 do 3 tygodni, podczas gdy na agarze tracą ją już po kilku dniach. Nr. 7 rozwija się słabo na agarze, a jeszcze słabiej po kilkakrotnem szczepieniu, natomiast szczepiony z nikotyny na agar, rozwija się dobrze. A więc pożywka nikotynowa wydaje się dla tych bakterij bardzo dogodnym środowiskiem.

Pozatem robione były doświadczenia nad rozwojem bakterij na pożywce, zawierającej pirydynę. Chodziło mianowicie o zbadanie możliwości rozkładu prostych pierścieni azotowych; pirydyna była jedynym tego rodzaju związkiem, jaki miałam do rozporządzenia. Wszystkie wyżej wymienione bakterje szczepione były na pożywkę, zawierającą prócz zwykłych składników mineralnych (bez azotu), 0.1% pirydyny; pożywka była neutralizowana kwasem solnym. Dodatnie wyniki dały Nr. 1, 3 i 5, a więc te gatunki, które rozwijają się na koniinie. Jest to zrozumiałe jeśli zważymy, że koniina jest najprostszą pochodną pirydyny; rozwój coprawda był znacznie słabszy, ale uwzględnić należy, że pirydyna jest związkiem ogromnie trwałym.

### Wpływ różnych stężeń alkaloidów.

Przygotowując pożywki o większych stężeniach alkaloidów, wzięłam zamiast wolnych zasad, ich chlorowodorki. W ten sposób można było uniknąć znacznych różnic w odczynie pożywek, gdyż sole te reagują obojętnie, przytem są znacznie lepiej rozpuszczalne. Jak było do przewidzenia, bakterje rozwijają się na solach znacznie lepiej; dotyczy to zwłaszcza dwu najsilniejszych zasad: nikotyny i koniiny. Do doświadczeń brałam następujące stężenia chlorowodorków alkaloidów: 0.5%, 1.0%, 2.0%, w poszczególnych wypadkach 3.0% i 4.0%.

Rezultaty były następujące:

Nr. 1 rozwija się jeszcze, choć bardzo słabo przy stężeniu 1% koniiny; Nr. 2 wykazuje normalny wzrost przy stężeniach 0.5 i 1% atropiny, traci ruchliwość przy stężeniu 2% i 3%, przy stężeniu 4% nie rozwija się wcale. Natomiast 0.5% roztwór strychniny i nikotyny hamuje jego rozwój całkowicie. Nr. 3 rozwija się normalnie przy stę-

żeniach 0·5% i 1% koniiny, bardzo słabo przy stężeniu 2%. Stężenie 0·5% morfiny zaczyna hamować wzrost. Nr. 5 przy stężeniu 0·5% koniiny wykazuje bardzo słabą ruchliwość, przy stężeniu 1% nie rozwija się wcale. Wreszcie dla Nr. 6, 7 i 9 już 0·5%-owy roztwór alkaloidu zaczyna hamować wzrost.

We wszystkich wypadkach, gdy bakterje rozwijają się na większych stężeniach alkaloidów, zakwaszanie pożywek następuje szybko; również wcześniej da się zauważyć zamieranie komórek.

### Kwasowość pożywek i zużycie alkaloidów.

Stopień kwasowości, wytwarzany przez poszczególne gatunki bakteryj jest niejednakowy. Podaję dla ilustracji wyniki miareczkowania dwumiesięcznych kultur na alkaloidach o stężeniu 0·1%. Początkowy odczyn był obojętny, gdyż alkaloidy użyte były w postaci chlorowodoroków.

Podaję ilość  $\text{cm}^3$  1/10 n. NaOH, użytych do zneutralizowania 20  $\text{cm}$  pożywki; jako wskaźnik służyła fenoltaleina.

Rodzaj alkaloidu	Gatunek bakteryj	Ilość $\text{cm}^3$ 1/10 n. NaOH
Koniina	Nr. 1	0·4
"	Nr. 3	0·3
"	Nr. 5	0·5
Atropina	Nr. 2	0·7
"	Nr. 9	0·5
Nikotyna	Nr. 2	0·9
"	Nr. 7	0·5
Morfina	Nr. 3	0·7
"	Nr. 6	0·8
"	Nr. 9	0·6
Strychnina	Nr. 2	0·6

Jakkolwiek nieznaną jest natura wytwarzanych kwasów, prawdopodobnem jest, że powstają one przez rozszczepienie cząsteczki alkaloidów, gdyż prócz nich pożywki zawierały tylko obojętne sole nieorganiczne. Poniższe doświadczenia nasuwają przypuszczenie, że wytwarzanie tych kwasów stoi w związku z rozszczepieniem pierścienia azotowego alkaloidu. Chodziło mianowicie o stwierdzenie, czy alkaloidy znikają po pewnym czasie z kultur, względnie, czy ilość ich ulega widocznemu zmniejszeniu.

Alkaloidy dają wiele bardzo czułych reakcyj jakościowych: do najczulszych odczynników należą: kwas fosforo-molibdenowy i jodek

potasowo-bizmutowy. Najniższe koncentracje, w których można wykryć alkaloidy zapomocą tych odczynników, są następujące:

Jodek potasowo-bizmutowy	Kwas fosforo-molibdenowy
Koniina 1 : 10 000	1 : 10 000
Nikotyna 1 : 40 000	1 : 40 000
Atropina 1 : 65 000	1 : 16 000
Morfina 1 : 16 000	1 : 20 000
Strychnina 1 : 400 000	1 : 100 000

Dane te dotyczą roztworów, zakwaszanych kwasem siarkowym.

Do doświadczeń brałam kultury na pożywkach płynnych, po 20 ccm każda, o stężeniu alkaloidu 0·1% czyli 1 : 1000. Bakterie były odsączone, przesącz wyparowany na łaźni wodnej, a pozostałość rozpuszczona w kilku ccm rozcieńczonego kwasu siarkowego (1 : 50). Badane były dwie serie kultur; pierwsza seria badana była po 95-ciu dniach, druga po 120. W obu wypadkach odczyn pożywek był wyraźnie kwaśny, większość komórek martwa. Prócz tego w drugiej serii badane były pożywki o większych stężeniach alkaloidów.

Wyniki były następujące: W tej serii kultury Nr. 2 na atropinie i Nr. 7 na nikotynie nie dały żadnego osadu z obu odczynnikami, wszystkie pozostałe dały osad wyraźny, choć słabszy niż pożywki czyste, służące do kontroli. W tej serii zatem stężenie atropiny w kulturze Nr. 2 spadło poniżej 1 : 65 000, stężenie nikotyny w kulturze Nr. 7 poniżej 1 : 40 000, znaczna więc część alkaloidu została przez bakterie zużyta.

Seria druga dała wyniki bardzo podobne, jeśli chodzi o stężenie 0·1% alkaloidu. Wszystkie natomiast kultury o stężeniach większych dały reakcję pozytywną, jedynie kultury Nr. 2 na atropinie znacznie słabszą niż pożywki służące do kontroli.

Z dużem prawdopodobieństwem można stwierdzić, że nietylko Nr. 2 i Nr. 7 są zdolne do rozbicia pierścienia azotowego alkaloidów, ale że dotyczy to i pozostałych gatunków; inaczej nie dałoby się wytłumaczyć rozwoju tych bakterij w czystych kulturach, na pożywkach zawierających jako jedyne źródło azotu i węgla organicznego, alkaloid. Przyczyny, że analizy jakościowe nie potwierdzają tego przypuszczenia, należy szukać w zbyt wielkiej czułości stosowanych odczynników, co nie pozwala stwierdzić znacznych nawet różnic w stężeniach.

Streszczając otrzymane wyniki, dochodzimy do następujących wniosków:

Istnieją mikroorganizmy, na które alkaloidy nie działają trująco, przeciwnie, są dla nich dobrą pożywką.

Bakterje te mogą zużytkować alkaloidy jako źródło azotu i węgla.

Rozkład cząsteczki alkaloidu prowadzi do wytwarzania narazie bliżej nieokreślonych kwasów.

Bakterje tej grupy fizjologicznej znajdujemy w glebie; zdają się one być dość rozpowszechnione, nie jest koniecznem szukać ich w glebie, w której rosną w większej ilości rośliny, wytwarzające alkaloidy, próbki zwykłej ziemi ogrodowej lub polnej dają również dodatnie rezultaty.

## CZĘŚĆ MORFOLOGICZNA.

(Opis morfologiczny wyodrębnionych bakterij, ich stosunek do różnych źródeł węgla i azotu oraz porównanie z dotychczas opisywanymi gatunkami).

Wyodrębnione bakterje są to, o ile się dało stwierdzić, gatunki, nigdzie dotychczas nieopisywane. Jednakże z pośród nich Nr. 1, 2 i 6 posiadają pewne cechy, podobne do niektórych znanych gatunków.

Są to nieduże pałeczki, ruchliwe z wyjątkiem Nr. 3. Biczki monolub peritrichialne dadzą się barwić metodą Löfflera; komórki barwią się naogół trudno, z pośród zwykłych barwników najlepsze wyniki daje gencjana w roztworze alkoholowym. Roztwór  $\frac{1}{2}$  n. NaCl plazmolizuje je z łatwością. Bakterje te są typowymi aerobami.

Poza alkaloidami, posiadają one zdolność korzystania z innych źródeł węgla i azotu. Badane było zachowanie się ich na pożywkach zawierających następujące związki węgla: *a*) węglowodany: glukoza, laktoza, sacharoza, skrobia, *b*) alkohole: metylowy, etylowy, gliceryna, mannit, *c*) kwasy organiczne (w postaci soli sodowych): mrówkowy, octowy, masłowy, szczawiowy, jabłkowy, cytrynowy, *d*) tłuszcze: oliwa.

Do każdej z pożywek dodane były jako źródło azotu, siarczan amonu, albo azotan wapnia albo glikokol. Zaznaczyć należy, że na pożywkach z kwasami: mrówkowym i szczawiowym oraz z alkoholem metylowym żaden z badanych gatunków nie rozwijał się.

Pozatem badany był rozwój tych bakterij na niektórych podłożach naturalnych: na kartoflu, marchwi, mleku i jajku. Wreszcie na agarze zwykłym<sup>1)</sup>, żelatynie zwykłej, oraz na wodzie peptonowej.

Niżej podaję szczegółowy opis morfologii komórek oraz ich rozwoju na poszczególnych pożywkach.

<sup>1)</sup> Pod agarem lub żelatyną „zwykłą“ należy zawsze rozumieć agar z 10% cukru gronowego i 10% peptonu.

Nr. 1. Wygląd mikroskopowy: pałeczki proste, cienkie, w młodych kulturach pojedyncze, w starszych często podwójne. W młodych kulturach agarowych daje się zauważyć regularne, równoległe ułożenie komórek. Wymiary komórek na agarze: (kultura 10-cio-dniowa)  $0.8 \times 2.5 - 3.5 \mu$ ; na pożywce płynnej z alkaloidem (kultura 6-cio-dniowa)  $0.8 \times 1.5 - 2.5 \mu$ ; w preparatach, barwionych gencjaną z kultury płynnej:  $0.9 \times 1.0 - 2.0 \mu$ . Komórki wykazują znaczną ruchliwość na agarze i żelatynie, i zachowują ją kilka dni; na pożywce z alkaloidem są nieruchome. Biczki peritrichialne. Bakterie Gram-negatywne. Opt. temp. ok.  $22^{\circ} \text{C}$ ., max. ok.  $35^{\circ} \text{C}$ ., min. ok.  $10^{\circ} \text{C}$ .

Wygląd bakterij na różnych pożywkach.

Żelatyna: czterodniowa kolonia na szalce ma wygląd błyszczącej, białej kropli, średnicy  $0.1 \text{ cm}$ . Po kilku dniach tworzą się dokoła kropli delikatne, białe promienistości, które później rozlewają się w szeroki pas, lekko opalizujący, o falistych brzegach; kolonia 7 do 8-mio-dniowa dochodzi do średnicy  $1 \text{ cm}$  i jest wtedy lekko wgłębiona w żelatynę — następuje bardzo powolne rozrzedzanie. Pod powiększeniem 60:1 środek kolonii jest żółto-brunatny, brzeg prawie całkowicie przezroczysty. Kłuta na żelatynie: jasno-żółta, wypukła, błyszcząca, rozwija się tylko na powierzchni; po 2—3 tygodniach zaczyna się lekko zagłębiać w żelatynę, tworząc szeroki i płaski lejek.

Agar: Ukłucie jest wyraźnie żółte, rośnie szeroko, tworząc boczne promienistości; środek jest błyszczący i wypukły.

Kartofel: początkowo żółta kolonia, która szybko śluzowacieje i nabiera barwy brunatnej; barwik dyfunduje do podłoża.

Marchew: kolonia pozostaje żółta, nieco śluzowata, rozwój nieco słabszy niż na kartoflu.

Jajko: rozwój silny, wytwarzają się znaczne ilości siarkowodoru, kolonia jest śluzowata, o intensywnej żółtej barwie.

Mleko: rozwój bardzo powolny, kazeina ulega stopniowo rozpuszczeniu, surowica zabarwia się początkowo na kolor żółty, następnie brunatny i staje się śluzowatą. Początkowo słabe zakwaszenie, następnie dość silna alkalizacja.

Woda peptonowa: silne białe zmętnienie. Odczyn kwaśny.

Węglowodany: silny rozwój na glukozie i laktozie, nieco słabszy na sacharozie; słabe zakwaszenie tych pożywek. Skrobi nie hydrolizuje.

Alkohole: silny rozwój na mannicie i glicerynie, słabszy na alkoholu etylowym; lekkie zakwaszanie. Na alkoholu metylowym nie rozwija się wcale.

Kwasy organiczne: słabe zmętnienie na kwasie octowym, silne na masłowym, jabłkowym i cytrynowym, na tym ostatnim lekki kożuszek. Odczyn pozostaje obojętny. Na kwasach mrówkowym i szczawiowym nie rozwija się wcale.

Oliwa: dość silne zmętnienie.

Chorobotwórczość: nieszkodliwe dla myszy (zastrzyk podskórny).

Nr. 1 wykazuje pewne podobieństwo do *Bac. ochraceus* Zimm. Jest to bakteria bezsporowa, o dość powolnych ruchach, Gram-negatywna. Tworzy żółte kolonie na agarze, żelatynie i kartoflu. Zwłaszcza wygląd kolonii na agarze przypomina Nr. 1; jednakże wielkość komórek *Bac. ochraceus* dochodzi do  $4.5 \mu$ , tworzy on przyległe długie łańcuszki.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 1 rozwija się tylko na koniinie; maksymalne stężenie alkaloidu: słabszy rozwój na pirydynie  $2\%$ .

Nr. 1 otrzymuje nazwę: *Bacterium pyridini* n. sp. (K. Bassalik et J. Łypacewicz).

Diagnosis: Bacilli recti, tenues in recente cultura solitarii, in veteri saepe bini. Cellulae in recente cultura in agar regulariter, paralleliterque dispositae; in agar (cultura 10 dierum)  $0.8 \times 2.5 - 3.5 \mu$ , in substratu fluido alcaloidali (cultura 6 dierum)  $0.8 \times 1.5 - 3.5 \mu$ , in praeparatis gentiana tinctis, ex cultura fluida  $0.9 \times 1.0 - 2.0 \mu$  magnae. Mobilitas cellularum in agar et gelatina eminens aliquot dies persistens; in substratu alkaloidali cellulae immobiles. Cilia peritricha. Tinctio Gramnegativa. Temp. opt. circa  $22^{\circ}C$ , max. ca  $35^{\circ}C$ , min. ca  $10^{\circ}C$ .

Nr. 9. Wygląd mikroskopowy: długie, zaokrąglone pałeczki, zwykle pojedyncze, w młodych kulturach agarowych układają się często równolegle. Wymiary komórek w kulturze agarowej:  $0.7 \times 2.5 - 3.5 \mu$ ; w kulturze płynnej z alkaloidem:  $0.7 \times 1.5 - 2.5 \mu$ ; w preparatach, barwionych gencjaną:  $0.8 - 1.0 \times 1.0 - 1.5 \mu$ . Ruchliwość, na agarze i żelatynie nieznaczna, zachowuje się kilka dni. Biczki monotrichialne. Na pożywce z alkaloidem nieruchome. Gram-negatywne. Opt. temp. ok.  $22^{\circ}C$ , max. ok.  $35^{\circ}C$ , min. ok.  $10^{\circ}C$ .

Wygląd bakterij na różnych pożywkach:

Żelatyna: kolonia na szalce początkowo żółtawa, błyszcząca kropla, średnicy około  $0.5 \text{ mm}$ ; po 5–6 dniach tworzy się dokoła niej biały, przeźroczysty pas, po 10 dniach rozwijają się w nim delikatne promienistości, kolonia lekko opalizuje, i dochodzi do średnicy  $2 \text{ cm}$ . Pod powiększeniem 60:1 środek kolonii jest brunatno-zielony, przechodząc

stopniowo ku brzegom w żółty i biały. Kłuta kultura na żelatynie jest matowa, jasno żółta, o brzegu postrzępionym, rozwija się na powierzchni. Żelatyny nie rozrzedza.

Agar: kolonia jest wyraźnie żółta, rośnie szeroko, tworząc boczne promienistości.

Kartofel: kolonia żółta, śluzowata, po pewnym czasie brunatna z odcieniem czerwonym; barwik dyfunduje do podłoża.

Marchew: kolonia jasno żółta, lekko śluzowata.

Jajko: rozwój silny, wytwarzanie siarkowodoru, kolonia żółta, śluzowata.

Mleko: powolne rozpuszczanie kazeiny, surowica żółta, następnie brunatna, śluzowata. Początkowo słabe zakwaszanie, następnie dość silna alkalizacja.

Woda peptonowa: rozwój silny; zakwaszanie.

Weglowodany: silny rozwój na glukozie i laktozie, słabszy na sacharozie; słabe zakwaszanie. Skrobi nie hydrolizuje.

Alkohole: silny rozwój na mannicie i glicerynie, słabszy na alkoholu etylowym, lekkie zakwaszanie. Na alkoholu metylowym nie rozwija się.

Kwasy organiczne: dość słaby rozwój na kwasie octowym, silny na masłowym, jabłkowym i cytrynowym, na tym ostatnim lekki kożuszek. Odczyn pozostaje obojętny. Na kwasie mrówkowym i szczawowym nie rozwija się.

Oliwa: rozwój nieznaczny.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 9 rozwija się na morfinie i atropinie; max. stężenia alkaloidu: 0.5%.

Chorobotwórczość: nieszkodliwe dla myszy (zastrzyk podskórny).

Nr. 9 zostaje nazwanym: *Bacterium atropini* n. sp. (K. B. et J. Ł.).

Diagnosis: Bacilli longi ed fines subrotundati, praecipue solitarii in recente cultura saepe paralleliter dispositi. Cellulae in agaro  $0.4 \times 2.5 - 3.5 \mu$  magnae, in cultura fluida alcaloidali  $0.4 \times 1.5 - 2.5 \mu$ , in praeparatis gentiana tinctis  $0.8 - 1.0 \times 1.0 - 1.5 \mu$  magnae. Mobilitas in agaro et gelatina minima aliquot dies persistens. Cilia monotricha. In cultura alkaloidali cellulae immobiles. Tinctio Gram negativa. Temp. opt. ca  $22^{\circ} \text{C}$ , max. ca  $35^{\circ} \text{C}$ , min. ca  $10^{\circ} \text{C}$ .

Proprietas pathogenica: Injectio subcutanea muribus non nocet.

Nr. 2. Wygląd mikroskopowy: grube, krótkie pałeczki, o końcach zaokrąglonych, pojedyncze lub podwójne, w starszych kulturach po kilka w łańcuszku. Wielkość komórek na agarze:  $1.0 \times 2.0 - 3.0 \mu$ ;

na pożywce płynnej z alkaloidem  $1.0 \times 2.0 - 2.5 \mu$ , w preparatach barwionych gencjaną  $1.0 \times 2.0 - 2.0 \mu$ . Ruchliwość na agarze i żelatynie zachowuje się kilka dni, na pożywce z atropiną 2—3 tygodnie, na pożywkach z nikotyną i strychniną komórki są nieruchome. Biczki monotrichialne, umieszczone nieco boczenie. Gram-pozytywne. Opt. temp. ok.  $22^{\circ}\text{C}$ , max. ok.  $35^{\circ}\text{C}$ , min. ok.  $10^{\circ}\text{C}$ .

Wygląd bakterij na różnych pożywkach:

Żelatyna: kolonja na szalce początkowo żółtawo-szara, wypukła, gładka, średnicy ok. 1 mm, po 7-miu dniach dochodzi do średnicy 3 mm. Pod powiększeniem 60:1 środek jest jednolity, żółto-brunatny zewnątrz szarawy pas, dalej zaś regularne promienie naprzemian ciemno żółte i brunatne. Kłuta kultura na żelatynie jest biała, płaska, o gładkich brzegach, po kilku dniach jasno żółta. Rozwój naogół słaby.

Agar: rozwój dość słaby, kolonja tworzy wąski pas, prawie biały, płaski, o lekko falistych brzegach.

Kartofel: kolonja początkowo brunato-żółta, matowa, wypukła, po pewnym czasie śluzowacieje, nabierając barwy ciemniejszej.

Marchew: kolonja brudno-biała, lekko śluzowata.

Jajko: rozwój słaby, kolonja jasna, żółto-brunatna, wydzielania siarkowodoru nie stwierdzono.

Mleko: bardzo powolne rozpuszczanie kazeiny, surowica żółto-zielona, kleista, odczyn alkaliczny.

Woda peptonowa: silne zmętnienie i biały kożuszek. Odczyn kwaśny.

Węglowodany: słaby rozwój i lekkie zakwaszanie na glukozie; na laktozie, sacharozie i skrobi nie rozwija się.

Alkohole: na alkoholu metylowym i mannicie nie rozwija się, na alkoholu etylowym i glicerynie słabe zmętnienie, i zielony, lekko fluoryzujący barwik. Odczyn słabo kwaśny.

Kwasy organiczne: słaby rozwój na kwasie octowym, silny na masłowym, jabłkowym i cytrynowym, na tym ostatnim tworzy kożuszek. Na wszystkich wytwarza jasno zielony, lekko fluoryzujący barwik, odczyn pozostaje obojętny. Na kwasie mrówkowym i szczawiovym nie rozwija się.

Oliwa: rozwój nieznaczny.

Z pośród badanych alkaloidów silny rozwój na atropinie, słabszy na nikotynie i strychninie. Stężenie maksymalne atropiny 4%, nikotyny i strychniny 0.5%.

Chorobotwórczość: podskórny zastrzyk dla myszy czasem zabójczy.

Gatunek ten wykazuje pewne podobieństwo w tworzeniu barwika brunatnego i zielonego do *Bac. ferrugineus* L. N. Jednak ten ostatni wytwarza barwik brunatny na wszystkich pożywkach, płynnych i stałych, przyczem dyfunduje on zawsze w głąb podłoża. Nr. 2 natomiast tworzy barwik dyfundujący tylko na kartoflu, i w słabym stopniu na mleku, na jajku barwik ogranicza się do kolonji, a kultury na agarze i żelatynie są żółte. Zielona fluorescencja była opisywana dla *Bac. ferrugineus* na pożywkach alkoholowych, kwasy organiczne nie były badane. Oba gatunki są pozatem nieco podobne morfologicznie z kształtu i wielkości komórek, ruchliwości, braku spor.

Nr. 2 zostaje nazwanym: *Bacterium strychnini* n. sp. (K. B. et J. Ł.).

**Diagnosis:** Bacilli lati, breves ad fines subrotundati, solitarii vel bini, in veteri cultura aliquot cellulae in catenulam dispositae. Cellulae in agaro  $1.0 \times 2.0 - 3.0 \mu$ ; in substratu fluido alkaloidali  $1.0 \times 2.0 - 2.5 \mu$ ; in praeparatis gentiana tinctis  $1.0 \times 2.0 - 2.0 \mu$  magnae. Mobilitas in agaro et gelatina aliquot dies, in substratu cum atropino 2—3 septimanas persistens; in substratu cum nicotino vel strichnino cellulae immobiles. Cilia monotricha versus apicem latera-liter disposita. Tinctio Gram positiva. Temp. opt. circa  $22^{\circ}\text{C}$ , max. ca  $35^{\circ}\text{C}$ , minimum ca  $10^{\circ}\text{C}$ .

**Proprietas pathogenica:** Injectio subcutanea muribus parce nocens.

Nr. 3. Wygląd mikroskopowy: cienkie pałeczki, nieco zwężone na końcach, nieruchome, tworzą łańcuszki; w starych kulturach błony między komórkami zanikają, przez co powstają jednolite twory długości do 8—10  $\mu$ . Wielkość komórek na agarze:  $0.8 \times 2.0 - 3.5 \mu$ , na pożywce z alkaloidem  $0.8 \times 2.0 - 3.0 \mu$ , w preparatach barwionych gencjaną  $0.7 \times 1.2 - 2.0 \mu$ . Gram-pozytywne. Opt. temp. ok.  $22^{\circ}\text{C}$ , max. ok.  $35^{\circ}\text{C}$ , min. ok.  $10^{\circ}\text{C}$ .

Wygląd bakterij na różnych pożywkach.

Żelatyna: trzydniowa kolonja na szalce jest wypukła, gładka, żółta z odcieniem różowym, średnicy około 2 mm, po tygodniu dochodzi do 3—4 mm. Pod powiększeniem 60:1 młoda kolonja jest brunatno-szara, ziarnista, o brzegu falistym; po 14-tu dniach środek jest ciemno-żółty, gładki, dokoła niego wypukły pierścień szaro-brunatny, dalej zaś szeroki pas wycinków wyraźnie pooddzielanych jasnymi promieniami; sam brzeg prawie biały, nieregularnie żyłkowany, brunatny. Kłuta kultura na żelatynie jest żółto-różowa, wypukła, gładka. Po 10—15-tu dniach tworzą się fałdy promieniste, kolonja staje się bardziej płaską i matową.

Agar: Kolonja rośnie początkowo wąskim pasem, po 3-4 dniach rozlewa się szeroko i nabiera barwy różowej.

Kartofel: kolonja wypukła, różowa, po pewnym czasie śluzowacieje.

Marchew: kolonja różowa, o nieregularnych brzegach, śluzowata.

Jajko: rozwój słaby, wydzielania siarkowodoru nie stwierdzono, kolonja żółto-brunatna, matowa.

Mleko: bardzo powolne rozpuszczanie kazeiny, surowica żółtawa, kleista, odczyn alkaliczny.

Woda peptonowa: silne zmętnienie i różowy kożuszek, odczyn kwaśny.

Węglowodany: silny różowy kożuszek na glukozie i sacharozie. słaby na laktozie, lekkie zakwaszanie. Skrobi nie hydrolizuje.

Alkohole: dość silne zmętnienie i różowy kożuszek na manninie i glicerynie, słabszy na alkoholu etylowym, odczyn lekko kwaśny. Na alkoholu metylowym nie rozwija się.

Kwasy organiczne: silny różowy kożuszek na kwasie cytrynowym i octowym, słabszy na masłowym i jabłkowym; odczyn pozostaje obojętny. Na kwasie mrówkowym i szczawiowym nierozwija się.

Oliwa: rozwój nieznaczny, lekki kożuszek.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 3 rozwija się na morfinie i koniinie i słabo na pirydynie. Maksymalne stężenie koniiny 3<sup>0</sup>/<sub>0</sub> morfiny do 0.5<sup>0</sup>/<sub>0</sub>.

Chorobotwórczość: nieszkodliwa dla myszy (zastrzyk podskórny),

Nr. 3 zostaje nazwanym: *Bacterium narcotini* n. sp. (K. B. et J. Ł.).

Diagnosis: Bacilli tenues, ad fines parum attenuati, immobiles, catenulas formantes; in veteri cultura membranae cellularum evanescentes, qua causa specimina 8–10  $\mu$  longa formantes. Cellulae in agar 0.8  $\times$  2.0 — 3.5  $\mu$ ; in substratu fluido alkaloidali 0.8  $\times$  2.0  $\mu$  — 3.0  $\mu$ ; in culturis gentiana tinctis 0.4  $\times$  1.2 — 2.0  $\mu$  magnae. Tinctio Gram positiva. Temp. opt. circa 22° C, max. ca 35° C, min. ca 10° C.

Nr. 6. Wygląd mikroskopowy: cienkie pałeczki, zaokrąglone na końcach, pojedyncze. Wielkość komórek na agarze: 0.8  $\times$  2.0 — 3.0  $\mu$ , na pożywce płynnej z alkaloidem: 0.8  $\times$  1.5 — 2.0  $\mu$ , w preparatach barwionych gencjaną 0.6 — 0.7  $\times$  0.8 — 1.0  $\mu$ . Ruchliwość dość znaczną na agarze i żelatynie zachowują kilka dni; biczyki monotrichialne. Na pożywce z alkaloidem nieruchome. Gram-negatywne. Opt. temp. około 22° C., max. ok. 35° C., min. ok. 10° C.

Wygląd bakterij na różnych pożywkach.

**Żelatyna:** trzydniowa kolonia na szalce jest jasno-żółta, gładka, średnicy około 1·5 mm. Po kilku dniach zaczyna silnie rozrzedzać żelatynę, zagłębia się, a następnie rozlewa, dochodząc do 1 cm średnicy. Pod powiększeniem 60 : 1 młoda kolonia ma środek żółty, ziarnisty, brzeg postrzępiony, niewyraźny, biały. Kłuta kultura na żelatynie jest prawie biała, przezroczysta, już po dwu dniach wgłębiona, tworząc szeroki, płytki lejek. Po 10 dniach rozrzedza na całej powierzchni do głębokości około 1 cm. Warstwa rozrzedzonej żelatyny jest przezroczysta, na dnie białe osad.

**Agar:** kłuta kultura jest wyraźnie żółta, wypukła, śluzowata.

**Kartofel:** kolonia początkowo żółtawa, matowa, szybko śluzowacieje i nabiera barwy brunatnej; barwik dyfunduje do podłoża.

**Marchew:** kolonia jasno-żółta, śluzowata.

**Jajko:** rozwój silny, żółta początkowo kolonia szybko staje się brunatną, barwik dyfunduje do podłoża; białko jajka staje się prawie czarne, przezroczyste, żółtko ciemno-brunatne; silne wydzielanie siarkowodoru.

**Mleko:** rozwój zaczyna się rozpuszczaniem kazeiny, surowica staje się kleista, żółta, następnie czerwono-brunatna, początkowo słabo-kwaśny odczyn zmienia się na alkaliczny.

**Woda peptonowa:** silne białe zmętnienie, odczyn kwaśny.

**Węglowodany:** na glukozie, laktozie i sacharozie nie rozwija się. Skrobię hydrolizuje łatwo w obecności soli amonowych, nieco wolniej w obecności azotanów.

**Alkohole:** nie rozwija się.

**Kwasy organiczne:** nie rozwija się.

**Oliwa:** nie rozwija się.

Zachowanie się Nru 6 na jajku i mleku przypomina *Pseudomonas trifolii* L. & N. Również podobny jest rozwój na kartoflu. Oba gatunki są ruchliwe, spor nie tworzą, *Pseudomonas trifolii* jest jednak znacznie mniejsza (0·5 — 0, 7 × 0, 75 — 2, 1 μ), przytem tworzy długie, jednolite nitki i rośnie na cukrach, alkoholach i kwasach organicznych.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 6 rozwija się tylko na morfinie. Maksymalne stężenie alkaloidu: 0·5%.

**Chorobotwórczość:** Nieszkodliwe dla myszy (zastrzyk podskórny).

Nr. 6 zostaje nazwanym: *Bacterium morphini* n. sp. (K. B. et J. L.).

**Diagnosis:** Bacilli tenues ad fines subrotundati solitarii. Cellulae in agaro: 0·8 × 2·0 — 3·0 μ, in substratu fluido alcaloidali 0·8 × 1·5 — 2·0 μ in praeparatis gentiana tinctis 0·6 — 0·4 × 0·8 — 1·0 μ magnae. Mobilitas in agaro et gelatina eminens, aliquot dies

durans; cilia monotricha. Cellulae in substratu fluido alcaloidali immobiles. Tinctio Gram negativa. Temp. opt. circa 22° C, max. ca 35° C, min. ca 10° C.

Nr. 5. Wygląd mikroskopowy: krótkie pałeczki, zaokrąglone na końcach, zwykle pojedyncze, niekiedy podwójne. Wielkość komórek na agarze  $0.8 \times 2.0 - 3.0 \mu$ , na pożywce płynnej z alkaloidem  $0.8 \times 1, 5 - 2, 5 \mu$ , w preparatach barwionych gencjaną  $0.7 \times 1, 0 - 1, 5 \mu$ . Ruchliwość na agarze i żelatynie zachowują parę dni, na pożywce z alkaloidem 2—3 tygodnie. Biczki monotrichialne umieszczone nieco bocznie. Gram-negatywne. Opt. temp. około 30° C max., powyżej 35° C, min. ok. 10° C.

Wygląd bakterij na różnych pożywkach.

Żelatyna: trzydniowa kolonia na szalce jest biała, wypukła, gładka, średnicy 0.5 mm, po tygodniu dochodzi do 2 mm. Pod powiększeniem 60 : 1 młoda kolonia jest brunatno-żółta, o strukturze siatkowatej, brzeg szary, lekko falisty. W starszej kolonii tworzą się delikatne białe promienie i zaczyna się bardzo słabe rozrzedzanie żelatyny. Kłuta kultura na żelatynie jest biała, gładka, po pewnym czasie zagłębia się, tworząc płytki lejek. Lejek ten składa się z kilku cienkich przeźroczystych warstw, nałożonych jedna w drugą; kolonia staje się wówczas jasno-żółta, rozrzedzanie jest bardzo powolne.

Agar: kłuta kultura jest jasno-żółta, płaska, o lekko falistym brzegu.

Kartofel: kolonia początkowo szara, matowa, szybko śluzowacieje, przechodząc w kolor brunatno-czerwony.

Marchew: kolonia szarawa, śluzowata, rozwój dość słaby.

Jajko: rozwój słaby, kolonia jasno-brunatna, gładka, wydzielania siarkowodoru nie stwierdzono.

Mleko: kazeina powoli ulega rozpuszczeniu, surowica wodnista, zabarwiona na kolor zielonkawy. Odczyn alkaliczny.

Woda peptonowa: charakterystyczny biały kożuszek, rozgałęziony w formie grzybni, płyn pod nim prawie klarowny. Odczyn kwaśny.

Węglowodany: silny rozwój na glukozie i laktozie, znacznie słabszy na sacharozie; odczyn lekko kwaśny. Skrobi nie hydrolizuje.

Alkohole: dość silny rozwój na alkoholu etylowym i glicerynie, nieznaczny na manninie; odczyn lekko kwaśny. Na alkoholu metylowym nie rozwija się.

Kwasy organiczne: słaby rozwój na kwasach octowym i masłowym, silny na jabłkowym i cytrynowym, na tym ostatnim biały ko-

żuszek. Odczyn pozostaje obojętny. Na kwasach mrówkowym i szczawowym nie rozwija się.

Oliwa: rozwój nieznaczny.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 5 rozwija się na koniinie; Maksymalne stężenie alkaloidu: 1%. Słaby rozwój na pisydynie.

Chorobotwórczość: Nieszkodliwe dla myszy (zastrzyk podskórny).

Nr. 5. zostaje nazwanym: *Bacterium coniini* n. sp. (K. B. et J. Ł.).

Diagnosis: Bacilli breves ad fines subrotundati praevertim solitarii, interdum bini. Cellulae in agar 0.8 × 2.0 — 3.0 μ, in substratu fluido alcaloidali 0.8 × 1.5 — 2.5 μ, in preparatis gentiana tinctis 0.4 × 1.0 — 1.5 μ magnae. Mobilitas in agar et gelatina aliquot dies, in substratu alcaloidali 2—3 septimanas persistens. Cilia monotricha versus apicem lateraliter disposita. Tinctio Gram negativa. Temp. opt. circa 30° C, max. super. 35° C, min. ca 10° C.

Nr. 7. Wygląd mikroskopowy: nieduże pałeczki, płasko zakończone, tworzą łańcuszki po 4—5 komórek. Wielkość komórek na agarze: 0.8 × 2.5 — 3.5 μ, na pożywce płynnej z alkaloidem 0.8 × 1.5 — 2.5 μ, w preparatach barwionych gencjaną 0.7 × 1.0 — 1.5 μ. Ruchliwość duża, zwłaszcza na pożywce z nikotyną, gdzie utrzymuje się kilka tygodni. Biczki peritrichialne. Gram-pozytywne. Opt. temp. około 30° C, max. wyżej 35° C, min. ok. 10° C.

Wygląd bakterij na różnych pożywkach.

Żelatyna: kolonia na szalce żółtawa, gładka, po pięciu dniach dochodzi do średnicy 2 mm, tworząc wtedy dokoła ciemniejszego środka biały, przezroczysty pas. Pod powiększeniem 60 : 1 kolonia jest jednolita, brunatna, z odcieniem czerwonym; w starszej kolonii środek staje się jaśniejszy, brzeg szary, lekko falisty. W kłutej kulturze rozwija się na żelatynie bardzo słabo, tworząc zaledwie małą, białą plamkę na powierzchni.

Agar: kłuta kultura jest biała, matowa, rozwija się słabo, a po kilkakrotnem szczepieniu wogóle przestaje wyrastać.

Kartofel: kolonia wypukła, matowa, brunatna, po pewnym czasie śluzowacieje i staje się ciemniejszą.

Marchew: kolonia brudno-biała, płaska, śluzowata.

Jajko: rozwój silny, kolonia początkowo żółta, szybko śluzowacieje i staje się brunatną; barwik dyfunduje do podłoża. Silne wydzielanie siarkowodoru.

Mleko: powolne rozpuszczanie kazeiny, surowica wodnista, przezroczysta. Odczyn alkaliczny.

Woda peptonowa: silne białe zmętnienie i gruby kożuszek. Odczyn kwaśny.

Węglowodany: silny biały kożuszek i zmętnienie na glukozie i sacharozie; odczyn lekko kwaśny. Skrobię hydrolizuje szybko. Na laktozie nie rozwija się.

Alkohole: słaby rozwój na glicerynie i alkoholu etylowym, nieznaczne zakwaszanie. Na mannicie i alkoholu metylowym nie rozwija się.

Kwasy organiczne: silny rozwój na kwasach masłowym, jabłkowym i cytrynowym, słaby na octowym, na dwu ostatnich biały kożuszek. Odczyn pozostaje obojętnym. Na kwasach mrówkowym i szczawiovym nie rozwija się.

Oliwa: rozwój nieznaczny.

Z pośród badanych alkaloidów Nr. 7 rozwija się tylko na nikotynie. Maksymalne stężenie alkaloidu: 0.5<sup>0</sup>/<sub>0</sub>.

Chorobotwórczość: Nieszkodliwe dla myszy (zastrzyk podskórny).

Nr. 7 zostaje nazwanym: *Bacterium nicotini* n. sp.

Diagnosis: Bacilli parvi, ad fines plani, catenulas cum 4—5 cellulis formantes. Cellulae in agar 0.8 × 2.5 — 3.5 μ, in substratu fluido alcaloidali 0.8 × 1.5 — 2.5 μ, in praepartis gentiana tinctis 0.4 × 1.0 — 1.5 μ magnae. Mobilitas magna, praesertim in substratu cum nicotino, ubi aliquot septimanas durat. Cilia peritricha. Tinctio Gram positiva. Temp. opt. ca 30<sup>0</sup> C, max. super 35<sup>0</sup> C, min. ca 10<sup>0</sup> C.

### Streszczenie wyników.

1) Wyodrębniono siedm gatunków bakteryj, których główną cechą fizjologiczną stanowi zdolność zużytkowywania alkaloidów jako źródła azotu i węgla i wytwarzania przytem pewnych kwasów.

2) Bakterje te zostały szczegółowo opisane pod względem morfologicznym. Są to: *Bacterium pyridini* n. sp., *Bacterium atropini* n. sp., *Bacterium strychnini* n. sp., *Bacterium narcotini* n. sp., *Bacterium morphini* n. sp., *Bacterium coniini* n. sp. i *Bacterium nicotini* n. sp.

3) Organizmy te rozkładają dostające się do gleby alkaloidy i w ten sposób przyczyniają się do uwolnienia azotu z pierścienia heterocyklicznego, a więc z postaci, w jakiej nie może on być przyswajany przez rośliny wyższe.

4) Pozostaje do rozstrzygnięcia, jakie są produkty rozkładu cząsteczki alkaloidu, oraz, jak się ta sprawa przedstawia ilościowo.

Na zakończenie pragnę wyrazić prawdziwą wdzięczność Kierownikowi Zakł. Fizjol. Roślin, Prof. Drowi K. Bassalikowi za stale okazywaną mi pomoc i udzielanie cennych wskazówek. Panu Prof. Drowi bot. Bolesławowi Hryniewieckiemu za przetłumaczenie mi dżagnoz na język łaciński, a Pani Dr. Z. Krasińskiej za przetłumaczenie streszczenia składaam serdeczne podziękowanie.

Z Zakładu Fizjologii Roślin Uniw. Warszawskiego.

### Piśmiennictwo.

- Annet, H. E. 1920. Factors influencing alcaloidal content and yield of latex in the opium poppy (*Papaver somniferum*). *Biochem. Journ.* **14** (618).
- Bauer, K. H. 1921. *Analytische Chemie der Alkaloide*, Berlin.
- Behrens, J. 1905. *Mykologie der Tabakfabrikation. Handbuch d. techn. Mykologie.* **5** (1).
- Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. 1925. Baltimore.
- Berichte über die gesamte Physiologie. 1921 **5**, **6**, **7**; 1922 **12**; 1924 **26**; 1926 **35**.
- Ciamician, G. & Ravenna C. 1920. Sur la signification biologique des alcaloïdes dans les plantes. *C. R. d. l'Acad. d. sc.* **171** (836, 839).
- Ciamician, G. & Ravenna C. 1920. Influence de quelques substances organiques sur le developpement des plantes. *Arch. ital. de Biol.* **70** (35).
- Clautriaux, G. 1891—1892. L'azote dans les capsules de Pavot. *Bull. de la soc. belge de microscopie* **18** (86).
- Faitelowitz, A. 1927. The bacterial decomposition of tobacco as leading to the formation of bases in the presence of water. *Biochem. Journ.* **21** (262).
- Fodor, & Reifenberg 1925. *Biochem. Journ.* **19** (830).
- Gadamer, J. 1911. *Chem. Ztg.* **35** (183).
- Goris, A. & Deluard H. 1922. Etudes de l'influence des radiations solaires sur la culture de la belladone et la formation des alcaloïdes dans les feuilles. *Bull. des sciences pharmacol.* **29** (74).
- Heffter, A. 1924. *Handbuch der experimentellen Pharmakologie.* **2**.
- Łypacewicz, J. Sur la décomposition des alcaloïdes par les bactéries. *Comptes rend. Soc. sc. et lettr. de Varsovie*, XXII, 1929. Cl. IV.
- Lehmann, K. B. & Neumann R. O. 1910—12. *Atlas und Grundriss der Bakteriologie.* München, 5 Aufl.
- Lehmann, K. B. & Neumann R. O. 1926—27. *Bakteriologie, insbesondere bakteriologische Diagnostik.* München, 7 Aufl.
- Migula, W. 1900. *System der Bakterien.* Jena.
- Pictet, A. 1905. *Pharm. Ztg.* **50** (896; 908); 1906. *Arch. d. Pharm.* **244** (389); 1907. *Ber. d. d. chem. Gesell.* **40** (3771).
- Płoski, W. 1927. Wpływ różnych czynników na gromadzenie się alkaloidów w liściach bielunia podwórzowego. *Rocz. nauk roln. i leśnych* **16** (186).
- Rippert, J. Sur la biologie des alcaloïdes de la Beladone. *C. R. de l'Acad. des sc.* **173** (928).
- Sabalitschka, Th. 1923. Die pflanzenphysiologische Bedeutung der Alkaloide. *Ber. d. d. pharm. Gesell.* **33** (253).

Sabalitschka, Th. 1926. Der absolute und prozentuale Alkaloidgehalt der Keimlinge und der jungen Pflanze von *Strychnos nux vomica* L. während der Keimung. Biochem. Zeitschr. 167 (479).

Schmidt, J. & Grafe V. 1920. Alkaloide. Berlin.

Wright, J. H. 1895. Report in the Results of an Examination of the Water Supply of Philadelphia. Memoirs of the National Academy of Sciences 7 (422).

## Résumé.

Le rôle physiologique des alcaloïdes dans les plantes n'est pas encore suffisamment éclairci. La plupart des auteurs considèrent ces substances comme des produits d'excrétion, qui dans certaines circonstances peuvent servir à protéger la plante. D'autres auteurs pourtant pensent, que les alcaloïdes sont des substances de réserve, utilisables comme aliments.

Quant à la provenance des alcaloïdes, ce sont probablement des dérivés de composés azotés plus compliqués: protéïnes, nucléïnes, chlorophylle.

Nous ne savons rien sur le sort des alcaloïdes, qui, avec les restes des plantes mortes sont restitués à la terre. Une décomposition des alcaloïdes a certainement lieu, autrement leur agglomération finirait par empoisonner la terre et rendrait toute végétation impossible. Il est peu probable, que cette décomposition soit un processus purement chimique, la terre ne contenant pas d'agents chimiques assez puissants, pour détruire le noyau azoté, très résistant, des alcaloïdes. L'action d'agents biologiques, probablement de microbes est beaucoup plus plausibles.

Parmi tous les organismes vivants, les microbes semblent résister le mieux à l'action nocive des alcaloïdes. Certaines espèces pourraient donc posséder la faculté d'utiliser ces substances comme aliments.

Nous nous sommes posé comme but, de découvrir et d'isoler ces espèces. Nous avons expérimenté avec les alcaloïdes suivants: la coniine, la nicotine, la morphine, l'atropine, la strychnine et la chinine.

Voilà le résumé des résultats de nos expériences:

1) On a isolé sept espèces de microbes qui se développent parfaitement bien dans des milieux contenant des alcaloïdes comme seule source d'azote et de carbone. La capacité d'utiliser les divers alcaloïdes est très spécifique: sur sept espèces deux étaient capables d'utiliser un seul alcaloïde seulement. On n'a pu découvrir de microbes se développant sur la chinine.

2) Les microbes isolés sont des espèces nouvelles, jusqu'ici non décrites. Ce sont de petits batonnets non sporulés, tous, à l'exception d'une espèce, mobiles. Ces nouvelles espèces ont été soigneusement étudiées et décrites; c'est sont: *Bacterium pyridini* n. sp., *Bact. atropini* n. sp., *Bact. strychnini* n. sp., *Bact. narcotini* n. sp., *Bact. morphini* n. sp., *Bact. coniini* n. sp., *Bact. nicotini* n. sp.

3) On a trouvé ces microbes dans tous les échantillons de terreensemencés.

4) Le développement des différentes espèces de microbes est inégal, plus ou moins rapide, opulent, etc. Le développement dépend en outre de la réaction du milieu de culture et de la concentration de l'alcaloïde. En général les milieux neutres contenant 0.1% d'alcaloïde, ont donné les meilleurs résultats. Certaines espèces se développent pourtant fort bien dans de plus grandes concentrations: p. ex. jusqu'à 2.0% de coniine et jusqu'à 4% d'atropine.

5) Le développement des bactéries a toujours pour suite la formation d'acides, encore insuffisamment étudiés. Ces acides sont très probablement des dérivés de la molécule des alcaloïdes.

6) La quantité d'alcaloïde dans le milieu de culture diminue avec le développement des microbes. On a pu constater l'entière disparition de l'atropine et de la nicotine dans les cultures.

Institut de physiologie végétale de l'université de Varsovie.